



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

MAESTRÍA EN CIENCIA DE LOS ALIMENTOS

**EVALUACIÓN DEL ALMIDÓN DE MAÍZ DOBLEMENTE MODIFICADO
COMO AGENTE ENCAPSULANTE DEL EXTRACTO DE *HIBISCUS*
SABDARIFFA.**

T E S I S

Para obtener el grado de

MAESTRA EN CIENCIA DE LOS ALIMENTOS

PRESENTA

I.A. ABIGAIL ARCHUNDIA SÁNCHEZ

DIRECTORA

DRA. HEIDI MARÍA PALMA RODRÍGUEZ

CO-DIRECTORA

DRA. PAMELA CELESTE FLORES SILVA

COMITÉ TUTORIAL

DR. RICARDO NAVARRO CORTEZ

DR. JUAN PABLO HERNÁNDEZ URIBE

DR. APOLONIO VARGAS TORRES

TULANCINGO DE BRAVO, HGO., OCTUBRE DE 2022

CARTA DE REVISORES



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO
Instituto de Ciencias Agropecuarias
School of Forest, and Environmental Studies
Maestría en Ciencia de los Alimentos

COORDINACIÓN DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO DEL ICAP

Actas de la reunión del Comité de Tesis de Maestría en Ciencia de los Alimentos
Apertura:

La reunión ordinaria para evaluar los avances de la tesis intitulada: "Evaluación del almidón de maíz doblemente modificado como agente encapsulante del extracto de *Hibiscus sabdariffa* L.", que desarrolla el estudiante Abigail Archundia Sánchez.

Asistentes:

Dra. Heidi María Palma Rodríguez
Dra. Pamela Celeste Flores Silva
Dr. Apolonio Vargas Torres
Dr. Juan Pablo Hernández Uribe
Dr. Ricardo Omar Navarro Cortez

A. Revisión de Trabajo de Tesis

Observaciones:

El comité revisó con antelación el trabajo de tesis en extenso propuesto por la estudiante, comunicando a la estudiante, Abigail Archundia Sánchez, oportunamente las correcciones, adiciones y/o modificaciones que debería considerar para mejorar su trabajo y poder continuar con el proceso de obtención de grado. La estudiante atendió de forma conveniente las sugerencias del comité.

B. Acuerdos

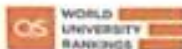
En esta fecha, se comunica atentamente que el comité conformado por los profesores firmantes, otorgamos nuestra autorización para que la estudiante imprima su trabajo final de tesis, y continúe con los trámites necesarios para la obtención del grado de maestría respectivo.

ATENTAMENTE
"AMOR, ORDEN Y PROGRESO"
Tulancingo de Bravo, Hidalgo a 5 de septiembre de 2022

Dra. Heidi María Palma Rodríguez
Dra. Pamela Celeste Flores Silva
Dr. Apolonio Vargas Torres
Dr. Ricardo Omar Navarro Cortez
Dr. Juan Pablo Hernández Uribe



[Handwritten signatures]



Avenida Universidad Km. 1 s/n. Exhacienda Aquetzalpa.
Tulancingo de Bravo, Hidalgo, México. C.P. 43600
Teléfono +52 (771) 71 72000 ext. 2425
maestria_alimentos@uaeh.edu.mx

www.uaeh.edu.mx

El presente trabajo se realizó a cabo en el Instituto de Ciencias Agropecuarias en el laboratorio de Microbiología, Físicoquímica y Taller de Fermentaciones bajo la dirección de la Dra. Heidi María Palma Rodríguez y la Co-dirección de la Dra. Pamela Celeste Flores Silva. Para la realización de los estudios se contó con el apoyo económico de CONACYT (1076878).

AGRADECIMIENTOS

Gracias a **Dios** por permitirme llegar hasta donde he llegado, cuidándome en cada paso que he dado y bendiciéndome.

A mis **padres y mis hermanas** por siempre estar apoyándome en cada una de mis decisiones y el amor que me dan día con día.

A mi **hermana Edith y Derek** por el amor que me brindan y su apoyo que me dan.

A **Gera** por la compañía, el cariño, el apoyo que me ha brindado para este proyecto y en mi vida.

A la **Dra. Heidi María Palma Rodríguez** por su cobijo en este proyecto, sus enseñanzas, su confianza, su honestidad y principalmente por su cariño que me ha brindado.

A los Doctores del cuerpo académico de **Aprovechamiento de Polímeros de Interés Alimentario (Dr. Juan Pablo Hernández Uribe, Dr. Apolonio Vargas Torres, y Dr. Ricardo Omar Navarro Cortez)**, por su disponibilidad para resolver dudas y brindar nuevas ideas para la mejora de este proyecto.

A **Patty y Isidro** por el apoyo brindado en el laboratorio y en la parte personal por una amistad.

A mi **Tío Jaime †**, aunque ya no estás aquí con nosotros te agradezco tu apoyo y confianza que me brindaste.

ÍNDICE

ÍNDICE DE CUADROS	I
ÍNDICE DE FIGURAS	II
RESUMEN	III
ABSTRACT	IV
I. INTRODUCCIÓN	1
II. ANTECEDENTES	2
2.1 Encapsulación	2
2.1.1 Morfología de la cápsula	2
2.1.2 Mecanismo de liberación	4
2.2 Métodos de encapsulación	6
2.2.1 Secado por aspersión	6
2.2.2 Ventajas del secado por aspersión	9
2.2.3 Materiales de soporte	9
2.3 Almidón	11
2.3.1 Almidón nativo de maíz	11
2.3.2 Almidones modificados	13
2.3.3 Almidón modificado de maíz (Polar Tex)	14
2.4 Flor de jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L)	16
2.4.1 Composición nutricional del <i>Hibiscus sabdariffa</i> L.	17
2.5 Compuestos bioactivos	17
III. JUSTIFICACIÓN	20
IV. OBJETIVOS	21
4.1 Objetivo general	21
4.2 Objetivos específicos	21
V. HIPÓTESIS	22

VI. MATERIALES Y MÉTODOS	23
6.1 Materiales.....	23
6.2 Métodos.....	23
6.2.1 Caracterización del almidón modificado de maíz	23
6.2.1.1 Caracterización morfológica.....	23
6.2.1.2 Caracterización térmica.....	23
6.2.1.3 Caracterización de perfil de viscosidad.....	27
6.2.2 Obtención del extracto de <i>Hibiscus sabdariffa L</i>	27
6.2.3 Cuantificación de compuestos bioactivos del extracto	27
6.2.3.1 Cuantificación de compuestos fenólicos totales	27
6.2.3.1.2 Cuantificación de flavonoides.....	28
6.2.3.1.3 Cuantificación de antocianinas.....	28
6.2.3.1.4 Capacidad antioxidante	29
6.2.3.1.4.1 Método de DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo)	29
6.2.3.1.4.2 Método de ABTS (2,2'-azino-bis (3-etil benzotiazolin-6-sulfonato de amonio))	29
6.2.4 Encapsulación del extracto	30
6.2.5 Caracterización de los encapsulados	30
6.2.5.1 Rendimiento del proceso de encapsulación (RP).....	30
6.2.5.2 Caracterización morfológica de los encapsulados	30
6.2.5.3 Contenido de humedad para los encapsulados y extracto seco.....	31
6.2.5.4 Actividad de agua (aw)	31
6.2.5.5 Cuantificación de compuestos bioactivos	31
6.2.5.5.1 Cuantificación de compuestos fenólicos totales	31
6.2.5.5.2 Cuantificación de flavonoides.....	32
6.2.5.5.3 Contenido de antocianinas	32
6.2.5.5.4 Capacidad antioxidante	32

6.2.5.5.4.1 Método DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo)	32
6.2.5.5.4.2 Método ABTS (2,2'-azino-bis (3-etil benzotiazolin-6-sulfonato de amonio))	32
6.2.6 Análisis estadístico.....	33
VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	34
7.1 Caracterización del almidón modificado de maíz.....	34
7.1.1 Caracterización morfológica.....	34
7.1.2 Caracterización térmica.....	34
7.1.3 Análisis rápido de viscosidad (RVA).....	37
7.2 Caracterización de los encapsulados.....	37
7.2.1 Caracterización morfológica.....	37
7.3 Rendimiento de proceso	40
7.4 Cuantificación de compuestos bioactivos	40
7.5 Estabilidad de extracto seco y encapsulados	45
7.5.1 Cuantificación de compuestos bioactivos durante la estabilidad	45
7.5.1.1 Fenoles	45
7.5.1.2 Flavonoides.....	47
7.5.1.3. Antocianinas	49
7.5.1.4 Capacidad antioxidante (ABTS y DPPH).....	51
VIII CONCLUSIÓN	55
IV. BIBLIOGRAFÍA.....	56

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Métodos de encapsulación.....	7
Cuadro 2. Materiales de soporte para la encapsulación	10
Cuadro 3. Estudio de almidón modificado como agente encapsulante de compuestos bioactivos.....	15
Cuadro 4. Investigaciones de encapsulación de compuestos bioactivos de Hibiscus sabdariffa L.	18
Cuadro 5. Estudio in Vitro de compuestos bioactivos	19
Cuadro 6. Propiedades térmicas del almidón modificado de maíz	36
Cuadro 7. Parámetros de análisis rápido de viscosidad del almidón modificado de maíz	38
Cuadro 8. Rendimiento del proceso de secado por aspersión.....	41
Cuadro 9. Contenido de compuestos bioactivos y actividad antioxidante	42

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Estructura esquemática de la encapsulación (parte interna compuesto bioactivo y parte externa material de soporte)	3
Figura 2. Diferentes microcápsulas: (a) microcápsula simple, (b) matriz, (c) microcápsula irregular, (d) microcápsula multinúcleo, (e) microcápsula multipared y (f) ensamblaje de microcápsula.....	5
Figura 3. Representación esquemática del proceso de secado por aspersión para la obtención de microcápsulas.....	8
Figura 4. Estructura de los polímeros que conforman el granulo de almidón amilosa(A) y amilopectina (AP)	12
Figura 5. Diagrama de la primera etapa experimental (caracterización del almidón modificado)	24
Figura 6. Diagrama de la segunda etapa experimental, extracción y cuantificación de Hibiscus sabdariffa L	25
Figura 7. Diagrama de la tercera etapa experimental, encapsulación del extracto de jamaica y caracterización de los encapsulados	26
Figura 8. Micrografías electrónicas de barrido del almidón modificado de maíz 600X (a) y 4,000X (b).....	35
Figura 9. Micrografías electrónicas de barrido del extracto seco de Hibiscus sabdariffa L (temperaturas de entrada a:150°C y c: 100°C) y los encapsulados (temperatura de entrada b: 150°C y d:100°C) a una temperatura de proceso de 150 °C y 100 °C	39
Figura 10. Contenido de fenoles totales (%) del extracto seco (ES) y el encapsulado (E) obtenidos a diferentes temperaturas (150 y 100 °C).....	46
Figura 11. Contenido de flavonoides (%) del extracto seco (ES) y el encapsulado (E) obtenidos a diferentes temperaturas (150 y 100 °C).....	48
Figura 12. Contenido de antocianinas (%) del extracto seco (ES) y el encapsulado (E) obtenidos a diferentes temperaturas (150 y 100 °C).....	50
Figura 13. Capacidad Antioxidante por el método ABTS (%) del extracto seco (ES) y el encapsulado (E) obtenidos a diferentes temperaturas (100 y 150 °C)	52
Figura 14. Capacidad Antioxidante por el método DPPH (%) del extracto seco (ES) y el encapsulado (E) obtenidos a diferentes temperaturas (100 y 150 °C)	54

RESUMEN

La encapsulación es una técnica utilizada en la industria alimentaria con el objetivo de adicionar y proteger diversos compuestos bioactivos en matrices alimentarias. La encapsulación puede llevarse a cabo mediante diferentes métodos, siendo el secado por aspersión uno de los más usados. La selección del agente encapsulante es importante debido a que este influye en la eficiencia de encapsulación, así como en la estabilidad del compuesto bioactivo. Estos deben presentar ciertas características para su aplicación, tales como; capacidad de formación de película, alta solubilidad, capacidad emulsionante, entre otras. Por otra parte, el uso del cáliz de la flor de jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) ha aumentado debido a que sus compuestos bioactivos presentan capacidad antioxidante y antihipertensiva. Sin embargo, son altamente sensibles a factores como temperatura, luz, pH, afectando su efecto benéfico a la salud. Por lo anterior el objetivo de este trabajo fue evaluar el almidón de maíz doblemente modificado como agente encapsulante del extracto de *Hibiscus sabdariffa L* evaluando las microcápsulas durante 3 meses a dos diferentes temperaturas. Los encapsulados y el extracto seco fueron obtenidas mediante secado por aspersión, empleando dos temperaturas de entrada, 150 °C y 100 °C con un tiempo de proceso de 1.5 hora para los encapsulados y 2.0 horas para los extractos secos. Se caracterizaron los encapsulados y extractos secos morfológicamente mediante microscopía electrónica de barrido, se determinó su humedad relativa y aw. Los compuestos bioactivos (compuestos fenólicos totales, flavonoides y antocianinas) fueron cuantificados y se determinó su capacidad antioxidante (método de ABTS y DPPH). Los encapsulados obtenidos a 150 °C presentaron una menor aw y humedad relativa en comparación al proceso de 100 °C. Con respecto al contenido de compuestos bioactivos y actividad antioxidante, los encapsulados obtenidos a 150 °C presentaron una mayor concentración, mejor estabilidad de compuestos bioactivos y capacidad antioxidante durante los 3 meses de almacenamiento. Por lo que se concluye, que una temperatura mayor preserva a los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante debido a que el tiempo de contacto es menor a temperaturas elevadas.

ABSTRACT

Encapsulation is a technique used in the food industry with the aim of adding and protecting various bioactive compounds in food matrices. Encapsulation can be carried out by different methods, spray drying being one of the most used. The selection of the encapsulating agent is important because it influences the efficiency of encapsulation, as well as the stability of the bioactive compound. These must present certain characteristics for their application, such as film-forming capacity, high solubility, emulsifying capacity, among others. On the other hand, the use of the calyx of the hibiscus flower (*Hibiscus sabdariffa* L.) has increased due to its bioactive compounds having antioxidant and antihypertensive capacity. However, they are highly sensitive to factors such as temperature, light, pH, affecting their beneficial effect on health. Therefore, the objective of this work was to evaluate doubly modified corn starch as an encapsulating agent of *Hibiscus sabdariffa* L. extract, evaluating the microcapsules for 3 months at two different temperatures. The encapsulates and the dry extract were obtained by spray drying, using two input temperatures, 150 °C and 100 °C with a process time of 1.5 hours for the encapsulates and 2.0 for the dry extracts. The encapsulates and dry extracts were morphologically characterized by scanning electron microscopy, their relative humidity and A_w were determined. Bioactive compounds (total phenolic compounds, flavonoids and anthocyanins) were quantified, and their antioxidant capacity was determined (ABTS and DPPH method). The encapsulates obtained at 150 °C presented lower A_w and relative humidity compared to the 100 °C process. Regarding the content of bioactive compounds and antioxidant activity, the encapsulates obtained at 150 °C presented a higher concentration and a better stability of bioactive compounds and antioxidant capacity during the 3 months elapsed. Therefore, it is concluded that a higher temperature prevents the degradation of bioactive compounds, allowing a higher concentration of compound and antioxidant capacity to be preserved, since the contact time is less at high temperatures.

I. INTRODUCCIÓN

La encapsulación juega un papel importante en la industria alimentaria, específicamente en el área de desarrollo de nuevos productos, ya que, es un proceso utilizado para proteger compuestos activos, los cuales son sensibles al calor, agua, oxígeno y luz. Con la encapsulación se logrará preservar los compuestos bioactivos y asegurar la llegada al sitio de absorción deseada.

Dentro de los materiales que se han utilizado como soporte para el acarreamiento y la protección de sustancias bioactivas, se encuentran los almidones modificados. La forma más utilizada para obtener estos almidones es por medio de modificaciones enzimáticas, físicas y químicas, las cuales permiten el ingreso de las sustancias bioactivas al interior de este para así poder ser transportadas. Una de las ventajas de utilizar el almidón como material de soporte se debe a que, es un polímero con gran abundancia en la naturaleza por lo cual resulta ser económico y de fácil obtención.

El uso de compuestos bioactivos en la actualidad tiene un gran auge ya que nos ayuda en la prevención y tratamiento de algunas enfermedades crónico-degenerativas, estas sustancias son obtenidas en diversos vegetales o frutos, hoy en día los compuestos bioactivos de la flor de jamaica (*Hibiscus sabdariffa L*) son estudiados debido a los beneficios que brindan a la salud.

II. ANTECEDENTES

2.1 Encapsulación

La encapsulación es considerada tanto un arte como una ciencia, ya que es una tecnología versátil que se utiliza en una diversidad de industrias, entre las cuales encontramos a la industria farmacéutica, química, agrícola y alimentaria.

La encapsulación es un método para atrapar partículas sólidas, gotitas de líquido o burbujas de gas, en una envoltura sólida o líquida (Grumezescu, 2016), que permita estabilizar compuestos activos, así como proporcionar una liberación controlada bajo condiciones establecidas o deseadas. En el proceso de encapsulación, se manejan con frecuencia dos términos principales, el primero es el material que se recubre denominado compuesto bioactivo o material del núcleo; y la otra fase es conocida como material de soporte, material de pared, cubierta, agente de encapsulación o material de recubrimiento que protege el compuesto bioactivo como se observa en la Figura 1 (Potdar et al., 2020).

El uso de esta tecnología promete numerosos beneficios, ya que otorga un valor añadido al alimento, una mayor permanencia entre los componentes y la protección del compuesto activo contra la humedad, la temperatura, el daño mecánico, la permeabilidad y la reactividad que logran deteriorarlo (García y López, 2012).

La matriz puede estar formada por uno o varios componentes (como proteínas, polisacáridos, tensoactivos, lípidos, agua y / o minerales) y puede tener una estructura simple (homogénea) o compleja (heterogénea) (Garti y McClements, 2012). La encapsulación en el área de los alimentos tiene diferentes propósitos dependiendo del tipo de producto al que se aplica, de la sustancia o compuesto activo (Parzanese, 2013). De acuerdo con el método utilizado de encapsulación se tendrá una morfología de la cápsula.

2.1.1 Morfología de la cápsula

Los méritos de una encapsulación dependen de cómo se utiliza el compuesto bioactivo, el método y la implementación en una matriz alimentaria.

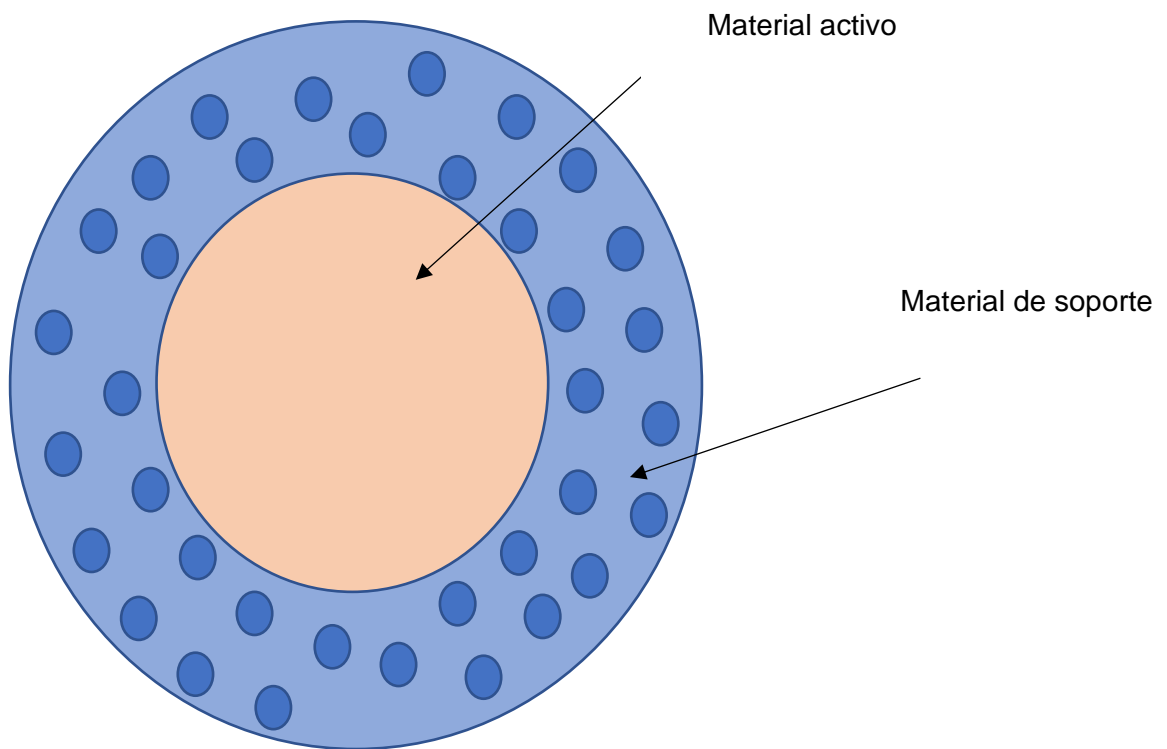


Figura 1. Estructura esquemática de la encapsulación (parte interna compuesto bioactivo y parte externa material de soporte)

Fuente: Potdar et al.,2020

Los polvos obtenidos por encapsulación reciben diferentes nombres en función del tamaño de partícula; macrocápsulas ($> 5000 \mu\text{m}$), microcápsulas ($1 - 5000 \mu\text{m}$) y nanocápsulas ($<1 \mu\text{m}$) (Özbek y Ergönül, 2017). La morfología de la superficie de las cápsulas puede ser lisa (regular y esférica) o irregular (desigual) con o sin presencia de poros, los cuales son los responsables de reducir la eficiencia de encapsulación (Pérez et al., 2013).

Las microcápsulas pueden ser de diferentes formas, presentando un recubrimiento de membrana simple, una pared o membrana de forma esférica o irregular, una estructura de paredes múltiples con paredes de la misma composición o de diferentes composiciones o numerosos núcleos internamente de la misma estructura de paredes (Bakry et al., 2016), como se muestra en la Figura 2.

2.1.2 Mecanismo de liberación

El material de soporte debe permitir la liberación del compuesto bioactivo en un tiempo determinado, a través de algún mecanismo de liberación (Parzanese, 2013). Los principales mecanismos de liberación son los siguientes:

- ✓ **Disolución o fusión:** la cápsula se rompe por disolución en un solvente apropiado o por acción del calor. Los recubrimientos hidrosolubles se diluyen fácilmente con el incremento de la humedad, la interacción de agentes químicos y/o diferentes niveles de sales (Aldana et al., 2004).
- ✓ **Liberación física:** el material de soporte se fractura por fuerzas externas como presión o fricción. La masticación es el principal mecanismo de liberación; igualmente, durante la mezcla de las materias primas se presenta la liberación por fricción (Pérez et al., 2013).
- ✓ **Difusión:** este mecanismo se rige por el gradiente de concentración y la fuerza de atracción intermolecular, grado de entrecruzamiento y cristalinidad (Pérez et al., 2013).

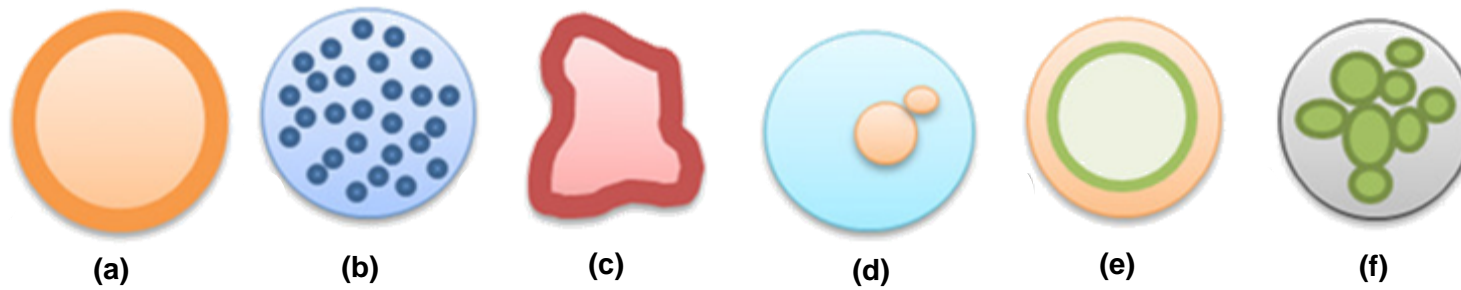


Figura 2. Diferentes microcápsulas: (a) microcápsula simple, (b) matriz, (c) microcápsula irregular, (d) microcápsula multinúcleo, (e) microcápsula multipared y (f) ensamblaje de microcápsula

Fuente: Bakry et al., 2016

2.2 Métodos de encapsulación

La selección del método de encapsulación depende de las diferentes adaptaciones y especificaciones, como es el costo, el tipo de microcápsula requerida (tamaño y forma), las propiedades físicas y químicas del compuesto y del compuesto bioactivo, el tipo de liberación y la escala de producción (Estevinho et al., 2013; Pérez et al., 2013). En el Cuadro 1 se presenta la clasificación de los métodos físicos y químicos para la obtención de microcápsulas de acuerdo con Sonawane et al. (2020).

2.2.1 Secado por aspersión

Uno de los métodos de encapsulación más antiguo y utilizado en el área de alimentos es el secado por aspersión o también conocido como secado por pulverización (Özbek y Ergönül, 2017), siendo una técnica económica y, efectiva para proteger los materiales activos, en este no se requiere equipo especializado (Gibbs, 1999).

El secado por aspersión es una operación unitaria (Estevinho et al., 2013) que tiene como principio básico que una muestra líquida se convierta en polvo mediante aspersión y contacto con un gas caliente. En la mayoría de los casos, se utiliza aire y nitrógeno gaseoso para secar el líquido, ya que son inertes hacia el material a secar (Potdar et al., 2020).

El proceso de secado por aspersión consta de tres etapas, la primera consiste en la atomización, durante este paso se lleva a cabo la fragmentación o dispersión de la muestra, la segunda etapa se lleva a cabo el contacto aire-agua lo cual inicia la etapa de secado y como último paso, el agua se evapora instantáneamente, permitiendo que el compuesto bioactivo presente en la emulsión quede atrapado dentro de una película de material encapsulante, (Estevinho et al., 2013), como se muestra en la Figura 3.

La emulsión que se alimenta al secado por aspersión está expuesta a aire caliente durante tiempos cortos y la evaporación del líquido en el equipo, conserva la temperatura del producto a un nivel bajo aún en presencia de gases muy calientes, el aire se alimenta a través de un filtro y un calentador, entra por la parte superior de la cámara de secado fluyendo a través de aspersores en paralelo, con las gotas asperjadas que se están secando y a medida que caen las gotas, se evapora la humedad en el gas caliente, dejando el material sólido en forma de partículas (Garti y McClements, 2012).

Cuadro 1. Métodos de encapsulación

Técnicas químicas	Técnicas físicas
	Recubrimiento en lecho fluidizado
Coacervación	Enfriamiento por atomización
Inclusión molecular	Secado al vacío
Co-cristalización	Liofilización
	Extrusión
	Secado por aspersión

Fuente: Sonawane et al., 2020

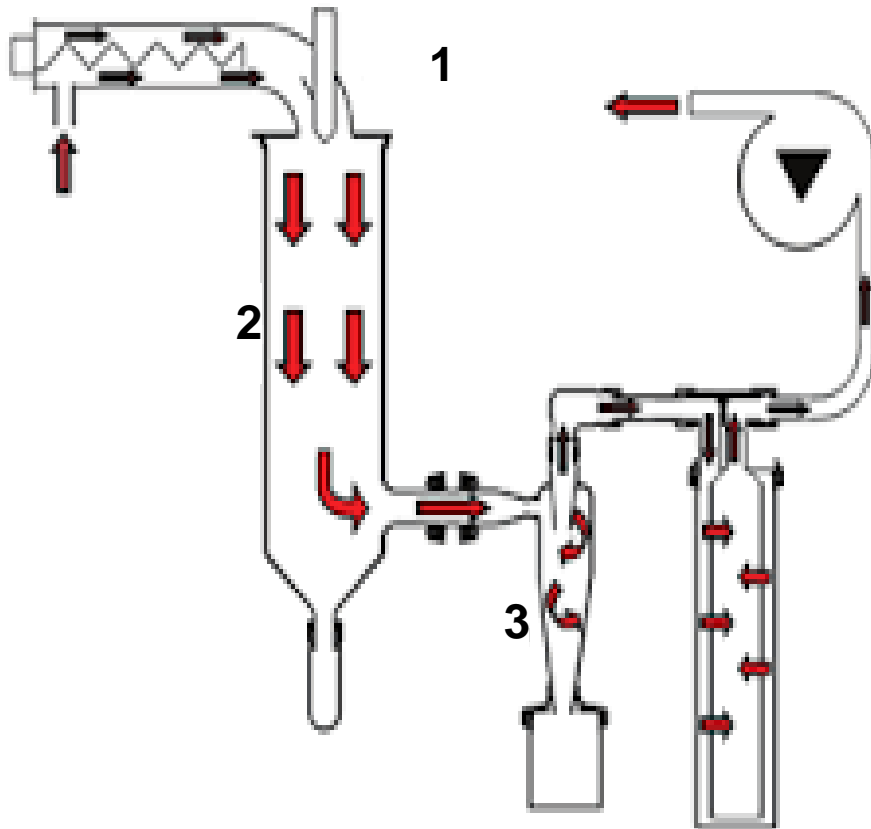


Figura 3. Representación esquemática del proceso de secado por aspersión para la obtención de microcápsulas

Fuente: Estevinho et al., 2013

2.2.2 Ventajas del secado por aspersión

El secado por aspersión es un proceso relativamente económico, rápido, reproducible, que permite un fácil escalado, en comparación con otras técnicas de microencapsulación, lo que evidencia la preferencia en la industria de los alimentos. El proceso es flexible, ofrece una diferenciación sustancial en la matriz de microencapsulación, es adaptable a los equipos de procesamiento de uso común y produce partículas de buena calidad. Una limitación de la tecnología de secado por aspersión es el agente encapsulante, sea soluble en agua; (Estevinho et al., 2013), también debe considerarse que se requiere de espacios amplios para la instalación del equipo y que el producto húmedo puede incrustarse en las paredes del equipo (Alamilla et al., 2005; Ré, 2006).

La tecnología de secado por aspersión busca modificar el desarrollo morfológico de las partículas que forman parte de una matriz alimentaria, esto es debido a la concentración, temperatura, humedad del aire, presión de atomización, arreglo de atomización, geometría del secador, direcciones del flujo del producto y del aire en el secador (Alamilla et al., 2005). Los materiales de soporte utilizados para la encapsulación son variados, ya que brindan diferentes propiedades y ventajas al proceso.

2.2.3 Materiales de soporte

El principal paso en la encapsulación es la selección del material de soporte apropiado. Aunque el proceso de encapsulación puede afectar el mecanismo de liberación del compuesto bioactivo, la formulación del recubrimiento por sí mismo es el factor más importante. El material de soporte debe reunir ciertas propiedades que dependen de las características químicas del material encapsulado, aplicación, condiciones de almacenamiento y proceso al que será empleado (Aldana et al., 2004).

Diversos materiales de soporte están siendo utilizados en el área de alimentos. El encapsulante ideal debe brindar la formación de película, tener propiedades emulsionantes, ser biodegradable, resistente al tracto gastrointestinal, tener una baja viscosidad a mayores contenidos de sólidos, exhibir baja higroscopicidad y un bajo costo (Özkan y Bilek, 2014).

Existen una gran variedad de materiales de soporte (Cuadro 2) que se pueden utilizar para la encapsulación de compuestos de origen natural o sintético, por mencionar algunos: goma arábica, almidones modificados hidrofólicamente y quitosano (Ozidal et al., 2020).

Cuadro 2. Materiales de soporte para la encapsulación

Material de soporte	Cobertura específica
Gomas	Acacia, agar, alginato de sodio, carragenina
Carbohidratos	Almidón, malto dextrinas, quitosano dextranos. Sacarosa, jarabes de maíz
Celulosas	Etilcelulosa, metilcelulosa, acetilcelulosa, nitrocelulosa, caboximetilcelulosa
Lípidos	Ceras, parafinas, diglicéridos, monoglicéridos, aceites, grasas, ácidos esteáricos, triestearina
Proteína	Gluten, caseínas, albúmina
Materiales inorgánicos	Sulfato de calcio, silicatos

Fuente: Ozdal et al 2020

2.3 Almidón

El almidón es considerado el principal carbohidrato de almacenamiento en las plantas (Vilar, 2017). Se encuentra en órganos vegetales diferentes, como semillas, frutos, tubérculos y raíces, donde es empleado como fuente de energía durante los tiempos de latencia y rebrote (Jobling, 2004).

Los granos de maíz y arroz o los tubérculos de mandioca y papa son algunos ejemplos de órganos que almacenan almidón, llegando a hacer este una materia prima renovable. El almidón es un polímero versátil y útil, no solo por ser de origen natural y económico, sino por sus propiedades fisicoquímicas que pueden verse alteradas mediante modificaciones enzimáticas, químicas y físicas, con la finalidad de mejorar las propiedades de los almidones nativos (Jobling, 2004; Vilar, 2017).

El almidón es un biopolímero y consta de dos componentes principales: amilosa y amilopectina (Figura 4) (Pérez y Bertoft, 2010). La amilopectina (AP) es el componente principal en la mayoría de los almidones, su estructura es ampliamente ramificada consta de cadenas cortas de unidades de D-glucosa con enlaces α -(1,4) que están interconectadas a través de enlaces α -(1,6), y la amilosa (AM) se encuentra presente del 15 al 35% del peso del almidón, es lineal con cadenas mucho más largas en comparación con la AP, aunque una fracción de AM está ligeramente ramificada (Vamadevan y Bertoft, 2015).

Las propiedades químicas y físicas de los gránulos de almidón nativo rigen la funcionalidad del almidón en la mayoría de los alimentos procesados. La estructura del gránulo de almidón en los alimentos se considera un factor importante que contribuye a su digestibilidad y disponibilidad como carbohidrato nutricional (Sahai y Jackson, 1996).

2.3.1 Almidón nativo de maíz

El maíz (*Zea mays* L.) pertenece a la familia de las gramíneas Poaceae (Gramineae), tribu Maydeae. El maíz cultivado es una planta totalmente domesticada y es una de las especies de plantas alimenticias más productivas, así como la mayor producción de carbohidratos (García y Serna, 2019).

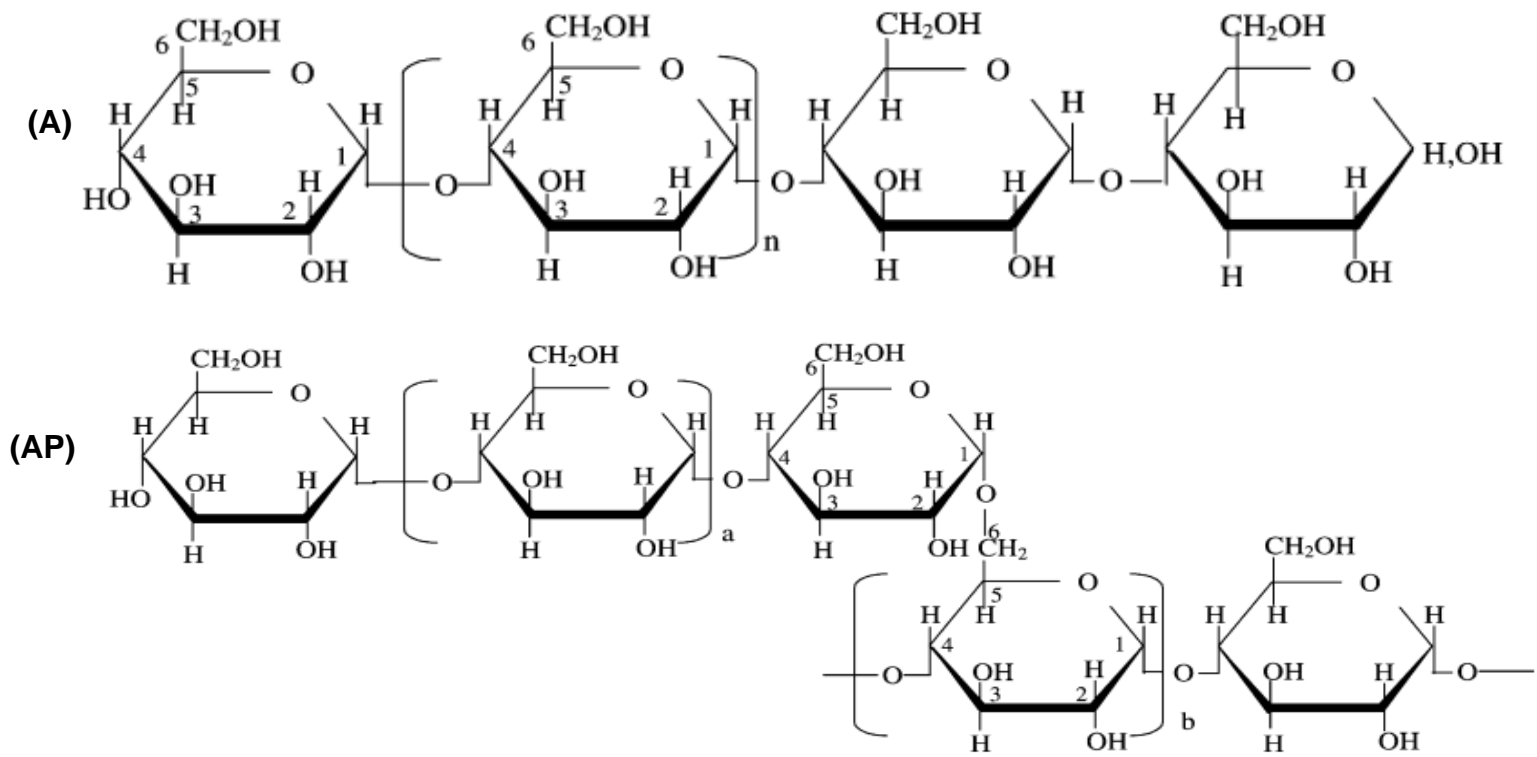


Figura 4. Estructura de los polímeros que conforman el granulo de almidón amilosa(A) y amilopectina (AP)

Fuente: Vamadevan y Bertoft, 2015

El almidón de maíz es un ingrediente muy importante para la industria alimentaria, utilizándolo como espesante, agente gelificante, agente de carga y agente de retención de agua (Sandhu y Singh, 2007).

El grano de maíz está compuesto principalmente por almidón, constituye hasta el 72-73% del peso del grano, distribuido en amilosa (25-30%) y amilopectina (70-75%). Este carbohidrato tiene estructura helicoidal y está unido a través de enlaces α -1,4, además proporciona energía disponible para el metabolismo oxidativo (Urango, 2018).

Los gránulos de almidón de maíz se hinchan cuando se calientan en exceso de agua y su fracción de volumen y morfología juegan un papel significativo en el comportamiento reológico de las dispersiones de almidón, así como en la retrogradación del almidón, la cual se define como el proceso que sucede cuando las cadenas moleculares en los almidones gelatinizados se reasocian en una estructura ordenada (Sandhu y Singh, 2007). En el proceso de retrogradación, la amilosa forma asociaciones de doble hélice de 40 a 70 unidades de glucosa, mientras que la cristalización de la amilopectina ocurre por reasociación de las ramas cortas más externas (Jane y Robyt, 1984; Ring et al., 1987).

Es importante mencionar que la aplicación y uso de este almidón en su forma nativa dentro de la industria alimentaria se ve limitada debido a las propiedades fisicoquímicas y funcionales que posee, por esa razón se recurre a las modificaciones de los almidones nativos para mejorar sus propiedades y ampliar así su uso dentro de la industria.

2.3.2 Almidones modificados

Los almidones son recursos abundantes, renovables y polímeros biodegradables, con el medio ambiente y con un costo relativamente bajo. Las propiedades de los almidones nativos pueden no ser favorables para su aplicación en la industria alimentaria, pero existen diversos enfoques para modificar las propiedades de los almidones para cumplir con estudios específicos. Esto se hace referencia a las modificaciones físicas, químicas y enzimáticas que son sometidos los almidones para mejorar las propiedades.

✓ Modificaciones físicas

Las modificaciones físicas de los almidones consisten en mejorar su solubilidad en agua y cambiar el tamaño de las partículas. El calentamiento o tratamiento químico para dispersar los gránulos puede ser una dificultad para algunas aplicaciones (Jane, 1995).

✓ Modificación química

Una modificación química se realiza mediante la introducción de un grupo funcional en la molécula (amilosa y amilopectina) que provoca un cambio en las propiedades fisicoquímicas de este. Las modificaciones químicas ayudan a la estabilización de enlaces intra e intermoleculares en diferentes ubicaciones y posiciones dando como resultado una modificación reflexiva en la gelatinización, composición proximal, pegajosidad y retrogradación del granulo de almidón nativo (Zia et al., 2017).

✓ Modificación enzimática

La modificación enzimática del almidón consiste en la utilización de enzimas que tiene como finalidad hidrolizar el almidón, como la α -amilasa, pululanasa y glucoamilasa. Estas enzimas hidrolizan los enlaces glucosídicos α -1,4 o α -1,6 en la amilosa y la amilopectina, respectivamente, rompiendo el enlace glucosídico y usando una molécula de agua como sustrato aceptor. También, estas enzimas rompen enlaces glucosídicos, pero en lugar de agua utilizan otro oligosacárido como sustrato aceptor y forman un nuevo enlace glucosídico (Van der Maarel et al., 2005).

La utilización de almidones modificados tiene mayor aplicación, ya que nos brinda ventajas adiciones aparte de utilizarlo como un material de soporte. En el Cuadro 3 se muestran algunas investigaciones de uso.

2.3.3 Almidón modificado de maíz (Polar Tex)

PolarTex es un aditivo fabricado por Cargil, el cual es un almidón de maíz doblemente modificado químicamente y es identificado como E1442 con el nombre Fosfato Dialmidón Hidroxipropilado.

Es considerado un espesante, apelmazante, soporte para aditivos y agente de recubrimiento. Puede ser de origen natural o de origen sintético derivado de almidón de maíz transgénico. También se emplea para darle mayor estabilidad a productos congelados que necesitan mantener la misma textura y apariencia cuando estos alimentos son descongelados (Alimentarios, 2021).

Cuadro 3. Estudio de almidón modificado como agente encapsulante de compuestos bioactivos

Autor y Año	Material de soporte	Compuesto bioactivo	Método de encapsulación	Resultados
Kshirsagar & Singhal (2008)	Almidón modificado de maíz (hidroxipropilado)	Aceite de naranja y aceite de limón	Secado por aspersión	Se observó que el material de soporte mostró una eficiencia mayor en el aceite de limón que en comparación del aceite de naranja.
Arteaga et al. (2015)	Almidón modificado de maíz (entrecruzamiento) Goma arábica	Antioxidantes y Antocianinas	Secado por aspersión	Se obtuvo un mejor rendimiento como agente de soporte, mezclando a la goma arábica y al almidón modificado.
López & Vargas (2018)	Almidón de maíz	Vitamina C	Secado por aspersión	Las microcápsulas formadas por almidón modificado de maíz enzimáticamente mejoran la estabilidad durante el tiempo de almacenamiento.
Rehman et al. (2021)	Almidón modificado de maíz	Antocianina	Secado por aspersión	Las microcápsulas recubiertas de HCP (Succinato de almidón modificado de maíz octenilo) ofrecieron una mayor retención de compuestos bioactivos atrapados durante el almacenamiento a 40 °C durante 4 semanas de almacenamiento.

Se utiliza en amplia gama de productos como son: salsas, mayonesas, cremas, sopas, pastas, snacks, nata para cocinar, quesos, lácteos, yogurt, flanes, natillas, postres, dulces variados, caramelos, gominolas, golosinas, cacao en polvo, preparados de verdura, rellenos de pasteles, refrescos, gaseosas, sodas, zumos, jugos, derivados cárnicos y productos congelados (Alimentarios, 2021; Cargil, 2022).

Polar Tex cuenta con una ficha técnica donde se describe el producto, estudios realizados, aplicación y condiciones. El uso de este aditivo en los alimentos brinda grandes ventajas, por esa razón se busca la implementación como un material encapsulante.

El uso de almidones modificados como materiales de soporte en la encapsulación ha tenido mucho interés en investigaciones con almidones modificados. En la actualidad, la industria alimentaria busca tener nuevos productos que brinden un beneficio para el consumidor, por esa razón se busca la implementación de compuestos bioactivos con el objetivo de tener una mejora en la salud humana.

La encapsulación de compuestos bioactivos y algunos microorganismos nos permite proteger el material encapsulante de las condiciones ambientales como la humedad, oxígeno, luz, radicales libres y a tener una vida útil larga.

2.4 Flor de jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L)

La flor de jamaica es una especie vegetal con distintas propiedades y múltiples usos, originaria de África (SADER, 2021). Su nombre científico es *Hibiscus sabdariffa* L, también conocido como rosella o roselle, es un subarbusto herbáceo perteneciente a la familia Malvaceae que se cultiva en partes tropicales y subtropicales del mundo (Singh et al., 2021).

Es un cultivo que tiene una gran atracción por sus propiedades terapéuticas y múltiples usos. Es consumida tradicionalmente como extracto acuoso para preparar bebidas refrescantes, así como mermeladas, jaleas, licores, harinas para galletas, y muchas más. En los últimos años ha tenido un uso potencial en el área farmacológica debido a los beneficios que produce como medicina alternativa, atribuyéndole propiedades diuréticas, antifebriles, antiolesterómicas y antihipertensivas (Cauch et al., 2020).

2.4.1 Composición nutricional del *Hibiscus sabdariffa L.*

Los cálices de *Hibiscus sabdariffa L* de diferentes regiones contienen hasta 29.53 - 87% de carbohidratos, 7.4 – 12.3% de cenizas, 5.5 – 9.14% de proteínas y 0.47 – 1.32% de grasa en peso seco. Además, los cálices de roselle son ricos en fibra dietética, ácidos orgánicos y compuestos bioactivos. El total de compuestos fenólicos, flavonoides y antocianinas en los cálices de roselle se cuantifica como 10.44 a 19.75 mg de equivalentes de ácido gálico / g, 5.8 a 42.57 mg de equivalentes de catequina / g, y 4.45 a 5.39 mg de cianidina-3-*-glucósido* / g de cálices secos, respectivamente (Singh et al., 2021).

Se ha demostrado que los extractos acuosos y metanólicos de los cálices de *Hibiscus sabdariffa L* contienen delphinidin 3-O-sambubiósido y cianidin 3-O sambubiósido como los principales compuestos bioactivos, seguidos del ácido clorogénico, hidroxycumarina, ácido gálico, catequina y epicatequina. El ácido de hibisco y el ácido hidroxycítrico (HCA) se identifican como dos ácidos orgánicos principales en el extracto acuoso y metanólico (Fernández-Arroyo et al., 2011).

Los cálices de *Hibiscus sabdariffa L* también contienen ácidos ascórbico, cítrico, málico y tartárico, que contribuyen a su sabor ácido (Izquierdo et al., 2020). Estos compuestos bioactivos y ácidos orgánicos se atribuyen a las propiedades bioactivas reportadas como las propiedades antioxidantes, antiinflamatorias, antilipidémicas y antidiabéticas de la roselle. Actualmente, el extracto de cálices de roselle se considera un potencial agente terapéutico para el tratamiento de enfermedades crónicas como la diabetes, las enfermedades cardiovasculares y la obesidad (Cuadro 4) (Singh et al., 2021).

2.5 Compuestos bioactivos

Recientemente ha crecido el interés por el estudio de varios compuestos bioactivos que cuentan con posibles actividades antioxidantes, anticancerígenas y antiinflamatorias con el objetivo de utilizar diferentes modelos *in vitro* e *in vivo*, así como ensayos clínicos para ver su posible efecto.

Los compuestos bioactivos son considerados metabolitos secundarios que provocan efectos farmacológicos y toxicológicos (Bernhoft et al., 2010), se creen que son ingredientes no nutricionales pero vitales para el mantenimiento de la salud humana. En el Cuadro 5 se muestran estudios *in vitro* del efecto de compuestos bioactivos en la salud (Patil et al., 2009).

Cuadro 4. Investigaciones de encapsulación de compuestos bioactivos de *Hibiscus sabdariffa L.*

Autor y Año	Compuesto bioactivo	Material de soporte	Método de encapsulación	Resultados
Moura et al. (2017)	Extracto de <i>Hibiscus</i> (Antocianinas)	Pectinas	Secado por aspersión	La encapsulación provocó una mayor estabilidad a la temperatura en comparación con el extracto libre.
Gómez et al. (2018)	Extracto de <i>Hibiscus sabdariffa L.</i>	Almidón de achira modificado por hidrólisis, succinación y extrusión	Secado por aspersión	El extracto de <i>Hibiscus sabdariffa L</i> libre y microencapsulado exhibió actividad antimicrobiana principalmente contra <i>Listeria monocytogenes</i> , <i>Escherichia coli</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> y <i>Salmonella tiphymurium</i> .
Nguyen et al. (2018)	Extractos de <i>Hibiscus sabdariffa L.</i>	Células de levadura	Secado por aspersión	Muestran que las células de levadura son un buen medio de encapsulación de pigmentos con fines colorantes y que proporcionan a las antocianinas una buena protección siempre que sus enzimas estén inactivadas.
Basilio et al. (2021)	Extracto acetónico de <i>Hibiscus sabdariffa L.</i>	Almidón modificado de maíz y pectina	Secado por aspersión	El material de soporte demostró una alta eficiencia de encapsulación debido al sinergismo entre ambos polisacáridos y compuestos polares con actividad antimicrobiana obtenida de ambos disolventes del extracto de <i>Hibiscus sabdariffa L</i> dando lugar a una conformación polimérica estructural para una mejor difusión del compuesto activo al medio.

Cuadro 5. Estudio *in Vitro* de compuestos bioactivos

Autor	Compuesto Bioactivo	Beneficio	Estudio
Kucuk et al. (2001)	β -caroteno y licopeno	Prevención del cáncer de próstata	Estudio aleatorizado de fase II (26 sujetos con cáncer de próstata recién diagnosticado). Protección contra mutagenicidad y genotoxicidad, inhibición de marcadores bioquímicos de iniciación de tumores, inhibición de marcadores bioquímicos de promoción de tumores, efectos sobre las enzimas de desintoxicación, captura de metabolitos activados de carcinógenos y actividad antioxidante y de eliminación de radicales libres.
Mukhtar & Ahmad (2000)	Galato de epigallocatequina (EGCG)	Anticancerígeno	Estudio aleatorizado de fase II (26 sujetos con cáncer de próstata recién diagnosticado). Protección contra mutagenicidad y genotoxicidad, inhibición de marcadores bioquímicos de iniciación de tumores, inhibición de marcadores bioquímicos de promoción de tumores, efectos sobre las enzimas de desintoxicación, captura de metabolitos activados de carcinógenos y actividad antioxidante y de eliminación de radicales libres.
Cragg & Newman (2005)	Podophyllotoxin (mayapple)	Cáncer de mama	Inducción de apoptosis.
Raz et al. (2004)	Fructosa y proantocianidina (arándano)	Infecciones del tracto urinario	Acidificar la orina y prevenir la adhesión de microbios en el tracto urinario

III. JUSTIFICACIÓN

El uso de los compuestos bioactivos ha incrementado en los últimos años, ya que se ha demostrado que dichos compuestos presentan un efecto positivo a la salud de los consumidores durante la prevención y tratamiento de enfermedades crónico-degenerativas como es el cáncer y las enfermedades cardiovasculares.

Debido a esto, ha crecido el interés por encontrar nuevas alternativas para mantener y proteger las propiedades bioactivas de dichos compuestos. Con frecuencia la encapsulación ha llegado a ser uno de los métodos más utilizados para evitar la degradación de sustancias bioactivas, ya que este proceso permite introducir estos compuestos a una gran variedad de matrices alimentarias, con la finalidad de darle un valor agregado a estas.

El uso del almidón como material soporte en el proceso de encapsulación ha incrementado en los últimos años gracias a las cualidades que posee y a su versatilidad.

Por las razones antes mencionadas, la encapsulación de los compuestos bioactivos de *Hibiscus sabdariffa* L. usando almidón de maíz doblemente modificado como material pared, se presenta como una alternativa para proteger las propiedades bioactivas de dichos compuestos.

IV. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

Evaluar el almidón de maíz doblemente modificado como agente encapsulante del extracto de *Hibiscus sabdariffa* L.

4.2 Objetivos específicos

- ✓ Caracterizar morfológica, térmica y reológicamente el almidón de maíz modificado.
- ✓ Extraer y cuantificar compuestos bioactivos de la flor de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.).
- ✓ Obtener microcápsulas mediante secado por aspersion, utilizando almidón modificado y evaluar el rendimiento de encapsulación.
- ✓ Evaluar la estabilidad de los compuestos bioactivos encapsulados con almidón modificado de maíz.

V. HIPÓTESIS

El almidón de maíz doblemente modificado protegerá los compuestos bioactivos de *Hibiscus sabdariffa L* de los factores ambientales como el oxígeno, luz, humedad y calor evitando la degradación de estos.

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 Materiales

El almidón modificado de maíz (PorlaTex) fue adquirido de la empresa Cargil de Estados Unidos. Los calices de *Hibiscus sabdariffa L.* fueron obtenidos de Coyuca de Benítez del estado de Guerrero.

6.2 Métodos

En las Figuras 5, 6 y 7 se muestran los diagramas de la metodología para la caracterización del almidón modificado, la obtención y cuantificación del extracto de *Hibiscus sabdariffa L.* y caracterización de las microcápsulas.

6.2.1 Caracterización del almidón modificado de maíz

6.2.1.1 Caracterización morfológica

Para determinar la morfología de los gránulos de almidón se utilizó el método reportado por Lozano et al. (2010). La muestra de almidón se espolvoreada sobre una cinta de carbón de doble adhesión, la cual se fijó previamente sobre un portamuestras de aluminio. Las muestras se cubrieron con una capa de oro. Posteriormente las muestras fueron observadas al microscopio electrónico de barrido a un voltaje de aceleración de 20 kV (JEOL JSM-5800LV) a 1000X y 4000X (resoluciones).

6.2.1.2 Caracterización térmica

Las propiedades térmicas del almidón modificado fueron determinadas empleando un calorímetro diferencial de barrido (modelo Q200, TA, New Castle, DE, EE. UU DSC). Se evaluaron de acuerdo con el método propuesto por Paredes et al. (1994). Se pesaron 2 mg de muestra (en base seca, mínimo tres réplicas) dentro de una charola de aluminio, posteriormente se le adicionaron 7 μ L de agua desionizada. La charola se selló

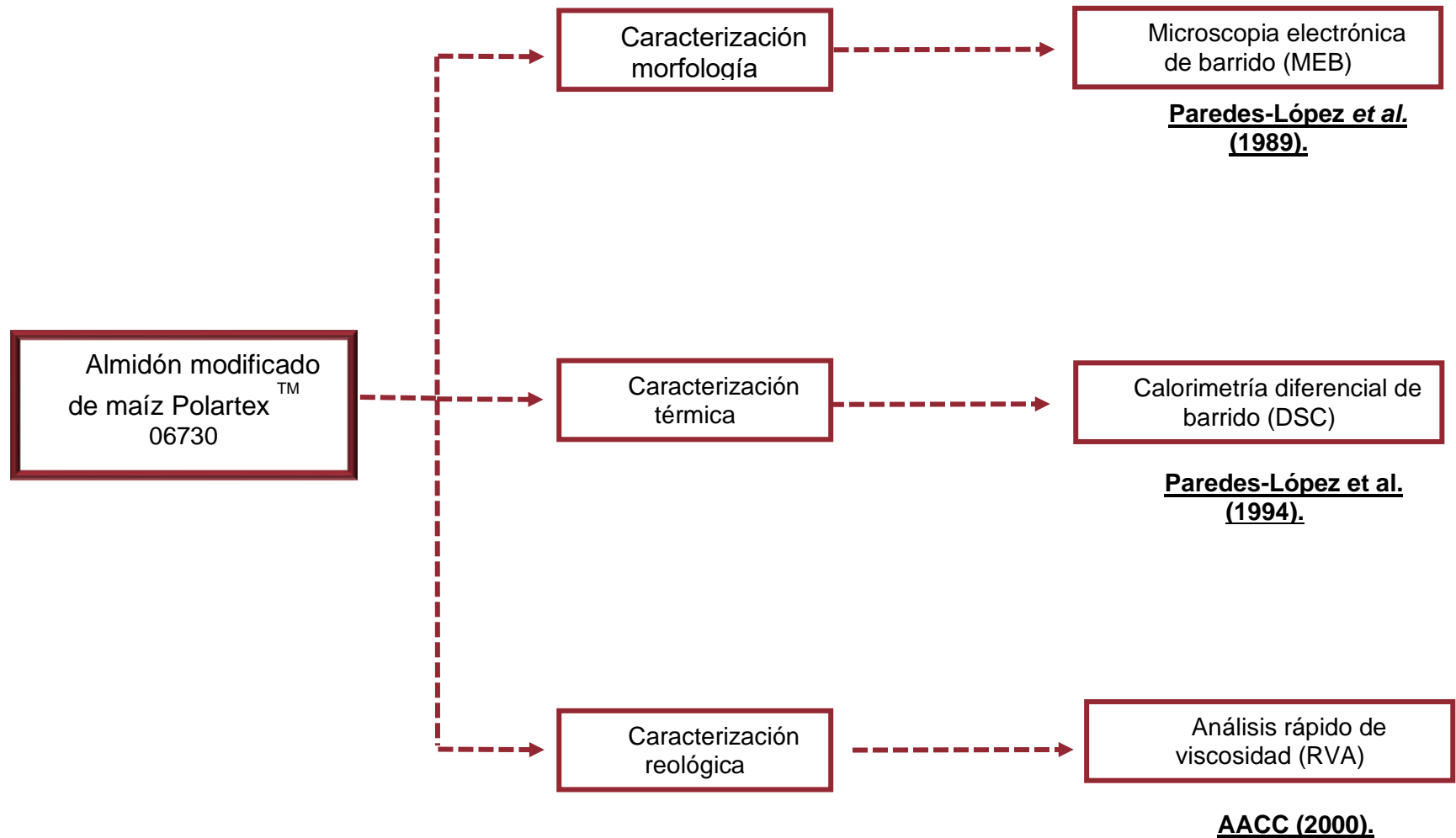


Figura 5. Diagrama de la primera etapa experimental (caracterización del almidón modificado)

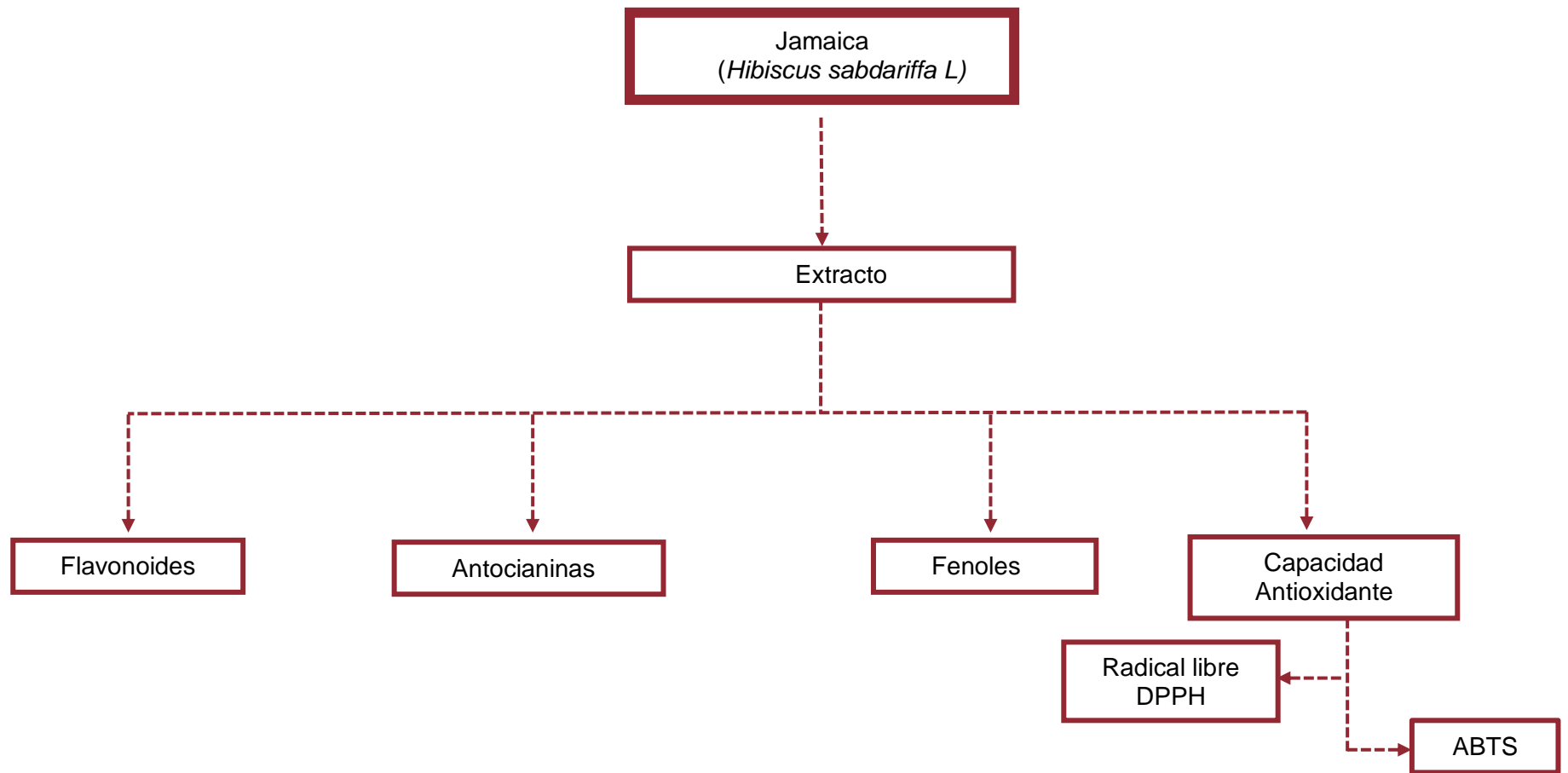


Figura 6. Diagrama de la segunda etapa experimental, extracción y cuantificación de *Hibiscus sabdariffa L*

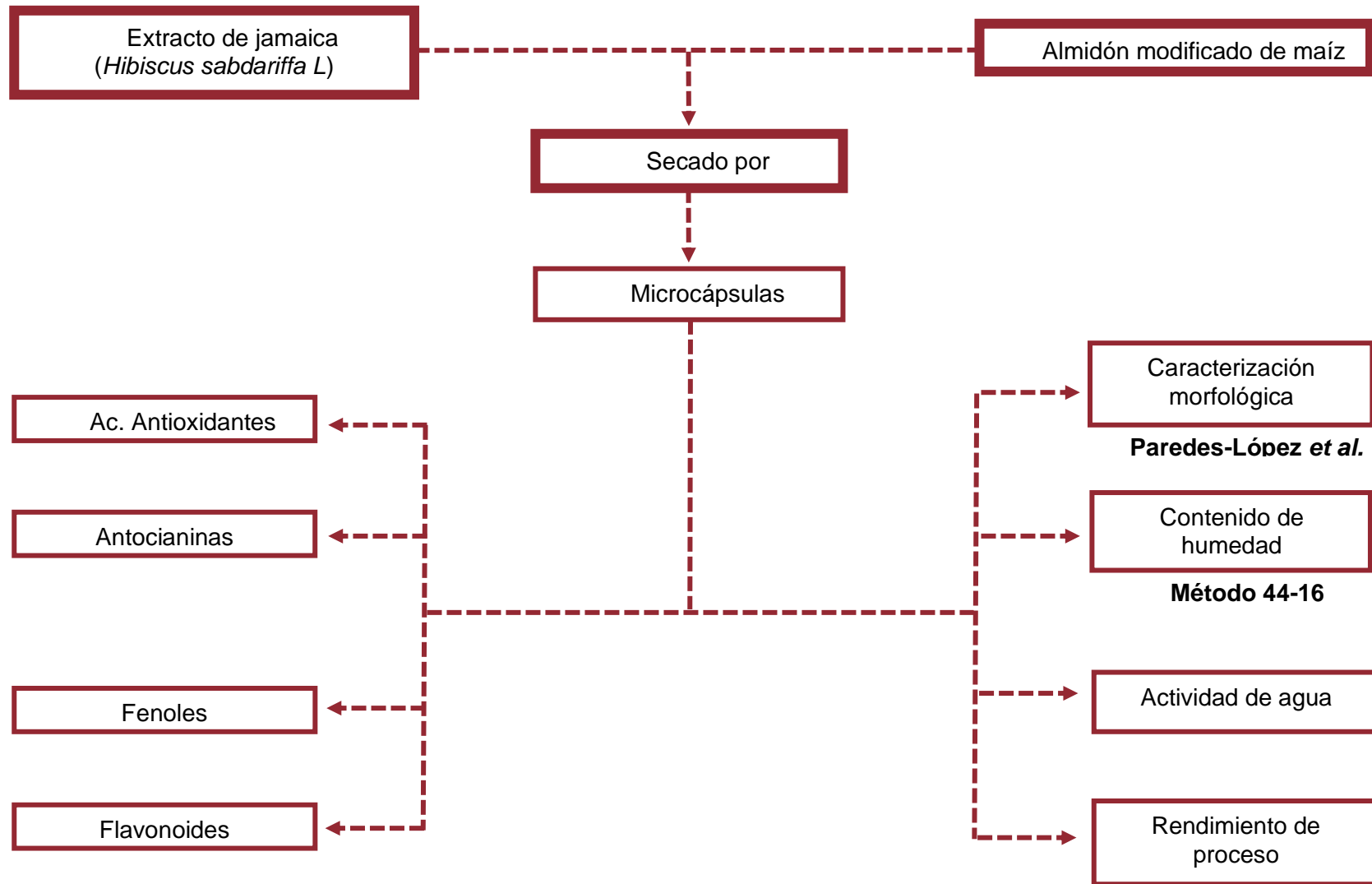


Figura 7. Diagrama de la tercera etapa experimental, encapsulación del extracto de jamaica y caracterización de los encapsulados

herméticamente y se dejó hidratar por 30 minutos antes de realizar el análisis. Como referencia se utilizó una charola vacía. La muestra se sometió a una rampa de calentamiento de 30 a 120 °C a una velocidad de calentamiento de 10 °C/minutos. La temperatura de inicio (Ti), la temperatura pico (Tp), la temperatura final (Tf), así como la entalpía (ΔH) se obtuvieron directamente del análisis que se realizó con el software TA Instruments, versión 4. 4^a

6.2.1.3 Caracterización de perfil de viscosidad

Para determinar el perfil de viscosidad de las dispersiones de almidón modificado, se empleó la técnica propuesta por la AACC (2000). Se prepararon suspensiones de almidones al 12.6 % (p/v) de sólidos totales, 28.5 g en total fueron transferidos al tazón del analizador rápido de viscosidad (modelo RVA 4500 Perten Instruments, Kungens, Suecia), el cual se programó a un ciclo de calentamiento-cocción-enfriamiento, iniciando a 50 °C hasta 90 °C, a una velocidad de calentamiento de 8 °C/minuto y una velocidad de agitación de 160 rpm.

6.2.2 Obtención del extracto de *Hibiscus sabdariffa L.*

Para la obtención del extracto de *Hibiscus sabdariffa L.*, se colocó 100 ml de agua destilada en un vaso precipitado hasta llegar a punto de ebullición, posteriormente se adicionaron 10g de cálices y se dejaron durante 10 minutos transcurrido este tiempo se dejó enfriar y posteriormente se filtró con papel Whatman #4. El extracto se almacenó en refrigeración para sus respectivos análisis.

6.2.3 Cuantificación de compuestos bioactivos del extracto

6.2.3.1 Cuantificación de compuestos fenólicos totales

Los compuestos fenólicos totales se determinaron a través del método de Folin-Ciocalteu siguiendo la metodología descrita por Pękal y Pyrzynska (2014), con modificaciones de Vargas et al. (2018). En microtubos se colocaron 250 μ L de los diferentes extractos, 625 μ L del reactivo de Folin-Ciocalteu 1:10 y 500 μ L de Na_2CO_3 al 7.5%, se

agitó y se dejaron en reposo por 2 horas, posteriormente se midió la absorbancia a 760 nm. Para determinar la concentración del extracto se utilizó una curva estándar de 0 a 50 mg de EAG/mL de ácido gálico (AG) y el resultado se expresó como mg equivalentes de AG por 100 g de cáliz de flor de jamaica.

6.2.3.1.2 Cuantificación de flavonoides

El contenido de flavonoides totales se determinó siguiendo la metodología descrita por Pękal y Pyrzyńska (2014), con modificaciones de Vargas et al. (2018). De cada extracto se tomaron 1000 μ L y fueron colocados en microtubos a los cuales se les adicionaron 100 μ L de cloruro de aluminio ($AlCl_3$) al 10%, se dejaron en reposo por 1 hora, llegando el tiempo se midió la absorbancia a 425 nm. Los resultados fueron expresados en mg equivalentes de quercetina en 100 g de cáliz de flor de jamaica, utilizando una curva de 0 a 30 mg equivalentes de quercetina.

6.2.3.1.3 Cuantificación de antocianinas

La determinación de antocianinas monoméricas totales se determinó de acuerdo con la metodología descrita por Giusti and Wrolstad (1996), con algunas modificaciones realizadas por Del Carpio et al. (2009), en un microtubo se colocó 1.8 mL de solución buffer (cloruro de potasio) pH 1 y en otro, 1.8 mL de solución buffer (acetato de sodio) pH 4.5, a cada tubo se le adiciono 200 μ L de extracto y se le midió la absorbancia a 510 nm y a 700 nm en el espectrofotómetro, usando como blanco el buffer correspondiente.

La absorbancia final (A_F) se calculó con la siguiente ecuación:

$$A_F = (A_{510nm} - A_{700nm})_{pH\ 1.0} - (A_{510nm} - A_{700nm})_{pH\ 4.5}$$

El valor de la absorbancia se sustituyó en la siguiente ecuación para obtener la concentración de antocianinas:

$$\text{Antocianinas monoméricas} \left(\frac{\text{mg}}{\text{L}} \right) = \frac{A * PM * FD * 1000}{\xi * 1}$$

Donde ξ y PM, corresponden a la absorptividad molar y peso molecular de la antocianina que predomina en la muestra y FD es el factor de dilución (volumen total/volumen de extracto). Dado que una de las antocianinas predominantes en *Hibiscus sabdariffa L.* es la cianidina-3-glucósido, se utilizaron su absorptividad molar (ξ : 26,900) y peso molecular de 449.2 g/mol. El resultado obtenido se expresó como mg equivalentes de cianidina-3-glucósido en 100 g de cáliz de flor de jamaica.

6.2.3.1.4 Capacidad antioxidante

6.2.3.1.4.1 Método de DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo)

La determinación de la capacidad antioxidante por el método de DPPH se realizó de acuerdo con lo descrito por Brand-Williams et al. (1995). Se preparó una solución de DPPH la cual se colocó en agitación constante en la oscuridad alrededor de 2 horas, después se ajustó con metanol puro a una absorbancia de 500 nm. Después se tomaron 0.3 mL del extracto de la flor de jamaica y se le adiciono 2.7 mL de la disolución de DPPH, se agitó y se dejó en reposo en la oscuridad por 30 minutos, posteriormente se midió la absorbancia en un espectrofotómetro (modelo GENESYS 10S VIS) a 517 nm. Para determinar la actividad antioxidante, se preparó una curva patrón de Trolox. Los resultados fueron expresados como μmol equivalente Trolox/g.

6.2.3.1.4.2 Método de ABTS (2,2'-azino-bis (3-etil benzotiazolin-6-sulfonato de amonio))

La capacidad antioxidante por el método de ABTS fue determinada con el método descrito por Rioja et al. (2018) con algunas modificaciones. Se preparó una solución de ABTS 7mM y se mezcló una solución de persulfato de potasio 2.42mM, posteriormente se diluyó en un buffer de acetatos (pH 4.5, 20mM), manteniéndolo en agitación por 16 horas y en la obscuridad. Posteriormente se ajustó la solución de ABTS a una absorbancia de 700 nm. A 150 μL del extracto de *Hibiscus sabdariffa L.* y se adicionaron 2850 μL de la solución de ABTS ajustada, la mezcla se agitó y se dejó reposar durante 7 minutos. Después del tiempo transcurrido se midió la absorbancia en un espectrofotómetro (modelo GENESYS 10S VIS) a 734 nm. Para determinar la capacidad antioxidante se preparó una curva estándar de Trolox. Los resultados fueron expresados como μmol equivalente Trolox/g.

6.2.4 Encapsulación del extracto

Previo a la encapsulación, se obtuvo el extracto de *Hibiscus sabdariffa L.*, de acuerdo con lo descrito en el punto 6.2.2 y posteriormente se le adicionó el almidón modificado de maíz manteniéndolo en agitación durante 5 minutos. El proceso de encapsulación se llevó a cabo utilizando un secador por aspersion (Mini Spray B-290, BÜCHI Corporation, New Castle, DE), donde se utilizaron dos temperaturas de entrada 100 y 150 °C, con una concentración del material pared de 12.6% y un flujo de alimentación de 7 mL/minutos.

Los extractos secos se obtuvieron en las condiciones de secado antes mencionadas, cabe indicar que la concentración del extracto es de 5%.

6.2.5 Caracterización de los encapsulados

6.2.5.1 Rendimiento del proceso de encapsulación (RP)

Se determinó el porcentaje del proceso de encapsulación y de extracto seco, donde se toma en cuenta los gramos de muestra utilizados y lo que se obtienen después del proceso de secado por aspersion. El porcentaje de rendimiento se obtuvo utilizando la siguiente ecuación:

$$\%RP = \frac{M_f}{M_i} * 100$$

Donde:

%RP: porcentaje de rendimiento de proceso

M_f: Peso de muestra final (lo obtenido del secador)

M_i: Peso inicial del proceso

6.2.5.2 Caracterización morfológica de los encapsulados

Para conocer la morfología de los encapsulados se utilizó el método descrito, en el apartado de 6.2.1.1.

6.2.5.3 Contenido de humedad para los encapsulados y extracto seco.

Se determinó el contenido de humedad mediante el método 44-16 reportado por la AACC (2013). En charolas de aluminio se pesó 1 g de los encapsulados y el extracto seco y se dejaron en un horno de aire caliente (modelo DHG-9075A) a 130 ° C durante 1 hora. El porcentaje de humedad se obtuvo de la siguiente forma:

$$\%H = (M_1 - M_2) \frac{100}{M_1 - M_0}$$

Donde:

%H: porcentaje de humedad

M₀: peso de la charola de aluminio

M₁: peso de la charola de aluminio + la muestra

M₂: peso de la charola de aluminio + la muestra seca

6.2.5.4 Actividad de agua (aw)

La determinación de aw se realizó con el equipo Aqua LAB V. 2.2 (Modelo 3TE), donde se llevó a cabo la calibración del equipo por medio de carbón activo (aw<0.500) y después con agua destilada (aw=1.000±0.003); a continuación, se pesó 1 gramo de los encapsulados y extractos secos en las charolas de plástico, las muestras se introdujeron al equipo hasta obtener la lectura de estas.

6.2.5.5 Cuantificación de compuestos bioactivos

6.2.5.5.1 Cuantificación de compuestos fenólicos totales

Para la determinación de compuestos fenólicos de los encapsulados y del extracto seco, se pesaron 30 mg de muestra y se disolvieron en 2.2 mL de agua destilada y se dejó en agitación durante 30 minutos, con la finalidad de romper la cápsula. Después se centrifugaron las muestras a 3500 rpm durante 15 minutos a una temperatura de -5 °C para

recuperar el sobrenadante, la técnica utilizada se encuentra descrita en el apartado 6.2.3.1.1.

6.2.5.5.2 Cuantificación de flavonoides

Para la cuantificación de flavonoides de los encapsulados y extracto seco se pesaron 30 mg de cada muestra con 2.2 mL de agua destilada y se dejó en agitación durante 30 minutos, con la finalidad de romper la cápsula. Después se centrifugaron las muestras a 3500 rpm durante 15 minutos a una temperatura de -5 °C para recuperar el sobrenadante, la técnica utilizada se encuentra explicada en el apartado 6.2.3.1.2.

6.2.5.5.3 Contenido de antocianinas

Se determinó el contenido de antocianinas de los encapsulados y extracto seco se pesaron 30 mg de cada muestra con 2.2 mL de agua destilada y se dejó en agitación durante 30 minutos, con la finalidad de romper la cápsula. Después se centrifugaron las muestras a 3500 rpm durante 15 min a una temperatura de -5 °C para recuperar el sobrenadante, la técnica utilizada se encuentra explicada en el apartado 6.2.3.1.3.

6.2.5.5.4 Capacidad antioxidante

6.2.5.5.4.1 Método DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo)

Para determinar la capacidad antioxidante por el método de DPPH de los encapsulados y extracto seco se pesaron 30 mg de cada muestra con 2.2 mL de agua destilada y se dejó en agitación durante 30 minutos, con la finalidad de romper la cápsula. Después se centrifugaron las muestras a 3500 rpm durante 15 min a una temperatura de -5 °C para recuperar el sobrenadante, la técnica utilizada se encuentra explicada en el apartado 6.2.3.1.4.1.

6.2.5.5.4.2 Método ABTS (2,2'-azino-bis (3-etil benzotiazolin-6-sulfonato de amonio))

Para determinar la capacidad antioxidante por el método de ABTS se pesaron 30 mg de cada muestra (encapsulados y extracto seco), se adicionaron 2.2 mL de agua destilada y se dejó en agitación durante 30 minutos. Después se centrifugaron las muestras a 3500

rpm durante 15 min a una temperatura de -5 °C para recuperar el sobrenadante para posterior determinación de actividad antioxidante. La técnica utilizada se encuentra descrita en el apartado 6.2.3.1.4.2.

6.2.6 Análisis estadístico

El análisis de los datos se realizó mediante un análisis de varianza (ANOVA) de una vía con un nivel de significancia del 95% ($\alpha= 0.05$). Para encontrar diferencias estadísticas significativas ($p\leq 0.05$) entre las medias de los tratamientos se utilizó el método de comparaciones múltiples de Tukey. El análisis de los datos se realizó utilizando el programa estadístico SigmaPlot 12.5.

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1 Caracterización del almidón modificado de maíz

7.1.1 Caracterización morfológica

En la Figura 8 se puede observar las imágenes del estudio de microscopía electrónica de barrido del almidón modificado de maíz. Donde se puede observar que en su mayoría los gránulos de almidón tienen una morfología de tipo poliédrica, también se observan gránulos redondos, y truncados, además se pueden observar algunos orificios en la superficie de los gránulos, estas características coinciden con lo reportado en la literatura para el almidón de maíz López et al. (2010) reportó resultados similares para el almidón de maíz modificado químicamente (acetilación, entrecruzamiento, hidroxipropilado y entrecruzamiento).

7.1.2 Caracterización térmica

En el Cuadro 6 se muestran los datos obtenidos en el estudio de calorimetría diferencial de barrido para el almidón modificado de maíz, donde se puede observar una temperatura de gelatinización de 68.5 °C y una entalpía de 8.32 J/g Agama et al. (2005) reportaron temperaturas de gelatinización, en diferentes tipos de almidón de maíz nativo, superiores (72.8 a 73.1 °C) a las encontradas en este trabajo. No obstante, la disminución en la temperatura de gelatinización se debe a las modificaciones químicas ya que al incorporar el grupo hidroxipropilo el cual es más voluminoso que el grupo hidroxilo, hace que algunos enlaces se rompan o debiliten, dejando así que el agua entre más rápido al gránulo del almidón, presentado un descenso en la temperatura de gelatinización y en la entalpía de gelatinización, ya que se necesita una menos energía para que el gránulo colapse. Este mismo comportamiento fue observado por López et al. (2010) donde reportan un descenso en la temperatura de gelatinización (67.23 °C) en un almidón modificado de maíz por (acetilación, entrecruzamiento e hidroxipropilación).

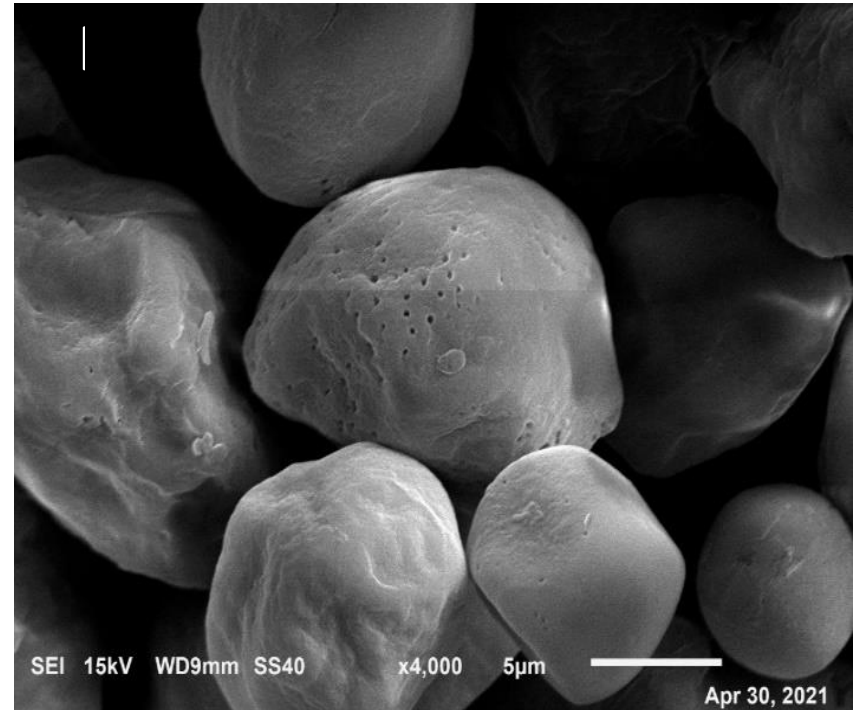
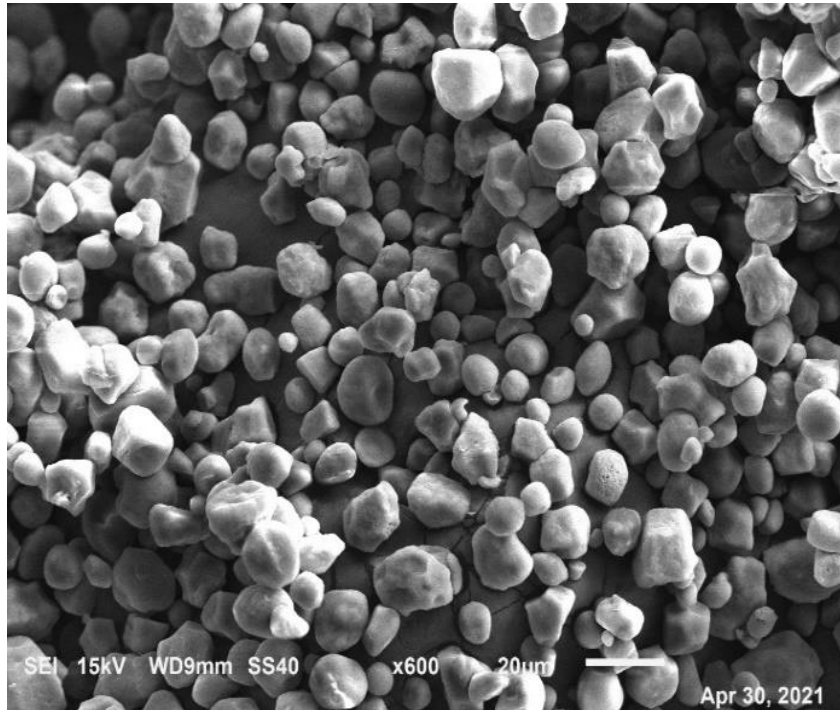


Figura 8. Micrografías electrónicas de barrido del almidón modificado de maíz 600X (a) y 4,000X (b)

Cuadro 6. Propiedades térmicas del almidón modificado de maíz

Almidón	Ti	Tp	Tf	Entalpía
	°C			(J/g)
Polartex	64.46 ± 0.160	68.50 ± 0.112	74.50 ± 0.473	8.32 ± 1.480

Promedio de tres repeticiones ± desviación estándar.
Tp: Temperatura de pico o promedio de gelatinización;
 ΔH : Entalpía de gelatinización.
Ti: Temperatura de inicio
Tf: Temperatura final

7.1.3 Análisis rápido de viscosidad (RVA)

En el Cuadro 7 se muestran los parámetros de análisis rápido de viscosidad del almidón de maíz modificado. Donde se obtuvo un pico máximo de viscosidad de 11,846 cp, este valor de viscosidad se podría atribuir al tipo de modificación química que se reporta, ya que existen reportes de que la viscosidad del almidón nativo de maíz es menor (López et al., 2010) a la que se encontró en este trabajo. Cabe mencionar que al presentarse una viscosidad elevada no se ve comprometido el proceso de secado por aspersion, ya que es necesario un mayor tiempo de contacto para que el almidón pueda alcanzar la viscosidad y obstruya los orificios.

7.2 Caracterización de los encapsulados

7.2.1 Caracterización morfológica

En la Figura 9a y 9c se observan las micrográficas de los extractos secos de *Hibiscus sabdariffa L* a la temperatura de 150 °C y 100 °C respectivamente, donde se pueden apreciar aglomerados del polvo resultante del proceso de secado por aspersion. Mientras en la Figura 9b y 9d se observan los encapsulados a temperatura de 150 °C y 100 °C donde se observa la formación de algunas capsulas con una forma redonda, ovalada, irregular y la presencia de algunos aglomerados entre sí. Resultados similares fueron reportados por Cassol y Noreña (2021) donde encapsularon un extracto acuoso de *Hibiscus sabdariffa L*, utilizando como material pared aislado de proteína de suero de leche, povidexrosa y una mezcla de ambos; Ochoa et al. (2017) reportan datos similares utilizando diferentes concentraciones de goma de mezquite como agente encapsulante, cabe mencionar que la forma de los encapsulados se atribuye a la rápida remoción del agua durante el secado y posteriormente al enfriamiento, de igual manera este comportamiento se atribuye al material pared que se emplea.

Cuadro 7. Parámetros de análisis rápido de viscosidad del almidón modificado de maíz

Almidón	Viscosidad pico (Pa s)	Breakdown (Pa s)	Viscosidad final (Pa s)	Setback (Pa s)
Polartex	11846 ± 0.12	8330 ± 0.54	12298 ± 0.01	8782 ± 0.42

Promedio de tres repeticiones ± desviación estándar.

Breakdown: indicador del grado de organización

Setback: Tendencia a la retrogradación

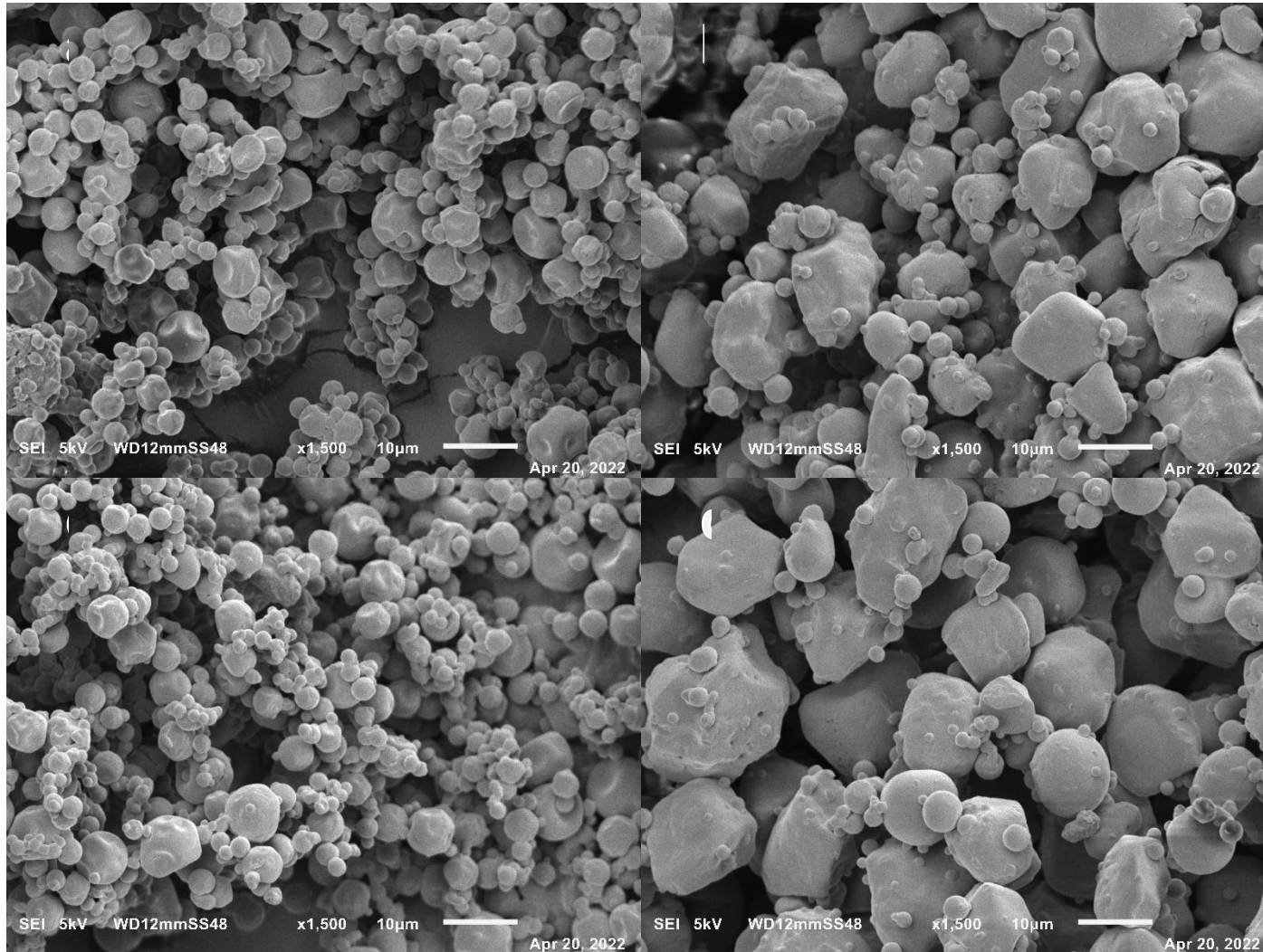


Figura 9. Micrografías electrónicas de barrido del extracto seco de *Hibiscus sabdariffa L* (temperaturas de entrada a:150°C y c: 100°C) y los encapsulados (temperatura de entrada b: 150°C y d:100°C) a una temperatura de proceso de 150 °C y 100 °C

7.3 Rendimiento de proceso

En el Cuadro 8 se muestra el rendimiento del proceso de secado por aspersión a las temperaturas de 150 y 100 °C. Se puede observar que a la temperatura de 100°C se obtuvo un rendimiento del 33.02 % en los extractos secos y un 80.46 % en los encapsulados, por otro lado, en la temperatura de 150°C se alcanzó un rendimiento del 36.44 % para los extractos secos y en los encapsulados del 89.52 %, presentándose diferencias estadística significativa ($p \leq 0.05$) entre las temperaturas donde el mayor rendimiento se obtuvo a 150°C. Resultados diferentes fueron reportados por López et al. (2008) donde utilizaron un extracto acuoso de *Boerhaavia erecta* L. empleando el secado por aspersión como método de encapsulación, los resultados obtenidos en este estudio no presentaron diferencias estadísticas entre las temperaturas del proceso (100 y 120 °C), sin embargo el incremento del rendimiento durante este estudio se atribuye al material pared que se usó. Las diferencias encontradas en el rendimiento de proceso para nuestro estudio pueden ser atribuidas a que una mayor temperatura de secado remueve con mayor facilidad y rapidez el contenido de agua de la muestra, dando como resultado partículas más ligeras que facilitan al sistema su traslado hasta el colector de muestra, lo que por ende incrementa dicho rendimiento.

7.4 Cuantificación de compuestos bioactivos

En el Cuadro 9 se muestran los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante que se determinaron en el extracto seco de *Hibiscus sabdariffa* L. así como a los encapsulados obtenidos a las diferentes temperaturas de proceso, 150 y 100 °C.

Uno de los principales compuestos que se determinaron fueron los fenoles totales, donde se reportaron como mg equivalentes de ácido gálico por cada 100 g de muestra seca. Se puede observar en los extractos secos una mayor cantidad de compuestos fenólicos (859.25 ± 14.93 y 545.13 ± 4.59 mg EAG/100g) en comparación a los encapsulados (98.69 ± 3.97 y 80.61 ± 4.08 mg EAG/100 g) a las temperaturas utilizadas

Cuadro 8. Rendimiento del proceso de secado por aspersión

Muestra	Rendimiento (%)
ES150 °C	39.72 ± 4.64 ^a
ES100 °C	36.50 ± 4.94 ^a
E150 °C	89.52 ± 5.31 ^a
E100 °C	80.46 ± 5.00 ^a

Promedio de tres repeticiones ± error estándar.

Valores en la columna y con la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

E: Encapsulados a temperatura de 150 °C y 100°C.

ES: Extractos secos a temperatura de 150 °C y 100 °C.

Cuadro 9. Contenido de compuestos bioactivos y actividad antioxidante

Muestra	Fenoles Totales (mg EAG/100g)	Flavonoides (mg EQ/100g)	Antocianinas (mg de cianidina-3- glucosido/100g)	ABTS (mg E de Trolox/g)	DPPH (mg E de Trolox/g)
ES150 °C	859.25 ± 14.93 ^a	244.60 ± 2.15 ^a	5.56 ± 0.23 ^a	57.77 ± 0.20 ^a	21.683 ± 0.38 ^a
ES100 °C	545.31 ± 4.59 ^b	213.61 ± 2.93 ^b	0.44 ± 0.04 ^{bd}	35.53 ± 1.40 ^b	39.993 ± 2.13 ^b
E150 °C	98.69 ± 3.97 ^c	33.10 ± 0.20 ^c	0.16 ± 0.00 ^{cd}	5.81 ± 0.00 ^c	4.300 ± 0.05 ^c
E100 °C	80.61 ± 4.08 ^c	44.60 ± 0.81 ^d	0.08 ± 0.00 ^c	5.64 ± 0.07 ^c	5.190 ± 0.02 ^c

Promedio de tres repeticiones ± error estándar.

Valores en la columna y con la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

E: Encapsulados a temperatura de 150 °C y 100°C.

ES: Extractos secos a temperatura de 150 °C y 100 °C.

que son de 150 °C y 100 °C respectivamente. Las muestras con mayor cantidad de fenoles fueron la que se sometió a una mayor temperatura, por lo cual podemos asumir que el tiempo de secado es menor, lo cual, nos permite conservar más compuestos fenólicos (Rioja et al., 2018). Resultados diferentes fueron reportados por Díaz et al. (2015) donde evaluaron una cinética de liberación de extracto de *Hibiscus sabdariffa L.* utilizando diferentes agentes encapsulantes (maltodextrina, pectina, gelatina, carboximetilcelulosa, proteína de suero, carragenina y goma arábiga), ocupando el secado por aspersión. Donde se obtuvo 72.06 mg GAE/100 mg de fenoles en los extractos secos y los encapsulados (pectina) de 98.20 mg GAE/100 mg, presentando un incremento de compuestos en los encapsulados. Este comportamiento se puede atribuir a diversos factores, pero uno de los principales es la selección del material de pared para la protección del compuesto bioactivo, también se atribuye al método y al solvente utilizado para la extracción de *Hibiscus sabdariffa L.* (Saénez et al., 2009).

Los flavonoides son compuestos bioactivos que brindan diversas propiedades como antihistamínicas, antiinflamatorias y antioxidantes, este compuesto es encontrado en la flor de jamaica y es reportado como mg de catequina por cada 100 g de muestra seca. La temperatura de 150 °C tuvo la mayor cantidad de compuestos con un valor de 244.60 ± 2.15 para el extracto seco y para el encapsulado de 33.10 ± 0.202 . En la temperatura de 100 °C se obtuvieron datos de 213.61 ± 2.93 para el extracto seco y para el encapsulado de 44.60 ± 0.81 mg EQ/100g base seca. En un estudio de cuatro variedades de jamaica (criolla de Guerrero, alma blanca, criolla orgánica y criolla de Oaxaca) Vargas et al. (2018) reporta datos de 9.71 ± 0.60 a 600.51 ± 37.37 mg QE/100g los cuales fueron valores superiores a los obtenidos en este trabajo. Este comportamiento se atribuye a las variables (sudán, jerzy, china o morada, roja larga y criolla), condiciones de cultivo, factores ambientales y al tipo de extracción que se utiliza.

Siguiendo con los compuestos bioactivos analizados, otro de ellos son las antocianinas, como ya es bien sabido, la flor de jamaica contiene dos antocianinas, las más importantes son la cianidina-3-glucósido, la cual se encuentra en mayor porcentaje que la delphinidina-3-sambubiosido, los datos obtenidos a la temperatura de 150 °C en los extractos secos es de 5.568 ± 0.234 y de 0.165 ± 0.003 mg de C-3-G para el encapsulado, para la temperatura de 100 °C los extractos secos presentaron 0.449 ± 0.04 y el encapsulado de 0.089 ± 0.00 mg de C-3-G. Presentando una mayor cantidad de antocianinas para la temperatura de 150 °C, así mismo en ambas temperaturas se presenta un descenso de antocianinas después del

secado por aspersión. Comportamientos similares fueron reportados por Piovesana y Noreña (2018) que microencapsularon compuestos bioactivos de *Hibiscus sabdariffa L.* donde reportan que la muestra control de 3.81 mg de antocianina y 1.53 mg de antocianina para los microencapsulados, presentando un descenso de 2.28 mg de antocianina después del secado por aspersión. En otro estudio realizado por Cid y Guerrero (2020) donde se llevó a cabo una microencapsulación de extractos de *Hibiscus sabdariffa L.* mediante secado por aspersión utilizando maltodextrina y goma arábica como vehículos donde el extracto de *Hibiscus sabdariffa L.* presenta una concentración de antocianina de 665.39 ± 9.34 y después del secado por aspersión presenta 330.35 ± 16.29 mg de antocianina en los encapsulados. Este comportamiento se atribuye a la variedad de flor de jamaica, al método de extracción y al tipo de solvente utilizado (metanol, etanol, agua, etc). De la misma manera el descenso de las antocianinas tras llevarse a cabo el secado por aspersión se atribuye a la inestabilidad de las antocianinas a la luz, altas temperaturas, al oxígeno y el proceso de extracción.

La capacidad antioxidante fue determinada por el método de ABST donde se obtuvieron concentraciones de 57.77 ± 0.20 y 35.53 ± 1.40 mg ET/g en los extractos secos de *Hibiscus sabdariffa L* a temperatura de 150 y 100 °C respectivamente. En los encapsulados de *Hibiscus sabdariffa L* hubo una disminución en la capacidad antioxidante de 5.81 ± 0.007 mg ET/g para una temperatura de 150 °C y 5.64 ± 0.074 mg ET/g para 100 °C. Resultados similares fueron reportados por Piovesana y Noreña (2018) quienes microencapsularon *Hibiscus sabdariffa L* mediante secado por aspersión con diferentes agentes encapsulantes (goma guar, polidextrosa y goma arábica), reportando una menor capacidad antioxidante para los controles de 7.74 ± 0.03 μ mol de Trolox, y de 2.58 μ mol de Trolox en los microencapsulados. Este comportamiento se atribuye por la disminución de las antocianinas.

Otro de los métodos utilizados para la determinación de capacidad antioxidante es DPPH el cual es reportado por mg equivalentes de Trolox, donde obtuvimos una capacidad antioxidante de 21.68 ± 0.387 mg E de Trolox a la temperatura de 150 °C y de 39.99 ± 2.13 mg E de Trolox que corresponde a los 100 °C, por DPPH, el extracto seco de *Hibiscus sabdariffa L.* a la temperatura de 100 °C fue el que presentó una mayor capacidad antioxidante en comparación con la de 150°C. Los encapsulados presentaron una disminución en la capacidad antioxidante con respecto a los extractos secos, la concentración de los encapsulados fue de 4.30 ± 0.05 para la temperatura de 150°C y 5.190

± 0.02 mg E de Trolox a la temperatura de 100°C . Comportamientos similares fueron reportados por Campo et al. (2021) quienes obtuvieron extractos de *Hibiscus sabdariffa L* con diferentes solventes reportando valores de inhibición del radical DPPH de 33.00 ± 8.00 a 18.90 ± 0.50 %, posteriormente los extractos fueron deshidratados mediante secado por aspersión, obteniendo una disminución en la capacidad antioxidante que va de 25.90 ± 1.00 a 14.00 ± 1.00 mg ET/g. Esta disminución de la capacidad antioxidante se atribuye a las condiciones de la extracción y a parámetros en el proceso de secado.

7.5 Estabilidad de extracto seco y encapsulados

En las Figuras 10, 11, 12, 13 y 14 se muestra la degradación de los compuestos bioactivos presentes en los extractos secos y encapsulados evaluados durante 11 semanas a temperatura ambiente y guardados en envases de metal. Se realizó la comparación de cada uno de los compuestos bioactivos (fenoles, flavonoides, antocianinas y capacidad antioxidante ABTS y DPPH) a las dos temperaturas utilizadas (150°C y 100°C) del extracto seco y de los encapsulado.

7.5.1 Cuantificación de compuestos bioactivos durante la estabilidad

7.5.1.1 Fenoles

En la Figura 10 A se muestran los resultados de fenoles totales para los extractos secos a 100 y 150°C , en la cual podemos apreciar que no hay diferencias estadísticas significativas en la semana 11, ambos extractos deshidratados preservan un mínimo del 60% de compuestos fenólicos. En cuanto a la Figura 10 B, se muestra la cuantificación de fenoles totales en los encapsulados utilizando 100 y 150°C de temperatura de entrada, en dichos encapsulados hay una diferencia estadística significativa del 6.8% entre la temperatura de 150°C y 100°C en la semana once. Mientras la Figura 10 C se hace una comparación del extracto seco y encapsulado a la temperatura de 150°C , en dicha Figura se observa una retención de compuestos fenólicos en los encapsulados del 72% en comparación a los extractos secos donde solo se retienen un 67% en un tiempo de 11 semanas de evaluación. Por otra parte, la Figura 10 D en la cual nos muestra la comparación del extracto seco y el encapsulado a temperatura de 100°C mostrando una retención del 79.22% en los encapsulados y una pérdida de 35.56% en el extracto seco.

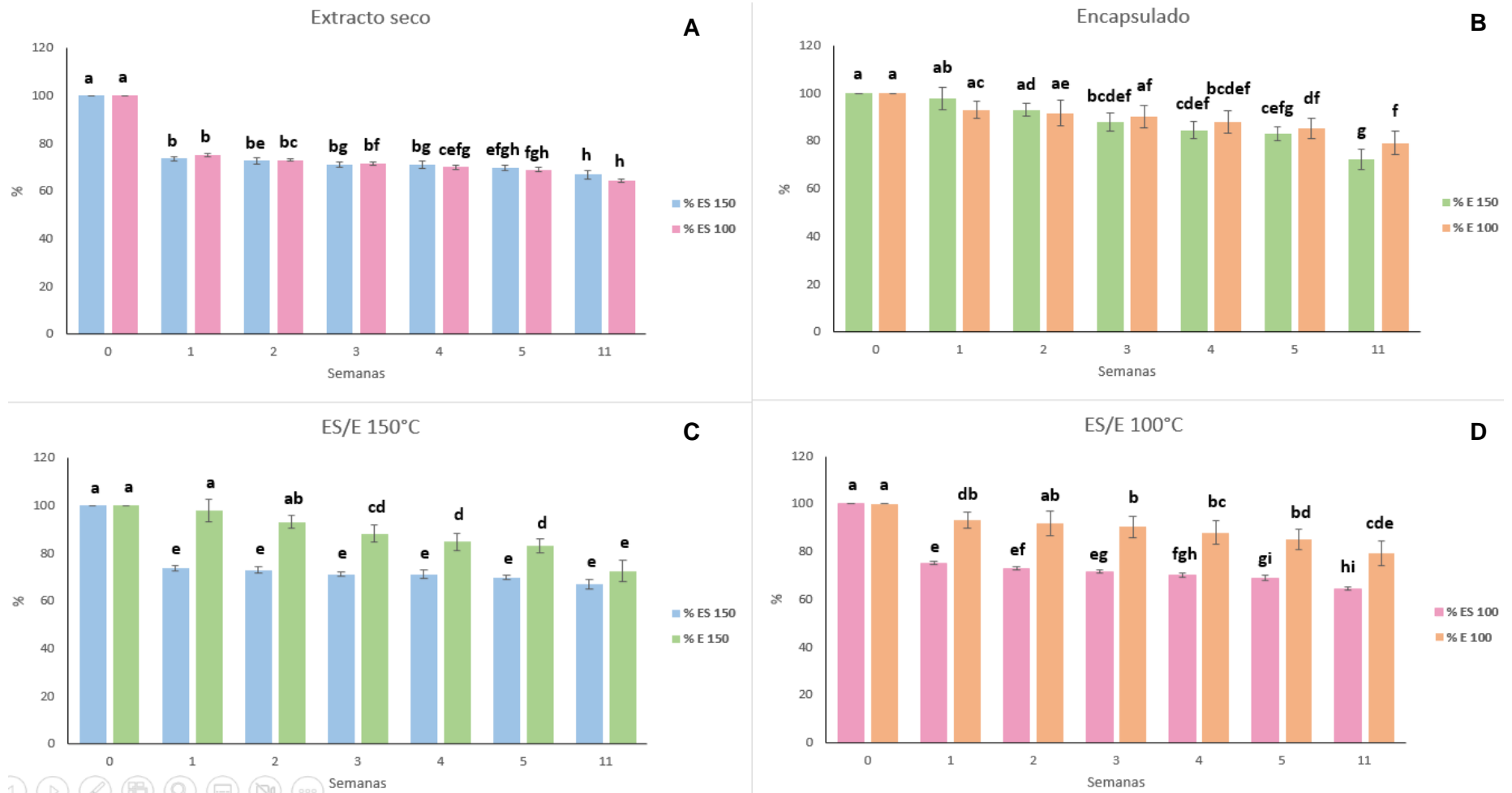


Figura 10. Contenido de fenoles totales (%) del extracto seco (ES) y el encapsulado (E) obtenidos a diferentes temperaturas (150 y 100 °C)

Promedio de tres repeticiones \pm desviación estándar, valores con la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

En la Figura 10 A y B se realizó la comparación con la finalidad de ver que no existe una diferencia significativa en ambas temperaturas, de igual manera también se confirma que a mayor temperatura de entrada en el secado por aspersión se presentan una mayor retención de compuestos bioactivos, ya que existe menor tiempo de contacto a altas temperaturas. La Figura 10 C y D se realizaron con el objetivo de ver que tanto es la pérdida de compuestos fenólicos si estos no cuentan con una protección evitando la degradación conforme pase el tiempo. Resultados similares fueron reportados por Rutz et al. (2013), donde microencapsularon jugo de cereza morada de Brasil con goma xantana, gomas de tara y matrices de hidrogel de xantana-tara donde todos los polímeros implementados como material de pared protegieron los compuestos fenólicos cuando se almacenaron en la luz y en la oscuridad presentando un alto porcentaje de retención, superiores al 86 % en luz y en oscuridad en un tiempo de 28 días de almacenamiento. Este comportamiento se atribuye a la técnica de encapsulación utilizada, al compuesto activo, al agente encapsulante, a las variables del proceso y las condiciones a las que se almacena.

7.5.1.2 Flavonoides

La evaluación de la estabilidad de los flavonoides durante el almacenamiento se llevó a cabo durante 11 semanas a temperatura de 150 y 100 °C, en la Figura 11 se puede visualizar la degradación del compuesto, realizando la comparación con muestra y temperatura diferente. En Figura 11 A se muestra el extracto seco a 150 °C y 100 °C donde se puede apreciar que conforme pasó el tiempo el extracto de 150 °C fue el que presentó una pérdida de 67% de flavonoides, manteniéndose un 60% de flavonoides en el extracto obtenido a la temperatura de 100 °C. La concentración de flavonoides varía con respecto a la temperatura como ya antes mencionado, en la Figura 11 B se observan que los encapsulados obtenidos a 150 y 100 °C de temperatura de entrada en el secado por aspersión, no presentan diferencias estadísticas significativas en la semana 11 de almacenamiento. Posteriormente en la Figura 11 C se realizó la comparación del extracto seco y encapsulado con la finalidad de visualizar la degradación de flavonoides, si estos compuestos no cuentan con una protección. Esta comparación se realizó a temperatura de 150 °C, donde se puede visualizar una pérdida de 67.3% de flavonoides en los extractos secos y una retención del 68.4% de flavonoides en los encapsulados.

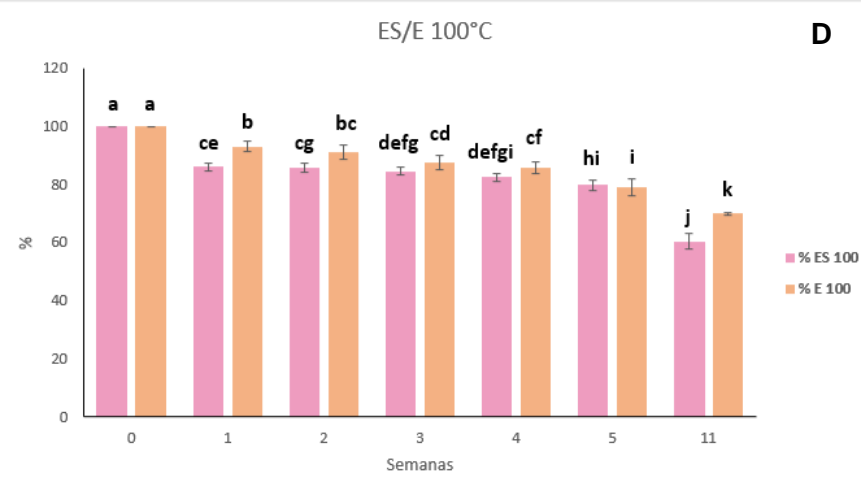
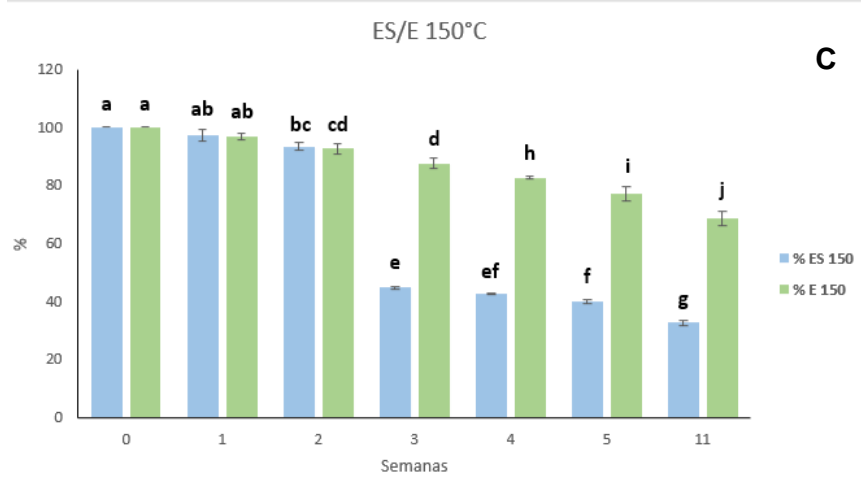
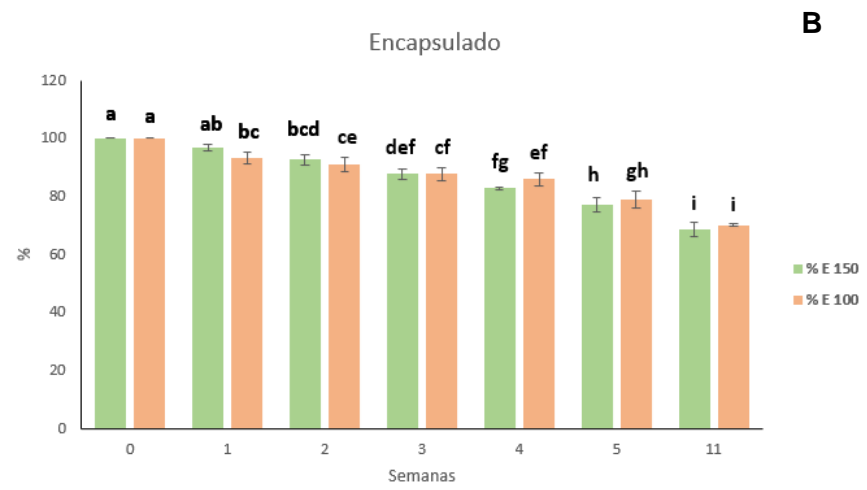
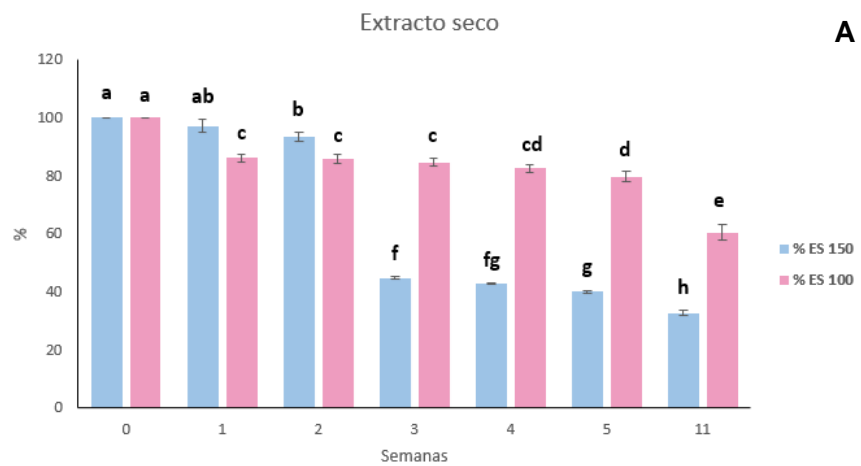


Figura 11. Contenido de flavonoides (%) del extracto seco (ES) y el encapsulado (E) obtenidos a diferentes temperaturas (150 y 100 °C)

Promedio de tres repeticiones ± desviación estándar, valores con la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

Mientras en la Figura 11 D donde se realizó la comparación de extracto seco y encapsulado a temperatura de 100 °C se puede observar un 70% de retención de los flavonoides en los encapsulados teniendo una pérdida del 39.5% en los extractos secos. Comportamientos similares al descenso de flavonoides son reportadas por Tomson et al. (2020) en un estudio de microencapsulación de jugo de rábano picante (*Armoracia rusticana* L.) utilizando el proceso de secado por aspersion donde los resultados con respecto a flavonoides presentaron un 95% de retención después de cuatro meses de almacenamiento, presentando un comportamiento similar al brindar una protección a compuestos vulnerables, sin importar el material de pared seleccionado. La degradación de algunos compuestos bioactivos durante el almacenamiento se puede atribuir a la presencia de oxígeno en los polvos y a una mayor actividad del agua, lo que conduce a una mayor tasa de descomposición.

7.5.1.3. Antocianinas

Otro de los compuestos bioactivos analizados en la estabilidad son las antocianinas siendo un compuesto bioactivo muy sensibles a la luz. En la Figura 12 se muestra la degradación de las antocianinas en los extractos secos y encapsulados a la temperatura de 150 y 100 °C. En la Figura 12 A se muestra la comparación de los extractos seco, donde se puede evidenciar la pérdida de estos compuestos en la semana 11 de almacenamiento ya que, solo se preservan el 2% de antocianinas a la temperatura de 100 °C y 150 °C se presentó una pérdida total de la concentración. Comparando los encapsulados a diferentes temperaturas podemos observar en la Figura 12 B una mayor protección a la temperatura de 150 °C teniendo una retención del 75.58% y un 45.61% de antocianinas a la temperatura de 100 °C. En la Figura 12 C se realizó la comparación del extracto seco y encapsulado a temperatura de 150 °C, en el cual se presenta una retención del 75.5% de antocianinas en los encapsulados, mientras que en el extracto seco se perdieron el total de antocianinas. Con respecto a la Figura 12 D se puede observar la comparación del extracto seco y encapsulado a 100 °C donde el encapsulado presenta un 45.6% de retención de las antocianinas en comparación al extracto seco, donde se perdieron durante las 11 semanas de almacenamiento.

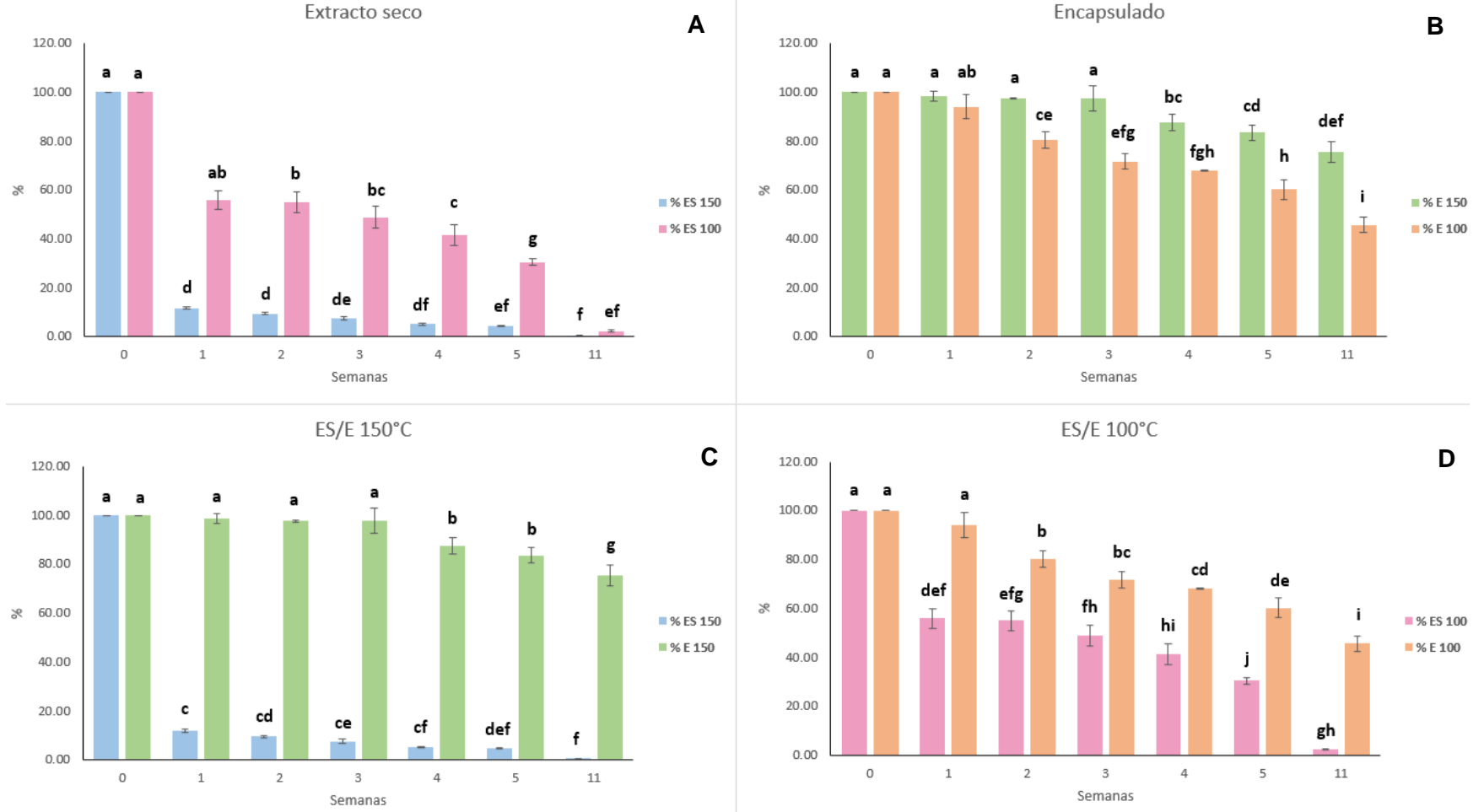


Figura 12. Contenido de antocianinas (%) del extracto seco (ES) y el encapsulado (E) obtenidos a diferentes temperaturas (150 y 100 °C)

Promedio de tres repeticiones ± desviación estándar, valores con la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

Estudios con diferentes fuentes de obtención de compuestos bioactivos reportan pérdidas de antocianinas en un tiempo determinado de almacenamiento como es el caso de Ramakrishnan et al. (2018) quien evaluó el efecto del material pared sobre la eficiencia del secado por aspersión de compuestos bioactivos de jugo de tamarillo donde los resultados mostraron una degradación de 10.89 a 18.37% de antocianinas durante 84 semanas. Resultados similares fueron reportados por Robert et al. (2010) donde encapsularon polifenoles y antocianinas de granada (*Punica granatum*) mediante secado por aspersión, lo cual los resultados no fueron los más favorables ya que las antocianinas microencapsuladas desaparecen antes de 7 días. La degradación de las antocianinas se podría atribuir a que se ven afectadas por la oxidación y consecuentemente la polimerización de algunos compuestos fenólicos.

7.5.1.4 Capacidad antioxidante (ABTS y DPPH)

La capacidad antioxidante durante 11 semanas fue evaluada por dos métodos el primero de ellos es ABTS, donde en la Figura 13 se muestra la degradación del extracto seco y en los encapsulados. En la Figura 13 A nos muestra la degradación en los extractos secos donde se visualiza cómo va perdiendo la capacidad antioxidante conforme pasan las semanas, la temperatura con mejor retención fue la de 150 °C manteniendo el 50% de capacidad antioxidante por ABTS, seguido de la temperatura de 100 °C con una retención del 35.8%. Los encapsulados a las dos temperaturas se encuentra en la Figura 13 B con un mejor desempeño al encapsulado de 150 °C teniendo una retención del 89.2% y el encapsulado a 100 °C solo presentó un 85.2%, a simple vista podríamos decir que es muy poca la diferencia, pero estadísticamente si existe diferencia. La Figura 13 C nos permite visualizar la comparación del extracto seco y el encapsulado a la temperatura de 150 °C en el cual nos indica una retención del 89.2% en los encapsulados y una pérdida de 49.8% en los extractos secos. En la Figura 13 D se visualiza con claridad la importancia de la protección de los compuestos bioactivos, donde se realizó la comparación del extracto y encapsulado a la temperatura de 100 °C presentando una pérdida del 14.7% en los encapsulados y en los extractos secos un 64.1% de degradación de la capacidad antioxidante por el método de ABTS. Diversos estudios reportan, pérdidas de capacidad antioxidante ya que son muy vulnerables a diversos factores ambientales, pero es importante mencionar que si cuentan con un material de pared que cubre a los compuestos bioactivos nos ayudará a minimizar la pérdida, como es el caso de Gomes et al. (2014) que

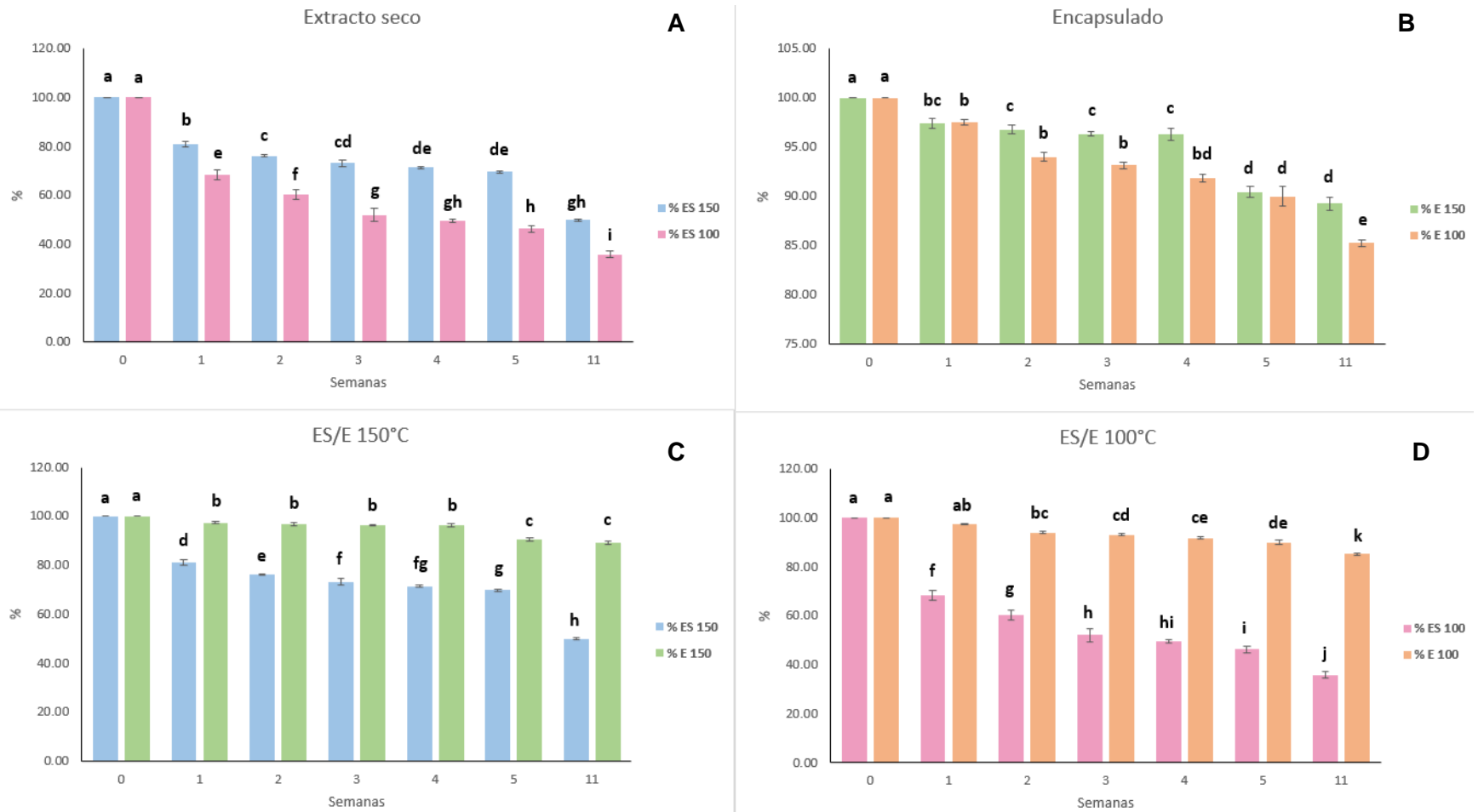


Figura 13. Capacidad Antioxidante por el método ABTS (%) del extracto seco (ES) y el encapsulado (E) obtenidos a diferentes temperaturas (100 y 150 °C)

Promedio de tres repeticiones \pm desviación estándar, valores con la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

realizó una cinética de contenido de licopeno y capacidad antioxidante del polvo de sandía durante 12 días reportando una disminución en la capacidad antioxidante por el método ABTS conforme transcurrían los días de almacenamiento, resultados similares fueron obtenido en este trabajo. De igual manera Rivas et al. (2020) obtuvieron resultados similares con respecto a la evaluación de la capacidad antioxidante en una mezcla de pulpa de mango y maracuyá por ABTS la mezcla se mantuvo sin perder de capacidad antioxidante por ABTS en un tiempo de 90 días sin pérdidas significativas.

Otro método utilizado para evaluar la capacidad antioxidante del extracto seco y encapsulados es por medio del radical DPPH. En la Figura 14 se muestra el efecto de las condiciones de almacenamiento sobre la capacidad antioxidante tanto del extracto seco y de los encapsulados obtenidos durante 11 semanas. En la Figura 14 A nos muestra la comparación del extracto seco a dos diferentes temperaturas a 150 °C y 100 °C presentando una retención del 18.6 y 33.5% respetivamente durante el tiempo de estabilidad de las 11 semanas. Mientras que la Figura 14 B se aprecia que el encapsulado obtenido a una temperatura de entrada de 100°C en el secado por aspersion fue el que presento un mejor porcentaje de inhibición del radical DPPH (43.5%). Con respecto a la Figura 14 C se realizó una comparación entre el extracto seco y el encapsulado a 150°C, en dicha Figura podemos apreciar que al término de las 11 semanas de almacenamiento no hubo diferencias estadísticas significativas en cuanto al porcentaje de inhibición del radical DPPH. Por último, en la Figura 14 D se realizó la comparación del encapsulado y extracto seco a la temperatura de 100 °C presentando una pérdida de 56.4% los encapsulados en comparación de los extractos secos. Zorić et al. (2017), reportan una disminución en el % de inhibición del radical DPPH, lo cual se debe a la zona de sensibilidad de los compuestos presentes en el extracto, en este estudio reportan la evaluación del contenido de fenoles y la capacidad antioxidante del polvo de cereza, teniendo como resultados la disminución de la capacidad antioxidantes durante 12 meses a 4 °C.

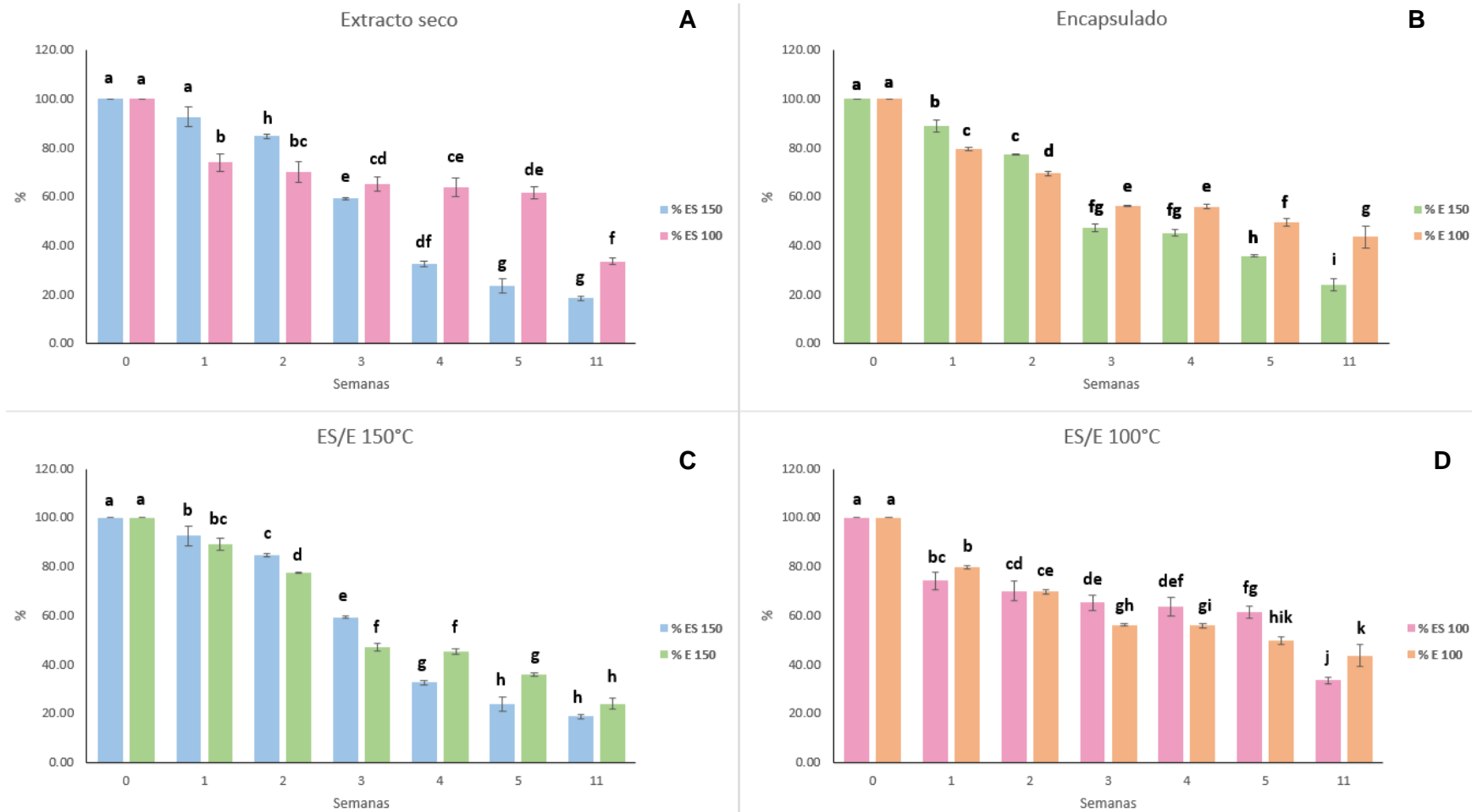


Figura 14. Capacidad Antioxidante por el método DPPH (%) del extracto seco (ES) y el encapsulado (E) obtenidos a diferentes temperaturas (100 y 150 °C)

Promedio de tres repeticiones \pm desviación estándar, valores con la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

VIII CONCLUSIÓN

- ✓ El almidón modificado de maíz presenta una morfología de tipo poliédrica, con una temperatura de gelatinización de 68.5°C y una viscosidad pico de 11,846 cp.
- ✓ El extracto de *Hibiscus sabdariffa L.* a la temperatura de 150°C presento una mayor cantidad de compuestos fenólicos, flavonoides, antocianinas y capacidad antioxidante (ABTS), mientras que el extracto a la temperatura a 100°C presento una mayor capacidad antioxidante (DPPH).
- ✓ El mayor rendimiento para los encapsulados se obtuvo a la temperatura de 150°C, con respecto al contenido de compuestos fenólicos, flavonoides y capacidad antioxidante (DPPH) los encapsulados a la temperatura de 100°C mantuvieron una mayor concentración al finalizar el tiempo de evaluación.
- ✓ Los encapsulados a la temperatura de 150°C presentaron una mayor retención de antocianinas y capacidad antioxidante (ABTS).

IV. BIBLIOGRAFÍA

1. AACC. (2000). Approved methods of the American Association of Cereal Chemists. Tenth Edition, I y II.
2. Agama, E., Ottenho, M., Farha, I., Paredes, O., Ortíz-Cereceres, J., y Bello, L. (2005). Aislamiento y caracterización del almidón de maíces pigmentados. *Agrociencias*, 39(4), 419-429.
3. Alamilla-Beltrán, L., Chanona-Pérez, J. J., Jiménez-Aparicio, A. R., y Gutiérrez-López, G. F. (2005). Description of morphological changes of particles along spray drying. *Journal of Food Engineering*, 67(1), 179-184.
4. Aldana, A. S., Sandoval, E. R., & Aponte, A. A. (2004). Encapsulación de Aditivos para la Industria de Alimentos. *Ingeniería y competitividad*, 5(2), 73-83.
5. Alimentarios, A. (2021). Fosfato de Dialmidón Hidroxipropilado.
6. Arteaga, A. L., Rojas, C., Barraza, G., y Arteaga, H. (2015). Efecto de la proporción en mezcla de goma arábiga, maltodextrina y almidón modificado en la capacidad antioxidante, capacidad de rehidratación y contenido de antocianinas en polvo de arándano (*Vaccinium corymbosum*) microencapsulado.
7. Bakry, A. M., Abbas, S., Ali, B., Majeed, H., Abouelwafa, M. Y., Mousa, A., & Liang, L. (2016). Microencapsulation of oils: A comprehensive review of benefits, techniques, and applications. *Comprehensive reviews in food science food safety*, 15(1), 143-182.
8. Basilio, U. A., Gutiérrez, M. C., González, D., González, L., Suarez, A., Ail, C., López, B. E. (2021). Microencapsulation and antimicrobial activity of extract acetone-methanol of *Hibiscus sabdariffa* L. using a blend modified starch and pectin as a wall material. *Industrial Crops & Products*, 01-08.
9. Bernard F. Gibbs, S. K., Intez Alli, Catherine N. Mulligan, Bernard (1999). Encapsulation in the food industry: a review. *International journal of food sciences*, 50(3), 213-224.
10. Bernhoft, A., Siem, H., Bjertness, E., Meltzer, M., Flaten, T., y Holmsen. (2010). Bioactive compounds in plants—benefits and risks for man and animals. *Norwegian Academy of Science and Letters*.
11. Brand-Williams, W., Cuvelier, M.-E., Berset, C. J. L.-F. s., y Technology. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*, 28(1), 25-30.

12. Campo-Fernández, M., Granja-Rizzo, D. F., Matute-Castro, N. L., Cuesta-Rubio, O., y Márquez-Hernández, I. (2021). Microencapsulación por secagem por pulverização a partir de um extrato dos cálices de Hibiscus sabdariffa L. *Revista Colombiana de Química*, 50(1), 40-50.
13. Cargil. (2022). PolarTex
14. Cassol, L., y Noreña, C. P. Z. (2021). Microencapsulation and accelerated stability testing of bioactive compounds of Hibiscus sabdariffa. *Journal of Food Measurement Characterization*, 15(2), 1599-1610.
15. Cauich, I. C., Rodríguez, J. F. G., Fernández, V. G. P., y Ambrosio, V. L. (2020). Análisis de la rentabilidad de la producción de Flor de Jamaica (Hibiscus Sabdariffa). *Panorama Económico*, 28(2), 94-101.
16. Cid-Ortega, S., y Guerrero-Beltrán, J. Á. (2020). Microencapsulation of Hibiscus sabdariffa (Roselle) extracts by spray drying using maltodextrin and gum arabic as carriers. *J. Food Res*, 9(5), 53-66.
17. Cragg, G. M., y Newman, D. J. (2005). Plants as a source of anti-cancer agents. *Journal of Ethnopharmacology*, 100(1), 72-79.
18. Del Carpio Jiménez, C., Serrano Flores, C., y Giusti, M. J. R. d. I. S. Q. d. P. (2009). Caracterización de las antocianinas de los frutos de Berberis boliviana Lechler. *Sociedad química del Perú*, 75(1), 76-86.
19. Díaz-Bandera, D., Villanueva-Carvajal, A., Dublán-García, O., Quintero-Salazar, B., y Dominguez-Lopez, A. (2015). Assessing release kinetics and dissolution of spray-dried Roselle (Hibiscus sabdariffa L.) extract encapsulated with different carrier agents. *LWT - Food Science and Technology*, 64(2), 693-698.
20. Estevinho, B. N., Rocha, F., Santos, L., y Alves, A. (2013). Microencapsulation with chitosan by spray drying for industry applications—A review. *Trends in Food Science*, 31(2), 138-155.
21. Fernández-Arroyo, S., Rodríguez-Medina, I. C., Beltrán-Debón, R., Pasini, F., Joven, J., Micol, V., .Fernández-Gutiérrez, A. (2011). Quantification of the polyphenolic fraction and in vitro antioxidant and in vivo anti-hyperlipemic activities of Hibiscus sabdariffa aqueous extract. *Food Research International*, 44(5), 1490-1495.
22. García-Lara, S., y Serna-Saldivar, S. O. (2019). Chapter 1 - Corn History and Culture. In S. O. Serna-Saldivar (Ed.), *Corn (Third Edition)* (pp. 1-18). Oxford: AACC International Press.
23. García, A., y López, A. (2012). Bipolímeros utilizados en la encapsulación. 6(1), 84-97.

24. Garti, N., y McClements, D. J. (2012). Encapsulation technologies and delivery systems for food ingredients and nutraceuticals: Elsevier.
25. Giusti, M. M., y Wrolstad, R. E. (1996). Characterization of Red Radish Anthocyanins. 61(2), 322-326.
26. Gomes, F., Cabral, L., Couri, S., Campos, M., y Costa, P. J. A. h. (2014). Lycopene content and antioxidant capacity of watermelon powder.
27. Gómez, C. A., Castro, J., Rangel, E., Navarro, R. O., Cabrera, Z. E., Díaz, L., . . . Falfan, R. N. (2018). A modified Achira (*Canna indica* L.) starch as a wall material for the encapsulation of *Hibiscus sabdariffa* extract using spray drying. *Food Research International*, 547-553.
28. Grumezescu, A. M. (2016). Encapsulations: Academic Press.
29. Izquierdo-Vega, J. A., Arteaga-Badillo, D. A., Sánchez-Gutiérrez, M., Morales-González, J. A., Vargas-Mendoza, N., Gómez-Aldapa, C. A., Madrigal-Santillán, E. (2020). Organic Acids from Roselle (*Hibiscus sabdariffa* L.)—A Brief Review of Its Pharmacological Effects. 8(5), 100.
30. Jane, J. (1995). Starch Properties, Modifications, and Applications. *Journal of Macromolecular Science, Part A*, 32(4), 751-757.
31. Jane, J., y Robyt, J. F. (1984). Structure studies of amylose-V complexes and retrograded amylose by action of alpha amylases, and a new method for preparing amyloextrins. *Carbohydr Res*, 132(1), 105-118
32. Jobling, S. (2004). Improving starch for food and industrial applications. *Current Opinion in Plant Biology*, 7(2), 210-218.
33. Kshirsagar, A. C., & Singhal, R. S. (2008). Preparation of hydroxypropyl corn and amaranth starch hydrolyzate and its evaluation as wall material in microencapsulation. *Food Chemistry*, 108(3), 958-964.
34. Kucuk, O., Sarkar, F. H., Sakr, W., Djuric, Z., Pollak, M. N., Khachik, F., Bertram, J. S. (2001). Phase II randomized clinical trial of lycopene supplementation before radical prostatectomy. *Cancer Epidemiology Prevention Biomarkers*, 10(8), 861-868.
35. López Hernández, O. D., Torres Amaro, L., González Sanabia, M. L., y Rodríguez Ferradá, C. A. (2008). Estudio de secado por aspersion hasta escala de banco del extracto acuoso de *Boerhaavia erecta* L. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 13, 0-0.
36. López, O., Zaritzky, N., y García, M. (2010). Physicochemical characterization of chemically modified corn starches related. Elsevier, 160-168.

37. López, O. V., Zaritzky, N. E., y García, M. A. (2010). Physicochemical characterization of chemically modified corn starches related to rheological behavior, retrogradation and film forming capacity. *Journal of Food Engineering*, 100(1), 160-168.
38. López, R., y Vargas, A. (2018). Caracterización Físicoquímica Y Morfológica Del Almidón De Maíz Modificado Enzimáticamente y Su Efecto Protector y De Bioaccesibilidad De Ácido Ascórbico. In. Tulancingo, Hidalgo, México.
39. Moura, S., Berling, C., Germer, S., Alvim, I., y Hubinger, M. (2017). Encapsulating anthocyanins from *Hibiscus sabdariffa* L. calyces by ionic gelation: Pigment stability during storage of microparticles. *Food Chemistry*, 01-47.
40. Mukhtar, H., y Ahmad, N. (2000). Tea polyphenols: prevention of cancer and optimizing health. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 71(6), 1698S-1702S.
41. Nguyen, T.-T., Phan, H., Pham, B.-N., Thao, P., Thuy, T. T., & Waché, Y. (2018). Encapsulation of *Hibiscus sabdariffa* L. anthocyanins as natural colours in yeast. *Food Research International*, 01-25.
42. Ochoa-Velasco, C., Salazar-González, C., Cid-Ortega, S., y Guerrero-Beltrán. (2017). Antioxidant characteristics of extracts of *Hibiscus sabdariffa* calyces encapsulated with mesquite gum. *Journal of Food Science Technology*, 54(7), 1747-1756.
43. Özbek, Z. A., & Ergönül, P. G. (2017). A review on encapsulation of oils. *Journal of Science*, 13(2), 293-309.
44. Ozdal, T., Yolci-Omeroglu, P., y Tamer, E. (2020). Role of encapsulation in functional beverages. In *Biotechnological progress and beverage consumption* (pp. 195-232): Elsevier.
45. Özkan, G., y Bilek, S. E. (2014). Microencapsulation of natural food colourants. *International Journal of Nutrition Food Sciences*, 3(3), 145-156.
46. Paredes-López, O., Bello-Pérez, L. A., y López, M. G. (1994). Amylopectin: Structural, gelatinisation and retrogradation studies. *Food Chemistry*, 50(4), 411-417.
47. Paredes-López, O., Schevenin, M., Hernández-López, D., y Cárabez-Trejo, A. (1989). Amaranth starch-isolation and partial characterization. *J Starch-Stärke* 41(6), 205-207.
48. Parzanese, M. (2013). *Tecnologías para la industria Alimentaria. Microencapsulación*. Secretaría de Agroindustria, Buenos Aires, Argentina, 1-20.
49. Patil, B. S., Jayaprakasha, G. K., Chidambara Murthy, K. N., y Vikram, A. (2009). Bioactive Compounds: Historical Perspectives, Opportunities, and Challenges. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 57(18), 8142-8160.

50. Pełal, A., y Pyrzynska, K. J. F. A. M. (2014). Evaluation of aluminium complexation reaction for flavonoid content assay. *Food analytical methods*, 7(9), 1776-1782.
51. Pérez-Leonard, H., Bueno-García, G., Brizuela-Herrada, M. A., Tortoló-Cabañas, K., y Gastón-Peña, C. (2013). Microencapsulación: una vía de protección para microorganismos probióticos. *Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal*, 47(1), 14-25.
52. Pérez, S., y Bertoft, E. (2010). The molecular structures of starch components and their contribution to the architecture of starch granules: A comprehensive review. *Starch-Stärke*, 62(8), 389-420.
53. Piovesana, A., & Noreña, C. P. Z. (2018). Microencapsulation of bioactive compounds from hibiscus calyces using different encapsulating materials. *International Journal of Food Engineering*, 14(1).
54. Potdar, S. B., Landge, V. K., Barkade, S. S., Potoroko, I., y Sonawane, S. H. (2020). Flavor encapsulation and release studies in food. In S. H. Sonawane, B. A. Bhanvase, & M. Sivakumar (Eds.), *Encapsulation of Active Molecules and Their Delivery System* (pp. 293-321): Elsevier.
55. Ramakrishnan, y., Adzahan, N. M., Yusof, y. A., & Muhammad, K. (2018). Effect of wall materials on the spray drying efficiency, powder properties and stability of bioactive compounds in tamarillo juice microencapsulation. *Powder Technology*, 328, 406-414.
56. Raz, R., Chazan, B., y Dan, M. (2004). Cranberry Juice and Urinary Tract Infection. *Clinical Infectious Diseases*, 38(10), 1413-1419.
57. Ré, M.-I. (2006). Formulating drug delivery systems by spray drying. *Drying Technology*, 24(4), 433-446.
58. Rehman, A., Tong, Q., Jafari, S., Korma, S., Khan, I., Mohsin, A., . . . Ashraf, W. (2021). Spray dried nanoemulsions loaded with curcumin, resveratrol, and borage seed oil: The role of two different modified starches as encapsulating materials. *Elsevier*, 820-828.
59. Ring, S. G., Colonna, P., l'Anson, K. J., Kalichevsky, M. T., Miles, M. J., Morris, V. J., & Orford, P. D. (1987). The gelation and crystallisation of amylopectin. *Carbohydr Res*, 162(2), 277-293.
60. Rioja Antezana, A. P., Vizaluque, B. E., Aliaga-Rossel, E., Tejeda, L., Book, O., Mollinedo, P., y Peñarrieta, J. M. J. R. B. d. Q. (2018). Determinación de la capacidad antioxidante total, fenoles totales, y la actividad enzimática en una bebida no láctea en base a granos de chenopodium quinoa. *Boliviana de Química*, 35(5), 168-176.

61. Rivas, J., Cabral, L., y Rocha-Leão, M. (2020). Stability of bioactive compounds of microencapsulated mango and passion fruit mixed pulp. *International Journal of Fruit Science*, 20(sup2), S94-S110.
62. Robert, P., Gorena, T., Romero, N., Sepulveda, E., Chavez, J., y Saenz, C. (2010). Encapsulation of polyphenols and anthocyanins from pomegranate (*Punica granatum*) by spray drying. *International journal of food science technology*, 45(7), 1386-1394.
63. Rutz, J. K., Zambiasi, R. C., Borges, C. D., Krumreich, F. D., da Luz, S. R., Hartwig, N., & da Rosa, C. G. (2013). Microencapsulation of purple Brazilian cherry juice in xanthan, tara gums and xanthan-tara hydrogel matrixes. *Carbohydr Polym*, 98(2), 1256-1265.
64. SADER. (2021). Flor de jamaica
65. Saéñz, C., Tapia, S., Chávez, J., y Robert, P. (2009). Microencapsulation by spray drying of bioactive compounds from cactus pear (*Opuntia ficus-indica*). *Food Chemistry*, 114(2), 616-622.
66. Sahai, D., y Jackson, D. (1996). Structural and chemical properties of native corn starch granules. *Starch-Stärke*, 48(7-8), 249-255.
67. Sandhu, K. S., y Singh, N. (2007). Some properties of corn starches II: Physicochemical, gelatinization, retrogradation, pasting and gel textural properties. *Food Chemistry*, 101(4), 1499-1507.
68. Singh, M., Thrimawithana, T., Shukla, R., y Adhikari, B. (2021). Extraction and characterization of polyphenolic compounds and potassium hydroxycitrate from *Hibiscus sabdariffa*. *Future Foods*, 4, 100087.
69. Sonawane, S. H., Bhanvase, B. A., Sivakumar, M., y Potdar, S. B. (2020). 1 - Current overview of encapsulation. In S. H. Sonawane, B. A. Bhanvase, & M. Sivakumar (Eds.), *Encapsulation of Active Molecules and Their Delivery System* (pp. 1-8): Elsevier.
70. Tomsone, L., Galoburda, R., Kruma, Z., Durrieu, V., y Cinkmanis, I. (2020). Microencapsulation of Horseradish (*Armoracia rusticana* L.) Juice Using Spray-Drying. *Foods*, 9(9), 1332.
71. Urango, L. A. (2018). Componentes del maíz en la nutrición humana. *Fondo Editorial Biogénesis*, 185-209.
72. Vamadevan, V., y Bertoft, E. (2015). Structure-function relationships of starch components. *Starch-Stärke*, 67(1-2), 55-68.
73. van der Maarel, M., Capron, I., Euverink, G.-J., Bos, H., Kaper, T., Binnema, D. J., y Steeneken, P. (2005). A Novel Thermoreversible Gelling Product Made by Enzymatic Modification of Starch. *Starch - Stärke*, 57.

74. Vargas-León, E. A., Díaz-Batalla, L., González-Cruz, L., Bernardino-Nicanor, A., Castro-Rosas, J., Reynoso-Camacho, R., y Gómez-Aldapa, C. A. (2018). Effects of acid hydrolysis on the free radical scavenging capacity and inhibitory activity of the angiotensin converting enzyme of phenolic compounds of two varieties of jamaica (*Hibiscus sabdariffa*). *Industrial Crops and Products*, 116, 201-208.
75. Vilar, M. (2017). *Starch-based materials in food packaging: processing, characterization and applications*: Academic Press.
76. Zia Ud, D., Xiong, H., y Fei, P. (2017). Physical and chemical modification of starches: A review. *Crit Rev Food Sci Nutr*, 57(12), 2691-2705.
77. Zorić, Z., Pelaić, Z., Pedisić, S., Elez Garofulić, I., Bursać Kovačević, D., y Dragović-Uzelac, V. (2017). Effect of storage conditions on phenolic content and antioxidant capacity of spray dried sour cherry powder. *LWT - Food Science and Technology*, 79, 251-259.