

**ESTUDIO DEL PROCESO DE PRODUCCIÓN EN CONTINUO DE
HIDROLIZADOS DE ALMIDÓN DE YUCA INTEGRANDO HIDRÓLISIS
ENZIMÁTICA Y CLARIFICACIÓN CON TECNOLOGÍA DE MEMBRANAS**

**GLORIA LIZETH DÍAZ ARENAS
DIETMAR JOSÉ RAMOS GONZÁLEZ**

**UNIVERSIDAD INDUSTRIAL DE SANTANDER
FACULTAD DE INGENIERÍAS FÍSICOQUÍMICAS
ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA
BUCARAMANGA**

2015

**ESTUDIO DEL PROCESO DE PRODUCCIÓN EN CONTINUO DE
HIDROLIZADOS DE ALMIDÓN DE YUCA INTEGRANDO HIDRÓLISIS
ENZIMÁTICA Y CLARIFICACIÓN CON TECNOLOGÍA DE MEMBRANAS**

**GLORIA LIZETH DÍAZ ARENAS
DIETMAR JOSÉ RAMOS GONZÁLEZ**

**Trabajo de grado presentado como requisito para optar por el título de
Ingeniero Químico**

**Director
Prof. CARLOS JESÚS MUVDI NOVA
Ingeniero Químico, M.Sc., Ph. D.**

**UNIVERSIDAD INDUSTRIAL DE SANTANDER
FACULTAD DE INGENIERÍAS FISCOQUÍMICAS
ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA
BUCARAMANGA**

2015

*A Dios, mi fuente de apoyo tanto en momentos críticos como de
felicidad.*

*A mis padres por su ejemplo, valores y enseñanzas siendo modelos a
seguir.*

*A mis hermanos quienes siempre me han acompañado y animado en
cada momento de la vida.*

*A mis amigos quienes fueron una familia durante este proceso de
formación.*

Gloria Díaz

A mis padres José Ramos y Janeth González y mis hermanos Jonathan y Jessica, quienes siempre me brindaron su apoyo de forma incondicional y creyeron en mí.

A mí familia en general quienes me vieron recorrer esta linda etapa de mi vida, inspirándome a ser cada día mejor.

A todos mis amigos que me acompañaron durante este proceso y que de una u otra forma contribuyeron para hacer este sueño realidad.

Dietmar Ramos

AGRADECIMIENTOS

A Dios por la paciencia, sabiduría, perseverancia y fuerza concedida para afrontar las situaciones presentadas en el transcurso del proyecto.

Al Profesor Carlos Jesús Muvdi Nova, por su acompañamiento y dirección en el desarrollo de este trabajo. Su entrega, dedicación y constancia permitieron alcanzar los objetivos propuestos de excelente forma.

Al CICTA por facilitarnos sus instalaciones y recursos, así como su asesoría en las diferentes inquietudes.

A PROMITEC SANTANDER S.A.S por su total apoyo, tanto en la disposición de sus instalaciones, su aporte económico y el conocimiento impartido.

A COLCIENCIAS por apoyar la investigación mediante la financiación de trabajos que aportan conocimiento a la ciencia. De igual manera, a la Universidad Industrial de Santander por la formación brindada a lo largo de estos años.

A los Técnicos del Laboratorio de Procesos de la Escuela de Ingeniería química, Señores Eduardo Carreño y Wilson Carreño, por brindarnos su espacio para el análisis de muestras.

A Edwin Javier Vargas por su guía y colaboración en el diseño del módulo membranario usado en el presente proyecto.

A nuestras familias y amigos quienes indudablemente siempre creyeron en nosotros, motivándonos en cada paso a dar.

TABLA DE CONTENIDO

	Pág.
INTRODUCCIÓN	17
1. METODOLOGÍA	22
1.1 FASE CERO: ESTABLECIMIENTO DE PARÁMETROS INICIALES	23
1.2 FASE 1: ESTUDIO DEL PROCESO DE HIDRÓLISIS Y CLARIFICACIÓN EN <i>BATCH</i> , INTEGRANDO LICUEFACCIÓN Y SACARIFICACIÓN EN UNA SOLA ETAPA.	23
1.3 FASE 2: ESTUDIO DE LA ETAPA DE LICUEFACCIÓN EN CONTINUO INTEGRANDO TECNOLOGÍA DE MEMBRANAS.	24
1.4 FASE 3: ESTUDIO DE LA ETAPA DE SACARIFICACIÓN EN CONTINUO INTEGRANDO TECNOLOGÍA DE MEMBRANAS.	25
1.5 FASE 4: ESTUDIO DEL PROCESO DE HIDRÓLISIS EN CONTINUO Y EN UNA SOLA ETAPA INTEGRANDO TECNOLOGÍA DE MEMBRANAS.	25
1.6 MATERIALES, MÉTODOS EXPERIMENTALES Y DE CUANTIFICACIÓN	26
1.7 PILOTOS DE FILTRACIÓN MEMBRANARIA	28
2. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS	30

2.1 PORCENTAJE DE RETENCIÓN DE ENZIMA	30
2.2 EFECTO DE LA CONCENTRACIÓN DE ENZIMA EN LOS HIDROLIZADOS PRODUCIDOS INTEGRANDO LICUEFACCIÓN Y SACARIFICACIÓN EN UNA SOLA ETAPA.	31
2.3 EFECTO DEL DIÁMETRO DE PORO EN LA FILTRACIÓN DE HIDROLIZADOS PRODUCIDOS EN CONTINUO DURANTE LA ETAPA DE LICUEFACCIÓN.	34
2.4 EFECTO DEL DIÁMETRO DE PORO EN LA FILTRACIÓN DE HIDROLIZADOS PRODUCIDOS EN CONTINUO DURANTE LA ETAPA DE SACARIFICACIÓN.	38
2.5 ESTUDIO DEL PROCESO EN CONTINUO CONSIDERANDO UNA SOLA ETAPA DE HIDRÓLISIS E INTEGRANDO TECNOLOGÍA DE MEMBRANAS.	41
3. CONCLUSIONES	44
4. RECOMENDACIONES	45
BIBLIOGRAFÍA	46
ANEXOS	52

LISTA DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Niveles y factores utilizados para el diseño de experimentos de la Fase 1.	24
Tabla 2. Descripción de las características de los pilotos de filtración <i>batch</i> y continuo.	29
Tabla 3. Porcentaje de retención para α -amilasa y glucoamilasa, medidos a 40 °C y ΔP_{TM} 2 bar después de 10 min de filtración.	30
Tabla 4. Relaciones de concentración de enzima utilizadas para cada prueba realizada.	31
Tabla 5. Rangos de variación de °Brix, %Materia Seca, %Glucosa y ED para el permeado obtenido durante la licuefacción en continuo a 80°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 5, ΔP_{TM} 1,5 bar, 20% p/p almidón y [] α -amilasa 0,028%.Tiempo 8 h para 50 kDa y 5 h para 0,2 μ m.	35
Tabla 6. Rangos de variación de °Brix, %Materia Seca, %Glucosa y ED para el permeado obtenido durante la sacarificación en continuo a 70°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 4,5, ΔP_{TM} 1,5 bar, 20% p/p almidón y [] glucoamilasa 0,0631% p/p. Tiempo 24 h para 50 kDa y 7 h para 0,2 μ m.	38
Tabla 7. Rangos de variación de °Brix, %Materia Seca, %Glucosa y ED para el permeado obtenido durante la hidrólisis en continuo en una sola etapa a 75°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 4,5, ΔP_{TM} 1,5 bar, 20% p/p almidón, [] α -amilasa 0,028% y glucoamilasa 0,0315% p/p. Tiempo 7 h para 0,2 μ m.	41

Tabla 8. Permeabilidad promedio al agua para las membranas de 50 kDa y 0,2 μm . Medida a 40 °C y ΔP_{TM} 2 bar después de 10 min de filtración.

52

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Estructura amilosa (a) y amilopectina (b).	17
Figura 2. Cuadro Metodológico.	22
Figura 3. Piloto de Filtración Membranaria <i>Batch</i> (a) y Continuo (b).	28
Figura 4. °Brix (a) y %Materia Seca (b) de los hidrolizados y sus respectivos permeados utilizando membranas de 50 kDa y 0,2 μm variando la concentración de enzima según la Tabla 4. Obtenidos a 75°C, caudal alimentación 1309,2 l/h, ΔPTM 1,5 bar, pH 5 y 30 min de filtración.	31
Figura 5. Turbidez (a) y porcentaje de retención de enzima (b) de los hidrolizados transcurridos 60 min y sus respectivos permeados utilizando membranas de 50 kDa y 0,2 μm variando la concentración de enzima según la Tabla 4. Obtenidos a 75°C, caudal alimentación 1309,2 l/h, ΔPTM 1,5 bar y pH 5.	32
Figura 6. Permeabilidad en el tiempo para hidrolizados obtenidos en la Prueba 1 (α -amilasa 0,028% p/p y glucoamilasa 0,0315% p/p), utilizando membranas de 50 kDa (a) y 0,2 μm (b). Filtración a 75°C, caudal alimentación 1309,2 l/h, ΔPTM 1,5 bar, pH 5 y 30 min de filtración.	33
Figura 7. Turbidez de los hidrolizados y sus respectivos permeados producidos en la etapa de licuefacción. Tiempo 8 h para 50 kDa (a) y 5 h para 0,2 μm (b). Obtenidos a 80°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 5, ΔPTM 1,5 bar, 20% p/p almidón y [] α -amilasa 0,028% p/p.	36

Figura 8. Permeabilidad en el tiempo para la etapa de licuefacción. Tiempo 8 h para 50 kDa (a) y 5 h para 0,2 μm (b). Obtenidas a 80°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 5, ΔPTM 1,5 bar, 20% p/p almidón y [] α -amilasa 0,028%. 36

Figura 9. Turbidez de los hidrolizados y sus respectivos permeados producidos en la etapa de sacarificación. Tiempo 24 h para 50 kDa (a) y 7 h para 0,2 μm (b). Obtenidos a 70°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 4,5, ΔPTM 1,5 bar, 20% p/p almidón y [] glucoamilasa 0,0631% p/p. 39

Figura 10. Permeabilidad en el tiempo para la etapa de sacarificación. Tiempo 24 h para 50 kDa (a) y 7 h para 0,2 μm (b). Obtenidas 70°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 4,5, ΔPTM 1,5 bar, 20% p/p almidón y [] glucoamilasa 0,0631% p/p. 40

Figura 11. Turbidez (a) y Permeabilidad (b) obtenidos durante la hidrólisis en continuo en una sola etapa a 75°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 4,5, ΔPTM 1,5 bar, 20% p/p almidón, [] α -amilasa 0,028% y glucoamilasa 0,0315% p/p. Tiempo 7 h para 0,2 μm . 42

Figura 12. Muestras de un hidrolizado y su filtrado (a) evolución de muestras en el tiempo, de la alimentación (b) y del filtrado (c), obtenidas durante la hidrólisis en continuo en una sola etapa a 75°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 5, membrana de 0,2 μm , ΔPTM 1,5 bar, 20% p/p almidón, [] α -amilasa 0,028% y glucoamilasa 0,0315% p/p, durante 7 h. 43

Figura 13. Permeabilidad al agua para las membranas de 50 kDa y 0,2 μm , después de 20 min de filtración a 40 °C, caudal de alimentación 2400 l/h y ΔPTM 2 bar, para los lavados después de cada prueba. Pilotos de filtración *batch* (a) y continuo (b). 52

LISTA DE ANEXOS

	Pág.
Anexo A. Determinación de la permeabilidad al agua de las membranas	52

RESUMEN

TÍTULO: ESTUDIO DEL PROCESO DE PRODUCCIÓN EN CONTINUO DE HIDROLIZADOS DE ALMIDÓN DE YUCA INTEGRANDO HIDRÓLISIS ENZIMÁTICA Y CLARIFICACIÓN CON TECNOLOGÍA DE MEMBRANAS*

AUTORES: Gloria Lizeth Díaz Arenas, Dietmar José Ramos González**

PALABRAS CLAVE: Hidrólisis enzimática, clarificación, membranas cerámicas

Se estudió el proceso de producción en continuo de hidrolizados de almidón de yuca integrando hidrólisis enzimática (en una sola etapa) y clarificación con tecnología de membranas. Se utilizaron membranas cerámicas tubulares monocanal TAMI InsideCeram® de 0,01 m de diámetro externo, 50 kDa y 0,2 μm de diámetro de poro, con longitudes de 1,2 m (superficie membranaria 0,132 m^2) y 0,14 m (superficie membranaria 0,00307 m^2). Se analizó el efecto de la concentración de enzima (α -amilasa: 0,028%p/p-0,112%p/p; glucoamilasa: 0,0315%p/p-0,126%p/p) en los hidrolizados producidos en una sola etapa, además de evaluar el efecto del diámetro de poro en la producción de hidrolizados durante las etapas de licuefacción y sacarificación bajo la configuración en continuo. Se determinaron permeabilidades y todos los hidrolizados y sus filtrados fueron caracterizados en turbidez, ED, %Glucosa, %Materia seca y °Brix.

Se encontró que las características de los hidrolizados no se vieron afectadas de manera significativa por las concentraciones de enzima evaluadas en mezcla, permitiendo trabajar con la menor relación (reduciendo tiempos de proceso y costos de producción). Por otro lado, los resultados para continuo mostraron que es posible trabajar con la membrana de 0,2 μm sin afectar la calidad del producto (°Brix entre 15,5-16,8; %Materia seca entre 15,8-17,7; %Glucosa entre 34,4-55,5 y ED entre 70,3-88,3) haciendo el proceso más productivo. Finalmente, se comprobaron las ventajas de utilizar una configuración en continuo respecto a una en *batch*, distanciando tiempos de parada, manteniendo la calidad del producto, y aumentando la productividad (se obtuvieron 8 l de hidrolizado en *batch* con respecto a los 140 l en continuo para los mismos tiempos).

*Trabajo de grado

** Facultad de Ingenierías Físico-Químicas. Escuela de Ingeniería Química. Centro de Investigación en Ciencia y Tecnología de Alimentos. Director: Carlos Jesús Muvdi Nova. Ingeniero Químico, M.Sc., Ph.D.

ABSTRACT

TITLE: STUDY OF CONTINUOUS PRODUCTION PROCESS OF CASSAVA STARCH HYDROLYSATES INTEGRATING ENZYMATIC HYDROLYSIS AND CLARIFICATION WITH MEMBRANE TECHNOLOGY*

AUTHORS: Gloria Lizeth Díaz Arenas, Dietmar José Ramos González**

KEY WORDS: Enzymatic Hydrolysis, clarification, ceramic membranes, cassava starch

Continuous production process of cassava starch hydrolysates integrating enzymatic hydrolysis (one-step) and clarification with membrane technology was studied. Tubular mono-channel ceramic membranes (TAMI Industries, France) were used: external diameter of 0.01 m, molecular weight cut-off: 50 kDa and 0.2 μm , and lengths of 1.2 m (surface area of 0.132 m^2) and 0.14 m (surface area of 0.00307 m^2). It was analyzed the effect of enzyme concentration (α -amylase: 0.028%p/p-0.112%p/p; glucoamylase: 0.0315%p/p-0.126%p/p) on hydrolysates produced by on-step starch hydrolysis. Besides, it was evaluated the effect of molecular weight cut-off on hydrolysates production during steps of liquefaction and saccharification under continuous configuration. Fluxes were determined and all hydrolysates and their permeates were characterized in turbidity, DE, %Glucose, %Dry matter and °Brix.

The results showed that hydrolysates characteristics were not significantly affected by enzyme concentrations that were evaluated (mixtures), allowing to work with the lowest concentrations (reducing times of operation and costs of production). On the other hand, the results for continuous process showed that is possible to work with a membrane of 0.2 μm without affecting permeates quality (°Brix between 15,5-16,8; %Dry matter between 15,8-17,7; %Glucose between 34,4-55,5 and DE between 70,3-88,3) and increasing the productivity. Finally the advantages of using a continuous configuration instead a batch configuration were checked: longer times of operation, permeates of high quality and an increase of productivity (140 L of glucose syrups for continuous configuration in comparison with 8 L for batch configuration)

*Undergraduate Project

** Physical and Chemical Engineering's Faculty. School of Chemical Engineering. Food Science and Technology Research Center. Advisor: Carlos Jesús Muvdi Nova, Chemical Engineer, M.Sc., Ph.D.

INTRODUCCIÓN

Los jarabes de glucosa son soluciones altamente concentradas en glucosa, obtenidas a partir del almidón. Estos jarabes son usados principalmente en la industria de alimentos (panadería, confitería, cervecera, ...) por sus diferentes propiedades funcionales como resistencia a la cristalización, capacidad edulcorante, baja higroscopicidad y estabilidad térmica (Gaouar *et al.*, 1998). Además, se emplean en la Industria química para la producción de alcohol (Morales *et al.*, 2008) (Bohórquez & Madero, 2008) y tienen aplicabilidad en la industria farmacéutica para la elaboración de vacunas y antibióticos (Almandoz *et al.*, 2010).

El almidón puede obtenerse de diferentes fuentes como semillas de cereales, tubérculos, leguminosas, raíces, frutas, troncos y hojas (Bohórquez & Madero, 2008) (Johnson *et al.*, 2009). Está compuesto por amilosa y amilopectina. La amilosa (Figura 1.a) es un polisacárido formado por cadenas helicoidales largas no ramificadas, unidas por enlaces $\alpha(1-4)$. La amilopectina (Figura 1.b) es un polisacárido muy ramificado constituido por enlaces $\alpha(1-4)$ en el esqueleto y en los puntos de ramificación por enlaces $\alpha(1-6)$ (Nelson & Cox, 2005) (Bahaji *et al.*, 2013).

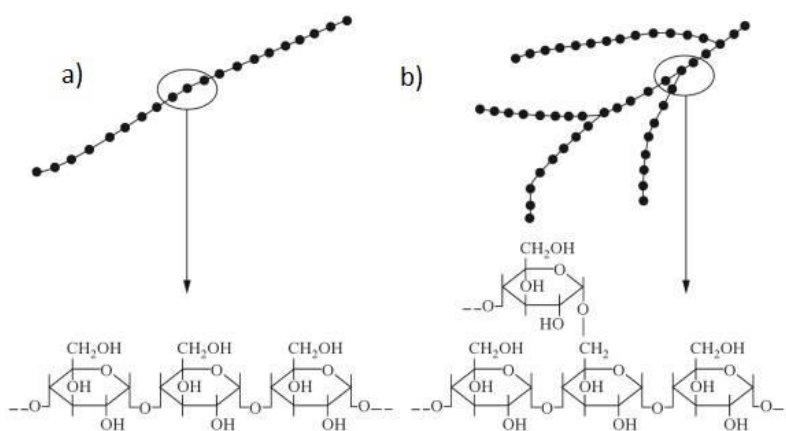


Figura 1. Estructura amilosa (a) y amilopectina (b)

Fuente: (Hull, 2010)

A nivel mundial, el almidón de maíz es la principal materia prima para la producción de jarabes de glucosa (Pontoh & Low, 1995). Sin embargo, debido al incremento de las demandas de almidón a nivel industrial, se han analizado fuentes alternativas como la papa, el arroz, el sorgo, el trigo y la yuca; siendo esta última una de las más atractivas por sus altos contenidos de almidón (87,67% en base seca) (Johson *et al.*, 2009) (Pontoh & Low, 1995).

Los jarabes pueden ser producidos mediante hidrólisis ácida o enzimática del almidón (Slominska & Przyweca, 2004) (Almandoz *et al.*, 2010) (Pontoh & Low, 1995). Los jarabes obtenidos por vía ácida poseen un ED (Equivalente en Dextrosa, término en que se mide el grado de conversión de almidón en maltodextrinas y glucosa) entre un 30-55, mientras que por vía enzimática se pueden obtener jarabes de hasta 95 ED o superior (Singh & Cheryan, 1998).

Durante la hidrólisis enzimática el almidón es licuado y sacarificado (Morales *et al.*, 2008) (Paolucci-Jeanjean *et al.*, 2000). La licuefacción consiste en la fragmentación del almidón en cadenas más sencillas por acción de la enzima α -amilasa. Por otro lado, la sacarificación utiliza glucoamilasas para transformar las dextrinas obtenidas de la licuefacción en azúcares de bajo peso molecular (glucosa, maltosa o mezclas) (Slominska & Przyweca, 2004), produciéndose finalmente hidrolizados de almidón. El proceso descrito anteriormente es realizado convencionalmente en reactores *batch*. El principal problema con el uso de este tipo de reactores es el incremento en los costos de producción, debido a los tiempos de parada (relacionados con la carga, descarga y limpieza), pérdida de enzima y menor productividad (Przywecka & Slominska, 2005) (Paolucci-Jeanjean *et al.*, 2000) (Acevedo & Parra, 2013).

Los hidrolizados así obtenidos son clarificados para remover sólidos suspendidos e impurezas insolubles como proteínas, grasas y otros componentes no deseados. Convencionalmente, esto se realiza por medio de carbón activado, intercambio iónico, filtros prensa o filtros rotatorios al vacío, usando tierras diatomeas como

agentes filtrantes (Almandoz *et al.*, 2010), (Singh & Cheryan, 1997) (Słominska & Niedbach, 2009). Una alternativa para la sustitución de los métodos tradicionales, consiste en acoplar las etapas de hidrólisis enzimática y clarificación en una configuración en continuo usando tecnología de membranas (Singh & Cheryan, 1997) (Słominska & Niedbach, 2009). De esta manera, se utiliza la enzima por más tiempo y se recircula la materia prima que no se ha transformado (Paolucci-Jeanjean *et al.*, 2000).

Una membrana es una barrera semipermeable que permite el paso de ciertos componentes y restringe el paso de otros, siendo estos el permeado y el retenido, respectivamente. Las membranas pueden clasificarse según su naturaleza, estructura, configuración, geometría y tipo de proceso membranario (Wang *et al.*, 2011). La mayoría de procesos membranarios están determinados por dos parámetros claves, permeabilidad y selectividad; condicionados principalmente por la naturaleza de la membrana y el tipo de alimentación (Coutinho *et al.*, 2009) (Singh & Cheryan, 1998).

En la actualidad, la tecnología de membranas tiene un gran potencial en el cumplimiento de los requisitos de calidad del producto y parámetros ambientales. Algunas de las ventajas del uso de membranas son el poco espacio ocupado y facilidad de escalamiento, lo que hace que sean considerados sistemas compactos (Pinelo *et al.*, 2009) (Li *et al.*, 2011). Para lograr el escalamiento se han diseñado sistemas denominados módulos membranarios. Estos permiten el empaquetamiento de membranas, y se clasifican de acuerdo a su geometría, las cuales pueden ser de hoja plana o tubular. En el caso de clarificación de hidrolizados de almidón, trabajos como el de Paolucci Jean-Jean *et al.* (2000), Singh & Cheryan (1997) y Acevedo & Parra (2013) han implementado el uso de módulos de tipo tubular que operan con membranas cerámicas, debido a su estabilidad térmica, mecánica y química, trabajan en todo el intervalo de pH (0-14) y a altas presiones (Baker, 2004) (Coutinho *et al.*, 2009) (Zapata, 2006).

La utilización de membranas, así como de sus respectivos módulos membranarios, reemplaza los métodos tradicionales de clarificación permitiendo la obtención de jarabes de alta calidad, sabor natural y libre de aditivos. Además de un bajo consumo energético, eficiencia en la separación, disminución de etapas de procesamiento, de la relación equipos/tamaño y de los residuos generados (Almandoz *et al.*, 2010) (Coutinho *et al.*, 2009) (Drioli & Fontananova, 2004). Así mismo, la separación con membranas reduce los requerimientos de carbón en un 60-70%, intercambio iónico en un 20-30% y la eliminación de tierras diatomeas como agentes filtrantes (Singh & Cheryan, 1998). Para el año 1998, Singh & Cheryan estimaban una reducción de U.S. \$2 a \$3 millones anuales, por cada 500 galones/min de jarabe producido.

De acuerdo a trabajos como los de Słominska & Niedbach (2009), Słominska & Przyweca (2004), Singh & Cheryan (1997) y Acevedo & Parra (2013), se han utilizado los módulos membranarios mencionados con anterioridad como alternativa para la clarificación de hidrolizados de almidón de papa, maíz, trigo y yuca, obtenidos a partir de procesos tipo *batch*, en los cuales la hidrólisis enzimática fue llevada a cabo de manera tradicional (2 etapas). Sin embargo, el trabajo de Paolucci-Jeanjean *et al.* (2000), muestra la integración hidrólisis/clarificación con membranas en continuo, haciendo el proceso más productivo y económico. En dicha investigación, se trabajó con almidón de yuca al 10% p/p, usando la enzima catalizadora Termamyl 120 L from *Bacillus licheniformis*, capaz de obtener hidrolizados de bajo peso molecular en una sola etapa.

Por otro lado, teniendo en cuenta las etapas de hidrólisis enzimática (licuefacción y sacarificación), en la literatura no se reportan estudios en continuo para la primera de éstas; siendo 2 h los tiempos máximos en *batch* (Salcedo *et al.*, 2009). En contraste a esto, sí se encuentran reportes de estudios en continuo para la sacarificación donde los tiempos máximos de reacción/filtración han sido de 6 h,

usando membranas de 50 kDa y una sola enzima catalizadora (Paolucci Jean-Jean *et al.*, 2000) (Slominska & Przyweca, 2004).

Es importante mencionar que la principal desventaja que se presenta en la filtración con membranas es la colmatación o ensuciamiento, producido por la acumulación reversible o irreversible de partículas dentro o sobre la superficie de la membrana (Zapata, 2006) (Singh & Cheryan, 1998) (Acevedo & Parra, 2013). Este fenómeno es progresivo y genera el descenso del flujo en el tiempo. Su impacto se ve influenciado por el tipo de solución a clarificar, la geometría, material membranario y las condiciones de operación. Por esto se hace necesaria la realización de estudios en continuo con tiempos más prolongados, a concentraciones más elevadas de almidón y utilizando mezcla de enzimas, con el fin de conocer el desempeño del proceso reacción/filtración y el comportamiento de dicho ensuciamiento en el tiempo.

Teniendo en cuenta lo anterior, el objetivo de este trabajo es estudiar el proceso de producción en continuo de hidrolizados de almidón de yuca integrando hidrólisis enzimática y clarificación con membranas. Para esto se analizará la hidrólisis en *batch* utilizando mezclas de enzimas, además de estudiar las etapas de licuefacción y sacarificación en continuo. Este trabajo hace parte del proyecto de Colciencias-UIS-Promitec S.A.S titulado “Aumento de la productividad de concentrados de jarabes de glucosa obtenidos a partir de hidrolizados de almidón de yuca por métodos no convencionales” (código COL110250227720).

1. METODOLOGÍA

En la Figura 2 se muestra el cuadro metodológico utilizado en este trabajo, donde se presentan las fases desarrolladas durante en este proyecto de investigación.

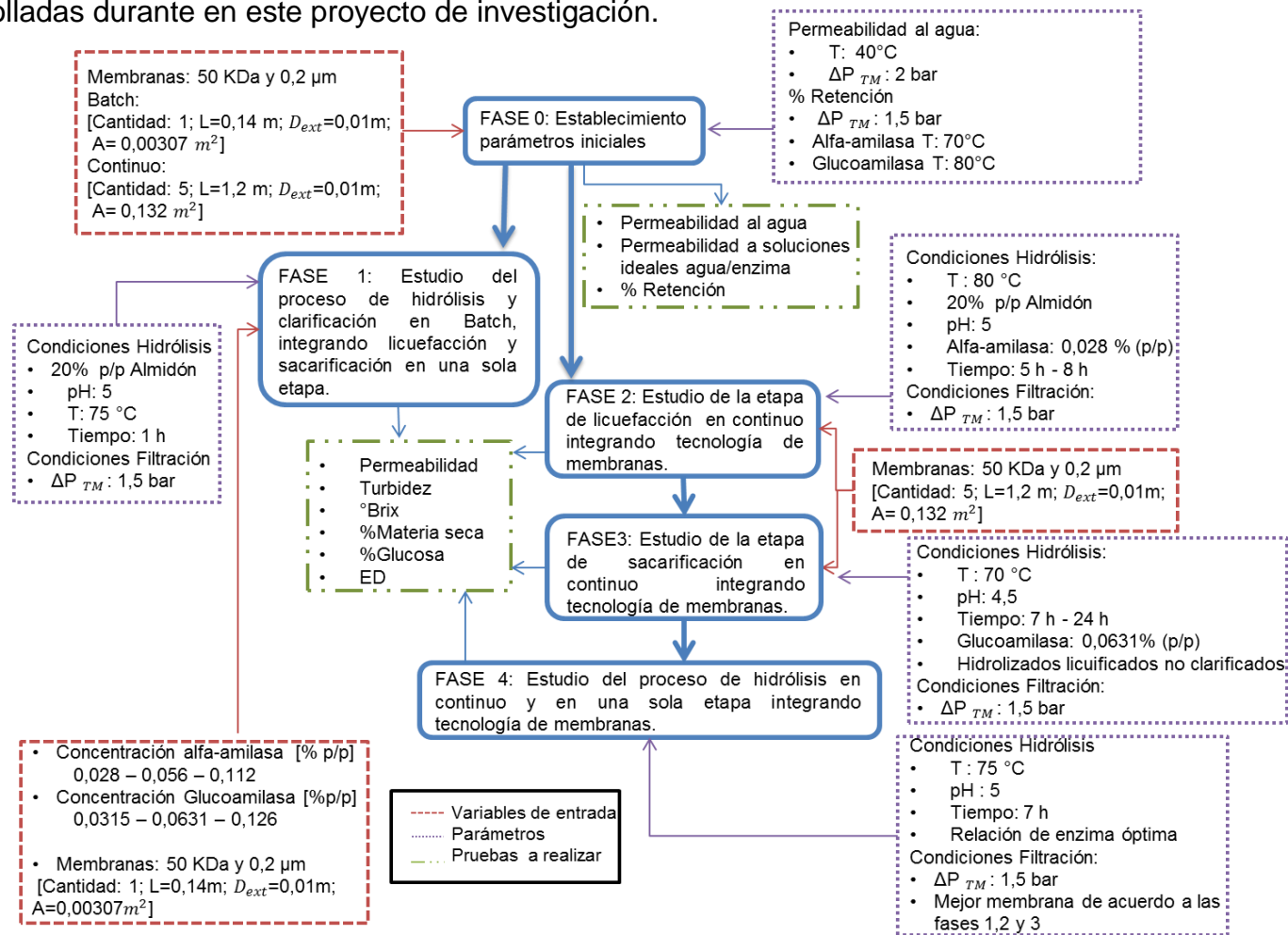


Figura 2. Cuadro Metodológico

1.1 FASE CERO: Establecimiento de parámetros iniciales

Se realizaron pruebas de permeabilidad al agua después de 20 min de filtración utilizando membranas con diámetro de poro de 50 kDa y 0,2 μm . Este procedimiento se realizó con el objetivo de obtener información sobre la permeabilidad de la membrana limpia; información requerida para confirmación del estado de las membranas luego de realizar los procesos de lavado y limpieza de éstas después de cada uso (según el estudio de Paolucci-Jeanjean *et al.*, 2000 y Acevedo & Parra, 2013). Igualmente, se realizaron pruebas usando soluciones ideales enzima/agua con el fin de determinar el %retención de enzima de las membranas a 40°C, ΔP_{TM} de 2 bar, volumen de alimentación de 5 l, con toma de muestras después de 10 min de filtración y medición de permeabilidad a los 30 min de filtración (Acevedo & Parra, 2013).

Las características de las membranas mencionadas con anterioridad se describen a continuación: membranas cerámicas tubulares monocanal TAMI InsideCeram®, de 0,01 m de diámetro externo, 50 kDa y 0,2 μm de diámetro de poro, con longitudes de 1,2 m (superficie membranaria 0,132 m^2) y 0,14 m (superficie membranaria 0,00307 m^2). Para la permeabilidad al agua se trabajó a 40°C y presión transmembrana (ΔP_{TM}) de 2 bar.

1.2 FASE 1: Estudio del proceso de hidrólisis y clarificación en *batch*, integrando licuefacción y sacarificación en una sola etapa.

Se analizó el efecto de la concentración de enzima en los hidrolizados producidos integrando licuefacción y sacarificación en una sola etapa (configuración *batch*, el piloto utilizado se explica en la sección 1.7). Para esto se trabajó con una temperatura de 75°C y pH de 5 (condiciones establecidas por Yagonia & Taboada, 2009), y 20% p/p almidón según Acevedo & Parra (2013).

Se trabajó con un diseño experimental tipo factorial 3^k (Siqueiros, 2004). Se evaluaron 3 niveles de concentración de enzima con base en los valores teóricos encontrados por Ruiz (2009), (relación enzima/sustrato 0,028% p/p para alfa-amilasa y 0,0631% p/p para glucoamilasa), tal como se muestra en la Tabla 1.

Tabla 1. Niveles y factores utilizados para el diseño de experimentos de la Fase 1.

Factor/ Nivel	Bajo	Medio	Alto
Concentración Alfa-amilasa [%p/p]	0,028	0,056	0,112
Concentración Glucoamilasa [%p/p]	0,0315	0,0631	0,126

Las pruebas de hidrólisis se realizaron por duplicado y durante 1 h (Paolucci-Jeanjean *et al.*, 2000), con toma de muestras cada 15 min, con el fin de caracterizar en turbidez, Equivalente Dextrosa (ED), %Glucosa, %Materia seca y °Brix en el alimento. Los hidrolizados obtenidos se filtraron durante 30 min con ΔP_{TM} 1,5 bar, tomando muestras cada 5 min y empleando las membranas de 0,14 m de largo mencionadas en la “Fase Cero”. Posteriormente, los filtrados se caracterizaron en turbidez, ED, %Glucosa, %Materia seca y °Brix.

1.3 FASE 2: Estudio de la etapa de licuefacción en continuo integrando tecnología de membranas.

En esta fase se buscó analizar los efectos del diámetro de poro (50 KDa y 0,2 μ m) en la productividad del proceso y calidad de los permeados bajo la configuración en continuo (el piloto utilizado se explica en la sección 1.7), empleando las membranas de 1,2 m de largo mencionadas en la “Fase Cero”. Igualmente, se analizó la colmatación que sufre la membrana en el tiempo. Los filtrados fueron caracterizados de la misma forma como en la “Fase 1”. Se tuvieron como parámetros: Temperatura 80 °C, ΔP_{TM} 1,5 bar, 20% p/p almidón, pH 5 (Acevedo & Parra, 2013). El tiempo de duración de esta etapa utilizando la membrana de 50 kDa fue de 8 h (aumentando 4 veces los tiempos máximos en *batch* reportados en

la literatura, Salcedo *et al.*, 2009) y 5 h para 0,2 μm (debido a la alta productividad de la membrana, para este tiempo se filtraron más de 90 l). Se tomaron muestras durante este tiempo y las pruebas fueron realizadas por duplicado para cada tipo de membrana.

1.4 FASE 3: Estudio de la etapa de sacarificación en continuo integrando tecnología de membranas.

En esta fase se buscó analizar los efectos del diámetro de poro (50 kDa y 0,2 μm) en la productividad del proceso y la calidad de los permeados bajo la configuración en continuo (piloto utilizado se explica en la sección 1.7), empleando las membranas de 1,2 m de largo mencionadas en la “Fase Cero”. Igualmente, se analizó la colmatación que sufre la membrana en el tiempo y los filtrados fueron caracterizados de la misma manera como en la “Fase 1”.

La sacarificación se realizó utilizando el producto no clarificado de la etapa de licuefacción. Los parámetros de operación fueron: temperatura 70 °C, ΔP_{TM} 1,5 bar y pH 4,5 (Acevedo & Parra, 2013). El tiempo de duración de esta etapa utilizando la membrana de 50 kDa fue de 24 h (aumentando 4 veces los tiempos máximos en continuo reportados en la literatura, Przywecka & Slominska (2005) y Paolucci-Jeanjean *et al.* (2000); y 7 h para 0,2 μm (debido a la alta productividad de la membrana, para este tiempo se filtraron más de 200 l) con toma de muestras durante este tiempo. Las pruebas se realizaron por duplicado para cada tipo de membrana.

1.5 FASE 4: Estudio del proceso de hidrólisis en continuo y en una sola etapa integrando tecnología de membranas.

El objetivo de esta fase fue analizar el proceso de producción de hidrolizados en continuo en una sola etapa con la integración de tecnología de membranas. Se

tuvieron en cuenta los resultados obtenidos en la “Fase 1” para la determinación de la mejor relación enzima/enzima (α -amilasa 0,028% p/p y glucoamilasa 0,0315%p/p). Las condiciones de hidrólisis fueron las mismas descritas en el proceso en *batch*. Para la clarificación se trabajó con un ΔP_{TM} de 1,5 bar, con la membrana más productiva y que presentó menor colmatación (según resultados obtenidos en las “Fases 1, 2 y 3” fue la membrana de 0,2 μ m).

El tiempo de duración de esta fase fue de 7 h con toma de muestras durante este tiempo según lo establecido en la “Fase 2”. Los filtrados fueron caracterizados en turbidez, ED, %Materia seca, %Glucosa y °Brix. Los resultados obtenidos en esta fase fueron comparados con los de la “Fase 1”, con el fin de analizar su desempeño.

1.6 Materiales, Métodos experimentales y de Cuantificación

Materiales e Insumos

Los materiales e insumos utilizados en este trabajo fueron: membranas cerámicas tubulares monocanal TAMI InsideCeram®, almidón de yuca INDIYUCA (contenido almidón 99,7% en base seca), enzimas α -amilasa (Liquozyme SC DS®) y glucoamilasa (Spirizyme Fuel®) marca Novozymes, bomba centrífuga marca Pedrollo, baño termostataado marca Lauda® Alpha RA 24, pH-metro marca Hanna® HI 991001, HCl al 37% marca J.T. Baker®, azul de coomasie G-250 marca Merck®, albúmina de suero bovino (BSA) marca Merck®, etanol al 99,5% marca Panreac Química S.L.U, ácido orto-fosfórico al 85% marca Bioquigen Ltda, hipoclorito de Sodio al 15% distribuido por Suquim Ltda y NaOH en escamas distribuido por Suquim Ltda y en pellets marca Merck®.

Métodos Experimentales y de Cuantificación

- *Método de Bradford*: Método colorimétrico para cuantificar proteínas (Silverio *et al.*, 2012). Se utilizó para determinar el %retención de enzimas de las membranas usando un espectrofotómetro Genesys20ThermoSpectronic® ubicado en el laboratorio CICTA.
- *°Brix*: Medida de los sólidos solubles en agua. Utilizado esencialmente para calcular el contenido de azúcares en jarabes (Audilakshmi *et al.*, 2010). Se realizó mediante el uso de un refractómetro de mano Fisher No. 13 964 70C 0-90%, que se encuentra en las instalaciones del laboratorio CICTA.
- *%Materia seca*: Método gravimétrico que está basado en la evaporación de agua mediante calor. Se siguió el manual de procedimientos del Laboratorio CICTA. Norma A.O.A.C. 1980.
- *Turbidez*: Comparación de la intensidad de la luz dispersada por la muestra en condiciones definidas con un patrón estándar de referencia USEPA 180.1. Se realizó utilizando un turbidímetro Hach® No. 2100QI localizado en el laboratorio de procesos Escuela de Ingeniería Química UIS.
- *Permeabilidad*: Determina la cantidad de flujo que pasa a través de la membrana, y de esta forma caracterizar la membrana en términos de productividad y colmatación (Zapata, 2006). Se determinó midiendo el volumen de permeado en un tiempo específico de 20 s.

1.7 Pilotos de Filtración Membranaria

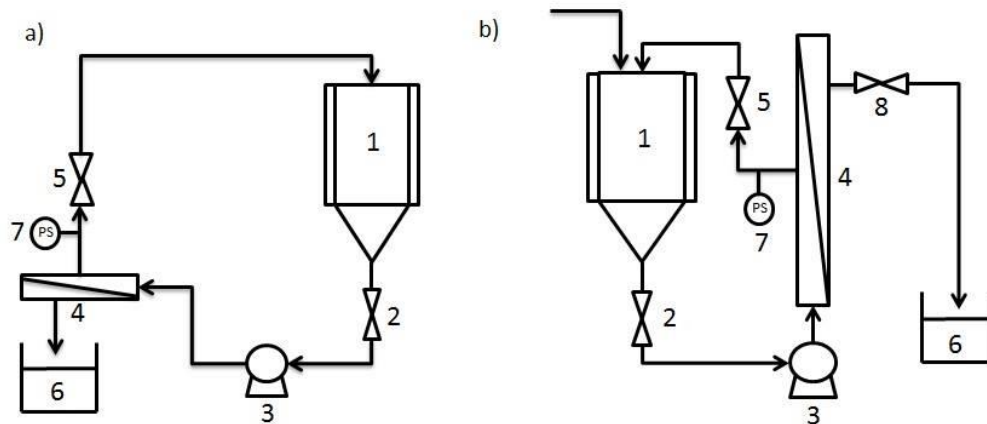


Figura 3. Piloto de Filtración Membranaria *Batch* (a) y Continuo (b).

Piloto de Filtración *Batch*

El proceso en *batch* (Figura 3.a) fue llevado a cabo en un reactor encaquetado, según condiciones especificadas en la “Fase 1”. Allí se pone en contacto la solución de almidón fresca con la mezcla de enzimas, manteniendo cerrada la válvula número 2. Cumplido el tiempo de hidrólisis (1 h según Paolucci-Jeanjean *et al.*, 2000) se procede a abrir la válvula número 2 para alimentar la solución al módulo membranario (a través de una bomba centrífuga 3). El retenido se recircula al reactor 1, mientras que el filtrado se almacena 6. La ΔP_{TM} se define manipulando la válvula número 5 (2 bar para lavados y 1,5 bar para las pruebas de filtración). Las características de este piloto de filtración se muestran en la Tabla 2.

Piloto de Filtración Continuo

El proceso en continuo (Figura 3.b) inicia con una prueba en *batch*, tal como se especificó en la descripción del ‘Piloto de Filtración *Batch*’, posteriormente se da inicio a la filtración de la misma forma que en la sección anterior. El material a

hidrolizar y el tiempo de hidrólisis varió según la fase en estudio. Para este sistema, el nivel del reactor se mantuvo constante alimentando solución fresca (almidón para las Fases 2 y 4 o hidrolizado proveniente de la licuefacción para la “Fase 3”) con la misma concentración inicial. Así mismo, la concentración de enzima se adicionó teniendo en cuenta el %retención en enzima del sistema de filtración. Las características del piloto de filtración se encuentran en la Tabla 2.

Tabla 2. Descripción de las características de los pilotos de filtración *batch* y continuo.

	Piloto <i>Batch</i>	Piloto Continuo		Piloto <i>Batch</i>	Piloto Continuo
N°	Elemento	Elemento	N°	Elemento	Elemento
1	Reactor enzimático enchaquetado de 10 l de capacidad		5	Válvula reguladora de presión	
2	Válvula de salida del hidrolizado		6	Tanque almacenamiento	
3	Bomba Centrífuga		7	Manómetro	
4	Módulo Membranario -Longitud: 0,14 m -Diámetro: 1 in -Capacidad: 1 membrana -Material: Acero inoxidable	Módulo Membranario -Longitud: 1,2 m -Diámetro: 2,5 in - Capacidad: 8 membranas - Material: Acero inoxidable	8	-	Válvula de salida de permeado

El módulo membranario del sistema en continuo fue diseñado e implementado durante el presente trabajo, con el fin de asegurar los tiempos de residencia en el reactor (tiempos de reacción) (Fogler, 2001). Se tomaron como base los datos de permeabilidad (P) [kg/m².h] obtenidos por Acevedo y Parra (2013) y se consideró un escalado lineal (principal característica de los sistemas de filtración con membranas).

2. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

2.1 Porcentaje de Retención de enzima

Se realizaron pruebas para determinar el porcentaje de retención de las membranas, utilizando soluciones ideales enzima/agua. En la Tabla 3 se muestran los resultados obtenidos.

Tabla 3. Porcentaje de retención para α -amilasa y glucoamilasa, medidos a 40 °C y ΔP_{TM} 2 bar después de 10 min de filtración.

Enzima	Diámetro de poro	Abs prom [A]	%Retención*
α -Amilasa	50 [kDa]	0,008 \pm 0,02	96,94 \pm5,1
	0,2 [μ m]	0,051 \pm 0,04	61,34 \pm12,76
Glucoamilasa	50 [kDa]	0,01 \pm 0,005	86,96 \pm7,11
	0,2 [μ m]	0,003 \pm 0,005	96,88 \pm4,15

*Desviación Estándar

En ella se observa que todas las membranas presentan un %retención de enzima superior al 87%. En caso excepcional, la membrana de 0,2 μ m muestra porcentajes de retención del 61% aproximadamente cuando se utiliza la enzima α -amilasa. Esto se debe al tamaño de la enzima, el cual se encuentra entre 30 kDa (0,015 μ m) y 150 kDa (0,09 μ m) (Espinel & López, 2009), siendo mucho menor que el diámetro de poro de la membrana permitiendo parcialmente su paso. Mientras que el tamaño de la enzima glucoamilasa se encuentra entre 82 kDa (0,07 μ m) y 250 kDa (0,18 μ m) (Rico, 1990) (Acevedo & Parra, 2013), lo que disminuye su paso a través de la membrana. Es importante señalar que para ambas enzimas, la variación que existe en tamaño y también en la forma (distan mucho del de una esfera), se debe al proceso por el cual hayan sido obtenidas (animal, vegetal o microbiana) (Rosero, 2013).

2.2 Efecto de la concentración de enzima en los hidrolizados producidos integrando licuefacción y sacarificación en una sola etapa.

Se llevó a cabo el estudio del efecto de la concentración de enzima en las características de los hidrolizados producidos con las condiciones descritas en la “Fase 1”. En la Tabla 4 se muestran las diferentes relaciones de enzima utilizadas en esta fase.

Tabla 4. Relaciones de concentración de enzima utilizadas para cada prueba realizada.

N° Prueba	1	2	3	4	5	6	7	8	9
α -Amilasa %p/p	0,028	0,028	0,028	0,056	0,056	0,056	0,112	0,112	0,112
Glucoamilasa %p/p	0,032	0,063	0,126	0,032	0,063	0,126	0,032	0,063	0,126

La Figura 4 muestra los resultados obtenidos de °Brix y %Materia seca con las membranas utilizadas (50 kDa y 0,2 μ m), tanto para los hidrolizados como para sus filtrados.

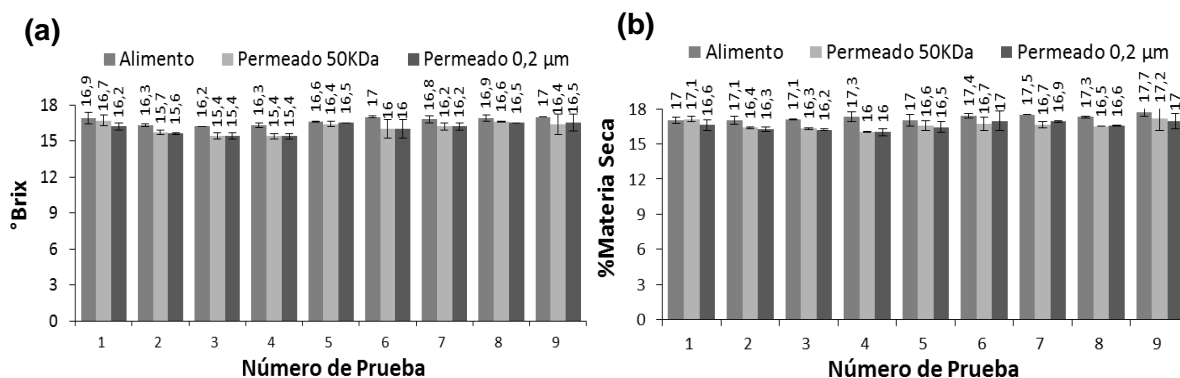


Figura 4. °Brix (a) y %Materia Seca (b) de los hidrolizados y sus respectivos permeados utilizando membranas de 50 kDa y 0,2 μ m variando la concentración de enzima según la Tabla 4. Obtenidos a 75°C, caudal alimentación 1309,2 l/h, ΔP_{TM} 1,5 bar, pH 5 y 30 min de filtración.

Se puede observar que la concentración de enzima no influye considerablemente ni en °Brix ni en %Materia seca (los promedios se encuentran dentro de las

desviaciones obtenidas). Esto fue confirmado con Statgraphics Centurion® XVI.I (versión de prueba), donde se encontraron p-valores >0,08 (significancia para p<0,05).

En la Figura 5 se muestran los resultados de turbidez y los %retención para cada hidrólisis con sus respectivos filtrados. De la Figura 5.a se evidencia la disminución en la turbidez de los permeados de todas las muestras en comparación con el alimento, de por lo menos un 97,9%; resaltándose la eficacia del proceso de filtración. Esto se debe a que los diámetros de poro de las membranas utilizadas logran retener los sólidos suspendidos. Por otro lado, el análisis estadístico indicó que la concentración de las enzimas tampoco afecta significativamente la turbidez tanto de hidrolizados como de filtrados (p-valores > 0,07).

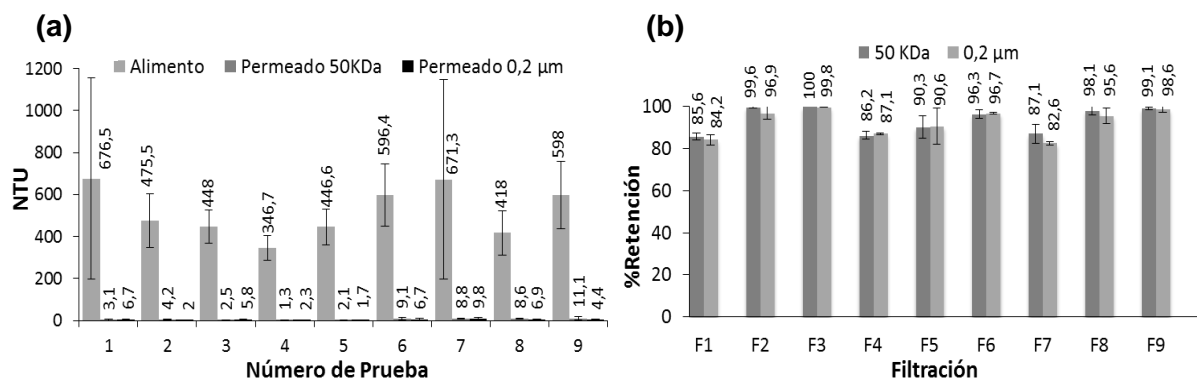


Figura 5. Turbidez (a) y porcentaje de retención de enzima (b) de los hidrolizados transcurridos 60 min y sus respectivos permeados utilizando membranas de 50 KDa y 0,2 µm variando la concentración de enzima según la Tabla 4. Obtenidos a 75°C, caudal alimentación 1309,2 l/h, ΔP_{TM} 1,5 bar y pH 5.

En la Figura 5.b se observa que todos los porcentajes de retención de enzima para las dos membranas utilizadas fueron superiores al 83%. Es importante mencionar que en estas pruebas los hidrolizados filtrados contenían almidón no hidrolizado, oligosacáridos, maltodextrinas y mezcla de enzimas, permitiendo la posible formación de una capa selectiva en la superficie de la membrana (Paolucci-Jeanjean *et al.*, 2000) (Singh & Cheryan, 1997) (Slominska & Przyweca,

2004). Esto explica la diferencia de estos porcentajes de retención de enzima respecto a los obtenidos con soluciones ideales enzima/agua. Adicionalmente, se realizaron análisis fisicoquímicos de ED y %Glucosa de los hidrolizados producidos, encontrándose jarabes entre 88 y 98,5 ED y entre 44 y 66% de glucosa (base seca). Esto indica que los hidrolizados producidos son esencialmente de glucosa.

En la Figura 6 se muestra las curvas de permeabilidad obtenidas para la prueba 1 (comportamientos similares se presentaron para las demás filtraciones). En ésta se evidencia la disminución de la permeabilidad en el tiempo. Este comportamiento es normal siempre que se trabaja con membranas, y se debe al bloqueo de poros y a la formación de una capa orgánica (almidón, enzimas y oligosacáridos) en la superficie membranaria produciendo colmatación (Zapata, 2006) (Paolucci-Jeanjean *et al.*, 2000). Cabe resaltar que en este trabajo fue una colmatación reversible, pues siempre fue posible recuperar la permeabilidad mediante limpieza alcalina/desinfectante. En el Anexo 1 se puede observar con más detalle el historial de las permeabilidades después de cada lavado.

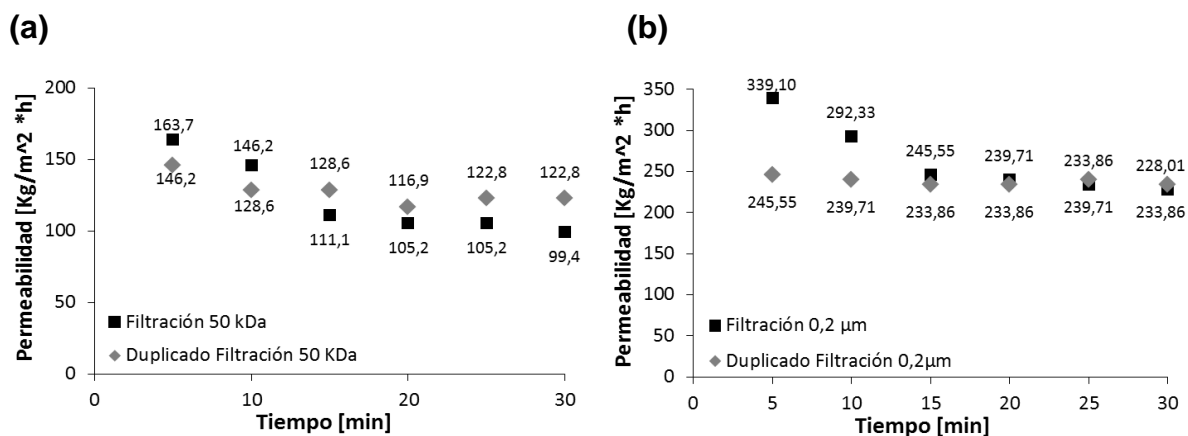


Figura 6. Permeabilidad en el tiempo para hidrolizados obtenidos en la Prueba 1 (α -amilasa 0,028% p/p y glucoamilasa 0,0315% p/p), utilizando membranas de 50 kDa (a) y 0,2 μ m (b). Filtración a 75°C, caudal alimentación 1309,2 l/h, ΔP_{TM} 1,5 bar, pH 5 y 30 min de filtración.

Además, se debe señalar que la membrana de 0,2 μm tuvo menos pérdida de permeabilidad en comparación con la membrana de 50 kDa (entre 8,4%-21%; y 11,9%-35,5%, respectivamente) bajo las mismas condiciones. Esto se produjo debido a un alto nivel de bloqueo de poros en la membrana de 50 kDa, pues existe más similitud entre el tamaño de las enzimas utilizadas y el diámetro de poro de ésta (Zapata, 2006), como se mencionó anteriormente en la sección 2.1.

Adicionalmente, es importante mencionar que aunque al inicio de las filtraciones se presentaron diferencias entre el original y el duplicado debido a la dificultad de asegurar exactamente la misma dinámica en las pruebas (los arranques en los procesos poseen dinámicas complejas), al final de cada una de éstas se alcanzaron valores con desviaciones no superiores al 11,9% para todas las pruebas realizadas.

Finalmente, los resultados revelaron que las características de los hidrolizados no se ven afectadas por la concentración de enzima. Además, se logró reducir el tiempo de hidrólisis de 3 a 1 h, evitando realizar dos etapas como se hace convencionalmente, sin que se afectara la calidad de los jarabes (resultados fisicoquímicos similares a los obtenidos en dos etapas, Acevedo & Parra, 2013). Se debe señalar que con la menor relación de enzima se obtuvieron jarabes de glucosa con características análogas a los que se produjeron con las concentraciones más altas. Para etapas posteriores se trabajó con la menor concentración de enzimas (α -amilasa 0,028 %p/p y glucoamilasa 0,0315 %p/p).

2.3 Efecto del diámetro de poro en la filtración de hidrolizados producidos en continuo durante la etapa de licuefacción.

Se realizó el estudio del efecto del diámetro de poro en las características de los hidrolizados filtrados en la etapa de licuefacción según las condiciones descritas

en la “Fase 2”. Los resultados para °Brix, %Materia seca, ED y %Glucosa se muestran en la Tabla 5. De esta tabla se evidencia que el diámetro de poro no afecta de manera significativa ni °Brix ni %Materia seca. Adicionalmente, los resultados de °Brix muestran que no hay pérdida considerable de la actividad enzimática durante el proceso (Paolucci-Jeanjean *et al.*, 2000), indicando que la licuefacción se está llevando a cabo de manera efectiva.

Tabla 5. Rangos de variación de °Brix, %Materia Seca, %Glucosa y ED para el permeado obtenido durante la licuefacción en continuo a 80°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 5, ΔP_{TM} 1,5 bar, 20% p/p almidón y [] α -amilasa 0,028%. Tiempo 8 h para 50 kDa y 5 h para 0,2 μ m.

Membrana	Rango de variación de °Brix	Rango de variación de %Materia Seca	Rango de variación de %Glucosa*	Rango de variación de ED
50 kDa	13,7 - 16,5	14,6 - 16,5	7,46 - 10,8	20,5 - 35,8
0,2 μ m	13,9 - 16,2	14,4 - 16,56	5,34 - 22,5	28,55 - 34,25

*Base seca

Además, los datos obtenidos para %Glucosa y ED se encuentran en el rango para hidrolizados de maltodextrinas (20-30 ED) (Hull, 2010) (García *et al.*, 2004). Es importante señalar, que se obtuvieron resultados similares para ambas membranas incluso cuando los tiempos de residencia dentro del reactor no fueron los mismos (2 h para 50 kDa y 21 min para 0,2 μ m) esto se debe a que el tiempo de reacción para la etapa de licuefacción es de 15 min; tiempo asegurado con las dos membranas utilizadas.

En la Figura 7 se presentan los resultados de turbidez para los hidrolizados y sus respectivos permeados producidos durante la etapa de licuefacción.

En ella se observa la disminución de la turbidez de todos los permeados respecto al alimento en un 94%, lo que indica la eficacia del proceso de clarificación al usar estos diámetros de poro. Además, se aprecia una tendencia de aumento de la turbidez en la solución de alimentación a través del tiempo (lo que no ocurre con los filtrados) debido a la acumulación de enzimas y almidón no hidrolizado (Vaillant

et al., 2005) (Singh & Cheryan, 1998). Por otra parte, los porcentajes de retención de enzima se mantuvieron por encima de 93,9% y 87% para las membranas de 50 kDa y 0,2 μm , respectivamente.

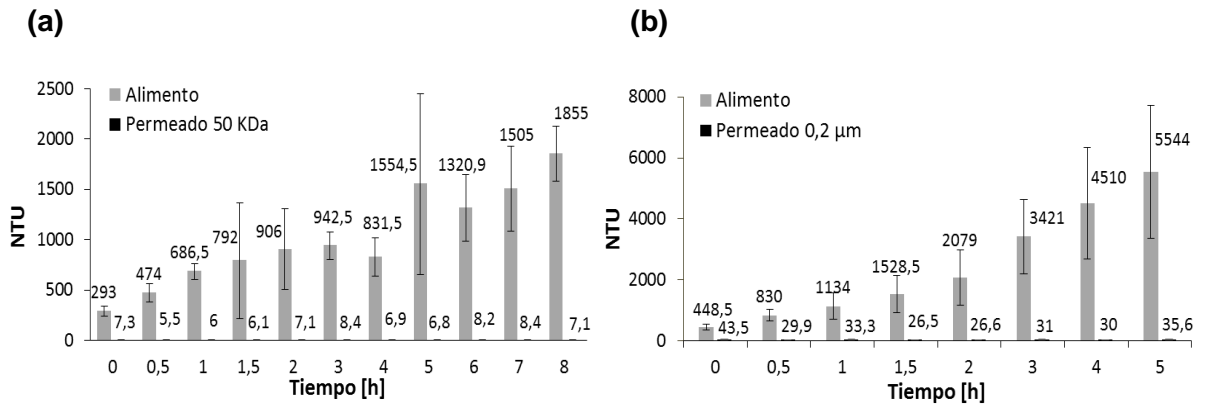


Figura 7. Turbidez de los hidrolizados y sus respectivos permeados producidos en la etapa de licuefacción. Tiempo 8 h para 50 kDa (a) y 5 h para 0,2 μm (b). Obtenidos a 80°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 5, ΔP_{TM} 1,5 bar, 20% p/p almidón y [] α -amilasa 0,028% p/p.

En la Figura 8 se muestran las curvas de permeabilidad obtenidas en la etapa de licuefacción.

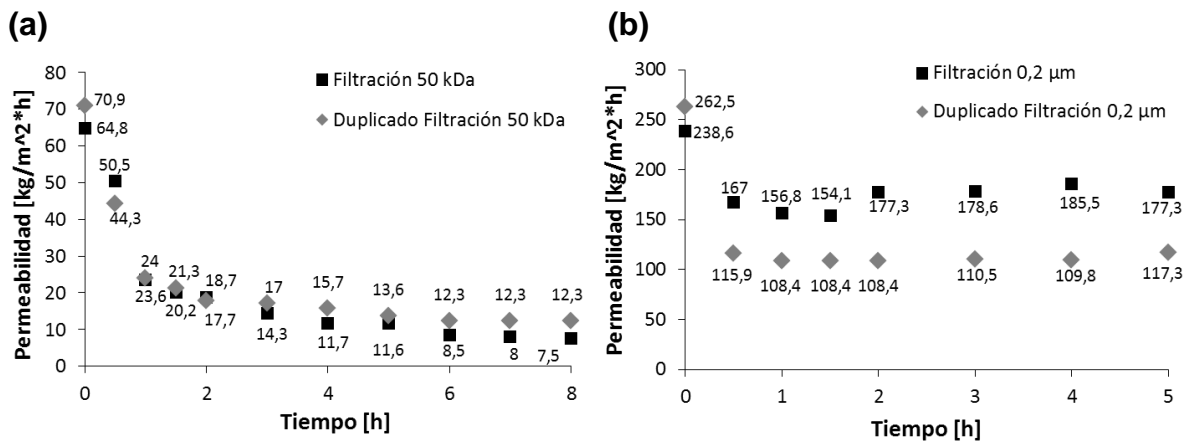


Figura 8. Permeabilidad en el tiempo para la etapa de licuefacción. Tiempo 8 h para 50 kDa (a) y 5 h para 0,2 μm (b). Obtenidas a 80°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 5, ΔP_{TM} 1,5 bar, 20% p/p almidón y [] α -amilasa 0,028%.

En esta figura se puede observar una rápida caída de la permeabilidad al inicio de la filtración (85,1 y 41,6% para 50 kDa y 0,2 μm , respectivamente) debido a la colmatación que sufren las membranas (bloqueo de poros y formación de torta (Zapata, 2006)). Sin embargo, aproximadamente a las 2 h de filtración el flujo de permeado empieza a estabilizarse alcanzando un estado casi estacionario, incluso cuando la alimentación presenta un incremento considerable en la turbidez (sistema en continuo sin purga) (Paolucci-Jeanjean *et al.*, 2000) (Zapata, 2006) (Amaya, 2013).

La permeabilidad promedio de estabilización para la membrana de 50 kDa fue de 10,1 $\text{kg}/\text{m}^2\cdot\text{h}$, mientras que para la membrana de 0,2 μm fue 146,5 $\text{kg}/\text{m}^2\cdot\text{h}$, siendo esta última 14,5 veces superior con respecto a la primera. Esta alta productividad traducida en consumo de materia prima (almidón y agua destilada), hizo que no se pudieran mantener los mismos tiempos de experimentación para ambas pruebas; debido a la falta de disponibilidad de insumos (24 l de solución para 8 h de filtración con la membrana de 50 kDa y 92,5 l de solución para 5 h con la membrana de 0,2 μm). Sin embargo, los tiempos alcanzados con la membrana de 0,2 μm siguen siendo superiores a los reportados en la literatura.

Por último, la caracterización de los permeados producidos (en °Brix, %Materia Seca, turbidez, ED y %Glucosa) revela que la calidad de los mismos no se ve afectada de manera significativa por el diámetro de poro utilizado. Al comparar estos resultados con los obtenidos en *batch* por Acevedo & Parra (2013), no se encontraron diferencias relevantes, mostrando la eficiencia de la configuración en continuo.

2.4 Efecto del diámetro de poro en la filtración de hidrolizados producidos en continuo durante la etapa de sacarificación.

Se realizó el estudio del efecto del diámetro de poro en las características de los hidrolizados filtrados en la etapa de sacarificación según las condiciones descritas en la “Fase 3”. Los resultados para °Brix, %Materia seca, ED y %Glucosa se muestran en la Tabla 6.

Tabla 6. Rangos de variación de °Brix, %Materia Seca, %Glucosa y ED para el permeado obtenido durante la sacarificación en continuo a 70°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 4,5, ΔP_{TM} 1,5 bar, 20% p/p almidón y [] glucoamilasa 0,0631% p/p. Tiempo 24 h para 50 kDa y 7 h para 0,2 μ m.

Membrana	Rango de variación de °Brix	Rango de variación de %Materia Seca	Rango de variación de %Glucosa*	Rango de variación de ED
50 kDa	15,9 - 17,1	15,16 - 17,67	69,18 - 71,2	89,95 - 98,31
0,2 μ m	16,2 - 17	14,88 - 17,03	39,98 - 64,19	77,25 - 91,05

*Base seca

Se puede evidenciar que los °Brix y %Materia seca no se ven afectados de forma directa por los diámetros de poro utilizados. Por otro lado, al igual que en la etapa de licuefacción la poca variación de éstas características muestra que la actividad enzimática no disminuye de manera considerable, lo que indica que la sacarificación se está realizando de forma efectiva. Así mismo, en la Tabla 6 se presentan los datos obtenidos para %Glucosa y ED para todos los permeados donde se evidencia una pequeña disminución para los filtrados obtenidos con membrana de 0,2 μ m. Esto es debido a varias razones, la primera está justificada en el diámetro de la membrana (mayor) que permite el paso de compuestos más grandes y la segunda en los tiempos de residencia en el reactor (1,5 h 50 kDa y 21 min para 0,2 μ m). A pesar de estas diferencias, los permeados siguen siendo clasificados como hidrolizados de glucosa (clarificados).

En la Figura 9 se presentan los resultados de turbidez para los hidrolizados y sus respectivos permeados producidos durante la etapa de sacarificación. En esta se

observa que hay una disminución de la turbidez de los permeados respecto del alimento de por los menos un 97% evidenciando la efectividad del proceso de filtración para los tiempos evaluados.

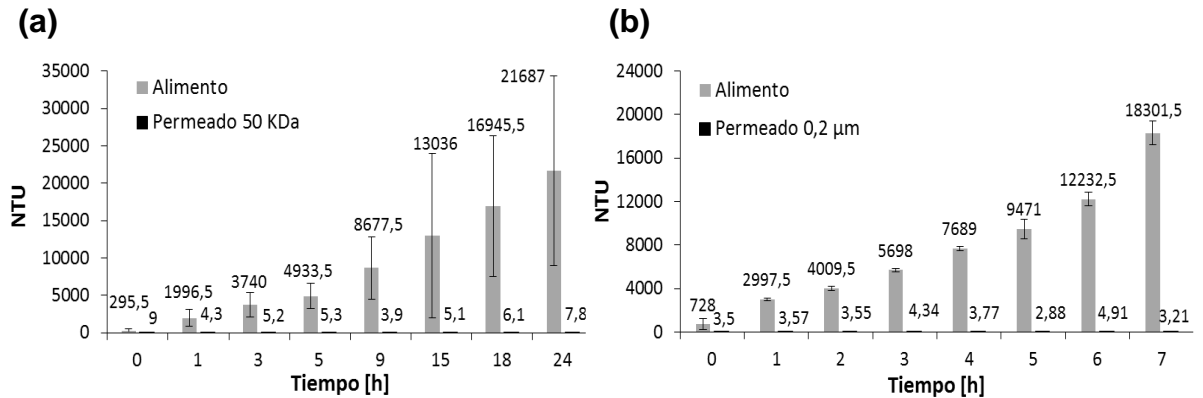


Figura 9. Turbidez de los hidrolizados y sus respectivos permeados producidos en la etapa de sacarificación. Tiempo 24 h para 50 kDa (a) y 7 h para 0,2 μm (b). Obtenidos a 70°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 4,5, ΔP_{TM} 1,5 bar, 20% p/p almidón y [] glucoamilasa 0,0631% p/p.

De igual forma que en la etapa de licuefacción en continuo, se aprecia una tendencia de aumento de la turbidez a través del tiempo para el alimento (lo que no sucede con los filtrados) debido a la acumulación de enzimas y almidón no hidrolizado en la solución de alimentación (Vaillant *et al.*, 2005) (Singh & Cheryan, 1998). Así mismo, el porcentaje de retención de enzima fue de 88,3 y 91,7% para las membranas 0,2 μm y 50 kDa, respectivamente.

En la Figura 10 se muestran las curvas de permeabilidad obtenidas en la etapa de sacarificación. Para la membrana de 50 kDa (Figura 10.a) se observa una disminución del flujo de permeado (40,8%) durante las primeras horas de filtración. Después de esto, se alcanza una estabilización de la permeabilidad desde la 3 h hasta la 18 h; indicando ensuciamiento parcial de las membranas. Finalmente, se puede notar de nuevo un descenso en el flujo a medida que transcurre el tiempo hasta llegar a la hora 24. Esta disminución del flujo a partir de la hora 18 se debe

al aumento de la acumulación de material dentro del sistema, ya que no se realizaron purgas durante el proceso.

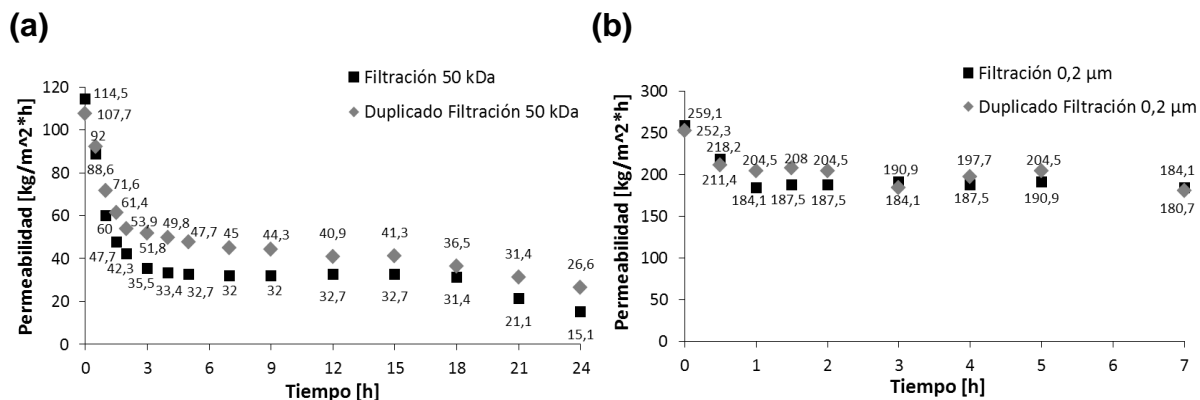


Figura 10. Permeabilidad en el tiempo para la etapa de sacarificación. Tiempo 24 h para 50 kDa (a) y 7 h para 0,2 μm (b). Obtenidas 70°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 4,5, ΔP_{TM} 1,5 bar, 20% p/p almidón y [] glucoamilasa 0,0631% p/p.

Por otro lado, para la membrana de 0,2 μm (Figura 10.b) se aprecia una caída del flujo de permeado (24%) mientras transcurre la primera hora de filtración, luego de esto se puede ver que se presenta una estabilización. La disminución del flujo de permeado a través del tiempo al igual que para las secciones anteriores se debe a la colmatación. Por otro lado, al comparar estas dos gráficas se encontró que la permeabilidad de la membrana de 0,2 μm fue 190,9 kg/m².h mientras que para la membrana de 50 kDa fue de 35,92 kg/m².h, siendo 5,3 veces menor esta última respecto a la primera. Al igual que en la sección anterior, esta alta productividad hizo que no se alcanzaran los mismos tiempos de experimentación para ambas pruebas debido a la disponibilidad de materia prima (24h para 50 kDa y 7 h para 0,2 μm). Aun así, los tiempos alcanzados con la membrana de 0,2 μm son superiores a los encontrados en la literatura.

Además, las características de los permeados producidos (°Brix, %Materia seca, turbidez, ED y %Glucosa) no se ven afectados de manera significativa por el diámetro de poro utilizado. De igual forma que en la sección 3.3, los resultados

fueron comparados con los obtenidos en *batch* por Acevedo & Parra (2013), siendo éstos similares entre sí.

Finalmente, al comparar las membranas utilizadas tanto en la etapa de licuefacción como en la etapa de sacarificación, la membrana de 0,2 μm siempre fue más productiva, presentó menor colmatación y mantuvo la calidad de los permeados de acuerdo a cada etapa. Lo anterior, permitió considerar este diámetro de poro para la siguiente fase de estudio.

2.5 Estudio del proceso en continuo considerando una sola etapa de hidrólisis e integrando tecnología de membranas.

Se analizó el proceso de producción de hidrolizados en continuo y en una sola etapa con la integración de tecnología de membranas según las condiciones descritas en la “Fase 4”.

En la Tabla 7 se muestran los resultados de °Brix, %Materia seca, %Glucosa y ED para los permeados obtenidos usando la membrana de 0,2 μm .

Tabla 7. Rangos de variación de °Brix, %Materia Seca, %Glucosa y ED para el permeado obtenido durante la hidrólisis en continuo en una sola etapa a 75°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 4,5, ΔP_{TM} 1,5 bar, 20% p/p almidón, [] α -amilasa 0,028% y glucoamilasa 0,0315% p/p. Tiempo 7 h para 0,2 μm .

Membrana	Rango de variación de °Brix	Rango de variación de %Materia Seca	Rango de variación de %Glucosa*	Rango de variación de ED
0,2 μm	15,5 - 16,8	15,8 - 17,7	34,4 - 55,5	70,3 - 88,3

*Base seca

Al comparar los resultados de esta tabla con los obtenidos en la sección 2.2 que tratan sobre la hidrólisis en *batch* en una sola etapa (°Brix entre 15,4-17; %Materia seca entre 16-17,7; %Glucosa entre 44-66 y ED entre 88-98,5), se puede observar que al utilizar mezcla de enzimas para realizar la hidrólisis en continuo en una sola

etapa, se obtienen resultados similares para °Brix y %Materia seca. Sin embargo, aunque se presenta una ligera disminución en %Glucosa y ED debido a la diferencia en los tiempos de residencia (1 h *batch*; 21 min continuo), se siguen obteniendo jarabes de glucosa.

Por otro lado, la configuración en continuo mostró una marcada diferencia en la productividad debido a que se lograron distanciar los tiempos de parada (relacionados con carga, descarga y limpieza). Lo anterior, permitió obtener alrededor de 140 l de jarabe en 7 h de reacción/filtración continua, en contraste a la configuración en *batch*, en donde solo se logró producir 8 l para el mismo tiempo; considerando un volumen en el reactor de 8 l para las dos configuraciones.

En la Figura 11 se muestran los resultados obtenidos de turbidez y permeabilidad para la hidrólisis en una sola etapa. De la Figura 11.a se observa la disminución de la turbidez de todos los filtrados respecto al alimento de por lo menos un 95,8%, resaltándose nuevamente la eficiencia del proceso de clarificación con este diámetro de poro. Lo anterior, se puede apreciar visualmente en la Figura 12.a.

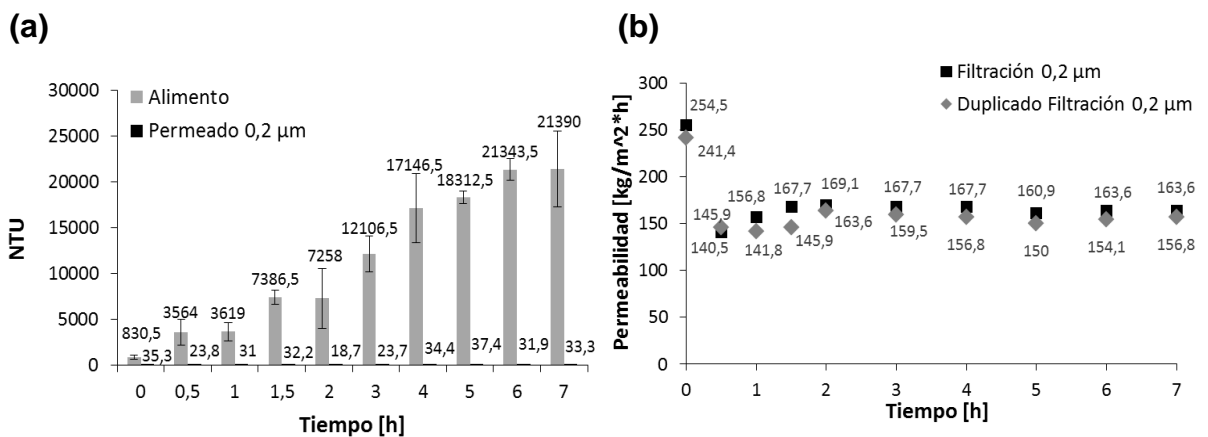


Figura 11. Turbidez (a) y Permeabilidad (b) obtenidos durante la hidrólisis en continuo en una sola etapa a 75°C, caudal alimentación 2400 l/h, pH 4,5, ΔP_{TM} 1,5 bar, 20% p/p almidón, [] α -amilasa 0,028% y glucoamilasa 0,0315% p/p. Tiempo 7 h para 0,2 μm.

Así mismo, se observa la tendencia de aumento de la turbidez en el tiempo, lo cual no sucede en los permeados (apreciable visualmente en las Figuras 12.b y 12.c.). Es importante mencionar que este aumento en la turbidez no afectó la permeabilidad, aun en presencia de un sistema en continuo sin purgas.

En la Figura 11.b se observa un descenso del 35,4% en la permeabilidad (comportamiento normal en todo sistema de filtración con membranas) durante la primera hora de filtración, alcanzando un valor de estabilización de $161,13 \pm 3,8$ $\text{kg/m}^2\cdot\text{h}$. Este tipo de comportamiento ha sido evidenciado en la literatura por Paolucci-Jeanjean *et al.* (2000), Amaya (2013), Zapata (2006), Singh & Cheryan (1997), Gaouar *et al.* (1998), Almandoz *et al.* (2010), quienes mostraron tiempos de estabilización entre 1 y 2 h.

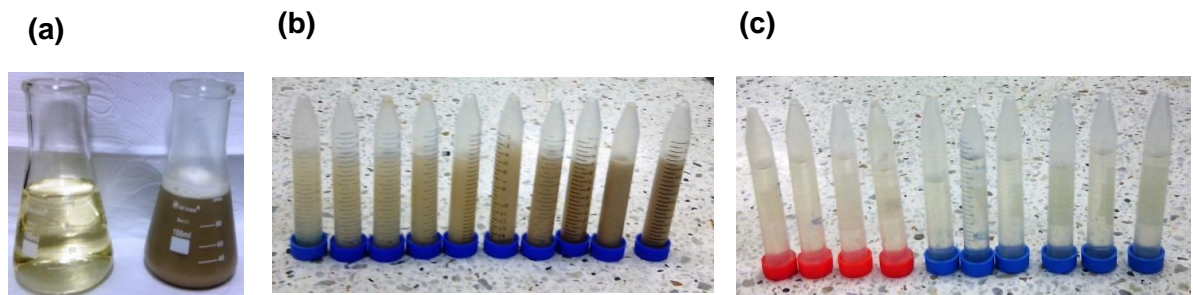


Figura 12. Muestras de un hidrolizado y su filtrado (a) evolución de muestras en el tiempo, de la alimentación (b) y del filtrado (c), obtenidas durante la hidrólisis en continuo en una sola etapa a 75°C , caudal alimentación 2400 l/h, pH 5, membrana de $0,2$ μm , ΔP_{TM} 1,5 bar, 20% p/p almidón, [] α -amilasa 0,028% y glucoamilasa 0,0315% p/p, durante 7 h.

Finalmente, se evaluó el %retención de enzima para el diámetro de poro utilizado ($0,2$ μm), encontrándose valores por encima del 88% de retención. Los resultados sugieren que es posible la realización de hidrólisis y clarificación en continuo, utilizando mezclas de enzimas a bajas concentraciones y membranas con diámetro de poro de hasta $0,2$ μm , manteniéndose la calidad de los jarabes de glucosa producidos.

3. CONCLUSIONES

- Se llevó a cabo la hidrólisis del almidón en una sola etapa con mezcla de enzimas en *batch* sin mayores inconvenientes. Las características de los hidrolizados y sus respectivos permeados (°Brix entre 15,4-17; %Materia seca entre 16-17,7; %Glucosa entre 44-66 y ED entre 88-98,5) no se vieron afectadas de manera significativa con las distintas concentraciones de enzima evaluadas en mezcla (α -amilasa: 0,028%p/p-0,112%p/p; glucoamilasa: 0,0315%p/p-0,126%p/p). Estos resultados permitieron trabajar con las menores concentraciones de enzima en una sola etapa, lo que redujo tiempos de proceso y reduciría costos de producción.
- Tanto para licuefacción como para sacarificación en continuo, los resultados obtenidos evidencian que es posible trabajar con un diámetro de poro de 0,2 μm , sin que ello conlleve a una disminución de las características de los productos aumentando su productividad 5,3 veces para licuefacción y 14,5 veces para sacarificación, comparada con la membrana de 50 kDa que es el diámetro de poro más reportado en la literatura. Además, se obtuvieron hidrolizados clarificados de excelente calidad en términos de turbidez representado en una reducción en su valor de al menos un 94%.
- Se logró alcanzar satisfactoriamente el objetivo general de este trabajo de investigación, que consistía en la producción de jarabes de glucosa en continuo y en una sola etapa utilizando tecnología de membranas. Además, se comprobaron las ventajas de utilizar una configuración en continuo respecto a una en *batch*, ya que se prolongan los tiempos de procesamiento, haciendo que se distancien los tiempos de parada requeridos para limpieza y carga del reactor (de 1,25 h a 8 h), manteniendo la calidad del producto (°Brix entre 15,5-16,8; %Materia seca entre 15,8-17,7; %Glucosa entre 34,4-55,5 y ED entre 70,3-88,3) y aumentando la productividad del sistema para los mismos 8 l de volumen de reacción (se obtuvieron 8 l de hidrolizado en *batch* con respecto a los 140 l en continuo).

4. RECOMENDACIONES

- ↻ Evaluar el sistema en continuo realizando purgas al mismo, considerando igualmente un control de nivel que facilite mantener constante el volumen del reactor.
- ↻ Proponer un procedimiento para evaluar la actividad enzimática y así permitir un seguimiento más exhaustivo de la hidrólisis durante las pruebas en continuo.
- ↻ Se recomienda realizar estudios en continuo a diferentes condiciones de operación enfocándolos, hacia el análisis de la influencia de la concentración en el proceso.

BIBLIOGRAFÍA

ACEVEDO, María Victoria & PARRA, Carlos Omar. Estudio del proceso de clarificación de hidrolizados de almidón de yuca utilizando membranas cerámicas. Bucaramanga, 2013, 50 h. Trabajo de grado (Ingeniería Química). Universidad Industrial de Santander. Escuela de Ingeniería Química

ALMANDOZ, C., PAGLIERO, C., OCHOA, A., MARCHESE, J. Corn syrup clarification by microfiltration with ceramic membranes. *Journal of Membrane Science* 363 (2010), 87–95

AMAYA, Fernando. Estudio del proceso de producción de hidrolizados de almidón de yuca integrando tecnología membranaria. Bucaramanga, 2013, 43 h. Trabajo de grado (Ingeniero Químico). Universidad Industrial de Santander. Escuela de Ingeniería Química

BAHAJI, A., LI, L., SÁNCHEZ-LÓPEZ, A. M., BAROJA-FERNÁNDEZ, E., MUÑOZ, F. J., OVECKA, M., ALMAGRO, G., MONTERO, M., EZQUER, I., ETXEBERRIA, E., POZUETA-ROMERO, J. Starch biosynthesis, its regulation and biotechnological approaches to improve crop yields. *Biotechnology Advances* 32 (2013) 87–106

BAKER, Richard W., Membrane technology application. California: Wiley. 2004. McGraw-Hill. ISBN: 0 07 135440 9. 19-22

BECERRA, José Javier. Diseño y montaje de un piloto de laboratorio para el estudio de hidrolizados de almidón de yuca utilizando tecnología membranaria.

Bucaramanga, 2011, 48 h. Trabajo de grado (Ingeniero Químico). Universidad Industrial de Santander. Escuela de Ingeniería Química

BOHÓRQUEZ, Dina Luz & MADERO, Julia. Evaluación de los rendimientos en litros de alcohol/kilogramos de almidón de Yuca (*Manihotesculentacrantz*) de las variedades industriales MCOL 2215 y MTAI 8, Vía enzimática. Sincelejo, 2008. Universidad de Sucre. Facultad de educación y Ciencias

COUTINHO, C.M., CHIU, M.C., CORREA, R. BADAN, A.P, GUARALDO, L.A., VIOTTO. L.V., State of art of the application of membrane technology to vegetable oils. *Food Research International* 42 (2009), 536–550

DRIOLI, E. & FONTANANOVA, E. Membrane technology and sustainable growth. *Chemical Engineering Research and Design* 82 (2004), 1557–1562

ESPINEL, Esperanza & LÓPEZ, Elizabeth. Purificación y caracterización de α -amilasa de *Penicillium commune* producida mediante fermentación en base sólida. *Revista Colombiana de Química* 38 (2009), 24-34

GAOUAR, O., ZAKHIA, N., AYMARD, C., RIOS, G.M., Production of maltose syrup by bioconversion of cassava starch in an ultrafiltration reactor. *Industrial Crops and Products* 7 (1998), 159–167

GARCÍA, G., QUINTERO, R., LÓPEZ, M. Biotecnología Alimentaria. México D.F.: Limusa, 2004. ISBN: 968-18-4522-6. 522-530

HULL, Peter. Technology and applications. New Delhi: Wiley-Blackwell. 2010. ISBN: 978-1-4051-7556-2

JOHNSON, R., PADMAJA, G., MOORTHY, S.N. Comparative production of glucose and high fructose syrup from cassava and sweet potato roots by direct conversion techniques. *Innovative Food Science and Emerging Technologies* 10 (2009), 616–620

LI, Y.L., LIN, P.J., TUNG, K.L. CFD analysis of fluid flow through a spacer-filled disk-type membrane module. *Desalination* 283 (2011), 140–147

MAMERI, N., HAMDACHE, F., BELHOCINE, D., GRIB, H., LOUNICI, H., PIRON, D.L. Enzymatic saccharification of olive mill solid residue in a membrane reactor. *Journal of Membrane Science* 178 (2000), 121–130

MORALES, S., ALVAREZ, H., SÁNCHEZ, C. Dynamic models for the production of glucose syrups from cassava starch. *Food and bioproducts processing* 86 (2008), 25–30

NELSON, D.L. & COX, M.M. Lehninger Principios de Bioquímica. 4ª edición. Barcelona: 2005. Ediciones Omega

O'DELL, James .W. Determination of turbidity by Nephelometry. Method 180.1. Environmental Monitoring Systems Laboratory. Cincinnati, Ohio. 1993

PÁJARO, Julio. L. Producción de jarabes de Fructosa por medio de la hidrólisis enzimática del almidón de yuca de las variedades Corpoica M TAI-8 y Corpoica Orense. Medellín, 2009. Universidad de Sucre. Escuela de Biología

PAOLUCCI-JEANJEAN, D., BELLEVILLE, M.P., RIOS, G.M., ZAKHIA, N. The effect of enzyme concentration and space time on the performance of a continuous recycle membrane reactor for one-step starch hydrolysis. *Biochemical Engineering Journal* 5 (2000), 17-22

PINELO, M., JONSSON, G., MEYER, A.S. Membrane technology for purification of enzymatically produced oligosaccharides: Molecular and operational features affecting performance. *Separation and Purification Technology* 70 (2009), 1–11

PONTOH, Julius & LOW, Nicholas H. Glucose syrup production from Indonesian palm and cassava starch. *Food Research International* 28 (1995), 379-385

PRZYWECKA, Anna & SLOMINSKA, Lucyna. Continuous potato starch hydrolysis process in a membrane reactor with tubular and hollow-fiber membranes. *Desalination* 184 (2005), 105–112

RICO, Yolanda. Producción, purificación y caracterización parcial de una glucoamilasa de *Aspergillus niger*. *Revista Colombiana de Química* 19 (1990), 61-71

ROSERO, Blanca. Obtención industrial de enzimas específicas. Popayán: 2013. Universidad del Cauca. Facultad de ciencias exactas, naturales y de la educación. Departamento de Química.

RUIZ, Mónica Irene. Obtención de jarabes de glucosa a partir de almidón de yuca por medio de hidrólisis enzimática, para ser usados como substrato en la

producción de bioetanol. Bucaramanga: 2009, 81 h. Trabajo de grado (Químico) Universidad Industrial de Santander. Facultad de Ciencias. Escuela de Química.

SALCEDO, J.G., MONTES, E.J., PÁJARO, J.L. Producción de jarabes de fructosa por medio de la hidrólisis enzimática del almidón de yuca de las variedades corpoica M TAI-8 y corpoica orense. Sincelejo: 2009. Universidad de Sucre.

SILVÉRIO, S., MOREIRA, S., MILAGRES, A., MACEDO, E., TEIXEIRA, J., MUSSATTO, S. Interference of some aqueous two-phase system phase-forming components in protein determination by the Bradford method. *Analytical Biochemistry* 421 (2012), 719–724

SINGH, N. & CHERYAN, M. Fouling of a ceramic microfiltration membrane by corn starch hydrolysate. *Journal of Membrane Science* 135 (1997), 195-202

SINGH, N. & CHERYAN, M. Properties and Composition of Concentrates and Syrup Obtained by Microfiltration of Saccharified Corn Starch Hydrolysate. *Journal of Cereal Science* 27 (1998), 315–320

SLOMINSKA, Lucyna & NIEDBACH, Johana. Study on the influence of the so-called filtration enzyme action on the membrane filtration process of wheat starch hydrolysates. *Desalination* 241 (2009), 296-301

SLOMINSKA, Lucyna & PRZYWECKA, Anna. Study on the membrane filtration of starch hydrolysates. *Desalination* 162 (2004), 255-261

USEPA. 1998. Handbook: Optimizing Water Treatment Plant Performance Using

VAILLANT, F., CISSE, M., CHAVERRI, M., PÉREZ, A., DORNIER, M., VIQUEZ, F., CHUIQUE-MAYER, C. Clarification and concentration of melon juice using membrane processes. *Innovative Food Science & Emerging Technologies* 6 (2005), 213-220

WANG, L., CHEN, J.P., HUNG, Y., SHAMMAS, N. Membrane and desalination technologies. New York: Humana Press. 2011. 716p. ISBN: 978-1-58829-940-6

YAGONIA, Camila Flor & TABOADA, Evelyn. Enzymatic Hydrolysis of Cassava (*Manihot esculenta*) Starch. *Journal of Bioscience and Bioengineering* 108 (2009), 96–113

ZAPATA, José Edgard. Efecto de la limpieza química en la permeabilidad de membranas cerámicas de ultrafiltración. Granada: 2009, 317 h. Tesis doctoral. Universidad de Granada. Instituto de Biotecnología.

ANEXOS

Anexo A. Determinación de la permeabilidad al agua de las membranas

Se realizaron pruebas de filtración al agua (según condiciones descritas en la “Fase cero”) utilizando los pilotos de ultrafiltración *batch* y continuo, con el fin de determinar la permeabilidad inicial de las membranas de 50 kDa y 0,2 μm . En la Tabla 8 se muestran las permeabilidades promedio para todos los lavados realizados. Se puede evidenciar que al utilizar un diámetro de poro más grande la permeabilidad es mayor. Así mismo, al comparar las permeabilidades después de cada lavado, éstas presentaron ciertas fluctuaciones (Figura 12), lo cual es normal cuando se trabaja con este tipo de membranas. Las pruebas de permeabilidad son necesarias para asegurar la limpieza de las mismas después de su uso.

Tabla 8. Permeabilidad promedio al agua para las membranas de 50 kDa y 0,2 μm . Medida a 40 °C y ΔP_{TM} 2 bar después de 10 min de filtración.

Membrana	Permeabilidad Promedio [$\text{kg}/\text{m}^2 \cdot \text{h}$]	
	<i>Batch</i>	Continuo
50 kDa	512,5 \pm 30,62	400,6 \pm 18,69
0,2 μm	1210 \pm 141,65	1585,2 \pm 186,06

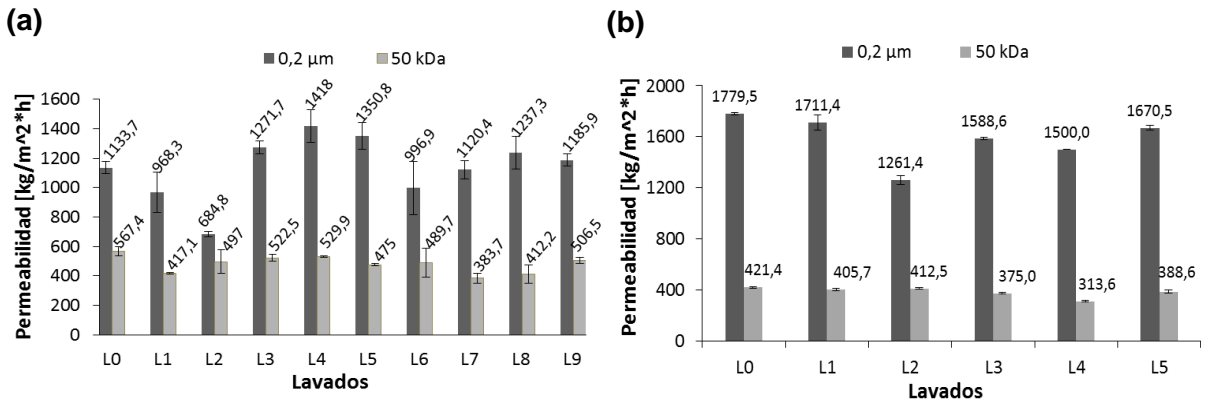


Figura 13. Permeabilidad al agua para las membranas de 50 kDa y 0,2 μm , después de 20 min de filtración a 40 °C, caudal de alimentación 2400 l/h y ΔP_{TM} 2 bar, para los lavados después de cada prueba. Pilotos de filtración *batch* (a) y continuo (b).