

Lipofilización del almidón de *Dioscorea rotundata* P. y su posible uso como agente emulsificante

Lipophilization of dioscorea rotundata P. starch and its possible use as an emulsifying agent

MSc. Miladys Esther Torrenegra Alarcón,^IQF Glicerio León Méndez,^{II}
Dr. C. Germán Eduardo Matiz Melo,^{III} Estudiante Judith Daniela Sastoque
Gomez^I.

^I Centro de Comercio y Servicios, Regional Bolívar (SENA). Grupo de Investigación de Nano, Biotecnología e Innovación (GIBEI). Cartagena, Colombia.

^{II} Facultad de Ciencias Farmacéuticas, Universidad de Cartagena. Grupo de Investigación en Tecnología Farmacéutica, Cosmética y de Alimentos (GITFCA).Cartagena, Colombia.

^{III} Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Colombia. Grupo de Investigación en Tecnología de Productos Naturales (TECPRONA). Bogotá, Colombia.

RESUMEN

Objetivo: evaluar la capacidad emulsificante de almidón nativo, hidrolizados e hidrolizados-lipofilizados a partir del tubérculo de ñame (*Dioscorea rotundata*).

Método: el almidón se obtuvo por el método de rayado y decantación convencionales. Se evaluó el almidón de ñame nativo, que se hidrolizó en medio ácido (40 g almidón+100 mL Agua+3.4 g HCl por 6 horas a 50 °C). Parte del almidón hidrolizado se lipofilizó a dos niveles (10 y 15 mL) mediante reacción con anhídrido dodecenil succínico (DDSA). La capacidad emulsificante se calculó mezclando 25 mL de aceite de maíz, 25 mL de agua y 1 g de almidón por triplicado con fuerte homogenización (*Ultra Turrax®*), midiéndose la cantidad de material aún emulsificado luego de 24 horas.

Resultados: se apreciaron variaciones de las propiedades en la comparación del almidón nativo. Los porcentajes de sustitución de los almidones, se observa fácilmente la tendencia esperada, es decir, en tanto mayor cantidad de reactivo, mayor sustitución. Se demuestra que la lipofilización del almidón incrementa su capacidad emulsificante.

Conclusiones: los almidones lipofilizados con anhidro dodecenil succínico (DDSA) pueden considerarse una nueva alternativa de materia prima en la industria cosmética.

Palabras clave: almidón, *Dioscorea rotundata*, DDSA, capacidad emulsificante.

ABSTRACT

Objectives: to assess the emulsifying capacity of the native starch, the hydrolyzed and hydrolyzed-lipophilized products from the tuber Yam (*Dioscorea rotundata*),

Methods: the starch was obtained by the conventional method of grating and decant. Native yam starch was evaluated. It was hydrolyzed in an acid medium (40 g starch+100 mL water+3,4 g HCl for 6 hours at 50 °C). Part of the hydrolyzed starch was lipophilized at two levels (10 and 15 mL) through reaction with dodecenyl succinic anhydride (DDSA). The emulsifying capacity was calculated by mixing 25 mL of corn oil, 25 mL of water and 1 g of starch in triplicate with strong homogenization (*Ultra Turrax®*), and the amount of material still emulsified after 24 hours was then measured.

Results: there were observed variations in the native starch properties. It was easy to observe the expected tendency in the substitution percentages of starches, that is, the more reagent, the more substitution. The results showed that the lipophilization of starch increases the emulsifying capacity.

Conclusions: the starches lipophilized with dodecenyl succinic anhydride (DDSA) are raw materials that can be considered as a new alternative in the cosmetics industry.

Keywords: starch, *Dioscorea rotundata*, DDSA, emulsifying capacity.

INTRODUCCIÓN

La tendencia actual en el campo de los cosméticos es la investigación y desarrollo de productos verdes, debido al creciente interés de los consumidores por emplear productos de origen natural, mantener y mejorar la salud de su piel sin que se afecte el planeta ni el medio ambiente. En la elaboración de productos cosméticos es muy importante conocer qué tipo de ingredientes se pueden utilizar, así como la funcionalidad de los mismos que van a ser los responsables de la percepción por el usuario, el tacto, el brillo, entre otros.

En estos tiempos de alta tecnología, el arte y la intuición siguen desempeñando un papel muy importante en el desarrollo de formulaciones, su evaluación, la selección de las materias primas y quizás lo más importante la comercialización exitosa de nuevos productos, de metodologías más sofisticadas que ganan fuerza día a día que se incrementan conduciendo a una mejor comprensión de las propiedades de la piel y el cabello, una adecuada aplicación de los cosméticos y al desarrollar de estudios a nivel sensorial.

Actualmente existe una gran variedad de almidones nativos, extraídos de diferentes fuentes naturales los cuales se utilizan en diferentes industrias como las farmacéuticas, las cosméticas o la de alimentos como agentes aglutinantes, absorbentes, entre otros. Sin embargo, el uso del almidón sin modificar es limitado debido a su fragilidad, el deterioro de sus propiedades mecánicas a condiciones ambientales por la exposición con la humedad, la reducida posibilidad de procesarlo por su alta viscosidad, así como su incompatibilidad con algunos solventes y polímeros.¹⁻³

Las limitaciones que presentan los almidones en cuanto a sus propiedades mecánicas, físicas, químicas y enzimáticas o combinaciones entre sí, requieren ser

evaluadas por metodologías apropiadas con el fin de determinar su aplicabilidad en el campo de la industria cosmética, dando un valor agregado a un producto nativo utilizable en aplicaciones específicas, como agentes emulsificantes entre otras.²

Existe una amplia gama de agentes tensoactivos utilizados principalmente para la formación de emulsiones, sin embargo dichas alternativas generan muchos problemas, como es el caso del estearato de sodio, que penetra en la piel, lo que podría dar lugar a irritaciones.⁴ El Colegio Americano de Toxicología reportó que el lauril sulfato sódico utilizado en diversos productos de higiene personal como son las pastas de dientes, el jabón de baño, el champú, entre otros, puede causar daños dermatológicos como la dermatitis.

Ante dicha situación y con el conocimiento de las propiedades anfifílicas de los almidones lipofilizados mediante el reactivo anhídrido dodecenil succínico (DDSA), que le confiere afinidad tanto a la fase oleosa como a la acuosa de una emulsión lográndola estabilizar, se propuso evaluar dicha propiedad en la formulación de emulsiones cosméticas.⁵⁻⁸

Existe poca información respecto a las propiedades físicas, químicas y reológicas de los almidones nativos y modificados colombianos, de los factores que afectan su modificación (lipofilización) y del grado de sustitución adecuado para ser usado como excipiente específico en formulaciones cosméticas. Se hace necesario realizar estudios acerca de la utilización de especies nativas colombianas, para generar información y alternativas posibles para este importante recurso, que pudiera lograr un incremento en el valor y demanda del mercado de dichas especies. Este trabajo se basó en efectuar una modificación química como la lipofilización con distintos grados de sustitución en almidón nativo colombiano de ñame (*Dioscorea rotundata P.*) y se evaluó su posible uso como agente emulsificante.

MÉTODO

El almidón se obtuvo del tubérculo de ñame (*Dioscorea rotundata P.*), que se compraron en la municipio de San Juan Nepomuceno, ubicado en el norte del departamento de Bolívar (9° 37' latitud norte y 74° 15' longitud oeste). Se adquirieron 20 kilogramos de material vegetal fresco, entero, sin señales de deterioro y en estado de madurez para consumo humano en una parcela particular.

El material vegetal fue identificado en el Herbario Gabriel Gutiérrez V. (MEDEL) de la Universidad Nacional de Colombia, Sede Medellín (Colombia), en el registro nacional de colecciones biológicas, el número de colección de dicha planta fue conservado como: Torrenegra M. N°04.

El proceso de extracción del almidón se corresponde con el método convencional de rallado y precipitación. Inicialmente con un lavado se retiró la tierra y suciedad en general, seguido de un descortezado y nuevo lavado; luego se realizó un troceado y licuado con agua potable para obtener una lechada, esta se filtró por medio de una tela para eliminar las fibras de celulosa. El filtrado se dejó en reposo y luego se decantó, el sobrenadante se eliminó, el sedimento se lavó con agua desionizada y se filtró al vacío, se secó a 50 °C por 24 horas, luego se molvió y finalmente se empacó en recipientes herméticos. Se obtiene aproximadamente un 10 % de almidón seco a partir del material vegetal (2 kg).

CARACTERIZACIÓN DEL ALMIDÓN

Contenido de fibra cruda: se pesaron 2 g de almidón en un vaso de precipitado y se desengrasó con éter, después se agregó 200 mL de ácido sulfúrico al 1,25 % caliente y se puso a reflujo durante 30 min. Se filtró en caliente a través de una tela en un *Buchner*, se lavó con agua destilada caliente hasta la eliminación de la reacción ácida. Con ayuda de 200 mL de NaOH al 1,25 % se transfirió todo el material que pudo quedar en la tela al vaso de precipitado de la reacción anterior, se calentó por 30 min, al cabo de los cuales se filtró de nuevo a través de la tela. Se lavó con agua caliente para eliminar la reacción alcalina. El residuo se filtró a través del crisol de *Gooch*. El contenido del crisol se llevó a una estufa cerrada y secándose hasta peso constante a una temperatura no mayor 110 °C, se enfrió y se pesó, después se calcinó el crisol y su contenido en una mufla a 550 °C de una a dos horas, se enfrió y se pesó.⁹

(Ecuación 1)

$$\% \text{ Fibra cruda} = \frac{(P_1 - P_2)}{P_m} \times 100$$

Ecuación 1

Dónde: P₁ es el Peso en gramos del crisol calcinado, P₂ el Peso en gramos del crisol vacío y P_m el Peso en gramos de la muestra.

Contenido de cenizas: se pesaron 2 g de muestra en una cápsula de porcelana previamente tarada, fue llevada a una mufla que se encontraba a 300 °C aproximadamente, la muestra se calcinó completamente aumentando la temperatura hasta 600 °C por 6 horas. Transcurrido el tiempo necesario se apagó la mufla y se esperó a que la temperatura bajara hasta 120 °C aproximadamente, se retiró el crisol con el residuo de cenizas y se colocó en un desecador. Por último al cabo de por lo menos 40 minutos, se determinó el peso de las cenizas en una balanza analítica.⁹

(Ecuación 2)

$$\% \text{ Cenizas} = \frac{P_1 - P_2}{P_m} \times 100$$

Ecuación 2

Dónde: P₁ es el Peso en gramos del crisol con cenizas, P₂ es el peso en gramos del crisol vacío, P_m es el Peso en gramos de la muestra

Contenido de grasa: se pesó 100 g de almidón en un cartucho de papel filtro y se transfirió a un equipo *Soxhlet*, posteriormente se adicionó éter de petróleo suficiente para extraer las grasas en un balón previamente tarado, este proceso se llevó a cabo durante una hora, luego se evaporó el solvente del balón y se pesó con el contenido de grasa extraído.⁹

(Ecuación 3)

$$\% \text{ Grasas} = \frac{P_1 - P_2}{P_m} \times 100$$

Ecuación 3

Dónde: P_1 es el Peso en gramos del balón con grasa, P_2 el Peso en gramos del balón vacío y P_m el Peso en gramos de la muestra.

Contenido de proteínas: se pesaron 0,5 g de almidón y se colocaron en un frasco digestor, luego se añadieron 8 mL de ácido sulfúrico concentrado y posteriormente 0,20 g de catalizador ($K_2SO_4 + CuSO_4$). La muestra se colocó en una cabina de extracción para realizar la digestión, este proceso duro que la solución tomó un color verde manzana transparente, posteriormente se dejó enfriar, y se le adicionaron 150 mL de agua aproximadamente, 14 mL de hidróxido de sodio al 50 % y posteriormente se destiló por 40 minutos, el destilado se recogió en 6 mL de ácido bórico al 4 % el cual contenía una solución indicadora mixta (rojo de metilo-azul de metileno). Una vez terminada la destilación, se valoró la solución con ácido sulfúrico 0,02 N.⁹

(Ecuación 4)

$$\% \text{ N} = \frac{V \times N \times 1,4}{\text{g de muestra}}$$

Ecuación 4

V= Volumen de ácido sulfúrico gastado en la valoración.

N= Normalidad del ácido.

% proteínas= %N x 5,75

Contenido de humedad residual: se entiende por humedad residual la cantidad de agua que posee cualquier material en equilibrio con la atmósfera que lo rodea. Para la realización de esta prueba se pesaron 3 g de almidón en una cápsula de porcelana, posteriormente se colocó el recipiente que contiene la muestra pesada, en una estufa, a una temperatura de 100–105 °C, por espacio de 4 a 6 horas. Luego se retiró de la estufa y se enfrió en un desecador, se pesó una vez frío el producto. Se determinó la pérdida de peso.⁹ Los resultados se expresaron en tanto por ciento mediante la siguiente fórmula:

(Ecuación 5)

$$\% \text{ Humedad} = \frac{P_1 - P_2}{P_m} \times 100$$

Ecuación 5

Dónde: P_1 es el peso en gramos de la cápsula con el alimento a analizar, P_2 el peso en gramos de la cápsula después del calentamiento y P_m el Peso en gramos de la muestra.

Contenido de amilosa: se disolvieron 20 mg de almidón (base seca) en 8 mL de dimetilsulfoxido (DMSO) al 90 %, se agitó vigorosamente en un Vortex por 20 minutos y posteriormente se calentó la dispersión en un baño de maría Mermet a 85 °C por

15 minutos. En seguida fue enfriada la mezcla y se aforó a 25 mL con agua destilada. Se tomó 1 mL de esta dispersión y se transfirió a un matraz aforado de 50 mL, al cual se le había agregado 40 mL de agua destilada y 5 mL de una solución de yodo/yoduro de potasio (0,0025 M-0,0065 M). Finalmente se aforó con agua, se homogenizó y se dejó en reposo por 15 minutos antes de leer en espectrofotómetro a 630 nm usando una curva patrón de almidón soluble (amilosa) estandarizado para la realización de los cálculos.¹⁰

Determinación de pH: se preparó una suspensión de 10 g de almidón en un vaso de precipitado de 100 mL y se adicionaron 50 mL de agua destilada, en agitación constante. Se determinó el pH empleando un potenciómetro previamente calibrado.⁹

Tamaño de partícula: el tamaño medio de partícula se determinó según metodología de Edmundson.¹¹ Para la medición de las partículas se empleó un estereomicroscopio NIKON SMZ745T (lente de 5X). Muestras muy pequeñas de almidón se pusieron sobre porta objetos que posteriormente eran ubicados en la cuadrícula del equipo.

Se observó la morfología, tamaño y bordes de las partículas para cada almidón y se tomaron varias fotografías. De cada una se escogieron

20 partículas que fueron analizadas y medidas empleando el programa OPTKO-PRO versión 2.7. Un mínimo de 200 partículas se analizaron por muestra.

MODIFICACIÓN QUÍMICA DEL ALMIDÓN

Hidrolisis de almidón: a una suspensión de almidón nativo (40 g de almidón en 100 mL agua destilada), se añadió 3,4 g de HCl, con agitación constante por 6 horas; manteniendo la temperatura en 50 °, se ajustó pH a 5,2 con NaOH 3 %. Luego se filtró y el residuo se lavó cuatro veces con agua destilada, se secó a 50 °C por 48 h y el almidón obtenido se maceró y se almacenó para su posterior estudio.

Lipofilización de almidones : una suspensión de almidón hidrolizado a 25 °C (40 g de almidón en 100 mL de agua desionizada), se ajustó a pH 8,5 con NaOH 3 % con agitación constante por 30 minutos. En ensayos independientes se agregaron 10 o 15 mL de anhídrido dodecenil succínico (DDSA) diluido en 75 mL de etanol 96 %,¹² para alcanzar dos niveles diferentes de sustitución. Debido a que durante la reacción el pH de la solución tiende a descender, este se mantuvo entre 8,5 y 9,0 con pequeñas adiciones de NaOH 3 %. Una vez que el reactivo límite se terminó, esto es, cuando el pH no desciende más, la solución fue ajustada a un valor de 6,5 con HCl al 10 %. El material se lavó tres veces con agua desionizada se secó a 50 °C por 24 horas.

Para garantizar la remoción total del ácido dodecenil succínico libre, los almidones lipofilizados fueron sometidos a un lavado con ayuda de un extractor Soxhlet empleando 300 mL de etanol al 96 % como solvente, y un mínimo de 10 recirculaciones; luego, el almidón fue filtrado y secado durante 24 horas a 50 °C.

Determinación del porcentaje de sustitución (PS): el PS representa el número promedio de grupos hidroxilos sustituidos por mol de anhidroglucosa (AG). El PS de los almidones succinatados se determinó por titulación ácido-base, toda vez que el residuo de ácido docecenil succínico unido a la cadena de almidón, posee un grupo carboxílico libre. Se pesaron 5 g de almidón modificado en un becker de 50 mL, a los que se adicionaron 25 mL de solución de HCl 0,01 N; para asegurar que los

residuos se encontraran protonados (remineralización). Esta suspensión fue agitada durante 30 minutos. La suspensión se filtró y la torta húmeda se lavó con agua desionizada hasta que no se detectaron cloruros en las aguas de lavado (utilizando

solución de AgNO₃ 0,1 N). La torta húmeda se transfirió cuantitativamente a un vaso precipitado de 900 mL añadiendo 100 mL de agua desionizada con posterior agitación. A continuación se incorporaron 200 mL de agua desionizada a ebullición. La solución se colocó en un baño de agua hirviendo durante 30 minutos, después de enfriada, y con adición de 2–3 gotas de fenolftaleína al 1 % como indicador, se tituló con NaOH 0,01 N. El PS se calculó mediante la siguiente ecuación:¹²

(Ecuación 6)

$$\%PS = \frac{C \times V \times 162}{W \times 1000 \times 3} \times 100$$

Ecuación 6

Dónde:

C = Normalidad de la solución de NaOH utilizado durante la titulación

V = Volumen consumido de la solución de NaOH

W = Peso de la muestra analizada

162 es el peso molecular de la unidad AG

3 es el número de hidroxilos presentes en cada unidad de AG

PROPIEDADES DE LOS ALMIDONES MODIFICADOS

Absorción de aceite: para la determinación de la capacidad de absorción de aceite se tomó 1 g de almidón y se mezcló con 10 mL de aceite de maíz en vórtex durante 30 segundos. Las muestras se dejaron en reposo durante 30 minutos a una temperatura ambiente (25±2 °C). Luego se centrifugaron a 3 000 rpm durante 15 minutos, midiéndose el volumen del sobrenadante obtenido en una probeta de 10 mL. Los resultados se obtuvieron restando los 10 mL iniciales de aceite con el volumen después de la centrifugación, reportándose la capacidad de absorción de aceite en mL/g de muestra.¹³

Absorción de agua: el ensayo se desarrolló de manera homóloga a la prueba de absorción de aceite, pero empleando agua en su lugar. Los resultados se obtuvieron restando los 10 mL iniciales de agua con el volumen de la misma después de la centrifugación. Se reporta la capacidad de absorción de agua en mL/g de muestra.¹³

Capacidad emulsificante: se mezcló 1 g de almidón con 25 mL de agua a 25 °C, agitándose manualmente durante 15 minutos, posteriormente se mezcló esta suspensión con 25 mL de aceite de maíz con ayuda de un homogenizador ultra turrax IKA T10 a 1 300 rpm por 3 minutos y se dejó en reposo a temperatura ambiente por 24 horas, al cabo de la cuales, se midió la cantidad de emulsión remanente (ER).¹⁴ Esta se expresó en términos de porcentaje, como volumen de la capa emulsificada (VCE) con respecto al total del líquido (VTL) empleando la siguiente expresión:

(ecuación 7)

$$ER = \frac{VCE}{VTL} \times 100$$

VCE: volumen de la capa emulsificada

VTL: volumen total del líquido

Análisis Estadístico: todos los ensayos se realizaron por triplicado. Los resultados se expresaron como la media \pm DE (desviación estándar). Las diferencias significativas se determinaron mediante análisis de *T de student*.

RESULTADOS

Los resultados de los análisis bromatológicos del almidón de *Dioscorea rotundata* P. se presentan en la tabla 1.

Tabla 1. Resultados de los análisis bromatológicos del almidón de *Dioscorea rotundata* ($n=3$)

	Fibra %	Ceniza %	Contenido graso %	Proteína %	Humedad %	Amilosa %	pH	Tamaño de partícula μm
ÑAME	4,00 \pm 0,01	0,10 \pm 0,03	0,21 \pm 0,09	0,90 \pm 0,11	9,00 \pm 0,30	35,00 \pm 0,50	7,20 \pm 0,04	127,30 \pm 1,67

La composición inicial del almidón muestra lo que se esperaba de este, un muy bajo contenido de grasas, un contenido proteico inferior al 3 %. Cenizas y fibra también están dentro de los parámetros esperados. El almidón de ñame muestra un nivel alto en fibra, lo cual es normal, puesto que en los tubérculos la celulosa y el almidón están más entrelazados que en los granos.

La humedad residual en el almidón se ubicó dentro de los niveles normales, pues este valor puede alcanzar valores entre el 10 y el 13 %. El pH de una solución de almidón, no se encontró dentro de los límites esperados de 5,5 a 6,5¹⁵ resultó ser el almidón más neutro.

Los tamaños de partícula y la proporción amilosa-amilopectina son muy propios de cada almidón. La figura representa la microfotografía del almidón nativo de ñame. Se destacan en este ítem, el tamaño de los gránulos de ñame. Este almidón tiene en particular, que es muy fácil de obtener y de purificar, puesto que por tener un tamaño de partícula tan grande, sedimenta muy rápido.

Los resultados obtenidos mediante la determinación del porcentaje de sustitución % DS muestra como este va en aumento en relación con la cantidad de reactivo DDSA (anhidro dodecenil succínico) utilizado en el proceso de lipofilización, observándose una mayor cantidad de grupos hidroxilos sustituidos en el almidón tratado con 15 mL de reactivo y un número menor en los almidones tratados con 10 mL (tabla 2). ¹²

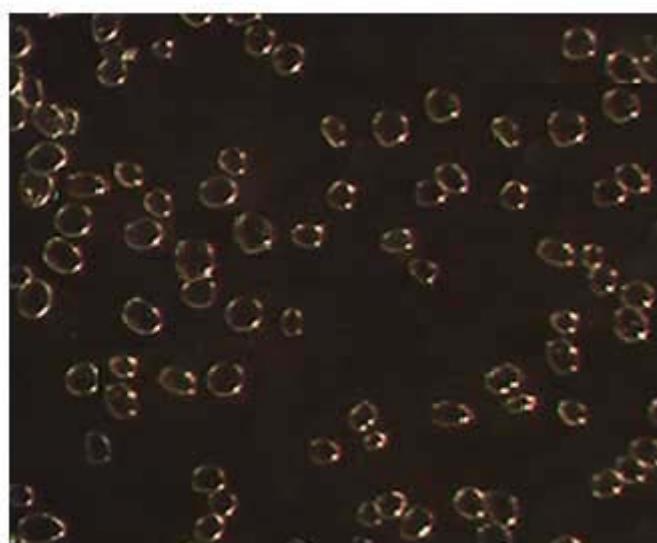


Fig. Microfotografía del almidón nativo de ñame (*Dioscorea rotundata*).

Tabla 2. Porcentajes de sustitución del almidón de ñame (*Dioscorea rotundata*) ($n=3$)

Almidón	Promedio ± desviación standar
Ñame 10	0,351±0,002
Ñame 15	0,400±0,010

La capacidad de captación de aceite se presenta en la tabla 3. De acuerdo con lo que se esperaba, la capacidad de captación de aceite del almidón nativo se incrementó considerablemente al hidrolizar y al lipofilizar, y en tanto mayor fue esta sustitución, mayor la capacidad captadora de aceite.

Tabla 3. Absorción de aceite del almidón nativo y modificado de ñame (*Dioscorea rotundata*) ($n=3$)

Almidón	Promedio ± desviación standar
Ñame Nativo	10,13±0,05
Ñame Hidrolizado	14,00±0,22
Ñame Lipofilizado 10	16,09±1,02
Ñame Lipofilizado 15	23,01±0,10

La tabla 4 presenta los valores numéricos de la capacidad captadora de agua de la especies analizada. Este elemento no tiene el comportamiento hidrorepelente que se esperaba, según lo que ocurrió con la captación de aceite.

Tabla 4. Capacidad de captación de agua del almidón nativo y modificado de ñame (*Dioscorea rotundata*) (*n=3*)

Almidón	Promedio ± desviación standar
Ñame Nativo	15,33±1,53
Ñame Hidrolizado	10,33±0,58
Ñame Lipofilizado 10	9,33±0,58
Ñame Lipofilizado 15	7,33±0,58

La tabla 5 presenta los porcentajes de emulsificación del almidón y sus modificaciones.

Tabla 5. Capacidad emulsificante del almidón nativo y modificado de ñame (*Dioscorea rotundata*) (*n=3*)

Almidón	Promedio ± desviación standar
Ñame Nativo	0,22±0,32
Ñame Hidrolizado	21,00±0,22
Ñame Lipofilizado 10	61,00±0,41
Ñame Lipofilizado 15	69,00±0,10

DISCUSIÓN

En cuanto al contenido de amilosa, su determinación es realmente importante, ya que permite predecir el comportamiento reológico de las suspensiones de almidón, determinar las condiciones de procesamiento más idóneas de acuerdo al tipo de almidón empleado y evaluar la calidad de diferentes productos alimenticios.¹⁶ La fracción de amilosa, imparte características definitivas al almidón, y por lo tanto, su concentración es considerada un criterio de calidad importante.¹⁷ Este resultado fue similar a los determinados por Alves *et al*¹⁸ en donde el 30 % fue el contenido de amilosa en almidón nativo de ñame.

Al comparar los valores de pH con almidones nativos de diferentes especies de *Dioscoreaceae*, Yu *et al*,¹⁹ Tetchi *et al*,²⁰ y Wang *et al*,²¹ obtuvieron valores de pH de 6,92, 7,08 y 7,23, similares al presentado para el almidón de ñame en estudio.

Los almidones nativos tienen *per se*, una muy baja capacidad de mantener estable una emulsión. Los almidones parcialmente hidrolizados presentan una tendencia a mejorar, pero no llegan a ser significativamente mejores. Caso muy contrario sucede con los almidones lipofilizados químicamente. Todas las modificaciones alcanzaron niveles muy elevados, cercanos al 70 %.

Los almidones en su estado nativo, tienden a atrapar y retener cantidades similares de agua y aceite. Con la lipofiliación, el balance cambia y es capaz de atrapar más aceite, pero sin perder su capacidad hidrofílica. Esto le confiere a algunos almidones, en excelentes agentes tensoactivos para emulsiones del tipo Agua/Aceite (W/O), es decir, que tienen un balance hidrofílico/lipofílico (HLB) bajo.

La capacidad emulsificante del almidón lipofilizado, indica que a mayor porcentaje de sustitución permiten una mejor incorporación de las fases formando una

emulsión más estable, esto sucede probablemente debido a que al ser modificado con DDSA y volverse anfifílico, tiene una acción tensoactiva, convirtiéndose en un emulgente eficaz debido a la adición de grupos bifuncionales hidrofílicos e hidrofóbicos como se reporta en Bernal *et al.*²²

Dado que el porcentaje de sustitución es bastante bajo, y a que los procesos se realizan a temperaturas bajas (ambientales), el almidón no pierde muchas de sus características que le son característicos de color, textura, suavidad, untuosidad, etc.

Es evidente que los almidones lipofilizados con anhidro dodecenil succínico (DDSA) constituyen materia prima a considerar como una nueva alternativa en la industria cosmética, sin olvidar que se deben seguir haciendo estudios que demuestren la gran funcionalidad de estos almidones en la parte socioeconómica.

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen al SENA, Centro de Comercio y Servicio de la Regional Bolívar y a la Universidad de Cartagena, por su apoyo en el desarrollo de este trabajo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Rincón M, Rached L, Aragoza L, Padilla F. Efecto de la acetilación y oxidación sobre algunas propiedades del almidón de semillas de Fruto de pan (*Artocarpus saltillo*s). Archivos Latinoamericanos de Nutrición. 2007;57(3):287-294.
2. Bello-Pérez LA, Contreras-Ramos SM, Romero-Manilla R, Solorza-Feria J, Jiménez-Aparicio A. Propiedades químicas y funcionales del almidón modificado de plátano *Musa paradisiaca* L. (var. Macho). Agrociencia. 2002;36(2):170.
3. Betancur AD, Chel GL, Cañizares HE. Acetylation and characterization of *Canavalia ensiformis* starch. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 1997;45(2):378-82.
4. Lehmann A, Volkert B, Fischer S, Schrader A, Nerenz H. Starch based thickening agents for personal care and surfactant systems. Colloids and Surfaces A: Physicochem Eng Aspects. 2008;331,150-154.
5. Dokic L, Krstonosic V, Nikolic I. Physicochemical characteristics and stability of oil-in-water emulsions stabilized by OSA starch. Food Hydrocolloids. 2012;29(1):185-192.
6. Tesch S, Gerhardsb Ch, Schuberta H. Stabilization of emulsions by OSA starches. Journal of Food Engineering. 2002;54(2):167-174.
7. Hui R, Qi-he C, Ming-liang F, Qiong X, Guo-qing H. Preparation and properties of octenyl succinic anhydride modified potato starch. Food Chemistry. 2009;114(1):81-86.

8. Bhosale R, Singhal R. Effect of octenylsuccinylation on physicochemical and functional properties of waxy maize and amaranth starches. Carbohydrate Polymers. 2007;68(3):447-456.
9. Hernández-Medina M, Torruco-Uco JG, Chel-Guerrero L, Betancur-Ancona D. Caracterización fisicoquímica de almidones de tubérculos cultivados en Yucatán, México. Ciênc. Tecnol. Aliment., Campinas. 2008;28(3):718-726.
10. Rodríguez D, Espitia M, Caicedo YE, Córdoba YE, Baena Y, Mora CE. Caracterización de algunas propiedades fisicoquímicas y farmacotécnicas del almidón de arracacha (*Arracacia xanthorrhiza*). Revista Colombiana de Ciencias Químico-Farmacéuticas. 2005;34(2):140-6.
11. Rodríguez D, Espitia M, Caicedo YE, Córdoba YE, Baena Y, Mora CE. Caracterización de algunas propiedades fisicoquímicas y farmacotécnicas del almidón de arracacha (*Arracacia xanthorrhiza*). Revista Colombiana de Ciencias Químico-Farmacéuticas. 2005;34(2):140-6.
12. Chi H, Xu K, Xue D, Song C, Zhang W, Wang P. Synthesis of dodecetyl succinic anhydride (DDSA) corn starch, *Food Research International*. 2007;40:232-238.
13. Chaparro S, Gil J, Aristizabal I. Efecto de la hidratación y la cocción en las propiedades físicas y funcionales de la harina de vitabosa (*Mucuna deeringiana*), *Vitae*. 2011;18(2):133-143.
14. Granito M, Guerra M, Torres A, Guinand J. Efecto del procesamiento sobre las propiedades funcionales de *Vigna Sinensis*, *Interciencia*. 2004;29:521-526.
15. Rowe RC, Sheskey PJ, Owen SC, Association AP, Library R. Handbook of pharmaceutical excipients: Pharmaceutical press London; 2003. 725 p.
- 16 Pérez E, Schultz F, Pacheco E. Characterization of some properties of starches isolated from *Xanthosoma sagittifolium* (tannia) and *Colocasia esculenta* (taro). Carbohydrate Polymers. 2005;60:139-145.
17. Peshin A. Characterization of starch isolated from potato tubers (*Solanum tuberosum* L.). Journal of Food Science and Technology. 2001;38(5):447-449.
18. Alves R, Grossmann M, Ferrero C, Zaritzky N, Martino M, Sierakoski M. Chemical and functional characteristics of products obtained from yam tubers. Starch / Stärke. 2002;54:476-481.
19. Yu B, Fuji S. Physicochemical property of Huaishan (*Rhizoma Dioscorea*) and Matai (*Eleocharis dulcis*) starches. Starch/Stärke. 1999;51:5-10.
20. Tetchi F, Rolland A, Amani G, Colonna, P. Molecular and physicochemical characterization of starches from yam, cocoyam, cassava, sweet potato and ginger produced in the Ivory Coast. Journal of the Science of Food and Agriculture. 2007;87:1906-1916.
21. Wang S, Jinglin Y, Wenyuan G. Morphological and granular changes in native yam (*Dioscorea bulbifera*) starch during acid hydrolysis. Carbohydrate Polymers. 2007;69:286-292.

22. Bernal C, Leal A, Garzón J. Obtención, a escala de laboratorio, de Octenilsuccinato Alumínico de almidón de *Quinua*, con miras a su utilización en un producto cosmético. ReCiTeIA. 2011;11(1):47-56.

Recibido: 15 de abril de 2015.

Aprobado: 18 de junio de 2015.

Miladys Esther Torrenegra Alarcón. SENA, Centro de Comercio y Servicios, Regional Bolívar. Ternera Km 1 Vía Túrbaco. Cartagena, Colombia. Teléfono: (575)6699771. Celular: (57)3113565598. Correo electrónico: mtorrenegraa@hotmail.com