



S.E.P. TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO

INSTITUTO TECNOLÓGICO DE TUXTEPEC

**FORMACIÓN DE COMPLEJOS ALMIDÓN- β -CAROTENO:
EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE,
CARACTERÍSTICAS FÍSICAS, QUÍMICAS Y ESTABILIDAD
TÉRMICA.**

TESIS DE MAESTRÍA

**PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRA EN CIENCIAS
EN ALIMENTOS**

PRESENTA:

IBQ MÓNICA ROJAS FERNÁNDEZ

DIRECTORA:

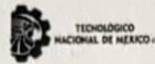
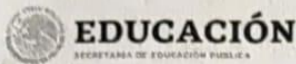
DRA. ROSELIS CARMONA GARCÍA

CO-DIRECTOR INTERNO:

DR. ERASMO HERMAN Y LARA

CO-DIRECTOR EXTERNO:

DR. ANDRÉS AGUIRRE CRUZ



INSTITUTO TECNOLÓGICO DE TUXTEPEC

Subdirección Académica
División de Estudios Profesionales

Autorización de Presentación Electrónica de Tesis

San Juan Bautista Tuxtepec, Oax., 17/noviembre/2023

Oficio No. DEP/CT-4948

**C. MÓNICA ROJAS FERNÁNDEZ
EGRESADA DE LA MAESTRÍA EN CIENCIAS EN ALIMENTOS
CON NÚMERO DE CONTROL M16350069
P R E S E N T E**

POR MEDIO DE LA PRESENTE ME PERMITO COMUNICARLE QUE EL COMITÉ TUTORIAL INTEGRADO POR LOS CC. ROSELIS CARMONA GARCÍA, ERASMO HERMAN Y LARA, ANDRÉS AGUIRRE CRUZ, JESÚS RODRÍGUEZ MIRANDA Y MARIA DE LOS ANGELES VIVAR VERA, REVISÓ Y APROBÓ EN SU TOTALIDAD EL TRABAJO PROFESIONAL DENOMINADO "FORMACIÓN DE COMPLEJOS ALMIDON- β -CAROTENO: EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE, CARACTERÍSTICAS FÍSICAS, QUÍMICAS Y ESTABILIDAD TÉRMICA." PRESENTADO POR USTED COMO PRODUCTO DE TESIS DE ACUERDO AL LINEAMIENTO DE TITULACIÓN CORRESPONDIENTE, PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRO EN CIENCIAS EN ALIMENTOS.

POR LO ANTERIOR Y DE ACUERDO A LOS LINEAMIENTOS INSTITUCIONALES SE LE DA TRÁMITE LEGAL PARA QUE PROCEDA A LA PRESENTACIÓN DEL TRABAJO PROFESIONAL.

ATENTAMENTE
Excelencia en Educación Tecnológica.

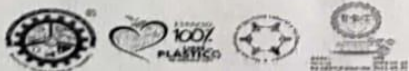
JULIÁN KURI MAR
SUBDIRECTOR ACADÉMICO
ccp. Depto. Servicios Escolares
Archivo

MJK/emh*



INSTITUTO TECNOLÓGICO DE TUXTEPEC

SUBDIRECCIÓN
ACADÉMICA



Calzada Dr. Víctor Bravo Ahuja Núm. 561. Col. Predio el Paraíso. C.P. 68350, San Juan Bautista Tuxtepec, Oax. Tel. 2876751044 e-mail: difusion@tuxtepec.tecnm.mx | tecnm.mx | tuxtepec.tecnm.mx





Carta de Cesión de Derechos Autorales

Título de la Tesis	Formación de complejos almidón- β -caroteno: Evaluación de la capacidad antioxidante, características físicas, químicas y estabilidad térmica.
Autor principal	IBQ Mónica Rojas Fernández
Email de contacto	monicarojas.mfn@gmail.com
Segundo autor	Dra. Roselis Carmona García
Tercer autor	Dr. Erasmo Herman y Lara
Registro ISBN / ISSN (Cuando aplique)	

Tuxtepec, Oaxaca **08/NOVIEMBRE/2023**

Por este conducto manifiesto que es mi libre voluntad el ceder los derechos patrimoniales relativos a la obra literaria de la cual soy el autor, a favor del Tecnológico Nacional de México / Campus Tuxtepec; para que sea publicada, sin más límites que los establecidos en la Ley Federal del Derecho de Autor.

Extiendo la presente para los fines legales a que haya lugar.

Atentamente

Autor1: [Mónica Rojas Fernández]

Firma



Similarity Report ID: oid:20755:284691753

PAPER NAME

**TESIS_MONICA ROJAS FERNANDEZ_08.
11.2023.docx**

AUTHOR

Monica Rojas

WORD COUNT

21275 Words

CHARACTER COUNT

116753 Characters

PAGE COUNT

84 Pages

FILE SIZE

3.9MB

SUBMISSION DATE

Nov 8, 2023 9:01 PM CST

REPORT DATE

Nov 8, 2023 9:06 PM CST

● **23% Overall Similarity**

The combined total of all matches, including overlapping sources, for each database.

- 22% Internet database
- 7% Publications database
- Crossref database
- Crossref Posted Content database
- 14% Submitted Works database

● **Excluded from Similarity Report**

- Bibliographic material
- Cited material
- Small Matches (Less than 8 words)

DECLARACIÓN DE AUTENTICIDAD Y DE NO PLAGIO

Yo, **Mónica Rojas Fernández** con Número de control: **M16350069**, RFC: **ROFM971221LV7**, alumna de la Maestría en Ciencias en Alimentos, del Tecnológico Nacional de México/Instituto Tecnológico de Tuxtepec, autor (a) de la Tesis titulada **“FORMACIÓN DE COMPLEJOS ALMIDÓN- β -CAROTENO: EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE, CARACTERÍSTICAS FÍSICAS, QUÍMICAS Y ESTABILIDAD TÉRMICA”**

DECLARO QUÉ:

1. El presente trabajo de investigación y tema de la tesis presentada para la obtención del Título de Maestra en Ciencias en Alimentos es original y asignado por mi Director de tesis la **Dra. Roselis Carmona García**, siendo resultado de mi trabajo experimental y escritura personal, el cual no he copiado de otro trabajo de investigación, ni utilizado ideas, fórmulas, ni citas completas, así como ilustraciones diversas, sacadas de cualquier tesis, obra, artículo, memoria, etc. (en versión digital o impresa). Caso contrario, menciono de forma clara y exacta su origen o autor, tanto en el cuerpo del texto, figuras, cuadros, tablas u otros que tengan derechos de autor.

2. Declaro que el trabajo de investigación que pongo en consideración para evaluación no ha sido presentado anteriormente para obtener algún grado académico o título, ni ha sido publicado en sitio alguno.

3. Soy consciente de que el hecho de no respetar los derechos de autor y hacer plagio, es objeto de sanciones administrativas y/o legales por parte del Instituto, por lo que asumo cualquier responsabilidad que pudiera derivarse de irregularidades en la tesis, así como de los derechos sobre la obra presentada.

Asimismo, me hago responsable ante la Institución o terceros, de cualquier irregularidad o daño que pudiera ocasionar, por el incumplimiento de lo declarado. De identificarse falsificación, plagio, fraude, o que el trabajo de investigación haya sido publicado anteriormente; asumo las consecuencias y sanciones que de mi acción se deriven, sometiéndome a la normatividad vigente del Tecnológico Nacional de México/Instituto Tecnológico de Tuxtepec.

Tuxtepec, Oaxaca a 08 de noviembre del 2023.



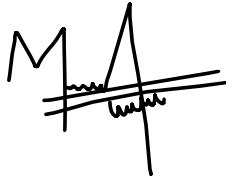
IBQ Mónica Rojas Fernández

Nombre y firma

CARTA DE CESIÓN DE DERECHOS

En la Ciudad de Tuxtepec el día 08 de noviembre del 2023, el que suscribe **Mónica Rojas Fernández** alumna del Programa de Maestría en Ciencias en Alimentos con número de control: **M16350069**, adscrito al tecnológico Nacional de México/Instituto Tecnológico de Tuxtepec, manifiesto que soy autor intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección de la **Dra. Roselis Carmona García** y cedo los derechos del trabajo titulado: **“Formación de complejos almidón- β -caroteno: Evaluación de la capacidad antioxidante, características físicas, químicas y estabilidad térmica”**. Al Tecnológico Nacional de México/Instituto Tecnológico de Tuxtepec para su difusión, con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Este puede ser obtenido escribiendo a los correos: monicarojas.mfn@gmail.com o al roselis.cg@tuxtepec.tecnm.mx si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente de este.



IBQ Mónica Rojas Fernández

Nombre y firma

AGRADECIMIENTOS

- La primera persona a quien le agradezco es a la Dra. Roselis Carmona García, por permitirme formar parte de su línea de trabajo, por compartirme su extenso conocimiento cada vez que necesitaba ayuda, por tenerme paciencia y confianza durante todo el periodo escolar, por atenderme en tiempo extra de su jornada laboral, por brindarme consejos que tenían como finalidad ayudarme a mejorar no solo en el ámbito profesional, si no, también en el personal y finalmente estoy agradecida por todo el tiempo y esfuerzo que me dio para poder concluir este trabajo de investigación.
- Al Dr. Erasmo Herman y Lara, por el interés genuino que mostró, así como por sus consejos para poder mejorar este trabajo de investigación, por brindarme las herramientas necesarias para poder realizar algunos análisis y por el tiempo brindado para poder revisar el trabajo para poder establecer mejoras acerca del mismo.
- A mi comité revisor, conformado por la Dra. Roselis Carmona García, Dr. Erasmo Herman y Lara, Dr. Andrés Aguirre Cruz, Dr. Jesús Rodríguez Miranda y la Dra. María de los Ángeles Vivar Vera, por estar presente durante el periodo escolar y por compartirme sus conocimientos para poder mejorar el material de presentación y así poder realizar un mejor trabajo.
- A los profesores investigadores que nos impartieron las asignaturas necesarias para poder ampliar los conocimientos sobre las distintas áreas.
- Al Instituto Tecnológico de Tuxtepec y a todos los elementos que lo conforman, por tratarme de manera respetuosa, profesional y por brindarme su amistad.
- Al Dr. Miguel por brindarme parte de su tiempo y por apoyarme a realizar unos análisis en las instalaciones de la Universidad del Papaloapan (UNPA).
- Al Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT) por otorgarme la beca de manutención durante el tiempo que estuve formando parte de la Maestría en Ciencias en Alimentos.

DEDICATORIAS

- A Dios, por siempre estar a mi lado cuidándome, orientándome, por darme la fuerza física y mental necesarias para poder continuar en este camino, que a veces parecía interminable.

- Este trabajo, se lo dedico a mis padres, que son todo lo que tengo en este mundo, a mi madre María del Carmen Fernández F. porque volcó su vida en ser madre olvidándose de ella misma, por siempre estar a mi lado con palabras de aliento, por ser una madre muy amorosa que está orgullosa de sus hijas y a mi padre Jesús Rojas G. porque todo su trabajo físico se lo entrego en esta tesis, por confiar y motivarme para hacer cosas increíbles, porque nunca me ha dejado sola a pesar de los años y la distancia. Los amo con todo mi corazón.

- A mi hermana Lizeth R. F., eres una persona increíble, fuerte y tienes un bello corazón, además siempre te he considerado un ejemplo a seguir, porque siempre has querido lo mejor para mí. Gracias por estar orgullosa de tu hermanita y porque siempre me sostienes cuando siento que me voy a caer. Sin duda eres el amor de mi vida.

- A mi prima-hermana Arlene F. R. o mejor dicho a mi hermanita menor, porque este año la vida me sacudió cuando creí que te perdería para siempre y desde ahora nunca daré nada por asegurado, gracias por ser mi mejor amiga, mi compañera de vida y por siempre estar tan orgullosa de mí.

- A mis abuelos maternos, a mi abuelita Soledad F. H. que Dios la tenga en su santa gloria, porque siempre me dio consejos para poder tener una vida en la fé y llena de confianza en mí misma, por todas los postres que me preparaba y por aquellos regalos en mi cumpleaños que nunca faltaron, sé que estarías orgullosa de mí, te amé y siempre te amare mi “chonita”, a mi abuelito Rubén F. H., que está orgulloso de todos sus nietos, siempre nos dice lo mucho que nos quiere y por todos sus consejos para poder ser personas de bien en la comunidad, sin duda, es el pilar que mantiene unida a la familia, solo le pido a Dios que me lo guarde por muchos años más.

- A mi tía Norma F. F., por abrirme las puertas de su casa durante todos estos años, donde me cuido y aceptó como otra hija más sin hacer distinción, porque siempre platicamos por horas de muchos temas y reímos a carcajadas, gracias por todos los consejos que me da para ser una mejor persona y por quererme mucho.

- A mi prima Mari por todas las experiencias que compartimos en la universidad y a mi prima Elizabeth, porque todos estos años que hemos convivido me han tratado como una hermana más y hemos tenido muchas experiencias juntas. Sin duda, las extrañaré mucho.

- A mis abuelitos paternos, a mi abuelita Juana G. porque a pesar siempre nos dio un plato de comida, por darme palabras de aliento cada vez que la veo y decirme lo mucho que está orgullosa de mí, a mi abuelo Avelino R. B., por recibirme con mucho gusto en su casa y por desearme siempre lo mejor en mi vida. Gracias, los quiero mucho.

- A mis tíos y tías por formar parte de mi vida y siempre estar presente cuando es necesario, no somos la familia perfecta, pero siempre estamos presentes cuando nos necesitamos, los quiero mucho.

- A mi primas y primos, porque a pesar de la distancia, estamos en contacto y todas las experiencias que disfrutamos juntos nunca las olvidare, los quiero mucho.

- A Jocelyn, Jazmín, Mariana, Luis Andrés, porque no solo fueron mis compañeros de generación, fueron parte de mi vida durante todo este proceso y logramos construir una bonita amistad, disfrutamos de muchas convivencias y nos apoyamos mutuamente sin envidias, los quiero mucho.

- A mí, porque, aunque hubo muchas ocasiones en donde quise rendirme, ya que me sentía cansada, frustrada, agobiada e insuficiente, siempre sacaba fuerzas para continuar, porque nunca deje de creer en mis capacidades y nunca deje de ser persistente con mis objetivos. Gracias.

RESUMEN

Rojas Fernández, Monica M.C.A. Instituto Tecnológico de Tuxtepec. Octubre 2023. Formación de complejos almidón- β -caroteno: evaluación de la capacidad antioxidante, características físicas, químicas y estabilidad térmica. Director: Dra. Roselis Carmona García, Codirector interno: Dr. Erasmo Herman y Lara y Codirector externo: Dr. Andrés Aguirre Cruz.

El β -caroteno se denota por un pigmento brillante de color rojo o anaranjado que se encuentra naturalmente en alimentos de origen vegetal como la zanahoria, jitomate, batata, entre otros. Más allá de la característica antioxidante, el β -caroteno actúa como precursor del retinol (Vitamina A) (Akram et al., 2021). Sin embargo, pierde parte de su actividad durante el almacenamiento (Carranco et al., 2011), por lo que, es necesario protegerlo para mantener su estabilidad y actividad antioxidante. El almidón de maíz y batata han sido usados con este fin, sin embargo, existen otras fuentes de almidón como la malanga (*Colocasia esculenta*), que puede ser usado como sistemas de protección. El objetivo de este trabajo fue evaluar la capacidad antioxidante, propiedades físicas, químicas y estabilidad térmica del almidón de malanga y los complejos almidón- β -caroteno. La malanga fue proporcionada por la Integradora de R. y T. de la Cuenca y el reactivo β -caroteno fue de la marca Sigma Aldrich. El almidón fue aislado (Torres et al., 2013) y caracterizado química y físicamente. El almidón nativo (AN) se trató con alcohol anhidrido absoluto y se llamó almidón alcohol (AA), posteriormente se llevó a cabo la formación de los complejos (Li et al., 2020), utilizando tres concentraciones de β -caroteno (CAC1: 62.5, CAC2: 125, CAC3: 500 mg/g de AA), las muestras obtenidas fueron codificadas como complejos almidón- β -caroteno. Se les determinó el contenido de β -caroteno (Ying et al., 2015) y fueron caracterizadas de forma física (color (L^* , h° y C^*)), química (espectroscopía de infrarrojo por transformada de Fourier (FTIR), humedad, almidón total (AT)) y morfológica (microscopía óptica). Se determinó el % de inhibición, el IC₅₀ en almacenamiento (0 y 4 meses) y la estabilidad térmica. El AN presentó un contenido de humedad de 9.8%, cenizas 0.87%, grasas 0.36%, proteínas 2.87% y 95.9% de carbohidratos totales. El contenido de β -caroteno de CAC1: 48.298 mg/g, CAC2: 108.069 mg/g y CAC3: 484.636 mg/g, presentaron valores de L^* (81.62, 74.42, 60.22),

h° (44.45, 38.50, 42.20), C^* (20.21, 26.25, 34.62), respectivamente. Por microscopía se observaron gránulos de almidón con coloraciones rojas-naranjas en su interior. Los espectros de FTIR de los complejos almidón- β -caroteno presentaron señales a 3000-2850 cm^{-1} y 1465 cm^{-1} , correspondientes a la vibración de los enlaces -C-H₃ y =C-H₂, a 1680-1600 cm^{-1} correspondiente a la vibración de los enlaces C=C, de la estructura del β -caroteno. Los CAC1, CAC2 y CAC3 presentaron un contenido de humedad de 5.78, 6.47, 7.06% y un contenido de almidón total de 72.15, 70.72, 48.54 g/100 g base seca, respectivamente. En el análisis termogravimétrico de los complejos almidón- β -caroteno formados presentaron mayor estabilidad térmica que el almidón nativo. Los extractos de todas las muestras de 10 mg/mL presentaron el mayor % de inhibición a 0 meses y 4 meses de almacenamiento, durante el almacenamiento el IC₅₀ de las muestras CAC1 y CAC2 se vio afectado. Los tres complejos formados con el almidón, originó características físicas y químicas distintas en comparación con su contraparte (AN), por esta razón el contenido de AT fue menor y la actividad antirradical mayor con la presencia del β -caroteno.

ABSTRACT

Rojas Fernández, Monica (MSc). *Instituto Tecnológico de Tuxtepec*. October 2023. Formation of starch- β -carotene complexes: evaluation of antioxidant capacity, physical and chemical characteristics and thermal stability. Director: Dr. Roselis Carmona García, internal co-director: Dr. Erasmo Herman y Lara and external co-director: Dr. Andrés Aguirre Cruz.

The β -carotene is denoted by a bright red or orange pigment that is naturally found in foods of vegetable origin such as carrots, tomatoes, potatoes, among others. Beyond the antioxidant characteristic, β -carotene acts as a precursor of retinol (vitamin A) (Akram et al., 2021). However, it loses part of its activity during storage (Carranco et al., 2011), therefore, it is necessary to protect it to maintain its stability and antioxidant activity. Corn and potato starch have been used for this purpose; however, there are other starch sources such as taro (*Colocasia esculenta*), which can be used as protection systems. The objective of this work was to evaluate the antioxidant capacity, physical and chemical properties and thermal stability of taro starch and starch- β -carotene complexes.

The taro was provided by *Integradora de R. y T. de la Cuenca* and the β -carotene reagent was from Sigma Aldrich. Starch was isolated (Torres et al., 2013) and chemically and physically characterized. The native starch (NS) was treated with anhydrous alcohol and named starch-alcohol (SA), subsequently complex formation was carried out (Li et al., 2020), using three concentrations of β -carotene (CAC1: 62.5, CAC2: 125, CAC3: 500 mg/g SA). The samples were coded how complexes starch- β -carotene, had their β -carotene content determined (Ying et al., 2015) and were characterized physically (color (L^* , h° and C^*)), chemically (Fourier transform infrared spectroscopy (FTIR), moisture, total starch (TS)) and morphologically (optical microscopy). The % inhibition, IC_{50} in storage (0 and 4 months) and thermal stability were determined. The NS presented a moisture content of 9.8%, ash 0.87%, fat 0.36%, protein 2.87% and 95.9% total carbohydrates. The β -carotene content of CAC1: 48.298 mg/g, CAC2: 108.069 mg/g and CAC3: 484.636 mg/g, respectively presented values of L^* (81.62, 74.42, 60.22), h° (44.45, 38.50, 42.20), C^* (20.21, 26.25, 34.62). By microscopy, starch granules with red-orange colorations in their interior were observed. The FTIR spectra of the starch- β -carotene complexes presented signals at 3000-2850 cm^{-1} and 1465 cm^{-1} , corresponding to the

vibration of the $-C-H_3$ and $=C-H_2$ bonds, at $1680-1600\text{ cm}^{-1}$ corresponding to the vibration of the $C=C$ bonds, of the β -carotene structure. CAC1, CAC2 and CAC3 presented moisture contents of 5.78, 6.47, 7.06% and total starch contents of 72.15, 70.72, 48.54 g/100 g dry basis. In the thermogravimetric analysis of the formed starch- β -carotene complexes presented higher thermal stability than native starch. The extracts of all 10 mg/mL samples presented the highest % inhibition at 0 months and 4 months of storage. During storage the IC_{50} of samples CAC1 and CAC2 were affected. The three complexes formed with starch originated different physical and chemical characteristics compared to their counterpart (NS), for this reason the TS content was lower and the antiradical activity higher with the presence of β -carotene.

TABLA DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	7
DEDICATORIAS	8
RESUMEN	10
ÍNDICE DE TABLAS	17
ÍNDICE DE FIGURAS	18
1. INTRODUCCIÓN	19
2. MARCO TEÓRICO	21
2.1. CAROTENOIDES	21
2.2. FUENTE DE CAROTENOIDES	21
2.3. ESTRUCTURA QUÍMICA.....	22
2.4. BETA CAROTENO (β -CAROTENO)	24
2.5. PROPIEDADES QUÍMICAS.....	26
2.6. ABSORCIÓN EN EL CUERPO HUMANO	26
2.7. ACTIVIDADES BIOLÓGICAS	27
2.7.1. PROVITAMINA A	27
2.7.2. ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE	27
2.7.3. PREVENCIÓN DE ENFERMEDADES	28
2.8. ESTABILIDAD Y DISPONIBILIDAD.	29
2.9. NUEVAS TECNOLOGÍAS DE PROTECCIÓN	31
2.10. ALMIDÓN	32
2.11. FUENTE DE ALMIDÓN	32
2.12. PLANTA DE MALANGA (COLOCASIA ESCULENTA)	33
2.12.1. CARACTERÍSTICAS DEL ALMIDÓN DE MALANGA.	34
2.12.2. PRODUCCIÓN DE MALANGA	35
2.13. COMPOSICIÓN ESTRUCTURAL DEL ALMIDÓN	36
2.13.1 GRÁNULOS DE ALMIDÓN	36
2.13.1.1. Amilosa	38
2.13.1.2. Amilopectina	39
2.13.2. PROPIEDADES FÍSICO-QUÍMICAS.....	40

2.13.2.1. Gelatinización	40
2.13.2.2. Retrogradación	40
2.14. DIGESTIBILIDAD DEL ALMIDÓN	41
2.15. ALMIDÓN RESISTENTE (AR)	42
2.15.1. CLASIFICACIÓN DEL ALMIDÓN RESISTENTE	42
2.15.2. ALMIDÓN RESISTENTE TIPO 5 (AR5)	43
2.15.2.1. Complejos de Inclusión de Amilosa-Huésped	45
2.15.3. APLICACIONES DEL ALMIDÓN RESISTENTE	47
3. ANTECEDENTES	48
4. JUSTIFICACIÓN	53
5. OBJETIVOS	54
5.1. OBJETIVO GENERAL	54
5.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	54
6. MATERIALES Y MÉTODOS	55
6.1. MATERIA PRIMA Y MATERIALES	55
6.2. OBTENCIÓN DEL ALMIDÓN DE MALANGA	55
6.3. PRETRATAMIENTO DEL ALMIDÓN NATIVO DE MALANGA	55
6.4. FORMACIÓN DE LOS COMPLEJOS ALMIDÓN- β -CAROTENO	56
6.5. CARACTERIZACIÓN QUÍMICA PROXIMAL DEL ALMIDÓN DE MALANGA Y LOS COMPLEJOS ALMIDÓN- β -CAROTENO	57
6.6. DETERMINACIÓN DE COLOR DEL ALMIDÓN NATIVO DE MALANGA Y DE LOS COMPLEJOS FORMADOS.	57
6.7. MICROSCOPIA ÓPTICA CON LUZ Y LUZ POLARIZADA DEL ALMIDÓN NATIVO DE MALANGA Y DE LOS COMPLEJOS FORMADOS	57
6.8. ESPECTROSCOPIA INFRARROJA POR TRANSFORMADA DE FOURIER (FT-IR) DEL ALMIDÓN NATIVO DE MALANGA Y DE LOS COMPLEJOS FORMADOS	58
6.9. ANÁLISIS TERMOGRAVIMÉTRICO	58
6.10. DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE β -CAROTENO LIBRE DE LOS COMPLEJOS FORMADOS	58
6.11. EVALUACIÓN DE ALMIDÓN TOTAL DEL ALMIDÓN NATIVO Y EL COMPLEJO ALMIDÓN- β -CAROTENO	59
6.12. DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE	61

6.12.1. OBTENCIÓN DE LOS EXTRACTOS CETÓNICOS.....	61
6.12.2. DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE INHIBICIÓN DEL RADICAL ABTS•.....	61
6.13. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	63
7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	64
7.1. COMPOSICIÓN QUÍMICO PROXIMAL DEL ALMIDÓN NATIVO DE MALANGA.	64
7.2. CONTENIDO DE HUMEDAD DE LOS COMPLEJOS ALMIDÓN- β -CAROTENO.	66
7.3. CONTENIDO DE ALMIDÓN TOTAL	67
7.4. CONTENIDO DE β -CAROTENO DE LAS MUESTRAS.....	69
7.5. ESPECTROSCOPÍA POR INFRARROJOS POR TRANSFORMADA DE FOURIER (FTIR)	71
7.6. PARÁMETROS DE COLOR.....	73
7.7. MICROSCOPIA ÓPTICA.....	74
7.8. ANÁLISIS TERMOGRAVIMÉTRICO	77
7.9. ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE: PORCENTAJE DE INHIBICIÓN E IC ₅₀	80
8. CONCLUSIONES	86
9. REFERENCIAS	88

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla N°	Descripción	Pág.
1	Carotenoides presentes en diferentes alimentos.	22
2	Porcentaje de almidón en alimentos más comunes.	33
3	Composición químico proximal de los tubérculos de malanga y su almidón aislado.	35
4	Métodos de preparación de complejos de inclusión almidón-polifenol.	45
5	Composición química del almidón de malanga.	66
6	Contenido de humedad del almidón nativo y los complejos formados.	67
7	Contenido de almidón total del almidón nativo y los complejos formados.	69
8	Contenido de β -caroteno de los complejos formados.	70
9	Parámetros de color del almidón nativo y de los complejos.	74
10	Efecto de la concentración de β -caroteno de los extractos sobre el porcentaje de inhibición de los complejos formados a 0 y 4 meses de almacenamiento a 4 °C.	81
11	Efecto del tiempo de almacenamiento sobre el IC ₅₀ de los complejos formados.	85

ÍNDICE DE FIGURAS

Tabla N°	Descripción	Pág.
1	Estructura química de los principales carotenoides.	23
2	Esquema general de la ciclación del licopeno.	24
3	Estructura química del β -caroteno.	24
4	Mecanismo de escisión del β -caroteno. El ciclo monooxigenasa I produce retinal que puede ser transformado a nivel retinol o ácido retinoico.	25
5	Cultivo de malanga (<i>Colocasia esculenta</i>).	34
6	Estructura química de la amilosa y amilopectina.	37
7	Configuración de los gránulos de almidón a nivel molecular.	37
8	Estructura de D-glucosa configuraciones poliméricas: (D) estructura esquemática de una hélice con enlaces de hidrógeno; (E) estructura similar a una hélice producida en simulaciones.	39
9	Representación esquemática de los cambios estructurales del gránulo de almidón durante el proceso de gelatinización y retrogradación.	41
10	Molécula de complejo de inclusión tipo V amilosa-huésped.	46
11	Modelo de complejos de no inclusión amilosa-polifenoles de té.	46
12	Espectro por FTIR del almidón nativo de malanga y de los complejos formados.	72
13	Microfotografías del almidón nativo de malanga enfoque a 100x: a) luz, b) luz polarizada.	75
14	Microfotografías de los complejos a 100X; (a) CAC1, (b) CAC2 y (c) CAC3.	76
15	Curva de degradación por TGA del almidón nativo.	77
16	Curva de degradación por TGA del almidón nativo; a) CAC1, b) CAC2 y c) CAC3.	79
17	Efecto de los tratamientos sobre el % de inhibición de los complejos formados: a) 0 meses y b) 4 meses de almacenamiento a 4 °C.	83

1. INTRODUCCIÓN

Los carotenoides son pigmentos liposolubles naturales que se encuentran distribuidos en el reino vegetal, actualmente se han identificado más de 600 tipos de carotenoides, los cuales se clasifican de acuerdo a su estructura en dos categorías: los carotenos, son aquellos que solo contienen átomos de carbono e hidrógeno y las xantofilas; que son aquellos que contienen por lo menos un átomo de oxígeno. El β -caroteno es un caroteno que está conformado por una cadena carbonada conjugada de dobles enlaces y un anillo beta en cada extremo, esta molécula se encuentra presente en frutas y plantas que tienen tonalidades amarillas, rojas y naranjas, así como, los tomates, pimientos, la flor de cempasúchil, calabazas, zanahorias, etc. Además, es un importante precursor de la Vitamina A. También presenta propiedades antioxidantes, a las cuales se le ha atribuido múltiples beneficios a la salud humana, entre ellos, la prevención de algunas enfermedades cardiovasculares, trastornos oculares y algunos tipos de cánceres. Esta característica se le atribuye a su estructura de dobles enlaces, lamentablemente, el β -caroteno tiende a degradarse y/o isomerizarse en presencia del oxígeno, ácidos y altas temperaturas, estos cambios se observan físicamente en la decoloración del alimento, teniendo como resultado una pérdida en la provitamina A. Como consecuencia, se han investigado alternativas que ayuden a proteger esta molécula de factores externos perjudiciales, utilizando tecnologías de encapsulación/formación de complejos con otros compuestos o macromoléculas compatibles. Una de estas alternativas es el uso de almidones, los cuales están constituidos por moléculas de amilosa, estas moléculas tienen la capacidad de formar hélices simples con un canal interno lipofílico y características externas hidrofílicas. Con base a esto, se optó por formar complejos de inclusión y/o no inclusión utilizando el almidón de malanga obtenida de la Integradora de Raíces y Tubérculos de la Cuenca del Papaloapan S.A. DE C.V. y el compuesto estándar de β -caroteno de la marca Sigma Aldrich, esto, con la finalidad de obtener complejos que brinden al β -caroteno una mayor protección y estabilidad durante los periodos de almacenamiento. Además, se ha reportado que este tipo de complejos pueden producir un tipo de almidón resistente tipo V, el cual trae múltiples beneficios a la salud humana, aun sumado al uso de una molécula con actividad antioxidante como el β -caroteno. Para

la obtención de estos complejos se utilizaron las metodologías de Li et al., (2020) y Kong et al., (2017) con pequeñas adaptaciones y como pruebas de confirmación se realizaron análisis físico-químicos, parámetros de color, contenido de β -caroteno, espectroscopía por FT-IR, análisis termogravimétrico y actividad antioxidante (ABTS•). La finalidad de este trabajo de investigación es brindar conocimiento científico acerca de la formación de complejos de inclusión y/no inclusión usando almidón de malanga y una molécula con actividad antioxidante (β -caroteno), así como el cambio en las características físicas y químicas que presenta el almidón utilizado durante la formación de los complejos. Debido a que estos complejos almidón- β -caroteno presentan actividad antirradicalaria y una mayor estabilidad térmica que el almidón nativo, podrían ser adicionados en distintos productos, como, por ejemplo: productos de panificación, lácteos, jugos/refrescos, embutidos, etc. Esta investigación puede ser enriquecida mediante la determinación de almidón resistente *in vitro*, pruebas de rayos X, DSC, esto con la finalidad de mejorar y confirmar los resultados obtenidos durante esta investigación.

2. MARCO TEÓRICO

2.1. CAROTENOIDES

Los carotenoides son pigmentos liposolubles sintetizados principalmente en los frutos, hojas, raíces, tallos, algas y en menor cantidad por microorganismos fotosintéticos. Los carotenoides están presentes en muchos alimentos profundamente pigmentados, los cuales constituyen las principales fuentes dietéticas. La ingesta de verduras y frutas de color amarillo-naranja proporcionan la mayor parte del β -caroteína y α -caroteína, las frutas naranjas proporcionan α -criptoxantina, las verduras de color verde oscuro proporcionan luteína y los tomates licopeno (Rao & Rao, 2007).

2.2. FUENTE DE CAROTENOIDES

En la Tabla 1 se muestran las fuentes principales de carotenos. Las principales fuentes de extracción de carotenoides se obtienen del achiote, pimentón, azafrán, alfalfa, zanahoria, piel de cítricos, aceite de palma, piña, tomate, flores (como el cempasúchil y girasol), de algunos microorganismos (solo en condiciones extremas) y algunos animales (debido a su ingesta de plantas) (Rojas, 2018).

El contenido de carotenoides en alimentos de origen vegetal está determinado por varios factores, como son: la variedad del alimento, la parte comestible de la planta, el grado de madurez, el clima o lugar geográfico de producción, la cosecha y manejo poscosecha (Contreras, 2004), así como las operaciones de procesado; cortado, lavado, envasado y conservación (Carranco et al., 2011) y el tiempo de almacenamiento (Contreras, 2004). Los factores mencionados anteriormente más la temperatura y la intensidad de la luz solar tienen una gran influencia en el contenido de los carotenoides. Se ha determinado que los alimentos que son congelados y esterilizados en atmósferas libres de oxígeno ayudan a mantener el contenido de carotenoides. Además, se observó que, el tipo de suelo, riego y fertilización no afecta significativamente el contenido de carotenoides en los alimentos (Carranco et al., 2011).

Tabla 1. Carotenoides presentes en diferentes alimentos.

COMPUESTOS	FUENTE
α y β -caroteno	Zanahoria (<i>Daucus carota</i>)
Licopeno	Tomates (<i>Lycopersicum spp</i>)
Luteína/Zeaxantina	Alfalfa (<i>Medicago sativa</i>), maíz (<i>Zea mays</i>), cempasúchil (<i>Tagetes erecta</i>), huevo de gallina.
Violaxantina, β -criptoxantina, luteína/ zeaxantina	Naranja (<i>Citrus sinensis</i>)
Astaxantina	Salmon (<i>Salmo spp</i>), crustáceos, microalgas y levaduras
Cantaxantina	Crustáceos
Crocetina	Azafrán (<i>Crocus sativus</i>)

Fuente: Adaptado de Carranco et al. (2011).

2.3. ESTRUCTURA QUÍMICA

Los carotenoides son tetraterpenos constituidos por unidades múltiples de isopreno con un anillo de ciclohexano sustituido e insaturado en cada uno de los extremos. También pueden tener grupos finales: aldehído (CHO), ceto (C=O), carboxi (CO₂H), carbometoxi (CO₂Me) en su estructura (Carranco et al., 2011), se derivan de una estructura basal de 40 átomos de carbonos, que incluye un sistema de dobles enlaces conjugados. Según su composición estructural, los carotenoides se dividen en dos clases; los carotenos, que son aquellos que contienen en su estructura solo átomos de carbono e hidrógeno (hidrocarburos), y las xantofilas, que son aquellas estructuras que contienen uno o más átomos de oxígeno (Stahl & Sies, 2003). En la Figura 1 se muestran las estructuras de los carotenoides más comunes.

Los carotenoides tienen una estructura básica lineal, simétrica e invertida en el centro, y puede ser modificada mediante una hidrogenación, deshidrogenación, ciclación, isomerización, oxigenación, etc., dando lugar a una gran variedad de estructuras en la naturaleza. Debido a la presencia de dobles enlaces, los carotenoides se presentan en

distintas formas geométricas (isomería cis/trans o “Z/E”), que se pueden transformar en isómeros por acción de la luz, energía térmica o química (Begoña et al., 2001).

Una de estas estructuras que cambia constantemente su estructura principal es el licopeno, ya que puede ser modificada por la ciclización de uno de sus extremos (Figura 2), dando lugar a las diferentes estructuras ilustradas en la figura 1. De esta manera, el β -caroteno y otros carotenos pueden modificarse por medio de una oxidación, lo que da lugar a moléculas con átomos de oxígeno (xantofilas) (Sánchez et al., 1999).

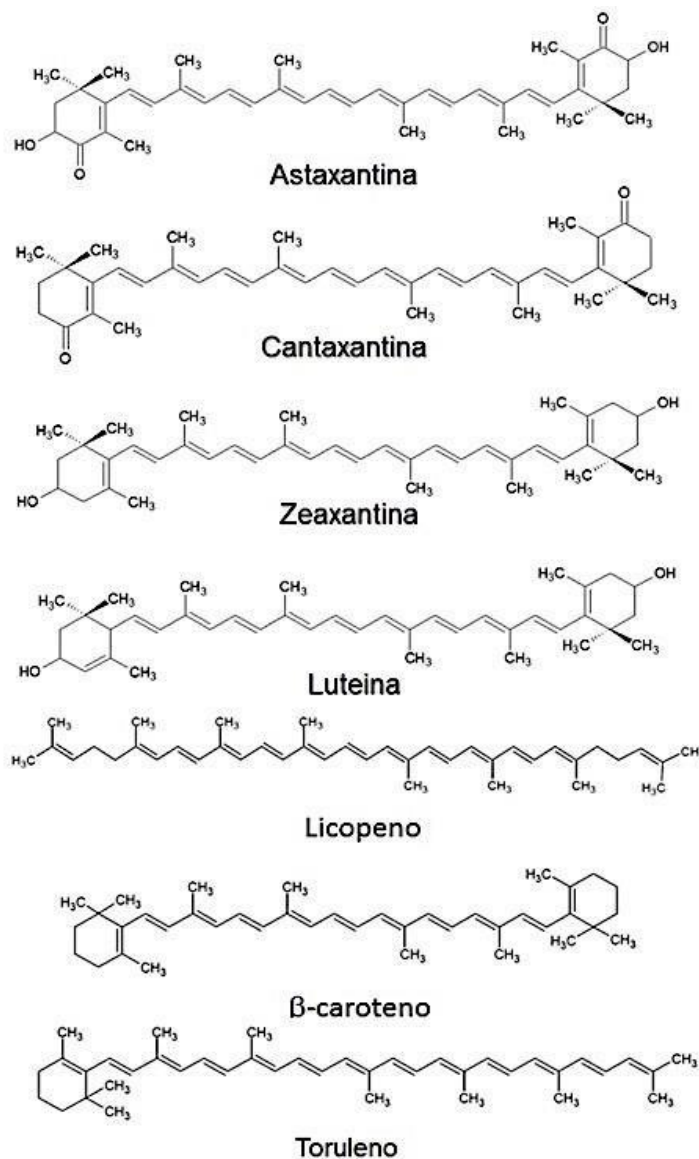


Figura 1. Estructura química de los principales carotenoides. Navarro-Macías et al. (2020).

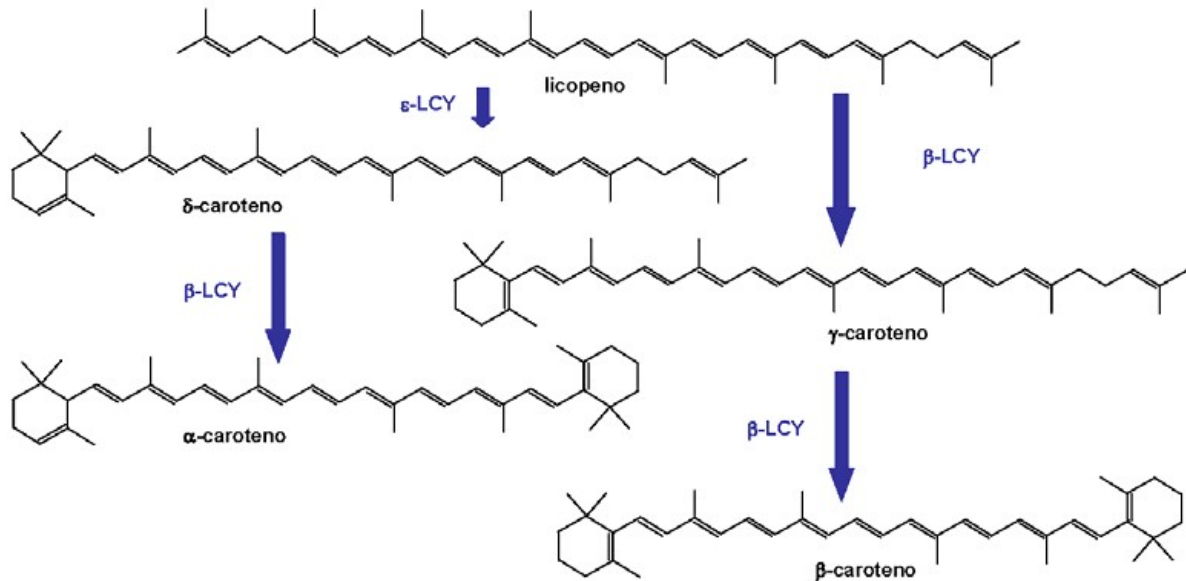


Figura 2. Esquema general de la ciclación del licopeno. Alquézar, (2007).

2.4. BETA CAROTENO (β -CAROTENO)

El β -caroteno (Figura 3) es un compuesto sintetizado por algunas plantas y escasamente en animales. Es la molécula responsable de los pigmentos rojos, naranjas y amarillos en algunas plantas y frutas. También se utiliza como colorante en diferentes productos a base de grasa en la industria alimentaria, farmacéutica, cosmética y entre otras (Espíritu, 2018).

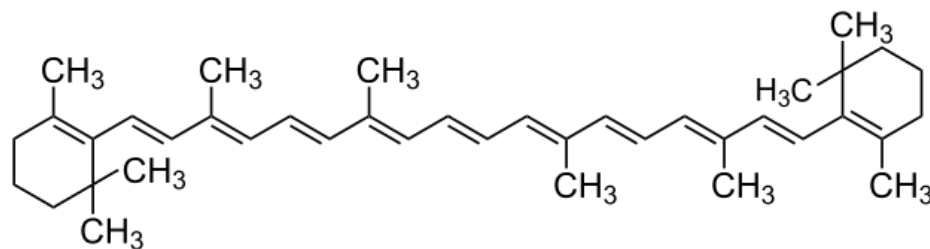


Figura 3. Estructura química del β -caroteno. Sigmaaldrich.com, (2023)

La molécula está conformada por una estructura poliisoprenoide de una larga cadena de dobles enlaces y casi simétrica alrededor del doble enlace medio (Omaye et al.,1997).

Cuenta con dos anillos de β -ionona (uno en cada extremo) al cual se le asigna un 100% de actividad. Además, es un importante precursor de la Vitamina A (Figura 4), siendo 1 equivalente de actividad de retinol (EAR) (μg) igual a $1/12 \mu\text{g}$ de β -caroteno + $1/24 \mu\text{g}$ de otros carotenoides con actividad de provitamina: α -caroteno (50-54%), β -zeacaroteno (20-40%), γ -caroteno (50-52%), β -criptoxantina (50-60%) y β -apo-8'-carotenal (72%).

Para hacer el cálculo de EAR de aquellos carotenoides provitamina A, deben tomarse en cuenta una serie de factores: tipo de carotenoide, matriz en la que se encuentre, tipo de proceso al que es sometido el alimento, interacciones entre los mismos carotenoides, contenido de grasa y fibra, el estado nutricional del consumidor, edad e infección por parásitos. Esto ha traído como consecuencia el establecer procedimientos actualizados para el cálculo de los factores de conversión de carotenoides con actividad provitamina A.

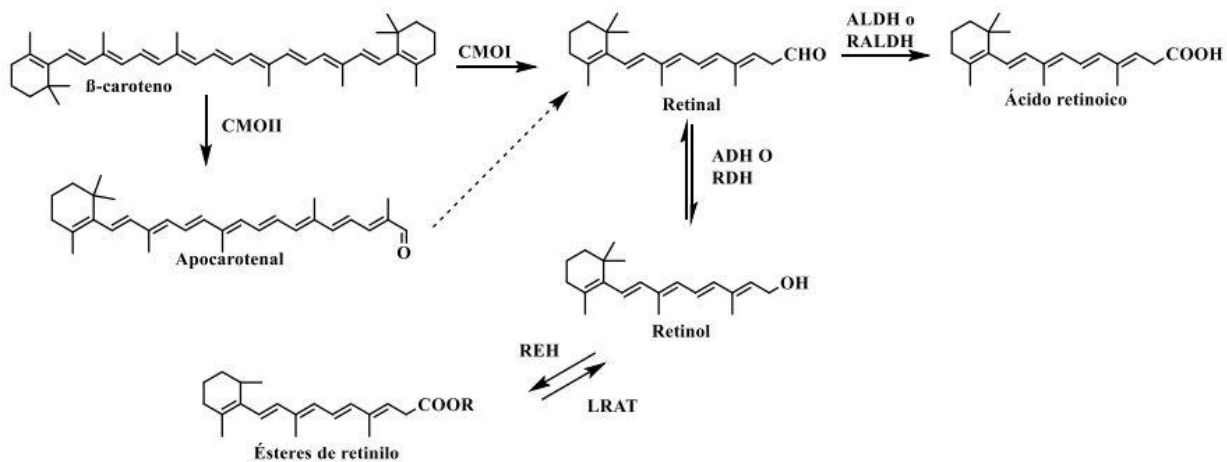


Figura 4. Mecanismo de escisión del β -caroteno. El ciclo monooxigenasa I produce retinal que puede ser transformado a nivel retinol o ácido retinoico. González-Araúz, (2020).

Al ser una molécula insoluble en agua, la absorción del β -caroteno en el tracto digestivo es similar a la de los lípidos. Por lo tanto, al ser ingerido por la vía oral, este se incorpora a los micelios lipídicos para que la absorción sea a través de las células intestinales (Carranco et al., 2011). Actualmente se ha documentado registros provenientes de datos

epidemiológicos realizados con animales, los cuales vinculan una ingesta elevada de β -caroteno, así como otros tipos de carotenoides, con un menor riesgo de algunos padecimientos como: cáncer, enfermedades cardiovasculares y otras enfermedades (Omaye et al., 1997).

2.5. PROPIEDADES QUÍMICAS

En general los carotenoides se caracterizan por ser en su mayoría insolubles en agua y solubles en solventes orgánicos como: éter de petróleo, hexano, tolueno, etanol y metanol (Contreras, 2004), también, son capaces de unirse con superficies hidrofóbicas, presentan una disminución del nivel energético de los singletes del oxígeno, un bloqueo de las reacciones provocadas por algunos radicales libres, además, son fácilmente isomerizables y oxidables (Begoña et al., 2001). Debido a su extenso sistema de dobles enlaces conjugados constituye un cromóforo que proporciona el color característico a estos compuestos. Según su estructura, los carotenoides presentan espectros de absorción y longitudes de onda características para cada compuesto (entre 400 y 500 nm). Esta propiedad es la que se utiliza en su identificación y/o cuantificación cuando son previamente aislados o separados en columnas cromatográficas, o bien, analizados mediante Cromatografía Líquida de Alto Rendimiento por sus siglas en inglés (HPLC) (Contreras, 2004).

2.6. ABSORCIÓN EN EL CUERPO HUMANO

Alrededor de 40-50 tipos de carotenoides son absorbidos y metabolizados por el cuerpo humano. Una cantidad apreciable puede absorberse mediante difusión pasiva por la mucosa intestinal. En el suero humano, se han identificado alrededor de 34 carotenoides, incluyendo 13 isómeros y 8 metabolitos. Entre ellos: luteína, zeaxantina, licopeno, β -criptoxantina, α -caroteno y β -caroteno, los cuales representan cerca del 90% o más de los carotenoides circulantes en el cuerpo humano. Los carotenoides presentes en los alimentos, se ingieren de forma libre, como ésteres o unidos a alguna proteína. En la parte alta del intestino se incorporan a las micelas lipídicas junto con ésteres de retinilo,

triglicéridos, fosfolípidos y ésteres del colesterol, los cuales serán interferidos por la acción de enzimas proteolíticas, esterases del jugo pancreático y ácidos biliares.

Los carotenoides con actividad provitamina y los no provitamínicos son incorporados a los quilomicrones y secretados a la linfa para su transporte a hígado (Begoña et al., 2001).

2.7. ACTIVIDADES BIOLÓGICAS

2.7.1. PROVITAMINA A

La actividad provitamina A se refiere a la capacidad que tienen algunos carotenoides para convertirse en retinol (Vitamina A). Para que un carotenoide pueda realizar esta conversión es necesario que cuente en su estructura química un anillo β -ionona no sustituido unido a un polieno de 7-15 carbonos intacto.

Actualmente se reconoce la importancia de la Vitamina A para proteger y mantener la calidad de la vista (Begoña et al., 2001), además es importante para la diferenciación celular, el desarrollo óseo, la reproducción e integridad del sistema inmunológico. Es importante mencionar que la deficiencia de esta Vitamina puede producir anemia, la cual solo se puede tratar con suplementos de Vitamina A (Contreras, 2004). Actualmente, la deficiencia de la Vitamina A es un problema de interés en aquellos países en desarrollo. Ya que, la población está interesada en la actividad biológica y en su potencial prevención contra las enfermedades crónicas y degenerativas (Begoña et al., 2001), atribuido a su capacidad antioxidante.

2.7.2. ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE

Los alimentos funcionales, son aquellos que tienen grupos de compuestos químicos que ejercen un efecto directo en la salud debido a que actúan directamente en la prevención o reducción de alguna enfermedad en específico. Usualmente estos compuestos cuentan con funciones antioxidante, estas funciones se pueden clasificar en dos sistemas: el enzimático (endógeno), se basa en una defensa que incluye al superóxido dismutasa, catalasa, glutatión peroxidasa, tiorredoxina reductasa y al glutatión reductasa. El no enzimático (exógeno), este sistema es paralelo al primero y muy útil cuando se satura. El sistema no enzimático está compuesto por depuradores de radicales libres y especies

reactivas de oxígeno y nitrógeno (ERON) (O_2^- , HO, NO). Las moléculas conocidas como depuradores de radicales libres pueden ser: tocoferoles, ácido ascórbico, flavonoides (quercetina, luteolina, catequinas), antocianinas, ácidos fenólicos y carotenoides (Carranco et al., 2011).

En los microorganismos y las plantas se ha demostrado que los carotenoides inactivan las ERON, peróxidos y otros oxidantes mediante un proceso en el que se transfiere la energía de altos niveles de excitación a un triplete del carotenoide. Este último puede regresar a su estado basal liberando calor, pero en otros casos pueden adicionarse grupos hidroxilo al triplete o formarse epóxidos, apocarotenos o apocarotenales, con la consecuente modificación de la molécula original (Sánchez et al., 1999).

Se ha reportado que los carotenos son responsables de las propiedades beneficiosas de las frutas y verduras en la prevención de enfermedades humanas, incluidas las enfermedades cardiovasculares, el cáncer y otras enfermedades crónicas (Rao & Rao, 2007).

Está relacionado con la protección contra el riesgo de cáncer en piel, ocasionado por la alta exposición de los rayos UV. El β -caroteno inhibe a los ERON y al oxígeno singlete, producido por la per-oxidación lipídica en los liposomas y en los sistemas biológicos, actuando como agente fotoprotector que bloquea las reacciones fotoquímicas en la epidermis las cuales involucran al oxígeno singlete y a los radicales de oxígeno generados por la exposición UV (Carranco et al., 2011).

2.7.3. PREVENCIÓN DE ENFERMEDADES

La idea de que los carotenoides pueden prevenir y modular diversas enfermedades se basa en pruebas experimentales (Begoña et al., 2001). A los carotenoides se le han atribuido acciones biológicas como fortalecimiento del sistema inmunológico, disminución del riesgo de enfermedades cardiovasculares, prevención de la disminución macular y formación de cataratas (Contreras, 2004).

2.7.3.1. Cáncer

El consumo de cualquier sustancia puede ejercer efectos beneficiosos y adversos, dependiendo de la dosis ingerida, así como distintos factores.

Estudios observacionales muestran que las personas que consumen en su dieta más carotenoides incluido el β -caroteno, tienen una menor incidencia de cáncer. La limitación de estos estudios se debe a que, son estudios observacionales y, por lo tanto, existe la posibilidad de que existan otros factores además del consumo de carotenoides que reduzcan el riesgo de padecer algún tipo de cáncer (Omaye et. al, 1997). Los datos disponibles parecen indicar que una suplementación con β -caroteno no ejerce ningún efecto beneficioso sobre la incidencia de los principales más comunes, aunque sí puede reducir lesiones precancerosas en otros tipos como: cuello uterino y cavidad oral (Begoña et al., 2001).

2.7.3.2. Enfermedades Cardiovasculares

Estudios epidemiológicos sugieren que dietas ricas en β -caroteno y otros carotenoides pueden tener un efecto protector frente a las enfermedades cardiovasculares, aunque esto no ha podido ser demostrado en estudios de intervención con carotenoides aislados. Se ha mencionado que los antioxidantes pueden contribuir a su prevención de enfermedades coronarias generadas por agentes oxidantes y/o estrés oxidativo. Sin embargo, estas moléculas con actividad antioxidante constituyen un medio prometedor, aunque no ha sido demostrado como tal, en la reducción de enfermedades cardiovasculares. Por otro lado, niveles séricos altos de carotenoides con actividad provitamina A (α -caroteno, β -caroteno y β -criptoxantina) han sido asociados con menor riesgo de angina de pecho.

La luteína y zeaxantina son casi los únicos carotenoides presentes en la retina y el cristalino los cuales, pueden prevenir el daño oxidativo inducido por la luz en retina y, por lo tanto, ofrecen un papel protector frente al deterioro de la vista. Mientras que, los carotenoides que se encuentran mayormente en la sangre, están ausentes o se encuentran en trazas en la retina y/o cristalino (Begoña et al., 2001).

2.8. ESTABILIDAD Y DISPONIBILIDAD.

Los carotenoides poseen una estructura carbonada de dobles enlaces conjugados, por lo que, son inestables en estado puro y se destruyen en presencia de altas temperaturas

por efecto de la luz solar, oxígeno, ácidos (Villar, 2004), metales, peróxidos, calor y a las lipoxigenasas (Carranco et al., 2011).

Dado que existen dobles enlaces en la cadena de carbono, los carotenoides son susceptibles a algunas reacciones como la oxidación y la isomerización (cis-trans) durante el procesamiento y almacenamiento de los alimentos, especialmente debido a la luz, el calor, los ácidos y el oxígeno; provocando así pérdida de color y reducción de la actividad biológica (Provesi et al., 2011). La luz y los ácidos favorecen reacciones fotoquímicas y químicas que cambian la estructura original del carotenoide (por ejemplo, promueven la isomerización de su configuración trans a la forma cis), la temperatura favorece reacciones térmicas de degradación y el oxígeno favorece la oxigenación de los enlaces dobles a funciones epóxidos, hidroxilos y peróxidos entre otros. Esta destrucción se ve reflejada en la decoloración de éstos y produce una pérdida de la potencia de Vitamina A. Los carotenoides además son oxidados por los peróxidos de las grasas y por tanto se destruyen bajo condiciones que favorecen la oxidación de estas, incluido trazas de cobre y el hierro (Contreras, 2004).

Existen varios factores que pueden afectar la estabilidad de estos compuestos, como el tipo y forma física del carotenoide, concentración de oxígeno, presencia de metales, exposición a la luz, severidad del tratamiento térmico, matriz del alimento, entre otros. Por tanto, la estabilidad de los carotenoides en los alimentos varía mucho (Provesi et al., 2011).

Los carotenoides tienden a acumularse en compartimentos lipofílicos como membranas o lipoproteínas. La capacidad lipofílica de estos compuestos también influye en la absorción, transporte y excreción en el organismo (Stahl & Sies, 2003).

La biodisponibilidad del β -caroteno es limitada dependiendo del tipo de componentes presentes en los alimentos. Su característica lipofílica limita su uso como ingrediente funcional en diversas formulaciones de alimentos y medicamentos. Una de las desventajas de esta molécula es la susceptibilidad a la oxidación, además, puede degradarse por la exposición a la luz en presencia de oxígeno/aire. Esta degradación podría generar compuestos con actividad prooxidante (Jong-Yea et al., 2013).

2.9. NUEVAS TECNOLOGÍAS DE PROTECCIÓN

Las técnicas de encapsulación pueden ser posibles soluciones para mejorar su solubilidad en agua, la biodisponibilidad y la estabilidad de los carotenoides. Además, se han desarrollado algunos métodos para preparar carotenoides dispersables de partículas finas.

Por ejemplo, el β -caroteno se puede incorporar a varios tipos de emulsiones para mejorar su biodisponibilidad, sin embargo, las emulsiones son termodinámicamente inestables, por lo que se requiere la adición de agentes tensioactivos. Otra técnica para encapsular compuestos insolubles en agua es el uso de varios liposomas, aunque se han observado efectos tóxicos de algunos constituyentes utilizados para la formación de liposomas.

Se ha informado que el β -caroteno podría solubilizarse a través de la formación de un complejo de inclusión con ciclodextrina, que es un oligosacárido no tóxico producido a partir del almidón. Sin embargo, la ciclodextrina tiende a formar agregados de micropartículas en el agua, y la formación de un complejo de inclusión con compuestos invitados facilita la formación de agregados. Los agregados de ciclodextrina grandes generalmente tienen una biodisponibilidad reducida de los compuestos bioactivos alojados en el complejo, porque la velocidad de disolución *in vivo* del compuesto bioactivo es directamente proporcional al área superficial del compuesto (Jong-Yea et al., 2013).

La modificación de almidón con compuestos fenólicos confiere al almidón propiedades antioxidantes y reduce la digestibilidad *in vitro* del almidón. También puede retrasar la liberación de los compuestos fenólico en el tracto gastrointestinal superior hasta el intestino grueso (*en vivo*) donde podría eliminar los radicales libres responsables de algunas enfermedades. Las interacciones entre los polifenoles y el almidón están influenciadas no sólo por la estructura del compuesto fenólico específico, sino también por la naturaleza del polímero de almidón y/o por las diferentes condiciones experimentales.

A nivel molecular, las interacciones no covalentes entre los compuestos fenólicos y el almidón pueden clasificarse en la formación de complejos de inclusión y no inclusión. Los complejos de inclusión se unen con fuerzas de unión más débiles. Esta formación asume que las cadenas lineales de amilosa tienen la capacidad de interactuar con otros compuestos de tamaños y estructuras específicas para formar complejos de inclusión en

forma de hélices individuales opuestas denominadas amilosa de tipo V. Estos tipos de complejos pueden disminuir la extensión de la hinchazón del gránulo de almidón en la cocción y/o pueden contribuir a la formación de una red de almidón más densa con accesibilidad enzimática limitada, contribuyendo así a formar ciertas fracciones de almidón resistentes a la digestión enzimática, generalmente definidas como almidón resistente tipo 5 (Oladele et al., 2020).

La amilosa, que es un polisacárido lineal que puede formar una estructura helicoidal única llamada V-amilosa, esta molécula es similar a la ciclodextrina. La cavidad central de las hélices simples de V-amilosa es hidrófoba y puede albergar varios compuestos orgánicos e inorgánicos, mientras que la superficie externa hidrófila de las hélices individuales permite que se disperse en un disolvente acuoso. Por lo tanto, la encapsulación de compuestos hidrófobos en V-amilosa puede aplicarse para mejorar la solubilidad en agua, la biodisponibilidad y la estabilidad de los compuestos (Jong-Yea et al., 2013).

2.10. ALMIDÓN

El almidón es la mayor fuente de hidratos de carbono en la dieta del ser humano, además de ser el polisacárido más abundante en el reino vegetal. Se presenta naturalmente en forma de gránulos en los cloroplastos de hojas verdes y amiloplastos de semillas, legumbre y tubérculos (Villarroel et al., 2018) donde sirve como forma química de almacenamiento de energía obtenida por el sol (Sajilata et al., 2006). A nivel molecular, el almidón nativo está formado por dos componentes; amilosa y amilopectina, los cuales se pueden aislar por fraccionamiento y ser estudiados de forma independiente. La amilosa, que es un polímero lineal, que constituye entre el 15% al 20% de almidón, y la amilopectina, que es una molécula ramificada más grande, siendo el componente principal del polisacárido (Villarroel et al., 2018).

2.11. FUENTE DE ALMIDÓN

Como se observa en la Tabla 2, el almidón se encuentra en distintos alimentos y en diferentes concentraciones la cual depende del estado de madurez del mismo, por ejemplo, en granos de cereales, tubérculos, leguminosas y en algunas frutas. El almidón

cuenta con diversas aplicaciones en la industria alimentaria, farmacéutica, textil, cosmética, etc., por lo cual, se ha generado una necesidad de buscar fuentes alternas de almidón para satisfacer la demanda. Existen materias primas que pueden ser usadas como nuevas fuentes de extracción de este polímero, como; algunas frutas en etapa temprana de maduración (plátano verde, así como su respectiva cascara y el mango verde). Entre los tubérculos menos comunes están el ñame (*Dioscorea spp.*) y la malanga (*Colocasia esculenta*) (Hernández et al., 2018).

Tabla 2. Porcentaje de almidón en alimentos más comunes.

Alimento	(%)
Maíz	71
Papa	82
Trigo	74
Yuca	77
Sorgo	75
Arroz	89

Fuente: Adaptado de Mendoza et al. (2017).

2.12. PLANTA DE MALANGA (*COLOCASIA ESCULENTA*)

La malanga es una de las primeras plantas que se domesticaron en el mundo, probablemente desde hace 10 mil años. Proveniente del sur de Asia, pasó por África y llegó a las zonas tropicales del continente americano en las embarcaciones de esclavos (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural , 2023). La planta puede tener una altura de 1-3 metros, sin tallo aéreo, con hojas grandes proveniente del tallo central y un tronco subterráneo (figura 5). Las hojas nuevas salen enrolladas de entre los troncos de la planta de las hojas ya formadas, y las laterales más viejas se marchitan y secan. La malanga se usa principalmente por su tubérculo comestible; presenta una forma ovoide redonda con una pulpa blanca almidonosa y una cáscara de color marrón oscura, la cual puede

permanecer bajo tierra hasta 16 meses, de acuerdo a las condiciones ambientales (López et al., 2020). El tubérculo de la malanga posee almidones de grano muy finos de alta digestibilidad (a diferencia del camote o la papa) y se consume en muchas partes de Asia, Cuba, República Dominicana y Puerto Rico. Es una planta excelente para la alimentación humana, por sus nutrientes, y también es una alternativa para la alimentación animal de cerdos, bovinos, ovinos y peces (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural , 2023).



Figura 5. Cultivo de malanga (*Colocasia esculenta*). Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (2023)

2.12.1. CARACTERÍSTICAS DEL ALMIDÓN DE MALANGA.

En general los gránulos de almidón de malanga (*Colocasia esculenta*) pueden presentar una mezcla de formas tales como esféricas, ovaladas, irregulares y poligonales, con tamaño de granulo que varía entre 1-25 μm y debido a su pequeño tamaño de partícula se dificulta observar la cruz de malta. Muestra un patrón de difracción del tipo A, mientras que los almidones obtenidos de tubérculos comunes (papa, yuca) presentan un patrón de difracción del tipo B, la malanga al ser una fuente de almidón no convencional, no se comporta como los almidones de fuentes convencionales (Avendaño, 2016). En la Tabla

3 se puede observar la composición química del tubérculo y del almidón aislado de malanga.

Tabla 3. Composición químico proximal de los tubérculos de malanga y su almidón aislado.

Componente	Tubérculo (g/kg)	Almidón (g/kg)
Proteínas	3.8±0.1	3.1±0.4
Grasas	6.8±0.01	1.9±0.3
Fibra cruda	1.6±0.01	1.1±0.9
Carbohidratos	262.4	926.10
Almidón	ND	824.0±11.0
Amilosa	ND	269.2±5.5
Amilopectina	ND	730.8±5.5

Los valores corresponden al promedio de 3 determinaciones ± desviación estándar. N.D. No determinado. Fuente: Adaptado de Antonio-Estrada, (2009).

2.12.2. PRODUCCIÓN DE MALANGA

Los principales países productores de malanga son Nigeria, Ghana y Costa de Marfil. Actualmente en México el cultivo de malanga es destinado para ser exportado casi en su totalidad hacia Estados Unidos de América y Canadá. Los principales estados productores son: Oaxaca, Veracruz y Puebla (López et al., 2020). Con un volumen nacional de 47 mil toneladas, con valor económico de 252 millones de pesos, Veracruz se ubica como la principal entidad productora, con 43 mil 500 toneladas, provenientes principalmente de los municipios de Actopan y Úrsulo Galván.

De acuerdo con el profesor investigador del Colegio de Postgraduados (Colpos), Campus Veracruz, Alberto Asiain Hoyos, en el proceso de siembra se manejan entre 12 mil y 17 mil plantas por hectárea y se obtienen rendimientos de alrededor de 40 toneladas por hectárea en un ciclo de entre seis y ocho meses (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural, 2023).

Utilizando tecnologías sencillas, es posible aprovechar el almidón de malanga, que sirve como materia prima para la elaboración de diversos productos alimenticios. Debido a sus altas cantidades de almidón (Tabla 3), las cuales son superiores al 80% (Torres et al., 2013).

2.13. COMPOSICIÓN ESTRUCTURAL DEL ALMIDÓN

Químicamente, los almidones son polisacáridos compuestos por una serie de monosacáridos (D-glucosa) unidas mediante enlaces glucosídicos, estas estructuras representan aproximadamente el 98-99% del peso seco del almidón (Tester et al., 2004). Consta de 2 componentes estructurales principales (Figura 6); la amilosa, es un polímero lineal en el que los residuos de glucosa están unidos por enlaces α -D (1,4) glucosa, los cuales forman hélices individuales y la amilopectina, que es un polímero de enlaces ramificados α -D (1,4) glucosa y α -D (1,6). La concentración de los componentes de amilosa y amilopectina, la disponibilidad y digestibilidad del almidón, así como la distribución y forma de los gránulos, varía de acuerdo a la fuente botánica utilizada para su extracción (Sajilata et al., 2006).

2.13.1 GRÁNULOS DE ALMIDÓN

El almidón nativo generalmente se configura en gránulos únicos y autónomos (Figura 7). Los gránulos del almidón tienen diferentes tamaños, formas y estructura química (Haq et al., 2019). Los almidones nativos de las diferentes especies de vegetales tienen como característica fundamental que sus propiedades fisicoquímicas y funcionales están influenciadas por sus estructuras granular y molecular (Hernández, 2018).

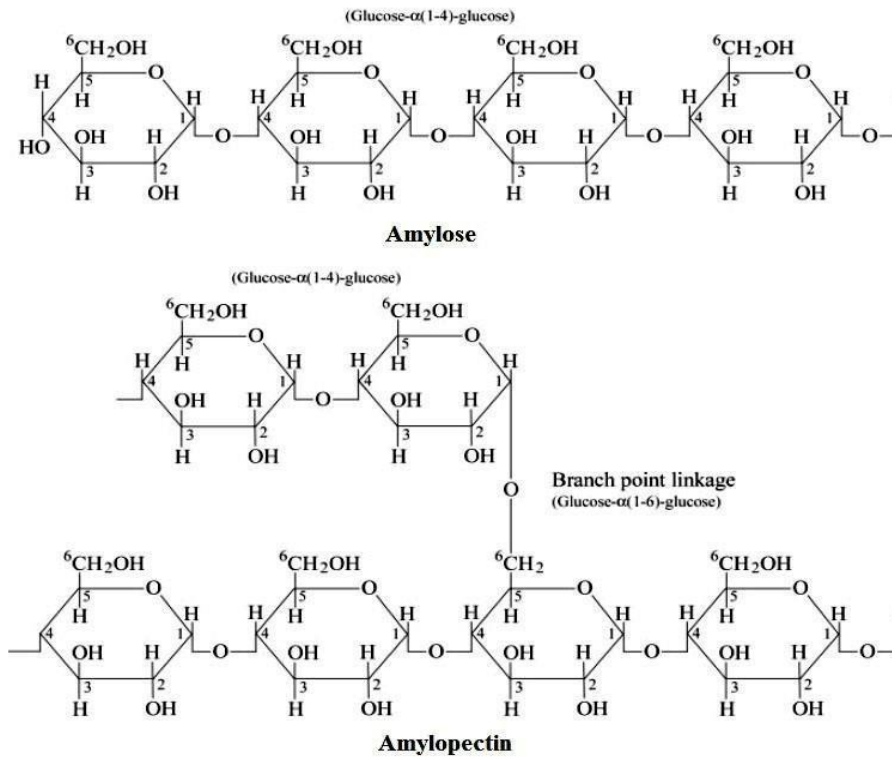


Figura 6. Estructura química de la amilosa y amilopectina. Angeles, (2015).

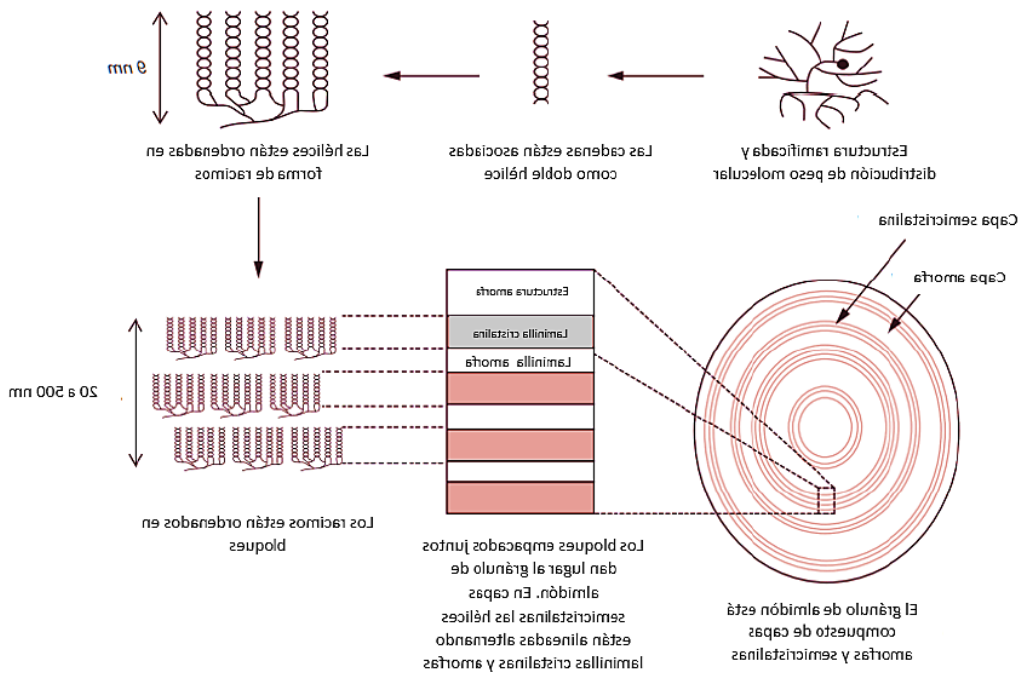


Figura 7. Configuración de los gránulos de almidón a nivel molecular. Vega, (2020).

2.13.1.1. Amilosa

La amilosa es un polisacárido lineal, está conformado por unidades monoméricas de D-glucosa, las cuales están unidas por enlaces α -D (1,4) glucosa y solo algunas ramificaciones unidas por enlaces α -D (1,6) glucosa. La amilosa en soluciones neutras forma una hélice única, la cual está formada por 6-8 unidades de glucosa en cada vuelta (Figura 8). Su peso molecular ronda los $1 \times 10^5 - 1 \times 10^6$ Daltón, con un promedio de 500 a 6000 unidades de D-glucosa. La amilosa no es soluble en agua, sin embargo, puede formar micelas hidratadas debido a su capacidad de enlazar moléculas vecinas por puentes de hidrógeno y generar una estructura helicoidal (Contreras, 2021). La amilosa tiene la capacidad de formar complejos con el yodo, lípidos, alcoholes de cadena larga (Fernández, 2018), ácidos orgánicos y puede asociarse consigo misma (Contreras, 2021). La amilosa y el yodo forman un complejo de color azul oscuro y es convencionalmente usado para cuantificar el contenido de amilosa en los almidones. La intensidad del color azul resulta del acomplejamiento amilosa-yodo, además, proporciona información acerca de la longitud de la cadena de la amilosa. Por su parte los complejos formados entre la amilosa y los alcoholes de cadena larga o los lípidos son capaces de prevenir la retrogradación (Fernández, 2018). En presencia de tales moléculas, la amilosa puede formar una única hélice izquierda, que tiene una superficie exterior hidrófila y un canal helicoidal hidrófobo. Las hélices de amilosa que forman complejos pueden reacomodarse para formar una estructura cristalina conocida como tipo V (Kong et al., 2018).

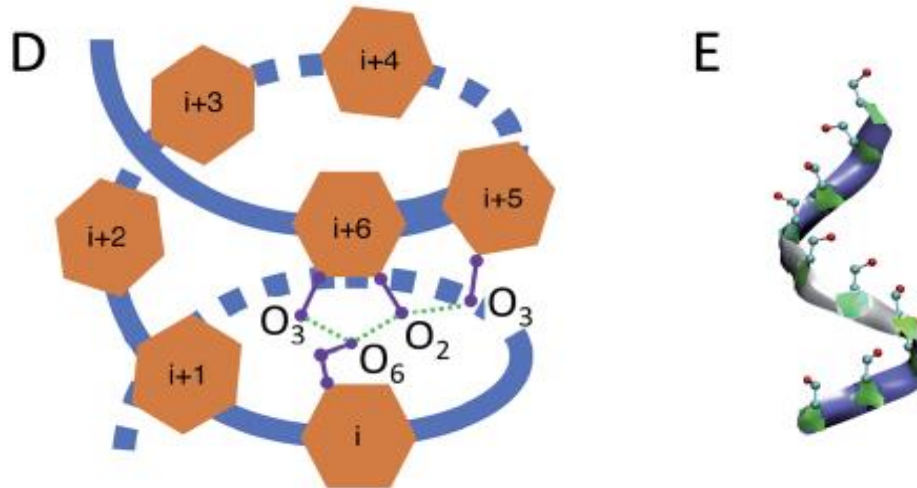


Figura 8. Estructura de D-glucosa configuraciones poliméricas: (D) estructura esquemática de una hélice con enlaces de hidrógeno; (E) estructura similar a una hélice producida en simulaciones. Hassan et al. (2021).

2.13.1.2. Amilopectina

La amilopectina es un polisacárido ramificado, está formada por cadenas unidades monoméricas de D-glucosa, unidos por enlaces α -D (1,4) glucosa en su región lineal y presenta enlaces α -D (1,6) glucosa en los puntos de ramificación, los cuales representan entre un 5-6% de los enlaces totales. La amilopectina es el componente mayoritario del almidón, se encuentra en una proporción entre el 70-80% en los almidones normales y en ciertos casos tiene proporciones de hasta 98-99%, los cuales son considerados como almidones cerosos (Zobel et al., 1988). La masa molar de la amilopectina varía de entre $1 \times 10^6 - 1 \times 10^8$ Da, la variación de la masa molar depende del origen botánico del almidón, de las condiciones de fraccionamiento de las moléculas de amilosa y amilopectina y del método usado para determinar la masa molar. La estructura, composición, así como la concentración y distribución en el gránulo del almidón, influyen en las propiedades funcionales del almidón (Fernández, 2018). La naturaleza semi cristalina del gránulo de almidón es generalmente atribuida a la amilopectina, debido a sus dobles hélices que forman sus cadenas ramificadas dentro de la región cristalina del gránulo (Contreras, 2021).

2.13.2. PROPIEDADES FÍSICO-QUÍMICAS

El almidón nativo presenta aplicaciones limitadas debido a su insolubilidad en el agua incluso a una temperatura de 25 °C (Haq et al., 2019). Los gránulos de almidón son insolubles en agua fría, pero, pueden absorber algo de agua durante el proceso de gelatinización y retrogradación (Figura 9).

2.13.2.1. Gelatinización

Cuando el almidón se calienta en exceso de agua ocurre un proceso llamado gelatinización, proceso en el cual, la estructura interior del gránulo se altera, debido a la ruptura de los enlaces intermoleculares y la formación de nuevos enlaces de hidrógeno con el agua. Si se continua con el calentamiento se pierde completamente la cristalinidad del almidón y los gránulos se desintegran. Durante la gelatinización se produce la lixiviación de la amilosa, sin embargo, durante el enfriamiento el almidón tiene un proceso de reordenamiento de sus constituyentes (amilosa y amilopectina), este proceso denominado como retrogradación o recristalización.

2.13.2.2. Retrogradación

Durante la retrogradación o recristalización, las cadenas lineales de amilosa y amilopectina orientan paralelamente y forman enlaces de hidrógeno intermoleculares, lo cual produce una liberación del agua retenida durante el proceso de gelatinización, a este proceso se le conoce como sinéresis. Este tipo de reacomodamiento de los constituyentes del almidón produce estructuras térmicamente estables, además, la retrogradación puede incrementarse a través de múltiples ciclos de calentamiento y enfriamiento repetitivos. Donde la retrogradación de la amilosa es mucho más rápida que de la amilopectina (Quiroga, 2008).

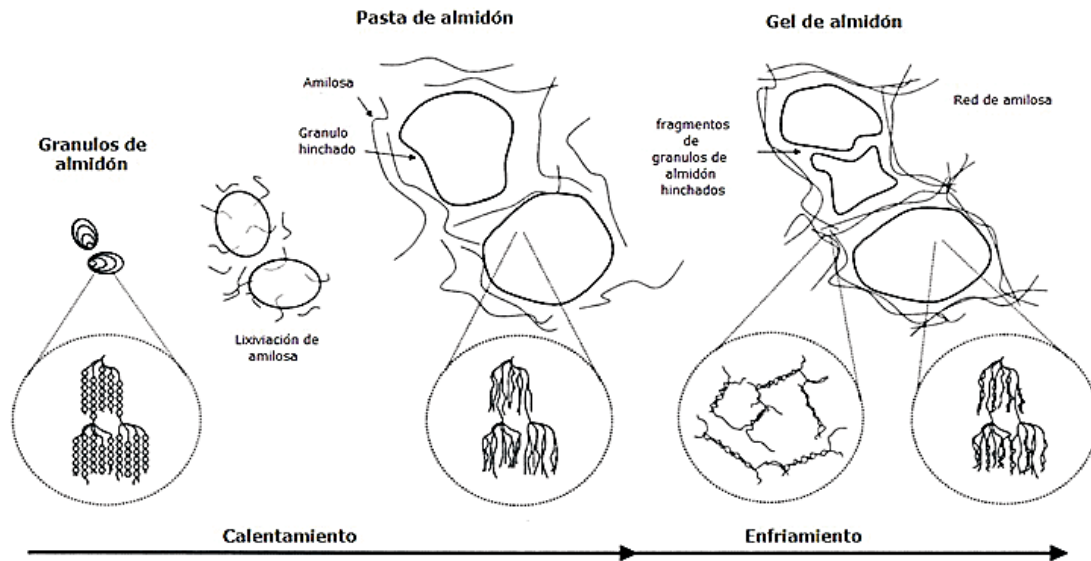


Figura 9. Representación esquemática de los cambios estructurales del gránulo de almidón durante el proceso de gelatinización y retrogradación. Salcedo & Contreras, (2017).

2.14. DIGESTIBILIDAD DEL ALMIDÓN

La digestibilidad del almidón está relacionada con la estructura del gránulo nativo, el cual tiene una disposición semi cristalina compleja y altamente ordenada. Los factores que afectan la digestibilidad del almidón y su respuesta fisiológica son: el tamaño del gránulo, su estructura molecular, la relación amilosa/amilopectina y el origen botánico que determina la organización y la morfología cristalina del gránulo de almidón (Villarreal et al., 2018).

El almidón debe estar completamente despolimerizado a monómeros de glucosa antes de que pueda ser absorbido en el intestino delgado. Esto se lleva a cabo por las enzimas digestivas (α -amilasas, sucrasa isomaltasa y maltasa glucoamilasa) que rompen los enlaces α -D (1,4) glucosa y α -D (1,6) glucosa de los polímeros de amilosa y la amilopectina. Es importante mencionar que no todo el almidón que se ingiere es degradado a glucosa y absorbido en el intestino delgado, sino que hay fracciones de almidón que escapan a la digestión, las mismas que son digeridas y fermentadas en el intestino grueso. Estas fracciones no digeribles se denominan almidón resistente (Quiroga, 2008).

De acuerdo al grado de digestión de los almidones, se han clasificado en tres fracciones

- a) Almidón rápidamente digerible (ARD): está constituido principalmente por almidón amorfo y disperso, se encuentra en alimentos a base de almidón cocidos, tales como el pan y las papas. Es aquella porción de almidón digerido en los primeros 20 min de incubación.
- b) Almidón lentamente digerible (ALD): consiste en aquel almidón amorfo físicamente inaccesible y almidón crudo con estructuras cristalinas del tipo A y C, tal como cereales y almidones tipo B (tubérculos), ya sea en forma de gránulo o alimentos cocidos en forma retrogradada. Esta porción es digerida de 20 a 120 min (Quiroga, 2008).
- c) Almidón resistente (AR), es aquella porción restante que no puede ser digerida.

2.15. ALMIDÓN RESISTENTE (AR)

El AR se define como la suma del almidón y los productos de degradación de todos los almidones no absorbidos en el intestino delgado en individuos sanos (Villarroel et al., 2018).

2.15.1. CLASIFICACIÓN DEL ALMIDÓN RESISTENTE

El AR se divide en cinco categorías (I, II, III, IV, V) en base a la naturaleza del almidón y su proporción en el alimento.

- **Tipo I (AR1).** Se compone de gránulos de almidón rodeados por una matriz indigerible, es almidón físicamente inaccesible. Su composición es estable al calor utilizado durante las operaciones cocción. Se encuentra de manera natural en granos enteros y legumbres.
- **Tipo II (AR2).** Son aquellos gránulos de almidón nativo que presentan resistencia a la digestión enzimática, generalmente almidones del tipo B (Quiroga, 2008) y en alimentos crudos tales como papas y plátanos verdes (Villarroel et al., 2018). La estructura compacta de los gránulos de almidón limita la accesibilidad de las

enzimas digestivas, también este tipo de almidones resistentes se caracteriza por presentar una alta resistencia a la gelatinización.

- **Tipo III (AR3).** Son almidones retrogradados y totalmente resistentes a la digestión por las amilasas pancreáticas (Quiroga, 2008). La formación de este almidón resistente es atribuida a la reorganización molecular de la amilosa proveniente de un proceso de gelatinización, también se ha demostrado que se puede obtener AR3 por recristalización durante el almacenamiento (Villarroel et al., 2018), por ejemplo, las papas cocidas y enfriadas. Hoy en día, los AR3 están disponibles comercialmente para ser introducidos en alimentos tales como pan, galletas o productos lácteos (Quiroga, 2008).
- **Tipo IV (AR4).** Son aquellos almidones modificados químicamente, en donde se forman nuevos enlaces químicos por medio de modificaciones químicas (Villarroel, 2018). Principalmente se realizan por mecanismos de esterificación, eterificación y entrecruzamiento (Quiroga, 2008). Estos procesos de modificación hacen que la estructura sea inaccesible a la digestión por amilasas. Estos almidones se usan como aditivos en gran variedad de productos alimentarios para mejorar la viscosidad y otras características tecnológicas y sensoriales.
- **Tipo V (AR5).** Este tipo de almidón hace referencia a los complejos lípido-amilosa que se forman cuando la amilosa y las largas cadenas ramificadas de amilopectina interactúan con moléculas ácidos grasos y alcoholes de cadena larga. Estos complejos pueden formarse durante el procesamiento/cocción o por mecanismos artificiales (Villarroel, 2018).

2.15.2. ALMIDÓN RESISTENTE TIPO 5 (AR5)

Los complejos de amilosa-lípidos generalmente se forman a partir de almidones con alto contenido de amilosa. Estos complejos promueven la formación de ácidos grasos de cadena corta, particularmente butirato (Raigond et al., 2014). El término AR5 fue propuesto inicialmente por Jane y Robyt (1984), y estaba asociado principalmente a los

complejos amilosa-lípido tipo V, posteriormente fue reconocido y aceptado como un tipo de AR5. Sin embargo, ha surgido nueva información sobre otros complejos a base de almidón, como almidón-glicerol, almidón-aminoácidos, almidón-péptidos, almidón-proteínas, almidón-lípido-proteína, almidón-polifenoles, almidón-otros polisacáridos, entre otros, como algún tipo de almidón resistente.

La formación de complejos con el almidón puede obtenerse al introducir otro tipo de molécula a través de diferentes tipos de interacciones, como los enlaces no covalentes, por ejemplo, puentes de hidrógeno, fuerzas de van der Waals y apilamiento CH- π (Gutiérrez & Tovar, 2021).

Los complejos pueden ser formados utilizando diferentes técnicas (Tabla 4), las cuales se dividen en dos grandes métodos:

Método químico

- I. Con dimetilsulfóxido (DMSO) como medio de dispersión.
- II. Por síntesis alcalina, neutralizando la reacción con un medio alcalino y agregando el ligando a la solución.

Método enzimático

- I. Consiste en usar enzimas (isoamilasa y amiloglucosidasa) que rompan los enlaces del almidón para obtener un determinado grado de polimerización que favorezca la formación de complejos de inclusión entre la amilosa-lípido (Perucini, 2016).

Tabla 4. Métodos de preparación de complejos de inclusión almidón-polifenol.

ALMIDÓN	POLIFENOL	MÉTODO EMPLEADO
Almidón de yuca	Ácido ferúlico	Coprecipitación (método del agua a altas temperaturas)
Almidón de arroz	Ácido gálico	Método termomecánico (homogeneización a altas presiones)
Almidón de semillas de loto	Polifenoles de té verde	Método termomecánico (homogeneización a altas presiones)
Almidón de maíz	Ácido cafeico	Coprecipitación (método del agua a altas temperaturas)
Amilosa	Proantocianidinas	Coprecipitación (método de alcohol)
Amilosa de papa	<i>P</i> -cumarato de hexadecil	Coprecipitación (método de dimetilsulfóxido)
Almidón de maíz	Isoflavona de soja	Coprecipitación (método alcalino)

Fuente: Adaptado de Deng et al. (2021).

2.15.2.1. Complejos de Inclusión de Amilosa-Huésped

La formación de complejos de inclusión Amilosa-Huésped (Figura 10) forma una estructura cristalina, por ende, se espera que esta estructura brinde una protección contra el ambiente ácido del estómago a los ingredientes activos introducidos (molécula huésped), los cuales pueden ser: ácidos grasos esenciales, vitaminas lipófilas e isoflavonas de soja. Se ha planteado que la biodisponibilidad de estas moléculas huésped puede mejorarse, al liberarse de forma desencadenada en el tracto gastrointestinal inferior después de que la amilosa es digerida por medio de enzimas endógenas o bacterias sacarolíticas. Aunque, la formación de estos complejos de inclusión está limitada por el tamaño, la forma y la hidrofobicidad de las moléculas acomplejadas (Kong et al., 2018). La formación del complejo de inclusión de almidón-polifenol se puede demostrar mediante diferentes técnicas, incluidas XRD, DSC, espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FTIR), etc. También existen formaciones llamadas como complejos de no inclusión (Figura 11). Este tipo de complejos tienen una interacción directa entre el almidón y los compuestos fenólicos, pero, sin formar una estructura tipo V, estas formaciones no pueden detectarse mediante XRD y DSC. Sin embargo, el

almidón y los compuestos fenólicos todavía interactúan a través de puentes de hidrógeno, interacción hidrofóbica e interacción electrostática (Deng et al., 2021).

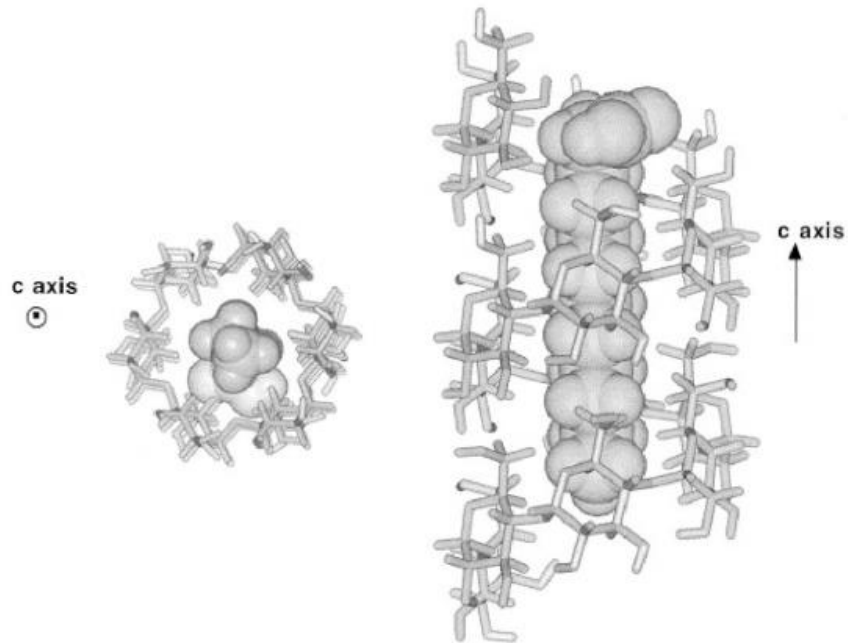


Figura 10. Molécula de complejo de inclusión tipo V amilosa-huésped. Deng et al. (2021).

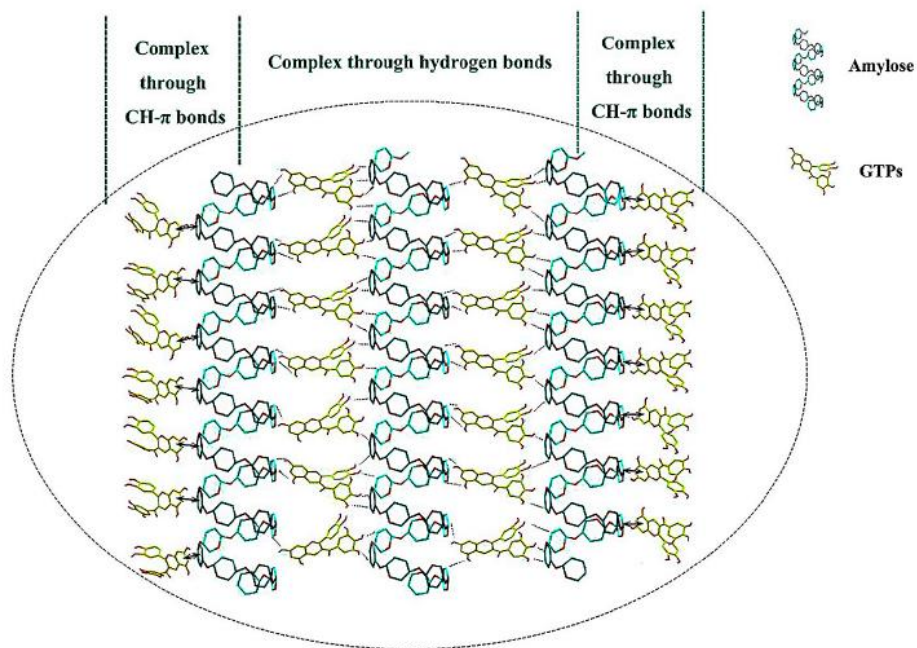


Figura 11. Modelo de complejos de no inclusión amilosa-polifenoles de té. Deng et al. (2021).

15.2.3. APLICACIONES DEL ALMIDÓN RESISTENTE

El AR es ampliamente utilizado en aplicaciones industriales como un espesante, estabilizador coloidal y agente gelificante. Debido a su gran solubilidad y capacidad de absorber agua, se emplea para mejorar las características reológicas de salsas, disminuyendo la aglomeración, mejorando la viscosidad, consistencia, estabilidad y textura de productos semi viscosos. Tales propiedades, junto a capacidad para unirse con otros compuestos, su disponibilidad y bajo costo, han llevado a que el AR se incorpore con éxito en muchos productos alimenticios, farmacéuticos y cosméticos.

En la industria, el AR mejora la estabilidad de los alimentos durante el almacenamiento refrigerado, así como en los procesos de congelación/descongelación, por lo tanto, es usado con frecuencia en la industria alimentaria. Este tipo de almidones también se puede usar en una amplia gama de productos horneados, productos de repostería, yogurt, salsas, bebidas, embutidos y alimentos fermentados.

El AR ha demostrado tener una importante estabilidad a temperaturas elevadas ($> 90^{\circ}\text{C}$), es decir, mantiene sus características después de alcanzado el pico máximo en la curva de viscosidad, por lo que, se utiliza en la industria de la panificación, pastelería, galletería y cereales extruidos (Villarreal, 2018).

3. ANTECEDENTES

Li et al. (2021), Formaron 4 complejos de inclusión: almidón nativo-polifenoles de té (NS-TPs), almidón tratado con enzimas-polifenoles de té (ES-TPs), almidón tratado con alcohol-polifenoles de té (AS-TPs) y almidón tratado con alcohol y enzimas-polifenoles de té (EAS-TPs). Para ello, utilizaron como materia prima almidón de maíz y papa, el almidón fue pregelatinizado (70 °C/45 s), congelado y tratado con alcohol etílico anhidrido y/o enzimas, posteriormente se formaron los complejos en una solución de agua acidificada a pH 3 [1:2] almidón tratado y polifenoles de té, la cual fue incubado durante 100 min. Cada complejo formado fue caracterizado físicamente empleando técnicas de microscopia electrónica de barrido, microscopia de luz polarizada y difracción de rayos X. También, se realizó una espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FT-IR), los resultados se compararon contra la amilopectina de maíz y el almidón nativo de papa utilizado inicialmente. En la microscopia de luz polarizada observaron dos estructuras diferentes en el gránulo de almidón: un área cristalina, la cual corresponde a la forma molecular ordenada de las cadenas de almidón y un área amorfa, la cual correspondía a las cadenas desordenadas del almidón correspondiente a una gelatinización. La luz polarizada desapareció cuando los gránulos se hincharon y gelatinizaron, aunque los gránulos del almidón cambiaron de estructura debido al pretratamiento con alcohol y/o enzimas, los complejos AS-TPs y EAS-TPs presentaron cambios mayores en la polarización del cristal. En los espectros por FTIR de los almidones tratados con alcohol/enzimas se observó una banda ancha ubicada en 3600-3300 cm^{-1} corresponde al grupo hidroxilo fenólico, este pico, se desplazó al campo de baja frecuencia ubicado en 3445 cm^{-1} en los complejos EAS-TP y AS-TP lo que indica que se formaron más enlaces de hidrógeno intermoleculares después de agregar los polifenoles de té. También se observaron señales a 2980-2930 cm^{-1} correspondientes a enlaces C-H y 1470 cm^{-1} fue la vibración de flexión para el -CH₂- y 655-518 cm^{-1} correspondiente al anillo de piranosa de la molécula del almidón. No observaron ningún nuevo pico característico en los espectros FT-IR, por lo tanto, concluyeron que no se creó un grupo químico nuevo en la estructura del almidón.

Oladele et al. (2020), Realizaron la formación de complejos, mediante la unión de almidón modificado y extractos fenólicos. Para formar los complejos se utilizó como materia prima, orujo de uva y sorgo, de los cuales se obtuvieron extractos fenólicos y un almidón de maíz. Para la obtención de los extractos el orujo se procesó en un molino, mientras que el sorgo se descascarillo y molió, la materia prima se desgraso con n-hexano. Posteriormente se realizó una extracción con acetona acidificada, los extractos se evaporaron y secaron por liofilización. Se clasificó como extractos fenólicos de orujo de uva (GPE) y Extractos de salvado de sorgo (SBE). Para la formación de los complejos se realizó una solución de almidón-etanol con NaOH y el extracto liofilizado, la solución se incubó a 50 °C/ 6 h y a 50 °C/12 h, después la solución se enfrió y neutralizó. Se hicieron dos soluciones almidón-alcohol con las mismas concentraciones, una se lavó con etanol acuoso y la otra no, posteriormente se secaron y molieron. Los complejos fueron analizados por hidrólisis enzimática, contenido de taninos y fenoles totales y determinación de la actividad eliminadora de radicales por ABTS•. Como resultados obtuvieron que los compuestos lavados con etanol presentaron menos compuestos fenólicos libres, es decir, tuvieron menor inhibición enzimática y mayor hidrólisis en comparación de los complejos sin el lavado con etanol. Se observó que, al disminuir el contenido de taninos y fenoles, la actividad antioxidante de los almidones modificados se veía disminuida. Esta disminución se le atribuyó a la unión de las proantocianidinas con el almidón. La determinación por ABTS•+ de los complejos lavados con etanol sugirió que los compuestos fenólicos unidos al almidón tienen una actividad eliminadora de radicales. Concluyeron que algunos de los compuestos fenólicos unidos al almidón eran extraíbles y poseían actividad antioxidante. Lo que probablemente podría producir un aumento en el contenido de almidón resistente y por consecuencia, una baja hidrólisis enzimática de los complejos formados.

Kong et al. (2017), Formaron complejos ternarios de inclusión con amilosa- β -caroteno-palmitato de ascorbilo (AscP) y/o tensioactivos, utilizaron almidón de maíz con alto contenido de amilosa y amilosa de papa, el reactivo de β -caroteno, AscP y una serie de tensioactivos de la marca Sigma Aldrich. Para la formación de las capsulas, primero, removieron cualquier contenido de ácidos grasos nativos que el almidón contenía, la

técnica consistió en crear una suspensión con una solución de metanol acuosa y almidón, después, filtraron y secaron el almidón. Los complejos se formaron con 50 mg de β -caroteno en 1 mL de dimetilsulfóxido y 1 mL de una mezcla de surfactantes o 50 mg de AscP. La mezcla se incubó (15 min/90 °C), después, añadieron 25 mL de agua destilada a 90 °C, la solución se enfrió y centrifugó, el precipitado se lavó con etanol, se secó y pulverizó. Al complejo obtenido le realizaron una caracterización física: difracción de rayos X de gran angular, calorimetría diferencial de barrido (DSC) y un análisis cualitativo de β -caroteno encapsulado. Con el estudio de DSC analizaron que, cuando se añadía β -caroteno y tensioactivos del mismo peso molecular, se impedía la formación del complejo de inclusión. Aparentemente, el β -caroteno interfiere con la formación de complejos de inclusión entre las moléculas de amilosa y tensioactivos. En la difracción de rayos X, los complejos de inclusión de almidón-AscP y almidón-AscP- β -caroteno mostraron las mismas posiciones de difracción que en los complejos de inclusión de amilosa.

En el estudio de estabilidad, se almacenaron a 20 y 30 °C durante seis semanas una muestra control tuvo un valor de β -caroteno inicial de 9.16% (p/p) y un 10% (p/p) en el complejo de inclusión almidón AscP- β -caroteno. Se observó que el contenido de β -caroteno en el control y las muestras del complejo almacenadas a 20 °C se redujeron al 1.33% (p/p) y al 2.65% (p/p) en la semana seis respectivamente, lo que correspondió a 14.51% y 26.49% de retención de β -caroteno. Tanto las muestras tuvieron una mayor pérdida de β -caroteno durante el almacenamiento a 30 °C.

Perucini (2016), Formaron y caracterizaron dos complejos con almidón y ácidos grasos: amilosa-ácido palmítico (CAAP), amilosa-ácido esteárico (CAAE), con la finalidad de obtener un almidón resistente. Como materia prima utilizaron, almidón de malanga (*Colocasia esculenta*), ácido palmítico y ácido esteárico. Para la formación de los complejos se utilizó el método de dimetilsulfóxido (DMSO), en donde, usaron 500 mg de almidón, 10 mL de una solución acuosa de DMSO al 95% a 90 °C, 1 mL del ácido graso elegido, 25 mL de agua destilada. A los complejos formados y al almidón nativo le realizaron una caracterización química y física: química proximal, espectroscopía infrarroja por transformada de Fourier (FT-IR), difracción de rayos X, microscopía óptica. Los resultados del contenido de humedad del almidón nativo, CAAP y CAAE, fueron 9.45,

7.39 y 6.59%, respectivamente. En la microscopia óptica observaron que los gránulos del almidón nativo presentaron formas poliédricas e irregulares, mientras que, en los complejos CAAP y CAAE se observaron gránulos hinchados y parcialmente gelatinizados. En los resultados de la espectroscopía por FT-IR, se obtuvieron espectros para el almidón nativo y los dos complejos, el espectro del almidón nativo presentó una banda muy amplia a una señal de 3600-3000 cm^{-1} la cual correspondió a las vibraciones de los grupos hidroxilos (OH-), otra señal a 2931 cm^{-1} que correspondió a la vibración de estiramiento del hidrógeno con respecto al carbono (C-H) del anillo de glucosa, la señal que apareció en 1640 cm^{-1} correspondió al agua absorbida por el almidón, las señales entre 1200-920 cm^{-1} correspondieron a los estiramientos de los enlaces CO.

Mientras que, los complejos CAAP y CAAE mostraron una señal de 1760-1690 cm^{-1} la cual fue característica de las vibraciones de estiramiento de los enlaces del grupo carbonilo (-C=O). También se observó una disminución de las señales a 3600-3100 cm^{-1} y 1650 cm^{-1} que corresponden a vibraciones generadas por el estiramiento y flexión de los grupos OH, esta disminución en las señales fue debida a la introducción de los ácidos grasos. Los resultados obtenidos en la difracción con rayos X, el almidón nativo presentó un patrón de difracción tipo "A". Por otro lado, los complejos CAAP y CAAE presentaron una pérdida de su patrón de difracción de rayos X, como consecuencia de la gelatinización del almidón.

Kim et al. (2013), Prepararon dispersiones acuosas de nanocompuestos de β -caroteno mediante la formación de complejos con almidón dextrina. Utilizaron almidón de maíz alto en amilosa, β -caroteno (Sigma Aldrich). La obtención de la dextrina, el almidón de maíz se hidrolizó, purificó en una solución acuosa de dimetilsulfóxido (DMSO) al 90% y se precipitó con alcohol etílico absoluto. Para la formación del complejo entre la dextrina y el β -caroteno se utilizó, 5 - 400 mg de dextrina la cual se disolvió en 2 mL de una solución acuosa de NaOH, la solución se diluyó con agua destilada y neutralizó con 2 mL de HCl, la solución se purgó con nitrógeno gaseoso, posteriormente se esterilizó y se enfrió. Posteriormente añadieron alícuotas de una solución de β -caroteno, la solución se centrifugó y se recuperó el sedimento, el sedimento se dispersó con agua destilada y posteriormente se ultrasónico. Los complejos de dextrina- β -caroteno en dispersión

acuosa fueron caracterizados mediante los siguientes análisis: calorimetría diferencial de barrido (DSC), difracción de rayos X, estabilidad del β -caroteno frente a la oxidación.

Los resultados de DSC mostraron que el β -caroteno en hélices simples de dextrina formaron complejos de inclusión V-amilosa y esta estructura cristalina no se recuperó durante la etapa de enfriamiento bajo DSC. El β -caroteno exhibió picos de difracción agudos, mientras que, la dextrina mostró un patrón amorfo. Para el complejo de inclusión, apareció un patrón de difracción amorfo junto con picos de difracción menores de β -caroteno puro. El complejo preparado en este estudio no mostró un patrón de difracción de tipo V típico bajo XRD, pero mostró una transición endotérmica de V-amilosa bajo el DSC.

Al aumentar el contenido de dextrina hasta el 0.4%, el rendimiento de β -caroteno aumentó y alcanzó un valor máximo del 92.5%. La proporción del rendimiento fue de 7:3. La estabilidad del β -caroteno contra la degradación oxidativa inducida por la luz ultravioleta. Se utilizó como control una solución orgánica de β -caroteno.

En el control, el 80% del β -caroteno residual se degradó mediante UV en 1 h, y el resto a 4 h. Por otro lado, en los complejos de β -caroteno, se presentó 3% de degradación en 1 h y las cantidades residuales de β -caroteno fueron del 40 y 15%, después de 4 y 8 h de irradiación.

4. JUSTIFICACIÓN

Los carotenoides son biomoléculas sintetizadas por las plantas, comúnmente se encuentran en las hojas, raíces, tallos y frutos. Por lo tanto, forman parte de la dieta humana y proporcionan múltiples beneficios para la salud del consumidor cuando se consumen las cantidades diarias requeridas. Dentro de ellos se encuentra el pigmento β -caroteno, el cual, se encuentra disponible en frutas y verduras con tonalidades naranjas. Presenta una estructura carbonada de dobles enlaces, está es la responsable de la función antioxidante, a la cual se le atribuye la prevención de algunas enfermedades como: infartos al miocardio, prevención de caratas, deterioro ocular y del cáncer de piel. Debido a su estructura química de dobles enlaces, la molécula es muy sensible a la degradación y/o isomerización oxidativa, cambios en la temperatura y del pH, los cuales son procesos comunes durante la manipulación y almacenamiento de los alimentos, esto tiene como consecuencia una disminución del contenido de la provitamina A. Por ello, se han implementado alternativas que consisten en crear medios de protección utilizando macromoléculas, las cuales favorecen la formación de capsulados y/o complejos. Una macromolécula como el almidón está formada por dos tipos de polisacáridos; amilopectina y amilosa. Diversos autores han reportado que la amilosa puede formar hélices simples y producir complejos de inclusión o no inclusión con otras moléculas. Los complejos con almidones presentan una mayor estabilidad, resistencia a las enzimas digestivas como la α -amilasas y mayor biodisponibilidad de los compuestos de interés. Estas características son beneficiosas para la elaboración de productos provenientes de las industrias farmacéuticas y alimentarias. En el área alimentaria, se ha reportado que este tipo de complejos adquieren características similares a un almidón resistente tipo 5, por lo que, las aplicaciones podrían ser muy extensas.

5. OBJETIVOS

5.1. OBJETIVO GENERAL

Evaluar la capacidad antioxidante, propiedades físicas, químicas y estabilidad térmica del almidón de malanga y complejos almidón- β -caroteno.

5.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Obtener y caracterizar física y químicamente el almidón nativo de malanga.
- Formar y determinar el contenido de β -caroteno de los complejos almidón- β -caroteno.
- Caracterizar físicamente y por espectroscopía de infrarrojos por Transformada de Fourier (FTIR) los complejos almidón- β -caroteno.
- Determinar el contenido de humedad y almidón total de los complejos almidón- β -caroteno.
- Determinar la estabilidad térmica del almidón nativo y de los complejos almidón- β -caroteno.
- Evaluar el efecto del tiempo de almacenamiento sobre la capacidad antioxidante de los complejos almidón- β -caroteno.

6. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1. MATERIA PRIMA Y MATERIALES

La malanga (*Colocasia esculenta*) se obtuvo de los productores de Raíces y Tubérculos de la Cuenca del Papaloapan S, A de C.V. de la ciudad de San Juan Bautista Tuxtepec Oaxaca. El compuesto β -caroteno se adquirió de la marca Sigma Aldrich con una pureza del $\geq 93\%$. Los reactivos que se utilizaron fueron de grado analítico.

6.2. OBTENCIÓN DEL ALMIDÓN DE MALANGA

Se utilizó la técnica descrita por Torres et al. (2013) con algunas modificaciones. La malanga fue lavada con agua y jabón, posteriormente se peló y cortó en cubos de aproximadamente 3 cm², los cubos se sumergieron en una solución de ácido cítrico al 0.3% durante aproximadamente 30 min. Los cubos se molieron en una licuadora industrial (Waring®, Blender LCB15, E.U.A.) durante 2 min, para reducir el tamaño de partícula. La lechada obtenida se pasó por una serie de tamices de malla #60 (250 μm), #100 (150 μm), #200 (75 μm) y #400 (38 μm) para eliminar la fibra. El filtrado final se reposo durante 4 h a 4 °C. Transcurrido este tiempo, la mayor parte del líquido sobrenadante se eliminó, mientras que la lechada de almidón sedimentada se lavó tres veces con agua destilada en relación 1:1 con la finalidad de eliminar impurezas. Posteriormente, se procedió a un secado en un secador de charolas (Torrey®, Modelo Jewelry Scale GRS-500, EUA) a 50 °C, durante 8 h, el almidón obtenido del secado se pulverizó en un mortero y se tamizó en una malla #400 (38 μm) para obtener un polvo fino, finalmente se almacenó al vacío en porciones de 200 gramos.

6.3. PRETRATAMIENTO DEL ALMIDÓN NATIVO DE MALANGA

Para preparar el almidón se utilizó la metodología citada por Li et al. (2021). Se pesaron 5 gramos del almidón nativo en una báscula gramera digital (0.01g/500g, DMSP, Modelo:

DMS-1051, China), se vertió en un matraz Erlenmeyer (500 mL) y se dispersó con 15 mL de agua destilada. Al matraz se le adicionó 110 mL de agua destilada a 70 °C, se mantuvo la temperatura a 70 °C durante 45 s para obtener un almidón pregelatinizado, inmediatamente se disminuyó la temperatura y se colocó en congelación a -8 °C en un congelador (Mabe, Modelo: CHM9BPL3, México) durante 16 h.

Una vez transcurrido ese tiempo, se retiró el almidón congelado y se le adicionaron 125 mL de alcohol etílico anhidrido, se colocó en agitación durante 2 h a temperatura ambiente (25 °C). Después se retiró el sobrenadante por pipeteo y se recuperó el almidón sedimentado. Se vertió el almidón en cajas Petri de vidrio y se secaron en una estufa a 45 °C durante 5 h. Finalmente, el almidón se pulverizó en un mortero y se tamizó en una malla #80 (177µm). Se almacenó en un frasco de cristal para su posterior uso. A esto se le llamó almidón tratado con alcohol (AA).

6.4. FORMACIÓN DE LOS COMPLEJOS ALMIDÓN-β-CAROTENO

Para la formación del complejo se realizaron tres soluciones a diferentes concentraciones de β-caroteno y se clasificaron como (CAC1, CAC2 y CAC3), las cuales contenían: 25 mL de agua destilada, (62.5 mg, 125 mg y 500 mg de β-caroteno) cada una y 1 gramo de AA obtenido anteriormente, las soluciones se ajustaron a pH 3; se utilizaron vasos precipitados de 125 mL cubiertos con papel aluminio para evitar la exposición a la luz. Después se incubaron a 25 °C a 200 RPM durante 100 min, las soluciones se centrifugaron a 4500 RPM a 4 °C/15 min, sucesivamente el sedimento se recuperó y colocó en cartuchos de aluminio los cuales se introdujeron en nitrógeno líquido para congelarlos, posteriormente se almacenaron a -8 °C/12 h. Finalmente se liofilizaron y almacenaron en frascos ámbar para proteger los complejos de la luz y se colocaron en refrigeración (8 °C) para los análisis posteriores, a estos se les llamó; CAC1: Complejo almidón-β-caroteno 62.5 mg/g, CAC2: Complejo almidón-β-caroteno 125 mg/g y CAC3: Complejo almidón-β-caroteno 500 mg/g.

6.5. CARACTERIZACIÓN QUÍMICA PROXIMAL DEL ALMIDÓN DE MALANGA Y LOS COMPLEJOS ALMIDÓN- β -CAROTENO

Se realizó el análisis químico proximal del almidón nativo de malanga, utilizando las técnicas del método de la AOAC 2012 para humedad (925.09), grasas (920.39), proteínas (960.59), cenizas (923.03) y el contenido de carbohidratos se calculó por diferencia.

6.6. DETERMINACIÓN DE COLOR DEL ALMIDÓN NATIVO DE MALANGA Y DE LOS COMPLEJOS FORMADOS.

Para la determinación de color, se utilizó un colorímetro triestímulo Hunter lab (Hunter Lab, 45/0 L, E.U.A.). Se obtuvieron los valores L^* (Luminosidad), a^* (cromaticidad rojo-verde) y b^* (cromaticidad amarillo-azul), a partir de los cuales se calcularon los valores de Cromaticidad (C^*), ángulo Hue (h°), utilizando las siguientes ecuaciones 1 y 2.

$$h^\circ = \tan^{-1}\left(\frac{b^*}{a^*}\right) \quad \text{Ec 1}$$

$$C^* = \sqrt{(a^*)^2 + (b^*)^2} \quad \text{Ec 2}$$

6.7. MICROSCOPIA ÓPTICA CON LUZ Y LUZ POLARIZADA DEL ALMIDÓN NATIVO DE MALANGA Y DE LOS COMPLEJOS FORMADOS.

Para la microscopía óptica se preparó una solución con agua desionizada al 5% (p/v) de almidón nativo y de los complejos CAC1, CAC2 y CAC3. Para observar los gránulos, se utilizó un microscopio de luz y luz polarizada (LEICA, Modelo: DM750P, Singapur), se realizó inmersión con aceite a 100x. Las fotografías se tomaron con la cámara

incorporada (LEICA, MC170 HD, Singapur) y con ayuda de un software (Leica Application Suite, Suiza) para captura y guardar las fotografías en el ordenador portátil.

6.8. ESPECTROSCOPIA INFRARROJA POR TRANSFORMADA DE FOURIER (FT-IR) DEL ALMIDÓN NATIVO DE MALANGA Y DE LOS COMPLEJOS FORMADOS.

Los complejos almidón- β -caroteno (CAC1, CAC2 y CAC3) y el almidón nativo se analizaron en un espectrómetro (DYNASCAN, Modelo: Spectrum 100 Perkin Elmer, E.U.A.) utilizando un interferómetro de reflectancia total atenuada (ATR). Los espectros fueron obtenidos en una resolución de 4 cm^{-1} , en un intervalo de $4000\text{-}600\text{ cm}^{-1}$.

6.9. ANÁLISIS TERMOGRAVIMÉTRICO

Se utilizó el equipo STA 6000 (PerkinElmer precisely, E.U.A.) por sus siglas en inglés (Simultaneous Thermal Analyzer). Se peso una muestra de aproximadamente 10 mg, se colocó en una charola de platino y calentó a una velocidad de 20 °C/min en el intervalo de $30\text{ a }600\text{ °C}$, se alimentó un flujo de nitrógeno a la cámara del horno, 20 mL/min , las condiciones fueron en una atmosfera inerte de nitrógeno. La adquisición de datos (tiempo, temperatura, peso), se realizó con el programa Pyris Series-STA 6000, E.U.A. La normalización del peso y la derivada del peso con respecto a la temperatura se obtuvieron con el programa de análisis Origin 2019b, OriginLab Corporation.

6.10. DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE β -CAROTENO LIBRE DE LOS COMPLEJOS FORMADOS

Se utilizo la metodología citada por Yang et al. (2015) para determinar el contenido de β -caroteno en muestras sólidas.

En tubos de vidrio se pesaron 80 mg de muestra y se añadió 4 mL de dimetilsulfóxido, las muestras se agitaron en un vortex para durante 5 s, los tubos se colocaron en un baño

de agua a 75 °C, con una agitación constante durante 50 min. Una vez transcurrido este tiempo, se retiraron los tubos del baño de agua y se enfriaron a temperatura ambiente durante 20 min, posteriormente se añadieron 4 mL de éter de petróleo el cuál contenía 0.1% de hidroxitolueno butilado, los tubos se agitaron en un vortex durante 10 s para incorporar el solvente con la muestra, los tubos se colocaron en gradillas de plástico durante 30 min para que se llevara el proceso de extracción. Después de los 30 min, se añadieron 3 gotas de metanol puro a los tubos de vidrio para precipitar alguna proteína que estuviera presente en la solución. En esta parte se formaron dos capas, con una pipeta Pasteur se retiró el sobrenadante y se transfirió a un tubo de vidrio etiquetado y cubierto con papel aluminio para evitar la exposición solar. A los tubos con la muestra se le añadieron 4 mL de éter de petróleo y reposaron durante 3 min, se transfirió la capa superior (sobrenadante) al tubo de vidrio etiquetado, esta extracción se repitió 3 veces hasta obtener 10 mL de extracto por cada muestra. A los tubos etiquetados se les añadió 500 mg de sulfato de sodio anhidrido monohidratado y reposaron durante 15 min, para absorber el agua contenida en los extractos. Los extractos se leyeron en un espectrofotómetro UV-Vis a una longitud de onda de 450 nm. La concentración de β -caroteno libre se calculó frente a una curva estándar de β -caroteno (Sigma Aldrich, E.U.A.) con concentraciones conocidas (10–960 $\mu\text{L/mL}$) en éter de petróleo con una R^2 de 0.98.

6.11. EVALUACIÓN DE ALMIDÓN TOTAL DEL ALMIDÓN NATIVO Y EL COMPLEJO ALMIDÓN- β -CAROTENO.

Para determinar el contenido de almidón total, se utilizó un kit enzimático (Megazyme, Total Starch) y el método recomendado para la determinación de almidón total en muestras que contienen almidón resistente (Proceso RTS-NaOH).

Se pesaron 100 mg de la muestra (almidón nativo y los complejos formados) por triplicado en tubos de cultivo (16 x 120 mm), se agregó 0.2 mL de etanol acuosa al 80% (v/v) y se agitó en un vortex (Heidolph, Reax top, Alemania) hasta que se formó una pasta homogénea. Después se añadieron 2 mL de hidróxido de sodio (1.7 M), se agito en un

durante 15 min hasta que la solución se incorporó totalmente, los tubos se colocaron en un baño de agua helada (0 °C) con una agitación constante durante 15 min. Durante este periodo de tiempo, los tubos se agitaron 3 veces para evitar la formación de grumos. Una vez transcurrido este tiempo, se agregaron 8 mL de la solución tampón de acetato de sodio (600 mM, pH 3.8) más cloruro de calcio (5 mM) a los tubos y se agitaron, el pH se ajustó a 5.0.

Inmediatamente se agregó 0.1 mL de α -amilasa termoestable sin diluir a los tubos con muestra, y consecutivamente se añadió 0.1 mL de amiloglucosidasa al mismo tubo que contiene la α amilasa, los tubos se agitaron durante 3 segundos. Posteriormente se incubaron a 50 °C durante 30 min. Una vez transcurrido el tiempo de incubación, los tubos se retiraron y se enfriaron a temperatura ambiente durante 20 min, durante este tiempo, los tubos se voltearon varias veces para asegurar que el agua condensada en el interior de la tapa se mezclará con el líquido del tubo. Posteriormente, se transfirieron 2 mL de cada tubo a tubos de microcentrífuga, se centrifugo a 4500 RPM durante 30 min a 4 °C. Los 8.2 mL restantes del tubo se conservaron. Una vez que transcurrieron los 30 min, con una pipeta se transfirió 1 mL de los sobrenadantes a tubos de vidrio (16 x 120 mm) los cuales contenían 10 mL de solución tampón de acetato de sodio (100 mM, pH 5) con cloruro de calcio (5mM), los tubos se agitaron hasta obtener una solución homogénea. Posteriormente se transfirieron alícuotas de 0.1 mL de cada muestra (triplicado) en tubos de vidrio de (16 x 120 mM). Se Agrego 3.0 mL del reactivo GOPOD a cada tubo y se incubaron a 50 °C/20 min.

Se incubo simultáneamente: controles de glucosa; en tubos de vidrio (16 x 12 mM) se añadió 0.1 mL de la solución estándar de glucosa y 3.0 mL del reactivo de GOPOD. Para el reactivo en blanco; en tubos de vidrio (16 x 120 mM) se añadió 0.1 mL solución tampón de acetato de sodio (100 mM, pH 5) más cloruro de calcio (5 mM) y 3.0 mL de reactivo GOPOD. Finalmente, las muestras contenidas en los tubos se leyeron en un espectrofotómetro a 510 nanómetros (nm).

Para calcular el porcentaje de almidón total en base húmeda y en base seca, se descargó la hoja de datos Mega-Calc™ Data Calculator (Megazyme) Total Starch (K-TSTA) Determination de solids.

Donde:

Volumen de extracción (EV) = 10.4

Dilución (D) = 11

6.12. DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE.

6.12.1. OBTENCIÓN DE LOS EXTRACTOS CETÓNICOS

Se utilizó la metodología citada por Awika et al. (2003) con modificaciones propuestas por Adekanmi et al. (2020) para determinar la actividad antioxidante, mediante la capacidad captadora de radicales de los antioxidantes.

Se realizó una extracción en una solución acuosa de acetona al 70% [70:30]. En tubos para centrifuga de 50 mL se pesaron (triplicado) 0.5 g de complejo almidón- β -caroteno (CAC1, CAC2, CAC3) y se adicionaron 10 mL del solvente, las muestras se agitaron a baja velocidad durante 2 h. Posteriormente, las muestras se almacenaron en un lugar oscuro a una temperatura de $-18\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante 16 h. Una vez transcurrido este periodo de tiempo, las muestras se retiraron del congelador y se equilibraron a temperatura de ambiente ($25\text{ }^{\circ}\text{C}$) durante 1 h, después se centrifugaron a 3780 RPM durante 10 min a $25\text{ }^{\circ}\text{C}$, el sobrenadante se decantó y guardó en unos frascos ámbar anteriormente rotulados como “extractos de almidón- β -caroteno”, a los sedimentos restante se les adicionó 10 mL de disolvente y se agitaron durante 5 min, posteriormente se centrifugaron a 3780 RPM durante 10 min a $25\text{ }^{\circ}\text{C}$, los sobrenadantes se decantaron y guardaron en los frascos correspondientes, este proceso se repitió dos veces. Los extractos obtenidos se almacenaron a $-18\text{ }^{\circ}\text{C}$ para posteriormente ser analizados.

6.12.2. DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE INHIBICIÓN DEL RADICAL ABTS•

Se pesaron 38.8 mg de sal ABTS• en un frasco ámbar y se adicionó en 10 mL de agua desionizada, posteriormente se pesaron 6.6 mg de persulfato de potasio ($\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$) y se hicieron reaccionar con la sal ABTS, esta solución se agitó durante 30 min y se almacenó

a 20 °C durante 16 h en un lugar oscuro, esta solución se mantuvo estable durante 2 días manteniendo las condiciones de almacenamiento.

Para la determinación de la actividad antioxidante, se preparó una solución diluida de ABTS• en alcohol metílico, hasta tener una concentración de 0.70 (±0.02) a 734 nm a una temperatura de 30 °C (se preparó una solución nueva de ABTS• para cada análisis). Posteriormente en tubos Eppendorf se colocaron 90 µL del radical ABTS• y se le adicionaron 10 µL de los extractos. Los extractos de complejo almidón-β-caroteno (CAC1, CAC2, CAC3) se diluyeron en concentraciones de 10000, 5000, 2500, 1000, 500 Y 250 ppm. Los tubos se mantuvieron en un lugar oscuro durante 30 min para que se llevara a cabo la reacción de decoloración.

Posteriormente las muestras se leyeron en un espectrofotómetro a 734 nm.

El porcentaje de inhibición fue calculado utilizando la ecuación 3.

$$\% \text{ de inhibición} = \frac{Ac - Am}{Ac} \times 100 \quad \text{Ec 3}$$

Donde:

Ac: Absorbancia inicial del ABTS a 734 nm

Am: Absorbancia de la solución luego del agregado del extracto a tiempo de 30 min.

Con los valores de % de inhibición obtenidos se calculó la concentración del CI₅₀, la cual se entiende como la concentración del extracto necesaria para reducir un 50% en función del porcentaje de inhibición. Se utilizaron los valores del % de inhibición (f(x)) en función de las concentraciones de los extractos (x) en la solución de ABTS•, Se ajustó una función lineal y se determinó la concentración de los extractos correspondientes a un porcentaje de inhibición igual al 50%. Valores menores de CI₅₀ representa una mayor actividad antioxidante presente en los extractos.

6.13. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Los resultados se analizaron utilizando un análisis de varianza de una y dos vías con un nivel de significancia $\alpha=0.05$. Las diferencias significativas se analizarán usando una prueba de Tuckey con un programa estadístico “Minitab 19.1”.

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. COMPOSICIÓN QUÍMICO PROXIMAL DEL ALMIDÓN NATIVO DE MALANGA

La composición química proximal del almidón nativo de malanga se presenta en la Tabla 5. El almidón nativo presentó un contenido de humedad de 9.88%, este valor es aceptable según lo establecido por la Norma Mexicana (NMX-F-382-1986), donde se establece un límite máximo del 13% de humedad para el almidón o fécula de maíz.

Diversos autores han reportado diferentes contenidos de humedad en las distintas variedades de almidón de malanga, algunos de estos valores son parecidos al obtenido en este trabajo de investigación, donde, Ríos, (2014), reportó un contenido de humedad de 10.29% para la variedad coco, Perucini (2016) reportó un 9.45%. Algunos autores han reportado contenidos de humedad inferiores como, Barragán-Zarate et al., (2007) reportaron un 7.92%, y Torres et al., (2015) reportaron un 7.21% de contenido de humedad para la *Colocasia esculenta* Schott. El contenido de humedad de cada almidón está relacionado con la variedad de malanga utilizada como fuente de extracción y el estado de maduración, además, estos valores también varían según las condiciones edafoclimáticas del lugar y la técnica utilizada para la determinación del contenido de humedad. Además, otros autores han reportado contenidos de humedad superiores como es el caso de Torres et al., (2013) reportaron valores superiores de humedad, con un 14.49% y 14.29% para la variedad de malanga blanca y morada, respectivamente. Estos diferentes resultados pueden deberse a las diferentes condiciones climáticas que presenta el lugar de cultivo, y a la técnica usada para el aislamiento del almidón. El contenido de humedad de un alimento es importante para establecer el tiempo de vida de anaquel, antes que la calidad del alimento almacenado se vea alterada por la presencia de microorganismo.

En cuanto al contenido de cenizas se obtuvo un valor de 0.965%, este valor es superior al reportado por Torres et al., (2013) con 0.67% para el almidón de malanga de la variedad

morada, estas diferencias se deben a la variedad utilizada. También, este valor es diferente al reportado por Perucini, (2016) con 0.52%, esto puede deberse a las diferentes condiciones del suelo y a la edad del tubérculo durante la cosecha.

El valor de los lípidos fue de 0.36%, este valor es similar a los valores reportado por Perucini, 2016 y Palomino et al., (2010) con 0.33 y 0.33%, respectivamente. Esta similitud de resultados puede deberse a la misma variedad de malanga utilizada, así como al uso de la misma técnica para la determinación de lípidos. Por el contrario, este valor es superior a los reportados por Barragán-Zarate et al., 2007 (0.23%), y también es menor al resultado reportado por Antonio-Estrada et al., (2009) con 1.9%. Estas diferencias pueden ser atribuidas al estado de madurez del tubérculo durante la cosecha, así como a las condiciones del suelo durante el cultivo.

En cuanto al contenido de proteínas se obtuvo un valor de 2.87%, valor que es coherente con lo reportado por reportado por Perucini, (2016) y Antonio-Estrada et al., (2009) con 2.4 y 3.1%, respectivamente. Estas similitudes pueden deberse al uso de la técnica empleada para la determinación de proteínas. Mientras que este valor es menor al reportado por Torres et al., (2015) con 7.29%, el cual puede estar condicionado por la variedad de malanga utilizada para su estudio.

En cuanto al contenido de carbohidratos calculados por diferencia de peso, se obtuvo un contenido de 95.81%, este valor es mayor al reportado por Antonio-Estrada et al., (2009) donde obtuvo un contenido de 92.61%, esto significa que en este trabajo de investigación se logró obtener un almidón más puro.

Tabla 5. Composición química del almidón de malanga.

Componente	Base húmeda Contenido (%)	Base seca Contenido (%)
Humedad	9.88 ± 0.15	N/A
Cenizas	0.87 ± 0.04	0.96 ± 0.04
Grasas	0.33 ± 0.03	0.36 ± 0.05
Proteínas	2.61 ± 0.11	2.87 ± 0.12
Carbohidratos*	86.31 ± 0.33	95.81 ± 0.21
Almidón	84.49 ± 0.03	87.19 ± 0.03

*Calculado por diferencia. N/A: No aplica.

Promedio de tres repeticiones ± desviación estándar.

7.2. CONTENIDO DE HUMEDAD DE LOS COMPLEJOS ALMIDÓN- β -CAROTENO.

El contenido de humedad de los complejos formados se muestra en la Tabla 6, donde, se observó que los complejos CAC1, CAC2 y CAC3 presentaron contenidos de humedad de 5.78, 6.47 y 7.06% respectivamente, estos valores fueron inferiores con respecto al contenido de humedad del almidón nativo (9.88%). Este fenómeno se debe a que el β -caroteno tiene propiedades hidrofóbicas, por lo que, al formar complejos con las hélices de amilosa, los grupos hidroxilo (OH) de la molécula de glucosa se encuentran formando puentes de hidrogeno con el β -caroteno y ya no con el agua disponible, por lo cual, el contenido de humedad se reduce. Con respecto al contenido de humedad entre los complejos almidón- β -caroteno, se observó que la muestra CAC1 presentó el menor contenido de humedad, este resultado puede deberse a que, al utilizar una menor concentración de β -caroteno, hubo una menor formación de complejos con la amilosa, por ende, las estructuras de las hélices de amilosa no presentaron un desorden, por lo que, no fue posible la introducción de las moléculas de agua entre las hélices de amilosa,

este comportamiento también pudiera estar relacionado con una mayor formación de complejos de no inclusión, ya que, al encontrarse unido el β -caroteno (por medio de los grupos OH) a los laterales de la hélice de amilosa, provoca una repulsión con las moléculas de agua. Mientras que, en las muestras CAC2 y CAC3 pudo haber ocurrido un caso contrario, donde posiblemente hay una mayor formación de complejos, es decir, se presentó un mayor desorden de las hélices de amilosa, lo que posiblemente permitió una mayor facilidad para que las moléculas de agua entraran a estas estructuras amorfas, además, probablemente se presentó una mayor exposición de los grupos hidroxilos (OH) de la molécula de glucosa, los cuales pueden estar formando puentes de hidrógeno con las moléculas de agua, lo que resultaría en un mayor contenido de humedad.

Tabla 6. Contenido de humedad del almidón nativo y los complejos formados.

Muestra	Humedad (%)
Almidón nativo	9.88 ± 0.15 ^a
CAC1	5.78 ± 0.28 ^b
CAC2	6.47 ± 0.03 ^c
CAC3	7.06 ± 0.03 ^c

Promedio de tres repeticiones ± desviación estándar.

Letras diferentes en indican diferencia estadística significativa ($p < 0.05$).

CAC1: complejo almidón- β -caroteno 62.5 mg/g.

CAC2: complejo almidón- β -caroteno 125 mg/g.

CAC3: complejo almidón- β -caroteno 500 mg/g.

7.3. CONTENIDO DE ALMIDÓN TOTAL

El almidón nativo de malanga presentó un contenido de almidón total de 87.19% en base seca (Tabla 7), este valor es acorde a los valores reportados por distintos autores para diferentes variedades de almidón de malanga, donde Aprianita et al., (2009) reportaron un 88.66% para la variedad antiquorum, Barragán-Zárte et al., (2007) reportaron un

85.08% para la *Colocasia esculenta* Schott, Hoyos-Leyva et al., (2017) reportaron 83.3 y 84.6% para la variedad esculenta y la *Colocasia esculenta* Schott, Antonio-Estrada et al. (2009) reportaron un 82.4% y Sánchez, 2020 reportó un contenido de 81.20% \pm 2.40 para la *Colocasia esculenta* L. Mientras que, Hernández (2018) reportó un contenido de almidón total superior correspondiente a un 90.49% para la variedad esculenta, esta diferencia puede deberse al método de extracción empleado.

En el caso de los complejos almidón- β -caroteno, todos presentaron una disminución en el contenido de almidón total con respecto al contenido de almidón total obtenido en el almidón nativo de malanga. Esta disminución está relacionada a la formación de complejos, los cuales impiden que las enzimas digestivas α -amilasa y α -amiloglucosidasas no reconozcan los enlaces α -D 1,4 glucosa y α -D 1,6 glucosa de las cadenas de amilosa y amilopectina, de esta forma, las cadenas de polisacáridos no se rompen y no forman moléculas de disacáridos, moléculas que finalmente se romperían en unidades monoméricas de glucosa (D-glucosa), las cuales son leídas mediante un análisis espectrofotométrico para determinar el contenido de almidón total. Este comportamiento también fue reportado por Barragán-Zárate et al. (2017) donde, el almidón nativo de malanga (*Colocasia esculenta* Schott) presentaba un contenido de almidón total de 85.08% mientras que el almidón modificado con ácido cítrico (almidón citrato) presentaba un contenido de almidón total de 78.36%. Por lo tanto, se ha observado que al modificar la estructura nativa de un almidón nativo mediante la formación de complejos o por modificación química, física y/o enzimática, el contenido de almidón total se ve alterado. Con respecto a los complejos almidón- β -caroteno, el CAC1 presentó un contenido de 72.15%, seguido de la muestra CAC2 la cual presentó un contenido de 70.72% y finalmente la muestra CAC3 presentó un valor de 48.54%. Esta disminución fue mayor en la muestra CAC3, esto está relacionado a la concentración de β -caroteno utilizada para la formación del complejo, donde probablemente al utilizar una mayor concentración se formaron más complejos de inclusión y no inclusión, lo que da como resultado una mayor disminución en el contenido de almidón total. Esta mayor formación de complejos está relacionada al contenido de β -caroteno en las muestras como se observa a continuación.

Tabla 7. Contenido de almidón total del almidón nativo y los complejos formados.

Muestra	Almidón total (g /100 g b.s.)*
Almidón nativo	87.19± 0.03 ^a
CAC1	72.15 ± 0.04 ^b
CAC2	70.72 ± 0.01 ^c
CAC3	48.54 ± 0.1 ^d

*Base seca (b.s.). Promedio de tres repeticiones ± desviación estándar. Letras diferentes indican diferencia estadística significativa ($p < 0.05$).
 CAC1: complejo almidón- β -caroteno 62.5 mg/g.
 CAC2: complejo almidón- β -caroteno 125 mg/g.
 CAC3: complejo almidón- β -caroteno 500 mg/g.

7.4. CONTENIDO DE β -CAROTENO DE LAS MUESTRAS

En la Tabla 8 se muestra el contenido de β -caroteno de las muestras CAC1, CAC2 y CAC3.

Se observó que la muestra CAC1 contenía una cantidad de β -caroteno de 48.298 mg el cual corresponde a un 77% de rendimiento de la concentración de 62.5 mg de β -caroteno utilizado para la formación del complejo, en la muestra CAC2 el contenido de β -caroteno fue de 108.069 mg, el cual corresponde a un 86% de rendimiento de la concentración de 125 mg de β -caroteno utilizado para la formación del complejo, mientras que, la muestra CAC3 contenía una cantidad de 484.636 mg de β -caroteno correspondiente a un rendimiento de (96%) con respecto a la concentración de 500 mg utilizado para la formación del complejo. El rendimiento obtenido fue mayor en aquellas muestras en donde se utilizó una mayor concentración de β -caroteno para la formación del complejo, como se observa en las muestras CAC2 y CAC3.

No todas las muestras presentaron el mismo rendimiento, esta diferencia puede deberse a que, no todo el β -caroteno contenido se encuentra formando complejos con el almidón, además, al disolver una baja concentración de β -caroteno en un volumen de una solución ya establecida, la molécula hidrófoba tiene una menor interacción con la molécula del almidón, es decir el contacto entre las hélices de amilosa y el β -caroteno es muy escaso para lograr una mayor formación de complejos, en cambio, al disolver una mayor concentración de β -caroteno en el mismo volumen de solución, puede estarse produciendo una saturación del medio, por ende, las moléculas de β -caroteno pueden estar teniendo un mayor acercamiento/contacto con la molécula del almidón lo que produce una mayor formación de complejos. La diferencia entre la concentración utilizada para la formación del complejo y el contenido de β -caroteno contenido en las muestras, se debe a que no todo el β -caroteno se encuentra formando complejos con el almidón. ya probablemente una pequeña cantidad de β -caroteno se pudo haber perdido durante la manipulación y formación de los complejos almidón- β -caroteno, además, cierta cantidad de esta molécula también puede encontrarse dispersa de forma libre en el almidón de malanga.

Tabla 8. Contenido de β -caroteno de los complejos formados.

Muestra	β -caroteno (mg)	Rendimiento
CAC1	48.298 \pm 0.054 ^a	77%
CAC2	108.069 \pm 0.039 ^b	86%
CAC3	484.636 \pm 0.052 ^c	96%

Promedio de tres repeticiones \pm desviación estándar.

Letras diferentes indican diferencia estadística significativa ($p < 0.05$).

CAC1: complejo almidón- β -caroteno 62.5 mg/g.

CAC2: complejo almidón- β -caroteno 125 mg/g.

CAC3: complejo almidón- β -caroteno 500 mg/g.

7.5. ESPECTROSCOPIA POR INFRARROJOS POR TRANSFORMADA DE FOURIER (FTIR)

En la Figura 12 se muestran los espectros por FTIR del almidón nativo de malanga y de los complejos almidón- β -caroteno. El espectro del almidón nativo presentó una señal a un número de onda de 3600- 200 cm^{-1} , esta señal corresponde al estiramiento de los grupos hidroxilo (O-H), asociada con el contenido de agua presente en la muestra de almidón, también presentó otra señal a un número de onda entre 3000-2850 cm^{-1} correspondiente al estiramiento del enlace carbono e hidrógeno (C-H₂), otra señal se observó a 1650 cm^{-1} , esta señal corresponde a la flexión de los grupos hidroxilo (O-H), la cual está relacionada con el agua absorbida en el almidón, también se observó una señal a un número de onda entre 1419-1450 cm^{-1} , cuya señal corresponde a la flexión en tijera del enlace carbono e hidrógeno (C-H₂), así como la señal que se presentó entre 1369 y 1380 cm^{-1} la cual corresponde a la flexión de los enlaces carbono e hidrógeno (C-H), también se observó una intensa señal a un número de onda de 1000 cm^{-1} correspondiente al estiramiento del carbono y oxígeno (C-O), posteriormente se observan señales menores a 1000 cm^{-1} , estas señales corresponden a la estructura del anillo de glucosa, a esta región se le conoce como la “huella dactilar”, estas señales también han sido observadas y señaladas por Sánchez, (2020) en un espectro por FTIR del almidón nativo de malanga (*Colocasia esculenta* L.).

En el caso de los espectros correspondientes a los complejos almidón- β -caroteno, se observaron las mismas señales presentes en el espectro del almidón de nativo de malanga, además, también se observó la presencia de nuevas señales, a un número de onda de 2920 y 1385 cm^{-1} , atribuidas a la flexión de los grupos metileno (C-H₂), otra señal a 1680-1600 cm^{-1} correspondiente al estiramiento del enlace carbono doble ligadura carbono (C=C) y una señal a 950 cm^{-1} que correspondía a la flexión de este mismo enlace (C=C). Estas señales son características de la estructura química del β -caroteno tal como las reportó Nirlipta et al., (2015) en un espectro por FTIR de un β -caroteno estándar. La presencia de estas nuevas señales se observa con mayor intensidad en el espectro del complejo CAC3, esto puede ser a que en esta muestra hay una mayor formación de complejos almidón- β -caroteno, esto en comparación con los complejos CAC2 y CAC1

donde probablemente hay una menor formación de complejos almidón- β -caroteno, por lo cual, puede estar ocurriendo un traslapamiento de las señales del β -caroteno con las señales del almidón nativo. De esta forma se puede observar que, ambas moléculas (almidón y β -caroteno) se encuentran interaccionando químicamente entre sí, y que probablemente se encuentran unidas por nuevos enlaces y/o por fuerzas de atracción (puentes de hidrógeno, fuerzas de Van der Waals), y no solo se encuentran unidas por una mezcla física.

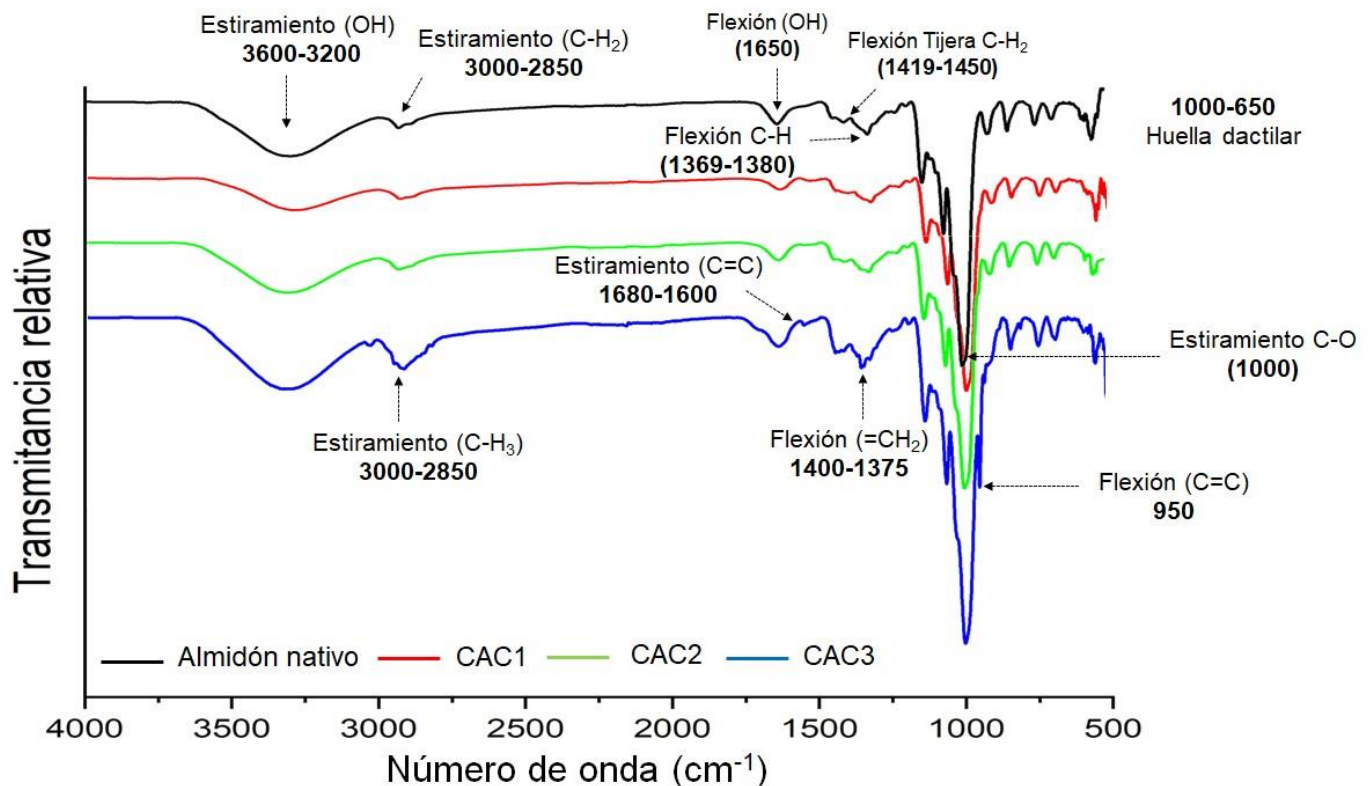


Figura 12. Espectro por FTIR del almidón nativo de malanga y de los complejos formados.

CAC1: complejo almidón- β -caroteno 62.5 mg/g.

CAC2: complejo almidón- β -caroteno 125 mg/g.

CAC3: complejo almidón- β -caroteno 500 mg/g.

7.6. PARÁMETROS DE COLOR

En la Tabla 9 se observan los valores de los parámetros de color del almidón nativo de malanga y los complejos almidón- β -caroteno. En el caso del almidón nativo, se observó valores de luminosidad (L^*) de 90.94, lo que indica una muestra con una luminosidad muy alta, un valor de ángulo hue (h°) de 73.13 y una cromaticidad (C^*) de 3.39, estos valores indican que el almidón nativo presentó una tonalidad blanca y un código de color #e9e3de. Estos valores, son parecidos a los reportados por Hernández, (2018) para dos variedades de almidón de malanga (esculenta y antiquorum), con valores de luminosidad de 91.41 y 90.75, un ángulo hue de 78.65 y 80.31, una cromaticidad de 2.78 y 4.66 y un código de color de #e9e5e0, #e9e3db respectivamente.

En las muestras CAC1, CAC2 y CAC3, se obtuvieron valores de luminosidad de 81.62, 74.42 y 60.22, un ángulo hue de 44.45, 38.50 y 42.20 respectivamente, estos valores son el resultado de la formación de los complejos almidón- β -caroteno, lo que dio como resultado muestras con tendencia a las tonalidades naranjas, además, se observó una menor luminosidad en aquellas muestras en donde se usó una mayor concentración de β -caroteno para la formación del complejo almidón- β -caroteno. Con respecto a los valores de cromaticidad de los complejos CAC1, CAC2 y CAC3, se obtuvieron valores de 20.21, 26.25 y 34.62, respectivamente. El aumento de los valores de la cromaticidad de los complejos se debe a una mayor formación de complejos almidón- β -caroteno, los cuales se formaron como consecuencia de una mayor concentración de β -caroteno (500 mg) utilizado para la formación de los mismos. En la muestra CAC3 presentó el valor más alto, por lo tanto, presentó un color más intenso y una menor luminosidad. También se obtuvieron los códigos de color para las muestras CAC1 (#efc0b0), CAC2 (e5a899) y CAC3 (#c67e69). Los complejos presentaron valores diferentes en los parámetros de color con respecto al almidón de malanga, esto se debe a la incorporación de la molécula pigmentada del β -caroteno en las hélices de amilosa, lo que dio como resultado unos polvos con una coloración naranja.

Tabla 9. Parámetros de color del almidón nativo y de los complejos.

Muestra	Luminosidad (L^*)	Ángulo Hue (h°)	Croma (C^*)	Código
Almidón nativo	90.94 ± 0.31 ^a	73.13 ± 0.46 ^a	3.39 ± 0.07 ^a	#e9e3de
CAC1	81.62 ± 0.23 ^b	44.45 ± 0.35 ^b	20.21 ± 0.66 ^b	#efc0b0
CAC2	74.42 ± 0.56 ^c	38.50 ± 2.83 ^b	26.25 ± 0.43 ^c	#e5a899
CAC3	60.22 ± 0.87 ^d	42.20 ± 1.70 ^b	34.62 ± 2.23 ^d	#c67e69

Promedio de tres repeticiones ± desviación estándar. Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa ($p < 0.05$).

CAC1: complejo almidón- β -caroteno 62.5 mg/g.

CAC2: complejo almidón- β -caroteno 125 mg/g.

CAC3: complejo almidón- β -caroteno 500 mg/g.

7.7. MICROSCOPIA ÓPTICA

En la Figura 13 se observan las microfotografías con luz y luz polarizada (objetivo a 100x) de los gránulos del almidón nativo de malanga. En la Figura 13(a), se observan gránulos poliédricos con formas irregulares definidas, este tipo de morfología también fue reportada por otros autores, como Hernández, (2018), reportó microfotografías del almidón de malanga variedad esculenta, donde observó gránulos de almidón con forma poligonales irregulares, también Perucini, (2016) reportó microfotografías del almidón nativo de malanga (Schott), donde observó gránulos con formas poliédricas irregulares. Sin embargo, es importante mencionar que la morfología de los gránulos varía con respecto a la fuente, tipo y variedad del almidón. Con respecto a la Figura 13 (b) se observan gránulos con birrefringencia (cruz de malta) en su interior, esta característica es un muy importante, ya que, es un indicativo del proceso utilizado para aislar el almidón, lo que sugiere que el proceso utilizado se realizó de forma eficiente en donde, no se utilizaron métodos abrasivos que pudieran causar algún daño a la estructura de los gránulos por lo cual se obtuvieron gránulos de almidón nativo.

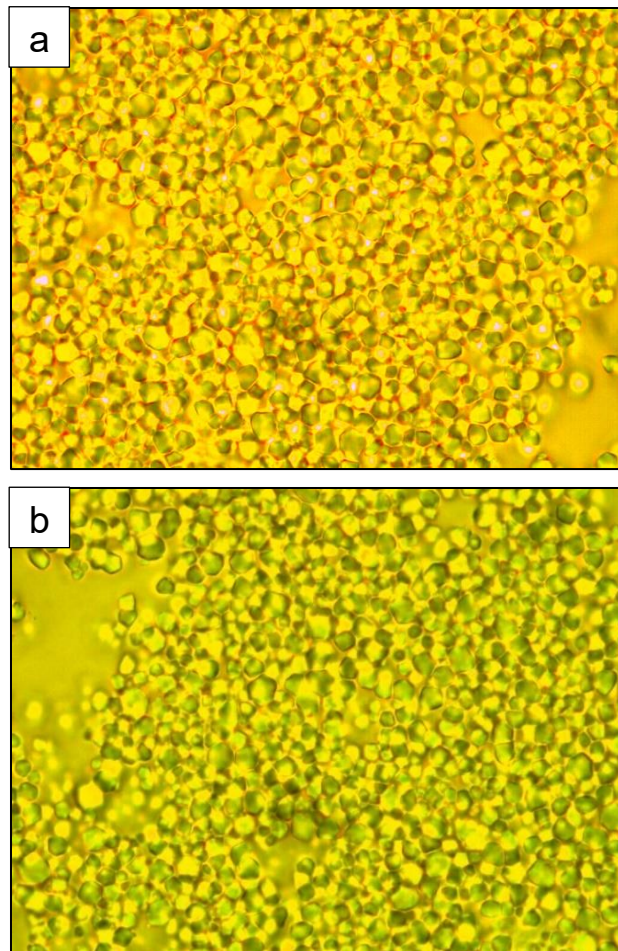


Figura 13. Microfotografías del almidón nativo de malanga enfoque a 100x: a) luz, b) luz polarizada.

En la Figura 14 se muestran las microfotografías (objetivo a 100x) de los complejos almidón- β -caroteno. En las Figuras 14 (a) se pueden observar algunos gránulos de almidón pigmentados totalmente con una coloración naranja-roja y la formación de unos pequeños cristales de β -caroteno, en la Figura 14 (b) se ve un aumento en la cantidad de gránulos pigmentados, también se observan pequeñas coloraciones naranjas en las periferias de los gránulos, además se observan pequeños cristales de β -caroteno, mientras que, en la Figura 14 (c) se observa que la mayoría de los gránulo se encuentran totalmente pigmentados y solo algunos están parcialmente pigmentados, también se puede observar la presencia de cristales de β -caroteno. Al utilizar una mayor concentración de β -caroteno (500 mg) para formar los complejos, se presentó una mayor cantidad de gránulos pigmentados, como en el caso del CAC3.

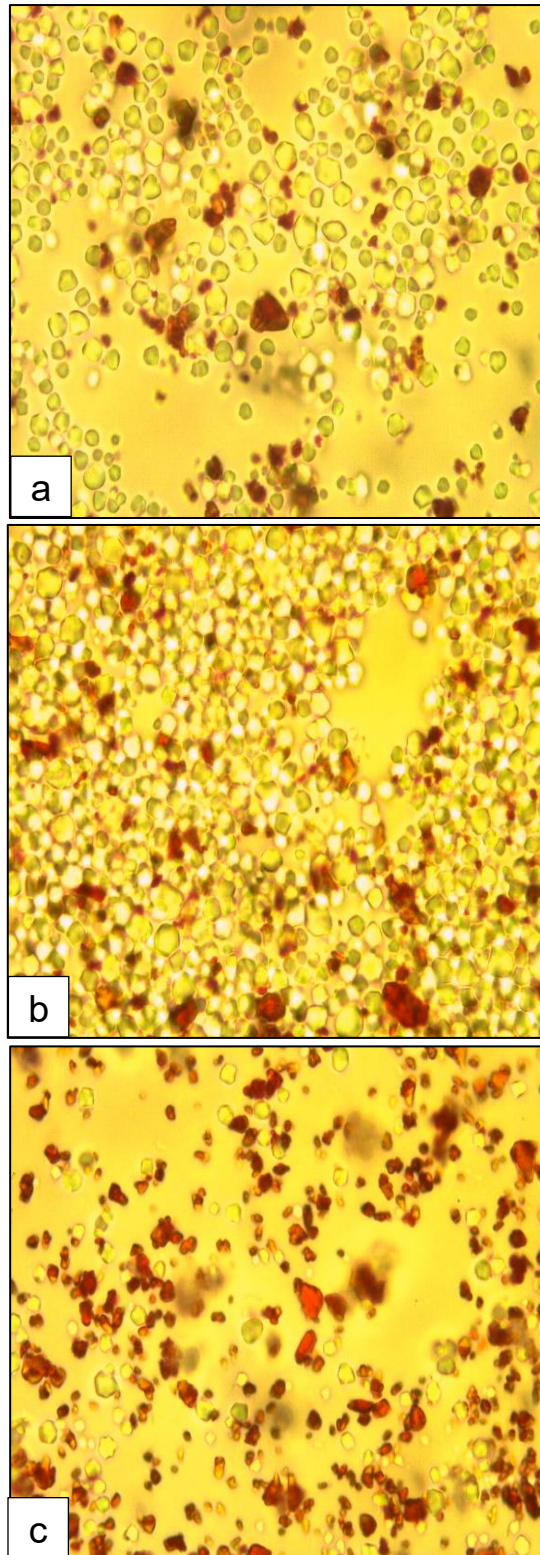


Figura 14. Microfotografías de los complejos a 100X; (a) CAC1, (b) CAC2 y (c) CAC3.
CAC1: complejo almidón- β -caroteno 62.5 mg/g.
CAC2: complejo almidón- β -caroteno 125 mg/g.
CAC3: complejo almidón- β -caroteno 500 mg/g.

7.8. ANÁLISIS TERMOGRAVIMÉTRICO

En la Figura 15 se observa el termograma y la derivada de pérdida de peso (línea punteada) del almidón nativo de malanga. La curva presentó tres etapas de degradación (I, II, III), en la primera etapa que correspondió de 30-130 °C, a 77 °C se observó la mayor pérdida de peso con un 8.45%, esta primera etapa usualmente está relacionada con el contenido de agua que contiene la muestra y se toma como el primer registro de pérdida de peso. En la segunda etapa que fue entre 131-370 °C, a una temperatura de 313 °C se presentó la mayor pérdida de peso con 64.85%, en esta etapa se degradan los compuestos orgánicos, con respecto a la etapa III, se presentó una pérdida de peso menor con respecto a las temperaturas, donde a 381 °C se perdió 9.95% del peso de la muestra, finalmente se obtuvo una fracción de peso residual de 9.95%, este residuo generalmente corresponde a compuestos inorgánicos que no pueden ser degradados.

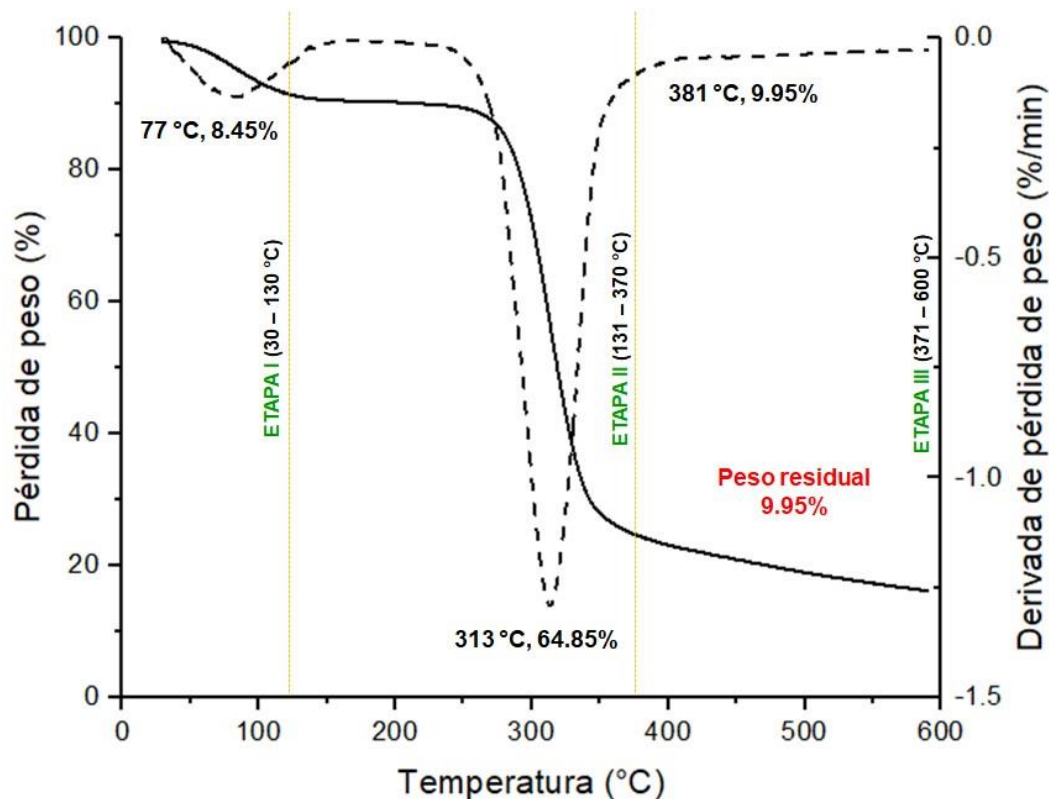


Figura 15. Curva de degradación por TGA del almidón nativo.

En la Figura 16 a, b y c, se muestran los termogramas y las derivadas de pérdida de peso (línea punteada) de las muestras CAC1, CAC2 y CAC3 respectivamente. Las curvas presentaron tres zonas de degradación (etapa I, II, III). En la primera etapa (30-130 °C), los complejos presentaron una mayor pérdida de peso (6.98, 6.99 y 6.20%) a una temperatura de degradación de 82, 79 y 86 °C, respectivamente. Esta primera etapa está relacionada a la pérdida de peso por eliminación del contenido de agua en las muestras, como ya se había mencionado anteriormente, los complejos CAC1, CAC2, CAC3 presentaron un menor porcentaje de humedad con respecto al almidón nativo, por consiguiente, se observó un menor porcentaje de pérdida de peso a una mayor temperatura de degradación, esto se debe a que el agua se encuentra dentro de los gránulos de almidón, por lo que, su eliminación es más difícil. En la segunda etapa (131-370 °C), el CAC1 y el CAC3 presentaron una degradación parcial, es decir, se observaron tres temperaturas de degradación, en el caso del CAC1 las temperaturas se presentaron a 310 y 359 °C con una pérdida de peso total de 58.16%, ahora bien, para el caso del CAC3 las temperaturas de degradación se presentaron a 212, 309 y 355 °C con una pérdida de peso total de 55.62%, las distintas temperaturas de degradación que se presentaron en esta zona para el CAC1 y CAC3 puede deberse a que, estos complejos presentan una mayor resistencia a la degradación térmica, por lo que, se necesitaron temperaturas más altas para poder degradar los compuestos orgánicos formados, mientras que, en el CAC2 se presentó una sola temperatura de degradación a 309 °C con una pérdida de peso de 56.21%. En la última etapa de degradación (371-600 °C) los complejos CAC1, CAC2, CAC3 presentaron una mayor pérdida de peso de 15.18, 15.77 y 17.15% a una temperatura de degradación de 387, 386 y 403 °C, respectivamente. En esta etapa los complejos presentaron una mayor pérdida de peso y una mayor temperatura de degradación con respecto a lo observado en el termograma del almidón nativo de malanga, este mayor porcentaje de pérdida de peso se debió a que, en la segunda etapa no se lograron degradar todos los compuestos orgánicos presentes. Finalmente se obtuvo una fracción de peso residual de, CAC1: 18.77%, CAC2: 20.10% y CAC3: 20.17%, estas fracciones fueron mayores con respecto al almidón nativo (16.18%), en el caso del CAC3 la fracción del peso residual fue la mayor, ya que, para la formación de este complejo se utilizó la concentración más alta (500 mg/g) de β -caroteno.

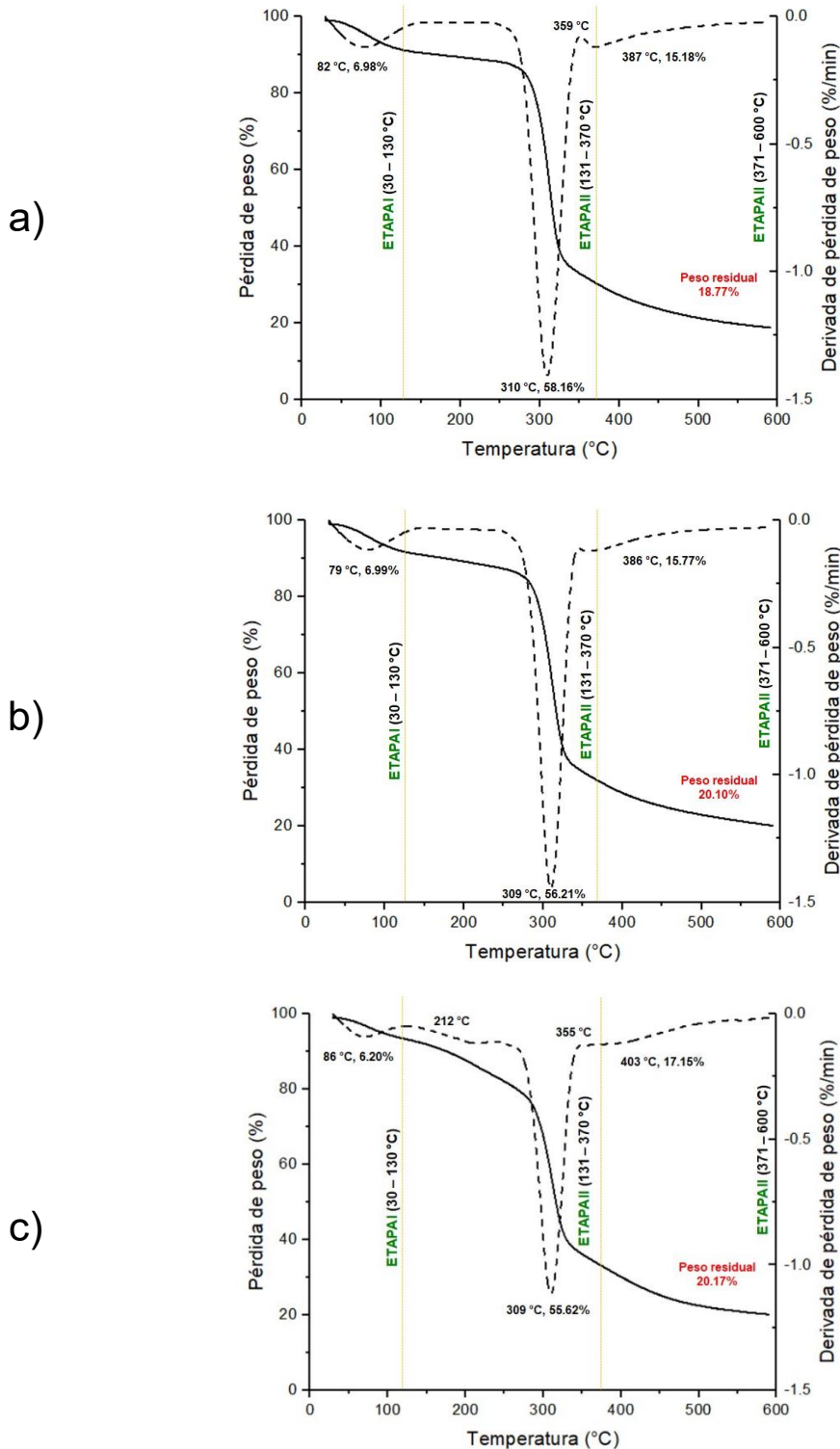


Figura 16. Curvas de degradación de los complejos (a) CAC1, (b) CAC2 y (c) CAC3
 CAC1: complejo almidón-β-caroteno 62.5 mg/g.
 CAC2: complejo almidón-β-caroteno 125 mg/g.
 CAC3: complejo almidón-β-caroteno 500 mg/g.

7.9. ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE: PORCENTAJE DE INHIBICIÓN E IC₅₀

La actividad antioxidante fue medida como porcentaje de inhibición e IC₅₀. En la Tabla 10 se observa el efecto de tres extractos a concentraciones de 2.5, 5 y 10 mg/mL obtenidos a partir de almidones formando complejos almidón- β -caroteno sobre el porcentaje de inhibición de los complejos almacenados a 0 y 4 meses a 4 °C. Con respecto a los extractos de las muestras CAC1 y CAC2 a 0 meses de almacenamiento, se observó que la concentración más alta (10 mg/mL) presentó el mayor porcentaje de inhibición (19.442 y 32.678, respectivamente), mientras que, en el caso del CAC3 (0 meses almacenamiento) la concentración de los extractos de 10 y 5 mg/mL no presentaron una diferencia significativa en los porcentajes de inhibición.

Con respecto al efecto del tiempo en las muestras CAC1, CAC2 y CAC3 almacenadas a 4 meses a 4 °C, los tres complejos almidón- β -caroteno presentaron un mayor porcentaje de inhibición en los extractos con una concentración de 10 mg/mL. Además, los extractos obtenidos de las muestras CAC1, CAC2 y CAC3 almacenadas (4 meses) presentaron una disminución en el porcentaje de inhibición con respecto al porcentaje de inhibición de los extractos obtenidos a 0 meses de almacenamiento, esta disminución se presentó en las tres concentraciones de los extractos (2.5, 5 y 10 mg/mL). La disminución en el porcentaje de inhibición de los extractos almacenados, se debe que una cantidad de β -caroteno se pudo haber oxidado por la presencia de oxígeno e isomerizado por la luz presente durante el tiempo de almacenamiento

Tabla 10. Efecto de la concentración de β -caroteno de los extractos sobre el porcentaje de inhibición de los complejos formados a 0 y 4 meses de almacenamiento a 4 °C.

Muestras	Extractos (mg/mL)	% Inhibición	
		Almacenamiento (meses)	
		0	4
CAC1	10	19.442 ± 0.014 ^{aA}	17.833 ± 0.043 ^{aB}
	5	18.202 ± 0.014 ^{bA}	16.897 ± 0.028 ^{bB}
	2.5	16.655 ± 0.036 ^{cA}	15.980 ± 0.022 ^{cB}
CAC2	10	32.678 ± 0.021 ^{aA}	23.349 ± 0.022 ^{aB}
	5	28.046 ± 0.022 ^{bA}	18.736 ± 0.057 ^{bB}
	2.5	23.700 ± 0.022 ^{cA}	17.598 ± 0.046 ^{cB}
CAC3	10	28.145 ± 0.020 ^{aA}	25.114 ± 0.498 ^{aB}
	5	27.083 ± 0.171 ^{aA}	20.791 ± 0.022 ^{bB}
	2.5	22.838 ± 0.467 ^{bA}	18.280 ± 0.099 ^{cB}

Promedio de tres repeticiones ± desviación estándar. Letras mayúsculas diferentes en la misma fila y letras minúsculas diferentes en la misma columna y en el mismo tratamiento indican diferencia estadística significativa ($p < 0.05$).

CAC1: complejo almidón- β -caroteno 62.5 mg/g.

CAC2: complejo almidón- β -caroteno 125 mg/g.

CAC3: complejo almidón- β -caroteno 500 mg/g.

En la Figura 17 se observa el efecto de los tratamientos sobre el porcentaje de inhibición de los complejos CAC1, CAC2 y CAC3 en un periodo de (a) 0 meses y (b) 4 meses de almacenamiento a 4 °C. Con respecto a la Figura 17 (a), se observa que, el extracto a una concentración de 2.5 mg/mL de la muestra CAC1 presentó el menor porcentaje de inhibición con respecto a los extractos de las muestras CAC2 y CAC3 a la misma concentración de 2.5 mg/mL, el porcentaje de inhibición de la muestra CAC1 puede estar relacionado a una menor formación de complejos almidón- β -caroteno, como consecuencia del uso de una menor concentración de β -caroteno (62.5 mg) durante la formación del complejo. Mientras que, los tres extractos realizados a concentraciones de 2.5, 5 y 10 mg/mL de la muestra CAC2 presentaron el mayor porcentaje de inhibición con

respecto a los extractos de las muestras CAC1 y CAC3 a estas mismas concentraciones. El comportamiento del CAC2 puede estar relacionado, a que, en esta muestra se formaron más complejos de no inclusión durante la reacción química, por lo cual, se encuentran con mayor facilidad para poder ser extraídos y así realizar su función como una molécula antioxidante.

Ahora bien, en el caso de los extractos de las tres muestras (CAC1, CAC2 y CAC3) almacenadas a 4 meses a 4 °C (Figura 17 b), se observó que, los extractos de la muestra CAC3 presentaron el mayor porcentaje de inhibición en las tres concentraciones empleadas (2.5, 5 y 10 mg/mL) con comparación con los extractos de las muestras CAC1 y CAC2. Este comportamiento puede estar relacionado a que en el complejo CAC3 se utilizó una mayor concentración de β -caroteno (500 mg) para la formación del mismo, lo que dio como resultado una mayor formación de complejos de inclusión. Podría ser que este tipo de complejo de inclusión al alojar la molécula de β -caroteno dentro de las hélices de amilosa, le brinda una mayor estabilidad y protección al β -caroteno durante el periodo de almacenamiento.

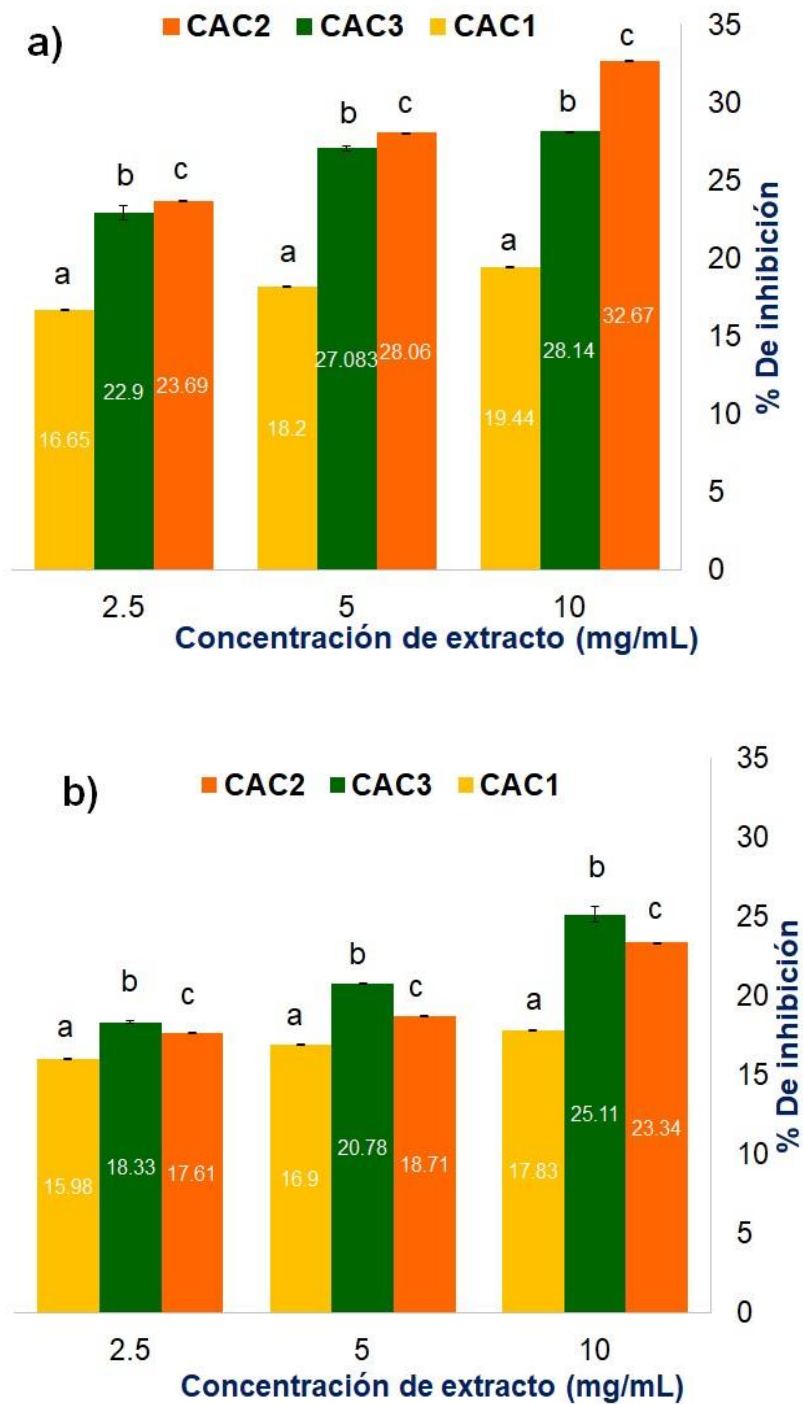


Figura 17. Efecto de los tratamientos sobre el % de inhibición de los complejos formados: a) 0 meses y b) 4 meses de almacenamiento a 4 °C.
 CAC1: complejo almidón-β-caroteno 62.5 mg/g.
 CAC2: complejo almidón-β-caroteno 125 mg/g.
 CAC3: complejo almidón-β-caroteno 500 mg/g.

El porcentaje de inhibición de las muestras frescas (0 meses) y almacenadas (4 meses) se relacionó con el IC_{50} . En la Tabla 11 se observa el efecto del tiempo de almacenamiento sobre el IC_{50} de los complejos almidón- β -caroteno formados. Con respecto a las muestras frescas (0 meses de almacenamiento), el complejo CAC1 presentó el valor más alto de IC_{50} con 84.977 mg/mL, mientras que la muestra CAC2 presentó el valor de IC_{50} más bajo con 23.846 mg/mL. Esto significa que, en el caso de la muestra CAC2 se requiere una concentración más baja para poder obtener un 50% de porcentaje de inhibición. Estos resultados han sido asociados a que, probablemente en las muestras CAC1 y CAC3 se están formando más complejos de inclusión, es decir, que la molécula de β -caroteno se encuentra inmersa en las hélices de amilosa por lo que, durante la obtención de los extractos cetónicos se presenta una mayor resistencia para extraer la molécula con actividad antioxidante (β -caroteno), caso contrario sucede con el CAC2, en donde, probablemente se han formado más complejos de no inclusión, es decir, que la molécula de β -caroteno se encuentra unida a las hélices de amilosa de forma lateral, por lo que, es más fácil lograr una extracción de esta molécula para la obtención de los extractos cetónicos utilizados en este análisis.

En el caso de las muestras almacenadas (4 meses) a 4 °C, el complejo CAC1 presentó un valor de IC_{50} más alto (172.437) en comparación con el CAC2 y CAC3. Mientras que, los valores de IC_{50} de los complejos CAC2 y CAC3 no presentaron una diferencia significativa entre ellos.

Además, las muestras CAC1 y CAC2 almacenadas (4 meses) presentaron un aumento en sus valores de IC_{50} con respecto a los valores obtenidos de IC_{50} en las muestras CAC1 y CAC2 a 0 meses de almacenamiento, estos cambios en el IC_{50} de las muestras, se debe a la estabilidad de la molécula de β -caroteno durante el tiempo de almacenamiento, por lo tanto, como ya se mencionó anteriormente esto puede estar relacionado a una mayor formación de complejos de no inclusión, en donde, la molécula de β -caroteno se encuentra más expuesta a los factores externos, situación que podría estar afectando la estabilidad de la molécula antioxidante. Mientras que, en el caso de la muestra CAC3 no se observó una diferencia significativa en el IC_{50} entre la muestra almacenada a 0 meses y 4 meses. Este fenómeno, puede deberse a una mayor formación de complejos de inclusión, por lo que, al contener la molécula de β -caroteno

dentro del canal hidrófobo de las hélices de amilosa, esta conformación estructural probablemente podría estar funcionando como un medio de protección contra los factores externos, por ejemplo, la presencia del oxígeno y la luz. Por lo que, se podría suponer que la molécula de β -caroteno se encuentra más estable durante el periodo de almacenamiento.

Tabla 11. Efecto del tiempo de almacenamiento sobre el IC₅₀ de los complejos formados.

Muestras	IC ₅₀ mg/mL	
	Almacenamiento (meses)	
	0	4
CAC1	84.977 ± 0.025 ^{aA}	172.437 ± 0.270 ^{aB}
CAC2	23.846 ± 0.021 ^{bA}	42.968 ± 0.704 ^{bB}
CAC3	42.70 ± 3.540 ^{cA}	39.78 ± 3.200 ^{bA}

Promedio de tres repeticiones ± desviación estándar. Letras minúsculas diferentes en la misma columna y letras mayúsculas diferentes en la misma fila indican diferencia estadística significativa ($p < 0.05$).

CAC1: complejo almidón- β -caroteno 62.5 mg/g.

CAC2: complejo almidón- β -caroteno 125 mg/g.

CAC3: complejo almidón- β -caroteno 500 mg/g.

8. CONCLUSIONES

- 1) Se obtuvo almidón de malanga con una composición química similar a lo reportado en almidones obtenidos de la misma fuente.
- 2) Los almidones CAC1, CAC2 y CAC3 presentaron contenidos de humedad menores en comparación con el almidón nativo, esto se debe al carácter hidrofóbico que presenta la molécula de β -caroteno utilizada en la formación de los complejos. Así mismo, el contenido de almidón total disminuyó en los complejos formados (CAC1, CAC2, CAC3) debido a que las enzimas no reconocen los enlaces formados entre la glucosa y el β -caroteno utilizado para la formación de complejos.
- 3) El contenido de β -caroteno en las muestras de los complejos formados fue mayor cuando se utilizó una concentración más alta de β -caroteno durante la reacción para la formación de los complejos almidón- β -caroteno, obteniéndose un rendimiento de hasta el 96%. Una mayor formación de complejos podría brindar un mayor beneficio al ser utilizado como un ingrediente en la elaboración de productos alimenticios ya que se ha reportado que este tipo de complejos actúa como un almidón resistente.
- 4) Por Espectroscopia infrarroja (FTIR) se observaron las señales características en los dobles enlaces (carbono doble ligadura carbono) y los grupos metilenos presentes en la estructura de la molécula de β -caroteno, lo que corrobora la formación de complejos entre la amilosa y el β -caroteno.
- 5) Los complejos formados presentaron una coloración anaranjada, la cual es característica del β -caroteno.
- 6) Las microfotografías obtenidas por microscopía óptica mostraron que a una mayor concentración de β -caroteno utilizado durante la reacción, hay una

mayor saturación de gránulos pigmentados lo que indica una mayor formación de complejos entre la amilosa y la molécula de β -caroteno.

- 7) Las muestras de los complejos formados CAC1, CAC2, CAC3 mostraron una mayor estabilidad térmica, entonces, este comportamiento nos indica que este tipo de almidones pueden ser utilizados en procesos que requieran altas temperaturas para la elaboración de algunos productos lácteos, jugos, de panificación y cárnicos.
- 8) Se observó que cuando se evaluó una concentración de 10 mg/mL de extractos, las muestras presentaron un mayor porcentaje de inhibición mostrando los valores más altos las muestras CAC2 y CAC3 a 0 y 4 meses de almacenamiento. Esto es importante porque nos indica que estas muestras pueden ser utilizadas en productos que requieren largos periodos de almacenamiento, como los que se mencionaron anteriormente. Cuando se evaluó el IC₅₀ de los complejos formados se observó que las muestras CAC2 y CAC3 requieren menores concentraciones para obtener un 50% de inhibición del radical ABTS•, estas mismas muestras después de ser almacenadas durante 4 meses presentaron el mismo comportamiento, sin embargo, la muestra CAC3 presentó una mayor estabilidad ya que no observó una diferencia significativa durante los periodos de almacenamiento.
- 9) De manera general, se observó que la formación de complejos entre la amilosa y la molécula de β -caroteno disminuye el contenido de almidón total, esto posiblemente se debe a una mayor formación de almidón resistente, el cual brinda beneficios a los consumidores por lo que, podría ser usado como un ingrediente para la formulación de alimentos funcionales.

9. REFERENCIAS

1. Alquézar García, B. (2016). *Caracterización Bioquímica y Molecular de la Carotenogénesis en Frutos Cítricos* [Tesis doctoral]. Universidad de Valencia.
2. Angeles Chero Pedro Pablo. (2015). *Diseño de un proceso industrial para obtener plástico biodegradable (TPS) a partir de almidón de yuca Manihot sculenta*. [Tesis de doctorado]. Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo.
3. Antonio-Estrada C., Bello-Pérez L. A., Martínez-Sánchez C. E., Montañez-Soto J. L., Jiménez-Hernández J., Vivar-Vera M. A. (2009). Producción enzimática de maltodextrinas a partir de almidón de malanga (*Colocasia esculenta*). *CyTA – Journal of Food*, 7 (3): 233-241.
4. Aprianita A., Purwandari U., Watson B., Vasiljevic T. (2009). Physico-chemical properties of flours and starches from selected commercial tubers available in Australia. *International Food Research Journal*, 16: 507-520.
5. Awika Joseph M., Rooney Lloyd W., Wu Xianli, Prior Ronald L., Cisneros-Zevallos Luis. (2003). Screening methods to measure antioxidant activity of sorghum (*sorghum bicolor*) and sorghum products, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51 (23): 6657-6662.
6. Barragán-Zárate G. S., Carmona-García R., Torruco-Uco J. G., Herman y Lara E. y Martínez-Sánchez C. E. (2007). Obtención y caracterización química y funcional de almidón citrato de malanga (*Colocasia esculenta Schott*). *Coloquio de Investigación Multidisciplinaria*, 1 (1): 31-37.
7. Carranco Jáuregui M. E., Calvo Carrillo Ma. C., Pérez-Gil Romo F. (2011). Carotenoides y su función antioxidante: Revisión. *Archivos latinoamericanos de nutrición*, 61 (3): 233–241.
8. Contreras Chávez Rafael. (2021). *Desarrollo de una película a partir de almidón acetilado de camote morada como potencial alternativa en el desarrollo de biopelículas para recubrimiento de alimentos*. [Tesis de maestría]. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.

9. Contreras Villar, O. H. (2004). *Relación entre el contenido de caroteno, color y características botánicas del polen corbicular*. [Tesis de licenciatura]. Universidad de Austral de Chile.
10. Deng Nan, Deng Zhong, Tang Can, Liu Chengmei, Luo Shunjing, Chen Tingting, Hu Xiuting. (2021). Formation, structure and properties of the starch-polyphenol inclusion complex: A review. *Trends in Food Science & Technology*, 112: 667-675.
11. Espíritu Rojas, J. A. (2018). *Obtención de β -caroteno en zanahorias (*Daucus carota* L.) utilizando ultrasonido y aceite esencial de naranja (*Citrus sinensis*) como alternativa para el proceso de extracción*. [Tesis de maestría]. Universidad del Papaloapan.
12. Fernández Ocegueda Yoel. (2018). *Obtención de almidón resistente tipo III a partir de una modificación dual de almidón de malanga (*Colocasia esculenta* Schott) y plátano (*Musa paradisiaca* L.): Caracterización de digestibilidad, propiedades térmicas y molecular*. [Tesis de maestría]. Universidad del Papaloapan.
13. González-Araúz, A. P. (2020, 26 de julio). *β -caroteno: Biosíntesis y actividad biológica*-MasScience. MasScience. [https://www.masscience.com/ \$\beta\$ -caroteno/](https://www.masscience.com/β-caroteno/)
14. Gutiérrez Tomy J. y Tovar Juscelino. (2021). Update of the concept of type 5 resistant starch (RS5): Self-assembled starch V-type complexes. *Trends in Food Science & Technology*, 109: 711-724.
15. Haq Fazal, Yu Haoji, Wang Li, Teng Lisong, Haroon Muhammad, Khan Rizwan Ullah, Mehmood Sahid, Bilal-UI-Amin, Ullah Raja Summe, Khan Amin, Nazir Ahsan. (2019). Advances in chemical modifications of starches and their applications. *Carbohydrate Research*, 476: 12-35.
16. Hassan Khatami Mohammad, Barber William, W. de Haan Hendrick. (2021). Using geometric criterio to study hélix-like structures produced in molecular dynamics simulations single amylose chains in wáter. *Royal Society Of Chemistry*, 11: 11992–12002.
17. Hernández Canseco, J. (2018). *Estudio de las propiedades químicas, físicas y fisicoquímicas del almidón de dos variedades de malanga (*Colocasia esculenta*)*. [Tesis de maestría]. Instituto Tecnológico de Tuxtepec.

18. Hoyos-Leyva Javier D., Bello-Pérez Luis A., Yee-Madeira Hernani, Rodríguez-García Mario E., Aguirre-Cruz Andrés. (2017). Characterization of the flour and starch of aroid cultivars grown in México, *Starch/Stärke*, 69 (9-10): 1-28.
19. https://www.sigmaaldrich.com/MX/es/search/7235-40-7?focus=products&page=1&perpage=30&sort=relevance&term=7235-40-7&type=cas_number
20. Jong-Yea K., Tae-Rang S., Seung-Taik L. (2013). Preparation of aqueous dispersion of β -carotene nano-composites through complex formation with starch dextrin. *Food Hydrocolloids*, 33 (2): 256-263.
21. Kim Jong-Yea, Seo Tae-Rang, Lim Seung-Taik. (2013). Preparation of aqueous dispersion of β -carotene nano-composites through complex formation with starch dextrin. *Food Hydrocolloids*, 33: 256-263.
22. Kong Lingyan, Bhosale Rajesh, Ziegler. (2018). Encapsulation and stabilization of β -carotene by amylose inclusion complexes. *Food Research International*, 105: 446-452.
23. Li Hua, Zhai Fengyan, Zhu Xuanxuan, Guo Yanyan, Zhao Beibei, Xu Baocheng. (2021). Physicochemical properties and structure of modified potato starch granules and their complex with tea polyphenols. *International Journal of Biological Macromolecules*, 166: 521-528.
24. López Jiménez M. C., Martínez Herrera J., Ramos Reyes, R. (2020). La malanga un cultivo alternativo para Tabasco. *Agroregión*, 1 (102): 16–21.
https://www.researchgate.net/profile/Jorge-Herrera-19/publication/341766439_La_Malanga_un_Cultivo_Alternativo_para_Tabasco/links/5ed296b392851c9c5e66c815/La-Malanga-un-Cultivo-Alternativo-para-Tabasco.pdf
25. Mendoza M. G., Ricalde V. R. & Hernández G. P. (2017, 28 de abril). *Estructura del almidón*. Engormix.
https://www.engormix.com/ganaderia/maiz-engorde-bovino/estructura-almidon_a40743/
26. Navarro-Macías V. E., Ventura-Sobrevilla J. M., Hernández-Almanza A. Y., Chávez-González M. L., Martínez-Hernández J. L., Aguilar C. N. (2020).

- Carotenoides: propiedades y efectos bioprotectores. *Journal of BioProcess and Chemical Technology*, 14 (23): 1–10.
<http://www.biochemtech.uadec.mx/2020/02/17/carotenoids-properties-and-bioprotective-effects/>
27. Nirlipta Saha, Amit Kumar Samanta, Surabhi Chaudhuri, Debjani Dutta. (2015). Characterization and Antioxidant Potential of a Carotenoid from a Newly Isolated Yeast. *Food Sci. Biotechnol*, 24 (1): 117-124.
28. Oladele Adekanmi K., Duodu Kwaku G., Emmambux Naushad M. (2020). Hydrolysis and antioxidant activity of starch modified with phenolic extracts from grape pomace and sorghum bran under alkaline conditions. *Carbohydrate Polymers*, 240: 1-9.
29. Olmedilla Alonso B., Granado Lorenzo F., Blanco Navarro I. (2001). *Carotenoides y la salud humana* (Informe de la Fundación Española de la Nutrición (F.E.N)). Fundación Española de la Nutrición (FEN).
30. Omaye, Krinsky, Kagan, Mayne, Liebler, Bidlack, S. T. N. I. V. E. S. T. D. C. W. R. (1997). β -Caroteno: Friend or Foe? *Fundamental And Applied Toxicology*, 40: 163–174.
31. Palomino Carolina, Molina Yulimar, Pérez Elevina. (2010). Atributos físicos y composición química de harinas y almidones de los tubérculos de *Colocasia esculenta* (L.) Schott y *Xanthosoma sagittifolium* (L.) Schott. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 36 (2): 58-66.
32. Perucini Avendaño Madeleine. (2016). *Caracterización parcial de almidón resistente obtenido mediante la formación de complejos de almidón de malanga con ácidos grasos saturados (AR5)*. [Tesis de maestría]. Instituto Tecnológico de Tuxtepec.
33. Provesi, Dias, Amante, J. G. C. O. E. R. (2011). Changes in carotenoids during processing and storage of pumpkin puree. *Food Chemistry*, 128: 195–202.
34. Quiroga Ledezma Carmen Carla. (2008). Los almidones resistentes y la salud. *Investigación & Desarrollo*, 8: 131-142.

35. Raigond Pinky, Ezekiel Rajarathnam, Raigond Baswaraj. (2014). Resistant Starch in Food: A Review. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 95 (10): 1968-1978.
36. Rao A., Rao L. (2007). Carotenoids and human health. *Pharmacological Research*, 55: 207-216.
37. Ríos Ríos Karina Lilibeth. (2014). Análisis comparativo de las propiedades físico-químicas y nutrimentales de almidón obtenido a partir de dos especies de malanga (*colocasia antiquorum* y *colocasia esculenta*) cultivadas en el estado de Oaxaca. [Tesis de licenciatura]. Universidad Tecnológica de la Mixteca.
38. Sajilata, M. G., Singhal, R. S., & Kulkarni, P. R. (2006). Resistant Starch-A Review. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 5 (1): 1–17.
39. Salcedo Mendoza, Contreras Lozano, J. G. K. P. (2017). Agroindustria de productos amiláceos I: Yuca (*Manihot esculenta* Crantz) y ñame (*Dioscorea* spp.). Ediciones Universidad de Sucre. (Obra original publicada en 2017).
40. Sánchez Rivera Jazmín. (2020). *Efecto de la modificación dual mediante molienda de bolas y entrecruzamiento sobre las propiedades del almidón de malanga (Colocasia esculenta L.)*. [Tesis de maestría]. Instituto Tecnológico de Veracruz.
41. Sánchez, Flores-Cotera, Langley, Martín, Sánchez, A. L. B. E. R. G. S. (1999). Carotenoides: Estructura, Función, Biosíntesis, Regulación y Aplicaciones. *Revista Latinoamericana de Microbiología*, 41: 175–191.
42. Secretaria de Agricultura y. Desarrollo Rural. (2023, 13 de enero). *Promueve Agricultura cultivo de malanga en beneficio de productores del sur sureste del país*. gov.mx. <https://www.gob.mx/agricultura/prensa/promueve-agricultura-cultivo-de-malanga-en-beneficio-de-productores-del-sur-sureste-del-pais?idiom=es>
43. Stahl W., Sies H. (2003). Antioxidant activity of carotenoids. *Molecular aspects of medicine*, 24: 345-351.
44. Tester Richard F., Karkalas John, Qi Xin (2004). Starch-composition, fine structure and architecture. *Journal of Cereal Science*, (39) 151-165.
45. Torres Becerril Mario, Carmona García Roselis, Aguirre Cruz Andrés. (2015). Obtención y caracterización estructural y funcional de almidón acetilado de

- malanga (*Colocasia esculenta* Schott). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 6 (4): 905-912.
46. Torres Rapelo Alberto, Montero Castillo Piedad, Duran Lengua Marlene. (2013). Propiedades fisicoquímicas, morfológicas y funcionales del almidón de malanga (*Colocasia esculenta*). *Revista Lasallista de Investigación*, 10 (2): 52-61.
47. Vega Chuquisala Miguel Ángel. (2020). *Diseño de un proceso piloto para la fabricación de termoplásticos a partir de almidones*. [Tesis de licenciatura]. Universidad Central del Ecuador.
48. Villarroel P., Gómez C., Vera C., Torres J. (2018). Almidón resistente: Características tecnológicas e intereses fisiológicos. *Revista chilena de nutrición*, 45 (3): 271–278.
49. Ying DanYang, Cheng Li Jiang, Chibracq Geraldine, Sanguansri Luz, K. Oiseth Sofia, Augustin Mary Ann. (2015). The format of β -carotene delivery affects its stability during extrusión. *LWT – Food Science and Technology*, 60: 1-7.
50. Zobel H. F., Argo, Illinois. (1988). Molecules to granules: A comprehensive Starch Review. *Starch-Stärke*, 40 (2): 44-50.