



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

Instituto de Ciencias Básicas e Ingeniería

Área Académica de Química

Licenciatura de Química en Alimentos

**“Cambio estructural del almidón como consecuencia
del escaldado en camote (*Ipomoea batatas*) de
diferentes variedades”**

Tesis

Para obtener el título de:

Licenciada de Química en Alimentos

Presenta:

Cristal Ana Karen Hernández Pérez

Directores:

Dra. Fabiola Araceli Guzmán Ortiz

Dra. María Luisa Rodríguez Marín

Dra. Alma Delia Román Gutiérrez



Mineral de la Reforma, Hidalgo, 2019



Mineral de la Reforma, Hgo., a 13 de diciembre de 2018

Número de control: ICBI-D/1244/2018
Asunto: Autorización de impresión.

M. EN C. JULIO CÉSAR LEINES MEDÉCIGO
DIRECTOR DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR DE LA UAEH

Por este medio le comunico que el Jurado asignado a la Pasante de Licenciatura en Química en Alimentos Cristal Ana Karen Hernández Pérez, quien presenta el trabajo de titulación "**Cambio estructural del almidón como consecuencia del escaldado en camote (*Ipomoea batatas*) de diferentes variedades**" después de revisar el trabajo en reunión de Sinodales ha decidido autorizar la impresión del mismo, hechas las correcciones que fueron acordadas.

A continuación firman de conformidad los integrantes del Jurado:

- PRESIDENTE: M. en C. Juan Homero Roldán Rojas
- PRIMER VOCAL: Dra. Fabiola Araceli Guzmán Ortiz
- SEGUNDO VOCAL: Dr. Juan Hernández Ávila
- TERCER VOCAL: Dra. Alma Delia Román Gutiérrez
- SECRETARIO: Dra. Yolanda Marmolejo Santillán
- PRIMER SUPLENTE: Dr. Francisco Raúl Barrientos Hernández
- SEGUNDO SUPLENTE: Dra. María Luisa Rodríguez Marín

Sin otro particular, reitero a usted la seguridad de mi atenta consideración.

Atentamente
 "Amor, Orden y Progreso"

 Dr. Oscar Rodolfo Suarez Castillo
 Director del ICBI

ORSC/SEPC



Ciudad del Conocimiento
 Carretera Pachuca-Tulancingo km 4.5 Colonia
 Carboneras, Mineral de la Reforma, Hidalgo,
 México, C.P. 42184
 Teléfono: +52 (771) 71 720 00 ext. 2231
 Fax 2109
 direccion_icbi@uaeh.edu.mx

www.uaeh.edu.mx

Agradecimientos

Dra. Fabiola Araceli Guzmán Ortiz, Dra. María Luisa Rodríguez Marín y Dra. Alma Delia Román Gutiérrez por permitirme ser parte de su grupo de trabajo, así como por su disposición, apoyo, consejos, confianza, paciencia y tutoría.

M. Juan Homero Roldán Rojas, Dr. Juan Hernández Ávila, Dra. Yolanda Marmolejo Santillán y Dr. Francisco Raúl Barrientos Hernández por proporcionarme los medios y facilidades para la realizar algunos análisis; por sus consejos y correcciones para la mejora de este trabajo.

A mis compañeros del laboratorio de tecnología de alimentos II, por el apoyo y compañerismo brindado durante el proceso de realización de este trabajo.

A mi colega y amiga Paola, por apoyarme y ayudarme a realizar algunos análisis durante mi estancia en el laboratorio de tecnología de alimentos II.

A mis colegas y amigos que siempre me apoyaron y brindaron tan buenos momentos y risas pero sobre todo gracias por su amistad: Paola, Cindy y Jonathan.

A Francisco por enseñarme que la paciencia, perseverancia y el amor, pueden lograr grandes cosas.

Dedicatorias

Con amor, admiración y respeto:

A mis padres Mónica y Roberto, por su amor, confianza, consejos, palabras de aliento, apoyo y ejemplo. Gracias por todo el sacrificio y esfuerzo que hicieron para que yo finalizará mis estudios profesionales, sé que no hay forma de agradecerles todo lo que me han dado, sólo quiero que sepan que el triunfo también es suyo.

A mi hermana Berenice, por su apoyo, cariño y paciencia, gracias por estar siempre conmigo en los buenos y malos momentos, y darme la fuerza necesaria para seguir adelante, de corazón gracias hermanita, eres la mejor del mundo.

Índice

Lista de figuras	1
Lista de tablas	2
Resumen	3
Introducción.....	4
Terminología	5
1. Antecedentes	6
1.1. Camote	6
1.1.1. Clasificación botánica	6
1.2. Almidón	8
1.2.2. Estructura química del almidón	10
1.2.1. Amilosa	10
1.2.2. Amilopectina	11
1.3. Cambios estructurales del almidón por el efecto de tratamientos hidrotérmicos. 13	
1.3.1. Gelatinización	14
1.3.2. Gelación	16
1.3.3. Retrogradación	16
1.4. Escaldado	17
1.4.1. Enzimas	18
1.4.1.1. Definición de las enzimas	18
1.4.1.2. Enzimas en los alimentos	18
1.4.1.3. Peroxidasa.....	19
1.4.1.3.1. Mecanismo de reacción.....	19
1.4.1.3.2. Peroxidasa (POD) como Enzima Indicadora.....	19
1.4.1.4. Polifenoloxidasa	20
1.4.1.5. Inhibidores químicos de la polifenoloxidasa	21
1.4.1.5.1. Agentes reductores	21
1.4.1.5.2. Acidulantes	21
1.4.1.5.3. Quelantes	22
1.4.1.5.4. Agentes acomplejantes	22
1.5. Compuestos bioactivos.....	23
1.5.1. Fenoles.....	23
1.5.2. Antocianinas	24
1.5.3. Ácido clorogénico	26
2. Justificación.....	28
3. Objetivos	29
3.1. Objetivo General	29

3.2. Objetivos Específicos.....	29
4. Metodología	30
4.1. Obtención y acondicionamiento de la materia prima	31
4.2. Escaldado ordinario	31
4.3. Determinación de la actividad de la peroxidasa	31
4.4. Obtención de harinas.....	32
4.6. Microscopía electrónica de barrido (MEB)	32
4.7. Espectroscopía FT-IR	33
4.8. Difracción de Rayos X	33
4.9. Compuesto fenólicos totales.....	34
4.10. Amilosa aparente	35
4.11. Evaluar el índice de poder de hinchamiento del almidón (PH)	35
4.12. Análisis estadístico	36
5. Resultados y Discusiones	37
5.1. Inactivación de la PPO.....	37
5.2. Microscopía electrónica de barrido (MEB).....	38
5.3. Espectroscopía Infrarroja de Transformada de Fourier (FT-IR)	43
5.4. Difracción de rayos X.....	47
5.5. Concentración de fenoles totales.....	50
5.6. Amilosa aparente	52
5.7. Índice de poder de hinchamiento del almidón (IPH)	54
5.8. Porcentaje de sólidos solubles (%SS)	56
6. Conclusiones.....	58
7. Recomendaciones	59
8. Referencias	60

Lista de figuras

Figura 1. Variedades de camote, (1) camote blanco fresco Yulmi, (2) camote naranja fresco Juhwangmi, y (3) camote púrpura Sinjami.	7
Figura 2. Estructura molecular del complejo formado entre la amilosa y el yodo.	11
Figura 3. Estructura química de las moléculas de amilosa y amilopectina.	12
Figura 4. Patrones de difracción de rayos X de almidones de maíz normal (tipo A), almidón de papa (tipo B) y almidón de Ginkgo (tipo C).	13
Figura 5. Polimorfismo tipo A y B.	13
Figura 6. Tratamiento hidrotérmico del almidón nativo .	14
Figura 7. Reacción generalizada de la PPO .	21
Figura 8. Estructura de algunos sustratos de la PPO .	23
Figura 9. Estructura básica y sustituyentes de las antocianinas.	25
Figura 10. Estructura de las antocianinas a diferentes valores de pH. Donde R1= H o glúcido, R2 y R3= H o metilo.	26
Figura 11. Estructura química de ácido clorogénico derivado de la raíz del camote (Ipomoea batatas L.).	27
Figura 12. Micrografías de almidón de camote de variedad blanca. 1 (CBST), 2 (CB8SA), 3 (CB10SA), 4(CB12SA), 5 (CB8CA), 6 (CB10CA) y 7(CB12CA).	40
Figura 14. Micrografías de almidón de camote de variedad amarilla; 1 (CAST), 2 (CA8SA), 3 (CA10SA), 4 (CA12SA), 5 (CA8CA), 6 (CA10CA) y 7 (CA12CA).	42
Figura 15. Espectro del almidón CBSA (A) y con (B) CBCA.	44
Figura 16. Espectro de almidón de CMSA y CMCA.	45
Figura 17. Espectro de almidón de CASA y CAEA.	46

Figura 18. Patrón de difracción de Rayos X y Cristalinidad relativa (%) de muestras de almidón A (CBSA), B (CBCA), C (CMSA), D (CMCA), E (CASA) Y F (CAEA). 49

Lista de tablas

Tabla 1. Taxonomía del tubérculo de Ipomoea batatas	6
Tabla 2. Composición química del camote.	8
Tabla 3. Composición química del camote.	9
Tabla 4. Propiedades fisicoquímicas de los componentes del almidón.	10
Tabla 5. Interpretación de la determinación de la actividad de la enzima peroxidasa.	32
Tabla 6. Proporciones utilizadas para la elaboración de la curva de calibración.	35
Tabla 7. Inactivación de la enzima polifenoloxidasas en diferentes variedades de camote sin ácido cítrico.	37
Tabla 8. Inactivación de la enzima polifenoloxidasas en diferentes variedades de camote con ácido cítrico al 1% (p/v).	38
Tabla 9. Elucidación estructural de los almidones de camote de variedad blanca, morada y amarilla.	43
Tabla 10. Contenido de fenoles totales (mg EAG/100 g de muestra, BS).	50
Tabla 11. pH de las muestras analizadas.	51
Tabla 12. Contenido de amilosa aparente (% , BS).	53
Tabla 13. Índice Poder de hinchamiento (g gel/g sólidos solubles, BS).	55
Tabla 14. Sólidos solubles (% , BS).	57

Resumen

El objetivo de este trabajo fue determinar los cambios estructurales y funcionales del almidón de camote (*Ipomoea batatas*) en las variedades blanca, morada y amarilla sometidos a diferentes tiempos de escaldado (8, 10 y 12 min) a 90°C, sin y con previa inmersión en ácido cítrico al 1%. Las muestras se secaron y trituraron, posteriormente, se aisló el almidón; se realizó una caracterización fisicoquímica por medio de la microscopía electrónica de barrido (MEB), espectroscopia infrarroja con transformada de Fourier (FT-IR) y Difracción de Rayos X. Se determinó la concentración de fenoles totales, el porcentaje de amilosa aparente, el índice de poder de hinchamiento y el porcentaje de sólidos solubles.

La inactivación de la enzima se logró a los 10 minutos de escaldado, mientras que la combinación del uso de ácido cítrico y escaldado permitió que la enzima se inactivará desde los 8 minutos de escaldado en todas las variedades de camote. Todas las micrografías obtenidas de las muestras escaldadas prueban la alteración de la morfología granular del almidón. El acortamiento de algunas bandas en los espectros de FT-IR de las muestras escaldadas, evidenció la alteración estructural del almidón. Los almidones nativos presentaron patrones de difracción de tipo C, la pérdida de cristalinidad se observó en los difractogramas de las muestras escaldadas. En cuanto al contenido de fenoles, amilosa aparente, poder de hinchamiento y porcentaje de sólidos solubles se observó que todos muestran una tendencia de incremento con relación al aumento del tiempo de escaldado.

El escaldado por 12 minutos con previa inmersión en ácido cítrico al 1% de las rodajas de camote de variedad blanca, morada y amarilla provocó mayores cambios en la morfología y composición de los almidones, así como en la concentración de sustancias bioactivas presentes en los almidones.

Introducción

El camote es considerado un alimento altamente consumido por su contenido de vitamina A y C, riboflavina, niacina, potasio, zinc, calcio, hierro, proteínas de alta calidad, capacidad antioxidante (definida por el contenido de antocianinas, carotenos, vitaminas como la E y compuestos fenólicos) y carbohidratos (Cusumano & Zamudio, 2013). Este tubérculo presenta un elevado contenido energético, entre un 25 a 30 % de carbohidratos, de los cuales el 98% es considerado de fácil digestión. El almidón, es el principal componente del camote, representa alrededor del 50-80% del tubérculo (en base seca). Estructuralmente, el almidón está compuesto por dos polisacáridos químicamente distinguibles: la amilosa y la amilopectina. La funcionalidad del almidón depende del peso molecular promedio de estos dos polisacáridos, así como de la organización molecular dentro del gránulo. El almidón constituye una excelente materia prima para la modificación de la textura y consistencia de los alimentos (Huang et al., 2016; Linares et al., 2015, Hernández et al., 2008).

Generalmente el camote es sometido a tratamientos postcosecha (cortado o pelado) para ser consumido de forma directa o para ser utilizado en diversos procesos de extracción de pigmentos y/o almidón, estos tratamientos generan pardeamiento enzimático, desagradable para el consumidor (Guerrero et al., 2009). Existen técnicas que permitan controlar los cambios efectuados por el pardeamiento enzimático, como los tratamientos hidrotérmicos (escaldado) y el uso de acidulantes (como el ácido cítrico) (Moyano et al., 2007; Amiot, 1997). Se ha reportado en la literatura la existencia de correlaciones negativas entre los tratamientos térmicos (vapor, cocción y ebullición) y algunas sustancias bioactivas (Tang et al., 2015). Se sabe también, que bajo procesos hidrotérmicos el almidón sufre cambios moleculares que afectan su estructura y cristalinidad. Este trabajo tiene como objetivo analizar el efecto del proceso de escaldado y el uso de acidulantes sobre la estructura fisicoquímica y el valor nutricional del almidón de camote (*Ipomoea batatas*) en la variedad blanca, morada y amarilla.

Terminología

Abreviatura	Significado
CB ST	Almidón nativo de camote de variedad blanca
CB 8SA	Almidón de camote de variedad blanca escaldado 8 minutos sin tratamiento ácido
CB 10SA	Almidón de camote de variedad blanca escaldado 10 minutos sin tratamiento ácido
CB 12SA	Almidón de camote de variedad blanca escaldado 12 minutos sin tratamiento ácido
CB 8CA	Almidón de camote de variedad blanca escaldado 8 minutos con tratamiento ácido
CB 10CA	Almidón de camote de variedad blanca escaldado 10 minutos con tratamiento ácido
CB 12CA	Almidón de camote de variedad blanca escaldado 12 minutos con tratamiento ácido
CM ST	Almidón nativo de camote de variedad morada
CM 8SA	Almidón de camote de variedad morada escaldado 8 minutos sin tratamiento ácido
CM 10SA	Almidón de camote de variedad morada escaldado 10 minutos sin tratamiento ácido
CM 12SA	Almidón de camote de variedad morada escaldado 12 minutos sin tratamiento ácido
CM 8CA	Almidón de camote de variedad morada escaldado 8 minutos con tratamiento ácido
CM 10CA	Almidón de camote de variedad morada escaldado 10 minutos con tratamiento ácido
CM 12CA	Almidón de camote de variedad morada escaldado 12 minutos con tratamiento ácido
CA ST	Almidón nativo de camote de variedad amarilla
CA 8SA	Almidón de camote de variedad amarilla escaldado 8 minutos sin tratamiento ácido
CA 10SA	Almidón de camote de variedad amarilla escaldado 10 minutos sin tratamiento ácido
CA 12SA	Almidón de camote de variedad amarilla escaldado 12 minutos sin tratamiento ácido
CA 8CA	Almidón de camote de variedad amarilla escaldado 8 minutos con tratamiento ácido
CA 10CA	Almidón de camote de variedad amarilla escaldado 10 minutos con tratamiento ácido
CA 12CA	Almidón de camote de variedad amarilla escaldado 12 minutos con tratamiento ácido
CBSA	Muestras de almidón de camote de variedad blanca escaldada sin tratamiento ácido
CBCA	Muestras de almidón de camote de variedad blanca escaldada con tratamiento ácido
CMSA	Muestras de almidón de camote de variedad morada escaldada sin tratamiento ácido
CMCA	Muestras de almidón de camote de variedad morada escaldada con tratamiento ácido
CASA	Muestras de almidón de camote de variedad amarilla escaldada sin tratamiento ácido
CAEA	Muestras de almidón de camote de variedad amarilla escaldada con tratamiento ácido
EAG	Equivalentes de ácido gálico
AG	Ácido gálico
PPO	Polifenoloxidasas
BS	Base seca
IPH	Índice de Poder de Hinchamiento
%SS	Porcentaje de Sólidos Solubles
FT-IR	Espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier
DRX	Difracción de Rayos X

1. Antecedentes

1.1. Camote

La batata también es denominada camote [*Ipomoea batatas*], boniato o moniato en los países de habla castellana, se designa en otros idiomas occidentales como: batata doce en portugués, patate douce en francés, patata dolce en italiano, batate en alemán, sweet potato en inglés; es un tubérculo, una planta dicotiledónea que se encuentra dentro de las especies originarias de origen de las plantas cultivadas que abarca: México, América Central y las Antillas. (Linares et al., 2008; Folquer, 1978).

Es el quinto alimento más importante a nivel mundial en los países en desarrollo debido en términos de consumo humano, y en orden de importancia después del arroz, trigo, maíz y mandioca, debido a sus características nutricionales y culinarias (Cusumano & Zamudio, 2013). En Sudamérica, Brasil, Argentina, Perú, Uruguay, Paraguay y México son los principales productores (FAO, 2012). En México, los estados con mayor producción de camote son Michoacán y Guanajuato, y se siembran las variedades con pulpa blanca, amarilla, naranja, rojiza o púrpura (Linares et al., 2008).

1.1.1. Clasificación botánica

El tubérculo de *Ipomoea batatas* camote su taxonomía se muestra descrita en la **Tabla 1**.

Tabla 1. Taxonomía del tubérculo de *Ipomoea batatas*

Familia	Convolvulaceae
Género	<i>Ipomoea</i>
Sección	<i>Eriospermum</i>
Especie	<i>Ipomoea batatas</i> L. Lam variedad blanca, amarilla y morada

(Linares et al., 2008)

El camote es una planta perenne que se propaga vegetativamente y se cultiva como planta anual. No tiene una madurez definida por lo tanto puede cosecharse siguiendo períodos de

cultivo de duración ampliamente variable. La planta es por lo general de crecimiento de guía rastrera con tallos tuberoso que se extienden horizontalmente sobre el suelo desarrollando un follaje relativamente bajo (Linares et al., 2008). Las raíces, tallos y hojas del camote son partes comestibles con composición variable de nutrientes, bioactivos, no nutrientes y antinutrientes. Además de la diversidad genética, la variabilidad de la composición química del camote se pueden atribuir a las condiciones previas, condiciones de extracción y métodos analíticos aplicados (Anastácio et al., 2013). En la **Figura 1** se muestra las variedades de camote blanco, naranja y púrpura.

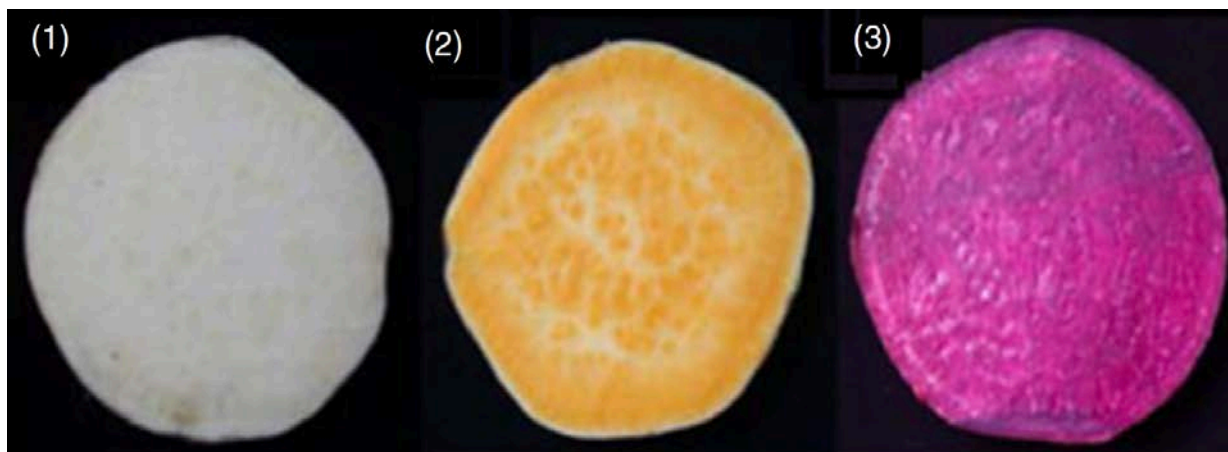


Figura 1. Variedades de camote, (1) camote blanco fresco Yulmi, (2) camote naranja fresco Juhwangmi, y (3) camote púrpura Sinjami (Park et al., 2016).

La raíz del camote se constituye por gran variedad de nutrientes: vitaminas, minerales, fibras (pectina y celulosa), azúcares (sacarosa, fructosa, sucrosa, maltosa y glucosa), proteínas (esporamina A y B), lípidos (ácido graso linoleico, oleico, esteárico y palmitoleico), almidón (50-80%) y antioxidantes (antocianinas, carotenoides y ácido clorogénico) (Martí et al., 2011; Wang et al., 2016; Zhou et al., 2014). En la **Tabla 2 y 3** se muestra la composición proximal del camote.

Al ser sometido a un tratamiento postcosecha (pelado, cortado, troceado, escaldado, cocinado, entre otros) el camote sufre la ruptura de las membranas celulares y organelos que contienen la enzima polifenoloxidasas (PPO), al entrar en contacto con los sustratos fenólicos (contenidos en la corteza y tejidos del tubérculo) y el oxígeno, la PPO cataliza la reacción de oxidación que genera la pigmentación oscura en los tejidos del camote

(Mendoza et al., 2012; Arrázola et al., 2016). Es necesario inactivar la enzima PPO para controlar el pardeamiento enzimático, existen diversos métodos que inactivan dicha enzima, como el escaldado y el uso de acidulantes (Zhou et al., 2015a). Sin embargo, la exposición al calor y el cambio de pH, producen modificaciones en la estructura y composición del almidón constituyente del camote (Rodríguez et al., 2017).

Tabla 2. Composición química del camote.

Parte de la planta	Raíz	Hoja	Tallo	Vástago
Humedad* (g/100 g)	69.9-70.9	69.9-84.0	88.9-94.4	79.2-83.7
Ceniza* (g/100 g)	1.1-1.4	1.5-1.9	0.9-1.7	0.8-1.3
Proteína cruda* (g/100 g)	1.3-2.1	3.2-3.8	0.5-0.7	0.9-1.4
Grasa cruda* (g/100 g)	0.2-0.3	0.3-1.0	0.1-0.3	0.5-0.6
Carbohidrato* (g/100 g)	21.9-25.1 azúcar	0.9-2.0 azúcar	0.9-4.5 azúcar	3.2-6.7 azúcar
Fibra dietaria* (g/100 g)	7.6-11.8	5.9-6.9	2.4-4.6	10.4-11.3

*BS= Base seca (Wang et al., 2016)

1.2. Almidón

El almidón es el carbohidrato de reserva de los vegetales, producto final de la fijación fotosintética del CO₂, formado por cadenas de D-glucosa como unidad básica, las cuales están unidas mediante enlaces glucosídicas, que constituyen a dos polisacáridos, uno es una molécula lineal de amilosa (20-30%) y el otro amilopectina una molécula ramificada (70-80%) Zhou et al., 2015b). Estas dos moléculas se combinan formando agregados, semicristalinos denominados, gránulos y adquieren un tamaño y forma preescrita por el sistema biosintético de las plantas y por las condiciones físicas impuestas por el entorno del tejido (Thomas et al., 1999; Tester et al., 2004).

Tabla 3. Composición química del camote.

Energía (kcal)	115	Selenio (μg)	1
Hidrato de carbono (g)	24.10	Hierro (mg)	0.66
Fibra (g)	3.14	Provitamina A (μg)	655
Proteínas (g)	1.63	Ácido fólico (μg)	17
Lípidos (g)	0.60	Vitamina B1 [tiamina] (mg)	0.17
Sodio (mg)	19	Vitamina B2 [riboflavina] (mg)	0.06
Potasio (mg)	300	Vitamina B6 (mg)	0.27
Fósforo (μg)	14	Vitamina C [ácido ascórbico] (mg)	25
Calcio (mg)	22	Carotenoides (μg)	3930
Magnesio (mg)	18	Fitoesteroles (mg)	12

(Martí et al., 2011)

Dentro del gránulo de almidón las cadenas de amilopectina conforman la región cristalina, mientras que la región amorfa se constituye por puntos ramificados de amilopectina y amilosa (Jane, 2006). Los gránulos pueden variar con relación al tamaño (1-100 micrómetros) y forma que puede ser regular (esféricas ovoides o angular) o irregular de acuerdo a su origen botánico (Thomas et al., 1999; Tester et al., 2004). Los gránulos de almidón en el camote tienen formas: redondas, poligonales, ovaladas o semi-ovaladas; los gránulos son polimorfos de tipo A o tipo C (mezcla de ambos tipos A y B) y varían en su diámetro desde 2 a 45 micras (Zhou et al., 2014). En la **Tabla 4**, se muestran las diferencias que presentan la amilosa y amilopectina en algunas de sus propiedades fisicoquímicas.

Tabla 4. Propiedades fisicoquímicas de los componentes del almidón.

Propiedad	Amilosa	Amilopectina
Estructura molecular	Lineal α - (1,4)	Ramificada α - (1,4) y α - (1,6)
Complejo con yodo	Azul (600-640 nm)	Púrpura (530-550 nm)
Estabilidad en solución acuosa	Retrograda fácilmente	Estable
Hidrólisis con β -amilasa	70%	55%
Hidrólisis con β -amilasa y dextrinasa	100%	100%
Propiedades de película	Fuerte	Quebradiza

(Biliaderis, 1992; Canónico, 2003).

1.2.2. Estructura química del almidón

1.2.1. Amilosa

Es un polímero esencial lineal formada por moléculas de glucosa unidas por enlaces aproximadamente en un 99% α - (1,4), aunque se ha reportado un bajo grado de ramificación y con cadenas de corta longitud unidas a la cadena central por enlaces alfa-(1,6) (**Figura 3**). Las moléculas de amilosa tienden a formar estructuras helicoidales capaces de incluir a otras moléculas como ácidos grasos o hidrocarburos, a estos complejos se le denominan compuestos de inclusión. La amilosa tiene un peso aproximadamente de $1 \times 10^5 - 1 \times 10^6$ Da, con un promedio de 500 a 6000 unidades de D-glucosa (Mua et al., 1997; Buleón et al., 1998; MacAllister, 1979). El contenido de amilosa del almidón del camote varía entre el 15.3 – 28.8% (Taihua et al., 2017). Esta molécula no es soluble en agua, pero puede formar micelas hidratadas por su capacidad para enlazar molécula vecinas por puentes de hidrógeno y generar una estructura helicoidal que es capaz de

desarrollar un color azul por la formación de un complejo (**Figura 2**) con el yodo (Knutzon & Grove, 1994).

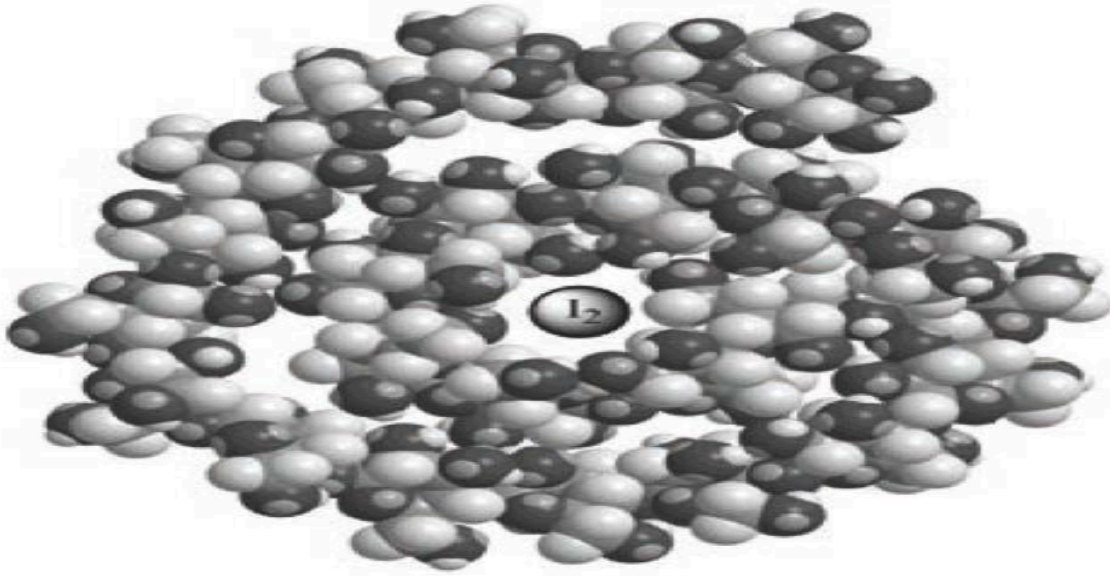


Figura 2. Estructura molecular del complejo formado entre la amilosa y el yodo (Carrasquero et al., 2015)

1.2.2. Amilopectina

La amilopectina es una molécula más grande que la molécula de amilosa, con un peso molecular de 1×10^7 - 1×10^9 Da, consiste de unidades de D-glucosa unidas por enlaces 95% α - (1,4) presentando un grado de ramificación localizadas cada 15 a 25 unidades lineales de glucosa y estas cadenas laterales están unidas a la cadena central por enlaces α - (1,6) (**Figura 3**) (Thomas et al., 1999; Tester et al., 2004).

Un modelo estructural de la amilopectina denominado “clusters” o racimos refiere que esta molécula presenta un patrón molecular compuesto por regiones amorfas o cristalinas (French, 1972). La naturaleza semicristalina del granulo de almidón es generalmente atribuida a la amilopectina, debido a que sus dobles hélices que forman sus cadenas ramificadas están organizadas dentro de la región cristalina del granulo, en esta región los átomos (carbono e hidrógeno) se encuentran en

posiciones fijas y ordenadas presentando una estructura periódica característica, denominada celda unitaria.

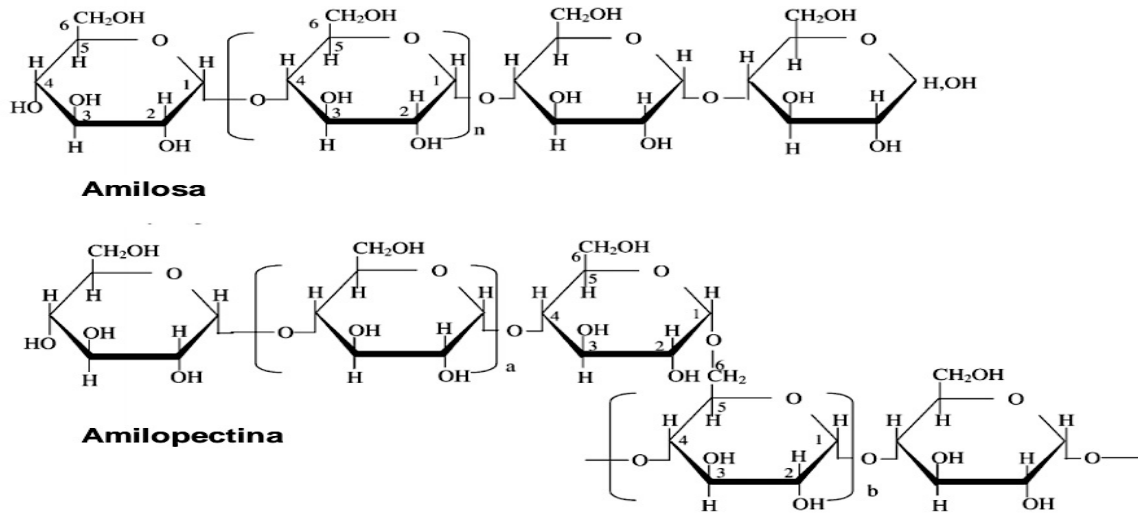


Figura 3. Estructura química de las moléculas de amilosa y amilopectina (Tester et al., 2004).

Existen siete formas de celdas unitarias que corresponde a sistemas cristalinos: cubico, tetragonal, ortorrómbico, trigonal o romboédrico, hexagonal, monoclinico y triclinico. Las estructuras semi-cristalinas de los gránulos de almidón se dividen tres tipos de poliformismo denominados tipo A, B y C (nomenclatura arbitraria, **Figura 4**). El poliformismo tipo A se ha encontrado para los almidones en raíces y cereales, tiene una celda unitaria monoclinica y contiene de 4 a 8 moléculas de agua; el poliformismo tipo B, generalmente es encontrado en almidones de tubérculos y raíces, tiene una celda unitaria hexagonal con 36 moléculas de agua, y el poliformismo tipo C, es una combinación de los poliformismo A y B (**Figura 5**), y es característico de almidones de leguminosas, semillas y algunos tubérculos. (Buleon et al., 1998).

Cuando el gránulo de almidón es sometido a un tratamiento hidrotérmico o modificación física, la estructura molecular del gránulo se modifica provocando cambios en las propiedades y características del almidón. Los almidones

modificados proporcionan una mejora en su funcionalidad y aplicabilidad en la industria, ya que pueden presentar estabilidad térmica, estabilidad a bajos pH y mejora en sus características termoplásticas y mecánicas (Peñaranda et al., 2008; Espinoza et al., 2015).

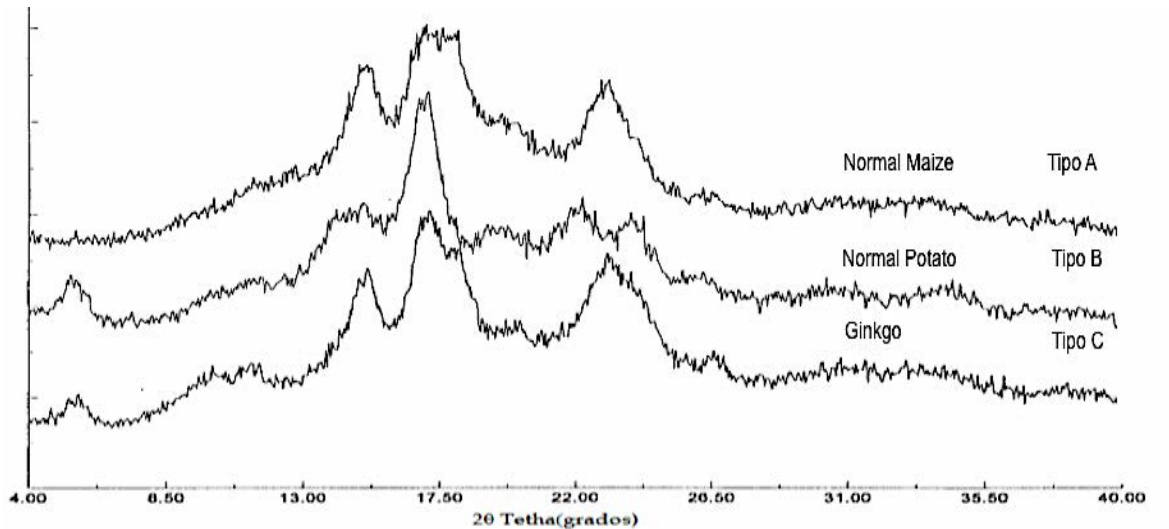


Figura 4. Patrones de difracción de rayos X de almidones de maíz normal (tipo A), almidón de papa (tipo B) y almidón de Ginkgo (tipo C) (Editado desde Spence et al., 1999).

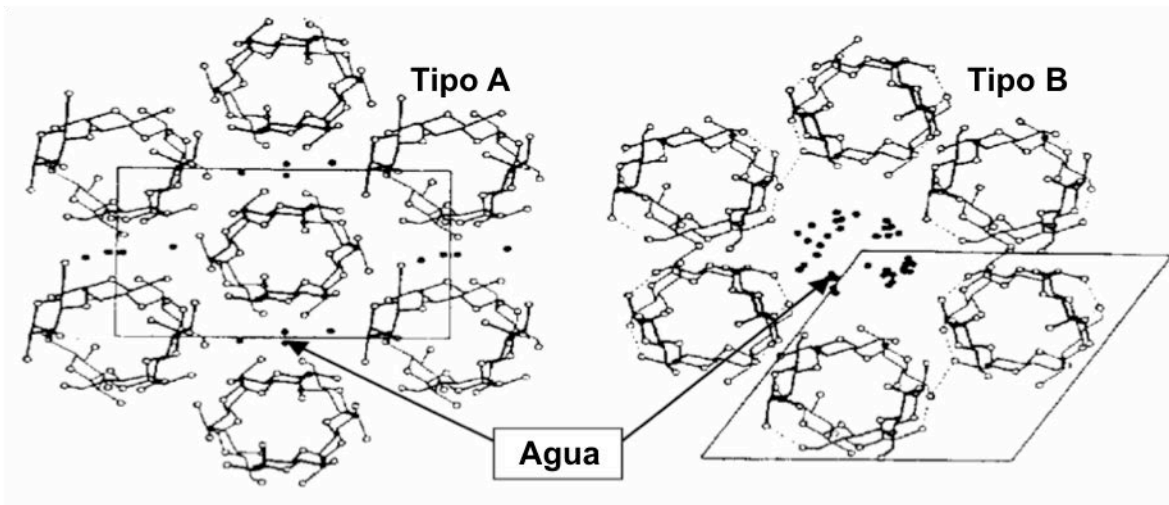


Figura 5. Polimorfismo tipo A y B (Editado desde Tester et al., 2004).

1.3. Cambios estructurales del almidón por el efecto de tratamientos hidrotérmicos

Los almidones se han utilizado por décadas como materia prima para preparar

diferentes productos alimenticios, ya le confieren propiedades a los alimentos a los cuales son añadidos, tales como espesantes, gelificantes, emulsificantes, adhesivo, encapsulante, recubrimiento, adelgazante y estabilizantes, dichas propiedades están relacionadas con los dos componentes de los almidones amilosa y amilopectina que han sido descritos anteriormente. La gelatinización y retrogradación son la base para la aplicación de un almidón (Liu, 2005).

Al colocar el gránulo de almidón nativo en agua este comienza a hidratarse y por tanto a incrementar su volumen. De acuerdo a las condiciones de temperatura, agitación, humedad y pH del sistema, se presentan fenómenos hidrotérmicos que modifican las características microestructurales del granulo, estos fenómenos son denominados como gelatinización (pérdida de complejos con la amilosa), gelación y retrogradación representados en el siguiente diagrama **Figura 6**. Durante un tratamiento hidrotérmico, como el escaldado, las propiedades del vegetal cambian (BeMiller et al., 2009; Varatharajan et al., 2011).

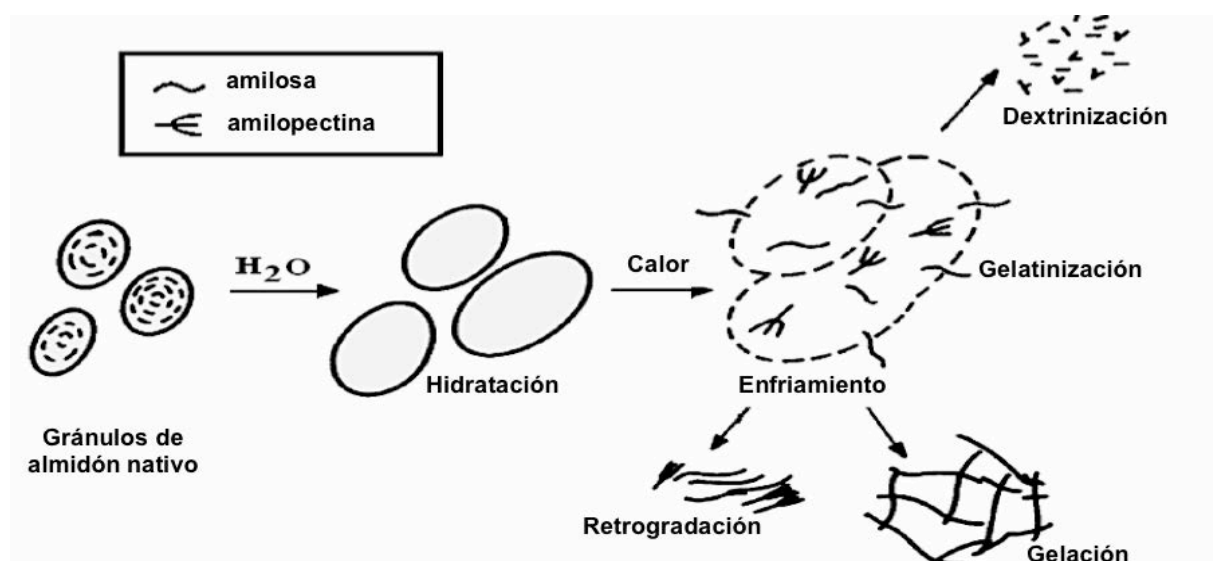


Figura 6. Tratamiento hidrotérmico del almidón nativo (Liu, 2005).

1.3.1. Gelatinización

Los gránulos de almidón son insolubles en agua fría, pero cuando son calentados en presencia de agua, ocurre una transición de orden-desorden molecular. La gelatinización es la transición más importante del almidón. Esta transición está relacionada con el colapso del orden molecular dentro del gránulo, que conlleva a

cambios irreversibles en algunas propiedades como el hinchamiento granular, pérdida de la cristalinidad (disociación de las cadenas de amilosa y amilopectina), pérdida de la orientación molecular, desarrollo de la viscosidad y solubilización que sufren los polímeros de almidón sometidos a procesos de calentamiento, lo cual tiene gran impacto en el procesamiento, calidad y estabilidad de los productos a base de almidón (Galliard, 1987; Singh et al., 2007; Biliaderis, 1992; Liu et al., 1998; Mark et al., 2004; Roos et al., 1991).

Durante la gelatinización ocurren cambios irreversibles que provocan el hinchamiento y disrupción del gránulo con una consecuente pérdida de cristalinidad. Los cambios que ocurren en esta transición están influenciados por factores intrínsecos como tipo de almidón, tamaño de los gránulos, etcétera, y por factores extrínsecos, como la velocidad de calentamiento, el contenido de humedad, el daño mecánico de los gránulos, la historia térmica de la muestra y las condiciones de extracción del almidón. Durante el proceso, las moléculas de almidón vibran rompiendo los puentes de hidrógeno intermoleculares de las zonas amorfas de los gránulos, lo que provoca el hinchamiento por una absorción progresiva e irreversible de agua que finalmente se liga a la estructura (Parker et al., 2001).

Una vez que la parte amorfa del gránulo se ha hidratado completamente, la parte cristalina inicia un proceso similar, disminuyendo el número y tamaño de las regiones ordenadas. Se estima que un gránulo gelatinizado ha perdido tanto orden de corto alcance (a nivel molecular) como de largo alcance (cristalinidad). La evaluación de los cambios en la microestructura de los almidones durante la gelatinización se realiza mediante distintas técnicas que tratan de estimar el orden interno de los gránulos, los cambios estructurales que ocurren durante este proceso son: modificación del tamaño y forma de los gránulos, absorción de agua e hinchamiento, fusión de los cristales y lixiviación de la amilosa de los gránulos (BeMiller et al., 2009). Al aplicar un tratamiento hidrotérmico como el escaldado, la modificación estructural aumenta (BeMiller et al., 2009; Varatharajan et al., 2011).

1.3.2. Gelación

Cuando el almidón es cocido, el comportamiento del flujo de una mezcla almidón – agua cambia drásticamente, los gránulos que se han hinchado completamente durante el calentamiento incrementaron la viscosidad, y posteriormente colapsaron para formar una pasta de almidón mediante interacciones puente de hidrogeno entre las cadenas de amilosa y amilopectina, lo cual se debe a la disociación de estos polímeros de almidón y como consecuencia, se disminuye la viscosidad. Cuando, esta pasta se enfría, se lleva a cabo la re asociación entre las moléculas del almidón, principalmente amilosa, y se forma un gel. La amilosa y amilopectina pueden formar un gel, la primera se gelifica de manera más rápida por su naturaleza esencialmente lineal, mientras que la amilopectina por lo general lentamente recristaliza. Se considera que la amilosa, por su estructura, es la responsable principalmente de la gelación del almidón y puede formar geles firmes a concentraciones tan bajas como 1.5% (Thomas et al., 1999). Dicho gel tiene una fase continua a la amilosa, la misma que forma una estructura tridimensional, en este fenómeno se distinguen dos etapas: la separación de fases (la interacción entre la amilopectina y amilosa para formar una red tridimensional) y la retrogradación o cristalización (Narvaez, 2013).

1.3.3. Retrogradación

La retrogradación se define como la insolubilización y la precipitación espontánea principalmente de las moléculas de amilosa, debido a que sus cadenas lineales se orientan paralelamente y accionan entre sí por puentes de hidrógeno a través de sus múltiples hidroxilos. Se puede efectuar por diferentes rutas que dependen de la concentración y de la temperatura del sistema. Si se calienta una solución concentrada de amilosa y se enfría rápidamente hasta alcanzar la temperatura ambiente se forma un gel rígido y reversible, pero si las soluciones son diluidas, se vuelven opacas y precipitan cuando se dejan reposar y enfriar lentamente. Cada almidón tiene una tendencia diferente a la retrogradación que está relacionada con su contenido de amilosa (Badui, 2006).

De acuerdo a Linden & Lorient (1996), dicha propiedad corresponde a la formación de ligaduras entre las cadenas de las moléculas alineadas. De ello resulta el fenómeno de sinéresis, con eventual exudación de líquido y caída de la viscosidad. La retrogradación es más rápida cuando más elevada es la proporción de amilosa lineal. La tendencia a la retrogradación se favorece con temperaturas bajas, en torno a 0°C, pH neutro, concentraciones altas y con la presencia de sustancias tenso activas; depende del peso molecular y del tipo de almidón. La fuente botánica de la que se obtiene el almidón (cereales, leguminosas, frutas o tubérculos) determina las propiedades y composición del mismo, así como su funcionalidad y aplicación en la industria (Belitz & Grisch, 2004).

El almidón sin modificación tiene usos y aplicaciones limitados debido a que presenta deterioro de sus propiedades mecánicas y químicas, fragilidad como película o empaque, alta degradación y reducida procesabilidad debido a su alta viscosidad e incompatibilidad con algunos solventes y polímeros (Peñaranda et al., 2008). Debido a las limitaciones en aplicabilidad, los almidones son sometidos a modificaciones de tipo: enzimáticas (4- α glucanotransferasa), químicas (reticulación, hidrólisis ácida, oxidación, acetilación, hidroxipropilación, hidroxipropilación-acetilación, y hidroxilpropilación-reticulación), físicas (electrólisis, recocido, y tratamiento de calor-humedad) (López et al., 2010). La retrogradación del almidón es importante a nivel industrial, debido a que este fenómeno causa inestabilidad a productos alimenticios a base de almidón, y contribuye a cambiar aspectos sensoriales como la textura.

1.4. Escaldado

El escaldado es un tratamiento térmico corto que involucra la exposición de los tejidos vegetales a alguna forma de calor, usualmente por exposición a vapor o agua caliente por un tiempo predeterminado a una temperatura específica (Luh & Lorenzo, 1988; Barret & Theerakulrait, 1995). Este método es muy utilizado en la cocina doméstica para preparar los productos vegetales o alimentos para la siguiente etapa de los procesos (congelación, deshidratación, elaboración de conservas, etc.) y asegurarse de inactivar microorganismos, compuestos

antinutricionales e inactivación de ciertas enzimas (catalasa, lipasa lipoxigenasa, peroxidasa y polifenoloxidasa) (Tian et al., 2016). A su vez se logró la inhibición del pardeamiento de los tejidos del vegetal, mejor aspecto del vegetal, mayor valor nutritivo y aceptabilidad por parte del consumidor (Burnette, 1977; Lund, 1977; Halpin & Lee, 1987; Woodroof, 1988; Millan et al., 2007; Arrázola et al., 2016). La actividad enzimática aparente aumenta cuando se incrementa la temperatura alrededor de 50°C, en este punto se alcanza la temperatura óptima para la actividad enzimática; mientras que a temperaturas más elevadas se observa la disminución en la acción enzimática debido a la desnaturalización de la estructura proteica que tiene las enzimas (Mendoza et al., 2012).

1.4.1. Enzimas

1.4.1.1. Definición de las enzimas.

Las enzimas son proteínas que se comportan como catalizadores, es decir, aceleran la velocidad con la que las reacciones se llevan a cabo sin alterar el equilibrio y son responsables de las transformaciones metabólicas en los seres vivos. Desde el punto de vista fisicoquímico, y como consecuencia de su estructura proteica, la actividad catalítica de las enzimas depende del pH y de la temperatura de reacción, característica que resulta de fundamental importancia en una aplicación industrial (García et al., 2002). Las enzimas están constituidas por proteínas globulares que, a temperaturas cercanas a 37°C, aceleran la velocidad de las reacciones químicas y biológicas por un factor de 10¹² a 10²⁰ en relación a las reacciones no catalizadas. La actividad de una enzima, se expresa en términos de la reacción que cataliza como la transformación de un micromol de sustrato en producto por unidad de tiempo. Mientras que las unidades son una medida de una cantidad de enzima activa (Fennema, 2000).

1.4.1.2. Enzimas en los alimentos

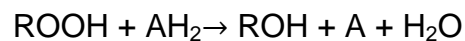
En los tejidos vegetales, enzimas como la lipoxigenasa, la polifenoloxidasa, la poligalacturonasa y la clorofenolasa causan pérdidas en el valor nutritivo. El sabor y la textura que canalizan las reacciones de deterioro en el interior de la célula (endógenas), afectan la calidad de los vegetales congelados. Estas enzimas

difieren en su resistencia térmica, lo que implica que la velocidad de desactivación enzimática cambie dependiendo del tipo de enzima, variedad del vegetal, etc. (Matheis, 1990). Además, la peroxidasa y la catalasa son dos de las enzimas más resistentes al calor y de más amplia distribución. Aunque a estas enzimas no se les consideran como causantes del deterioro durante el almacenamiento, su actividad se utiliza para evaluar la eficacia del escaldado (Sharma et al., 2003).

1.4.1.3. Peroxidasa

1.4.1.3.1. Mecanismo de reacción.

La peroxidasa es una oxidoreductasa que cataliza reacciones usando oxígeno o peróxido como aceptor de hidrógeno. Ben - Aziz et al. (1970) y Hemedá & Klein (1990), señalan que los mecanismos de acción de la peroxidasa están basados en la formación de un complejo enzima-donante de hidrógeno, como se observa en la siguiente reacción:



Cataliza la reacción de ciertos compuestos dadores de hidrógeno, como fenoles (guayacol, pirogalol) y aminas aromáticas (o-fenilendiamina) por medio de peróxidos (H_2O_2). El sustrato oxidable más usado es el guayacol, que es oxidado a un complejo coloreado de tetraguayacol en presencia de peróxido (Whitaker, 1972). La velocidad de formación del color rojo ladrillo puede ser utilizada como medida de la actividad enzimática por lecturas espectrofotométricas de las absorbancias con relación al tiempo (Fennema, 2000).

1.4.1.3.2. Peroxidasa (POD) como Enzima Indicadora

La peroxidasa ha sido ampliamente usada como indicadora de efectividad del escaldado por su alta tolerancia a tratamientos térmicos. Se espera que si la POD ha sido inactivada, las otras enzimas también. Además, es importante inactivar la POD debido a su vinculación con cambios en la coloración de frutas y hortalizas, degradación de compuestos fenólicos con importante valor antioxidante y pérdida de aroma (Matheis, 1990; Barreiro & Sandoval, 2001). La peroxidasa es una

enzima similar que pertenece junto con las polifenoloxidasas, a un grupo más grande de enzimas conocidas como las oxidorreductasas (Pourcel et al. 2006).

1.4.1.4. Polifenoloxidasa

El polifenoloxidasa (PPO) es un metaloenzima que se encuentra ampliamente distribuido en plantas y hongos (Mayer et al., 2006). También conocida como tirosinasas, fenoloxidasas, monofenoloxidasas o cresolasas, catalizan la reacción de hidroxilación de monofenoles a ortodifenoles que posteriormente son oxidados a ortoquinonas; estas se polimerizan a su vez y dan lugar a pigmentos de color marrón, rojo o negro, dependiendo de los constituyentes de la fuente botánica (Gasull et al., 2006). La característica estructural más importante de la PPO es la presencia en su centro activo de dos átomos de cobre, unidos a histidinas; alrededor de los cobres, se sitúan aminoácidos hidrofóbicos, con anillos aromáticos importantes para la unión de los sustratos (Calvo, 2007). Los sitios activos muestran una estructura piramidal trigonal coordinada por las esferas formadas por los tres ligandos de histidina y la molécula del solvente como puente. El átomo de azufre de la cisteína 92 no se liga al centro del cobre pero está unido covalentemente al átomo del carbono de la histidina 109 (Klabunde et al. 1998).

El mecanismo de reacción de la PPO, se basa en la catálisis de dos etapas (**Figura 7**): oxidación de un monofenol a o-difenol y la subsiguiente oxidación de éste a o-quinona. Siguiendo un mecanismo ordenado, la enzima liga primero el oxígeno y después el monofenol. Se produce un cambio de valencia de los iones de cobre de Cu^{1+} a Cu^{2+} formándose un complejo que tiene un enlace O - O bien polarizado donde se produce la hidroxilación a o-difenilo. La oxidación del o-difenol a o-quinona finaliza el ciclo (Belitz & Grsosh, 2004). La polifenoloxidasa es capaz de catalizar reacciones de oxidación de sustratos polifenólicos en presencia de oxígeno molecular y la presencia de los compuestos oxidados por la enzima son precursores de las reacciones de pardeamiento que ocurren en los procesos de post-recolección y manipulación de frutas y hortalizas (Ayaz et al., 2007).

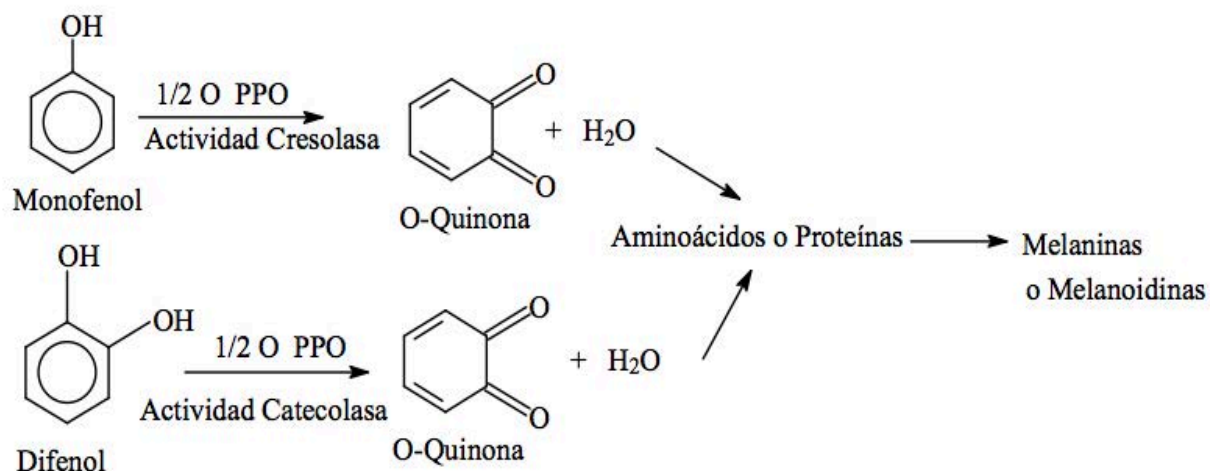


Figura 7. Reacción generalizada de la PPO (Gacche et al., 2003).

1.4.1.5. Inhibidores químicos de la polifenoloxidasasa

1.4.1.5.1. Agentes reductores

Previenen el pardeamiento enzimático por la reducción de oquinonas a o-difenoles no coloreados. Los compuestos derivados del azufre son los más ampliamente empleados en la industria de los alimentos. Ejemplo el bisulfito (HSO_3^-), sulfitos (SO_3^{2-}) (Marshall et al. 2000). En esta clasificación también encontramos al ácido ascórbico y la cisteína, la cual tiene efectos negativos sobre el sabor (Amiot 1997). Los agentes reductores previenen el pardeamiento reduciendo químicamente las ortoquinonas a difenoles coloreados, inhibiendo la actividad de la enzima (Gasull et al., 2006). Los reductores se oxidan irreversiblemente durante la reacción, por lo que el pardeamiento se impide temporalmente, porque se consumen en la reacción (Mundo alimentario, 2009).

1.4.1.5.2. Acidulantes

Son aplicados generalmente para mantener el pH por debajo del punto óptimo de la actividad catalítica de la enzima. Los acidulantes son usados frecuentemente con otros antioxidantes, estos inhiben el pardeamiento enzimático a partir de dos vías: la unión a cofactores metálicos de las enzimas y la disminución del pH por debajo de los niveles óptimos de la actividad enzimática (De Aguiar et al., 2015;

Alzamora et al., 2004). Se reporta que el pH óptimo de la PPO va de 6.0-6.5 (Mundo alimentario, 2009). Acidulantes como el ácido cítrico, málico y fosfórico pueden inhibir el efecto de la PPO, aunque el más utilizado es el ácido cítrico por ser asequible (Amiot, 1997; Denoya et al., 2012). Los acidulantes frecuentemente se usan en combinación con otros agente antipardeamiento, debido a que es difícil lograr la inhibición completa del pardeamiento, con el simple control del pH.

1.4.1.5.3. Quelantes

Las enzimas generalmente poseen iones de metales en su sitio activo. Los agentes quelantes remueven estos iones inactivando a la enzima, al acomplejar con el cobre del sitio activo de la PPO (Amiot, 1997; Mundo alimentario, 2009). Tanto los complejos formados entre los agentes quelantes y los prooxidantes tales como el cobre o el hierro, son inhibidores. (Amiot, 1997). Algunos ejemplares de agentes quelantes son: el ácido tetraacético de la etilenediamina (EDTA) y el hexametáfosfato de sodio ácido (Sporix).

1.4.1.5.4. Agentes acomplejantes

La más importante propiedad funcional de la ciclodextrina como agente acomplejante, es su habilidad para la inclusión de moléculas dentro del núcleo hidrofóbico o ligeramente apolar, convirtiéndose en un excelente inhibidor de pardeamiento en frutas frescas y vegetales crudos (Hicks et al.1990; Otwell et al. 1992). Una gran variedad de compuestos naturales y sintéticos, como los mencionados anteriormente, tienen la capacidad de unirse de forma reversible e irreversiblemente a enzimas específicas y alterar su actividad (Amiot 1997).

El grado de oscurecimiento provocado por la polifenoloxidasas dependerá de la actividad enzimática de la PPO, el contenido y tipo sustratos fenólicos presentes en la planta u hortaliza. En el camote se pueden encontrar compuestos fenólicos como ácidos clorogénicos y flavonoides (antocianinas) (Taihua et al., 2017; De Aguiar et al., 2015). En la **Figura 8** se muestra la estructura de algunos estos sustratos de la PPO.

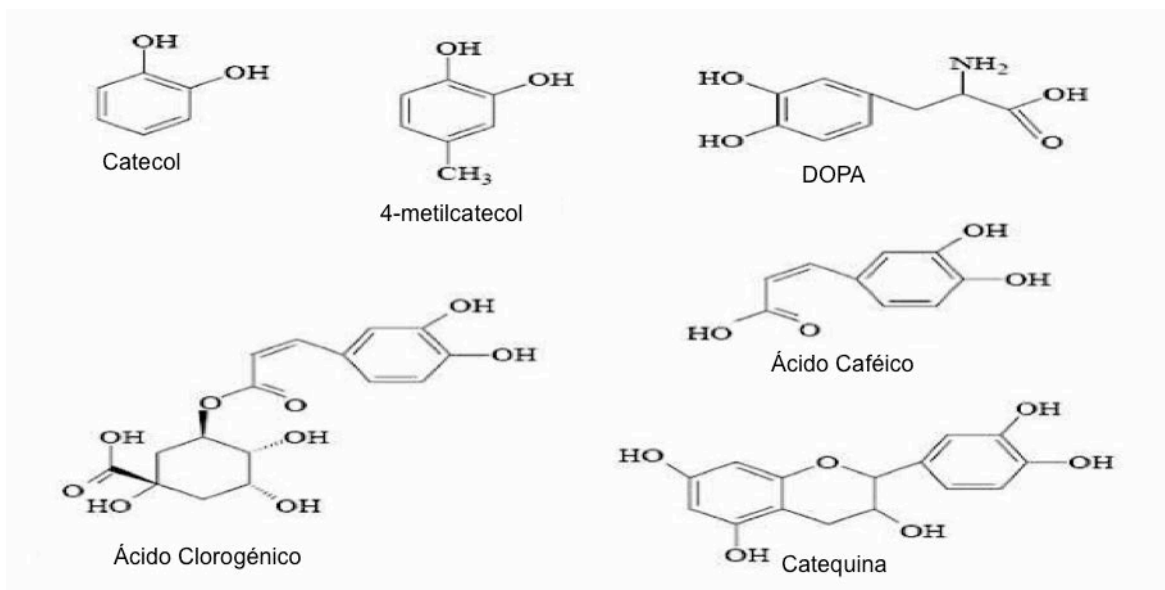


Figura 8. Estructura de algunos sustratos de la PPO (Queiroz et al., 2008)

1.5. Compuestos bioactivos

1.5.1. Fenoles

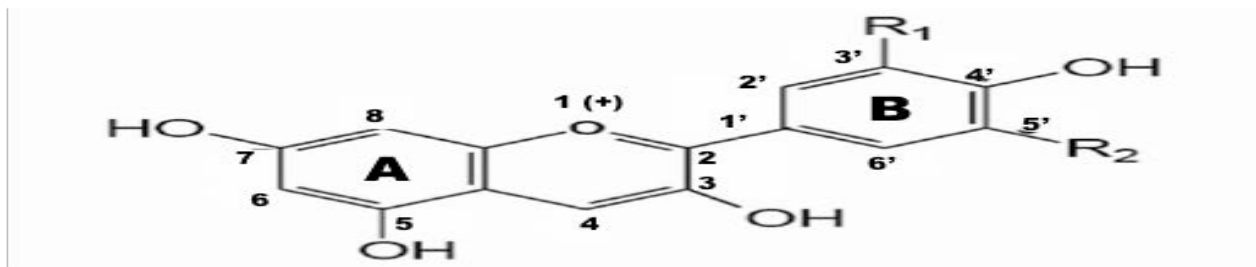
Las sustancias fenólicas o polifenoles constituyen un grupo muy numeroso de sustancias que incluyen familias de compuestos con estructuras diversas, desde algunas relativamente simples, como los derivados de ácidos fenólicos, hasta moléculas poliméricas de relativamente elevada masa molecular, como los taninos hidrolizables y condensados. Los polifenoles pueden ser divididos en varios subgrupos de acuerdo a su estructura básica. Los flavonoides, con estructura básica ($C_6-C_3-C_6$), incluyen a las antocianinas, los flavonoles, flavonas, flavanonas, chalconas y dihidrochalconas, las isoflavonas y los flavan-3-oles. Estos compuestos participan de diversas funciones, tales como la asimilación de nutrientes, la síntesis proteica, la fotosíntesis, la formación de componentes estructurales, la alelopatía, la defensa ante los factores adversos del ambiente y la actividad enzimática. La característica antioxidante de los fenoles se debe a la reactividad del grupo fenol (Robbins, 2003; Kähkönen et al., 2001)

1.5.2. Antocianinas

Las antocianinas son un grupo de pigmentos de color rojo, azul y violeta hidrosolubles, ampliamente distribuidos en el reino vegetal (Fennema, 1993; Wang et al., 2007). Estos compuestos pertenecen a la familia de los flavonoides. Químicamente las antocianinas son glucósidos de las antocianidinas, es decir, están constituidas por una molécula de antocianidina, que es la aglicona, a la que se le une un azúcar por medio de un enlace β -glucosídico. La estructura química básica de estas agliconas es el ión flavilio, también llamado 2-fenil- benzopirilio, que consta de dos grupos aromáticos: un benzopirilio (A) y un anillo fenólico (B); ambos unidos por una cadena de tres átomos de carbono (Aguilera et al., 2011). De las variaciones estructurales del anillo B se producen las seis antocianidinas más importantes (**Figura 9**).

En la naturaleza, las antocianinas presentan sustituciones glicosídicas en las posiciones 3 y/o 5 con mono, di o trisacáridos que incrementan su solubilidad. Los carbohidratos que comúnmente se encuentran son la glucosa y la ramnosa, seguidos de la galactosa, xilosa y la arabinosa, ocasionalmente, la gentobiosa, la rutinosa y la soforosa. El color de las antocianinas depende de varios factores intrínsecos, como son los sustituyentes químicos que contenga y la posición de los mismos en el grupo flavilio; por ejemplo, si se aumentan los hidroxilos del anillo fenólico se intensifica el color azul, mientras que la introducción de metoxilos provoca la formación del color rojo (Zapata, 2014).

El camote púrpura tiene niveles altos de antocianinas aciladas y otros compuestos fenólicos con actividades antioxidantes y anti-inflamatorias (Grace et al., 2014). El contenido de antocianinas del camote púrpura fresco oscila entre 32 y 1390 mg / 100 g de peso seco. Podemos encontrar ácido ferúlico, ácido diferúlico, ácido cafeico o restos de ácido hidroxibenzoico (Montilla et al., 2010; Wang et al., 2004; Kim et al., 2012a; Kim et al., 2012b; Lee et al., 2013; Xu et al., 2015; Hu et al., 2016).



Aglicona	Substitución		$\lambda_{\max}(\text{nm})$ Espectro visible
	R ₁	R ₂	
Pelargonidina	H	H	494 (naranja)
Cianidina	OH	H	506 (naranja-rojo)
Delfinidina	OH	OH	508 (azul-rojo)
Peonidina	OCH ₃	H	506 (naranja-rojo)
Petunidina	OCH ₃	OH	508 (azul-rojo)
Malvinidina	OCH ₃	OCH ₃	510 (azul-rojo)

Figura 9. Estructura básica y sustituyentes de las antocianinas (Garzón, 2008).

Existen diversos factores que influyen sobre la estabilidad de las antocianinas, como el incremento de la temperatura y modificación del pH, provocando su degradación. Los procesos térmicos a altas temperaturas durante periodos de tiempo prolongados provocan la degradación de las moléculas de antocianinas debido a la pérdida del azúcar glicosilante en la posición 3 de la molécula y a la apertura del anillo, con la consecuente producción de compuestos incoloros llamados chalconas (Garzón, 2008). Las antocianinas metiladas, glicosidadas o acetiladas presentan mayor estabilidad térmica en comparación a las antocianinas altamente hidroxiladas (Fennema, 2000). Dependiendo el pH la estructura y estabilidad de las antocianinas se modifica, como se muestra en la **Figura 10**, a pH 1 (A) predomina el catión flavilio que es la forma más estable de las antocianinas mostrando coloraciones rojas; a valores de pH 2 a 4 (B,C y D) ocurre la pérdida de un protón y la adición de agua a la estructura molecular predominando las formas quinodales de color azul; a pH entre 5 y 6 se pueden observar especies inestables: pseudobase carbinol (E) y chalcona (F), de

coloraciones incoloras y amarillas , respectivamente. Mientras que a pH superiores a 7 se produce la degradación rápida de las antocianinas por oxidación con el aire (Moldovan et al., 2012; Castañeda et al., 2009a; Garzón, 2008, Zapata, 2014).

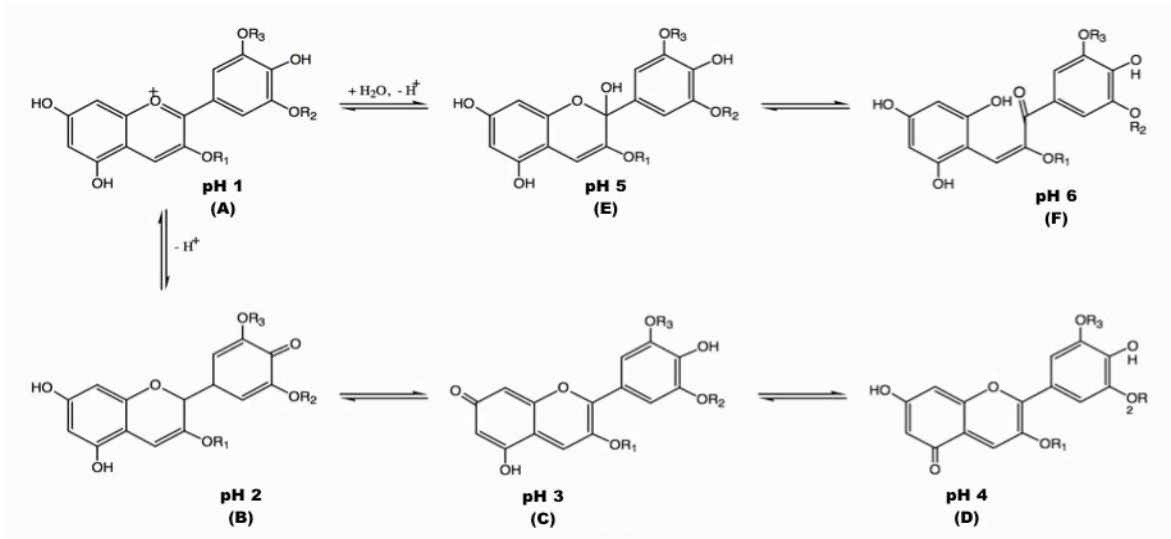


Figura 10. Estructura de las antocianinas a diferentes valores de pH. Donde R1= H o glúcido, R2 y R3= H o metilo (Casteña et al., 2009a).

1.5.3 Ácido clorogénico

El ácido clorogénico es un éster formado entre el ácido quínico y uno o múltiples cinamatos derivados del ácido cafeico, ferúlico y p- cumárico (Yasaku et al., 2013). También conocido como 3-quinato, ácido 3-quinico, 3-cafeonilquinato, ácido 3-cafeoilquinico, 3-CQA, ácido 3-orto-cafeoilquinico, ácido clorogénico y ácido 3-trans-cafeoilquinico (Martos, 2013). Se encuentran en las paredes celulares de las plantas o vegetales, esterificados a los polisacáridos, cumplen funciones de protección contra microorganismos, la luz, el daño por herbívoros y daños físicos (Marín et al., 2008).

En el camote podemos encontrar los siguientes isómeros de ácido clorogénico **Figura 11.** La variedad blanca de camote es la que presenta mayores concentraciones de ácido clorogénico mientras que la variedad púrpura tiene concentraciones más bajas (Cevallos et al., 2003). Las propiedades fisicoquímicas

del ácido clorogénico dependen de la identidad, número y posición de los residuos esterificados con el ácido quínico, así como los grupos funcionales presentes en el grupo aromático (Gil et al., 2017).

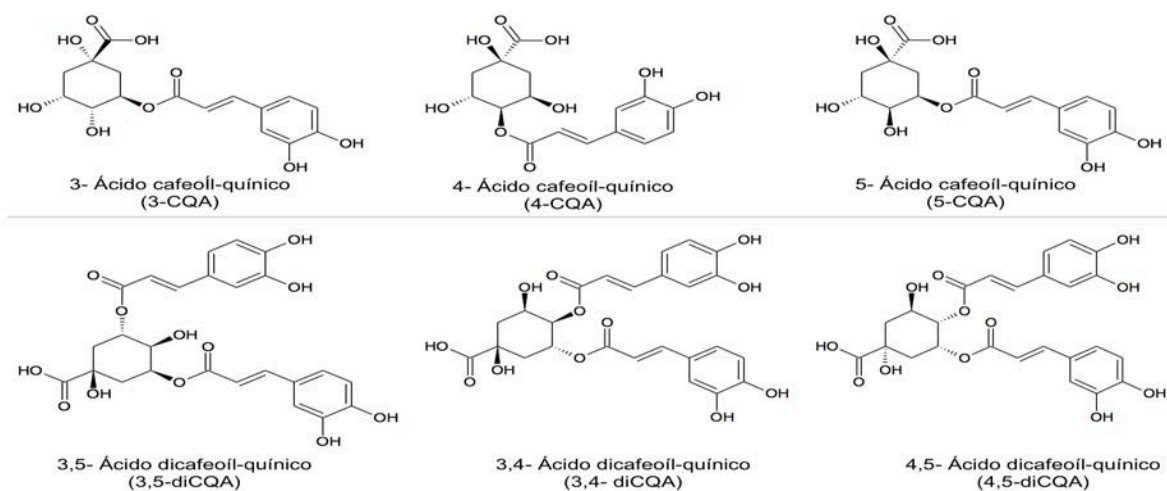


Figura 11. Estructura química de ácido clorogénico derivado de la raíz del camote (*Ipomoea batatas* L.)(Musilová et al., 2017).

Algunos factores que pueden afectar la estabilidad del ácido clorogénico son la modificación de pH del medio y el incremento de temperatura. Los ácidos clorogénicos son altamente susceptibles a la influencia de la temperatura, al aumentar la temperatura se llevan a cabo más fácilmente la isomerización intramolecular y transesterificación, llegando incluso a la degradación de la molécula. Los diCQAs se degradan a los monoCQAs correspondientes y luego estos a ácido cafeico y quínico; la cantidad y el componente que se forme dependerá del tiempo y la temperatura de calentamiento (Dawidowicz & Typek, 2010; Gil et al., 2017). En cuanto a los cambios que provoca el pH en el ácido clorogénico, encontramos que los productos finales obtenidos dependerán de la estructura y composición del derivado de ácido clorogénico. A pH bajos se forman isómeros mientras que a pH altos se favorece la degradación de los isómeros formados; al aumentar el pH se provoca la desprotonación de los grupos hidroxilo fenólicos e hidrólisis del grupo éster del ácido clorogénico (Dawidowicz et al., 2011; Solís et al., 2005).

2. Justificación

Antes del consumo, la mayoría de los alimentos son cocinados utilizando diferentes métodos: horneado, asado, frito, escaldado entre otros. Aunado a la cocción, es común el uso de acidulantes como el ácido cítrico, para inhibir la enzima polifenoloxidasas que provoca cambios sensoriales y nutricionales en los alimentos. El camote es un alimento valorado por su alto contenido de nutrientes, de los que destaca el almidón, constituyente mayoritario.

Los métodos de cocción y el uso de acidulantes son factores importantes que afectan la composición química, estructura física y el valor nutricional de los alimentos. Por lo que es importante determinar el efecto de dichos procesos sobre los cambios estructurales y funcionales del almidón de camote.

3. Objetivos

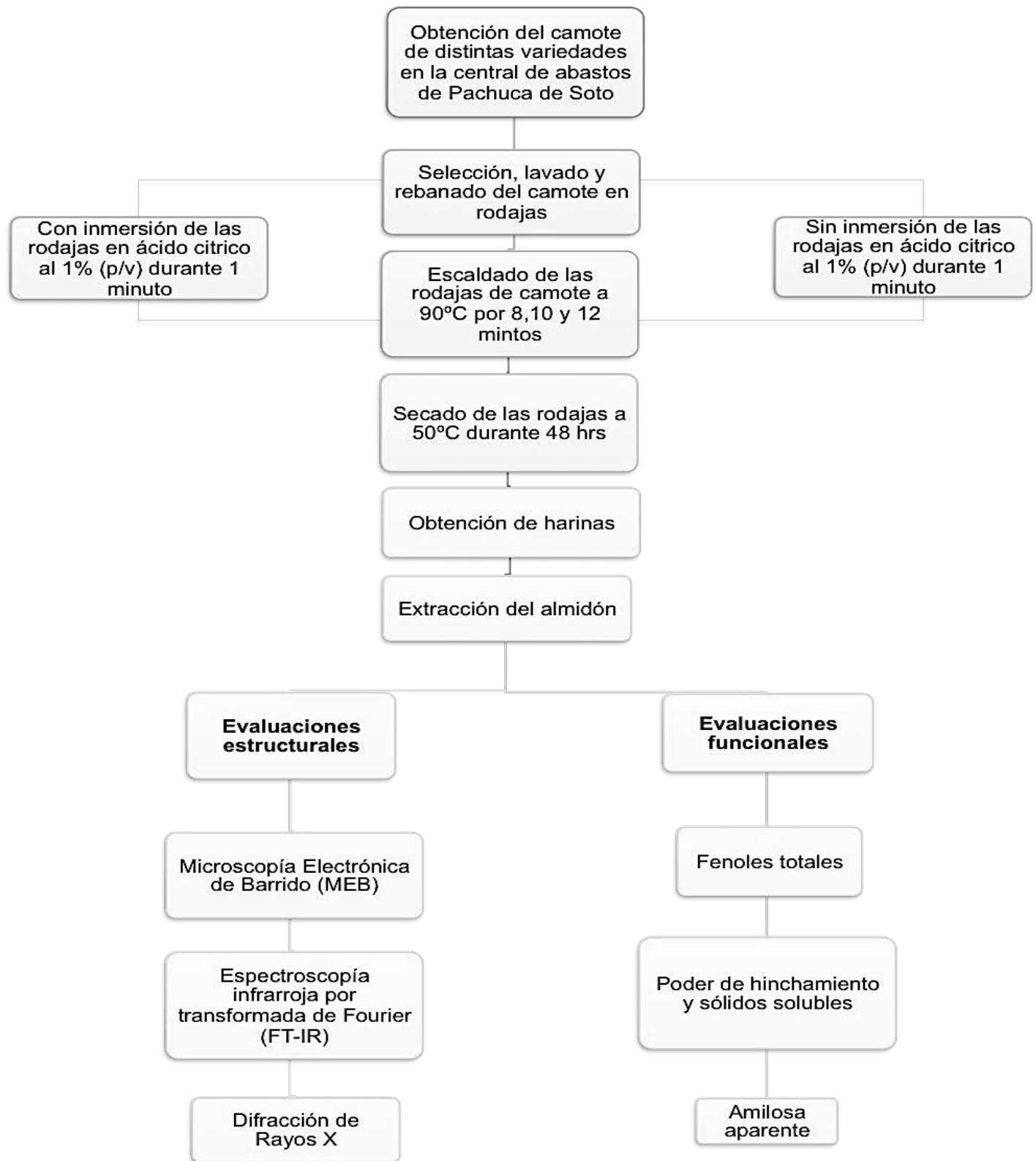
3.1. Objetivo General

Evaluar el efecto de los diferentes tiempos de escaldado en almidón de las variedades de camote blanco, morado y amarillo para analizar los cambios estructurales y funcionales en el almidón.

3.2. Objetivos Específicos

- Escaldar a 90°C durante 8, 10 y 12 minutos con y sin inmersión en ácido cítrico al 1% (p/v), distintos tipos de camote para la inactivación de la enzima polifenoloxidasas.
- Obtener almidón de los distintos tipos de camote sometidos a diferentes tiempos de escaldado para su evaluación estructural y funcional.
- Observar los almidones por microscopía electrónica de barrido (MEB) para ver los cambios morfológicos.
- Identificar los grupos funcionales de los almidones por espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FT-IR) para observar los cambios estructurales.
- Analizar el grado de cristalinidad en los almidones a través de Difracción de Rayos X para identificar los cambios en la estructura de los almidones.
- Determinar el contenido de fenoles totales de los almidones para estimar los cambios en su concentración.
- Determinar el contenido de amilosa aparente de los almidones para identificar los cambios en el contenido.
- Determinar el índice de poder de hinchamiento (IPH) y porcentaje de sólidos solubles (%SS) de los almidones para estimar los cambios en su concentración.

4. Metodología



4.1. Obtención y acondicionamiento de la materia prima

El camote (*Ipomoea batatas*) se obtuvo de un solo proveedor en la central de abastos de Pachuca de Soto. Se adquirieron 7 ½ Kg de camote de variedad blanca, 10 Kg de camote de variedad morada y 7 ½ Kg de camote de variedad amarilla. Todo el camote fue seleccionado (se descartaron los camotes que presentaban abolladuras y cortes) y lavado.

4.2. Escaldado ordinario

Las distintas variedades de camote se cortaron en rodajas con grosor de 0.3 mm. Se trabajó con dos lotes en cada variedad de camote; un lote fue sometido a inmersión en ácido cítrico 1% (p/v) durante un minuto antes del escaldado, el otro lote fue escaldado sin inmersión en ácido cítrico 1 % (p/v) bajo las mismas condiciones de tiempo y temperatura que el lote anterior. Se llevó a cabo el escaldado en las distintas variedades de camote de acuerdo a la metodología descrita por (Woodroof, 1988; Holdsworth, 1993) donde se realizó una inmersión en agua a una temperatura de 90°C seguido de su inmersión en agua fría, por 2 min. Los tiempos de escaldado con los que se trabajó fueron: 2, 4, 6, 8, 10 y 12 minutos.

4.3. Determinación de la actividad de la peroxidasa

La determinación de la actividad de la peroxidasa se realizó siguiendo la metodología descrita por Silva (1984) con modificaciones. En un tubo de ensaye se añadió la pulpa de camote previamente escaldado y homogeneizado (triturado en un mortero), posteriormente se añadieron 5 mL de guayacol al 1% y 5 mL de peróxido de hidrógeno. Se dejó reposar durante 3 minutos y se observó la coloración. En la **Tabla 5** se muestran los indicadores de cambios de color para identificar si la enzima fue inactivada.

Tabla 5. Interpretación de la determinación de la actividad de la enzima peroxidasa.

Color	Reacción
Ningún cambio	Negativa
Manchas rojas en menos del 25% de la superficie del, material cortado.	Poco indicativa
Manchas rojas en más del 25% de la superficie del material cortado.	Positiva tenue
Coloración roja-café oscura en la superficie cortada y en la solución.	Positiva

(Silva, 1984)

4.4. Obtención de harinas

Las rodajas escaldadas se secaron en una estufa de convección de aire a 50°C durante 48 horas. Una vez secas se trituro y disminuyó el tamaño de partícula, posteriormente las harinas obtenidas se tamizaron con cribas de mallas 60, 80, 120 y 200 US.

4.5. Obtención del almidón

Para la extracción de almidón se utilizó el procedimiento descrito por la patente de Whistler (1998) con modificaciones. Se pesó 100 g de harina, la cual se suspendió en 500 mL de solución al 1% de bisulfito de sodio (pH 4.5) en un frasco hermético, en agitación mecánica constante durante 12 h a temperatura ambiente (25°C), transcurrido el tiempo, la mezcla se filtró a través de una malla 200 US. El residuo se lavó con agua destilada y el filtrado se centrifugó a 3500 rpm para remover la fibra en solución. A continuación, el residuo se resuspendió en agua destilada y centrifugado a 5000 rpm para precipitar el almidón (este paso se repitió 3 veces). El residuo se filtró a través de una membrana de celulosa (Whatman N°1) y se secó en horno de convección a 40°C durante 12 h.

4.6. Microscopia electrónica de barrido (MEB)

Para la observación de la morfología del almidón, se utilizó un Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) ubicado en el Área Académica de Ciencias de la Tierra y Materiales de la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. La marca y

modelo del MEB es JOEL JSM -6300. Se procedió en base a la metodología de Castillo (2005), cada una de las muestras de almidón previamente secadas se recubrieron con oro en un electrodepositador por 4 minutos; una vez recubiertas se observaron en un MEB utilizando un voltaje de electrones de 15 KV y a una distancia de trabajo de 15 mm. Las muestras se observaron a las siguientes magnificaciones 500X, 1000X y 2000X, el análisis se realizó por triplicado.

4.7. Espectroscopia FT-IR

Los espectros de espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FT-IR) se registraron usando un espectrofotómetro Perkin Elmer Modelo Spectrum 6x para regiones medias a IR. Las muestras se mezclaron con KBr (1:1000) y se comprimieron en tabletas. Se midieron en un rango de frecuencia de 400 a 4000 cm^{-1} . Para elaborar los espectros se utilizó el software Origin Pro 8.

4.8. Difracción de Rayos X

Los patrones de Difracción de Rayos X se obtuvieron mediante el uso de un difractómetro ubicado en el Área Académica de Ciencias de la Tierra y Materiales de la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. De marca Inel y modelo Equinox 2000, equipado con una línea de radiación de Cobalto $K\alpha_1$. La muestra analizada se trituro hasta obtener un polvo fino homogéneo (0.075 mm) y se colocó en un portamuestras al final se compactó con la ayuda de una loseta de vidrio. Para elaborar los difractogramas se utilizó el software Origin Pro 8. La determinación del porcentaje de cristalinidad se calculó utilizando la siguiente ecuación:

$$\text{Cristalinidad (\%)} = \frac{A_c}{A_c + A_a} \times 100$$

Donde:

A_c es el área cristalina en el difractograma de rayos X

A_a es el área amorfa en el difractograma de rayos X.

4.9. Compuesto fenólicos totales

En la determinación de fenoles totales se siguió el método descrito por Singleton et al. (1999) & Jiménez et al. (2012) con algunas modificaciones. La concentración de fenoles totales se midió a partir del extracto obtenido de cada muestra, este método espectrofométrico se basa en una reacción colorimétrica de óxido – reducción que presentan los fenoles en medio básico, siendo el reactivo de Folin-Ciocalteu el agente oxidante, la determinación se hizo por triplicado.

4.9.1. Curva de calibración compuestos fenólicos

Para la determinación de fenoles totales en camote (*Ipomoea batatas*) se empleó como estándar el ácido gálico (sigma Aldrich St. Louis MO, G7384) con base a la metodología empleada por Chirinos et al. (2009) para diferentes variedades en camote (*Ipomoea batatas*), la longitud de onda empleada será de 765 nm. La curva de calibración se elaboró a partir de las concentraciones de ácido gálico de 0 a 0.5 mg/mL.

4.9.2. Obtención del extracto de compuestos fenólicos

Para la extracción de las muestras deshidratadas, se homogenizaron con apoyo del proceso de molienda y se pesaron 0.2 gramos del almidón, a continuación se colocaron en tubos de centrifuga de 10 mL, posteriormente se agregaron 4 mL de la solución de metanol al 80% y se agitaron durante un periodo de 16 a 24 horas protegiendo las muestras de la luz. Se centrifugaron las muestras a 3000 rpm durante 10 minutos, se recolectaron el sobrenadante de las muestras y se desecharon los sedimentos.

4.9.3. Determinación de fenoles totales

Se tomaron 20 μ L y se colocaron en tubos eppendorf de 5 mL, 1.58 mL de agua destilada, 100 μ L de reactivo de Folin-Ciocalteu diluido en agua 1:2 y 300 μ L de carbonato de sodio al 10 %, se mezclaron con ayuda de un vortex, posteriormente se resguardaron los tubos de la luz por 2 horas, al terminar este tiempo se tomó la lectura de las absorbancias a una longitud de onda de 765 nm. Cada uno de los

ensayos se realizó por triplicado. Los cálculos se realizaron con base a la ecuación de la curva (y se expresaron como miligramos equivalentes de ácido gálico por cada 100 gramos de muestra con la siguiente ecuación:

$$\frac{mg \text{ EAG}}{100 \text{ g de muestra}} = \frac{mg \text{ de AG}}{mL} * \frac{1}{\text{peso de la muestra (mg)}} 4 \text{ mL} * 100$$

4.10. Amilosa aparente

Para la determinación del contenido de amilosa aparente se procedió mediante la modificación del método de Hoover & Ratnayake (2002) al método propuesto por McGrance et al., (1998). Se disolvieron 20 mg de almidón en 8 mL de dimetilsulfóxido (DMSO) al 90% se agito vigorosamente en un vortex por 20 minutos y se colocó la dispersión en un baño a 85°C durante 15 minutos. Posteriormente se enfrió y aforó a 25 mL con agua destilada; se tomó 1 mL de la dispersión y se transfiere a un matraz aforado de 50 mL, al que se le agregan 40 mL de agua destilada, seguido de 5 mL de solución de yoduro (I y KI) y se afora con agua y homogeniza. Para finalizar se dejó reposar durante 15 minutos y posteriormente se leyó a una longitud de onda de 600 nm. La curva de calibración se elaboró a partir de las concentraciones 0 a 0.1 mg/mL de amilosa, con las proporciones mostradas en la Tabla 6.

Tabla 6. Proporciones utilizadas para la elaboración de la curva de calibración.

Porcentaje	Amilosa (mg/mL)	Amilopectina (mg/mL)
0%	0	0.1
20%	0.02	0.08
40%	0.04	0.06
60%	0.06	0.04
80%	0.08	0.02
100%	0.1	0

4.11. Evaluar el índice de poder de hinchamiento del almidón (PH)

Para determinar el índice de hinchamiento del almidón se siguió la metodología de Konik et al. (2001) con modificaciones. Se procedió a pesar 40 mg (W) en un

tubo eppendorf previamente pesado (P_1), se añadió 1.5 mL de agua y se dejó reposar durante 10 minutos y después se pasó 10 segundos en el vórtex. La muestra se calentó en una parrilla durante 30 minutos a 85 °C. Posteriormente se enfrió a temperatura ambiente colocando en un baño de hielo durante 5 min.

Se centrifugó por 5 minutos a 10, 000 G. Después se transfirió el sobrenadante en otro tubo eppendorf pesado previamente (R_1) con una pipeta mecánica, se limpió el tubo con una toalla de papel y pesó (P_2). Seguido de esto se secó el tubo con sobrenadante en el bloque de calefacción durante la noche, y se enfrió a temperatura ambiente y pesó (R_2), la evaluación se realizó por duplicado. A partir de las siguientes formulas se realizó el cálculo del índice de poder de hinchamiento:

$$\text{Poder de hinchamiento: } \frac{(P_2 - P_1)}{w - (R_2 - R_1)}$$

$$\% \text{ Sólidos solubles: } (R_2 - R_1) \left(\frac{100}{w} \right)$$

4.12. Análisis estadístico

Los resultados del contenido de fenoles totales, amilosa aparente, índice de poder de hinchamiento y porcentaje de sólidos solubles fueron expresados por promedio \pm desviación estándar. El análisis estadístico se llevó a cabo mediante una comparación por ANOVA con un nivel de confianza del 95% ($P < 0.05$) con una prueba de comparación múltiple de Tukey. El software utilizado en este estudio fue Minitab 17 Statistical Software.

5. Resultados y Discusiones

5.1. Inactivación de la PPO

En las **Tablas 7 y 8** se observan los resultados obtenidos a diferentes tiempos de escaldado en las variedades de camote con y sin ácido cítrico. Se determinó utilizar los tiempos 8, 10 y 12 minutos de escaldado como los tiempos que serían evaluados a lo largo de la presente tesis, debido a que en este rango se observó la inhibición total de la PPO.

La adición de ácido cítrico disminuyó el tiempo de inactivación de la enzima PPO a 8 minutos en las 3 variedades. Mientras que en las muestras de todas las variedades escaldadas sin inmersión en ácido cítrico, la inhibición de la enzima se logró a los 10 minutos. La variación que existe en el tiempo de inactivación de la enzima puede deberse a la interacción entre el inhibidor enzimático acidulante (ácido cítrico) que mantiene el pH por debajo del punto óptimo de la actividad catalítica de la enzima (Amiot, 1997; Lamikanra et al., 2002) y el efecto desnaturalizante que provoca el escaldado sobre la estructura proteica de la enzima PPO (Amiot, 1997; Mendoza et al., 2012).

Tabla 7. Inactivación de la enzima polifenoloxidasas en diferentes variedades de camote sin ácido cítrico.

Variedad	Tiempo de escaldado (minutos)					
	2	4	6	8	10	12
CB SA	X	X	X	X	✓	✓
CM SA	X	X	X	X	✓	✓
CA SA	X	X	X	X	✓	✓

Tabla 8. Inactivación de la enzima polifenoloxidasas en diferentes variedades de camote con ácido cítrico al 1% (p/v).

Variedad	Tiempo de escaldado (minutos)					
	2	4	6	8	10	12
CB CA	X	X	X	✓	✓	✓
CM CA	X	X	X	✓	✓	✓
CA CA	X	X	X	✓	✓	✓

5.2. Microscopía electrónica de barrido (MEB)

Los gránulos de almidón nativo de todas las variedades de camote [Fig. 12 (1), Fig. 13 (1) y Fig. 14 (1)] vistos a través de MEB presentan formas heterogéneas: poligonal, oval y redonda, que concuerda con datos reportados previamente por Kemi et al., (2013) en almidón de camote de distintas cultivares y Soison et al., (2015) en almidón de camote de distintas variedades. También se puede apreciar que los gránulos de almidón nativo exhiben superficies granulares lisas y sin rugosidad, estas características concuerda con lo reportado por Narváez (2013) en almidón nativo de camote. Las micrografías de los gránulos de almidón de las distintas variedades de camote se muestran en la **Figura 12-14**.

En las micrografías de los almidones de variedad blanca y amarilla tratados hidrotermicamente por 8 minutos sin inmersión en ácido [Fig. 12 y Fig. 14 (2)], se pueden observar gránulos que han perdido su estructura parcialmente, los gránulos de almidón al ser sometidos a temperaturas elevadas comienzan a hidratarse e hincharse, mostrando una progresiva ruptura de su estructura granular (Franco & Wensel de Menezes, 2006).

Se puede observar que los gránulos de las micrografías de las muestras escaldados por 10 y 12 minutos sin ácido [Fig. 12, 13 y 14 (3 y 4)], han perdido su

morfología y se encuentran totalmente hinchados y aglomerados; en comparación con los almidones nativos, estos gránulos presentan superficies rugosas y bordes no definidos debido al desordenamiento estructural. En la literatura se han reportado características similares en almidón de sagú oxidado (Hernández et al., 2017) y en almidón de frijol cocido (Ovando M., 2012).

Las muestras escaldadas con inmersión en ácido cítrico [**Fig. 12, 13 y 14 (5-7)**] exhiben estructuras amorfas con superficies rugosas, en comparación a las muestras escaldadas sin inmersión en ácido, estas presentan hinchamiento y aglomeración desde los 8 minutos de escaldado. Evidenciando que el ácido cítrico tiene un efecto negativo sobre la morfología de los almidones de camote, que concuerda con lo reportado por Surendra et al., (2015). Es probable que el escaldado y la inmersión en ácido cítrico aumente el grado de desorden en el gránulo de almidón debido a que el ácido causa alteraciones en la superficie del gránulo que aunado al tratamiento hidrotérmico provoca el aumento del hinchamiento y ruptura del gránulo (Surendra et al., 2015).

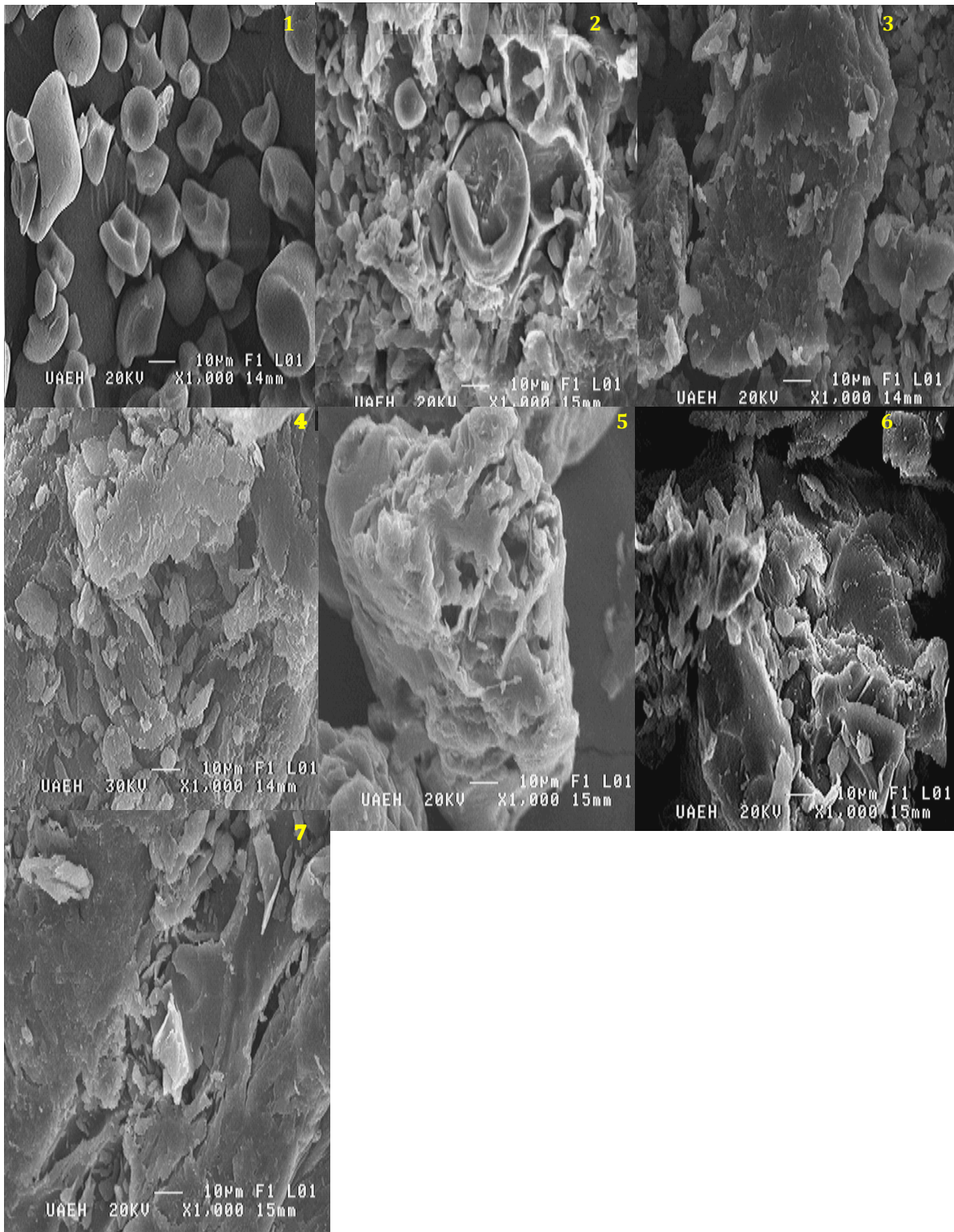


Figura 12. Micrografías de almidón de camote de variedad blanca. 1 (CBST), 2 (CB8SA), 3 (CB10SA), 4(CB12SA), 5 (CB8CA), 6 (CB10CA) y 7(CB12CA).

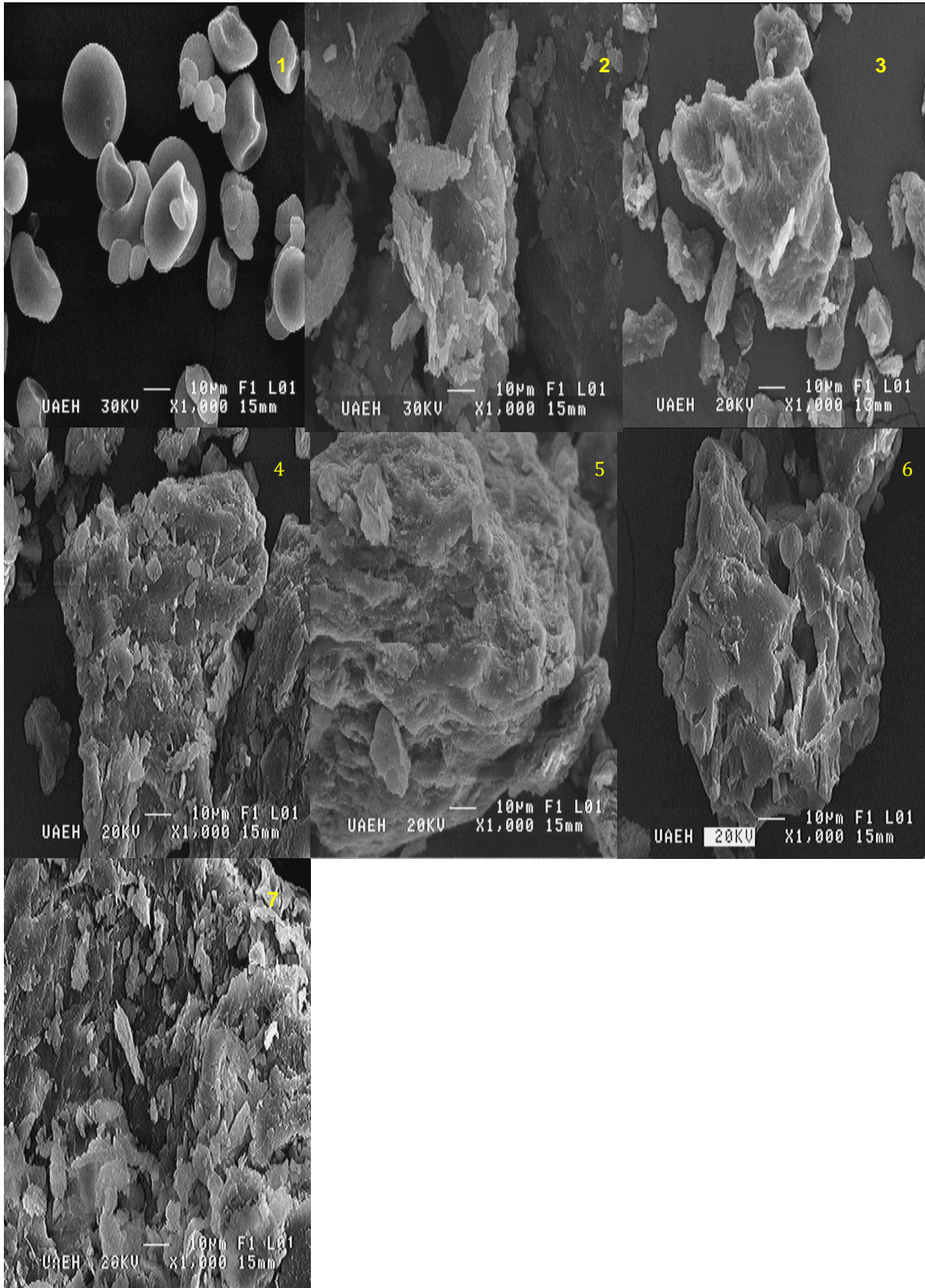


Figura 13. Micrográficas de almidón de camote de variedad morada. 1 (CMST), 2 (CM8SA), 3 (CM10SA), 4 (CM12SA), 5 (CM8CA), 6 (CM10CA) y 7 (CM12CA).

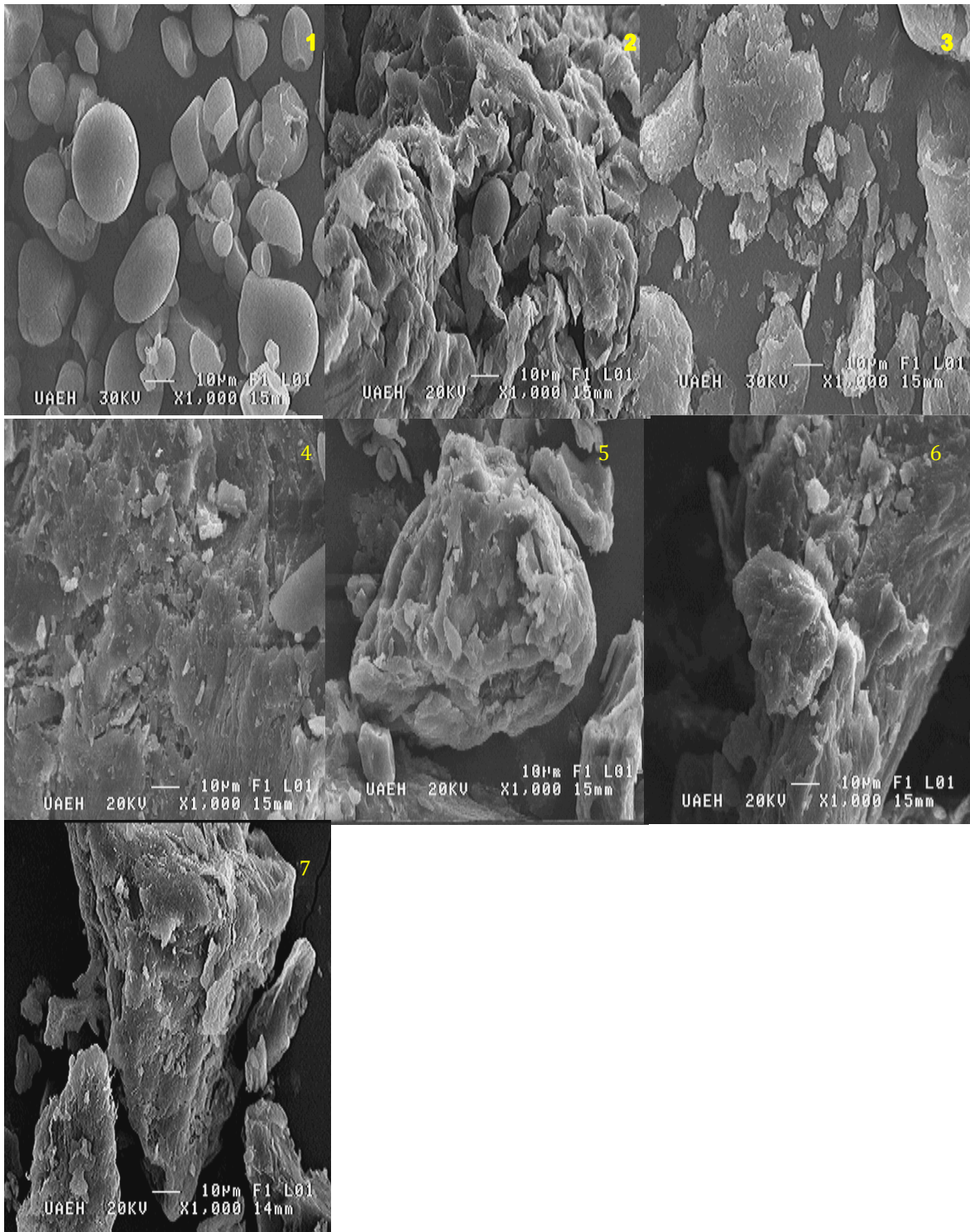


Figura 14. Micrografías de almidón de camote de variedad amarilla; 1 (CAST), 2 (CA8SA), 3 (CA10SA), 4 (CA12SA), 5 (CA8CA), 6 (CA10CA) y 7 (CA12CA).

5.3. Espectroscopia Infrarroja de Transformada de Fourier (FT-IR)

La técnica FT-IR nos proporciona información sobre la organización estructural de las cadenas de los almidones cercanos a la superficie del gránulo, ya que el haz de IR solo penetra hasta $2\ \mu\text{m}$ en el gránulo (Zeng et al., 2014). En los espectros obtenidos (**Figura 15-17**) se observa, en la región que va de 400 a $1250\ \text{cm}^{-1}$, la característica huella dactilar del almidón de camote (Zamudio et al., 2010). En la **Tabla 9** se describen las señales encontradas en los espectros de infrarrojo obtenidos.

Tabla 9. Elucidación estructural de los almidones de camote de variedad blanca, morada y amarilla.

Señal	Enlace	Interpretación
1631	O-H	Vibración de deformación de los grupos hidroxilo en el agua presente en el almidón.
1460	C-H/ C-H ₂	Vibración de tensión entre los enlaces C-H y flexión del enlace C-H ₂ .
1385	C-H/ C-H ₂	Vibración de tensión entre los enlaces C-H y flexión del enlace C-H ₂ .
1158	C-O/ C-O-H	Banda correspondiente a las deformaciones de tensión del C-O-C y la flexión del OH.
1083	C-O/ C-O-H	Banda correspondiente al estiramiento de los enlaces C-O y C-O-H.
991	C-O-H	Vibración que corresponde al enlace glucosídico.

Los espectros de los almidones nativos de camote de las tres variedades: blanco, morado y amarillo [**Fig. 15-17 (A)** espectro de color negro] presentan tres picos de 1022 a $991\ \text{cm}^{-1}$ en la región de la huella dactilar, estos son característicos de los polisacáridos y que es atribuida a las deformaciones de tensión del C-O-C y flexión del O-H; la estructura del almidón presenta enlaces C-O, incluidos C-O-C, CH₂OH y COH. Los compuestos anteriormente mencionados se encuentran en la estructura de la amilosa y amilopectina, como se observa en la **Figura 3** (Ruiz, 2006).

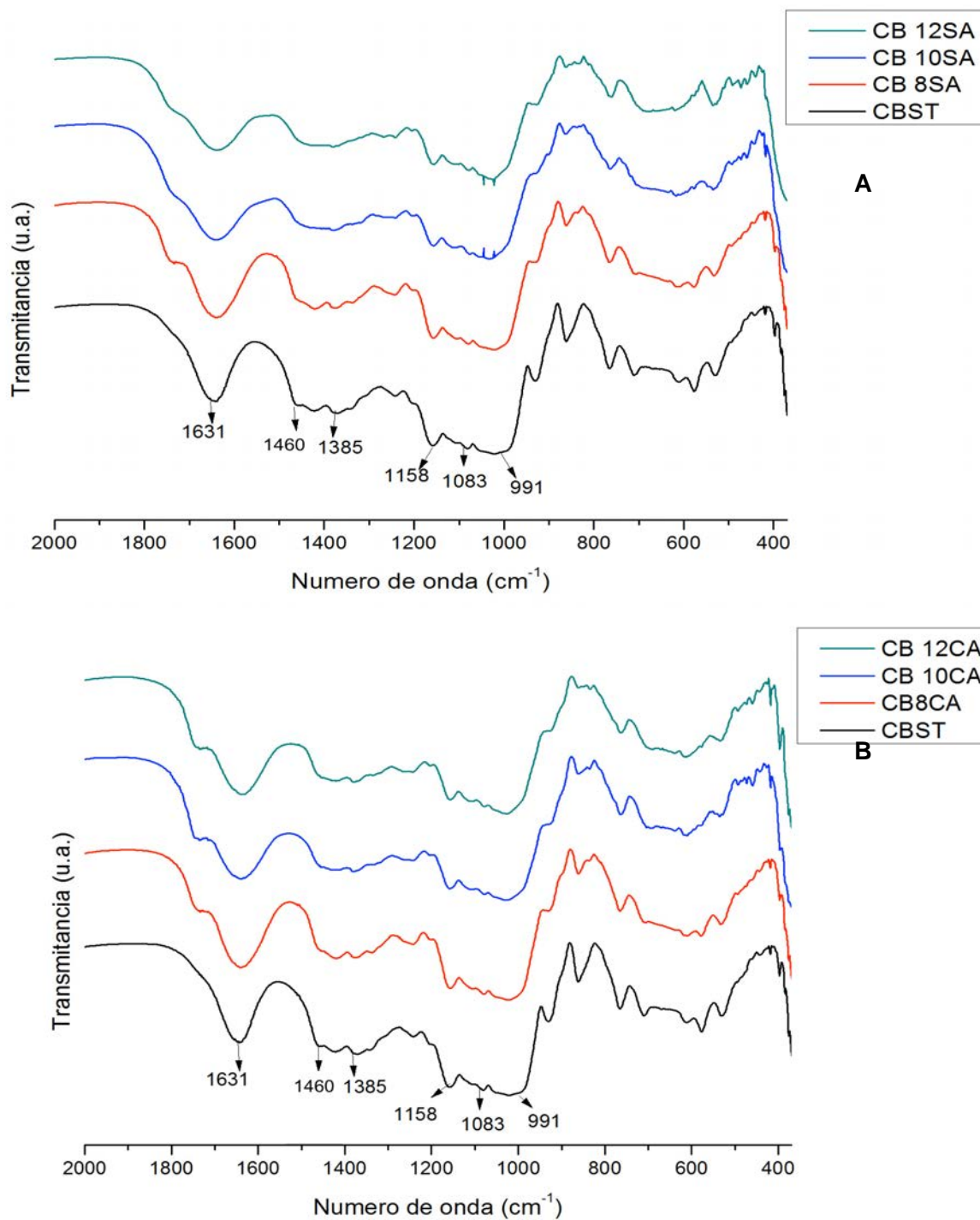


Figura 15. Espectro del almidón CBSA (A) y con (B) CBCA.

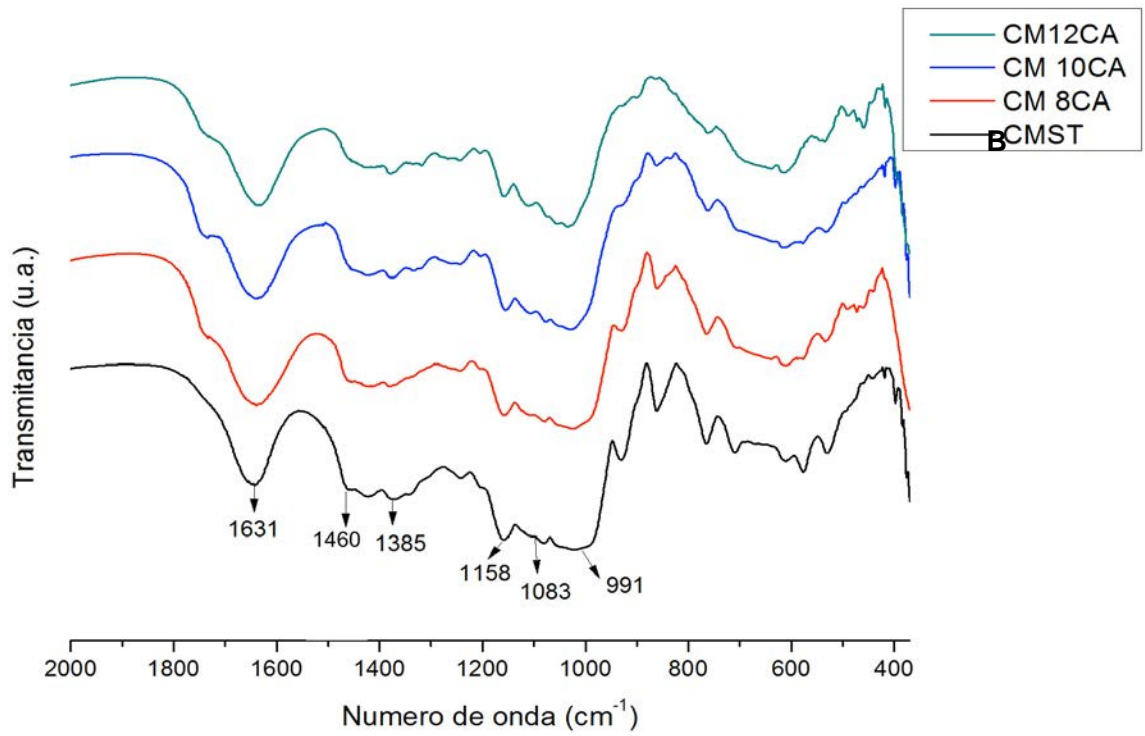
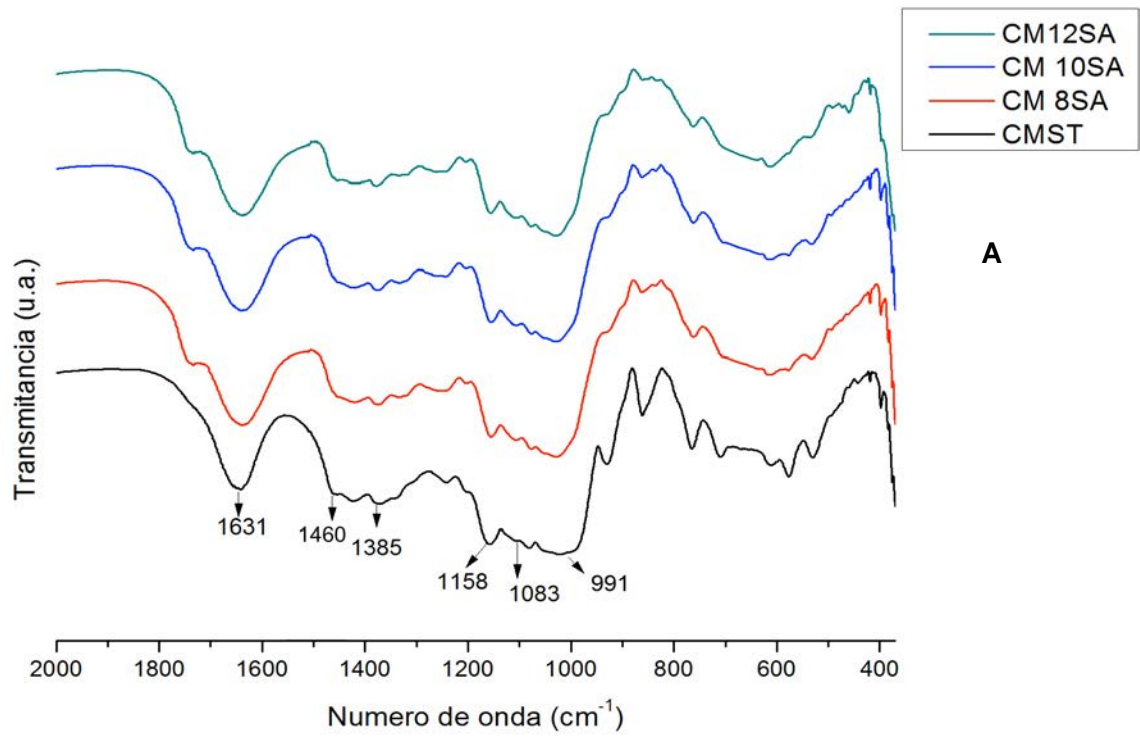


Figura 16. Espectro de almidón de CMSA y CMCA.

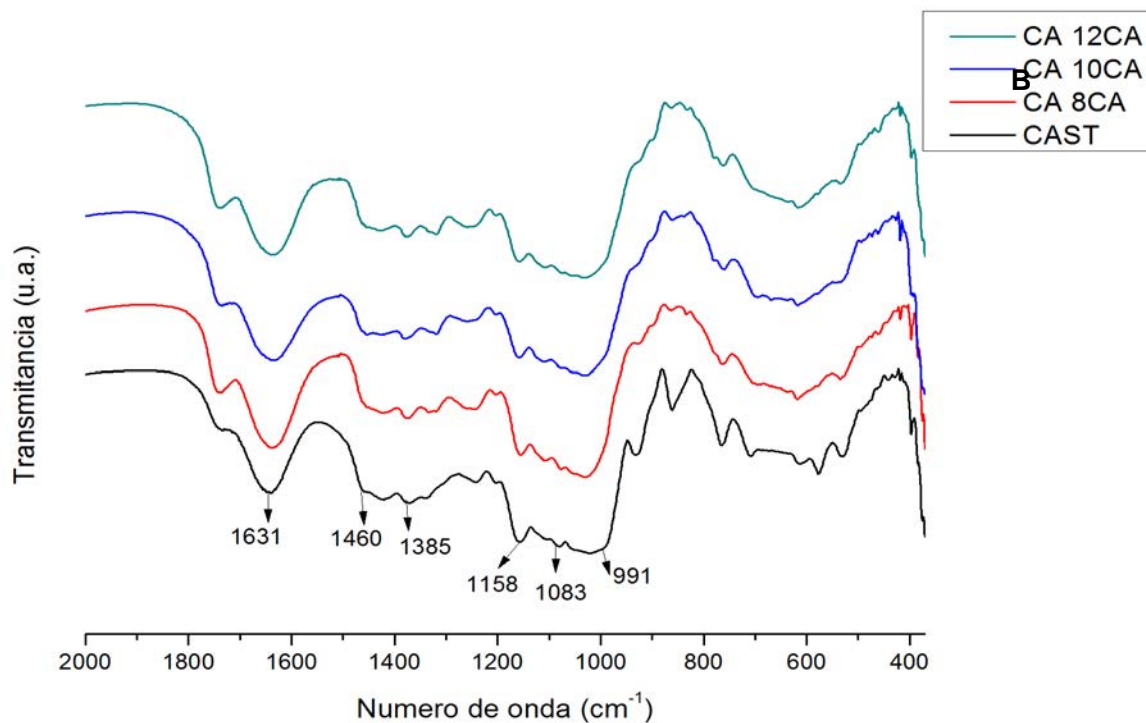
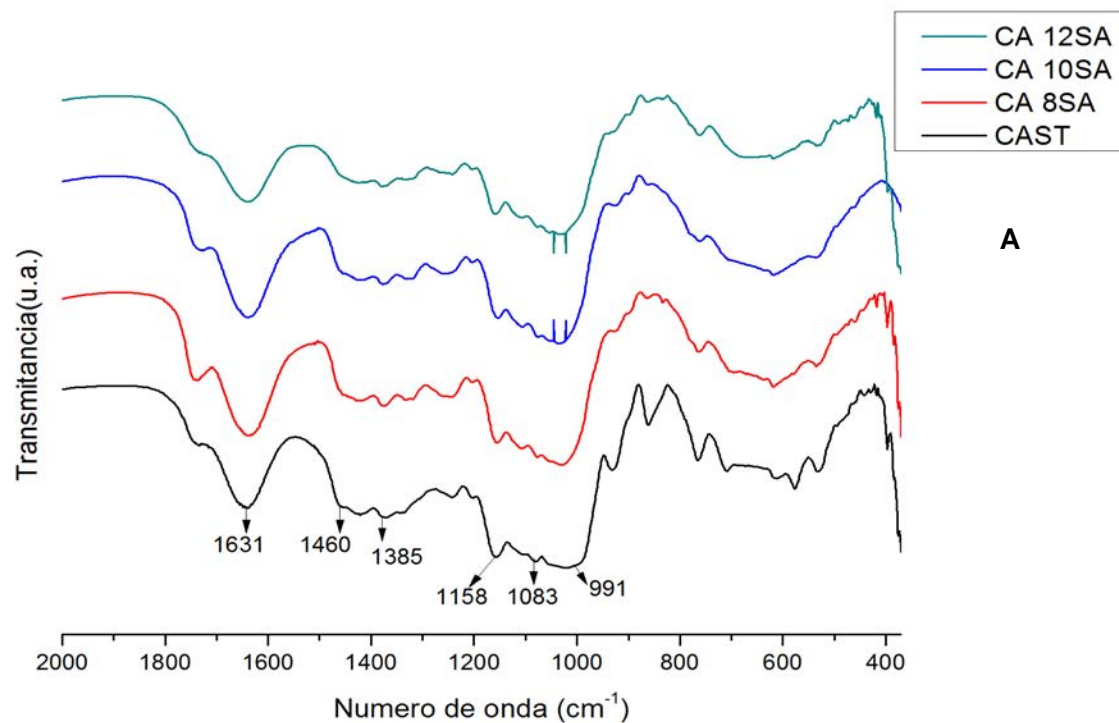


Figura 17. Espectro de almidón de CASA y CAEA.

Los espectros de IR de las muestras escaldadas [Fig. 15-17 (A) espectros de color rojo, azul y verde] presentan disminución (acortamiento) en la banda que va de 1385 a 1631 cm^{-1} y en la banda 991 cm^{-1} , la disminución es más notoria conforme aumenta el tiempo de exposición al escaldado, debido a que el tratamiento hidrotérmico provoca el desordenamiento del gránulo de almidón, cambiando así la concentración de algunos compuestos que lo constituyen (Rosa, 2014).

El tratamiento de escaldado e inmersión en ácido [Fig. 15-17 (B)] espectros de color rojo, azul y verde] al que se sometieron algunas muestras, provocó cambios de intensidad en el rango 1385 a 1460 cm^{-1} , correspondiente al estiramiento C-H y puede atribuirse a la modificación del contenido de amilosa y amilopectina de la molécula de almidón (Surendra et al., 2014).

Al igual que en las muestras que solo fueron escaldadas, el acortamiento de las bandas de los almidones con tratamiento hidrotérmico e inmersión en ácido es progresivo acorde al incremento del tiempo de escaldado. Sin embargo, la disminución (acortamiento) de las bandas es menor en las muestras escaldadas con inmersión en ácido en la variedad morada, en comparación a las muestras que solo fueron escaldadas, probablemente este fenómeno se deba a que el pH está modificando la estabilidad de ciertos compuestos presentes en el camote como las antocianinas. Se ha reportado que el grupo acilo de las antocianinas suele interactuar con la amilosa, es posible que esta interacción tenga un efecto sobre la concentración de amilosa y por lo tanto las bandas de los espectros FT-IR se ven afectadas (Agama et al., 2004).

5.4. Difracción de rayos X

Los espectros de Difracción de Rayos X muestran la información de la estructura y el grado de cristalinidad que presentan los gránulos de almidón, los cuales tienen distintos patrones de difracción A, B, C y V (descritos en antecedentes, página 11-12) estos dependen de la fuente botánica (Cheetham et al., 1998). El patrón de difracción de los muestras corresponde al tipo C característico de algunos tubérculos y concuerda con lo reportado por Huang et al., (2015) en

almidón de camote con tratamiento térmico y Surendra et al., (2015) almidón de camote nativo. En la **Figura 18** se muestran los patrones de DRX de las muestras analizadas. La literatura reporta que el camote muestra valores del ángulo de Bragg (2θ) de: 15.4° , 17.2° , 18.3° y 23.4° (Surendra et al., 2014; Huang et al., 2015).

Los valores de cristalinidad para las almidones nativos de variedad blanca, morada y amarilla fueron de 35.2%, 31.5% y 31.4% respectivamente. Los valores concuerda con los reportados por Surendra et al., (2014). Mientras que el valor de cristalinidad relativa más bajo se observó en la variedad morada escaldada durante 12 minutos sin inmersión en ácido y fue de 20% de cristalinidad.

Todas las muestras escaldadas durante 8, 10 y 12 minutos [**Fig. 18 (A, C y E)**] mostraron disminución en los picos y el porcentaje de cristalinidad con respecto al almidón nativo; la disminución es más notoria en las muestras que fueron sometidas a un mayor tiempo de escaldado. El cambio puede deberse a las modificaciones estructurales del gránulo de almidón, causado por el tratamiento hidrotérmico al que se sometieron las muestras, (Xu et al., 2018; Hong et al., 2013).

Las muestras sometidas a escaldado e inmersión en ácido [**Fig. 18 (B, D y F)**] presentaron disminución en el tamaño de los picos y porcentajes de cristalinidad causado por los cambios estructurales provocados probablemente por el efecto del pH sobre la pared granular del almidón y ruptura e hinchamiento del gránulo generado por el tratamiento térmico, favoreciendo así las interacciones entre amilosas y amilosa-amilopectina a través de nuevos enlaces con una organización más amorfa que el almidón nativo, por lo que el porcentaje de cristalinidad disminuye (Canónico, 2003). Surendra et al., (2004) reportaron valores similares en camote tratado con ácido cítrico.

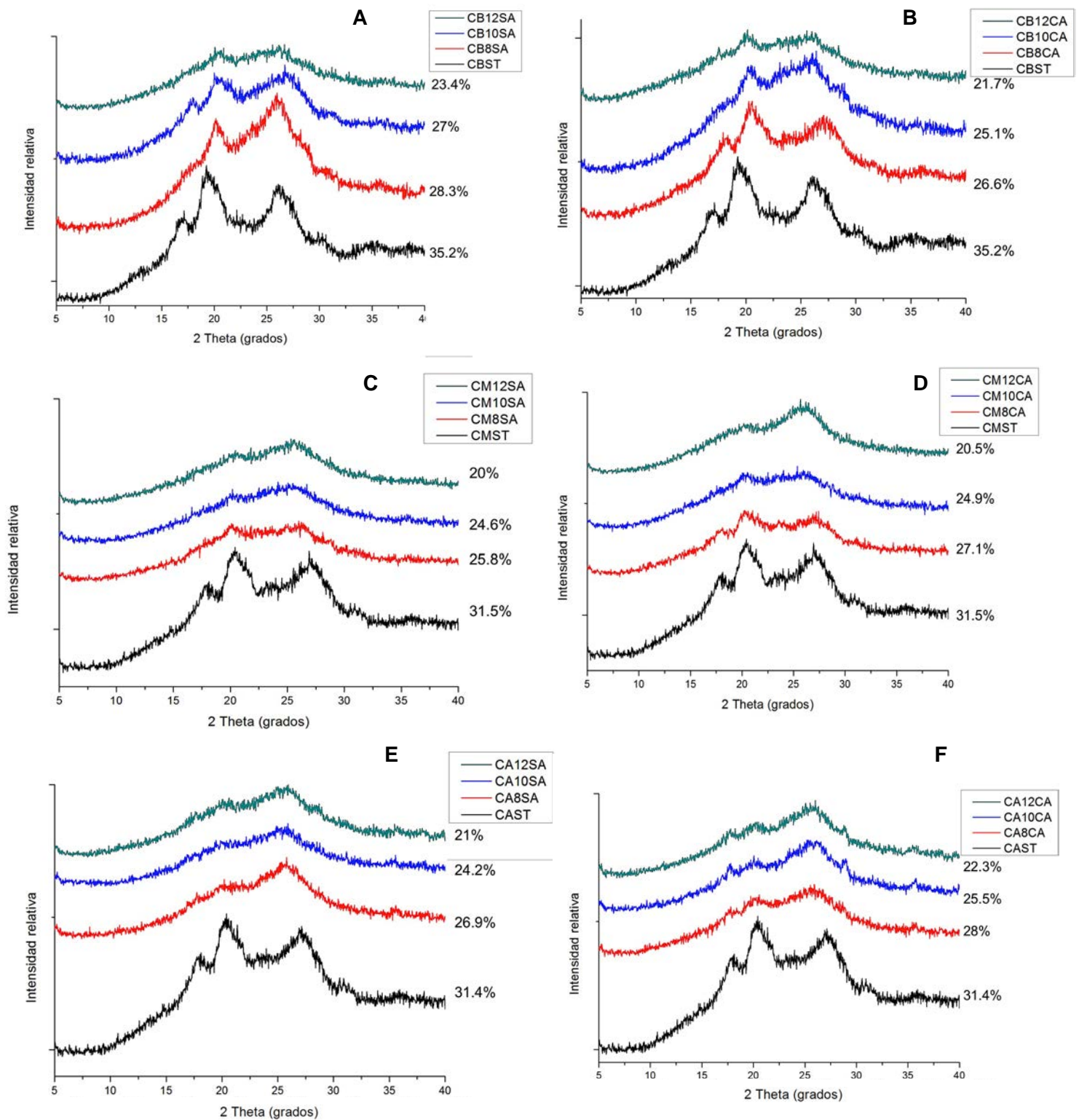


Figura 18. Patrón de difracción de Rayos X y Cristalinidad relativa (%) de muestras de almidón A (CBSA), B (CBCA), C (CMSA), D (CMCA), E (CASA) Y F (CAEA).

5.5. Concentración de fenoles totales

Las concentraciones de fenoles totales obtenidas en las muestras de almidón de camote de variedad blanca, morada y amarilla se muestran en la **Tabla 10**.

Tabla 10. Contenido de fenoles totales (mg EAG/100 g de muestra, BS).

Tratamiento/muestra	CB	CM	CA
ST	1.09 ± 0.07 ^E	1.19 ± 0.04 ^D	0.82 ± 0.03 ^E
8 SA	2.29 ± 0.07 ^D	2.48 ± 0.08 ^B	1.72 ± 0.06 ^D
10 SA	2.93 ± 0.04 ^C	3.81 ± 0.07 ^A	1.93 ± 0.13 ^{CD}
12 SA	4.10 ± 0.06 ^A	4.01 ± 0.04 ^A	2.58 ± 0.08 ^B
8 CA	2.53 ± 0.05 ^D	1.43 ± 0.04 ^D	1.99 ± 0.04 ^C
10 CA	3.32 ± 0.08 ^{BC}	1.77 ± 0.04 ^C	3.14 ± 0.03 ^A
12 CA	3.59 ± 0.09 ^B	2.35 ± 0.13 ^B	3.29 ± 0.01 ^A

Los valores representan la media de repeticiones ± la desviación estándar en base seca. Se realizó la comparación de medias de Tukey, n=2. ^{A-E}= Los valores con la misma letra no muestran diferencia significativa (p>0.05)

El camote blanco presentó una concentración de compuestos fenólicos de 1.09 a 4.10 mg EAG/100 g de muestra, el camote morado de 1.19 a 4.10 mg EAG/100 g de muestra y en el amarillo de 0.82 a 3.29 mg EAG/100 g de muestra. Según Wang et al., (2016) reportaron una concentración de 0.9-1.0 (mg EAG/ 100 g, BS) en camote fresco de variedad naranja y 3.4-4.2 (mg EAG/ 100g, BS) en camote escaldado de la misma variedad.

En las tres variedades de camote se observó que la concentración de fenoles totales tiende a incrementar con el tiempo de escaldado, esto puede deberse al efecto del aumento de la temperatura sobre la estructura del almidón. Durante el tratamiento térmico, la membrana presenta ruptura celular provocando que los compuestos fenólicos se encuentren más disponibles; debido a que la enzima PPO ha sido inactivada, los compuestos fenólicos estas más disponibles para su extracción (Dewanto et al., 2002; Galvez et al., 2009; Chhe et al., 2017).

La tendencia de incremento de la concentración de los compuestos fenólicos provocado por el tratamiento térmico concuerda con datos reportados por distintos autores: Wang et al., (2016) reportaron que el camote hervido de variedad naranja

muestra un aumento en la concentración de fenoles totales en comparación con el camote de variedad naranja fresco; De Aguiar et al., (2015) también reportaron el incremento en la concentración de fenoles totales en las variedades amarilla, blanca, naranja y morada en camote hervido.

El camote blanco presentó la mayor concentración de compuestos fenólicos significativamente diferente a las demás ($p < 0.05$) en la muestra CB12SA. La variedad amarilla presentó la mayor concentración en CA10CA y CA12CA, y en la variedad morada en CM10SA y CM12SA.

Se observó que el uso de ácido cítrico provoca cambios significativos ($p < 0.05$) en la concentración de los compuestos fenólicos, es probable que el pH del acidulante afecte la estabilidad de los gránulos del almidón y la enzima PPO, ya que el escaldado provoca que los gránulos presenten ruptura celular dejando más compuesto fenólicos disponibles para ser extraídos y el uso de ácido disminuye el pH del medio, por lo tanto este afecta la actividad enzimática de la PPO, impidiendo que dicha enzima oxide a las sustancias fenólicas presentes (Dewanto et al., 2002 y Bautista et al., 2005) .Para determinar si el ácido cítrico tuvo un efecto sobre la cuantificación de fenoles totales, se realizó la medición del pH en todas las muestras. A continuación se muestra la **Tabla 11** en la que se observan los datos obtenidos de la medición del pH en las muestras de camote de variedad blanca, morada y amarilla.

Tabla 11. pH de las muestras analizadas.

Tratamiento/muestra	CB	CM	CA
ST	6	6	6
8 SA	6	5	6
10 SA	5	5	5
12 SA	5	5	5
8 CA	4	4	4
10 CA	4	4	4
12 CA	4	4	4

El uso de ácido cítrico provocó que la concentración aumentará en las variedades blanca y amarilla en comparación con la muestra nativa y sin inmersión en ácido. La variedad de camote blanco presentó las concentraciones significativamente ($p < 0.05$) más elevadas de fenoles totales en las muestras CB10CA y CB12CA. La variedad amarilla en CA10CA y CA12CA. Confirmando que a mayor tiempo de exposición al tratamiento hidrotérmico y uso de ácido, las sustancias fenólicas están más disponibles para su extracción, debido a que la PPO ha sido inactivada y esta no puede llevar a cabo la oxidación de los fenoles.

Suda et al., (2008) reportaron que el camote de variedad morada contiene un mayor contenido de antocianinas comparada con la variedad blanca y amarilla. En la variedad morada, la concentración de antocianinas podría influir en la cuantificación de fenoles totales debido a su estabilidad. El pH afecta la estabilidad de las antocianinas (**Tabla 10**) (Castañeda & Guerrero, 2015), lo que puede estar asociado a la baja concentración de compuestos fenólicos cuando se usa ácido cítrico en las muestras de CMSA y CMCA. Se ha reportado que a pH 4, las antocianinas se encuentran en su forma catión flavilo (Guzmán et al., 2010) compuesto que forma fácilmente complejos y/o copigmentos con: Fe, fructosa, sacarosa, ácido ascórbico y amilosa (Rein, 2005; Muñoz et al., 2017; Reinhold et al., 2016) estos compuestos interfieren en la cuantificación de los fenoles totales (Chordi B., 2013), dando concentraciones distintas a las obtenidas en las variedades blanca y amarilla. Por lo tanto los cambios significativos ($p < 0.05$) en la concentración de los compuestos fenólicos en las muestras CMCA podría deberse a la interacción las antocianinas aciladas y la amilosa contenida en el almidón, provocado por la disminución del pH (Agama et al., 2004).

5.6. Amilosa aparente

La determinación del contenido de amilosa es importante para precisar el efecto que tienen los tratamientos hidrotérmico e inmersión en ácido sobre las propiedades de gelatinización, retrogradación y el poder de hinchamiento del almidón (Meaño et al., 2014; Surendra et al., 2014; Miyoshi et al., 2002).

Los valores del contenido de amilosa obtenidos en las muestras de almidón de camote de variedad blanca, morada y amarilla se muestran en la **Tabla 12**.

De acuerdo al contenido de amilosa aparente en los almidones se pueden clasificar en: normales, son aquellos que contienen de 15-30% de amilosa; los que contienen más del 50% de amilosa, son conocidos como altos (Tester et al., 2004).

Tabla 12. Contenido de amilosa aparente (% , BS).

Tratamiento/muestra	CB	CM	CA
ST	18.00± 1.77 ^C	15.50± 1.77 ^E	16.75 ±0.0 ^D
8 SA	21.75± 0.00 ^{BC}	20.50 ± 1.77 ^{CDE}	20.50 ± 1.77 ^{CD}
10 SA	25.50± 1.77 ^{AB}	24.25 ± 0.00 ^{ABC}	25.5 ± 1.77 ^{AB}
12 SA	26.75± 0.00 ^{AB}	26.75 ± 0.00 ^{AB}	26.75 ± 0.00 ^{AB}
8 CA	19.25±0.00 ^C	18.00 ± 1.77 ^{DE}	19.25 ± 0.00 ^{CD}
10 CA	23.00± 1.77 ^{ABC}	21.75 ± 0.00 ^{BCD}	21.75 ± 1.77 ^{BC}
12 CA	29.25± 1.77 ^A	28.00 ± 1.77 ^A	29.25 ± 0.00 ^A

Los valores representan la media de repeticiones ± la desviación estándar en base seca. Se realizó la comparación de medias de Tukey, n=2. ^{A-E}= Los valores con la misma letra no muestran diferencia significativa (p>0.05)

En el camote blanco se observan porcentajes de amilosa de 18 a 29.25%, en el camote morado de 15.50 a 28 % y en el camote amarillo de 16.75 a 29.25%, por lo que se puede clasificar como almidón normal. Mandamba et al., (1975) reportaron que el contenido de amilosa de almidón de camote de seis variedades de Filipinas, se encuentre entre 29.4-32.2%. Surendra et al., (2015), reportaron que el contenido de amilosa de almidón de camote de 4 muestras tratadas con ácido cítrico mostraban concentraciones de amilosa del 24.78-31.04%. En la variedad morada y amarilla se observaron los valores significativamente (p<0.05) más altos de amilosa aparente en las muestras CM10SA, CM12SA, CM12CA, CA10SA, CA12SA y CA12CA; mientras que la variedad blanca presentó los valores más elevados significativamente (p<0.05) en las muestras CB12SA y CB12CA.

Todas las muestras analizadas mostraron los valores significativamente ($p < 0.05$) más elevados en CB10SA, CB12SA, CM10SA, CM12SA, CA10SA y CA12SA. Es probable que el tiempo de escaldado tenga un efecto sobre la amilosa, el aumento del porcentaje de amilosa indica que algunas moléculas de almidón se hinchan durante el procesamiento hidrotérmico provocando la ruptura de la estructura ramificada de la amilopectina o la cadena larga de amilosa transformada en amilosa de cadena corta, como consecuencia el aumento de la amilosa aparente es significativo ($p < 0.05$) (Kan et al., 2016; Sun et al., 2013).

A mayor tiempo de escaldado, se provoca la gelatinización parcial del almidón, causando el desorden molecular, que se evidenció por la pérdida de cristalinidad, que concuerda con los datos obtenidos en los difractogramas (**Fig. 18**), debido a la lixiviación de amilosa fuera del gránulo.

El tratamiento hidrotérmico y el uso de ácido provocó un aumento significativo ($p < 0.05$) en los valores obtenidos del porcentaje de amilosa aparente sobre todo en las muestras que tuvieron mayor tiempo de exposición al escaldado CB12CA, CM12CA y CA12CA, en comparación con la muestra nativa. El incremento del porcentaje de amilosa en las muestras tratadas con ácido concuerda con Surendra et al., (2014) que analizaron el efecto de distintas concentraciones de ácido cítrico sobre el porcentaje de amilosa en camote. Se observa que las muestras que fueron inmersas en ácido cítrico y escaldadas presenten cambios en su estructura cristalina y amorfa del gránulo de almidón, siendo más acentuados en la región amorfa (amilosa), provocando que la lixiviación de la misma sea mayor que en las muestras que han sido tratadas con ácido cítrico (Paredes et al., 1989).

5.7. Índice de poder de hinchamiento del almidón (IPH)

Los valores de poder de hinchamiento obtenidos en las muestras de almidón de camote de variedad blanca, morada y amarilla se muestran en la **Tabla 13**.

El camote blanco presentó un IPH de 15.35 a 18.42 g gel/g sólidos solubles, el camote morado de 15.66 a 19.32 g gel/g sólidos solubles y camote amarillo de 15.30 a 18.46 g gel/g sólidos solubles. Todas las muestras de camote escaldadas

por 8, 10 y 12 minutos sin inmersión en ácido mostraron valores significativamente ($p < 0.05$) más elevados que la muestra nativa, presentando los valores más altos a los 12 minutos de escaldado. El escaldado puede causar la gelatinización del almidón incrementando la interacción entre el almidón y el agua; ocasionando el aumento del poder de hinchamiento (Hutasoit et al., 2018).

Tabla 13. Índice Poder de hinchamiento (g gel/g sólidos solubles, BS).

Tratamiento/muestra	CB	CM	CA
ST	15.47 ± 0.01 ^D	15.66 ± 0.19 ^C	15.33 ± 0.43 ^D
8 SA	16.26 ± 0.01 ^{CD}	16.12 ± 0.84 ^{BC}	16.68 ± 0.07 ^C
10 SA	17.31 ± 0.39 ^{BC}	18.91 ± 0.26 ^A	17.34 ± 0.45 ^{BC}
12 SA	17.69 ± 0.18 ^{AB}	19.32 ± 0.23 ^A	17.70 ± 0.19 ^{AB}
8 CA	15.35 ± 0.32 ^D	16.70 ± 0.10 ^{BC}	15.33 ± 0.43 ^D
10 CA	16.94 ± 0.04 ^{BC}	17.79 ± 0.53 ^{AB}	16.89 ± 0.12 ^{BC}
12 CA	18.42 ± 0.50 ^A	19.36 ± 0.66 ^A	18.46 ± 0.03 ^A

Los valores representan la media de repeticiones ± la desviación estándar en base seca. Se realizó la comparación de medias de Tukey, $n=2$. ^{A-D} = Los valores con la misma letra no muestran diferencia significativa ($p > 0.05$).

Techeira et al., (2014) observaron que el IPH aumenta en camote de variedad blanca, morada y naranja, y que este aumento es causado por el incremento de la temperatura. Jangchud et al., (2003) analizaron camote escaldado y sin tratamiento donde encontraron valores de 5-28.2 g gel/g sólidos solubles observando el incremento del IPH debido al tratamiento térmico.

En la variedad blanca y amarilla se observaron los valores más altos de IPH en el tratamiento de CB12SA, CB12CA, CA12SA y CA12CA, mientras que en la variedad morada se observó en CM10SA, CM12SA, CM10CA y CM12CA. Este fenómeno puede deberse al tiempo prolongado de escaldado e inmersión en ácido cítrico al que se sometió la muestra, dichos tratamientos causaron un menor grado de ordenamiento granular provocando que las fuerzas intragranulares sean más débiles y por lo tanto la entrada de moléculas de agua a la estructura sea mayor

que a los 8 y 10 minutos de escaldado (Sandoval et al., 2007; Majzoobi et al., 2013).

El tratamiento térmico e inmersión en ácido cítrico provocó un incremento en el IPH en todas las variedades en comparación con la muestra nativa, obteniendo los valores significativamente ($p < 0.05$) más altos en CB12CA, CM12CA y CA12CA. Debido a que el ácido cítrico facilita el ingreso de agua al gránulo de almidón, en conjunto al reordenamiento que genera el tratamiento hidrotérmico favorece el hinchamiento progresivo del gránulo; siendo más notorio en los tiempos de escaldado más prolongados (Hutasoit et al., 2018).

La tendencia de incremento en el IPH que se observó en las muestras escaldadas y sumergidas en ácido cítrico concuerda con Hutasoit M. et al., (2018) que reportaron hay un aumento en el IPH de 5.10-6.69% y %SS de 3.43-3.61% en camote de variedad purpura que ha sido inmerso en ácido cítrico al 0.5-1% y escaldado por 30 minutos.

5.8. Porcentaje de sólidos solubles (%SS)

En cuanto al %SS, el camote blanco presentó un porcentaje de 5.44 a 12.30 %, el camote morado de 5.12 a 13.17 % y en el amarillo de 5.75 a 12.22 % (**Tabla 14**).

Los valores significativamente ($p < 0.05$) más altos en el porcentaje de sólidos solubles de la variedad blanca y en la morada se observaron en CB12SA, CB10CA, CB12CA, CM12SA, CM10CA y CM12CA., en la muestra de camote amarillo se observaron en CA10SA, CA12SA, CA10CA y CA12CA; en comparación con la nativa. El incremento de calor en exceso de agua causa la ruptura de enlaces de hidrógeno, y las moléculas de agua se vinculan por enlaces de hidrógeno a los grupos hidroxilo expuestos de amilos y amilopectina, provocando que el almidón pierda su conformación granular, incrementando así el porcentaje de sólidos solubles (Solorza et al., 2002).

EL tratamiento hidrotérmico causó un aumento en el %SS en todas las muestras CBSA, CMSA y CASA en comparación a la nativa, los valores más elevados se obtuvieron en CB12SA, CM12SA y CA12SA. Los valores de %SS mostraron una

tendencia al incremento en relación al tiempo de escaldado, dicho incremento concuerda con datos reportados por: Jangchud et al., (2003) quienes reportaron el incremento del porcentaje de sólidos solubles cuando el almidón de camote es sometido a un tratamiento térmico obteniendo concentraciones de 3.2-30.6% y 11.6-48.3% para la variedad naranja y morada respectivamente.

Se observó un incremento significativamente mayor en el porcentaje de sólidos solubles en las muestras inmersas en ácido: CBCA, CMCA y CACA, en comparación con la muestra nativa y las muestras sin inmersión en ácido; siendo más visible en las muestras que tuvieron mayor tiempo de exposición al tratamiento hidrotérmico (CB10CA, CB12CA, CB10CA, CM12CA, CB10CA y CA12CA). Los valores más altos fueron observados bajo este tratamiento, estos datos concuerdan con Hutasoit et al., (2018) que reportaron hay un aumento el %SS de 3.43-3.61% en camote de variedad púrpura que ha sido inmerso en ácido cítrico al 0.5-1% y escaldado por 30 minutos.

Tabla 14. Sólidos solubles (% , BS).

Tratamiento/muestra	CB	CM	CA
ST	5.44 ± 0.03 ^D	5.13 ± 0.18 ^C	5.75 ± 0.84 ^C
8 SA	6.10 ± 0.02 ^{CD}	6.17 ± 0.06 ^{BC}	8.07 ± 0.31 ^B
10 SA	8.51 ± 0.10 ^B	8.32 ± 0.59 ^B	11.90 ± 0.41 ^A
12 SA	11.35 ± 0.14 ^A	11.47 ± 0.04 ^A	12.35 ± 0.31 ^A
8 CA	7.36 ± 0.84 ^{BC}	7.91 ± 0.69 ^B	9.05 ± 0.13 ^B
10 CA	11.34 ± 0.29 ^A	11.32 ± 0.79 ^A	11.85 ± 0.18 ^A
12 CA	12.30 ± 0.76 ^A	13.17 ± 0.99 ^A	12.22 ± 0.22 ^A

Los valores representan la media de repeticiones ± la desviación estándar en base seca. Se realizó la comparación de medias de Tukey, n=2. ^{A-D}= Los valores con la misma letra no muestran diferencia significativa (p>0.05)

6. Conclusiones

- El tratamiento de escaldado es un tratamiento térmico eficaz para conseguir la inactivación de la enzima polifenoloxidasasa.
- El uso de acidulantes (ácido cítrico al 1% p/v) en conjunto al tratamiento hidrotérmico, logro disminuir el tiempo de inactivación de la enzima polifenoloxidasasa de 10 a 8 minutos.
- Al inactivarse la enzima polifenoloxidasasa se lograron obtener rodajas de camote sin pigmentación, mejorando su aspecto, lo que representa una alternativa para evitar el rechazo por parte del consumidor, a causa de un aspecto desagradable del camote.
- El escaldado y el uso de ácido cítrico altero la morfología de los gránulos de almidón, estos mostraron hinchamiento y aglomeración progresiva, así como un aumento en la rugosidad de su superficie.
- El tratamiento térmico y el uso de ácido cítrico genera acortamiento de algunas bandas en los espectros de FT-IR, comprobando la alteración estructural de los almidones analizados.
- La pérdida de cristalinidad se evidenció en la disminución del tamaño de los picos en los espectros de DRX, siendo más notoria al aumentar el tiempo de escaldado de muestras inmersas en ácido cítrico.
- El incremento del tiempo de escaldado y el uso de ácido cítrico tuvo un efecto positivo en la concentración de fenoles totales en las tres variedades de camote.
- El incremento del tiempo de escaldado favorece la lixiviación de la amilosa del gránulo de almidón, aumentando así el porcentaje de amilosa aparente, el índice de poder de hinchamiento y el porcentaje de sólidos solubles.
- El almidón obtenido del escaldado de camote de las variedades blanca, morada y amarilla con inmersión en ácido cítrico representa una fuente potencial para la obtención de sustancias bioactivas, como los compuestos fenólicos.

7. Recomendaciones

- Analizar el efecto del escaldado sobre los compuestos antinutricionales del camote de variedad blanca, morada y amarilla.
- Analizar el efecto del escaldado y uso de ácido cítrico sobre el color de las harinas obtenidas.
- Analizar el contenido de antocianinas y carotenoides en las variedades de camote morado y amarillo con tratamiento térmico con y sin inmersión.
- Analizar el efecto del tiempo de escaldado e inmersión en ácido cítrico sobre la digestibilidad de los almidones de camote de variedad blanca, morada y amarilla.
- Analizar el efecto del uso de otros ácidos y la concentración de los mismos sobre las propiedades estructurales y nutricionales.
- Evaluar la aplicación de los almidones obtenidos para la elaboración de pastas o extrudidos.

8. Referencias

Agama, E., Ottenhof, M., Farhat, I., Paredes, O., Ortíz, J. & Bello L. (2004). Efecto de la nixtamalización sobre las características moleculares del almidón de variedades pigmentadas de maíz. In *Interciencia* (p. 643).

Aguilera, O., Reza, V., Chew, M. & Meza V. (2011). Propiedades funcionales de las antocianinas. *Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud*, XIII (pp. 16-22).

Alzamora, S., Guerrero, N., Nieto, B. & Vidales, L. (2004). Conservación de frutas y hortalizas mediante tecnologías combinadas. FAO (pp. 15).

Amiot, M. (1997). Phytochemistry of fruits and vegetables. En: Phenolic compounds and oxidative mechanisms in fruit and Vegetables. Oxford: Clarendon Press. (pp. 51-85).

Anastácio, A., & Carvalho, I. (2013). Spotlight on PGI sweet potato from Europe: Study of plant part, time and solvent effects on antioxidant activity. *Journal of Food Biochemistry*, 37, (pp. 628–637).

Arrázola, G., Alvis, A. & García, C. (2016). Efecto del tratamiento de escaldado sobre la actividad enzimática de la polifenoloxidasasa en dos variedades de batata (*Ipomoea batatas* Lam.) (pp. 81-82).

Ayaz, F., Demir, O., Torun, H., Kolcuoglu, Y. & Colak, A. (2007). Characterization of polyphenoloxidase (PPO) and total phenolic contents in medlar (*Mespilus germanica* L.) fruit during ripening and over ripening. *Food Chemistry*, 106. (pp.291-298).

Badui, S.D. (2006). Química de los alimentos. Ed. Pearson Education. México D.F. (pp. 94-104).

Barreiro, J. y Sandoval, A. (2001). Operaciones de conservación de alimentos por bajas temperaturas. Editorial Equinoccio. (pp. 359).

Barret, D. & Theerakulrait, C. (1995). Quality indicators in blanched, frozen, stored vegetables. *Food Tech.* 49 (1) (pp. 62-65).

Bautista, R., Arévalo, M., Saucedo, C. & Martínez, D. (2005). Proceso de maduración de chicozapote (*Manilkara sapota Royen*) tipo fino. *Revista Chapingo*, México, D.F. 11(pp. 387-391).

Belitz, H. & Grosh, W. (2004). *Química de los Alimentos*. Editorial Acribia S.A., Zaragoza. (Pp.105-172).

BeMiller, J. & Whistler, R. (2009). *Starch Chemistry and Technology*, Academic Press, 3 Edition.

Ben-Aziz, A., Grossman, S., Ascarelli, I. & Bukowski, P. (1970). Linoleate oxidation induced by Lipoxygenase and heme proteins: A direct spectrophotometric assay. *Analytical Biochemistry*. Vol 34 (pp. 88-100).

Biliaderis, C. (1992). Structure and Phase Transitions of Starch in Food Systems. *Food Technology*, (pp. 98-109).

Buleon, A., Colonna, P., Planchot, V. & Ball, S. (1998). Starch granules: structure and biosynthesis. *International Journal of Biological Macromolecules*. 23 (pp. 85-112).

Buleón, A., Colonna, P., Planchot, V. & Ball, S. (1998). Starch granules: structure and biosynthesis. *International Journal of Biological Macromolecules* (pp. 85-112).

Burnette, F. (1977). Peroxidase and its relationship to food flavour and quality: a review. *J. Food Sc.* 44 (pp. 1-6).

Calvo, M. (2007). *Bioquímica de los Alimentos*. Disponible en: <http://milksci.unizar.es/bioquimica/temas/enzimas/tirosinasa.html>

Canónico F. (2003). *Agregación en gránulos de almidón*. Universidad Autónoma de Querétaro (pp. 13-43).

Canónico F. (2003). *Agregación en gránulos de almidón*. Universidad Autónoma de Querétaro (pp. 13-43).

Carrasquero, A. & Navas, P. (2015). Determinación de amilosa en presencia de amilopectina en almidón de arroz aplicando la espectroscopia derivada. *Alimentos, ciencia e investigación* (pp.14).

Castañeda, A. & Guerrero, J. (2015). Pigmentos en frutas y hortalizas rojas: antocianinas (pp.30).

Castañeda, O., Pacheco, H., Páez, H., Rodríguez, J. & Galán, C. (2009a). Chemical studies of anthocyanins: A review. *Food chemistry* (pp. 859-871).

Cevallos, C. & Cisneros, Z. (2003). Estudios estequiométricos y cinéticos de antioxidantes fenólicos de Andina maíz morado y el camote de carne roja. *Journal Agr. Food Chem.* (pp. 3313-3319).

Cheetham, N. & Tao, L. (1998). Variation in crystalline type with amylose content in maize starch granules: an X-ray power diffraction study. *Carbohydrate Polymers* (pp.277-284).

Chhe, C., Imaizumi, T., Tanaka, F. & Uchino, T. (2017). Effects of hot-water blanching on the biological and physicochemical properties of sweet potato slices. *Engineering in Agriculture, Environment and Food*, 11, (pp. 19-24).

Chirinos, R., Betalleluz, I., Huamán, A., Arbizu, C., Pedreschi, R., & Campos, D. (2009). HPLC – DAD characterization of phenolic compounds from Andean oca (*Oxalis tuberosa* Mol.) tubers and their contribution to the antioxidant capacity. *Food Chemistry*, (pp.1243-11251).

Chordi, B. (2013). Contenido fenólico y capacidad antioxidante de fresa mínimamente procesada sometida a tratamientos de conservación por pulsos de luz de alta intensidad (pp. 27).

Cusumano, C. & Zamudio, N. (2013). Manual técnico para el cultivo de batata (camote o bionato) en la provincia de Tucumán, Argentina (pp. 1).

Dawidowicz, A. & Typek, R. (2010). Thermal stability of 5-O-Caffeoylquinic acid in aqueous solutions at different heating conditions. *Journal Agricultural and food chemistry*. (pp.12578-12582).

Dawidowicz, A. & Typek, R. (2011). The influence of pH on the thermal stability of 5-O-caffeoylquinic acids in aqueous solutions. *Eur Food Res Technology* 233 (pp. 227-230).

De Aguiar, P., Ekici, L., Barnes, R., Gomes, C., & Talcott, S. (2015). Pre-heating and polyphenol oxidase inhibition impact on extraction of purple sweet potato anthocyanins. In *Elsevier* (pp. 228-230).

Denoya, G., Ardanaz, M., Sancho, A., Benitez, C., González, C. & Guidi, S. (2012). Efecto de la aplicación de tratamientos combinados de aditivos sobre la inhibición del pardeamiento enzimático en manzanas cv. Granny Smith mínimamente procesadas. *Redalyc* (pp. 264-265).

Dewanto, V., Wu, X., Adom, K., Liu, R. (2002). Thermal processing enhances the nutritional value of tomatoes by increasing total antioxidant activity. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, **50**, (pp. 3010-3014).

Espinosa V. (2012). Propiedad de digestión de almidones nativos y modificados de plátano y mango (pp. 75-77).

Espinoza, N. (2015). Efecto de un recubrimiento comestible funcional a base de goma guar sobre la calidad postcosecha de guayaba. Tesis profesional. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Coahuila, México (pp. 5-8).

Espinoza, R. (2012). Relación entre el contenido de fósforo y algunas propiedades térmicas y reológicas en almidón de papa nativa de Chiloé. Tesis Ing. en Alimentos. Valdivia. Universidad Austral de Chile, Facultad Ciencias Agrarias. (pp. 34).

FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations) (2012). <http://www.feedipedia.org/node/745>.

Fennema O. (1993). Química de los Alimentos. Editorial Acribia, S. A. Zaragoza, España.

Fennema, O. (2000). Química de los Alimentos. 2ª ed. Zaragoza. España. Acribia. (pp.1258).

Folquer, F. (1978). La batata (Camote). 1st ed. Buenos Aires: Editorial Hemisferio Sur, (pp.5-8).

Franco M., Wenzel de Menezes E. (2006). Carbohidratos en Alimentos Regionales en América. Editorial de la Universidad de Sao Paulo. (pp. 38-46).

French, D. (1972). Fine structure of starch and its relationship to the organization of starch granules. *Denpun Kagaku*, 19 (pp. 8-25).

Gacche. R., Zore G., Ghole V. (2003). Kinetics of inhibition of polyphenol oxidase mediated browning in Apple juice by β -Cyclodextrin and L-Ascorbate-2-triphosphate. *Journal Enzyme Inhibition and Medicinal Chemistry* (pp. 1-5).

Galliard, T. (1987). Starch: Properties and potential. ISBN 0-471-91326-X. John Wiley & Sons.

Galvez, R., Genovese, M. & Lajolo, F. (2009). Effect of different cooking conditions on phenolic compounds and antioxidant capacity of some selected Brazilian vean (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivars. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, **57**, (pp. 5734-5742).

García, M.; Quintero, R. & López, A. (2002). Biotecnología Alimentaria. Editorial Limusa. (pp. 636).

Garzón, G. (2008). Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos: revisión. *Acta Biológica Colombiana* (pp. 27-36).

Gasull, E. & Becerra, D. (2006). Caracterización de polifenoloxidasas extraídas de pera (cv. Packam's Triumph) y Manzana (cv. Red Delicious). *Información Tecnológica* (pp. 69-74).

Gil, M. & Wianowska, D. (2017). Chlorogenic acids- their properties occurrence and analysis. (pp. 11-44).

Grace, M. H., Yousef, G. G., Gustafson, S. J., Truong, V. D., Yencho, G. C., & Lila, M. A. (2014). Phytochemical changes in phenolics, anthocyanins, ascorbic acid, and carotenoids associated with sweet potato storage and impacts on bioactive properties. *Food Chemistry*, 145 (pp. 717–724).

Guerrero, C. (2009). Inhibición de la actividad enzimática de la polifenoloxidasasa extraída del banano (Cavendish valery) mediante sistemas bifásicos acuosos con isoespintanol y ácido ascórbico. Tesis de doctorado. Universidad Nacional de Colombia, Medellín, Colombia (pp. 13-24).

Guzmán, F., Ortega, R. & Anaya, B. (2010). Piranoantocianinas: modificaciones estructurales de antocianinas. México (pp. 88-90).

Halpin B.E y Lee, C.Y. 1987. Effect of blanching on enzyme activity and quality changes in greans peas. *J. Food Sc.* 52 (pp. 1002-1005).

Hemeda, H. & Klein, B. (1990). Inactivation and Regeneration of Peroxidase Activity in Vegetable Extracts Treaded with Antioxidants. *J. Food Sci.* 56(1) (pp. 68-71).

Hernández J., Medina O., Hernández A. & Cocha P. (2017). Oxidación y caracterización fisicoquímica de almidón de sagú “*Marantha arundinacea*” para la elaboración de bioplástico. El reventón energético (pp. 19-23).

Hernández, M., Torruco, U. J. G., Chel G. L., & Betancur A. D. (2008). Caracterización fisicoquímica de almidones de tubérculos cultivados en Yucatán, México. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*. 28: (pp.718-726).

Hicks, K., Sapers, G. & Seib, P. (1990). Process for Preserving Raw Fruit and Vegetables Juice Using ciclodextrins and Compositions thereof, U.S. Patent, 4: (pp. 293).

Holdsworth, S. (1993). Congelación y refrigeración. Manual de industrias de los alimentos. Raken, M.D. (ed). Editorial Acribia, S.A. Zaragoza, España. (pp. 475-498).

Hong, J., Rim, H., Mi, K., Jung, G., Bong, J., Kim, Y. & Wha, T. (2013). Slowly digestible sweet potato flour: preparation by heat-moisture treatment and characterization of physicochemical properties. *Food Science Biotechnology* 22 (383-391).

Hoover, R., & Ratnayake, W. (2002). Starch characteristics of black bean, chick pea, lentil, navy bean and pinto bean cultivars grown in Canada. *Food Chemistry*, 78 (pp. 489-498).

Hu, Y., Deng, L., Chen, J., Zhou, S., Liu, S., Fu, Y. & Chen, M. (2016). Analytical pipeline to compare and characterize the anthocyanin antioxidant activities of purple sweet potato cultivars. *Food Chemistry*, 194(pp. 46–54).

Huang, T., Zhou, D., Jin, Z., Xu, X., & Chen, H. (2016). Effect of repeated heat-moisture treatments on digestibility, physicochemical and structural properties of sweet potato starch. *Food Hydrocolloids*.54 (pp.202-210).

Huang, T., Zhou, D., Jin, Z., Xu, X., Chen, H. (2015). Effect of debraching and heat-moisture treatments on structural characteristics and digestibility of sweet potato starch. *Food Chemistry*. 187 (pp. 218-224).

Hutasoit, M., Julianti, E. & Lubis, Z. (2018). Effect of pretreatment on purple-flesh sweet potato flour for cake making. (pp. 2-4).

Jangchud, K., Phimolsiripol, Y. & Harutheithanasan, V. (2003). Physicochemical properties of sweet potato flour and starch as affected by blanching and processing. (pp. 262-263).

Jiménez, C., Cardador, A., Martínez, A., Muzquiz, M., Pedrosa, M., & Ortiz, G. (2012). Changes in protein, nonnutritional factors, and antioxidant capacity during germination of *L. campestris* seeds. *International Journal of Agronomy*, (pp. 1–7). doi:10.1155/2012/387407

Kähkönen, M. & Anu I. (2001). Berry phenolics and their Antioxidant activity. *J. Agric. Food Chem.* Vol. 49, (pp. 4076 – 4082).

Kan, L., Xie, S., Hu, J., Wu, Y. & Ouyang, J. (2016). Effect to thermal processing on the physicochemical properties of chestnut starch and textural profile of chestnut kernel. *Carbohydrate polymers*. (Pp.615-619).

Kemi, O., Mu, T., Che, J., Deng, F. (2013). Physicochemical characterization of sweet potato starches popularly used in Chinese starch industry. *Food Hydrocolloids*, 33, (pp. 169-177).

Kim, H., Kim, J., Cho, S., Chung, M., Lee, Y., Chu, S., Lee, D. (2012b). Anthocyanin changes in the Korean purple-fleshed sweet potato, Shinzami, as affected by steaming and baking. *Food Chemistry*, 130(pp. 966–972).

Kim, S., Ahn, Y., Ahn, M., Lee, H. & Kwak, S. (2012a). Down-regulation of β -carotenehydroxylase in creases β -carotene and total carotenoids enhancing salt stress tolerance in transgenic cultured cells of sweet potato. *Phytochemistry*, 74, (pp. 69–78).

Klabunde, T., Eicken, C., Sacchettini, J.C. & Krebs, B. (1998). Crystal structure of a plant catechol oxidase containing a dicopper center. *Nature Structural Biology*, 5(12) (pp.1084-1090).

Knutzon, C., & Grove, M. (1994). Rapid method for estimation of amylose in maize starches. *Cereal Chemistry* (pp. 469).

Konik-Rose, C., Moss, R., Rahman, S., Appels, R., Stoddard, F., & McMaster, G. (2001). Evaluation of the 40 mg Swelling Test for Measuring Starch Functionality. *Starch-Stärke*, 53(1), 14. [http://dx.doi.org/10.1002/1521-379x\(200101\)53:1<14::aid-star14>3.3.co;2-w](http://dx.doi.org/10.1002/1521-379x(200101)53:1<14::aid-star14>3.3.co;2-w)

Lamikanra, O. 2002. Fresh-cut fruit and vegetables: science, technology, and market USA. CRC Press. (pp. 467).

Lee, M. Park, J., Choi, D., & Jung, M. (2013). Characterization and quantitation of anthocyanins in purple-fleshed sweet potatoes cultivated in Korea by HPLCDAD and HPLC-ESI-QTOF-MS/MS. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 61(pp. 3148–3158).

Linares, E., Bye, R., Rosa, D. & Pereda, R. (2008). El camote. *CONABIO*, [online] 81, (pp.11-15).

Linares, L., Ureña M. & Ruales, J. (2015) Efecto del curado sobre las propiedades térmicas del almidón de camote (*Ipomoea batata L.*) *Agroindustrial Science*. 5(pp.27-35).

Linden, G. y Lorient, D. 1996. *Bioquímica Agroindustrial*. Acribia Zaragoza. España (pp. 428).

Liu Q. (2005). Understanding starches and their role in foods. In: *Food Carbohydrates: Chemistry, Physical Properties, and applications*, Cui S.W (Ed).CRC press, Chapter, 7, (pp.309-349).

Liu, Q. & Thomson B. (1998). Effects of moisture content and different gelatinization heating temperatures on retrogradation of waxy-type maize starches. *Carbohydrate Research*. ISSN 0008-6215, 314 (3-4), (pp. 221-235).

López, O., Zaritzky, N. & García, M. (2010). Physicochemical characterization of chemical modified corn starches related to rheological behavior, retrogradation and film forming capacity. *Journal of food engineering*. (pp. 160-168).

Luh, B. y Lorenzo, M. (1988). Freezing of vegetables. In: *Commercial vegetable processing*. Luh, B.S. and Woodroof, J.G. (Eds). Van Nostrand Reinhold, New York. (pp. 342-386).

Lund, D. (1977). Design of thermal process for maximizing nutrient retention. *Food Tech*. 31(2): (pp. 71-78).

MacAllister, R. (1979). Nutritive sweeteners made from starch (pp. 15-56).

Majzoobi, M., Beparva, P., Farahnaky, A. & Badii, F. (2013). Effects of malic acid and citric acid on the functional properties of native and cross-linked wheat starches. (pp. 491-495).

Marín, C. & Puerta, G. (2008). Contenido de ácidos clorogénicos en granos de *Coffea arabica* y *C. canephora*, según el desarrollo del fruto (pp. 8-9)

Mark, J., Ngai, K., Graessley, W., Manderlelkern, L., Samulski, E., Koenig, J. & Wignall, G. (2004). *Physical properties of polymers*, Cambridge University Press. 3 edition.

Marshall, M., Kim. J. & Eongmok, C. (2000). *Enzymatic Browning in Fruits, Vegetables and Sea foods*. FAO, Nueva York. Disponible en: <http://www.fao.org/ag/Ags/agssi/ENZYMFINAL/Enzymatic%20Browning.html>

Martí, H., Corbino, G. & Chludil, H. (2011). La batata el redescubrimiento de un cultivo (pp. 18-19).

Martos, A. (2013). Determinación de ácido clorogénico en distintas variedades de berenjena (*Solanum melongena* L.). Universidad de Almería (pp.15-19).

Matheis, G. (1990). La lipoxigenasa como enzima indicador en el blanqueado de verduras. *Dragoco Report. Información sobre sabores*. 2/1990 (pp. 52 – 59).

Mayer, A. (2006). Polyphenol oxidases in plants and fungi: going places a review. *Phytochemistry*. (pp. 2318-2331).

Meaño, N., Ciarfella, A. & Dorta, A. (2014). Evaluación de las propiedades químicas y funcionales del almidón nativo de ñame congo (*Dioscorea bulbifera* L.) para predecir sus posibles usos tecnológicos (pp.182-185).

Mendoza, R. & Herrera, A. (2012). Cinética de inactivación de la enzima peroxidasa, color y textura en papa criolla (*Solanum tuberosum* Grupo *phureja*) sometida a tres condiciones de escaldado. Colombia (pp. 74).

Millan E., Restrepo P. & Narváez E. (2007). Efecto del escaldado, de la velocidad de congelación y de descongelación sobre la calidad de la pulpa congelada de arazá (*Eugenia stipitata* Mc Vaught) (pp. 333-334).

Miyoshi, E. (2002). Effects of heat-moisture treatment and lipids on gelatinization and retrogradation of maize and potato starches. *Cereal Chemistry* (pp. 72-77).

Moldovan, B., David, L., Chisbora, C. & Cimpoiu, C. (2012). Degradation kinetics of anthocyanins from European cranberry crush (*Viburnum opulus L.*) fruit extracts. Effects of temperature, pH and storage solvent. *Molecules* (pp. 11655-11666).

Montilla, E., Hillebrand, S., Butschbach, D., Baldermann, S., Watanabe, N., & Winterhalter, P. (2010). Preparative isolation of anthocyanins from Japanese purple sweet potato (*Ipomoea batatas L.*) varieties by high-speed counter current chromatography. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 58, (pp. 9899–9904).

Moyano P., Troncoso E. y Pedreschi F. (2007). Modeling texture kinetics during thermal processing of potato products. *J. Food Sci* (pp. 7- 102).

Mua, J., Jackson, D. (1997). Relationship between functional attributes molecular structures of amylose amylopectin fractions of corn starch. *J. Agric. Food Chem.* (pp. 3848-3854).

Mundo alimentario (2009). Control del pardeamiento enzimático (pp. 24-27).

Muñoz, B., Torres, A., Núñez, G., De la Rosa, A., Rodrigo G., Ayala Z. & Álvarez, P. (2017). Nuevo acercamiento a la interacción del reactivo de Folin-Ciocalteu con azúcares durante la cuantificación de polifenoles totales. México (pp. 24).

Musilová, J., Bystrická, J., Árvay, J. & Harangózo, L. (2017). Polyphenols and phenolic acids in sweet potato (*Ipomoea Batatas L.*) roots. *Slovak Journal of food sciences.* (pp. 82-83).

Narváez, G. (2013). Estudio de la consistencia y la estabilidad en refrigeración del almidón gelatinizado de camote (*Ipomea batatas L.*), utilizado como espesante en mezcla con otros ingredientes (pp. 18-21).

Otwell, W., & Mcevely, A. (1992). Inhibition of shrimp melanosis by 4-hexylresorcinol. . *J. Aquat. Food Product Technol.*, 1: (pp. 53 – 65).

Ovando, M. (2012). Efecto del riego y temporal sobre las propiedades estructurales, fisicoquímicas y digestibilidad del almidón en dos variedades de frijol. Instituto Politécnico Nacional (pp. 95-98).

Paredes, O., Schevenin, L., Hernández, D. & Cárabez, A. (1989). Amaranth starch-isolation and partial characterization. (pp. 205-207).

Park, S., Lee, S., Yang, J., Lee, J., Oh, S., Oh, S. & Yeo, Y. (2016). Comparative analysis of phytochemicals and polar metabolites from colored sweet potato (*Ipomoea batatas* L.) tubers. *Food Science and Biotechnology*, 25, (pp. 283–291).

Parker R. & Ring S.(2001). Aspects of the physical chemistry of Stach. *Journal of Cereal Science*. ISSN 0733-5210, 34 (1) (pp. 1-17).

Peñaranda, C., Perilla, P. & Algecira, E. (2008). Revisión de la modificación química del almidón con ácidos orgánicos. *Revista Ingeniería e investigación*. (pp. 47-50).

Pourcel, L., Routaboul, J., Cheynier, V., Lepiniec, L. & Debeaujon, I. (2006). Flavonoid oxidation in plants: from biochemical properties to physiological functions. *Trends in Plant Science* (pp. 29-36).

Queiroz, C., López, M., Fialho, E. & Valente, V. (2008). Polyphenol oxidase: characteristics and mechanisms of browning control. *Food reviews international* (pp. 361-375).

Rein, M. (2005). Copigmentation reactions and color stability of berry anthocyanins. Helsinki (pp. 28-35).

Reinhold, C. & Ralf, M. (2016). Handbook on natural pigments in food and beverages. En *ELSERVIER* (pp. 65-75).

Robbins, R. (2003). Phenolic acids in foods: an overview of analytical methodology. *J. Agric. Food Chem.* Vol. 51, (pp. 2866-2887).

Rodríguez, C., Celeste, M., Salazar, G. & García, C. (2017). Efecto del tratamiento térmico en compuestos bioactivos y propiedades fisicoquímicas en brócoli (pp. 96).

Roos, Y. & Karely, M. (1991). Applying state diagrams to food processing and development. *Food technology*, ISSN 0015-6639, 45(12), (pp. 68-71).

Rosa J. (2014). Efecto de tratamientos hidrotérmicos sobre las propiedades fisicoquímicas, estructurales y de digestibilidad en harina y almidón de plátano (*Musa paradisiaca* L). Instituto Politécnico Nacional (pp. 20-300).

Ruiz G. (2006). Obtención y caracterización de un polímero biodegradable a partir del almidón de yuca (pp. 23-25).

Sandoval, A. Farha, I. & Fernández, A. (2007). Comportamiento reológico de harinas y almidones de yuca (*Manihot Esculenta* Crantz) durante un proceso de extrusión. *Rev. Fac. Quím. Farmc.* 14 (pp. 6-15).

Sharma, S., Mulvaney, S. & Rizvi, S. (2003). Operaciones unitaria y práctica de laboratorio. Editorial Limusa S.A. Mexico, D.F. (pp. 348).

Silva, E. (1984). *Estudo da Actividade da Polifenol oxidase e da Preoxidase em algumas frutas e hortaliças*. Piracicaba, 76 (1) (pp. 43-51).

Singht, S. and Singh, N. (2007). Some Properties of Corn Starches II: physiochemical, gelatinization, retrogradation, pasting and gel textural properties. *Food Chemistry*, (pp.1499-1507).

Singleton, V., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin-Ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*, 299, (pp.152-178). doi: 10.1016/S0076-687, 99.

Soison, B., Jangchud, K., Harnsilawat, T. & Piyachomkwan, K. (2015). Characterization of starch in relation to flesh colors of sweet potato varieties. *International Food Research Journal* (pp. 2304-2305).

Solís, L. & Herrera, C. (2005). Desarrollo de un método de análisis para la cuantificación de ácidos clorogénicos en café (pp.99-105).

Spence, K. & Jane, J. (1999). Chemical and physical properties of ginkgo (*Ginkgo biloba*) starch (*Carbohydrate polymers*) (pp. 261-264).

Suda, I., Ishikawa, F., & Hatakeyama, M. (2008). Intake of purple sweet potato beverage effects on serum hepatic biomarker levels or healthy adult men with borderline hepatitis. *Eur. J. Clin. Nutr.* (pp. 60-67).

Sun, Q., Wang, T., Xing, L. & Zhao, Y. (2013). The effect of heat moisture treatment on physiochemical properties of early indica rice. *Food chemistry.* (pp. 854-856).

Surendra B., Parimalavalli K., Jagannadham & Sudhakara R. (2014). Chemical and structural properties of sweet potato starch treated with organic and inorganic acid. *Journal Food Science Technology* (pp. 6).

Surendra, B., Rmanathan, P. & Gaur, Rudra (2015). Effect of citric acid concentration and hydrolysis time on physiochemical properties of sweet potato starches (pp. 560).

Taihua, M., Hongnan, S., Miao, Z. & Cheng, W. (2017). Sweet potato processing technology (pp. 3-345).

Tang, Y., Cai, W., & Xu, B. (2015). Profiles of phenolics, carotenoids and anti oxidative capacities of thermal processed white, yellow, orange and purple sweet potatoes grown in Guilin, China. In *Elsevier* (pp. 127-128).

Techeira, N., Sívoli, L., Perdomo, B., Ramírez, A. & Sosa, F. (2014). Caracterización fisicoquímica, funcional y nutricional de harinas crudas obtenidas a partir de diferentes variedades de yucca (*Manihot Esculenta Crantz*), Batata

(Ipomoea batatas Lam) y ñame (Dioscorea alata), cultivadas en Venezuela. *Interciencia*, 39, (pp. 191-197).

Tester R., Karkalas J. & Qi X. (2004). Starch composition, fine structure and architecture. *Journal Cereal Science* (pp. 151-165).

Thomas, D. & Atwell, W. (1999). *Starches: Practical Guides for the Food Industry* (pp.19-22).

Tian, J., Chen, J., Ye, X. & Chen, S. (2016). Health benefits of the potato affected by domestic cooking: A review. *Food Chemistry* (pp. 165-173).

Varatharajan, V., Hoover, R., Li J., Vasanthan, K. (2011). Impact of structural changes due to heat-moisture treatment at different temperatures on the susceptibility of normal and waxy potato starches towards hydrolysis by porcine pancreatic alpha amylase. *Food Res.* (pp. 606).

Wang, S. J., Yeh, K. W., & Tsai, C. Y. (2004). Circadian control of sweet potato granule- bound starch synthase I gene in Arabidopsis plants. *Plant Growth Regulation*, 42 (pp. 161–168).

Wang, S., Nie, S., & Zhu, F. (2016). Chemical constituents and health effects of sweet potato. *Food Research International*, 89, 90-116. <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2016.08.032>

Wang, W. & Xu, X. (2007). Degradation kinetics of anthocyanins in blackberry juive and concéntrate. *Journal of Food Engineering.* (pp. 271-275).

Whistler, J. (1972). *Principles of enzymology for the Food Sciences*. Editorial Marcel Dekker In. New York.

Whitaker, J. (1972). *Principles of enzymology for the Food Sciences*. Editorial Marcel Dekker In. New York. Vol 2 (pp. 592-615).

Woodroof, J. (1988). Preparing vegetables for processing. In: *Commercial vegetables processing*. AVI Book, Van Nostrand Reinhold. New York (pp: 175-192).

Xu, J., Su, X., Lim, S., Griffin, J., Carey, E., Katz, B. & Wang, W. (2015). Characterization and stability of anthocyanins in purple-fleshed sweet potato P40. *Food Chemistry*, 186, (pp. 90–96).

Xu, X., Chen, Y., Luo, Z & Lu, X. (2018). Different variations in structures of A- and B-type starches subjected to microwave treatment and their relationships with digestibility (pp. 181).

Yasaku, N. & Kuniyo, I. (2013). Degradation kinetics of chlorogenic acid at various pH values and effects of ascorbic acid and epigallocatechin gallate on its stability under alkaline conditions. *Journal of Agricultural and food chemistry*. (pp. 966-967).

Zamudio B., Vargas A., Gutiérrez F. & Bello L. (2010). Caracterización fisicoquímica de almidones doblemente modificados de plátano. *Agrociencia* (pp. 290-292).

Zapata, M. (2014). Obtención de extracto de antocianinas a partir de arándanos para ser utilizado como antioxidante y colorante en la industria alimentaria. Universidad Politécnica de Valencia. (pp. 12-29).

Zeng, F., Ma, F., Kong, F., Gao, Q. & Yu, S. (2014). Physicochemical properties and digestibility of hydrothermally treated waxy rice starch. *Food Chemistry* (pp. 94).

Zhou, F., & Wang, S. (2014). Physicochemical properties, molecular structure, and uses of sweet potato starch. *Trends in Food Science & Technology*, 36, (pp. 68–78).

Zhou, L., Xiong, Z., Zou, L., Chen, J., Liu, J. & Zhong, J. (2015a). Different modes of inhibition for organic acids on polyphenoloxidase (pp. 439).

Zhou, Y. & Zhao, D., Winkworth-Smith, C.G., Foster, T.J., Nirasawa, S., Tatsumi, E., et al. (2015b). Effect of a small amount of sodium carbonate on konjac glucomannan-induced changes in wheat starch gel. *Carbohydrate polymers*, 116, (pp. 182-188).