



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN

**Extracción y encapsulación de compuestos
fenólicos de la semilla de yaca (*Artocarpus
heterophyllus*).**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

INGENIERO EN ALIMENTOS

PRESENTA:

ADRIANA BASURTO GALVÁN

ASESORES:

DRA. MARÍA DE LA LUZ ZAMBRANO ZARAGOZA

DRA. SAMANTHA ALEJANDRA REAL SANDOVAL

CUAUTITLÁN IZCALLI, ESTADO DE MÉXICO, 2023



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

DR. DAVID QUINTANAR GUERRERO
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLÁN
PRESENTE

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN
SECRETARÍA GENERAL
DEPARTAMENTO DE TITULACIÓN



ASUNTO: VOTO APROBATORIO

UNAM
CUAUTITLÁN

ATN: DRA. MARIA DEL CARMEN VALENZUELA RAMA BRAVO
Jefa del Departamento de Titulación
de la FES Cuautitlán.

Con base en el Reglamento General de Exámenes, y la Dirección de la Facultad, nos permitimos comunicar a usted que revisamos el: **Trabajo de Tesis**

Extracción y encapsulación de compuestos fenólicos de la semilla de yaca (Artocarpus heterophyllus).

Que presenta la pasante: **Adriana Basurto Galván**
Con número de cuenta: **314349640** para obtener el título de: **Ingeniera en Alimentos.**

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el **EXAMEN PROFESIONAL** correspondiente, otorgamos nuestro **VOTO APROBATORIO.**

ATENTAMENTE
"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"
Cuautitlán Izcalli, Méx. a 14 de Febrero de 2023.

PROFESORES QUE INTEGRAN EL JURADO

	NOMBRE	FIRMA
PRESIDENTE	Dra. María de la Luz Zambrano Zaragoza	
VOCAL	M. en C. Araceli Ulloa Saavedra	
SECRETARIO	Dr. Ricardo Moisés González Reza	
1er. SUPLENTE	Dra. Claudia Idalid García Betanzos	
2do. SUPLENTE	Dr. Luis Eduardo Serrano Mora	

NOTA: los sinodales suplentes están obligados a presentarse el día y hora del Examen Profesional

MCVB/cga*

El presente proyecto fue financiado por:

El proyecto **PAPIIT IN 222520** “Manufactura, evaluación, caracterización y uso de sistemas nanoestructurados en el incremento de vida útil de alimentos” **DGAPA-UNAM**.

El Programa interno de cátedras de Investigación. **CI2233** “Extracción, caracterización y manufactura de sistemas nanoestructurados naturales como coadyuvantes en el proceso con tecnologías emergentes para la conservación de alimentos”.

El proyecto COMECYT **FICDTEM-2021-74** “Extracción, Caracterización Y Nanoencapsulación De Péptidos Bioactivos Obtenidos De Subproductos Agroindustriales.”

Adriana Basurto Galván, Agradece al Proyecto PAPIIT IN 222520 la beca de apoyo proporcionada para la conclusión de los estudios profesionales en Ingeniería en Alimentos.

LUGAR DE REALIZACIÓN

Unidad De Investigación Multidisciplinaria L16: Laboratorio De Procesos De Transformación Y Tecnologías Emergentes De Alimentos

AGRADECIMIENTOS

A *Dios* por haberme permitido vivir hasta este día, haberme guiado a lo largo de este camino. Por haberme dado fortaleza en los momentos más difíciles y permitirme culminar este gran sueño.

A la *Universidad Nacional Autónoma de México* y a la *FES Cuautitlán*, por brindarme la oportunidad de formarme profesionalmente, por ser parte de la mejor universidad de México.

A la *Dr. María de la Luz Zambrano Zaragoza* por ser mi ejemplo a seguir profesionalmente, por todo el apoyo y oportunidades brindadas, por todos los consejos y las anécdotas compartidas.

A la *Dr. Samantha Alejandra Real Sandoval* por todos los conocimientos compartidos, por todos los bonitos momentos y experiencias compartidas, por convertirse en una de las personas que más admiro.

Al Laboratorio de Transformación y Tecnologías Emergentes de Alimentos de la UIM, en especial a la *Mtra. Araceli, Mtro. Sergio, Dr. Ricardo, Panchito y Elenita*, por acogerme en esta familia y en este bonito equipo, por compartir sus conocimientos y sabiduría, por todas las pláticas, risas y anécdotas vividas.

DEDICATORIAS

A mis padres *Amando Basurto* y *Laura Galván*, por todo el esfuerzo y sacrificio para darme lo mejor, por llevarme por un buen camino lleno de amor y aprendizaje, por ser mi motor e inspiración, por apoyarme en todo momento guiándome a cumplir todas mis metas y sueños, sin ustedes yo no sería la mujer que soy, infinitas gracias.

A mi hermana *Alejandra Basurto* el mejor regalo que mis padres pudieron darme, por ser la mejor compañera y confidente en esta vida, por todos los momentos vividos, por acompañarme en esta trayectoria académica, desvelarse y animarme a seguir cumpliendo mis metas, por sacar lo mejor de mí para darle el mejor ejemplo.

A mis abuelitos *Everardo Basurto* y *Gloria Labastida*, por todo el cariño, apoyo brindado a lo largo de esta vida, por cuidarme en todo momento y a mis abuelitos *Rogelio Galván* y *Bartola Gutiérrez* que desde el cielo sé que me siguen cuidando y nunca me han dejado sola, me guían para seguir adelante.

A mi *Luis Díaz* por llegar a mi vida y darme mucho amor, por el apoyo incondicional y por creer en mí, por todos los ánimos, por soportarme en mis momentos más difíciles y nunca dejarme caer, estar presente en todo momento y siempre recordarme todo lo que puedo lograr.

A la mejor amiga que la universidad me dio *Angélica Malvaez*, por compartir esta travesía académica, por ser incondicional y brindarme una de las más bonitas amistades, por todas las anécdotas y experiencias, siempre en mi corazón.

ÍNDICE

RESUMEN	vi
INTRODUCCIÓN	i
CAPÍTULO I. ANTECEDENTES.....	1
1.1 <i>Yaca (Artocarpus heterophyllus Lam).</i>	1
1.1.1 Composición química de la yaca.	2
1.1.2 Usos de la yaca.	3
1.1.3 Producción de la yaca.....	3
1.2 Subproductos agroalimentarios.....	4
1.2.1 Subproductos de la yaca.	6
1.2.2 Semillas de yaca.	8
1.3 Compuestos fenólicos.....	10
1.3.1 Clasificación.....	10
1.3.2 Funcionalidad en los alimentos.....	11
1.3.3 Bioactividad.....	13
1.4 Extracción de compuestos fenólicos.....	14
1.4.1 Métodos de extracción	16
1.5 Nanotecnología.....	20
1.5.1 Aplicaciones de la nanotecnología para prolongar la actividad de compuestos bioactivos.	21
1.5.2 Nanopartículas coloidales a partir de biopolímeros.	22
1.5.3 Método de nanoprecipitación.	23
CAPÍTULO II. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN EXPERIMENTAL	26
2.1 Justificación.....	26
2.2 Objetivos	27
2.2.1 Objetivo general.....	27
2.2.2 Objetivos particulares.	27
2.3 Materiales y métodos	28
2.3.1 Materia prima.	28
2.3.2 Reactivos.	28
2.4 Plan de experimentación	29
2.5 Obtención de semilla de yaca pulverizada.....	29
2.6 Proceso de extracción de la semilla de yaca.....	31

2.7 Caracterización de los extractos de la semilla de yaca	33
2.7.1 Fenoles totales por Folin-Ciocalteu.....	33
2.7.2 Flavonoides.	34
2.7.3 Taninos.	35
2.7.4 Determinación de actividad antioxidante.....	36
2.8 Rendimiento de extracción	38
2.9 Preparación de nanopartículas por nanoprecipitación.	39
2.10 Caracterización de nanopartículas.....	40
2.10.1 Tamaño de partícula e índice de polidispersidad.	40
2.10.2 Potencial Zeta.....	41
2.10.3 Eficiencia de encapsulación.	41
2.10.4 Estabilidad física.....	41
2.11 Análisis Estadístico	42
CAPÍTULO III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	43
3.1 Fenoles totales en estructuras semillas de yaca.....	43
3.1.1. Extracción fenoles totales en espermodermo	45
3.2 Resultados de la determinación de taninos y flavonoides	47
3.2.1 Taninos y flavonoides en espermodermo.....	49
3.3 Capacidad Antioxidante	51
3.3.1 Método por DPPH (1,1-difenil-2-picrilhidrazilo)	51
3.4 Resultados de la caracterización de las nanopartículas.....	54
3.4.1 Tamaño de partícula e índice de polidispersidad.	54
3.4.2 Potencial zeta ζ	57
3.4.3 Eficiencia de Encapsulación	58
3.4.4 Estabilidad física.....	58
CONCLUSIONES	60
BIBLIOGRAFÍA	61

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Estructura de la Yaca	1
Figura 2. Usos de la Yaca	3
Figura 3. Esquematización del ciclo de valorización de compuestos bioactivos a partir de subproductos de la industria agroalimentaria	5
Figura 4. Revalorización de subproductos de la yaca	7
Figura 5. Semillas de yaca	9
Figura 6. Clasificación de fenoles en alimentos	11
Figura 7. Acción antioxidante sobre los radicales libres	12
Figura 8. Las estructuras químicas de los compuestos fenólicos comunes extraídos de las plantas	15
Figura 9. Extracción de compuestos fenólicos de residuos agroalimentarios	16
Figura 10. Cavitación inducida por ultrasonido	19
Figura 11. Extracción asistida por ultrasonido	20
Figura 12. Aplicación alimentaria de compuestos bioactivos encapsulados extraídos de subproductos de frutas	22
Figura 13. Nanopartículas poliméricas eficientes para encapsular fenoles.....	23
Figura 14. Método de nanoprecipitación para la síntesis de nanopartículas poliméricas de compuestos bioactivos.....	24
Figura 15. Yaca madura lista para proceso	28
Figura 16. Metodología de la experimentación	29
Figura 17. Diagrama de proceso de la yaca.	30
Figura 18. Procesamiento de la yaca	31
Figura 19. Diagrama de proceso de la extracción de las diferentes partes de la semilla de yaca.	32
Figura 20. Extracción de compuestos fenólicos a partir de la semilla de yaca.	33
Figura 21. Curva Patrón para la determinación de Fenoles Totales.	34
Figura 22. Curva Patrón para la determinación de Flavonoides.....	35
Figura 23. Curva Patrón para determinar Taninos.....	36
Figura 24. Curva Patrón para determinar Capacidad Antioxidante por DPPH.	37
Figura 25. Curva Patrón para determinar Capacidad Antioxidante por ABTS ⁺	38
Figura 26. Diagrama de proceso de la elaboración de nanopartículas por nanoprecipitación	39
Figura 27. Nanopartículas zeína-goma arábica cargadas de compuestos fenólicos por nanoprecipitación.	40
Figura 28. Mecanismos de inestabilidad de sistemas detectados por el Turbiscan.	42
Figura 29. Fenoles totales de las diferentes estructuras de la semilla de yaca.	43
Figura 30. Contenido de fenoles totales a diferentes concentraciones hidroalcohólicas de la estructura del espermodermo.	46
Figura 31. Taninos y flavonoides en las diferentes estructuras de la semilla de yaca.....	48
Figura 32. Taninos y flavonoides a diferentes concentraciones hidroalcohólicas de la estructura del espermodermo.....	50
Figura 33. Capacidad antioxidante (DPPH) a diferentes concentraciones hidroalcohólicas de la estructura del espermodermo.	52
Figura 34. Capacidad antioxidante (ABTS) a diferentes concentraciones hidroalcohólicas de la estructura del espermodermo.	53
Figura 35. Tamaño de partícula de las diferentes condiciones de nanopartículas.....	55

Figura 36. Índice de polidispersidad de las diferentes condiciones de nanopartículas.....	56
Figura 37. Potencial Zeta de las diferentes condiciones de nanopartículas.....	57
Figura 38. Perfiles de retrodispersión de luz (1) 0.66 mg/mL, 0.5 %, 3.3 mL, 2) 0.66 mg/mL, 0.5 %, 6.6mL, 3) 2 mg/mL, 0.5 %, 3.3 mL, 4) 2mg/mL, 0.5 %, 6.6 mL.).....	59

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Composición proximal de la yaca (Goswami & Chacrabati, 2015).....	2
Cuadro 2. Subproductos de frutas tropicales.	6
Cuadro 3. Composición proximal de la semilla de yaca sobre la base del peso fresco	9
Cuadro 4. Comparación de diferentes métodos de extracción convencionales	17
Cuadro 5. Comparación de diferentes tecnologías emergentes	18
Cuadro 6. Caracterización de nanopartículas de zeína-goma arábica cargada de compuestos fenólicos de la semilla de yaca.....	54

RESUMEN

El procesamiento a nivel industrial de frutas produce una enorme cantidad de residuos sólidos. Las semillas de yaca constituyen alrededor del 10% al 15% del peso de la fruta y forman parte de los residuos; se ha demostrado que estos tienen considerables beneficios nutricionales y pueden ser utilizadas como fuente de compuestos bioactivos, nutraceuticos y aditivos naturales en la industria alimentaria. Sin embargo, la información científica sobre este tema es aún limitada. Debido a lo anterior el objetivo de este trabajo fue la extracción de diferentes partes de la semilla de yaca y el uso de la nanotecnología para la encapsulación de sus compuestos fenólicos utilizando tecnologías verdes; se empleó la extracción asistida por ultrasonido y la nanoprecipitación para la encapsulación. La extracción de compuestos fenólicos se realizó a diferentes concentraciones hidroalcohólicas para cada parte de la semilla. Posteriormente se les determinó el contenido de fenoles totales, flavonoides, taninos y capacidad antioxidante (DPPH y ABTS⁺). El espermodermo de la semilla de yaca es el que tuvo la mayor concentración de fenoles (28.37 mg E.A.G/ g materia seca), lográndose la mayor extracción en soluciones con 95 % de etanol. El espermodermo tiene una mayor proporción de taninos (80.1 %) que de flavonoides (58.4 %). Se lograron obtener sistemas nanoencapsulados utilizando como polímero pared zeína y goma arábica como estabilizante mostrando tamaños de partícula de 310 nm, PDI de 0.22 y potencial zeta de -23.6 mV cuando la concentración de zeína fue de 0.66 mg/mL, 0.5 % de goma arábica y 6.6 mL de dispersión de polifenoles de espermodermo de yaca con una eficiencia de encapsulación de 60 % en promedio. Los sistemas obtenidos fueron estables por 15 días por lo que son potencialmente utilizables en la conservación de alimentos.

INTRODUCCIÓN

La yaca (*Artocarpus heterophyllus* Lam.). Es una fruta tropical originaria de India, Tailandia e Indonesia y ahora se encuentra en muchas partes de Asia, África, América del Sur y el norte de Australia. Pertenece a la familia de las moráceas y crece en regiones cálidas y húmedas (Mahanta & Kalita, 2015). La planta de yaca comenzó a cultivarse en México en la década de 1960, actualmente se cultivan alrededor de 1751 hectáreas en seis estados mexicanos. La producción anual es cercana a las 23,995 toneladas y el estado de Nayarit es el productor más importante de México con alrededor del 93 % de toda la producción (Calderón-Chiu, 2021). En 2016, México exportó 16 mil 798 toneladas de yaca principalmente a Estados Unidos, representando un gran porcentaje de la producción nacional (Gomez, 2022).

Sin embargo, el procesamiento de la yaca genera enormes cantidades de desperdicio que incluyen la cáscara, las semillas, las fibras y la pulpa no utilizable, que por lo general se desechan y pueden constituir hasta el 70 % del peso total de la fruta (Dhull, Kaur, & Purewal, 2016), lo que contribuye a la contaminación ambiental ya que no existen requisitos ambientales, capacidad tecnológica y recursos económicos que garanticen un destino final seguro para estos residuos (Ulloa et al., 2017). Las semillas de la yaca son uno de los componentes con mayor concentración de compuestos bioactivos de alto valor agregado como carotenoides, flavonoides, esteroides volátiles, taninos y polifenoles, por lo que su aprovechamiento como subproducto es una alternativa para disminuir su desperdicio (Daud et al., 2022). El procesamiento de estas partes tradicionalmente no comestibles podría tener ciertos beneficios económicos, ambientales y para la salud. A pesar de ello, la investigación sobre la semilla de yaca es limitada (Li et al., 2021).

Los compuestos fenólicos son los principales bioactivos responsables de beneficios para la salud ya que exhiben una amplia gama de propiedades fisiológicas, respaldadas por sus efectos antioxidantes, antimicrobianos, antiinflamatorios,

antialérgicos, antiaterogénicos, antitrombóticos y cardioprotectores (Coman et al., 2020). Además de que pueden satisfacer la demanda industrial como posibles colorantes, aditivos y conservantes naturales en alimentos o bebidas, incorporados en cosméticos, alimentos funcionales y suplementos farmacéuticos; por lo que se requiere de estrategias de extracción eficientes y rentables para su obtención (Kumar, 2021).

La valorización sostenible de los compuestos fenólicos de las semillas de yaca requieren el uso de tecnologías de extracción ecológicas, que sean energéticamente eficientes y respetuosas con el medio ambiente, como la extracción asistida por ultrasonido, que a diferencia de los métodos convencionales es más eficiente en términos de tiempo de extracción, energía, tipo y consumo de solvente, solubilidad y tasas de recuperación, lo que facilita la liberación de este tipo de compuestos bioactivos (Esclapez, García-Pérez, Mulet, & Cárcel, 2011).

Por otro lado, la nanotecnología ha demostrado ser un área de la ciencia más potente que abarca un campo diverso y se ha convertido en una tendencia prometedora en las últimas décadas (Aarthy & Sureshkumar, 2021), está tiene la capacidad para manipular o controlar a escala atómica; la creación y utilización de sistemas, estructuras y dispositivos, que tienen atributos y funciones únicos debido a sus dimensiones en escala nanométrica; y desarrollo de tecnología e investigación (Nabipour & Hu, 2020). La nanotecnología ha modernizado todo el sistema alimentario desde la seguridad alimentaria hasta la síntesis molecular de nuevos productos e ingredientes alimentarios (Pathakoti, Manubolu, & Hwang, 2017). La nanoencapsulación también se conoce como una tecnología para proteger los componentes bioactivos y es efectiva con la entrega de ingredientes funcionales para la salud, para mejorar el sabor, la consistencia, la textura, la vida útil más prolongada, la biodisponibilidad de nutrientes, entre otros (Tahir et al., 2021). En este trabajo se analiza la extracción de compuestos fenólicos asistida por ultrasonido de diferentes partes de la yaca, así como la nanoencapsulación.

CAPÍTULO I. ANTECEDENTES

1.1 Yaca (*Artocarpus heterophyllus* Lam).

La yaca es una fruta tropical originaria de India. Pertenece a la familia de las moráceas, crece en regiones cálidas y húmedas. Las yacas maduras son frutos de gran tamaño que miden entre 22 a 90 cm de largo y 13 a 50 cm de diámetro con un peso que varía entre 2 y 36 kg (Yutong Zhang, Bo Li, Fei Xu, 2021). El fruto puede contener entre 100 y 500 semillas y representa el 18-25 % del peso del fruto mientras que la pulpa representa el 30 % del peso del fruto. Los árboles tienen cierta tolerancia a la salinidad y a las inundaciones, pero poca a la sequía (Moke et al., 2017).

La pulpa es de color crema amarillenta debido a la presencia de carotenoides. Los bulbos de yaca son comestibles y pueden describirse como ligeramente ácidos, cremosos, suaves, fibrosos, dulces y muy fragantes, similares a otras frutas tropicales como el plátano o la piña (Anaya-Esparza et al., 2018). Las semillas de la fruta madura tienen un alto contenido de humedad y, por lo tanto, no se conservan bien por mucho tiempo, por lo que se comen después de hervirlas, cocerlas al vapor y tostarlas (Mahanta & Kalita, 2015).

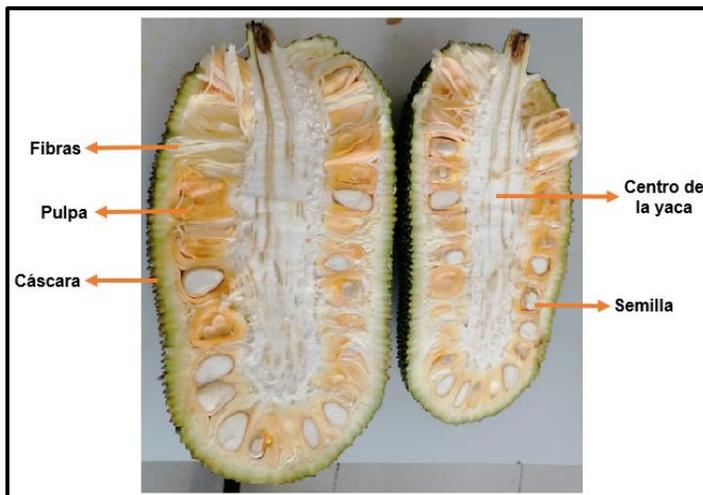


Figura 1. Estructura de la Yaca

1.1.1 Composición química de la yaca.

La yaca presenta un alto contenido de proteínas, carbohidratos, calcio, hierro, zinc, vitaminas y compuestos bioactivos en comparación con las frutas comunes (Vazhacharickal et al., 2015). Tiene un bajo contenido calórico; 100 g de yaca solo contienen 94 calorías. La yaca también contiene niacina, conocida como vitamina B3 y necesaria para el metabolismo energético, la función nerviosa y la síntesis de ciertas hormonas. Una porción de 100 g de pulpa de yaca proporciona 4 mg de niacina (Goswami & Chacrabati, 2015), El Cuadro 1, muestra la composición de la yaca.

Cuadro 1. Composición proximal de la yaca (Goswami & Chacrabati, 2015).

Nutrientes	Fruta joven	Fruta madura
Agua (g)	76,2–85,2	72,0–94,0
Proteína (g)	2.0-2.6	1.2–1.9
Grasa (g)	0,1-0,6	0,1-0,4
Carbohidrato (g)	9,4-11,5	16,0-25,4
Fibra (g)	2.6–3.6	1.0-1.5
Azúcares totales (g)	-	20,6
Minerales totales (g)	0,8	0,8-0,9
Calcio (mg)	30,0–73,2	20,0–37,0
Magnesio (mg)	-	27,0
Fósforo (mg)	20,0–57,2	38,0–41,0
Potasio (mg)	287,0–323,0	191,0–407,0
Sodio (mg)	3,0–35,0	2.0–41.0
Hierro (mg)	0,4–1,9	0,5-1,1
Vitamina A (UI)	30,0	175,0–540,0
Tiamina (mg)	0.05-0.15	0.03-0.09
Riboflavina (mg)	0.05-0.2	0.05-0.4
Vitamina C (mg)	12,0-14,0	7.0-10.0
Energía (kJ)	50-210	88–410

1.1.2 Usos de la yaca.

Algunos usos que se le dan a este fruto son como frituras deshidratadas, papillas, mermeladas, dulces, helados y bebidas. La madera del árbol se suele utilizar en la fabricación de muebles, y en la obtención de extractos para la inhibición de melanina. El látex se calienta se emplea para la preparación de porcelana y loza y calafatear embarcaciones (Gomez, 2022). La Figura 2 muestra la forma en que se realiza el aprovechamiento de esta fruta, mostrando que es diverso ya que se utiliza para la obtención de diferentes productos o subproductos.

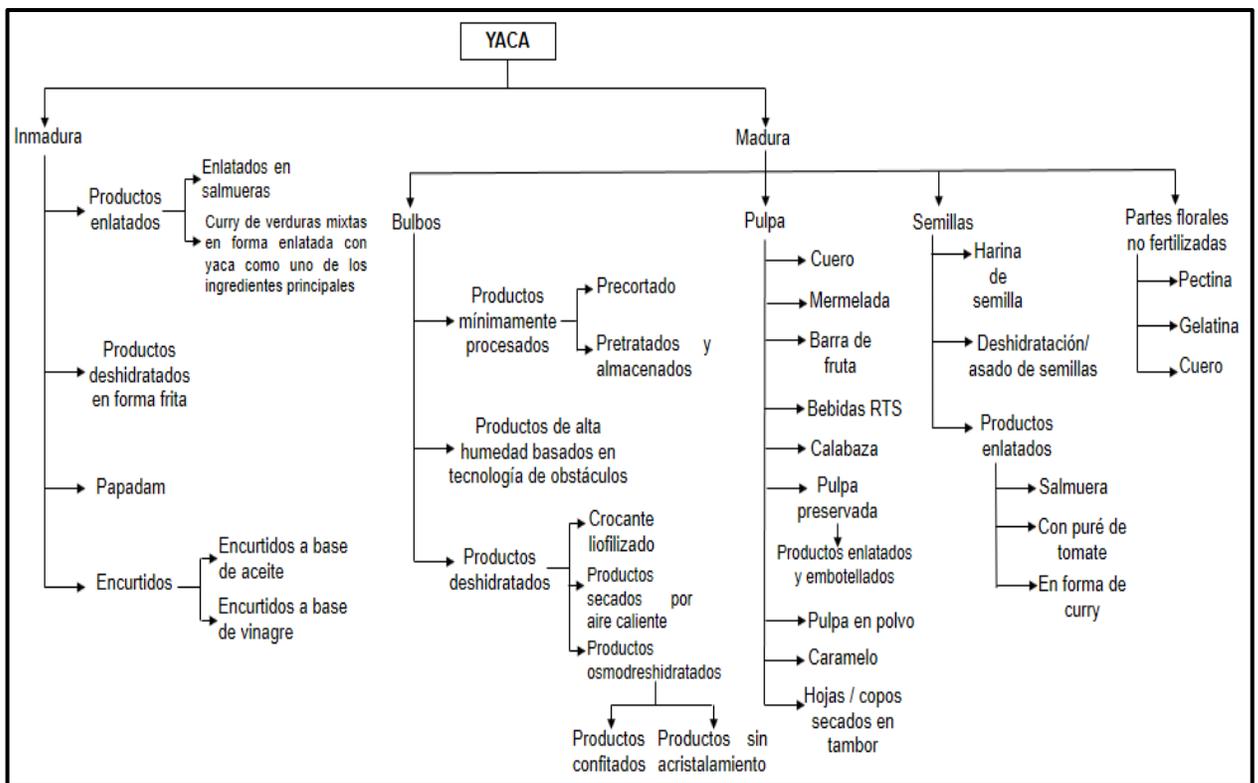


Figura 2. Usos de la Yaca (Sexena et al., 2011).

1.1.3 Producción de la yaca.

Las investigaciones históricas sugieren que el árbol de yaca se originó en las selvas tropicales de los Ghats occidentales en la parte suroeste de la India. Sin embargo, con el tiempo, los árboles se han introducido en otras partes de la India y regiones tropicales del mundo. Hoy en día, los árboles se encuentran creciendo ampliamente

en gran parte de Asia, en las islas del Caribe, en la zona de bosques siempre verdes de África Occidental, en el norte de Australia, y en América (USA, Brasil, Puerto Rico, México y en algunas islas) (Baliga, Shivashankara, Haniadka, Dsouza, & Bhat, 2011).

La planta de yaca comenzó a cultivarse en México en la década de 1960, actualmente se cultivan alrededor de 1751 hectáreas en seis estados mexicanos. La producción anual es cercana a las 23,995 toneladas y el estado de Nayarit es el productor más importante de México con alrededor del 93 % de toda la producción (Calderón-Chiu, 2021). Nayarit tiene una superficie de cultivo para exportación de yaca, con un total de 490 hectáreas, con un valor aproximado de \$41 millones, por lo que se considera un fruto de suma importancia en 12 municipios de Nayarit, principalmente, en San Blas donde se tienen más de 300 hectáreas. El fruto de este cultivo solo se recolecta para consumo nacional y exportación, principalmente a Estados Unidos (Cervantes, 2018).

1.2 Subproductos agroalimentarios

Grandes cantidades de desechos agroalimentarios y alimentos no comestibles se producen a lo largo de la cadena de suministro, desde la producción inicial hasta las etapas finales de consumo (Torres-Valenzuela, Ballesteros-Gómez, & Rubio, 2020). Hoy en día, la disposición final de los residuos agroalimentarios se ha convertido en un gran desafío para las industrias del procesamiento de alimentos ya que no existen requisitos ambientales, capacidad tecnológica y recursos económicos para estos residuos que garanticen un destino final seguro (Vázquez-González, Ragazzo-Sánchez, & Calderón-Santoyo, 2020). La Figura 3, muestra la valorización de los compuestos bioactivos obtenidos a partir de subproductos de la industria alimentaria.

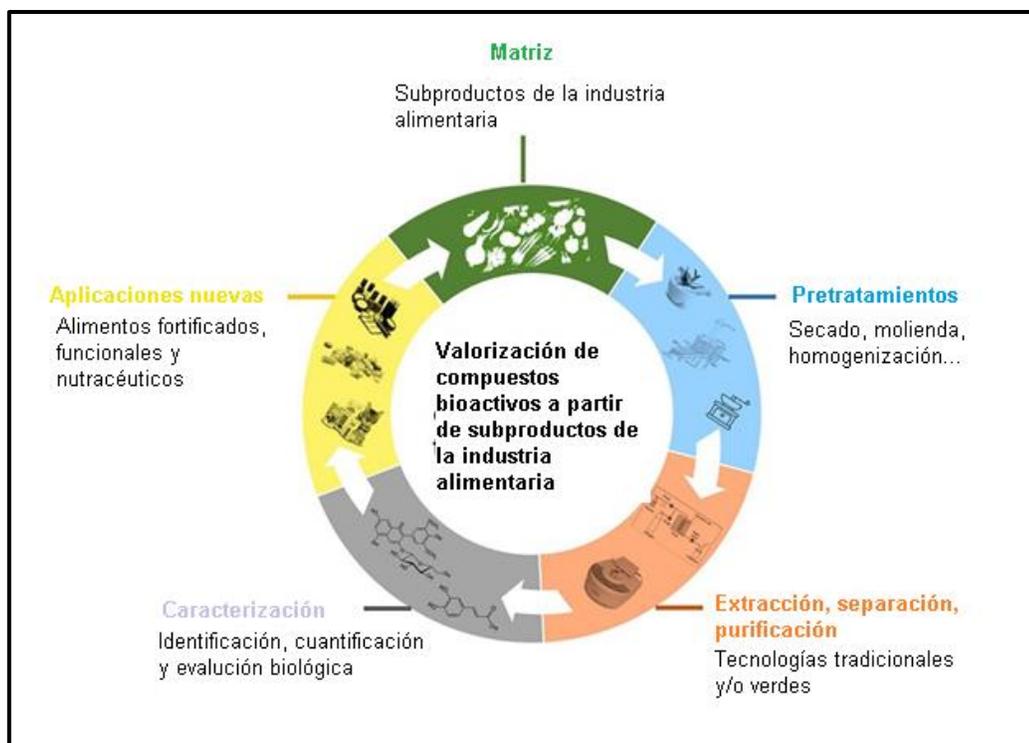


Figura 3. Esquemización del ciclo de valorización de compuestos bioactivos a partir de subproductos de la industria agroalimentaria (Gil-Martín et al., 2022).

Una amplia gama de subproductos se pueden obtener del procesamiento de frutas, constituidos principalmente por hojas, cáscaras, tallos, pulpas inservibles, semillas, frutos descartados y huesos (Ganesh, Sridhar, & Vishali, 2022). La conversión de estos desechos se pueden utilizar en productos alimenticios de alto valor agregado como compuestos bioactivos, proteínas, fibras dietéticas y aplicados en el desarrollo de alimentos funcionales y nutracéuticos (Marcillo-Parra, Tupuna-Yerovi, González, & Ruales, 2021). En el Cuadro 2 se muestran algunos ejemplos de subproductos de frutas que son utilizados para la obtención de diferentes compuestos bioactivos.

Cuadro 2. Subproductos de frutas tropicales.

Subproducto	Compuesto	Actividad	Referencia
Cáscara de guanábana	Flavonoides	Antioxidante	(Torres-Valenzuela et al., 2020)
Cáscara de higo	Flavonoides y ácidos fenólicos	Antioxidante y antimicrobiano	(Sivieri, 2022)
Cáscara de granada	Fenólicos, flavonoides, carotenoides	Antioxidante	(Ain, Saeed, Barrow, Dunshea, & Suleria, 2020)
Cáscara y semillas de maracuyá	Fenoles simples, flavonoides y taninos	Cardioprotector	(Cádiz-Gurrea et al., 2020)
Semilla de papaya	Ácidos fenólicos	Antioxidante	(Sivieri, 2022)
Semilla de uva	Resveratrol, polifenoles y antocianinas	Antioxidante	(Torres-Valenzuela et al., 2020)
Semilla de mango	Taninos, proantocianidinas	Antidiabético y antioxidante	(Devi, Kavitha, Kannah, Rajkumar, & Banu, 2020)

1.2.1 Subproductos de la yaca.

La yaca es una fruta novedosa entre los consumidores, investigadores e industrias alimentarias debido a la diversidad de compuestos que se pueden obtener de varias de sus estructuras (Vazhacharickal et al., 2015). Con el rápido desarrollo de la industria de cultivo y procesamiento de yaca, se generan gran cantidad de residuos que incluyen la cáscara, las semillas y la fibra, que generalmente no se utilizan y, en consecuencia, se desechan (Ranasinghe, Maduwanthi, & Marapana, 2019). Los residuos después del procesamiento de la yaca pueden constituir hasta el 70 % del peso total de la fruta (Ulloa et al., 2017).

Los componentes principales presentes en los desechos de la yaca son fibra dietética, azúcares, proteínas, pectinas, ácidos orgánicos, antioxidantes, fenoles,

flavonoides, taninos, vitaminas y minerales, que pueden ser una buena fuente de compuestos bioactivos de alto valor agregado. (Ain et al., 2020). Por lo tanto, la yaca es un excelente recurso de producto natural con diversas actividades biológicas, que incluyen antioxidantes, antiinflamatorios, antibacterianos y, antineoplásicos (Li et al., 2021).

La recuperación de subproductos de los desechos de yaca no solo puede mejorar la economía general de las unidades de procesamiento, sino que también reduce considerablemente el problema de la contaminación ambiental (Chi, Yang, Ren, & Yang, 2022). En los últimos años, han aumentado las oportunidades de utilizar estos desechos en nutraceuticos, agentes saborizantes, compuestos bioactivos en envases y nanopartículas (Ganesh et al., 2022). A continuación, se presentan los posibles usos que se le puede dar a los subproductos de la yaca Figura 4.

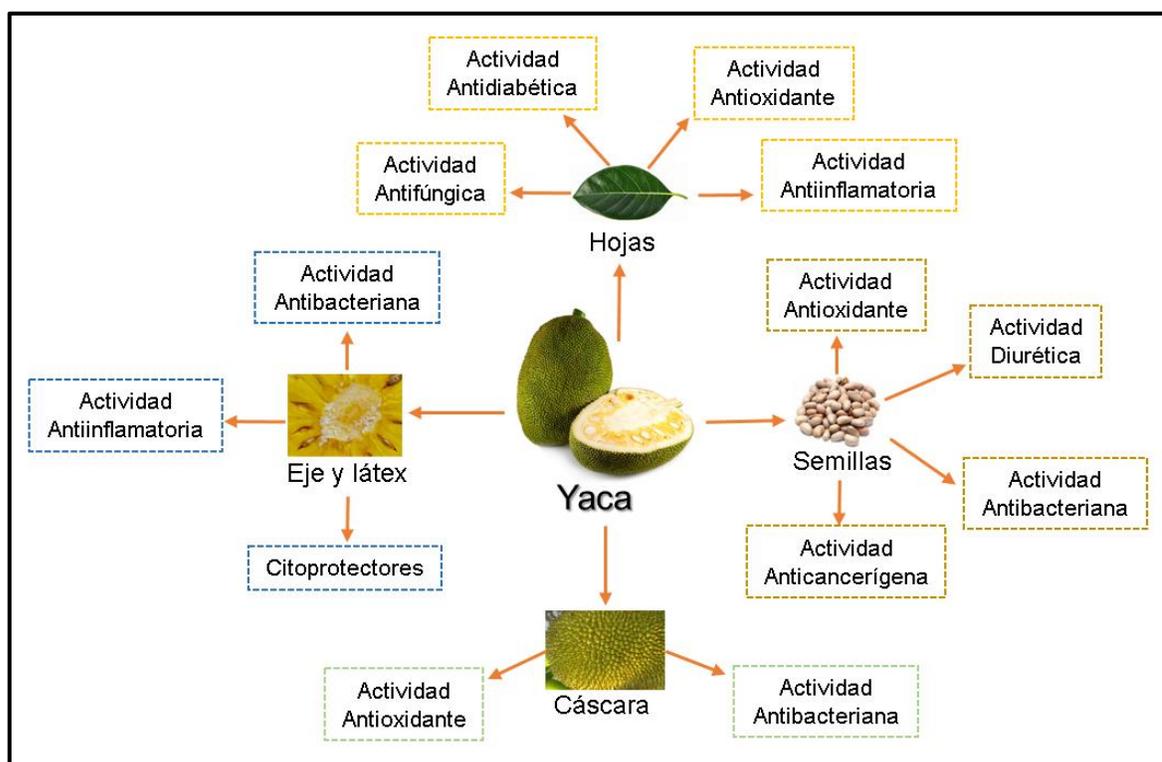


Figura 4. Revalorización de subproductos de la yaca. Adaptado de (Vázquez-González et al., 2020; A.gupta et al., 2022; Swami & Kalse, 2018).

1.2.2 Semillas de yaca.

La semilla de yaca es firme, cerosa, de forma ovalada y oblonga, mide de 2 a 4 cm de largo, de 1 a 2 cm de ancho y tienen una masa que varía de 2.5 a 14 g. Esta semilla se encuentra formada por un arilo transparente en la capa superior y por una subcapa llamada espermodermo de color café, la cual cubre al cotiledón (Gomez, 2022).

Representan del 8 al 15 % del peso total de la fruta (Dhull et al., 2016). Son una buena fuente de carbohidratos (67 %) y proteínas (20 %). Pueden contener mucho material de almidón el cual se puede utilizar como ingrediente para galletas, pan, pasteles, caramelos de goma y rellenos, así como en la industria cosmética con un costo potencialmente bajo (Chi et al., 2022). Además de contener compuestos fenólicos potencialmente útiles en el desarrollo de nutraceuticos. Sin embargo, las semillas de yaca generalmente se descartan como desechos, lo que contribuye a un enorme desperdicio de recursos naturales (Zhang et al., 2021).

Tradicionalmente se consumen hervidas y tostadas, se utilizan en platos cocinados, su harina se puede utilizar para hornear y se conservan en salmuera y en salsa de tomate. Además, las semillas se consumen ampliamente como postre o como ingrediente en preparaciones culinarias asiáticas (Yutong Zhang, Bo Li, Fei Xu, 2021). El polvo de semilla de yaca pulverizado y fermentado en sí podría usarse como colorante alimentario natural (Chi et al., 2022).

La semilla de yaca es un excelente recurso de producto natural con diversas actividades biológicas, que incluyen antioxidantes, antiinflamatorias, antibacterianas, antineoplásicas. La investigación sobre el procesamiento y la utilización de estas partes tradicionalmente no comestibles podría tener ciertos beneficios económicos, ambientales y para la salud (Li et al., 2021). El extracto de las semillas es útil para la digestión, en el tratamiento de la diarrea y la disentería y tienen actividades anticancerígenas, antibacterianas, antioxidantes (Baliga et al., 2011). La Figura 5 muestra la apariencia de las semillas de yaca.



Figura 5. Semillas de yaca.

Los valores reportados para los nutrientes en la semilla de yaca parecen variar. Estas variaciones se pueden atribuir a las diferencias de origen, variedad, ambiente y madurez de la fruta (Mahanta & Kalita, 2015). Algunos estudios han demostrado que, dependiendo de la variedad de yaca, la concentración de carbohidratos y proteínas en las semillas varía, aunque sean de la misma región (Baliga et al., 2011). En el Cuadro 3 se muestra la composición de la yaca observándose que además de las macromoléculas y el agua, esta también es rica en micronutrientes minerales.

Cuadro 3. Composición proximal de la semilla de yaca sobre la base del peso fresco (por 100 g) (Baliga et al., 2011).

Composición	Cantidad	Composición	Cantidad
Agua (g)	51-64.5	Minerales	
Proteína (g)	6.6-7.04	Minerales totales (g)	0.9-1.2
Grasa (g)	0.40-0.43	Calcio (mg)	50
Carbohidratos (g)	25.8-38.4	Magnesio (mg)	54
Fibra(g)	1-1.5	Fósforo (mg)	38-97
Azúcares totales (g)	-	Potasio (mg)	246
Vitaminas		Sodio (mg)	63.2
Tiamina (mg)	0.25	Hierro (mg)	1.5
Riboflavina (mg)	0.11-0.3	Energía (kJ)	133-139
Vitamina C (mg)	11		

1.3 Compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos son un gran grupo de sustancias químicas consideradas metabolitos secundarios de las plantas, con diversas estructuras y actividades químicas (Alara, Abdurahman, & Ukaegbu, 2021). Son componentes comunes de frutas y verduras, ya que tienen un papel vital contra la patogenicidad y cambios ambientales. Estos compuestos inactivan los radicales libres generando efectos antioxidantes primarios y antiradicales (Devi et al., 2020).

Las plantas producen estas sustancias como método de defensa para protegerse de patógenos, la luz ultravioleta y para adaptarse a su entorno (Embuscado, 2015). Son inestables y propensos a la degradación debido a la exposición de temperatura, ciertas condiciones de pH y ataques enzimáticos, hecho que restringe sus aplicaciones de forma libre (Coman et al., 2020). Los compuestos fenólicos también juegan un papel importante como constituyentes del aroma y proporcionan astringencia a los productos alimenticios (Chavez-Santiago et al., 2021).

1.3.1 Clasificación.

Químicamente, los compuestos fenólicos son sustancias que poseen un anillo aromático y un anillo benceno con uno o más grupos hidróxido que incluyen derivados funcionales (ésteres, ésteres metílicos, glucósidos, etc.) (Barba, Esteve, & Frígola, 2014). Los polifenoles se subdividen en diferentes grupos según el número de anillos fenólicos que posean y los elementos estructurales que se les unen; se distribuyen principalmente como flavonoides, ácidos fenólicos, taninos, estilbenos y lignanos (Galanakis, 2021), como se muestra en la Figura 6.

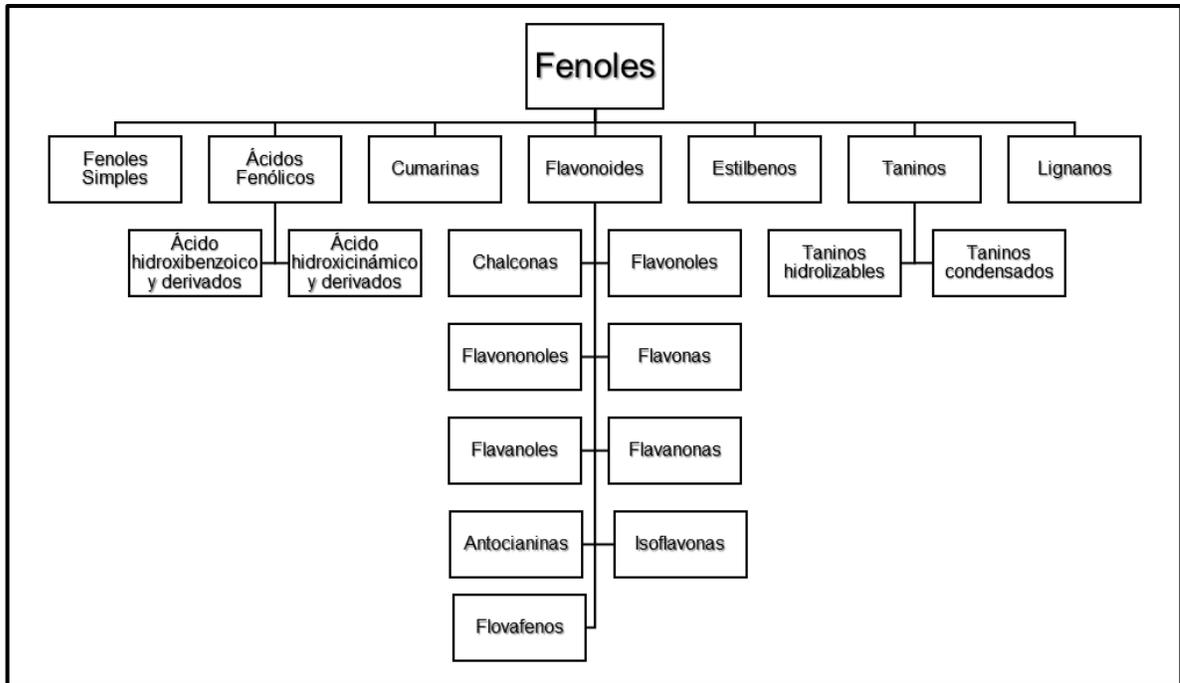


Figura 6. Clasificación de fenoles en alimentos. Adaptado de (Marquez, 2016).

1.3.2 Funcionalidad en los alimentos.

Los compuestos fenólicos además de ser compuestos naturales beneficiosos para la salud en los alimentos, también pueden tener el potencial de ser aditivos y conservantes alimentarios ideales, esto debido a sus altas actividades antimicrobianas y antioxidantes, prolongando la vida útil de los alimentos y aportándoles funcionalidades (Mark, Lyu, Lee, Parra-saldívar, & Chen, 2019). Contribuyen a las cualidades sensoriales de los alimentos, además de su particular aporte a la nutrición.

De hecho, se sabe que la mayoría del amargor y la astringencia de las plantas y de los alimentos y bebidas asociados a ellas proviene de los polifenoles presentes en ese alimento o bebida. Este proceso no solo previene el deterioro de frutas y verduras para prolongar la vida útil de los productos alimenticios, sino que también puede proteger al cuerpo humano contra el daño de las especies reactivas del oxígeno (Mark et al., 2019).

1.3.2.1 Propiedades antioxidantes.

Los subproductos de frutas se consideran como una alternativa de compuestos antioxidantes. La concentración de estos compuestos puede variar mucho según la matriz alimentaria estudiada y la tecnología aplicada (Roselló-Soto et al., 2015). Se han identificado alrededor de 8000 compuestos fenólicos de las plantas, que actúan principalmente como antioxidantes (Kehinde, Nayik, & Rafiq, 2020). Los compuestos fenólicos son capaces de mostrar actividad antioxidante reduciendo el nivel de estrés oxidativo que estaría involucrado en enfermedades crónicas (Cádiz-Gurrea et al., 2020). El potencial antioxidante de los compuestos fenólicos está dictado por su estructura, especialmente el anillo de benceno, el número y posición del grupo hidroxilo. El anillo de benceno es responsable de la estabilización de las moléculas antioxidantes al reaccionar con los radicales libres (Zeb, 2021). La Figura 7 muestra el mecanismo de acción de los antioxidantes sobre los radicales libres en donde estos hacen una donación de electrones al radical libre, lo cual ya no permite que el radical pueda atacar a moléculas estables.

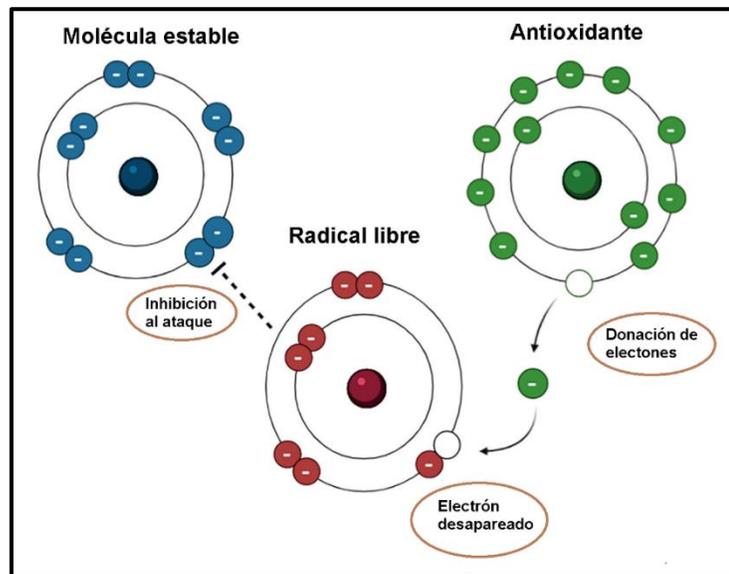


Figura 7. Acción antioxidante sobre los radicales libres (Ekiert, 2022).

Los antioxidantes naturales ricos en compuestos fenólicos se han convertido en una parte importante de la tecnología de conservación. La variedad de extractos de diversas partes de las plantas y frutos se utilizan gradualmente en la industria

alimentaria, ya que controlan la descomposición oxidativa y ayudan a mejorar la calidad de los productos alimenticios. Como resultado de esto, evitan el deterioro y prolongan la vida útil de los alimentos (Kehinde et al., 2020).

1.3.2.2 Propiedades antimicrobianas.

La actividad antimicrobiana de extractos vegetales es generalmente atribuida a los compuestos fenólicos presentes en estas matrices, y se ha observado que tienen un gran impacto sobre la resistencia de las membranas microbianas interfiriendo en el metabolismo microbiano, retardando o inhibiendo el crecimiento de los microorganismos (Rodríguez, 2011). Los compuestos fenólicos han mostrado un amplio espectro contra *Bacillus cereus*, *Bacillus coagulans*, *Bacillus subtilis*, *Lactobacillus casei*, *Micrococcus roseus*, *Streptococcus faecalis*, *E. coli*, *Salmonella typhimurium* y *Salmonella enteric*, *Fusarium moniliforme* y *Saccharomyces cerevisiae* (Vázquez-González et al., 2020).

La bioconservación en el empleo de antimicrobianos naturales en alimentos tiene dos funciones: el control de los procesos naturales de degradación y controlar el crecimiento de microorganismos patógenos (Magdalena, Pop, Cimpeanu, & Turcus, 2018). Los flavonoides han sido ampliamente asociados con una amplia gama de actividades biológicas, destacando su actividad antimicrobiana. (Vázquez-González et al., 2020).

Chavéz-Santiago et al., (2021) demostraron que las isoprenilflavonas, la artocarpina y la artocarpesina, obtenidas a partir de extractos metanólicos de la yaca, inhiben la formación de la bacteria cariogénica *Streptococcus mutans*.

1.3.3 Bioactividad

En los últimos años, se descubrió que las dietas enriquecidas con compuestos fenólicos pueden ayudar a prevenir y tratar una amplia gama de enfermedades crónicas/degenerativas, como cáncer, diabetes, enfermedades cardíacas,

enfermedades neurodegenerativas y cardiovasculares, el envejecimiento, entre otras (Ekiert, 2022). Además, tienen un impacto positivo en la salud y se sabe que modulan los procesos metabólicos e influyen en las actividades celulares debido a sus propiedades nutraceuticas; dependiendo de la vía y su biodisponibilidad en el cuerpo (Saini, Panesar, & Bera, 2019).

La bioactividad de los compuestos fenólicos depende en gran medida de su estructura química particular (presencia de dobles enlaces, número y posición de grupos hidroxilo en el anillo aromático) presentes en la matriz alimentaria (Coman et al., 2020). La distribución de compuestos fenólicos en los tejidos y células vegetales varía considerablemente según el tipo de compuesto químico en cuestión por lo tanto pueden proporcionar beneficios para la salud, en particular la prevención y tratamiento de enfermedades (Raimundini Aranha et al., 2021).

1.4 Extracción de compuestos fenólicos

La extracción de plantas se puede definir como el proceso de separación de compuestos solubles del material vegetal utilizando solventes, donde el objetivo principal de este proceso es maximizar el rendimiento del compuesto bioactivo con un impacto mínimo o nulo en las propiedades del compuesto (Madiha Yusoff, Mat Taher, Rahmat, & Suan Chua, 2022). Depende de muchos factores, como el método de extracción, las materias primas, tamaño de partículas, temperaturas, tipo de solvente y su proporción soluto-solvente (Kumar, 2021).

Los procesos de extracción se han centrado principalmente en compuestos de origen vegetal, esto se debe a que contienen una amplia gama de compuestos bioactivos que se utilizan ampliamente en las industrias alimentaria, farmacéutica y cosmética (Aarthy & Sureshkumar, 2021). Por lo tanto, es un paso vital en el aislamiento y la recuperación de compuestos de alto valor, la Figura 8 muestra las estructuras químicas de los compuestos fenólicos que comúnmente se extraen de plantas, en los cuales se han evaluado muchas tecnologías para su obtención (Panja, 2018).

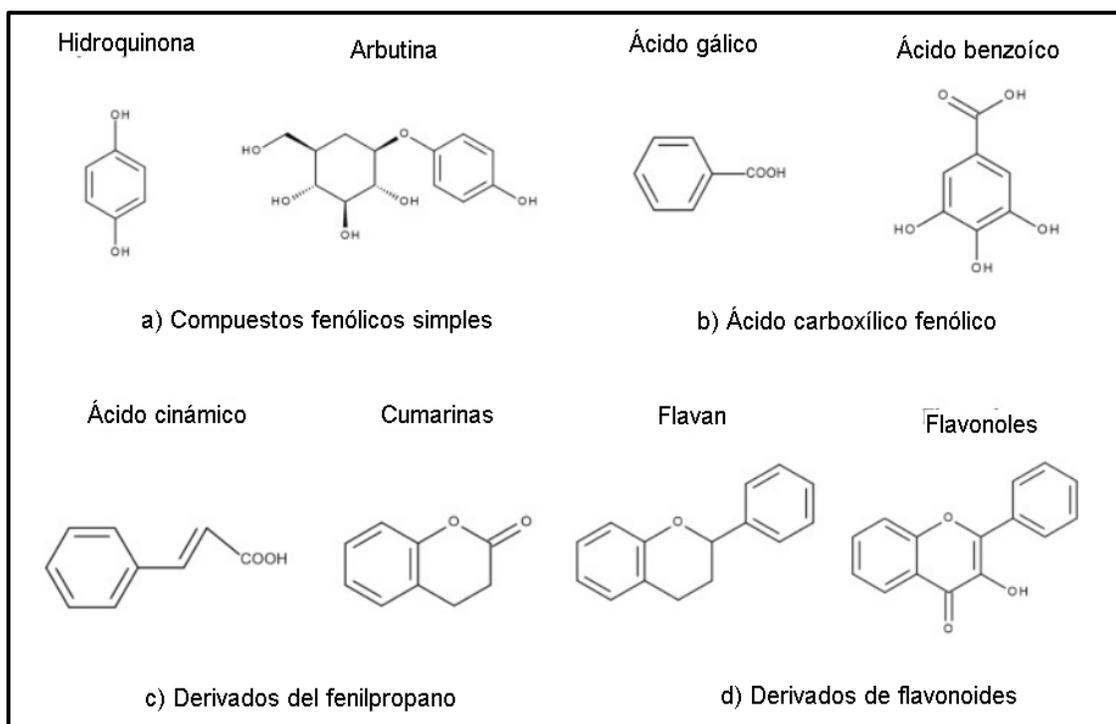


Figura 8. Las estructuras químicas de los compuestos fenólicos comunes extraídos de las plantas (Zhang et al., 2018).

Las condiciones de extracción juegan un papel muy importante debido a su efecto sobre la liberación de los compuestos bioactivos de la matriz al medio (Devi et al., 2020). En donde, la preparación y extracción de polifenoles bioactivos depende de la estructura individual de la matriz de la muestra y también de las propiedades químicas de los compuestos deseados, ya que la pérdida de polifenoles se ha notado por ionización, hidrólisis y oxidación durante el proceso de extracción cuando se aplica un tiempo de extracción prolongado (Pagano, Campone, Celano, Piccinelli, & Rastrelli, 2021).

En ingeniería de alimentos, la extracción de compuestos naturales es de bastante interés debido a las propiedades de algunos extractos como los compuestos fenólicos. Además, la extracción de compuestos bioactivos puede aumentar el valor de algunos subproductos de la industria alimentaria (Esclapez et al., 2011). Los extractos de subproductos o compuestos aislados podrían usarse como

bioingredientes en alimentos funcionales, o como nutraceuticos en preparaciones medicinales y farmaceuticas (Coman et al., 2020), como se muestra en la Figura 9. Por otro lado, los extractos de plantas sirven como una mejor plataforma para la síntesis de nanopartículas ecológicas, ya que estos extractos proporcionan compuestos naturalmente disponibles que actúan como agentes reductores, protectores o estabilizadores (Aarthy & Sureshkumar, 2021).

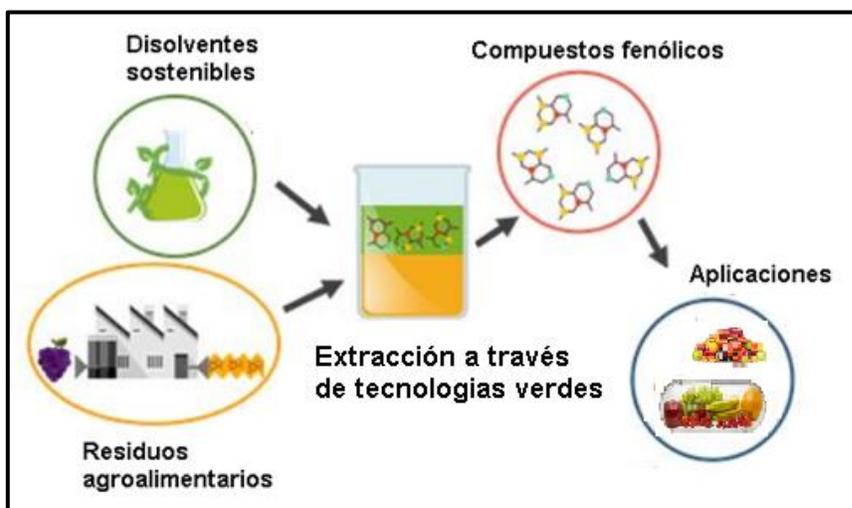


Figura 9. Extracción de compuestos fenólicos de residuos agroalimentarios.

1.4.1 Métodos de extracción

Los métodos de extracción son diferentes según el principio de extracción. La extracción por disolventes es el método más utilizado (Jha & Sit, 2022). La extracción de productos naturales progresa a través de las siguientes etapas: 1) el disolvente penetra en la matriz sólida; 2) el soluto se disuelve en los disolventes; 3) el soluto se difunde fuera de la matriz sólida; 4) se recogen los solutos extraídos (Qing-Wen Zhang, 2018). Cualquier factor que aumente la difusividad y la solubilidad en los pasos anteriores facilitará la extracción. Los compuestos fenólicos se pueden extraer utilizando tecnologías convencionales y no convencionales, cada una con sus propias ventajas y desventajas (Saini et al., 2019).

1.4.1.1 Métodos convencionales de extracción.

La extracción convencional se ha utilizado durante décadas, ya que proporciona un vehículo físico para transferir los compuestos entre las diferentes fases (sólido, líquido y vapor), son de bajo costo, combina simplicidad (fácil operación manual) y presión basal (condiciones ambientales) (Esclapez et al., 2011). Además, su razonable eficiencia y asequibilidad hacen de esta alternativa la primera opción como procedimiento estándar para la extracción y concentración de compuestos fenólicos, implementando métodos como Soxhlet, la extracción de reflujo y la maceración, por mencionar las más importantes, en donde los equipos involucrados en estos métodos son distintos entre sí (Jha & Sit, 2022). En el Cuadro 4, se muestra la comparación de algunos parámetros de diferentes métodos de extracción convencionales.

Cuadro 4. Comparación de diferentes métodos de extracción convencionales (Qing-Wen Zhang, 2018).

Método	Solvente	Temperatura	Presión	Tiempo	Volumen de Disolvente	Polaridad de los extractos
Maceración	Agua, solventes acuosos y no acuosos	Ambiente	Atmosférica	Prolongado	Grande	Dependiente del solvente de extracción
Extracción Soxhlet	Disolventes orgánicos	Alta	Atmosférica	Prolongado	Moderado	Dependiente del solvente de extracción
Extracción de reflujo	Disolventes acuosos y no acuosos	Alta	Atmosférica	Moderado	Moderado	Dependiente del solvente de extracción

1.4.1.2 Tecnologías emergentes.

En los últimos años se han aplicado con éxito métodos de extracción innovadores, con tiempos acortados, uso reducido de disolventes orgánicos, mayor recuperación de los compuestos y, un impacto ambiental minimizado en comparación con los métodos de extracción convencionales (Vázquez-González et al., 2020), en el Cuadro 5 se muestra la comparación de diferentes tecnologías emergentes más

eficientes que los métodos convencionales. Estas tecnologías emergentes, como campos eléctricos pulsados, extracción asistida por ultrasonido, extracciones asistidas por microondas, extracciones de fluidos supercríticos, entre otras, han evolucionado para la recuperación de compuestos bioactivos especiales y compuestos nutracéuticos de los desechos de alimentos, lo que ha elevado su valor de utilidad (Gil-Martín et al., 2022).

Cuadro 5. Comparación de diferentes tecnologías emergentes (Qing-Wen Zhang, 2018).

Método	Solvente	Temperatura	Presión	Tiempo	Volumen de Disolvente	Polaridad de los extractos
Extracción asistida por microondas	Agua, solventes acuosos y no acuosos	Ambiente	Atmosférica	Corto	Ninguno o moderado	Dependiente del solvente de extracción
Extracción asistida por ultrasonido	Agua, solventes acuosos y no acuosos	Alta/ ambiente	Atmosférica	Corto	Moderado	Dependiente del solvente de extracción
Extracción fluidos supercríticos	Fluido supercrítico (generalmente S-CO ₂), a veces con modificador	Cerca de la temperatura ambiente	Alta	Corto	Ninguno o pequeño	Compuestos no polares a polares moderados
Extracción de campo eléctrico pulsado	Agua, solventes acuosos y no acuosos	Alta/ ambiente	Atmosférica	Corto	Moderado	Dependiente del solvente de extracción

1.4.1.2.1 Extracción asistida por ultrasonido.

La extracción asistida por ultrasonido es una tecnología en crecimiento más ecológica y limpia (proceso de extracción verde), reemplazando a los métodos convencionales para mejorar la extracción de compuestos bioactivos de varias matrices de plantas (Devi et al., 2020).

El ultrasonido se basa en la formación de ondas mecánicas ultrasónicas longitudinales que tienen una frecuencia (>20 kHz) en la que el desplazamiento de las partículas es paralelo a la dirección de propagación de la onda, donde se forman, crecen y colapsan burbujas, en un fenómeno conocido como cavitación (Pagano et al., 2021). Pueden propagarse a través de un medio sólido, líquido o gaseoso

induciendo el desplazamiento y desalojo de las moléculas de sus posiciones originales (Welti-Chanes, Morales-de la Peña, Jacobo-Velázquez, & Martín-Belloso, 2017). En la Figura 10 se presenta la cavitación de una onda ultrasónica la cual se caracteriza principalmente por cuatro parámetros físicos; la frecuencia (Hz), la potencia ultrasónica (W), la longitud de onda (cm) y la intensidad ultrasónica (UI) (W/cm^2) (Vilkhu, Mawson, Simons, & Bates, 2008).

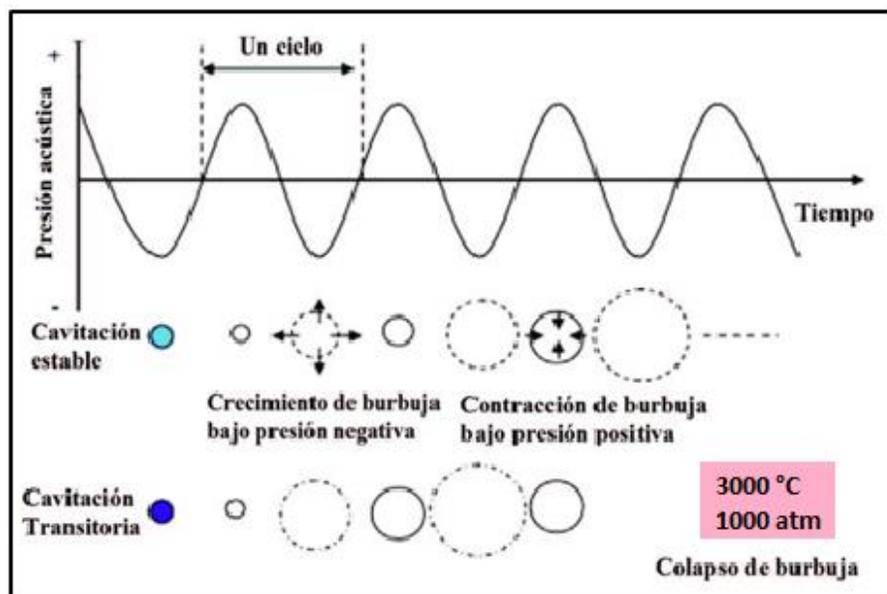


Figura 10. Cavitación inducida por ultrasonido (Chen et al, 2015).

Esta tecnología es beneficiosa en términos de áreas económicas y prácticas que incorporan tiempos de extracción más cortos, volumen de disolvente reducido, un aumento integral en la tasa de extracción, calidad mejorada del extracto y enriquecimiento de los procesos de extracción acuosa, reduciendo sus costos operativos, lo que implica la ausencia de disolventes y una mayor extracción de compuestos orgánicos, garantiza la seguridad alimentaria y es considerada un tratamiento respetuoso con el medio ambiente (Roselló-Soto et al., 2015). En la Figura 11 se esquematiza el equipo ocupado para la extracción asistida por ultrasonido.

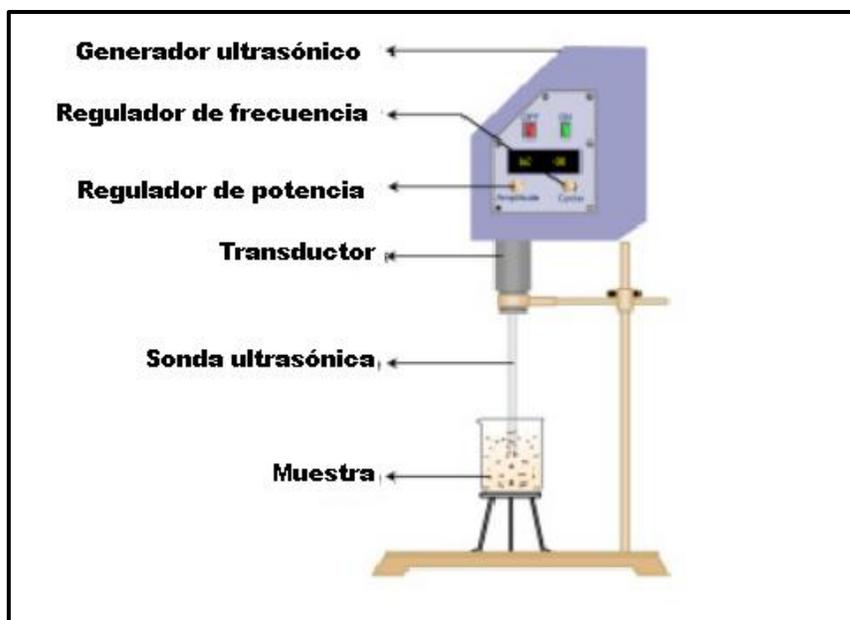


Figura 11. Extracción asistida por ultrasonido (Devi et al., 2020).

Una de las principales ventajas de la extracción asistida por ultrasonido es la mayor penetración del disolvente en los poros de la planta o matriz y la mejora de la transferencia de masa debido a la ruptura de las estructuras celulares provocada por la cavitación (Pereira, Zobot, Reyes, Iglesias, & Martínez, 2021). Se han aplicado en gran medida para la extracción de compuestos bioactivos debido a su alta eficiencia en términos de rendimiento de recuperación y tasa de extracción (Pradal, Vauchel, Decossin, Dhulster, & Dimitrov, 2016). Los principales desafíos de la aplicación de ultrasonido incluyen problemas de escalamiento y eficiencia energética (Assadpour & Jafari, 2019).

1.5 Nanotecnología

La ciencia de la nanotecnología se ocupa de la manipulación de materiales a nivel de átomos y moléculas; la creación y utilización de sistemas, estructuras y dispositivos, que tienen atributos y funciones únicos debido a sus dimensiones; y desarrollo de tecnología e investigación (Nabipour & Hu, 2020). Nano en general se refiere al tamaño por debajo de 1000 nm. Las nanopartículas se pueden sintetizar y también están disponibles de forma natural, como las células vivas (Esfanjani &

Jafari, 2017). El interés por el tamaño extremadamente pequeño, la capacidad de penetración y la relación superficie-volumen única de las nanopartículas las hace más beneficiosas, en comparación con las micro y macropartículas (Kalaiyan et al., 2020).

Existen dos métodos de consolidación que se utilizan en la nanotecnología, basados en el enfoque top-down (emulsificación, emulsificación-evaporación de disolventes) se consigue la disminución del tamaño de las partículas, así como la conformación de la estructura. En los métodos basados en un enfoque bottom-up (coacervación, nanoprecipitación, complejación de inclusión), el desarrollo de partículas se basa en el autoensamblaje o la autoorganización de las moléculas, y el tamaño puede aumentar progresivamente (Magdalena et al., 2018).

1.5.1 Aplicaciones de la nanotecnología para prolongar la actividad de compuestos bioactivos.

La nanotecnología se ha convertido en una de las tecnologías más prometedoras para revolucionar la industria alimentaria desde la fabricación de productos alimenticios y sus correspondientes ingredientes hasta sus aplicaciones y consumo (Rashidinejad & Jafari, 2020). Las mejoras en diferentes propiedades de los alimentos, como los atributos sensoriales, nutricionales, mejora de las características de los alimentos y creación de aditivos alimentarios (Dasgupta et al., 2015), desarrollo de nuevos materiales de envasado de alimentos y desarrollo de nanosensores han dado lugar a un gran número de productos nuevos e innovadores (Kalaiyan et al., 2020), como se muestra en la Figura 12.

Es una alternativa favorable para conservar y proteger compuestos bioactivos frente a circunstancias ambientales inapropiadas, además de aumentar su biodisponibilidad y estabilidad, así como su absorción, permeación, protección y solubilidad favoreciendo así su aplicación en productos alimenticios (Bazana, Codevilla, & de Menezes, 2019). Los alimentos y bebidas son vehículos adecuados para compuestos fenólicos encapsulados (Delfanian & Sahari, 2020). La

nanoencapsulación de ingredientes bioactivos es un enfoque factible para la entrega de estos materiales en sitios específicos y su absorción eficiente a través de las células en el sistema digestivo (Rashidinejad & Jafari, 2020).



Figura 12. Aplicación alimentaria de compuestos bioactivos encapsulados extraídos de subproductos de frutas (Marcillo-Parra et al., 2021).

1.5.2 Nanopartículas coloidales a partir de biopolímeros.

Una nanopartícula es un sólido coloidal, formado de materiales aceptados como seguros (polímeros biodegradables, lípidos, proteínas) en los que una sustancia de interés “activo” puede ser incorporada, actuando como una unidad completa en términos de transporte y propiedades, se clasifica de acuerdo a sus características, tamaño y estructura (Zambrano, 2013).

Su tamaño subcelular permite una mayor penetración en las superficies, son capaces de mejorar la estabilidad de las sustancias activas y pueden ser biocompatibles con tejidos y células cuando se sintetizan con materiales que son biodegradables (Garavand, Rahaee, Vahedikia, & Jafari, 2019). Debido a sus propiedades únicas, las nanopartículas se utilizan ampliamente en diferentes campos de la ciencia (Vijayaraghavan & Ashokkumar, 2017).

Las nanopartículas a base de carbohidratos y proteínas debido a su tamaño extremadamente pequeño poseen alta área superficial, biocompatibilidad, biodegradabilidad y excelentes propiedades ópticas, mejoran aún más su utilidad para múltiples disciplinas (Gutiérrez-Martínez, 2019). Se pueden utilizar para la nanoencapsulación de compuestos bioactivos y dependiendo del método de preparación, se pueden obtener nanopartículas, nanoesferas o nanocápsulas (Anandharamakrishnan, 2014). En la Figura 13 se muestran dos tipos de nanopartículas poliméricas las nanoesferas y las nanocápsulas; las primeras son sistemas matriciales en los que los compuestos bioactivos están física y uniformemente dispersos, mientras que las nanocápsulas son sistemas reservorios en los que los compuestos bioactivos están confinados en una cavidad que consiste en un núcleo líquido interior rodeado por una membrana polimérica (Faridi & Mahdi, 2016).

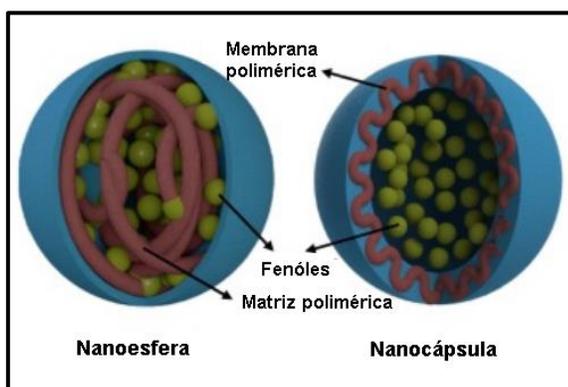


Figura 13. Nanopartículas poliméricas eficientes para encapsular fenoles. Adaptado de (Faridi & Mahdi, 2016).

1.5.3 Método de nanoprecipitación.

Se ha desarrollado y utilizado una gama amplia de técnicas para la encapsulación en la industria alimentaria. La principal diferencia entre cada metodología depende del método de atrapamiento del compuesto bioactivo y su combinación con el material de la pared: puede ser una solución, una emulsión o una dispersión, dependiendo (Vinceković et al., 2017). La preparación de nanopartículas utilizando enfoques verdes es respetuosa con el medio ambiente y proporciona nanopartículas

con tamaños, morfologías y estabilidad mejor definidos (Nasrollahzadeh, Atarod, Sajjadi, Sajadi, & Issaabadi, 2019).

La nanoprecipitación es adecuada para producir nanopartículas a partir de polisacáridos y/o proteínas. Este método se logra al disminuir la calidad del disolvente en el que se disuelve el biopolímero, lo que induce la sobresaturación, que proporciona una fuerza impulsora para la precipitación de solutos (Magdalena et al., 2018). La principal fuerza impulsora para la formación de partículas durante la precipitación con un antidisolvente es el desequilibrio de las interacciones moleculares entre el soluto, el disolvente y el antidisolvente (Joye & McClements, 2014).

Durante el proceso de nanoprecipitación, las partículas polares se solubilizan fácilmente en el medio acuoso, mientras que las partículas no polares tienden a interactuar con otras partículas no polares dando como resultado la formación de nanoagregados (Sharif, Fabra, & López-Rubio, 2019), como se presenta en la Figura 14. Así, las nanopartículas pueden poseer diferentes cargas (positiva, negativa o neutra), dependiendo de los materiales de pared utilizados, así como de las condiciones ambientales (Rashidinejad & Jafari, 2020).

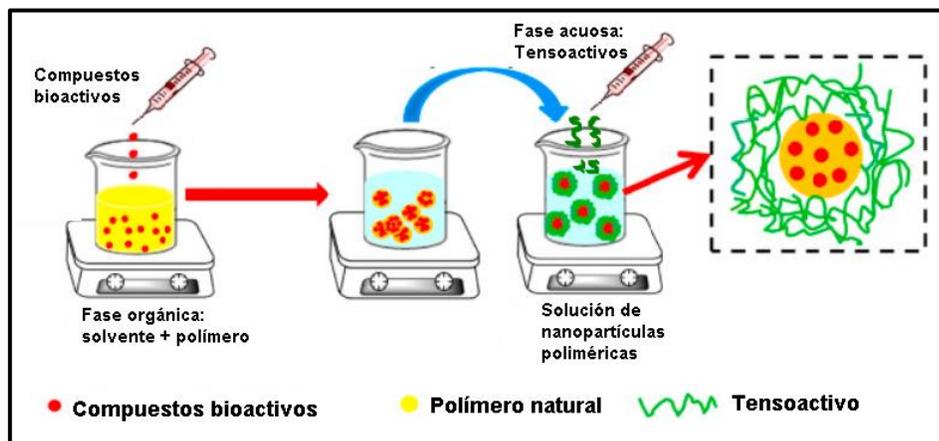


Figura 14. Método de nanoprecipitación para la síntesis de nanopartículas poliméricas de compuestos bioactivos (Wang et al., 2020).

La principal ventaja de esta técnica es que este método no necesita un aumento de temperatura y, por lo tanto, puede ser útil para la encapsulación de ingredientes bioactivos (Taheri & Jafari, 2019), proporcionando barreras protectoras, enmascarando el sabor y el olor, favoreciendo su biodisponibilidad y estabilidad para su aplicación en productos alimenticios (Tacer-Caba, Nilufer-Erdil, & Ai, 2015).

CAPÍTULO II. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN EXPERIMENTAL

2.1 Justificación

La producción de frutas ha aumentado continuamente en las últimas décadas impulsada por el gran interés por parte de los consumidores por adquirir más alimentos naturales que promuevan beneficios para la salud. Las frutas son uno de los productos básicos más consumidos a nivel mundial y representan más del 42 % del desperdicio total de alimentos. Los desechos de frutas (cáscaras, semillas, hojas, fibras, pulpa) de la industria alimentaria son uno de los problemas de contaminación ambiental más comunes del mundo. Sin embargo, estos desechos ahora son de gran interés como subproductos tanto para disminuir el volumen de residuos como para obtener compuestos de alto valor añadido. En el caso particular de la yaca, las semillas de esta fruta pueden ser utilizadas para la obtención de compuestos fenólicos, los cuales pueden satisfacer la demanda que tiene la industria como colorantes, aditivos y conservantes naturales en alimentos o bebidas, alimentos funcionales y suplementos nutracéuticos. No obstante, se debe tomar en cuenta que los compuestos fenólicos son sensibles a cambios ambientales y pueden llegar a degradarse, por lo que el uso de tecnologías emergentes representa una buena alternativa para la extracción de este tipo de compuestos haciendo más eficiente la extracción y las tasas de recuperación, así mismo la nanotecnología es otra alternativa para conservarlos y protegerlos frente a circunstancias ambientales inapropiadas y aumentar su biodisponibilidad y estabilidad.

2.2 Objetivos

2.2.1 Objetivo general.

Establecer las condiciones de extracción asistida por ultrasonido y nanoencapsulación de compuestos polifenólicos de semilla de yaca (*Artocarpus heterophyllus* Lam), para evaluar la liberación controlada y el efecto protector sobre los compuestos bioactivos; a través de la medición de los cambios en la capacidad antioxidante y contenido de fenoles como indicador de estabilidad de los compuestos presentes.

2.2.2 Objetivos particulares.

1. Evaluar el efecto de la concentración de etanol (65, 75, 85 y 95 % v/v) y la relación de soluto-solvente en la extracción asistida por ultrasonido de compuestos fenólicos de la semilla de yaca.
2. Evaluar la concentración de flavonoides, taninos y la capacidad antioxidante de los extractos de la semilla de yaca a través de las técnicas de DPPH Y ABTS⁺ para identificar la degradación de estos compuestos fitoquímicos.
3. Establecer las condiciones de preparación de nanopartículas poliméricas como protección de los compuestos bioactivos extraídos de la semilla de yaca mediante nanoprecipitación.
4. Caracterización del tamaño de partícula, potencial zeta, eficiencia de encapsulación, estabilidad y capacidad antioxidante de los sistemas nanoencapsulados de compuestos fenólicos con potencial uso en la conservación de alimentos.

2.3 Materiales y métodos

2.3.1 Materia prima.

Las yacas (*Artocarpus heterophyllus Lam.*) fueron cosechadas en el Llano, municipio de San Blas, Nayarit en julio del 2021, como se muestra en la Figura 15, tomando en consideración su estado de madurez (color exterior amarillento), su firmeza, olor característico y se inspeccionaron cuidadosamente para asegurarse de que no presentaran ningún daño físico.



Figura 15. Yaca madura lista para proceso.

Una vez en el laboratorio cada fruto se examinó para cerciorarse de que no presentaran daños físicos o biológicos y se almacenaron en una cámara de congelación para su posterior tratamiento.

2.3.2 Reactivos.

Metabisulfito de sodio al 0.05 % (m/v), Folin-Ciocalteu diluido en una relación 1:10 (v/v), carbonato de sodio saturado (75 g/ L), carbonato de sodio al 35 % (350 g/ L), ácido tánico, radical DPPH con una concentración de 200 μ M, Trolox (Ácido-6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico), radical ABTS⁺ a una concentración de 7 mM, persulfato de potasio a una concentración de 2.45 mM, zeína ácido gálico

y quercétina todos estos de la marca Sigma Aldrich[®], cloruro de aluminio y acetato de potasio de la marca MEYER[®], , goma arábica de la marca Cosmopolita.

2.4 Plan de experimentación

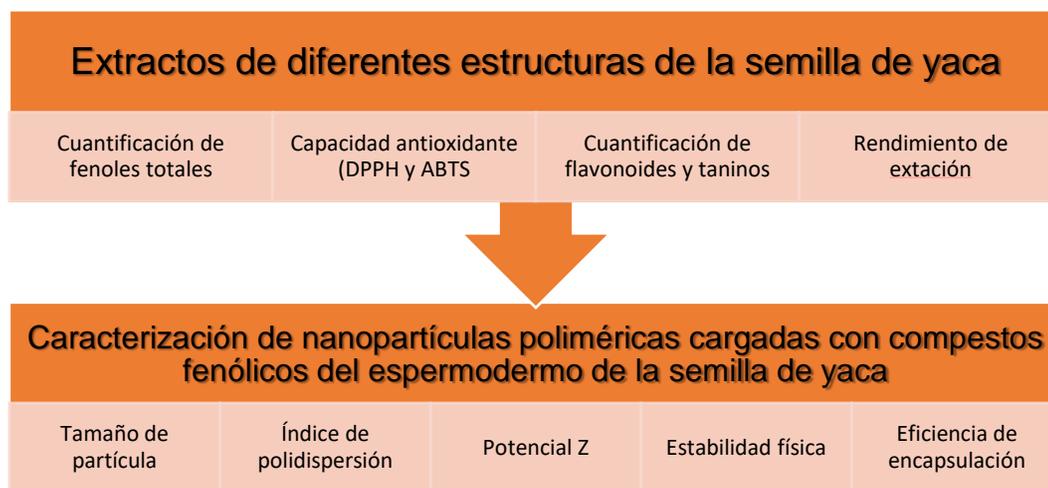


Figura 16. Metodología de la experimentación.

2.5 Obtención de semilla de yaca pulverizada

Las yacas fueron procesadas de acuerdo a las condiciones de tratamiento hecho por (Mahanta & Kalita, 2015) y (Benítez, 2011) con algunas modificaciones, el proceso se muestra en la Figura 17.

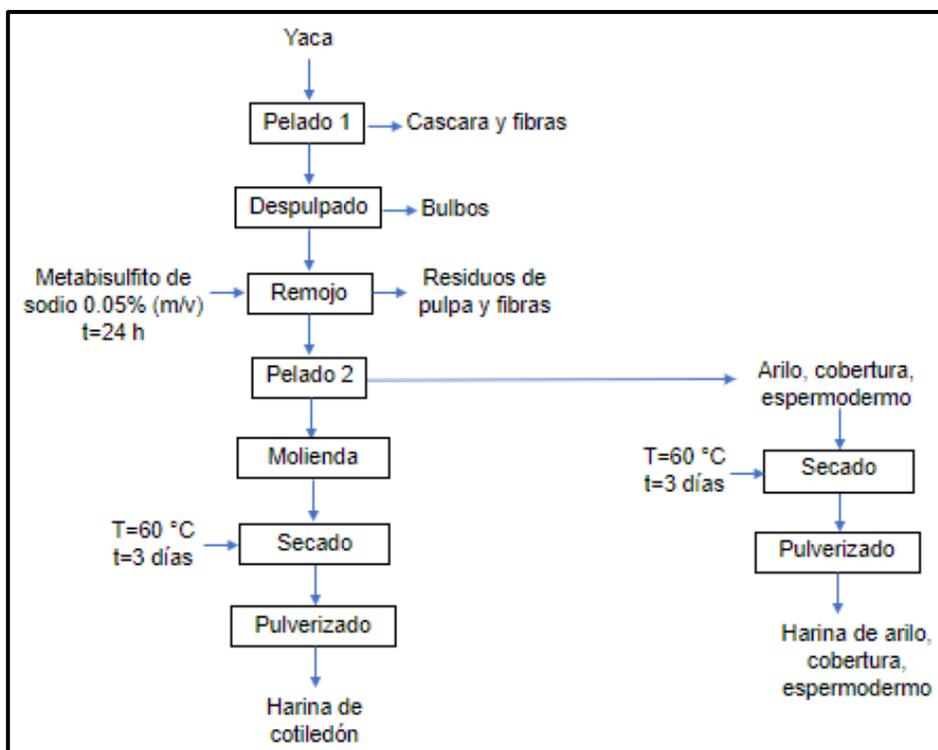


Figura 17. Diagrama de proceso de la yaca.

Para la obtención de la semilla de yaca y sus partes se comenzó por pelar la fruta manualmente quitándole la cascara. Después se retiraron las semillas de los bulbos y se remojaron en metabisulfito de sodio al 0.05 % (m/v) por 24 h. Los arilos, las coberturas y los espermodermos se separaron manualmente del resto de la semilla, se secaron en un deshidratador de alimentos marca Food Dehydrator modelo SX770 a 60 °C por 18 h, para posteriormente pulverizar cada parte en un molino marca Krups modelo F408 hasta obtener harina fina. Con respecto a la parte restante de la semilla (cotiledón) se molió en un molino modelo: NB-101B, se realizó el mismo proceso de secado y pulverizado mencionado anteriormente y se obtuvo harina de cotiledón. En la Figura 18 se esquematizan los pasos que se siguieron para la separación y obtención de las fracciones de la semilla de yaca, previo a la extracción de los compuestos fenólicos.

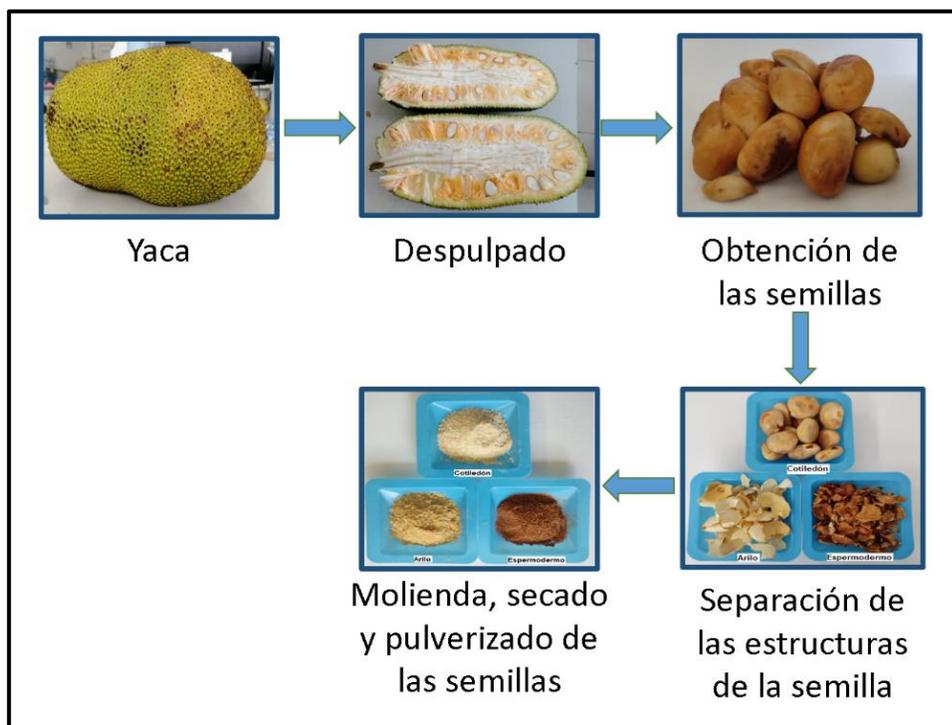


Figura 18. Procesamiento de la yaca.

2.6 Proceso de extracción de la semilla de yaca

En la Figura 19 se muestran los pasos que se siguieron para la extracción de los compuestos fenólicos de las diferentes fracciones de la semilla de yaca considerando diferentes concentraciones de etanol-agua (solución hidroalcohólica).



Figura 19. Diagrama de proceso de la extracción de las diferentes partes de la semilla de yaca.

El proceso de extracción para las distintas estructuras de la semilla de yaca fue el siguiente. Para ello se pesó 1 g de materia vegetal en una termobalanza M-Power: AZ214 de la marca Sartorius y se diluyó en cada solución hidroalcohólica. Esta mezcla se llevó a sonicar en un homogeneizador ultrasónico UP200Ht de la marca Hielscher a condiciones de Amplitud=100 %, Ciclos de trabajo=100 % y Potencia=variable, en un periodo de 22.5 minutos. El extracto se centrifugó en un equipo FC5707+R05 100-230V de la marca Frontier™ a 6500 rpm durante 15 min, el sobrenadante obtenido se filtró con ayuda de una bomba de vacío AR-1500L de la marca Felisa®. Finalmente, el extracto se vertió en un matraz y se aforó a 50 mL, se envasó y almacenó a -20 °C. El diagrama de proceso se muestra en la Figura 20.



Figura 20. Extracción de compuestos fenólicos a partir de la semilla de yaca.

2.7 Caracterización de los extractos de la semilla de yaca

2.7.1 Fenoles totales por Folin-Ciocalteu.

El método de Folin-Ciocalteu se basa en que los compuestos fenólicos reaccionan con el reactivo de Folin-Ciocalteu, a pH básico, dando lugar a una coloración azul susceptible de ser determinada espectrofotométricamente. Este reactivo contiene una mezcla de wolframato sódico y molibdato sódico en ácido fosfórico y reacciona con los compuestos fenólicos presentes en la muestra (Marina, Avella, Alberto, García, & Cisneros, 2008). El ácido fosfomolibdotúngstico (formado por las dos sales en el medio ácido), de color amarillo, al ser reducido por los grupos fenólicos da lugar a un complejo de color azul intenso, cuya intensidad es la que medimos para evaluar el contenido en polifenoles (García Martínez, Fernández Segovia, & Fuentes López, 2015)

La determinación de fenoles totales del extracto de cada parte de la semilla de yaca se realizó de acuerdo al método descrito por (Al-Duais, Müller, Böhm, & Jetschke,

2009) con algunas modificaciones. Se mezclaron 125 μL de extracto y 650 μL de reactivo comercial Folin-Calcolteu diluido en una relación 1:10 (v/v); después de 2 min de reposo en la oscuridad se agregaron 500 μL del reactivo carbonato de sodio saturado (75 g/L). La mezcla se agitó ligeramente en un vortex mixer L-VM2000 de la marca UNICO y se incubo a temperatura ambiente y en oscuridad por 2 h. Finalmente, se midió la absorbancia a 740 nm en un espectrofotómetro UV Vis Genesys™ de la marca Thermo Scientific™. Los resultados fueron reportados como mg equivalentes de ácido gálico (mg EAG) por g de peso seco, obtenidos a partir de una curva patrón de ácido gálico con concentraciones de 0.5 hasta 3.5 mg/mL, representado con la siguiente ecuación $y = 9.7856(x) + 0.1486$, $r^2=0.9917$. El análisis se realizó para cada tratamiento por triplicado.

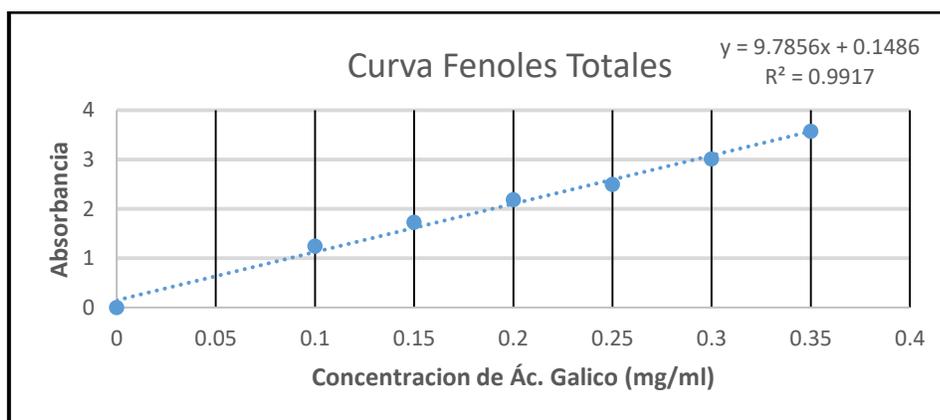


Figura 21. Curva Patrón para la determinación de Fenoles Totales.

2.7.2 Flavonoides.

Se ha propuesto el uso de métodos espectrofotométricos para la determinación de flavonoides totales en las plantas, utilizando AlCl_3 . El catión de aluminio forma complejos estables con flavonoides en etanol, que se producen en el análisis espectrofotométrico un desplazamiento hacia longitudes de ondas mayores y una intensificación de la absorción. Así, es posible determinar la cantidad de flavonoides, evitando la interferencia de otras sustancias fenólicas, especialmente ácidos fenólicos, que invariablemente acompañan a los flavonoides en los tejidos vegetales (Granados López, 2014).

Los flavonoides totales se determinaron por el método colorimétrico de AlCl_3 descrito por (Chang, Yang, Wen, & Chern, 2002) y (Jagtap, Panaskar, & Bapat, 2010) con algunas modificaciones. Se mezclaron 200 μL de extracto, 600 μL de etanol, 40 μL de AlCl_3 , 40 μL de acetato de potasio y 110 μL de agua destilada. Se incubó a temperatura ambiente y en la oscuridad por 30 min para su posterior medición. Se midió la absorbancia de las muestras a 415 nm en un espectrofotómetro UV-Vis. Los resultados fueron reportados como μg equivalentes de quercetina ($\mu\text{g EQ}$) por g de peso seco, obtenidos a partir de una curva patrón de quercetina con concentraciones de 25 hasta 500 $\mu\text{g/mL}$, representado con la siguiente ecuación $y = 0.0065(x)$, $r^2=0.9974$. El análisis se realizó para cada tratamiento por triplicado.

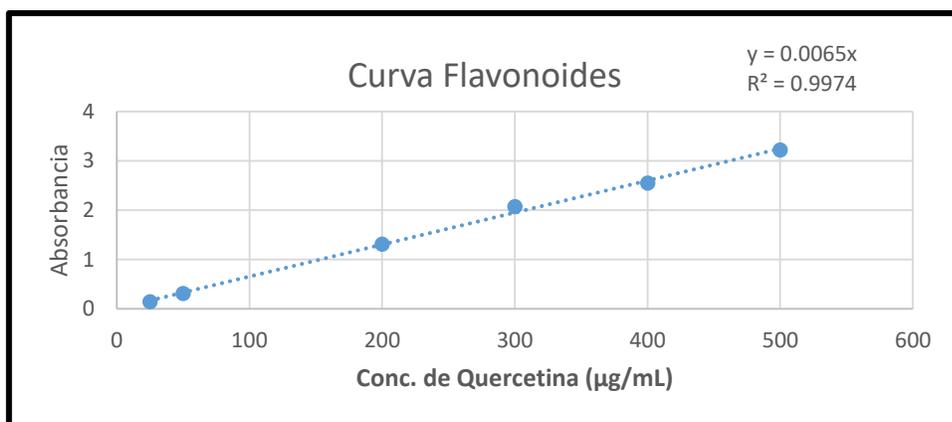


Figura 22. Curva Patrón para la determinación de Flavonoides.

2.7.3 Taninos.

La determinación de taninos por el método de Folin-Ciocalteu se basa en la reacción de los compuestos polifenólicos con el reactivo Folin (tungsto-fosfomolibdico) en medio básico dado por una solución de carbonato de sodio en cierto porcentaje, en el cual se produce un complejo de color azul, la intensidad de este cromóforo es directamente proporcional a la cantidad de taninos totales en la muestra (Herrera, 2018).

La determinación de taninos se realizó mediante el método descrito por (Chandran & Kavitha Chandran, 2016) y (Haile & Kang, 2019) con algunas modificaciones. Se mezclaron 20 µL de extracto, 1680 µL de agua destilada, 100 µL del reactivo comercial Folin-Calcalteu y 200 µL de carbonato de sodio al 35 % (350 g/ L). Se incubo a temperatura ambiente y en la oscuridad durante 30 min.

Se midió la absorbancia a 700 nm en un espectrofotómetro UV-Vis. Los resultados fueron reportados como mg equivalentes de ácido tánico (mg EAT) por g de peso seco, obtenidos a partir de una curva patrón de ácido tánico y representada con la siguiente ecuación $y = 0.0086(x) + 0.015$, $r^2=0.9944$. El análisis se realizó para cada tratamiento por triplicado.

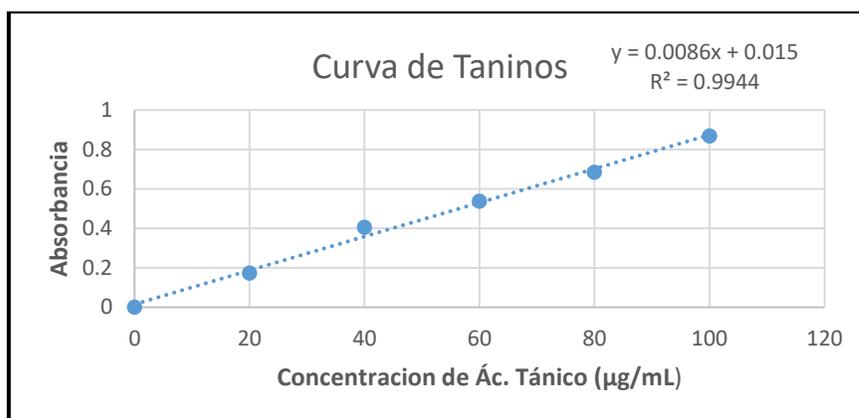


Figura 23. Curva Patrón para determinar Taninos.

2.7.4 Determinación de actividad antioxidante.

2.7.4.1 DPPH (1,1-difenil-2-picrilhidracil)

La molécula 1,1-difenil-2-picril-hidrazilo (DPPH) es conocida como un radical libre estable debido a la deslocalización de un electrón desapareado sobre la molécula completa. La deslocalización del electrón también intensifica el color violeta intenso típico del radical. Cuando la solución de DPPH reacciona con el sustrato antioxidante que puede donar un átomo de hidrógeno, el color violeta se desvanece. El cambio de color es monitoreado espectrofotométricamente y es utilizado para la determinación de los parámetros para las propiedades antioxidantes (Randa, 2016).

La determinación de la capacidad antioxidante se realizó de acuerdo al método descrito por (Du et al., 2016) con algunas modificaciones. Se preparó una disolución del radical DPPH con una concentración de 200 μM en etanol (0.078864 g/L). Se mezclaron 450 μL de extracto y 1050 μL de la disolución madre de DPPH mencionada anteriormente. Se incubó a temperatura ambiente y en la oscuridad durante 30 min. Como blanco se utilizó etanol. Se midió la absorbancia a 517 nm en un espectrofotómetro UV-Vis. Los resultados fueron reportados como mmol equivalentes de trolox por g de peso seco, obtenidos a partir de una curva patrón de Trolox (Ácido-6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico) con concentraciones de 0.5 hasta 2 mmol/L y representado por la siguiente ecuación $y = -7.1756(x) + 1.6249$, $r^2=0.9919$. El análisis se realizó para cada tratamiento por triplicado.

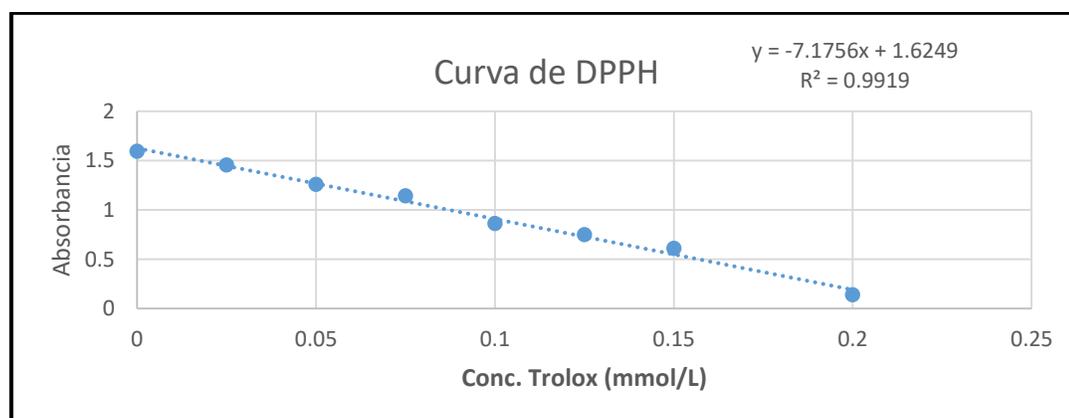


Figura 24. Curva Patrón para determinar Capacidad Antioxidante por DPPH.

2.7.4.2 ABTS⁺ (2,2'azinobis (3-etilbenzotiazolina-6-sulfonato)).

Este método se fundamenta en la inhibición por parte de los antioxidantes de la absorbancia del catión radical de ABTS⁺ (2,2'azinobis (3-etilbenzotiazolina-6-sulfonato)). El radical catiónico ABTS⁺ es un cromóforo verde azulado que tiene un espectro de absorción de longitud de onda larga característico (734 nm) y se genera por una reacción de oxidación del ABTS⁺ con persulfato de potasio. De esta manera el grado de decoloración como porcentaje de inhibición del radical ABTS⁺ está determinado en función a la concentración (Rioja et al., 2018).

La actividad antioxidante con el radical ABTS⁺ se hizo siguiendo el procedimiento descrito por (Zhang et al., 2017) con algunas modificaciones. La preparación del radical se realizó mediante la reacción de persulfato de potasio a una concentración de 2.45 mM y una concentración de 7 mM de ABTS⁺; para esto, se colocó 0.0066 g de persulfato de sodio y 0.0384 g del radical ABTS⁺ en un matraz aforado de 10 mL, añadiendo agua destilada para aforarlo. La mezcla se agitó en un vortex mixer por unos segundos, se cubrió el matraz con aluminio y se incubó en la oscuridad y a temperatura ambiente por 16 h. Antes de su uso con las muestras se tomó 31 μ L de la solución del radical activado y se diluyó con etanol hasta una absorbancia de 0.7 ± 0.2 a 734 nm. Se mezclaron 28 μ L de extracto y 1372 μ L de la solución de ABTS⁺ diluida en etanol. Se midió la absorbancia a 734 nm en un espectrofotómetro UV-Vis de forma continua y posteriormente a los 7 min. Los resultados se expresaron en mmol de equivalentes de trolox por g de peso seco, obtenidos a partir de una curva patrón de Trolox (Ácido-6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico) con concentraciones de 0.1 hasta 0.8 mmol/L y representado por la siguiente ecuación $y = -0.5496(x) + 0.6769$, $r^2=0.9809$. El análisis se realizó para cada tratamiento por triplicado.

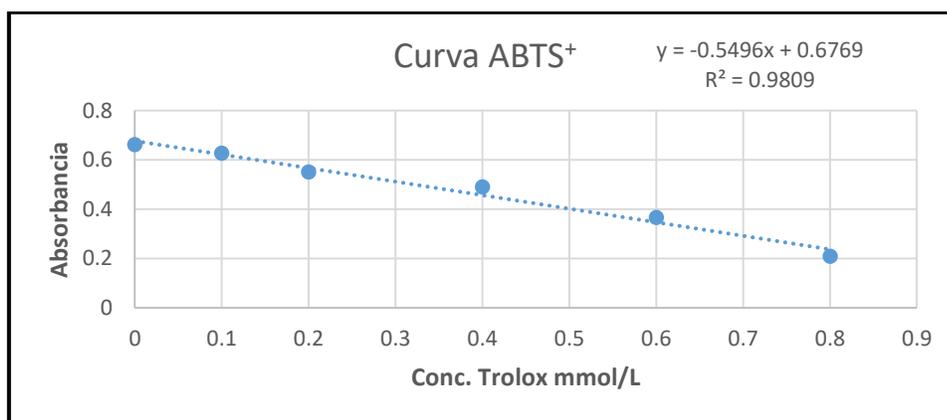


Figura 25. Curva Patrón para determinar Capacidad Antioxidante por ABTS⁺.

2.8 Rendimiento de extracción

Se evaluó la cantidad de extracto seco obtenido. El resultado corresponde al porcentaje en peso del extracto seco al cual se le evaporó el solvente en un

rotavapor modelo RV10 de la marca IKA, con respecto a la cantidad de polvo de semilla de yaca base seca utilizada en la extracción. La ecuación utilizada es la siguiente:

$$\frac{\text{extracto seco obtenido (g)} * 100}{\text{polvo de semilla de yaca (g)}} = \text{porcentaje en peso del extracto seco}$$

2.9 Preparación de nanopartículas por nanoprecipitación.

Las nanopartículas fueron elaboradas mediante el método de nanoprecipitación con modificaciones de acuerdo con (Gali, Bedjou, Ferrari, & Donsi, 2022), el proceso de elaboración se muestra en la Figura 26.

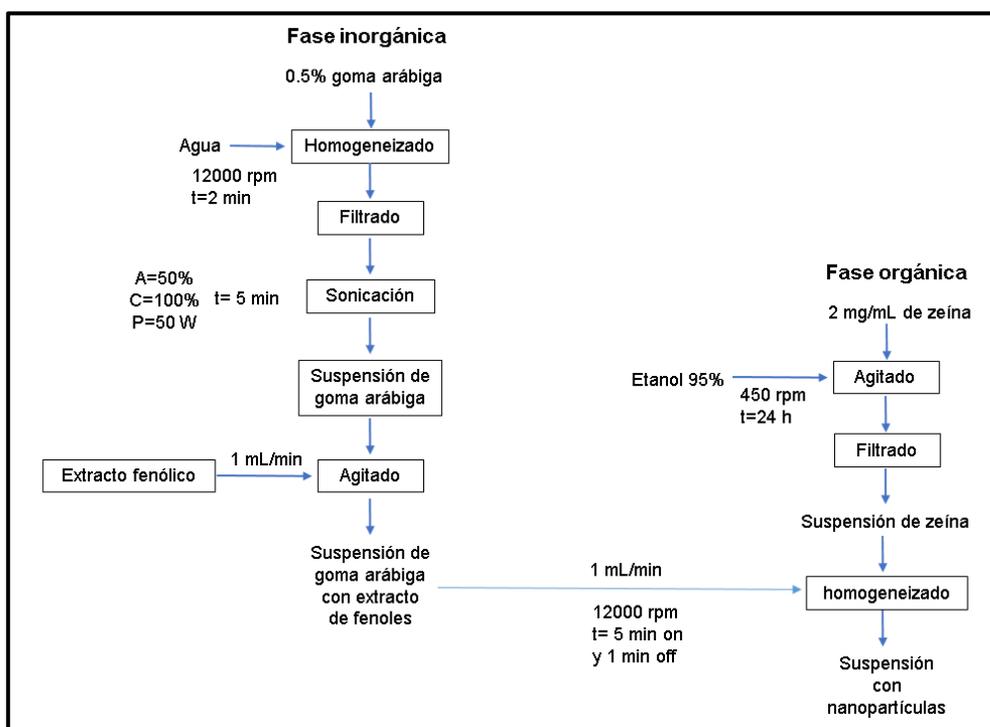


Figura 26. Diagrama de proceso de la elaboración de nanopartículas por nanoprecipitación.

Para la preparación de la fase orgánica se disolvió zeína con concentraciones de 2 mg/mL y 0.66 mg/mL en soluciones de etanol al 95 % en una parrilla ThermoFisher

modelo SP-131325 a 450 rpm. Posteriormente se filtró en una bomba de vacío y se envaso.

En la fase acuosa se utilizó 0.5 % de goma arábica y se hidrató en agua, se agitó en un homogeneizador Ultra-Turrax de Biomedica-Lab, modelo BK-HG160, a una velocidad de 12000 rpm durante 2 min, se filtró en una bomba de vacío y se sónico durante 5 min. Posteriormente se agregaron diferentes cantidades de fenoles (3.3 mL y 6.6 mL) en soluciones de goma arábica con agitación de manera continua por medio de una bomba de desplazamiento positivo marca New Era Pump Systems modelo NE-400 a un flujo de 1 mL/min.

Para la preparación de las nanopartículas la fase orgánica se agitó en un homogeneizador Ultra-Turrax a una velocidad de 12000 rpm con ciclos de trabajo de 5 min y 1 min de descanso, agregándose de manera continua la fase inorgánica por medio de una bomba de desplazamiento positivo, a un flujo de 1 mL/min. En la Figura 27 se esquematiza el proceso de formación de las nanopartículas.

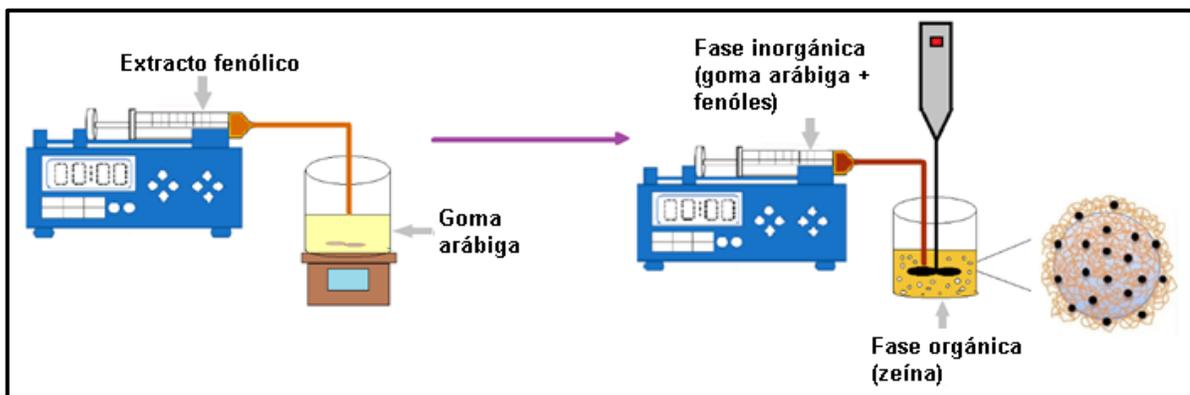


Figura 27. Nanopartículas zeína-goma arábica cargadas de compuestos fenólicos por nanoprecipitación.

2.10 Caracterización de nanopartículas

2.10.1 Tamaño de partícula e índice de polidispersidad.

La distribución del tamaño de partícula e índice de polidispersidad (IPD) de los sistemas nanoparticulados se determinaron mediante la técnica de dispersión

dinámica de luz láser con un ángulo de 90° usando un equipo Zetasizer Nano ZS90 de Malvern Instruments. Las mediciones se hicieron por triplicado.

2.10.2 Potencial Zeta.

El potencial zeta de las dispersiones se determinó con el equipo Zetasizer Nano. Se emplearon soluciones diluidas (1:10) de las dispersiones en agua MilliQ. Se cuantifico el valor de potencial zeta en relación con su movilidad electroforética, tomando como referencia dispersiones de zeína.

2.10.3 Eficiencia de encapsulación.

Para la determinación de la eficiencia de encapsulación se centrifugaron las nanopartículas en una centrifuga de HERMLE, modelo Z 323 K a 15000 rpm por 60 min, posteriormente se separó el sobrenadante del sedimento. Se determinó fenoles totales por Folin-Ciocalteu al sobrenadante y a los fenoles con goma arábica mediante un espectrofotómetro UV-Vis a 740 nm. La eficiencia de encapsulación fue obtenida mediante la siguiente ecuación:

$$Eficiencia\ de\ encapsulación\ (\%) = \frac{\frac{mg}{mL}\ fenoles\ encapsulados}{\frac{mg}{mL}\ fenoles\ en\ la\ goma\ arábica} * 100$$

2.10.4 Estabilidad física

La estabilidad física de las nanopartículas se determinó con un equipo Turbiscan Classic MA 2000. El equipo emplea pulsaciones de luz infrarroja (800 nm), para realizar las mediciones cada 8 min en un lapso de 24 h. La muestra fue colocada en celdas cilíndricas de vidrio de 5 mL, el equipo tomó lectura cada 5 mm hasta la altura final 50 mm con los que se obtuvieron perfiles de retrodispersión de luz de las dispersiones. Los comportamientos obtenidos en los perfiles de luz retrodispersada

fueron relacionados con los fenómenos de desestabilización de los sistemas dispersos como se muestra en la siguiente Figura 28.

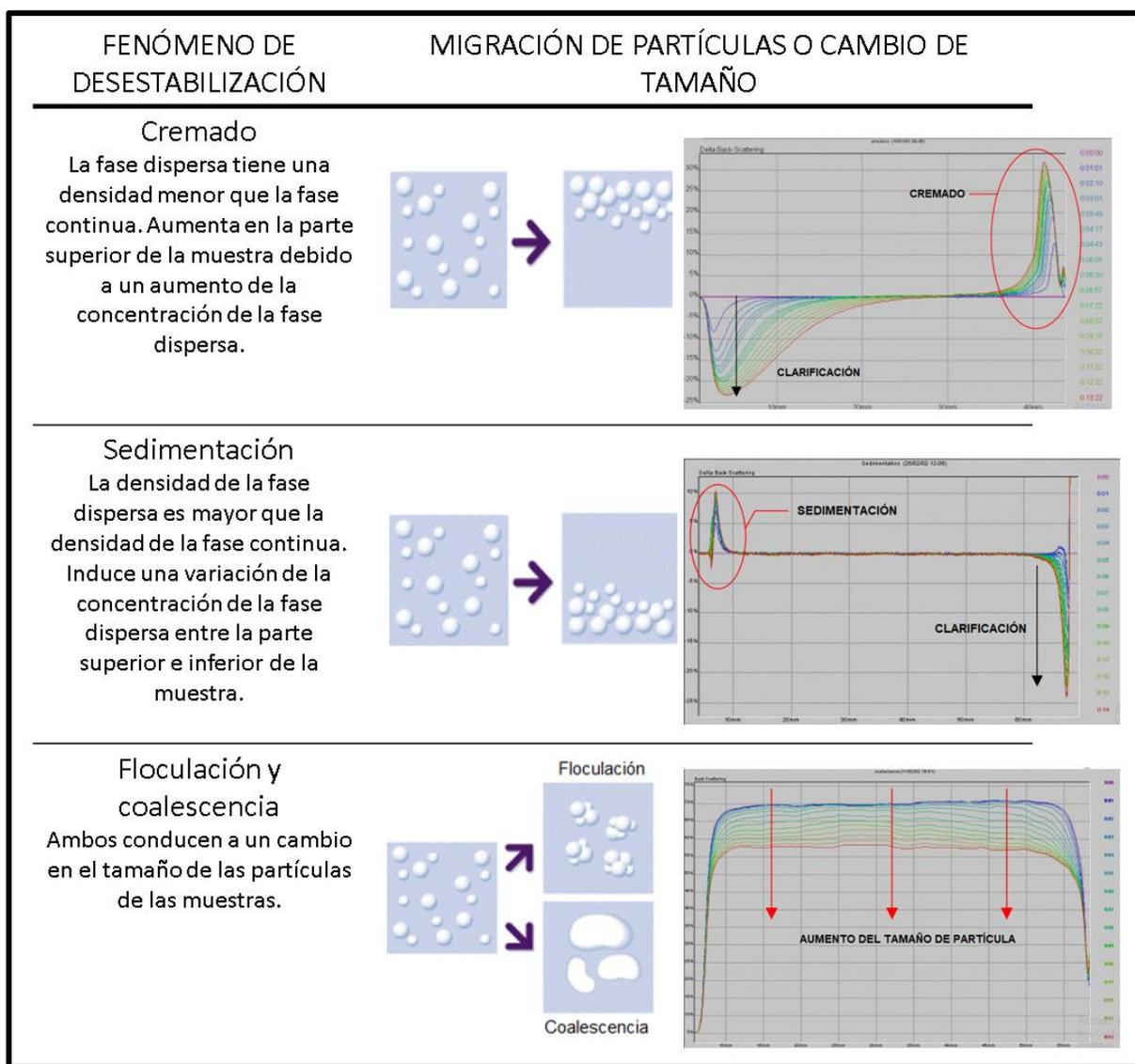


Figura 28. Mecanismos de inestabilidad de sistemas detectados por el Turbiscan.

2.11 Análisis Estadístico

Los resultados obtenidos de los experimentos para la extracción de compuestos fenólicos y su caracterización se analizaron estadísticamente mediante, auxiliándose del software estadístico MINITAB 19.

CAPÍTULO III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Fenoles totales en estructuras semillas de yaca

En la Figura 29 se muestra el contenido de fenoles totales obtenidos de las diferentes estructuras que componen la semilla de yaca después de la extracción hidroalcohólica (85 % de etanol), observándose que, el espermodermo contiene el 81.66 % de los polifenoles presentes en la yaca, siendo el cotiledón el que menor proporción tiene de polifenoles con 4.57 %, es importante resaltar que no existió diferencia estadísticamente significativa entre el contenido de polifenoles totales del arilo y cobertura ($\alpha \leq 0.05$) con 6.36 y 7.3 % respectivamente. Aunque esto no implica que tengan la misma composición de polifenoles ya que de acuerdo a su estructura y localización en la semilla se pueden encontrar diferentes tipos de compuestos bioactivos.

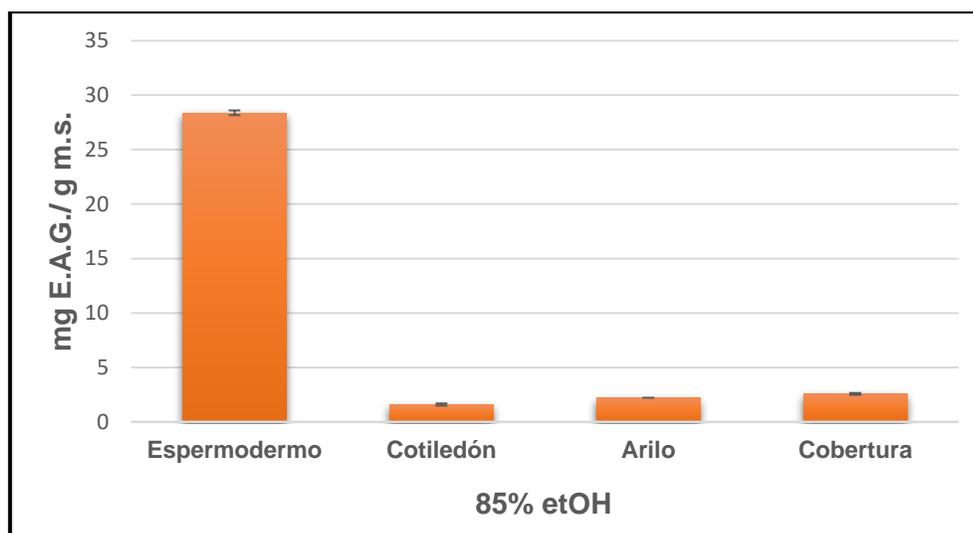


Figura 29. Fenoles totales de las diferentes estructuras de la semilla de yaca.

En la literatura no se ha encontrado información sobre el estudio de cada estructura de la semilla de yaca, sin embargo Kumoro et al. (2020) encontraron que el contenido de fenoles totales de la semilla de yaca completa es aproximadamente

de 2.43 ± 0.27 mg E.A.G./ g materia seca, comparándola con la estructura del espermodermo el valor es 12 veces mayor, al realizar el promedio de fenoles totales de todas las estructuras se evaluó que el espermodermo contenía 14 veces más fenoles totales que la semilla de yaca reportada en la literatura. Esto se debe a que la concentración de fenoles se ve disminuida al encontrarse unidos químicamente con otros compuestos de la semilla como los azúcares que en este caso se denominan glicosilados, proteínas y otros compuestos bioactivos, lo que resulta en la alteración de la polaridad (Galanakis, 2021).

Zhang et al. (2017) analizaron diferentes partes de la yaca obteniendo que el contenido de fenoles totales en la cáscara es de 48.04 ± 4.57 mg E.A.G. / g de materia seca y en la pulpa fue de 10.34 ± 0.16 mg E.A.G / g de materia seca, lo que indica que tienen más fenoles que la semilla completa de la yaca, sin embargo, al compararlos con el espermodermo de la semilla de yaca la cáscara mostró tener 2 veces mayor compuestos fenólicos, esto puede deberse a que la cáscara tiene contacto directo con el entorno circundante externo, enfrentándose con situaciones que pueden generar estrés, lo que puede alterar la fisiología de la estructura y estimula respuestas que provocan acumulación, principalmente de compuestos fenólicos (Cantillo-Zacarías, García-Mateos, Esparza-Torres, Martínez-Damián, & Hernández-Ramos, 2021).

Los compuestos fenólicos pueden variar según la parte de la yaca que se estudie; Chavez-Santiago et al., (2021) y Vazhacharickal et al., (2015) mencionan que se registran en la pulpa de la yaca compuestos fenólicos como la artocarpina, artocarpetina, artocarpetina A, norartocarpetina, morine, artonin, isocarpina, artocapesina, y otros compuestos bioactivos. De acuerdo con lo publicado por Kumoro et al. (2020) la semilla de yaca contiene ácidos fenólicos en cantidades muy pequeñas como el ácido ferúlico 0.00216 mg / g materia seca y ácido gálico 0.0115 ± 0.1 mg / g materia seca. Por otro lado Fernandes et al., (2017) analizaron por HPLC extractos de semilla de yaca encontrando que el ácido 5-cafeoilquínico fue el compuesto principal, correspondiendo a más del 24.70 % del total de fenoles identificados en extractos de semillas, así mismo Zhang et al., (2017) caracterizaron

53 compuestos de la cáscara de la yaca por HPLC incluidos 8 ácidos orgánicos, 8 glucósidos, 12 ácidos fenólicos, 18 flavonoides, por lo que cada parte de la yaca pueden llegar a tener efectos como antioxidante, antifúngico y antidiabético por mencionar algunos en común que beneficien la salud.

3.1.1. Extracción fenoles totales en espermodermo

Una vez determinado el contenido de fenoles totales en las diferentes estructuras de la semilla de yaca y puesto que el espermodermo fue el que tuvo el mayor contenido de estos. Por lo que se realizó una extracción con diferentes soluciones hidroalcohólicas de 65, 75, 85 y 95 % (v/v).

En la Figura 30 se muestran las modificaciones de la eficiencia de extracción de compuestos fenólicos, mostrándose que la solución hidroalcohólica que mostró mayor eficiencia de extracción fue la del 95 % con 209.47 mg E.A.G./g m.s., lo que implica que la extracción de compuestos fenólicos se incrementa al tener mayor proporción de etanol debido a la mayor afinidad de los compuestos polifenólicos presentes en relación a su solubilidad en etanol, los resultados obtenidos con 95 % de etanol son coincidentes con la extracción de polifenoles de sorgo negro en donde se estudiaron diferentes concentraciones de etanol-agua en combinación con ácido cítrico, mostrando que en solución hidroalcohólica al 90 % se tiene una mayor eficiencia de extracción en comparación con otros tratamientos (Cox et al., 2019). Además, es importante resaltar que el etanol al 95 % posee una alta capacidad de extracción de compuestos fenólicos debido al incremento de la polaridad de la matriz. Sin embargo, se ha encontrado que los polifenoles totales de los extractos disminuyen con el aumento del contenido de agua en el solvente acuoso utilizado (Do et al., 2014).

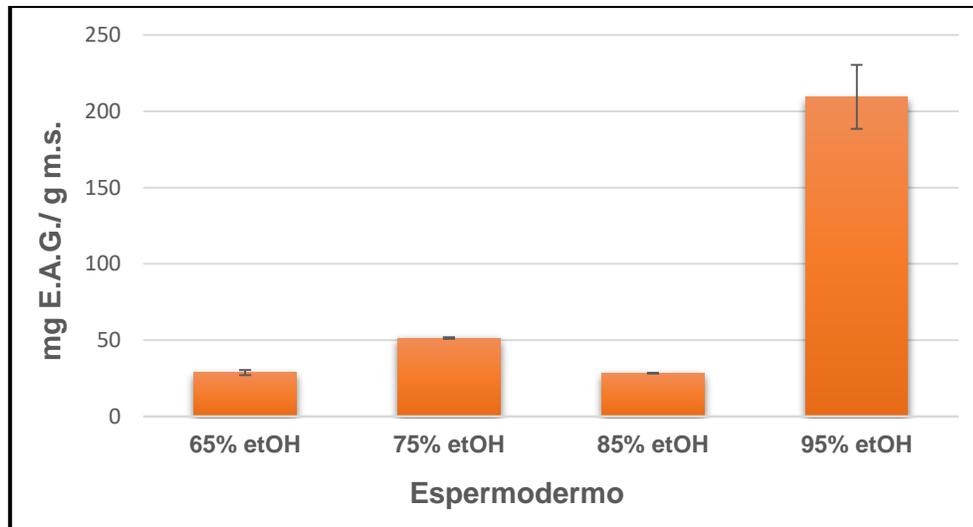


Figura 30. Contenido de fenoles totales a diferentes concentraciones hidroalcohólicas de la estructura del espermodermo.

Además, a mayor cantidad de disolvente utilizado, mayor efecto de gradiente de concentración se logra entre la matriz vegetal utilizada y el disolvente, tomando en cuenta que a proporciones grandes de disolvente el gradiente de concentración puede llegar a ser insignificante (Esclapez et al., 2011), por lo que la concentración máxima que se planteó fue al 95 % (v/v). Por otro lado, los compuestos fenólicos son ácidos orgánicos débiles, pueden variar de hidrófilos a hidrófobos y, por lo general, se extraen fácilmente en soluciones hidroalcohólicas, donde las fracciones se pueden recuperar según la polaridad variando la concentración de alcohol (Zeb, 2021).

Después de realizar la extracción hidroalcohólica al 95 % (v/v) al espermodermo de la semilla de yaca, se obtuvo un rendimiento del 49.91 %, indicativo de que la extracción a esa concentración incrementa la eficiencia de obtención de compuestos fenólicos, sin embargo, es importante resaltar que debido a su carácter antioxidante estos son muy sensibles a las condiciones ambientales, de tal forma que, si no se tiene un método para mantener sus características, estos se degradarán fácilmente.

Kehinde et al., (2020) evaluaron la extracción de fenoles totales con diferentes disolventes siendo el etanol el que más contribuyó a la extracción de estos en comparación con los otros disolventes, esto se debe a que los compuestos fenólicos que se encuentran en el endospermo tienen una alta solubilidad en el etanol, asociado al grupo hidroxilo que actúa como donante de hidrógeno (Alara et al., 2021). Además de que es un disolvente orgánico, no tóxico y verde, donde su empleo en alimentos es compatible y eficiente en comparación de otros disolventes como el metanol que llega a ser tóxico en el área de los alimentos.

En comparación con otras semillas de frutas se encontró que el espermodermo de la semilla de yaca tiene cantidades semejantes de fenoles totales con la semilla de uva, de acuerdo con los datos publicados por Ghouila et al., (2017) el contenido de fenoles totales de la semilla de uva es de 256.15 ± 17.14 mg E.A.G./g materia seca.

3.2 Resultados de la determinación de taninos y flavonoides

La Figura 31 muestra la composición de flavonoides totales y taninos (flavonoides polimerizados) de las diferentes estructuras de la semilla de yaca consideradas en este estudio, para una extracción a una concentración del 85 % de etanol. En esta figura se resalta que la proporción de taninos es mayor que la de flavonoides en la suma total de las estructuras estudiadas, es decir en las estructuras de la semilla se encuentra una mayor proporción de flavonoides polimerizados que se cuantifican como taninos (Debeaujon et al., 2003).

En cuanto al contenido de taninos, el espermodermo de la semilla de yaca es el que tiene la mayor proporción de estos compuestos con un 80.1 % del total de los taninos cuantificados en las diferentes estructuras, seguido por la cobertura en donde se cuantificó un 15.27 % y las estructuras con menor contenido de taninos fueron el arilo (1.21 %) y cotiledón (1.03 %). El mayor contenido de taninos en el espermodermo se asocia a la función especializada de este recubrimiento para proteger el embrión de daños mecánicos y oxidativos (Demonsais, Utz-Pugin, Loubéry, & Lopez-Molina, 2020). Además, de acuerdo con Pizón-Torres et al. (2009)

en un estudio realizado sobre la semilla de *Centrolobium robustum* (Fabaceae), se estableció que el contenido de taninos fue mayor en el endospermo debido a la función de la semilla y la protección necesaria.

Por otra parte, el contenido de flavonoides de las diferentes estructuras de la semilla de yaca estudiadas también se muestran en la Figura 31 observándose que, el espermodermo es el que tuvo el mayor contenido de flavonoides con 4.64 mg E.A.T/ g de materia seca que representa el 58.95 % de los flavonoides presentes en las estructuras de la semilla de yaca estudiada, mientras que la cobertura tuvo un 23.5 % de flavonoides y la menor proporción la tuvieron el cotiledón (10.92 %) y el arilo (6.66 %).

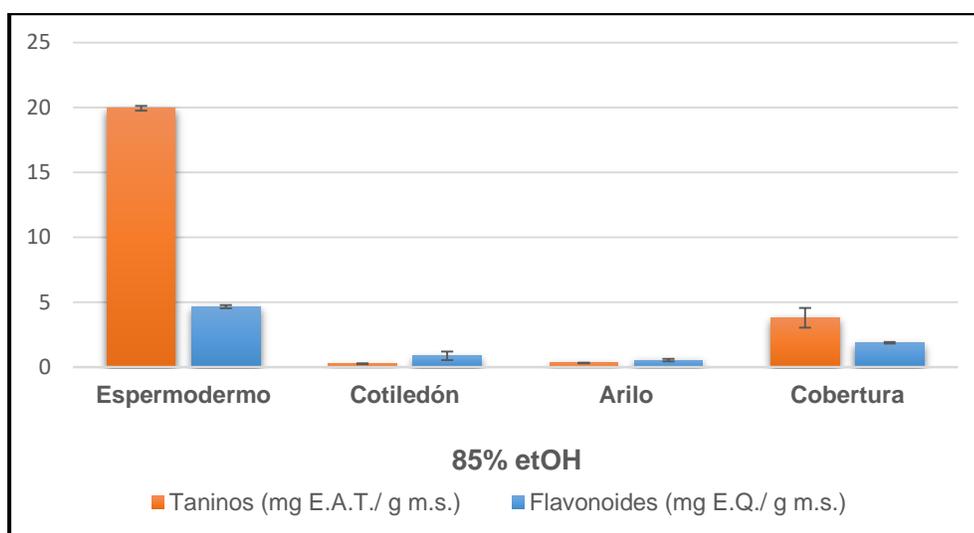


Figura 31. Taninos y flavonoides en las diferentes estructuras de la semilla de yaca.

Con los datos obtenidos, se pudo observar que los taninos son los compuestos fenólicos que se presentan en mayor cantidad en cada estructura con excepción del cotiledón, esto se debe a la polaridad de los compuestos en donde los taninos son más afines a extraerse con esa concentración de etanol a comparación de los flavonoides. Kumoro et al., (2020) reportaron que los flavonoides y taninos de la semilla de yaca oscilan aproximadamente en 0.0203 ± 0.06 mg E.Q/ g de materia seca y 0.0006 ± 0.229 mg E.A.T./ g de materia seca, respectivamente, cantidades

que a comparación con los resultados obtenidos son muy bajas, esto se puede deber a que en lo reportado en la literatura se utilizó toda la semilla completa.

Se ha estudiado el contenido de flavonoides de diferentes partes de la yaca, Zhang et al., (2017) reportaron que el mayor contenido de flavonoides se observó en la cáscara (pericarpio) de la fruta con 2.79 ± 0.04 mg E.Q/ g materia seca, seguido de la pulpa de la fruta con 2.27 ± 0.31 mg E.Q/ g materia seca y la semilla de yaca con 1.62 ± 0.10 mg E.Q/ g materia seca. Comparando la cáscara, pulpa y semilla de yaca con la estructura del espermodermo que contiene más flavonoides, es 7, 9 y 12 veces mayor, respectivamente.

Los flavonoides reportados en la yaca incluyen principalmente catequina, rutina y miricetina (Chavez-Santiago et al., 2021). Además de que los prenilflavonoides presentes como 5,7,40-trihidroxi-6,8-diprenilisoflavona en la yaca han mostrado fuertes propiedades antioxidantes, esta propiedad en los flavonoides se debe a su instauración en los enlaces químicos (Swami & Kalse, 2018). Mientras que la concentración de los taninos no se mantiene constante ya que puede variar notablemente a lo largo de las diferentes etapas del desarrollo fenológico (Herrera, 2018).

3.2.1 Taninos y flavonoides en espermodermo

El análisis del contenido de taninos y flavonoides se llevó a cabo en el espermodermo con extracción hidroalcohólicas con 65, 75, 85 y 95 % (v/v). Observándose en la Figura 32 que, la concentración de taninos no vario significativamente en relación con la concentración de etanol en la solución, estableciéndose entonces de acuerdo con un ANOVA ($\alpha = 0.05$) que no existió diferencia estadísticamente significativa entre el uso de soluciones hidroalcohólica a 65, 75 y 85 % v/v y la concentración de táninos ($p < 0.05$). Esto se puede asociar a que los taninos son insolubles en disolventes no polares y más solubles en disolventes polares como el etanol, además cuentan con un gran número de grupos polares, esta polaridad aumenta cuando se le agrega agua y esto influye en la

solubilidad de los compuestos fenólicos, que pueden llevar a efectos de conducción iónica y rotación del dipolo del agua (Vázquez-González et al., 2020). De acuerdo con los resultados obtenidos es posible establecer que los taninos presentes en el espermodermo tienden a ser hidrolizables (Fraga-corrall et al., 2020).

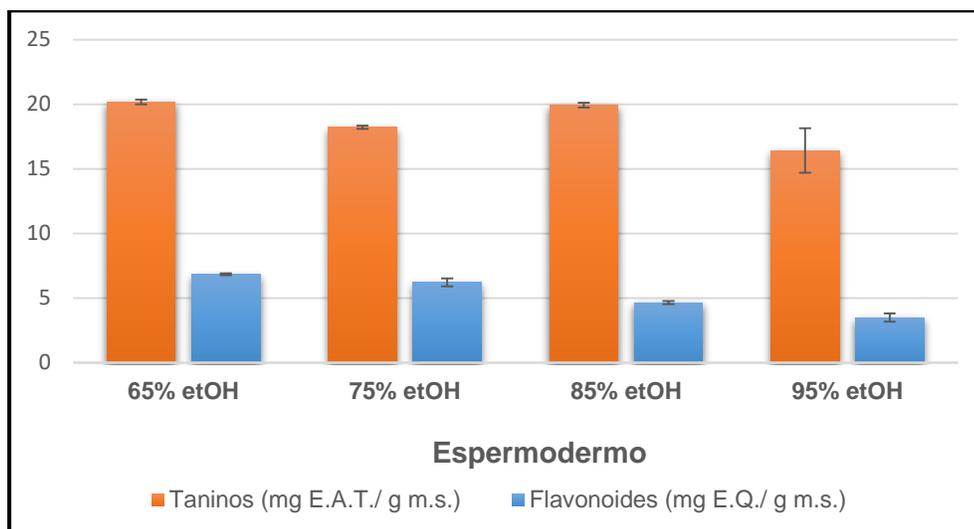


Figura 32. Taninos y flavonoides a diferentes concentraciones hidroalcohólicas de la estructura del espermodermo.

En la Figura 32 también se observa que para el caso de los flavonoides se tuvo un mayor efecto de la concentración de etanol en la solución de extracción, observándose que de acuerdo con el ANOVA y prueba de Tukey para diferenciación de medias ($\alpha = 0.05$) se encontró que no existió diferencia estadísticamente significativa entre las soluciones de 65 y 75 % con 6.84 y 6.21 mg EQ respectivamente, siendo estas con las que se obtiene el mayor contenido de flavonoides totales, a su vez, las muestras con solución hidroalcohólica al 85 y 95 % tuvieron las menores proporciones de flavonoides con 4.65 mg EQ/ g materia seca (85 %) y 3.49 mg EQ/ g materia seca (95 %). Puesto que los compuestos flavonoides participan en la longevidad y latencia de las semillas y que la cantidad de flavonoides depende de la especie, genotipo y condiciones ambientales de crecimiento su presencia en el endospermo es considerable ya que su síntesis

contribuye a la generación de proantocianinas polimerizadas lo que incrementa el contenido de taninos (Autier, 2010).

3.3 Capacidad Antioxidante

Los polifenoles son sustancias que debido a sus grupos hidroxilo en la posición para, tienen una alta actividad antioxidante, dependiendo entonces de la composición de ácidos fenólicos, flavonoides y taninos. Se llevó a cabo la determinación de DPPH y ABTS⁺ para diferentes concentraciones etanólicas utilizadas en la extracción para el espermodermo que es el que mostró contar con una mayor proporción de polifenoles.

3.3.1 Método por DPPH (1,1-difenil-2-picrilhidrazilo)

En la Figura 33 se muestra la capacidad antioxidante evaluada por DPPH para el espermodermo, estableciéndose como era de esperarse que los extractos obtenidos a una concentración del 95 % de etanol tuvieron la mayor capacidad para oxidar el radical DPPH con 72.95 % meq de Trolox/ g de materia seca, asociándose a que los antioxidantes fenólicos proporcionaron una donación de hidrógeno a concentraciones >85 % de etanol ya que la actividad antioxidante depende de gran medida del contenido total de compuestos fenólicos y de su estructura molecular, especialmente el anillo de benceno y el número y posición del grupo hidroxilo (Zeb,2021; Kumar et al., 2021). Por otro lado, es importante resaltar que, no se encontró diferencia estadísticamente ($\alpha = 0.05$) en las fracciones etanólicas con 65, 75 y 85 % de acuerdo con la prueba de diferenciación de medias de Tukey ($p < 0.05$) con tan solo 11.18 % de capacidad antioxidante respecto a los polifenoles extraídos con 95 % de etanol, lo que logra establecer que al menos en el espermodermo de semilla de yaca los componentes polifenólicos corresponden a componentes más polares y por ende con mayor afinidad por el etanol, Daud et al., (2022) mencionan que dependiendo de la polaridad del solvente puede aumentar la actividad antioxidante y los compuestos fenólicos debido a la alta afinidad de los

compuestos antioxidantes en las semillas hacia solventes más polares en comparación con los no polares.

Por otra parte, Zhang et al., (2017) reportaron que la capacidad antioxidante para la cáscara de yaca fue de 37.87 ± 0.14 mg/ g de materia seca, en comparación con los resultados obtenidos con la semilla de yaca a la concentración al 95 % la cáscara es 2 veces menor. Chavez-Santiago et al., (2021) mencionan que las diferencias en la capacidad antioxidante de los extractos de yaca están directamente relacionadas con los fitoquímicos contenidos en la fruta, principalmente los que tienen grupos funcionales como hidroxilo (-OH) y que abundan en compuestos del tipo polifenólico tales como: ácidos fenólicos (gálico ácido, ácido ferúlico y ácido tánico), flavonoides (catequina, rutina y miricetina) y/o taninos (condensados/hidrolizables) principalmente.

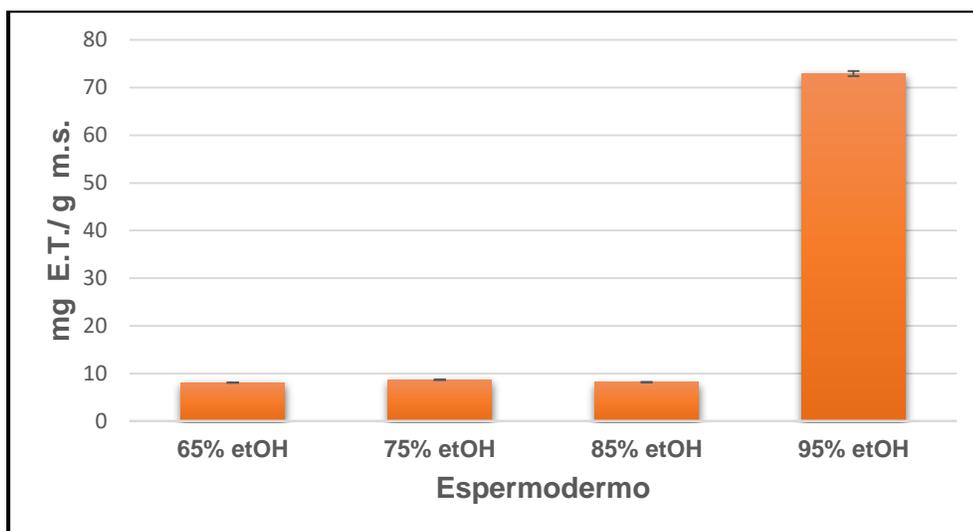


Figura 33. Capacidad antioxidante (DPPH) a diferentes concentraciones hidroalcohólicas de la estructura del espermodermo.

3.3.2 ABTS⁺

En la Figura 34, se muestran los resultados obtenidos para la actividad ABTS⁺, observándose que no existió diferencia estadísticamente significativa entre los extractos con 65 % de etanol y aquellos con 85 y 95 % de etanol, aunque la mayor

capacidad antioxidantes ABTS⁺ fue para los extractos con 85 % de etanol con 387.96 ± 21.97 mg E.T/ g de materia seca. En este sentido la determinación ABTS⁺ presentó menor variación en la capacidad antioxidante, asociado a que mediante esta técnica es posible determinar la acción tanto de sustancias hidrofílicas como lipofílicas y puesto que la yaca tiene un alto contenido de β -caroteno se considera que este método puede asociar este comportamiento antioxidante a las muestras en diferentes extractos etanólicos (Kuskoski et al., 2005).

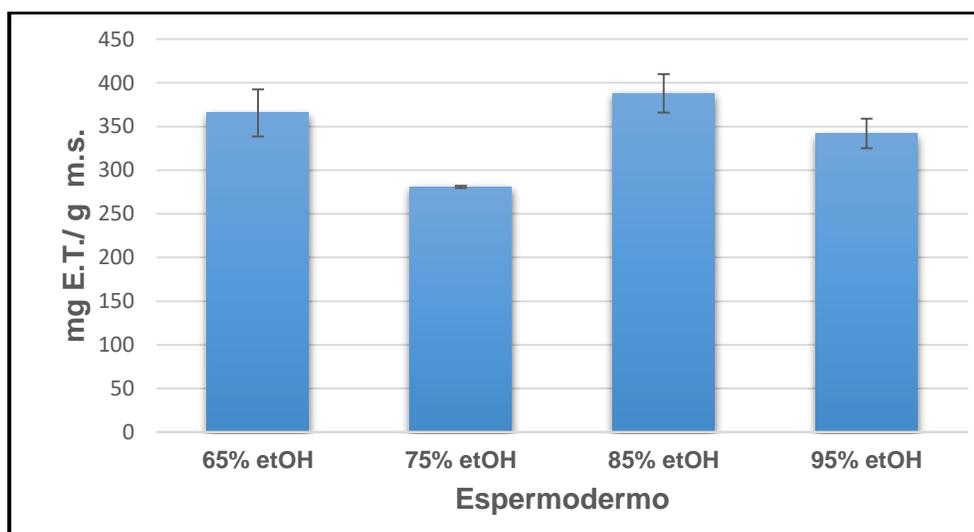


Figura 34. Capacidad antioxidante (ABTS) a diferentes concentraciones hidroalcohólicas de la estructura del espermodermo.

Zhang et al., (2017) mostraron mediante la determinación de la capacidad antioxidante por ABTS⁺ que la semilla de yaca contiene 230.88 ± 0.13 mg E.T/ g de materia seca, comprándola con el espermodermo a la concentración al 85 % la capacidad antioxidante es casi 2 veces mayor (387.96 ± 21.97 mg E.T/ g de materia seca) que la reportada en la literatura, esto puede deberse a los compuestos fenólicos encontrados en las muestras en donde predominan más en la estructura del espermodermo que en la semilla completa. Cantillo-Zacarías et al., (2021) reportaron que la capacidad antioxidante por el método de ABTS⁺ de la pulpa de yaca es de 0.5561 ± 5.22 mg E.T/ g de materia seca, por lo que comparando este valor con el de la estructura del espermodermo se observa que la capacidad antioxidante es 697 mg E.T/ g de materia seca menor, por lo que la proporción de

compuestos fenólicos y carotenos es baja en esta estructura es muy poca ya que Baliga et al., (2011) mencionaron que los compuestos fenólicos de la semilla de yaca han contribuido aproximadamente el 70 % de la actividad antioxidante total.

3.4 Resultados de la caracterización de las nanopartículas.

En la Cuadro 6 se muestran un panorama general de los resultados promedios de la caracterización de las nanopartículas resultante de la variación de las condiciones de preparación **1)** 0.66 mg/ mL, 0.5 %, 3.3 mL; **2)** 0.66 mg/ mL, 0.5 %, 6.6 mL; **3)** 2 mg/ mL, 0.5 %, 3.3 mL y **4)** 2mg/ mL, 0.5 %, 6.6 mL, estos resultados serán analizados a continuación.

Cuadro 6. Caracterización de nanopartículas de zeína-goma arábica cargada de compuestos fenólicos de la semilla de yaca.

		Condiciones de preparación (zeína, goma arábica, fenoles)			
	Día	1) 0.66 mg/mL, 0.5%, 3.3 mL	2) 0.66 mg/mL, 0.5%, 6.6mL	3) 2 mg/mL, 0.5%, 3.3 mL	4) 2mg/mL, 0.5%, 6.6 mL
Tamaño de partícula (nm)	0	321.23±5.31	305.6±2.29	582.93±17.26	456.8±6.68
	5	307.76±4.64	303.93±3.25	416.86±9.66	426.3±1.86
	10	318.36±5.31	302.5±3.65	451.93±2.48	388.53±5.12
	15	314.06±2.93	290.63±2.43	455.16±3.01	370.53±12.98
Índice de polidispersidad (IPD)	0	0.22±0.02	0.19±0.02	0.48±0.01	0.38±0.06
	5	0.23±0.03	0.21±0.02	0.33±0.04	0.32±0.08
	10	0.20±0.03	0.22±0.009	0.36±0.02	0.40±0.01
	15	0.24±0.01	0.21±0.05	0.37±0.01	0.33±0.04
Potencial Zeta (mV)	0	-27.3±0.43	-19.9±0.23	-19.8±0.60	-22.03±0.46
	5	-23.96±0.25	-18.7±0.26	-20.7±0.49	-17.36±0.35
	10	-23.1±1.04	-19.7±1.10	-21.9±0.30	-19.6±0.52
	15	-21.06±0.49	-17.9±1.00	-22.8±0.80	-19.06±0.61
Eficiencia de encapsulación (%)		60.72±2.09	50.18±10.91	63.8±1.92	52.71±5.59

3.4.1 Tamaño de partícula e índice de polidispersidad.

En la Figura 35, se muestran los datos obtenidos para el tamaño de partícula, estas nanopartículas presentaron tamaños promedios < 600 nm, por lo que se consideran

dentro del intervalo correspondiente a sistemas coloidales de talla nanométrica, además, se han reportado tamaños de entre 100 y 600 nm para nanopartículas preparadas con zeína, considerándose que las variaciones en tamaño dependen de las variables consideradas en la preparación (Luo & Wang, 2014). En el caso de la segunda condición reportada fue la que presentó el tamaño de partícula más pequeño en el día 0 con un valor de 305.6 ± 2.29 nm, sin embargo, se observó que durante los 15 días de almacenamiento todas las condiciones tuvieron una disminución de tamaño de 7.17 nm, 14.97 nm, 127.77 nm y 86.27 nm, para las condiciones **1)** 0.66 mg/ mL, 0.5 %, 3.3 mL; **2)** 0.66 mg/ mL, 0.5 %, 6.6 mL; **3)** 2 mg/ mL, 0.5 %, 3.3 mL y **4)** 2mg/ mL, 0.5 %, 6.6 mL, respectivamente, esto puede deberse a que las nanopartículas fueron liberando los compuestos activos, además de irse separando, ya que uno de los principales inconvenientes de las nanopartículas de zeína es que tienen una hidrofobicidad superficial relativamente alta, lo que las hace propensas a la sedimentación (Yang et al., 2023).

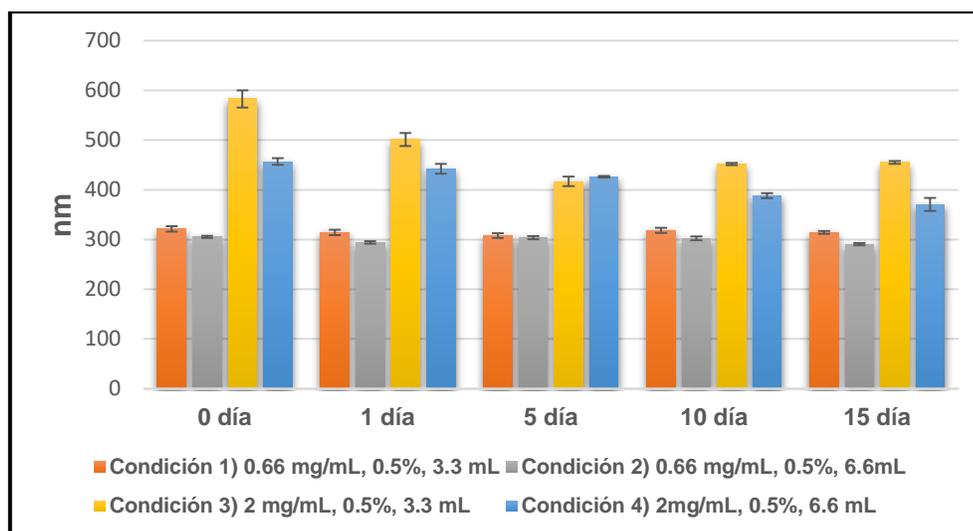


Figura 35. Tamaño de partícula de las diferentes condiciones de nanopartículas.

Por otro lado, el tamaño de las nanopartículas obtenidas también se atribuye al hecho de que la zeína al ser una proteína soluble en etanol tiene mayor afinidad de unión a compuestos fenólicos menos polares (Carrasco-Sandoval, Aranda-Bustos, Henríquez-Aedo, López-Rubio, & Fabra, 2021). Se ha demostrado que los compuestos fenólicos se unen a los polisacáridos mediante enlaces de hidrógeno

entre grupos hidroxilo de los polisacáridos y fenoles, los cuales son promovidos por cambios conformacionales de los compuestos en solución, lo que facilita algunas propiedades físicas de las nanopartículas (Rashidinejad & Jafari, 2020), en este caso los compuestos fenólicos obtenidos tienden a ser más polares por lo que la interacción zeína-fenoles puede llegar a ser débil lo que provoca que las nanopartículas sean inestables, sin embargo, al agregar la goma arábiga como tensoactivo, estabiliza a la zeína además de que los fenoles hidrofílicos son más afines a unirse a la goma, teniendo así nanopartículas en donde el carácter apolar de la zeína se encuentra hacia el interior de la molécula, a su vez los aminoácidos polares de sus cadenas se ubican en la superficie de la molécula interactuando con el grupo carboxilo de los fenoles-goma arábiga.

En la Figura 36, se muestran los resultados obtenidos de los índice de polidispersidad, donde las nanopartículas presentaron una distribución del tamaño de las partículas normal, presentando valores de índice de polidispersidad <0.5 lo que nos indica que se tiene una buena homogeneidad entre la distribución de los tamaños de partícula monodispersos, teniendo una buena estabilidad (Mudalige et al., 2018).

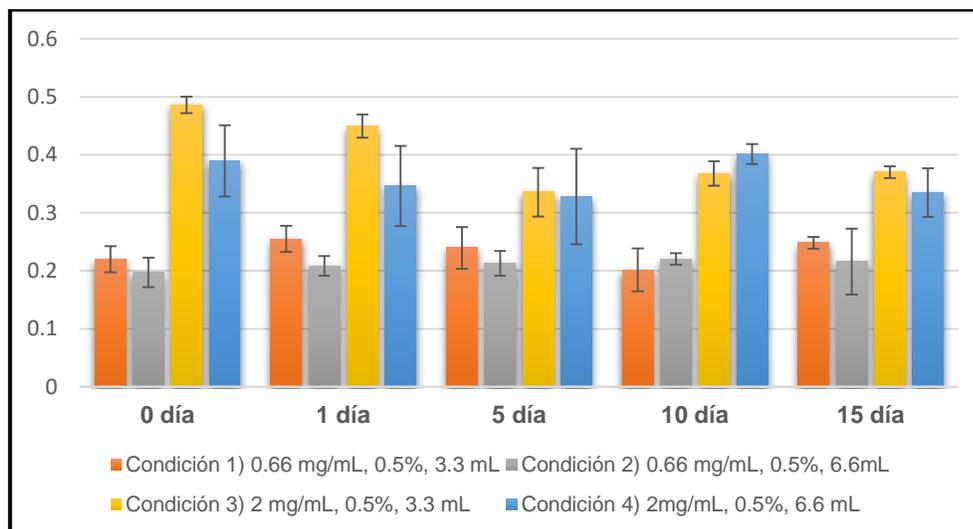


Figura 36. Índice de polidispersidad de las diferentes condiciones de naopartículas.

3.4.2 Potencial zeta ζ

En la Figura 37, se muestran el potencial zeta reportado de las diferentes nanopartículas preparadas, tienen valores menores a los -15 mV, estos parámetros nos indican la buena estabilidad coloidal que pueden tener las nanopartículas mediante la medición de la magnitud de repulsión o atracción electrostática de las partículas debido a la barrera de alta energía entre partículas, en el caso de la condición 1) presentó el valor absoluto más alto con -27.3 ± 0.43 mV en comparación con las condiciones **2)** 0.66 mg/ mL, 0.5 %, 6.6 mL; **3)** 2 mg/ mL, 0.5 %, 3.3 mL y **4)** 2mg/ mL, 0.5 %, 6.6 mL, estas presentan valores parecidos a la primera lo que nos indica una buena estabilidad coloidal y una buena funcionalidad de la nanopartículas. Gali et al., (2022) realizaron nanopartículas de zeína y goma arábica cargadas de rutina un compuesto fenólico y obtuvo valores parecidos a los reportados, observaron que la carga superficial fue de -14.1 ± 0.6 mV donde cambió de positiva a negativa gracias a la adsorción de las moléculas aniónicas de la goma arábica en la superficie de la partículas de zeína catiónicas, lo que podría explicarse por la interacción con la zeína en la interfaz ya que la zeína adquiere una carga positiva, mientras la goma arábica tiende a tener una carga negativa por lo que se acentúa la carga negativa en los complejos zeína-goma arábica (Li et al., 2019).

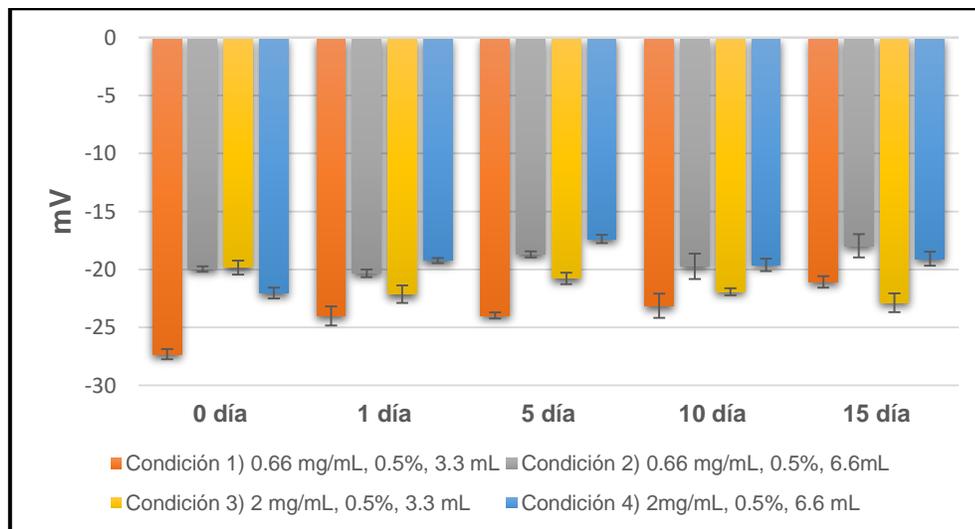


Figura 37. Potencial Zeta de las diferentes condiciones de nanopartículas.

3.4.3 Eficiencia de Encapsulación

La condición de preparación que presentó mayor eficiencia de encapsulación fue la condición 3) con el 63.8 ± 1.92 %, en comparación con las otras condiciones que presentaron una eficiencia por arriba del 50 %. La eficiencia de encapsulación depende de diferentes factores, incluida la estructura química, la polaridad y la naturaleza tanto del material de la cubierta como del núcleo (Carrasco-Sandoval et al., 2021). La encapsulación presentada en todas las condiciones se atribuye a la interacción entre la zeína y los compuestos fenólicos, que a pesar de ser débil se vió incrementada con la presencia de la goma arábica como agente tensoactivo.

3.4.4 Estabilidad física

En la Figura 38 se muestran los perfiles de retrodispersión obtenidos de las diferentes condiciones de nanoencapsulación, se apreció que el fenómeno de inestabilidad presente en todas las condiciones fue el de cremación, esto se puede deber a que los fenoles encapsulados se fueron liberando lo que condujo a la migración de las nanopartículas a la superficie del vial, sin embargo, este fenómeno no afectó a la estabilidad de las muestras en las 24 h en las que se realizó el análisis.

La condición que presentó la mejor estabilidad física fue la condición 2 donde existe una variación promedio del 6.57 % en la retrodispersión de la luz entre el inicio y el final de la prueba, esta variación pequeña coincide con que el IPD es de 0.19 ± 0.02 dando nanopartículas más homogéneas y se más estables, por lo que el fenómeno de cremación no fue tan presente, la condición 1 tuvo un comportamiento similar a la condición 2 con una variación promedio del 15.36 %. Por otro lado, la condición que se vió con mayor presencia del fenómeno de cremación fue la condición 4 tuvo un aumento promedio mayor en la variación de retrodispersión de luz del 24 % y un IPD de 0.38 ± 0.06 teniendo una mayor heterogeneidad en los tamaños de partículas volviendo al sistema más inestable.

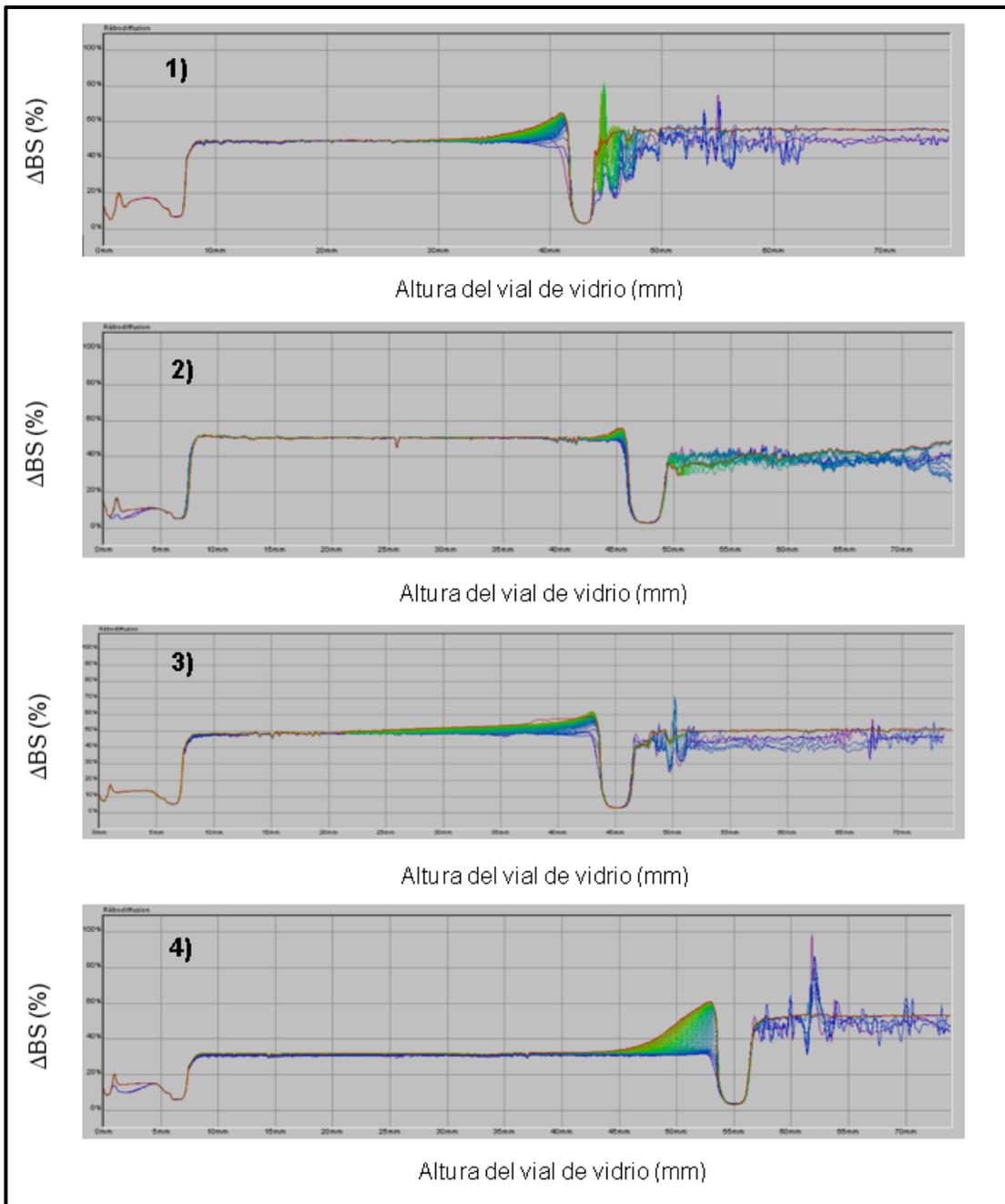


Figura 38. Perfiles de retrodispersión de luz (1) 0.66 mg/mL, 0.5 %, 3.3 mL, 2) 0.66 mg/mL, 0.5 %, 6.6mL, 3) 2 mg/mL, 0.5 %, 3.3 mL, 4) 2mg/mL, 0.5 %, 6.6 mL.)

CONCLUSIONES

Se obtuvo que la estructura de la semilla de la yaca con mayor contenido de compuestos fenólicos es el espermodermo con el 81.66 % de los polifenoles totales, además, la extracción con 95 % de etanol fue la que presentó la mayor eficiencia de extracción.

El espermodermo tiene una mayor proporción de taninos (80.1 %) que de flavonoides (58.95 %) con soluciones etanol-agua al 85 %, no existiendo diferencia estadísticamente significativa a diferentes concentraciones de etanol en relación con la proporción de taninos y flavonoides.

Se logró mostrar que los extractos tuvieron una buena capacidad antioxidante determinada por DPPH y ABTS⁺. No encontrándose diferencia estadísticamente ($\alpha = 0.05$) en las fracciones etanólicas con 65, 75 y 85 %.

Se logró nano-encapsular por nanoprecipitación, los polifenoles del espermodermo de yaca, estableciéndose que la mayor estabilidad de los sistemas se obtuvo utilizando 0.66 mg/mL de zeína, 0.5 % de goma arábica y 6.6 mL del extracto polifenólico, además, de presentar menos el fenómeno de inestabilidad de cremación y teniendo una encapsulación del 50.18 ± 10.91 % por lo que es apta para su aplicación en un futuro a algún alimento.

Este proyecto constituye una alternativa viable para el uso de subproductos en especial de la semilla utilizando tecnologías emergentes y ecológicas para el aprovechamiento de los compuestos bioactivos que se encuentran en estas estructuras, para su posterior aplicación en alimentos los cuales pueden contribuir a la conservación y aportando beneficios a la salud.

BIBLIOGRAFÍA

- Aarthy, P., & Sureshkumar, M. (2021). Green synthesis of nanomaterials: An overview. *Materials Today: Proceedings*, 7. <https://doi.org/10.1016/j.matpr.2021.04.564>
- Ain, H. B. U., Saeed, F., Barrow, C. J., Dunshea, F. R., & Suleria, H. A. R. (2020). Food Processing Waste: A Potential Source for Bioactive Compounds. *Reference Series in Phytochemistry*, 625–649. https://doi.org/10.1007/978-3-030-30182-8_45
- Al-Duais, M., Müller, L., Böhm, V., & Jetschke, G. (2009). Antioxidant capacity and total phenolics of *Cyphostemma digitatum* before and after processing: Use of different assays. *European Food Research and Technology*, 228(5), 813–821. <https://doi.org/10.1007/s00217-008-0994-8>
- Alara, O. R., Abdurahman, N. H., & Ukaegbu, C. I. (2021). Extraction of phenolic compounds: A review. *Current Research in Food Science*, 4(December 2020), 200–214. <https://doi.org/10.1016/j.crf.2021.03.011>
- Anandharamakrishnan, C. (2014). Nanoencapsulation of Food Bioactive Compounds. In *Techniques for Nanoencapsulation of Food Ingredients* (pp. 17–28). <https://doi.org/10.1007/978-1-4614-9387-7>
- Anaya-Esparza, L. M., González-Aguilar, G. A., Domínguez-Ávila, J. A., Olmos-Cornejo, J. E., Pérez-Larios, A., & Montalvo-González, E. (2018). Effects of Minimal Processing Technologies on Jackfruit (*Artocarpus heterophyllus* Lam.) Quality Parameters. *Food and Bioprocess Technology*, 11(9), 1761–1774. <https://doi.org/10.1007/s11947-018-2136-z>
- Assadpour, E., & Jafari, S.M. (2019). An overview of specialized equipment for nanoencapsulation of food ingredients. In *Nanoencapsulation of Food Ingredients by Specialized Equipment: Volume 3 in the Nanoencapsulation in the Food Industry series* (pp. 1–30). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-815671-1.00001-9>
- Autier, R. G. (2010). A Detailed Survey of Seed Coat Flavonoids in Developing Seeds of *Brassica napus* L. *J. Agric. Food Chem*, 58, 6246–6256. <https://doi.org/10.1021/jf903619v>
- Baliga, M. S., Shivashankara, A. R., Haniadka, R., Dsouza, J., & Bhat, H. P. (2011). Phytochemistry, nutritional and pharmacological properties of *Artocarpus heterophyllus* Lam (jackfruit): A review. *Food Research International*, 44(7), 1800–1811. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2011.02.035>

- Barba, F. J., Esteve, M. J., & Frígola, A. (2014). Bioactive components from leaf vegetable products. *Studies in Natural Products Chemistry*, 41, 321–346. <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-63294-4.00011-5>
- Bazana, M. T., Codevilla, C. F., & de Menezes, C. R. (2019). Nanoencapsulation of bioactive compounds: challenges and perspectives. *Current Opinion in Food Science*, 26, 47–56. <https://doi.org/10.1016/j.cofs.2019.03.005>
- Benítez, F. (2011). *Desarrollo del proceso de elaboración de harina de las semillas del Árbol de Pan (Artocarpus camansi) y determinación de una mezcla nutritiva con harina de Soya (Glycine max L) para uso humano*. 1–13. Retrieved from <http://bibdigital.epn.edu.ec/handle/15000/2745>
- Cádiz-Gurrea, M. de la L., Villegas-Aguilar, M. del C., Leyva-Jiménez, F. J., Pimentel-Moral, S., Fernández-Ochoa, Á., Alañón, M. E., & Segura-Carretero, A. (2020). Revalorization of bioactive compounds from tropical fruit by-products and industrial applications by means of sustainable approaches. *Food Research International*, 138(October), 20. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2020.109786>
- Calderón-Chiu, C. (2021). Jackfruit (*Artocarpus heterophyllus* Lam) leaf as a new source to obtain protein hydrolysates: Physicochemical characterization, techno-functional properties and antioxidant capacity. *Food Hydrocolloids*, 112(August 2020), 10. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2020.106319>
- Cantillo-Zacarías, C., García-Mateos, R., Esparza-Torres, F. ;, Martínez-Damián, T., & Hernández-Ramos, L. (2021). Calidad nutricional y antioxidante del fruto de Jaca (*Artocarpus heterophyllus*). *Current Topics in Agronomic Science*, 1(1), 1–9. Retrieved from <http://dx.doi.org/10.5154/r.ctas.2021.06.17a>
- Carrasco-Sandoval, J., Aranda-Bustos, M., Henríquez-Aedo, K., López-Rubio, A., & Fabra, M. J. (2021). Bioaccessibility of different types of phenolic compounds co-encapsulated in alginate/chitosan-coated zein nanoparticles. *Lwt*, 149(April), 4–11. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2021.112024>
- Cervantes, J. (2018). *La cadena de valor de Yaca (Artocarpus heterophyllus) en el municipio de San Blas, Nayarit, 2018* (Universidad Autónoma de Nayarit). Retrieved from [http://dspace.uan.mx:8080/jspui/bitstream/123456789/2014/1/La cadena de valor de yaca artocarpus heterophyllus en el municipio de san blas%2C nayarit%2C 2018.pdf](http://dspace.uan.mx:8080/jspui/bitstream/123456789/2014/1/La%20cadena%20de%20valor%20de%20yaca%20artocarpus%20heterophyllus%20en%20el%20municipio%20de%20san%20blas%20nayarit%202018.pdf)
- Chandran, K. C., & Kavitha Chandran, C. C. (2016). Quantitative estimation of total phenolic, flavonoids, tannin and chlorophyll content of leaves of *Strobilanthes Kunthiana* (Neelakurinji). *Journal of Medicinal Plants Studies*, 4(4), 282–286.
- Chang, C. C., Yang, M. H., Wen, H. M., & Chern, J. C. (2002). Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colometric methods. *Journal of Food and Drug Analysis*, 10(3), 178–182. <https://doi.org/10.38212/2224-6614.2748>

- Chavez-Santiago, J. O., Rodríguez-Castillejos, G. C., Montenegro, G., Bridi, R., Valdés-Gómez, H., Alvarado-Reyna, S., ... Santiago-Adame, R. (2021). Phenolic content, antioxidant and antifungal activity of jackfruit extracts (*Artocarpus heterophyllus* Lam.). *Food Science and Technology*, 2061, 4–10. <https://doi.org/10.1590/fst.02221>
- Chi, Y., Yang, P., Ren, S., & Yang, J. (2022). Recent application of jackfruit waste in food and material engineering: A review. *Science of the Total Environment*, 52. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2022.101740>
- Coman, V., Teleky, B. E., Mitrea, L., Martău, G. A., Szabo, K., Călinoiu, L. F., & Vodnar, D. C. (2020). Bioactive potential of fruit and vegetable wastes. *Advances in Food and Nutrition Research*, 91, 157–225. <https://doi.org/10.1016/bs.afnr.2019.07.001>
- Cox, S., Noronha, L., Herald, T., Bean, S., Lee, S. H., Perumal, R., ... Smolensky, D. (2019). Evaluation of ethanol-based extraction conditions of sorghum bran bioactive compounds with downstream anti-proliferative properties in human cancer cells. *Heliyon*, 5(5), e01589. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2019.e01589>
- Dasgupta, N., Ranjan, S., Mundekkad, D., Ramalingam, C., Shanker, R., & Kumar, A. (2015). Nanotechnology in agro-food: From field to plate. *Food Research International*, 69, 381–400. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2015.01.005>
- Daud, N. M., Putra, N. R., Jamaludin, R., Md Norodin, N. S., Sarkawi, N. S., Hamzah, M. H. S., ... Md Salleh, L. (2022). Valorisation of plant seed as natural bioactive compounds by various extraction methods: A review. *Trends in Food Science and Technology*, 119(March 2021), 201–214. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.12.010>
- Debeaujon, I., Nesi, N., Perez, P., Devic, M., Grandjean, O., Caboche, M., & Lepiniec, L. (2003). Proanthocyanidin-Accumulating Cells in Arabidopsis Testa: Regulation of Differentiation and Role in Seed Development. *Plant Cell*, 15(11), 2514–2531. <https://doi.org/10.1105/tpc.014043>
- Delfanian, M., & Sahari, M. A. (2020). Improving functionality, bioavailability, nutraceutical and sensory attributes of fortified foods using phenolics-loaded nanocarriers as natural ingredients. *Food Research International*, 137(April), 23. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2020.109555>
- Demonsais, L., Utz-Pugin, A., Loubéry, S., & Lopez-Molina, L. (2020). Identification of tannic cell walls at the outer surface of the endosperm upon Arabidopsis seed coat rupture. *Plant Journal*, 104(3), 567–580. <https://doi.org/10.1111/tpj.14994>
- Devi, T. P., Kavitha, S., Kannah, R. Y., Rajkumar, M., & Banu, J. R. (2020). Specialty chemicals and nutraceuticals production from food industry wastes. In *Food Waste to Valuable Resources: Applications and Management* (pp. 189–209). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-818353-3.00009-2>
- Dhull, S. B., Kaur, P., & Purewal, S. S. (2016). Phytochemical analysis, phenolic

- compounds, condensed tannin content and antioxidant potential in Marwa (*Origanum majorana*) seed extracts. *Resource-Efficient Technologies*, 2(4), 168–174. <https://doi.org/10.1016/j.reffit.2016.09.003>
- Do, Q. D., Angkawijaya, A. E., Tran-Nguyen, P. L., Huynh, L. H., Soetaredjo, F. E., Ismadji, S., & Ju, Y. H. (2014). Effect of extraction solvent on total phenol content, total flavonoid content, and antioxidant activity of *Limnophila aromatica*. *Journal of Food and Drug Analysis*, 22(3), 296–302. <https://doi.org/10.1016/j.jfda.2013.11.001>
- Du, L., Sun, G., Zhang, X., Liu, Y., Prinyawiwatkul, W., Xu, Z., & Shen, Y. (2016). Comparisons and correlations of phenolic profiles and anti-oxidant activities of seventeen varieties of pineapple. *Food Science and Biotechnology*, 25(2), 445–451. <https://doi.org/10.1007/s10068-016-0061-3>
- Ekiert, H. M. (2022). *Antioxidants and Health* (K. Mérillon, J., Ramawat, Ed.). Udaipur, India: Springer Nature.
- Embuscado, M. E. (2015). Spices and herbs: Natural sources of antioxidants - A mini review. *Journal of Functional Foods*, 18, 811–819. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2015.03.005>
- Esclapez, M. D., García-Pérez, J. V., Mulet, A., & Cárcel, J. A. (2011). Ultrasound-Assisted Extraction of Natural Products. *Food Engineering Reviews*, 3(2), 108–120. <https://doi.org/10.1007/s12393-011-9036-6>
- Esfanjani, A. F., & Jafari, S. M. (2017). Nanoencapsulation of Phenolic Compounds and Antioxidants. In *Nanoencapsulation of Food Bioactive Ingredients* (pp. 63–101). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-809740-3.00002-7>
- Faridi, A., & Mahdi, S. (2016). Biopolymer nano-particles and natural nano-carriers for nano-encapsulation of phenolic compounds. *Colloids and Surfaces B: Biointerfaces*, 146, 532–543. <https://doi.org/10.1016/j.colsurfb.2016.06.053>
- Fraga-corrall, M., Garc, P., Pereira, A. G., Lourenço-lopes, C., Jimenez-lopez, C., Prieto, M. A., & Simal-gandara, J. (2020). Technological Application of Tannin-Based Extracts. *Molecules*, 25, 1–27.
- Galanakis, C. M. (2021). Food Bioactives and Health. In C. M. Galanakis (Ed.), *Food Bioactives and Health*. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-57469-7>
- Gali, L., Bedjou, F., Ferrari, G., & Donsì, F. (2022). Formulation and characterization of zein / gum arabic nanoparticles for the encapsulation of a rutin-rich extract from *Ruta chalepensis* L. *Food Chemistry*, 367(November 2020), 10. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.129982>
- Ganesh, K. S., Sridhar, A., & Vishali, S. (2022). Utilization of fruit and vegetable waste to produce value-added products: Conventional utilization and emerging opportunities-A review. *Chemosphere*, 287(P3), 14. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2021.132221>
- Garavand, F., Rahae, S., Vahedikia, N., & Jafari, S. M. (2019). Different techniques

for extraction and micro/nanoencapsulation of saffron bioactive ingredients. *Trends in Food Science and Technology*, 89(May), 26–44. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2019.05.005>

- García Martínez, E., Fernández Segovia, I., & Fuentes López, A. (2015). Determinación de polifenoles totales por el método de Folin- Ciocalteu. *Etsiamn*, 9.
- Gil-Martín, E., Forbes-Hernández, T., Romero, A., Cianciosi, D., Giampieri, F., & Battino, M. (2022). Influence of the extraction method on the recovery of bioactive phenolic compounds from food industry by-products. *Food Chemistry*, 378, 39. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.131918>
- Gomez, A. (2022). *USOS Y POTENCIALIDADES DE LA YACA (ARTOCARPUS HETEROPHYLLUS LAM): UN FRUTO SUBUTILIZADO EN MÉXICO*. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Goswami, C., & Chacrabati, R. (2015). Jackfruit (*Artocarpus heterophylus*). In *Nutritional Composition of Fruit Cultivars* (pp. 317–335). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-408117-8.00014-3>
- Granados López, G. (2014). Optimización de métodos de extracción de compuestos fenólicos de la planta hojásén (*flourensia cernua* d.c.) para su determinación por electroforesis capilar (Vol. 1). Universidad Nacional Autónoma de México.
- Gutiérrez-Martinez, K. K. (2019). *Conservación de papaya maradol mínimamente procesada con nanopartículas de aceite esencial de limón por rayos UV* (Universidad Nacional Autónoma de México). Retrieved from file:///C:/Users/Usuario17/Downloads/Tesis-Conservación de papaya maradol mínimamente procesada con nanopartículas de aceite esencial de limón por rayos UV.pdf
- Haile, M., & Kang, W. H. (2019). Antioxidant activity, total polyphenol, flavonoid and tannin contents of fermented green coffee beans with selected yeasts. *Fermentation*, 5(1), 13. <https://doi.org/10.3390/fermentation5010029>
- Herrera, V. (2018). *EFFECTO DE ETAPA FENOLÓGICA Y ECOTIPO SOBRE EL CONTENIDO DE TANINOS TOTALES, TANINOS CONDENSADOS Y DIGESTIBILIDAD IN VITRO EN HOJAS DE 9 ECOTIPOS DE LEUCAENA LEUCOCEPHALA*. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Jagtap, U. B., Panaskar, S. N., & Bapat, V. A. (2010). Evaluation of antioxidant capacity and phenol content in jackfruit (*Artocarpus heterophyllus* Lam.) fruit pulp. *Plant Foods for Human Nutrition*, 65(2), 99–104. <https://doi.org/10.1007/s11130-010-0155-7>
- Jha, A. K., & Sit, N. (2022). Extraction of bioactive compounds from plant materials using combination of various novel methods: A review. *Trends in Food Science and Technology*, 119(July 2021), 579–591. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.11.019>

- Joye, I. J., & McClements, D. J. (2014). Biopolymer-based nanoparticles and microparticles: Fabrication, characterization, and application. *Current Opinion in Colloid and Interface Science*, 19(5), 417–427. <https://doi.org/10.1016/j.cocis.2014.07.002>
- Kalaiyan, G., Suresh, S., Prabu, K. M., Thambidurai, S., Kandasamy, M., Pugazhenthiran, N., ... Muneeswaran, T. (2020). Nanoencapsulation of food bioactive constituents and its associated processes: A revisit. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 104847. <https://doi.org/10.1016/j.biteb.2022.101088>
- Kehinde, B. A., Nayik, G. A., & Rafiq, S. (2020). Antioxidants in Fruits: Properties and Health Benefits. In A. Nayik, A. Gull (Ed.), *Springer*. https://doi.org/10.1007/978-981-15-7285-2_13
- Kumar. (2021). Jackfruit seed slimy sheath, a novel source of pectin: Studies on antioxidant activity, functional group, and structural morphology. *Carbohydrate Polymer Technologies and Applications*, 2(November 2020), 8. <https://doi.org/10.1016/j.carpta.2021.100054>
- Kumoro, A. C., Alhanif, M., & Wardhani, D. H. (2020). A Critical Review on Tropical Fruits Seeds as Prospective Sources of Nutritional and Bioactive Compounds for Functional Foods Development: A Case of Indonesian Exotic Fruits. *International Journal of Food Science*, 2020(2017), 15. <https://doi.org/10.1155/2020/4051475>
- Kuskoski, E. M., Asuero, A. G., Troncoso, A. M., Mancini-filho, J., Fett, R., Diversos, A. D. E., ... Considerado, D. E. F. (2005). Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Food Science and Technology*, 25(4), 726–732.
- Li, H., Wang, D., Liu, C., Zhu, J., Fan, M., Sun, X., ... Cao, Y. (2019). Fabrication of stable zein nanoparticles coated with soluble soybean polysaccharide for encapsulation of quercetin. *Food Hydrocolloids*, 87(May 2018), 342–351. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2018.08.002>
- Li, Lan, Y., Miao, J., Chen, X., Chen, B., Liu, G., ... Cao, Y. (2021). Phytochemicals, antioxidant capacity and cytoprotective effects of jackfruit (*Artocarpus heterophyllus* Lam.) axis extracts on HepG2 cells. *Food Bioscience*, 41(March), 11. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2021.100933>
- Luo, Y., & Wang, Q. (2014). Zein-based micro- and nano-particles for drug and nutrient delivery: A review. *Journal of Applied Polymer Science*, 131(16), 1–12. <https://doi.org/10.1002/app.40696>
- Madiha Yusoff, I., Mat Taher, Z., Rahmat, Z., & Suan Chua, L. (2022). A review of ultrasound-assisted extraction for plant bioactive compounds: Phenolics, flavonoids, thymols, saponins and proteins. *Food Research International*, 157(February), 17. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2022.111268>
- Magdalena, A., Pop, A., Cimpeanu, C., & Turcus, V. (2018). Nanoencapsulation

- techniques for compounds and products with antioxidant and antimicrobial activity - A critical view. *European Journal of Medicinal Chemistry*, 157, 1326–1345. <https://doi.org/10.1016/j.ejmech.2018.08.076>
- Mahanta, C. L., & Kalita, D. (2015). Processing and Utilization of Jackfruit Seeds. In *Processing and Impact on Active Components in Food* (pp. 395–400). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-404699-3.00047-0>
- Marcillo-Parra, V., Tupuna-Yerovi, D. S., González, Z., & Ruales, J. (2021). Encapsulation of bioactive compounds from fruit and vegetable by-products for food application – A review. *Trends in Food Science and Technology*, 116(August 2020), 11–23. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.07.009>
- Marina, D., Avella, G., Alberto, C., García, O., & Cisneros, A. M. (2008). Medición de Fenoles y Actividad Antioxidante en Malezas Usadas para Alimentación Animal. *Centro Nacional de Metrología*, 1–5. Retrieved from http://cenam.mx/simposio2008/sm_2008/memorias/M2/SM2008-M220-1108.pdf
- Mark, R., Lyu, X., Lee, J. J. L., Parra-saldívar, R., & Chen, W. N. (2019). Sustainable production of natural phenolics for functional food applications. *Journal of Functional Foods*, 57(April), 233–254. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2019.04.008>
- Moke, L. E., Ngbolua, K., Bongo, G. N., Messi, L. M., Noté, O. P., Mbing, J. N., & Mpiana, P. T. (2017). *Artocarpus heterophyllus* Lam . (Moraceae): Phytochemistry , Pharmacology and Future Directions , a mini-review. *Journal of Advanced Botany and Zoology*, 5(3), 1–8.
- Mudalige, T., Qu, H., Van Haute, D., Ansar, S. M., Paredes, A., & Ingle, T. (2018). Characterization of Nanomaterials: Tools and Challenges. In *Nanomaterials for Food Applications* (pp. 313–353). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814130-4.00011-7>
- Nabipour, H., & Hu, Y. (2020). Sustainable drug delivery systems through green nanotechnology. In *Nanoengineered Biomaterials for Advanced Drug Delivery* (pp. 61–89). <https://doi.org/10.1016/b978-0-08-102985-5.00004-8>
- Nasrollahzadeh, M., Atarod, M., Sajjadi, M., Sajadi, S. M., & Issaabadi, Z. (2019). Plant-Mediated Green Synthesis of Nanostructures: Mechanisms, Characterization, and Applications. In *Interface Science and Technology* (1st ed., Vol. 28, pp. 199–322). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813586-0.00006-7>
- Pagano, I., Campone, L., Celano, R., Piccinelli, A. L., & Rastrelli, L. (2021). Green non-conventional techniques for the extraction of polyphenols from agricultural food by-products: A review. *Journal of Chromatography A*, 1651, 11. <https://doi.org/10.1016/j.chroma.2021.462295>
- Panja, P. (2018). Green extraction methods of food polyphenols from vegetable materials. *Current Opinion in Food Science*, 23, 173–182. <https://doi.org/10.1016/j.cofs.2017.11.012>

- Pathakoti, K., Manubolu, M., & Hwang, H. M. (2017). Nanostructures: Current uses and future applications in food science. *Journal of Food and Drug Analysis*, 25(2), 245–253. <https://doi.org/10.1016/j.jfda.2017.02.004>
- Pereira, D. T. V., Zobot, G. L., Reyes, F. G. R., Iglesias, A. H., & Martínez, J. (2021). Integration of pressurized liquids and ultrasound in the extraction of bioactive compounds from passion fruit rinds: Impact on phenolic yield, extraction kinetics and technical-economic evaluation. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 67(September 2020), 13. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2020.102549>
- Pradal, D., Vauchel, P., Decossin, S., Dhulster, P., & Dimitrov, K. (2016). Kinetics of ultrasound-assisted extraction of antioxidant polyphenols from food by-products: Extraction and energy consumption optimization. *Ultrasonics Sonochemistry*, 32, 137–146. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2016.03.001>
- Qing- Wen Zhang. (2018). Techniques for extraction and isolation of natural products: a comprehensive review. *Chinese Medicine*, 1–26. <https://doi.org/10.1186/s13020-018-0177-x>
- Raimundini Aranha, A. C., de Matos Jorge, L. M., Nardino, D. A., Casagrande Sipoli, C., Suzuki, R. M., Dusman Tonin, L. T., & Oliveira Defendi, R. (2021). Modelling of bioactive components extraction from corn seeds. *Chemical Engineering Research and Design*, 175, 339–347. <https://doi.org/10.1016/j.cherd.2021.09.021>
- Ranasinghe, R. A. S. N., Maduwanthi, S. D. T., & Marapana, R. A. U. J. (2019). Nutritional and Health Benefits of Jackfruit (*Artocarpus heterophyllus* Lam.): A Review. *International Journal of Food Science*, 2019, 12. <https://doi.org/10.1155/2019/4327183>
- Randa, Y. (2016). *국회/선진화법' 에 관한 보론No Title'*. (May), 31–48.
- Rashidinejad, A., & Jafari, S. M. (2020). Nanoencapsulation of bioactive food ingredients. In *Handbook of Food Nanotechnology: Applications and Approaches* (pp. 279–344). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-815866-1.00008-X>
- Rioja, A., Vizaluque, B., Aliaga-Rossel, E., Tejada, L., Book, O., Mollinedo, P., & Peñarrieta, M. (2018). Determination of the Total Antioxidant Capacity , Total Phenols , and the Enzymatic Activity in a Non-Diary Beverage Based on Grains of La Capacidad Antioxidante Total , Fenoles Totales , Y La Actividad Enzimática. *Revista Boliviana de Quimica*, 35(5), 168–176.
- Rodríguez, E. N. (2011). Natural Antimicrobial Agent Use in the Preservation of Fruits and Vegetables. *Ra Ximhai*, 7(1), 153–170.
- Roselló-Soto, E., Galanakis, C. M., Brnčić, M., Orlie, V., Trujillo, F. J., Mawson, R., ... Barba, F. J. (2015). Clean recovery of antioxidant compounds from plant foods, by-products and algae assisted by ultrasounds processing. Modeling

- approaches to optimize processing conditions. *Trends in Food Science and Technology*, 42(2), 134–149. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2015.01.002>
- Saini, A., Panesar, P. S., & Bera, M. B. (2019). Valorization of fruits and vegetables waste through green extraction of bioactive compounds and their nanoemulsions - based delivery system. *Bioresources and Bioprocessing*, 12. <https://doi.org/10.1186/s40643-019-0261-9>
- Sharif, N., Fabra, M. J., & López-Rubio, A. (2019). Nanostructures of zein for encapsulation of food ingredients. *Biopolymer Nanostructures for Food Encapsulation Purposes*, 217–245. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-815663-6.00009-4>
- Sivieri, K. (2022). Agro-industrial by-products: Valuable sources of bioactive compounds. *Food Research International*, 152(July 2020), 20. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2021.110871>
- Swami, S. B., & Kalse, S. B. (2018). Jackfruit (*Artocarpus heterophyllus*): Biodiversity , Nutritional Contents , and Health. *Bioactive Molecules in Food*, 23.
- Tacer-Caba, Z., Nilufer-Erdil, D., & Ai, Y. (2015). Chemical Composition of Cereals and Their Products. In B. Mehta (Ed.), *Handbook of Food Chemistry*. https://doi.org/10.1007/978-3-642-36605-5_33
- Taheri, A., & Jafari, S. M. (2019). Nanostructures of gums for encapsulation of food ingredients. In *Biopolymer Nanostructures for Food Encapsulation Purposes*. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-815663-6.00018-5>
- Tahir, A., Shabir Ahmad, R., Imran, M., Ahmad, M. H., Kamran Khan, M., Muhammad, N., ... Javed, M. (2021). Recent approaches for utilization of food components as nano-encapsulation: a review. *International Journal of Food Properties*, 24(1), 1074–1096. <https://doi.org/10.1080/10942912.2021.1953067>
- Torres-Valenzuela, L. S., Ballesteros-Gómez, A., & Rubio, S. (2020). Green Solvents for the Extraction of High Added-Value Compounds from Agri-food Waste. *Food Engineering Reviews*, 12(1), 83–100. <https://doi.org/10.1007/s12393-019-09206-y>
- Ulloa, J. A., Villalobos Barbosa, M. C., Resendiz Vazquez, J. A., Rosas Ulloa, P., Ramírez Ramírez, J. C., Silva Carrillo, Y., & González Torres, L. (2017). Producción y caracterización físico-química y funcional de un aislado proteínico de semillas de jaca (*Artocarpus heterophyllus*). *CyTA - Journal of Food*, 15(4), 497–507. <https://doi.org/10.1080/19476337.2017.1301554>
- Vazhacharickal, P. J., Sajeshkumar, N. K., Mathew, J. J., Kuriakose, A. C., Abraham, B., Mathew, R. J., ... Jose, S. (2015). Chemistry and Medicinal Properties of Jackfruit (*Artocarpus Heterophyllus*): A Review on Current Status of Knowledge. *International Journal of Innovative Research and Review*, 3(2), 2347 – 4424.
- Vázquez-González, Y., Ragazzo-Sánchez, J. A., & Calderón-Santoyo, M. (2020).

- Characterization and antifungal activity of jackfruit (*Artocarpus heterophyllus* Lam.) leaf extract obtained using conventional and emerging technologies. *Food Chemistry*, 330(December 2019), 10. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.127211>
- Vijayaraghavan, K., & Ashokkumar, T. (2017). Plant-mediated biosynthesis of metallic nanoparticles: A review of literature, factors affecting synthesis, characterization techniques and applications. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 5(5), 4866–4883. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2017.09.026>
- Vilkhu, K., Mawson, R., Simons, L., & Bates, D. (2008). Applications and opportunities for ultrasound assisted extraction in the food industry - A review. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 9(2), 161–169. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2007.04.014>
- Vinceković, M., Viskiđ, M., Jurić, S., Giacometti, J., Bursać Kovačević, D., Putnik, P., ... Režek Jambrak, A. (2017). Innovative technologies for encapsulation of Mediterranean plants extracts. *Trends in Food Science and Technology*, 69, 1–12. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2017.08.001>
- Wang, X., Peng, F., Liu, F., Xiao, Y., Li, F., Lei, H., ... Xu, H. (2020). Zein-pectin composite nanoparticles as an efficient hyperoside delivery system: Fabrication, characterization, and in vitro release property. *Lwt*, 133(January), 109869. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2020.109869>
- Welti-Chanes, J., Morales-de la Peña, M., Jacobo-Velázquez, D. A., & Martín-Belloso, O. (2017). Opportunities and Challenges of Ultrasound for Food Processing: An Industry Point of View. In *Ultrasound: Advances in Food Processing and Preservation* (pp. 457–497). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804581-7.00019-1>
- Yang, Z., McClements, D. J., Peng, X., Xu, Z., Meng, M., Chen, L., & Jin, Z. (2023). Fabrication of zein–carboxymethyl cellulose nanoparticles for co-delivery of quercetin and resveratrol. *Journal of Food Engineering*, 341(October 2022). <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2022.111322>
- Yutong Zhang, Bo Li, Fei Xu, S. H. (2021). Jackfruit starch: Composition, structure, functional properties, modifications and applications. *Trends in Food Science and Technology*, 107(October 2020), 268–283. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2020.10.041>
- Zambrano, M. de la L. (2013). *Desarrollo y caracterización de sistemas nanopartículados con ingredientes alimenticios como vectores para incrementar la vida útil de alimentos*. Universidad Autónoma de Querétaro.
- Zeb, A. (2021). Phenolic Antioxidants in Foods: Chemistry, Biochemistry and Analysis. In *Phenolic Antioxidants in Foods: Chemistry, Biochemistry and Analysis*. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-74768-8>
- Zhang, L., Tu, Z. cai, Xie, X., Wang, H., Wang, H., Wang, Z. xing, ... Lu, Y. (2017).

Jackfruit (*Artocarpus heterophyllus* Lam.) peel: A better source of antioxidants and α -glucosidase inhibitors than pulp, flake and seed, and phytochemical profile by HPLC-QTOF-MS/MS. *Food Chemistry*, 234, 303–313. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.05.003>

Zhang, Zhu, K., Xie, J., Chen, Y., Tan, L., Liu, S., ... Yu, Q. (2021). Optimization and identification of non-extractable polyphenols in the dietary fiber of jackfruit (*Artocarpus heterophyllus* Lam.) pulp released by alkaline, acid and enzymatic hydrolysis: Content, composition and antioxidant activities. *Lwt*, 138(October 2020), 110400. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2020.110400>