



S.E.P. TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO

INSTITUTO TECNOLÓGICO de Tuxtepec

**"CARACTERIZACIÓN PARCIAL DE ALMIDÓN RESISTENTE
OBTENIDO MEDIANTE LA FORMACIÓN DE COMPLEJOS
DE ALMIDÓN DE MALANGA CON ÁCIDOS GRASOS
SATURADOS (AR5)"**

TESIS

Para Obtener el título de:
MAESTRA EN CIENCIAS EN ALIMENTOS

PRESENTA

I.A. MADELEINE PERUCINI AVENDAÑO

DIRECTORA:

DRA. ROSELIS CARMONA GARCÍA

CO-DIRECTOR:

DR. JUAN GABRIEL TORRUCO UCO



MCA-2016/06

TUXTEPEC, OAXACA, JUNIO 2016

COMITE TUTORIAL

DRA. ROSELIS CARMONA GARCÍA

DR. JUAN GABRIEL TORRUCO UCO

DR. ERASMO HERMAN Y LARA

M.C. ERNESTINA PAZ GAMBOA

SEP

TECNM

SNEST



INSTITUTO TECNOLÓGICO de Tuxtepec

**“CARACTERIZACIÓN PARCIAL DE ALMIDÓN
RESISTENTE OBTENIDO MEDIANTE LA FORMACIÓN DE
COMPLEJOS DE ALMIDÓN DE MALANGA CON ÁCIDOS
GRASOS SATURADOS (AR5)”**

TESIS

**Para Obtener el Grado de
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN ALIMENTOS**

PRESENTA:

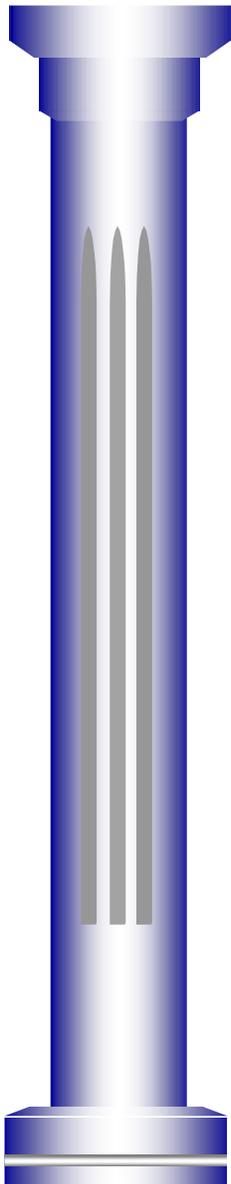
I.A. MADELEINE PERUCINI AVENDAÑO

DIRECTOR:

DRA. ROSELIS CARMONA GARCÍA

CO-DIRECTOR:

DR. JUAN GABRIEL TORRUCO UCO



TUXTEPEC, OAXACA

JUNIO, 2016.



TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO
Instituto Tecnológico de Tuxtepec

SUBDIRECCIÓN ACADÉMICA
División de Estudios Profesionales

Procedimiento para la Titulación
Autorización de Presentación del Trabajo Profesional
Referencia a la Norma ISO 9001:2008 7.5.1

SUBDIRECCION ACADÉMICA
DIVISIÓN DE ESTUDIOS PROFESIONALES
EXPEDIENTE: DEP-ñ/16

Tuxtepec, Oaxaca. **21/JUNIO/2016**
OFICIO: No. 2403

C. MADELEINE PERUCINI AVENDAÑO
EGRESADA DE LA MAestría EN CIENCIAS EN ALIMENTOS
CON NÚMERO DE CONTROL M14350002
PRESENTE.

POR MEDIO DE LA PRESENTE ME PERMITO COMUNICARLE QUE LA COMISIÓN REVISORA INTEGRADA POR LOS C.C. **DRA. ROSELIS CARMONA GARCÍA, DR. JUAN GABRIEL TORRUCO UCO, DR. ERASMO HERMAN Y LARA Y M.C. ERNESTINA PAZ GAMBOA** REVISÓ Y APROBÓ EN SU TOTALIDAD EL TRABAJO PROFESIONAL DENOMINADO **"CARACTERIZACIÓN PARCIAL DE ALMIDÓN RESISTENTE OBTENIDO MEDIANTE LA FORMACIÓN DE COMPLEJOS DE ALMIDÓN DE MALANGA CON ÁCIDOS GRASOS SATURADOS (ARS)"** PRESENTADO POR USTED COMO PRODUCTO DE TESIS DEL LINEAMIENTO DE TITULACIÓN CORRESPONDIENTE, PARA OBTENER EL TÍTULO DE **MAESTRA EN CIENCIAS EN ALIMENTOS**.

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

ATENTAMENTE
"CIENCIA Y TÉCNICA PRESENTES AL FUTURO"

M.E. JULIAN KURI MAR
JEFE DE LA DIVISIÓN DE ESTUDIOS PROFESIONALES.

C.c.p.-Coord. de titulación
JKM/has



Av. Dr. Victor Bra C.P. 68350 Col. 5 de Mayo, Tuxtepec, Oaxaca
Teléfono: (287) 87 5 10 44 Ext. 103, Fax: (287) 87 5 19 80
e-mail: info@ittux.edu.mx



REGISTRO SGC
Código: ITTUX-AC-PO-008-09
Revisión: 1
Fecha de Autorización: 19/Junio/2014

Proceso Educativo que comprende desde la inscripción hasta la entrega del título y otros procesos de Vinculación

**“CARACTERIZACIÓN PARCIAL DE ALMIDÓN RESISTENTE
OBTENIDO MEDIANTE LA FORMACIÓN DE COMPLEJOS DE
ALMIDÓN DE MALANGA CON ÁCIDOS GRASOS SATURADOS
(AR5)”**

Por:

I. A. MADELEINE PERUCINI AVENDAÑO

Tesis Propuesta al

Instituto Tecnológico de Tuxtepec

Como requisito parcial para obtener el grado de

Maestra en Ciencias en Alimentos

Junio del 2016

DEDICATORIA

A **DIOS**, que por su infinita misericordia y bondad me dio el privilegio de contar con una familia que me quiere y me apoya, y por permitirme seguir viviendo para cumplir mis sueños.

A mi madre **MARÍA MAGDALENA AVENDAÑO BAUTISTA**, por darme la vida, por ser mi fuerza en este mundo para continuar, por ser la ternura infinita, por enseñarme que siempre hay un mañana, y porque me has brindado el mayor orgullo...ser mi madre. Gracias por ser la mejor mamá del mundo.

A mis hermanas **KIMBERLY, MARIJOSE Y JHENIFER** por su apoyo, por sus maravillosos consejos, porque siempre me han ayudado a levantarme con su amor y cariño.

A toda mi gran **FAMILIA** por su amor y cariño que me ha ayudado a salir adelante.

A mis amigos, **ADRIANA, MIGUEL, NABILA, NANCY, JORGE, CAROLINA, KAREN, ENRIQUE, SAYRA Y SURY**, por darme ese maravilloso regalo llamado amistad, por escucharme y ayudarme, por estar junto a mí, y por brindarme su apoyo aún sin que yo se los pida. Gracias por todo este tiempo compartido.

AGRADECIMIENTOS

A la **DRA. ROSELIS CARMONA GARCÍA**, por formarme académicamente en el área de investigación y haber asesorado y dirigido este trabajo de tesis.

A los miembros del comité tutorial **DR. JUAN GABRIEL TORRUCO UCO, DR. ERASMO HERMAN Y LARA Y M. en C. ERNESTINA PAZ GAMBOA** por brindarme sus conocimientos, sus apreciables comentarios y correcciones en la redacción final del presente escrito.

A los profesores que de forma importante contribuyeron a mi formación académica durante mi estancia en el Instituto Tecnológico de Tuxtepec.

A mis compañeros de generación: **MIGUEL, CAROLINA Y GABRIELA** por el compañerismo, la amistad y los conocimientos compartidos durante todo este tiempo. A mis compañeros de la maestría: **KAREN, ENRIQUE, MARCO, SAYRA Y OFELIA** por brindarme su apoyo y amistad.

Al cuerpo académico de la maestría y a los compañeros que de alguna manera formaron parte de este viaje.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología **CONACYT** por la beca otorgada durante mis estudios de maestría en Ciencias en Alimentos en esta Institución.

RESUMEN

Madeleine Perucini Avendaño. M. en C. Instituto Tecnológico de Tuxtepec, Junio de 2016. “Caracterización parcial de almidón resistente obtenido mediante la formación de complejos de almidón de malanga con ácidos grasos saturados (AR5)”. Director: Dra. Roselis Carmona García, Co-director: Dr. Juan Gabriel Torruco Uco.

El almidón resistente (AR) es de interés particular debido a sus beneficios potenciales en la salud para los humanos. Es por ello que las investigaciones han sido dirigidas a incrementar el contenido de AR de los almidones. Existen 5 tipos de AR, dentro de los cuales podemos encontrar al AR5 el cual se puede obtener por métodos químicos, mediante la formación de complejos del almidón con ácidos grasos. Los estudios que se han realizado en este sentido ha sido utilizando almidones convencionales comerciales por lo que el objetivo de este trabajo fue obtener y caracterizar las propiedades estructurales, térmicas y funcionales del AR5 a partir de la formación del complejo entre el almidón de malanga (*Colocasia esculenta* Schott) y ácidos grasos saturados (ácido palmítico y ácido esteárico). Para ello se aisló el almidón, se formó el AR5 por un método químico utilizando ácidos grasos saturados (ácido palmítico y esteárico) y dimetil sulfóxido (DMSO), los almidones AR5 fueron caracterizados parcialmente mediante análisis químico proximal, fibra dietética total (FDT), microscopía óptica, espectroscopía de infrarrojo por transformada de Fourier (FTIR), difracción de rayos X, calorimetría de barrido diferencial (CBD), poder de hinchamiento (PH), porcentaje de solubilidad (%S), capacidad de retención de agua (CRA) y de aceite (CRAc) y las propiedades de formación de pasta. Los resultados mostraron un menor contenido de proteínas y cenizas, debido posiblemente a la solubilización de estos componentes al medio de reacción, mientras que el contenido de lípidos aumentó significativamente como resultado del complejo de inclusión formado, así como un aumento en el contenido de fibra dietética total de 2.32% del almidón nativo (AN) a 10.74% para el AR5 formado con amilosa-ácido palmítico (CAAP) y de 17.31% para el complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE). Los gránulos de AN mostraron forma redonda e irregular, la cual cambia después de la modificación, observándose gránulos gelatinizados y una destrucción de su estructura nativa. El análisis de espectroscopía de infrarrojo

realizado al AR5 reveló la aparición de una banda característica que se ha reportado como la formación de complejos de inclusión entre el almidón y ácidos grasos (1760 a 1690cm^{-1}) confirmando con ello la modificación realizada. El AN presentó un patrón de difracción de rayos X tipo "A" con un porcentaje de cristalinidad de 39.38%, la formación de complejos de inclusión entre la amilosa y los ácidos grasos saturados dieron como resultado la pérdida del patrón de difracción que presentó el AN mostrando una disminución de los valores de cristalinidad de CAAP y CAAE presentando valores de 15.03% y 19.15%, respectivamente. Por calorimetría diferencial de barrido presentaron mayores temperaturas ($T_p= 135.29$ y 133.83 °C) y entalpías de gelatinización ($\Delta H= 18.11$ y 19.17 J/g) que el AN ($T_p=80.08$ °C y $\Delta H = 9.58$ J/g). El almidón CAAP y CAAE mostraron una mayor PH que el almidón nativo a 60 y 70 °C, sin embargo a temperaturas mayores (90 °C) presentó un menor PH, con respecto al porcentaje de solubilidad CAAP y CAAE presentaron valores menores de solubilidad que su contraparte nativa a cualquiera de las temperaturas evaluadas (60, 70, 80 y 90 °C). El AN presentó un aumento considerable en la CRA conforme se elevó la temperatura, por otro lado el CAAP y CAAE mostraron una CRA mayor a 50 °C que su contra parte nativa, sin embargo no mostró un aumento significativo a 70 y 90°C. El AN presentó una mayor CRAc que los almidones CAAP y CAAE a cualquiera de las temperaturas evaluadas. El AN presentó un perfil de empastado con dos picos de viscosidad máxima (564.39 y 605 mPa*s, respectivamente), los almidones CAAP y CAAE presentaron cambios en su perfil de empastado, mostraron aumento progresivo de la viscosidad con respecto al tiempo de empastado por lo que se podrían utilizar bajas concentraciones de los almidones CAAP y CAAE para mejorar la consistencia y viscosidad de los alimentos en los que se adicionen.

ABSTRACT

Perucini Avendaño, Madeleine. Master in Food Science. Instituto Tecnológico de Tuxtepec, June 2016. "Partial characterization of resistant starch obtained by complex formation of starch from taro with saturated fatty acids (RS5)". Advisor: Dra. Roselis Carmona García, Co-Advisor: Dr. Juan Gabriel Torruco Uco.

The resistant starch (RS) is of particular interest due to their potential benefits in health for the human. It is for this reason that the researches have been aimed at increasing the content of RS of the starches. There are 5 types of RS, within we can find the RS5 which can be obtained by chemical methods, through the formation of complexes of starch with fatty acids. The studies that have been conducted in this regard has been using conventional commercial starches so the aim of this work was to obtain and characterize the structural, thermal and functional properties of RS5 from the formation of the complex between the taro starch (*Colocasia esculenta* Schott) and saturated fatty acids (palmitic acid and stearic acid). To do this, we isolated the starch, formed the RS5 by a chemical method using saturated fatty acids (palmitic and stearic) and dimethyl sulfoxide (DMSO). RS5 starches were partially characterized through proximate chemical analysis, total dietary fiber (FDT), optical microscopy, spectroscopy analysis by Fourier transform infrared (FTIR), X-ray diffraction, differential scanning calorimetry (DSC), swelling power (SP), percentage of solubility, water and oil retention capacity (WRC and ORC, respectively) and pasting properties. The results showed a lower content of protein and ash, possibly due to the solubilization of these components to the reaction medium, whereas the lipid content significantly increased as a result of the inclusion complex formed, as well as an increase in total dietary fiber content of 2.32% of the native starch (NS) to 10.74% for the RS5 formed with amylose-palmitic acid (APA) and 17.31% for the amylose-stearic acid complex (ASAC), The granules of NS showed round and irregular shape, which changes after the modification, with granules gelatinizes and a destruction of their native structure. Spectroscopy analysis performed at the RS5 revealed the appearance of a band characteristic that has been reported as the formation of inclusion complexes between the starch and fatty acids (1760 to 1690 cm^{-1}), corroborating the modification made. The NS presented a type A diffraction pattern with a percent crystallinity of 39.38%, the formation of inclusion complexes

between amylose and saturated fatty acids resulted in the loss of the diffraction pattern presented by the NS showing a decrease of the values of crystallinity of the APA and ASAC with values of 15.03% and 19.15%, respectively. By differential scanning calorimetry APA and ASAC had higher temperatures ($T_p = 135.29$ and 133.83 °C) and enthalpies of gelatinization ($\Delta H = 18.11$ and 19.17 J/g) than the NS ($T_p = 80.08$ °C and $\Delta H = 9.58$ J/g). The starch APA and ASAC showed a higher SP than the native starch at 60 and 70 °C, however at higher temperatures (90 °C) presented a lower SP, with respect to the solubility values of APA and ASAC presented lower solubility values than their native counterpart to any of the temperatures evaluated (60, 70, 80 and 90 °C). The NS presented a significant increase in the WRC as the temperature was raised, on the other hand, the APA, and ASAC showed a WRC greater than 50 °C than its counterpart native, however, did not show a significant increase at 70 and 90 °C. The NS had a higher ORC than starches APA and ASAC to any of the temperatures that was measured. The NS presented a pasting profile with two peaks of maximum viscosity (564.39 and 605 mPa*s, respectively), starches, APA and ASAC presented changes in their profile of pasting showed a progressive increasing of the viscosity with respect to the time, so they can be used in low concentrations to improve the consistency and viscosity of foods where it could be added.

CONTENIDO

	Pág.
RESUMEN	vi
ABSTRACT	viii
CONTENIDO	x
LISTA DE TABLAS.....	xiii
LISTA DE FIGURAS.....	xiv
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. MARCO TEÓRICO.....	4
2.1. ALMIDÓN.	4
2.1.1. GENERALIDADES.....	4
2.1.1.2. Amilosa.....	4
2.1.1.2. Amilopectina.....	5
2.1.2. CRISTALINIDAD DEL ALMIDÓN.	5
2.2. MALANGA (<i>Colocasia esculenta</i>).....	8
2.2.1. ESTADÍSTICA MUNDIAL, NACIONAL Y ESTATAL DE PRODUCCIÓN DE MALANGA.....	9
2.2.2. COMPOSICIÓN QUÍMICA DE LA MALANGA.....	11
2.2.3. CARACTERÍSTICAS DEL ALMIDÓN DE MALANGA.....	12
2.2. DIGESTIÓN DEL ALMIDÓN.	13
2.3. ALMIDÓN RESISTENTE.	15
2.3.1. EFECTOS FISIOLÓGICOS DEL AR.....	16
2.3.2. CARACTERÍSTICAS ESTRUCTURALES DEL AR.....	18
2.4. COMPLEJO AMILOSA-LÍPIDO.	20
2.5. INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS COMO ANTECEDENTES DEL PRESENTE TRABAJO.	23
2.6. JUSTIFICACIÓN.....	26
2.7. OBJETIVOS.....	27
2.7.1. OBJETIVO GENERAL.....	27

2.7.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	27
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	29
3.1 OBTENCIÓN DE LA MATERIA PRIMA.....	29
3.2 OBTENCIÓN DE ALMIDÓN.....	29
3.3 PREPARACIÓN DE AR5 UTILIZANDO DIMETILSULFÓXIDO.....	30
3.4 COMPOSICIÓN QUÍMICA PROXIMAL DEL ALMIDÓN NATIVO Y COMPLEJOS DE INCLUSIÓN DE <i>Colocasia esculenta</i>	30
3.5 FIBRA DIETÉTICA TOTAL.....	31
3.6 CARACTERIZACIÓN ESTRUCTURAL DEL ALMIDÓN.....	32
3.6.1 ESPECTROSCOPIA INFRARROJA POR TRANSFORMADA DE FOURIER (FT-IR).....	32
3.6.2 DIFRACCIÓN DE RAYOS X (DRX).....	32
3.7 PROPIEDADES TÉRMICAS MEDIANTE CALORIMETRÍA DE BARRIDO DIFERENCIAL (CBD).....	33
3.8. MICROSCOPIA ÓPTICA.....	34
3.9. PROPIEDADES FUNCIONALES.....	34
3.9.1 PERFIL DE HINCHAMIENTO Y SOLUBILIDAD DEL AR.....	34
3.9.2 CAPACIDAD DE RETENCIÓN DE AGUA (CRA) y CAPACIDAD DE RETENCIÓN DE ACEITE (CRAc).....	35
3.10. PERFIL DE VISCOSIDAD (<i>PASTING</i>).....	35
3.11. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	35
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	38
4.1. COMPOSICIÓN QUÍMICA PROXIMAL DEL ALMIDÓN NATIVO Y ALMIDÓN RESISTENTE (AR5) OBTENIDO MEDIANTE LA FORMACIÓN DE COMPLEJOS DE AMILOSA-ÁCIDOS GRASOS SATURADOS.....	38
4.2. CONTENIDO DE ALMIDÓN RESISTENTE TIPO 5 (AR5) (POR EL MÉTODO DE FIBRA DIETARIA TOTAL: FDT).....	40
4.3. APARIENCIA MICROSCÓPICA.....	41

4.4. CARACTERÍSTICAS ESTRUCTURALES DE ALMIDÓN NATIVO Y ALMIDÓN RESISTENTE TIPO 5 OBTENIDO MEDIANTE LA FORMACIÓN DE COMPLEJOS DE AMILOSA-ÁCIDOS GRASOS SATURADOS.....	43
4.4.1. ESPECTROSCOPIA DE INFRARROJO POR TRANSFORMADA DE FOURIER (FTIR).....	43
4.4.2. PATRÓN DE DIFRACCIÓN CON RAYOS X.....	45
4.5. PROPIEDADES TÉRMICAS MEDIANTE CALORIMETRÍA DE BARRIDO DIFERENCIAL (CBD).....	48
4.6. PROPIEDADES FUNCIONALES DEL ALMIDÓN NATIVO Y DE LOS ALMIDONES CON COMPLEJOS DE INCLUSIÓN AMILOSA-ACIDOS GRASOS SATURADOS (AR5).....	50
4.6.1. PODER DE HINCHAMIENTO.....	50
4.6.2. CAPACIDAD DE RETENCIÓN DE AGUA (CRA) Y ACEITE (CRAc) DE ALMIDÓN NATIVO Y MODIFICADOS CON DMSO.....	53
4.6.2.1. Capacidad de Retención de Agua (CRA).....	53
4.6.2.2. Capacidad de Retención de Aceite (CRAC).....	54
4.7. PERFIL DE VISCOSIDAD DE LAS PASTAS.....	56
V. CONCLUSIONES.....	60
VI. REFERENCIAS.....	62

LISTA DE TABLAS.

Tabla No.	Descripción	Pág.
1	Composición química de malanga (<i>Colocasia esculenta</i> (L.) Schott)	11
2.	Composición química proximal de almidón nativo (AN), complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE)	39
3	Fibra dietaría del almidón nativo (AN), complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE)	41

LISTA DE FIGURAS.

Figura No.	Descripción	Pág.
1	Estructura química de la molécula de amilosa.	5
2	Modelo de grupos para la estructura de la amilopectina.	6
3	Representación de la estructura granular del almidón: a) capas amorfas y semicristalinas, b) vista expandida de la capa semicristalina y c) estructura de la amilopectina dentro de la capa semicristalina.	6
4	Patrones de difracción de rayos X para diferentes almidones.	7
5	Micrografía electrónica de barrido del almidón de malanga: a) forma poliédrica; b) forma esférica.	13
6	Complejo de inclusión almidón-lípido. Una hélice de amilosa forma complejo con la cadena de un ácido graso.	21
7	Imágenes observadas en el microscopio óptico: a) almidón nativo; b) complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y c) complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE)	42
8	Espectros obtenidos por espectroscopia de infrarrojo del almidón nativo (AN), complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).	44
9	Patrones de difracción: a) almidón nativo; b) almidón con complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y c) almidón con complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).	46
10	Termogramas del almidón nativo (AN), almidón con complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y almidón con complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).	48

11	Poder de hinchamiento del almidón nativo (AN), almidón con complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).	51
12	Perfil de Solubilidad del almidón nativo (AN), complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).	52
13	Capacidad de retención de agua (g agua/g de almidón) del almidón nativo (AN), complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).	53
14	Capacidad de retención de aceite (g aceite/g de almidón) del almidón nativo (AN), complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).	55
15	Comparación de los perfiles de viscosidad de los almidones modificados y el almidón nativo de malanga	57

I. INTRODUCCIÓN.

El almidón es un carbohidrato que forma parte de los componentes principales de la dieta humana. Está organizado en partículas discretas conocidas como gránulos, cuya forma y tamaño son característicos o propios de la fuente donde se obtiene. El gránulo de almidón se forma por el arreglo de sus dos componentes principales: la amilosa (que es una molécula esencialmente lineal) y la amilopectina (que es la molécula ramificada), cuya organización le confiere, las propiedades fisicoquímicas, funcionales y de digestibilidad a este polisacárido (Sajilata, 2006). Hasta hace algunos años se consideraba como un carbohidrato disponible que se digería completamente y absorbía en el intestino delgado de los humanos. Sin embargo, ahora se sabe que una fracción de almidón es resistente a la hidrólisis de las enzimas digestivas. Esta fracción se denomina almidón resistente (AR) y fue definida por la EURESTA (por su siglas en inglés European Research Project on Resistant Starch) como la suma del almidón y productos de su degradación que no pueden ser absorbidos en el intestino delgado de individuos sanos (Perera et al., 2010). El almidón resistente sigue su tránsito por el intestino delgado y llega al intestino grueso, donde es fermentado por las bacterias de la flora normal del colon. Como producto de la fermentación se generan ácidos grasos de cadena corta (ácido acético, propiónico y butírico) los cuales generan efectos fisiológicos benéficos a la salud en humanos tales como la reducción de la glucosa en la sangre, un efecto hipocolesterolémico y un efecto protector contra el cáncer colon (Birt et al., 2013).

En 1986 Englyst y Cummings clasificaron originalmente tres tipos de AR en los alimentos, el AR1 el cual está físicamente protegido de la digestión. El AR2 que se refiere al almidón nativo que es resistente debido a su arreglo estructural (Cristales tipo B) y el AR3 (Almidón retrogradado) que es el almidón que fue sometido a un tratamiento hidrotérmico y como resultado se presenta el fenómeno de retrogradación de ahí su nombre. Sin embargo debido a los efectos benéficos potenciales que tiene el AR a la salud humana, las investigaciones han sido dirigidas al aumento de esta fracción de almidón, por lo que surgieron el AR4 (almidón

modificado químicamente) (Asp y Björck, 1992) y AR5 (complejo amilosa-ácidos grasos) (Brown, 2006).

Muchas tecnologías han sido desarrolladas para la producción de AR, sin embargo estas técnicas de AR, envuelven largos procesos y altos consumos de energía los cuales son muy costosos, por lo que ocasiona que el AR sea poco accesible para los consumidores restringiendo su uso como ingrediente en productos alimenticios. Además que algunos AR no son estables térmicamente y pierden su resistencia enzimática durante la cocción. Tomando en cuenta estos problemas es importante desarrollar tecnologías más simples y económicas para producir AR, debido a sus diferentes efectos benéficos a la salud y que sean más accesibles para los consumidores (Fuentes-Zaragoza et al., 2010).

Una de las metodologías propuestas para incrementar el contenido de AR es la formación de complejos amilosa-lípidos (AR5), la cual ha demostrado el incremento significativo de la concentración de AR (Jane y Hasjim 2009).

Por lo anterior se buscan nuevas fuentes para la obtención de almidón, que presenten nuevas o mejores características funcionales y de digestibilidad (Millan-Testa et al., 2005) las cuales pueden ser afectadas por el procesamiento, la composición química y la fuente botánica (Osorio-Méndez et al., 2003). Una de estas fuentes alternativas ha sido el almidón de malanga, ya que las características estructurales de estos tipos de almidón son diferentes y esto puede influir en los procesos de modificación para generar AR5, y de esta forma mejorar su respuesta fisiológica.

Es por esto que en este trabajo de investigación se evaluó el almidón resistente obtenido mediante la formación de complejos de almidón de malanga con ácidos grasos saturados por un método químico, así como la caracterización de sus propiedades estructurales, térmicas y funcionales.

MARCO TEÓRICO

II. MARCO TEÓRICO.

2.1. ALMIDÓN.

2.1.1. GENERALIDADES.

El almidón es el polisacárido más abundante en la naturaleza después de la celulosa y es un material de reserva en las plantas. Desde el punto de vista nutricional, el almidón es el componente mayoritario en la dieta de las personas a nivel mundial. El almidón está compuesto principalmente de dos homopolisacáridos de diferente estructura, amilosa y amilopectina.

2.1.1.2. Amilosa.

La amilosa es un polímero lineal producto de la condensación de unidades D-glucosa unidas por enlaces α -(1-4) como se muestra en la figura 1. La amilosa tiene una masa molar aproximadamente de 1×10^5 Da dependiendo del origen biológico y grado de polimerización (GP). Este último puede presentar un promedio de 500 a 6000 unidades de D-glucosa, repartidas en un número de cadenas que van de 1 a 20 unidades de glucosa (Bertof, 2004). Muchas de las propiedades del almidón pueden explicarse por la habilidad de la amilosa de adoptar diferentes estructuras moleculares. En soluciones acuosas neutras, la estructura normal es la de una espiral.

Por su contenido de amilosa, los almidones se pueden clasificar en diferentes grupos como son los almidones cerosos que tienen muy poca cantidad de amilosa (almidón de amaranto), alrededor de 1-2%, los normales que contienen entre 17-24% de amilosa y los altos en amilosa que contienen 70% o más de este polímero (Moore et al., 2015). A la molécula de amilosa se le han atribuido propiedades gelificantes, así como también, es la principal responsable del fenómeno de retrogradación del almidón. La retrogradación es favorecida por la presencia de cadenas de polímero lineal.

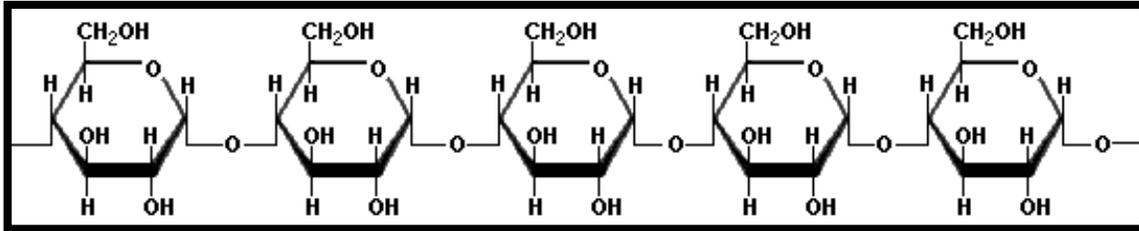


Figura 1. Estructura química de la molécula de amilosa (Tester et al., 2004).

2.1.1.2. Amilopectina.

La amilopectina es un polímero ramificado de glucosas unidas en un 94-96% con enlaces α (1-4) y en un 4-6% con uniones α (1-6) (Roger y Colonna, 1993; Biliaderis, 1998). En la figura 2 se muestra el modelo de grupos para la estructura de la amilopectina. Los enlaces α (1-6) forman puntos de ramificación dentro de la molécula, que se encuentran cada 20 ó 30 unidades de glucosa (Sajilata, 2006). La amilopectina es la responsable de la estructura y la organización del gránulo de almidón. El peso molecular de la amilopectina varía entre 50 y 500 x 10⁶ Daltones. Estas variaciones están influenciadas por el origen botánico del almidón, por el método empleado para el fraccionamiento del almidón a amilosa/amilopectina y por el método usado para determinar la masa molar (Hoover et al., 2010).

Es importante mencionar que la funcionalidad del almidón depende de su contenido de amilosa-amilopectina, características estructurales y tamaño molecular, así como de sus propiedades fisicoquímicas, funcionales y de componentes minoritarios (proteínas y lípidos) presentes en los gránulos de almidón.

2.1.2. CRISTALINIDAD DEL ALMIDÓN.

Los gránulos de almidón se encuentran conformados de regiones cristalinas y amorfas; la relación entre ellas es el principal factor que determina las propiedades del almidón. El carácter cristalino se atribuye principalmente a la amilopectina. Por otro lado el carácter amorfo se atribuye principalmente a la amilosa y a la ramificación de la amilopectina como se observa en la figura 3.

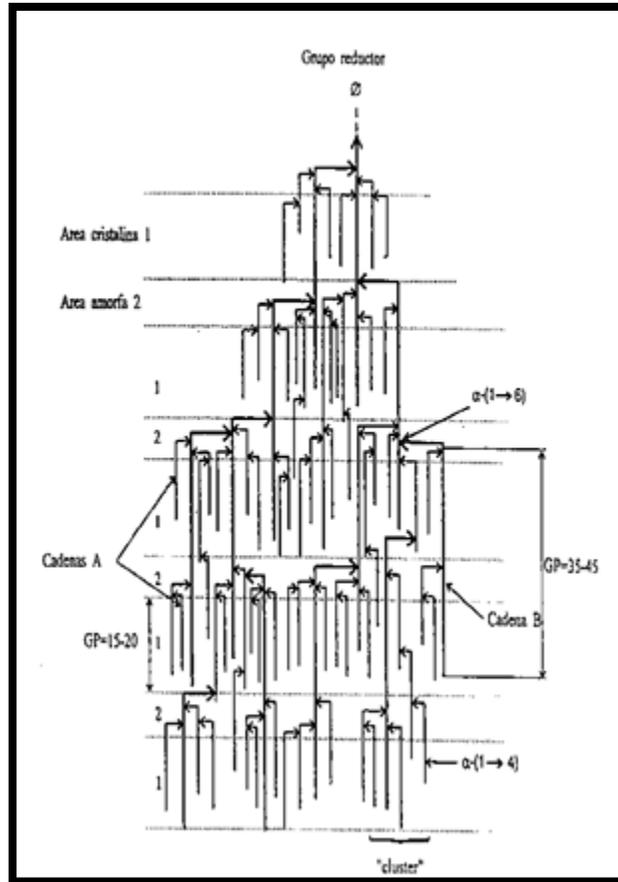


Figura 2. Modelo de grupos para la estructura de la amilopectina (Robin et al., 1974).

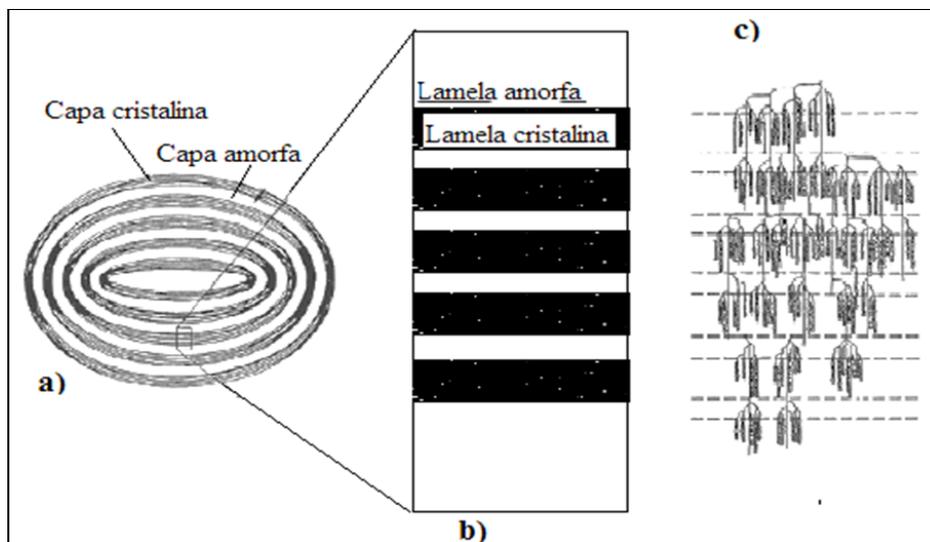


Figura 3. Representación de la estructura granular del almidón: a) capas amorfas y semicristalinas, b) vista expandida de la capa semicristalina y c) estructura de la amilopectina dentro de la capa semicristalina (Sandoval et al., 2005).

Las dobles hélices formadas por las cadenas de amilopectina se ordenan en tres arreglos cristalinos, como se observa en la figura 4, mostrando como consecuencia tres patrones de difracción de rayos X, tipo A, B y C.

Los almidones de cereales producen un patrón de rayos X tipo A que es indicativo de las dobles hélices paralelas separadas por agua intersticial. Los almidones de tubérculos y raíces, producen un patrón de rayos X tipo B, donde una columna de agua reemplaza a una de las dobles hélices, las moléculas de amilopectina forman la estructura principal del arreglo del gránulo con su extremo reductor hacia el centro del gránulo, los almidones de ciertas raíces y semillas presentan un patrón tipo C, que es una mezcla del tipo A y B. Otro patrón es el V que es característico cuando se forman complejos de inclusión con lípidos en el interior de la hélice de amilosa (Le corre et al., 2010).

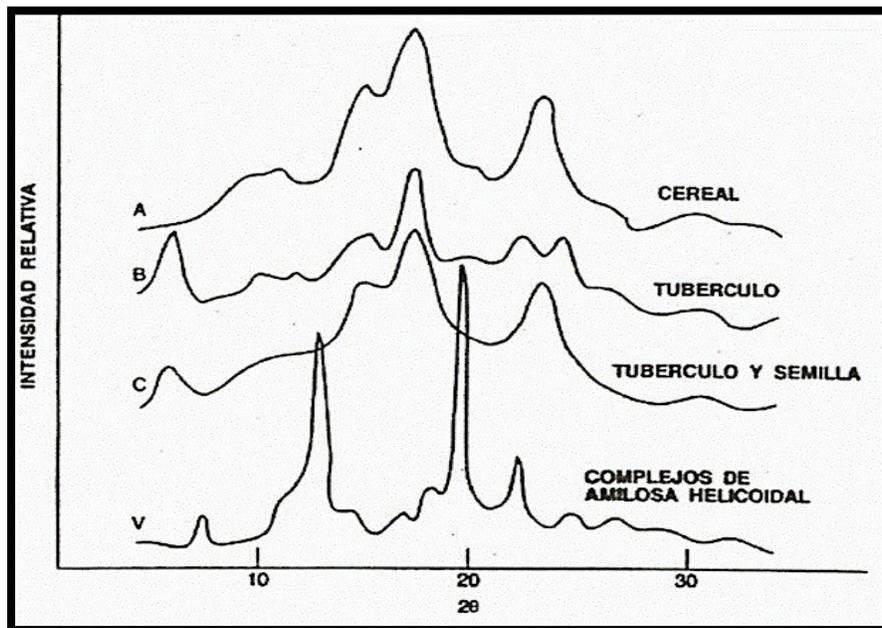


Figura 4. Patrones de difracción de rayos X para diferentes almidones (Hizukuri, 1986).

El almidón está presente en diferentes productos alimenticios como los cereales (maíz, trigo, centeno, sorgo, avena, etc.) cuyo contenido de almidón varía del 30 al 80%, tubérculos (papa, camote, yuca, etc.) en los que el almidón representa entre un 60 a 90%, leguminosas (frijol, chícharo, haba, lentejas) con un 25 a 50% de almidón y en algunas frutas como el plátano y el mango, que en su estado verde o inmaduro alcanzan contenidos de almidón de hasta 70% en base seca (Guilbot y Mercier, 1985; Bello-Pérez y Paredes-López, 1999).

En México la principal fuente de obtención del almidón ha sido el maíz (Fuentes-Zaragoza et al., 2011). Sin embargo, actualmente se ha dado atención a la extracción de este polisacárido de fuentes no convencionales tal es el caso del almidón de avena, frijol, chícharo, lenteja, tubérculo de chayote, jícama, yam chino, sago y taro o malanga (Kim et al., 1997; Hoover et al., 2003; Jiménez-Hernández et al., 2007; Stevenson et al., 2007; Sandhu y Lim, 2008).

2.2. MALANGA (*Colocasia esculenta*).

La malanga o taro (*Colocasia esculenta* Schott) es un tubérculo comestible perteneciente a la familia de las Araceae. De forma ovoide-redonda con una pulpa blanca almidonosa y una cáscara de color marrón oscura (Onwueme, 1999; Antonio-Estrada et al., 2009). Del género *Colocasia* se derivan numerosas variedades botánicas y cultivares; sin embargo, se han dividido en dos grupos o tipos: el tipo Eddoe, en el cual el corno de la planta es esférico y produce cormelos de forma ovoide que constituyen el principal producto de este cultivo; y el tipo Dasheen, en el que el corno es cilíndrico y de mayor tamaño y por lo general no produce cormelos de valor comercial (Montalbo, 1997; Onweme, 1978; Wang, 1983). Su valor radica en su alto contenido de almidón y proteínas, además de ser una buena fuente de fibra, vitamina A, C, calcio y fósforo (Dendy 2001). Por otro lado, el consumo de frutas y vegetales ha sido asociado con una menor incidencia y mortalidad por diferentes enfermedades crónicas como el cáncer, enfermedades cardiovasculares y cerebrovasculares (Hyon-Woon et al., 2008).

2.2.1. ESTADÍSTICA MUNDIAL, NACIONAL Y ESTATAL DE PRODUCCIÓN DE MALANGA.

La producción mundial de malanga (*Colocasia esculenta* Schott) en el 2013 fue de poco más de 10 millones de toneladas. El principal productor es Nigeria, seguido de China, Ghana y Camerún (FAOSTAT, 2015). El cultivo de malanga requiere condiciones de clima cálido y húmedo, con mucho sol (SIAP, 2014).

En la Región de Asia-Pacífico el cultivo de malanga es más importante que en cualquier otra parte en el mundo, porque es donde alcanza su mayor importancia como alimento básico. En Oceanía, en particular, la malanga juega un papel crítico en el hogar, la comunidad y la seguridad alimentaria nacional, dado que los cormos y las hojas se consumen de manera cotidiana y suministran carbohidratos (energía), proteína, vitaminas y minerales; además es la región donde prevalecen dos sistemas de producción: inundado o de humedal y no inundado o de tierras secas altas; el ciclo del cultivo en la zona seca dura entre 7 y 8 meses (con menos incidencia y severidad de enfermedades), a diferencia de la zona húmeda donde el ciclo suele durar de 9 a 12 meses (FAO, 1999).

La malanga, taro o papa china, es originaria de Asia, probablemente de la India o Malasia. Durante la época prehistórica su cultivo se extendió a las Islas del Pacífico, más tarde fue llevado al Mediterráneo y al Oeste de la India, parte tropical de América y Sur de las costas de los Estados Unidos de América (Viloria y Córdova, 2008). Históricamente fueron los grupos esclavizados traídos de diversas regiones africanas quienes, pretendiendo aferrarse a sus prácticas y usos alimentarios ancestrales, la llevaron consigo a diversas partes de América tropical, incluyendo México, durante el auge de las colonias española y portuguesa. En México probablemente la malanga no constituyó un cultivo porque la cultura local indígena, incluyendo sus hábitos de alimentación, era amplia y muy variada, por lo que se presume permaneció por cientos de años como una planta silvestre (malanga criolla), desarrollándose y reproduciéndose por sí misma en las riveras de ríos y arroyos, teniendo consumos esporádicos por parte de los habitantes locales. Fue en los últimos años de la década de los setenta que algunos genotipos mejorados

de malanga, de procedencia cubana, se introdujeron a México por investigadores del entonces Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas (INIA) en Veracruz, para observar su desarrollo en campos experimentales (Olguín-Palacios y Álvarez-Ávila, 2011).

La malanga es una planta esencialmente tropical, requiere precipitaciones de 1,800 a 2,500 mm, bien distribuidas, temperaturas entre 25 y 35 °C y buena luminosidad. Se desarrolla preferiblemente en zonas pantanosas y bajo agua. Puede cultivarse también en suelos arcillosos, pero con buena humedad en el momento de la cosecha (Viloria y Córdova, 2008). Es considerada una de las especies de tuberosas (cormos) con gran potencial en las zonas tropicales. Los cormos se utilizan para la alimentación humana, animal y para diferentes usos industriales (alimenticio, farmacéutico, cosmética y papelera). Actualmente forma parte de la dieta diaria de millones de personas en África, Oceanía, América y recientemente en Europa (Rodríguez, 1977).

La malanga es una especie vegetal poco conocida en México. Su producción nacional es de cerca de 14,000 ton producidas en 489 ha de superficie plantada en 2013. Sin embargo, en Estados como Veracruz, se ha llevado a cabo investigación relativa a este cultivo para tratar de establecerla como hortaliza hidrófila y con ello lograr su cultivo comercial en humedales. Además de Veracruz, existen varias regiones tropicales de diferentes estados que cuentan con condiciones adecuadas para su explotación, cultivo y reconversión-diversificación de cultivos en áreas no aprovechables con cultivos convencionales (SIAP, 2014). En los estados del sureste de México existen amplias zonas bajas en las que con frecuencia se intercalan cuerpos someros de agua, con terrenos cuyas características edafológicas los hacen inapropiados para la práctica de la agricultura convencional. Adicionalmente, las tierras bajas y los humedales no solo han sido ecosistemas subutilizados, sino que se han considerado como obstáculos para el desarrollo rural (Olguín, 1992). Paradójicamente, en esas tierras bajas un recurso alimentario sub-explotado como la malanga puede desarrollarse como un cultivo rentable y de fácil incorporación a la dieta del poblador local.

El cultivo de malanga se enmarca dentro de los productos exóticos o no tradicionales, cuyo consumo mundial ha tenido un auge importante, aprovechando el interés por parte de sectores crecientes de consumidores (Olguín-Palacios y Álvarez-Ávila, 2011).

2.2.2. COMPOSICIÓN QUÍMICA DE LA MALANGA.

La malanga (*Colocasia esculenta* Schott) al igual que otros tubérculos, constituye un alimento esencialmente energético debido al contenido de almidón, fibra dietaria, vitamina B₆ y manganeso. Los tubérculos y los rizomas incluyendo varios tipos de papa, yuca y malanga, son relativamente bajos en proteína (hasta un 2%), pero aportan gran variedad de vitaminas y minerales (Hierro, Fósforo, Sodio y Calcio) (Onwueme 1999). La composición química de la malanga se muestra en la Tabla 1. Las diferencias en la composición química encontradas con otros cultivares de malanga (*Colocasia esculenta* Schott) dependen de las características de la zona donde se cultive, temporada de cultivo, del grado de madurez del tubérculo y de factores ambientales como la sequía o la falta de nutrientes (Narayana 2002; Sefaddeh y Kofi-Agyir 2002; Onwueme 1999).

Tabla 1. Composición química del almidón de malanga (*Colocasia esculenta* Schott).

Componentes (%)	Almidón de malanga
Humedad	7.92 ± 0.13
Cenizas	0.34 ± 0.03
Proteínas	3.61 ± 0.18
Grasas	0.23 ± 0.02
Almidón	85.08 ± 0.03
Fibra dietética	3.16 ± 0.07

Fuente: Barragán-Zarate, 2013.

2.2.3. CARACTERÍSTICAS DEL ALMIDÓN DE MALANGA.

En general los gránulos de almidón de malanga (*Colocasia esculenta* Schott) pueden presentar una mezcla de formas tales como esféricas, ovaladas, irregulares y poligonales como se muestra en la figura 5, con tamaño de granulo que varía entre 1-25 μm (Mweta et al., 2010; Agama-Acevedo et al., 2011; Simsek y El, 2012) y debido a su tamaño de partícula pequeño se dificulta observar la cruz de malta (Agama-Acevedo et al., 2011). Muestra un patrón de difracción del tipo A, ya que presenta los picos característicos en 2θ con 15, 17 18 y 23° (Jane, 1992; Agama-Acevedo et al., 2011; Simsek y El, 2012; Himeda et al., 2012), a pesar de que lo tubérculos presentan un patrón de difracción del tipo-B según la clasificación, sin embargo, al ser la malanga una fuente no convencional de almidón, no se comporta como los almidones de fuentes convencionales. Es una fuente excelente de energía puesto que posee un contenido de almidón de 17-30% de amilosa, mientras que el resto es de amilopectina (Onwueme, 1978).

La funcionalidad de los almidones es dependiente de la proporción de sus componentes (amilosa y amilopectina), tamaño molecular y estructura, las propiedades de los gránulos del almidón y su composición química (lípidos, cenizas, humedad y proteínas).

Los gránulos de almidón se encuentran en la naturaleza organizados en partículas muy pequeñas cuya morfología y composición química son características especiales de cada especie o fuente botánica. La variación de tamaño en los gránulos de almidón va de 0.5 y 100 μm . El tamaño de partícula, incluyendo la distribución de tamaño, es una de las características que más afectan las propiedades funcionales de los gránulos de almidón (Tester et al., 2004; Perera et al., 2010).

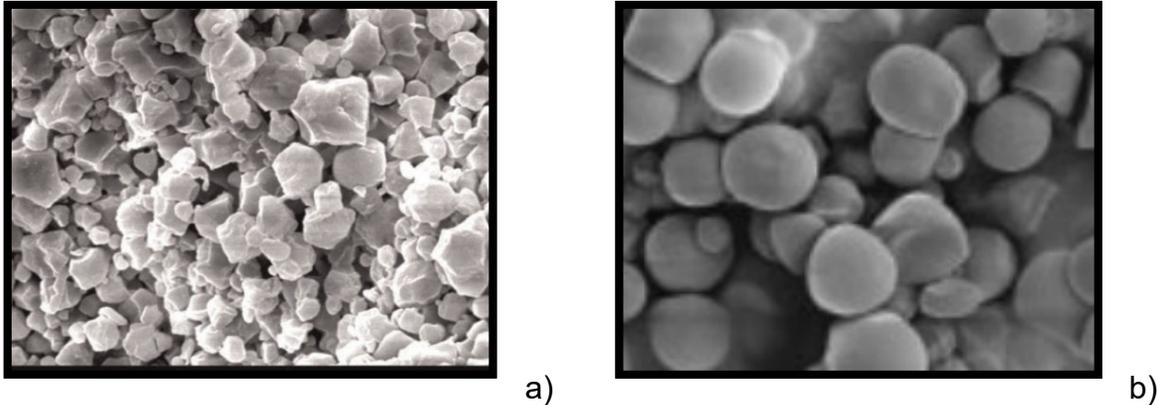


Figura 5. Micrografía electrónica de barrido de almidón de malanga: a) forma poliédrica (Agama et al., 2011); b) forma esférica (Mweta et al., 2010).

El origen botánico de donde se obtienen los almidones es un factor de suma importancia debido a que determinan la morfología y organización cristalina del gránulo (Tester et al., 2004), y por lo tanto influyen también su digestibilidad.

2.2. DIGESTIÓN DEL ALMIDÓN.

El proceso de la digestión de los gránulos de almidón en los seres humanos es un proceso complejo. Las glándulas salivales que se abren en la cavidad oral producen varias enzimas que inician la digestión de hidratos de carbono que rompen los enlaces glucosídicos α -1,4 y α -1,6, por ejemplo, α -amilasa, glicosidasas, glucosa oxidasa, lactato deshidrogenasa y β -glucuronidasa (Makinen, 1989). Las interacciones del almidón con lípidos, proteínas y otros componentes de los alimentos pueden evitar una difusión y adsorción efectiva de las enzimas hacia el almidón (Colonna et al., 1992).

El almidón representa una importante fuente de energía para los seres humanos, para cumplir con esta función el almidón debe ser completamente hidrolizado a glucosa para poder ser absorbido en el intestino delgado. La hidrólisis del almidón inicia en la boca, por la acción de la enzima α -amilasa de la saliva, esta enzima rompe enlaces α -1,4 liberando maltosas, maltotriosas y dextrinas a partir de las

moléculas de almidón. La comida masticada y parcialmente hidrolizada en la boca pasa a través de la faringe y luego a través del esófago y dentro del estómago las glándulas submucosas del esófago secretan bicarbonatos y mucina. Esto se considera un mecanismo para proteger el esófago del HCl (Abdulnour-Nakhoul et al., 2005).

En el estómago, el alimento se mezcla con pepsina, lipasa gástrica y HCl, que activa la pepsina provocando que el pH ácido inactive a la α -amilasa salival, y no es hasta el duodeno en donde el pH se neutraliza. Los alimentos que pasan hasta el intestino delgado se denomina 'quimo' y allí se mezcla con bicarbonatos y mucina secretada por las glándulas de Brunner del intestino delgado (DeSesso y Jacobson, 2001).

En el duodeno, la primera parte del intestino delgado, el quimo se mezcla con la bilis secretada por la vesícula biliar, pancreática α -amilasa, y amilolítica y otras enzimas secretadas por las células epiteliales del intestino delgado, tales como enteroquinasa, sacarasa, maltasa y lactasa. Estas enzimas son responsables de la hidrólisis de los hidratos de carbono en monosacáridos.

El quimo que no se hidroliza en moléculas absorbibles en el intestino delgado, por ejemplo, el almidón que ha escapado de la digestión, junto con polisacáridos no amiláceos, se mueve en el colon y se somete a la fermentación bacteriana. Los ácidos grasos de cadena corta resultantes son absorbidos en el colon y proporcionan del 5-10% de los requerimientos de energía en los seres humanos (Nordgaard y Mortensen, 1995). Aproximadamente el 80-90% de los AR que pasa en el colon humano es fermentado y el resto se libera con las heces. Las variaciones individuales en la población microbiana del colon pueden influir significativamente en el grado de la fermentación del AR. La presencia de AR en la dieta disminuye considerablemente la fermentación bacteriana de los polisacáridos no amiláceos, lo cual es útil porque los polisacáridos no amiláceos aumentan el volumen de los excrementos y mejorar su capacidad de retención de agua (Cummings et al., 1996).

Los carbohidratos de los alimentos que contienen azúcares libres, almidón gelatinizado y que presentan una fácil dispersión de la matriz del alimento, son

digeridos y absorbidos más rápidamente. Sin embargo, aquellos carbohidratos que restringen el acceso de las enzimas digestivas al almidón y liberan a los carbohidratos lentamente de la matriz del alimento, prolongan el proceso de digestión (Englyst et al., 2003).

Durante mucho tiempo se consideró al almidón como un carbohidrato digerido y absorbido totalmente en el intestino delgado. Sin embargo, actualmente se conoce que un porcentaje del almidón presente en los alimentos, llamada almidón resistente (AR), no puede ser utilizado por la digestión enzimática en el intestino delgado y es fermentada por la microflora, reduciendo la cantidad de ácidos grasos de cadena corta que se encuentran en el colon (Shamai et al., 2003).

2.3. ALMIDÓN RESISTENTE.

El AR es una fracción del almidón el cual no es hidrolizado a D-glucosa en el intestino delgado después de 120 min desde su consumo, pero es fermentado en el colon. Muchos estudios nos han mostrado que el AR es una molécula lineal de α -1,4-D-glucano, que se deriva principalmente de la fracción de amilosa retrogradada y que tiene un peso molecular relativamente bajo (1.2×10^5 Da) (Tharanathan, 2002).

El contenido de AR en un alimento depende del grado de procesamiento de un alimento, el cual puede resultar en un incremento o decremento en su contenido con respecto al encontrado en su forma cruda. Debido a esto, el AR deber ser medido en los alimentos como estos normalmente son consumidos (Champ et al., 2003; Englyst et al., 2005).

El almidón resistente puede no ser digerido por cuatro razones:

- a) Presenta una estructura molecular compacta que limita la accesibilidad de las enzimas digestivas, varias amilasas (Haralampu, 2000).
- b) Los gránulos de almidón tiene una estructura tal que previene que las enzimas digestivas no puedan romperlos (Nugent, 2005).

- c) Los gránulos de almidón son destruidos por calentamiento en un exceso de agua en un proceso que comúnmente se conoce como gelatinización, provocando que sea accesible para las enzimas digestivas. Si este gel de almidón formado es enfriado después se forman cristales de almidón los cuales resisten a la digestión enzimática. Esta forma se conoce como almidón retrogradado y se encuentra en pequeñas cantidades en alimentos.
- d) Aquellos almidones que han sido modificados químicamente por esterificación, eterificación o por entrecruzamiento no pueden ser rotos por las enzimas digestivas.

En cuanto a las propiedades físicas del almidón resistente estos presentan una baja capacidad de retención de agua lo cual lo hace un ingrediente funcional para proveer cuerpo y textura en un producto final (Baixauli et al., 2008). El almidón resistente provee muchas propiedades tecnológicas que dan una mejor apariencia, textura y sensación que las fibras convencionales.

Por lo anterior, en los últimos años, el AR se ha introducido como un ingrediente funcional importante en la nutrición humana (Bello-Pérez y Paredes-López, 2009). El AR al no ser digerido es una fuente potencial de energía para la microflora presente en el colon (Björck y Asp, 1994). El AR es capaz de incrementar el bolo fecal, lo cual favorece una mejor evacuación; la fermentación del AR en el colon da como productos de degradación ácidos grasos de cadena corta (AGCC), los cuales disminuyen el pH intestinal. Como resultado de diferentes investigaciones científicas, se ha remarcado la importancia del consumo de almidón resistente, debido a que sus funciones son similares a las de la fibra dietética (Asp, 1994; Eerlingen y Delcoour, 1995).

2.3.1. EFECTOS FISIOLÓGICOS DEL AR.

Una serie de efectos fisiológicos se le han atribuido al AR, que han demostrado ser benéficos para la salud. Los cuales dependen de la interacción de las bacterias con el AR y sus productos de fermentación. El AR en el intestino grueso es fermentado por la microflora colónica produciendo AGCC. El perfil de AGCC derivados de la

fermentación de AR es diferente a la fermentación de las fibras dietéticas, con niveles más bajos de acetato pero más altos en butirato (Annison et al., 2003).

El ácido butírico o butirato es el principal sustrato de energía para los colonocitos, y tiene un papel importante en la prevención y tratamiento de enfermedades de la mucosa colónica como colitis ulcerativa y cáncer de colon (Velazques et al., 1996). El ácido butírico tiene un efecto positivo en la salud del colon, debido a que favorece la absorción del Magnesio, Calcio, la proliferación epitelial, el balance de las especies bacterianas y el metabolismo bacterial de sales biliares. A través de la acción en las sales biliares y de efectos de dilución, se considera que el almidón resistente provee un grado de protección contra el cáncer de colon (Björck y Asp, 1994; Asp et al., 1996; Haralampu, 2000).

Se ha demostrado que el ácido propiónico favorece la síntesis de lipoproteínas de alta densidad (LAD), y favorece la disminución de la concentración de glucosa en sangre y al igual que el acetato es absorbido y metabolizado por el hígado a través de diversos mecanismos que pueden ayudar a disminuir los niveles de colesterol plasmático y actuar sobre enfermedades cardiovasculares (Garcia-Osorio et al., 1997).

Los alimentos que contienen AR también moderan la velocidad de la digestión. El AR es metabolizado de 5 a 7 horas después de su consumo, en contraste con el almidón normal gelatinizado, el cual es digerido casi inmediatamente. La digestión durante un período de 5 a 7 horas reduce la glucemia e insulinemia postprandial e incrementa el periodo de saciedad (Raben et al., 1994; Reader et al., 1997).

Debido a que el AR pasa por el intestino grueso hasta el colon, este puede ser utilizado como sustrato y promover el crecimiento de microorganismos benéficos (*Bifidobacterias*) (Brown et al., 1996).

La ingesta de AR reduce la formación de cálculos biliares en comparación con el almidón disponible, esto se asocia con lo reportado en un estudio donde se encontró una relación entre un consumo mayor de carbohidratos y grasas, y la incidencia

elevada de formación de cálculos biliares, en personas de entre 18 a 55 años en la India (Malhotra, 1968). Se ha reportado un efecto hipocolesterolémico, es decir, disminución en los niveles de colesterol y triglicéridos en sangre (Han et al., 2003; Martínez-Flores et al., 2004), debido a que a diferencia del almidón digerible, que ocasiona una secreción mayor de insulina y la insulina a su vez conduce a la estimulación de la síntesis de colesterol, el AR al no ser digerido disminuye esta acción.

2.3.2. CARACTERÍSTICAS ESTRUCTURALES DEL AR.

El AR es clasificado en 5 diferentes tipos que contribuyen al total del AR en los alimentos (Lajolo y Wenzel, 2006).

Almidón Resistente tipo I (AR1):

Almidón físicamente inaccesible, éste se encuentra encapsulado dentro de las paredes celulares de las plantas y que por lo tanto no puede ser atacado por las enzimas digestivas. Este tipo de almidón puede ser encontrado en granos parcialmente molidos, semillas y leguminosas como frijoles o lentejas. Al momento de pasar por procesos de masticado y/o molienda, este almidón es liberado y puede ser digerido (Champ et al., 2003).

Almidón Resistente tipo II (AR2):

Gránulos de almidón nativo, los cuales presentan fracciones no gelatinizadas de almidón. Se presentan en el caso particular de aquellos almidones con un patrón de difracción de rayos X tipo B, el cual se caracteriza por tener un arreglo del tipo hexagonal, que lo hace menos accesible a la hidrólisis enzimática, lo que ocasiona una disminución de la digestibilidad, dentro de este tipo de almidón se encuentran los almidones de papa y plátano (Champ et al., 2003; Lehmann y Robín, 2007).

Almidón Resistente tipo III (AR3):

Son los polímeros de almidón retrogradado que se forman cuando el almidón se enfría después de ser gelatinizado. Este proceso de retrogradación se presenta

cuando sube la temperatura del almidón en presencia de agua y se gelatiniza. El gránulo es completamente hidratado y su estructura es destruida irreversiblemente. La estructura de la amilosa y la amilopectina cambia y se vuelve inestable. Al bajar la temperatura, las cadenas de polímeros de glucosa empiezan a reasociarse y estabilizarse mediante puentes de hidrógeno. Este proceso se llama retrogradación del almidón y forma una estructura nueva que es completamente diferente a la inicial. Esta nueva estructura no permite la acción de las enzimas gastrointestinales sobre ella, lo cual permite que llegue al intestino grueso sin ser metabolizada. (Champ et al., 2003; Lajolo y Wenzel, 2006).

Almidón Resistente tipo IV (AR4):

La resistencia enzimática de éste tipo de almidón es debido a una modificación química o térmica. La formación de enlaces glucosídicos diferentes en los enlaces α (1 \rightarrow 4) o α (1 \rightarrow 6) por tratamiento térmico, reducen la disponibilidad para las enzimas amilolíticas. También los enlaces cruzados o la presencia de algunos sustituyentes (por ejemplo, hidroxipropilos) pueden reducir la digestibilidad del almidón (Sajilata et al., 2006).

Almidón Resistente tipo V (AR5):

En 2006, Brown define un nuevo tipo de almidón resistente, formado a base de complejos de amilosa-lípido del tipo-V polimórfico denominado AR5. Estos complejos se pueden formar durante el procesamiento de alimentos y también se pueden preparar en condiciones controladas. Complejos amilosa-lípido se forman generalmente a partir de almidones ricos en amilosa. Estructura y formación del AR5 depende de las fuentes botánicas. AR5 es un polisacárido insoluble en agua y es resistente a la degradación por alfa-amilasas. Estos polisacáridos promueven la formación de ácidos grasos de cadena corta, especialmente el butirato, que es el ácido graso de cadena corta más importante.

2.4. COMPLEJO AMILOSA-LÍPIDO.

Como ya se mencionó el AR se encuentra presente en diversos alimentos. Sin embargo, estos pueden perder su resistencia a la digestión durante los procesos de elaboración, tales como el proceso de cocción (gelatinización) (Sharma et al., 2008).

El AR se produce comercialmente, y se puede adicionar a diversos productos, la mayoría de los AR disponibles en el mercado se basan en gránulos o regiones cristalinas intactas para resistir la digestión a temperaturas elevadas. Por lo tanto, estos productos generalmente no se van a hinchar ni contribuir a la viscosidad durante su transformación. Varios factores pueden influir en la formación de AR, entre los que se encuentran, las propiedades inherentes del almidón (cristalinidad del almidón, estructura granular, relación amilosa/amilopectina, longitud de cadena de la amilosa), calentamiento y humedad, interacción del almidón con otros componentes (proteínas, fibra dietética, inhibidores de enzima, iones, azúcares y lípidos), condiciones de procesamiento (procesos térmicos, y condiciones de almacenamiento) (Sajilata et al., 2006).

Una característica de la amilosa es su capacidad de formar complejos de inclusión con una variedad de agentes orgánicos e inorgánicos como se observa en la figura 6, mientras que la amilopectina no tiende a formar complejos o si lo hace son complejos débiles (Morrison et al., 1993b).

En el gránulo de almidón, la cadena de amilosa muestra un giro natural en una conformación helicoidal con seis unidades de anhidro glucosa por vuelta (Zobel, 1988). Los grupos hidroxilo de los residuos glucosil se encuentran en la superficie exterior de la hélice, mientras que la cavidad interna es un tubo hidrofóbico. Por lo tanto, el grupo hidrofóbico de los agentes formadores de complejos pueden encontrarse dentro de la hélice de amilosa y son estabilizados por fuerzas Van Der Waal con Carbono-Hidrogeno adyacente de amilosa (Godet et al., 1993), mientras que los extremos hidrofílicos del ligando están fuera de la hélice. En los sistemas alimentarios, los complejos con monoglicéridos, ácidos grasos libres, lisofosfolípidos y surfactantes son de interés porque puede afectar las propiedades

funcionales de los productos alimenticios (Karkalas et al., 1995). Por ejemplo, los lípidos o surfactantes se utilizan como modificadores en alimentos que contienen almidón, como lo demuestran los monoacil lípidos que son explotados en la elaboración del pan para retardar el envejecimiento (Krog y Jensen, 1970).

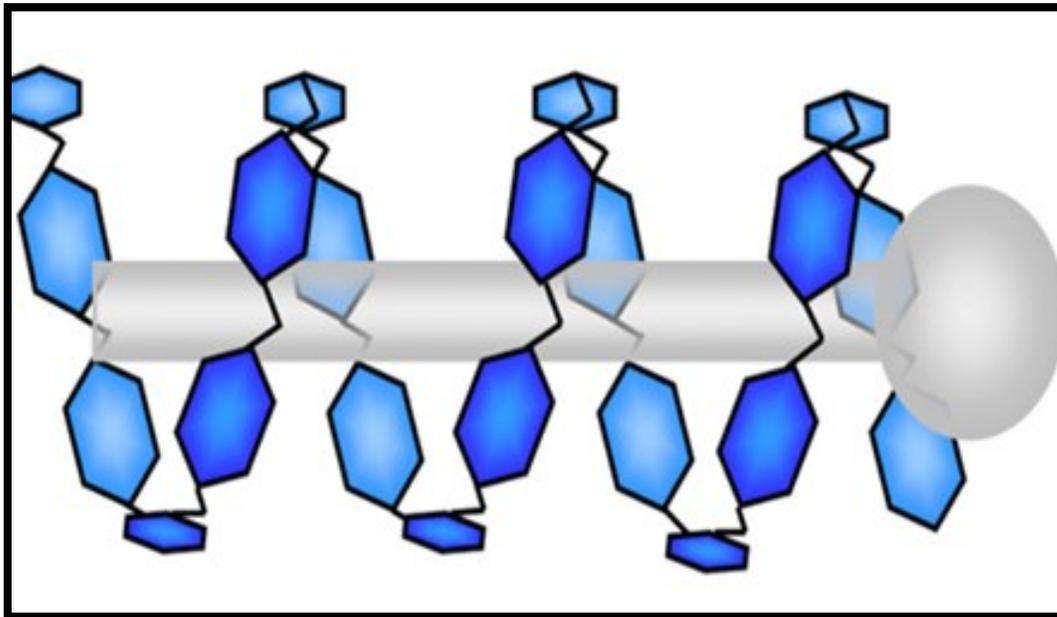


Figura 6. Complejo de inclusión almidón-lípido. Una hélice de amilosa forma complejo con la cadena de un ácido graso. (Putseys, 2010).

Los complejos de inclusión pueden ser formados utilizando dos métodos:

1. Método químico

- a) Utilizando dimetilsulfóxido (DMSO) como medio de dispersión, donde el almidón se disuelve en DMSO precalentado, posteriormente equilibrada la solución se le agrega el ligando y se mantiene a una elevada temperatura por cierto tiempo, para después enfriar lentamente y obtener el precipitado que contiene el complejo de inclusión entre la amilosa y el ligando. (Biliaderis et al., 1985; Galloway et al., 1989; Jane y Robyt, 1984; Karkalas y Raphaelides, 1986; Raphaelides y Karkalas, 1988).

- b) Por síntesis alcalina, neutralizando la reacción con un medio alcalino y agregando el ligando a la solución, posteriormente se enfrió lentamente durante la noche y se extraen los complejos formados (Karkalas et al., 1995; Karkalas y Raphaelides, 1986; Kitahara et al., 1996; Raphaelides y Karkalas, 1988).

2. Método enzimático

- a) Utilizando enzimas (isoamilasa y amiloglicosidasa) que desramifiquen el almidón a un determinado grado de polimerización (GP) que favorezca la formación de complejos de inclusión entre la amilosa-lípido (Gelders et al., 2005b; Kadokawa et al., 2001; Jane et al., 2010).

Los complejos amilosa-lípidos disminuyen la susceptibilidad de la amilosa a la amilólisis (Holm et al., 1983; Eliasson y Krog, 1985); esto sugiere que existe un mecanismo competitivo entre la retrogradación de la amilosa y la formación de complejos amilosa-lípidos, en la que la cristalización de los complejos amilosa-lípidos es favorecida (Slade y Levine, 1987).

Las grasas de la dieta se puede clasificar en dos grupos: grasas de almacenamiento, principalmente los triglicéridos y grasas estructurales, principalmente fosfolípidos y colesterol. Los diglicéridos y monoglicéridos son productos intermedios de la hidrólisis de los triglicéridos en condiciones fisiológicas. Los monoglicéridos pueden cambiar la estructura de los gránulos de almidón mediante la formación de complejos de inclusión con la amilosa, mientras que los lípidos di o triacil no forman complejos. A pesar de que los triglicéridos normalmente son los componentes principales de grasas en la dieta, en dietas bajas en grasas, los fosfolípidos pueden constituir una relativamente alta proporción de la grasa, ya que son componentes de todas las células vegetales y animales (FAO, 2008).

La mayoría de los estudios realizados hasta el momento sobre AR se refieren a almidón de cereales considerados como almidón de fuentes convencionales; sin embargo, el uso de almidones de fuentes no convencionales como el almidón aislado de malanga (*Colocasia esculenta* Schott) ha cobrado gran interés, sobre

todo en países como México donde se busca aprovechar mejor a este tipo de cultivos y darle un valor agregado, ya que las características estructurales de estos tipos de almidón son diferentes y esto puede influir en los procesos de modificación para generar AR5, y de esta forma mejorar su respuesta fisiológica.

2.5. INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS COMO ANTECEDENTES DEL PRESENTE TRABAJO.

Tomando en cuenta los factores antes mencionados, se han reportado estudios en los que se realizan modificaciones a almidones de diferentes fuentes, con el objetivo de formar o incrementar el contenido de AR. La modificación química utilizando dimetilsulfóxido para la obtención de AR5 mediante la formación de complejos de amilosa-ácidos grasos podría ser una estrategia interesante para generar cambios en el contenido de AR.

Godet et al. (1993) Estudiaron la influencia de diferente grado de polimerización (GP) de amilosa en la cristalización y la estabilidad térmica de los complejos amilosa con ácidos grasos obtenidos a partir de una modificación utilizando dimetil sulfóxido (DMSO). Utilizaron fracciones de amilosa con un grado de polimerización de 20, 30, 40, 100 y 900 obtenidas a partir de una hidrólisis de almidón de papa. Los difractogramas obtenidos mediante difracción de rayos X mostraron picos característicos para complejos tipo V ($2\theta = 7^\circ, 13.3^\circ$ y 19.8°), las muestras que presentaron mayor porcentaje de cristalinidad fueron las de un grado de polimerización de 40 con ácido palmítico. Por otro lado, los termogramas obtenidos por calorimetría de barrido diferencial mostraron endotermas alrededor de $105-115^\circ$ C. Se concluyó que la temperatura de gelatinización aumenta conforme incrementa la longitud de cadena, de igual forma los cristales obtenidos fueron más termoestables en los grados de polimerización más altos.

Godet et al. (1995) Estudiaron los complejos amilosa-lípido y como afecta el tamaño de cadena de la amilosa en la formación de cristales y estabilidad térmica del complejo obtenido por diferentes combinaciones de fracciones de amilosa y ácidos grasos. Utilizaron fracciones de amilosa con un grado de polimerización de 20, 30,

40, 80 y 900 obtenidas a partir de una hidrólisis de almidón de papa, los ácidos grasos que utilizaron fueron caprílico, láurico y palmítico. Los difractogramas obtenidos mediante difracción de rayos X mostraron picos característicos para complejos tipo V ($2\theta = 7.4^\circ, 12.9^\circ$ y 19.8°), de igual forma se observaron picos menores ($2\theta = 10.0^\circ, 17.0^\circ, 18.0^\circ$ y 22.5° C), los complejos con ácido láurico y palmítico presentaron picos con una intensidad parecida, las muestras que presentaron mayor porcentaje de cristalinidad fueron las de un grado de polimerización de 80 con ácido palmítico y láurico. La temperatura de gelatinización incremento conforme se aumenta la longitud de la cadena de la amilosa y del ácido graso, siendo los más estables los de GP de 40,80 y 900 con ácido láurico y ácido palmítico. Estos autores concluyeron que las condiciones de cristalización pueden ser optimizadas para producir un complejo tipo V aumentando el grado de polimerización, debido a que favorece la estabilidad térmica de los complejos amilosa-ácido grasos.

Zabar et al. (2009) estudiaron los efectos de la insaturación de ácidos grasos en tres diferentes dimensiones de la estructura V-amilosa. Utilizaron amilosa comercial de papa, ácidos grasos de 18 carbonos con diferente grado de insaturación y DMSO. Utilizaron amilosa comercial de papa (Sigma-Aldrich, Av. DP 900), los complejos realizados se obtuvieron utilizando tres ácidos grasos con diferente grado de insaturación: ácido esteárico (Sigma Aldrich, S-4751), ácido linoleico (Sigma Aldrich, L-1376) y ácido linoleico conjugado (Sigma Aldrich, O-5507) y DMSO. Se utilizó difracción de rayos X para corroborar la formación del complejo de inclusión entre la amilosa y los ácidos grasos, los difractogramas presentaron picos en $2\theta = 7.4^\circ, 13.1^\circ$ y 19.8°), todos los complejos presentaron picos adicionales en $2\theta = 21.7^\circ$ el cual se atribuye al polimorfismo del complejo V formado, el cual denota la presencia de ácidos grasos que no formaron complejo. Por otro lado utilizaron calorimetría de barrido diferencial para estudiar la transición térmica de los complejos encontrando que se obtiene una mayor temperatura de gelatinización conforme se aumentó la temperatura durante la modificación. Se concluyó que los estudios realizados obtuvieron información básica acerca de la estructura de la formación de complejos formados a partir de amilosa y ácidos grasos.

Lay Ma et al. (2011) estudiaron las propiedades de complejos de inclusión formados con ésteres de ácidos grasos utilizando amilosa comercial de maíz y DMSO. Utilizaron amilosa comercial de maíz (Hylon VII), Palmitato de ascorbilo (PA), palmitato de retinol (PR) y fitoesteres (FE), DMSO. Los resultados mostraron que el porcentaje de cristalinidad fue de 35, 23 y 29% para los complejos entre amilosa-AP, -PR, -FE respectivamente. Por otro lado los precipitados de amilosa-AP mostraron un endoterma alrededor de 100 °C el cual se puede atribuir a la disociación de los complejos de inclusión. Por su parte el complejo amilosa RP presentó bajas temperaturas de disociación lo cual se puede atribuir a hélices cortas que formaron complejo con el RP, mientras que los complejos amilosa-FE mostraron endotermas a partir de 85° y 135°, por su parte los estudios de espectroscopía infrarroja por transformada de Fourier mostró señales características de complejos de inclusión entre amilosa y ácidos grasos previamente reportados indicando en este estudio que si se llevó a cabo la modificación Estos autores concluyeron que mientras se ocupe una cadena de ácido diferente los complejos formados presentaran diferentes estructuras y sugieren que la formación de complejos de inclusión formados es limitada por la solubilidad del compuesto en el medio de reacción y de la estructura de la molécula con la que se formara el complejo.

Kong et al. (2014a) estudiaron la formación de complejos de inclusión de almidón con una alta concentración de amilosa (Hylon VII) con ácido palmítico (AP) y palmitato de ascorbilo (PA) en fibras de almidón formadas con electrohilado y DMSO. Los resultados sugieren que los compuestos utilizados formaron complejos con las fibras de almidón formadas por electrohilado, encontrando que estas moléculas en las fibras de almidón mejoraron su estabilidad térmica. Demostrando que el electrohilado puede ser utilizado como un método potencial para la obtención de componentes bioactivos y encapsulado de nutrientes, medicamentos y moléculas bioactivas, teniendo así aplicaciones biomédicas, basados en fibras de almidón.

Kong et al. (2014b) estudiaron la formación de complejos de inclusión de almidón con una alta concentración de amilosa (Hylon VII) con palmitato de ascorbilo (PA) como modelo de encapsulación utilizando DMSO. La caracterización estructural de los complejos se llevó a cabo utilizando difracción de rayos X, obteniendo un patrón tipo V caracterizado por tres picos en $2\theta = 7.8^\circ$, 13.8° y 21° , debido a que durante la formación el almidón se sometió a altas temperaturas su porcentaje de cristalinidad se incrementó hasta aproximadamente 40%, por su parte la caracterización térmica la llevaron a cabo utilizando calorimetría de barrido diferencial obteniendo un endoterma con picos a partir de 95°C para los complejos amilosa-PA. Estos autores concluyeron que se llevó a cabo la formación del complejo mediante DMSO el cual es un método fácil, económico y potencialmente escalable para producción en masa y se puede ocupar para realizar encapsulados con diferentes tipos de nutrientes.

2.6. JUSTIFICACIÓN.

El incremento en el contenido de almidón resistente en los alimentos ha aumentado el interés por la población debido a que una ingesta alta en carbohidratos ha dado como resultado el desarrollo de diversas enfermedades crónico degenerativas, como la diabetes, obesidad y enfermedades cardiovasculares. Las cuales pudieran ser contrarrestadas con el consumo de AR. Por lo que es necesario buscar alternativas que permitan incrementar el contenido de AR en los alimentos que ayuden a disminuir la digestibilidad de este polisacárido, en este sentido desde hace ya algunos años se han venido realizando estudios sobre la formación de almidón resistente, el cual trae múltiples beneficios a la salud de las personas que los consumen, es por ello, que existen varias metodologías para aumentar los niveles de AR en los alimentos, una de estas metodologías es la de formar almidón resistente tipo 5, que no es más que la formación de complejos de amilosa-lípidos, los cuales han demostrado incrementar significativamente el porcentaje de AR. Los estudios que se han realizado en este sentido ha sido utilizando almidones convencionales comerciales, sin embargo una alternativa sería utilizar un almidón de una fuente no convencional como lo es la malanga, permitiendo así diversificar

su uso y darle un valor agregado. Aunado a esto es importante generar conocimiento acerca de sus propiedades que permitan sugerir posibles aplicaciones en los alimentos.

2.7. OBJETIVOS.

2.7.1. OBJETIVO GENERAL.

Obtener y caracterizar las propiedades estructurales, térmicas y funcionales del AR5 a partir de la formación del complejo entre el almidón de malanga (*Colocasia esculenta* Schott) y ácidos grasos saturados (ácido palmítico y ácido esteárico).

2.7.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS.

- a) Obtener y caracterizar la composición química proximal del almidón de malanga (*Colocasia esculenta* Schott).
- b) Obtener el almidón resistente tipo 5 utilizando ácido grasos saturados por un método químico utilizando dimetilsulfóxido (DMSO).
- c) Determinar el contenido de almidón resistente formado.
- d) Observar por microscopía óptica el efecto de la formación de complejos en el almidón.
- e) Evaluar las propiedades estructurales, térmicas y funcionales del almidón resistente tipo 5 obtenido mediante complejos de inclusión entre la amilosa y ácidos grasos saturados (ácido palmítico y ácido esteárico).
- f) Obtener los perfiles de viscosidad del almidón resistente tipo 5.

MATERIALES Y MÉTODOS

III. MATERIALES Y MÉTODOS.

3.1 OBTENCIÓN DE LA MATERIA PRIMA.

La Malanga (*Colocasia esculenta* schott), fue proporcionada por productores de San Lucas Ojitlán, Oaxaca. La malanga fue lavada, pelada manualmente y cortada en trozos.

3.2 OBTENCIÓN DE ALMIDÓN.

El almidón fue extraído siguiendo la metodología de Flores-Gorosquera et al. (2004) con algunas modificaciones, en la cual se utilizó Malanga (*Colocasia esculenta* Schott), la cual fue pelada y cortada en cubos de aproximadamente 3 cm y remojada durante 30 min en una solución de bisulfito de sodio con una concentración de 1500 ppm, en una relación 1:3 (p/v). Los cubos se molieron en una licuadora industrial (Tapisa®, T 5L, México), durante 2 min, para reducir el tamaño de partícula. La masa resultante se pasó a unos recipientes que contenían una solución de bisulfito de sodio con una concentración de 1500 ppm, en una relación 1:1 (v/v). La lechada de almidón se filtró en coladores de tela plástica No. 80 (0.180 mm), para eliminar la fibra, y el filtrado se sedimentó a 4 °C, durante 4 h. Transcurrido este tiempo, la mayor parte del líquido sobrenadante se eliminó por sifoneo y la lechada de almidón fue lavada tres veces con agua destilada, y filtrada con la finalidad de recuperar el almidón. Posteriormente, se secó en una estufa de secado de flujo convectivo (Estufa Binder, ED 115, DE) de convección a 55 °C, durante 24 h, y fue molida con ayuda de un mortero y tamizado en una malla No. 100 (0.150 mm) hasta obtener un polvo, el cual se almacenó en frascos de plástico con cierre de tapa hermética para su posterior uso.

3.3 PREPARACIÓN DE AR5 UTILIZANDO DIMETILSULFÓXIDO.

Los complejos de inclusión entre el almidón y los ácidos grasos saturados (ácido palmítico y ácido esteárico) fueron preparados por el método de DMSO descrito por Lay Ma et al. (2011) con algunas modificaciones. Una muestra de 500 mg de almidón fue dispersada en 10 mL de una solución acuosa de DMSO al 95% en un baño maría con agitación constante por 1 h. Después se agregó 1 mL de ácido graso (1:10 peso molecular: peso almidón) y se elevó a 90 °C, la muestra se mantuvo a 90 °C por 1 h y posteriormente se agregaron 25 mL de agua a 90 °C y se mezcló. El baño de agua se apagó y las muestras fueron enfriadas por 24 h (temperatura final=28 °C). Los complejos fueron recuperados por una centrifuga (Hettich, Rotina 380 R, DE) a 10000 x g, 6 °C, 30 min, posteriormente se lavó el precipitado 3 veces con 40 mL de etanol/agua destilada (50/50) y por último con 100% de etanol, posteriormente la muestra fue filtrada y se dejó secar a temperatura ambiente en un desecador y se molió hasta obtener un polvo fino, el cual se almacenó en frascos de plástico con cierre de tapa hermética para su posterior uso.

3.4 COMPOSICIÓN QUÍMICA PROXIMAL DEL ALMIDÓN NATIVO Y COMPLEJOS DE INCLUSIÓN DE *Colocasia esculenta*.

La composición química proximal se determinó de acuerdo con los métodos siguientes (AOAC, 2012):

1. Humedad (Método 925.09): Se determinó por la pérdida de peso después de secar la muestra en estufa a 105 °C por 24 h.
2. Proteína cruda (Método 954.01): Se determinó mediante el método Kjeldahl, por digestión ácida y destilación alcalina, usando 6.25 como factor de conversión de nitrógeno a proteína.
3. Grasa cruda (Método 920.39): Se cuantificó después de la extracción de la muestra durante 1 h con hexano en un sistema Soxhlet.

4. Cenizas (Método 923.03): Se calculó como el peso remanente después de calcinar la muestra en una mufla (BARNSTEAD, FB1300, IA) a 550°C durante 4 h.

3.5 FIBRA DIETÉTICA TOTAL.

El contenido de fibra dietética total (FDT) se determinó mediante una combinación del método gravimétrico 991.43 de la AOAC (2012). A crisoles de fondo poroso (40 a 60 micrones), puestos previamente a peso constante, se les adicionó 1 g de celite y se colocaron en una estufa de secado de flujo convectivo a 130°C. Los crisoles se dejaron enfriar en un desecador y se pesaron en una balanza analítica (Denver instruments, SI-234, DE).

Por otro lado, se pesó 1 g de muestra en vasos de precipitado de 600 mL utilizando una balanza analítica, a la cual se le agregaron 40 mL de regulador MES-TRIS (pH 8.2). Se verificó el pH y se adicionaron 50 µL de α-amilasa termoestable (Sigma, A-3306, St Louis, MO) a cada vaso y se mezcló con una parrilla magnética (), se cubrió cada vaso con aluminio. Las muestras se incubaron en un baño de agua a 98 °C durante 30 min con agitación continua con una parrilla magnética. Posteriormente las muestras se retiraron del baño de agua y se dejaron enfriar hasta 60 °C. A continuación, se les agregaron 5 mg de proteasa (Sigma, P-3910, St Louis, MO), las muestras se incubaron en un baño de agua a 60°C durante 30 min con agitación continua. Después, se adicionaron 5 mL de HCl (0.561 N) ajustando el pH a 4.5. Se agregaron 300 µL de enzima amiloglucosidasa (Sigma, A-9913, St Louis, MO) y se incubaron en un baño de agua a 60°C por 30 min con agitación continua, y posteriormente se enfriaron a temperatura ambiente. Cada una de las muestras se filtró con la bomba de vacío con los crisoles preparados anteriormente. Primero, la celita se redistribuyó de forma uniforme en el crisol con 15 mL de etanol al 78% y se hizo succión con la bomba de vacío. La muestra se fue vertiendo poco a poco en el crisol. Posteriormente, se hicieron lavados con 15 mL de agua desionizada, 2 veces con 15 mL de etanol al 78%, 2 veces con 15 mL de etanol al 96% y una vez con 15 mL de acetona. Los crisoles con muestra se secaron en una en una estufa

de secado de flujo convectivo a 110 °C, 12 h, hasta peso constante, se enfriaron y pesaron. La muestra retenida en los crisoles, se utilizó para la determinación de proteína y cenizas (dos crisoles para cada determinación). La determinación de proteínas consistió en adicionar en un tubo para determinación de proteína 1 g de sulfato de cobre, 10 g de sulfato de potasio, 15 mL de ácido sulfúrico y el residuo de la muestra contenido en el crisol después de ser lavado, secado y enfriado. La muestra se colocó en el digestor de proteínas hasta que presentó un color verde-azul. La muestra se destiló y finalmente se tituló con HCl 0.1N, registrando los mL de ácido gastados. Para la determinación de cenizas, los crisoles se colocaron en la mufla (BARNSTEAD, FB1300, IA) y calentaron a 525 °C por 5 h. Se dejaron enfriar y posteriormente se colocaron en un desecador para ser finalmente pesados. El porcentaje de almidón resistente se calculó de acuerdo a la ecuación 1:

$$\%AR = \frac{\text{Peso seco del residuo}}{\text{Peso seco del almidón}} \times 100 \quad (1)$$

3.6 CARACTERIZACIÓN ESTRUCTURAL DEL ALMIDÓN.

3.6.1 ESPECTROSCOPÍA INFRARROJA POR TRANSFORMADA DE FOURIER (FT-IR).

Esta técnica se utilizó para verificar la modificación química y enzimática del almidón. Los análisis se llevaron a cabo en un espectrómetro (Perkin Elmer, Spectrum 100, EU), utilizando un interferómetro de reflectancia total atenuada (ATR, por sus siglas en inglés). Los espectros fueron obtenidos en una resolución de 4 cm⁻¹, en un intervalo de 4000-515 cm⁻¹.

3.6.2 DIFRACCIÓN DE RAYOS X (DRX).

El patrón de difracción de rayos X se determinó de acuerdo a la técnica de Jovanovich et al. (1992) el cual permitió estudiar el nivel de cristalinidad de los polímeros, brindando información de su estructura.

Una cantidad de almidón fue colocado sobre el porta muestra del Difractómetro de Rayos X, (BRUKER, *D8 ADVANCE*, DE), con un generador de radiación de Cu-K α con filtro de Ni y rejilla de 2 mm, se corrieron en 2θ de 5 a 40° con una intensidad de 30 mA y un voltaje de 40 kV. El porcentaje de cristalinidad (%C) se calculó de acuerdo a la ecuación 2:

$$\% C = \frac{A_c}{A_c + A_a} \quad (2)$$

Dónde:

A_c = Área cristalina bajo el difractograma de rayos X

A_a = Área amorfa bajo el difractograma de rayos X

3.7 PROPIEDADES TÉRMICAS MEDIANTE CALORIMETRÍA DE BARRIDO DIFERENCIAL (CBD).

Para evaluar las características térmicas de las muestras analizadas se utilizó un calorímetro de barrido diferencial (TA Instruments, Q200, Newcastle, DE) y se utilizó el procedimiento descrito por Kong et al. (2014). Con mínimas modificaciones. Se pesaron 2 mg de muestra en charolas de aluminio, se adicionaron 12 μ L de agua destilada. Las charolas se sellaron herméticamente y mantuvieron durante una hora a temperatura ambiente antes de iniciar el análisis. Posteriormente, las muestras se calentaron a una velocidad de 3 °C/min de 30 a 170 °C, usando una charola de aluminio vacía como referencia. Con el software de procesamientos de datos del CBD, se obtuvieron la temperatura de inicio (T_i), temperatura de pico (T_p), temperatura final (T_f) y la entalpía de gelatinización (ΔH).

3.8. MICROSCOPIA ÓPTICA.

La microscopía óptica es una herramienta muy utilizada en la determinación del tamaño y la forma del gránulo de almidón. Este análisis se determinó por el método de Mac Masters et al. (1964), mediante observación microscópica directa, utilizando un microscopio (Carl Zeiss, Axiostar plus, EU) con objetivos de 10x, 40x y 100x. Las muestras de almidón nativo (AN) y AR5 con ácidos grasos saturados se prepararon en suspensiones con agua destilada, se colocó una gota de esta suspensión en un portaobjetos y se observaron los gránulos de almidón.

3.9. PROPIEDADES FUNCIONALES.

3.9.1 PERFIL DE HINCHAMIENTO Y SOLUBILIDAD DEL AR.

Se utilizó el método modificado por Sathe y Salunkhe (1981). En un tubo de centrífuga de 50 mL previamente tarado, se prepararon 40 mL de una suspensión de almidón al 1 % (p/v) en base seca. Se adicionó un agitador magnético y se colocó el tubo en un baño de agua a temperatura constante (60, 70, 80, ó 90 °C). Al tubo se le adaptó un termómetro y se le proporcionó agitación constante a la suspensión para mantenerla uniforme durante 30 min. Transcurrido el tiempo, se retiró el tubo del baño, se sacó el magneto y se secó el tubo. Se centrifugó a 2500 rpm durante 15 min. Se decantó el sobrenadante y se pesaron los gránulos hinchados. Del sobrenadante se tomaron 10 mL, los cuales se colocaron en una charola de aluminio previamente tarada y se secó a 120 °C durante 4 h se pasó la muestra a un desecador y se pesó para determinar la solubilidad y el poder de hinchamiento mediante las ecuaciones 3 y 4:

$$\% \text{ Solubilidad} = \frac{\text{Peso del almidón soluble} \times 400}{\text{Peso muestra seca}} \quad (3)$$

$$\text{Poder de Hinchamiento} = \frac{\text{Peso del sedimento}}{\text{Peso muestra seca} \times (100 - \% \text{ solubilidad})} \quad (4)$$

3.9.2 CAPACIDAD DE RETENCIÓN DE AGUA (CRA) y CAPACIDAD DE RETENCIÓN DE ACEITE (CRAc).

Se determinaron las propiedades de capacidad de retención de agua (CRA) y capacidad de retención de aceite (CRAc), mediante el método de Larrauri et al. (1996). Se pesaron 250 mg de muestra en base seca, se le adicionaron 25 mL de agua destilada y la mezcla se mantuvo en agitación constante a diferentes temperaturas (50, 70 y 90 °C) durante 1 h. Posteriormente se centrifugó a 3000 x g a 4 °C por 15 min, y los residuos se pesaron para calcular la CRAc por diferencia de peso mediante las ecuaciones 5 y 6.

$$\text{CRA} = \text{Peso inicial de la muestra} - \text{peso final de la muestra} \quad (5)$$

$$\text{CRAc} = \text{Peso inicial de la muestra} - \text{peso final de la muestra} \quad (6)$$

En el caso de la CRAc, se emplea el mismo procedimiento, pero se sustituyó el agua destilada por aceite comercial.

3.10. PERFIL DE VISCOSIDAD (*PASTING*).

El almidón nativo y AR5 formados se gelatinizaron en un reómetro de tensión (TA Instruments, AR1500ex, SA) utilizando una celda de almidón (SPC, por su siglas en inglés *starch pasting cell*) con una paleta impulsora a 500 s⁻¹ en las siguientes etapas secuenciales: (a) calentamiento (5 °C/ min) 30 a 92 °C; (B) mantener a 92 °C durante 10 min; (C) enfriar (5 °C/min) a 30 °C. La concentración del almidón fue del 4% en base a peso seco.

3.11. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.

Todos los resultados obtenidos fueron procesados mediante estadística descriptiva, utilizando medidas de tendencia central (media) y de dispersión (desviación estándar), los datos obtenidos de los análisis químico proximal, fibra dietaria, capacidad de retención de agua y aceite, poder de hinchamiento y solubilidad, fueron evaluados mediante un análisis de varianza de una vía y en todos los casos

se realizó una comparación de medias por el método de mínima diferencia significativa (LSD, por su acrónimo en inglés *Least Significant Difference*) para establecer las diferencias entre los tratamientos. Todos los análisis se realizaron por triplicado con excepción de fibra dietaría el cual se realizó por cuádruplicado utilizando el paquete computacional Minitab® 17 (Montgomery, 2007).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

4.1. COMPOSICIÓN QUÍMICA PROXIMAL DEL ALMIDÓN NATIVO Y ALMIDÓN RESISTENTE (AR5) OBTENIDO MEDIANTE LA FORMACIÓN DE COMPLEJOS DE AMILOSA-ÁCIDOS GRASOS SATURADOS.

La composición química del almidón nativo (AN), almidón con complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y almidón con complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE) se muestran en la Tabla 2. El AN mostró un contenido de humedad de 9.45%, valor que se encuentra dentro del intervalo de humedad reportado para almidón de malanga (*Colocasia esculenta*) cultivados en diferentes países (6.25-13.2%) (Antonio-Estrada et al., 2009; Nwokocha et al., 2009; Mweta et al., 2010; Sit et al., 2014; Zeng et al., 2014; Sukhija et al., 2015). Cabe mencionar que este contenido de humedad se encuentra dentro de las especificaciones industriales requeridas para el almacenamiento seguro de los almidones, para prevenir el deterioro de la calidad del almidón (Moorty, 2002). Por otro lado, los AR5 obtenidos mediante la formación de complejos de inclusión con los ácidos grasos saturados (CAAP y CAAE), presentaron un menor contenido de humedad que su contraparte nativa, mostrando valores de 7.39% en el caso de CAAP y 6.59% para CAAE. Estas diferencias se deben a que parte de los grupos OH del almidón que se enlazaban con el agua mediante puentes de hidrógeno, formaron complejos de inclusión con lípidos en el interior de la hélice de amilosa, disminuyendo así su carácter hidrofílico.

El contenido de cenizas comprenden la suma de todos los minerales presentes en las muestras las cuales están compuestas principalmente por Calcio, Magnesio, Potasio, Sodio, Hierro y Fósforo, los cuales, con excepción del Fósforo son de poca importancia en la funcionalidad del almidón, ya que el fósforo tiene influencia significativa en las propiedades funcionales de estos materiales (Tester et al., 2004; Mweta et al., 2010), y se ha reportado que puede estar presente en un intervalo de concentraciones de 67.3 a 121.3 mg/kg en almidón de malanga (Mweta et al., 2010).

Tabla 2. Composición química proximal de almidón nativo (AN), almidón con complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y almidón con complejos amilosa-ácido esteárico (CAAE).

Componentes (%)	AN*	CAAP*	CAAE*
(Humedad)	9.45 ± 0.070 ^a	7.39 ± 0.219 ^b	6.59 ± 0.028 ^c
Cenizas	0.52 ± 0.006 ^a	0.23 ± 0.003 ^b	0.19 ± 0.011 ^c
Proteínas	2.40±0.168 ^a	1.48 ± 0.024 ^b	1.02 ± 0.077 ^c
Grasas	0.33±0.043 ^c	1.85 ± 0.193 ^b	4.63 ± 0.120 ^a

*Los valores son el promedio de tres repeticiones ± desviación estándar.

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

El contenido de cenizas para AN fue de 0.52%, el cual cae dentro de los parámetros de cenizas reportados por otros autores (0.137-0.53%) en el almidón de malanga (Ríos et al., 2014; Lu et al., 2008; Antonio-Estrada et al., 2009; DE Mweta et al., 2010; Zeng et al., 2014). Por otro lado el CAAP presentó un contenido de 0.23% de cenizas, mientras que en el caso del CAAE fue de 0.19%, observándose que el contenido de cenizas es menor que su contraparte nativa, esto se atribuye a que durante las reacciones de formación de complejos, algunos minerales son eliminados en el medio de reacción. De igual forma estas diferencias encontradas en este estudio con lo reportado por otros investigadores puede deberse a que el contenido de minerales del almidón dependerá de los residuos generados por el procedimiento de extracción empleado, por la composición mineral del suelo donde fueron obtenidas estas materias primas, la cual también dependerá de la estación del año en que fueron cosechadas y del grado de madurez del tubérculo (Thomas y Atwell, 1999; Konwar-Bolin et al., 2011; Himeda et al., 2012).

Por otro lado el contenido de proteínas y lípidos en el AN fue de 2.40 y 0.33%, respectivamente valores que se encuentra dentro de las concentraciones reportadas para almidón de malanga cultivada en diferentes países (0.04-3.61% proteínas y 0.02-0.41% lípidos) (Lu et al., 2008; Antonio-Estrada et al., 2009; Mweta et al., 2010; Palomino et al., 2010; Barragán-Zarate, 2013; Ríos et al., 2014; Zeng

et al., 2014). Con respecto al contenido de proteínas los almidones CAAP y CAAE, presentaron porcentajes de 1.48 y 1.02%, respectivamente. Esta disminución podría ser debido a la solubilización y precipitación de las proteínas periféricas y consecuentemente la salida de estos componentes al medio de reacción durante las etapas del proceso de modificación (Lawal, 2004 y Adebawale et al., 2005).

Por otra parte el contenido de lípidos en el CAAP y CAAE aumentó obteniéndose valores de 1.85% y 4.63%, respectivamente. Esto debido a la formación de los complejos de inclusión entre el almidón y los ácidos grasos utilizados. Se observó un contenido de lípidos mayor con CAAE, posiblemente debido a una mayor formación de complejos de inclusión, como resultado de la solubilidad de los ácidos grasos, ya que el ácido palmítico presentó una solubilidad mayor, lo que dió como resultado que se solubilizara al medio de reacción durante los lavados y fuera eliminado, obteniéndose menor cantidad de complejos formados.

4.2. CONTENIDO DE ALMIDÓN RESISTENTE TIPO 5 (AR5) (POR EL MÉTODO DE FIBRA DIETARIA TOTAL: FDT).

Los resultados obtenidos en la determinación del contenido de FDT se presentan en la Tabla 3. El AN presentó un contenido de FDT de 2.32% valor menor a 6.9%, que fue reportado en el estudio realizado por Agama-Acevedo et al., (2011); y 3.16% por Barragán-Zarate, (2013) en almidón de malanga de la misma especie; estas diferencias fueron debidas al método de aislamiento usado, así como características propias de la variedad utilizada y condiciones de cultivo. El menor contenido de FDT encontrado en esta investigación indicó que se tiene un almidón con mayor pureza.

El contenido de FDT en el almidón CAAP fue de 10.74% y para el almidón CAAE de 17.31%. El incremento observado se debió a los complejos de inclusión formados y los ácidos grasos usados. El mayor porcentaje de FDT en CAAE podría deberse a que el ácido esteárico no es eliminado fácilmente por el etanol durante la extracción debido a que tiene una fuerte interacción hidrofóbica con las moléculas de almidón a comparación del ácido palmítico.

Tabla 3. Fibra dietaria del almidón nativo (AN), complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).

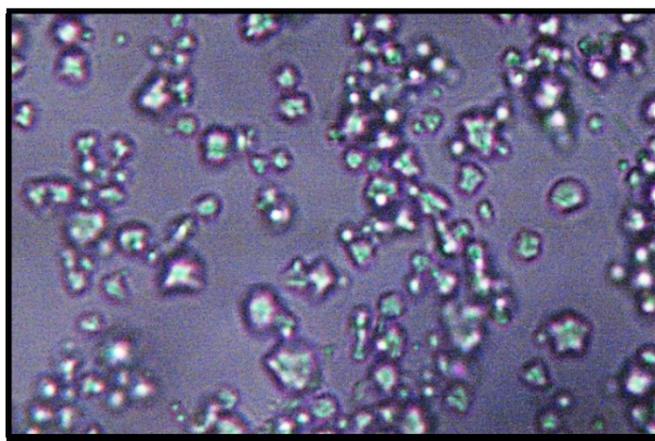
Muestra	Fibra Dietaria Total* (%)
AN	2.32 ± 0.044 ^c
CAAP	10.74 ± 0.867 ^b
CAAE	17.31 ± 0.724 ^a

*Los valores son el promedio de tres repeticiones ± desviación estándar. Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa (P<0.05).

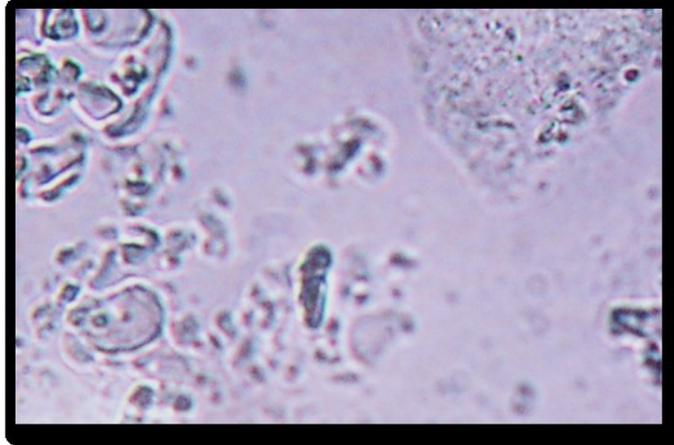
4.3. APARIENCIA MICROSCÓPICA.

La apariencia microscópica de los gránulos de almidón AN, CAAP y CAEE se observa en la Figura 7. Los almidones AN presentaron formas poliédricas e irregulares como se muestra en la figura 7a. Como fue observado también por Agama-Acevedo et al. (2011) en almidón nativo de malanga de la misma especie. Por otro lado, en los almidones CAAP y CAEE, se observaron gránulos hinchados y parcialmente gelatinizados como se observa en la Figura 7b y 7c. Este comportamiento fue observado por Chang et al., (2013) en complejos de inclusión entre almidón de maíz y ácido láurico.

a)



b)



c)

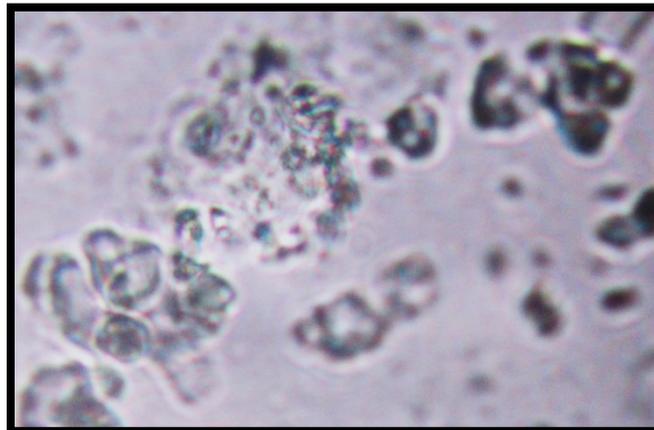


Figura 7. Imágenes observadas en el microscopio óptico (100x): a) almidón nativo; b) complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y c) complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).

4.4. CARACTERÍSTICAS ESTRUCTURALES DE ALMIDÓN NATIVO Y ALMIDÓN RESISTENTE TIPO 5 OBTENIDO MEDIANTE LA FORMACIÓN DE COMPLEJOS DE AMILOSA-ÁCIDOS GRASOS SATURADOS.

4.4.1. ESPECTROSCOPIA DE INFRARROJO POR TRANSFORMADA DE FOURIER (FTIR).

Los espectros de absorción de FTIR del almidón nativo (AN), almidón con complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y amilosa con complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE) se presentan en la figura 8. El espectro de AN presentó una señal de banda muy amplia desde $3600-3000\text{ cm}^{-1}$ que correspondió a las vibraciones de los grupos hidroxilos (OH^-), los cuales contribuyeron al estiramiento de los enlaces libres inter e intramolecular de los OH^- , siendo una característica muy particular de la estructura del almidón (Fang et al., 2002). La señal que aparece en 2931 cm^{-1} correspondió a la vibración de estiramiento del hidrógeno con respecto al carbono (C-H) del anillo de glucopiranososa. La señal que apareció en 1640 cm^{-1} correspondió al agua absorbida por el almidón (Kacurakova et al., 1998; Kacurakova y Wilson, 2001; Kalutskaya, 1998).

Otras señales fueron observadas entre $1400\text{ a }1300\text{ cm}^{-1}$ donde se representaron las flexiones de los enlaces OH^- , por último las señales entre $1200\text{ a }920\text{ cm}^{-1}$ corresponden a los estiramientos de los enlaces CO y las señales de $940\text{ a }701\text{ cm}^{-1}$. Dado que el almidón posee una estructura bien definida, derivada de las unidades monoméricas glucosídicas, donde los grupos hidroxilo son predominantes, en los espectros siempre se observará la señal característica de la vibración del grupo OH^- (Fang et al., 2002). Aunque, variaciones en la intensidad de esta señal pueden ser indicativas de interacciones tipo puente de hidrógeno (Yang et al., 1996; Yang et al., 2010; Yu et al., 2005).

En la región conocida como la huella dactilar, que comprende de $1250\text{ a }400\text{ cm}^{-1}$ (Olsen, 1990), se observaron cuatro picos característicos: $1149, 1076, 1018\text{ y }929\text{ cm}^{-1}$, correspondientes a las vibraciones de las uniones $-\text{C}-\text{O}-\text{C}-$ de la glucopiranososa y $931, 862, 769, 710, 608\text{ y }578\text{ cm}^{-1}$ atribuidas al anillo piranososa (Goheen y Wool,

1991). La señal localizada a 1467 cm^{-1} fue asignada a la flexión del grupo CH_2 y la señal amplia en 2926 cm^{-1} correspondió a los estiramientos del hidrogeno con respecto al enlace carbono (CH) asociados con el anillo de glucopiranososa (Mano et al., 2003). Con respecto al pico que en 1018 cm^{-1} se apreció una señal fuerte la que está se asociada al estiramiento del enlace C-OH (Marcazzan et al., 1999).

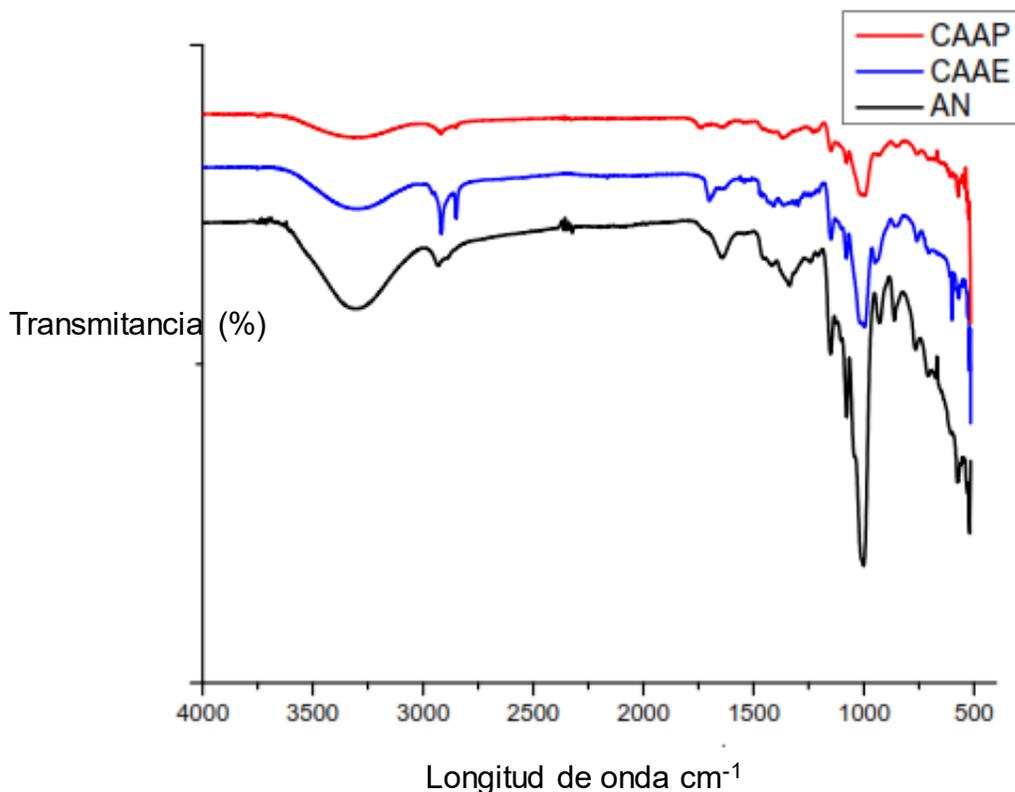


Figura 8. Espectros obtenidos por espectroscopia de infrarrojo del almidón nativo (AN), complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).

Por otro lado los almidones CAAP y CAAE mostraron una señal que abarca de 1760 a 1690 cm^{-1} la cual fue característica de las vibraciones de estiramiento de los enlaces del grupo carbonilo ($-\text{C}=\text{O}$). Cabe mencionar que fue la única banda distinguible que se ha reportado para ácidos grasos en una matriz de almidón. Este desplazamiento del pico ha sido reportado por diferentes autores para el complejo

de inclusión entre amilosa-ácido palmítico (Lay Ma et al., 2011), complejos de amilosa con ácido salicílico (Uchino et al., 2002) y ácido p-aminobenzoico (Tozuka et al., 2006).

Tozuka et al. (2006) atribuyeron el desplazamiento de la banda de carbonilo a la formación de enlaces de hidrógeno entre el grupo carbonilo de los grupos de ligandos e hidroxilo de amilosa. De igual forma Lay Ma et al. (2011) le atribuyeron el cambio del pico carbonilo a la ruptura de enlaces de hidrógeno entre moléculas de ácido palmítico y palmitato ascorbilo en el estado cristalino y la formación de nuevos enlaces de hidrógeno entre el grupo carbonilo del ácido palmítico y palmitato ascorbilo y el grupo hidroxilo de la amilosa.

Debido a que el CAAE mostró un mayor contenido de lípidos se infiere que el porcentaje de complejos de inclusión formados fueron mayores por lo que el aumento de la intensidad de pico en la señal 2931 cm^{-1} está asociada con la adición del ácido graso según lo reportado por Namazi et al. (2011). Se observó también una disminución de las señales de $3600\text{-}3100\text{ cm}^{-1}$ y 1650 cm^{-1} que corresponden a vibraciones generadas por el estiramiento y flexión de los grupos OH, esta disminución en las señales fue debida a la introducción de los ácidos grasos (palmítico y esteárico), los cuales sustituyeron los grupos OH^- del almidón formando complejos de inclusión en el interior de la hélice de amilosa.

4.4.2. PATRÓN DE DIFRACCIÓN CON RAYOS X.

Se realizó el análisis de difracción de rayos X y se determinó la cristalinidad en las muestras de almidón nativo (AN), almidón con complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y almidón con complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE), se observaron en la figura 9. El AN de malanga presentó un patrón de difracción tipo "A", el cual fue característico de los almidones de cereales, de acuerdo a la clasificación existente para almidones de fuentes convencionales, ya que presentó los picos característicos en 2θ con 15 , 17 , 18 y 23° .

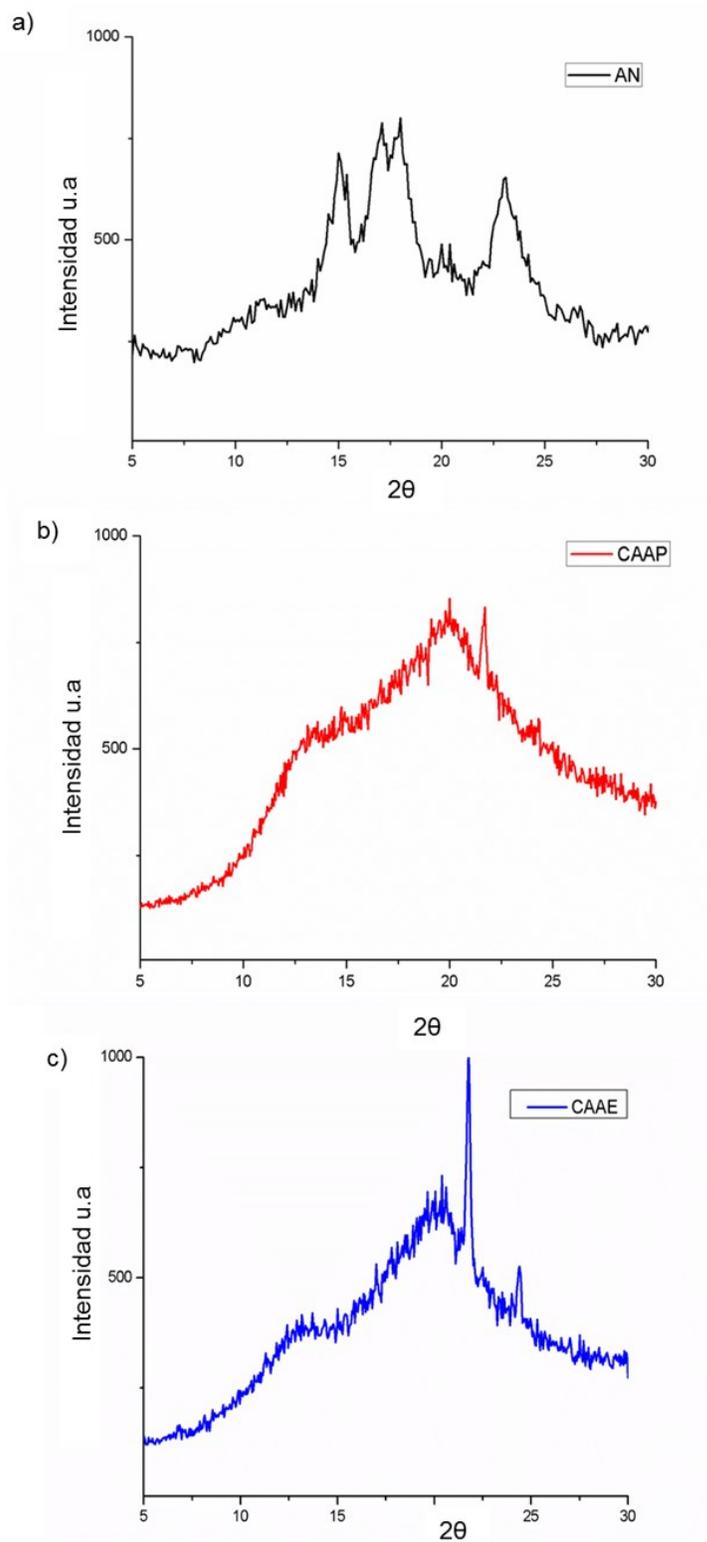


Figura 9. Patrones de difracción de rayos X: a) almidón nativo; b) almidón con complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y c) almidón con complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).

Este tipo de patrón de difracción en el almidón de malanga ya ha sido reportado por otros autores (Jane et al., 1992; Agama-Acevedo et al., 2011; Simsek y El (2012); Himeda et al., (2012). Un patrón de difracción de tipo "A" fue atribuido a los almidones que contienen cadenas de amilopectina más cortas y están empacadas en estructuras más compactas (Jane, 2006). El porcentaje de cristalinidad del AN fue de 39.38%, valor similar (38.2%) al reportado por Agama-Acevedo et al. (2011), pero mayor al reportado por Barragán-Zarate, (2013) en almidón de malanga de la misma especie (29.96%). Estas variaciones en la cristalinidad del almidón de malanga se podrían deber al contenido de amilopectina presente en cada almidón, ya que ésta es la principal responsable de la cristalinidad del almidón, así como su empaquetamiento molecular.

Por otro lado los almidones con complejos CAAP y CAAE, presentaron una pérdida de su patrón de difracción de rayos X, como consecuencia de la gelatinización del almidón, los picos que se observaron son los correspondientes al ácido graso puro a $2\theta = 22.5^\circ$ para ácido palmítico y a $2\theta = 22.5^\circ$ y 24° son característicos del ácido esteárico que no formaron complejos con el almidón (Wokadala et al., 2012; Kong et al., 2014). La pérdida del patrón de difracción también fue observado por Kong et al. (2014) en complejos de inclusión formados entre el almidón de maíz con alta concentración de amilosa y ácido palmítico.

Como resultado de la pérdida del patrón de difracción se mostró una disminución en el % de cristalinidad en los almidones CAAP y CAAE presentando valores de 15.03% y 19.15%, respectivamente, la menor pérdida de cristalinidad en CAAE, se debió a que el patrón de difracción presentó dos picos de mayor intensidad correspondientes al ácido graso usado.

4.5. PROPIEDADES TÉRMICAS MEDIANTE CALORIMETRÍA DE BARRIDO DIFERENCIAL (CBD).

Las temperaturas de transición (T_i , T_p y T_f) y entalpía de gelatinización (ΔH) del almidón nativo (AN) y almidón con complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE) fueron determinadas mediante calorimetría de barrido diferencial y se muestran en la figura 10.

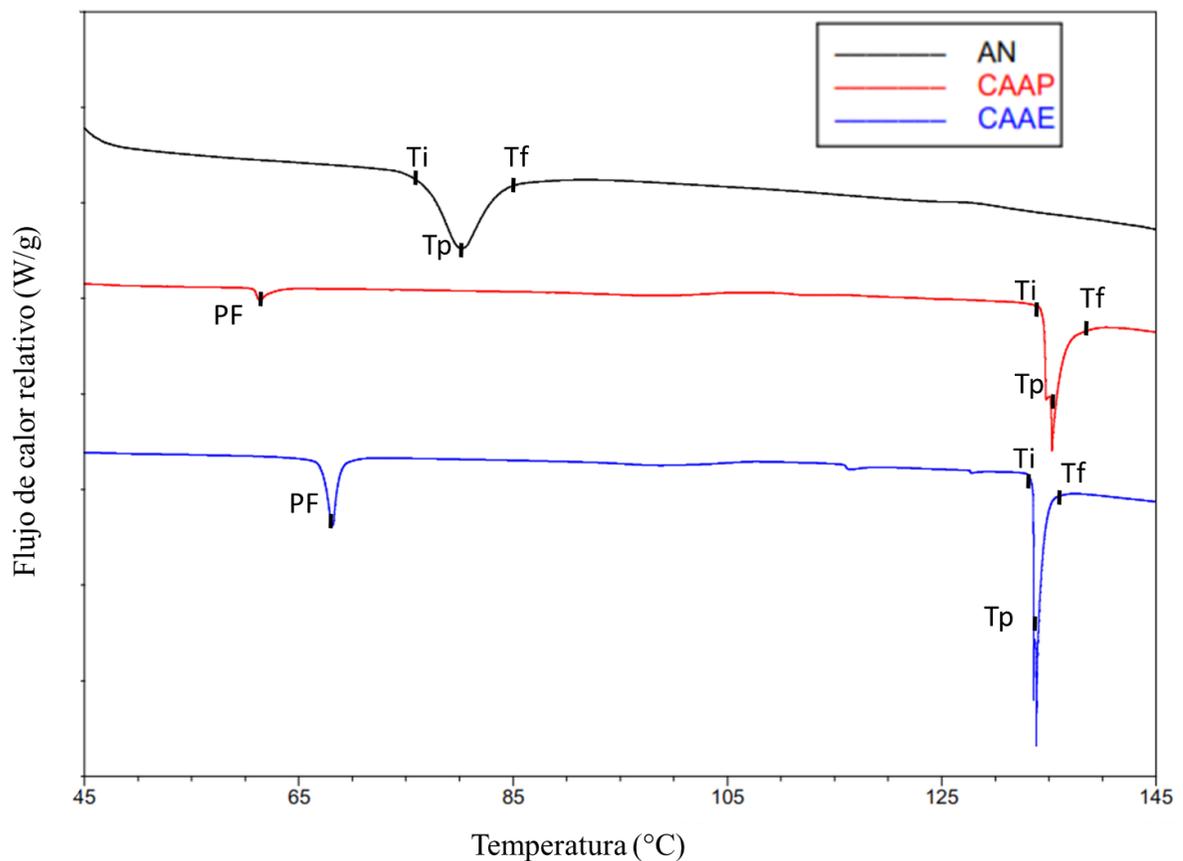


Figura 10. Termogramas del almidón nativo (AN), almidón con complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y almidón con complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).

El AN presentó una temperatura de inicio (T_i) de 76.78 °C, una temperatura de gelatinización (T_p) de 80.08 °C y una temperatura final (T_f) de 85.25 °C y una entalpía

de gelatinización (ΔH) de 9.58 J/g. Una T_p similar (80.6 J/g) fue reportada para almidón de malanga de la misma especie por Agama-Acevedo et al. (2011). Sin embargo, la ΔH reportada por estos autores fue ligeramente mayor (10.6 J/g), esta diferencia observada puede ser debido a la diferencia en la T_i y T_f , ya que ellos reportan una T_i y T_f de 73.6 y 87.6 °C, respectivamente. Las variaciones en la T_i y T_f son influenciadas por diversos factores como son: la composición del gránulo de almidón (relación amilosa/amilopectina), su estructura (relación cristalino/amorfo) forma y tamaño, la estructura molecular de la amilopectina (tamaño de los racimos, longitud de las cadenas) y el contenido de otros componentes como proteínas, lípidos y fósforo (Gunaratne y Hoover, 2002; Noda et al., 1996; Singh y Singh, 2001; Singh et al., 2004; Wang et al., 2005; Yuan et al., 1993).

Los almidones con complejos de inclusión amilosa-lípidos (CAAP y CAAE) presentaron dos endotermas. La primera endoterma correspondiente a la temperatura de fusión de los ácidos grasos, que para el ácido palmítico es de 62 °C y para el ácido esteárico es de 69 °C que se encuentran libres. La segunda endoterma observada en ambos almidones (CAAP y CAAE) fue debida al complejo de inclusión formado entre la amilosa y los ácidos grasos. El endoterma del CAAP presentó una T_p de 135.29 °C y una ΔH de 18.11 J/g, mientras que el almidón con CAAE presentó una T_p de 133 °C y ΔH de 19.17 °C. El aumento en la T_p y ΔH en estos almidones denotaron una mayor estabilidad térmica debido a los complejos formados. Godet et al. (1995) reportaron un efecto similar con diferentes fracciones de amilosa de almidón de maíz bajo las mismas condiciones. Los autores reportaron que la T_p incremento, al utilizar un ácido graso de cadena larga y amilosa con un mayor grado de polimerización. Eliasson et al. (1994) reportaron que las propiedades térmicas de los polimorfos de complejos entre ácidos grasos y amilosa dependió en gran medida del disolvente utilizado, la temperatura a la que se mezclan los reactivos, y la velocidad de enfriamiento durante la preparación de los complejos.

4.6. PROPIEDADES FUNCIONALES DEL ALMIDÓN NATIVO Y DE LOS ALMIDONES CON COMPLEJOS DE INCLUSIÓN AMILOSA-ACIDOS GRASOS SATURADOS (AR5).

4.6.1. PODER DE HINCHAMIENTO.

El poder de hinchamiento es una medida de la capacidad del almidón para hidratarse bajo condiciones específicas tales como: temperatura y disponibilidad de agua. La Figura 11 muestra los resultados obtenidos en la determinación del poder de hinchamiento (PH) del AN y almidón con CAAP y CAAE, medido a diferentes temperaturas. En general, el PH incremento en función del aumento de la temperatura obteniéndose valores de PH de 27.06, 28.46, 46.11 y 54.33 g de agua /g de almidón a temperaturas de 60, 70, 80 y 90 °C, respectivamente. Este incremento fue observado debido a que cuando el almidón es calentado en exceso de agua la estructura cristalina se altera debido a la ruptura de enlaces de hidrógeno, y las moléculas de agua se vinculan por enlaces de hidrógeno a los grupos hidroxilo expuestos de amilosa y amilopectina. Esto provocó un incremento en el hinchamiento del gránulo y en la solubilidad (Ratnayake et al., 2002). El hinchamiento del almidón se produjo en el mismo sentido que la pérdida de birrefringencia y precede a la solubilización (Singh et al., 2004). La literatura reporta datos de poder de hinchamiento de almidones nativos que van desde el 7.33% publicado por Wickramasinghe et al. (2009) hasta el 35.4% en reportado por Singh et al. (2006).

Los almidones con complejos amilosa-ácidos grasos (CAAP y CAAE), presentaron la misma tendencia que el AN debido a que conforme se incrementó la temperatura de medición, el PH fue aumentando como se observa en la figura 11. Sin embargo los valores de PH en estos almidones fueron mayores que su contraparte nativa a temperaturas de 60,70 y 80 °C los cuales fueron para el CAAP de 41.65, 42.56 y 47.09 g de agua /g de almidón respectivamente, y para el CAAE de 37.08, 38.02 y 39.96 g de agua /g de almidón respectivamente, pero a 90 °C los valores de PH fueron menores que el del almidón nativo.

Este comportamiento podría deberse a la gelatinización parcial del almidón como resultado de la reacción química a que fue sometido. El menor PH presentado por el almidón CAAE en comparación con el almidón CAAP podrían ser debido a que presentaron un mayor contenido de lípidos y mayor formación de complejos amilosa-ácidos grasos lo cual fue un factor que limitó el hinchamiento, lo (Tester & Morrison, 1990).

Estudios anteriores han indicado que un mayor poder de hinchamiento es un indicio de fuerzas de unión más débiles en los gránulos de almidón (Hoover et al., 1996).

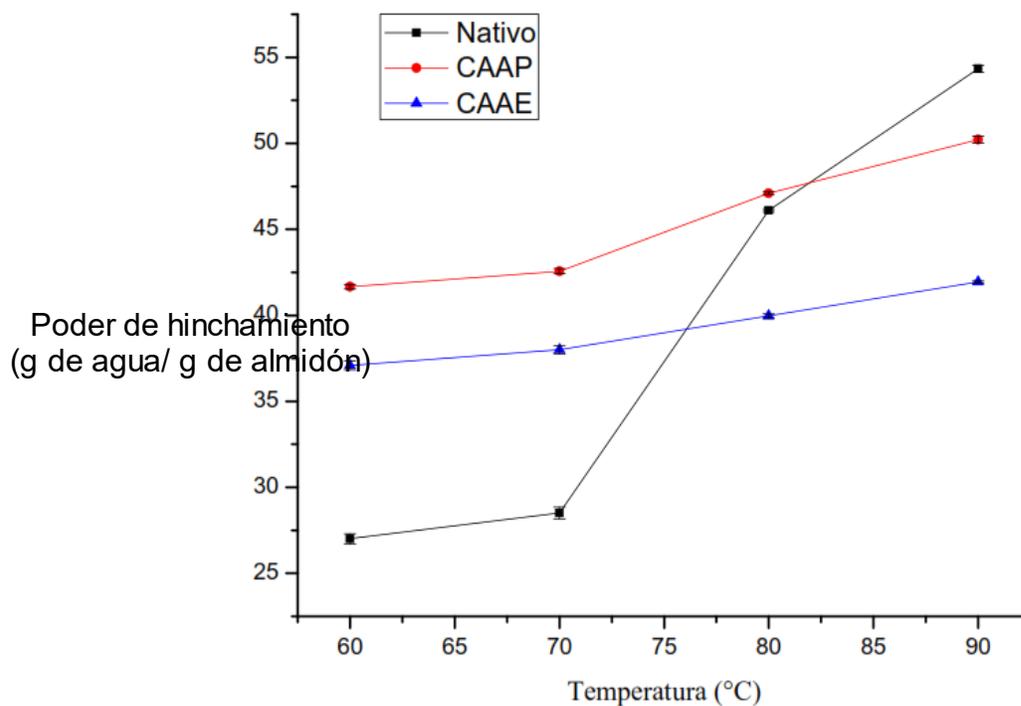


Figura 11. Poder de hinchamiento del almidón nativo (AN), almidón con complejo amilosa - ácido palmítico (CAAP) y complejo amilosa - ácido esteárico (CAAE).

6.6.2 SOLUBILIDAD EN AGUA

Los resultados del porcentaje de solubilidad de los distintos almidones se presentan en la figura 12. El AN presentó un aumento en la solubilidad conforme aumentó la

temperatura de medición. El incremento de la solubilidad a altas temperaturas está asociada con la lixiviación de las cadenas de almidón, principalmente de amilosa, y algunas cadenas externas largas de amilopectina, hacia la fase continua, a más altas temperaturas, el incremento en la energía cinética podría causar la difusión de moléculas de agua a niveles más altos dentro del gránulo, resultando en un incremento en el contenido de agua. Los almidones con CAAP y CAAE presentaron un comportamiento similar, observándose un aumento en la solubilidad conforme la temperatura de medición fue en aumento. Sin embargo los valores de solubilidad en estos almidones fueron menores a los presentados por el AN a cualquiera de las temperaturas. Esto debido a los complejos formados, que disminuyeron el carácter hidrofílico del almidón.

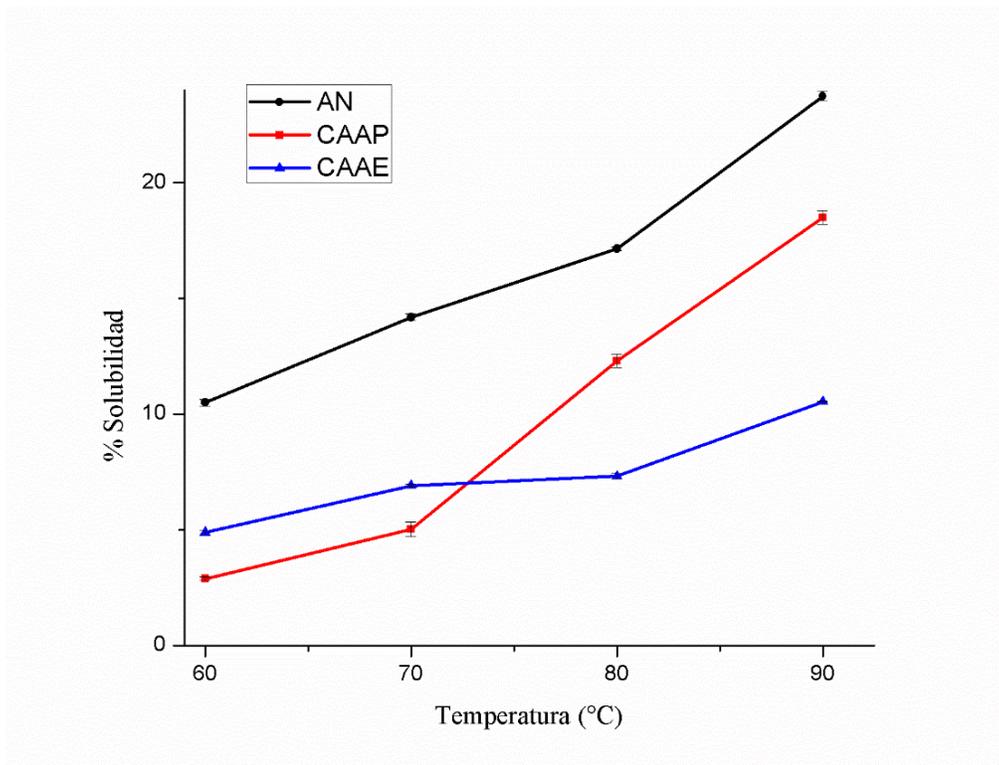


Figura 12. Perfil de Solubilidad del almidón nativo (AN), complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).

4.6.2. CAPACIDAD DE RETENCIÓN DE AGUA (CRA) Y ACEITE (CRAc) DE ALMIDÓN NATIVO Y MODIFICADOS CON DMSO.

4.6.2.1. Capacidad de Retención de Agua (CRA).

El almidón nativo presentó una baja CRA a 50 °C de 2.51 (g de agua/g de almidón). Sin embargo la CRA fue incrementando conforme la temperatura a la cual fue medida fue mayor alcanzando valores de CRA de 14.80 (g de agua/g de almidón) a los 90 °C como se muestra en la figura 13. Los almidones con complejos CAAP y CAEE mostraron mayores valores de CRA a temperaturas de 50 y 70 °C, esto debido a que estos almidones ya estaban parcialmente gelatinizados, lo que permitió que captaran agua más rápidamente en comparación con el AN. Sin embargo, a temperatura de 90 °C la CRA de estos almidones (CAAP y CAEE) alcanzaron valores menores que su contra parte nativa como se observa en la Figura 13.

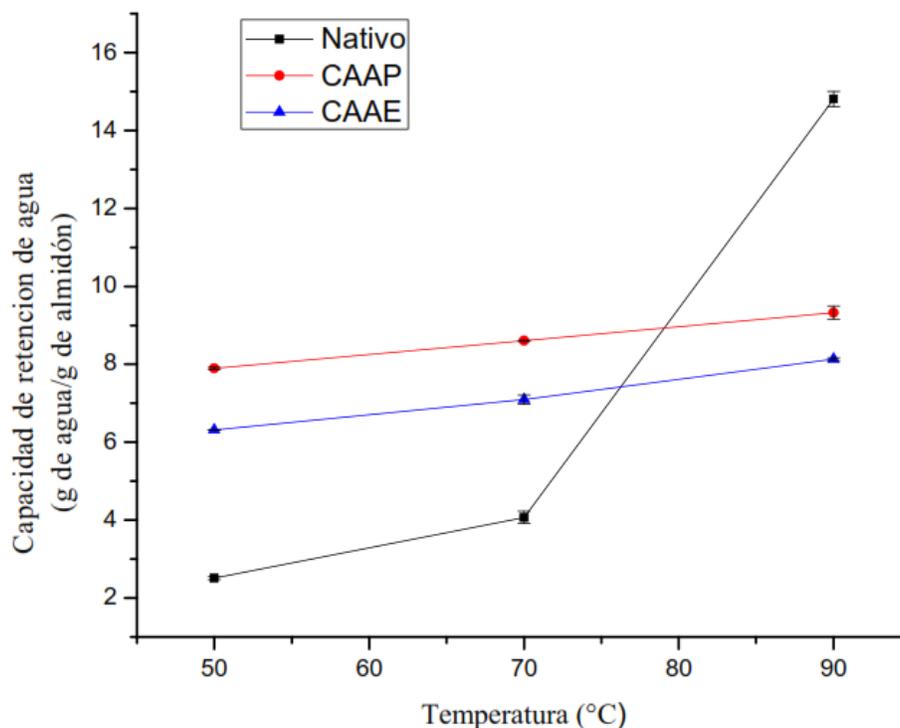


Figura 13. Capacidad de retención de agua (g agua/g de almidón) del almidón nativo (AN), complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).

4.6.2.2. Capacidad de Retención de Aceite (CRAC).

La capacidad de retención de aceite que presentaron los almidones se observaron en la figura 14. El AN presentó una mayor CRAC que los almidones CAAP y CAEE que cualquiera de las temperaturas a las que fue evaluada. Sin embargo, se observó que los valores obtenidos de CRAC en el AN fueron mayores a una temperatura de 50 °C (3.60 g de aceite/g de almidón) seguida de la temperatura de 90 °C donde se obtuvo un valor de 4.20 g de aceite/g de almidón, esto aumento fue debido a que el aceite se vuelve más fluido facilitando su absorción, aunado a esto durante el proceso de enfriamiento el aceite que esta adherido a la superficie penetra en la superficie de los gránulos debido a que la presión dentro de los poros cambia como consecuencia del aumento de la presión capilar (Moreira y Barrufet, 1996), este diferencial de presión entre la superficie y el poro crea la fuerza motora para que el aceite y el aire penetren por los poros ocasionando que se observara un aumento en el CRAC. A 70 °C se observó una disminución en la CRAC en el AN, esto podría deberse a un error en la medición.

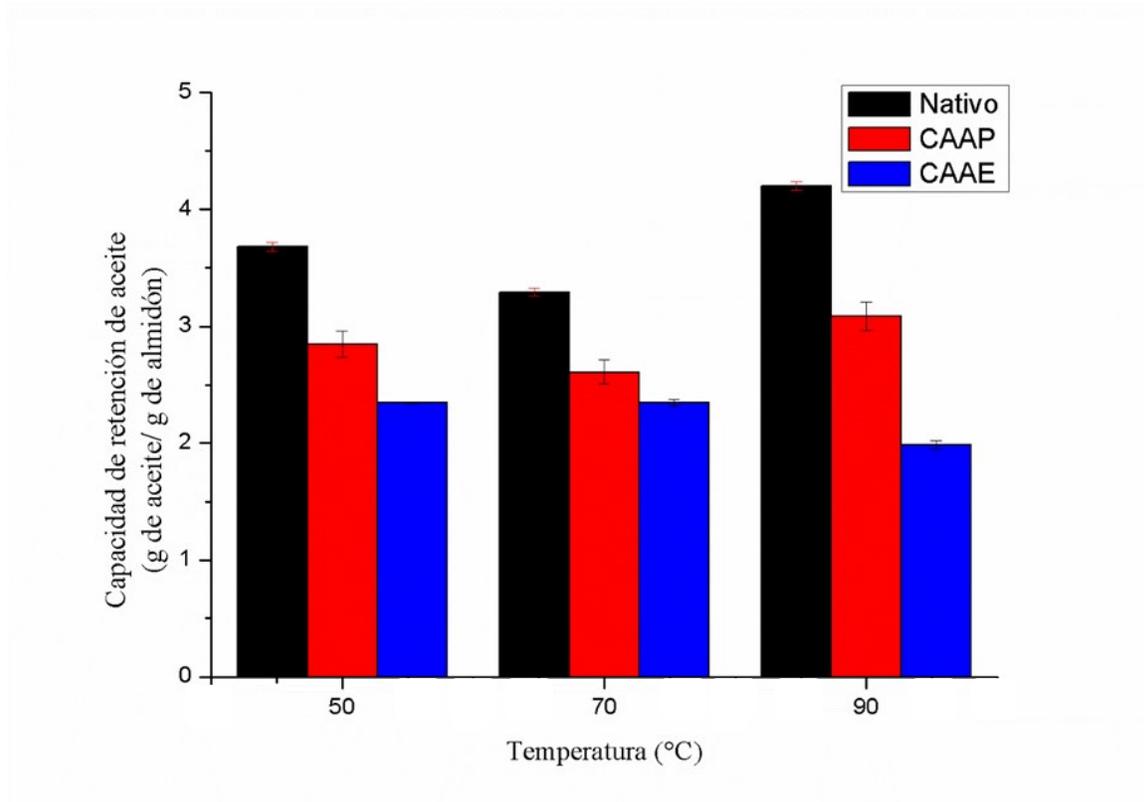


Figura 14. Capacidad de retención de aceite (g aceite/g de almidón) del almidón nativo (AN), almidón complejo amilosa-ácido palmítico (CAAP) y almidón complejo amilosa-ácido esteárico (CAAE).

Por otro lado, los almidones con complejos amilosa-ácidos grasos saturados (CAAP y CAAE) presentaron menores valores en la CRAc que el AN a cualquiera de las temperaturas a las que fue medida esta propiedad. Cabe mencionar que el almidón CAAE fue el que presentó los menores valores de CRAc, esto debido a que en este el almidón fueron introducidos una mayor cantidad de ácidos grasos ya que fue el que presentó el mayor contenido de FDT. La introducción de los ácidos grasos dentro de las cadenas de amilosa en el almidón y a la disminución en el contenido de proteínas ya que la capacidad de absorción de grasa está relacionada con el número de cadenas laterales no-polares de las proteínas, las cuales se enlazan con las cadenas hidrocarbonadas de grasa (Sgarbieri, 1998) lo cual parece ser producto del entrapamiento físico de las grasas por parte de las proteínas, a través de la formación de micelas (Granito et al., 2004).

4.7. PERFIL DE VISCOSIDAD DE LAS PASTAS.

Las características de empastado del almidón se determinan ya sea usando un Visco amilógrafo Brabender o un Visco Analizador Rápido (RVA) (Wickramasinghe et al., 2009; Tukomane y Varavinit, 2008; Lin et al., 2009). Los reómetros rotacionales (Park et al., 2007b; Li et al., 2008a; Lin et al., 2008) u otros viscosímetros, que registran la viscosidad continuamente con respecto a los cambios de temperatura, también se utilizan para medir las propiedades de empastado.

Las propiedades de empastamiento del almidón son indicadores importantes de cómo el almidón se comportará durante el procesamiento ya que el almidón es generalmente considerado como el componente más importante en términos de calidad y funcionalidad durante la cocción. Las propiedades de empastamiento del almidón se utilizan para determinar la idoneidad del almidón en diferentes alimentos y otros productos afines. Los perfiles de empastado de los almidones estudiados se presentan en la figura 15. El AN presentó un perfil de empastado o formación de pasta con dos picos de viscosidad máxima (564.39 y 605 mPa*s, respectivamente), esto no concuerda con los resultados obtenidos en otros almidones (Rivas-González, 2006; Wokadala et al., 2012; De la Rosa-Millan, 2014) donde fue observado un solo pico de viscosidad máxima, sin embargo este comportamiento podría estar relacionado con la capacidad que tiene el almidón de malanga de formar aglomerados. Posteriormente presentan las etapas características de un perfil de empastado que son rompimiento, estabilidad, re asociación y viscosidad final (Rivas-González, 2006).

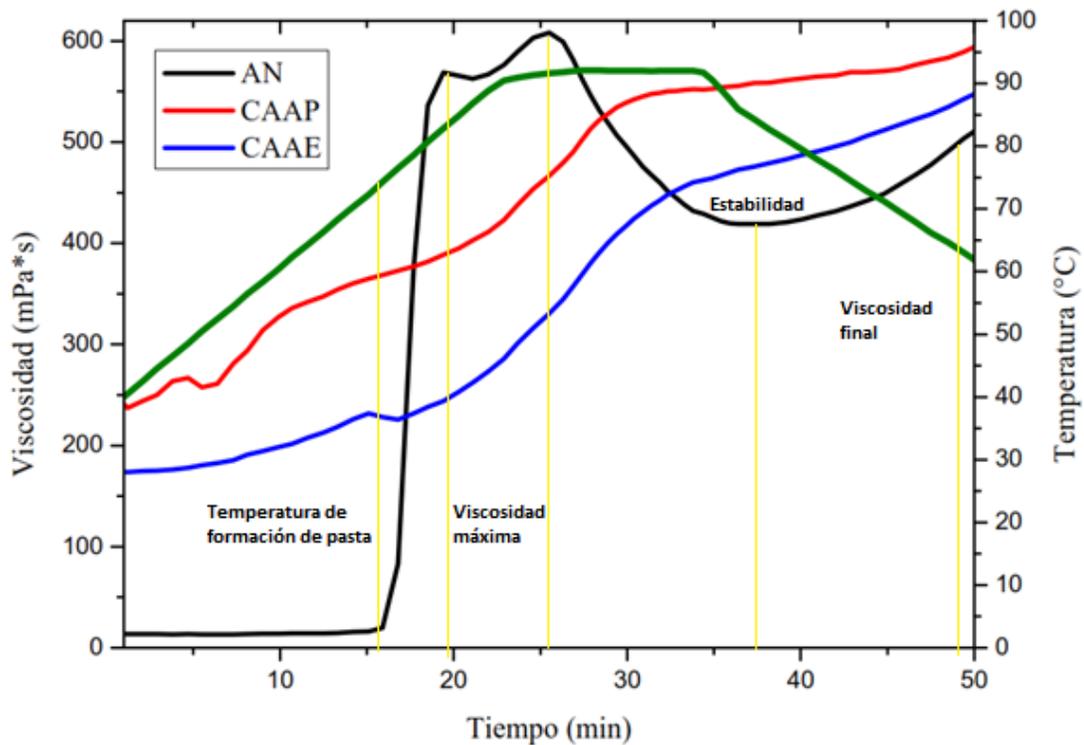


Figura 15. Comparación de los perfiles de viscosidad de los almidones modificados y el almidón nativo de malanga.

Los almidones CAAP y CAAE presentaron cambios en su perfil de empastado como se observa en la figura 15, ya que se observó un aumento progresivo de la viscosidad con respecto al tiempo de empastado, observándose dos viscosidades de pico (empastado bifásico) aproximadamente alrededor de los 15-35 min de empastado, esto como resultado de la adición de los ácidos grasos saturados. Este comportamiento de disminución del pico de viscosidad a cortos tiempos de empastado (<15 min) ha sido reportado también en almidón de arroz con la adición de ácidos grasos (ácido esteárico y linoleico) (Zhou et al., 2007) en pastas de almidón de maíz con adición de ácido mirístico, palmítico o esteárico (Raphaelides y Georgadies, 2006; D'Silva et al., 2001) almidón de trigo adicionado con ácido caprílico, láurico, mirístico, palmítico, esteárico oleico o linoleico (Tang y Copeland, 2007). Derivado de estos resultados ha surgido la hipótesis de que este comportamiento podría ser debido a la formación de una capa de complejos

amilosa-lípidos en la superficie del gránulo (Eliasson et al., 1988); formación de un pared rígida complejos amilosa-lípidos intra granular (Becker et al., 2001) o la formación de una capa lipídica en la superficie del gránulo lo que dificulta la absorción de agua aumentando la hidrofobicidad (Richardson et al., 2003).

La segunda viscosidad de pico observada después de tiempos mayores de empastado (35 min) ha sido reportado que puede ser a debida a la perdida de amilosa en la solución y desintegración de los gránulos de almidón (Nelles et al., 2003). Alcanzando en este proceso viscosidades mayores en comparación de su contraparte nativa.

Los resultados sugirieron que la adición de ácidos grasos, particularmente de ácido esteárico limito el poder de hinchamiento de granulo de almidón durante la gelatinización. Kim y Walker (1992) sugirieron que los lípidos pueden cubrir la superficie con una película de almidón, lo que aumenta la hidrofobicidad, y la inhibición de la transferencia del agua en los gránulos. Lo que indica que los gránulos de almidón con la adición de los ácidos grasos mostraron una mayor resistencia a la alteración hidrotérmica durante la gelatinización, particularmente con la adición de los ácidos grasos saturados. Cuanto más se hinchen los gránulos; mayor será el valor en el pico de viscosidad. (Jyothi et al., 2006; Singh et al., 2007; Hirsch et al., 2002).

Una explicación más detallada de los diferentes efectos de los ácidos grasos saturados en las propiedades de viscosidad del almidón es que la adición de este último no sólo puede actuar como un revestimiento para influir en la hidratación y la hinchazón de los gránulos de almidón, sino que también forman un complejo de inclusión con la amilosa durante la gelatinización (Desrumaux et al., 1999). La formación del complejo podría estar asociado con la mejora de la estructura del gránulo de almidón y lo cual podría ser la razón clave para la disminución significativa en la ruptura después de la adición del ácido graso saturado.

CONCLUSIONES

V. CONCLUSIONES.

Los almidones con CAAP y CAAE, presentaron un aumento en el contenido de lípidos debido a la formación de los complejos entre la amilosa y los ácidos grasos saturados utilizados (ácido palmítico y ácido esteárico), dando como resultado mayores contenidos de AR5, el cual fue determinado como FDT.

Como resultado de la formación de los complejos, se observó que los almidones con CAAP y CAAE, perdieron su patrón de difracción de rayos X, además de una disminución en su cristalinidad, debido a la gelatinización parcial de los gránulos de almidón como fue observado por microscopía óptica.

La estabilidad térmica de los almidones CAAP y CAAE, se vio incrementada debido a la formación de los complejos.

La solubilidad de los almidones CAAP y CAAE, se vio disminuida, lo cual podría ser un factor negativo al adicionarse a ciertos productos alimenticios, sin embargo la solubilidad puede ser aumentada por efecto de la temperatura.

Los mayores valores de PH y CRA encontrados a temperaturas de 50 y 70 °C, así como una baja CRAc, en los almidones CAAP y CAAE podrían ser aprovechados para ser incorporados en productos cárnicos embutidos, productos de panificación, caramelos y gomas dulces.

La formación de complejos amilosa lípidos juegan un papel importante en el fenómeno de empastamiento bifásico obtenido, que implican la obtención de viscosidades de pico mayores a largos tiempos de empastado. Lo que se reflejaría en utilizar bajas concentraciones de almidón CAAP y CAAE para mejorar la consistencia y viscosidad de los alimentos en los que se adicionen.

REFERENCIAS

VI. REFERENCIAS.

- Abdulnour-Nakhoul, S., Nakhoul, N. L., Wheeler, S. A., Wang, P., Swenson, E. R. & Orlando, R. C. (2005). HCO₃⁻ secretion in the esophageal submucosal glands. *American Journal of Physiology-Gastrointestinal and Liver Physiology*, 288(4), G736-G744.
- Adebowale, K. O., Olu-Owolabi, B. I., Kehinde Olawumi, E. & Lawal, O. S. (2005). Functional properties of native, physically and chemically modified breadfruit (*Artocarpus artilis*) starch. *Industrial Crops and Products*, 21(3), 343-351.
- Agama-Acevedo, E., Garcia-Suarez, F. J., Gutierrez-Meraz, F., Sanchez-Rivera, M. M., San Martin, E. & Bello-Pérez, L. A. (2011). Isolation and partial characterization of Mexican taro (*Colocasia esculenta* L.) starch. *Starch - Stärke*, 63(3), 139-146.
- Annison, G., Illman, R. J. & Topping, D. L. (2003). Acetylated, propionylated or butyrylated starches raise large bowel short-chain fatty acids preferentially when fed to rats. *The Journal of Nutrition*, 133(11), 3523-3528.
- Antonio-Estrada, C., Bello-Pérez, L.A., Martínez- Sánchez, C.E., Montañez-Soto, J.L., Jiménez- Hernández, J. & Vivar-Vera, M.A. (2009). Enzymatic production of maltodextrins from taro (*Colocasia esculenta*) starch, *CyTA-Journal of Food*, 7(3): 233-241.
- AOAC International. (2012). Official methods of analysis. In Methods 991.43 and 2002.02 (19th ed.). Gaithersburg, MD: The Association.
- AOAC. (2000). Official methods of analysis. 14th edition. Association of Official Analytical Chemists. Washington, DC, EUA.

- Asp, N. G. **(1994)**. Nutritional classification and analysis of food carbohydrates. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 59(3), 679S.
- Asp, N. G. & Björck, I. **(1992)**. Resistant starch. *Trends in Food Science & Technology*, 3, 111-114.
- Asp, N. G., Van Amelsvoort, J. M. M. & Hautvast, J. G. A. J. **(1996)**. Nutritional implications of resistant starch. *Nutrition research reviews*, 9(01), 1-31.
- Baixauli, R., Salvador, A., Martinez-Cervera, S. & Fiszman, S. M. **(2008)**. Distinctive sensory features introduced by resistant starch in baked products. *LWT-Food Science and Technology*, 41(10), 1927-1933.
- Barragán-Zárate, G. **(2013)**. Obtención y caracterización de almidón resistente a partir de almidón de malanga (*colocasia esculenta* schott) modificado con ácido cítrico. Tesis, Maestría en Ciencias en Alimentos. Instituto Tecnológico de Tuxtepec, Oaxaca, México.
- Becker, A., Hill, S. E. & Mitchell, J. R. **(2001)**. Relevance of Amylose-Lipid Complexes to the Behaviour of Thermally Processed Starches. *Starch-Stärke*, 53(3-4), 121-130.
- Bello Pérez, L. A. & Paredes López, O. **(1999)**. El almidón: lo comemos, pero no lo conocemos. *Ciencia: Revista de la Academia Mexicana de Ciencias*, 50(3), 29-33.
- Bello-Perez, L. A. & Paredes-López, O. **(2009)**. Starches of some food crops, changes during processing and their nutraceutical potential. *Food Engineering Reviews*, 1(1), 50-65.
- Bertoft, E. **(2004)**. Lintnerization of Two Amylose-free Starches of A-and B-Crystalline Types, Respectively. *Starch-Stärke*, 56(5), 167-180.
- Biliaderis, C. G. **(1998)**. Structures and phase transitions of starch polymers. *ChemInform*, 29(47).

- Biliaderis, C. G., Page, C. M., Slade, L. & Sirett, R. R. **(1985)**. Thermal behavior of amylose-lipid complexes. *Carbohydrate Polymers*, 5(5), 367-389.
- Birt, D. F., Boylston, T., Hendrich, S., Jane, J. L., Hollis, J., Li, L. & Schalinske, K. **(2013)**. Resistant starch: promise for improving human health. *Advances in Nutrition: An International Review Journal*, 4(6), 587-601.
- Björck, I. & Asp, N. G. **(1994)**. Controlling the nutritional properties of starch in foods—A challenge to the food industry. *Trends in Food Science & Technology*, 5(7), 213-218.
- Björck, I., Granfeldt, Y., Liljeberg, H., Tovar, J., & Asp, N. G. **(1994)**. Food properties affecting the digestion and absorption of carbohydrates. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 59(3), 699S-705S.
- Brown IL, McNaught KJ, Ganly RN, Conway PL, Evans AJ, Topping DL, Wang X. **(1996)**. Probiotic compositions. Intl. Patent WO 96/ 08261/ A1. Issued Mar 21, 1996; Univ New South Wales; Burns Philip and Co. Limited; Burns Philip Res and Dev Pty; Mauri Lab Pty Ltd; Commw Sci Ind Res Org; Arnotts Biscuits Ltd; Good man Fielder Ingredients Li; Goodman Fielder Ltd; Brown IL, McNaught KJ, Ganly RN, Conway PL, Evans AJ, Topping DL, Wang X.
- Brown, I. L., Yotsuzuka, M., Birkett, A., and Henriksson, A. **(2006)**. Prebiotics, synbiotics and resistant starch. *Journal of Japanese Association for Dietary Fiber Research*, 10:1-9.
- Champ, M., Langkilde, A. M., Brouns, F., Kettlitz, B. & Collet, Y. L. B. **(2003)**. Advances in dietary fibre characterisation. 1. Definition of dietary fibre, physiological relevance, health benefits and analytical aspects. *Nutrition Research Reviews*, 16(01), 71-82.
- Champ, M., Langkilde, A. M., Brouns, F., Kettlitz, B. & Le Bail-Collet, Y. **(2003)**. Advances in dietary fibre characterisation. 2. Consumption, chemistry,

physiology and measurement of resistant starch; implications for health and food labelling. *Nutrition Research Reviews*, 16(02), 143-161.

Chang, F., He, X., & Huang, Q. (2013). The physicochemical properties of swelled maize starch granules complexed with lauric acid. *Food Hydrocolloids*, 32(2), 365-372.

Colonna, P., Leloup, V. & Buleon, A. (1992). Limiting factors of starch hydrolysis. *European Journal of Clinical Nutrition*, 46, S17-32.

Cummings, J. H., Beatty, E. R., Kingman, S. M., Bingham, S. A. & Englyst, H. N. (1996). Digestion and physiological properties of resistant starch in the human large bowel. *British Journal of Nutrition*, 75(05), 733-747.

D'Silva, T. V., Taylor, J. R. & Emmambux, M. N. (2011). Enhancement of the pasting properties of teff and maize starches through wet-heat processing with added stearic acid. *Journal of Cereal Science*, 53(2), 192-197.

De la rosa Millán, J. (2014). Efecto de tratamientos hidrotérmicos sobre las propiedades fisicoquímicas, estructurales y de digestibilidad en harina y almidón de plátano (*Musa paradisiaca* L.).

Dendy, D. A. & Dobraszczyk, B. J. (2001). *Cereals and cereal products: chemistry and technology*. Aspen Publishers, 263-275.

DeSesso, J. M. & Jacobson, C. F. (2001). Anatomical and physiological parameters affecting gastrointestinal absorption in humans and rats. *Food and Chemical Toxicology*, 39(3), 209-228.

Desrumaux, A., Bouvier, J. M. & Burri, J. (1999). Effect of free fatty acids addition on corn grits extrusion cooking. *Cereal Chemistry*, 76(5), 699-704.

- Eerlingen, R. C. & Delcour, J. A. (1995). Formation, analysis, structure and properties of type III enzyme resistant starch. *Journal of Cereal Science*, 22(2), 129-138.
- Eliasson, A. C. (1994). Interactions between starch and lipids studied by DSC. *Thermochimica Acta*, 246(2), 343-356.
- Eliasson, A. C. & Krog, N. (1985). Physical properties of amylose-monoacylglyceride complexes. *Journal of Cereal Science*, 3(3), 239-248.
- Eliasson, A. C., Finstad, H. & Ljunger, G. (1988). A Study of Starch-Lipid Interactions for Some Native and Modified Maize Starches. *Starch-Stärke*, 40(3), 95-100.
- Englyst, H. N. & Cummings, J. H. (1986). Digestion of the carbohydrates of banana (*Musa paradisiaca sapientum*) in the human small intestine. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 44(1), 42-50.
- Englyst, K. N. & Englyst, H. N. (2005). Carbohydrate bioavailability. *British Journal of Nutrition*, 94(01), 1-11.
- Englyst, K. N., Vinoy, S., Englyst, H. N., & Lang, V. (2003). Glycaemic index of cereal products explained by their content of rapidly and slowly available glucose. *British Journal of Nutrition*, 89(03), 329-339.
- Fang, J. M., Fowler, P. A., Tomkinson, J. & Hill, C. A. S. (2002a). The preparation and characterisation of a series of chemically modified potato starches. *Carbohydrate Polymers*, 47, 245-252.
- FAO/STAT (Food and Agriculture Organization of the United Nations). (2015). Statistics Division. Disponible en: http://faostat3.fao.org/browse/rankings/countries_by_commodity/E (Fecha de consulta: 08/06/2015).

- Flores-Gorosquera, E., García-Suárez, F. J., Flores-Huicochea, E., Núñez-Santiago, M. C., González-Soto, R. A. & Bello-Pérez, L. A. **(2004)**. Rendimiento del proceso de extracción de almidón a partir de frutos de plátano (*Musa paradisiaca*). Estudio en planta piloto. *Acta Científica Venezolana*, 55(1), 86-90.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). **(2008)**. Chapter XXV edible aroids.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). **(1999)**. Taro cultivation in Asia and the Pacific. Regional office for Asia and the Pacific. Bangkok, Thailand. 15 p.
- Fuentes-Zaragoza, E., Riquelme-Navarrete, M. J., Sánchez-Zapata, E. & Pérez-Álvarez, J. A. **(2010)**. Resistant starch as functional ingredient: A review. *Food Research International*, 43(4), 931-942.
- Fuentes-Zaragoza, E., Sánchez-Zapata, E., Sendra, E., Sayas, E., Navarro, C., Fernández-López, J. & Pérez-Alvarez, J. A. **(2011)**. Resistant starch as prebiotic: A review. *Starch-Stärke*, 63(7), 406-415.
- Galloway, G. I., Biliaderis, C. G. & Stanley, D. W. **(1989)**. Properties and Structure of Amylose-Glycerol Monostearate Complexes Formed in Solution or on Extrusion of Wheat Flour. *Journal of Food Science*, 54(4), 950-957.
- García Osorio, C. & Vázquez Carrillo, M. G. **(1997)**. Evaluación de la calidad nixtamalera-tortillera de mezcla maíz-frijol endurecido (*Zea mays-phaseolus vulgaris*). *Arch. latinoam. nutr*, 47(4), 377-81.
- Godet, M. C., Buleon, A., Tran, V. & Colonna, P. **(1993)**. Structural features of fatty acid-amylose complexes. *Carbohydrate Polymers*, 21(2), 91-95.
- Godet, M. C., Tran, V., Colonna, P., Buleon, A. & Pezolet, M. **(1995a)**. Inclusion/exclusion of fatty acids in amylose complexes as a function of

the fatty acid chain length. *International Journal of Biological Macromolecules*, 17(6), 405-408.

Godet, M.C., Tran, V., Colonna, P., Buléon, A., Pezolet, M., **(1995b)**. Inclusion exclusion of fatty acids in amylose complexes as a function of the fatty acid chain length. *International Journal of Biological Macromolecules*, 17, 405e408.

Granito, M., Guerra, M., Torres, A. & Guinand, J. **(2004)**. Efecto del procesamiento sobre las propiedades funcionales de *Vigna Sinensis*. *Interciencia*, 29(9), 521-526.

Guilbot, A., & Mercier, C. **(1985)**. Starch. *The polysaccharides*, 3, 209-282.

Gunaratne, A. & Hoover, R. **(2002)**. Effect of heat-moisture treatment on the structure and physicochemical properties of tuber and root starches. *Carbohydrate Polymers*, 49(4), 425-437.

Han, K. H., Fukushima, M., Kato, T., Kojima, M., Ohba, K., Shimada, K. I. & Nakano, M. **(2003)**. Enzyme-resistant fractions of beans lowered serum cholesterol and increased sterol excretions and hepatic mRNA levels in rats. *Lipids*, 38(9), 919-924.

Haralampu, S. G. **(2000)**. Resistant starch—a review of the physical properties and biological impact of RS 3. *Carbohydrate Polymers*, 41(3), 285-292.

Hasjim, J., Srichuwong, S., Scott, M. P. & Jane, J. L. **(2009)**. Kernel composition, starch structure, and enzyme digestibility of opaque-2 maize and quality protein maize. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 57(5), 2049-2055.

Himeda, M., Njintang, N., Nguimbou, R., Gaiani, C., Scher, J., Facho, B. & Mbofung, C. **(2012)**. Physicochemical, rheological and thermal properties of taro (*Colocassia esculenta*) starch harvested at different maturity stages. *International Journal of Biosciences*, 2(3), 14-27.

- Hirsch, A. **(2002)**. Functionalization of single-walled carbon nanotubes. *Angewandte Chemie International Edition*, 41(11), 1853-1859.
- Hizukuri, S. **(1986)**. Polymodal distribution of the chain lengths of amylopectins, and its significance. *Carbohydrate Research*, 147(2), 342-347.
- Holm, J., Björck, I., Ostrowska, S., Eliasson, A. C., Asp, N. G., Larsson, K. & Lundquist, I. **(1983)**. Digestibility of Amylose-Lipid Complexes in-vitro and in-vivo. *Starch-Stärke*, 35(9), 294-297.
- Hoover, R. & Manuel, H. **(1996)**. The effect of heat-moisture treatment on the structure and physicochemical properties of normal maize, waxy maize, dull waxy maize and amylo maize V starches. *Journal of Cereal Science*, 23(2), 153-162.
- Hoover, R., Hughes, T., Chung, H. J. & Liu, Q. **(2010)**. Composition, molecular structure, properties, and modification of pulse starches: A review. *Food Research International*, 43(2), 399-413.
- Hyon-Woon, I., Bong-Soon, S., Seung-Un, L., Nobuyuki, K., Ohnisi-Kameyama, M., Carol, E.L. & Mendel, F. **(2008)**. Analysis of phenolic compounds by high-performance liquid chromatography and liquid chromatography/mass spectrometry in potato plant flowers, leaves, stems, and tubers and in home-processed potatoes. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(9), 3341-3349.
- J. K. Wang: Taro, University of Hawaii Press, Honolulu, **(1983)**.
- Jane, J. L. **(2006)**. Current understanding on starch granule structures. *Journal of Applied Glycoscience*, 53(3), 205-213.
- Jane, J. L. & Robyt, J. F. **(1984)**. Structure studies of amylose-V complexes and retro-graded amylose by action of alpha amylases, and a new method for preparing amyloextrins. *Carbohydrate Research*, 132(1), 105-118.

- Jane, J., Shen, L., Chen, J., Lim, S., Kasemsuwan, T. & Nip, W. K. **(1992)**. Physical and Chemical Studies of Taro Starches and Flours¹ 2. *Cereal Chemistry*, *69*, 528-535.
- Jiang, H. **(2010)**. Resistant-starch formation in high-amylose maize starch (Graduate Theses and Dissertations Paper 11351) Iowa, IA: Iowa State University Ames.
- Jiménez-Hernández, J., Salazar-Montoya, J. A. & Ramos-Ramírez, E. G. **(2007)**. Physical, chemical and microscopic characterization of a new starch from chayote (*Sechium edule*) tuber and its comparison with potato and maize starches. *Carbohydrate Polymers*, *68*(4), 679-686.
- Jovanovich, G., Zamponi, R. A., Lupano, C. E. & Anon, M. C. **(1992)**. Effect of water content on the formation and dissociation of the amylose-lipid complex in wheat flour. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *40*(10), 1789-1793.
- Jyothi, A. N., Moorthy, S. N. & Rajasekharan, K. N. **(2006)**. Effect of Cross-linking with Epichlorohydrin on the Properties of Cassava (*Manihot esculenta* Crantz) Starch. *Starch-Stärke*, *58*(6), 292-299.
- Kačuráková, M. & Wilson, R. H. **(2001)**. Developments in mid-infrared FT-IR spectroscopy of selected carbohydrates. *Carbohydrate Polymers*, *44*(4), 291-303.
- Kačuráková, M., Belton, P. S., Wilson, R. H., Hirsch, J. & Ebringerová, A. **(1998)**. Hydration properties of xylan-type structures: an FTIR study of xylooligosaccharides. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *77*(1), 38-44.
- Kalutskaya, E. P. **(1988)**. IR-spectroscopic study of interaction of sorbed water and xylans. *Vysokomolekulyarnye Soedineniya*, *30*(4), 867-873.

- Karkalas, J. & Raphaelides, S. **(1986)**. Quantitative aspects of amylose-lipid interactions. *Carbohydrate Research*, 157, 215-234.
- Karkalas, J., Ma, S., Morrison, W. R. & Pethrick, R. A. **(1995)**. Some factors determining the thermal properties of amylose inclusion complexes with fatty acids. *Carbohydrate Research*, 268(2), 233-247.
- Kim, C. S. & Walker, C. E. **(1992)**. Changes in starch pasting properties due to sugars and emulsifiers as determined by viscosity measurement. *Journal of Food Science*, 57(4), 1009-1013.
- Kim, Y.S., Wiessenborn, D.P., and Grant, L.A. **(1997)**. Pasting and thermal properties of potato and bean starches. *Starch/Stärke*. 49: 97-102.
- Kong, L. & Ziegler, G. R. **(2014)**. Molecular encapsulation of ascorbyl palmitate in preformed V-type starch and amylose. *Carbohydrate polymers*, 111, 256-263.
- Kong, L. & Ziegler, G. R. **(2014a)**. Food Hydrocolloids Formation of starch-guest inclusion complexes in electrospun starch fibers. *Food Hydrocolloids*, 38, 211–219.
- Krog, N. & Jensen, B. **(1970)**. Interaction of monoglycerides in different physical states with amylose and their anti-firming effects in bread. *International Journal of Food Science & Technology*, 5(1), 77-87.
- Lajolo, F. M. & Wenzel, E. **(2006)**. Carbohidratos en alimentos regionales iberoamericanos.
- Larrauri, J. A., Rupérez, P., Borroto, B., Saura-Calixto, F. **(1996)**. Mango Peels as a New Tropical Fibre: Preparation and Characterization. *Lebensm wiss technology- Food Science and Technology*. 29: 729-733.
- Lawal, O. S. **(2004)**. Composition, physicochemical properties and retrogradation characteristics of native, oxidised, acetylated and acid-thinned new

- cocoyam (*Xanthosoma sagittifolium*) starch. *Food chemistry*, 87(2), 205-218.
- Lay Ma, U. V., Floros, J. D. & Ziegler, G. R. (2011). Formation of inclusion complexes of starch with fatty acid esters of bioactive compounds. *Carbohydrate Polymers*, 83(4), 1869-1878.
- Le Corre, D., Bras, J. & Dufresne, A. (2010). Starch nanoparticles: a review. *Biomacromolecules*, 11(5), 1139-1153.
- Lehmann, U. & Robin, F. (2007). Slowly digestible starch—its structure and health implications: a review. *Trends in Food Science & Technology*, 18(7), 346-355.
- Li, L., Jiang, H., Campbell, M., Blanco, M. & Jane, J. L. (2008a). Characterization of maize amylose-extender (ae) mutant starches. Part I: Relationship between resistant starch contents and molecular structures. *Carbohydrate Polymers*, 74(3), 396-404.
- Lin, J. H., Wang, S. W. & Chang, Y. H. (2008). Effect of molecular size on gelatinization thermal properties before and after annealing of rice starch with different amylose contents. *Food Hydrocolloids*, 22(1), 156-163.
- Lu, T. J., Lin, J. H., Chen, J. C. & Chang, Y. H. (2008). Characteristics of taro (*Colocasia esculenta*) starches planted in different seasons and their relations to the molecular structure of starch. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(6), 2208-2215.
- MacMasters, M. M. (1964). Microscopic techniques for determining starch granule properties. *Methods in Carbohydrate Chemistry*, 4, 233-240.
- Makinen, K. K. (1989). Salivary enzymes. *Human Saliva*, 1, 1193.
- Malhotra, S. L. (1968). Epidemiological study of cholelithiasis among railroad workers in India with special reference to causation. *Gut*, 9(3), 290-295.

- Mano, J. F., Koniarova, D., & Reis, R. L. **(2003)**. Thermal properties of thermoplastic starch/synthetic polymer blends with potential biomedical applicability. *Journal of Materials Science: Materials in Medicine*, 14(2), 127-135.
- Marcazzan, M., Vianello, F., Scarpa, M., & Rigo, A. **(1999)**. An ESR assay for α -amylase activity toward succinylated starch, amylose and amylopectin. *Journal of Biochemical and Biophysical Methods*, 38(3), 191-202.
- Millan-Testa, C. E., Mendez-Montealvo, M. G., Ottenhof, M. A., Farhat, I. A. & Bello-Perez, L. A. **(2005)**. Determination of the molecular and structural characteristics of okenia, mango, and banana starches. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53(3), 495-501.
- Montgomery, D. C. **(2007)**. *Introduction to statistical quality control*. John Wiley & Sons.
- Moore, S. A., Ai, Y., Chang, F., & Jane, J. L. **(2015)**. Effects of alpha-amylase reaction mechanisms on analysis of resistant-starch contents. *Carbohydrate Polymers*, 115, 465-471.
- Moorthy, S. N. **(2002)**. Physicochemical and functional properties of tropical tuber starches: a review. *Starch-Stärke*, 54(12), 559-592.
- Moreira, R. G. & Barrufet, M. A. **(1996)**. Spatial distribution of oil after deep-fat frying of tortilla chips from a stochastic model. *Journal of Food Engineering*, 27(3), 279-290.
- Mweta, D. E., Labuschagne, M. T., Bonnet, S., Swarts, J. & Saka, J. D. **(2010)**. Isolation and physicochemical characterisation of starch from cocoyam (*Colocasia esculenta*) grown in Malawi. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 90(11), 1886-1896.

- Namazi, H., Fathi, F., & Dadkhah, A. **(2011)**. Hydrophobically modified starch using long-chain fatty acids for preparation of nanosized starch particles. *Scientia Iranica*, 18(3), 439-445.
- Narayana, M.S. **(2002)**. Physicochemical and Functional Properties of Tropical Tuber Starches: a review. Central Tuber Crops Research Institute Sreekrayam Thiruvananthapuram, India. *Starch/Stärke*, 54: 559-592.
- Nelles, E. M., Dewar, J., van der Merwe, C. F. & Taylor, J. **(2003)**. Granule integrity and starch solubility during slow, extended pasting of maize starch—the second viscosity peak. *Starch-Stärke*, 55(2), 72-79.
- Noda, T., Takahata, Y., Sato, T., Ikoma, H. & Mochida, H. **(1996)**. Physicochemical properties of starches from purple and orange fleshed sweet potato roots at two levels of fertilizer. *Starch-Stärke*, 48(11-12), 395-399.
- Nordgaard, I., & Mortensen, P. B. **(1995)**. Digestive process in the human colon. *Nutrition*, 11(1), 37-45.
- Nugent, A. P. **(2005)**. Health properties of resistant starch. *Nutrition Bulletin*, 30(1), 27-54.
- Nwokocha, L. M., Aviara, N. A., Senan, C. & Williams, P. A. **(2009)**. A comparative study of some properties of cassava (*Manihot esculenta*, Crantz) and cocoyam (*Colocasia esculenta*, Linn) starches. *Carbohydrate Polymers*, 76(3), 362-367.
- Olguín P., C. **(1992)**. Proceso Investigación-Desarrollo aplicado al Manejo Integral de los Recursos Naturales de las Zonas Bajas Tropicales. pp. 83-96, *In: Memoria de la V Reunión Científica del Sector Agropecuario y Forestal del Estado de Veracruz. Veracruz, México.*
- Olguín-Palacios C. y Álvarez-Ávila M.C. **(2011)**. La Malanga (*Colocasia esculenta* L. Schott), bajo un enfoque de investigación y desarrollo.

Agricultura migratoria en áreas tropicales de ladera: un análisis histórico-ecológico. *Revista Agroproductividad* 4(4): 26-33.

Onwueme, I. (1999). Taro cultivation in Asia and the Pacific. *Rap Publication*, 16, 1-9.

Onwueme, I. (1999). Taro cultivation in Asia and the Pacific. Food and Agriculture. Bangkok: Organization (FAO) of the United Nations Regional office for Asia and the Pacific.

Onwueme, I. C. (1978). The tropical tuber crops- yams, cassava, sweet potato, cocoyams John Wiley, Chichester and Sons, New York and Brisbane Toronto.

Osorio-Diaz, P., Mendez-Montevalvo, M. G. D. C., Agama-Acevedo, E., Islas-Hernández, J. J. & Sánchez-Muñoz, J. (2003). Biodisponibilidad del almidón en dos variedades comerciales de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) y en frijoles industrializados. *Agrocencia*, 37(6), 565-573.

Palomino, C., Molina, Y. & Pérez, E. (2010). Atributos físicos y composición química de harinas y almidones de los tubérculos de *Colocasia esculenta* (L.) Schott y *Xanthosoma sagittifolium* (L.) Schott. *Maracay. Rev. Fac. Agron*, 36(2), 58-66.

Perera, A., Meda, V. & Tyler, R. T. (2010). Resistant starch: A review of analytical protocols for determining resistant starch and of factors affecting the resistant starch content of foods. *Food Research International*, 43(8), 1959-1974.

Putseys, J. A., Lamberts, L. & Delcour, J. A. (2010). Amylose-inclusion complexes: Formation, identity and physico-chemical properties. *Journal of Cereal Science*, 51(3), 238-247.

Raben, A., Tagliabue, A., Christensen, N. J., Madsen, J., Holst, J. J. & Astrup, A. (1994). Resistant starch: the effect on postprandial glycemia, hormonal

response, and satiety. *The American journal of clinical nutrition*, 60(4), 544-551.

Raphaelides, S. N. & Georgiadis, N. (2006). Effect of fatty acids on the rheological behaviour of maize starch dispersions during heating. *Carbohydrate polymers*, 65(1), 81-92.

Raphaelides, S. & Karkalas, J. (1988). Thermal dissociation of amylose-fatty acid complexes. *Carbohydrate Research*, 172(1), 65-82.

Ratnayake, W. S., Hoover, R. & Warkentin, T. (2002). Pea starch: Composition, structure and properties—A review. *Starch-Stärke*, 54(6), 217-234.

Reader, D., Johnson, M. L., Hollander, P. & Franz, M. (1997, May). The glycemic and insulinemic response of resistant starch in a food bar vs. two commercially available food bars in persons with type II diabetes mellitus. In *Diabetes* (Vol. 46, pp. 975-975).

Richardson, S. & Gorton, L. (2003). Characterisation of the substituent distribution in starch and cellulose derivatives. *Analytica Chimica Acta*, 497(1), 27-65.

Rivas-González, M. (2006). Caracterización fisicoquímica y molecular del almidón de plátano (*Musa paradisiaca* L. var. Macho) modificado por métodos químicos (Doctoral dissertation, Tesis de Maestría. Instituto Politécnico Nacional. Centro de Desarrollo de Productos Bióticos).

Robin, J.P., Mercier, C., Charbonniere, R., and Guilbot, A. (1974). Lignified starches. Gel filtration and enzymatic studies of insoluble residues from prolonged acid treatment of potato starch. *Cereal Chemistry*. 51, 389-406.

Rodríguez, N. A. (1977). Instrucciones técnicas para el cultivo de la malanga isleña género *Colocasia*. Dirección de Cultivos Varios. Ministerio de Agricultura, Cuba. Pp. 5.

- Roger, P. & Colonna, P. **(1993)**. Evidence of the presence of large aggregates contaminating amylose solutions. *Carbohydrate Polymers*, 21(2), 83-89.
- Sajilata, M. G., Singhal, R. S. & Kulkarni, P. R. **(2006)**. Resistant starch—a review. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 5(1), 1-17.
- Sandhu, K.S., y Lim, S.T. **(2008)**. Digestibility of legume starches as influenced by their physical and structural properties. *Carbohydrate Polymers*. 71: 245-252.
- Sandoval, A., Rodriguez, E. & Quintero, A. **(2005)**. Application of analysis by differential scanning calorimetry (DSC) for the characterization of the modifications of the starch. *Dyna*, 72(146), 45-53.
- Sathe, S. K. & Salunkhe, D. K. **(1981)**. Isolation, partial characterization and modification of the great northern bean (*Phaseolus vulgaris* L.) starch. *Journal of Food Science*, 46, 617–621.
- Sefa-Dedeh, S. & Kofi-Agyir, S.E. **(2002)**. Starch structure and some properties of cocoyam (*Xanthosoma sagittifolium* and *Colocasia esculenta*) starch and raph- ides. *Food Chemistry*. 79 (4): 435-444
- Sgarbieri, V. C. **(1998)**. Propriedades funcionais de proteínas em alimentos. *Boletim da Sociedade Brasileira de Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 32(1), 105-126.
- Shamai, K., Bianco-Peled, H. & Shimoni, E. **(2003)**. Polymorphism of resistant starch type III. *Carbohydrate Polymers*, 54(3), 363-369.
- Sharma, B., Balomajumder, C. & Roy, P. **(2008)**. Hypoglycemic and hypolipidemic effects of flavonoid rich extract from *Eugenia jambolana* seeds on streptozotocin induced diabetic rats. *Food and chemical toxicology*, 46(7), 2376-2383.

- SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera). **(2014)**. Producción agropecuaria anual. Disponible en <http://www.siap.sagarpa.gob.mx/> (Fecha de consulta: 12/09/2014).
- Simsek, S. & El, S. N. **(2012)**. Production of resistant starch from taro (*Colocasia esculenta* L. Schott) corm and determination of its effects on health by in vitro methods. *Carbohydrate Polymers*, 90(3), 1204-1209.
- Singh, J. & Singh, N. **(2001)**. Studies on the morphological, thermal and rheological properties of starch separated from some Indian potato cultivars. *Food Chemistry*, 75(1), 67-77.
- Singh, J., Kaur, L. & McCarthy, O. J. **(2007)**. Factors influencing the physico-chemical, morphological, thermal and rheological properties of some chemically modified starches for food applications—A review. *Food Hydrocolloids*, 21(1), 1-22.
- Singh, N. & Kaur, L. **(2004)**. Morphological, thermal, rheological and retrogradation properties of potato starch fractions varying in granule size. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 84(10), 1241-1252.
- Singh, N., Kaur, L., Sandhu, K. S., Kaur, J. & Nishinari, K. **(2006)**. Relationships between physicochemical, morphological, thermal, rheological properties of rice starches. *Food Hydrocolloids*, 20(4), 532-542.
- Singh, N., Sandhu, K. S., & Kaur, M. **(2004)**. Characterization of starches separated from Indian chickpea (*Cicer arietinum* L.) cultivars. *Journal of Food Engineering*, 63(4), 441-449.
- Slade, L., and Levine, H. **(1987)**. Recent advances in starch retrogradation. Pages 387-430 in: Industrial polysaccharides. The impact of biotechnology and advanced methodologies. Stivala, S. S., Crescenzi, V., and Dea, I. C. M. Eds. *Gordon & Breach Science Pub*, New York.

- Stevenson, D.G., Jane, J., e Inglett, G.E. **(2007)**. Characterisation of Jicama (Mexican potato) (*Pachyrhizus erosus* L. Urban) starch from taproots grown in USA and México. *Starch/Stärke*. 59: 132-140.
- Tang, M. C. & Copeland, L. **(2007)**. Analysis of complexes between lipids and wheat starch. *Carbohydrate Polymers*, 67(1), 80-85.
- Tester, R. F. & Morrison, W. R. **(1990)**. Swelling and gelatinization of cereal starches. I. Effects of amylopectin, amylose, and lipids. *Cereal Chemistry*, 67(6), 551-557.
- Tester, R. F., Karkalas, J. & Qi, X. **(2004)**. Starch—composition, fine structure and architecture. *Journal of Cereal Science*, 39(2), 151-165.
- Tharanathan, R. N. **(2002)**. Food-derived carbohydrates—structural complexity and functional diversity. *Critical Reviews in Biotechnology*, 22(1), 65-84.
- Thomas, D. J. & Atwell, W. A. **(1999)**. Starch structure. In *Starches. Practical guide for the food industry* (pp. 1–12). St. Paul, MN, USA: Eagan Press Handbook Series.
- Tozuka, Y., Takeshita, A., Nagae, A., Wongmekiat, A., Moribe, K., Oguchi, T. & Yamamoto, K. **(2006)**. Specific inclusion mode of guest compounds in the amylose complex analyzed by solid state NMR spectroscopy. *Chemical and pharmaceutical bulletin*, 54(8), 1097-1101.
- Tukomane, T. & Varavinit, S. **(2008)**. Influence of octenyl succinate rice starch on rheological properties of gelatinized rice starch before and after retrogradation. *Starch-Stärke*, 60(6), 298-304.
- Uchino, T., Tozuka, Y., Oguchi, T. & Yamamoto, K. **(2002)**. Inclusion compound formation of amylose by sealed-heating with salicylic acid analogues. *Journal of Inclusion Phenomena and Macrocyclic Chemistry*, 43(1-2), 31-36.

- Velázquez, O. C., Lederer, H. M. & Rombeau, J. L. **(1996)**. Butyrate and the colonocyte. *Digestive Diseases and Sciences*, 41(4), 727-739.
- Viloria, H. y C. Córdova. **(2008)**. Sistema de producción de ocumo chino (*Colocasia esculenta* (L.) Schott) en la parroquia Manuel Renaud del municipio Antonio Díaz del estado Delta Amacuro, Venezuela. *Revista UDO Agrícola*, 8(1): 98106.
- Wickramasinghe, H. A. M., Blennow, A. & Noda, T. **(2009)**. Physico-chemical and degradative properties of in-planta re-structured potato starch. *Carbohydrate Polymers*, 77(1), 118-124.
- Wokadala, O. C., Ray, S. S. & Emmambux, M. N. **(2012)**. Occurrence of amylose–lipid complexes in teff and maize starch biphasic pastes. *Carbohydrate Polymers*, 90(1), 616-622.
- Yuan, R. C., Thompson, D. B. & Boyer, C. D. **(1993)**. Fine structure of amylopectin in relation to gelatinization and retrogradation behavior of maize starches from three wx-containing genotypes in two inbred lines. *Cereal Chemistry*, 70, 81-81.
- Zabar, S., Lesmes, U., Katz, I., Shimoni, E. & Bianco-Peled, H. **(2009)**. Studying different dimensions of amylose–long chain fatty acid complexes: Molecular, nano and micro level characteristics. *Food Hydrocolloids*, No. 23, p. 1918-1925.
- Zeng, F. K., Liu, H. & Liu, G. **(2014)**. Physicochemical properties of starch extracted from *Colocasia esculenta* (L.) Schott (Bun-long taro) grown in Hunan, China. *Starch-Stärke*, 66(1-2), 142-148.
- Zhang, T., Liu, H. & Fang, H. H. **(2003)**. Biohydrogen production from starch in wastewater under thermophilic condition. *Journal of Environmental Management*, 69(2), 149-156.

Zhou, Z., Robards, K., Helliwell, S. & Blanchard, C. **(2007)**. Effect of the addition of fatty acids on rice starch properties. *Food Research International*, 40(2), 209-214.

Zobel, H. F. **(1988)**. Starch crystal transformations and their industrial importance. *Starch-Stärke*, 40(1), 1-7.