

INSTITUTO TECNOLÓGICO SUPERIOR DE CALKINÍ

“Evaluación físico-química y compuestos fenólicos de microcápsulas del extracto de *Chrysophyllum cainito* L. obtenidas mediante coacervación compleja”

TESIS PARA TITULACIÓN INTEGRAL

EGRESADO:

CRISTIAN ALFREDO TUZ COOX

INGENIERÍA BIOQUÍMICA

DIRECTOR Y CO-DIRECTOR:

DR. VICTOR MANUEL MOO HUCHIN

M.C. EMMANUEL DE JESÚS CHI GUTIÉRREZ

Calkiní, Campeche, México 2025



Educación
Secretaría de Educación Pública



INSTITUTO TECNOLÓGICO
NACIONAL DE MÉXICO



Instituto Tecnológico Superior de Calkiní
Subdirección de Planeación y Desarrollo

Instituto Tecnológico Superior de Calkiní
Departamento de Administración y
Apoyo al Estudiante

Calkiní, Campeche **15934**
P/10/25/791
INGENIERÍA BIOQUÍMICA

CONSTANCIA DE NO INCONVENIENCIA

MODALIDAD: TESIS

C. CRISTIAN ALFREDO TUZ COOX 7352
PASANTE DE LA CARRERA DE
INGENIERÍA BIOQUÍMICA.
PRESENTE

Con relación a lo establecido en el Reglamento de Estudios de Licenciatura, capítulo VII, fracción I, vigente en este Instituto, y una vez emitido el fallo favorable por el director DR. VICTOR MANUEL MOO HUCHIN, y el co-director M.C. EMMANUEL DE JESÚS CHI GUTIÉRREZ, respectivamente, este Instituto consta de no tener inconveniencia para la realización del acto protocolario de titulación integral de su trabajo profesional titulado: **"EVALUACIÓN FÍSICO-QUÍMICA Y COMPUESTOS FENÓLICOS DE MICROCÁPSULAS DEL EXTRACTO DE CHRYSOPHYLLUM CAINITO L. OBTENIDAS MEDIANTE COACERVACIÓN COMPLEJA"**.

ATENTAMENTE

Excelencia en Educación Tecnológica®
Sabiduría, Fortaleza de Nuestra Cultura®

Dr. Jorge Alfonso Hau Puc.
Departamento de Administración y
Apoyo al Estudiante.

C.c.p. Archivo



INSTITUTO TECNOLÓGICO SUPERIOR
DE CALKINÍ
"DEPARTAMENTO DE ADMINISTRACIÓN
ESCOLAR Y APOYO A
ESTUDIANTES"
CLAVE: 04MSU0013P
CALKINÍ, CAMPECHE, MÉXICO.



2025
Año de
La Mujer
Indígena

Av. Ah Canul S/N por Carretera Federal, Calkiní, Campeche,
C.P. 24900 Tel. 996-8134870,
e-mail: se_dcalkini@tecnm.mx | itescam.edu.mx



Dedicatoria

A Dios quien me ha dado la fuerza y voluntad para seguir adelante.

A mis padres y hermanos, quienes con su gran esfuerzo, motivación y amor me han formado como ser humano y estudiante.

Agradecimientos

A mi madre **Victoria Coox**, que día con día me motiva a seguir adelante y con gran esfuerzo me ha guiado a lo largo de este camino. A mis hermanos **Oswaldo Tuz** y **Rody Tuz**, por sus consejos y por ser mi guía hacia mis metas. Y a mi padre **Alfredo Tuz⁺**, quien ha sido mi modelo e inspiración para lograr todo lo que me proponga en la vida.

A mis amigas **Anali Naal** y **Nallely Chan**, por ser un apoyo esencial en este largo trayecto, en donde pasamos por diferentes circunstancias, pero en las que nunca nos faltó compartir una sonrisa sincera, así como consejos y motivación para seguir adelante.

Con gran estima y admiración agradezco a mis asesores el **Dr. Víctor Manuel Moo Huchin** y **M.C. Emmanuel de Jesús Chi Gutiérrez** por su paciencia y generosidad al compartir sus conocimientos, motivándome a seguir mi formación en el desarrollo de la ciencia y de mis capacidades.

Al **Dr. Wil**, **Dr. Juan Pablo**, **M.C. Cristina Saito** y **M.C. Doralli**, por hacer más amena la estadía en el laboratorio y su amabilidad al compartir sus conocimientos.

Agradezco al Instituto Tecnológico de Mérida por su disponibilidad y amabilidad en abrirme las puertas de sus instalaciones.

Agradezco al Centro de Investigación Científica de Yucatán A.C (CICY), por la disponibilidad y tiempo otorgado en sus instalaciones.

ÍNDICE

1	INTRODUCCIÓN	11
2	MARCO TEÓRICO.....	13
2.1	Caimito (<i>Chrysophyllum cainito</i> L.).....	13
2.1.1	Aprovechamiento del fruto	15
2.1.2	Características fisicoquímicas del caimito (<i>Chrysophyllum cainito</i> L.).....	16
2.2	Compuestos fenólicos.....	19
2.2.1	Cromatografía y separación cromatográfica de compuestos fenólicos	20
2.2.2	Antocianinas	25
2.2.3	Cromatograma de antocianinas en frutas.	26
2.2.4	Propiedades biológicas	29
2.2.5	Factores químicos que afectan la estabilidad de las antocianinas	29
2.3	Microencapsulación.....	32
2.3.1	Doble emulsión.....	35
2.3.2	Coacervación compleja.....	35
2.4	Propiedades físico-químicas de microcápsulas	37
2.5	Investigaciones recientes en la evaluación físico-química y de compuestos fenólicos y antocianinas de microcápsulas	40
3	OBJETIVOS.....	44
1)	Objetivo general	44
2)	Objetivos específicos	44
4	JUSTIFICACIÓN.....	45
5	MATERIALES Y MÉTODOS	47
5.1	Reactivos químicos y materiales	48
5.2	Extracción y concentración de extracto de antocianinas de la cáscara de <i>C. cainito</i>	48
		48

5.3	Preparación de microcápsulas de antocianinas utilizando emulsión doble seguido de coacervación compleja.....	48
5.4	Determinación de compuestos fenólicos totales en las microcápsulas.....	50
5.5	Morfología de las microcápsulas de antocianinas y tamaño de partículas	50
5.6	Análisis termo-gravimétrico (TGA)	50
5.7	Calorimetría diferencial de barrido (DSC)	50
5.8	Espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FTIR).....	51
5.9	Perfil cromatográfico de compuestos fenólicos de las microcápsulas y el extracto de la cáscara de <i>C.cainito</i>	51
6	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	53
6.1	Morfología SEM.....	53
6.2	Distribución del tamaño de partícula.....	55
6.3	Análisis termo-gravimétrico (TGA)	58
6.4	Espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FTIR).....	60
6.5	Perfil cromatográfico de compuestos fenólicos de las microcápsulas y del extracto de la cáscara de <i>C. cainito</i>	63
7	CONCLUSIÓN	65
8	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	66
9	ANEXOS.....	90

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 2.1 Ubicación geográfica de <i>Chrysophyllum cainito</i> L. en México, CONABIO (2024).	13
Figura 2.2 Fruto del Caimito (<i>Chrysophyllum cainito</i> L.) Zamora-Villalobos N. (2024). Pl@ntNet.	14
Figura 2.3 Esquema de un sistema cromatográfico HPLC (Zumbado Fernández, 2010).	21
Figura 2.4 Cromatograma de HPLC de los principales compuestos fenólicos primarios de un extracto de Orujo de Uva país (Suescun Ospina, 2023).	23
Figura 2.5 Perfil cromatográfico de microcápsulas de granada (Hernández Ramírez, 2023)..	24
Figura 2.6 Cromatograma a 280 nm de los extractos de hueso de mango (A), y piel de rambután (B). 1: ácido gálico; 2: vainillina; 3: ácido cumárico; 4: ácido elágico; 5: quercetina (Gimeno Martínez, 2015).	24
Figura 2.7 Estructura del ion flavilio (Pérez Trueba, 2003).	25
Figura 2.8 Cromatograma de antocianinas mayores y menores en la variedad de grosella negra 'Tenah' (Šimerdová et al., 2021)	27
Figura 2.9 Perfil de HPLC del extracto del fruto de <i>Vaccinium myrtillus</i> a 530 nm. 1: delfinidina 3- O -galactósido, 2: delfinidina 3- O -glucósido, 3: cianidina 3- O -galactósido, 4: delfinidina 3- O -arabinósido, 5: cianidina 3 - O -glucósido, 6: petunidina 3- O -galactósido, 7: cianidina 3- O -arabinósido, 8: petunidina 3- O -glucósido, 9: peonidina 3- O -galactósido, 10: petunidina 3- O -arabinósido , 11: peonidina 3- O -glucósido, 11': malvidina 3- O -galactósido, 12: malvidina 3- O -glucósido, 13: malvidina 3- O -arabinósido (Fraisie et al., 2020).	27
Figura 2.10 Cromatogramas JPF a (A) 520 y (B) 350 nm (Resende et al., 2023).	28
Figura 2.11 Cambio de color de la antocianina a diferentes valores de pH (Nhut Pham et al., 2019).	31
Figura 2.12 Clasificación de microcápsulas en relación con su morfología (Kondō, 1979)....	33
Figura 2.13 Proceso de elaboración de la emulsión doble W1/O/W2 en 2 etapas (Freire Rodríguez, 2018).	35
Figura 2.14 Formulación de coacervación compleja (Comunian & Favaro-Trindade, 2016).	36
Figura 2.15 Representación de análisis termogravimétrico en tratamiento de perlas de alginato (Seke et al., 2022).	38
Figura 2.16 Representación esquemática de espectro FTIR (Pereira Grandini et al., 2024).	39

Figura 6.1 Micrografías SEM de las microcápsulas liofilizadas de antocianinas y sus materiales de pared; (A: 100x; B: 500x) proteína de chícharo, (C: 100x; D: 500x) alginato de propilenglicol, (E: 100x; F: 500x) maltodextrina, (G: 500x; H: 2000x) extracto seco de antocianinas de <i>C. cainito</i> , (I: 100x; J: 500x) microcápsulas de antocianinas T1 (1.0 %) y (K: 100x; L: 500x) microcápsulas de antocianinas T2 (1.5 %).	54
Figura 6.2 Distribución del tamaño de partícula de la proteína de chícharo (PCH), maltodextrina DE10 (MAD), tratamiento 1 de microcápsulas de antocianinas (1.0 %) (T1), Tratamiento 2 de microcápsulas de antocianinas (1.5 %) (T2) y extracto seco de antocianinas de <i>C. cainito</i> (Extracto).	57
Figura 6.3 Análisis termogravimétrico (TGA): A: Proteína de chícharo (PCH); B: Alginato de propilenglicol (ALGP); C: Maltodextrina (MAD); D: Extracto seco de antocianinas de <i>C. cainito</i> (Extracto); E: Tratamiento 1 de microcápsulas de antocianinas (1. 0 %) (T1) y F: Tratamiento 2 de microcápsulas de antocianinas (1. 5 %) (T2).	59
Figura 6.4 Espectros FTIR, de la proteína de chícharo (PCH), alginato de propilenglicol (ALGP), maltodextrina (MAD), Extracto seco de antocianinas de <i>C. cainito</i> (Extracto), tratamiento 1 de microcápsulas de antocianinas (1.0 %) (T1) y tratamiento 2 de microcápsulas de antocianinas (1.5 %) (T2).	62
Figura 9.1 Perfil cromatográfico de compuestos fenólicos de extracto seco de <i>C. cainito</i> (0.1 g de extracto seco disuelto en 10 mL de disolvente y diluido 5 veces). 1) ácido gálico; 2) 2-4 hidroxifenil etanol y 3) catequina.	90
Figura 9.2 Perfil cromatográfico de compuestos fenólicos de microcápsulas T1 de <i>C. cainito</i> (1 g de polvo disuelto en 10 mL de disolvente). 1) ácido gálico; 2) 2-4 hidroxifenil etanol y 3) catequina.	91
Figura 9.3 Perfil cromatográfico de compuestos fenólicos de microcápsulas T2 de <i>C. cainito</i> (1 g de polvo disuelto en 10 mL de disolvente). 1) ácido gálico; 2) 2-4 hidroxifenil etanol y 3) catequina.	92

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 2.1 Taxonomía de <i>Chrysophyllum cainito</i> L.	14
Tabla 2.2 Características físico-químicas de la parte comestible de la fruta <i>Chrysophyllum cainito</i> L.....	16
Tabla 2.3 Contenido de fibra dietética de la parte comestible de la fruta <i>Chrysophyllum cainito</i> L.....	17
Tabla 2.4 Contenido de compuestos bioactivos de la parte comestible de la fruta <i>Chrysophyllum cainito</i> L.....	18
Tabla 2.5 Características cuantitativas de fruto y estadísticas en una muestra de <i>Chrysophyllum cainito</i> L.....	18
Tabla 2.6 Clasificación de los compuestos fenólicos.	19
Tabla 2.7 Estructura y principales sustituyentes de las antocianinas.	26
Tabla 2.8 Principios de las técnicas de microencapsulación	33
Tabla 2.9 Resumen de investigaciones de microencapsulación de antocianinas.	40
Tabla 5.1 Tratamientos de microencapsulación a distintas concentraciones de polímeros y volúmenes de emulsión primaria con antocianinas.	49
Tabla 5.2 Gradiente utilizado en la separación de compuestos fenólicos del fruto <i>C. cainito</i> por HPLC.....	52
Tabla 6.1 Contenido de compuestos fenólicos determinado por HPLC de microcápsulas y extracto de <i>C. cainito</i>	64

Resumen

La cáscara del fruto de *C. cainito* L. ha sido objeto de diversos estudios, debido a su alto contenido de compuestos fenólicos y alta capacidad antioxidante, con potencial uso en la industria. Actualmente se ha generado gran interés por el aprovechamiento de las antocianinas y el aumento de su estabilidad, debido a que factores como el pH, la luz, actividad de agua, humedad, temperatura, etc., promueven su degradación. Las antocianinas son valiosos compuestos antioxidantes con múltiples beneficios para el tratamiento de enfermedades crónicos-degenerativos. Por ello, la aplicación de la microencapsulación se presenta como una alternativa viable, para proteger y aumentar su bioaccesibilidad. El presente trabajo de investigación tuvo como objetivo evaluar las propiedades físico-químicas y compuestos fenólicos de microcápsulas de antocianinas de *C. cainito* L. obtenidas mediante coacervación compleja utilizando proteína de chícharo, alginato de propilenglicol y maltodextrina. El extracto de antocianinas de la cáscara de *C. cainito*, se obtuvo mediante una solución de etanol acidificado y en baño ultrasónico. Posteriormente, para la obtención de las microcápsulas se realizó una emulsión doble (agua-aceite-agua), a diferentes concentraciones de polímeros, seguido del proceso de coacervación compleja. Para su evaluación se usó métodos analíticos con respecto a la morfología, distribución del tamaño de partícula, análisis termogravimétrico (TGA), FTIR y HPLC. Las microcápsulas T1 (1.0 % de polímeros) y T2 (1.5 % de polímeros), presentaron una morfología de estructura irregular y superficie rugosa, diferenciados por el tamaño de partícula, donde T2 obtuvo un mayor tamaño con 161.2 μm . El estudio TGA, demostró que los polímeros exhibieron una mayor estabilidad térmica a las microcápsulas. La variación de la concentración de los polímeros no tuvo efecto sobre la termoestabilidad de las microcápsulas. En los espectros FTIR, se determinó la interacción entre el extracto de *C. cainito* con los polímeros, por el ligero desplazamiento de las señales y la diferencia de intensidad entre los espectros de T1 y T2. Por último, en los perfiles cromatográficos de las microcápsulas, se determinó la presencia de tres compuestos fenólicos (ácido gálico, tirosol y catequina), en la que T1 mostró un mayor contenido de catequina ($24.71 \pm 1.99 \text{ mg /100 g}$). En conclusión, la microencapsulación del extracto de la cáscara de *C. cainito*, por coacervación compleja demostró ser un método eficaz para aumentar la estabilidad de las antocianinas, donde las propiedades físico-químicas de las microcápsulas, se relacionaron directamente con la concentración de polímeros utilizada.

1 INTRODUCCIÓN

En el sureste de México, existe una gran diversidad de frutas tropicales con gran sabor y olor, ricas en compuestos bioactivos; sin embargo, su aprovechamiento a nivel comercial es escaso, debido al poco conocimiento de sus bondades y cultivo (Carrillo Sánchez et al., 2021). En las frutas tropicales es común encontrar compuestos bioactivos como vitaminas, carotenoides y compuestos fenólicos (Cárdenas Baquero et al., 2016). Los compuestos bioactivos provenientes de frutas tienen diferentes formas de aprovechamiento industrial y una gran variedad de propiedades beneficiosas para la salud. Entre los compuestos bioactivos de mayor importancia para las industrias destacan los compuestos fenólicos y las antocianinas, los cuales son metabolitos secundarios que cumplen múltiples funciones como pigmento natural, antioxidantes, agentes de valor agregado y para el tratamiento de enfermedades (Frances-Morton, 1987; Lema F. et al., 2017).

El caimito (*Chrysophyllum cainito* L), es un fruto neotropical usualmente cultivado en huertos o solares para ser consumido como complemento alimenticio o ser comercializado en mercados locales o regionales. Entre sus beneficios destaca por su usual uso en la medicina tradicional para el tratamiento de enfermedades, debido a su amplio contenido de compuestos bioactivos. En un estudio realizado por Moo-Huchin et al., (2014), sobre la parte comestible de la fruta de *C. cainito*, reportaron valores promedio del contenido total de compuestos bioactivos, obteniendo un contenido de compuestos fenólicos totales de 14.91 ± 0.19 (mg de ácido gálico/100 g) y de antocianinas totales con 3.24 ± 0.02 (mg antocianinas totales/100 g). Por otra parte, el aprovechamiento de los residuos del fruto de *C. cainito*, resulta de gran valor, estudios realizados por ku Canul, (2021) sobre la cáscara de *C. cainito*, reportaron el contenido promedio de compuestos bioactivos, donde se obtuvo un mayor contenido de compuestos fenólicos totales con 18.82 ± 1.07 g de EAG / 100 g y de antocianinas totales 4.22 ± 0.07 mg de cianidina 3 glucósido/100 mL.

Las antocianinas se presentan en las industrias como un compuesto alternativo con gran potencial para sustituir colorantes sintéticos y como ingredientes bioactivos; sin embargo, su poca estabilidad hace de este recurso un gran desafío. Estudios realizados por ku Canul, (2021) en la cáscara de *C. cainito*, demostraron que la estabilidad de las antocianinas se ven afectadas por su exposición a altas temperaturas, reduciendo su tiempo de vida media 1.19 ± 0.15 días y

aumentando su velocidad de degradación 0.58 ± 0.07 días. Asimismo, Santos Cervera, (2023) determinó que las antocianinas de la cáscara de *C. cainito*, reducen su tiempo de vida media 4 h a temperaturas superiores a los 60 °C y la velocidad de degradación aumenta hasta 8 h a pH inferiores a 4.2, haciendo de estos factores ambientales las principales causas de su ineficaz uso en las industrias. Este hecho, ha motivado el interés por encontrar estrategias para mejorar la estabilidad de las antocianinas extraídas de la cáscara de *C. cainito*.

El empleo de la microencapsulación por coacervación compleja en las industrias alimentarias surge como una técnica eficaz para mejorar la estabilidad, conservación y control de liberación de compuestos bioactivos a través de dos componentes; el núcleo y la pared de protección (biopolímeros). Esta técnica es una de las más comunes de microencapsulación, la cual se forma a partir de la interacción de dos polímeros de carga opuesta para generar una fase densa de coacervado y otra de fase diluida en equilibrio (Comunian & Favaro-Trindade, 2016; Salaün, 2016). El volumen de emulsión y la concentración de los materiales de pared en el proceso de coacervación son los factores más importantes para investigar.

Por lo tanto, en relación con la información anterior, el presente trabajo tuvo como objetivo evaluar las propiedades físico-químicas y morfológicas de las microcápsulas de antocianinas de *Chrysophyllum cainito* L. obtenidas mediante coacervación compleja, con el propósito de identificar las características y composición de las microcápsulas, ofreciendo una nueva visión de aprovechamiento del fruto de *C. cainito*.

2 MARCO TEÓRICO

2.1 Caimito (*Chrysophyllum cainito* L.)

Chrysophyllum cainito L., es una planta neotropical proveniente de la familia Sapotaceae, originario de América central; sin embargo, diversos autores destacan como lugar de origen el Caribe e India Occidental. En América central, Sapotaceae también llamado caimito, cainito y hoja dorada, es un árbol ornamental de fruto comestible con origen en las regiones mexicanas como el estado de Yucatán, Campeche y gran parte de la costa sureste (Figura 2.1), extendiéndose hasta el norte de Argentina y Perú (Doan & Le, 2020; Yahia & Gutierrez-Orozco, 2011; Zheng et al., 2020).

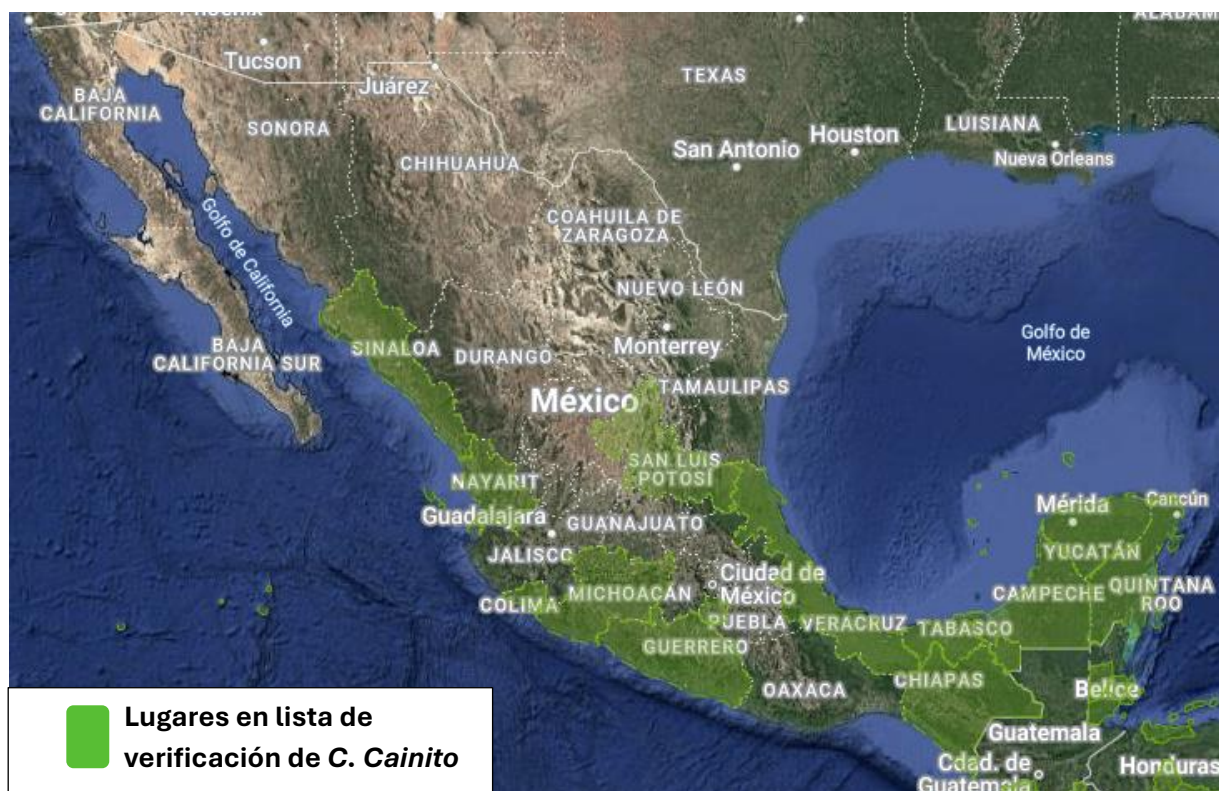


Figura 2.1 Ubicación geográfica de *Chrysophyllum cainito* L. en México, CONABIO (2024).

La especie *Chrysophyllum cainito* L. perteneciente a la familia Sapotaceae (Tabla 2.1) es ampliamente utilizada como planta ornamental por su porte y color dorado al reverso de las hojas, debido a su rápida propagación, densidad, follaje colorido y exquisito fruto comestible (El-Hawary et al., 2019).

Tabla 2.1 Taxonomía de *Chrysophyllum cainito* L.

Reino: Plantae

Filo: Tracheophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Ericales

Familia: Sapotaceae

Género: *Chrysophyllum* L.

Especie: *Chrysophyllum cainito* L.

Fuente: Catalogue of Life., Sp. Pl.: 192 (1753).

De igual manera, los árboles de *C. cainito* L. (Figura 2.2), son característicos por tener frutos en gran abundancia en forma de baya globosa o redondeada, pulpa carnosa, apetitoso sabor y extraordinario valor nutritivo en carbohidratos, calcio y fósforo, aptos para su consumo fresco, en jugos o ensaladas (Frances-Morton, 1987; Pennington, 1990; Rojas-Rodríguez & Torre-Córdoba, 2012).



Figura 2.2 Fruto del Caimito (*Chrysophyllum cainito* L.) Zamora-Villalobos N. (2024). Pl@ntNet.

Entre los aspectos que son necesarios para el crecimiento de esta especie se puede mencionar la diversidad de sus características físicas, tales como la altura, el tamaño de la copa, el grosor del tronco, cómo están dispuestas las ramas, los tipos de frutos (verdes y morados), las temporadas de floración, el peso de la pulpa, el peso del fruto, el peso de la semilla, el peso de la piel, y la

cantidad de semillas por fruto, entre otros. Por lo tanto, en términos de comercialización, los atributos del fruto son más relevantes que los del árbol, ya que estos se utilizan como los principales criterios de calidad (Hernández-Sánchez et al., 2009). Las variedades del *C. cainito* es posible distinguirlas en relación al color de la cáscara del fruto, las cuales pueden presentar un aspecto púrpura o verde (Álvarez et al., 2009; Álvarez-Vargas et al., 2006; Rojas-Rodríguez & Torre-Córdoba, 2012). Al comparar las variedades del caimito, la fruta de color púrpura ofrece un sabor más dulce y un contenido más alto de azúcares en comparación con el fruto de color verde, el cual emite un aroma más fuerte. La reproducción de estos frutales se ven influenciados por la inclinación de las personas hacia la mayor oferta de frutos exóticos que generan más interés social (Campbell, 1974).

En el centro del fruto de *C. cainito* podemos encontrar una variación de 0 a 10 semillas de color marrón, las cuales se encuentran distribuidas en forma de estrella (Delascio-Chitty, 1985). La pulpa contiene alrededor de 5 % de azúcar, y muestra excelentes cualidades nutritivas, ya que es una fuente apreciable de fósforo (15.9-22.0 mg/100 g), calcio (7.4- 17.3 mg/100 g), hierro (0.3-0.68 mg/100 g), ácido ascórbico (3.0-15.2 mg/100 g) y niacina (0.94-1.34 mg/100 g) (Frances-Morton, 1987); y asimismo, en estudios realizados por Luo et al., (2002) se identificaron nueve antioxidantes polifenólicos en la pulpa de frutos frescos de *C. cainito*.

En México se ha contabilizado un total de 775 especies de frutales, de las cuales, un total de 113 son cultivadas para ser comercializadas; sin embargo, de este mismo 53 especies son nativas del país; de igual forma, un estimado de 607 de las 775 especies frutales son nativas, permitiéndonos asumir que un total de 554 especies frutales mexicanas no son aprovechadas para uso comercial (Nuñez-Colin, 2020). Es posible encontrar esta especie en los municipios de Tuxpan, Tihuatlán, Tamiahua, Álamo del estado de Veracruz y la región de Coatlán del Rio y Tetecala del estado de Morelos, donde su aprovechamiento es ornamental o de traspatio, debido, a que no existen huertos de comercialización. (Álvarez-Vargas et al., 2006; Hernández-Sánchez et al., 2009).

2.1.1 Aprovechamiento del fruto

El fruto *C. cainito* es originario de Centroamérica, estos se encuentran usualmente de forma ornamental y son cosechados de forma tradicional. El momento óptimo para la cosecha del fruto se identifica por el cambio de color verde a púrpura. En esta etapa, su sabor es exquisito y puede disfrutarse directamente en su estado natural. Asimismo, este fruto se emplea como un remedio

tradicional para tratar inflamaciones y enfermedades como a laringitis, la neumonía y la diabetes mellitus (Frances-Morton, 1987). La decocción del fruto de *C. cainito*, genera un efecto empírico y astringente, utilizado en el este de Nicaragua para el tratamiento de la fiebre, diarrea y otras enfermedades venéreas (Coe & Anderson, 1996).

En el estado de Veracruz, los productores aprovechan el caimito verde y morado (*Chrysophyllum cainito* L.) cultivándolo en huertos o solares principalmente para obtener frutos que complementen su dieta familiar. Además, buscan obtener ingresos económicos a través de la venta de la fruta fresca en el mercado local, mediante la elaboración de bebidas refrescantes, conservas, "curados" y otros subproductos (Lema F. et al., 2017). Un país que sobresale en la venta de este producto es Estados Unidos, el cual es reconocido por promover sus variedades, tal como la "Haitan Star Apple". (Hernández-Sánchez et al., 2009).

2.1.2 Características fisicoquímicas del caimito (*Chrysophyllum cainito* L.)

C. cainito es un fruto tradicional y aceptado en muchos países tropicales. En Costa de marfil es usado por los curanderos tradicionales, los cuales consideran que provee propiedades antidiabéticas (Doan et al., 2018). En México, la medicina tradicional de la cultura maya otorgó utilidad a las hojas de *C. cainito* para el tratamiento de enfermedades y para la diabetes (Déciga-Campos et al., 2017). Asimismo, son contempladas las cortezas de los árboles, hojas, semillas y fruto del *C. cainito* como una alternativa para la diabetes en la medicina tradicional (Meira et al., 2014). *C. cainito* es un fruto con una amplia variedad de propiedades biológicas como los hipoglucemiantes, antioxidantes, antiinflamatorias, cicatrizantes y gastro protectoras (Meira et al., 2016). En la tabla 2.2 se presentan las características físico-químicas de la parte comestible del fruto de *C. cainito*, en sus dos variedades de color: morado y verde. Donde los datos publicados por Moo-Huchin et al., (2014), reportaron que el fruto de color morado exhibe un rendimiento superior de la porción comestible.

Tabla 2.2 Características físico-químicas de la parte comestible de la fruta *Chrysophyllum cainito* L.

Característica	Caimito morado	Caimito verde
Rendimiento de partes comestibles (%)	37.0 ± 1.0	36.7 ± 1.15
Humedad (g/100 g)	71.67 ± 1.37	73.0 ± 1.10

Solidos solubles totales (°Brix)	21.12 ± 0.10	21.10 ± 0.13
Luminosidad (L*)	67.87 ± 1.78	65.40 ± 0.93
Tono (°h)	99.39 ± 1.14	95.07 ± 0.47
Acidez titulable (g de ácido cítrico/100 g de FW)	0.37 ± 0.094	0.36 ± 0.098

NOTA: FW= Peso fresco, h= Matiz.

Fuente: (Moo-Huchin et al., 2014).

De acuerdo con la Tabla 2.3, Moo-Huchin et al. (2014), reportaron valores promedio de fibra dietética total en peso seco para los frutos de Caimito morado y verde. En este análisis, el Caimito morado sobresale con un contenido de 35.68 g/100 g, superando al Caimito verde, que presenta un valor de 30.78 g/100 g en cuanto a fibra dietética total.

Tabla 2.3 Contenido de fibra dietética de la parte comestible de la fruta *Chrysophyllum cainito* L

Fibra	Caimito Morado	Caimito Verde
Fibra dietética total (g/100g DW)	35.68 ± 0.83	30.78 ± 0.42
Fibra soluble (g/100g DW)	2.72 ± 0.17	7.68 ± 0.14
Fibra insoluble (g/100g DW)	32.96 ± 1.00	23.10 ± 0.28

NOTA: DW=Peso seco

Fuente: (Moo-Huchin et al., 2014)

En la tabla 2.4, presentada por Moo-Huchin et al., (2014), se reportaron valores promedio del contenido de compuestos bioactivos en la fruta de *C. cainito* en sus variedades moradas y verdes. En esta revisión, se observó que la variedad morada del caimito presenta un contenido notable de flavonoides, mientras que la variedad verde destaca por su mayor concentración de compuestos fenólicos.

Tabla 2.4 Contenido de compuestos bioactivos de la parte comestible de la fruta *Chrysophyllum cainito* L

Compuesto Bioactivo	Caimito morado	Caimito Verde
Antocianinas totales (mg antocianinas totales/100 g FW)	3.24 ± 0.02	0.18 ± 0.07
Compuestos fenólicos totales (mg de ácido gálico/100 g FW)	14.91 ± 0.19	18.10 ± 4.46
Flavonoides totales (mg de quercetina/100 g FW)	35.76 ± 1.46	1.25 ± 0.61
Carotenoides totales (mg de B-caroteno/100 g FW)	2.97 ± 0.64	4.25 ± 1.45

NOTA: FW= *Peso fresco*

Fuente: (Moo-Huchin et al., 2014)

En el estudio llevado a cabo por, Álvarez-Vargas et al., (2006), se registraron cifras promedio de las propiedades físicas del fruto *C. Canito* proveniente del estado de Morelos. En este análisis, se destaca las características más frecuentes de este fruto, las cuales se muestran en un intervalo que va desde un valor mínimo hasta un valor máximo, tal como es posible apreciar en la tabla 2.5.

Tabla 2.5 Características cuantitativas de fruto y estadísticas en una muestra de *Chrysophyllum cainito* L.

Caracteres	$\bar{x}^z$	S ²	r	Mínimo	Máximo	CV (%)
Peso de la pulpa	32.5	25.5	135.2	2.0	137.2	78.5
Peso del fruto	78.35	54.5	254.4	7.5	261.9	69.4

Número de semillas	2.3	1.6	8.0	0.0	8.0	70.6
Peso de semillas	1.8	2.9	34.7	0.0	34.7	162.7
Peso de cáscara	44.2	29.8	127.3	4.6	131.9	67.5

Nota: $\bar{x}^z$ =media aritmética, S^2 =desviación estándar, r =rango de variación, CV =coeficiente de variación.

Fuente: (Álvarez-Vargas et al., 2006)

2.2 Compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos son reconocidos como un amplio grupo de compuestos bioactivos de origen vegetal, siendo parte vital para sus funciones fisiológicas. Los polifenoles son una clase de constituyentes de metabolitos secundarios, donde se identificado más de 500 compuestos fenólicos alimenticios (Castro Acosta, 2019; García Martínez et al., 2015). La ingesta de compuestos fenólicos es considerada de gran importancia para la salud; sin embargo, su consumo en los alimentos de origen vegetal es impreciso, variando según la especie vegetal, condiciones de cultivo, procesa y condiciones de almacenamiento. Actualmente existe un gran interés en el estudio de los polifenoles, debido a sus propiedades biológicas como agentes antiinflamatorios y contra enfermedades cardiovasculares, cataratas, cáncer, diabetes y alzhéimer.

Existen diferentes modificaciones en la estructura química de los compuestos fenólicos, no obstante, su estructura química base consta de uno o más anillo de benceno y uno o más anillos hidroxilados con otro elemento común; ésteres, glicósidos, ácidos carboxílicos, ácidos orgánicos, aminoácidos y lípidos. En la tabla 2.6 se puede observar la clasificación de la estructura de los polifenoles y tipos.

Tabla 2.6 Clasificación de los compuestos fenólicos.

Estructura	Tipos	Estructura	Tipos
------------	-------	------------	-------

C_6	Fenol simple	$(C_6-C_3)_2$	Lignanós
C_6-C_1	Ácido fenólico	$C_6-C_1-C_6$	Benzofenonas
$(C_6-C_1)_n$	Ácido benzoico		Xantonas
	Taninos hidrolizables	$C_6-C_2-C_6$	Estilbenos
C_6-C_2	Ácido fenil acético	$C_6-C_3-C_6$	Flavonoides
			Chalconas
C_6-C_3	Ácido hidroxicinámico	$(C_6-C_3-C_6)_n$	Proantocianinas (taninos
	Cumarinas		$4 \leq n \leq 11$)

Fuente: (García Martínez et al., 2015)

Las diversas partes de *C. cainito* revelan la presencia de compuestos como fenoles, alcaloides, flavonoides, esteroides, saponinas, taninos y glucósidos cardíacos, los cuales se encuentran tanto en la corteza del tallo como en la fruta (Doan et al., 2018; Oranusi et al., 2015). En total, se han identificado 120 componentes diferentes. A través de cromatografía líquida de alto rendimiento (HPLC), se ha detectado en el extracto de fruta de *C. cainito*, la cianidina-3-Ob-glucopiranosido, un antioxidante del grupo de las antocianinas (Einbond et al., 2004). Además, otros estudios han señalado que el fruto de *C. cainito* contiene una variedad de ácidos y flavonoides, tales como ácido gálico, ácido protocatecuico, ácido p-hidroxibenzoico, ácido clorogénico, ácido siríngico, ácido p-cormárico, ácido ferúlico, ácido sinapínico, así como rutina, miricetina, luteolina, quercetina, apigenina, kaempferol y vitamina C (Kubola et al., 2011).

2.2.1 Cromatografía y separación cromatográfica de compuestos fenólicos

La cromatografía líquida de alto rendimiento es una técnica cromatográfica que se utiliza para separar, identificar y cuantificar los componentes de una mezcla, tal como, la separación de compuestos químicos o la identificación de constituyentes de una muestra biológica (Blum, 2014).

Un sistema típico de cromatografía líquida de alto rendimiento comprende una fase estacionaria, una fase móvil de polaridad variable y un detector (Figura 2.3). La fase móvil se compone normalmente de dos disolventes de polaridades diferentes, utilizados en un gradiente de modo que la polaridad general se puede aumentar o disminuir según se desee. La fase estacionaria es

habitualmente una carcasa de columna sólida de unos pocos centímetros de longitud que alberga partículas de soporte de sílice y una sustancia adherida inmovilizada, por la que circula la mezcla de disolventes polares que facilita la eliminación de compuestos. En este proceso, el tiempo de retención se convierte en un identificador distintivo para cada uno de los compuestos analizados. (Blum, 2014).

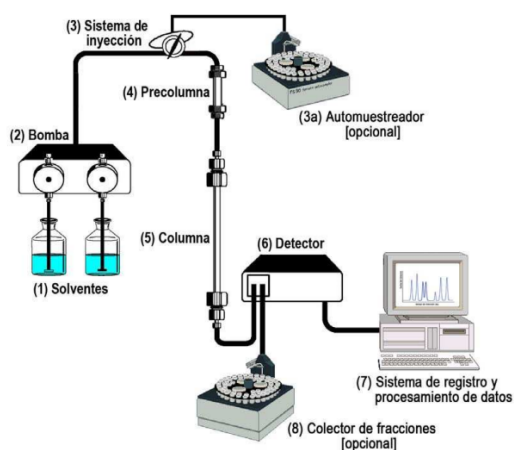


Figura 2.3 Esquema de un sistema cromatográfico HPLC (Zumbado Fernández, 2010).

▪ Bomba

La bomba es un componente esencial en el sistema cromatográfico, ya que su principal función es extraer la fase móvil de su reservorio y bombearlo a altas presiones a través del sistema, asegurando así un flujo constante. En el caso de las columnas analíticas convencionales, que tienen diámetros internos entre 2 mm y 4 mm, la bomba debe proporcionar un flujo de solvente preciso y estable, con un rango que va de 0.5 ml/min a 10 ml/min y una presión ajustable entre 10 bar y 500 bar (es decir, de 146 psi a 7300 psi). Las bombas utilizadas en la cromatografía líquida de alta resolución (HPLC) funcionan bajo el control de un microprocesador, lo que no solo simplifica su operación, sino que también amplía su versatilidad dentro del sistema cromatográfico. Esta tecnología resulta valiosa cuando se trabaja con gradientes de concentración o con programación del caudal. Según sus características de funcionamiento y diseño, existen tres tipos principales de bombas mecánicas (Volonté, 2013; Zumbado Fernández, 2010):

- a) Bombas recíprocas o reciprocantes, que pueden ser de pistón o de diafragma.
- b) Bombas de desplazamiento continuo o bombas jeringas.

c) Bombas neumáticas o de presión constante.

▪ **Columna**

Las columnas utilizadas en cromatografía líquida suelen ser construidas con un tubo de acero inoxidable que presenta un diámetro interno uniforme. Generalmente, estas columnas tienen una longitud que oscila entre los 5 y los 30 cm. Por lo habitual, las columnas son rectas, y si es necesario, se pueden extender mediante la conexión de dos o más unidades. El diámetro interno de estas columnas varía comúnmente entre 4 y 10 mm, mientras que los tamaños de las partículas de los rellenos más usados son de 3, 5 y 10 μm . Una herramienta útil para prolongar la vida útil de la columna analítica es la precolumna, la cual se encarga de eliminar la materia en suspensión y los contaminantes presentes en los disolventes. Asimismo, en el caso de la cromatografía líquido-líquido, la precolumna desempeña un papel importante al saturar la fase móvil con la fase estacionaria, debido, a que ayuda a reducir las pérdidas de esta última en la columna analítica (Gomis Yagües, 2008).

▪ **Detector**

En la actualidad, se han desarrollado diversos tipos de detectores para su uso en sistemas de cromatografía líquida. Sin embargo, en esta área, no existen detectores confiables como los detectores de ionización de llama y de conductividad térmica. Es importante destacar que un detector de HPLC debe contar con un volumen interno mínimo para minimizar el ensanchamiento de la banda. Los detectores en HPLC se clasifican en dos tipos fundamentales (Gomis Yagües, 2008; Zumbado Fernández, 2010):

- Detectores basados en las propiedades de la disolución: Responden a características de la fase móvil, como la constante dieléctrica o la densidad, el índice de refracción, las cuales se ven alteradas por la presencia de los analitos.
- Detectores basados en las propiedades del soluto: Reaccionan a ciertas características del soluto, tales como la fluorescencia o la intensidad de difusión, la absorbancia UV, las cuales son ajenas a la fase móvil.

▪ **Cromatogramas de compuestos fenólicos en frutas**

Los compuestos fenólicos, se encuentran en diversas frutas y son metabolitos esenciales que ofrecen propiedades antioxidantes y numerosos beneficios para la salud. Su análisis mediante cromatografía líquida de alto rendimiento (HPLC) permite separar e identificar estos

compuestos. En la serie de cromatogramas presentados, se pueden observar los perfiles fenólicos de diferentes frutas, donde cada pico corresponde a un compuesto específico.

1. Se identificaron nueve compuestos fenólicos en el extracto de Orujo de Uva país mediante HPLC. Estos incluyen un ácido hidroxibenzoico (ácido gálico), dos ácidos hidroxicinámicos (ácido cafeico y ácido cumárico), así como varios flavonoles (quercetina, naringina y kaempferol) y flavanoles (catequina y epicatequina), como se ilustra en la figura 2.4 (Suescun Ospina, 2023).

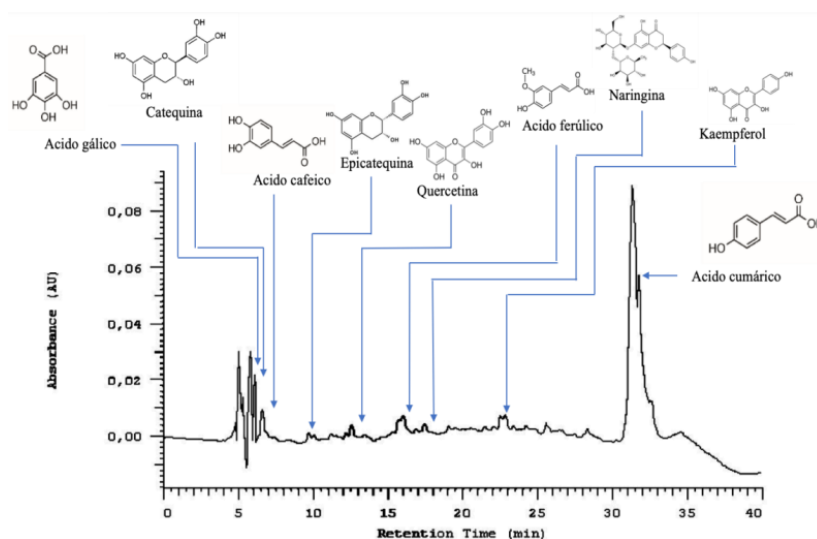


Figura 2.4 Cromatograma de HPLC de los principales compuestos fenólicos primarios de un extracto de Orujo de Uva país (Suescun Ospina, 2023).

2. En el estudio realizado por Hernández Ramírez, (2023), reportaron la identificación de 4 compuestos fenólicos dominantes en los microencapsulados de granada (figura 2.5): el ácido 4-hidroxibenzoico, el 2-5 dihidroxibenzoico, el ácido sirínico y el ácido vanílico.

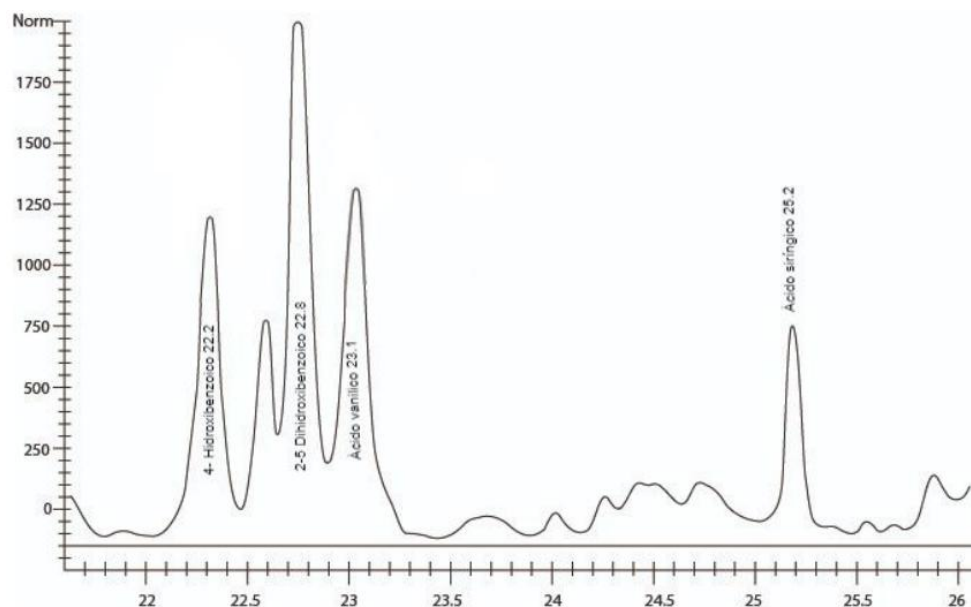


Figura 2.5 Perfil cromatográfico de microcápsulas de granada (Hernández Ramírez, 2023).

3. En la figura 2.6, se presenta el perfil fenólico de los extractos de piel de rambután y hueso de mango, en el cual se lograron identificar cinco compuestos fenólicos a 280 nm (Gimeno Martínez, 2015).

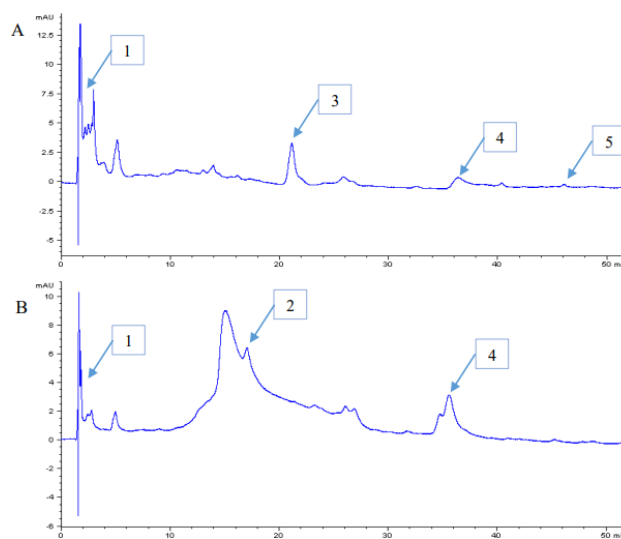


Figura 2.6 Cromatograma a 280 nm de los extractos de hueso de mango (A), y piel de rambután (B). 1: ácido gálico; 2: vainillina; 3: ácido cumárico; 4: ácido elágico; 5: quercetina (Gimeno Martínez, 2015).

2.2.2 Antocianinas

Los polifenoles, también conocidos como compuestos fenólicos, constituyen un amplio grupo de compuestos naturales secundarios. Dentro de este grupo, destaca la familia de los flavonoides, que abarca alrededor de 3,000 compuestos con una estructura química similar, pero con diferentes propiedades funcionales. Las antocianinas pertenecen a la familia de los flavonoides y son especialmente reconocidas por sus propiedades como agentes de pigmentación y antioxidantes. Desde un enfoque químico, como se ilustra en la figura 2.7, se puede observar que la antocianidina se distingue por contar con una molécula de aglicona ion flavilo 2-fenil-benzopirilio, la cual presenta dos anillos aromáticos: el anillo benzopirilio (A) y el anillo fenólico (B).

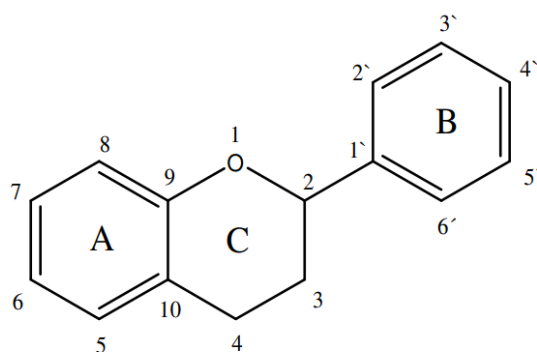


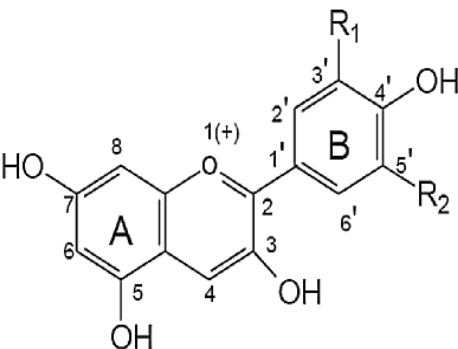
Figura 2.7 Estructura del ion flavilio (Pérez Trueba, 2003).

Las antocianinas son un pigmento natural hidrosoluble que otorga colores atractivos en tonos rojos, morados y azules a frutas, verduras, cereales, flores, tallos, hojas, raíces y otros órganos absorbentes. En términos estadísticos se estima que las antocianinas se encuentran presentes en decenas de miles de especies de plantas (27 familias y 73 géneros). Su estructura es formada mediante la unión del enlace glucosídico entre la aglicona-azucres y a nivel celular se puede encontrar principalmente en la savia celular (Yuan et al., 2022; Zeng et al., 2022). Estas representan el grupo detectable más importante de visión para el ojo humano, con una absorción máxima en el rango de luz visible de 510–530 nm y en el rango de luz ultravioleta de 270–280 nm. (Strack & Wray, 1986; H. Xue et al., 2024).

Como se aprecia en la tabla 2.7, las antocianinas contienen una estructura de esqueleto C6-C3-C6 altamente conjugada, su núcleo parental es un catión 2-fenil-benzopirilio, que está unido a

un anillo aromático (A) en conjunto con un heterociclo que contiene oxígeno (C), para unirse a un segundo anillo aromático (B) a través de un enlace C–C (H. Xue et al., 2024). En la actualidad se han encontrado y aislado más de 700 antocianinas naturales de plantas, en los que predominan seis monómeros de antocianinas; cianidina, delphinidina, malvidina, pelargonidina, peonidina y petunidina (Ai et al., 2023).

Tabla 2.7 Estructura y principales sustituyentes de las antocianinas.

	Substitución		λ max (nm)
	R1	R2	Espectro visible
Pelargonidina	H	H	494 (naranja)
Cianidina	OH	H	506 (naranja-rojo)
Delphinidina	OH	OH	508 (azul-rojo)
Peonidina	OCH3	H	506 (naranja-rojo)
Petunidina	OCH3	OH	508 (azul-rojo)
Malvidina	OCH3	OCH3	510 (azul-rojo)

Fuente: (Durst & Wrolstad, 2001)

2.2.3 Cromatograma de antocianinas en frutas.

Un aspecto relevante por considerar es que las antocianinas tienden a incrementar su concentración a medida que las frutas de colores rosa, rojo y púrpura maduran, independientemente de si son climatéricas o no climatéricas. Sin embargo; es importante resaltar que existen notables variaciones en el contenido total de antocianinas entre diferentes especies frutales y cultivos, así como en la antocianina que predomina en cada uno de ellos (Díaz-Mula et al., 2008; Valero & Serrano, 2010).

1. En el figura 2.8, se presenta el estudio realizado por Šimerdová et al., (2021), en el cual reportaron la identificación de cuatro antocianinas principales presentes en las bayas de

grosella negra, del-3-rut, cya-3-rut, del-3-glu y cya-3-glu, mediante la optimización del método de HPLC.

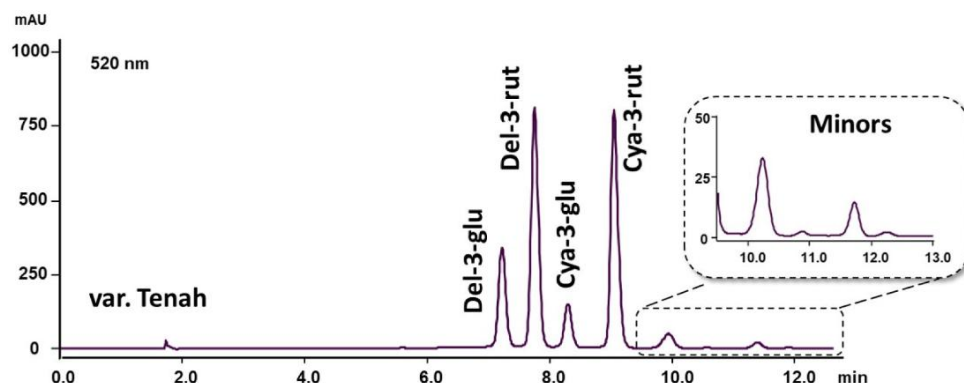


Figura 2.8 Cromatograma de antocianinas mayores y menores en la variedad de grosella negra 'Tenah' (Šimerdová et al., 2021)

- En el estudio llevado a cabo por Fraisse et al., (2020), describieron la identificación de una notable diversidad de estructuras de antocianidina en la composición de *V. myrtillus* (figura 2.9). Esto se evidencia en la presencia de glicósidos de delphinidina, cianidina, petunidina, malvidina y peonidina. Además, se notaron patrones de glicosilación similares y órdenes de retención a los compuestos de cianidina y petunidina.

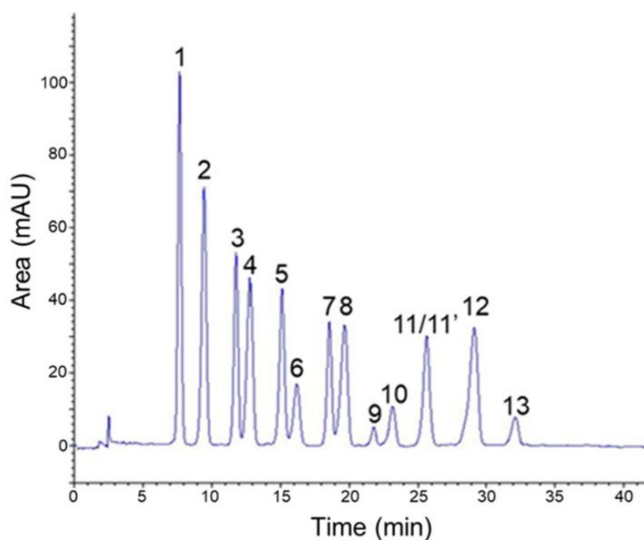


Figura 2.9 Perfil de HPLC del extracto del fruto de *Vaccinium myrtillus* a 530 nm. 1: delphinidina 3- O -galactósido, 2: delphinidina 3- O -glucósido, 3: cianidina 3- O -galactósido, 4: delphinidina 3- O -arabinósido, 5: cianidina 3- O -glucósido, 6: petunidina 3- O -galactósido, 7: cianidina 3- O -arabinósido, 8: petunidina 3- O -glucósido, 9:

peonidina 3- *O* -galactósido, 10: petunidina 3- *O* -arabinósido , 11: peonidina 3- *O* -glucósido, 11': malvidina 3- *O* -galactósido, 12: malvidina 3- *O* -glucósido, 13: malvidina 3- *O* -arabinósido (Fraisie et al., 2020).

3. De acuerdo a los hallazgos reportados por Resende et al., (2023), los principales polifenoles detectados en la harina de cáscara de jabuticaba fueron la cianidina-3-*O*-glucósido (C3G) y el ácido elágico (figura 10 A, B). Asimismo, se identificó la delfinidina-3-*O*-glucósido (D3G) (figura 10 A).

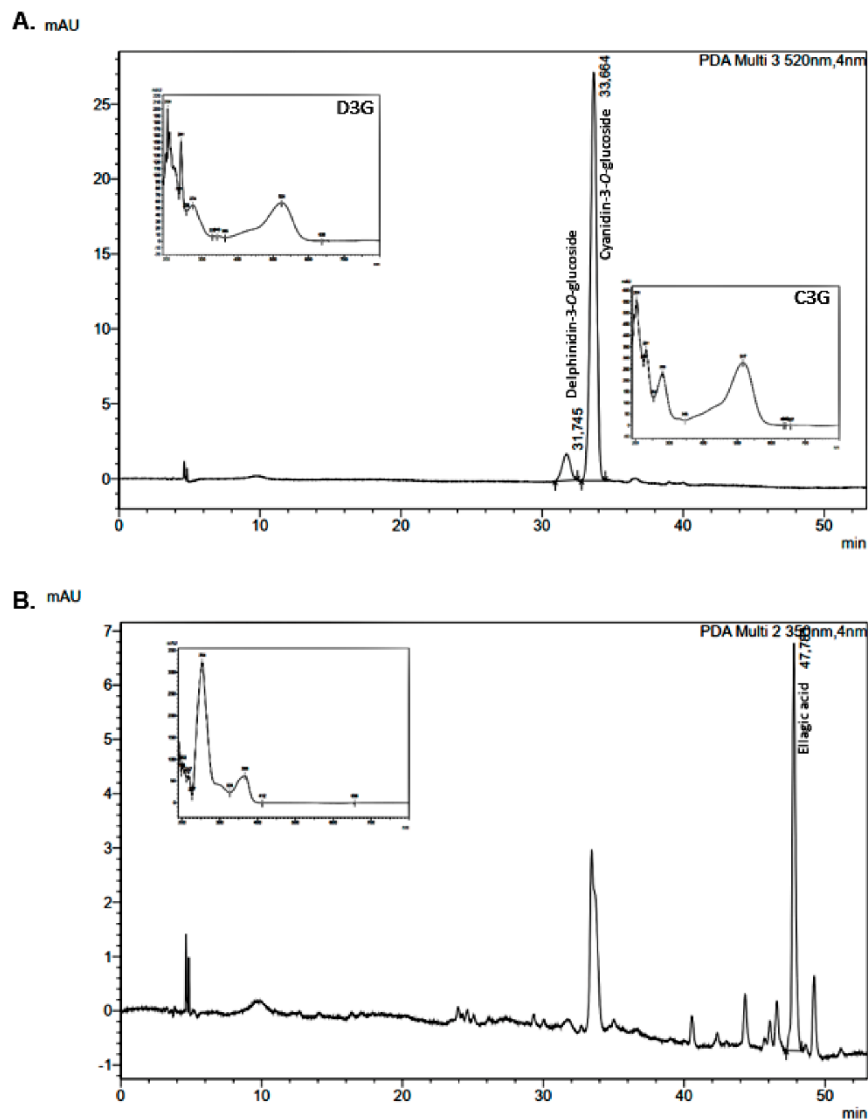


Figura 2.10 Cromatogramas JPF a (A) 520 y (B) 350 nm (Resende et al., 2023).

2.2.4 Propiedades biológicas

En los últimos años el interés por las antocianinas en el área de la investigación científica ha incrementado de manera significativa, debido a sus cualidades como pigmento natural, agente antioxidante, neutralizante de radicales libres, quimioprotectora, reguladora en la captación de lípidos y agente potencial para la obtención de productos con valor agregado (Aguilera-Otíz et al., 2011; McDougall & Stewart, 2005; Han et al., 2018; Kalt et al., 2001). Sin embargo, su mayor aporte radica en su probable papel para la reducción de enfermedades coronarias, diabetes, cáncer; efectos inflamatorios, beneficios en el comportamiento cognitivo y tratamiento de la agudeza visual. No obstante, en contraparte de estos beneficios, las antocianinas son características por tener baja estabilidad y disponibilidad de material vegetal, limitando su aplicación a nivel comercial (M. Monica Giusti (Ed.) et al., 2016; Cevallos-Casals & Cisneros-Zevallos, 2004).

De igual forma, en la naturaleza es posible apreciar las actividades de las antocianinas a través de las plantas, debido, a su relación con el funcionamiento de atracción de polinizadores, protección contra la radiación ultra violeta y contaminación viral y microbiana, propiciando el desarrollo natural de procesos vitales en el ecosistema (GARZÓN, 2008).

2.2.5 Factores químicos que afectan la estabilidad de las antocianinas

Pese a los beneficios que las antocianinas nos ofrecen como posible alternativa en las industrias farmacéuticas, alimentarias, cosmética y textil, su aprovechamiento es de carácter limitado como consecuencia de su baja estabilidad ante factores comunes, provocando un ineficaz procesamiento y almacenamiento de la materia.

- **Concentración de pigmento y actividad de agua:** En el estudio de auto asociación realizado por Hoshino et al., (1981) , con altas concentraciones de pigmento se demostró una conexión estructural entre dos grupos iguales de cationes flavilo, formas hemicetal y bases quinoidal (Malvina-Cianina), sirviendo como una estructura de protección de la molécula de antocianina. Así mismo, incrementos en la actividad de agua del medio pueden causar degradación de las antocianinas, debido, a una mayor interacción entre el agua y el catión flavilio para formar pseudobases inestables (Garzón & Wrolstad, 2001; Olaya et al., 2009).

-
-
- **Humedad:** La estabilidad de las antocianinas es afectado por la humedad, debido, a la promoción de las reacciones de oxidación entre las antocianinas y el oxígeno (Moratalla-López et al., 2019).
 - **Ion metálico:** La formación de quelatos a partir de antocianinas es característico por modificar su color y estabilidad, presentándose con varios tipos, concentraciones y estructura de iones metálicos. Los efectos sobre la antocianina se presentan a partir de la cantidad de concentración de iones metálicos existente, lo cual puede originar su capacidad de formación de complejos estables, auto asociación con grupos catecol, hidrólisis de grupos acilo y evitar la oxidación de aniones, con el objetivo de mejorar la estabilidad de las antocianinas (Fenger et al., 2019; Ratanapoompinyo et al., 2017).
 - **Luz:** La incidencia de luz para la biosíntesis de antocianinas es un proceso indispensable que puede actuar de forma perjudicial o benéfica. Wei et al., (2023) expone que la incidencia de luz azul podría mejorar la biosíntesis y acumulación de antocianinas, mientras que por contraparte Modesto Junior et al., (2023) resalta que en exposición radiación ultravioleta las antocianinas son degradadas significativamente, acortando su vida media.
 - **pH:** El color de las antocianinas son generalmente rojo, rosa, incoloro y azul (Figura 2.11), estos se ven fácilmente afectados por el valor del pH, debido, a las propiedades iónicas de su estructura molecular. La acidez tiene un efecto protector sobre la molécula de antocianinas formando cinco formas en solución acuosa, en valores de pH inferiores a dos el pigmento se encuentra en su forma más estable o de ión oxonio o catión flavilio (AH^+) de color rojo intenso. De igual forma, existen como metanol incoloro fuera de base o hemiacetal cuando el pH está dentro del rango de 3 a 6, los cuales pueden romperse y formar chalcona amarilla, con tonos incoloros y bastante inestables. A valores de pH superiores a 7 se presentan las formas quinoidales (A , A^-) de color púrpura que se degradan rápidamente por oxidación con el aire (H. Xue et al., 2024; Hutchings, 1999).



Figura 2.11 Cambio de color de la antocianina a diferentes valores de pH (Nhut Pham et al., 2019).

- **Oxígeno y Ácido ascórbico:** Los ambientes aerobios son capaces de influir como catalizadores oxidativos, que en conjunto con el ácido ascórbico en las antocianinas alteran su estabilidad al ser condensadas, debido, a su autooxidación, generando fracciones de peróxido de hidrógeno que atraviesan el núcleo de las antocianinas para producir chalconas (Levy et al., 2019).
- **Temperatura:** Stintzing & Carle, (2004), mencionan que la exposición de las antocianinas a altas temperaturas produce una fuerte reacción entre las 4 moléculas de agua, provocando la desglicosilación y apertura del anillo de las antocianinas, formando consecuentemente dicetona, metanol, chalconas, derivados de aldehído, ácido benzoico y glicósidos de cumarina. Por el contrario, las bajas temperaturas entre 2 a 4 °C para las antocianinas son capaces de propiciar un medio de estabilidad estructural, favoreciendo su acumulación (Y. Liu et al., 2023; Stoica et al., 2023).

La estabilidad de los pigmentos se ha convertido en una característica clave para evaluar compuestos naturales que podrían utilizarse como ingredientes funcionales en productos alimenticios orientados a la promoción de la salud. Sin embargo; en el análisis de la estabilidad de las antocianinas extraídas de la cáscara de *Chrysophyllum cainito L.*, se observó un efecto significativo de los factores de pH y temperatura, así como de su interacción, en la estabilidad del contenido de antocianinas, con un nivel de significancia de $p \leq 0.05$ en relación con el tiempo de vida media y la constante de velocidad (velocidad de degradación) (Santos Cervera, 2023).

Entre los factores más influyentes en la estabilidad de las antocianinas, el pH ocupa un lugar importante. Debido, a que, en sistemas con un pH bajo, con alta solubilidad y excipientes ácidos, se minimizan significativamente los daños ocasionados por la temperatura, lo que contribuye a disminuir el impacto en las constantes de velocidad. De acuerdo con la investigación realizada

Santos Cervera, (2023), las antocianinas del *C. cainito* mostraron una mayor estabilidad a 70 °C y un pH de 4.2, lo que se traduce en una reducción de la vida media y de la constante de velocidad por el incremento de la temperatura. No obstante, en un estudio realizado por Canul, (2021), se observó que las antocianinas extraídas de *C. cainito*, al igual mostraron una mayor estabilidad a bajas temperaturas (4°C) y un pH de 4.3, alcanzando una vida media ($t_{1/2}$) de 40.83 ± 3.89 días. Este tiempo representa el periodo necesario para que se degrade el 50 % del pigmento en el extracto, lo que sugiere la probable presencia de antocianinas aciladas. Además, los cambios fotoquímicos son un factor clave en el almacenamiento de estas antocianinas, ya que la vida media se reduce drásticamente a solo 0.93 ± 0.00 días cuando están expuestas a la luz y a 2.24 ± 0.07 días en ausencia de ella, lo que incrementa significativamente el proceso de fotodegradación.

De igual forma, existen otros medios como la co-pigmentación que ayudan a estabilizar las antocianinas eficazmente. La co-pigmentación es una tecnología que ayuda a la formación de complejos a través de uniones no covalentes para obtener mayor resistencia a las altas temperaturas, luz y el oxígeno (Jiang et al., 2019; Zhao et al., 2020). Existen 3 tipos de co-pigmentación; intermolecular, intramolecular y de autoasociación.

2.3 Microencapsulación

El concepto de microencapsulación se originó principalmente en la industria farmacéutica, con el objetivo de regular y modificar la liberación de sustancias. Esta técnica se destaca por sus propiedades que ofrecen una mayor estabilidad, facilidad de almacenamiento, protección, bioaccesibilidad y manipulación, permitiendo así una liberación controlada (Rosales Chimal, 2023). Existen una gran variedad de técnicas para llevar a cabo el proceso de la microencapsulación (Tabla 2.8), donde las partículas generadas son clasificadas en relación con su morfología y tamaño (Figura 2.12), que al igual se ven asociados al material del agente encapsulante a utilizar (Sousa et al., 2022).

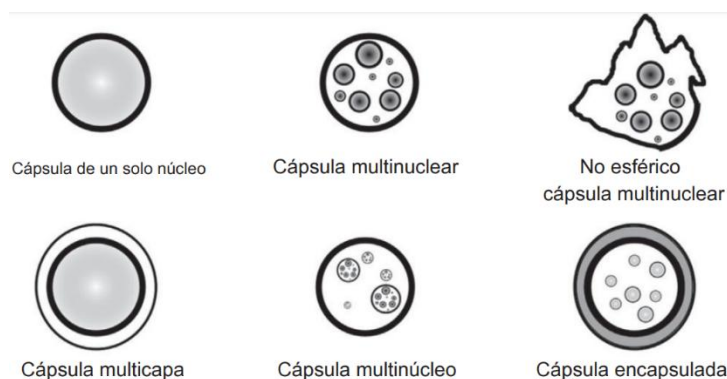


Figura 2.12 Clasificación de microcápsulas en relación con su morfología (Kondō, 1979).

La microencapsulación es una tecnología compuesta por dos componentes principales; el núcleo (material encapsulado) que puede ser un gas, sólido o líquido y la pared de protección denominada agente encapsulante. Este último es creado a partir de un material secundario, formando microcápsulas con un diámetro de entre 1 a 1000 μm (M. N. Singh et al., 2010). El agente encapsulante puede ser producido por una variedad de materiales poliméricos sintéticos, naturales o semisintéticos, tales como la celulosa, el etilenglicol, la gelatina y la maltodextrina (Choudhury et al., 2021).

Tabla 2.8 Principios de las técnicas de microencapsulación

Proceso de microencapsulación	Principio	Naturaleza del material del núcleo
Secado por aspersión	Transformación de una emulsión, solución o suspensión en partículas sólidas mediante atomización y exposición de aire caliente.	Sólidos y líquidos
Enfriamiento por pulverización	Dispersión del núcleo en un agente encapsulante fundido que al ser atomizadas se solidifican al contacto con el aire frío, formando microcápsulas.	Sólidos y líquidos

Recubrimiento de lecho fluidizado	Las partículas sólidas del núcleo se suspenden en una corriente de aire abierta y se recubren con polímero fundido.	Sólidos
Coacervación	Separación de fases en una solución coloidal rica en polímeros y material activo, formando microcápsulas mediante cambios de pH, temperatura o fuerza iónica.	Sólidos y líquidos
Coextrusión	Implica pasar una emulsión del material de núcleo y pared a través de un molde de alta presión. La mezcla se extruye en un baño de solvente frío en forma de gránulos.	Sólidos
Emulsificación	Formación de una emulsión del material del núcleo y de la pared. Seguido de su estabilización mediante la adición de un agente emulsionante.	Sólidos y líquidos
Inclusión de ciclodextrina	Interacción hidrofóbica entre la superficie de la ciclodextrina y los compuestos huéspedes.	Sólidos y líquidos

Fuente: (Choudhury et al., 2021)

Asimismo, la microencapsulación se puede clasificar en métodos químicos, fisicoquímicos y mecánicos, según sea la naturaleza de la interacción entre el material encapsulante y el material encapsulado (Jamekhorshid et al., 2014). Como base fundamental de un método de microencapsulación este debe ser rápido, sencillo, reproducible y escalable para su aplicación en la industria. Entre los métodos más comunes en este ámbito destacan el secado por aspersión y la coacervación compleja (Sousa et al., 2022).

2.3.1 Doble emulsión

Una doble emulsión o emulsión múltiple, es un sistema complejo donde varios compartimentos coexisten para formar una estructura única. Las emulsiones múltiples son características por emplear la fase dispersa como una emulsión primaria con gotas finas. Existen dos tipos de emulsiones dobles: emulsiones agua en aceite en agua ($W_1/O/W_2$) y emulsiones aceite en agua en aceite ($O_1/W/O_2$), su producción se fundamenta en dos etapas (Figura 2.13); para las emulsiones tipo $W_1/O/W_2$ consiste en la homogenización de una fase acuosa (W_1) con una fase lipídica (O) por acción mecánica para formar una emulsión primaria (W_1/O). De modo continuo, la emulsión primaria, es dispersada en una fase acuosa externa con emulsionante lipofílico para facilitar la dispersión de la emulsión simple en el medio acuoso (Belitz, 2009; McClements et al., 2009).

Las microcápsulas elaboradas a partir de emulsiones W/O/W presentan una estructura ideal para obtener productos con una liberación controlada, por lo que los compuestos microencapsulados pueden ser protegidos de la acción de los jugos gástricos durante el proceso digestivo, convirtiendo esta técnica en una opción ampliamente utilizada para conservar ingredientes bioactivos (Muschiolik & Dickinson, 2017).

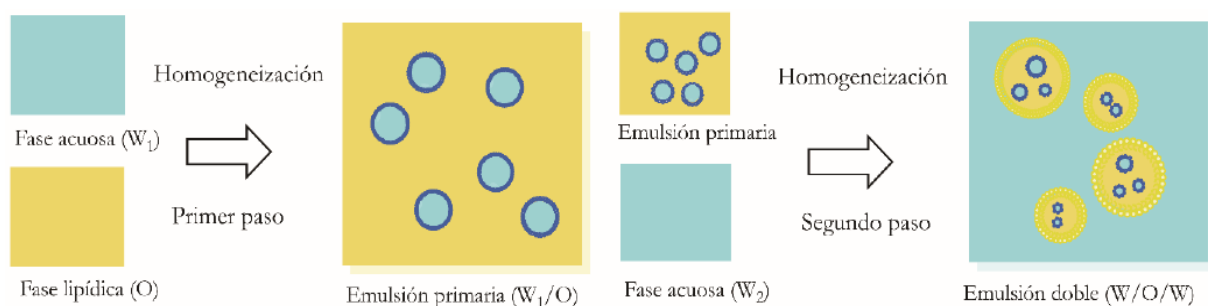


Figura 2.13 Proceso de elaboración de la emulsión doble $W_1/O/W_2$ en 2 etapas (Freire Rodríguez, 2018).

2.3.2 Coacervación compleja

La coacervación de fases se considera una de las metodologías más antiguas y comunes para encapsular compuestos bioactivos. Esta técnica se clasifica en dos categorías: coacervación simple, donde se utiliza un soluto coloidal como gelatina o quitosano, y coacervación compleja, que se forma a partir de la interacción entre dos coloides con cargas opuestas, como la gelatina,

goma arábica y el quitosano, entre otros (Deveci & Basal, 2009; Przybysławska & Winnicka, 2012).

La coacervación compleja (Figura 2.14) es una técnica de encapsulación que se basa en la interacción electrostática entre dos polímeros que poseen cargas opuestas, generando así una fase densa de coacervado y una fase diluida en equilibrio (Comunian & Favaro-Trindade, 2016; Salaün, 2016). El proceso de coacervación se organiza en cuatro etapas principales:

1. Emulsificación de la fase acuosa de los polímeros con la fase hidrófoba del núcleo.
2. Modificación de las condiciones ambientales de la solución para fomentar la coacervación y la separación de fases, formando una capa alrededor del núcleo; las fases se dividen en una fase de coacervado, donde el material del núcleo está rodeado por un portador, y una fase de equilibrio.
3. Incorporación de un segundo hidrocoloide para facilitar la formación del complejo polímero-polímero en el caso de coacervación compleja.
4. Enfriamiento del sistema y adición de un agente reticulante (glutaraldehído, maltodextrina, etc) para reforzar la envoltura (Eghbal & Choudhary, 2018; Salaün, 2016).

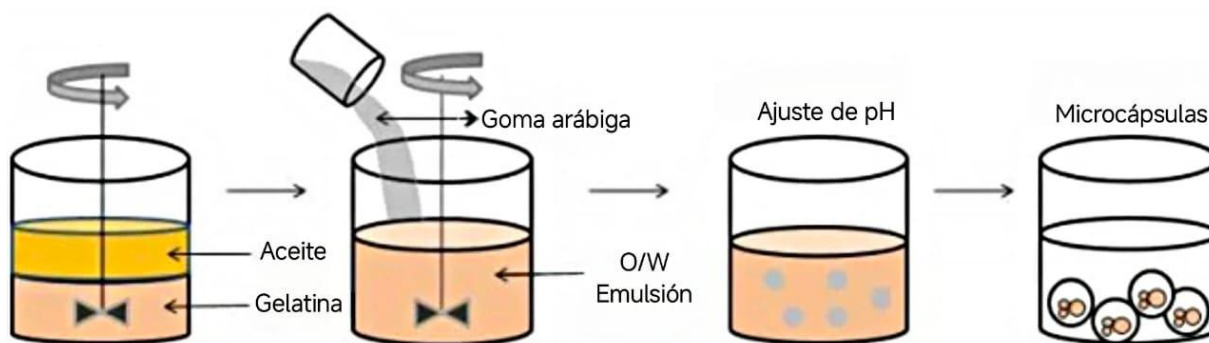


Figura 2.14 Formulación de coacervación compleja (Comunian & Favaro-Trindade, 2016).

2.4 Propiedades físico-químicas de microcápsulas

✓ SEM

La microscopia electrónica de barrido (SEM), es un dispositivo que utiliza un haz de electrones en lugar de luz, empleando electroimanes en lugar de lentes para ofrecer imágenes de alta resolución, que pueden variar entre 4 y 20 nanómetros, dependiendo del modelo. Este tipo de microscopio cuenta con una notable profundidad de campo, lo que permite enfocar grandes áreas de la muestra simultáneamente (Castroviejo Fernández, 2020).

La preparación de las muestras es relativamente sencilla, ya que la mayoría de los SEM solo requieren que estas sean conductoras, lo que se logra metalizando su superficie. Para ello, la muestra se cubre con una fina capa de carbono o de un metal como el oro, lo que le proporciona propiedades conductoras (Castroviejo Fernández, 2020).

Una vez preparada, la muestra se escanea mediante bobinas que dirigen electrones acelerados a través de un cañón. Un detector mide la cantidad de electrones que se emiten desde la muestra, lo que determina la intensidad en diversas áreas. Este proceso permite visualizar imágenes en tres dimensiones. Durante el escaneo, se generan diferentes tipos de señales desde la superficie, incluyendo electrones retrodispersados, secundarios y de Auger, lo que proporciona un acceso profundo al mundo atómico, facilitando la obtención de imágenes de alta resolución de materiales pétreos, metálicos y orgánicos (Castroviejo Fernández, 2020; Sandoval Arriaga, 2020).

✓ TGA

El Análisis Termogravimétrico (TGA), es una técnica de análisis térmico que permite medir las variaciones en el peso de una muestra a medida que se incrementa o disminuye la temperatura, en una atmósfera controlada. Este método es ampliamente utilizado en la caracterización de materiales, ya que proporciona información crucial sobre la estabilidad térmica, la composición y los procesos de descomposición de las sustancias estudiadas. Los datos obtenidos suelen representarse en una curva que muestra la masa en función de la temperatura, conocida como termograma TGA (López Soriano, 2024).

Un termograma típico de TGA (Figura 2.15) revela la pérdida en unidades de masa (m) en función del tiempo (t) o la temperatura (T), lo cual está relacionado con la pérdida de componentes volátiles, la descomposición de polímeros y los residuos finales que se generan (López Soriano, 2024; Sandoval Arriaga, 2020).

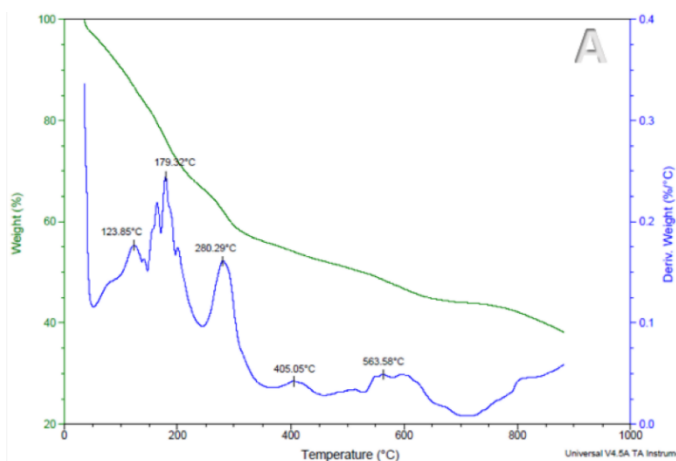


Figura 2.15 Representación de análisis termogravimétrico en tratamiento de perlas de alginato (Seke et al., 2022).

✓ FTIR

La espectroscopia FTIR es una técnica analítica utilizada principalmente para obtener un espectro de absorción o emisión en la región infrarroja de sólidos, líquidos o gases. Su principal propósito es determinar la composición molecular de una muestra a partir de las vibraciones de los enlaces entre los elementos químicos que la componen. Para ello, la muestra es expuesta a radiación electromagnética en frecuencias (Hertz) pertenecientes al espectro infrarrojo (B. Smith, 2018; B. C. Smith, 2011). En particular, para el análisis de muestras biológicas, se emplean frecuencias de la región media del infrarrojo, que oscilan aproximadamente entre 11.9 y 119.9 THz (Shi et al., 2019; Türker-Kaya & Huck, 2017).

La interacción de la muestra con las diversas frecuencias electromagnéticas provoca vibraciones en los enlaces que la conforman, que pueden manifestarse como estiramientos, torsiones y flexiones. Cada enlace vibra a una frecuencia específica, dependiendo de los elementos de su estructura y de sus enlaces, ya sea simple, doble o triple. Un interferómetro registra estas vibraciones, recopilando datos sobre la interacción de las diferentes frecuencias de la radiación infrarroja con la muestra. Posteriormente, estos datos se procesan a través de una transformada

de Fourier, produciendo un vector conocido como espectro FTIR (Figura 2.16), que corresponde a los principales grupos macromoleculares presentes en la muestra biológica, tales como lípidos, proteínas, carbohidratos y ácidos nucleicos (Bel'skaya et al., 2018; López Soriano, 2024; Takamura et al., 2018).

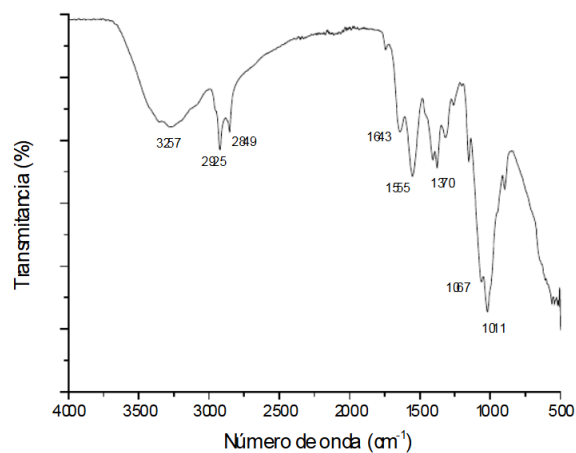


Figura 2.16 Representación esquemática de espectro FTIR (Pereira Grandini et al., 2024).

2.5 Investigaciones recientes en la evaluación físico-química y de compuestos fenólicos y antocianinas de microcápsulas

En los últimos años, el estudio de los compuestos fenólicos y las antocianinas ha adquirido una importancia notable, especialmente por su influencia en las industrias farmacéutica y alimentaria. En este contexto, la tabla 2.9 recopila y resume estudios afines del estudio presentado, brindando una perspectiva general de los avances, hallazgos y los futuros panoramas de este campo.

Tabla 2.9 Resumen de investigaciones de microencapsulación de antocianinas.

Material	Material de pared utilizado y concentración	Hallazgos más importantes	Referencia
Frambuesa negra (<i>Rubus occidentalis</i> L.)	Gelatina y goma arábica en concentraciones de 2.5, 5 y de 7.5 %, p/v.	- Los tamaños promedio de las microcápsulas de antocianinas variaron entre 45.25 ± 0.97 y 109.49 ± 4.77 μm. - Las microcápsulas exhibieron una forma esférica de superficie lisa. - Los termogramas DSC de las microcápsulas de antocianinas, mostraron picos endotérmicos que variaron entre 70.29 a 86.32 °C. Estos resultados coinciden con el punto de fusión de los polímeros, validando una adecuada termoestabilidad de las microcápsulas. - El estudio cromático y de HPLC, reveló una retención del 36 % de	(Shaddel et al., 2018)

		las antocianinas encapsuladas.	
Maíz azul	• Maltodextrina al 30 %, p/p. • Una combinación de Hidroxipropil-β-ciclodextrina y maltodextrina en una proporción de 15 % cada uno.	• Los microencapsulados de antocianinas exhibieron un rendimiento del 83 % y una concentración de humedad menor al 5 %. • El diámetro de partículas osciló entre 4.72 y 21.33 μm. • La evaluación de la estabilidad térmica de las microcápsulas de antocianinas mediante DSC, consiguió alcanzar una temperatura de 200 °C, lo cual se puede relacionar a la adecuada adición y conservación de los biopolímeros, los cuales actúan como eficaces agentes de protección para las microcápsulas. • El análisis FTIR exhibió bandas de absorción de 3600 a 3000 cm^{-1} de grupos hidroxilo y de 1000 cm^{-1} para carbohidratos, los cuales se encuentran relacionados con el estiramiento del anillo aromático y la capacidad de los	(Ćujić Nikolić et al., 2023)

		compuestos fenólicos para formarlos. • El contenido de compuestos fenólicos totales, varío de 30.622 a 32.211 mg CE/kg (CE; equivalente a Catequina). Asimismo, se determinó la presencia de 6 compuestos fenólicos. • El contenido de antocianinas totales, varío de 9642 a 12.182 mg CGE/kg (CGE; equivalente a cianidina 3-glucósido). • Los microencapsulados de antocianinas, elaborados a partir de la combinación de polímeros; maltodextrina e hidroxipropil-β-ciclodextrina, lograron alcanzar la digestibilidad más alta, con un valor del 73.63 %.	
Oleoresina de Vainilla (<i>V. planifolia</i> Andrews)	• Quitosano al 0.34 % p/v • Goma arábica al 1.7 % p/v	• Mediante dispersión dinámica de luz (DSL), se estableció las condiciones de formulación para la coacervación compleja con un potencial ζ de $-9,64 \times 10^{-5}$, pH 5.29, y una relación polimérica 1:5.	(Hernández-Fernández et al., 2020)

		• Se obtuvo una eficiencia de retención y encapsulación del $84.89 \pm 1.94 \%$ y $69.20 \pm 1.79 \%$. • El estudio FTIR en los coacervados determinó la presencia de grupos funcionales C=N provenientes de la vainilla y quitosano, indicando que el proceso de microencapsulación fue adecuado. • El proceso de secado por aspersión permitió la formación estructural de microcápsulas con superficies esféricas y lisas.	
--	--	---	--

3 OBJETIVOS

1) Objetivo general

- Evaluar las propiedades físico-químicas y compuestos fenólicos de microcápsulas de antocianinas de *C. cainito* L. obtenidas mediante coacervación compleja utilizando proteína de chícharo, alginato de propilenglicol y maltodextrina.

2) Objetivos específicos

- Determinar el tamaño de partícula, propiedades térmicas TGA y grupos funcionales FTIR de las microcápsulas de antocianinas de *C. cainito* L. obtenidas por coacervación compleja.
- Determinar el contenido de compuestos fenólicos individuales de las microcápsulas de antocianinas obtenidas por coacervación compleja.

4 JUSTIFICACIÓN

Los residuos de frutas tropicales, como las cáscaras y semillas, principalmente contienen una amplia diversidad de compuestos bioactivos, convirtiéndolas en materiales vegetales promisorios para atender los desafíos de manera sostenible del sector industrial.

El fruto del caimito (*Chrysophyllum cainito* L), se encuentra distribuido en regiones neotropicales y se caracteriza por ser usado dentro de la medicina tradicional para el tratamiento de diversas enfermedades. Estudios realizados por ku Canul, (2021), en la cáscara del fruto *C. cainito*, reportaron valores promedios en el contenido de compuestos fenólicos totales (18.82 ± 1.07 g de EAG / 100 g peso seco) y antocianinas totales (4.22 ± 0.07 mg de cianidina 3 glucósido/100 mL), compuestos bioactivos con capacidad antioxidante que ofrecen un gran potencial para la obtención de pigmentos y productos con valor agregado.

Entre los compuestos bioactivos de interés para las industrias se encuentran las antocianinas; un pigmento con potencial como ingrediente bioactivo o colorante; sin embargo, tienen poca estabilidad a diversos factores tales como el pH y la temperatura. Estudios realizados por ku Canul, (2021) en la cáscara de *C. cainito*, demostraron que el aumento de la temperatura afecta la estabilidad de las antocianinas, reduciendo su tiempo de vida media a 1.19 ± 0.15 días y además, aumentado su velocidad de degradación 0.58 ± 0.07 días. Estos resultados también concuerdan con el estudio realizado por Santos Cervera, (2023), en el que investigaron la estabilidad de un extracto de antocianinas del mismo fruto, en el cual se concluyó que la estabilidad de las antocianinas se ve afectada por la interacción temperatura y pH. Este autor reportó que a temperaturas superiores a los 60 °C se observó una reducción en el tiempo de vida media del extracto a 4 h, mientras que a pH por debajo de 4.2, la velocidad de degradación aumenta hasta 8 h. Estos factores ambientales son las principales causas de la ineficiencia del uso de las antocianinas y de sus propiedades en las industrias.

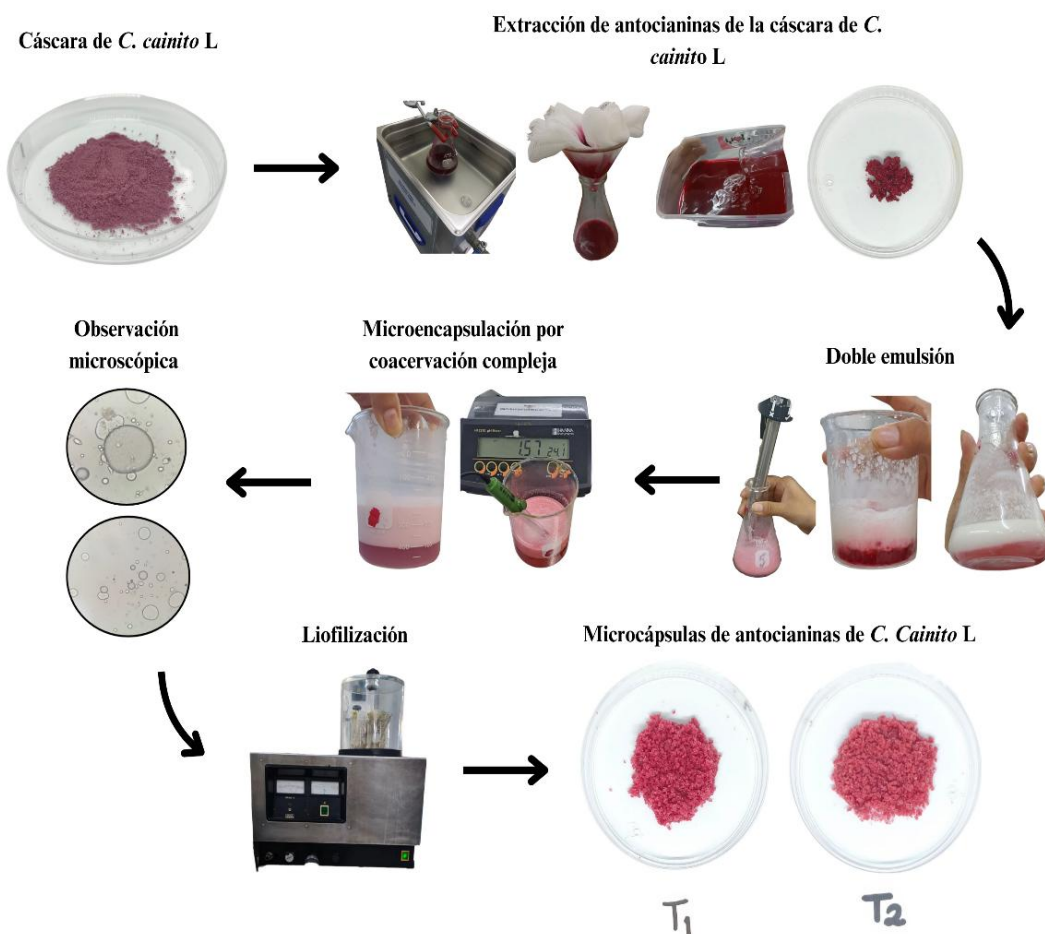
El uso de métodos de microencapsulación en las industrias alimentarias tiene como principal objetivo controlar y liberar compuestos bioactivos de forma eficiente, mejorando su conservación de propiedades a través de procesos químicos, fisicoquímicos y mecánicos. La coacervación compleja es una de las técnicas de microencapsulación más utilizadas, debido, a que es un sistema adecuado con múltiples beneficios en la mejora de la estabilidad y vida útil

de los compuestos encapsulados, lo cual se ve relacionado con las propiedades y concentraciones totales de los biopolímeros, así como de la naturaleza de las sustancias que componen el núcleo.

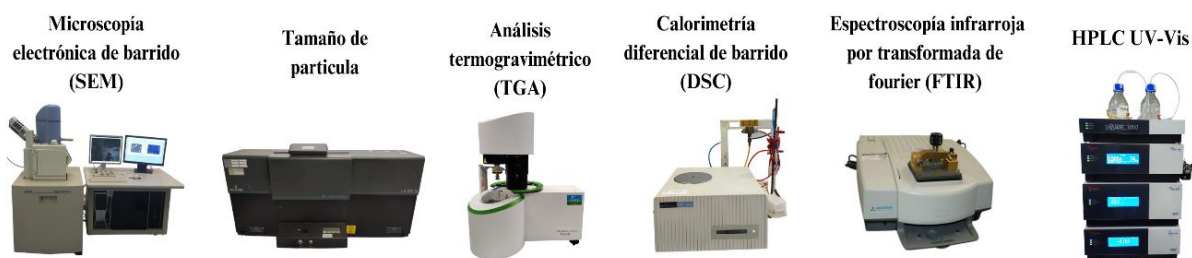
La microencapsulación de antocianinas extraídas de la cáscara de *C. cainito*, por coacervación compleja se presenta como una técnica prometedora para mejorar la estabilidad y biodisponibilidad de este ingrediente bioactivo, favoreciendo su aprovechamiento industrial. Su contenido de compuestos fenólicos y antociánicos es posible destacarlos como agentes potenciales para ser utilizados como pigmentos alimenticios o ingredientes bioactivos, ofreciendo múltiples beneficios para la salud.

5 MATERIALES Y MÉTODOS

ESTRATEGIA GENERAL DE TRABAJO



Equipos y técnicas de evaluación de las microcapsulas



5.1 Reactivos químicos y materiales

El Acetonitrilo (C_2H_3N) grado HPLC, Ácido clorhídrico (HCL) (J.T Baker), Ácido fórmico (CH_2O_2), Alginato de propilenglicol ($C_9H_{14}O_7$) (Kitchen alchemy), Etanol al 70 %, Metanol (CH_3OH) grado HPLC (J.T Baker), Span 60 (Droguería cosmopolita), Maltodextrina DE10, proteína de chícharo (Wellthy), y aceite comestible puro de soya (Nutrioli).

5.2 Extracción y concentración de extracto de antocianinas de la cáscara de *C. cainito*

El polvo liofilizado se obtuvo del Laboratorio de Desarrollo de Alimentos del Instituto Tecnológico de Mérida.

La extracción de antocianinas de la cáscara de *C. cainito* se realizó utilizando un baño ultrasónico (MCA CScientific, CS-UB100) de 10 L, equipado con un control digital para temperatura, tiempo y amplitud ultrasónica. Las condiciones de extracción fueron las siguientes, 30 °C durante 30 min y 30 % de amplitud ultrasónica. La cáscara de caimito (10 g) se mezcló con 200 mL de solución de etanol al 70 % acidificado con HCl al 1% (en agua destilada). Seguidamente, la solución se homogeneizó bajo agitación magnética a 25 °C y se colocó en un baño de ultrasonidos de acuerdo con las condiciones descritas. Al terminar la extracción, la mezcla se mantuvo durante 30 min en agitación magnética y posteriormente, la solución se filtró con papel Whatman No. 1 para obtener el extracto. El etanol se removió utilizando un rotavapor al vacío a 55 °C para concentrar el extracto a 50 mL. El extracto se centrifugó durante 10 min a 4,000 rpm y se recuperó el sobrenadante (extracto). Finalmente, el extracto obtenido se aforó a 45 mL y se mantuvo a -20 °C para su uso posterior.

5.3 Preparación de microcápsulas de antocianinas utilizando emulsión doble seguido de coacervación compleja

La emulsión primaria (W_1/O) se preparó siguiendo el procedimiento descrito por Devi et al., (2023 y Kanha et al., (2021) con algunas modificaciones y ensayos preliminares. El aceite de soya (55 g) se mezcló con 5 g de Span 60 (emulsificante lipofílico) mediante agitación magnética a 70 °C durante 10 min. Una vez transcurrido este tiempo, la mezcla se enfrió hasta alcanzar los 40 °C y se sometió a homogeneización a 14, 000 rpm durante 2 min utilizando un equipo de dispersión Ultraturrax IKA® T-18 digital. Inmediatamente se pesó 45 g de extracto

concentrado de antocianinas y se adicionó a la mezcla de aceite de soya con Span 60, manteniendo la agitación magnética hasta que la temperatura alcanzó los 45 °C. Finalmente, la mezcla resultante se homogeneizó en Ultraturrax a 13,000 rpm durante 2 min.

Los emulsificantes hidrofílicos se mezclaron en una proporción 1:1 (1.0 y 1.5 % p/v de solución proteína de chícharo (PCH) y 1.0 % y 1.5 % p/v de alginato de propilenglicol ALGP) mediante agitación magnética a 50 °C durante 30 min. La solución se mantuvo a 40 °C en un baño de agua con control de temperatura para su posterior uso.

La emulsión W/O (100 mL) se dispersó en el emulsificante hidrofílico (200 mL) con agitación magnética a 40 °C durante 10 min a 600 rpm. Durante la agitación, el pH de la mezcla se ajustó a 5.0 con NaOH al 10 %. Los tratamientos por duplicado se resumen en la tabla 5.1.

Tabla 5.1 Tratamientos de microencapsulación a distintas concentraciones de polímeros y volúmenes de emulsión primaria con antocianinas.

Tratamiento	Concentración de polímero (%)	Solución emulsión (núcleo) (mL)	Proteína de chícharo (mL)	Alginato de propilenglicol (mL)
T1-100	1.0	100	100	100
T2-100	1.5	100	100	100

Los coacervados líquidos se obtuvieron ajustando el valor de pH de la mezcla a 3.5 y 40 °C, utilizando una solución de HCl (1 M) con agitación magnética constante durante 30 min. Después, la suspensión se enfrió por debajo de 10 °C en un baño de hielo durante 2 h y luego se agregaron 250 mL de una solución de maltodextrina DE10 al 32 % (p/v) con agitación magnética a 600 rpm durante 5 min para producir emulsiones $W_1/O/W_2$. La emulsión doble se almacenó a -20 °C durante 48 h y se liofilizaron empleando un equipo Edwards High Vacuum, operado a -42 °C, y 0.013 mBar durante un periodo de 72 h. Finalmente el polvo microencapsulado se molió con un procesador de alimentos Nutribullet® por 30 s y se almacenaron en bolsas Ziploc protegidos de la luz a -20 °C para caracterizaciones adicionales.

5.4 Determinación de compuestos fenólicos totales en las microcápsulas

Se pesó 0.1 g de extracto seco de antocianinas sin encapsular y 1 g de microcápsulas liofilizadas para ser depositados en tubos centrífugos de 50 mL y mezclados con 5 mL (medir con probeta) de una solución metanol:ácido clorhídrico:agua destilada (50:1:49, v/v/v), con la ayuda de una microespátula y luego se agitó en un vórtex durante 10 s. La muestra se sonicó en un baño ultrasónico durante 30 min (25 °C a 100 % amplitud), y seguidamente se centrifugó durante 10 min a 4,000 rpm para después, recuperar el sobrenadante y colocarlo en un tubo centrífugo de 50 mL. El sedimento (pellet) se sometió a otra extracción siguiendo el mismo procedimiento usando la microespátula para re-disolver el pellet. Después, ambos sobrenadantes (de las dos extracciones sucesivas) se juntaron y se centrifugaron durante 10 min a 4,000 rpm a 25 °C. Se recuperó el sobrenadante y se aforó a 10 mL con el mismo disolvente de extracción (metanol:ácido clorhídrico:agua destilada). Finalmente, el extracto sin encapsular y de las microcápsulas se almacenaron a -20 °C hasta su uso. El contenido de compuestos fenólicos se determinó por HPLC.

5.5 Morfología de las microcápsulas de antocianinas y tamaño de partículas

La morfología de la superficie de las microcápsulas de antocianinas se observó en un microscopio electrónico de barrido JEOL SEM Modelo LV 5400 operado a 15 keV, donde las muestras se recubrieron previamente con oro. Antes del análisis, los especímenes de ensayo se acondicionaron en un desecador a una humedad relativa de 50 ± 2 % a una temperatura de 25 °C, y se evaluaron cuando la absorción de humedad alcanzó a un valor de equilibrio. Posteriormente, las microcápsulas se suspendieron en un volumen adecuado de agua destilada y se colocó en un analizador de tamaño de partícula por difracción láser Beckman Coulter LS100Q con una precisión de ± 1 % (Monroy et al., 2018).

5.6 Análisis termo-gravimétrico (TGA)

El análisis termo-gravimétrico (TGA) se llevó a cabo utilizando un instrumento Perkin-Elmer TGA 8000 bajo un flujo de nitrógeno de 50 ml min^{-1} y una velocidad de calentamiento de 10 °C min^{-1} . Las exploraciones de temperatura se realizaron desde 50 °C hasta 650 °C.

5.7 Calorimetría diferencial de barrido (DSC)

Las propiedades térmicas de las microcápsulas de antocianinas y de los materiales de pared se estudiaron utilizando un calorímetro diferencial de barrido (DSC-6 PerkinElmer Corp.,

Norwalk, CT) usando la técnica previamente descrita por Alanís-López et al., (2011) con algunas modificaciones. El DSC se calibró previamente con indio. Se pesaron aproximadamente 1 mg de muestra en una charola de aluminio (previamente acondicionado a $50 \% \pm 2$ HR) y se adicionaron 3 μ L de agua destilada. La charola se selló herméticamente y se mantuvo en reposo durante 1 h a temperatura ambiente antes de llevar a cabo el análisis. Se utilizó como referencia una bandeja de aluminio vacía.

La muestra se sometió a un programa de calentamiento en un rango de temperatura de 35 a 100 °C y una velocidad de calentamiento de 10 °C/min. La temperatura inicial (Luna et al., 2009), la temperatura máxima de pico (T_m), la temperatura final y la entalpía de fusión (ΔH) se obtienen a partir del software Pyris Series.

5.8 Espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FTIR)

Se empleó un equipo de espectrofotometría de Infrarrojo con Transformada de Fourier (FTIR, por sus siglas en inglés) marca Nicolet 8700, con un rango de espectro de 4000 – 650 cm^{-1} . El análisis se realizó a 100 barridos y una resolución de 4 cm^{-1} .

5.9 Perfil cromatográfico de compuestos fenólicos de las microcápsulas y el extracto de la cáscara de *C. cainito*

Los compuestos fenólicos se determinaron utilizando el sistema HPLC UV-Vis (Dionex Ultimate 3000, Thermo Scientific Inc., Germany) equipado con un inyector manual y un detector UV-Vis con longitud de onda variable. Los datos obtenidos fueron procesados mediante el software Chromeleon® Dionex. La separación por HPLC se realizó en una columna Eclipse XDB-C18 (250 mm x 4.9 mm i.d., 5 μ m). Como fases móviles se utilizaron agua HPLC acidificada con ácido fórmico (1 % v/v) (fase A) y acetonitrilo HPLC (fase B). La tabla 5.2 muestra el gradiente utilizado para la separación de compuestos fenólicos.

Tabla 5.2 Gradiente utilizado en la separación de compuestos fenólicos del fruto *C. cainito* por HPLC.

Tiempo (min)	Fase A	Fase B
	Agua:ácido fórmico (99:1, v/v)	Acetonitrilo (100 %)
0	98 %	2 %
70	0 %	100 %
80	98 %	2 %

El flujo de la fase móvil fue de 0.5 mL/min y la temperatura de la columna se mantuvo a 25 °C. El volumen de inyección de la muestra fue de 50 µL y la longitud de onda fue de 280 nm.

Los compuestos fenólicos se identificaron tras comparar el tiempo de retención. Los datos de área del pico cromatográfico de cada estándar se utilizaron para elaborar la curva de calibración. La linealidad de la curva de calibración se comprobó trazando el gráfico del área de los compuestos de referencia en cinco concentraciones utilizando un modelo de regresión lineal de mínimos cuadrados. Para cada compuesto fenólico, los coeficientes de correlación de las ecuaciones de calibración fueron ≥ 0.999 . La concentración de cada compuesto fenólico se expresó como mg/100 g de peso seco.

6 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Morfología SEM

Las micrografías de las microcápsulas liofilizadas y sus materiales de pared se pueden observar en la figura 6.1. La figura A-B muestra la morfología de la proteína de chícharo, en donde se evidenció partículas de tamaño heterogéneo, con superficie porosa y presencia de hendiduras con partículas más pequeñas en su interior. De acuerdo con Adebiyi & Aluko, (2011) y Liu et al., (2020), relacionan los gránulos con la presencia de globulina (11s legumina y 7s vicilina), las cuales representan el grupo principal de proteínas que se resguardan en el interior del chícharo con un 55-65 % de su totalidad. La micrografía del alginato de propilenglicol (Fig. C-D), mostró numerosas estructuras irregulares dispersas con aparente superficie lisa, que dan aspecto de fragmentos de cristal con longitud variable, los cuales F. Liu et al., (2018), interpretaron como estructuras laminares a una escala de visualización de 10000x. En la figura E-F, perteneciente a la maltodextrina DE10, se observaron estructuras típicas de un almidón modificado, con superficie lisa y distintas formas de gránulos que presentan una abertura superior que permite visualizar en su interior pequeñas partículas empaquetadas. Estos resultados fueron similares a los que se obtuvieron en el estudio realizado por Takeiti et al., (2010), sobre varias muestras comerciales de maltodextrina, donde se visualizaron estructuras globulares que encapsulan otras más pequeñas, resaltando que esta formación estructural y apariencia se le atribuyen a su método de producción (hidrolisis enzimática o ácida) y al proceso de secado por aspersión. La figura G-H, perteneciente al extracto de antocianinas de la cáscara de *C. cainito*, presentó estructuras irregulares con apariencia de filamentos cristalinos que forman una red. Esta apariencia fue similar a la reportada por Da Silva Dos Passos et al., (2015), en el extracto de antocianinas del fruto de palma Juçara (*Euterpe edulis Mart.*), en el que se observó una morfología amorfa, la cual se asoció al proceso de secado por liofilización. Finalmente, en las micrografías de las figuras I-J del tratamiento 1 (1.0 %) y las figuras K-L del tratamiento 2 (1.5 %), se visualizó estructuras irregulares con superficie rugosa de diferentes tamaños, siendo similar al estudio realizado por Tatar Turan et al., (2015) en las microcápsulas de compuestos bioactivos del arándano (*Vaccinium sect. Cyanococcus*), donde se observó estructuras irregulares, las cuales Ballesteros et al., (2017), relacionó con el proceso de secado

por liofilización; sin embargo, otro factor determinante en la morfología de las microcápsulas fue el tipo de material de pared utilizado. La obtención de partículas con superficie rugosa en las microcápsulas liofilizadas (T1 y T2), es una característica que influye para su posible aplicación en los sectores alimentarios, nutraceúticos o industriales, ya que facilita la liberación gradual de compuestos bioactivos (Wrasiati et al., 2025).

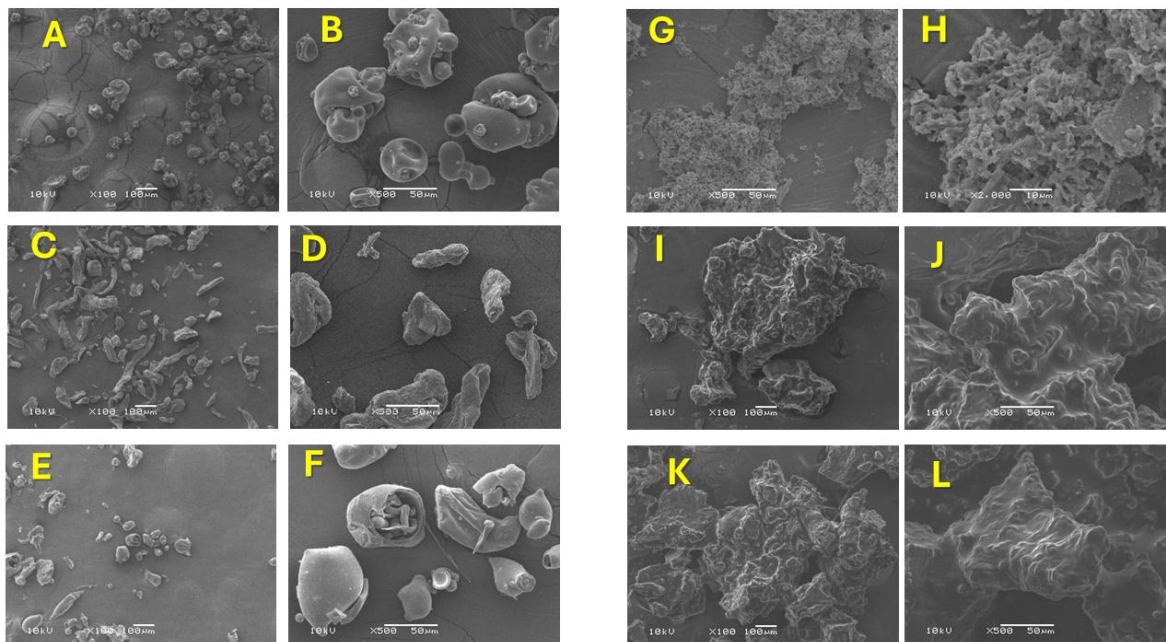


Figura 6.1 Micrografías SEM de las microcápsulas liofilizadas de antocianinas y sus materiales de pared; (A: 100x; B: 500x) proteína de chícharo, (C: 100x; D: 500x) alginato de propilenglicol, (E: 100x; F: 500x) maltodextrina, (G: 500x; H: 2000x) extracto seco de antocianinas de *C. cainito*, (I: 100x; J: 500x) microcápsulas de antocianinas T1 (1.0 %) y (K: 100x; L: 500x) microcápsulas de antocianinas T2 (1.5 %).

6.2 Distribución del tamaño de partícula

El análisis de la distribución del tamaño de partícula tanto de las microcápsulas liofilizadas como de sus materiales de pared (Figura 6.2) permite determinar su viabilidad para ser utilizadas en sistemas alimentarios o nutracéuticos. Para la proteína de chícharo (PCH), se observaron dos grupos de partículas de diferente tamaño, en el que el grupo más predominante alcanzó un volumen del 6.3 % con un tamaño de 69.62 μm . El otro grupo obtuvo un menor volumen de 3.0 % con un tamaño de 195.31 μm . Por otra parte, la maltodextrina DE10 (MAD), mostró cuatro grupos de tamaño de partícula de 176.8 μm , 339.8 μm , 493.6 μm y 716.9 μm , respectivamente. El grupo de mayor tamaño de MAD obtuvo un valor de 493.6 μm con un volumen del 23.1 %. De acuerdo con Shanthakumar et al., (2022), la variación del tamaño de partícula de PCH, se atribuyó a su proceso de extracción (extracción alcalina o molienda y clasificación por aire), las cuales tienden a influir por formar agregaciones y mezclar partículas de diferente tamaño. Asimismo, la variación del tamaño de partícula de MAD, se vio determinado por el grado de polimerización y su baja tasa de hidrólisis, conteniendo cadenas más largas de glucosa con cierto grado de ramificación (Saavedra-Leos et al., 2024). Por último, es importante mencionar que el análisis de la muestra del alginato de propilenglicol (ALGP), no se realizó, debido a que se gelificaba en el agua antes de realizar el ensayo.

En el extracto seco, se observó tres tamaños de partícula de 69.62 μm , 146.8 μm y 256.8 μm , siendo este último el más predominante con un volumen del 8.4 %. Las microcápsulas de antocianinas mostraron un tamaño de partícula con valores predominantes de 111 μm y 161.2 μm , con volúmenes del 3.6 % y 3.9 % para T1 y T2 respectivamente. Este comportamiento se explica porque la microcápsula T2 fue el de mayor concentración de polímeros (1.5 %). De la misma manera, también se encontraron otros tamaños con menor volumen que oscilaron entre 2.2-76.43 μm para T1 y 10.78-111 μm para T2, respectivamente. Napiórkowska & Kurek, (2022), relacionan la variación del tamaño de partícula con la interacción entre la proteína y el polisacárido, en la fase del coacervado. Esta etapa resulta de vital importancia, debido, a que durante su obtención el cambio de pH reduce la fuerza de repulsión electroestática en la emulsión, aumentando la posibilidad de formar gotas de coacervado más grandes cuando se tiene una mayor concentración de polímeros. Asimismo, este autor menciona que la velocidad de agitación también puede influir en la variación del tamaño de partícula de las microcápsulas.

Los tamaños promedios de las microcápsulas T1 y T2 coinciden a los obtenidos por Patel et al., (2020), en microcápsulas de zanahoria negra (*Pusa asita*), en el que se obtuvo un 90 % de microcápsulas con un tamaño inferior a 152.23 μm y un tamaño promedio de 60.97 μm . Hundre et al., (2015), Legako & Dunford, (2010) y Pasban Noghabi & saberian, (2023), asocian el tamaño de partícula a la técnica de micro recubrimiento utilizada, a la generación de aglomerados por contenido de humedad y, asimismo, a la composición y concentración de los materiales de pared.

Los tamaños de partículas de las microcápsulas de antocianinas influyen de manera directa en sus aplicaciones alimentarias, nutraceuticas o industriales. Barba-Ostria et al., (2024), mencionan que las partículas obtenidas con un tamaño de 100-500 μm , son categorizadas como partículas grandes, con posibles aplicaciones en productos que requieran una liberación sostenida o controlada, debido, a que su velocidad de disolución es más lenta y su vida útil aumenta. En contraste, las partículas de menor tamaño son ideales para aplicar en medios que requieran potenciar sus cualidades sensoriales y obtener texturas suaves, al ser partículas con mejor solubilidad y rápida liberación de antocianinas activas.

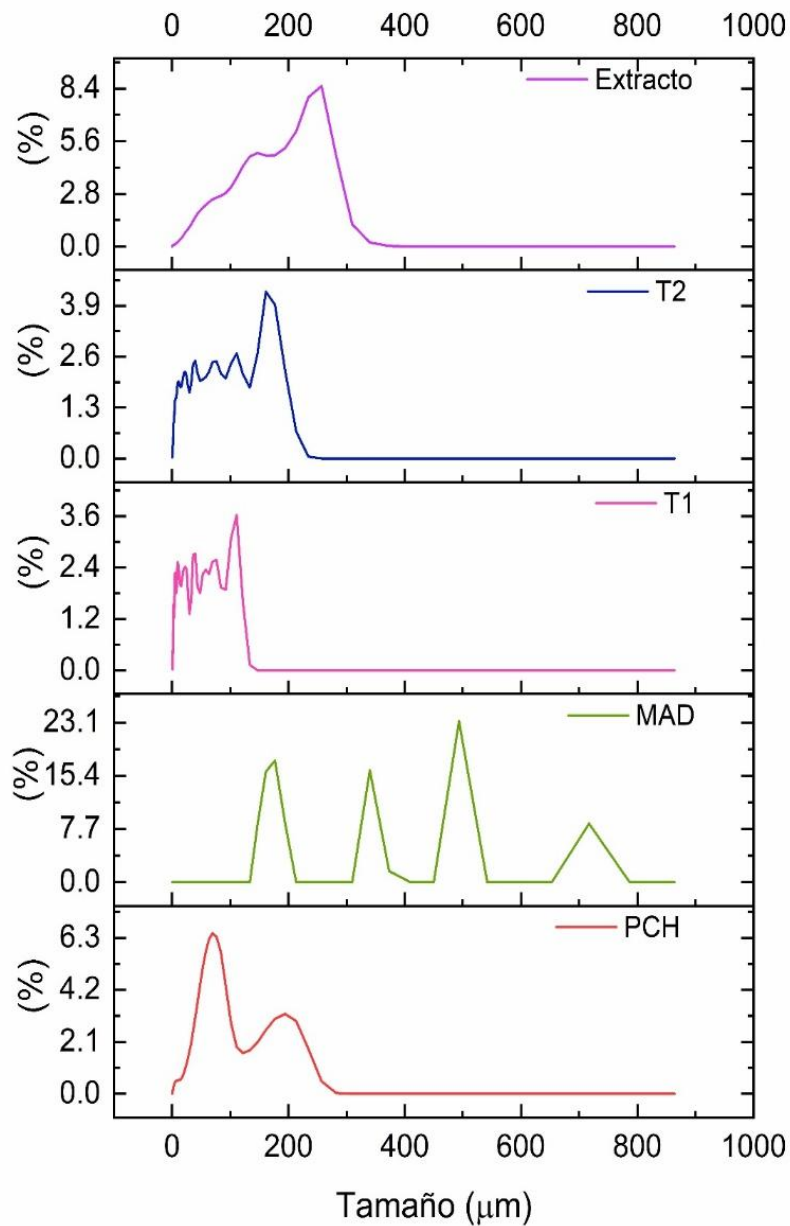


Figura 6.2 Distribución del tamaño de partícula de la proteína de chícharo (PCH), maltodextrina DE10 (MAD), tratamiento 1 de microcápsulas de antocianinas (1.0 %) (T1), Tratamiento 2 de microcápsulas de antocianinas (1.5 %) (T2) y extracto seco de antocianinas de *C. cainito* (Extracto).

6.3 Análisis termo-gravimétrico (TGA)

El análisis termogravimétrico (TGA) se utilizó para caracterizar y evaluar la estabilidad térmica de las microcápsulas liofilizadas y sus materiales de pared (Figura 6.3). De manera general, el primer evento térmico por debajo de los 100 °C se asoció a la pérdida de humedad. Posteriormente, en el segundo evento térmico de los materiales de pared (Figura 6.3 A, B y C), se registró la mayor pérdida de masa, en los que se alcanzó los siguientes porcentajes de pérdida: PCH 50.37 % a 330.6 °C, ALGP 46.51 % a 230.89 °C y MAD 64.184 % a 323.92 °C. Este hecho, confirma la alta estabilidad térmica de MAD y PCH. En el tercer evento térmico a 650 °C se registró el porcentaje de residuos inorgánicos (minerales). La degradación térmica de los polímeros se asoció a diferentes variables, para PCH se vio definida principalmente por la relación entre el porcentaje de su pureza con el aumento de la temperatura, ya que se ha reportado que entre mayor sea su pureza, mayor será su punto de volatilización (Ricci et al., 2018). El resultado de ALGP, mostró dos eventos térmicos a 150 °C y 230.89 °C, ocasionado por la unión de moléculas OH del agua con el polímero, lo que prolonga su degradación al aumentar la temperatura (Sun et al., 2017). Por último, en la degradación térmica de MAD, se observaron resultados similares a lo reportado por Moo Huchin et al., (2019), en el análisis de la maltodextrina DE10 de maíz, el cual registró una pérdida de masa del 70 % a 319 °C. De acuerdo con George et al., (2021), atribuyen este resultado a la deshidratación y degradación molecular de reacciones de isomerización y polimerización.

En el análisis termogravimétrico del extracto (Figura 6.3 D), se registró cuatro eventos térmicos, donde la mayor pérdida de masa fue de 68.63 % a 108.47 °C, la cual se asoció a la evaporación del agua, la degradación de compuestos bioactivos termolábiles y a la descomposición térmica de polifenoles, hasta alcanzar la temperatura de 293.4 °C (George et al., 2021). En los termogramas de las microcápsulas liofilizadas (Figura 6.3 E y F), es posible observar una similitud en el porcentaje de pérdida de masa con 28.58 % para T1 y 28.73 % para T2, a 268.58 °C y 270.44 °C, respectivamente, que puede atribuirse a la degradación de los materiales de pared y del extracto encapsulado. El evento térmico superior a los 400° C se derivó por la presencia del aceite de soya, el cual es considerado como un compuesto menos sensible a condiciones térmicas (Da Silva Dutra et al., 2021; George et al., 2021). Los termogramas de las microcápsulas liofilizadas presentaron una mejor estabilidad térmica, en comparación con el

termograma del extracto seco de antocianinas, ya que la maltodextrina y el complejo PCH-ALGP, retardan la transferencia de calor y brindan una protección estable, permitiendo el uso del extracto de antocianinas de *C. cainito* a procesos alimentarios, nutraceuticos e industriales (Guo et al., 2019).

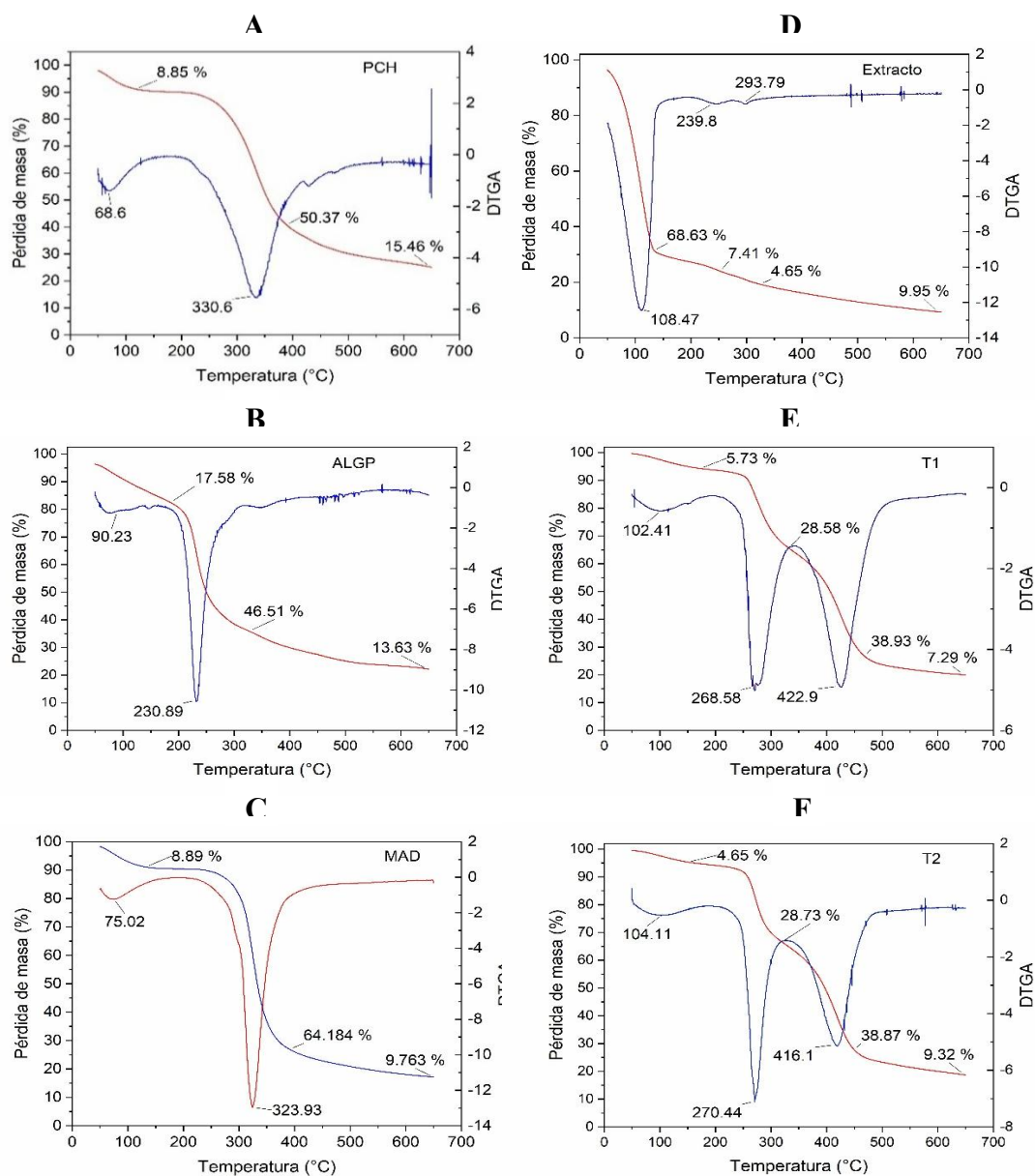


Figura 6.3 Análisis termogravimétrico (TGA): A: Proteína de chícharo (PCH); B: Alginato de propilenglicol (ALGP); C: Maltodextrina (MAD); D: Extracto seco de antocianinas de *C. cainito* (Extracto); E: Tratamiento 1 de microcápsulas de antocianinas (1.0 %) (T1) y F: Tratamiento 2 de microcápsulas de antocianinas (1.5 %) (T2).

6.4 Espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FTIR)

En la Figura 6.4 se observa el espectro de infrarrojo por transformada de Fourier (FTIR) de las microcápsulas liofilizadas y de los materiales de pared. Este estudio se empleó para determinar las huellas digitales de los polímeros y verificar su presencia en los tratamientos, siendo interpretados en relación con su transmitancia, para proporcionar información específica de sus grupos funcionales existentes en la región de 4000-1500 cm^{-1} y de las principales vibraciones estructurales de cada molécula o grupos de moléculas entre 1500-500 cm^{-1} (Berthomieu & Hienerwadel, 2009; Stuart, 2004).

Los espectros FTIR de los tratamientos y de los materiales de pared, presentaron una longitud de onda similar a 3271 cm^{-1} , la cual se vio relacionada a los estiramientos ν (OH), de las moléculas con enlaces de hidrogeno o la interacción con agua. Sin embargo, en la muestra del extracto, la longitud de onda entre 3600-3100 cm^{-1} y 1029 cm^{-1} , se atribuyó a las vibraciones/estiramientos de fracciones OH de los flavonoides, ácidos fenólicos y azúcares presentes (R. Xue et al., 2024). En el espectro de la proteína de chícharo (PCH), se registraron diferentes señales que se vieron representados por lo grupos funcionales amida I, amida II y amida III, en el que se interpretaron regiones de ondas a 1628 cm^{-1} (estiramiento del C=O, flexión de CN), 1524 cm^{-1} (flexión de NH y estiramiento del CH) y 1234 cm^{-1} (estiramiento de CN, flexión del NH) (Kim et al., 2023; Stani et al., 2020). De acuerdo con Pinares et al., (2023); Wang et al., (2018); Zhang et al., (2022), estas frecuencias vibracionales son atribuidas al de las estructuras peptídicas (CO-NH) que son usuales de encontrar en las bandas vibracionales de las proteínas, entre 1700 a 1600 cm^{-1} para la amida I, de 1580 a 1480 cm^{-1} para la amida II y de 1300 a 1200 cm^{-1} para la amida III. De igual manera, en la muestra PCH, se observó dos picos con relación a la presencia de ácidos grasos e interacciones hidrofóbicas a 2958 cm^{-1} y a 2925 cm^{-1} , correspondientes al estiramiento ν (CH) y a un tipo de estiramiento asimétrico, representativo de los grupos metileno y metilo de los lípidos (İŞçiMen, 2025; Kim et al., 2023). Así mismo en PCH, el pico encontrado a 1392 cm^{-1} se asoció a las deformaciones vibracionales de enlaces OH, COH y CCH. Por último, a 1057 cm^{-1} se determinó la presencia de estiramientos ν (COC) característicos de los carbohidratos (Martín-del-Campo et al., 2007; Wang et al., 2018). El espectro de ALGP, mostró dos picos a 1607 cm^{-1} y 1736 cm^{-1} , los cuales se relacionó con sus grupos funcionales, siendo representados por las vibraciones asimétricas del anión carboxilato

(COO) y los estiramientos del enlace C=O del grupo éster (F. Liu et al., 2018). Con respecto a la maltodextrina DE10 (MAD), se determinó dos regiones de onda típicas de los carbohidratos a 1148 cm^{-1} y 1078 cm^{-1} , correspondientes a estiramientos CO, flexiones COH y a la deformación angular en los enlaces CH y CH₂, respectivamente (De Souza et al., 2015; Sarabandi et al., 2019). En el espectro del extracto, se observaron dos picos a 1689 cm^{-1} y 1447 cm^{-1} , referentes a la flexión del COC y a la vibración del CN. Sin embargo; las regiones más distintivas se encontraron a los 1536 cm^{-1} y 1606 cm^{-1} , las cuales se atribuyeron a las vibraciones del anillo aromático de la antocianina en el C=C y a la vibración del C=O del grupo funcional del anillo benzopirano (Edelmann et al., 2001; R. Xue et al., 2024). En cuanto a los espectros de las microcápsulas liofilizadas (T1 y T2), se vieron representados diversas regiones de onda de los materiales de pared con un ligero desplazamiento, en donde se encontraron los grupos funcionales amida I y amida III de la proteína de chícharo a 1649 cm^{-1} y 1237 cm^{-1} , respectivamente. Asimismo, a 1002 cm^{-1} , se encontró las deformaciones de enlaces CH y CH₂ de la maltodextrina. No obstante, la presencia del aceite de soja, añadido como emulsificante lipofílico en la emulsión primaria, al igual fue distintivo en los espectros de las microcápsulas, del cual se observó regiones de ondas típicas a 2848 cm^{-1} , 2953 cm^{-1} y 3009 cm^{-1} , correspondientes al estiramiento simétrico del grupo CH₂ y asimétrico de los grupos CH₂ y CH₃. Además, al igual se registró la presencia del estiramiento del grupo éster (C=O) a 1743 cm^{-1} y vibraciones de tijera de los grupos metileno y metilo a 1465 cm^{-1} y 1377 cm^{-1} , respectivamente (Kuligowski et al., 2008).

Mediante el análisis de los espectros FTIR, se observó que los materiales de pared y el extracto formaron una interacción, la cual se demostró por el ligero desplazamiento de las señales. Además; la presencia del aceite de soja en las microcápsulas fue distintiva, al presentar regiones de onda no visibles en los espectros de los materiales de pared. Así mismo, se observó una diferencia de intensidad entre los espectros de las microcápsulas, asociado a la diferencia de concentración de los polímeros utilizados en ambos tratamientos T1 (1.0 % de polímeros) y T2 (1.5 % de polímeros).

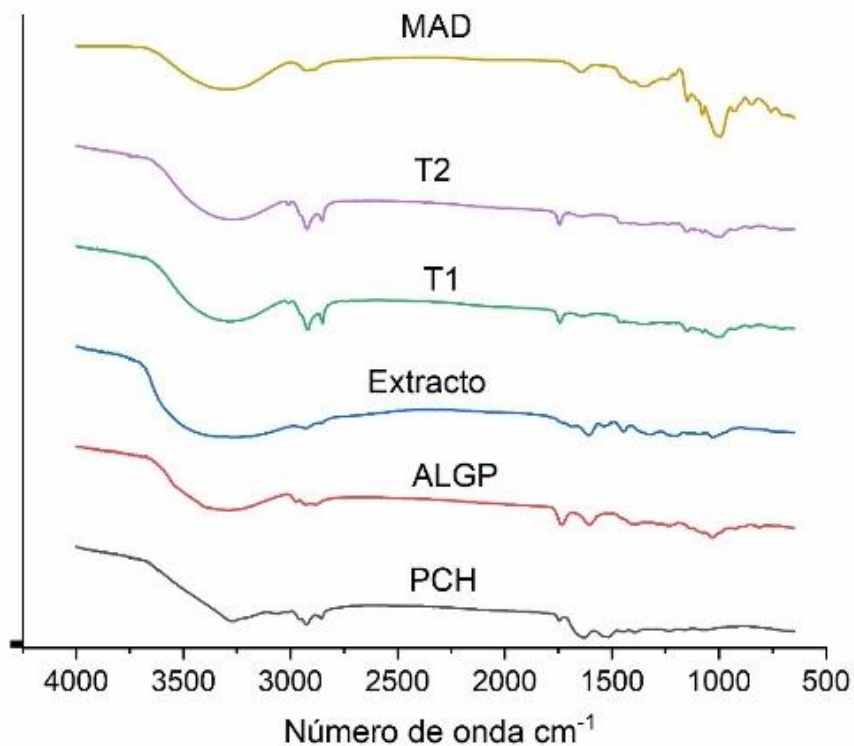


Figura 6.4 Espectros FTIR, de la proteína de chícharo (PCH), alginato de propilenglicol (ALGP), maltodextrina (MAD), Extracto seco de antocianinas de *C. cainito* (Extracto), tratamiento 1 de microcápsulas de antocianinas (1.0 %) (T1) y tratamiento 2 de microcápsulas de antocianinas (1.5 %) (T2).

6.5 Perfil cromatográfico de compuestos fenólicos de las microcápsulas y del extracto de la cáscara de *C. cainito*

La determinación del contenido de polifenoles por cromatografía líquida de alto rendimiento (HPLC), en las microcápsulas de antocianinas y del extracto de *C. cainito* se muestra en la Tabla 6.1. Esta determinación es de interés, ya que autores como Can-Cauich et al., (2017) y Moo-Huchin et al., (2014), reportaron la presencia de compuestos fenólicos en la pulpa y cáscara de *C. cainito* con alta capacidad antioxidante, lo que hace interesante el aprovechamiento de estos residuos no comestibles de la fruta en diversas áreas como la alimentaria, nutracéutica o cosmética.

El perfil de cromatográfico del extracto de *C. cainito*, exhibió la presencia de tres compuestos fenólicos: ácido gálico, 2-4-hidroxifenil etanol (tirosol) y catequina. Estos compuestos fenólicos son los mismo que observaron Can-Cauich et al., (2017 y Santos Cervera, (2023), en la cáscara seca del fruto de *C. cainito*, donde exhibieron valores promedio de 436.07 ± 16.87 mg/100 g de catequina y 9.34 ± 0.33 mg/100 g de tirosol, respectivamente. Por otra parte, de los tres compuestos fenólicos encontrados en el extracto de *C. cainito*, la catequina (un flavonoide) fue el de mayor presencia con un total de 589.60 ± 85.09 mg/100 g, seguido del ácido gálico con 73.83 ± 0.15 mg/100 g y el tirosol con un total de 8.18 ± 1.26 mg/100 g. El contenido de ácido gálico fue similar al estudio reportado por U. Singh et al., (2016), en el extracto seco del fruto de *Vicia Faba*, el cual exhibió un contenido de ácido gálico de 70.81 mg/100 g de extracto seco.

Así mismo, el perfil cromatográfico de los polvos encapsulados resultó similar al perfil del extracto de *C. cainito* L. El contenido de compuestos fenólicos fue similar entre las microcápsulas T1 (1.0 % de polímeros) y T2 (1.5 % de polímeros), excepto para la catequina. El contenido de catequina resultó mayor para la microcápsula T1 (24.71 ± 1.99 mg/100 g) en comparación con T2 (16.85 ± 0.82 mg/100 g). De acuerdo con Salgado Padilla, (2020) y Shaddel et al., (2018), relacionan esta diferencia de contenido de compuestos fenólicos con el porcentaje de concentración de los materiales de pared. Es decir, cuando aumenta la concentración de los materiales de pared la capacidad de carga disminuye, y viceversa. De misma manera, este comportamiento se puede explicar por la funcionalidad química, polaridad, solubilidad y volatilidad de los polímeros (Pittia & Gharsallaoui, 2021). En el estudio realizado por Ștefănescu et al., (2022) en microcápsulas de hoja de arándano (*V. myrtillus* L.) , se determinó

el perfil cromatográfico de la catequina y su contenido promedio, en el extracto de hojas (2.32 ± 0.03 mg/g) y en las microcápsulas (0.24 ± 0.01 mg/g). De acuerdo con este autor, la disminución del valor promedio de catequina en las microcápsulas está relacionado con el proceso de encapsulación, el cual puede influir en la formación de subproductos con menor potencial antioxidante a causa de modificaciones estructurales y reacciones de polimerización, epimerización y oxidación. En otro resultado, se identificó el tirosol en microcápsulas T1 (0.84 ± 0.04 mg/10 g) y T2 (0.40 ± 0.01 mg/100 g), lo cual es de gran importancia, debido a que este compuesto solo es común encontrarlo en el aceite de oliva y aceituna, y es característico por tener poca biodisponibilidad y solubilidad en agua (Yao et al., 2024).

Fan et al., (2017) y Kahkeshani et al., (2019), señalaron que los compuestos fenólicos encontrados (ácido gálico, tirosol y catequina), aportan múltiples beneficios para la salud, incluyendo la inhibición del estrés oxidativo, actividades terapéuticas en trastornos gastrointestinales, metabólicos y cardiovasculares. Así como para la prevención y tratamiento de enfermedades crónicas. Por lo que su presencia en las microcápsulas (T1 y T2), representan nuevas oportunidades de aprovechamiento de la cáscara de *C. cainito*.

Tabla 6.1 Contenido de compuestos fenólicos determinado por HPLC de microcápsulas y extracto de *C. cainito*.

Tratamiento	Ácido gálico (mg/100 g)	2-4-Hidroxifenil etanol (tirosol) (mg/100 g)	Catequina (mg/100 g)
Extracto <i>C. cainito</i> ¹	73.83 ± 0.15	8.18 ± 1.26	589.60 ± 85.09
T1 ²	3.01 ± 0.05	0.84 ± 0.04	24.71 ± 1.99
T2 ²	2.80 ± 0.20	0.40 ± 0.01	16.85 ± 0.82

¹. Expresado en peso seco de extracto. ². Expresado en peso seco de las microcápsulas. Los valores son promedios $\pm$ desviación estándar. T1 (1.0 % de polímeros) y T2 (1.5 % polímeros).

7 CONCLUSIÓN

En conclusión, las microcápsulas T1 (1.0 % de polímeros) y T2 (1.5 % de polímeros), mostraron una morfología similar, con estructura irregular y superficie rugosa. Este hallazgo demostró que la variación de la concentración de los polímeros no afectó su morfología. La distribución del tamaño de partícula de las microcápsulas exhibió una relación con el tamaño de las gotas del coacervado, donde al aumentar la concentración de polímeros se obtuvieron partículas de mayor tamaño. La morfología y tamaño de las microcápsulas obtenidas, hace que sean ideales para sistemas que necesiten una liberación rápida o sostenida de compuestos bioactivos, lo cual es útil en aplicaciones alimentarias, nutraceuticas o industriales. De misma forma, se determinó que la variación de la concentración de los polímeros no influyó en la estabilidad térmica de las microcápsulas. Con los valores de la pérdida de masa y la temperatura de descomposición se concluye que las microcápsulas T1 y T2 tienen alta estabilidad térmica como material polimérico cargado con compuestos fenólicos. Los hallazgos del análisis FTIR en los tratamientos (T1 y T2), revelaron que la variación de la concentración de los polímeros produjo una diferencia de intensidad entre los espectros, así como el desplazamiento de las señales que indican interacción entre polímeros (alginato de propilenglicol, proteína de chícharo y maltodextrina) y el extracto de *C. cainito*. Esto demuestra que los polímeros utilizados son eficaces para encapsular y otorgar estabilidad a las antocianinas. Por último, en el extracto de *C. cainito* y en las microcápsulas T1 y T2, se determinó el contenido de tres compuestos fenólicos: ácido gálico, tirosol y catequina. Entre los tratamientos, T1 presentó el mayor contenido de catequina. Este hallazgo sugiere que el uso de una menor concentración de polímeros incrementa la capacidad de las microcápsulas para encapsular compuestos fenólicos.

La microencapsulación del extracto de la cáscara de *C. cainito*, por coacervación compleja demostró ser un método eficaz para aumentar la estabilidad de las antocianinas, donde las propiedades físico-químicas de las microcápsulas, se relacionaron directamente con la concentración de polímeros utilizada.

8 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Adebiyi, A. P., & Aluko, R. E. (2011). Functional properties of protein fractions obtained from commercial yellow field pea (*Pisum sativum* L.) seed protein isolate. *Food Chemistry*, 128(4), 902-908. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.03.116>
- Aguilera-Otíz, M., Reza-Vargas, M. D. C., Chew-Madinaveita, R. G., & Meza-Velázquez, J. A. (2011). Propiedades funcionales de las antocianinas. *BIOtecnia*, 13(2), 16. <https://doi.org/10.18633/bt.v13i2.81>
- Ai, Y., Zheng, Q.-D., Wang, M.-J., Xiong, L.-W., Li, P., Guo, L.-T., Wang, M.-Y., Peng, D.-H., Lan, S.-R., & Liu, Z.-J. (2023). Molecular mechanism of different flower color formation of *Cymbidium ensifolium*. *Plant Molecular Biology*, 113(4-5), 193-204. <https://doi.org/10.1007/s11103-023-01382-0>
- Alanís-López, P., Pérez-González, J., Rendón-Villalobos, R., Jiménez-Pérez, A., & Solorza-Feria, J. (2011). Extrusion and Characterization of Thermoplastic Starch Sheets from “Macho” Banana. *Journal of Food Science*, 76(6). <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2011.02254.x>
- Álvarez, R., Quintero, I., & Méndez, J. M. (2009). *Emergencia y características de plántulas de Chrysophyllum cainito L. (Sapotacea) bajo diferentes tratamientos pregerminativos y posición de siembra de la semilla.*
- Álvarez-Vargas, J. E., Alia-Tejacal, I., López-Martínez, V., Acosta-Durán, C. M., Andrade-Rodríguez, M., Colinas-León, M. T., Delgado-Escobar, I., & Villegas-Torres, O. (2006). Caracterización de frutos de caimito (*Chrysophyllum cainito* L.) en el estado de Morelos. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, XII(2), 217-221. <https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2006.02.019>

-
-
- Ballesteros, L. F., Ramirez, M. J., Orrego, C. E., Teixeira, J. A., & Mussatto, S. I. (2017). Encapsulation of antioxidant phenolic compounds extracted from spent coffee grounds by freeze-drying and spray-drying using different coating materials. *Food Chemistry*, 237, 623-631. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.05.142>
- Barba-Ostria, C., Carrero, Y., Guamán-Bautista, J., López, O., Aranda, C., Debut, A., & Guamán, L. P. (2024). Microencapsulation of Anthocyanins from *Zea mays* and *Solanum tuberosum*: Impacts on Antioxidant, Antimicrobial, and Cytotoxic Activities. *Nutrients*, 16(23), 4078. <https://doi.org/10.3390/nu16234078>
- Belitz, H.-D. (with Grosch, W., & Schieberle, P.). (2009). *Food Chemistry* (4th ed). Springer Berlin / Heidelberg.
- Bel'skaya, L. V., Sarf, E. A., & Makarova, N. A. (2018). Use of Fourier Transform IR Spectroscopy for the Study of Saliva Composition. *Journal of Applied Spectroscopy*, 85(3), 445-451. <https://doi.org/10.1007/s10812-018-0670-0>
- Berthomieu, C., & Hienerwadel, R. (2009). Fourier transform infrared (FTIR) spectroscopy. *Photosynthesis Research*, 101(2-3), 157-170. <https://doi.org/10.1007/s11120-009-9439-x>
- Blum, F. (2014). High performance liquid chromatography. *British Journal of Hospital Medicine*, 75(Sup2), C18-C21. <https://doi.org/10.12968/hmed.2014.75.Sup2.C18>
- Campbell, C. (1974). "Research in CAIMITO *Chrysophyllum cainito*)" in *Florida Proc. Tropical Region Amer. Soc. Hort. Sci.* 18, 123-127.
- Can-Cauch, C. A., Sauri-Duch, E., Betancur-Ancona, D., Chel-Guerrero, L., González-Aguilar, G. A., Cuevas-Glory, L. F., Pérez-Pacheco, E., & Moo-Huchin, V. M. (2017). Tropical fruit peel powders as functional ingredients: Evaluation of their bioactive

-
-
- compounds and antioxidant activity. *Journal of Functional Foods*, 37, 501-506.
- <https://doi.org/10.1016/j.jff.2017.08.028>
- Cárdenas Baquero, G. D., Arrazola Paternina, G., & Villalba Cadavid, M. (2016). Frutas tropicales: Fuente de compuestos bioactivos naturales en la industria de alimentos. *Ingenium Revista de la facultad de ingeniería*, 17(33), 29.
- <https://doi.org/10.21500/01247492.2152>
- Carrillo Sánchez, L. E., Jiménez Bañuelos, C., Martínez Castillo, J., Canché Pacheco, W., & Orellna, R. (2021). Frutales nativos de la península de Yucatán: Hacia una colección más exhaustiva del Jardín Botánico Regional “Roger. *Centro de Investigación Científica de Yucatán, A.C.*, 13, 168-173.
- Castro Acosta, Dra. M. L. (2019). Polifenoles: Compuestos bioactivos con efectos benéficos en la prevención de diabetes tipo 2. *REDCieN*, 1(3).
- Castroviejo Fernández, M. P. (2020). Microscopía Electrónica de Barrido (MEB). *Universidad de Burgos*.
- Cevallos-Casals, B. A., & Cisneros-Zevallos, L. (2004). Stability of anthocyanin-based aqueous extracts of Andean purple corn and red-fleshed sweet potato compared to synthetic and natural colorants. *Food Chemistry*, 86(1), 69-77.
- <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2003.08.011>
- Choudhury, N., Meghwal, M., & Das, K. (2021). Microencapsulation: An overview on concepts, methods, properties and applications in foods. *Food Frontiers*, 2(4), 426-442. <https://doi.org/10.1002/fft2.94>
- Coe, F. G., & Anderson, G. J. (1996). *Ethnobotany of the Garífuna of Eastern Nicaragua: Vol. Vol. 50. Economic Botany*.

-
-
- Comunian, T. A., & Favaro-Trindade, C. S. (2016). Microencapsulation using biopolymers as an alternative to produce food enhanced with phytosterols and omega-3 fatty acids: A review. *Food Hydrocolloids*, 61, 442-457.
<https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2016.06.003>
- Ćujić Nikolić, N., Žilić, S., Simić, M., Nikolić, V., Živković, J., Marković, S., & Šavikin, K. (2023). Microencapsulates of Blue Maize Polyphenolics as a Promising Ingredient in the Food and Pharmaceutical Industry: Characterization, Antioxidant Properties, and In Vitro-Simulated Digestion. *Foods*, 12(9), 1870. <https://doi.org/10.3390/foods12091870>
- Da Silva Dos Passos, A. P., Scaramal Madrona, G., Marcolino, V. A., Baesso, M. L., Matioli, G., Physics Department, State University of Maringá(UEM), Avenida Colombo, 5790, CEP 87020-900, Maringá-PR, Brazil, & Postgraduate Program in Food Science, State University of Maringá (UEM), Avenida Colombo, 5790, CEP 87020-900, Maringá-PR, Brazil. (2015). The Use of Thermal Analysis and Photoacoustic Spectroscopy in the Evaluation of Maltodextrin Microencapsulation of Anthocyanins from Juçara Palm Fruit (*Euterpe edulis* Mart.) and Its Application in Food. *Food Technology and Biotechnology*, 53. <https://doi.org/10.17113/ftb.53.04.15.3726>
- Da Silva Dutra, L., De Souza, M. N., & Pinto, J. C. (2021). Preparation of Polymer Microparticles Through Non-aqueous Suspension Polycondensations: Part IV—Effect of the Continuous Phase on the Characteristics of Final Poly(Butylene Succinate) Particles. *Journal of Polymers and the Environment*, 29(1), 219-229.
<https://doi.org/10.1007/s10924-020-01869-7>
- De Souza, V. B., Thomazini, M., Balieiro, J. C. D. C., & Fávaro-Trindade, C. S. (2015). Effect of spray drying on the physicochemical properties and color stability of the powdered

-
-
- pigment obtained from vinification byproducts of the Bordo grape (*Vitis labrusca*).
Food and Bioproducts Processing, 93, 39-50.
<https://doi.org/10.1016/j.fbp.2013.11.001>
- Déciga-Campos, M., Ortiz-Andrade, R., Sanchez-Recillas, A., Flores-Guido, J. S., & Ramírez Camacho, M. A. (2017). Antinociceptive and Antihyperalgesic Activity of a Traditional Maya Herbal Preparation Composed of *Pouteria Campechiana*, *Chrysophyllum Cainito*, *Citrus Limonum*, and *Annona Muricata*. *Drug Development Research*, 78(2), 91-97. <https://doi.org/10.1002/ddr.21378>
- Delascio-Chitty, F. (1985). *Algunas plantas usadas en la medicina empírica venezolana* (Dirección de Investigaciones Biológicas, Division de Vegetación, Jardín Botánico, Inparques,).
- Deveci, S. S., & Basal, G. (2009). Preparation of PCM microcapsules by complex coacervation of silk fibroin and chitosan. *Colloid and Polymer Science*, 287(12), 1455-1467. <https://doi.org/10.1007/s00396-009-2115-z>
- Devi, L. M., Das, A. B., & Badwaik, L. S. (2023). Effect of gelatin and acacia gum on anthocyanin coacervated microcapsules using double emulsion and its characterization. *International Journal of Biological Macromolecules*, 235, 123896.
<https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.123896>
- Díaz-Mula, H. M., Zapata, P. J., Guillén, F., Castillo, S., Martínez-Romero, D., Valero, D., & Serrano, M. (2008). Changes in physicochemical and nutritive parameters and bioactive compounds during development and on-tree ripening of eight plum cultivars: A comparative study. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 88(14), 2499-2507. <https://doi.org/10.1002/jsfa.3370>

-
-
- Doan, H. V., & Le, T. P. (2020). *Chrysophyllum cainito*: A Tropical Fruit with Multiple Health Benefits. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2020(1), 7259267. <https://doi.org/10.1155/2020/7259267>
- Doan, H. V., Riyajan, S., Iyara, R., & Chudapongse, N. (2018). Antidiabetic activity, glucose uptake stimulation and α -glucosidase inhibitory effect of *Chrysophyllum cainito* L. stem bark extract. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 18(1), 267. <https://doi.org/10.1186/s12906-018-2328-0>
- Durst, R. W., & Wrolstad, R. E. (2001). Separation and Characterization of Anthocyanins by HPLC. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*, 00(1). <https://doi.org/10.1002/0471142913.faf0103s00>
- Edelmann, A., Diewok, J., Schuster, K. C., & Lendl, B. (2001). Rapid Method for the Discrimination of Red Wine Cultivars Based on Mid-Infrared Spectroscopy of Phenolic Wine Extracts. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49(3), 1139-1145. <https://doi.org/10.1021/jf001196p>
- Eghbal, N., & Choudhary, R. (2018). Complex coacervation: Encapsulation and controlled release of active agents in food systems. *LWT*, 90, 254-264. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2017.12.036>
- Einbond, L. S., Reynertson, K. A., Luo, X.-D., Basile, M. J., & Kennelly, E. J. (2004). Anthocyanin antioxidants from edible fruits. *Food Chemistry*, 84(1), 23-28. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(03\)00162-6](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(03)00162-6)
- El-Hawary, S. S. E.-D., El Zalabani, S. M., Selim, N. M., Ibrahim, M. A., Wahba, F. A., El Badawy, S. A., Mahdy, N. E. S., Yasri, A., & Sobeh, M. (2019). Phenolic Constituents of *Chrysophyllum oliviforme* L. Leaf Down-Regulate TGF- β Expression and

-
-
- Ameliorate CCl₄-Induced Liver Fibrosis: Evidence from In Vivo and In Silico Studies. *Antioxidants*, 8(12), 646. <https://doi.org/10.3390/antiox8120646>
- Fan, F.-Y., Sang, L.-X., & Jiang, M. (2017). Catechins and Their Therapeutic Benefits to Inflammatory Bowel Disease. *Molecules*, 22(3), 484. <https://doi.org/10.3390/molecules22030484>
- Fenger, J.-A., Moloney, M., Robbins, R. J., Collins, T. M., & Dangles, O. (2019). The influence of acylation, metal binding and natural antioxidants on the thermal stability of red cabbage anthocyanins in neutral solution. *Food & Function*, 10(10), 6740-6751. <https://doi.org/10.1039/C9FO01884K>
- Fraisse, D., Bred, A., Felgines, C., & Senejoux, F. (2020). Screening and Characterization of Antiglycoxidant Anthocyanins from *Vaccinium myrtillus* Fruit Using DPPH and Methylglyoxal Pre-Column HPLC Assays. *Antioxidants*, 9(6), 512. <https://doi.org/10.3390/antiox9060512>
- Frances-Morton, J. (1987). *Fruits of Warm Climates* (Ilustrada).
- Freire Rodríguez, M. J. (2018). *Desarrollo de emulsiones dobles y emulsiones dobles gelificadas como análogos de grasa y su aplicación en productos cárnicos funcionales* [TESIS DOCTORAL]. UNIVERSIDAD COMPLUTENSE DE MADRID.
- García Martínez, E., Fernández Segovia, I., & Fuentes López, A. (2015). Determinación de polifenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu. *Universitat Politècnica de València*.
- GARZÓN, G. A. (2008). Anthocyanins As Natural Colorants And Bioactive Compounds. A Review. *Departamento de Química, Universidad Nacional de Colombia.*, 13(3).

-
-
- Garzón, G. A., & Wrolstad, R. E. (2001). The stability of pelargonidin-based anthocyanins at varying water activity. *Food Chemistry*, 75(2), 185-196.
[https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(01\)00196-0](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(01)00196-0)
- George, T. T., Oyenih, A. B., Rautenbach, F., & Obilana, A. O. (2021a). Characterization of Moringa oleifera Leaf Powder Extract Encapsulated in Maltodextrin and/or Gum Arabic Coatings. *Foods*, 10(12), 3044. <https://doi.org/10.3390/foods10123044>
- George, T. T., Oyenih, A. B., Rautenbach, F., & Obilana, A. O. (2021b). Characterization of Moringa oleifera Leaf Powder Extract Encapsulated in Maltodextrin and/or Gum Arabic Coatings. *Foods*, 10(12), 3044. <https://doi.org/10.3390/foods10123044>
- Gimeno Martínez, D. (2015). Optimización de la extracción de compuestos de interés en subproductos de frutas tropicales para su aplicación en matrices alimentarias. *Universidad de Zaragoza*, 57.
- Gomis Yagües, V. (2008). Tema 4. Cromatografía de líquidos de alta resolución. En *Técnicas Instrumentales en el Análisis Industrial*.
- Guo, Q., Su, J., Yuan, F., Mao, L., & Gao, Y. (2019). Preparation, characterization and stability of pea protein isolate and propylene glycol alginate soluble complexes. *LWT*, 101, 476-482. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.11.057>
- Han, M. H., Kim, H. J., Jeong, J.-W., Park, C., Kim, B. W., & Choi, Y. H. (2018). Inhibition of Adipocyte Differentiation by Anthocyanins Isolated from the Fruit of *Vitis coignetiae* Pulliat is Associated with the Activation of AMPK Signaling Pathway. *Toxicological Research*, 34(1), 13-21. <https://doi.org/10.5487/TR.2018.34.1.013>

-
-
- Hernández Ramírez, N. (2023). Identificación de polifenoles en el microencapsulado de granada y su evaluación protectora en hepatocitos con estrés oxidativo inducido. *Universidad autónoma del estado de Hidalgo. Instituto de ciencias de la salud*.
- Hernández-Fernández, M. Á., García-Pinilla, S., Ocampo-Salinas, O. I., Gutiérrez-López, G. F., Hernández-Sánchez, H., Cornejo-Mazón, M., Perea-Flores, M. D. J., & Dávila-Ortiz, G. (2020). Microencapsulation of Vanilla Oleoresin (*V. planifolia* Andrews) by Complex Coacervation and Spray Drying: Physicochemical and Microstructural Characterization. *Foods*, 9(10), 1375. <https://doi.org/10.3390/foods9101375>
- Hernández-Sánchez, M. L., Hernández-Fuentes, A. D., Elorza-Martínez, P., López-Herrera, M., & López-Jiménez, M. A. (2009). *Caracterización de frutos de caimito (Chrysophyllum cainito L.) en el estado de Veracruz, México. Vol. 9(Nº. 1), 70-73.*
- Hoshino, T., Matsumoto, U., & Goto, T. (1981). Self-association of some anthocyanins in neutral aqueous solution. *Phytochemistry*, 20(8), 1971-1976. [https://doi.org/10.1016/0031-9422\(81\)84047-2](https://doi.org/10.1016/0031-9422(81)84047-2)
- Hundre, S. Y., Karthik, P., & Anandharamakrishnan, C. (2015). Effect of whey protein isolate and β -cyclodextrin wall systems on stability of microencapsulated vanillin by spray-freeze drying method. *Food Chemistry*, 174, 16-24. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.11.016>
- Hutchings, J. (1999). *Food Color and Appearance*. (2nd ed.). Aspen Publishers.
- İşçiMen, E. M. (2025). Production of a food-grade pickering emulsion stabilized by pea protein-different phenolic acids. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, jsfa.14397. <https://doi.org/10.1002/jsfa.14397>

-
-
- Jamekhorshid, A., Sadrameli, S. M., & Farid, M. (2014). A review of microencapsulation methods of phase change materials (PCMs) as a thermal energy storage (TES) medium. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 31, 531-542.
<https://doi.org/10.1016/j.rser.2013.12.033>
- Jiang, T., Mao, Y., Sui, L., Yang, N., Li, S., Zhu, Z., Wang, C., Yin, S., He, J., & He, Y. (2019). Degradation of anthocyanins and polymeric color formation during heat treatment of purple sweet potato extract at different pH. *Food Chemistry*, 274, 460-470. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.07.141>
- Kahkeshani, N., Farzaei, F., Fotouhi, M., Alavi, S. S., Bahramsoltani, R., Naseri, R., Momtaz, S., Abbasabadi, Z., Rahimi, R., Farzaei, M. H., & Bishayee, A. (2019). Pharmacological effects of gallic acid in health and disease: A mechanistic review. *Iranian Journal of Basic Medical Sciences*, 22(3).
<https://doi.org/10.22038/ijbms.2019.32806.7897>
- Kalt, W., Ryan, D. A. J., Duy, J. C., Prior, R. L., Ehlenfeldt, M. K., & Vander Kloet, S. P. (2001). Interspecific Variation in Anthocyanins, Phenolics, and Antioxidant Capacity among Genotypes of Highbush and Lowbush Blueberries (*Vaccinium* Section *cyanococcus* spp.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49(10), 4761-4767.
<https://doi.org/10.1021/jf010653e>
- Kanha, N., Regenstein, J. M., Surawang, S., Pitchakarn, P., & Laokuldilok, T. (2021). Properties and kinetics of the in vitro release of anthocyanin-rich microcapsules produced through spray and freeze-drying complex coacervated double emulsions. *Food Chemistry*, 340, 127950. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.127950>

-
-
- Kim, W., Wang, Y., Vongsvivut, J., Ye, Q., & Selomulya, C. (2023). On surface composition and stability of β -carotene microcapsules comprising pea/whey protein complexes by synchrotron-FTIR microspectroscopy. *Food Chemistry*, 426, 136565.
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2023.136565>
- Kondō, A. (1979). *Microcapsule processing and technology*. Marcel Dekker.
- ku Canul, C. Y. (2021). *Extracción, caracterización y estabilidad de las antocianinas de cáscara de Chrysophyllum cainito l., cultivado en Yucatán*. [Tesis profesional]. Instituto tecnológico de Mérida.
- Kubola, J., Siriamornpun, S., & Meeso, N. (2011). Phytochemicals, vitamin C and sugar content of Thai wild fruits. *Food Chemistry*, 126(3), 972-981.
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.11.104>
- Kuligowski, J., Quintás, G., Esteve-Turrillas, F. A., Garrigues, S., & De La Guardia, M. (2008). On-line gel permeation chromatography–attenuated total reflectance–Fourier transform infrared determination of lecithin and soybean oil in dietary supplements. *Journal of Chromatography A*, 1185(1), 71-77.
<https://doi.org/10.1016/j.chroma.2008.01.048>
- Legako, J., & Dunford, N. T. (2010). Effect of Spray Nozzle Design on Fish Oil–Whey Protein Microcapsule Properties. *Journal of Food Science*, 75(6).
<https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2010.01708.x>
- Lema F., P., Pérez O., Ma. A., Martínez D., M. T., & Navarro G., H. (2017). Importancia y caracterización de frutales criollos en dos comunidades de Tuxpan, Veracruz. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 11(2), 306-313.
<https://doi.org/10.17584/rcch.2017v11i2.7590>

-
-
- Levy, R., Okun, Z., & Shpigelman, A. (2019). The Influence of Chemical Structure and the Presence of Ascorbic Acid on Anthocyanins Stability and Spectral Properties in Purified Model Systems. *Foods*, 8(6), 207. <https://doi.org/10.3390/foods8060207>
- Liu, F., Li, R., Mao, L., & Gao, Y. (2018a). Ethanol-induced composite hydrogel based on propylene glycol alginate and zein: Formation, characterization and application. *Food Chemistry*, 255, 390-398. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.02.072>
- Liu, F., Li, R., Mao, L., & Gao, Y. (2018b). Ethanol-induced composite hydrogel based on propylene glycol alginate and zein: Formation, characterization and application. *Food Chemistry*, 255, 390-398. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.02.072>
- Liu, Y., Tong, Y., Tong, Q., Xu, W., & Wang, Z. (2023). Effects of sunflower pectin on thermal stability of purple sweet potato anthocyanins at different pH. *International Journal of Biological Macromolecules*, 253, 126663. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.126663>
- Liu, Y., Wang, D., Wang, J., Yang, Y., Zhang, L., Li, J., & Wang, S. (2020). Functional properties and structural characteristics of phosphorylated pea protein isolate. *International Journal of Food Science & Technology*, 55(5), 2002-2010. <https://doi.org/10.1111/ijfs.14391>
- López Soriano, F. (2024). *Obtención por extrusión térmica de filamento a base de un termoplástico de poliuretano (TPU) y residuos de madera (aserrín) para inyección aditiva* [Tesis profesional]. Benemérita Universidad Autónoma de Puebla.
- Luna, G., Villada, H., & Velasco, R. (2009). Almidón termoplástico de yuca reforzado con fibra de fique: Preliminares. *Dyna*, 76(159), 145-151.

-
-
- Luo, X.-D., Basile, M. J., & Kennelly, E. J. (2002). Polyphenolic Antioxidants from the Fruits of *Chrysophyllum cainito* L. (Star Apple). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(6), 1379-1382. <https://doi.org/10.1021/jf0111178n>
- M. Monica Giusti (Ed.), Wilhelmina Kalt (Ed.), & Ronald E. Wrolstad (Ed.). (2016). *Anthocyanins*. MDPI - Multidisciplinary Digital Publishing Institute.
- Martín-del-Campo, S. T., Picque, D., Cosío-Ramírez, R., & Corrieu, G. (2007). Middle infrared spectroscopy characterization of ripening stages of Camembert-type cheeses. *International Dairy Journal*, 17(7), 835-845. <https://doi.org/10.1016/j.idairyj.2006.10.003>
- McClements, D. J., Decker, E. A., Park, Y., & Weiss, J. (2009). Structural Design Principles for Delivery of Bioactive Components in Nutraceuticals and Functional Foods. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 49(6), 577-606. <https://doi.org/10.1080/10408390902841529>
- Mcdougall, G. J., & Stewart, D. (2005). The inhibitory effects of berry polyphenols on digestive enzymes. *BioFactors*, 23(4), 189-195. <https://doi.org/10.1002/biof.5520230403>
- Meira, N. A., Klein Jr, L. C., Rocha, L. W., Quintal, Z. M., Monache, F. D., Cechinel Filho, V., & Quintão, N. L. M. (2014). Anti-inflammatory and anti-hypersensitive effects of the crude extract, fractions and triterpenes obtained from *Chrysophyllum cainito* leaves in mice. *Journal of Ethnopharmacology*, 151(2), 975-983. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2013.12.014>
- Meira, N. A., Rocha, L. W., Da Silva, G. F., Quintal, Z. M., Delle Monache, F., Cechinel Filho, V., & Quintão, N. L. M. (2016). *Chrysophyllum cainito* leaves are effective

-
-
- against pre-clinical chronic pain models: Analysis of crude extract, fraction and isolated compounds in mice. *Journal of Ethnopharmacology*, 184, 30-41.
<https://doi.org/10.1016/j.jep.2016.02.046>
- Modesto Junior, E. N., Martins, M. G., Pereira, G. A., Chisté, R. C., & Pena, R. D. S. (2023). Stability Kinetics of Anthocyanins of Grumixama Berries (*Eugenia brasiliensis* Lam.) during Thermal and Light Treatments. *Foods*, 12(3), 565.
<https://doi.org/10.3390/foods12030565>
- Monroy, Y., Rivero, S., & García, M. A. (2018). Microstructural and techno-functional properties of cassava starch modified by ultrasound. *Ultrasonics Sonochemistry*, 42, 795-804. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2017.12.048>
- Moo Huchin, V. M., Sauri Duch, E., Canto Pinto, J. C., Canul Garrido, D. M., & Moo Huchin, M. I. (2019). Producción enzimática de maltodextrinas a partir de almidón de *Brosimum alicastrum*. En *Prograssio: Perspectivas científicas del poniente de Yucatán* (primera edición, pp. 129-137).
- Moo-Huchin, V. M., Estrada-Mota, I., Estrada-León, R., Cuevas-Glory, L., Ortiz-Vázquez, E., Vargas, M. D. L. V. Y., Betancur-Ancona, D., & Sauri-Duch, E. (2014). Determination of some physicochemical characteristics, bioactive compounds and antioxidant activity of tropical fruits from Yucatan, Mexico. *Food Chemistry*, 152, 508-515.
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.12.013>
- Moratalla-López, N., Lorenzo, C., Chaouqi, S., Sánchez, A. M., & Alonso, G. L. (2019). Kinetics of polyphenol content of dry flowers and floral bio-residues of saffron at different temperatures and relative humidity conditions. *Food Chemistry*, 290, 87-94.
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.03.129>

-
-
- Muschiolik, G., & Dickinson, E. (2017). Double Emulsions Relevant to Food Systems: Preparation, Stability, and Applications. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 16(3), 532-555. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12261>
- Napiórkowska, A., & Kurek, M. (2022). Coacervation as a Novel Method of Microencapsulation of Essential Oils—A Review. *Molecules*, 27(16), 5142. <https://doi.org/10.3390/molecules27165142>
- Nhut Pham, T., Quoc Toan, T., Duc Lam, T., Vu-Quang, H., Vo, D.-V. N., Anh Vy, T., & Bui, L. M. (2019). Anthocyanins extraction from Purple Sweet Potato (*Ipomoea batatas* (L.) Lam): The effect of pH values on natural color. *IOP Conference Series: Materials Science and Engineering*, 542(1), 012031. <https://doi.org/10.1088/1757-899X/542/1/012031>
- Núñez-Colin, C. A. (2020). Las frutas nativas de México. *Universidad de Guanajuato*.
- Olaya, C. M., Castaño, M. P., & GARZON, G. A. (2009). Stability of anthocyanins from *rubus glaucus* benth and *solanum betaceum* cav. dark-red strain as affected by temperature, storage time and water activity. *Universidad Nacional de Colombia Sede Bogotá Bogotá, Colombia.*, 14(3), 141-156.
- Oranusi, S. U., Braide, W., & Umeze, R. U. (2015). *Antimicrobial Activities and Chemical Compositions Of Chrysophyllum Cainito (Star Apple) Fruit*. Vol 1(2), 08-24.
- Pasban Noghabi, V., & saberian, hamed. (2023). Thermal stabilization of the anthocyanin extract of saffron petal using encapsulation and its application in the model drink . *Journal of Food Science and Technology(Iran)*, 19(132). <https://doi.org/10.22034/FSCT.19.132.17>

-
-
- Patel, A. S., Kar, A., & Mohapatra, D. (2020). Development of microencapsulated anthocyanin-rich powder using soy protein isolate, jackfruit seed starch and an emulsifier (NBRE-15) as encapsulating materials. *Scientific Reports*, 10(1), 10198. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-67191-3>
- Pennington, T. D. (1990). Flora neotropicana. En *Jardín Botánico de Nueva York* (p. 770).
- Pereira Grandini, C., Schmitt, C. R., Rolina Wohlmuth Alves Dos Santos, A. J., Ignácio, P., & Rosa, G. R. (2024). Película polimérica aplicada en un miniproyecto didáctico de sostenibilidad. *Enseñanza de las Ciencias. Revista de investigación y experiencias didácticas*, 42(1), 175-193. <https://doi.org/10.5565/rev/ensciencias.5904>
- Pérez Trueba, G. (2003). Los flavonoides: Antioxidantes o prooxidantes. *Revista Cubana de Investigaciones Biomédicas*, 22(1).
- Pinares, R., Machaca, V., Lozano, F., Quispe, A., Ccopa, R., & Calsin, B. (2023). Comparaciones de la espectroscopía infrarroja por transformada de Fourier (FTIR), parámetros colorimétricos y porcentaje de medulación en fibra de vicuña. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 34(4), e25953. <https://doi.org/10.15381/rivep.v34i4.25953>
- Pittia, P., & Gharsallaoui, A. (2021). Conventional product formation. En *Food Waste Recovery* (pp. 155-170). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-820563-1.00007-X>
- Przybyślawska, M., & Winnicka, K. (2012). Technologies of microencapsulation. *Farm Pol.*, 283-289.
- Ratanapoompinyo, J., Nguyen, L. T., Devkota, L., & Shrestha, P. (2017). The effects of selected metal ions on the stability of red cabbage anthocyanins and total phenolic

-
-
- compounds subjected to encapsulation process. *Journal of Food Processing and Preservation*, 41(6), e13234. <https://doi.org/10.1111/jfpp.13234>
- Resende, L., Oliveira, L., & Franca, A. (2023). Polyphenols in Jabuticaba (*Plinia spp.*) Peel Flours: Extraction and Comparative Evaluation of FTIR and HPLC for Quantification of Individual Compounds. *Foods*, 12(7), 1488. <https://doi.org/10.3390/foods12071488>
- Ricci, L., Umiltà, E., Righetti, M. C., Messina, T., Zurlini, C., Montanari, A., Bronco, S., & Bertoldo, M. (2018). On the thermal behavior of protein isolated from different legumes investigated. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 98(14), 5368-5377. <https://doi.org/10.1002/jsfa.9078>
- Rojas-Rodríguez, F., & Torre-Córdoba, G. (2012). Caimito (*Chrysophyllum cainito* L.). *Rev. Forest. Mesoam. Kurú.*, 9(23), 45-46.
- Rosales Chimal, S. (2023). *Optimización de la encapsulación de antocianinas con almidón de malanga aplicando el análisis de superficie de respuesta: Caracterización físicoquímica y funcional*. Universidad autónoma del estado de Hidalgo.
- Saavedra-Leos, Z., Carrizales-Loera, A., Lardizábal-Gutiérrez, D., López-Martínez, L. A., & Leyva-Porras, C. (2024). Exploring the Equilibrium State Diagram of Maltodextrins across Diverse Dextrose Equivalents. *Polymers*, 16(14), 2014. <https://doi.org/10.3390/polym16142014>
- Salaün, F. (2016). Microencapsulation technology for smart textile coatings. En *Active Coatings for Smart Textiles* (pp. 179-220). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-100263-6.00009-5>

-
-
- Salgado Padilla, J. D. (2020). *Una revisión de la Microencapsulación de compuestos polifenólicos en la industria alimentaria y farmacéutica* (p. 87 hojas) [Application/pdf]. Universidad de Cartagena. <https://doi.org/10.57799/11227/9978>
- Sandoval Arriaga, T. R. Y. (2020). *Estudio morfológico y estructural de hidroxiapatita obtenida por SOL-GEL cambiando los parámetros temperatura de mezclado y velocidad de goteo*. [Tesis postgrado]. Universidad nacional autónoma de México.
- Santos Cervera, M. T. (2023). *Optimización de la extracción asistida por ultrasonidos de antocianinas de la cáscara de C hrysophyllum cainito L. y evaluación de sus propiedades bioactivas* [Tesis profesional]. Instituto tecnológico de Mérida.
- Sarabandi, K., Jafari, S. M., Mahoonak, A. S., & Mohammadi, A. (2019). Application of gum Arabic and maltodextrin for encapsulation of eggplant peel extract as a natural antioxidant and color source. *International Journal of Biological Macromolecules*, 140, 59-68. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2019.08.133>
- Seke, F., Manhivi, V. E., Slabbert, R. M., Sultanbawa, Y., & Sivakumar, D. (2022). In Vitro Release of Anthocyanins from Microencapsulated Natal Plum (Carissa macrocarpa) Phenolic Extract in Alginate/Psyllium Mucilage Beads. *Foods*, 11(17), 2550. <https://doi.org/10.3390/foods11172550>
- Shaddel, R., Hesari, J., Azadmard-Damirchi, S., Hamishehkar, H., Fathi-Achachlouei, B., & Huang, Q. (2018). Double emulsion followed by complex coacervation as a promising method for protection of black raspberry anthocyanins. *Food Hydrocolloids*, 77, 803-816. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2017.11.024>

-
-
- Shanthakumar, P., Klepacka, J., Bains, A., Chawla, P., Dhull, S. B., & Najda, A. (2022). The Current Situation of Pea Protein and Its Application in the Food Industry. *Molecules*, 27(16), 5354. <https://doi.org/10.3390/molecules27165354>
- Shi, J., Wong, T. T. W., He, Y., Li, L., Zhang, R., Yung, C. S., Hwang, J., Maslov, K., & Wang, L. V. (2019). High-resolution, high-contrast mid-infrared imaging of fresh biological samples with ultraviolet-localized photoacoustic microscopy. *Nature Photonics*, 13(9), 609-615. <https://doi.org/10.1038/s41566-019-0441-3>
- Šimerdová, B., Bobříková, M., Lhotská, I., Kaplan, J., Křenová, A., & Šatínský, D. (2021). Evaluation of Anthocyanin Profiles in Various Blackcurrant Cultivars over a Three-Year Period Using a Fast HPLC-DAD Method. *Foods*, 10(8), 1745. <https://doi.org/10.3390/foods10081745>
- Singh, M. N., Hemant, K. S. Y., Ram, M., & Shivakumar, H. G. (2010). Microencapsulation: A promising technique for controlled drug delivery. *Research in Pharmaceutical Sciences*, 5(2), 65-77.
- Singh, U., Shukla, M., Singh, P., Kakkar, P., & Singh, R. L. (2016, agosto). Role of vicia faba fruit extract against cytotoxicity induced by acetaminophen in primary cultured rat hepatocytes. *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*, 8(°8), 71-78.
- Smith, B. (2018). *Infrared Spectral Interpretation: A Systematic Approach* (1.^a ed.). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9780203750841>
- Smith, B. C. (2011). *Fundamentals of Fourier Transform Infrared Spectroscopy* (0 ed.). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/b10777>

-
-
- Sousa, V. I., Parente, J. F., Marques, J. F., Forte, M. A., & Tavares, C. J. (2022). Microencapsulation of Essential Oils: A Review. *Polymers*, 14(9), 1730. <https://doi.org/10.3390/polym14091730>
- Stani, C., Vaccari, L., Mitri, E., & Birarda, G. (2020). FTIR investigation of the secondary structure of type I collagen: New insight into the amide III band. *Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy*, 229, 118006. <https://doi.org/10.1016/j.saa.2019.118006>
- Ștefănescu, B. E., Nemes, S.-A., Teleky, B.-E., Călinoiu, L. F., Mitrea, L., Martău, G. A., Szabo, K., Mihai, M., Vodnar, D. C., & Crișan, G. (2022). Microencapsulation and Bioaccessibility of Phenolic Compounds of Vaccinium Leaf Extracts. *Antioxidants*, 11(4), 674. <https://doi.org/10.3390/antiox11040674>
- Stintzing, F. C., & Carle, R. (2004). Functional properties of anthocyanins and betalains in plants, food, and in human nutrition. *Trends in Food Science & Technology*, 15(1), 19-38. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2003.07.004>
- Stoica, R., Ganciarov, M., Constantinescu-Aruxandei, D., Capră, L., Șuică-Bunghez, I.-R., Senin, R.-M., Pricope, G., Ivan, G.-R., Călin, C., & Oancea, F. (2023). Sustainable Recovery of Anthocyanins and Other Polyphenols from Red Cabbage Byproducts. *Foods*, 12(22), 4157. <https://doi.org/10.3390/foods12224157>
- Strack, D., & Wray, V. (1986). The Anthocyanins. En *HARBONE JB. The Flavonoids: Advances in Research Since 1980*. Springer.
- Stuart, B. (2004). *Infrared spectroscopy: Fundamentals and applications*. J. Wiley.

-
-
- Suescun Ospina, S. T. (2023). Evaluación del Orujo de Uva país como modulador de la fermentación ruminal en dietas para rumiantes. *Universidad de Concepción; Depto. de Ciencia Animal, Facultad de Ciencias Veterinarias*, 266.
- Sun, C., Wei, Y., Li, R., Dai, L., & Gao, Y. (2017). Quercetagenin-Loaded Zein–Propylene Glycol Alginate Ternary Composite Particles Induced by Calcium Ions: Structure Characterization and Formation Mechanism. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 65(19), 3934-3945. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.7b00921>
- Takamura, A., Watanabe, K., Akutsu, T., & Ozawa, T. (2018). Soft and Robust Identification of Body Fluid Using Fourier Transform Infrared Spectroscopy and Chemometric Strategies for Forensic Analysis. *Scientific Reports*, 8(1), 8459. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-26873-9>
- Takeiti, C. Y., Kieckbusch, T. G., & Collares-Queiroz, F. P. (2010). Morphological and Physicochemical Characterization of Commercial Maltodextrins with Different Degrees of Dextrose-Equivalent. *International Journal of Food Properties*, 13(2), 411-425. <https://doi.org/10.1080/10942910802181024>
- Tatar Turan, F., Cengiz, A., & Kahyaoglu, T. (2015). Evaluation of ultrasonic nozzle with spray-drying as a novel method for the microencapsulation of blueberry's bioactive compounds. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, 32, 136-145. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2015.09.011>
- Türker-Kaya, S., & Huck, C. (2017). A Review of Mid-Infrared and Near-Infrared Imaging: Principles, Concepts and Applications in Plant Tissue Analysis. *Molecules*, 22(1), 168. <https://doi.org/10.3390/molecules22010168>

-
-
- Valero, D., & Serrano, M. (2010). *Postharvest Biology and Technology for Preserving Fruit Quality* (0 ed.). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9781439802670>
- Volonté, M. G. (2013). Cromatografía líquida de alta resolución (HPLC). *Facultad de Ciencias Exactas*, 78-120.
- Wang, X., Esquerre, C., Downey, G., Henihan, L., O'Callaghan, D., & O'Donnell, C. (2018a). Feasibility of Discriminating Dried Dairy Ingredients and Preheat Treatments Using Mid-Infrared and Raman Spectroscopy. *Food Analytical Methods*, 11(5), 1380-1389. <https://doi.org/10.1007/s12161-017-1114-9>
- Wang, X., Esquerre, C., Downey, G., Henihan, L., O'Callaghan, D., & O'Donnell, C. (2018b). Feasibility of Discriminating Dried Dairy Ingredients and Preheat Treatments Using Mid-Infrared and Raman Spectroscopy. *Food Analytical Methods*, 11(5), 1380-1389. <https://doi.org/10.1007/s12161-017-1114-9>
- Wei, Z., Yang, H., Shi, J., Duan, Y., Wu, W., Lyu, L., & Li, W. (2023). Effects of Different Light Wavelengths on Fruit Quality and Gene Expression of Anthocyanin Biosynthesis in Blueberry (*Vaccinium corymbosm*). *Cells*, 12(9), 1225. <https://doi.org/10.3390/cells12091225>
- Wrasiati, L. P., Antares, A., Anggreni, A. A. M. D., Harsojuwono, B. A., Gunam, I. B. W., Nitivattananon, V., & Arnata, I. W. (2025). Green extraction method and microencapsulation of tannins from young coconut husks-based food waste using gelatin/nanofiber cellulose. *Case Studies in Chemical and Environmental Engineering*, 11, 101210. <https://doi.org/10.1016/j.cscee.2025.101210>

-
-
- Xue, H., Zhao, J., Wang, Y., Shi, Z., Xie, K., Liao, X., & Tan, J. (2024). Factors affecting the stability of anthocyanins and strategies for improving their stability: A review. *Food Chemistry: X*, 24, 101883. <https://doi.org/10.1016/j.fochx.2024.101883>
- Xue, R., Yuan, X., Jiang, H., Huang, H., Luo, X., & Li, P. (2024). Preparation and Physicochemical Analysis of *Camellia sinensis* cv. ‘Ziyan’ Anthocyanin Microcapsules. *Foods*, 13(4), 618. <https://doi.org/10.3390/foods13040618>
- Yahia, E. M., & Gutierrez-Orozco, F. (2011). Star apple (*Chrysophyllum cainito* L.). En *Postharvest Biology and Technology of Tropical and Subtropical Fruits* (pp. 392-399e). Elsevier. <https://doi.org/10.1533/9780857092618.392>
- Yao, Y., Ma, L., Yu, C., Cheng, C., Gao, H., Wei, T., Li, L., Wang, Z., Liu, W., Deng, Z., Zou, L., & Luo, T. (2024). The improvement of tyrosol bioavailability by encapsulation into liposomes using pH-driven method. *Food Chemistry*, 445, 138661. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2024.138661>
- Yuan, T.-Y., Zhou, Z.-Y., Zhao, J.-C., Li, K.-Z., & Ming, J. (2022). The interactions between proteins and anthocyanins based on covalent/ non-covalent binding: A review. *Food and Fermentation Industries*, 46(20), 293-299.
- Zeng, Y., Guo, D., Li, X., Cai, D., Sun, J., & Bai, W. (2022). Food and Fermentation Industries. *Progress in research on the structure and properties of pyranoanthocyanins*, 48(20), 293-299.
- Zhang, Z., Kobata, K., Pham, H., Kos, D., Tan, Y., Lu, J., & McClements, D. J. (2022). Production of Plant-Based Seafood: Scallop Analogs Formed by Enzymatic Gelation of Pea Protein-Pectin Mixtures. *Foods*, 11(6), 851. <https://doi.org/10.3390/foods11060851>

-
-
- Zhao, L., Pan, F., Mehmood, A., Zhang, Y., Hao, S., Rehman, A. U., Li, J., Wang, C., & Wang, Y. (2020). Protective effect and mechanism of action of xanthan gum on the color stability of black rice anthocyanins in model beverage systems. *International Journal of Biological Macromolecules*, 164, 3800-3807.
<https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2020.09.027>
- Zheng, C., Liu, Z.-Y., & Liu, J. (2020). The complete chloroplast genome sequence of *Chrysophyllum cainito* , a semidomesticated species. *Mitochondrial DNA Part B*, 5(3), 2199-2200. <https://doi.org/10.1080/23802359.2020.1768964>
- Zumbado Fernández, H. (2010). Cromatografía líquida de alta resolución. En *Métodos Cromatográficos* (pp. 35-94).

9 ANEXOS

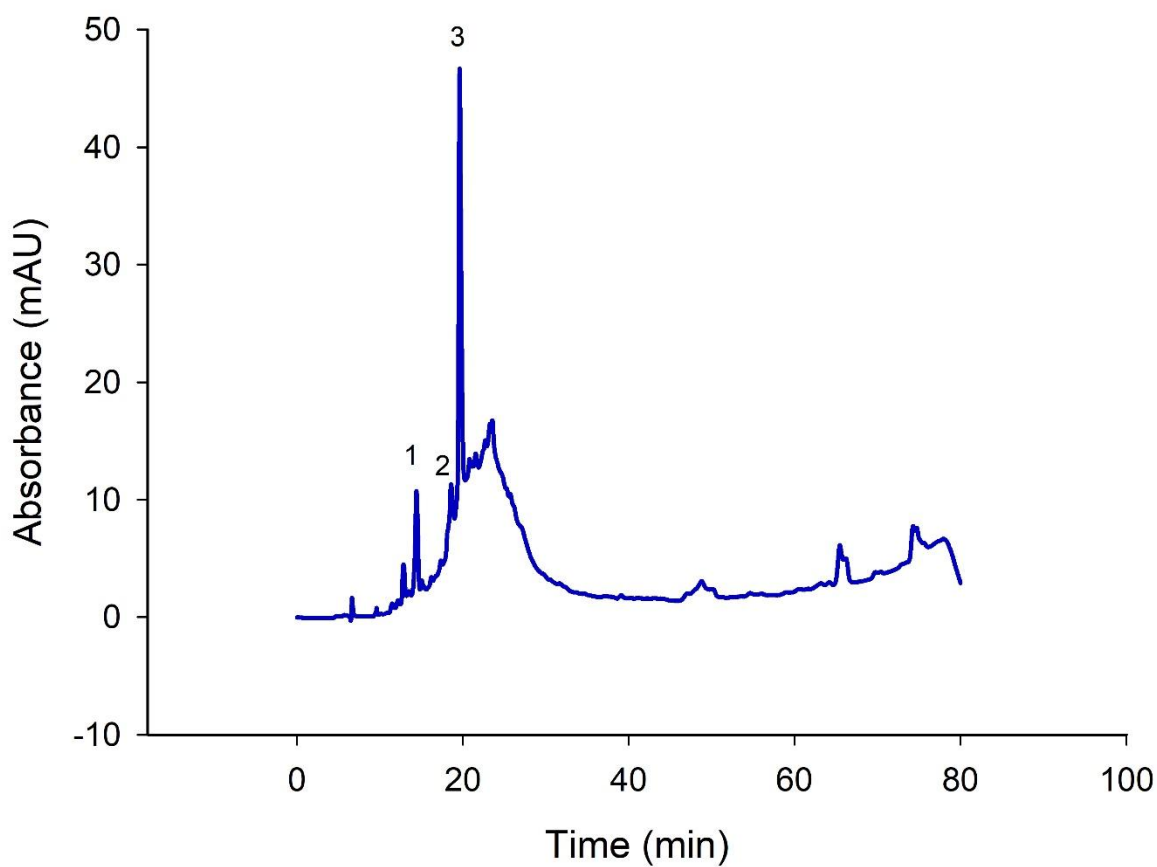


Figura 9.1 Perfil cromatográfico de compuestos fenólicos de extracto seco de *C. cainito* (0.1 g de extracto seco disuelto en 10 mL de disolvente y diluido 5 veces). 1) ácido gálico; 2) 2-4 hidroxifenil etanol y 3) catequina.

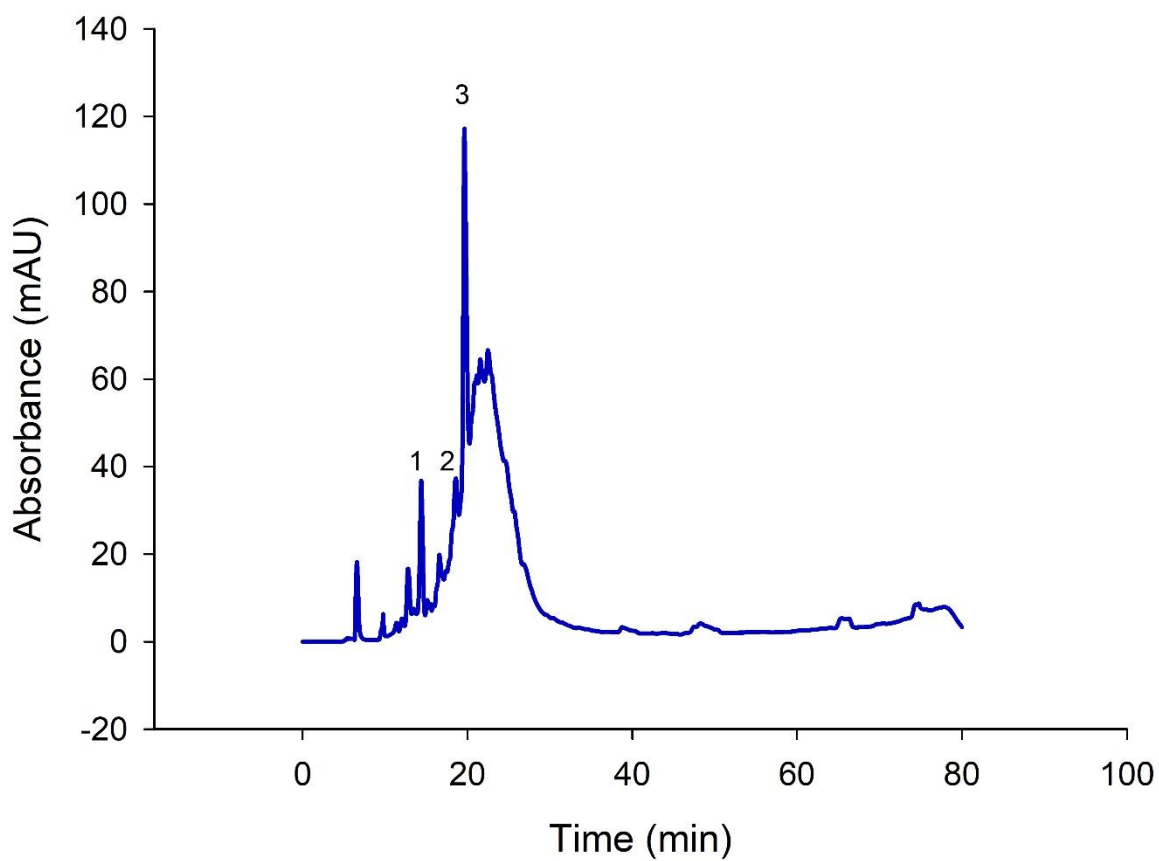


Figura 9.2 Perfil cromatográfico de compuestos fenólicos de microcápsulas T1 de *C. cainito* (1 g de polvo disuelto en 10 mL de disolvente). 1) ácido gálico; 2) 2-4 hidroxifenil etanol y 3) catequina.

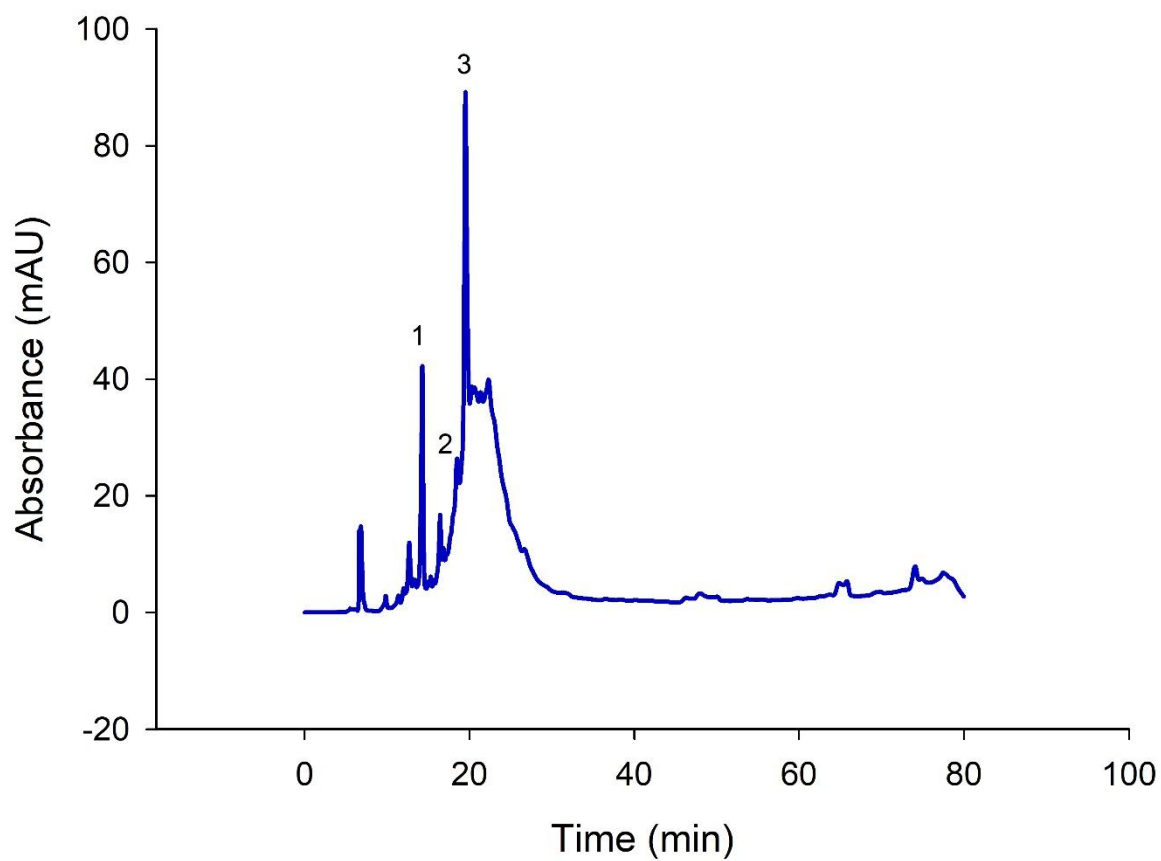


Figura 9.3 Perfil cromatográfico de compuestos fenólicos de microcápsulas T2 de *C. cainito* (1 g de polvo disuelto en 10 mL de disolvente). 1) ácido gálico; 2) 2-4 hidroxifenil etanol y 3) catequina.