

# **ESCUELA POLITÉCNICA NACIONAL**

**FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA Y AGROINDUSTRIA**

**OBTENCIÓN DE CRISTALES DE INULINA A PARTIR DE CUATRO  
VARIEDADES DE PLANTAS DE CULTIVO NO TRADICIONAL DEL  
ECUADOR**

**PROYECTO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE INGENIERO QUÍMICO**

**FREDDY ROLANDO ESCOBAR LEDESMA**

**DIRECTOR: ING. LORENA IMELDA JARAMILLO BOLAÑOS**

**Quito, julio 2017**

© Escuela Politécnica Nacional (2017)  
Reservados todos los derechos de reproducción

## **DECLARACIÓN**

Yo, Freddy Rolando Escobar Ledesma, declaro que el trabajo aquí descrito es de mi autoría; que no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; y, que he consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.

La Escuela Politécnica Nacional puede hacer uso de los derechos correspondientes a este trabajo, según lo establecido por la Ley de Propiedad Intelectual, por su Reglamento y por la normativa institucional vigente.

---

Freddy Rolando Escobar Ledesma

## **CERTIFICACIÓN**

Certifico que el presente trabajo fue desarrollado por Freddy Rolando Escobar Ledesma, bajo mi supervisión.

---

Ing. Lorena Jaramillo M.Sc.  
**DIRECTOR DE PROYECTO**

## **AUSPICIO**

La presente investigación contó con el auspicio financiero del proyecto PIJ-15-16 “Estudio del proceso de extracción y caracterización de inulina a partir tubérculos ecuatorianos por métodos convencionales y no convencionales”, que se ejecuta en el Departamento de Ingeniería Química.

## AGRADECIMIENTOS

A Dios por guiar mi camino, proteger a mi familia y obsequiarme la oportunidad de conocer a alguien muy especial.

A la Ing. Lorena Jaramillo por su confianza, apoyo y guía durante el desarrollo del presente trabajo.

A Ing. Miguel, Ing. Maribel, Ing. Marcelo y con ellos a todos quienes colaboraron en el desarrollo de éste trabajo y del proyecto PIJ-15-16.

A mi hermana, Tania, porque gracias a su esfuerzo y abnegación por ayudar a mi madre he podido salir adelante.

A mis herman@s, Karina y Danny, quienes me enseñaron responsabilidad y honestidad a través del ejemplo.

A mis compañeras de toda la vida, mis hermanas Vanessa y Mishel, con quienes entre tristezas y alegrías sorteamos los baches que nos trajeron hasta este día.

A mi cuñado, quien se convirtió en el padre que siempre quise durante mi niñez y adolescencia.

A mi cuñada, porque con paciencia y alegría aprendimos a querernos.

A mis tías, Galuth y Janett, y a Carmen Moreno. Quienes desinteresadamente me apoyaron durante todo el tiempo que tomó recorrer este largo camino.

A mis maestros, amigos y compañeros con quienes compartí la otra mitad de mi vida. Y en especial a Kenny y Paúl, quienes sin imaginarlo me sostuvieron en el momento más duro que he vivido.

Y por último a las dos personas más importantes de mi vida, mi madre y mi prometida. A mi madre porque a través de su vida sacrificada me enseñó lo que significa amar. Y a mi novia, Vanessa, por recordármelo cuando sin darme cuenta lo había olvidado.

## DEDICATORIA

*A mi madre, quien demostró un amor incondicional por sus hijos a través de su inquebrantable esfuerzo y sacrificio... te amo mamá*

## ÍNDICE DE CONTENIDOS

	<b>PÁGINA</b>
<b>RESUMEN</b>	<b>xiii</b>
<b>INTRODUCCIÓN</b>	<b>xv</b>
<b>1. REVISIÓN BIBIOGRÁFICA</b>	<b>1</b>
1.1. Fructanos de origen vegetal	1
1.1.1. Fructanos e inulina	1
1.1.1.1. Estructura y propiedades	2
1.1.1.2. Aplicaciones de la inulina	5
1.1.2. Fuentes de fructanos e inulina	6
1.1.2.1. Jícama	7
1.1.2.2. Cabuya negra	9
1.1.2.3. Papa china y malanga	10
1.1.3. Análisis del mercado mundial de inulina	12
1.2. Métodos de extracción de fructanos	14
1.2.1. Extracción sólido-líquido	15
1.2.1.1. Cinética de la difusión	16
1.2.1.2. Proceso de extracción de inulina	17
1.2.2. Extracción de inulina a través de técnicas no convencionales	18
1.3. Purificación, cuantificación y caracterización de fructanos tipo inulina	19
1.3.1. Purificación del extracto de fructanos	19
1.3.1.1. Deproteínización por carbonatación o fosfatación	19
1.3.1.2. Cristalización	20
1.3.1.3. Precipitación diferencial en mezclas agua-etanol	21
1.3.2. Cuantificación de fructanos	23
1.3.3. Caracterización de fructanos e inulina	24
<b>2. PARTE EXPERIMENTAL</b>	<b>26</b>
2.1. Selección de la materia prima que presente mayor contenido de fructanos solubles	26
2.1.1. Obtención del extracto líquido	27
2.1.1.1. Recepción, limpieza y lavado de la materia prima.	27
2.1.1.2. Pelado, rebanado y pesado	27
2.1.1.3. Extracción de los fructanos solubles	28
2.1.2. Determinación del contenido de sólidos disueltos	28
2.1.3. Determinación del contenido de almidón soluble	29
2.1.4. Selección de la materia prima, diseño experimental y tratamiento de resultados	29

2.2. Determinación de las condiciones de temperatura, velocidad de agitación y relación sólido-líquido que permitan el mayor rendimiento de fructanos en el proceso de extracción	30
2.2.1. Determinación de la velocidad de agitación	30
2.2.2. Determinación de la temperatura y relación sólido-líquido	30
2.2.3. Estudio de la cinética de difusión	31
2.3. Caracterización de los cristales de inulina obtenidos a partir del extracto de fructanos	32
2.3.1. Obtención del concentrado de inulina en polvo	32
2.3.2. Recristalización y caracterización	33
2.3.3. Determinación de la distribución de pesos moleculares en el extracto y del peso molecular medio	34
<b>3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	<b>36</b>
3.1. Selección de la materia prima con mayor contenido de fructanos solubles	36
3.1.1. Determinación del contenido de sólidos disueltos	36
3.1.2. Determinación del contenido de almidón soluble	37
3.1.3. Selección de la materia prima, diseño experimental y tratamiento de resultados	38
3.2. Determinación de las condiciones de temperatura, velocidad de agitación y relación sólido-líquido que permitan el mayor rendimiento de fructanos en el proceso de extracción	39
3.2.1. Determinación de la velocidad de agitación	39
3.2.2. Determinación de la temperatura y relación sólido-líquido	43
3.2.3. Estudio de la cinética de difusión de fructanos en agua	47
3.3. Caracterización de los cristales de inulina obtenidos a partir del extracto de fructanos	52
3.3.1. Obtención del concentrado de inulina en polvo	52
3.3.2. Recristalización y caracterización	55
3.3.2.1. Recristalización	55
3.3.2.2. Identificación por espectrometría infrarroja	57
3.3.2.3. Caracterización calorimétrica	60
3.3.3. Determinación de la distribución de pesos moleculares en el extracto y del peso molecular medio (PMM)	65
3.3.3.1. Determinación de la distribución de pesos moleculares	65
3.3.3.2. Determinación de las constantes de Mark-Houwink	68
3.3.3.3. Determinación del peso molecular medio (PMM)	69
<b>4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES</b>	<b>73</b>
4.1. Conclusiones	73

4.2. Recomendaciones	75
<b>REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b>	<b>76</b>
<b>ANEXOS</b>	<b>84</b>

## ÍNDICE DE TABLAS

		PÁGINA
<b>Tabla 1.1.</b>	Características y propiedades fisicoquímicas más importantes de la inulina	4
<b>Tabla 1.2.</b>	Fuentes potenciales de inulina de origen vegetal	6
<b>Tabla 1.3.</b>	Composición química y bromatológica de la jícama	8
<b>Tabla 1.4.</b>	Composición química y bromatológica del aguamiel	10
<b>Tabla 1.5.</b>	Composición química y bromatológica de algunas aráceas comestibles	11
<b>Tabla 1.6.</b>	Constantes de Mark-Houwink para polisacáridos lineales comunes	23
<b>Tabla 2.1.</b>	Condiciones de los ensayos efectuados para el análisis de superficie de respuesta correspondiente a la temperatura y a la relación sólido-líquido	31
<b>Tabla 3.1.</b>	Promedio de la concentración y rendimiento de fructanos en el extracto según el tipo de planta	36
<b>Tabla 3.2.</b>	Distribución porcentual de las fracciones separadas en la extracción	39
<b>Tabla 3.3.</b>	Tiempo de extracción y rendimiento a 80°C y relación sólido-líquido 1:5, para los extractos de jícama y cabuya a diferentes grados de agitación	41
<b>Tabla 3.4.</b>	Rendimiento de fructanos en función de la relación sólido-líquido y la temperatura para la extracción de inulina a partir de jícama y cabuya	43
<b>Tabla 3.5.</b>	Resumen estadístico de las dimensiones características de las rebanadas obtenidas experimentalmente	48
<b>Tabla 3.6.</b>	Error cuadrático medio (ECM) obtenido en el cálculo del coeficiente de difusividad efectiva para la extracción de inulina a partir de jícama y cabuya	51
<b>Tabla 3.7.</b>	Balance de masa de las fracciones separadas en los procesos de extracción y separación de fructanos a partir del extracto de cabuya	53

<b>Tabla 3.8.</b>	Distribución porcentual de las fracciones separadas por precipitación diferencial a partir del extracto de cabuya	66
<b>Tabla 3.9.</b>	Parámetros de la ecuación de Mark-Houwink obtenidos para fracciones de inulina proveniente del extracto de cabuya en contraste con los coeficientes de amilosa y quitosano	69
<b>Tabla 3.10.</b>	Peso molecular medio de la inulina de cabuya	70
<b>Tabla 3.11.</b>	Valores de viscosidades relativa, específica y reducida para disoluciones de inulina de jícama	70
<b>Tabla 3.12.</b>	Peso molecular medio de la inulina de jícama	72
<b>Tabla AI.1.</b>	Concentración de fructanos disueltos en el extracto en función del tipo de materia prima: jícama, cabuya, malanga y papa china	85
<b>Tabla AI.2.</b>	ANOVA correspondiente a la concentración de fructanos en función del tipo de materia prima utilizada	85
<b>Tabla AI.3.</b>	Prueba de múltiples rangos correspondiente a la concentración de fructanos en función del tipo de materia prima utilizada	86
<b>Tabla AII.1.</b>	Tiempo de extracción y concentración de fructanos obtenidos a partir de jícama a 80 °C con una relación sólido-líquido 1:5 para velocidades de agitación de 0, 130 y 300 rpm	87
<b>Tabla AII.2.</b>	ANOVA correspondiente al tiempo de extracción en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos de Jícama	87
<b>Tabla AII.3.</b>	Prueba de múltiples rangos correspondiente al tiempo de extracción en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos de jícama	88
<b>Tabla AII.4.</b>	Rendimiento de fructanos a partir de jícama obtenido a 80 °C con una relación sólido-líquido 1:5 para velocidades de agitación de 0, 130 y 300 rpm	89
<b>Tabla AII.5.</b>	ANOVA correspondiente al rendimiento de fructanos en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos de jícama	89
<b>Tabla AII.6.</b>	Prueba de múltiples rangos al rendimiento de fructanos en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos de jícama	89

<b>Tabla AII.7.</b>	Tiempo de extracción y concentración de fructanos a partir de cabuya obtenidos a 80 °C con una relación sólido-líquido 1:5 para velocidades de agitación de 0, 130 y 300 rpm	90
<b>Tabla AII.8.</b>	Rendimiento de fructanos a partir de cabuya obtenido a 80 °C con una relación sólido-líquido 1:5 para velocidades de agitación de 0, 130 y 300 rpm	91
<b>Tabla AII.9.</b>	ANOVA correspondiente al rendimiento de fructanos en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos a partir de cabuya	91
<b>Tabla AII.10.</b>	Prueba de múltiples rangos al rendimiento de fructanos en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos a partir de cabuya	91
<b>Tabla AII.11.</b>	ANOVA correspondiente al tiempo de extracción en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos a partir de cabuya	92
<b>Tabla AII.12.</b>	Prueba de múltiples rangos correspondiente al tiempo de extracción en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos a partir de cabuya	92
<b>Tabla AIII.1.</b>	Concentración de fructanos en función de la relación sólido-líquido y la temperatura para la extracción de inulina a partir de jícama	94
<b>Tabla AIII.2.</b>	Rendimiento de fructanos en función de la relación sólido-líquido y la temperatura para la extracción de inulina a partir de jícama	95
<b>Tabla AIII.3.</b>	Análisis de varianza del rendimiento de fructanos en función de la temperatura y relación sólido-líquido para la extracción de fructanos a partir de jícama	95
<b>Tabla AIII.4.</b>	Concentración de fructanos en función de la relación sólido-líquido y la temperatura para la extracción de inulina a partir de cabuya	96
<b>Tabla AIII.5.</b>	Rendimiento de fructanos en función de la relación sólido-líquido y la temperatura para la extracción de inulina a partir de cabuya	96
<b>Tabla AIII.6.</b>	Análisis de varianza del rendimiento de fructanos en función de la temperatura y relación sólido-líquido para la extracción de fructanos a partir de cabuya	97

<b>Tabla AIV.1.</b>	Longitud, anchura y espesor de las rebanadas de las materias primas seleccionadas	98
<b>Tabla AIV.2.</b>	Resumen estadístico descriptivo de las dimensiones características de las rebanadas obtenidas experimentalmente	101
<b>Tabla AV.1.</b>	Raíces de la Ecuación AV.2 para los seis primeros valores de la serie	103
<b>Tabla AV.2.</b>	Coefficientes de difusividad efectiva en función de la temperatura para la extracción de inulina a partir de jícama y cabuya	104
<b>Tabla AVI.1.</b>	Peso y rendimiento de las fracciones separadas durante los procesos de extracción, purificación, concentración y precipitación diferencial	106
<b>Tabla AVI.2.</b>	Peso y rendimiento de las fracciones separadas por precipitación diferencial	106
<b>Tabla AVI.3.</b>	Masa, PMM y GPP de las fracciones obtenidas por precipitación diferencial	107
<b>Tabla AVI.4.</b>	Valores de viscosidades relativa, específica, reducida e intrínseca para la fracción correspondiente a un PMM de 4 473 g/mol	108
<b>Tabla AVI.5.</b>	Viscosidad intrínseca en función del peso molecular medio de las cuatro fracciones de fructanos precipitadas.	109
<b>Tabla AVI.6.</b>	Viscosidades, relativa, específica, reducida, intrínseca y peso molecular medio de la inulina de jícama	110

## ÍNDICE DE FIGURAS

		<b>PÁGINA</b>
<b>Figura 1.1.</b>	Estructura básica de la inulina. a) D-glucopiranosil b) $\beta$ -D-Fructopiranosil	2
<b>Figura 1.2.</b>	Estructura semicristalina. a) Estructura lineal de la inulina b) Estructura lineal de la amilosa c) Ordenamiento de las cadenas dentro del semicristal	3
<b>Figura 1.3.</b>	Características de la jícama: hojas, raíces y semillas	8
<b>Figura 1.4.</b>	Planta de cabuya negra: madurez, cosecha e inflorescencia	9
<b>Figura 1.5.</b>	Cormo, cormelos y cosecha de la papa china o taro	11
<b>Figura 1.6.</b>	Inulina importada al Ecuador entre los años 2011-2015	12
<b>Figura 1.7.</b>	Países exportadores de inulina en los años 2011-2015	13
<b>Figura 1.8.</b>	Toneladas de inulina importadas al Ecuador entre 2001 y 2016	14
<b>Figura 1.9.</b>	Esfero-cristales de inulina aislados de la raíz de dahlia	21
<b>Figura 1.10.</b>	Espectro IR de azúcar común. a) estado cristalino, b) estado amorfo	25
<b>Figura 2.1.</b>	Registro fotográfico de la recepción de la materia prima. a) Jícama, b) Malanga, c) Papa China	27
<b>Figura 2.2.</b>	Registro fotográfico del meristemo de cabuya	28
<b>Figura 2.3.</b>	Línea de secuencia para la extracción y purificación de inulina. Reducción de tamaño, extracción, deproteinización y concentración	33
<b>Figura 2.4.</b>	Línea de secuencia para la obtención de cristales de inulina. Subenfriamiento, decantación y secado	34
<b>Figura 3.1.</b>	Registro fotográfico de la prueba de yodo realizado al extracto de fructanos para los cuatro tipos de materia prima ensayadas	37
<b>Figura 3.2.</b>	Análisis de medias correspondiente a la concentración de fructanos en función del tipo de materia prima, método LSD con el 95 % de confianza	38

<b>Figura 3.3.</b>	Concentración de fructanos en el extracto en función del tiempo a 80 °C con una relación sólido-líquido 1:5. a) Jícama, b) Cabuya	40
<b>Figura 3.4.</b>	Análisis de medias correspondiente al tiempo de extracción y al rendimiento para la jícama, método de LSD con el 95 % de confianza	42
<b>Figura 3.5.</b>	Análisis de medias correspondiente al tiempo de extracción y al rendimiento para la cabuya, método de LSD con el 95 % de confianza	42
<b>Figura 3.6.</b>	Superficie de respuesta correspondiente a la concentración de fructanos en el extracto de jícama en función del tiempo y de la relación sólido-líquido a 130 rpm	45
<b>Figura 3.7.</b>	Diagrama de pareto de efectos estandarizados de la temperatura y relación sólido-líquido sobre el rendimiento de fructanos disueltos en el extracto de jícama	46
<b>Figura 3.8.</b>	Superficie de respuesta correspondiente a la concentración de fructanos en el extracto de cabuya en función del tiempo y de la relación sólido-líquido a 300 rpm	46
<b>Figura 3.9.</b>	Diagrama de pareto de efectos estandarizados de la temperatura y relación sólido-líquido sobre el rendimiento de fructanos disueltos en el extracto de cabuya	47
<b>Figura 3.10.</b>	Concentración reducida en función de la temperatura para la jícama a 80 °C. Ejemplo de iteración del coeficiente de difusividad efectiva	48
<b>Figura 3.11.</b>	Cinética para la difusión de fructanos a partir de jícama en función de la temperatura a 130 rpm y relación sólido 1:5	49
<b>Figura 3.12.</b>	Cinética para la difusión de fructanos a partir de cabuya en función de la temperatura a 300 rpm y relación sólido 1:5	50
<b>Figura 3.13.</b>	Coefficientes de difusividad efectiva en función de la temperatura para la difusión de polisacáridos en agua a partir de jícama, cabuya y otras especies vegetales Achicoria y remolacha	52
<b>Figura 3.14.</b>	Extracto de inulina en polvo. a) Inulina BENEIO GR, b) Inulina de Jícama, c) Inulina de Cabuya	54
<b>Figura 3.15.</b>	Cristales de inulina obtenidos por precipitación en mezclas de etanol-agua al 30 % w/w y refrigeración	55

<b>Figura 3.16.</b>	Fotografías de los esferocristales de inulina obtenidas por microscopía óptica	56
<b>Figura 3.17.</b>	Espectro IR de inulina de cabuya y jícama en comparación con el espectro de inulina estándar BENEEO GR	57
<b>Figura 3.18.</b>	Bandas características del espectro IR de inulina estándar BENEEO GR	58
<b>Figura 3.19.</b>	Espectro IR de inulina de cabuya en comparación con el espectro de inulina estándar BENEEO GR	59
<b>Figura 3.20.</b>	Termogramas de inulina estándar Beneo GR y Beneo HP. a) TGA y DTA, b) DSC y TGA	61
<b>Figura 3.21.</b>	Rangos de fusión para inulinas de estándar distintos pesos moleculares, Beneo GR y Beneo HP	62
<b>Figura 3.22.</b>	Termograma DSC de inulina de cabuya en comparación con los termogramas de inulinas estándar	64
<b>Figura 3.23.</b>	Termograma DSC de inulina de jícama en comparación con los termogramas de inulinas estándar	64
<b>Figura 3.24.</b>	Distribución porcentual de las fracciones de fructanos en función del Peso Molecular Medio (PMM) para la cabuya y el agave tequilero mexicano	67
<b>Figura 3.25.</b>	Ajuste potencial de la viscosidad intrínseca en función del peso molecular medio para determinar las constantes de Mark-Houwink para la inulina obtenida a partir del concentrado de cabuya	68
<b>Figura 3.26.</b>	Representación gráfica del ajuste lineal para la determinación de la viscosidad intrínseca	71
<b>Figura AI.1.</b>	Análisis de medias correspondiente a la concentración de fructanos en función del tipo de materia prima, método LSD con el 95 % de confianza	86
<b>Figura AII.1.</b>	Análisis de medias correspondiente al tiempo en función de la velocidad de agitación del sistema, método de LSD con el 95 % de confianza para la extracción de fructanos de jícama	88
<b>Figura AII.2.</b>	Análisis de medias correspondiente al rendimiento de fructanos en función de la velocidad de agitación del sistema, método de LSD con el 95 % de confianza para la extracción de fructanos de jícama	90

<b>Figura AII.3.</b>	Análisis de medias correspondiente al rendimiento de fructanos en función de la velocidad de agitación del sistema, método de LSD con el 95 % de confianza para la extracción de fructanos a partir de cabuya	92
<b>Figura AII.4.</b>	Análisis de medias correspondiente al tiempo en función de la velocidad de agitación del sistema, método de LSD con el 95 % de confianza para la extracción de fructanos a partir de cabuya	93
<b>Figura AIV.1.</b>	Histograma de la longitud de las rebanadas del material utilizado para los ensayos de extracción	100
<b>Figura AIV.2.</b>	Histograma de la anchura de las rebanadas del material utilizado para los ensayos de extracción	100
<b>Figura AIV.3.</b>	Histograma del espesor de las rebanadas del material utilizado para los ensayos de extracción	101
<b>Figura AV.1.</b>	Concentración reducida en función de la temperatura. Iteración del coeficiente de difusividad efectiva	103
<b>Figura AV.2.</b>	Coeficiente de difusividad efectiva en función del error cuadrático medio	104
<b>Figura AVI.1.</b>	Viscosidad relativa en función de la concentración para la fracción de fructanos correspondiente a 4 473 g/mol	109
<b>Figura AVI.2.</b>	Viscosidad intrínseca y PMM para la inulina de jícama	111
<b>Figura AVII.1.</b>	Ficha técnica inulina Beneo GR	112
<b>Figura AVII.2.</b>	Ficha técnica inulina Beneo HP	113
<b>Figura AVIII.1.</b>	Análisis termogravimétrico de inulina estándar Beneo HP	114
<b>Figura AVIII.2.</b>	Análisis calorimétrico de inulina estándar Beneo GR	114
<b>Figura AVIII.3.</b>	Análisis calorimétrico de inulina estándar Beneo HP	115
<b>Figura AVIII.4.</b>	Análisis calorimétrico de extracto de cabuya	115
<b>Figura AVIII.5.</b>	Análisis calorimétrico de extracto de jícama	116

## ÍNDICE DE ANEXOS

	<b>PÁGINA</b>
<b>ANEXO I</b> Análisis de varianza para la selección de la materia prima	85
<b>ANEXO II</b> Análisis de varianza: determinación de la mejor velocidad de agitación para cada planta seleccionada	87
<b>ANEXO III</b> Análisis de varianza: determinación de la temperatura y relación sólido-líquido que permitan un mayor rendimiento de fructanos para las plantas seleccionadas	94
<b>ANEXO IV</b> Determinación de la distribución de tamaño del material rebanado para la materia prima seleccionada	98
<b>ANEXO V</b> Cálculo del coeficiente de difusividad efectiva	102
<b>ANEXO VI</b> Cálculo del peso molecular medio y de las constantes empíricas de Mark-Houwink	105
<b>ANEXO VII</b> Fichas técnicas de la inulina estándar	112
<b>ANEXO VIII</b> Registros de la caracterización calorimétrica del extracto de inulina	114

## RESUMEN

En el presente estudio se obtuvo inulina nativa en estado sólido a partir del extracto aislado de raíces reservantes de jícama (*Smallanthus sonchifolius*) y meristemo de cabuya (*Agave americana*) mediante un proceso de difusión en agua. Las etapas necesarias para la obtención de inulina en polvo fueron: selección de la materia prima, determinación de las condiciones de operación, purificación, concentración, cristalización y secado.

En la selección de la materia prima se determinó que las plantas con mayor contenido de fructanos solubles fueron la jícama y la cabuya con el 14,0 y 28,5 %, respectivamente. En esta sección las condiciones de extracción se fijaron en 80 °C, 130 rpm, 1:5 de relación sólido-líquido y 45 minutos (Fuentes, 2014, p. 38).

Para determinar la velocidad de agitación, la temperatura y la relación sólido-líquido que permitan obtener mayor cantidad de fructanos solubles se aplicaron dos diseños experimentales a cada planta seleccionada. Un diseño completamente al azar para tres niveles de agitación (0, 130 y 300 rpm) y un diseño factorial  $3^2$  para la temperatura (40, 60 y 80 °C) y la relación sólido-líquido (1:2, 1:3 y 1:5). Los resultados mostraron que las mejores condiciones para la extracción de fructanos a partir de jícama fueron 130 rpm, 75 °C, 1:5 de relación sólido-líquido y 25 minutos. Para el caso de la cabuya estos valores fueron 80 °C, 300 rpm, 1:5 de relación sólido-líquido y 100 minutos. El efecto combinado de la temperatura y relación sólido-líquido tiene influencia significativa únicamente en la difusión de fructanos a partir de cabuya (Fuentes, 2014, p. 38).

El rendimiento de fructanos disueltos en el extracto obtenido a las mejores condiciones de operación fue de 15,0 y 35,7 %, para la jícama y la cabuya respectivamente. Los resultados obtenidos en la caracterización de la inulina evidenciaron la presencia de una mezcla de fructanos con un amplio rango de grado de polimerización promedio (GPP). El fraccionamiento en mezclas de etanol-agua y mediciones viscosimétricas demostraron que el GPP está comprendido entre 6 y 33 unidades de anhidro fructosa, y que el peso molecular medio (PMM) de la inulina

de jícama y cabuya fue 2 757 y 2 171 g/mol respectivamente. La fracción de fructanos cristalizables del extracto de jícama representó el 6,71 % de los fructanos disueltos y el 52,28 % para el caso de la cabuya. Al menos el 3 % de los mismos se pierde en las etapas de purificación, concentración y precipitación en mezclas de etanol-agua (González, 2013, p. 50).

Finalmente, los dos extractos fueron identificados como inulina a partir de la comparación de los espectros IR del polvo obtenido y de estándares comerciales. Mediante análisis de microscopía óptica y calorimetría diferencial de barrido se evidenció la presencia de una fase cristalina en los extractos de inulina en polvo obtenidos.

## INTRODUCCIÓN

Los carbohidratos son las biomoléculas más abundantes de la naturaleza. Al ser producidas por las células fotosintéticas de las plantas a partir de dióxido de carbono y agua, están compuestos por carbono, hidrógeno y oxígeno. La sacarosa, maltosa, lactosa, almidón, glucógeno, quitina, celulosa e inulina son algunos ejemplos de estas macromoléculas. Sus funciones biológicas abarcan desde estructura y sostén como la celulosa o la quitina hasta almacenamiento de energía como el almidón, el glucógeno y la inulina. La aldohexosa D-glucosa y la cetohehexosa D-fructosa son las unidades estructurales de la mayoría de estos biopolímeros (Nelson y Cox, 2004 pp. 238-247).

A pesar de que algunos polisacáridos comparten unidades estructurales como el almidón y la celulosa, o poseen una estructura tridimensional similar como la amilosa y la inulina; difieren en propiedades físicas, químicas y tecnológicas. La energía que almacenan es reutilizada mediante procesos metabólicos de digestión o descomposición. La mayor parte de los hidratos de carbono son degradados por enzimas estereoespecíficas propias de cada compuesto, es así que la enzima que digiere el almidón no podría hacerlo con la inulina o la celulosa. Por esta razón, algunos compuestos resisten a la digestión gastrointestinal (Nelson y Cox, 2004, pp. 247-250).

Aquellos polisacáridos que no pueden ser digeridos en el estómago y absorbidos en el intestino delgado reciben el nombre de fibra dietética. La fibra que llega al intestino grueso, es susceptible a ser fermentada por los miles de millones de bacterias alojadas en esta parte del tracto digestivo. La acción combinada de los procesos de fermentación y los subproductos resultantes, otorgan un beneficio a la salud de quienes los consumen; debido a ello también son llamadas fibras prebióticas. Las legumbres, las frutas, las verduras y los granos secos son fuentes naturales de fibra, no obstante, existe la posibilidad de consumirla a través productos manufacturados a los cuales se les ha añadido fibra para convertirlos en alimentos funcionales (Luengo y Ferreira, 2011, pp. 1-12).

La inulina, fibra dietética de origen vegetal, es un polisacárido de fructosa al que se le otorgan múltiples beneficios. Esta fibra regula el contenido de glucosa en la sangre, fortalece el sistema inmune, incrementa la absorción de minerales, previene la aterosclerosis, la osteoporosis e incluso el cáncer de colon. Gracias a sus propiedades nutraceuticas y otras de carácter tecnológico es ampliamente utilizada en la industria alimenticia. Así, la inulina puede adicionarse a productos lácteos para convertirlos en alimentos funcionales con mayor valor nutricional y comercial. Con este mismo propósito es agregada a bebidas tales como batidos, jugos, leche o yogurt. En repostería y panificación se usa como espumante y gelificante para mejorar la estabilidad de preparaciones y la textura de productos terminados. En medicina se utiliza para liberación lenta de medicamentos, así mismo, se explotan sus propiedades anticancerígenas y fortalecedoras del sistema inmunológico. Debido a sus propiedades biocompatibles y biodegradables se utiliza como precursor de nuevos materiales (Franck, 2002, pp. 287-291; Luengo y Ferreira, 2011, pp. 1-12; Kaur y Gupta, 2002, pp. 704-711). Por éstas y otras aplicaciones, su demanda mundial ha incrementado.

En el 2015, el Ecuador importó más de 11 millones de toneladas entre almidón, fécula e inulina mientras que Bélgica y Chile generaron más de 150 millones de dólares en ventas por ésta última (Banco Central del Ecuador, 2016; Trade map, 2016). La inexistente producción local de este insumo se debe a la poca investigación desarrollada en el país. Se reporta un único estudio para la extracción de inulina a partir de ajo realizado por Fuertes (2014), a pesar de que en el Ecuador existen fuentes potenciales de inulina de gran valor nutricional y comercial (Cuadrado, 2004, p. 184 y Jurado y Sarzosa, 2009, pp.3-6).

Estudios recientes han introducido a plantas de cultivo no tradicionales como la jícama, cabuya, malanga, papa china, mashua o camote dentro del campo de la agroindustria para aprovechar su gran contenido calórico y nutricional. Debido a su importancia la malanga y la papa china tienen potencial de exportación a mercados europeos (Lozada, 2005, pp. 24-40; Pacheco, Paredes y Pisculla, 2009, pp. 26-46). Cultivos extensivos de cabuya o penco han sido desarrollados en la provincia del Azuay para impulsar su cadena productiva (Agrovida, 2016). La jícama es

considerada un alimento funcional con elevado potencial de exportación (Oquendo, 2015, pp. 10-11). De ahí, la propuesta de evaluar el potencial de estas plantas de cultivo no tradicional en la extracción de fructanos para la obtención y caracterización de cristales de inulina, marcando así un punto de partida que permita incursionar en la producción y comercialización de inulina y sus derivados a gran escala. Así mismo, se pretende alentar la investigación acerca de las nacientes aplicaciones de la inulina en tecnología de alimentos, nuevos materiales y medicina.

# 1. REVISIÓN BIBIOGRÁFICA

## 1.1. FRUCTANOS DE ORIGEN VEGETAL

### 1.1.1 FRUCTANOS E INULINA

Los fructanos son polisacáridos lineales cuya unidad estructural de repetición (UCR) es la anhidro fructosa. Las moléculas de D-fructosa se unen entre sí a través de un enlace  $\beta$  (1-2), en el extremo de la cadena suele presentarse una molécula de D-glucosa unida mediante un enlace glucosídico  $\alpha$  (2-1). El número de UCR presentes en la cadena define el grado polimerización o GP (Franck y De Leenheer, 2005, p. 442).

La oligofructosa y la inulina son mezclas de fructanos con distinto grado de polimerización. El GP representativo de la mezcla se denomina grado de polimerización promedio (GPP) y determina sus propiedades y aplicaciones tecnológicas. La oligofructosa presenta por lo menos un enlace fructosil-fructosa pero su grado de polimerización no supera las diez unidades, en tanto que las cadenas con más de diez unidades de fructosa son consideradas como fructanos de cadena larga (Leyva, López, Alvarez, y Pérez, 2014, p. 5).

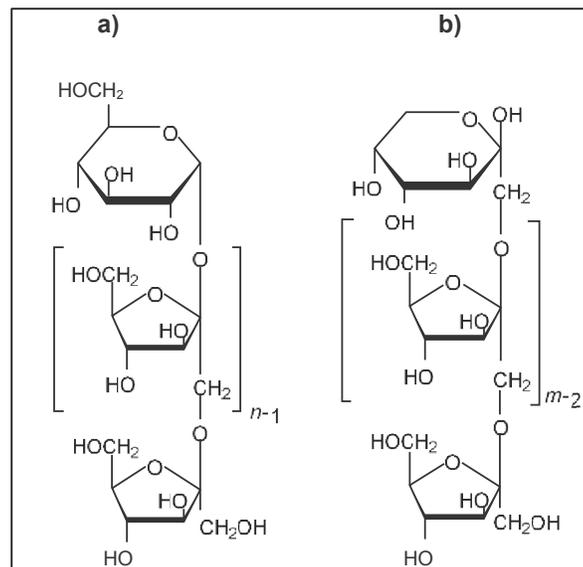
La definición de inulina no es clara, mientras que unos científicos llaman inulina únicamente a los fructanos de cadena larga, otros lo hacen al extracto constituido por fructanos y oligofructanos en solución. Lo cierto es que el término inulina fue introducido por primera vez en 1818 refiriéndose a la sustancia extraída de la raíz de la *Inula helenium*, de ahí su nombre. En consecuencia la inulina nativa de origen vegetal, es una mezcla de fructanos y oligofructanos lineales con longitudes de cadena comprendido entre 3 y 60 unidades de anhidro fructosa (Fuertes, 2014, p. 7).

El interés por la inulina originalmente fue netamente científico, sin embargo en los últimos años se ha puesto interés particular en sus propiedades tecnológicas y

nutracéuticas por lo que se ha convertido en un producto industrial con múltiples aplicaciones (Salinas, Peñarrieta, Mollinedo y Vila, 2011, pp. 119-123).

### 1.1.1.1 Estructura y propiedades

En sus inicios la inulina era considerada un polisacárido lineal, sin embargo, estudios recientes han logrado identificar fructanos de origen vegetal de 200 unidades y un porcentaje de ramificaciones de entre el 1 y el 2 % (Franck y De Leenheer, 2005, p. 442). La Figura 1.1 muestra la estructura básica de la inulina.

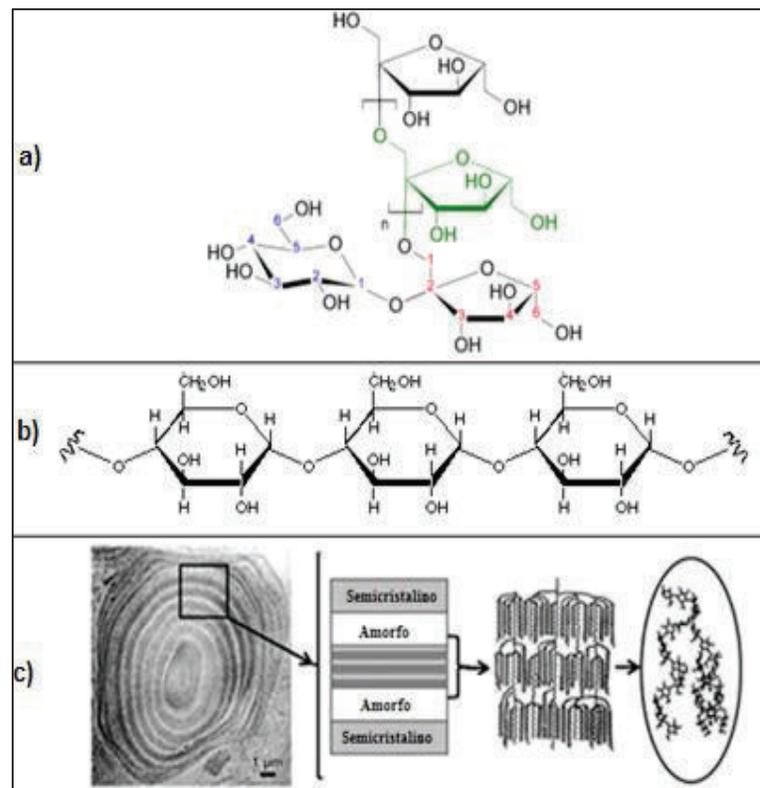


**Figura 1.1.** Estructura básica de la inulina. a) D-glucopiranosil b) β-D-Fructopiranosil (Leyva et al., 2014, p. 4)

La inulina está presente en más de 36 000 especies vegetales, pero también puede ser sintetizada por microorganismos como el *Aspergillus niger*, en cuyo caso sobrepasa el 15 % de ramificaciones y las 10 000 unidades de fructosa. Las estructuras de la inulina y de la amilosa se asemejan, pues ambas poseen una estructura covalente lineal más o menos rígida casi sin ramificaciones y con abundantes grupos hidroxilo laterales, esta abundancia de grupos hidroxilo permite la formación de puentes de hidrógeno entre cadenas, de tal forma que éstas pueden plegarse y ordenarse para formar estructuras semicristalinas (Nelson y Cox, 2004,

p. 252). La estructura lineal y semicristalina de estas macromoléculas se aprecia en la Figura 1.2.

Se entiende por estructura semicristalina, a la mezcla de cadenas de carbohidratos que alcanza cierto grado de ordenamiento y lo comparte con un estado metaestable desordenado o amorfo. Para alcanzar dicha estructura es necesario disminuir lentamente la movilidad de las moléculas de tal forma que las cadenas se plieguen, ordenen y compacten mientras se solidifican. Por otra parte, si la velocidad de enfriamiento es mayor a la velocidad de cristalización, el estado vítreo o amorfo será el que predomine. La parte amorfa está caracterizada por la temperatura de transición vítrea ( $T_g$ ), que para el caso de la inulina se ubica entre los 125 y los 140 °C. A la fase cristalina también está asociada un punto de fusión ubicado de 180 a 200 °C, y al igual que la  $T_g$  depende del grado de polimerización promedio de la mezcla (GPP) (Leyva, López, Alvarez, y Pérez, 2014, pp. 6-7).



**Figura 1.2.** Estructura semicristalina. a) Estructura lineal de la inulina b) Estructura lineal de la amilosa c) Ordenamiento de las cadenas dentro del semicristal (Nelson y Cox, 2004, p. 249)

La solubilidad y la viscosidad son propiedades altamente dependientes del grado de polimerización promedio (GPP), mientras que la inulina de alto peso molecular (GPP>23) es prácticamente insoluble a temperatura ambiente, la inulina nativa y la oligofruktosa se disuelven hasta un 10 y 80 % respectivamente a la misma temperatura. Así mismo, la viscosidad de las soluciones de inulina a una misma concentración es mayor que la de otros polisacáridos y aumenta con el GPP. Se ha demostrado un efecto sinérgico en la formación de geles cuando se la mezcla con agentes gelantes como alginatos, gomas o maltodextrinas (Franck, 2002, p. 289). La Tabla 1.1 resume algunas propiedades y características importantes de la inulina.

**Tabla 1.1.** Características y propiedades fisicoquímicas más importantes de la inulina

<b>Propiedad/Característica</b>	<b>Valor</b>
Apariencia	Polvo blanco
Sabor	Neutro
Olor	Sin olor
Higroscopicidad	Elevada
GP promedio	12
Rango de GP	3-60
Solubilidad en agua (25 °C)	120 g/L
Solubilidad en agua (90 °C)	350 g/L
Viscosidad (Agua, 5 %, 10 °C)	1.6 mPa.s
Temperatura de transición vítrea (T <sub>g</sub> )	125–140 °C
Temperatura de fusión	165–180 °C

(Leyva et al., 2014, p. 7)

Las propiedades biológicas que posee la inulina se derivan de su carácter prebiótico, es decir, es una sustancia no digerible que estimula el crecimiento de microorganismos probióticos en el organismo de un individuo. La inulina al poseer un enlace glucosídico en configuración beta, no puede ser hidrolizada por la  $\alpha$ -amilasa presente en la saliva de los seres humanos. Al ser resistente a la hidrólisis gástrica no es lo suficientemente digerida y absorbida en el intestino delgado alcanzando el intestino grueso y el colon. Una vez allí es fermentada por las bacterias bifidogénicas reduciendo el riesgo de padecer cáncer de colon y mejorando el estado de salud del individuo (Rodríguez y Arteaga, 2015, p. 22).

Estudios han demostrado que el consumo regular de este nutraceutico, estimula el sistema inmune disminuyendo los niveles de bacterias patógenas en el intestino y aliviando el estreñimiento. Además, incrementa la absorción de minerales como el calcio por lo que disminuye el riesgo de padecer osteoporosis. Ayuda a disminuir los niveles de triglicéridos y ácidos en el suero sanguíneo previniendo la aterosclerosis (Kaur y Gupta, 2002, pp. 704-711).

Los fructanos pueden ser consumidos por personas diabéticas ya que modulan el nivel hormonal de la insulina y el glucagón, regulando de esta manera el metabolismo de carbohidratos y lípidos mediante la reducción de los niveles de glucosa en la sangre. También, son eficaces en la reducción de la urea sanguínea y los niveles de ácido úrico, manteniendo así el equilibrio de nitrógeno (Moser, Sentko, y Alexiou, 2015, pp. 680-690)

#### **1.1.1.2 Aplicaciones de la inulina**

Las aplicaciones científicas y tecnológicas de la inulina, derivadas de sus propiedades físicas y químicas, son ampliamente dependientes del grado de polimerización promedio (GPP). El dulzor de la oligofructosa es ideal para edulcorantes bajos en calorías y se lo utiliza como sustituto del azúcar en el chocolate. La inulina con más de 10 unidades de fructosa se emplea como estabilizador de preparaciones; sustituto de grasa en embutidos, postres lácticos y cremas; y en la mejora de la textura de alimentos. Su capacidad de formar gel ha llevado a su utilización en derivados cárnicos. Debido a su carácter prebiótico y bifidogénico, se utiliza como aditivo en jugos y bebidas lácteas para convertirlos en alimentos funcionales (Franck, 2002, p. 289).

La inulina de alto rendimiento (GPP>23) es investigada en farmacéutica, petroquímica y nuevos materiales. Ofrece un gran potencial como un material excipiente en pastillas, adyuvante en las vacunas, y material de encapsulación para una amplia variedad de compuestos bioactivos (Franck, 2002, p. 290). La inulina químicamente modificada es utilizada como agente quelante,

anti-incrustante o como matriz para películas plásticas, ya que es biodegradable. Al ser un carbohidrato puede ser utilizada para la producción de bioetanol y biocombustibles. Finalmente la inulina es inerte y no tóxica por lo que puede combinarse para formar hidrogeles superabsorbentes para adsorción de contaminantes en tratamiento de aguas (Leyva et al., 2014, pp.12-17).

### 1.1.2 FUENTES DE FRUCTANOS E INULINA

La inulina se produce como reserva de energía en las vacuolas de las células de raíces y rizomas de ciertos vegetales. El motivo por el cual las plantas sintetizan inulina en lugar de almidón durante el proceso fotosintético no está claro, sin embargo se sabe que la síntesis de almidones se ve severamente inhibida a temperaturas bajas, en lugares áridos poco iluminados donde las condiciones para la fotosíntesis no son óptimas (Olvera, Castillo, y López, 2007, p. 330).

La inulina es características en plantas fanerógamas dicotiledóneas como la dalia aunque también se han encontrado en criptógamas como acetabularias y líquenes. Algunas de las familias que producen fructanos son: las *Liliaceae* como el ajo y la cebolla; las *Compositae* como la achicoria, la pataca o el yacón; las *Agavaceae* como el agave o el henequén; y las *Cactaceae* como la tuna y el nopal. Además, se conoce que el grado de polimerización y el contenido de fructanos dependen de la edad fisiológica de la planta, la especie y las condiciones meteorológicas (Kaur y Gupta, 2002, p. 704).

En la Tabla 1.2 se muestra algunas plantas que producen inulina entre las que se destaca la achicoria, planta utilizada como fuente industrial de inulina.

**Tabla 1.2.** Fuentes potenciales de inulina de origen vegetal

Fuente	Contenido de Inulina (%)	Fuente bibliográfica
Ajo	18,00	(Fuertes, 2014)
Espárragos	10-15	(Kaur y Gupta, 2002, p. 704)
Salsifi	15-20	(Kaur y Gupta, 2002, p. 704)

**Tabla 1.2.** Fuentes potenciales de inulina de origen vegetal (**continuación...**)

Fuente	Contenido de Inulina (%)	Fuente bibliográfica
Alcachofa de Jerusalem	14,00-16,00	(Panchev, Delchev, Kovacheva, y Slavov, 2011, p. 889)
Tuna	7,38	(Benítez, Pérez, Álvarez, Collado y González, 2015, p. 184)
Tubérculos de Dalia	15-20	(Kaur y Gupta, 2002, p. 704)
Achicoria	15-20	(Kaur y Gupta, 2002, p. 704)
Jícama (yacón)	20	(Arango, Cuarán, y Fajardo, 2008, p. 14)
Bardana	11,26	(Milani, Koocheki, y Golimovahhed, 2011, p. 1699)
Agave tequilana Weber azul	22,97	(González, 2013, p. 50)

### 1.1.2.1 Jícama

La jícama es una planta herbácea de la familia *Asteraceae*, género *Smallanthus* y especie *Sonchifolius*, de donde proviene su nombre científico *Smallanthus sonchifolius*; crece de forma silvestre en la región interandina de Colombia, Perú, Ecuador y Argentina. En Ecuador se cultiva en huertas familiares para consumo interno en las provincias de Loja, Azuay, Cañar, Bolívar, Chimborazo, Tungurahua, Imbabura, Carchi y Pichincha. Es una planta cuyo tallo alcanza los 2 metros de largo, de hojas simples palmídermas acorazonadas y borde aserrado (Rodríguez y Arteaga, 2015, pp. 14-20).

La planta de jícama presenta dos tipos de raíces: unas fibrosas y delgadas para fijar la planta en el suelo y adsorber nutrientes, y otras ovaladas y voluminosas de 12 a 30 centímetros de largo, llamadas también reservantes porque contienen gran cantidad de agua y azúcares. Las raíces reservantes tienen un sabor dulce característico de los fructanos y son de color blanco, crema, anaranjado o morado (Oquendo, 2015, p. 11).

En la Figura 1.3 se observan fotografías de la planta de jícama en las que se observan semillas, tallo hojas y raíces.



Figura 1.3. Características de la jícama: hojas, raíces y semillas (Oquendo, 2015, p. 11)

Su propagación es por vía asexual a través de sus propágulos o semillas vegetativas, se adapta en pisos climáticos de 2 400 a 3 000 metros sobre el nivel del mar que sean ricos en agua y materia orgánica (Oquendo, 2015, p. 10). Para su siembra se necesita un espacio de 80 a 100 centímetros cuadrados por planta lo que daría un rendimiento de 10 000 plantas por hectárea. Una planta puede producir de 6 a 23 raíces tuberosas de 50 a 5 000 gramos.

La cosecha se realiza a partir de los 6 hasta los 9 meses posteriores a la siembra cuando las hojas se tornan resecas o marchitas con tendencia a desprenderse (Rodríguez y Arteaga, 2015, pp. 14-20). En la Tabla 1.3 se aprecia la composición nutricional de la jícama en base húmeda, donde se debe destacar que el contenido de agua supera el 80 % y que además posee gran cantidad de carbohidratos.

**Tabla 1.3.** Composición química y bromatológica de la jícama

Descripción	Valores
Agua	86,6 g
Proteína	0,3 g
Grasa	0,3 g
Carbohidratos	10,15 g
Fibra	0,5 g
Calcio	23 mg
Fósforo	21 mg

(Rodríguez y Arteaga, 2015, p. 20)

### 1.1.2.2 Cabuya negra

La cabuya negra o *Agave americano* es una de 273 especies de la familia *Agavaceae* que se distribuyen a lo largo del continente americano. Su género y variedad son *Agave* y *Agave americana Linne* respectivamente. Es una planta perenne sin tallo; tiene hojas largas, lanceoladas y carnosas. Su meristemo o corazón, rico en carbohidratos de reserva, madura a una edad aproximada de 10 años; momento en el cual consume todos sus carbohidratos para formar un largo tallo a partir del cual crecen sus flores. El tallo floral mide aproximadamente 10 metros de altura, una vez terminada la floración la planta se marchita y muere (Ambuludí, 2014, pp. 7-9 y González, 2013, pp. 27-32). La Figura 1.4 muestra fotografías de la planta y su florecencia.



**Figura 1.4.** Planta de cabuya negra: madurez, cosecha e inflorescencia (Jurado y Sarzosa, 2009, pp. 4, 26)

La cabuya negra se reproduce a través de hijuelos que germinan en los rizomas de la planta madre. Aunque no se reportan datos del cultivo de esta planta, se sabe a partir de datos de la *cabuya blanca* que crece de forma silvestre en climas templados y secos entre los 1 300 y 2 800 metros sobre el nivel del mar. Para su siembra se necesita 1,5 metros entre plantas y de 3 a 4 metros entre calles, lo que significaría un rendimiento de 3 000 plantas por hectárea (Pardo, 2005).

La planta en su edad madura es fuente de fibra para la elaboración de artesanías, las hojas verdes se utilizan en los techos de las casas y una vez secas se las puede utilizar como combustible de hogueras. El líquido drenado tanto del meristemo

como de sus hojas es rico en compuestos fitoquímicos como oligofructanos y saponinas (Jurado y Sarzosa, 2009, pp. 4-9). La mezcla de polisacáridos drenados del meristemo recibe el nombre de aguamiel y se utiliza para la elaboración de vinagre, miel, licor y bebidas de uso medicinal. El agua miel se acumula en el orificio mostrado en la Figura 1.4, luego de las cuales se recolecta y se procesa. Una planta madura puede producir de 1 a 3 litros de agua miel cada 8 horas por un periodo continuo de hasta 3 meses, la concentración de azúcares oscila entre 6 y 12 gramos por cada 100 mL de aguamiel (Jurado y Sarzosa, 2009, pp. 9-10 y Pardo, 2005). En la Tabla 1.4 se enlistan algunas de las características del agua miel.

**Tabla 1.4.** Composición química y bromatológica del aguamiel

Descripción	Valores
Proteína (%)	0,34
Ceniza (%)	0,65
Sólidos totales (%)	10,76
pH (a 20 °C)	6,80
Acidez (% exp. como ac. acético)	0,31
Densidad (g/mL)	1,02

(Jurado y Sarzosa, 2009, p. 53)

### 1.1.2.3 Papa china o malanga

La *Xanthosoma sagittifolium* (malanga) y la *Colocasia esculenta* (papa china) son las especies comestibles más importantes de la familia Aráceae que se cultiva en el Ecuador. Comúnmente conocidas como “papa china” o “taro” son tubérculos tropicales de gran rendimiento energético que forman parte de las plantas que ocupan el segundo lugar de área sembrada en el planeta (Pacheco et al., 2009, pp. 26-46).

La papa china y la malanga son plantas herbáceas de tallo subterráneo llamado cormo, del cual nacen hojas aéreas, raíces y cormelos. Las hojas son el órgano más sobresaliente de la planta alcanzando los 2 metros de altura. Los cormelos

nacen como ramificaciones del cormo, el cual es usualmente cilíndrico o esférico (Lozada, 2005, pp. 24-40). Tanto el cormo como los cormelos que se aprecian en la Figura 1.5 son comestibles y ricos en hidratos de carbono (18-30 %). Tienen pulpa blanca y una corteza marrón oscuro, sus dimensiones aproximadas son 30 cm de longitud y 15 cm de diámetro (Lebot, 2010).



**Figura 1.5.** Cormo, cormelos y cosecha de la papa china o taro (Lozada, 2005, p. 12)

La papa china es una planta que crece en pisos tropicales y subtropicales con temperatura promedio superior a 21 °C, requiere alta humedad y es resistente a inundaciones ya que es capaz de transportar oxígeno desde las hojas hasta el tallo y las raíces. Su propagación asexual se realiza a partir de los cormelos, tiene un rendimiento por hectárea que supera las 100 000 plantas y su edad de cosecha tarda de 9 a 15 meses. Son utilizados como fuente de carbohidratos aunque posee un importante contenido de potasio (Lozada, 2005, p. 16).

La Tabla 1.5 muestra la composición nutritiva de algunos morfotipos de “papa china” o “taro”.

**Tabla 1.5.** Composición química y bromatológica de algunas *aráceas* comestibles

Descripción	Variedad		
	Papa china	Papa china gigante	Papa china gigante de pantano
Humedad (%)	69,10	70,30	75,40
Proteína (%)	1,12	2,15	0,51

(Lozada, 2005, p. 16)

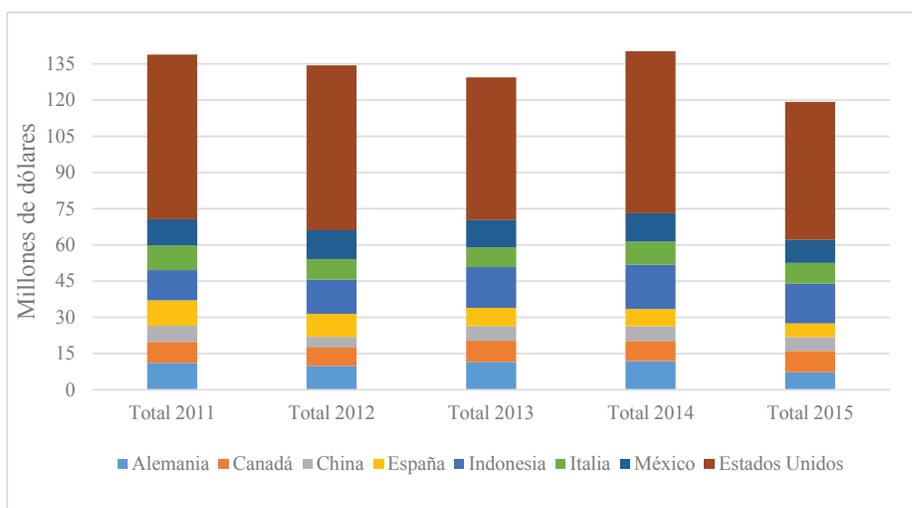
**Tabla 1.5.** Composición química y bromatológica de algunas *aráceas* comestibles (continuación...)

Descripción	Variedad		
	Papa china	Papa china gigante	Papa china gigante de pantano
Fibra dietética	1,46	1,85	2,78
Carbohidratos (%)	24,50	21,50	16,80
Grasa (%)	0,10	0,10	0,16
Potasio (mg/100 g)	448,00	267,00	67,00

(Lozada, 2005, p. 16)

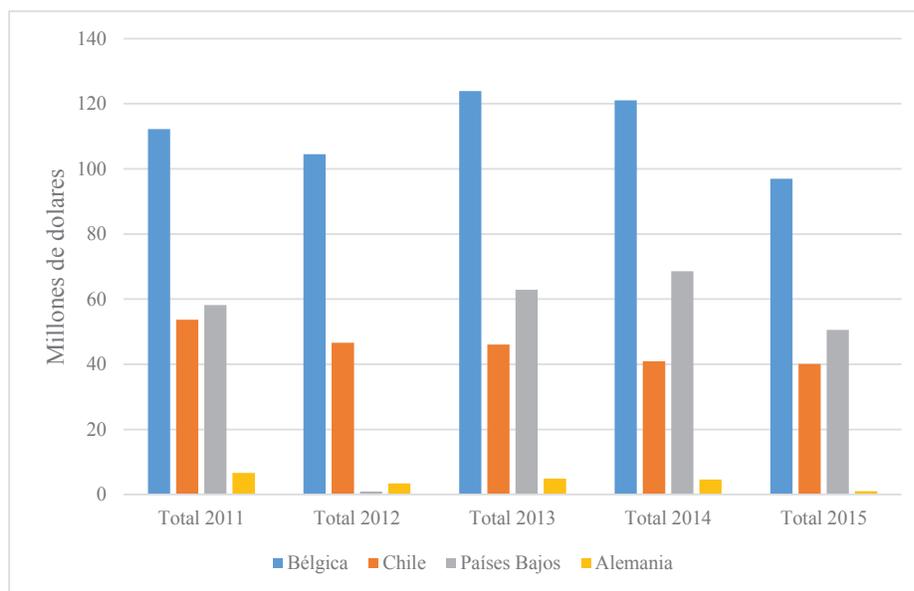
### 1.1.3 ANÁLISIS DEL MERCADO MUNDIAL DE INULINA

Estados Unidos es el mayor importador de inulina con aproximadamente el 30 % de la producción mundial, le siguen países como Alemania, España, Canadá y México. La Figura 1.6, muestra la cantidad de inulina consumida por estos países durante los últimos 5 años en millones de dólares. Se observa que la tendencia de consumo en los últimos 5 años se ha mantenido constante, no solo por el mayor consumidor, sino también en Alemania, China y España, e incluso tiende al crecimiento en países como Canadá, México e Indonesia (Trade map, 2016 y Traub, 2014).



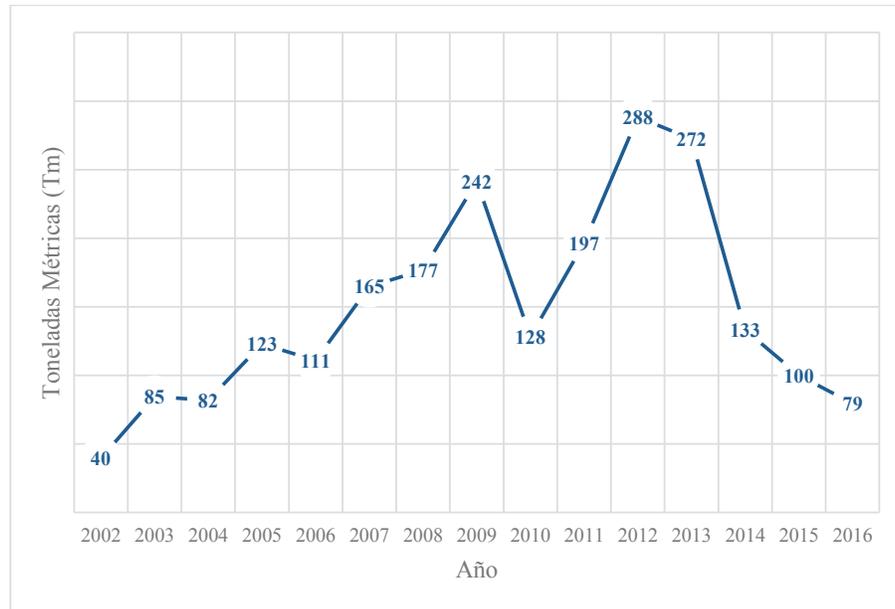
**Figura 1.6.** Inulina importada al Ecuador entre los años 2011-2015 (Trade map, 2016)

Por otra parte; Bélgica, Chile y el Reino de los Países Bajos son referentes en las exportaciones de inulina acaparando el 90 % del mercado mundial. En la Figura 1.7 se destaca la participación de Bélgica como el mayor exportador de inulina a nivel mundial.



**Figura 1.7.** Países exportadores de inulina en los años 2011-2015  
(Trade map, 2016)

El Ecuador se encuentra dentro del porcentaje de países importadores, con un promedio en los últimos 10 años de 170 toneladas anuales. La inulina se comercializa internamente a 8 USD el kilogramo aunque, el precio promedio en la región es de 3 USD (Traub, 2014). En la Figura 1.8, se observa que la cantidad de inulina importada al país a partir del año 2001 sigue una tendencia creciente hasta alcanzar un máximo en el año 2012, posterior a ello decrece en los últimos cuatro años. Esto quiere decir que a pesar de las múltiples aplicaciones y beneficios de este producto, el mercado de inulina no está siendo aprovechado debido a la inexistente producción local y elevado precio. En este contexto, es evidente la oportunidad de incursionar en la producción y comercialización de inulina ya que su demanda se incrementaría en los próximos años. Además, mientras países de la región como Chile generan millones de USD en ventas por este compuesto, el Ecuador importó más de 11 millones de toneladas entre almidón, fécula e inulina en el 2015 (Trade map, 2016).



**Figura 1.8.** Toneladas de inulina importadas al Ecuador entre 2001 y 2016 (Banco Central del Ecuador, 2016)

## 1.2. MÉTODOS DE EXTRACCIÓN DE FRUCTANOS

Los fructanos, al igual que muchos polisacáridos de reserva, se almacenan en las vacuolas de las células que forman el tejido parenquimático de tallos subterráneos, raíces, semillas y frutos. Las vacuolas son orgánulos celulares que contienen gran cantidad de agua, azúcares, ácidos, proteínas y sales en concentraciones muy elevadas por lo que son de gran tamaño y ocupan gran parte del espacio intracelular (Evert y Eichhorn, 2006, p. 35).

El proceso de extracción de fructanos implica la liberación del contenido intracelular por acciones térmico-mecánicas que inhiben el intercambio selectivo de sustancias realizado por la membrana celular. Puesto que el proceso de extracción implica daño en las membranas, el extracto obtenido estará constituido principalmente por polisacáridos, proteínas, lípidos y sales solubles (Evert y Eichhorn, 2006, p. 36). La extracción, dilución y posterior separación del analito presente en el sólido a través del contacto prolongado con un disolvente se denomina lixiviación o extracción sólido-líquido (Geankoplis, 2003, pp. 801-802).

### 1.2.1 EXTRACCIÓN SÓLIDO-LÍQUIDO

La extracción sólido-líquido es una de las operaciones unitarias más usadas en la industria metalúrgica y de procesos biológicos, tal es el caso de la lixiviación de café, azúcar de remolacha o aceites de semillas de soya y girasol. En la industria farmacéutica se usa para obtener principios activos de hojas, tallos y raíces de plantas. Es esencialmente útil cuando compuestos orgánicos, inorgánicos o sustancias biológicas se encuentran en el interior de una matriz sólida formando mezclas complejas (Geankoplis, 2003, p. 801).

La extracción del soluto, componente de interés, se produce cuando el solvente entra en contacto con el sólido y el soluto se transfiere desde el interior de la partícula sólida hasta el volumen de solución. En primer lugar el solvente se difunde o penetra en el interior de la partícula alcanzando al soluto, este se disuelve y emprende el camino de retorno a través de la mezcla sólido-disolvente hasta llegar a la superficie del sólido. Una vez allí debe atravesar una pequeña capa de fluido estancado para llegar a la solución general (Fogler, 2008, pp. 766-771 y Geankoplis, 2003, p. 803).

Las membranas de las células vegetales incrementan la resistencia a la transferencia de masa, debido a ello y para acelerar el proceso de lixiviación, el sólido es cortado en rebanas cuneiformes de tal manera que la distancia a recorrer por el solvente para alcanzar las células individuales sea más corta. La reducción de tamaño destruye una quinta parte de las células del tejido vegetal e inserta un mecanismo de difusión adicional para esta fracción de células. Es decir, la extracción de sustancias de un tejido vegetal responde a un proceso que combina un mecanismo de difusión convectivo para las células rotas y un mecanismo de difusión entre fases con efectos de barrera para las células intactas (Geankoplis, 2003, pp. 801-802 y Ruiz, Martínez, y Vizcarra, 2011, pp. 387-399).

Cuando el soluto ha pasado a la solución y el estado estacionario se ha establecido, la solución se ha enriquecido de soluto por lo que se la denomina flujo superior o extracto y el sólido se convierte en flujo inferior o refinado. Los componentes de la

mezcla son separados y el extracto pasa a etapas de purificación y refinado. Cuando la velocidad de dilución es rápida, es necesario un solo contacto entre el solvente y el sólido estático. Al contrario, si después del primer contacto el refinado contiene gran cantidad de soluto, es necesario un contacto múltiple en contracorriente (McCabe, Smith, y Harriot, 2007, p. 799).

### 1.2.1.1 Cinética de la difusión

La extracción de fructanos involucra transferencia de masa entre fases con coeficientes de difusividad variable, por lo que modelos clásicos de transferencia de masa son difícilmente aplicables (Ruiz, Martínez, y Vizcarra, 2011, pp. 387-399).

La velocidad con la que el soluto se transfiere entre el seno de la solución y la superficie del sólido puede ser expresada en su forma más simple a través de la Ecuación 1.1. La temperatura, la naturaleza del solvente, el grado de agitación, el tamaño de partícula y la relación sólido-líquido también afectan a la velocidad de difusión, dicho efecto puede ser agrupado en un coeficiente de difusividad medio o efectivo (Crank, 1975, pp. 44-68; Loginova, Shynkaryk, Lebovka, y Vorobiev, 2010, p. 376).

$$\frac{\partial C}{\partial t} = -D \times \frac{\partial^2 C}{\partial x^2} \quad (1.1)$$

Loginova et al. (2010) utiliza una resolución a la Ecuación 1.1 propuesta por Crank (1975) para calcular el coeficiente de difusividad efectiva de un sistema aproximado a un conjunto de paredes planas dispersas en el volumen de un líquido finito completamente agitado. Dicha solución, mostrada en la Ecuación 1.2, depende de la geometría de la superficie de control por lo que es necesario obtener sus dimensiones. Una buena aproximación a la solución se obtiene tomando únicamente los seis primeros términos de la serie presentada en la Ecuación 1.3 (Loginova et al., 2010, p. 376). El término de la izquierda, conocido

como concentración reducida, es una cantidad adimensional utilizada para simplificar la resolución de la Ecuación 1.1.

$$B = \frac{C_{(t)} - C_i}{C_f - C_i} = 1 - \sum_{n=1}^{\infty} \frac{2 \times \frac{V_w}{V_s} \times \left(1 + \frac{V_w}{V_s}\right)}{1 + \frac{V_w}{V_s} + \left(\frac{V_w}{V_s}\right)^2 \times q_n^2} \times \exp\left(-\frac{D \times q_n^2 \times t}{l^2}\right) \quad (1.2)$$

Donde:

- $B$  Concentración reducida (adimensional)
- $C_{(t)}$  Concentración (kg/m<sup>3</sup>)
- $C_i$  Concentración inicial (kg/m<sup>3</sup>)
- $C_f$  Concentración final (kg/m<sup>3</sup>)
- $V_w$  Volumen del solvente (m<sup>3</sup>)
- $V_s$  Volumen del sólido (m<sup>3</sup>)
- $q_n$  Son las soluciones de la Ecuación 1.3
- $D$  Coeficiente de difusividad efectiva (m<sup>2</sup>/s)
- $t$  Tiempo (s)
- $l$  Espesor de la pared plana (m)

$$\tan(q_n) = -\frac{V_w}{V_s} \times q_n \quad (1.3)$$

### 1.2.1.2 Proceso de extracción de inulina

La producción industrial de inulina a nivel mundial se realiza comúnmente a partir de raíz de achicoria. El procedimiento y los equipos de extracción son similares a los utilizados en la extracción de azúcar de remolacha. Después de lavar y rebanar las raíces, la inulina es extraída en agua caliente a temperaturas entre 80 a 90 °C, a estas temperaturas las proteínas que componen las membranas celulares se desnaturalizan permitiendo el paso indiscriminado de sustancias (Evert y Eichhorn, 2006, p. 36).

El extracto se separa del residuo sólido y entra a una etapa de clarificación por carbonatación para precipitar las impurezas de proteínas y lípidos. Una alternativa para la deproteinización es la precipitación ácida. Las sales formadas y la mayor parte del color son removidas a través de resinas de intercambio iónico. El color residual se extrae cuando el extracto clarificado pasa a través de columnas de carbón activado (Franck, 2002, p. 287).

La inulina se separa mediante cristalización fraccionada, la fracción con GPP de 10 a 60 unidades posee mejores características y aplicaciones que la fracción residual de oligofruktanos. Finalmente, la inulina nativa, la fracción residual y los cristales re-disueltos son secados para obtener sólidos almacenables. Ya que se utiliza secado por aspersion, el sólido obtenido es amorfo (Sensus y Blaauwhoed, 2009, p. 831).

### **1.2.2 EXTRACCIÓN DE INULINA A TRAVÉS DE TÉCNICAS NO CONVENCIONALES**

Las membranas de las células intactas, al representar una resistencia adicional, pueden recibir un tratamiento especial. El uso de microondas, ultrasonido o campos eléctricos para producir lisis celular constituye una alternativa eficiente a nivel de laboratorio, aunque su aplicabilidad industrial aún tiene ciertas limitaciones.

Las microondas y el ultrasonido son tipos de radiación electromagnética no ionizante cuya energía asociada puede ser utilizada para mejorar el proceso de extracción. La aplicación de microondas en un medio promueve la oscilación de iones y moléculas polares que se traducen en un incremento de la temperatura del medio. El agua en el interior de las células también es calentada provocando la ruptura de la membrana por expansión del contenido que se encuentra en su interior (Soria, Ruiz, Ramos, y Sanz, 2014, pp. 2-4). Las ondas de ultrasonido inducen la formación y subsecuente implosión de microburbujas de aire (cavitación) generando micropuntos altamente energéticos. La acción destructiva de la

cavitación en la superficie del sólido combinada con la capacidad oxidativa de los radicales formados, desemboca en un poder extractor altamente eficaz.

Tanto la difusión del solvente a través de la membrana celular como la liberación del contenido celular son significativamente promovidas por el uso de radiación microonda y ultrasónica (Luque y Luque, 2003, p. 41-43; Vinatoru, 2001, p. 303).

El uso de pulsos eléctricos de alta intensidad ocasiona la ruptura parcial o total de la membrana (electroporación). La generación de pequeños poros en la membrana mejora la difusión del soluto y el solvente a través de la misma (Loginova, Vorobiev, Bals, y Lebovka, 2011, p. 374). La aplicación de un campo eléctrico externo, incrementa el potencial que existe naturalmente entre la parte interna y externa de la membrana desembocando en la electroporación de la misma. Lo novedoso de esta tecnología es su naturaleza capacitiva, lo que implica dejar de lado el calentamiento óhmico producido por las técnicas resistivas (Jemai y Vorobiev, 2002, p. 76).

### **1.3. PURIFICACIÓN, CUANTIFICACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE FRUCTANOS TIPO INULINA**

#### **1.3.1 PURIFICACIÓN DEL EXTRACTO DE FRUCTANOS**

##### **1.3.1.1 Deproteinización por carbonatación o fosfatación**

Proteínas, lípidos y colorantes vegetales provenientes de la destrucción de las membranas, son las principales impurezas presentes en el extracto. Proteínas de transporte y reserva como albúminas y globulinas forman parte del contenido intracelular que es liberado. Las proteínas, al ser biopolímeros de aminoácidos unidos por enlaces amida sustituidos con grupos ionizables, tienen un comportamiento ácido, básico o neutro dependiendo de la naturaleza de los grupos intercatenarios. El pH en cual la carga dentro de la cadena polipeptídica es neutra, se denomina punto isoeléctrico. Así por ejemplo el punto isoeléctrico de las

albúminas y globulinas rodea el 4,9; a un pH diferente las proteínas dispondrán de residuos hidrofílicos e hidrofóbicos cuya interacción con las moléculas de agua determinan su solubilidad (Moya et al., 2000, pp. 10-11). Otros factores que afectan la solubilidad de las proteínas son la temperatura, la fuerza iónica y la interacción con otros solutos u solventes. Los lípidos por otro lado son macromoléculas esencialmente hidrofóbicas insolubles en solventes polares como el agua, en consecuencia se encuentran dispersas en el agua formando micelas o agregados diminutos (Nelson y Cox, 2004, pp. 89-94).

Las proteínas y lípidos se remueven al introducir iones fosfato o carbonato al extracto, la presencia de estos compuestos aumenta la fuerza iónica de la solución, sube el pH y disminuye la solubilidad de las impurezas; la molécula se deshidrata, se aglomera y precipita. La temperatura también juega un rol importante puesto que las albúminas se caracterizan por su capacidad de termocoagulación, para ello es necesario mantener la mezcla en la temperatura de desnaturalización, aproximadamente 70 °C. Un calentamiento de 10 a 15 minutos es suficiente para acelerar el proceso de separación. La remoción de los lípidos micelares se ve favorecida por los agregados proteicos insolubles a los cuales pueden adherirse y precipitar (Moya et al., 2000, pp. 10-11 y Nelson y Cox, 2004, pp. 366-365).

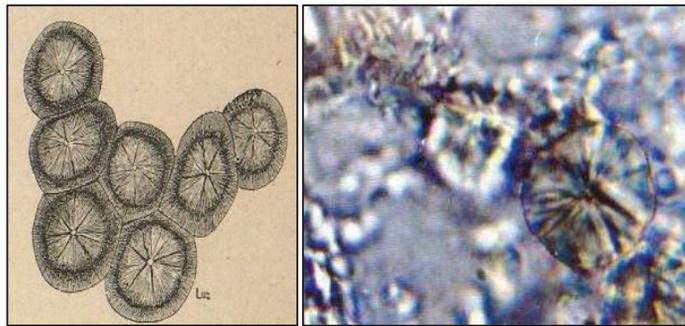
### **1.3.1.2 Cristalización**

La inulina de cadena larga (LCI) tiene la capacidad de cristalizar a partir de soluciones líquidas en condiciones controladas; por lo que, para obtener esferocristales como los que se muestran en la Figura 1.9, es necesario realizar un proceso de cristalización a partir de una solución saturada (Salinas et al., 2011, pp. 120-123).

La cristalización puede darse por evaporación, subenfriamiento o adición de un no solvente a la mezcla; la combinación de estos dos últimos son muy utilizados para obtener cristales de compuestos orgánicos como la inulina. Los fructanos de

cadena larga cristalizan con la adición gradual de etanol a una mezcla saturada, sin embargo se requieren grandes cantidades de etanol (Vásquez y Vidal, 2011, p. 70).

Para disminuir la cantidad de etanol, se recurre al subenfriamiento, en este caso el etanol cumple un doble propósito. Por un lado, evita el congelamiento de la mezcla cuando ésta sea llevada a refrigeración y por otro disminuye la concentración de saturación de la mezcla (McCabe et al., 2007, p. 979). La desventaja de este método es que la posterior separación de los cristales. Debido a las dificultades que presentan estas técnicas de cristalización, no son viables a escala industrial; por ello, la inulina en polvo se obtiene en torres de secado por aspersion (Sensus y Blaauwhoed, 2009, p. 831).



**Figura 1.9.** Esfero-cristales de inulina aislados de la raíz de *dahlia* (Campos, Cotrina, y Guzmán R, 2013)

### 1.3.1.3 Precipitación diferencial en mezclas agua-etanol

La inulina nativa presenta fructanos con una distribución de tamaños muy amplia (de 3 a 200 unidades), por lo que para referirse al peso molecular de la mezcla, se habla de un peso molecular medio (PMM) cuya determinación se realiza a través precipitación diferencial y viscosimetría (González, 2013, p. 50 y Vásquez y Vidal, 2011, p. 70). Los fructanos de cadena corta son bastante solubles porque su interacción con las moléculas de agua es elevada. Los fructanos de cadena larga por el contrario pierden solubilidad porque sus grupos hidrofílicos interactúan entre sí, plegándose y creando impedimentos estéricos. La interacción entre los grupos hidroxilos laterales y el agua marca gran diferencia en la solubilidad; tal es el caso,

que al introducir un solvente menos polar como el etanol se genera una competencia por captar los grupos polares de la inulina (González, 2013, p. 50 y Salinas et al., 2011, pp. 120-123).

El equilibrio de solubilidad se altera y al igual que en las proteínas, las moléculas de etanol enmascaran los grupos hidrofílicos y evidencian los centros hidrofóbicos ocasionando que los fructanos se agreguen y precipiten. Mientras mayor sea la concentración de etanol, menor será la solubilidad de los fructanos. Así, al manipular la concentración de la mezcla agua-etanol se puede fraccionar la inulina nativa en cortes con distribuciones de tamaños estrechos y determinar el peso molecular medio a través de la Ecuación 1.4 o la Ecuación 1.5. Esta última es conocida como la relación empírica de Mark-Houwink (Castellanos et al., 2012, p. 33 y Vásquez y Vidal, 2011, p.38)

$$M = \frac{\sum X_i \times M_i}{\sum m_i} \quad (1.4)$$

Donde:

$X_i$  Fracción en peso

$M$  Peso molecular medio de la fracción (g/mol)

$m_i$  Peso de la fracción

La ecuación de Mark-Hounwink, muy utilizada en ciencia de polímeros, es una relación empírica entre el peso molecular medio (PMM) y la viscosidad intrínseca. El PMM es el equivalente del GPP en unidades de g/mol y la viscosidad intrínseca es una medida de la habilidad de la macromolécula para incrementar la viscosidad de un disolvente a una temperatura determinada en ausencia de interacciones intermoleculares (Vásquez y Vidal, 2011, p. 75)

$$\eta = K * M^a \quad (1.5)$$

Donde:

- $\eta$  Viscosidad intrínseca (mL/g)  
 $M$  Peso molecular medio (g/mol)  
 $K, a$  Constantes empíricas de Mark-Hounwink

Las constantes de Mark-Houwink han sido determinadas para una gran cantidad de polímeros naturales y sintéticos, la Tabla 1.6 enlista dichas constantes para algunos polisacáridos lineales de interés.

**Tabla 1.6.** Constantes de Mark-Houwink para polisacáridos lineales comunes

Polisacárido	Disolvente	Temperatura (°C)	a	K (cm <sup>3</sup> /g)
Amilosa	Agua	20	0,680	0,13200
Xatano	0,1M NaCl	25	1,140	0,00170
Quitosano	0,1M CH <sub>3</sub> COOH; 0,2 M NaCl	25	0,930	0,00181
Dextrano Lineal	Agua	25	0,500	0,97800

(American Polymer Standars Corporation, 2016 y Vásquez y Vidal, 2011, p. 75)

### 1.3.2 CUANTIFICACIÓN DE FRUCTANOS

La inulina posee propiedades físicas, químicas, térmicas y morfológicas que la diferencian de otros polisacáridos lineales. Por ejemplo, la inulina en contraste con la amilosa, no forma el típico complejo azul intenso con el yodo. Sin embargo, la presencia de la unidad D-glucosa al final de la cadena le brinda un carácter reductor, por lo que puede ser cuantificada por métodos espectrofotométricos como el Fenol-Sulfúrico o el método del ácido Dinitrosalicílico DNS. La capacidad de disolverse en solventes polares posibilita su cuantificación a través de refractometría o cromatografía líquida (Saengkanuk, Nuchadomrong, Jogloy, Patanothai, y Srijaranai, 2011, pp. 609-610).

La densidad de grados brix es una medida de concentración utilizada en la industria azucarera y fácil de determinar a través de refractometría, ésta se define como la relación entre la cantidad de materia seca total disuelta en un líquido y su volumen, se expresa en gramos de material disuelto por cada 100 g de solución medidos a

20 °C. Es conocido que la densidad de una mezcla es función de su temperatura, por consiguiente, si la medición se realiza a diferente temperatura debe ser corregida (Arango et al., 2008, p. 16).

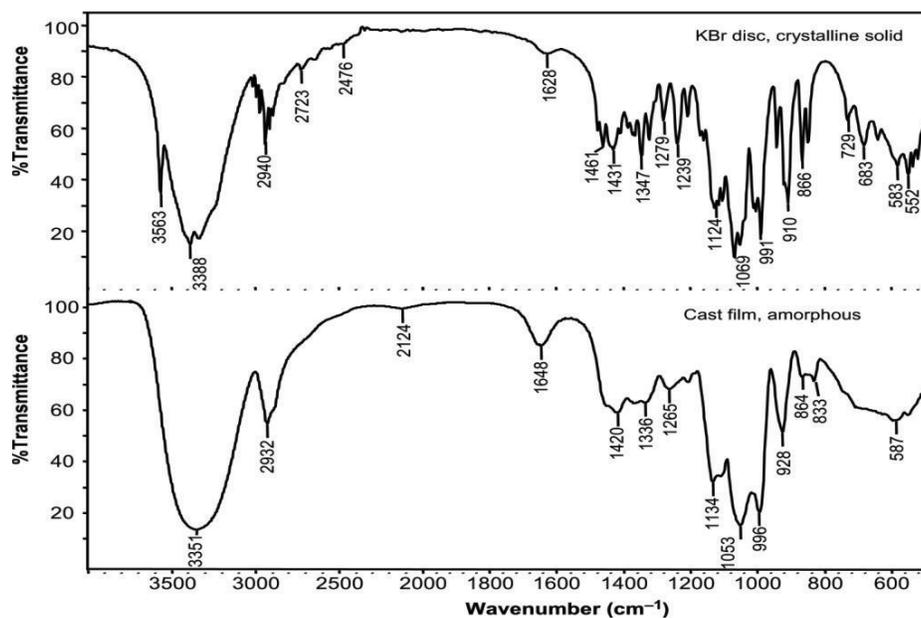
Las principales y más conocidas técnicas cromatografías aplicables a la cuantificación de inulina son: cromatografía en capa fina (TLC), cromatografía líquida de alta resolución (HPLC) o cromatografía líquida de exclusión de tamaño. El principio de separación de cualquier técnica cromatografía es la distribución de los componentes de la muestra entre dos fases, una móvil y otra estacionaria. La fase móvil, portadora del analito de interés, atraviesa la fase estacionaria mientras se establece un equilibrio de partición, es decir, la cromatografía permite separar los polisacáridos de la mezcla para cuantificarlos en detectores cuyos principios de medición se basan en quimioluminiscencia, fluorescencia, conductividad, rotación óptica, absorbancia o índice de refracción (Skoog, 2004, pp. 1-2).

### **1.3.3 CARACTERIZACIÓN DE FRUCTANOS E INULINA**

La identificación de sustancias orgánicas puede realizarse con la ayuda de ensayos sencillos como solubilidad, ignición, sensibilidad a ciertos reactivos químicos o a través de técnicas más complejas como espectroscopía infrarroja, espectroscopía de masas, cromatografía líquida, cromatografía de gases, resonancia magnética nuclear o difracción de rayos x.

La elección de alguna de ellas dependerá de la composición y complejidad de la muestra; así por ejemplo compuestos simples como alcoholes, cetonas, ácidos carboxílicos y aminas se identificarán de forma simple con ensayos de solubilidad o reacciones químicas sencillas que permitan detectar sus grupos funcionales característicos. Sin embargo, para macromoléculas más complejas como los polisacáridos, es necesario recurrir a técnicas más sofisticadas. La espectroscopía de infrarrojo combinada con técnicas termo-físicas ha sido utilizada desde hace más de un siglo para la identificación de compuestos ya sea para alimentos o polímeros (Skoog, 2004, pp. 1-2).

En la Figura 1.10, se muestra el espectro IR de transmitancia para la sacarosa o azúcar común, en el cual se puede evidenciar las diferencias observables en los espectros IR de muestras cristalinas y amorfas. El gran número de bandas evidentes en el espectro superior es característico de un sólido cristalino, mientras que el azúcar preparado como una película fundida con agua, se convierte en un material amorfo que resulta en un espectro con bandas más anchas y con menos resolución (Larkin, 2011, p. 58).



**Figura 1.10.** Espectro IR de azúcar común. a) estado cristalino, b) estado amorfo (Larkin, 2011, p. 58)

A través de un análisis térmico o calorimétrico se pueden determinar propiedades termo-físicas importantes como el punto de fusión, la temperatura de transición vítrea, el punto de degradación térmica, el porcentaje de cristalinidad y calores latentes de cambio de fase; propiedades útiles al momento de identificar sustancias o mezclas de sustancias como la inulina. Dichas propiedades pueden ser determinadas por medio de termogravimetría (TGA), análisis térmico diferencial (DTA) y calorimetría diferencial de barrido (DSC) (Brown, 2001, pp. 1-11).

## **2. PARTE EXPERIMENTAL**

Malanga (*Xanthosoma sagittifolium*), papa china (*Colocasia esculenta*), jícama (*Smallanthus Sonchifolius*) y cabuya (*Agave americana*) fueron utilizadas como materia prima para el desarrollo del presente trabajo. Algunos de los criterios tomados en cuenta para su preselección fueron: el auge que han experimentado en los últimos años a pesar de ser catalogadas como un cultivo no tradicional, un contenido de carbohidratos superior al 20 % y la resistencia que presentan ante condiciones adversas como inundaciones o sequías (Agrovida, 2016 y Oquendo, 2015, pp. 10-11).

La jícama fue obtenida en una granja ubicada en las afueras de la parroquia de Guayllabamba a su edad de madurez, 8 meses. La malanga y la papa china fueron adquiridas en el mercado de la ciudad de Santo Domingo aproximadamente a los 10 meses de maduración y la cabuya provino de la comuna Leopoldo N. Chávez, provincia de Pichincha con una edad promedio de 12 años. La materia prima fue receptada y almacenada. Los ensayos correspondientes fueron practicados después de 48 horas de haber adquirido las plantas, ya que tiempos de almacenamiento superiores a las 3 semanas provocan cambios en la composición de azúcares como inulina, fructosa y sacarosa (Saengthongpinit y Sajjaanantakul, 2005, pp. 93-95).

### **2.1. SELECCIÓN DE LA MATERIA PRIMA QUE PRESENTE MAYOR CONTENIDO DE FRUCTANOS SOLUBLES**

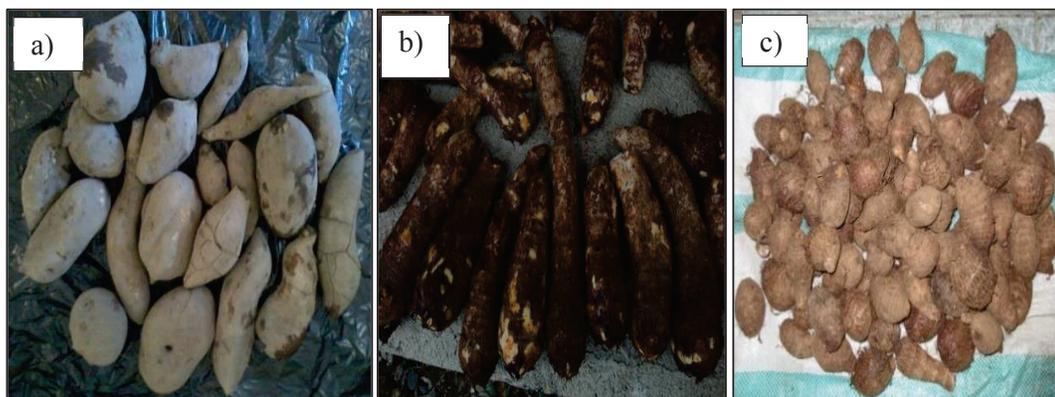
La materia prima se seleccionó de acuerdo con el contenido de fructanos solubles. El extracto se obtuvo después de un proceso de difusión en agua, la concentración se determinó indirectamente al medir la cantidad de sólidos disueltos como la densidad de grados brix. La presencia de almidón en el extracto también fue determinada de forma cualitativa a través de la prueba de yodo, pues éste

constituye una impureza que debe ser removida posteriormente (Arango et al., 2008, pp. 16-17).

## 2.1.1 OBTENCIÓN DEL EXTRACTO LÍQUIDO

### 2.1.1.1 Recepción, limpieza y lavado de la materia prima.

Las muestras de malanga y papa china receptadas estaban cubiertas de lodo y raicillas. Las raíces tuberosas de jícama estaban cubiertas de arena y arcilla, por lo que se realizó un proceso de limpieza; para ello se removieron la tierra y las raicillas de forma manual, posteriormente se lavó el lodo adherido con ayuda de agua y una esponja suave. Las plantas completamente limpias se almacenaron bajo sombra en una superficie limpia por un máximo de 48 horas para evitar cambios en la composición de los polisacáridos. El estado en el que se recibió la materia prima se muestra en la Figura 2.1.



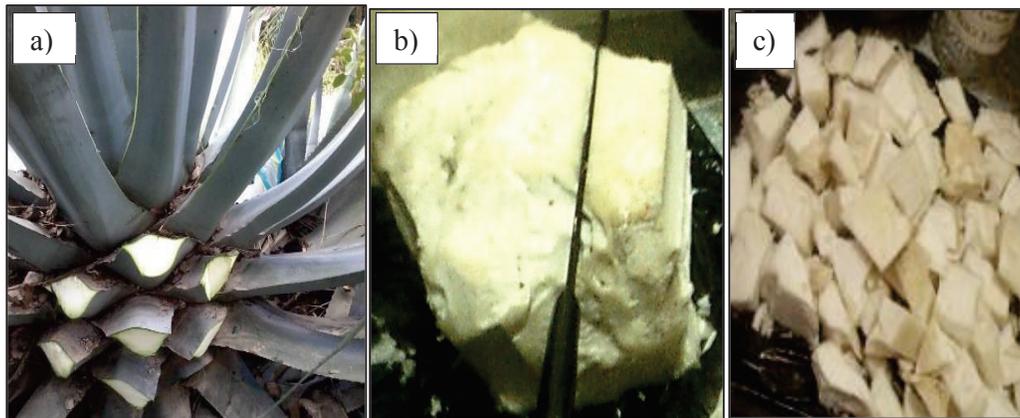
**Figura 2.1.** Registro fotográfico de la recepción de la materia prima.  
a) Jícama, b) Malanga, c) Papa China

### 2.1.1.2 Pelado, rebanado y pesado

Luego de haber transcurrido las 48 horas, se procedió a pelar y trocear los tubérculos con la ayuda de peladores de papas y cuchillos. El material troceado fue

cortado en un rebanador de verduras. Posteriormente, la cantidad necesaria de rebanadas para el proceso de extracción fue pesada en una balanza de precisión de 3 kg de capacidad y 0,1 g de apreciación.

El pretratamiento para caso de la cabuya fue algo diferente, puesto que la parte de la planta utilizada para la extracción fue el meristemo o tallo central del cual crecen todas las hojas. El meristemo fue extraído del interior de la planta al hacerle un agujero en un costado, a la altura de la sexta hoja (Jurado y Sarzosa, 2009, p. 25). El tallo extraído fue troceado y almacenado bajo refrigeración por 48 horas hasta el instante de la extracción, momento en el cual fue rebanado y pesado. En la Figura 2.2 se observa la planta antes y después de la extracción del meristemo.



**Figura 2.2.** Registro fotográfico del meristemo de cabuya

### 2.1.1.3 Extracción de los fructanos solubles

La extracción de fructanos consistió en un proceso de difusión de 100 g del material rebanado en 500 mL de agua a 80 °C con agitación constante a 130 rpm por 45 minutos (Fuertes, 2014, p. 38). Para ello se colocó el agua y la materia prima en un balón de 1 000 mL, éste a su vez en un baño termostático con el cual se controló la temperatura. La agitación fue proporcionada por un agitador de hélice con un rango de agitación entre 70 y 2 400 rpm. Al finalizar los 45 minutos se midió la concentración de fructanos disueltos en grados brix (Arango et al., 2008, p. 16).

### **2.1.2 DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE SÓLIDOS DISUELTOS**

El contenido de sólidos disueltos se determinó con base en la norma INEN 273 "*Melazas. Determinación de la densidad de grados brix*". Para ello se tomaron 10 mL del extracto y se centrifugaron en una centrífuga manual para laboratorio. Se tomó directamente la medida corregida por temperatura al colocar 0,1 mL del extracto en la lente del refractómetro digital marca ABBE, con una capacidad de 95,0 grados brix, una apreciación de 0,1 grados brix y un rango de corrección por temperatura entre 15 y 45 °C (INEN 273, 1990). Este procedimiento fue seguido para cada una de las tres repeticiones realizadas en los cuatro tipos de materia prima (12 tratamientos).

### **2.1.3 DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE ALMIDÓN SOLUBLE**

El contenido de almidón soluble se determinó con base en la norma INEN 1456 "*Reactivos para análisis. Almidón soluble (para iodometría). Métodos de ensayo*". Para ello se prepararon 100 mL de una solución de 0,5 grados brix (5 g/L) a partir del extracto centrifugado. A 5 mL de esta solución se agregó 0,05 mL de una solución de iodo 0,1 N y se aforó a 100 mL con una solución de ioduro de potasio 0,5 g/L (INEN 1456, 1986). Este procedimiento fue realizado para los cuatro tipos de materia prima.

### **2.1.4 SELECCIÓN DE LA MATERIA PRIMA, DISEÑO EXPERIMENTAL Y TRATAMIENTO DE RESULTADOS**

La materia prima se seleccionó a partir del análisis estadístico realizado sobre las mediciones de los 12 tratamientos ensayados utilizando en el programa STATGRAPHICS Centurion XVI.I, tal como se muestra en el Anexo I. Se escogió un diseño experimental completamente al azar con el contenido de azúcares en grados brix como variable de respuesta. La poca o nula presencia de almidón soluble también fue tomada en cuenta para la selección de la materia prima. El

estudio de las mejores condiciones de operación fue realizado para las plantas seleccionadas y con estas condiciones se realizó el estudio de la cinética de difusión en función de la temperatura.

## **2.2. DETERMINACIÓN DE LAS CONDICIONES DE TEMPERATURA, VELOCIDAD DE AGITACIÓN Y RELACIÓN SÓLIDO-LÍQUIDO QUE PERMITAN EL MAYOR RENDIMIENTO DE FRUCTANOS EN EL PROCESO DE EXTRACCIÓN**

El grado de agitación, la temperatura y la relación sólido-líquido se evaluaron en diseños experimentales separados para disminuir el número de tratamientos. La velocidad de agitación fue analizada en tres niveles bloqueando la temperatura y la relación sólido-líquido, una vez fijada esta variable se variaron la temperatura y la relación sólido-líquido simultáneamente.

### **2.2.1 DETERMINACIÓN DE LA VELOCIDAD DE AGITACIÓN**

La velocidad de agitación se determinó a partir de un diseño completamente al azar con el rendimiento y el tiempo de extracción como variable de respuesta. Para lo cual se practicaron extracciones en agua variando el grado de agitación en tres niveles: 300 rpm, 130 rpm y 0 rpm (sin agitación). Los tratamientos fueron realizados por triplicado conservando constantes la temperatura en 80 °C y la relación sólido-líquido en 1:5 (Fuentes, 2014, p. 65). La concentración de sólidos disueltos fue medida en función del tiempo hasta completar 120 minutos o hasta que la concentración se mantuviera constante. A partir de dicha concentración y con el volumen final del extracto, se calculó el rendimiento del proceso de extracción como el cociente entre la cantidad en gramos de material disuelto y la cantidad en gramos de material rebanado (Benítez et al., 2015, p. 184). La mejor

velocidad de agitación fue obtenida a partir del análisis estadístico del rendimiento y del tiempo de extracción mostrado en el Anexo II.

### 2.2.2 DETERMINACIÓN DE LA TEMPERATURA Y RELACIÓN SÓLIDO-LÍQUIDO

La temperatura y relación sólido-líquido se determinaron a partir del análisis de superficie de respuesta en un diseño factorial  $3^2$  con el rendimiento como variable de respuesta. Las condiciones de los tratamientos ensayados se especifican en la Tabla 2.1 y las velocidades de agitación para cada planta fueron fijadas de acuerdo con los resultados obtenidos en la sección anterior. Se realizaron 9 tratamientos por duplicado para obtener un total de 18 ensayos y cumplir con los grados de libertad necesarios para asegurar confiabilidad en el análisis de varianza. Al final de cada tratamiento se midió la concentración, se calculó el rendimiento y se lo analizó estadísticamente para determinar las mejores condiciones como se detalla en el Anexo III.

**Tabla 2.1.** Condiciones de los ensayos efectuados para el análisis de superficie de respuesta correspondiente a la temperatura y a la relación sólido-líquido

Número de Ensayo	Temperatura (°C)	Relación S-L
1	40	2
2	40	3
3	40	5
4	60	2
5	60	3
6	60	5
7	80	2
8	80	3
9	80	5

### **2.2.3 ESTUDIO DE LA CINÉTICA DE DIFUSIÓN**

El estudio de la cinética fue realizado mediante la comparación de los coeficientes de difusividad efectiva para la velocidad de agitación y la relación sólido-líquido determinados en la Sección 2.2.1 y Sección 2.2.2 respectivamente. El coeficiente de difusividad efectiva fue calculado a partir de la Ecuación 1.2, iterando su valor hasta minimizar la desviación respecto de los resultados experimentales (Loginova et al., 2010, p. 342).

Las dimensiones (espesor, longitud y anchura) expresadas en la Ecuación 1.2 fueron obtenidas a partir del análisis estadístico de mediciones tomadas sobre una muestra de las rebanadas que se utilizaron en el proceso de extracción, el análisis estadístico se muestra en el Anexo IV. La concentración reducida fue determinada a partir de mediciones de concentración de los fructanos disueltos a tiempos preestablecidos: 1, 2, 4, 6, 9, 12, 15, 30, 60, 90 y 120 minutos. Dichas mediciones se realizaron en los tratamientos correspondientes a las temperaturas de 40, 60, 80 °C, la velocidad de agitación y la relación sólido-líquido ya especificadas (Fuentes, 2014, p. 37 y Loginova et al., 2010, p. 342).

Los coeficientes de difusividad resultantes fueron analizados en función de la temperatura y del tipo de materia prima. El ajuste de los resultados experimentales al modelo propuesto en la Ecuación 1.2 se presenta en el Anexo V.

## **2.3. CARACTERIZACIÓN DE LOS CRISTALES DE INULINA OBTENIDOS A PARTIR DEL EXTRACTO DE FRUCTANOS**

Se obtuvo inulina en polvo a partir de las plantas seleccionadas en las mejores condiciones de extracción. Posteriormente se determinó el rendimiento respecto al contenido de fructanos solubles y finalmente se recristalizó el polvo de inulina y se caracterizaron los cristales obtenidos. Adicionalmente, se obtuvo la distribución de

tamaño de las cadenas de fructanos en el extracto de cabuya y el peso molecular medio de los extractos de inulina.

### 2.3.1 OBTENCIÓN DEL CONCENTRADO DE INULINA EN POLVO

El extracto de inulina en polvo se obtuvo a partir del extracto de fructanos a las mejores condiciones de extracción. Para su purificación se adicionó fosfato de sodio grado reactivo hasta alcanzar un valor de pH 7,6 para evitar la hidrólisis de los oligofructanos. Se calentó el extracto hasta 70 °C por 15 minutos para precipitar las impurezas de proteínas y lípidos. En la Figura 2.3 se presenta la línea de secuencia utilizada para la extracción y purificación de los fructanos y oligofructanos disueltos. El extracto purificado fue concentrado en una plancha de calentamiento con agitación constante a una temperatura de 90 °C hasta alcanzar la concentración de saturación de la inulina a dicha temperatura, aproximadamente 25 grados brix (Campos et al., 2013, p. 84)



**Figura 2.3.** Línea de secuencia para la extracción y purificación de inulina. Reducción de tamaño, extracción, deproteinización y concentración

Una vez alcanzada esta concentración se midió el volumen del extracto concentrado y se adicionó la cantidad de etanol al 96 % v/v necesaria para alcanzar una concentración de 60 % v/v y se dejó en reposo por 12 horas.

El precipitado obtenido fue filtrado y secado a 90°C en una estufa por 4 horas. Los sólidos retenidos fueron pesados en una balanza analítica. Con la cantidad de

extracto obtenido se calculó el rendimiento como el cociente entre la cantidad en gramos del extracto de inulina en polvo y la cantidad en gramos de material soluble presente en el extracto inicial (Barros, 2012, p. 25).

### 2.3.2 RECRISTALIZACIÓN Y CARACTERIZACIÓN

Para obtener cristales de inulina, se partió de una solución de inulina preparada a partir del extracto en polvo obtenido previamente. A un litro de esta solución se añadieron 835 mL de etanol al 96 % v/v para evitar el congelamiento de la mezcla cuando ésta fue llevada a refrigeración por 24 horas a 2 °C. Los cristales formados fueron filtrados con la ayuda de una bomba de vacío. Finalmente los cristales filtrados fueron secados a 60 °C en una estufa de convección forzada (Campos et al., 2013, p. 83). La Figura 2.4 esquematiza el procedimiento seguido para la obtención de los cristales de inulina.

La caracterización de los cristales se realizó por termogravimetría (TGA), espectrometría de infrarrojo por transformadas de Fourier (FT-IR) y calorimetría diferencial de barrido (DSC) en el Centro de Investigación Aplicada a Polímeros. Los espectros y termogramas obtenidos fueron comparados con los de inulina estándar Beneo GR ( $10 < \text{GPP} < 23$  unidades) y Beneo HP ( $\text{GPP} > 23$  unidades).



**Figura 2.4.** Línea de secuencia para la obtención de cristales de inulina. Subenfriamiento, decantación y secado

### **2.3.3 DETERMINACIÓN DE LA DISTRIBUCIÓN DE PESOS MOLECULARES EN EL EXTRACTO Y DEL PESO MOLECULAR MEDIO (PMM)**

Para determinar la distribución de tamaño se partió del extracto filtrado y libre de impurezas, el cual fue concentrado en una plancha de calentamiento con agitación constante a una temperatura aproximada de 90°C hasta reducir su volumen a un tercio del volumen inicial, al final de este proceso se midió la concentración de azúcares disueltos (Campos et al., 2013, p. 84). Seguidamente, la solución concentrada fue fraccionada en mezclas agua-etanol para lo cual etanol al 96% v/v fue agregado hasta alcanzar concentraciones de 20, 40, 60 y 80 % v/v respectivamente. Con este procedimiento se obtuvieron por decantación cuatro fracciones de fructanos de distinto peso molecular medio (González, 2013, p. 50). Posteriormente, las viscosidades intrínsecas de los cortes obtenidos fueron determinadas con base en la norma INEN 1628-1 "Plásticos. Determinación de la viscosidad de polímeros en solución diluida mediante viscosímetros capilares. Parte 1: principios generales" (INEN 1628-1, 2014). A partir de estos valores de viscosidad se determinaron las constantes de la relación empírica de Mark-Houwink y con ellas el peso molecular medio viscoso correspondiente al extracto en polvo (Anexo VI).

### 3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 3.1. SELECCIÓN DE LA MATERIA PRIMA CON MAYOR CONTENIDO DE FRUCTANOS SOLUBLES

##### 3.1.1 DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE SÓLIDOS DISUELTOS

La concentración de sólidos disueltos se relaciona directamente con la cantidad de polisacáridos, puesto que el contenido de proteínas y lípidos solubles representa menos del 1,0 % del peso total de jícama o cabuya (Jurado y Sarzosa, 2009, p. 53 y Rodríguez y Arteaga, 2015, p. 20), y entre el 0,7 y el 2,0 % en relación al peso del tubérculo para el caso del papa china y la malanga (Lozada, 2005, p. 15). El promedio y la desviación estándar de la concentración de azúcares disueltos se presenta en la Tabla 3.1, mientras que las mediciones de todas las repeticiones se enlistan en el Anexo I.

**Tabla 3.1.** Promedio de la concentración y rendimiento de fructanos en el extracto según el tipo de planta

Planta	Número de ensayos	Concentración promedio (grados brix)	Rendimiento (%) (g sólidos disueltos /g muestra)*100
Papa china	3	0,9 ± 0,2	4,5 ± 1,0
Malanga	3	1,0 ± 0,1	5,0 ± 0,5
Jícama	3	2,8 ± 0,4	14,0 ± 2,0
Cabuya	3	5,7 ± 0,4	28,5 ± 2,0

En referencia a los valores de concentración obtenidos, se observa que la jícama y la cabuya presentan concentraciones apreciables de azúcares disueltos; 2,8 y 5,7 grados brix respectivamente. La papa china y la malanga al contrario, alcanzan valores de 0,9 y 1,0 grados brix lo que corresponde a un rendimiento de 4,5 y 5,0 % respectivamente.

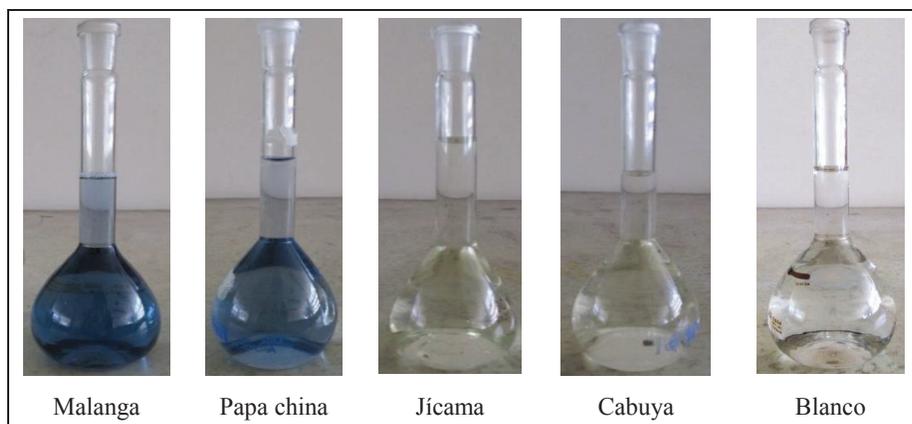
Al comparar el rendimiento de azúcares disueltos a partir de jícama y cabuya con el rendimiento de estudios realizados con plantas similares presentados en la

Sección 1.1.2 (Fuentes de fructanos e inulina); se observa que los valores obtenidos para la jícama se ubican dentro del rango de rendimientos de especies similares como tuna, alcachofa, ajo y bardana (entre 8,0 y 20,0 %). La cabuya, por otro lado, alcanza un rendimiento superior a todos los valores presentados en la Tabla 1.2; incluso por encima del agave tequilana Weber azul (22,9 %) que es un miembro de su misma familia. Cabe recalcar que este rendimiento corresponde a un tiempo de extracción de 45 minutos y no es el máximo rendimiento obtenido en el presente trabajo.

### 3.1.2 DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE ALMIDÓN SOLUBLE

La medición de los sólidos disueltos a través de la densidad de grados brix se debe principalmente al contenido de polisacáridos solubles, sin embargo, es necesario diferenciar el contenido real de fructanos de la amilosa o parte soluble del almidón que constituye la principal interferencia. Ésta es liberada a temperaturas superiores a los 60 °C a causa de la desnaturalización del grano de almidón, (Nelson y Cox, 2004, pp. 89-94).

En la Figura 3.1, se muestran los registros fotográficos obtenidos al realizar la prueba de yodo al extracto de las cuatro plantas ensayadas para establecer la presencia de almidón soluble.

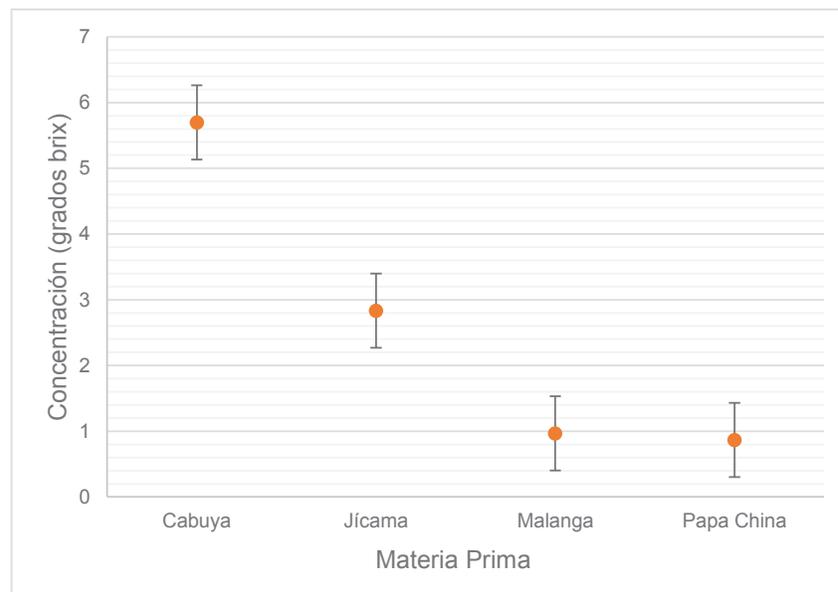


**Figura 3.1.** Registro fotográfico de la prueba de yodo realizado al extracto de fructanos para los cuatro tipos de materia prima ensayadas

Como la inulina no posee una estructura helicoidal capaz de acomplejarse con el yodo y cambiar su color al azul intenso apreciable en algunas muestras de la Figura 3.1, se puede concluir que el extracto de jícama y cabuya no contiene amilosa en su composición (Nelson y Cox, 2004, pp. 89-94).

### 3.1.3 SELECCIÓN DE LA MATERIA PRIMA, DISEÑO EXPERIMENTAL Y TRATAMIENTO DE RESULTADOS

La concentración de sólidos disueltos fue la variable considerada para la selección de la materia prima. El análisis de medias mostrado en la Figura 3.2 y el ANOVA del Anexo I, evidencian una dependencia directa del tipo de tratamiento sobre la concentración de fructanos disueltos. El valor de significancia entre tratamientos (*p – value*) es menor que el valor de significancia prefijado  $\alpha=0,05$ .



**Figura 3.2.** Análisis de medias correspondiente a la concentración de fructanos en función del tipo de materia prima, método LSD con el 95 % de confianza

La separación de las barras de error denota diferencia significativa de la jícama y la cabuya respecto de las variedades de “papa china” preseleccionadas. Por otro lado, el solapamiento de las barras indica la inexistencia de diferencia significativa entre la malanga y la papa china.

En la Tabla 3.2 se muestran los pesos correspondientes a las fracciones separadas en los procesos de pelado y extracción. Aproximadamente el 12,89 % de jícama se pierde en el proceso de pelado y alrededor del 1,00 % del volumen del solvente se pierde en la etapa de extracción; esta pérdida es resultado de la evaporación. Así también, el residuo sólido gana peso después del proceso de extracción, aquello significa que una parte de la solución enriquecida se pierde en matriz sólida (McCabe, Smith, y Harriot, 2007, p. 799).

**Tabla 3.2.** Distribución porcentual de las fracciones separadas en la extracción

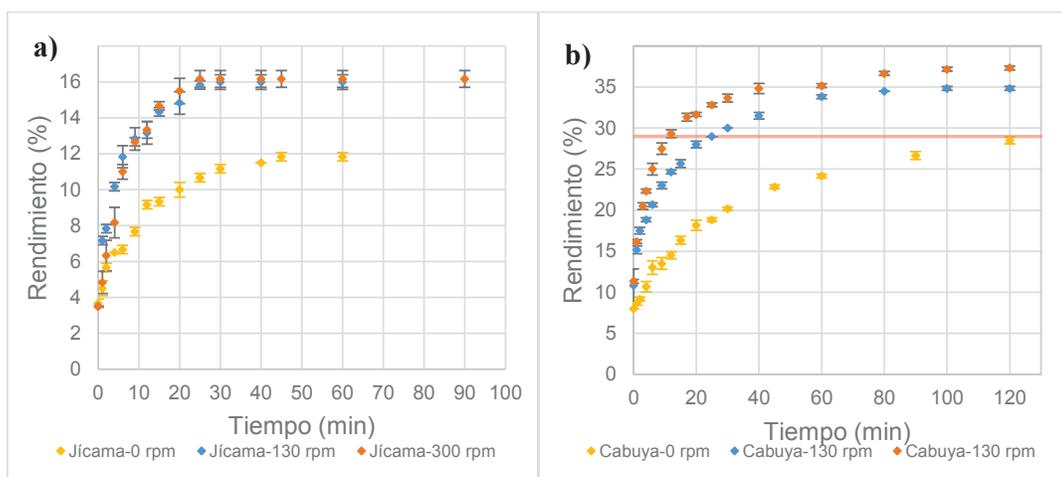
Fracciones	Peso (g)	
	Jícama	Cabuya
Base de material lavado	500,00	500,00
Cáscaras	64,43	-----
Material pelado	417,14	500,00
Material rebanado	417,14	500,00
Solvente (mL)	2 086,00	2 500,00
Extracto (mL)	2 025,00	2 425,00
Residuo sólido	435,00	568,25

La cabuya es la materia prima con mayor contenido de fructanos solubles. A pesar de ello se seleccionaron la cabuya y la jícama para las siguientes etapas del presente trabajo de investigación, debido a que la ausencia de impurezas de almidón en estos extractos ofreció facilidades para trabajar con las dos plantas en las etapas de cuantificación y purificación.

### **3.2. DETERMINACIÓN DE LAS CONDICIONES DE TEMPERATURA, VELOCIDAD DE AGITACIÓN Y RELACIÓN SÓLIDO-LÍQUIDO QUE PERMITAN EL MAYOR RENDIMIENTO DE FRUCTANOS EN EL PROCESO DE EXTRACCIÓN**

### 3.2.1 DETERMINACIÓN DE LA VELOCIDAD DE AGITACIÓN

A partir del procedimiento detallado en la Sección 2.2, se obtuvieron datos de la concentración de fructanos disueltos en función del tiempo. La Figura 3.3, muestra la evolución de dicha concentración para los tres niveles de agitación ensayados y las dos materias primas seleccionadas. Se observa un comportamiento exponencial que converge a una concentración de equilibrio. Para el caso de la jícama, la extracción de fructanos tarda de 25 a 45 minutos dependiendo de la velocidad de agitación del sistema; mientras que para la cabuya el equilibrio se establece a partir de los 100 minutos.



**Figura 3.3.** Concentración de fructanos en el extracto en función del tiempo a 80 °C con una relación sólido-líquido 1:5. a) Jícama, b) Cabuya

Las curvas del extracto de jícama correspondientes a 300 y 130 rpm prácticamente se superponen, mientras que en ausencia de agitación (0 rpm) el rendimiento se reduce y el tiempo de extracción se prolonga. A pesar de que en la cabuya la influencia de la velocidad de agitación es más notoria, la tendencia es similar. Es decir, el rendimiento de inulina y oligofructanos crece a medida que la velocidad de agitación se incrementa; sin embargo existió un valor máximo a partir del cual éste se volvió constante.

La baja eficiencia obtenida en ausencia de agitación sería causada por la capa de fluido estancado alrededor de las partículas del sólido, el aporte de dicha capa en

la resistencia a la transferencia de masa disminuye cuando el fluido es agitado. No obstante, una vez que el espesor de esta capa llega a un valor crítico, la velocidad de difusión se vuelve independiente del grado de agitación del sistema (Fogler, 2008, pp. 774-775).

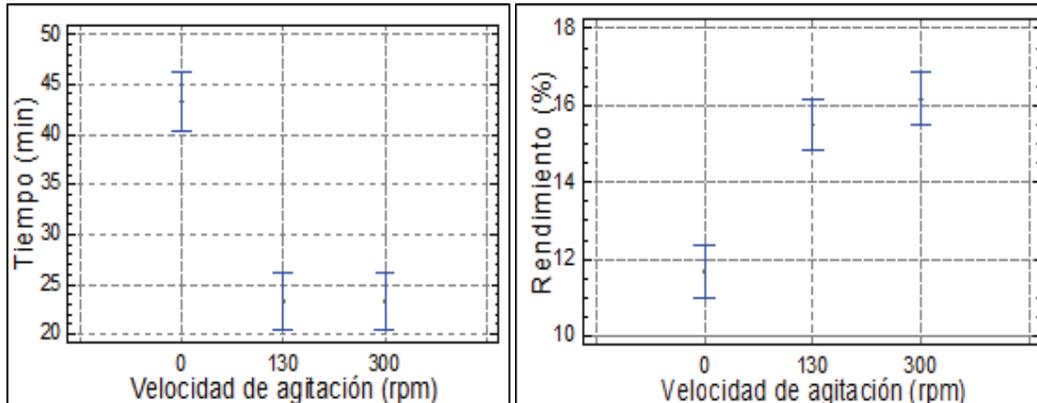
Para el caso de la jícama, el valor crítico de la velocidad de agitación coincidió con las 130 rpm ensayadas, y para la cabuya se encontró sobre las 300 rpm. El rendimiento de equilibrio y el tiempo necesario para alcanzarlo se encuentran enlistados en la Tabla 3.3. Los tiempos de extracción para la cabuya fueron tomados a un mismo valor de rendimiento, éste fue de 29 % y está representado por la línea roja en la Figura 3.3 b.

**Tabla 3.3.** Tiempo de extracción y rendimiento a 80°C y relación sólido-líquido 1:5, para los extractos de jícama y cabuya a diferentes grados de agitación

Velocidad de agitación (rpm)	Rendimiento (%) (g sólidos disueltos /g muestra)*100			Tiempo (min)		
	0	130	300	0	130	300
	Jícama					
Repetición 1	11,5	14,5	15,5	40	25	20
Repetición 2	12,0	15,5	16,5	45	20	25
Repetición 3	11,5	16,5	16,5	45	25	25
	Cabuya					
Repetición 1	28,5	35,0	37,5	120*	25*	11*
Repetición 2	29,0	35,0	37,0	120*	25*	12*
Repetición 3	28,0	34,5	37,5	120*	25*	12*

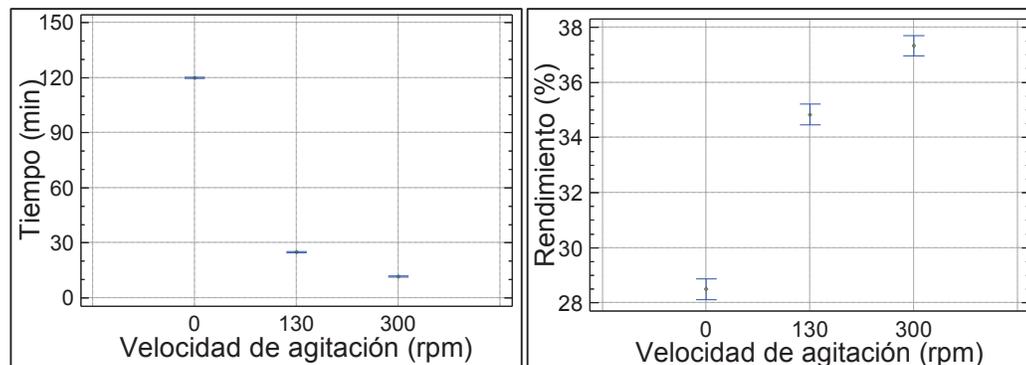
En la Figura 3.4 se representa el análisis de medias correspondiente al tiempo de extracción y al rendimiento para el extracto de jícama. Se establece la existencia de influencia significativa de la velocidad de agitación sobre el tiempo de extracción y el rendimiento (Anexo II). Para las dos variables, el valor de significancia ( $p$  – *value*) es inferior al valor preestablecido de  $\alpha = 0,05$ . El solapamiento de las barras

de error con velocidades de 130 y 300 rpm determina que no existe diferencia significativa ni con el tiempo ni con el rendimiento. Por lo tanto, se eligió el valor de 130 rpm como la velocidad de agitación que permite alcanzar los mejores resultados y se la utilizó para las siguientes extracciones.



**Figura 3.4.** Análisis de medias correspondiente al tiempo de extracción y al rendimiento para la jícama, método de LSD con el 95 % de confianza

Análogamente, en la Figura 3.5 se muestra el análisis de medias correspondiente al tiempo y al rendimiento para el extracto de cabuya. Se observa diferencia significativa tanto para el tiempo como para el rendimiento, además, se hace notar que la condición de equilibrio para el tratamiento sin agitación no fue alcanzada. Ésta condición también se aprecia en la Figura 3.3 b (concentración vs tiempo). Así mismo, es evidente que los mejores resultados se obtienen a 300 rpm, en consecuencia, se eligió esta velocidad para realizar las extracciones posteriores.



**Figura 3.5.** Análisis de medias correspondiente al tiempo de extracción y al rendimiento para la cabuya, método de LSD con el 95 % de confianza

### 3.2.2 DETERMINACIÓN TEMPERATURA Y RELACIÓN SÓLIDO-LÍQUIDO

En la Tabla 3.4 se presentan los rendimientos alcanzados en función de la relación sólido-líquido y la temperatura para el extracto de fructanos obtenido a partir de jícama y cabuya respectivamente.

**Tabla 3.4.** Rendimiento de fructanos en función de la relación sólido-líquido y la temperatura para la extracción de inulina a partir de jícama y cabuya

Jícama			Rendimiento (%) (g sólidos disueltos /g muestra)*100	
Velocidad de agitación (rpm)	Temperatura (°C)	Relación S-L	Repetición 1	Repetición 2
130	40	2	4,40	4,60
		3	6,90	7,50
		5	11,50	12,00
	60	2	7,40	7,60
		3	11,40	10,50
		5	16,00	15,00
	80	2	8,00	8,20
		3	11,68	11,98
		5	15,50	16,50
Cabuya			Rendimiento (%) (g sólidos disueltos /g muestra)*100	
Velocidad de agitación (rpm)	Temperatura (°C)	Relación S-L	Repetición 1	Repetición 2
300	40	2	14,40	14,80
		3	21,00	21,90
		5	19,00	18,50
	60	2	18,60	19,00
		3	24,90	25,50
		5	34,50	33,00
	80	2	22,20	21,80
		3	23,10	24,00
		5	37,00	37,50

Se observa un rendimiento máximo de 37,50 % correspondiente al extracto de cabuya a 80 °C y 1:5 de relación sólido-líquido, valor que es superior al 28,5 %

alcanzado en etapa de selección de la materia prima y al 22,97 % reportado por González (2013) para la extracción de fructanos a partir de Agave Tequilana Weber Azul (p. 58).

La diferencia en los rendimientos obtenidos entre plantas de la misma familia sería resultado de la edad de las plantas, puesto que la cabuya utilizada en el presente trabajo fue dos años mayor. Adicionalmente, la técnica de extracción utilizada en el trabajo citado no fue la difusión sino la destrucción celular en un extractor de jugos industrial (González, 2013, p. 58).

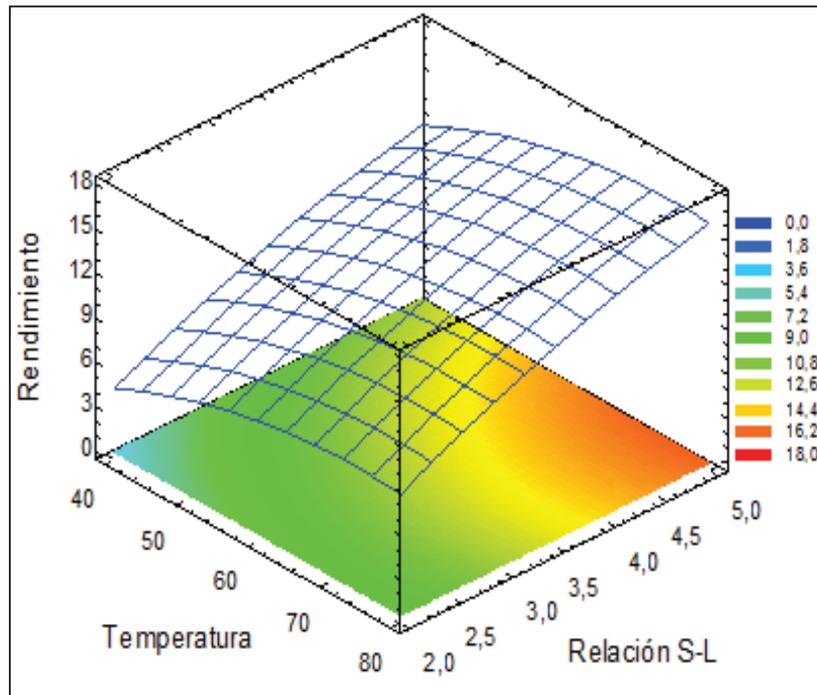
La dependencia del rendimiento, de la temperatura y de la relación sólido-líquido se evidencia de mejor manera a través de las gráficas de superficie de respuesta.

En la Figura 3.6, se muestra la gráfica de superficie de respuesta del rendimiento de fructanos para el extracto de jícama, en ella se observa el crecimiento del rendimiento a medida que la temperatura aumenta, desde 40 hasta 60 °C. Sin embargo, a partir de 70 °C éste se vuelve independiente de la temperatura y se estabiliza. Esta tendencia concuerda con los resultados obtenidos por Arango et al. y Milani et al. (2011) para la extracción de inulina a partir de yacón y bardana respectivamente (p. 18; p. 1702).

En los trabajos Arango et al. (2008) y Milani et al. (2011) también se observa que el rendimiento se estabiliza a cierta temperatura, este comportamiento se explicaría en la suposición de que las corrientes convectivas causadas por el cambio de temperatura facilitan la difusión del solvente y del soluto dentro y fuera del sólido. A esto se le podría sumar la desnaturalización térmica de las proteínas que conforman las membranas celulares y la consecuente liberación del soluto (Evert y Eichhorn, 2006, p. 36).

En lo referente a la relación sólido-líquido, se observa un pronunciado incremento del rendimiento a medida que la relación crece desde 1:2 hasta 1:5. Sin embargo, este valor no fue el óptimo, puesto que el efecto producido por esta variable sigue una tendencia parabólica. Un incremento en la relación sólido-líquido sería factible

en tanto el aumento del rendimiento compensara el gasto energético al que se incurriría en la posterior concentración del extracto necesaria para la cristalización de la inulina.

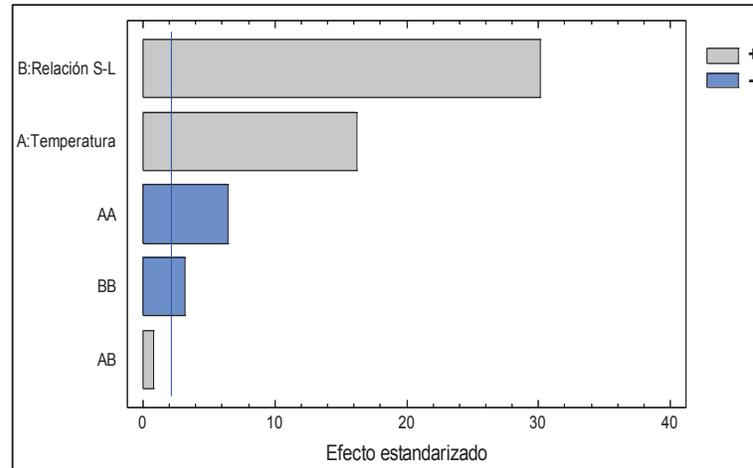


**Figura 3.6.** Superficie de respuesta correspondiente a la concentración de fructanos en el extracto de jícama en función del tiempo y de la relación sólido-líquido a 130 rpm

La influencia de la temperatura y relación sólido-líquido sobre el rendimiento también se aprecia en la gráfica de contornos ubicada en el plano inferior de la superficie de respuesta (Figura 3.6), en ésta la variación del rendimiento se representa a través de un cambio de color.

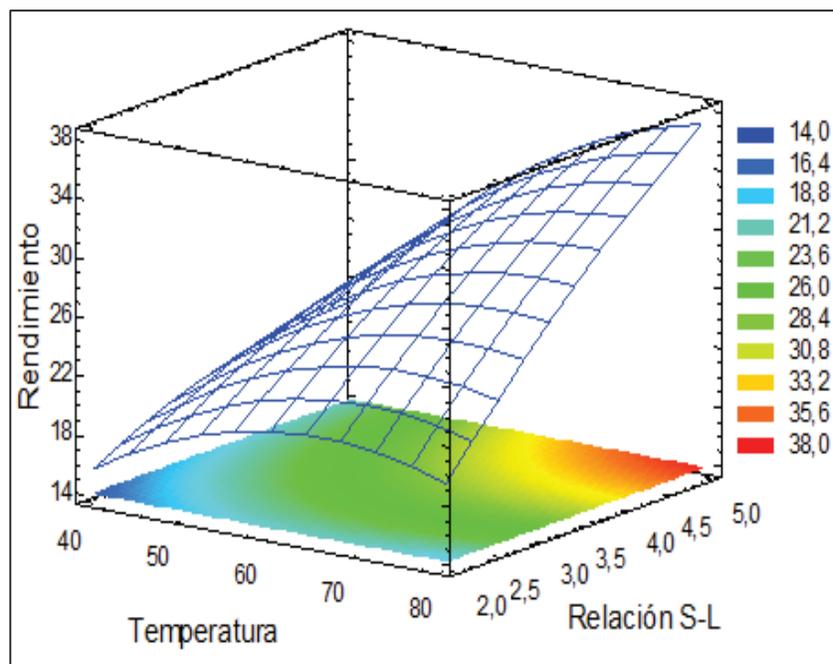
Las mejores condiciones de extracción obtenidas para el caso de la jícama se ubican en 75 °C de temperatura y 1:5 de relación sólido-líquido.

En la Figura 3.7 se presenta el diagrama de efectos estandarizados, en el cual se establece una mayor dependencia del rendimiento sobre la relación sólido-líquido que sobre la temperatura. Además, la interacción entre ellas no tiene influencia significativa sobre el rendimiento.



**Figura 3.7.** Diagrama de Pareto de efectos estandarizados de la temperatura y relación sólido-líquido sobre el rendimiento de fructanos disueltos en el extracto de jícama

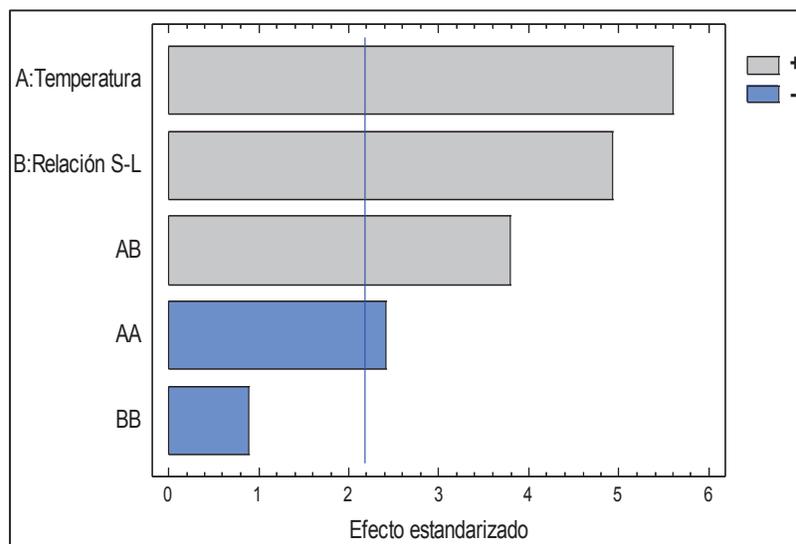
De la misma manera, en la superficie de respuesta y la gráfica de contornos para el rendimiento del extracto de cabuya presentada en la Figura 3.8, se aprecia un incremento bastante pronunciado del rendimiento a medida que la temperatura y la relación sólido-líquido aumentan. La zona de máximo rendimiento se ubica en 80 °C y 1:5 respectivamente.



**Figura 3.8.** Superficie de respuesta correspondiente a la concentración de fructanos en el extracto de cabuya en función del tiempo y de la relación sólido-líquido a 300 rpm

En contraste con los resultados obtenidos para el extracto de jícama, la matriz sólida de la cabuya presentó una mayor resistencia a la difusión, puesto que es necesario un efecto sinérgico entre la temperatura y la relación sólido-líquido para aumentar el rendimiento (Milani et al., 2011, p. 1703).

En la Figura 3.9 se observa que el efecto producido por la temperatura sobre el rendimiento es mayor que el efecto producido por la relación sólido-líquido, resultados opuestos a los obtenidos en el caso de la jícama.



**Figura 3.9.** Diagrama de Pareto de efectos estandarizados de la temperatura y relación sólido-líquido sobre el rendimiento de fructanos disueltos en el extracto de cabuya

### 3.2.3 ESTUDIO DE LA CINÉTICA DE DIFUSIÓN DE FRUCTANOS EN AGUA

La cinética de difusión se evaluó mediante la comparación de los coeficientes de difusividad efectiva calculados a partir del ajuste de la Ecuación 1.2 a los datos concentración en función del tiempo como se explicó en la Sección 1.2.1 (Cinética de la difusión).

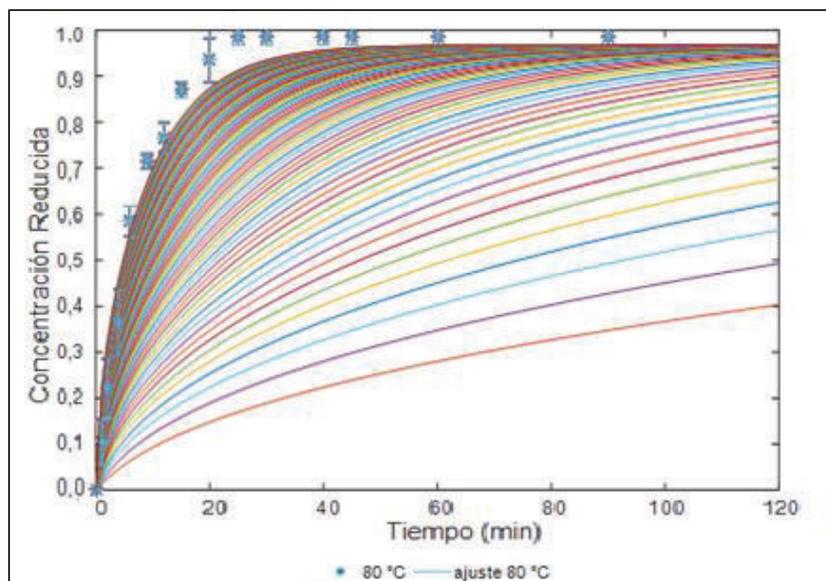
Un resumen del análisis estadístico realizado sobre las dimensiones de una muestra de rebanadas utilizadas en el proceso de extracción se presenta en la

Tabla 3.5, mientras que el análisis completo se detalla en el Anexo IV. Se observó que las mediciones son independientes del tipo de planta y responden únicamente a las características del equipo utilizado para realizar la reducción de tamaño.

**Tabla 3.5.** Resumen estadístico de las dimensiones características de las rebanadas obtenidas experimentalmente

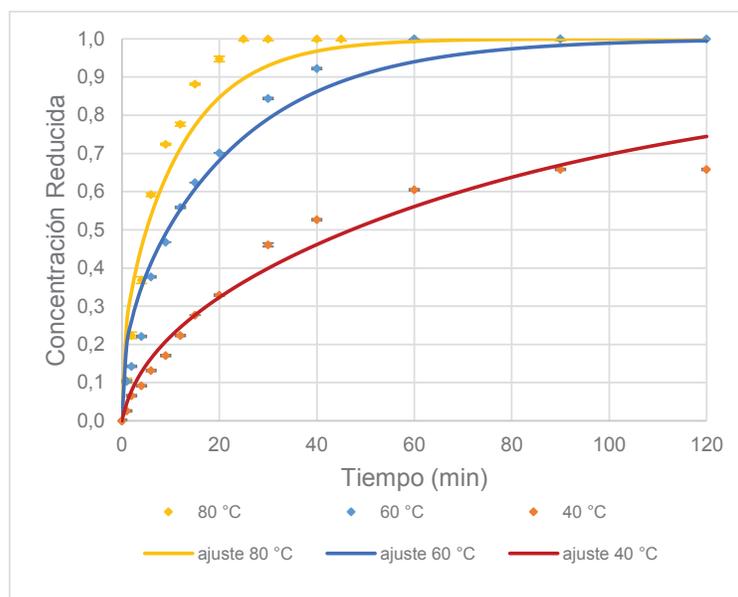
Longitud (cm)		Anchura (cm)		Espesor (cm)	
Media	5,590	Media	5,430	Media	0,130
Error típico	0,111	Error típico	0,116	Error típico	0,007
Mediana	5,800	Mediana	5,600	Mediana	0,100
Moda	6,000	Moda	5,700	Moda	0,100
Varianza de la muestra	0,804	Varianza de la muestra	0,868	Varianza de la muestra	0,003
Rango	3,800	Rango	4,300	Rango	0,300

Estas dimensiones se utilizaron como datos de entrada para calcular el valor del coeficiente de difusividad efectiva. Dicho cálculo fue realizado por medio de un proceso iterativo cuyo ejemplo se muestra en la Figura 3.10, en ésta se observa la convergencia del modelo a los resultados experimentales. El procedimiento completo de iteración se presenta en el Anexo V.



**Figura 3.10.** Concentración reducida en función de la temperatura para la jícama a 80 °C. Ejemplo de iteración del coeficiente de difusividad efectiva

En la Figura 3.11 se presentan las curvas ajustadas y los resultados experimentales correspondientes a la extracción de fructanos solubles a partir de jícama. La velocidad de difusión, representada por la pendiente de la curva concentración reducida contra tiempo, es directamente proporcional a la temperatura. Es decir, a mayor temperatura mayor rapidez en la difusión del soluto hacia la solución (Loginova et al., 2010, p. 376).



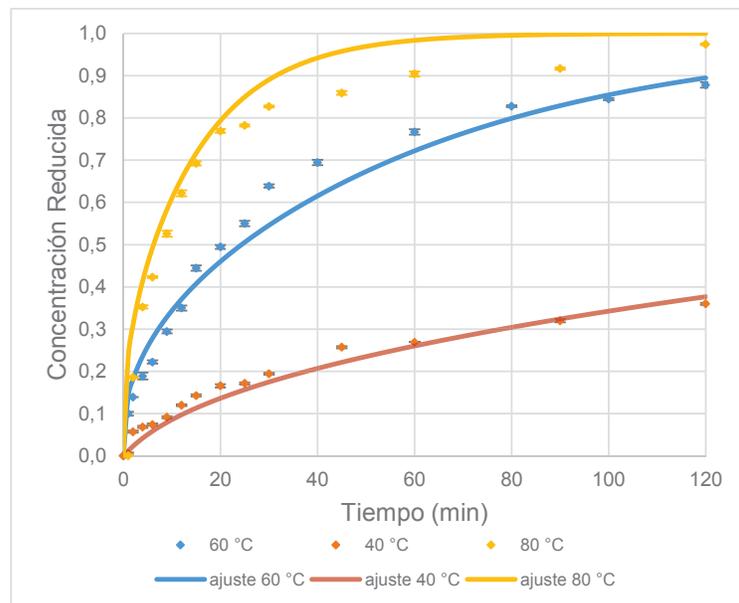
**Figura 3.11.** Cinética para la difusión de fructanos a partir de jícama en función de la temperatura a 130 rpm y relación sólido 1:5

Respecto del tiempo y el rendimiento en los cuales se alcanzó el equilibrio, se observa que las curvas de 80 °C y 60 °C llegaron al mismo rendimiento a tiempos diferentes. Mientras a 80 °C fueron necesarios alrededor de 25 minutos, a 60 °C se duplica este tiempo. Por otro lado, a 40 °C se tardó 90 minutos en alcanzar únicamente el 65 % del rendimiento.

La diferencia observada respondería al estrés térmico causado sobre la membrana celular. A bajas temperaturas la membrana no sufriría daño significativo, gran parte del soluto queda atrapado en el interior de las células y habría que atravesarlas para alcanzar el seno de la solución; por lo que la resistencia aportada por la membrana se convierte en la resistencia controlante (Ruiz et al., 2011, pp. 389-390).

A medida que la temperatura aumenta la membrana perdería su selectividad y el soluto tiene paso libre a través de ella, por esta razón a 60 °C se alcanza el mismo rendimiento en mayor tiempo. En este rango de temperaturas el aporte a la resistencia causado por el medio (matriz sólida - fluido) se torna significativo. A 80 °C la resistencia de la membrana ha desaparecido y la resistencia causada por el medio pierde fuerza por lo que la difusión se facilita enormemente. Estos resultados concuerdan con los trabajos realizados por Loginova et al. (2011) y Loginova et al. (2010) para extracción de azúcares partir de remolacha y achicoria (p. 345; p. 348).

En la Figura 3.12 se presentan las curvas ajustadas y los resultados experimentales correspondientes a la extracción de fructanos solubles a partir de cabuya. La variación de la velocidad de difusión en función de la temperatura se asemeja a los resultados descritos para la Figura 3.11. Sin embargo, al comparar las curvas a la misma temperatura se observan resultados diferentes. Así por ejemplo, a 40 °C el tiempo necesario para que la cabuya alcance el equilibrio es tres veces superior y el rendimiento obtenido es dos veces menor.



**Figura 3.12.** Cinética para la difusión de fructanos a partir de cabuya en función de la temperatura a 300 rpm y relación sólido 1:5

Este comportamiento se explica a partir de las propiedades físicas de la matriz sólida de las dos plantas. Por un lado la jícama, menos compacta y con un porcentaje de humedad superior al 80 % presenta una textura quebradiza; y por otro lado la cabuya, de estructura más compacta, humedad del 70 % y textura blanda presentaría más resistencia a la transferencia de masa (Jurado y Sarzosa, 2009, p. 53 ; Rodríguez y Arteaga, 2015, p. 13).

Los mejores rendimientos para la jícama y la cabuya se obtienen a 80 °C y a un tiempo de extracción de 25 y 90 minutos respectivamente. La amplia diferencia en los tiempos de extracción lleva a pensar que sería interesante aplicar técnicas no convencionales a la extracción de inulina a partir de cabuya para mejorar el tiempo de extracción. A pesar de ello, el tiempo necesario para extraer inulina a partir de cabuya guarda relación con los 80 minutos obtenidos por Loginova et al. (2010) para la extracción de inulina a partir de achicoria.

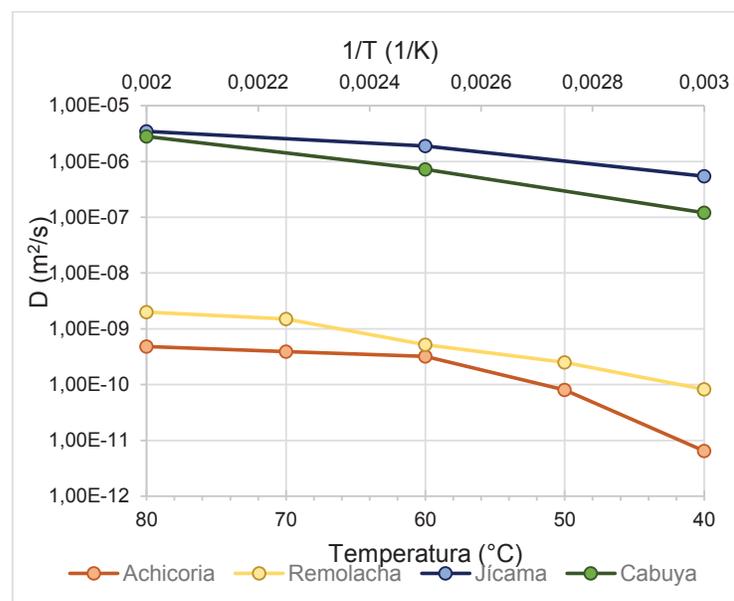
El tiempo obtenido para la jícama concuerda con los resultados de Milani et al. (2011) para extracción de inulina a partir de bardana, 45 minutos; y con los 30 minutos obtenidos por Sahiner y Sagbas (2014) para la extracción de inulina a partir de tuna. Cabe resaltar la similitud estructural en la matriz sólida para las plantas antes mencionadas en relación con la jícama y la cabuya respectivamente.

En la Figura 3.13 se presenta la comparación de los coeficientes de difusividad efectiva (D) graficados en escala logarítmica y en función del inverso de la temperatura (ecuación de Arrhenius) y en la Tabla 3.6 se presentan los errores obtenidos al realizar el ajuste.

**Tabla 3.6.** Error cuadrático medio (ECM) obtenido en el cálculo del coeficiente de difusividad efectiva para la extracción de inulina a partir de jícama y cabuya

Materia prima	Jícama	Cabuya
Temperatura (°C)	Error Cuadrático Medio (ECM)	Error Cuadrático Medio (ECM)
40	0,0039	0,000449
60	0,0038	0.001923
80	0,0055	0,000928

El coeficiente de difusividad efectiva depende directamente de la temperatura, sin embargo, se observa una desviación al comportamiento de la ecuación de Arrhenius. Las dos curvas presentan un ligero cambio de pendiente a 60 °C, más marcado en el caso de la jícama que en el caso de la cabuya. Esta desviación, también observada para la remolacha y la achicoria, se presenta típicamente en procesos de extracción que involucran células vegetales y se debe al cambio en la magnitud de la resistencia aportada por la membrana celular (Geankoplis, 2003, p. 802).



**Figura 3.13.** Coeficientes de difusividad efectiva en función de la temperatura para la difusión de polisacáridos en agua a partir de jícama, cabuya y otras especies vegetales Achicoria y remolacha (Loginova et al., 2010)

### 3.3. CARACTERIZACIÓN DE LOS CRISTALES DE INULINA OBTENIDOS A PARTIR DEL EXTRACTO DE FRUCTANOS

#### 3.3.1 OBTENCIÓN DEL CONCENTRADO DE INULINA EN POLVO

El concentrado de inulina en polvo corresponde a la fracción de fructanos con más de 10 unidades de fructosa (González, 2013, p. 70), éste fue obtenido mediante un

proceso de precipitación diferencial con una mezcla etanol-agua al 60 % v/v realizado sobre el extracto purificado y concentrado.

En la Tabla 3.7 se presentan los balances correspondientes a las etapas de extracción, purificación, concentración y precipitación.

**Tabla 3.7.** Balance de masa de las fracciones separadas en los procesos de extracción y separación de fructanos a partir del extracto de cabuya

Fracciones	Cabuya		Jícama	
	Peso (g)	Rendimiento (%)	Peso (g)	Rendimiento (%)
Solvente	2 000,00	---	20 000,00	---
Sólido rebanado	400,00	---	4 000,00	---
Inulinas en el extracto	132,84*	100,00	480,00*	100,00
<sup>1</sup> Impurezas precipitadas	7,72	5,82	5,97	1,24
Inulinas en el extracto concentrado	124,26*	93,54	468,00*	97,51
<sup>2</sup> Peso de la fracción GPP>10	69,46	52,28	32,21	6,71
<sup>3</sup> Peso de la fracción GPP<10	52,49	39,51	435,97	90,83
TOTAL (1+2+3)	129,68	97,61	474,16	98,78

\*calculado a partir del volumen y la concentración

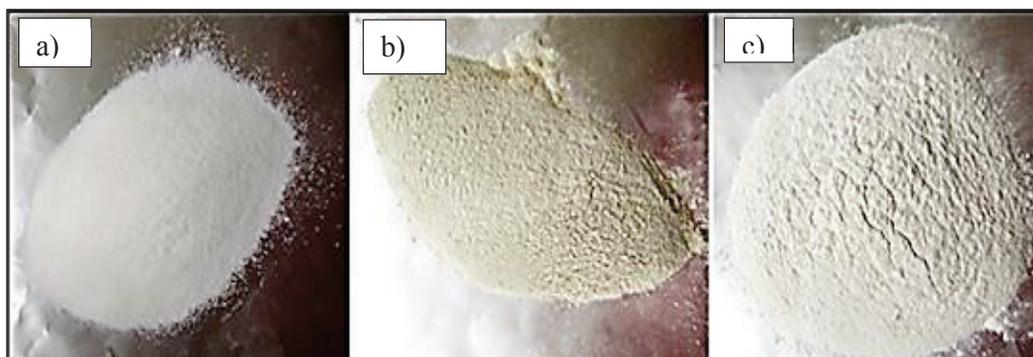
Se determinó que el porcentaje de impurezas removidas de los extractos de jícama y cabuya fue del 1,24 y 5,82 % respectivamente. El 52,28 % de los fructanos presentes en el extracto de cabuya poseen un GPP mayor a 10 unidades; para el caso del extracto jícama este porcentaje corresponde únicamente el 6,71 %.

Adicionalmente, un porcentaje de fructanos menor al 3 % se pierde en las tres últimas etapas. La pérdida de fructanos se atribuye a la hidrólisis producida en la etapa de purificación por fosfatación, resultados similares se presentan en trabajos realizados al purificar extracto de alcachofa por carbonatación (Li, Zhu, Qiao, Du, y Zhang, 2012, p. 353).

La cantidad de fructanos cristalizables (GPP>10 unidades) presentes en el meristemo de la cabuya fueron 19,5 % del peso de vegetal tratado, mientras que para el caso de la jícama este valor se reduce al 1,0 %. Debido al bajo rendimiento obtenido a partir de jícama se concluye que éste tubérculo no es apto para extraer fructanos de cadenas largas. Sin embargo la raíz de jícama posee gran cantidad de oligofructanos con longitudes de cadena menores a 10 unidades, por esta razón no precipitan a través del método utilizado.

Cuadrado (2004), al caracterizar bromatológicamente las raíces de jícama determinó la presencia de fructanos de 3 a 9 unidades de fructosa. En el presente estudio se comprueba que la jícama constituye una materia prima idónea para la producción de azúcares bajos en calorías adecuado para personas diabéticas (p. 184).

En la Figura 3.14 se muestra el registro fotográfico de la inulina obtenida a partir de los extractos de jícama y cabuya en comparación con inulina estándar grado alimenticio BENEIO GR. Se observa que a pesar del proceso de purificación, la inulina de jícama conserva su coloración, por lo que sería necesario realizar procesos adicionales de decoloración entre los que se puede incluir el uso de blanqueadores como peróxido de hidrógeno e hipoclorito de sodio, filtros de carbón activado o tratamiento con resinas de intercambio iónico. El pardeamiento enzimático contribuye en gran medida a la aparición del color por lo que sería necesario contrarrestarlo (Franck, 2002, p. 287).



**Figura 3.14.** Extracto de inulina en polvo. a) Inulina BENEIO GR, b) Inulina de Jícama, c) Inulina de Cabuya

### 3.3.2 RECRISTALIZACIÓN Y CARACTERIZACIÓN

#### 3.3.2.1 Recristalización

Los cristales de inulina fueron obtenidos después de un proceso de recristalización y secado del extracto en polvo siguiendo el procedimiento descrito en la Sección 2.3.2 (recristalización y caracterización). Fotografías de los cristales precipitados y secos se observan en la Figura 3.15.



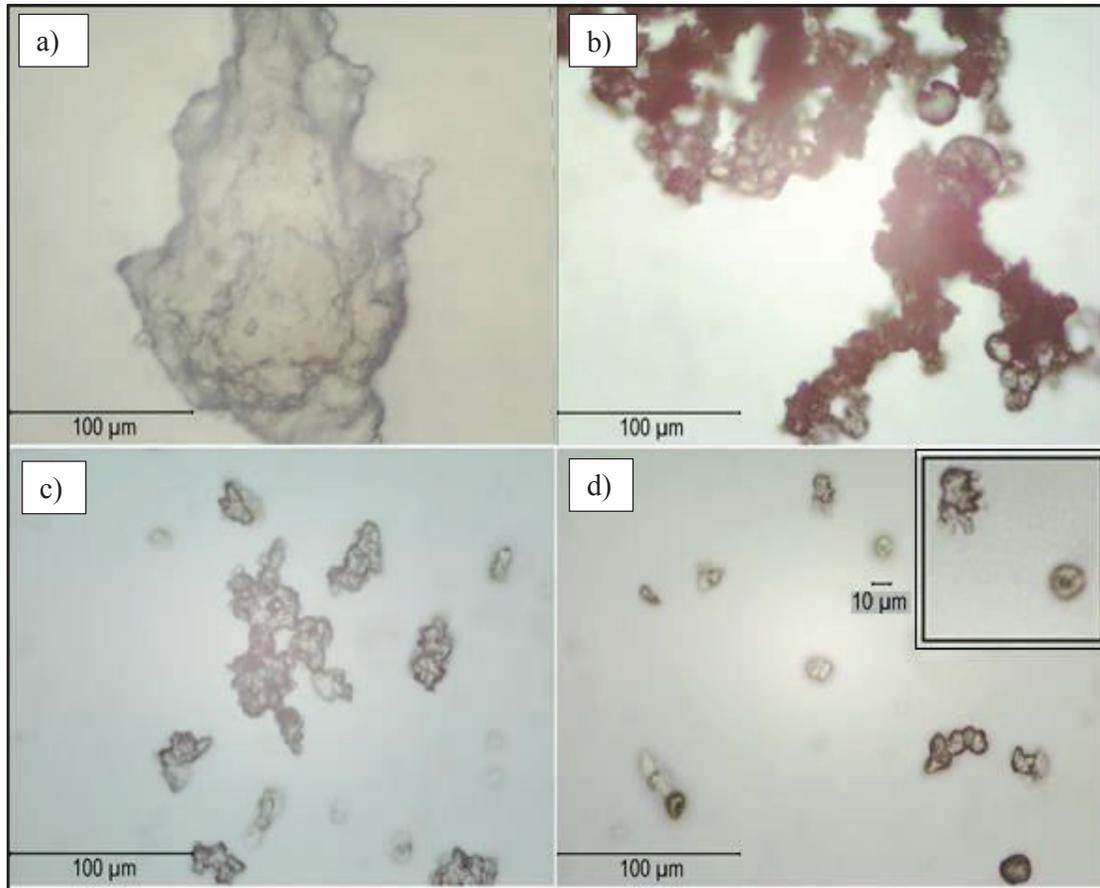
**Figura 3.15.** Cristales de inulina obtenidos por precipitación en mezclas de etanol-agua al 30 % w/w y refrigeración

El extracto de inulina en polvo y los cristales formados fueron observados por microscopía óptica. Las observaciones realizadas se muestran en la Figura 3.16.

En las fotografías del concentrado en polvo, Figura 3.16 a) y Figura 3.16 c), se observan aglomeraciones desordenadas y sin forma definida. Éstas características serían consecuencia del proceso de precipitación utilizado, ya que la adición de etanol al extracto disminuye la solubilidad y fomenta la aglomeración a gran velocidad impidiendo que las cadenas se ordenen para formar cristales.

Por otro lado, en las fotografías del producto recristalizado, Figura 3.16 b) y Figura 3.16 d), se observa una tendencia a la formación de aglomerados esferulares de distintos tamaños; el cristal más grande observado en la

Figura 3.16 b), tiene un tamaño aproximado de 30 micrómetros y en promedio se observaron esferocristales de 10 micras de diámetro.



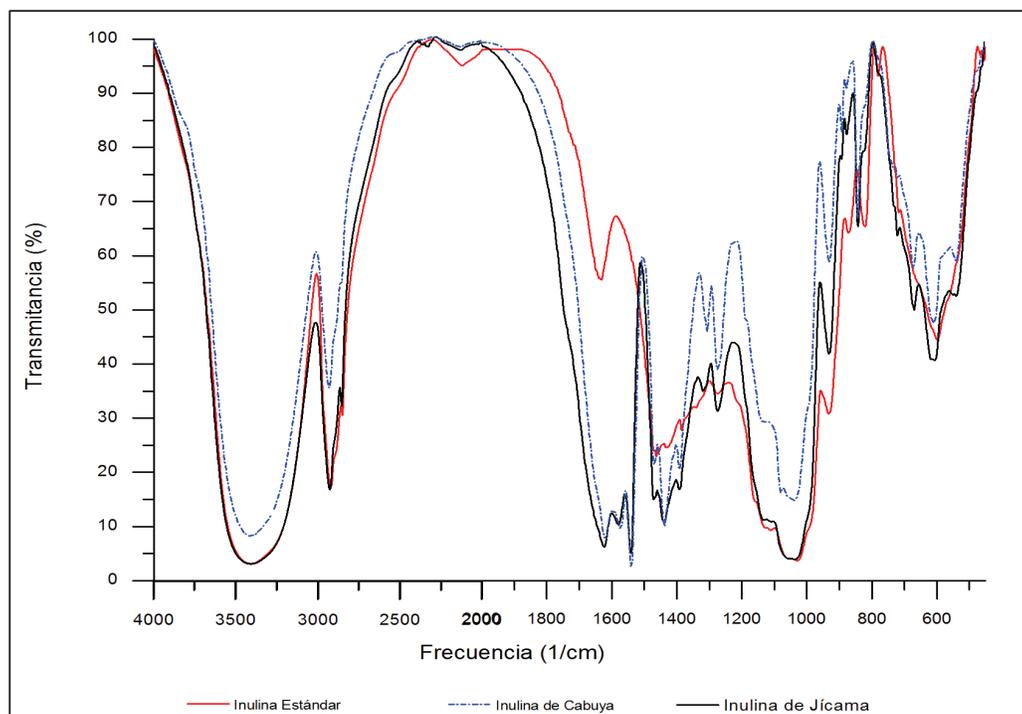
**Figura 3.16.** Fotografías de los esferocristales de inulina obtenidas por microscopía óptica

Si bien existe una tendencia a la aparición de cristales a causa del procedimiento de recristalización, la presencia de aglomerados deformes y desordenados también persiste. La dificultad de los cristales para crecer y mantener su forma pudiera ser la causa de estos resultados.

Es necesario mencionar que no hubieron diferencias en los cristales obtenidos respecto al tipo de planta, en los dos casos se observaron resultados similares, por esta razón se concluye que los resultados obtenidos se relacionan directamente con los procedimientos de precipitación y recristalización a los que fueron sometidos.

### 3.3.2.2 Identificación por espectrometría infrarroja

Para constatar que la sustancia aislada de los extractos de jícama y cabuya sea inulina se realizaron análisis de espectrometría infrarroja. Se corrieron las tres muestras incluyendo el estándar. Los espectros obtenidos se muestran en la Figura 3.17.

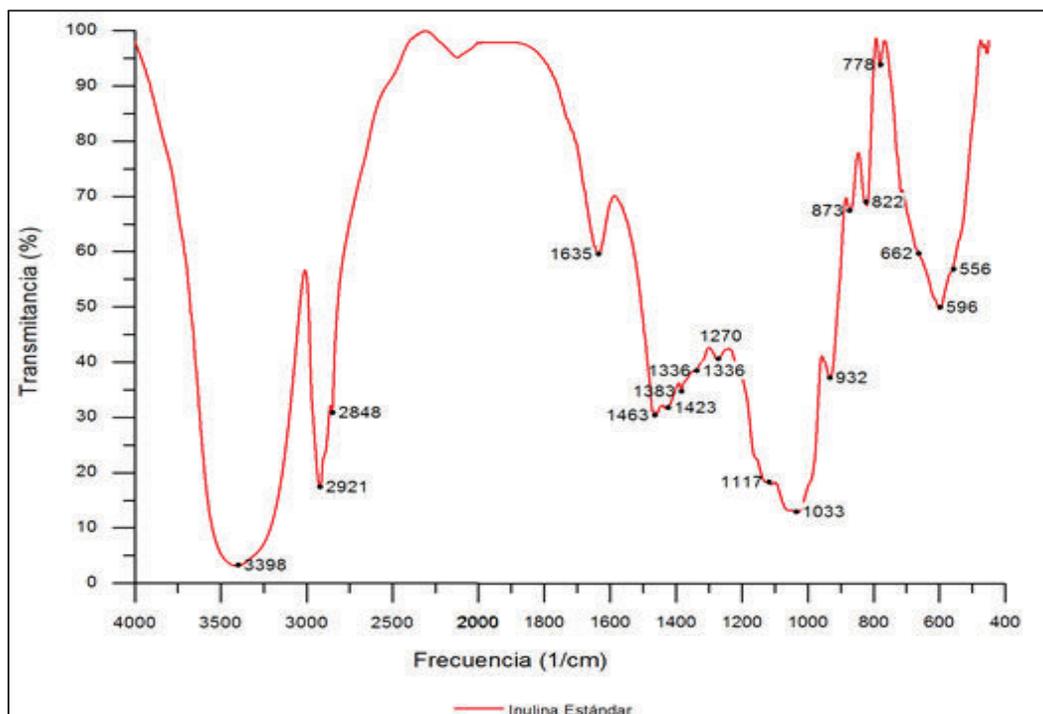


**Figura 3.17.** Espectro IR de inulina de cabuya y jícama en comparación con el espectro de inulina estándar BENEÓ GR

Los espectros de las tres muestras analizadas presentan la forma típica de polisacáridos vegetales (Panchev et al., 2011, p. 892). Se observa que las bandas más pronunciadas en los espectros de cabuya y jícama prácticamente se superponen. Lo mismo se puede decir en comparación con el espectro de inulina estándar, sin embargo, para comprobar la identidad de la inulina es necesario realizar una comparación más detallada de las bandas características.

El espectro de inulina observado en la Figura 3.18, puede ser separado en tres regiones importantes; desde 4 000 a 1 550  $\text{cm}^{-1}$ , de 1 550 a 900  $\text{cm}^{-1}$  y la última por

debajo de los  $900\text{ cm}^{-1}$ . La región comprendida entre los  $1400$  y  $400\text{ cm}^{-1}$ , también llamada zona de la huella digital, es de gran importancia porque los máximos de absorción de esta región se relacionan directamente con todos los grupos característicos que definen la estructura de la molécula (Panchev et al., 2011, p. 891).



**Figura 3.18.** Bandas características del espectro IR de inulina estándar BENEIO GR

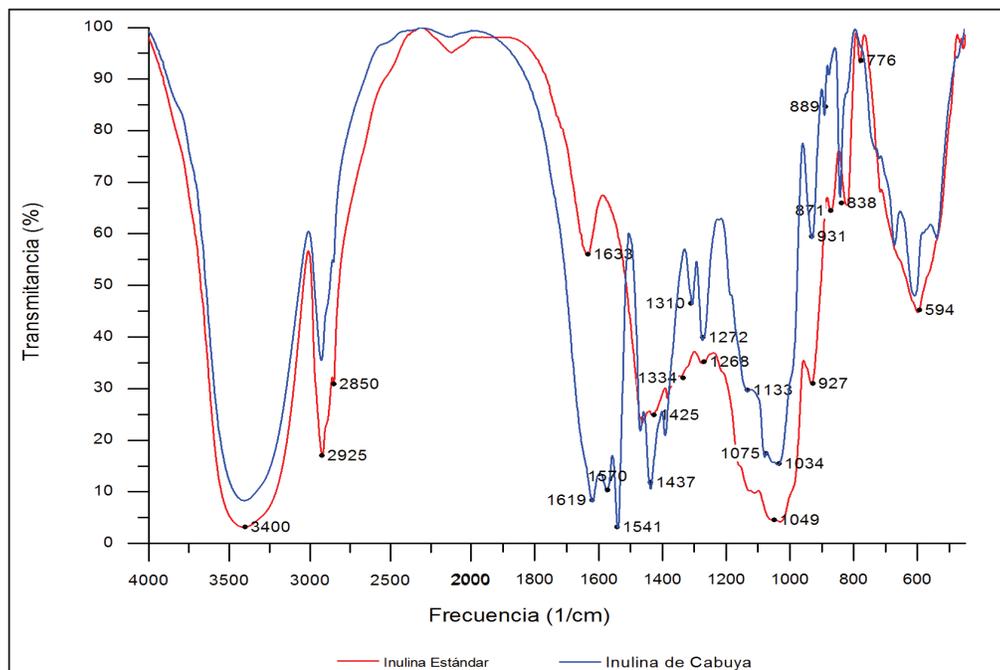
En la primera región se distinguen cuatro bandas de absorción, la primera a  $3398\text{ cm}^{-1}$  muy ancha y pronunciada corresponde al alargamiento del enlace O-H en los grupos alcohólicos de la fructosa y a los puentes de hidrógeno que pudieran formarse entre el hidrógeno de este grupo y algún oxígeno adyacente. Las dos bandas siguientes,  $2921$  y  $2848\text{ cm}^{-1}$ , están asociadas al estiramiento de los enlaces C-H en los grupos metílicos laterales  $\text{CH}_2$  y  $\text{CH}$  respectivamente, y la última a  $1635\text{ cm}^{-1}$  está relacionada con la presencia de agua en la muestra (Larkin, 2011, p. 174).

En las dos regiones restantes es imposible distinguir a que grupo pertenece cada banda, puesto que en la sección de la huella digital pequeñas modificaciones en la

estructura de la molécula generan grandes variaciones en los máximos de absorción. Sin embargo se puede analizar los intervalos de absorción de los grupos hidroxilo, carbonilo, éter y metílicos propios de la estructura de la inulina.

En la región comprendida desde 1 300 hasta 750  $\text{cm}^{-1}$  se presentan bandas relacionadas con el estiramiento del enlace C-O de alcoholes y éteres, y vibraciones acopladas del enlace C-O-C de éteres lineales y cíclicos. El estiramiento fuera de fase del enlace C-O-C presenta bandas fuertes desde 1 270 hasta 1 060  $\text{cm}^{-1}$ , y bandas moderadas desde 1 140 hasta 800  $\text{cm}^{-1}$  (Panchev et al., 2011, p. 892).

Los alcoholes primarios vibran a frecuencias desde 1 090 hasta 1 000  $\text{cm}^{-1}$ , y los secundarios desde 1 150 hasta 1 075  $\text{cm}^{-1}$ . Las deformaciones del enlace O-H son visibles a 1 330  $\text{cm}^{-1}$  y las bandas desde 900 hasta 400  $\text{cm}^{-1}$  son características del enlace O-H presente en el agua (Larkin, 2011, pp. 131-133). Las mismas bandas descritas anteriormente se encuentran en los espectros de la inulina de jícama y cabuya, Figura 3.19.



**Figura 3.19.** Espectro IR de inulina de cabuya en comparación con el espectro de inulina estándar BENEÓ GR

En la zona de la huella digital, los espectros prácticamente se superponen. Por lo que se puede concluir que las sustancias aisladas a partir de las plantas de jícama y cabuya son inulina. Cabe aclarar que los espectros de las muestras presentaron ciertas bandas atípicas relacionadas con impurezas presentes. Las bandas presentadas a 1 619, 1 570 y 1 541  $\text{cm}^{-1}$  son características de fosfatos, nitratos y grupos aminos provenientes de proteínas residuales y reactivos adicionados en la etapa de purificación (Larkin, 2011, p. 126).

Por último, la forma de las bandas en los espectros puede evidenciar la naturaleza cristalina de los extractos obtenidos. Larkin (2011) detalla las características de los espectros IR de muestras cristalinas y amorfas. Bandas bien resueltas y puntiagudas son características de un sólido cristalino, mientras que un material amorfo posee un espectro con bandas más anchas y con menos resolución (p. 57).

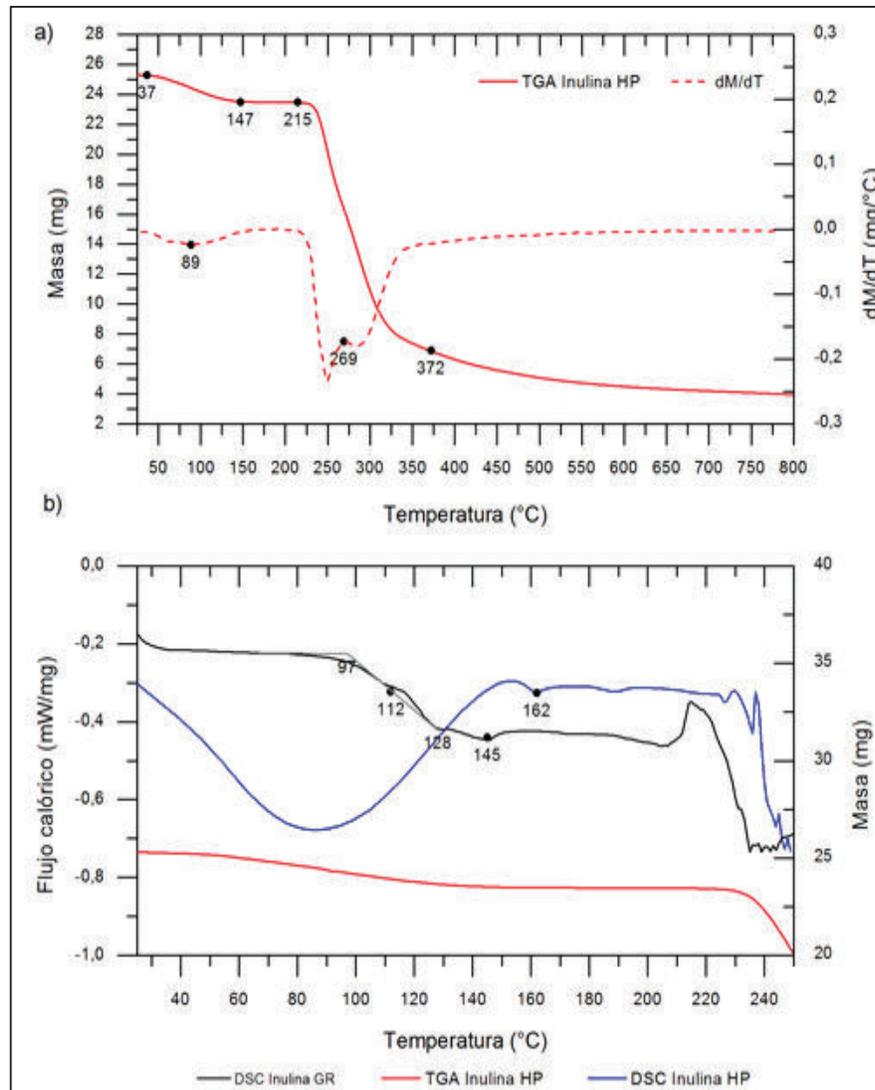
### 3.3.2.3 Caracterización calorimétrica

La caracterización calorimétrica se realizó por calorimetría diferencial de barrido y termogravimetría. La Figura 3.20 y la Figura 3.21 muestran los termogramas DSC y TGA de muestras de inulina comercial grado alimenticio de distinto peso molecular.

La inulina estándar Beneo HP (*high performance*) garantiza un GPP mayor a 23 unidades y una distribución de pesos moleculares comprendidos desde 4 100 hasta 5 500 g/mol; y la inulina estándar Beneo GR es comercializada como una mezcla de fructanos con GPP de 10 a 23 unidades con un peso molecular medio comprendido desde 1 680 hasta 4 100 g/mol (Orafti, 2016).

El análisis termogravimétrico de la Figura 3.20 a) evidencia dos procesos térmicos con pérdida de masa. El primero empieza a 37 y culmina a 147 °C, con un punto medio alrededor de los 89 °C corresponde a la deshidratación de la muestra; y el

segundo ubicado desde 215 hasta 372 °C, con un punto medio de 269 °C, se relaciona con un proceso de degradación térmica.



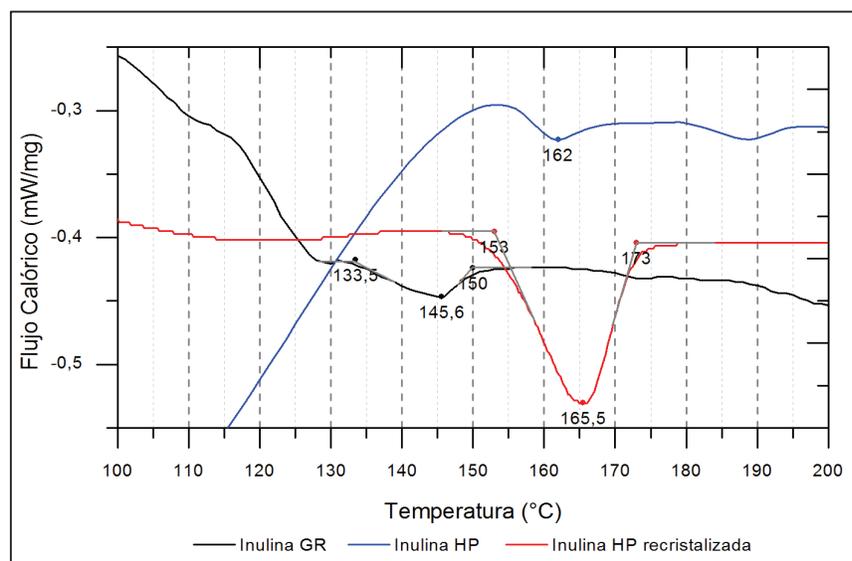
**Figura 3.20.** Termogramas de inulina estándar Beneo GR y Beneo HP. a) TGA y DTA, b) DSC y TGA

En el termograma DSC correspondiente a la inulina HP de la Figura 3.20 b) se verifica la deshidratación a través del ensanchado pico endotérmico en el mismo rango de temperaturas y la degradación térmica a través de una serie picos exotérmicos por arriba de los 215 °C, por consiguiente se establece éste valor como el límite de estabilidad térmica para la inulina (Ehrenstein, Riedel y Trawiel, 2004, p. 30).

Los termogramas DSC de la Figura 3.20 b se evidencian dos procesos termofísicos adicionales. El descenso endotérmico desde 97 hasta 128 °C del termograma de inulina estándar Beneo GR es típico de una desvitrificación, y las transiciones endotérmicas a 145 y 162 °C corresponden a picos de fusión (Panchev et al., 2011, p. 893).

El marcado cambio de altura en la desvitrificación y la poca altura del pico de fusión en el termograma de la muestra de inulina estándar Beneo GR sugieren un estado amorfo. Análogamente, la similitud en la altura de los picos de fusión de los termogramas de los dos estándares sugiere la misma naturaleza amorfa para la inulina Beneo HP (Ehrenstein, Riedel y Trawiel, 2004, p. 30). La transición vítrea de ésta última estaría enmascarada por el pico de deshidratación. La separación en la posición de los picos de fusión responde a la diferencia en la distribución de pesos moleculares de las dos muestras (Blecker et al., 2003, p. 222).

En la Figura 3.21 se muestra una vista ampliada de los picos de fusión de las muestras de inulina estándar, se ha adicionado el termograma de una muestra de inulina estándar Beneo HP recristalizada.



**Figura 3.21.** Rangos de fusión para inulinas de estándar distintos pesos moleculares, Beneo GR y Beneo HP

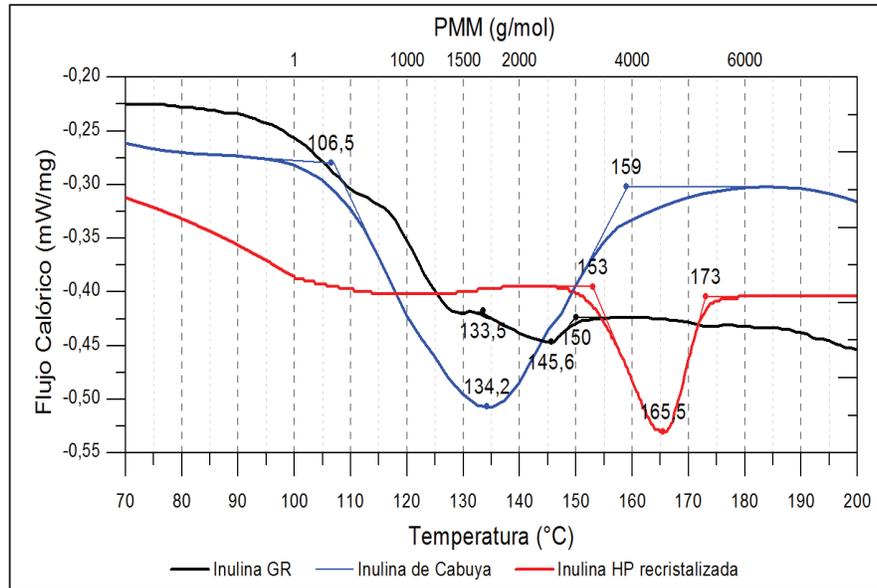
El proceso de recristalización fue realizado con el fin de determinar con mayor precisión el rango de temperaturas en el que se produce la fusión. Se observa que la muestra de inulina estándar Beneo GR empieza su proceso de fusión a aproximadamente 133 °C y culmina a 150 °C, lo que significaría que estos valores corresponden a los puntos de fusión de los fructanos de 10 y 23 unidades respectivamente (Orafti, 2016).

En el termograma de la inulina estándar Beneo HP se verifica el punto de fusión de los fructanos de 23 unidades alrededor de los 150 °C. La temperatura al cual culmina éste proceso de fusión (173 °C), tendría un GPP asociado de 33 unidades. Estos resultados concuerdan con los estudios realizados por Blecker et al. (2003) para fracciones de fructanos con distribución de pesos moleculares más estrechas (pp. 215–224).

El área relativa entre el pico de fusión y la línea base correspondiente al termograma de la inulina recristalizada confirma el aumento de la cristalinidad de la muestra. Dicha área representa la entalpía de fusión y sería 18,8 y 3,2 J/g para cada estándar respectivamente (Ehrenstein et al., 2004, p. 10).

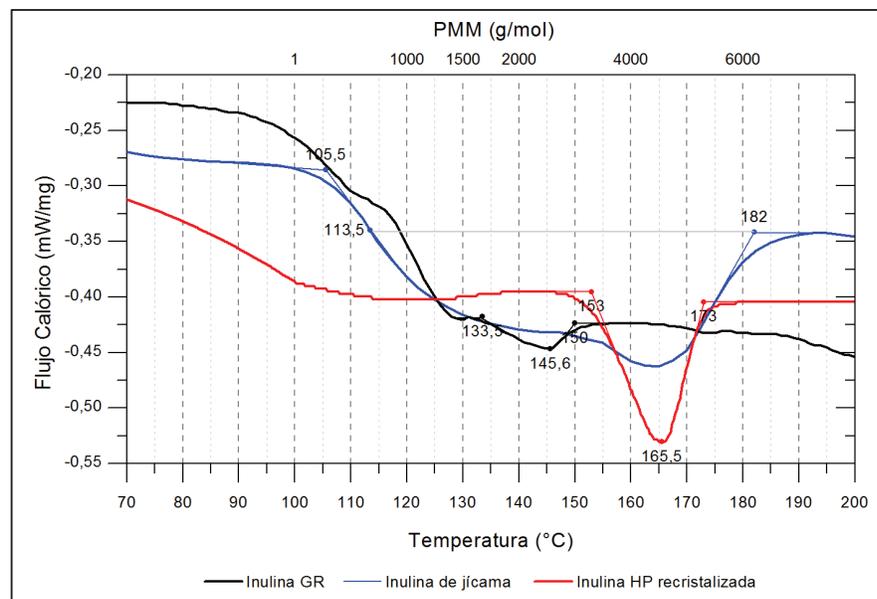
En la Figura 3.22 se presenta el termograma DSC para la inulina de cabuya en comparación con los termogramas del estándar Beneo GR y Beneo HP, en el eje horizontal superior se ha adicionado los resultados obtenidos por Blecker et al. (2013).

En el termograma correspondiente a la cabuya se observa un único pico de fusión con una energía aproximada de 44,5 J/g. El proceso de fusión comienza a aproximadamente 106 °C y culmina a 159 °C con un mínimo relativo en 134 °C. La forma y anchura del pico sugiere una distribución de pesos moleculares bastante amplia, la misma que comprende desde 500 hasta 4 000 g/mol o lo que es lo mismo desde 6 hasta 23 unidades de fructosa. El peso molecular medio estimado a través de este método no es muy preciso, sin embargo de acuerdo con la temperatura del mínimo de fusión se ubicaría de 1 500 a 2 000 g/mol (Blecker et al., 2003, p. 222).



**Figura 3.22.** Termograma DSC de inulina de cabuya en comparación con los termogramas de inulinas estándar

En la Figura 3.23 se presenta el termograma DSC para la inulina de jícama, se observa un pico endotérmico de forma atípica. Cualquier interpretación relacionada con una transición de tal naturaleza resultaría ambigua, a pesar de ello se puede afirmar lo siguiente.



**Figura 3.23.** Termograma DSC de inulina de jícama en comparación con los termogramas de inulinas estándar

La anchura del pico es el resultado de una distribución de pesos moleculares bastante amplia. El descenso en la línea base de 105 a 182 °C sugiere una transición vítrea cuya temperatura característica se ubicaría aproximadamente a 113 °C.

Estudios de las propiedades termofísicas en la inulina han demostrado que la temperatura de transición vítrea aparece desde 120 hasta 140 °C para inulina de aproximadamente 5 000 g/mol de peso molecular medio (Leyva et al., 2014, p. 5). En este sentido, la inulina obtenida a partir de jícama poseería un menor peso molecular.

El semipico cuyo mínimo aparece a 165 °C es señal de un proceso de fusión que se encuentra solapado con la desvitrificación. Es decir, las cadenas de fructanos más cortas comienzan a fundir cuando los fructanos de cadena larga en estado amorfo aún se encuentran en forma “sólida” (Ehrenstein et al., 2004, p. 30).

Para éste caso, el proceso de fusión comenzaría a aproximadamente a 113 °C y culminaría a 182 °C, con un mínimo relativo a 165 °C. La energía de fusión asociada sería de 23 J/g y el peso molecular medio se ubicaría desde 2 000 y hasta 4 000 g/mol. Los límites de la distribución de tamaños moleculares serían 6 y 33 unidades de fructosa ( Blecker et al., 2003, p. 222).

### **3.3.3 DETERMINACIÓN DE LA DISTRIBUCIÓN DE PESOS MOLECULARES EN EL EXTRACTO Y DEL PESO MOLECULAR MEDIO (PMM)**

#### **3.3.3.1 DETERMINACIÓN DE LA DISTRIBUCIÓN DE PESOS MOLECULARES**

La distribución de pesos moleculares a través del fraccionamiento en mezclas de etanol-agua fue determinada únicamente para el extracto de cabuya. Ya que el bajo rendimiento de fructanos con GPP de más de 10 unidades en el extracto de jícama imposibilita el fraccionamiento a través del método utilizado. Incluso fue necesario

incrementar la base inicial de tubérculo para obtener una cantidad representativa del extracto en polvo.

Mediante un proceso de precipitación diferencial en mezclas de etanol-agua, se separaron cuatro fracciones de fructanos. La masa de cada fracción y el peso molecular medio que le correspondería de acuerdo con el trabajo realizado por González (2013) se detallan en la Tabla 3.8.

**Tabla 3.8.** Distribución porcentual de las fracciones separadas por precipitación diferencial a partir del extracto de cabuya

Fracciones	Peso (g)	Porcentaje (%)	PMM** (g/mol)	GPP** (unidades)
Inulinas en el extracto concentrado	124,26*	100,00	----	----
Fracción 1 (0-20 % v/v)	7,3601	5,92	4 473	27
Fracción 2 (20-40 % v/v)	9,4553	7,61	2 933	18
Fracción 3 (40-60 % v/v)	52,6500	42,37	1 713	10
Fracción 4 (60-80 % v/v)	33,7656	27,17	1 070	6
Residuo	18,7246	15,07	577	3

\*Calculado a partir del volumen y la concentración

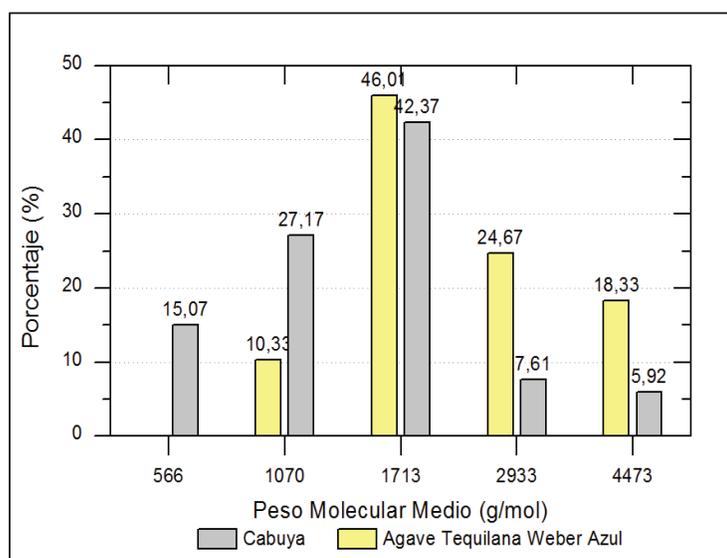
\*\* (González, 2013, p.70)

Se observa que el mayor porcentaje (42,37 %) de fructanos tendrían un PMM de 1 713 g/mol y le correspondería un GPP de 10 unidades de anhidro fructosa. Ésta fracción de polisacáridos precipitó con una mezcla de etanol-agua del 60 %. El 27,17 % se obtuvo en la fracción precipitada con una mezcla etanol-agua del 80 % v/v, la fracción 4 con un GPP de 6 unidades y PMM de 1 070 g/mol (Castellanos et al., 2012, p. 34).

Adicionalmente se obtuvieron dos fracciones de alto peso molecular, la primera representa el 5,92 % y precipitó con una mezcla etanol-agua del 20 %; la segunda representa el 7,61 % de los fructanos presentes en el extracto y precipitó con una mezcla etanol-agua del 40 %. El grado de polimerización promedio de estas fracciones es 27 y 18 unidades de fructosa respectivamente. Un residuo de

oligofructanos de bajo peso molecular se obtuvo al destilar la mezcla final, a esta fracción le correspondería un porcentaje de 16,68 % y un peso molecular aproximado del 577 g/mol (González, 2013, p. 70).

Las primeras tres fracciones que precipitaron con mezclas etanol- agua del 20, 40 y 60 % corresponderían a la fracción de fructanos cristalizables (GPP>10). Ésta representa un porcentaje acumulado de 55,90 %. La comparación con la distribución de tamaños obtenida por González (2013) para el agave Weber azul se presenta en la Figura 3.24.



**Figura 3.24.** Distribución porcentual de las fracciones de fructanos en función del Peso Molecular Medio (PMM) para la cabuya y el agave tequilero mexicano (González, 2013, p. 70)

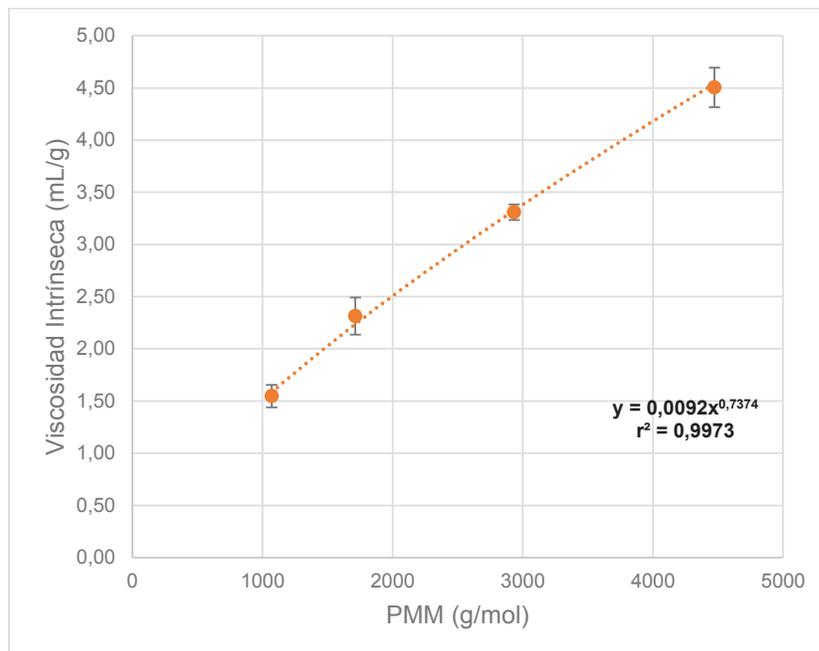
Se observa una tendencia similar para las dos distribuciones, con un máximo alrededor de 1 700 g/mol. Sin embargo, en el extracto de cabuya predominan los fructanos de cadena corta, con GGP de 3 a 10 unidades, y un PMM menor que 1 713 g/mol.

Esta discrepancia puede atribuirse a las diferencias en edad y especie. Por lo que se recomienda evaluar la cantidad de fructanos y el grado de polimerización promedio respecto del tiempo de vida de la planta según la morfotipo (González, 2013, p. 58).

### 3.3.3.2 DETERMINACIÓN DE LAS CONSTANTES DE MARK-HOUWINK

Con las cuatro fracciones de inulina separadas se desarrollaron ensayos de viscosimetría con el fin de determinar la viscosidad intrínseca necesaria para realizar el ajuste de la Ecuación 1.4 y obtener las constantes de Mark-Houwink.

El procedimiento para el cálculo de la viscosidad se presenta en el Anexo VI, mientras que el ajuste de la viscosidad intrínseca en función del peso molecular medio (PMM) se presenta en la Figura 3.25.



**Figura 3.25.** Ajuste potencial de la viscosidad intrínseca en función del peso molecular medio para determinar las constantes de Mark-Houwink para la inulina obtenida a partir del concentrado de cabuya

La relación entre la viscosidad intrínseca y el peso molecular sigue una tendencia potencial positiva con un coeficiente de correlación ( $r^2$ ) de 0,9769; esto quiere decir que a mayor peso molecular o longitud de cadena, la habilidad de la macromolécula para incrementar la viscosidad del medio crece en forma exponencial. De ahí se explicaría el uso de la inulina de medio y alto peso molecular para mejorar la estabilidad de mezclas y preparaciones en tecnología de alimentos (Franck, 2002, p. 290).

En la Tabla 3.9 se muestra las constantes de Mark-Houwink obtenidas para la inulina de cabuya.

**Tabla 3.9.** Parámetros de la ecuación de Mark-Houwink obtenidos para fracciones de inulina proveniente del extracto de cabuya en contraste con los coeficientes de amilosa y quitosano

Polisacárido	Disolvente	Temperatura (°C)	A	K (cm <sup>3</sup> /g)
Inulina	Agua	30	0,7241	0,01025
Quitosano*	0,1M CH <sub>3</sub> COOH; 0,2 M NaCl	25	0,930	0,00181
Amilosa*	Agua	20	0,680	0,13200

\*(American Polymer Standards Corporation, 2016; Vásquez y Vidal, 2011, p. 75)

Al compararlas con las constantes de otros polisacáridos de estructura similar como la amilosa y el quitosano, se aprecia que los coeficientes del término exponencial entre la inulina y la amilosa son similares. Por lo que, se podría afirmar que las constantes determinadas son confiables. La constante pre-exponencial (K) es 10 veces menor, sin embargo, ésta variación es normal puesto que también se da entre la amilosa y el quitosano (Vásquez y Vidal, 2011, p. 75).

Es necesario mencionar que existieron diferencias en las temperaturas de referencia, la poca solubilidad de la inulina a bajas temperaturas no permitió realizar ensayos a las mismas condiciones para obtener resultados más comparables.

### 3.3.3.3 DETERMINACIÓN DEL PESO MOLECULAR MEDIO (PMM)

El peso molecular medio en el extracto en polvo de cabuya fue obtenido a partir de la ecuación 1.5 de la sección 1.3.1 (Purificación) y los resultados del fraccionamiento del extracto.

La Tabla 3.10 muestra el peso molecular medio para el extracto en polvo obtenido a partir de la cabuya. Se observa que el valor obtenido guarda relación con el termograma DSC presentado en la sección anterior.

**Tabla 3.10.** Peso molecular medio de la inulina de cabuya

Fracciones	Peso (g)	Fracción en peso (Xi)	PMM (g/mol)	Xi* PMM (g/mol)
Fracción 1 (0-20 % v/v)	7,36	0,11	4 473,00	473,92
Fracción 2 (20-40 % v/v)	9,45	0,14	2 933,00	399,22
Fracción 3 (40-60 % v/v)	52,65	0,76	1 713,00	1 298,33
Total	69,46	1,00	---	2 171,49
PMM (g/mol)	2 171,49			

El peso molecular medio del extracto de jícama fue obtenido a partir de las constantes de Mark-Houwink y ensayos de viscosimetría. El procedimiento para el cálculo de los pesos moleculares se presenta en el Anexo VI.

En la Tabla 3.11 se muestran las viscosidades relativa, reducida y específica de varias soluciones diluidas de inulina de jícama, estos datos fueron necesarios para determinar la viscosidad intrínseca de las muestras y relacionarlas con el peso molecular medio.

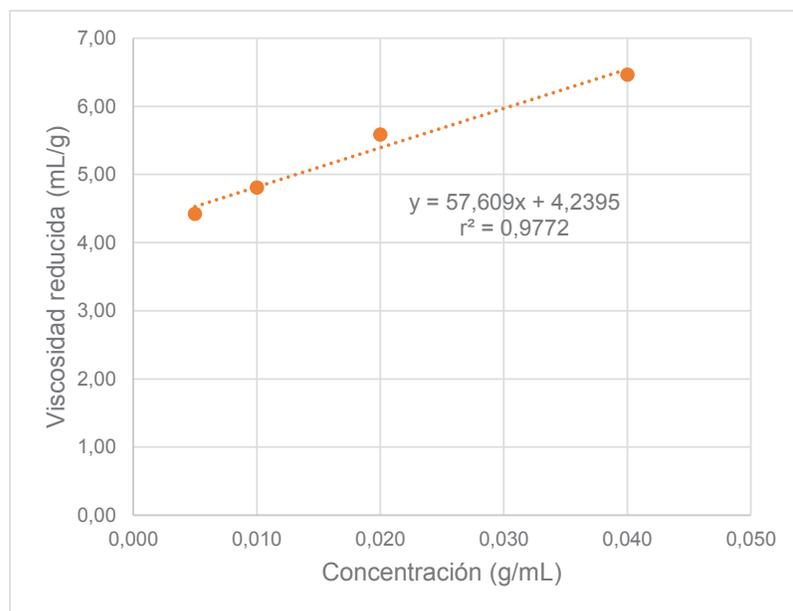
**Tabla 3.11.** Valores de viscosidades relativa, específica y reducida para disoluciones de inulina de jícama

Concentración (g/mL)	Tiempo (s)	Viscosidad Relativa	Viscosidad Específica	Viscosidad Reducida (mL/g)
<b>REPETICIÓN 1</b>				
0,005	528,1	1,0156	0,0156	3,1153
0,01	537,8	1,0342	0,0342	3,4230
0,02	561,0	1,0788	0,0788	3,9423
0,04	612,5	1,1779	0,1779	4,4471
<b>REPETICIÓN 2</b>				
0,005	528,5	1,0163	0,0163	3,2692
0,01	538,3	1,0352	0,0352	3,5192
0,02	559,6	1,0762	0,0762	3,8076
0,04	614,1	1,1810	0,1810	4,5240

**Tabla 3.11.** Valores de viscosidades relativa, específica y reducida para disoluciones de inulina de jícama (**continuación...**)

REPETICIÓN 3				
0,005	529,4	1,0181	0,0181	3,6153
0,01	538,3	1,0352	0,0352	3,5192
0,02	560,3	1,0775	0,0775	3,8750
0,04	613,0	1,1788	0,1788	4,4711

Un ejemplo de la extrapolación necesaria para determinar la viscosidad intrínseca (viscosidad reducida a dilución infinita) se muestra en la Figura 3.26, el corte de la recta con el eje de las ordenadas corresponde al valor buscado. Una vez obtenido el valor de la viscosidad intrínseca y con las constantes de Mark-Houwink ya determinadas, el peso molecular estaría completamente determinado. El procedimiento completo para la determinación del peso molecular medio del extracto de inulina a partir de jícama se encuentra detallado en el Anexo VI.



**Figura 3.26.** Representación gráfica del ajuste lineal para la determinación de la viscosidad intrínseca

En la Tabla 3.12 se muestran los resultados obtenidos para la viscosidad intrínseca y el peso molecular medio de la inulina de jícama. Las mediciones fueron tomadas por triplicado. El peso molecular medio determinado fue de 2 757 g/mol, el mismo que se encuentra dentro del rango de inulinas comerciales y se corresponde con las predicciones obtenidas por calorimetría diferencial de barrido.

**Tabla 3.12.** Peso molecular medio de la inulina de jícama

	<b>Repetición 1</b>	<b>Repetición 2</b>	<b>Repetición 3</b>
Viscosidad intrínseca (mL/g)	3,037	3,124	3,365
Peso Molecular Medio (g/mol)	2 591,24	2 694,31	2 986,00
Promedio	2 757,185 ± 204,75		
Peso Molecular Medio (g/mol)*	1 680-4 450		

\*Peso molecular de inulina comercial (Orafti, 2016)

A partir de los resultados obtenidos se concluye que la obtención de inulina y oligofruktanos a partir de raíces reservantes de jícama y meristemo de cabuya es una alternativa viable que puede aplicarse a escala industrial. Además, se dispondría de un suministro local de inulina que permitiría aprovechar sus propiedades tecnológicas, medicinales y nutracéuticas (Franck, 2002, pp. 287-291; Kaur y Gupta, 2002, pp. 704-711).

## 4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 4.1. CONCLUSIONES

- La cantidad de azúcares solubles extraídos a 80 °C, 130 rpm y 1:5 de relación sólido-líquido por 45 minutos para la jícama, cabuya, papa china y malanga fueron 14,0; 28,5; 4,5 y 5,0 % respectivamente. Por lo tanto, la materia prima con mayor contenido de fructanos solubles fue la cabuya.
- El rendimiento obtenido a partir de jícama a 0, 130 y 300 rpm fue de 11,7; 15,5 y 16,2 gramos de fructanos por cada 100 gramos de materia prima, respectivamente; al no presentarse diferencias significativas entre los tratamientos a 130 y 300 rpm se concluyó que la velocidad de agitación que presentó mejores rendimientos fue 130 rpm.
- El rendimiento obtenido a partir de cabuya a 0, 130 y 300 rpm fue de 28,5; 34,8 y 37,3 % gramos de fructanos por cada 100 gramos de materia prima, respectivamente. Por lo tanto, la velocidad de agitación que arrojó mejores rendimientos fue 300 rpm.
- El rendimiento de fructanos extraídos a partir de jícama se incrementó al aumentar la temperatura y la relación sólido-líquido. Ubicándose las mejores condiciones de extracción en 130 rpm, 75 °C y relación sólido-líquido de 1:5.
- El rendimiento de fructanos extraídos a partir de cabuya se incrementó al aumentar la temperatura y la relación sólido-líquido. Ubicándose las mejores condiciones de extracción en 300 rpm, 75 °C y relación sólido-líquido de 1:5.
- El gráfico coeficiente de difusividad efectiva en función de la temperatura presentó un cambio de pendiente a la temperatura de 60 °C, este cambio es típico y está relacionado con la resistencia a la transferencia de masa que

aporta la membrana celular en los procesos de difusión que involucran células vegetales vivas.

- La fracción de fructanos cristalizables del extracto de jícama representó el 6,71 % de los fructanos disueltos, esta misma fracción para el caso de la cabuya fue del 52,28 %. Por lo tanto, la jícama es una fuente de oligofructanos (azúcares bajos en calorías) y la cabuya una fuente de fructanos de cadena larga (inulina)
- Los espectros IR y termogramas DSC de los extractos de jícama y cabuya comparados con los de inulina estándar coinciden en sus bandas y picos característicos; por lo tanto, se concluye que los extractos en polvo recristalizados se trata de inulina.
- A partir de termogramas DSC y la distribución de pesos moleculares se determinó que el rango de GPP para la inulina de cabuya se ubicó entre 6 y 23 unidades de anhidro fructosa y el peso molecular medio (PMM) fue de 2 171 g/mol. Los mismos análisis determinaron que para la cabuya el rango de GPP para la inulina de jícama está comprendido entre 6 y 33 unidades de fructosa y el peso molecular medio del extracto fue de 2 757 g/mol.
- El rendimiento obtenido a las mejores condiciones después de 25 minutos de extracción fue 16,0 % para la jícama y 37,5 % para la cabuya con un tiempo de extracción de 90 minutos.

## 4.2. RECOMENDACIONES

- Ensayar la recuperación de oligofructanos a partir de extracto de jícama utilizando secado por aspersion en lugar de precipitación en mezclas de etanol-agua.
- Estudiar la producción de almidón y gluten a partir de malanga y papa china.
- Evaluar el efecto de la radiación microonda sobre el rendimiento de fructanos extraídos a partir de jícama. Puesto que el proceso de difusión es bastante rápido, la radiación microonda incrementaría el rendimiento de fructanos principalmente en valores bajos de temperatura y relaciones sólido-líquido.
- Evaluar el efecto radiación ultrasónica y/o campos eléctricos pulsados en el proceso de extracción de fructanos a partir de cabuya. En este caso tanto el tiempo como el rendimiento se verían afectados.
- Probar procedimientos adicionales de decoloración, entre los que se incluyen tratamiento con blanqueadores ( $H_2O_2$  y  $NaClO$ ), carbón activado y resinas de intercambio iónico.
- Implementar un pretratamiento para incrementar el tiempo de pos cosecha de las raíces tuberosas de jícama y minimizar la hidrólisis de los fructanos de cadena larga. El uso de radiación gama y/o radiación UV con lámparas de xenón podría simular la hidrólisis causada por exposición a la radiación solar.
- Evaluar la cantidad de fructanos y el grado de polimerización promedio respecto del tiempo de vida de la cabuya.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Agrovida. (2016). Primer Simposio Nacional: Agave, Cultivo y Perspectivas de Industrialización en Ecuador. Recuperado de <http://www.agrovidaecuador.com/single-post/2016/05/02/Primer-Simposio-Nacional-Agave-Cultivo-y-Perspectivas-de-Industrialización-en-Ecuador> (Diciembre, 2016)
2. Ambuludí, M. (2014). *Implementación de un destilador simple para la obtención de etanol a partir del penco azul (Agave americana) para la planta de alimentos del campus Juan Lunardi Paute*. Recuperado de <http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/7479>
3. American Polymer Standars Corporation. (2016). Mark-Houwink Parameters for Polymers. Recuperado de <http://www.ampolymer.com/Mark-HouwinkParameters.html> (Diciembre, 2016)
5. Arango, O., Cuarán, I., & Fajardo, J. (2008). Extracción, Cristalización, y caracterización de inulina a partir de yacón ( *Smallanthus sonchifolius* ( Poepp . & Endl .) para su utilización en la industria alimentaria y farmacéutica. *Scielo*, 8, 6–20. Recuperado de <https://doaj.org/article/13ba9606d9fb456fa823c54f577fbd8> (Diciembre, 2016)
6. Banco Central del Ecuador. (2016). Importaciones y Exportaciones BCE. Recuperado 23 de julio de 2016, a partir de <http://sinagap.agricultura.gob.ec/importaciones-y-exportaciones-bce> (Diciembre, 2016)
6. Barros, F. (2012). *Hidrólisis enzimática del almidón residual en extractos líquidos de camote (ipomoea batatas l.), para elaboración de miel y estudio de sus propiedades funcionales* (Proyecto de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero Agroindustrial) Recuperado de <http://bibdigital.epn.edu.ec/handle/15000/5149> (Diciembre, 2016)

7. Benítez, I., Pérez, A., Álvarez, R., Collado, O., & González, Y. (2015). Perspectivas de la producción de inulina a partir de la tuna (*Opuntia ficus-indica*). *Tecnología Química*, 35(2), 181–192. Recuperado de <http://scielo.sld.cu/pdf/rtq/v35n2/rtq05215.pdf> (Diciembre, 2016)
8. Blecker, C., Chevalier, J., Fougnes, C., Van Herck, J., Deroanne, C., & Paquot, M. (2003). Characterisation of different inulin samples by dsc Influence of polymerisation degree on melting temperature. *Journal of Thermal Analysis and Calorimetry*, 71, 215–224. doi:10.1023/A:1022238905962
9. Brown, M. (2001). *Introduction to Thermal Analysis: Techniques and Applications* (2nd ed., Vol. 1). Springer.
10. Campos, M., Cotrina, L., & Guzmán R, B. (2013). Extracción y caracterización de la inulina presente en los tubérculos de la Dahlia spp. *Revista del Instituto de Investigación de la Facultad de Ingeniería Geológica, Minera, Metalúrgica y Geográfica*, 16(31), 81–85. Recuperado de <http://revistasinvestigacion.unmsm.edu.pe/index.php/iigeo/article/view/11283/10120> (Diciembre, 2016)
11. Castellanos, N., Rodríguez, M., De Alba, P., Martínez, L., Gutiérrez, F, y Arias, C. (2012). Optimización de los procesos de extracción y fraccionamiento por grado de polimerización de fructanos, obtenidos a partir de *Agave tequilana* weber var. azul, para la obtención de prebióticos. *Gayana - Botánica*, 69(SPL. 1), 31–39. Recuperado de [http://www2.udec.cl/~gvalencia/pdf/GB2012\\_69\\_ne\\_Castellanos\\_Perez\\_etal.pdf](http://www2.udec.cl/~gvalencia/pdf/GB2012_69_ne_Castellanos_Perez_etal.pdf) (Diciembre, 2016)
12. Crank, J. (1975). *The mathematics of diffusion* (2da. ed.). England. J. W. Arrowsmith Ltd. Bristol.
13. Cuadrado, L. (2004). Estudio bromatológico y fitoquímico de la jicama (*Smallanthus sonchifolia*) para determinar el tiempo óptimo de cosecha. Recuperado de <http://repositorio.iniap.gob.ec/handle/41000/475> (Diciembre, 2016)

14. Ehrenstein, G., Riedel, G., & Trawiel, P. (2004). *Thermal Analysis of Plastics*. *Journal of Chemical Education* (Vol. 85). doi:10.3139/9783446434141
15. Evert, R., & Eichhorn, S. (2006). *Esau's Plant Anatomy: Meristems, Cells, and Tissues of the Plant Body: Their Structure, Function, and Development* (3ra. ed.). Wiley. Recuperado de <https://books.google.es/books?id=0DhEBA5xgbkC> (Diciembre, 2016)
16. Fogler, H. (2008). *Elementos de ingeniería de las reacciones químicas*(4ta ed.). México.
17. Franck, A. (2002). Technological functionality of inulin and oligofructose. *The British journal of Nutrition*, 87(S2), S287–S291. doi:10.1079/BJNBJN/2002550
18. Franck, A., & De Leenheer, L. (2005). Inulin. *Biopolymers Online*, 6, 439–448. Recuperado de [https://application.wiley-vch.de/books/biopoly/pdf\\_v06/bpol6014\\_439\\_448.pdf](https://application.wiley-vch.de/books/biopoly/pdf_v06/bpol6014_439_448.pdf) (Diciembre, 2016)
19. Fuertes, M. (2014). *Extracción y cuantificación de inulina a partir de ajo*. (Proyecto de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero Químico) Recuperado de <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/2868> (T-UCE-0017-77) (Diciembre, 2016)
20. Geankopolis, C. (2003). *Procesos de Transporte y Operaciones Unitarias* (3ra. ed.). México: Continental S.A.
21. González, L. (2013). *Obtención de los nutraceuticos presentes en la piña de agave tequilero mediante dilución diferencial*. (Proyecto de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero en Alimentos) Recuperado de <http://tesis.ipn.mx/bitstream/handle/123456789/12386.pdf> (Diciembre, 2016)
22. INEN. (1986). *Reactivos para análisis. Almidón soluble (para iodometría)*. *Métodos de ensayo*. Recuperado de <http://law.resource.org/pub/ec/ibr/ec.nte.1459.1986.pdf> (Diciembre, 2016)

23. INEN. (1990). *Melazas Determinación de la densidad de grados brix*. Recuperado de <http://law.resource.org/pub/ec/ibr/ec.nte.0273.1990.pdf> (Diciembre, 2016)
24. INEN. (2014). *Plásticos. Determinación de la viscosidad de polímeros en solución diluida mediante viscosímetros capilares. Parte 1: Principios generales*. Recuperado de [http://www.normalizacion.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2014/EXTRACTO\\_2014/AOC/nte\\_inen\\_iso\\_1628-5extracto.pdf](http://www.normalizacion.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2014/EXTRACTO_2014/AOC/nte_inen_iso_1628-5extracto.pdf) (Diciembre, 2016)
25. Jemai, A., & Vorobiev, E. (2002). Effect of moderate electric field pulses on the diffusion coefficient of soluble substances from apple slices. *International Journal of Food Science and Technology*, 37(1), 73–86. doi:10.1046/j.1365-2621.2002.00516.x
26. Jurado, S., y Sarzosa, S. (2009). *Estudio de la cadena agroindustrial de la cabuya en la producción de miel y licor de cabuya* (Proyecto de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero Agroindustrial). Recuperado de <http://bibdigital.epn.edu.ec/handle/15000/1693> (Diciembre, 2016)
27. Kaur, N., & Gupta, A. (2002). Applications of inulin and oligofructose in health and nutrition. *Journal of biosciences*, 27(7), 703–714. doi:10.1007/BF02708379
28. Larkin, P. (2011). *Infrared and raman spectroscopy: principles and spectral interpretation*. Elsevier.
29. Lebot, V. (2010). Tropical root and tuber crops. *Soil, plant growth and crop production*, 2. Recuperado de <http://www.eolss.net/sample-chapters/c10/e1-05a-24-00.pdf> (Diciembre, 2016)
30. Leyva, C., López, A., Alvarez, C., & Pérez, J. (2014). Physical Properties of Inulin and Technological Applications, 1–22. doi:10.1007/978-3-319-03751-6
31. Li, H., Zhu, H., Qiao, J., Du, J., & Zhang, H. (2012). Optimization of the main

- liming process for inulin crude extract from Jerusalem artichoke tubers. *Frontiers of Chemical Science and Engineering*, 6(3), 348–355. doi:10.1007/s11705-012-1295-0
32. Loginova, K. V., Shynkaryk, M. V., Lebovka, N. I., & Vorobiev, E. (2010). Acceleration of soluble matter extraction from chicory with pulsed electric fields. *Journal of Food Engineering*, 96(3), 374–379. doi:10.1016/j.jfoodeng.2009.08.009
33. Loginova, K. V., Vorobiev, E., Bals, O., & Lebovka, N. I. (2011). Pilot study of countercurrent cold and mild heat extraction of sugar from sugar beets, assisted by pulsed electric fields. *Journal of Food Engineering*, 102(4), 340–347. doi:10.1016/j.jfoodeng.2010.09.010
34. Lozada, A. (2005). *Producción del cultivo de papa china (colocasia esculenta) utilizando dos métodos de propagación asexual bajo cuatro niveles de fertilización orgánica* (Proyecto de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero Agrónomo). Recuperado de [http://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/5423/4/T-ESPE-IASA I-002856.pdf](http://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/5423/4/T-ESPE-IASA-I-002856.pdf) (Diciembre, 2016)
35. Luengo, E. y Ferreira, I. (2011). *La dieta como concepto terapéutico. Conceptos de alimento funcional y de nutraceutico. Situación actual de los alimentos funcionales y nutraceuticos. Aspectos legales*. Recuperado de <http://secardiologia.es/images/publicaciones/libros/2007-sec-monografia-nutraceuticos.pdf> (Diciembre, 2016)
36. Luque, J., & Luque, M. (2003). Ultrasound: A powerful tool for leaching. *TrAC - Trends in Analytical Chemistry*, 22(1), 41–47. doi:10.1016/S0165-9936(03)00102-X
37. McCabe, W., Smith, J., & Harriot, P. (2007). *Operaciones Unitarias en Ingeniería Química (7ma. ed.)*. México: McGraw-hill.
38. Milani, E., Koocheki, A., & Golimovahhed, Q. A. (2011). Extraction of inulin from Burdock root (*Arctium lappa*) using high intensity ultrasound. *International*

*Journal of Food Science and Technology*, 46(8), 1699–1704.  
doi:10.1111/j.1365-2621.2011.02673.x

39. Moreno, L. (1996). La portentosa Jícama : azúcar vegetal, inasimilable indicada para personas afectadas de diabetes, triglicéridos, obesidad o sobrepeso. *Sarance Revista del Instituto Otavaleño de Antropología*, 28, 145–153. Recuperado de [http://repositorio.flacsoandes.edu.ec/handle/10469/5646#.V5OVZ\\_nhDIU](http://repositorio.flacsoandes.edu.ec/handle/10469/5646#.V5OVZ_nhDIU) (Diciembre, 2016)
40. Moser, M., Sentko, A., & Alexiou, H. (2015). *Inulin and health benefits. Polysaccharides*. doi:10.1007/978-3-319-16298-0
41. Moya, A., Paz, O., Joó, L., Gutiérrez, E., Rodríguez, Z., y Cádiz, A. (2000). Estabilización de la albúmina con caprilato de sodio durante su obtención y pasteurización. *VacciMonitor*, 10–15. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=203415535002> (Diciembre, 2016)
42. Nelson, D., & Cox, M. (2004). *Principios de Bioquímica* (Cuarta). Freeman.
43. Olvera, C., Castillo, E., & López, A. (2007). Fructosiltransferasas, fructanas y fructosa. *Biotecnología*, 14, 327–346. Recuperado de [http://www.ibt.unam.mx/computo/pdfs/libro\\_25\\_aniv/capitulo\\_29.pdf](http://www.ibt.unam.mx/computo/pdfs/libro_25_aniv/capitulo_29.pdf) (Diciembre, 2016)
44. Oquendo, J. (2015, marzo 11). “Jícama”, una raíz sabrosa y medicinal a su alcance. *El diario FICAYA emprende*, pp. 10–11. Quito. Recuperado de <http://www.utn.edu.ec/ficayaemprende/2015n04/?p=16> (Diciembre, 2016)
45. Orafti. (2016). Hoja de especificaciones Beneo GR. doi:Doc.CHA4-03-06-06.doc
46. Pacheco, L., Paredes A, P., y Pisculla, R. (2009). *Proyecto de inversión para la exportación del producto agrícola no tradicional malanga hacia el mercado español*. Escuela Superior Politécnica del Litoral (Proyecto de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero Comercial). Recuperado de

<http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/2868> (T-UCE-0017-77)  
(Diciembre, 2016)

47. Panchev, I., Delchev, N., Kovacheva, D., & Slavov, A. (2011). Physicochemical characteristics of inulins obtained from Jerusalem artichoke (*Helianthus tuberosus* L.). *European Food Research and Technology*, 233(5), 889–896. doi:10.1007/s00217-011-1584-8
48. Pardo, O. (2005). El agave americano (*Agave americana* L.): uso alimentario en el Perú. *Chloris Chilensis*, 2. Recuperado de <http://www.chlorischile.cl> (Diciembre, 2016)
49. Rodríguez, K., y Arteaga, I. (2015). *Bondades Medicinales de la Jícama (Smallanthus Sonchifolius)-Revisión Bibliográfica* (Proyecto de titulación previo a la obtención del título de Licenciada en Enfermería) Recuperado de <http://repositorio.utn.edu.ec/handle/123456789/4564> (Diciembre, 2016)
50. Ruiz, R., Martínez, C., & Vizcarra, M. (2011). Modelado de extracción convencional y asistida con ultrasonido de materiales que contienen aceite. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*, 8(3), 387–399. Recuperado de [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1665-27382011000300005&lng=es&nrm=iso%3E](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1665-27382011000300005&lng=es&nrm=iso%3E) (Diciembre, 2016)
51. Saengkanuk, A., Nuchadomrong, S., Jogloy, S., Patanothai, A., & Srijaranai, S. (2011). A simplified spectrophotometric method for the determination of inulin in Jerusalem artichoke (*Helianthus tuberosus* L.) tubers. *European Food Research and Technology*, 233(4), 609–616. doi:10.1007/s00217-011-1552-3
52. Saengthongpinit, W., & Sajjaanantakul, T. (2005). Influence of harvest time and storage temperature on characteristics of inulin from Jerusalem artichoke (*Helianthus tuberosus* L.) tubers. *Postharvest Biology and Technology*, 37(1), 93–100. doi:10.1016/j.postharvbio.2005.03.004
53. Sahiner, N., & Sagbas, S. (2014). Multifunctional tunable p(inulin) microgels. *Materials Science and Engineering C*, 40, 366–372.

doi:10.1016/j.msec.2014.04.028

54. Salinas, J., Peñarrieta, M., Mollinedo, P., & Vila, J. (2011). Identificación de un fructuooligosacarido en la especie *smallanthus sonchifolia*. *Revista Boliviana de Química*, 28(2), 119–123. Recuperado de [http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0250-54602011000200012](http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0250-54602011000200012) (Diciembre, 2016)
55. Sensus, D., & Blaauwhoed, J. (2009). Inulin. *Handbook of hydrocolloids*, 830. doi:doi:10.1094/1891127381.toc
56. Skoog, D. A. (2004). *Fundamentals of Analytical Chemistry* (8th Editio). Brooks/Cole.
57. Soria, A., Ruiz, L., Ramos, L., & Sanz, L. (2014). Microwave-Asisted Extraction of Polysaccharides, 1–18. doi:10.1007/978-3-319-03751-6
58. Trade map. (2016). Lista de los importadores y exportadores de inulina a nivel mundial. Recuperado 23 de julio de 2016, a partir de [http://www.trademap.org/Country\\_SelProductCountry.aspx](http://www.trademap.org/Country_SelProductCountry.aspx) (Diciembre, 2016)
59. Traub, A. J. (2014). Achicoria: Precursora de la inulina. Recuperado 23 de julio de 2016, a partir de [http://www.odepa.cl/wp-content/files\\_mf/1406041829Inulina201407.pdf](http://www.odepa.cl/wp-content/files_mf/1406041829Inulina201407.pdf) (Diciembre, 2016)
60. Vásquez, J., y Vidal, M. (2011). *Caracterización y alternativa de uso de una película biodegradable de quitosano a partir de la extracción de quitina de langostino (Pleuoncodes planipes) para la industria de alimentos* (Proyecto de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero en Alimentos) Recuperado de <http://ri.ues.edu.sv/2099/1> (Diciembre, 2016)
61. Vinatoru, M. (2001). An overview of the ultrasonically assisted extraction of bioactive principles from herbs. *Ultrasonics Sonochemistry*, 8(3), 303–313. doi:10.1016/S1350-4177(01)00071-2

## **ANEXOS**

## ANEXO I

### ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LA SELECCIÓN DE LA MATERIA PRIMA

La materia prima se seleccionó de acuerdo con el contenido de sólidos disueltos, para ello, se realizó una extracción a 100 g de tubérculo rebanado en 500 mL de agua a 80°C por 45 minutos y agitación de 130 rpm para los cuatro tipos de materia prima. Al finalizar los 45 minutos se midió la concentración en grados brix con base en la norma INEN 273 “*Melazas. Determinación de la densidad de grados brix*” (INEN, 1990).

El análisis de varianza de estas mediciones (Tabla AI.1) se presenta en la Tabla AI.2, Tabla AI.3 y en la Figura AI.1. Dicho análisis fue realizado en el programa STATGRAPHICS Centurion XVI.I y sirvió para seleccionar a la jícama y a la cabuya como las materia primas con mayor contenido de fructanos solubles.

**Tabla AI.1.** Concentración de fructanos disueltos en el extracto en función del tipo de materia prima: jícama, cabuya, malanga y papa china

Repetición	Concentración (grados brix)			
	Papa china	Malanga	Jícama	Cabuya
1	0,7	1,0	3,3	6.1
2	0,9	0,9	2,5	5,7
3	1,0	1,0	2,7	5,3

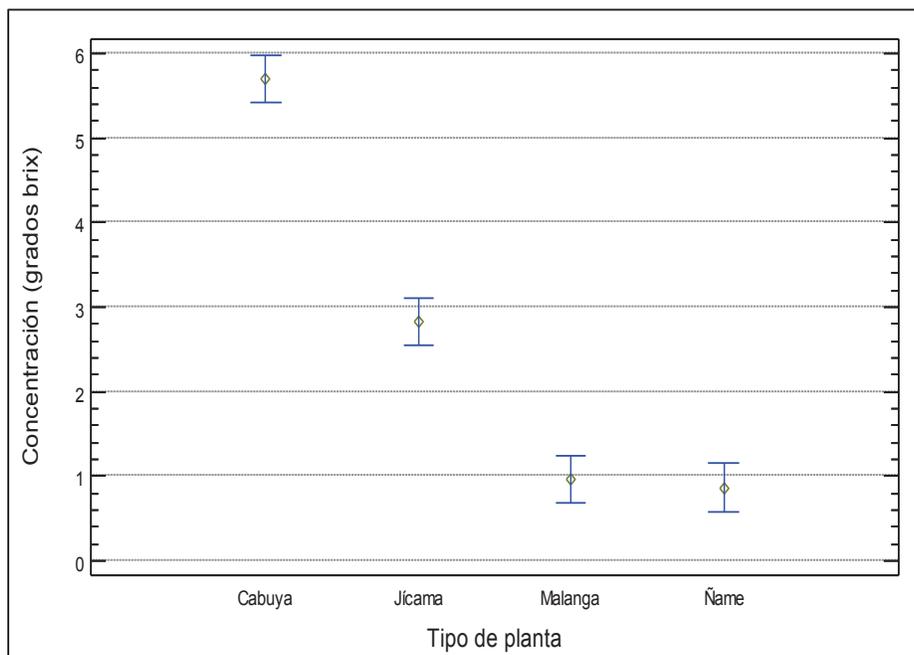
**Tabla AI.2.** ANOVA correspondiente a la concentración de fructanos en función del tipo de materia prima utilizada

Fuente	Suma de Cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	46,0092	3	15,3364	170,40	0,0000
Intra grupos	0,72	8	0,09	---	---
Total (Corregido)	46,7292	11	---	---	---

**Tabla AI.3.** Prueba de múltiples rangos correspondiente a la concentración de fructanos en función del tipo de materia prima utilizada

Tipo de planta	Repeticiones	Media	
Papa china	3	0,8	
Malanga	3	0,9	
Jicama	3	2,8	
Cabuya	3	5,7	
Contraste	Significancia	Diferencia	+/- Límites
Cabuya - Jicama	*	2,8	0,5
Cabuya - Malanga	*	4,7	0,5
Cabuya - Papa china	*	4,8	0,5
Jícama - Malanga	*	1,8	0,5
Jícama - Papa china	*	1,9	0,5
Malanga - Papa china		0,1	0,5

\* Indica una diferencia significativa



**Figura AI.1.** Análisis de medias correspondiente a la concentración de fructanos en función del tipo de materia prima, método LSD con el 95 % de confianza

**ANEXO II**

**ANÁLISIS DE VARIANZA: DETERMINACIÓN DE LA MEJOR VELOCIDAD DE AGITACIÓN PARA CADA PLANTA SELECCIONADA**

La concentración de fructanos disueltos y el tiempo de extracción medidos experimentalmente en cada uno de los tratamientos ensayados fueron utilizados para determinar la mejor velocidad de agitación (Fuentes, 2014, p. 65; Benítez et al., 2015, p. 184).

En la Tabla AII.1 se presentan las mediciones de tiempo y concentración realizadas para la extracción de fructanos a partir de jícama.

**Tabla AII.1.** Tiempo de extracción y concentración de fructanos obtenidos a partir de jícama a 80 °C con una relación sólido-líquido 1:5 para velocidades de agitación de 0, 130 y 300 rpm

Velocidad de agitación (rpm)	Concentración (grados brix)			Tiempo (min)		
	0	130	300	0	130	300
Repetición 1	2,3	2,9	3,1	40	25	20
Repetición 2	2,4	3,1	3,3	45	20	25
Repetición 3	2,3	3,3	3,3	45	25	25

Con los tiempos de la Tabla AII.1 se realizó el análisis de varianza cuyos resultados se muestran en la Tabla AII.2, Tabla AII.3 y en la Figura AII.1.

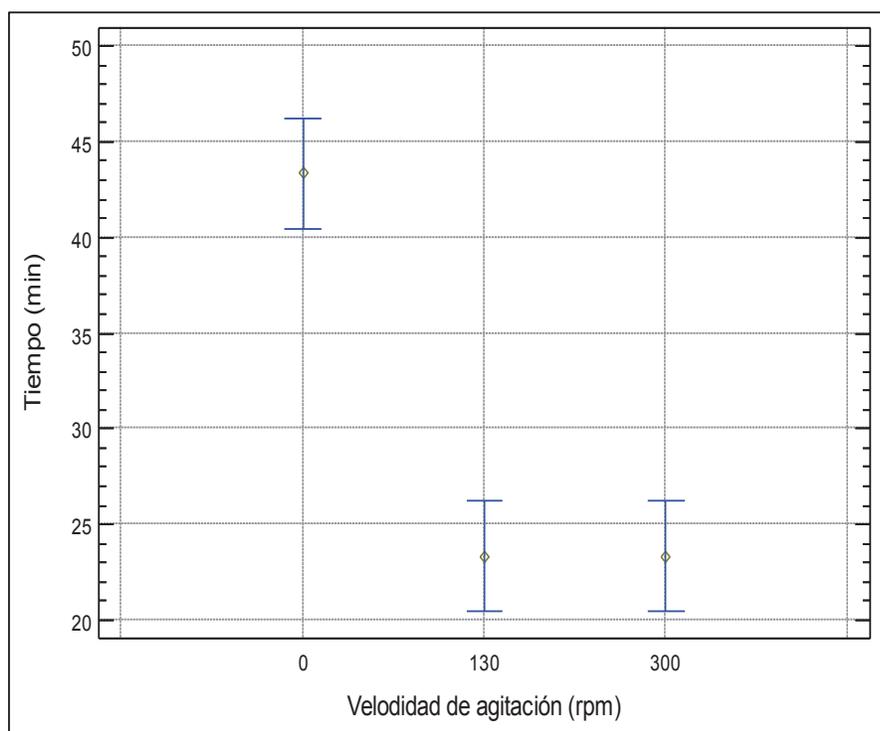
**Tabla AII.2.** ANOVA correspondiente al tiempo de extracción en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos de JÍCAMA

Fuente	Suma de Cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	800,0	2	400,0	48,00	0,0002
Intra grupos	50,0	6	8,3	---	---
Total (Corregido)	850,0	8	---	---	---

**Tabla AII.3.** Prueba de múltiples rangos correspondiente al tiempo de extracción en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos de jícama

Nivel	Repeticiones	Media	
130	3	23,3	
300	3	23,3	
0	3	43,3	
Contraste	Significancia	Diferencia	+/- Límites
0 - 130	*	20,0	5,7
0 - 300	*	20,0	5,7
130 - 300		0,0	5,7

\*Indica una diferencia significativa



**Figura AII.1.** Análisis de medias correspondiente al tiempo en función de la velocidad de agitación del sistema, método de LSD con el 95 % de confianza para la extracción de fructanos de jícama

A partir de los datos de concentración de la Tabla AII.1 y con la Ecuación AII.1 (Benítez et al., 2015, p. 184), se calculó el rendimiento de fructanos disueltos que se muestran en la Tabla AII.4.

$$\text{Rendimiento} = \frac{C \left[ \frac{\text{g fructanos}}{100 \text{ mL}} \right] \times V[\text{mL}]}{M [\text{g materia prima}]} \quad (\text{AII.1})$$

Donde

- C* Concentración (g/mL)  
*V* Volumen del extracto (mL)  
*M* Masa de la materia prima (g)

**Tabla AII.4.** Rendimiento de fructanos a partir de jícama obtenido a 80 °C con una relación sólido-líquido 1:5 para velocidades de agitación de 0, 130 y 300 rpm

Velocidad de agitación (rpm)	Rendimiento (%)		
	0	130	300
Repetición 1	11,5	14,5	15,5
Repetición 2	12,0	15,5	16,5
Repetición 3	11,5	16,5	16,5

Con el rendimiento obtenido, se realizó el análisis de varianza cuyos resultados se muestran en la Tabla AII.5, Tabla AII.6 y en la Figura AII.2.

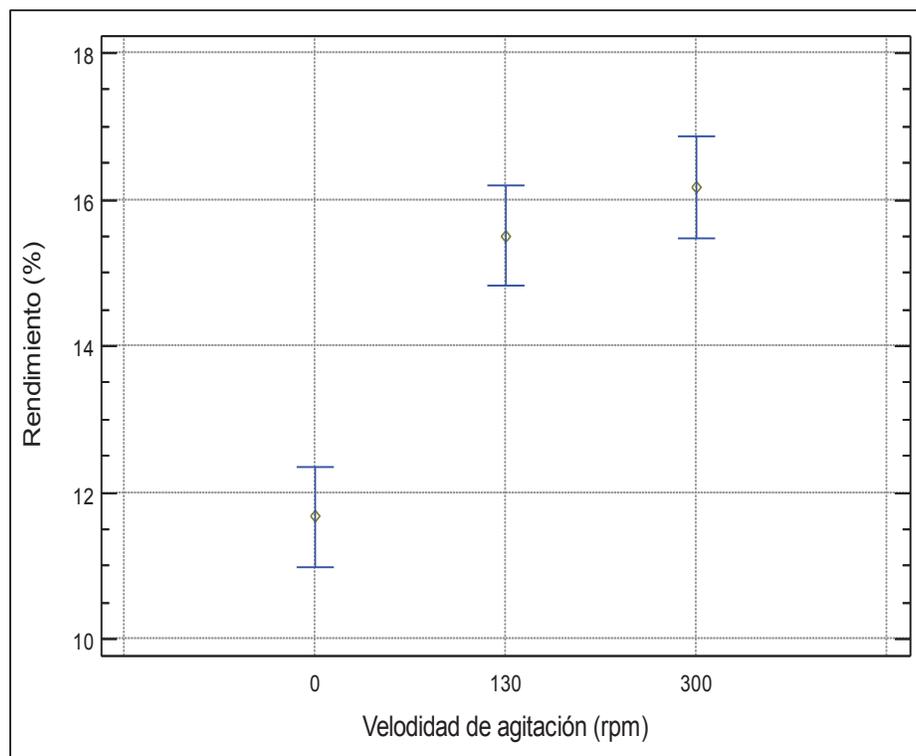
**Tabla AII.5.** ANOVA correspondiente al rendimiento de fructanos en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos de jícama

Fuente	Suma de Cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	35,3	2	17,7	37,47	0,0004
Intra grupos	2,8	6	0,4	---	---
Total (Corregido)	38,2	8	---	---	---

**Tabla AII.6.** Prueba de múltiples rangos al rendimiento de fructanos en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos de jícama

Nivel	Repeticiones	Media	
0	3	11,7	
130	3	15,5	
300	3	16,2	
Contraste	Significancia	Diferencia	+/- Límites
0 - 130	*	-3,8	1,3
0 - 300	*	-4,5	1,3
130 - 300		-0,7	1,3

\* Indica una diferencia significativa



**Figura AII.2.** Análisis de medias correspondiente al rendimiento de fructanos en función de la velocidad de agitación del sistema, método de LSD con el 95 % de confianza para la extracción de fructanos de jícama

A partir de los datos de la Tabla AII.7, Tabla AII.8 y con el mismo procedimiento seguido para el caso de la jícama, se obtuvieron los análisis de varianza para el tiempo y el rendimiento en función de la velocidad de agitación para la extracción de fructanos a partir de cabuya. Los resultados se muestran a partir de la Tabla AIII.7 y la Figura AII.3.

**Tabla AII.7.** Tiempo de extracción y concentración de fructanos a partir de cabuya obtenidos a 80 °C con una relación sólido-líquido 1:5 para velocidades de agitación de 0, 130 y 300 rpm

Velocidad de agitación (rpm)	Concentración (grados brix)			Tiempo (min)*		
	0	130	300	0	130	300
Repetición 1	5,7	7,0	7,5	120	25	11
Repetición 2	5,8	7,0	7,4	120	25	12
Repetición 3	5,6	6,9	7,5	120	25	12

**Tabla AII.8.** Rendimiento de fructanos a partir de cabuya obtenido a 80 °C con una relación sólido-líquido 1:5 para velocidades de agitación de 0, 130 y 300 rpm

Velocidad de agitación (rpm)	Rendimiento (%)		
	0	130	300
Repetición 1	28,5	35,0	37,5
Repetición 2	29,0	35,0	37,0
Repetición 3	28,0	34,5	37,5

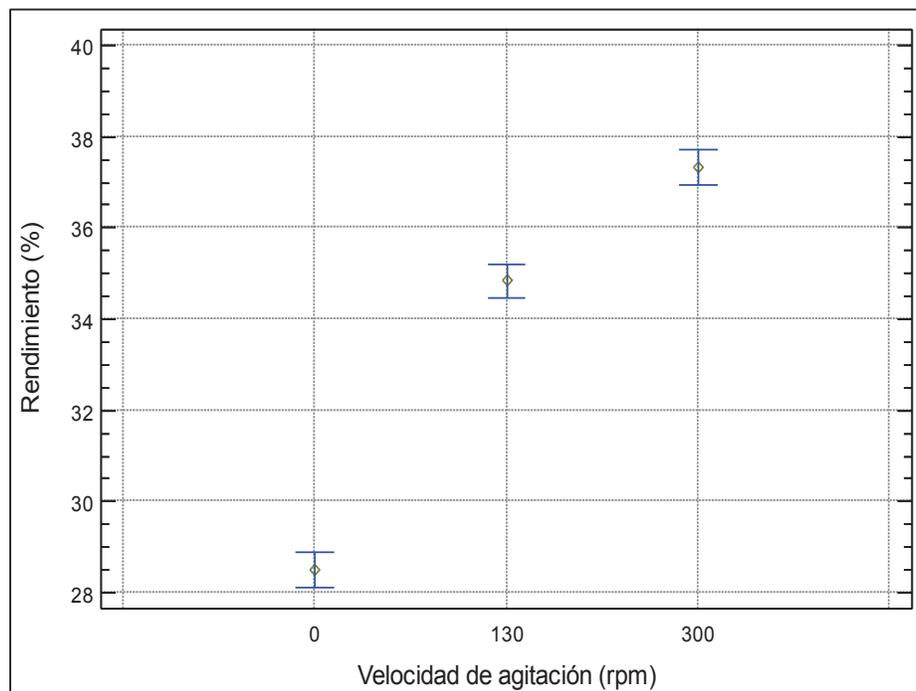
**Tabla AII.9.** ANOVA correspondiente al rendimiento de fructanos en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos a partir de cabuya

Fuente	Suma de Cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	124,3	2	62,2	447,8	0,0000
Intra grupos	0,8	6	0,1	---	---
Total (Corregido)	125,2	8	---	---	---

**Tabla AII.10.** Prueba de múltiples rangos al rendimiento de fructanos en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos a partir de cabuya

Nivel	Repeticiones	Media	
0	3	28,5	
130	3	34,8	
300	3	37,3	
Contraste	Significancia	Diferencia	+/- Límites
0 - 130	*	-6,3	0,7
0 - 300	*	-8,8	0,7
130 - 300	*	-2,5	0,7

\* Indica una diferencia significativa



**Figura AII.3.** Análisis de medias correspondiente al rendimiento de fructanos en función de la velocidad de agitación del sistema, método de LSD con el 95 % de confianza para la extracción de fructanos a partir de cabuya

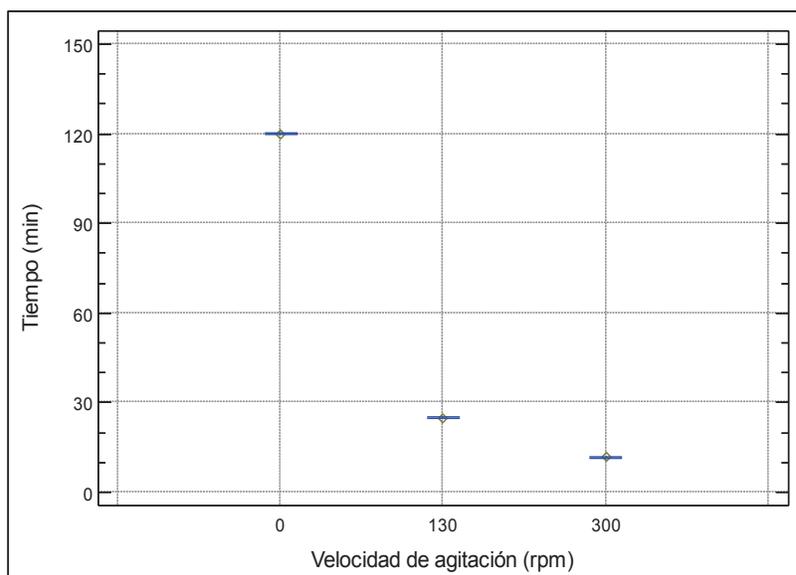
**Tabla AII.11.** ANOVA correspondiente al tiempo de extracción en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos a partir de cabuya

Fuente	Suma de Cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	20938,9	2	10469,4	94225,0	0,0000
Intra grupos	0,6	6	0,1	---	---
Total (Corregido)	20939,6	8	---	---	---

**Tabla AII.12.** Prueba de múltiples rangos correspondiente al tiempo de extracción en función de la velocidad de agitación del sistema para la extracción de fructanos a partir de cabuya

Nivel	Repeticiones	Media	
300	3	11,6	
130	3	25,0	
0	3	120,0	
Contraste	Significancia	Diferencia	+/- Límites
0 - 130	*	95,0	0,6
0 - 300	*	108,3	0,6
130 - 300	*	13,3	0,6

\* Indica una diferencia significativa



**Figura AII.4.** Análisis de medias correspondiente al tiempo en función de la velocidad de agitación del sistema, método de LSD con el 95 % de confianza para la extracción de fructanos a partir de cabuya

**ANEXO III**

**ANÁLISIS DE VARIANZA: DETERMINACIÓN DE LA  
TEMPERATURA Y RELACIÓN SÓLIDO-LÍQUIDO QUE  
PERMITAN UN MAYOR RENDIMIENTO DE FRUCTANOS PARA  
LAS PLANTAS SELECCIONADAS**

La concentración de fructanos disueltos medidos experimentalmente en cada uno de los tratamientos ensayados fue utilizada para determinar la temperatura y relación sólido-líquido que permitieron obtener los mejores resultados para el rendimiento.

En la Tabla AIII.1 se presentan las mediciones de concentración para la extracción de fructanos a partir de jícama.

**Tabla AIII.1.** Concentración de fructanos en función de la relación sólido-líquido y la temperatura para la extracción de inulina a partir de jícama

Velocidad de agitación (rpm)	Temperatura (°C)	Relación S-L	Concentración (grados brix)	
			Repetición 1	Repetición 2
130	40	2	2,2	2,3
		3	2,3	2,5
		5	2,3	2,4
	60	2	3,7	3,8
		3	3,8	3,5
		5	3,2	3,0
	80	2	4,0	4,1
		3	3,9	4,0
		5	3,1	3,3

A partir de las concentraciones anteriores y la Ecuación All.1 se calculó el rendimiento. Los resultados se muestran en la Tabla AIII.2

**Tabla AIII.2.** Rendimiento de fructanos en función de la relación sólido-líquido y la temperatura para la extracción de inulina a partir de jícama

Velocidad de agitación (rpm)	Temperatura (°C)	Relación S-L	Rendimiento (%) (g sólidos disueltos /g muestra)*100	
			Repetición 1	Repetición 2
130	40	2	4,40	4,60
		3	6,90	7,50
		5	11,50	12,00
	60	2	7,40	7,60
		3	11,40	10,50
		5	16,00	15,00
	80	2	8,00	8,20
		3	11,68	11,98
		5	15,50	16,50

Los resultados del análisis de varianza correspondiente se muestran en la Tabla AIII.3.

**Tabla AIII.3.** Análisis de varianza del rendimiento de fructanos en función de la temperatura y relación sólido-líquido para la extracción de fructanos a partir de jícama

Fuente	Suma de Cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
A:Temperatura	51,6	1	51,6	262,53	0,0000
B:Relación S-L	178,6	1	178,6	907,91	0,0000
AA	8,0	1	8,0	40,99	0,0000
AB	0,1	1	0,1	0,60	0,4549
BB	2,0	1	2,0	10,19	0,0077
Error total	2,3	12	0,1	---	---
Total (Corregido)	242,3	17	---	---	---

El mismo procedimiento fue utilizado para determinar las condiciones de extracción de fructanos a partir de cabuya. Las concentraciones y los rendimientos obtenidos se presentan en la Tabla AIII.4 y Tabla AIII.5 respectivamente.

**Tabla AIII.4.** Concentración de fructanos en función de la relación sólido-líquido y la temperatura para la extracción de inulina a partir de cabuya

Velocidad de agitación (rpm)	Temperatura (°C)	Relación S-L	Concentración (grados brix)	
			Repetición 1	Repetición 2
130	40	2	7,2	7,4
		3	7,0	7,3
		5	3,8	3,7
	60	2	9,3	9,5
		3	8,3	8,5
		5	6,9	6,6
	80	2	11,1	10,9
		3	7,7	8,0
		5	7,4	7,5

**Tabla AIII.5.** Rendimiento de fructanos en función de la relación sólido-líquido y la temperatura para la extracción de inulina a partir de cabuya

Velocidad de agitación (rpm)	Temperatura (°C)	Relación S-L	Rendimiento (%) (g sólidos disueltos /g muestra)*100	
			Repetición 1	Repetición 2
300	40	2	14,4	14,8
		3	21,0	21,9
		5	19,0	18,5
	60	2	18,6	19,0
		3	24,9	25,5
		5	34,5	33,0
	80	2	22,2	21,8
		3	23,1	24,0
		5	37,0	37,5

Los resultados del análisis de varianza correspondiente a la extracción de fructanos a partir de cabuya se muestran en la Tabla AIII.6.

**Tabla AIII.6.** Análisis de varianza del rendimiento de fructanos en función de la temperatura y relación sólido-líquido para la extracción de fructanos a partir de cabuya

<b>Fuente</b>	<b>Suma de Cuadrados</b>	<b>Grados de libertad</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	<b>Razón-F</b>	<b>Valor-P</b>
A:Temperatura	175,0	1	175,0	43,47	0,0000
B:Relación S-L	166,1	1	166,1	41,28	0,0000
AA	10,2	1	10,2	2,54	0,1391
AB	69,6	1	69,6	17,31	0,0016
BB	37,2	1	37,2	9,24	0,0113
Error total	44,2	11	4,0	---	---
Total (Corregido)	926,7	17	---	---	---

**ANEXO IV**

**DETERMINACIÓN DE LA DISTRIBUCIÓN DE TAMAÑO DEL**

**MATERIAL REBANADO PARA LA MATERIA PRIMA**

**SELECCIONADA**

Las mediciones experimentales del espesor, longitud, anchura y su procesamiento en la herramienta análisis de datos de EXCEL se presentan en la Tabla AIV.2, Figura AIV.1, Figura AIV.2 y Figura AIV.3. Éstas determinaciones son necesarias para la resolución de la Ecuación 1.2, la misma que se presenta en el Anexo V.

**Tabla AIV.1.** Longitud, anchura y espesor de las rebanadas de las materias primas seleccionadas

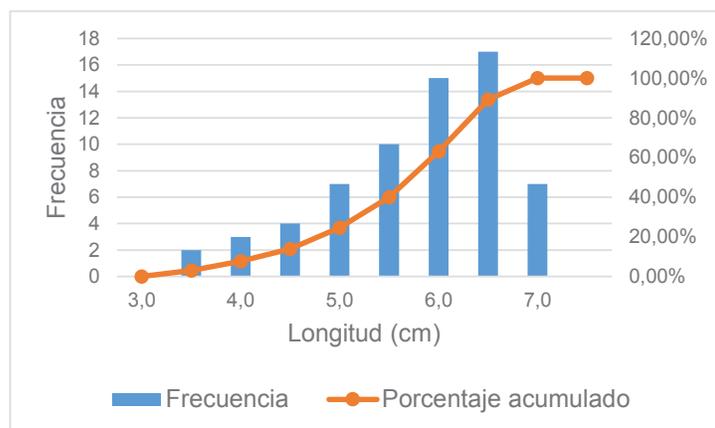
Ítem	Longitud (cm)	Anchura (cm)	Espesor (cm)
1	3,1	2,7	0,1
2	3,4	2,9	0,1
3	3,6	3,6	0,1
4	3,8	3,8	0,1
5	4,0	4,2	0,1
6	4,1	4,2	0,2
7	4,3	3,8	0,1
8	4,4	4,3	0,1
9	4,5	4,4	0,2
10	4,6	4,3	0,2
11	4,7	4,4	0,2
12	5,1	5,0	0,1
13	5,2	5,2	0,1
14	5,3	5,1	0,1
15	5,4	5,1	0,2
16	5,5	5,3	0,1
17	5,6	5,1	0,1
18	5,7	5,5	0,1
19	5,8	5,7	0,4
20	5,9	5,9	0,2
21	6,0	5,9	0,2
22	6,1	5,8	0,1

**Tabla AIV.1.** Longitud, anchura y espesor de las rebanadas de las materias primas seleccionadas (**continuación...**)

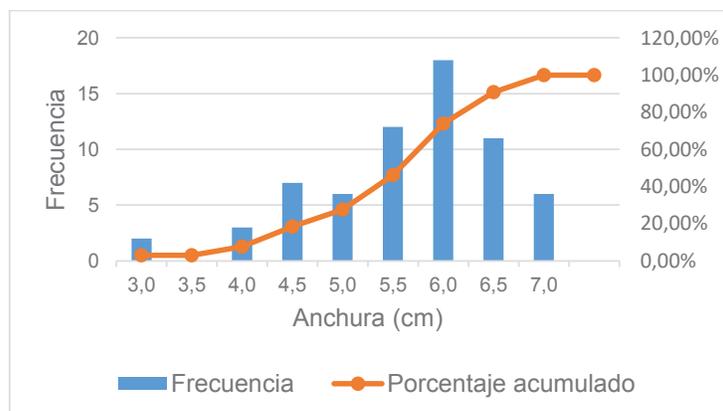
Ítem	Longitud (cm)	Anchura (cm)	Espesor (cm)
23	6,2	6,0	0,1
24	6,3	6,2	0,1
25	6,4	6,0	0,2
26	6,5	6,3	0,1
27	6,6	6,9	0,1
28	6,7	6,4	0,2
29	6,8	7,0	0,2
30	6,9	6,7	0,1
31	4,8	4,7	0,1
32	5,0	4,8	0,1
33	5,1	5,0	0,1
34	5,3	5,2	0,1
35	5,4	5,5	0,2
36	5,5	5,7	0,1
37	5,6	5,3	0,1
38	4,8	4,8	0,1
39	4,9	4,5	0,1
40	5,0	4,7	0,1
41	6,0	6,1	0,2
42	6,1	6,3	0,1
43	6,2	6,2	0,1
44	6,3	5,8	0,1
45	6,4	6,3	0,1
46	6,5	6,7	0,1
47	6,6	6,5	0,1
48	6,7	6,8	0,3
49	6,8	6,7	0,1
50	5,4	5,2	0,2
51	5,7	5,7	0,1
52	5,8	5,7	0,1
53	5,9	5,7	0,1
54	6,0	5,6	0,1
55	6,1	5,5	0,1
56	6,2	6,0	0,2

**Tabla AIV.1.** Longitud, anchura y espesor de las rebanadas de las materias primas seleccionadas (**continuación...**)

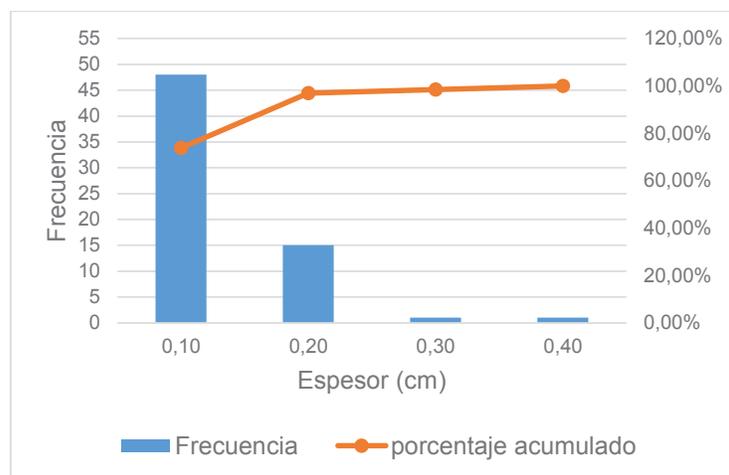
Ítem	Longitud (cm)	Anchura (cm)	Espesor (cm)
57	6,3	5,8	0,1
58	6,4	5,8	0,2
59	6,5	6,1	0,1
60	6,0	5,8	0,1
61	6,2	6,2	0,1
62	6,4	6,3	0,1
63	5,7	5,6	0,1
64	5,8	5,4	0,1
65	5,9	5,6	0,1



**Figura AIV.1.** Histograma de la longitud de las rebanadas del material utilizado para los ensayos de extracción



**Figura AIV.2.** Histograma de la anchura de las rebanadas del material utilizado para los ensayos de extracción



**Figura AIV.3.** Histograma del espesor de las rebanadas del material utilizado para los ensayos de extracción

**Tabla AIV.2.** Resumen estadístico descriptivo de las dimensiones características de las rebanadas obtenidas experimentalmente

Longitud (cm)		Anchura (cm)		Espesor (cm)	
Media	5,597	Media	5,435	Media	0,131
Error típico	0,111	Error típico	0,116	Error típico	0,007
Mediana	5,800	Mediana	5,600	Mediana	0,100
Moda	6,000	Moda	5,700	Moda	0,100
Varianza de la muestra	0,804	Varianza de la muestra	0,868	Varianza de la muestra	0,003
Curtosis	0,219	Curtosis	0,572	Curtosis	6,371
Coefficiente de asimetría	-0,874	Coefficiente de asimetría	-0,793	Coefficiente de asimetría	2,259
Rango	3,800	Rango	4,300	Rango	0,300
Mínimo	3,100	Mínimo	2,700	Mínimo	0,100
Máximo	6,900	Máximo	7,000	Máximo	0,400
Cuenta	65,000	Cuenta	65,000	Cuenta	65,000

## ANEXO V

### CÁLCULO DEL COEFICIENTE DE DIFUSIVIDAD EFECTIVA

El coeficiente de difusividad efectiva (D) fue obtenido a partir de la Ecuación 1.2 y las mediciones de concentración en función del tiempo (Loginova et al., 2010, p. 376).

$$B = \frac{C_{(t)} - C_i}{C_f - C_i} = 1 - \sum_{n=1}^{\infty} \frac{2 \times \frac{V_w}{V_s} \times \left(1 + \frac{V_w}{V_s}\right)}{1 + \frac{V_w}{V_s} + \left(\frac{V_w}{V_s}\right)^2 \times q_n^2} \times \exp\left(-\frac{D \times q_n^2 \times t}{l^2}\right) \quad (1.2)$$

Donde:

- $B$  Concentración reducida
- $C_{(t)}$  Concentración (g/cm<sup>3</sup>)
- $C_i$  Concentración inicial (g/cm<sup>3</sup>)
- $C_f$  Concentración final (g/cm<sup>3</sup>)
- $V_w$  Volumen del solvente (cm<sup>3</sup>)
- $V_s$  Volumen del sólido (cm<sup>3</sup>)
- $q_n$  Soluciones a la Ecuación AV.2
- $D$  Coeficiente de difusividad efectiva (m<sup>2</sup>/s)
- $t$  Tiempo (s)
- $l$  Espesor de la pared plana (m)

$$\tan q_n = -\frac{V_w}{V_s} \times q_n \quad (1.3)$$

Los valores de  $q_n$  correspondientes a los seis primeros valores de la serie se presentan en la Tabla AV.1. El ajuste a los datos experimentales se realizó en el programa Matlab iterando el valor del coeficiente de difusividad de tal forma que se minimice el error cuadrático medio (ECM). El ECM fue calculado a partir de la Ecuación AV.1 (Loginova et al., 2010, p. 376).

**Tabla AV.1.** Raíces de la Ecuación AV.2 para los seis primeros valores de la serie

Ítem	Valor
q1	1,7414
q2	4,7751
q3	7,8920
q4	11,0228
q5	14,1584
q6	17,2961

$$ECM = \frac{1}{n} (B_{exp} - B_{cal})^2 \quad (AV.1)$$

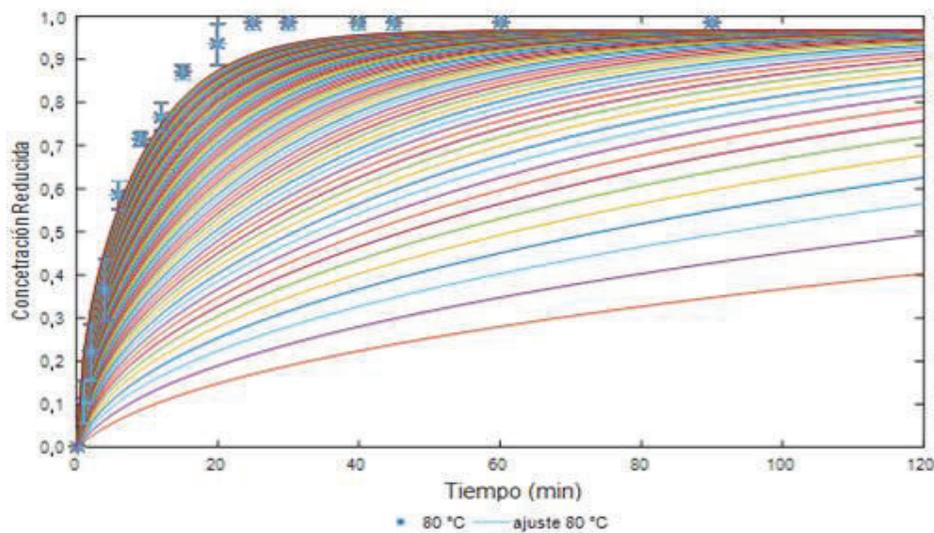
Donde:

$ECM$  Error cuadrático medio

$B_{exp}$  Concentración reducida experimental

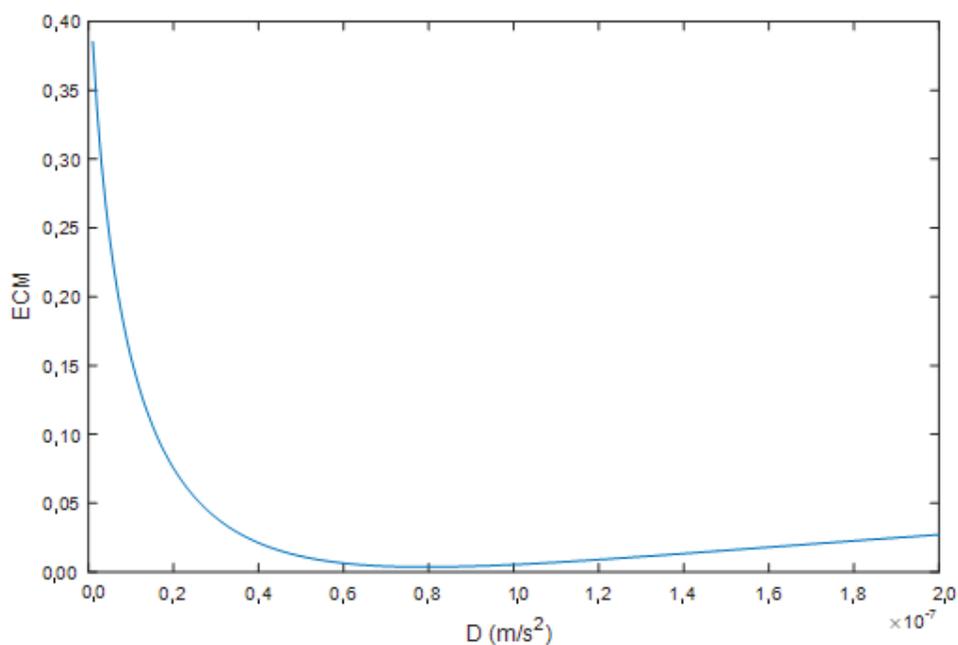
$B_{cal}$  Concentración reducida calculada

En la Figura AV.1 se presenta la concentración reducida en función del tiempo para las mediciones realizadas a 130 rpm, relación 1:5 y 60 °C con sus desviaciones correspondientes.



**Figura AV.1.** Concentración reducida en función de la temperatura. Iteración del coeficiente de difusividad efectiva

Las líneas de colores muestran la convergencia del valor del coeficiente de difusividad efectiva a medida que el proceso iterativo avanza y en la Figura AV.2 se observa el valor del coeficiente que minimiza el ECM.



**Figura AV.2.** Coeficiente de difusividad efectiva en función del error cuadrático medio

En la Tabla AV.2 se presenta los resultados obtenidos a 40, 60 y 80 °C para las dos plantas seleccionadas a las mejores condiciones de agitación y relación sólido- líquido.

**Tabla AV.2.** Coeficientes de difusividad efectiva en función de la temperatura para la extracción de inulina a partir de jícama y cabuya

Materia prima	Jícama		Cabuya	
	D (m/s) * E-9	Error Cuadrático Medio (ECM)	D (m/s) * E-9	Error Cuadrático Medio (ECM)
40	9,0001	0.0039	2,0100	0.0004
60	30,9810	0.0038	12,0010	0.0019
80	58,0001	0.0055	47,0010	0.0009

## ANEXO VI

### CÁLCULO DEL PESO MOLECULAR MEDIO Y DE LAS CONSTANTES EMPÍRICAS DE MARK-HOUWINK

Para determinar el peso molecular medio (PMM) de la inulina de cabuya y de jícama se utilizaron la Ecuación 1.4 y la Ecuación 1.5 respectivamente.

$$M = \frac{\sum X_i \times m_i}{\sum m_i} \quad (1.4)$$

$$\eta = K * M^a \quad (1.5)$$

Donde:

- $X_i$  Fracción en peso
- $M$  Peso molecular medio (g/mol)
- $m_i$  Peso de la fracción (g)
- $\eta$  Viscosidad intrínseca (mL/g)
- $M$  Peso molecular medio (g/mol)
- $K, a$  Constantes empíricas de Mark-Hounwink

#### AVI.I. DETERMINACIÓN DEL PESO MOLECULAR MEDIO DE LA INULINA DE CABUYA

Mediante procesos consecutivos de extracción, purificación, concentración y precipitación diferencial en mezclas de etanol-agua, se separaron cuatro fracciones de fructanos. Los resultados más relevantes del balance de masa se presentan en Tabla AVI.1.

**Tabla AVI.1.** Peso y rendimiento de las fracciones separadas durante los procesos de extracción, purificación, concentración y precipitación diferencial

Ítem	Unidad	CABUYA		JÍCAMA	
		Cantidad	Porcentaje	Cantidad	Porcentaje
Volumen de solvente	mL	2 000,00	----	20 000,00	----
Masa de meristemo	g	400,00	----	4 000,00	----
Volumen de extracto	mL	1 845,00	----	18 460,00	----
Concentración del extracto	grados brix	7,20	----	2,60	----
Inulinas en el extracto	g	132,84	100,00	479,96	100,00
Volumen del extracto concentrado	mL	570,00	----	2 000,00	----
Concentración del extracto concentrado	grados brix	21,80	----	23,40	----
Inulinas en el extracto concentrado	g	124,26	93,54	468,00	97,51
<b><sup>1</sup>Impurezas</b>	<b>g</b>	<b>7,73</b>	<b>5,82</b>	<b>5,97</b>	<b>1,24</b>
Fracción 1 (0-20 % v/v)	g	7,36	5,92	----	----
Fracción 2 (20-40 % v/v)	g	9,45	7,61	----	----
Fracción 3 (40-60 % v/v)	g	52,65	42,37	32,21	6,71
<b><sup>2</sup>Subtotal 2</b>	<b>g</b>	<b>69,46</b>	<b>52,29</b>	<b>32,21</b>	<b>6,71</b>
Fracción 4 (60-80 % v/v)	g	33,76	27,17	----	----
Residuo	g	18,72	15,07	435,97	90,83
<b><sup>3</sup>Subtotal 3</b>	<b>g</b>	<b>52,49</b>	<b>39,51</b>	<b>435,97</b>	<b>90,83</b>
<b>TOTAL(1+2+3)</b>		<b>129,68</b>	<b>97,62</b>	<b>474,16</b>	<b>98,79</b>

Las tres primeras fracciones precipitadas corresponden a fructanos con más de 10 unidades de fructosa que conforman el concentrado de polvo que fue recristalizado y caracterizado. Por lo que se realizó el cálculo del PMM tomando en cuenta únicamente estas tres fracciones. El cálculo detallado se muestra en la Tabla AVI.2.

**Tabla AVI.2.** Peso y rendimiento de las fracciones separadas por precipitación diferencial

	PPM (g/mol)	Masa (g)	Xi	Xi*PMM
Fracción 1 (0-20 % v/v)	4 473	7,3601	0,11	473,93
Fracción 2 (20-40 % v/v)	2 933	9,4553	0,14	399,23
Fracción 3 (40-60 % v/v)	1 713	52,6500	0,76	1 298,34
TOTAL		69,4654	PMM (g/mol)	2 171,49

## AVI.2. DETERMINACIÓN DEL PESO MOLECULAR MEDIO DE LA INULINA DE JÍCAMA

Para la determinación del peso molecular medio de la inulina de jícama, fue necesario calcular previamente las constantes de Mark-Houwink a partir del ajuste de la Ecuación AVI.2. Dicha ecuación relaciona el peso molecular con la viscosidad intrínseca. El peso molecular medio que le correspondería a cada fracción obtenida por precipitación diferencial de acuerdo con el trabajo realizado por González (2013) se detallan en la Tabla AVI.3.

**Tabla AVI.3.** Masa, PMM y GPP de las fracciones obtenidas por precipitación diferencial

	PPM (g/mol)	GPP (unidades de F)	Masa (g)
Fracción 1 (0-20 % v/v)	4 473	27,74	7,3601
Fracción 2 (20-40 % v/v)	2 933	18,1	9,4553
Fracción 3 (40-60 % v/v)	1 713	10,6	52,6500
Fracción 4 (60-80 % v/v)	1 070	6,61	33,7656

La viscosidad intrínseca fue determinada a partir de mediciones viscosimétricas realizadas sobre soluciones diluidas de 0,005; 0,010; 0,020 y 0,040 g/mL preparadas a partir cada fracción de fructanos. El tiempo de caída del solvente puro y de las disoluciones fue medido por triplicado en un viscosímetro de Ostwald. Con estos tiempos se calcularon las viscosidades relativa, específica y reducida de acuerdo a la Ecuación AVI.3, Ecuación AVI.4 y Ecuación AVI.5 (Vásquez y Vidal, 2011, p. 37). Los resultados para la Fracción 1 (0-20 % v/v) se muestran en la Tabla AVI.4.

$$\eta_r = \frac{t}{t_o} \quad (\text{AVI.3})$$

$$\eta_{sp} = 1 - \eta_r \quad (\text{AVI.4})$$

$$\eta_{red} = \frac{\eta_{sp}}{C} \quad (\text{AVI.5})$$

Donde:

$t_o$  : Tiempo de caída del solvente puro (s)

$t$  : Tiempo de caída de la solución (s)

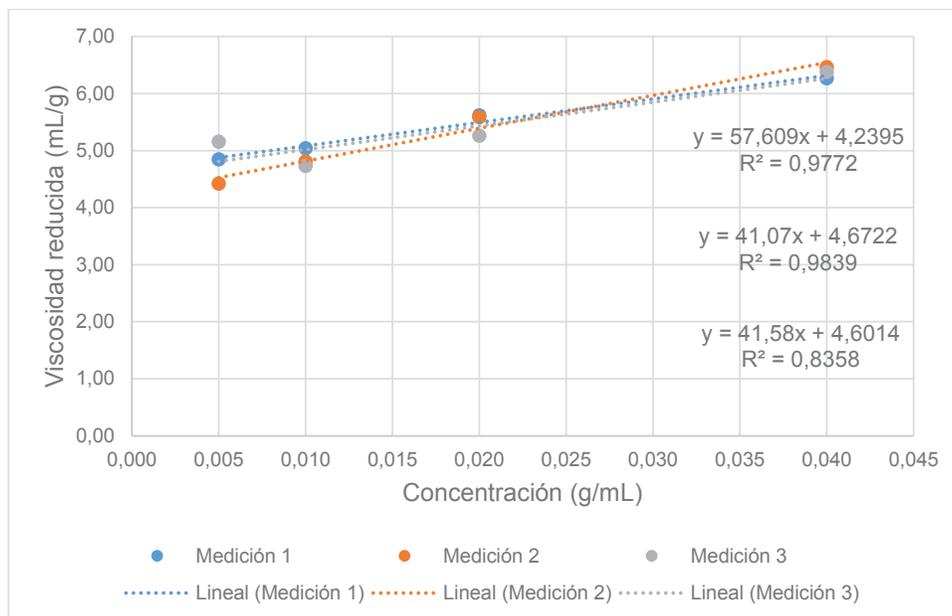
- $\eta_r$  : Viscosidad relativa  
 $\eta_{sp}$  : Viscosidad específica  
 $\eta_{red}$  : Viscosidad reducida (mL/g)  
 $C$  : Concentración (g/cm<sup>3</sup>)

**Tabla AVI.4.** Valores de viscosidades relativa, específica, reducida e intrínseca para la fracción correspondiente a un PMM de 4 473 g/mol

Concentración (g/mL)	Tiempo (s)	Viscosidad Relativa	Viscosidad Específica	Viscosidad Reducida (mL/g)	Viscosidad Intrínseca (mL/g)	PMM (g/mol)
Medición 1						
0,005	532,6	1,0242	0,0242	4,85	4,24	4 473
0,010	546,2	1,0504	0,0504	5,04		
0,020	578,4	1,1123	0,1123	5,62		
0,040	650,4	1,2508	0,2508	6,27		
Medición 2						
0,005	531,5	1,0221	0,0221	4,42	4,67	4 473
0,010	545	1,0481	0,0481	4,81		
0,020	578,1	1,1117	0,1117	5,59		
0,040	654,4	1,2585	0,2585	6,46		
Medición 3						
0,005	533,4	1,0258	0,0258	5,15	4,60	4 473
0,010	544,6	1,0473	0,0473	4,73		
0,020	574,7	1,1052	0,1052	5,26		
0,040	652,7	1,2552	0,2552	6,38		
*t <sub>0</sub>	520					

\*t<sub>0</sub>=tiempo de caída del solvente puro

La viscosidad intrínseca fue obtenida mediante la extrapolación a dilución infinita de la viscosidad reducida tal como se muestra en la Figura AVI.1.



**Figura AVI.1.** Viscosidad relativa en función de la concentración para la fracción de fructanos correspondiente a 4 473 g/mol

Mediante el mismo procedimiento se obtuvieron las viscosidades de cada fracción de fructanos. Los resultados se presentan en la Tabla AVI.5.

**Tabla AVI.5.** Viscosidad intrínseca en función del peso molecular medio de las cuatro fracciones de fructanos precipitadas.

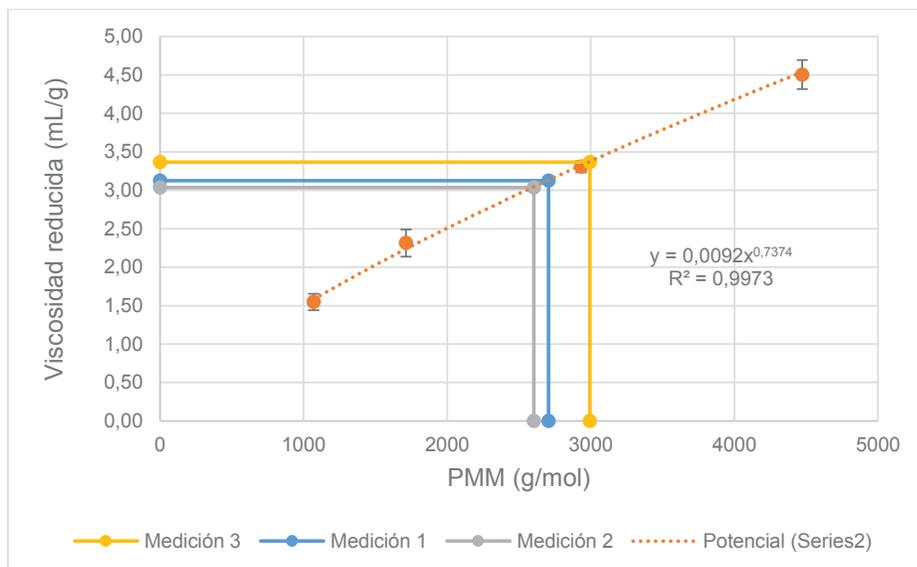
	PMM (g/mol)	Viscosidad Intrínseca (mL/g)	Promedio	Desviación estándar
Fracción 4 (60-80 % v/v)	1070	1,554	1,55	0,11
		1,676		
		1,413		
Fracción 3 (40-60 % v/v)	1713	2,455	2,31	0,18
		2,063		
		2,424		
Fracción 2 (20-40 % v/v)	2933	3,412	3,31	0,07
		3,272		
		3,243		
Fracción 1 (0-20 % v/v)	4473	4,240	4,50	0,19
		4,672		
		4,601		

Finalmente, se repitió el mismo procedimiento detallado anteriormente para las soluciones preparadas a partir de la inulina de jícama. Con la particularidad de que en esta ocasión la propiedad buscada fue el peso molecular medio.

Los resultados obtenidos se presentan en las Tabla AVI.6 y Figura AVI.2.

**Tabla AVI.6.** Viscosidades, relativa, específica, reducida, intrínseca y peso molecular medio de la inulina de jícama

Concentración (g/mL)	Tiempo (s)	Viscosidad Relativa	Viscosidad Específica	Viscosidad Reducida (mL/g)	Viscosidad Intrínseca (mL/g)	PMM (g/mol)
Medición 1						
0,005	528,1	1,0156	0,0156	3,12	0	2705
0,010	537,8	1,0342	0,0342	3,42	3,12	2 705
0,020	561,0	1,0788	0,0788	3,94	3,12	0
0,040	612,5	1,1779	0,1779	4,45		
Medición 2						
0,005	528,5	1,0163	0,0163	3,27	0	2604
0,010	538,3	1,0352	0,0352	3,52	3,04	2 604
0,020	559,6	1,0762	0,0762	3,81	3,04	0
0,040	614,1	1,1810	0,1810	4,52		
Medición 3						
0,005	529,4	1,0181	0,0181	3,62	0	2993
0,010	538,3	1,0352	0,0352	3,52	3,37	2 993
0,020	560,3	1,0775	0,0775	3,88	3,37	0
0,040	613,0	1,1788	0,1788	4,47		
$t_0$	520					
PMM (g/mol)	2767 ± 165					



**Figura AVI.2.** Viscosidad intrínseca y PMM para la inulina de jícama

## ANEXO VII

### FICHAS TÉCNICAS DE LA INULINA ESTÁNDAR

# Hoja de especificaciones

## Beneo™ GR

DOC.CHA4-03\*06/06

---

**Descripción**

**Beneo™ GR**

- Es un ingrediente alimenticio compuesto de inulina de achicoria. Beneo™GR es un polvo granulado.

**Inulina**

- Es una mezcla de oligo- y polysacáridos compuestos de unidades de fructosa unidas entre si mediante enlaces  $\beta$  (2-1). Prácticamente cada molécula se termina con una unidad de glucosa. El recuento de unidades de fructosa o glucosa (= grado de polimerización o DP) de la gama de inulinas de achicoria se halla principalmente entre 2 y 60.

---

**Especificaciones de composición**

Todos los valores se expresan sobre materia seca.  
Métodos analíticos : Ver nuestros folletos técnicos.

Inulina	> 90 %
Glucosa + fructosa	≤ 4 %
Sacarosa	≤ 8 %
Materia seca(d.m.)	97 ± 1.5 %
Contenido en carbohidratos	> 99.5 %
Promedio grado polim. de la Inulina	≥ 10
Cenizas (sulfatos)	< 0.2 %
Conductividad (28 Brix)	< 250 $\mu$ S
Metales pesados	Pb, As cada uno < 0.1 mg/kg Cd, Hg cada uno < 0.01mg/kg
pH (30-50°Brix)	5.0 - 7.0

---

**Especificaciones microbiológicas**

Todos los valores se expresan sobre materia seca.  
Métodos analíticos : Ver nuestros folletos técnicos.

Aeróbios mesófilos totales	max. 1000/g
Levaduras	max. 20/g
Mohos	max. 20/g
Esporas aeróbicas termófilas	max. 1000/g
Anaeróbicos H <sub>2</sub> S productores de esporas termófilas	max. 25/g
Enterobacteriaceae	ausente en 1 g
Bacillus cereus	max. 100/g
Staphilococcus aureus	ausente en 1 g
Escherichia coli	ausente en 1 g
Clostridium perfringens	ausente en 1 g
Clostridium botulinum	ausente en 1 g
Salmonella	ausente en 100 g
Listeria	ausente en 25 g



ORAFI Active Food Ingredients • Aandorenstraat 1, B - 3300 Tienen Belgium • Tel +32 (0)16 801 301 Fax +32 (0)16 801 308  
af@orafit.com • www.orafit.com

page 1

Doc.CHA4-03-06-06.doc



**Figura AVII.1.** Ficha técnica inulina Beneo GR



# Hoja de Especificaciones

## Beneo HP

DOC.CHA4-05\*06/08

---

### Descripción

**Orafti® HP** es una inulina de alto rendimiento. Es un ingrediente alimenticio compuesto de inulina de achicoria de la cual se han extraído las moléculas más pequeñas (patente en curso).

**Inulina de achicoria** es una mezcla de oligo- y polisacáridos compuestos de unidades de fructosa unidas entre sí mediante enlaces  $\beta(2-1)$ . Prácticamente cada molécula se termina con una unidad de glucosa. El recuento de unidades de fructosa o glucosa (= grado de polimerización o DP) de la gama de inulinas de achicoria se halla principalmente entre 2 y 60.

---

### Especificaciones de composición

Todos los valores se expresan sobre materia seca.  
Métodos analíticos : ver nuestros folletos técnicos.

	Inulina	> 99.5 %
	Inulina DP $\geq 5$	$\geq 99$ %
	Glucosa + fructosa + sacarosa	$\leq 0.5$ %
	Materia seca (d.m.)	$97 \pm 1.5$ %
	Contenido en carbohidratos	> 99.5 %
	DP promedio de la inulina	$\geq 23$
	Cenizas (sulfatadas)	< 0.2 %
	Conductividad (15°Brix)	< 250 $\mu$ S
	Metales pesados	Pb, As cada uno < 0.1 mg/kg Cd, Hg cada uno < 0.01mg/kg
	pH (10°Brix)	5.0 - 7.0

---

### Especificaciones microbiológicas

Todos los valores se expresan sobre materia seca.  
Métodos analíticos : ver nuestros folletos técnicos.

	Aeróbios mesófilos – recuento total	max. 1000/g
	Levaduras	max. 20/g
	Mohos	max. 20/g
	Esporas aeróbicas termófilas	max. 1000/g
	Anaeróbicos H <sub>2</sub> S productores de esporas termófilas	max. 25/g
	Enterobacteriaceae	ausente en 1 g
	Bacillus cereus	max. 100/g
	Staphylococcus aureus	ausente en 1 g
	Escherichia coli	ausente en 1 g
	Clostridium perfringens	ausente en 1 g
	Clostridium botulinum	ausente en 1 g
	Salmonella	ausente en 100 g
	Listeria	ausente en 25 g

BENE0 HP Hoja de Especificacion en SP

1/2

BENE0-Orafti · Aandorenstraat 1, B - 3300 Tienen Belgium · Phone +32 16 801 301 · Fax +32 16 801 308 · info@BENE0-Orafti.com · www.BENE0-Orafti.com

**Figura AVII.2.** Ficha técnica inulina Beneo HP

## ANEXO VIII

### REGISTRO DE LA CARACTERIZACIÓN CALORIMÉTRICA DEL EXTRACTO DE INULINA

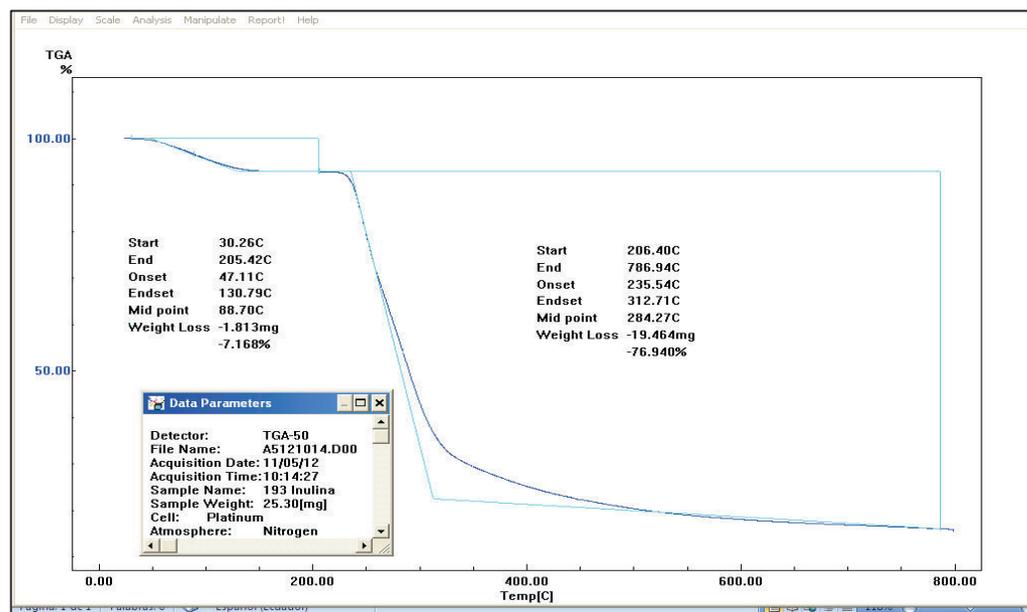


Figura AVIII.1. Análisis termogravimétrico de inulina estándar Beneo HP

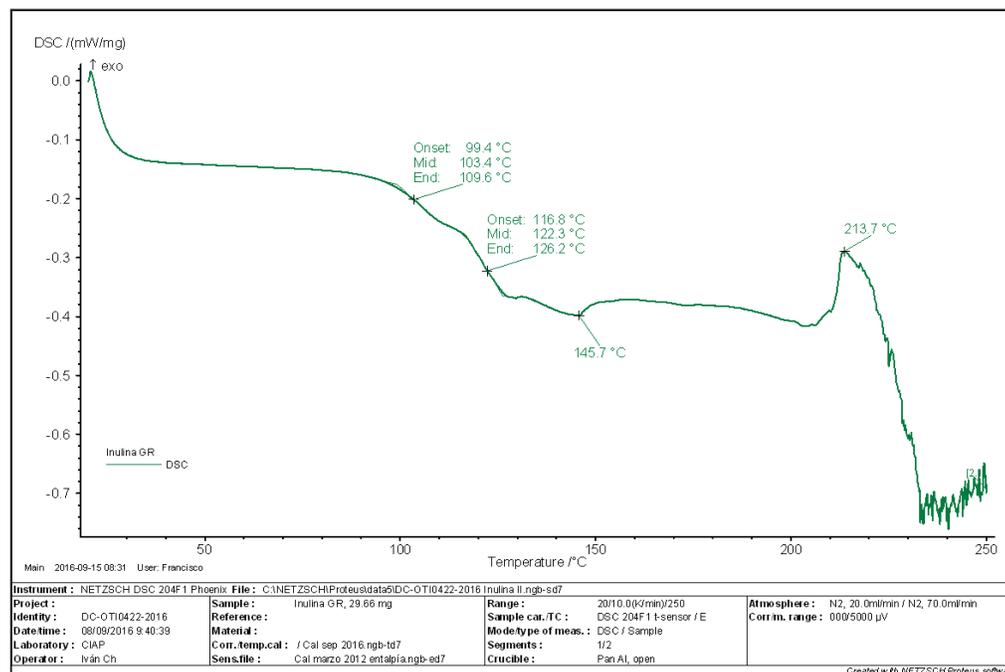


Figura AVIII.2. Análisis calorimétrico de inulina estándar Beneo GR

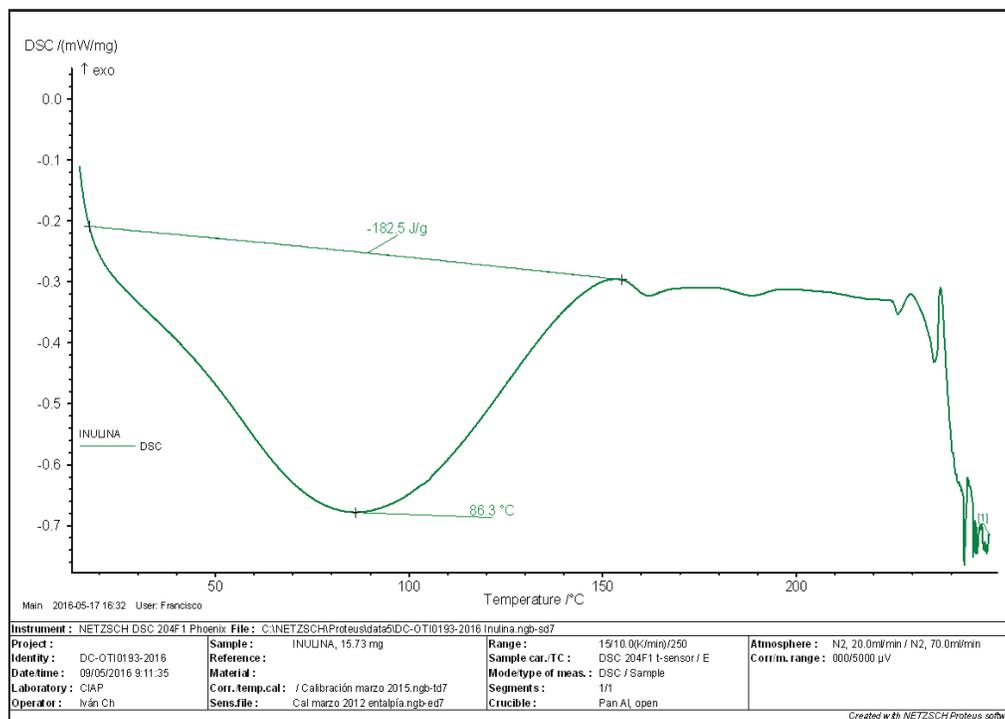


Figura AVIII.3. Análisis calorimétrico de inulina estándar Beneo HP

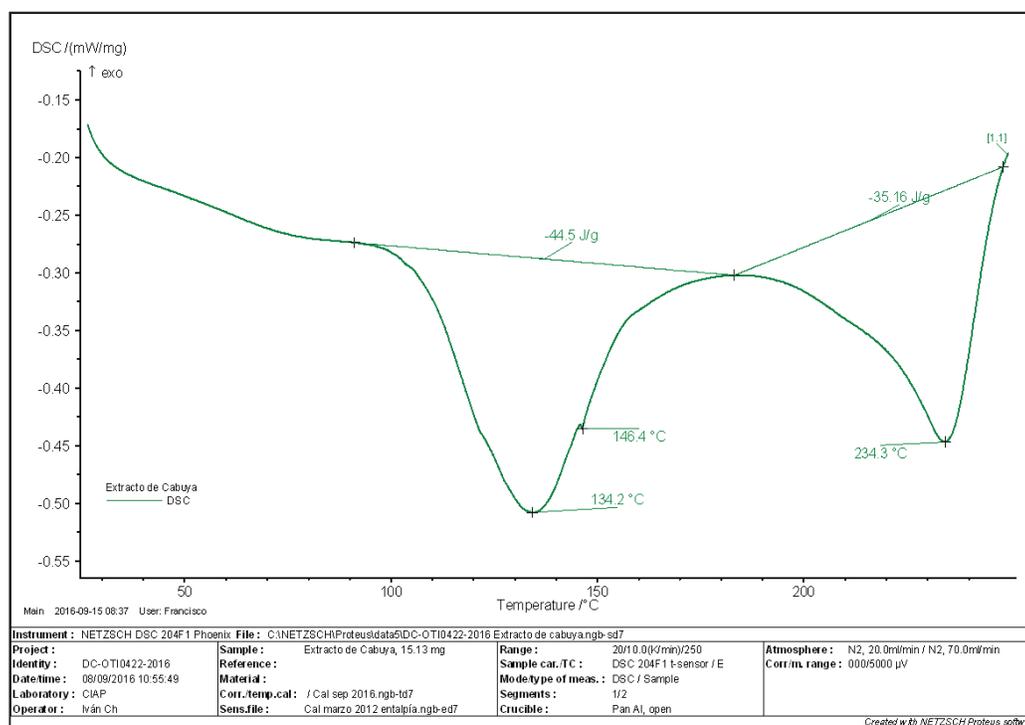


Figura AVIII.4. Análisis calorimétrico de extracto de cabuya

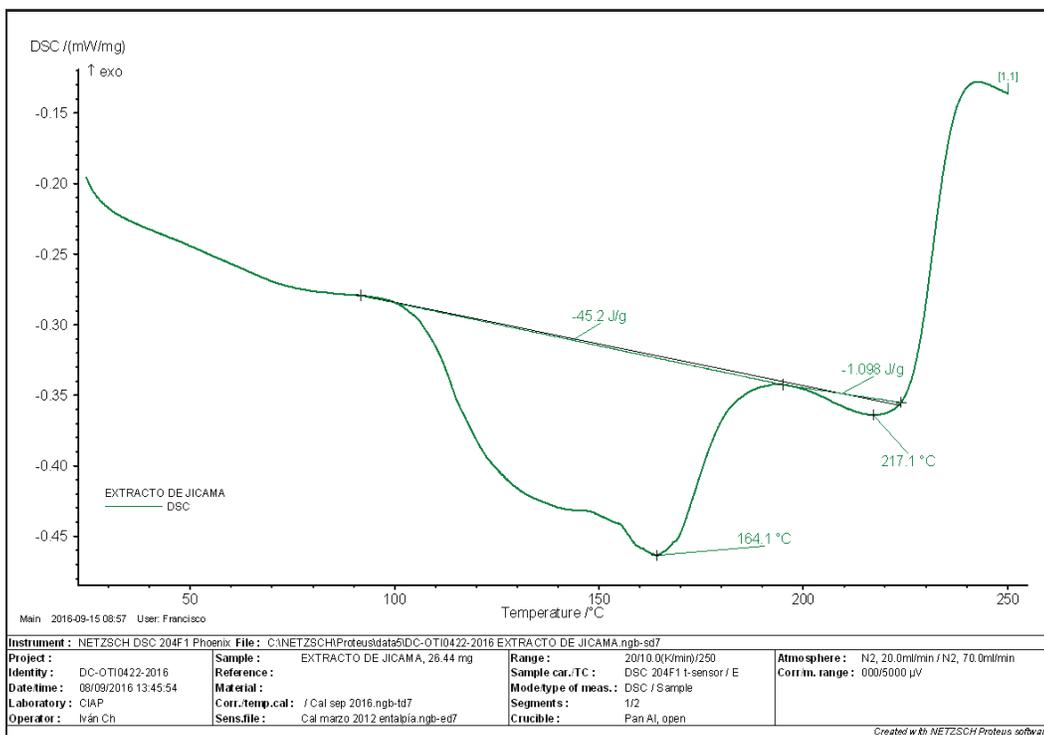


Figura AVIII.5. Análisis calorimétrico de extracto de jicama