

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA

FACULTAD DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS



**“INFLUENCIA DEL BLANQUEADO Y SECADO DE YACÓN
(*Smallanthus sonchifolius* Poepp. & Endl) EN EL CONTENIDO DE
AZÚCARES Y FRUCTOOLIGOSACÁRIDOS”**

Presentado por:

SHEILA STEPHANI JUÁREZ CASTILLO

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**

Lima - Perú

2015

Dedicatoria

A mis padres;
por darme la vida, amor, confianza y fuerza para seguir.

A mi hermana;
por su compañía y cariño.

A mi mejor amigo Ulises;
por animarme a dar este gran paso.

A Melissa, “mi team yacon”;
por todo su apoyo en esta gran experiencia.

A mi querida UNALM;
por ser la mejor decisión de mi vida.

Agradecimientos

- A mi familia, mis padres y hermana, quienes durante todos estos años me han demostrado su amor, apoyo y comprensión. Los amo.
- Al Dr. David Campos, por su orientación, aportes y exigencia; y a la Dra. Ana Aguilar, por su compromiso, motivación y paciencia brindados durante el desarrollo del presente trabajo. A ellos, mi más sincero reconocimiento por contribuir enormemente en mi formación como investigadora.
- A la Mg. Sc. Indira Betalleluz, por su cariño y atención.
- A la familia del Instituto de Biotecnología: Adelayda, Catherine, Andrea, Manuel, James, Jordan, Melissa, Eric, Raquel, Ruly, Rosa, Martín y Pierre; por las enseñanzas y lindas vivencias durante la etapa experimental.
- A mis buenas amigas de la facultad: Belén, Elisa, Sheyla y Miluska; con quienes compartí los mejores y más críticos momentos de mi carrera universitaria.
- A los biólogos: Ulises, Christian, Francis, Yrina, Idana, Alex y Richard; por brindarme su amistad y hacerme sentir una más de su promoción.
- A todos los amigos que de alguna u otra manera han estado conmigo durante esta experiencia; en especial a Daysi, Héctor y Mayra.
- A los señores Delfín Huarcaya y Mario Jaulis; por su amabilidad y buena disposición.
- Al Programa Nacional de Innovación para la Competitividad y Productividad (Innovate Perú), por el financiamiento para el desarrollo de la presente investigación como parte del proyecto “Optimización del Proceso de Extracción de los Fructooligosacáridos de Yacón (*Smallanthus sonchifolius*) y de su Purificación mediante Técnicas Cromatográficas y de Biotransformación Enzimática” (Contrato N° 142-FINCYT-IA-2013).

Índice General

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1.	YACÓN	3
2.1.1.	GENERALIDADES	3
2.1.2.	TAXONOMÍA.....	4
2.1.3.	DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA Y ZONAS DE CULTIVO	5
2.1.4.	COMPOSICIÓN QUÍMICA	6
2.1.5.	ASPECTOS NUTRICIONALES	7
2.2.	FRUCTOOLIGOSACÁRIDOS	9
2.2.1.	GENERALIDADES	9
2.2.2.	SÍNTESIS Y DEGRADACIÓN	11
2.2.3.	ENZIMA FRUCTANO 1-EXOHI DROLASA.....	12
2.3.	PARDEAMIENTO ENZIMÁTICO	13
2.3.1.	GENERALIDADES	13
2.3.2.	ENZIMA PEROXIDASA	15
2.3.3.	ENZIMA POLIFENOL OXIDASA	16
2.4.	BLANQUEADO.....	18
2.4.1.	GENERALIDADES	18
2.4.2.	EFFECTOS DEL BLANQUEADO	19
2.5.	SECADO	21
2.5.1.	GENERALIDADES	21
2.5.2.	SECADO EN BANDEJA.....	22
2.5.3.	EFFECTO DE LA TEMPERATURA EN LOS FRUCTOOLIGOSACÁRIDOS	24
III.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	25
3.1.	LUGAR DE EJECUCIÓN	25
3.2.	MATERIA PRIMA	25
3.3.	MATERIALES, EQUIPOS Y REACTIVOS.....	25
3.3.1.	EQUIPOS	25
3.3.2.	MATERIALES DE LABORATORIO	26
3.3.3.	REACTIVOS.....	26

3.4.	MÉTODOS DE ANÁLISIS	27
3.4.1.	DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS TOTALES	27
3.4.2.	DETERMINACIÓN DE PH.....	28
3.4.3.	DETERMINACIÓN DE COLOR	28
3.4.4.	DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS SOLUBLES (GRADOS BRIX).....	28
3.4.5.	DETERMINACIÓN DE AZÚCARES REDUCTORES	28
3.4.6.	DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE FRUCTOOLIGOSACÁRIDOS.....	28
3.4.7.	DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE LA PEROXIDASA	30
3.4.8.	DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE LA POLIFENOL OXIDASA	30
3.4.9.	DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE LA FRUCTANO 1-EXOHIDROLASA.....	31
3.4.10.	DETERMINACIÓN DE PROTEÍNA POR EL MÉTODO BRADFORD	32
3.5.	METODOLOGÍA EXPERIMENTAL	32
3.5.1.	OBTENCIÓN DE LA HARINA DE YACÓN	32
3.6.	DISEÑO EXPERIMENTAL	34
3.6.1.	INFLUENCIA DEL BLANQUEADO EN LAS ACTIVIDADES ENZIMÁTICAS RESIDUALES Y CONTENIDO DE FOS, FRUCTOSA Y GLUCOSA	34
3.6.2.	INFLUENCIA DEL SECADO EN LA ACTIVIDAD RESIDUAL 1-FEH Y CONTENIDO DE FOS, FRUCTOSA Y GLUCOSA.....	35
3.7.	ANÁLISIS ESTADÍSTICO	36
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	37
4.1.	INFLUENCIA DEL BLANQUEADO DE RAÍCES DE YACÓN.....	37
4.1.1.	INFLUENCIA EN EL CONTENIDO DE SÓLIDOS TOTALES.....	37
4.1.2.	INFLUENCIA EN LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA RESIDUAL.....	39
4.1.3.	INFLUENCIA DEL BLANQUEADO EN EL CONTENIDO DE FRUCTOOLIGOSACÁRIDOS (FOS) Y AZÚCARES	46
4.2.	EVALUACIÓN DEL SECADO DE YACÓN.....	57
4.2.1.	INFLUENCIA DEL SECADO EN EL COLOR.....	58
4.2.2.	INFLUENCIA DEL SECADO EN EL CONTENIDO DE FRUCTOOLIGOSACÁRIDOS (FOS) Y AZÚCARES	60
V.	CONCLUSIONES.....	67

VI.	RECOMENDACIONES.....	68
VII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	69
VIII.	ANEXOS	81

Índice de Cuadros

Cuadro 1: Composición química promedio de 10 accesiones de yacón por 1 kg de materia fresca.....	6
Cuadro 2: Composición en carbohidratos de la raíz de yacón	7
Cuadro 3: Corridas experimentales de las muestras blanqueadas por ebullición y vapor...	35
Cuadro 4: Composición de carbohidratos de las raíces de yacón frescas*	47
Cuadro 5: Porcentaje de retención de fructosa y glucosa en raíces de yacón blanqueadas por ebullición a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)*	52
Cuadro 6: Porcentaje de retención de fructosa y glucosa en raíces de yacón blanqueadas por vapor a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)*	53
Cuadro 7: Actividad residual 1-FEH de raíces de yacón blanqueadas por ebullición y vapor a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) por 6 min*	54
Cuadro 8: Valores L^* , a^* , b^* , C^* , H° , ΔE y BI de las harinas de yacón procesadas a tres diferentes temperaturas*	58
Cuadro 9: Contenido de fructooligosacáridos y azúcares en harina de yacón reportados por diferentes autores	61
Cuadro 10: Contenido de fructooligosacáridos (FOS) y azúcares en harinas de yacón procesadas a tres diferentes temperaturas*	61
Cuadro 11: Porcentaje de retención de fructosa y glucosa en la harina de yacón secada a tres diferentes temperaturas*	64
Cuadro 12: Actividad residual 1-FEH de las harinas de yacón procesadas a tres diferentes temperaturas*	65

Índice de Figuras

Figura 1: Raíz de yacón	4
Figura 2: Cultivo de yacón en el mundo.....	5
Figura 3: Clasificación de los fructanos	9
Figura 4: Estructura química de la 1-kestosa	10
Figura 5: Reacciones de pardeamiento enzimático	13
Figura 6: Reacción de oxidación del guayacol en presencia de peroxidasa.....	16
Figura 7: Reacciones de (a) hidroxilación y (b) oxidación catalizadas por la PPO	17
Figura 8: Efecto del blanqueado en los tejidos celulares*.....	19
Figura 9: Movimiento de la humedad durante el secado.....	21
Figura 10: Flujo de operaciones para la obtención de harina de yacón.....	34
Figura 11: Contenido de materia seca en raíces de yacón blanqueadas por ebullición a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)	37
Figura 12: Contenido de materia seca en raíces de yacón blanqueadas por vapor a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min).....	38
Figura 13: Actividad residual peroxidasa de raíces de yacón blanqueadas por ebullición a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)	40
Figura 14: Actividad residual peroxidasa de raíces de yacón blanqueadas por vapor a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)	40
Figura 15: Actividad residual polifenol oxidasa de raíces de yacón blanqueadas por ebullición a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)	43
Figura 16: Actividad residual polifenol oxidasa de raíces de yacón blanqueadas por vapor a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)	44
Figura 17: Porcentaje de retención de FOS en raíces de yacón blanqueadas por ebullición a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)	49
Figura 18: Porcentaje de retención de FOS en raíces de yacón blanqueadas por vapor a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)	49
Figura 19: Porcentaje de retención de AR en raíces de yacón blanqueadas por ebullición a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)	50

Figura 20: Porcentaje de retención de AR en raíces de yacón blanqueadas por vapor a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)	50
Figura 21: Porcentaje de retención de FOS (☒) y AR (☒) en harinas de yacón secadas a tres diferentes temperaturas (50, 65 y 80 °C) y muestra fresca.....	62

Índice de Anexos

Anexo 1: Determinación de azúcares reductores (Miller, 1959).....	81
Anexo 2: Determinación de proteína (Método de Bradford)	82
Anexo 3: Contenido de materia seca (MS) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición y vapor	84
Anexo 4: Análisis Estadístico - Contenido de materia seca (MS) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición	85
Anexo 5: Análisis Estadístico - Contenido de materia seca (MS) en raíces de yacón blanqueadas por vapor	86
Anexo 6: Actividad residual (RA) peroxidasa (POD) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición y vapor	87
Anexo 7: Actividad residual (RA) polifenol oxidasa (PPO) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición y vapor.....	88
Anexo 8: Análisis Estadístico - Actividad residual (RA) peroxidasa (POD) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición	89
Anexo 9: Análisis Estadístico - Actividad residual (RA) peroxidasa (POD) en raíces de yacón blanqueadas por vapor	90
Anexo 10: Análisis Estadístico - Actividad residual (RA) polifenol oxidasa (PPO) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición.....	91
Anexo 11: Análisis Estadístico - Actividad residual (RA) polifenol oxidasa (PPO) en raíces de yacón blanqueadas por vapor.....	92
Anexo 12: Análisis Estadístico - Contenido de fructooligosacáridos (FOS) en raíces de yacón frescas	93
Anexo 13: Análisis Estadístico - Contenido de azúcares reductores (AR) en raíces de yacón frescas	93
Anexo 14: Análisis Estadístico - Contenido de fructosa en raíces de yacón frescas.....	93
Anexo 15: Análisis Estadístico - Contenido de glucosa en raíces de yacón frescas	94
Anexo 16: Análisis Estadístico - Contenido de sacarosa en raíces de yacón frescas.....	94
Anexo 17: Análisis Estadístico - Contenido de Sólidos solubles en raíces de yacón frescas	94
Anexo 18: Porcentaje de retención de fructooligosacáridos (FOS) y azúcares reductores (AR) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición	95

Anexo 19: Porcentaje de retención de fructooligosacáridos (FOS) y azúcares reductores (AR) en raíces de yacón blanqueadas por vapor	96
Anexo 20: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de fructooligosacáridos (FOS) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición	97
Anexo 21: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de azúcares reductores (AR) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición	98
Anexo 22: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de fructooligosacáridos (FOS) en raíces de yacón blanqueadas por vapor	99
Anexo 23: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de azúcares reductores (AR) en raíces de yacón blanqueadas por vapor	100
Anexo 24: Porcentaje de retención de fructosa y glucosa en raíces de yacón blanqueadas por ebullición	101
Anexo 25: Porcentaje de retención de fructosa y glucosa en raíces de yacón blanqueadas por vapor	102
Anexo 26: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de fructosa en raíces de yacón blanqueadas por ebullición	103
Anexo 27: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de glucosa en raíces de yacón blanqueadas por ebullición	104
Anexo 28: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de fructosa en raíces de yacón blanqueadas por vapor	105
Anexo 29: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de glucosa en raíces de yacón blanqueadas por vapor	106
Anexo 30: Actividad residual (RA) fructano 1-exohidrolasa (1-FEH) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición y vapor durante 6 min.....	107
Anexo 31: Análisis Estadístico - Actividad residual (RA) fructano 1-exohidrolasa (1-FEH) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min	108
Anexo 32: Análisis Estadístico - Actividad residual (RA) fructano 1-exohidrolasa (1-FEH) en raíces de yacón blanqueadas por vapor durante 6 min	108
Anexo 33: Contenido de materia seca (MS) y humedad (H) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	109
Anexo 34: Análisis Estadístico - Contenido de humedad (H) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	109

Anexo 35: Parámetros de color L^* , a^* , b^* , C^* , H° , ΔE BI para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	110
Anexo 36: Análisis Estadístico - Parámetro de color L^* para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	110
Anexo 37: Análisis Estadístico - Parámetro de color a^* para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	111
Anexo 38: Análisis Estadístico - Parámetro de color b^* para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	111
Anexo 39: Análisis Estadístico - Parámetro de color C^* para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	112
Anexo 40: Análisis Estadístico - Parámetro de color H° para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	112
Anexo 41: Análisis Estadístico - Parámetro de color ΔE para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	113
Anexo 42: Análisis Estadístico - Parámetro de color BI para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	113
Anexo 43: Contenido de fructooligosacáridos (FOS) y azúcares en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	114
Anexo 44: Análisis Estadístico – Contenido de fructooligosacáridos (FOS) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	115
Anexo 45: Análisis Estadístico – Contenido de azúcares reductores (AR) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	115
Anexo 46: Análisis Estadístico – Contenido de fructosa en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	115
Anexo 47: Análisis Estadístico – Contenido de glucosa en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	116
Anexo 48: Porcentaje de retención de fructooligosacáridos (FOS) y azúcares reductores (AR) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	117

Anexo 49: Análisis Estadístico – Porcentaje de retención de fructooligosacáridos (FOS) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	118
Anexo 50: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de azúcares reductores (AR) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	118
Anexo 51: Valores de pH de las raíces de yacón frescas	119
Anexo 52: Porcentaje de retención de fructosa y glucosa en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	119
Anexo 53: Análisis Estadístico – Porcentaje de retención de fructosa en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	120
Anexo 54: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de glucosa en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	120
Anexo 55: Actividad residual (RA) fructano 1-exohidrolasa (1-FEH) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.....	121

Resumen

El yacón (*Smallanthus sonchifolius* Poepp. & Endl) es una raíz andina cuyo consumo aporta beneficios a la salud debido a su alto contenido de fructooligosacáridos (FOS), los cuales actúan como prebióticos en el tracto digestivo. El objetivo de este trabajo fue evaluar los procesos de blanqueado y secado de yacón para la obtención de harina destinada a la extracción de FOS con fines tecnológicos de aplicación. En la primera etapa, se definió el mejor método de blanqueado empleando diferentes espesores de rodaja (5, 10 y 20 mm), técnicas (ebullición y vapor) y tiempos de blanqueado (2, 4 y 6 min); evaluando su influencia en el contenido de sólidos totales, FOS, azúcares (fructosa y glucosa), y en las actividades enzimáticas de la peroxidasa (POD), polifenol oxidasa (PPO) y fructano 1-exohidrolasa (1-FEH). Posteriormente, se obtuvo harina de yacón aplicando el mejor método de blanqueado, un acondicionamiento en una solución de cloruro de calcio al uno por ciento durante cinco minutos y un secado en bandeja a tres diferentes temperaturas (50, 65 y 80 °C). En esta etapa se evaluó la influencia en el color, contenido de FOS, azúcares y actividad residual 1-FEH. Se seleccionó el blanqueado por ebullición por 6 min con un espesor de rodaja de 5 mm debido a que no mostró diferencias significativas ($p < 0.05$) con la muestra fresca en el contenido de FOS y azúcares reductores (porcentajes de retención de 99.7 y 104.6 por ciento, respectivamente); a su vez, presentaron bajos niveles de actividad residual POD, PPO y 1-FEH (2.1, 6.6 y 4.2 por ciento, respectivamente). Bajo las condiciones anteriormente mencionadas y una temperatura de secado de 65 °C, se obtuvieron harinas con parámetros de color $L^* = 58.4$, $a^* = 1.8$ y $b^* = 21.9$; un contenido de FOS de 49.2 por ciento y sin actividad residual 1-FEH.

Palabras clave: yacón, fructooligosacáridos, blanqueado, secado, pardeamiento enzimático, fructano 1-exohidrolasa

Summary

Yacon (*Smallanthus sonchifolius* Poepp. & Endl) is an Andean root whose consumption brings health benefits due to its high content of fructooligosaccharides (FOS), which act as prebiotics in the digestive tract. The study target was the evaluation of blanching and drying operations to obtain yacon flour aimed to FOS's extraction with technological purposes of application. Firstly, the best blanching treatment using different slice thicknesses (5, 10 and 20 mm), techniques (boiling and steam) and blanching times (2, 4 and 6 min) was defined and the influence on content of dry matter, FOS, sugars (fructose and glucose) and enzymatic activities of peroxidase (POD), polyphenol oxidase (PPO) and fructan 1-exohydrolase (1-FEH) was studied. Later, yacon flour was obtained by applying the best blanching treatment which involved a conditioning in calcium chloride solution to one percent for five minutes and hot air drying at three different temperatures (50, 65 and 80 °C). At this stage, the influence on color, FOS content, sugars and 1-FEH residual activity was evaluated. Blanching by boiling for 6 min with a slice thickness of 5 mm was chosen because this treatment showed no significant differences ($p < 0.05$) compared with fresh sample regarding to FOS content and reducing sugars (retention rates of 99.7 and 104.6 percent, respectively); also, samples reached low levels of POD, PPO and 1-FEH residual activity (2.1, 6.6 and 4.2 percent, respectively). Under the above conditions and considering drying temperature at 65 °C, yacon flours were obtained with the following color parameters $L^* = 58.4$, $a^* = 1.8$ and $b^* = 21.9$; FOS content of 49.2 percent and no 1-FEH residual activity.

Keywords: yacon, fructooligosaccharides, blanching, drying, enzymatic browning, fructan 1-exohydrolase

I. INTRODUCCIÓN

En las últimas décadas, la creciente demanda de alimentos ricos en compuestos saludables y más aún si son de bajo valor calórico ha colocado al yacón como una interesante alternativa debido a su alto contenido de fructooligosacáridos (FOS). Estos carbohidratos, también conocidos como oligofructanos, son polímeros cortos de fructosa unidos por enlace β (2 \rightarrow 1) y una molécula de glucosa terminal; que pasan a través del estómago y el intestino delgado sin ser absorbidos o degradados, llegando intactos al colon (Fernández *et al.*, 2013). Es ahí donde son fermentados selectivamente por un grupo de bacterias residentes comúnmente denominadas probióticos, las cuales están asociadas a una serie de efectos benéficos en la salud humana. En términos generales, los carbohidratos en el yacón representan alrededor del 90 por ciento del peso seco de las raíces recién cosechadas, de los cuales entre 50 y 70 por ciento son FOS. El resto de carbohidratos lo conforman la sacarosa, fructosa y glucosa (Ohyama *et al.*, 1990; Asami *et al.*, 1991; Hermann *et al.*, 1999). Las proporciones de estos componentes depende de varios factores como el cultivar, tiempo del cultivo (desde la siembra hasta la cosecha) y condiciones de manejo post cosecha (Vega, 2009; Campos *et al.*, 2012).

Por otra parte, el secado es una de las operaciones unitarias más antiguas y frecuentes en la industria de alimentos, el cual busca extender y preservar la vida de los productos mediante la reducción de humedad. Generalmente, previo al secado es necesario realizar un pretratamiento como el blanqueado que ayuda a reducir las reacciones de deterioro como el pardeamiento enzimático ocasionado por las peroxidases (POD) y/o polifenol oxidasas (PPO). Asimismo, es posible que el blanqueado incremente la velocidad de secado y favorezca la estabilidad del producto deshidratado en el almacenamiento (Scher *et al.*, 2009). Los métodos de blanqueado más comunes son la inmersión en agua caliente y la aplicación de vapor.

Existen otras enzimas de interés presentes en el yacón, relacionadas al metabolismo de los FOS. Entre ellas tenemos a la sacarosa:sacarosa 1-fructosil transferasa (1-SST) y la fructano:fructano 1-fructosil transferasa (1-FFT), encargadas de la síntesis y elongación de los oligofructanos; y la fructano 1-exohidrolasa (1-FEH), que actúa sobre las unidades de fructosa terminal produciendo la despolimerización de los FOS (Edelman y Jefford, 1968). Esta última, resulta de suma importancia debido a que podría tener influencia en la composición de la harina de yacón si no fuera inactivada durante las operaciones previas.

Las operaciones de blanqueado y secado han sido objeto de múltiples estudios, particularmente en alimentos ricos en compuestos saludables. Es importante evitar las pérdidas en sustancias bioactivas que se producen debido a su hidrosolubilidad y la transferencia de masa, la sensibilidad al calor y la oxidación enzimática (Trivedi *et al.*, 2011).

El presente trabajo tuvo como principal objetivo evaluar las operaciones de blanqueado y secado de yacón con la finalidad de obtener harina que pueda ser destinada a la extracción de FOS u otras posibles aplicaciones tecnológicas. Se determinó la influencia de estas operaciones unitarias en FOS, azúcares (fructosa y glucosa) y actividades enzimáticas POD, PPO y 1-FEH.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. YACÓN

2.1.1. GENERALIDADES

El yacón es una planta herbácea perenne oriunda de los Andes, que produce grandes raíces tuberosas de sabor dulce y textura crujiente. Estas raíces presentan una gran variabilidad en forma y tamaño, comúnmente entre los 15 -20 cm de largo y 10 cm de diámetro (Ojansivu *et al.*, 2011). Pertenece a la familia de las Asteraceae, también denominada Compositae (Santana y Cardoso, 2008) y se encuentra estrechamente relacionada con el girasol (Lachman *et al.*, 2003).

Mide de 1 a 2.5 m de alto, posee tallos cilíndricos, pilosos y huecos, de color verde a púrpura. Tiene dos tipos de raíces: fibrosas y reservantes. Las raíces fibrosas son muy delgadas y su función es la fijación de la planta al suelo y la absorción de agua y nutrientes (Seminario *et al.*, 2003). Las raíces reservantes (conocidas con el nombre de yacón) son engrosadas fusiformes u ovaladas, de color blanco, crema o púrpura; tienen un agradable y ligero sabor dulce y por lo general son consumidas crudas, como frutas (Manrique *et al.*, 2004). Diferentes factores como la variedad, el tipo de suelo, la localidad, entre otros, pueden influenciar en la forma y el tamaño de las raíces. Su peso puede fluctuar fácilmente entre los 50 y 100 g, pero mayormente lo hacen entre los 300 y 600 g (Seminario *et al.*, 2003).

Según Zardini (1991), los nombres comunes que se usan en diferentes partes de los Andes son arboloco (Colombia), aricoma (Perú y Bolivia, de origen aymara), jíquima y jiquimilla (Venezuela y Colombia, por la semejanza de las raíces con la jícama, *Pachyrrhizus sp.*). Hermann y Heller (1997) mencionan que *Llaqon*, *llacum*, *llacuma* o *yacumpi* son las palabras quechuas que evolucionaron hasta convertirse en "yacón", probablemente después de la conquista española. En el idioma quechua, *yacu* y *unu* son palabras que significan agua, mientras *yakku* es un adjetivo que significa acuoso o insípido.

Tradicionalmente, el yacón es consumido para calmar la sed durante las faenas de trabajo en el campo. En algunas localidades es usado para rejuvenecer la piel y aliviar problemas gastrointestinales, hepáticos y renales. También es usado como ofrenda en algunas festividades religiosas en los Andes (Manrique *et al.*, 2004).

2.1.2. TAXONOMÍA

Taxonómicamente, el yacón pertenece a la familia Asteraceae. Otros miembros de la familia de las asteráceas incluyen a la achicoria (*Cichorium intybus*), la alcachofa de Jerusalén (*Helianthus tuberosus*) y la dalia (*Dahlia sp.*). Los órganos de almacenamiento de todas estas especies acumulan un tipo de fructano conocido como inulina, que es similar a los fructooligosacáridos (FOS) excepto por un alto grado de polimerización (Manrique *et al.*, 2005). A continuación, se presenta la clasificación taxonómica (Machuca, 2007) y los cortes longitudinal y transversal de la raíz de yacón (Figura 1):

Dominio	: Eukaryota
Reino	: Plantae
División	: Magnoliophyta
Clase	: Magnoliopsida
Orden	: Asterales
Familia	: Asteraceae
Género	: Smallanthus
Especie	: <i>Smallanthus sonchifolius</i>



Figura 1: Raíz de yacón

FUENTE: Seminario *et al.* (2003)

2.1.3. DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA Y ZONAS DE CULTIVO

En las últimas décadas el cultivo del yacón se ha extendido a otros continentes, tal y como se observa en la Figura 2. En 1983 el yacón fue introducido a Nueva Zelanda y desde este país a Japón en 1985. En la actualidad se siembra en Brasil, Corea, República Checa, Rusia, Taiwan y algunos lugares de Estados Unidos de Norteamérica (Manrique *et al.*, 2004).

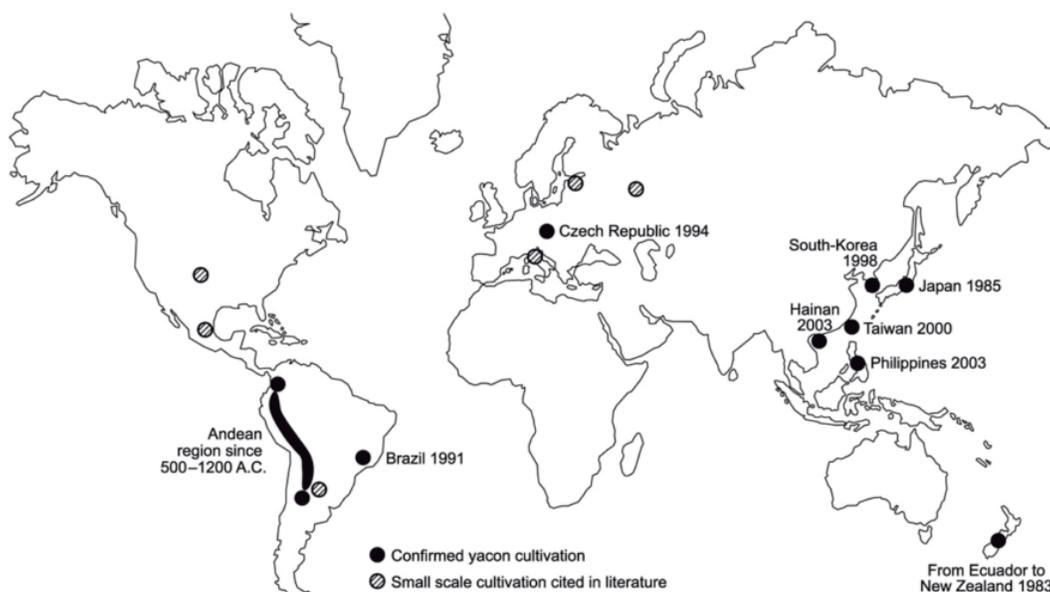


Figura 2: Cultivo de yacón en el mundo

FUENTE: Ojansivu *et al.* (2011)

Su hábitat original son las tierras altas de los Andes, desde Ecuador hasta el nor-oeste de Argentina; así se cultiva en Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia, Chile y las provincias de Salta y Jujuy en Argentina (Machuca, 2007).

En el Perú, los principales nichos de producción se encuentran en el área alto andina de 18 departamentos (de un total de 24 que tiene el país): Amazonas (Utucubamba, Bongará, Chachapoyas); Ancash (Huaraz, Caraz, Yungay); Apurímac (Andahuaylas y Abancay); Arequipa (Arequipa); Ayacucho (Huamanga, Huanta); Cajamarca (Cajamarca, Contumazá, San Marcos, San Ignacio y Jaén); Cerro de Pasco (Oxapampa); Cusco (Urubamba, Cusco, Calca, Paucartambo, La Convención); Huánuco (Huánuco); Junín (Huancayo, Concepción, Jauja y Tarma); La Libertad (Otuzco, Santiago de Chuco, Sánchez Carrión); Lambayeque (Incahuasi); Lima (Pachacamac y Yauyos); Piura (Ayabaca y Huancabamba) y Puno (Sandia

y Carabaya). De todos estos nichos de producción, los que más destacan son Cajamarca, Puno, Oxapampa, Huánuco, Ancash y Junín (Seminario *et al.*, 2003).

2.1.4. COMPOSICIÓN QUÍMICA

Gran parte de la raíz se compone de agua, la cual generalmente excede el 70 por ciento del peso fresco. Esto contribuye positivamente a su bajo valor energético (Lachman *et al.*, 2004); sin embargo, su vida en anaquel queda significativamente reducida a un máximo de siete días en condiciones no refrigeradas puesto que sus tejidos internos son delicados (Santana y Cardoso, 2008).

Estudios realizados por Hermann *et al.* (1999) en diez accesiones de yacón provenientes de Perú (5), Ecuador (1), Argentina (1) y Bolivia (3); muestran la composición química de las raíces las cuales se presentan en el Cuadro 1.

Cuadro 1: Composición química promedio de 10 accesiones de yacón por 1 kg de materia fresca

Compuesto	Promedio	Rango
Materia seca (g)	115	98 – 136
Carbohidratos totales (g)	106	89 – 127
Fructanos (g)	62	31 – 89
Glucosa libre (g)	3.4	2.3 – 5.9
Fructosa libre (g)	8.5	3.9 – 21.1
Sacarosa libre (g)	14	10 – 19
Proteína (g)	3.7	2.7 – 4.9
Fibra (g)	3.6	3.1 – 4.1
Lípidos (mg)	244	112 – 464
Calcio (mg)	87	56 – 131
Fósforo (mg)	240	182 – 309
Potasio (mg)	2282	1843 – 2946

FUENTE: Hermann *et al.* (1999)

El contenido de proteínas, lípidos, vitaminas y minerales es bastante bajo (Seminario *et al.*, 2003), sólo el potasio se encuentra en cantidades importantes (Manrique *et al.*, 2004). El 70-80 por ciento de la materia seca se compone de sacáridos (Goto *et al.*, 1995; citados por Lachman *et al.*, 2004), de los cuales entre 50 y 70 por ciento son FOS (Seminario *et al.*, 2003). El resto, son en su mayoría mono y disacáridos como la glucosa, sacarosa y en especial la fructosa (Ohyama *et al.*, 1990).

En el Cuadro 2 se presenta la concentración relativa porcentual de sacáridos y su concentración en peso seco, reportados por Pereira (2009):

Cuadro 2: Composición en carbohidratos de la raíz de yacón

Azúcares	Composición en Carbohidratos (%)
Fructanos	46.1
Sacarosa	9.7
Glucosa	14.5
Fructosa	29.6

Adicionalmente, Valentová *et al.* (2006) indican que se ha reportado la presencia de grandes cantidades de compuestos fenólicos en extractos de hojas de yacón y sus tubérculos, principalmente ácidos clorogénico, ferúlico, protocatéquico, rosmarínico, gálico, gentísico y cafeico, y sus derivados.

2.1.5. ASPECTOS NUTRICIONALES

En la actualidad, el yacón se describe como el alimento con mayor contenido de FOS en la naturaleza (Silva Borges *et al.*, 2012). En el año 2003, Seminario *et al.* indicaban que la mayoría de propiedades atribuidas a los FOS habían sido comprobadas sólo en roedores (ratas y hamsters); sin embargo, los estudios realizados en seres humanos eran escasos, y frecuentemente daban resultados diferentes y contradictorios.

La actividad prebiótica de los FOS contenidos en el yacón se ha asociado con efectos favorables para la salud tales como el alivio del estreñimiento, aumento de la absorción de minerales, el fortalecimiento del sistema inmunológico, disminución del riesgo de desarrollo de cáncer de colon, los cuales se han demostrado científicamente cuando los FOS se consumen en las dosis recomendadas (Santana y Cardoso, 2008).

Campos *et al.* (2012) comprobaron el efecto prebiótico de los FOS del yacón *in vivo* empleando un modelo de conejillo de indias. Una dieta rica en FOS de yacón promovió el crecimiento de bifidobacterias y lactobacilos, resultando en altos niveles de ácidos grasos de cadena corta (AGCC) en el material cecal, la mejora de la densidad celular y la formación de criptas en el tejido ciego, siendo indicativo de beneficios para la salud del colon.

Por otro lado, se han realizado investigaciones con algunos de sus derivados como por ejemplo, jarabe de yacón o té de yacón, con resultados positivos. Genta *et al.* (2009) observaron que la ingesta diaria de jarabe de yacón produjo una disminución significativa en el peso corporal, la circunferencia de cintura y el índice de masa corporal en mujeres obesas pre menopáusicas con resistencia a la insulina. Además, aumentó la frecuencia de la defecación y la sensación de saciedad. Aybar *et al.* (2001) indican que el extracto de hojas de yacón provocó una mejora en la salud de ratas diabéticas (glucosa en plasma, niveles de insulina en plasma, peso corporal) y los parámetros renales (peso del riñón, peso del riñón en relación al peso corporal, el aclaramiento de creatinina, excreción urinaria de albúmina) en comparación con las ratas diabéticas control.

Roberfroid (2002) sostiene que sobre la base de estudios diseñados en humanos se ha demostrado cambios significativos en la composición de la flora fecal, se puede concluir que la inulina y la oligofructosa (5-15 g/día durante unas pocas semanas) son prebióticos. Como sucede con otras fibras dietéticas, éstas tienen un efecto de aumento en la frecuencia y volumen de las deposiciones, debido a un incremento en la biomasa microbiana que resulta de su fermentación. Por lo tanto, la inulina y la oligofructosa encajan bien dentro del concepto actual de fibra dietética, en especial con sus definiciones más recientes propuestas por la Asociación Americana de Químicos de Cereales (2001) y de la Junta Directiva del Instituto de Medicina de la Academia Nacional de Alimentación y Nutrición (2001).

2.2. FRUCTOOLIGOSACÁRIDOS

2.2.1. GENERALIDADES

Los fructooligosacáridos (FOS), también conocidos como oligofructanos, pertenecen a una clase particular de azúcares conocidos con el nombre de fructanos. La estructura fundamental de los fructanos es un esqueleto de unidades de fructosa unidas entre sí por enlaces glucosídicos β (2 \rightarrow 1) y/o β (2 \rightarrow 6). Es frecuente encontrar, adicionalmente, una molécula de glucosa al inicio de la cadena de cada fructano. Existen diversos tipos de fructanos en la naturaleza (Figura 3), pero desde un punto de vista nutricional y de uso en la industria alimentaria se reconocen a los FOS y a la inulina como los más importantes (Seminario *et al.*, 2003).

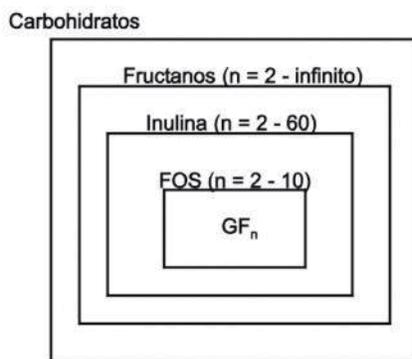


Figura 3: Clasificación de los fructanos

FUENTE: Seminario *et al.* (2003)

Los FOS y oligofructosa son considerados como sinónimos y describen mezclas de oligosacáridos con un grado de polimerización máximo de 10, donde la cadena lineal o bien es un α -D-glucopiranosil-[- β -D-fructofuranosil]_{n-1}- β -D-fructofuranósido (GF_n) o un β -D-fructopiranosil-[β -D-fructofuranosil]_{n-1}- β -D-fructofuranósido (FF_n) (Gibson y Roberfroid, 2008). Por otro lado, Yun (1996) afirma que FOS es el nombre común sólo para los oligómeros de fructosa que se componen principalmente de 1-kestosa (GF₂), nistosa (GF₃) y 1-fructofuranosil nistosa (GF₄) en el que las unidades de fructosil (F) están unidos en β (2 \rightarrow 1) a la sacarosa (GF), los cuales, deben distinguirse de otros tipos de oligómeros de fructosa. Sin embargo, también señala que muchos autores han mezclado FOS con fructanos y oligosacáridos tipo inulina. En la Figura 4, se presenta la estructura química de la 1-kestosa, el oligofructano más sencillo que se conoce.

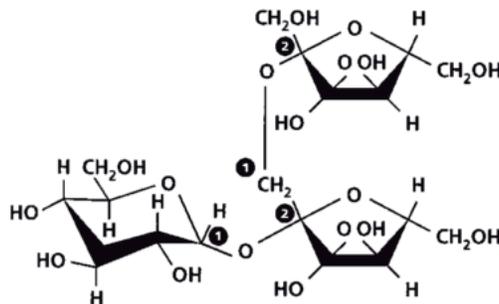


Figura 4: Estructura química de la 1-kestosa

FUENTE: Vijn y Smeekens (1999)

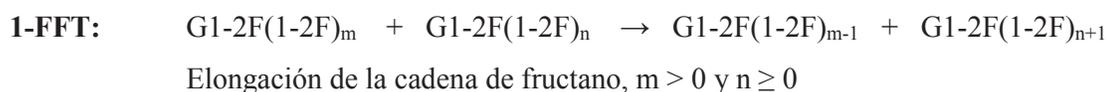
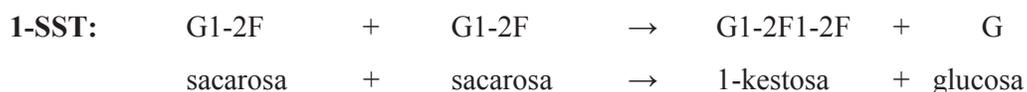
Según Gibson y Roberfroid (2008), la inulina se produce naturalmente en una variedad de plantas, tales como achicoria, cebolla, ajo, alcachofa de Jerusalén, tomate, puerros, espárragos y plátano. La inulina y oligofruktosa disponibles en el mercado se desarrollan sobre todo a partir de achicoria, el azúcar de remolacha y en muy pequeña escala a partir de tubérculos de dalia y agave. La inulina de achicoria se compone de una mezcla de polímeros y monómeros con un variable grado de polimerización (DP), que oscila entre 2 y 60 unidades con un DP promedio de 12. Aproximadamente el 10 por ciento de las cadenas de fructanos en inulina de achicoria nativa tiene un DP entre 2 (F₂) y 5 (GF₄).

La oligofruktosa es mucho más soluble que la inulina (alrededor del 80 por ciento en agua a temperatura ambiente). En su forma pura tiene una dulzura de alrededor del 35 por ciento en comparación con la sacarosa, muestra propiedades humectantes, reduce la actividad de agua que garantiza una alta estabilidad microbiológica, y afecta a los puntos de congelación y ebullición. Muestra una buena estabilidad durante los procesos de alimentos habituales (por ejemplo, durante los tratamientos de calor), incluso si los enlaces β entre las unidades de fructosa pueden ser (parcialmente) hidrolizados en condiciones muy ácidas. Así que, de hecho, posee propiedades tecnológicas que están estrechamente relacionados con los de azúcar y jarabe de glucosa (Crittenden y Playne, 1996; citados por Franck, 2002).

Los FOS son altamente higroscópicos, por esto es difícil mantener la estabilidad de los productos liofilizados bajo condiciones atmosféricas por períodos prolongados. La viscosidad de una solución de FOS es relativamente mayor al de la sacarosa en la misma concentración y su estabilidad térmica es también más alta que la de la sacarosa. Además, los FOS son muy estables en el rango normal de pH para alimentos (4.0-7.0) y a temperaturas de refrigeración por tiempos mayores a un año (Yun, 1996).

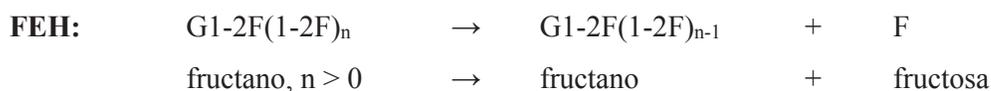
2.2.2. SÍNTESIS Y DEGRADACIÓN

De acuerdo con el modelo propuesto por Edelman y Jefford (1968) para la síntesis de polímeros de fructosa en plantas superiores, dos enzimas están implicadas: la sacarosa:sacarosa 1-fructosil transferasa (1-SST) que produce 1-kestosa por transferencia de una unidad de fructosa, y la fructano:fructano 1-fructosil transferasa (1-FFT), responsable de la elongación reversible del aceptor de fructanos por la transferencia de residuos de fructosilo de fructanos donantes. La acción de 1-SST y 1-FFT resulta en la formación de una mezcla de moléculas de fructano con diferentes longitudes de cadena. A continuación, se presentan los mecanismos de acción enzimática (Vijn y Smeekens, 1999):



Diversas fructosiltransferasas han sido ampliamente purificadas y caracterizadas. En general, las enzimas derivadas de microorganismos son más grandes en tamaño y presentan mayor estabilidad a la temperatura que las provenientes de plantas. Diversas investigaciones han establecido el pH y la temperatura óptimos para la actividad de fructosiltransferasas entre 5-6.5 y 50-60 °C, respectivamente (Yun, 1996).

Asimismo, la fructano 1-exohidrolasa (1-FEH) cataliza la liberación de fructosa, la cual será utilizada en la resíntesis de sacarosa. Se cree que la 1-FFT junto con la 1-FEH catalizan la despolimerización de fructanos al final de la temporada de cultivo y durante el almacenamiento y manejo de las raíces y tubérculos de las especies de Asteraceae (Roover *et al.*, 1999; citados por Itaya *et al.*, 2002). Ende *et al.* (2003) purificaron y caracterizaron dos isoformas de esta enzima presentes en el tallo de trigo y reportaron que su pH óptimo se encuentra entre 4.5 y 5.5, y presentaron actividades óptimas entre 30 y 40 °C. El mecanismo enzimático propuesto por Vijn y Smeekens (1999) se resume de la siguiente manera:



2.2.3. ENZIMA FRUCTANO 1-EXOHIDROLASA

La enzima responsable de la hidrólisis de fructanos en plantas es la fructano 1-exohidrolasa (1-FEH, EC 3.2.1.80) que se encuentra en las vacuolas de las células. Debido a que este es también el sitio de la síntesis y almacenamiento de fructanos, la regulación de la actividad de la fructano 1-exohidrolasa es de considerable interés (Simpson *et al.*, 1991).

Se encuentra en plantas tales como la avena (*Avena sativa*), cebolla (*Allium cepa*), cebada (*Hordeum vulgare*), ballica (*Lolium perenne*), trigo (*Triticum aestivum*), yacón (*Smallanthus sonchifolius*), cardo (*Cynara cardunculus*) y *Vernonia herbacea*. Dos plantas de importancia comercial como la achicoria (*Cichorium intybus*) y la alcachofa de Jerusalén (*Helianthus tuberosus* L.) también presentan actividad fructano 1-exohidrolasa (Krivorotova y Sereikaite, 2014).

Esta enzima hidroliza las moléculas de fructanos en el fructosilo terminal y sus principales productos son fructosa libre y sacarosa (Narai-Kanayama *et al.*, 2007). Se han identificado un número de enzimas degradantes de fructano a partir de bacterias, hongos y plantas superiores; sin embargo, las que han sido caracterizadas en plantas superiores muestran una fuerte preferencia por los enlaces β (2 \rightarrow 1) o β (2 \rightarrow 6) pero no son completamente específicas para alguno de estos (Benkeblia *et al.*, 2005).

Claessens *et al.* (1990) purificaron la fructano 1-exohidrolasa a partir de raíces de achicoria almacenadas a 2-3 °C a lo que llamaron 1-FEH I. El peso molecular de la enzima era de 70 kDa, su K_m fue de 6.2 con inulina y se inhibió ligeramente en presencia de sacarosa. Dado que la concentración de inulina en la achicoria puede ser tan alta como 15 por ciento, la actividad de la enzima *in vivo* bajo condiciones fisiológicas podría ser casi máxima. También informaron de la ligera actividad de una segunda isoforma llamada 1-FEH II, la cual fue purificada por Roover *et al.* (1999). La temperatura en la que mostró la máxima producción de fructosa empleando 3 por ciento (p/v) de inulina como sustrato fue de 35 °C. A la temperatura 45 °C la enzima mostró un 90 por ciento de la actividad registrada a 35 °C mientras que la actividad a 60 °C se redujo en aproximadamente 80 por ciento. Los autores mencionan que sus propiedades enzimáticas son similares a las de 1-FEH I; sin embargo, presenta una mayor inhibición en presencia de sacarosa.

Se presume que varios tipos de fructano exohidrolasas apoyan funciones fisiológicas de fructanos tales como una reserva de hidratos de carbono en la planta (Narai-Kanayama *et al.*, 2007). Ende *et al.* (2004) indican que en las plantas que sintetizan fructanos, estas enzimas cumplen un conjunto de funciones como: (a) hidrolizar las reservas fructanos siempre que se necesiten suministros de energía (b) aumentar rápidamente la presión osmótica; (c) aumentar las concentraciones oligofructano bajo estrés, lo que supuestamente contribuye a la tolerancia a las heladas a través de la estabilización de la membrana; y (d) hidrolizar parcialmente los sustratos de fructano (“proceso de recorte”) durante el proceso de biosíntesis de los mismos. En la mayoría de las especies de la familia Asteraceae estudiadas, la actividad fructano exohidrolasa está presente principalmente durante la germinación natural o inducida, siendo relativamente baja en otras fases de desarrollo (Itaya *et al.*, 2002).

2.3. PARDEAMIENTO ENZIMÁTICO

2.3.1. GENERALIDADES

Se denomina pardeamiento enzimático a la transformación enzimática en sus primeras etapas de compuestos fenólicos en polímeros coloreados, frecuentemente pardos o negros (Cheftel *et al.*, 2000). Las fases de su transformación se muestran en la Figura 5.

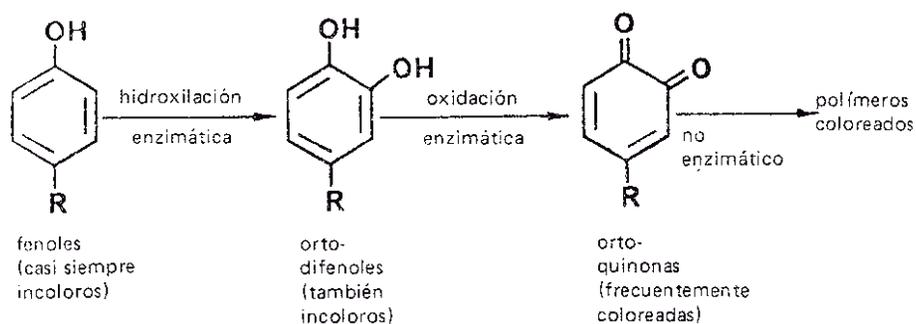


Figura 5: Reacciones de pardeamiento enzimático

En el campo de los alimentos, el pardeamiento enzimático puede ser un problema muy serio en frutas, champiñones, patatas y otros vegetales, y también en algunos crustáceos, al producir alteraciones en el color que reducen el valor comercial de los productos, o incluso los hacen inaceptables para el consumidor. Estas pérdidas son muy importantes en el caso

de las frutas tropicales y de los camarones, productos trascendentales para la economía de muchos países (Calvo, 2014).

La resistencia de las oxidasas al calor ha sido muy estudiada, probablemente porque el calor sea el método más utilizado para la inactivación de estas enzimas en procesos como blanqueamiento y pasteurización, pre tratamientos a los que son sometidas las frutas y hortalizas antes de la apertización, congelamiento o deshidratación, incluso en la obtención de jugos y purés (Eskin, 1990). De un modo general, la inmersión en agua a 80 °C por 10 a 20 minutos o a 100 °C por 2 a 5 minutos, es suficiente para la inactivación de estas enzimas. Pese a ello, siempre se debe tomar en cuenta que todo depende de la fruta u hortaliza considerada (Mathew y Parpia, 1971; citados por Silva y Nogueira, 1983).

Otro de los métodos más comúnmente utilizados es la aplicación de agentes inhibidores que afectan a la enzima o reaccionan con los sustratos o productos, impidiendo así la formación de compuestos coloreados (Biegańska-Marecik y Czapski, 2007). El uso de agentes sulfatantes tales como dióxido de azufre y bisulfito de sodio, para inactivar las enzimas es muy conocida en la industria de alimentos. De hecho, se cree que el sulfito es el aditivo químico más efectivo utilizado para prevenir la coloración enzimática en la mayoría de los productos. Sin embargo, la FDA ha limitado su uso a unas pocas aplicaciones debido a los efectos adversos para la salud en ciertas poblaciones. Los ejemplos representativos de otros agentes de conservación química que son alternativas a los sulfitos incluyen acidulantes (cítrico, málico y fosfórico), quelantes (EDTA, fosfatos y ácidos orgánicos), agentes reductores (ácido ascórbico y sus análogos, cisteína y glutatión), agentes complejantes (ciclodextrinas) e inhibidores enzimáticos (ácidos carboxílicos aromáticos y resorcinoles sustituidos) (Yildiz, 2009).

Las sales de calcio son los agentes de firmeza más conocidos, se utilizan en el fortalecimiento de las paredes celulares para hacerlas más estables a diferentes tratamientos. Esto evita la destrucción de los compartimentos celulares y también el contacto de la polifenol oxidasa con los polifenoles en la vacuola. Los principales agentes de la firmeza son lactato de calcio, propionato de calcio, cloruro de calcio, ascorbato cálcico y cloruro sódico (Ioannou, 2013).

2.3.2. ENZIMA PEROXIDASA

La peroxidasa (POD, EC1.11.1.7) es una hemoproteína que cataliza la oxidación de una amplia variedad de sustratos orgánicos e inorgánicos en presencia de peróxido de hidrógeno. Se ha reportado que la peroxidasa está involucrada en el pardeamiento enzimático, ya sea por separado o junto con la actividad de la polifenol oxidasa (Köksal y Gülcin, 2008; citados por Liu *et al.*, 2010).

Las peroxidasas vegetales pueden catalizar el acoplamiento oxidativo de compuestos fenólicos utilizando H_2O_2 como agente oxidante. La reacción es una reacción cíclica de tres pasos en el que la enzima inicialmente se oxida por H_2O_2 y después se reduce en dos pasos por la transferencia de un electrón mediante la reducción de sustratos, generalmente derivados de compuestos fenólicos de molécula pequeña. Los radicales fenólicos oxidados se pueden polimerizar, dependiendo del carácter químico del radical, el medio ambiente y la peroxidasa presente. Estas enzimas muestran una especificidad de sustrato muy amplia y sus productos son altamente reactivos, los que más tarde pueden participar en reacciones no enzimáticas (Rojas-Reyes *et al.*, 2013).

De las enzimas presentes en plantas, la peroxidasa es considerada la más estable al calor. Si se logra inactivarla, por lo general también se inactivan todos los otros sistemas enzimáticos en el producto. El procesamiento térmico inadecuado puede dar lugar a la regeneración de la misma (Burnette, 1977).

Existen varios métodos para la cuantificación de la actividad de la peroxidasa, que incluyen fluorimetría y la luminiscencia. Sin embargo, tienen sus propias limitaciones, ya que los instrumentos utilizados en fluorimetría y la luminiscencia son demasiado caros y menos versátiles. Los espectrofotómetros son más económicos, fáciles de manejar y los reactivos empleados son generalmente menos costosos (Shivakumar *et al.*, 2010). Uno de los métodos de ensayo más favorables para peroxidasas se fundamenta en la oxidación de guayacol. Este compuesto, éter monometílico de catecol, forma parte de la molécula de ácido guayacónico y se obtuvo primero por destilación de la resina obtenida del árbol de guayacán. En la oxidación con peroxidasa y peróxido de hidrógeno se forma el tetraguayacol tal como se observa en la reacción de la Figura 6 (Maehly y Chance, 1954).

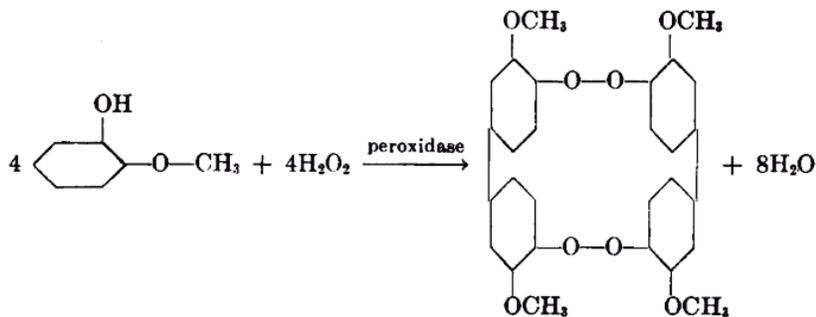


Figura 6: Reacción de oxidación del guayacol en presencia de peroxidasa

Ferro (2006) reportó que la peroxidasa de yacón mostró una mayor actividad a 35 °C, con valores relativamente altos entre los 30 y 45 °C, y valores de pH óptimos entre 4.5 y 8, con un máximo en 5.5. No obstante, diversas investigaciones en las que cuantifican la actividad peroxidasa empleando guayacol como sustrato, se trabajó a un pH de 6.5 (Morales-Blancas *et al.*, 2002; Agüero *et al.*, 2008; Pedreschi *et al.*, 2011).

2.3.3. ENZIMA POLIFENOL OXIDASA

La polifenol oxidasa (PPO, EC 1.14.18.1) es una enzima que presenta dos átomos de cobre en su centro activo, unidos cada uno de ellos a tres histidinas. En su entorno se sitúan una serie de aminoácidos hidrofóbicos, con anillos aromáticos, que también son importantes en su actividad, para la unión de los sustratos (Calvo, 2014). Esta enzima parece ser de distribución casi universal en los animales, plantas, hongos y bacterias. Sin embargo, su función biológica es aún desconocida (Mayer, 2006).

Los pesos moleculares estimados para la polifenol oxidasa de plantas oscilan de 57 a 62 kDa, y 123 kDa en hongos (Martinez y Whitaker, 1995). Mayer y Harel (1979) mencionan que esta categoría agrupa dos tipos de enzimas: la lacasa o *p*-difenol oxígeno oxidorreductasa (EC 1.10.3.2) y la catecol oxidasa u *o*-difenol oxígeno oxidorreductasa (EC 1.10.3.1).

Dado que el pardeamiento reduce las cualidades nutricionales y sensoriales, varias técnicas y mecanismos han sido desarrollados para controlar la actividad de la polifenol oxidasa. Estos mecanismos actúan sobre uno o más de los componentes esenciales necesarios para que la reacción ocurra: oxígeno, enzima, cobre o sustrato (Queiroz *et al.*, 2008).

El mecanismo de acción propuesto para la polifenol oxidasa se basa en su capacidad para oxidar compuestos fenólicos. Cuando el tejido es dañado, la ruptura de los plastidios que es el compartimento celular donde se encuentra la enzima, la induce a entrar en contacto con los compuestos fenólicos liberados por la ruptura de la vacuola, el principal organelo de almacenamiento de estos (Mayer y Harel, 1979). Esta enzima cataliza dos reacciones distintas en las que interviene el oxígeno molecular, tal y como se observa en la Figura 7; la *o*-hidroxilación de monofenoles a *o*-difenoles o actividad cresolasa, y la posterior oxidación de *o*-difenoles a *o*-quinonas o actividad catecolasa (Ziyan y Pekyardimci, 2003).

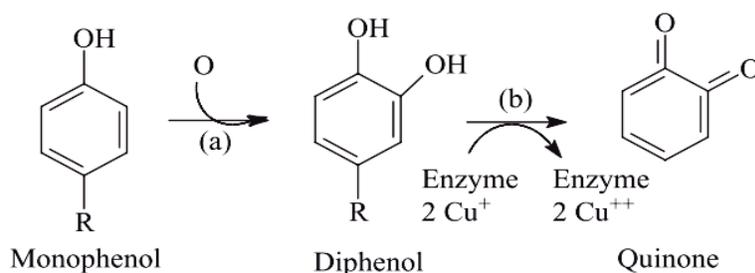


Figura 7: Reacciones de (a) hidroxilación y (b) oxidación catalizadas por la PPO

FUENTE: Queiroz *et al.* (2008)

En particular, la raíz de yacón se oscurece rápidamente en el almacenamiento, corte o durante el procesamiento. El grado de oscurecimiento depende de la actividad de la polifenol oxidasa endógena, la cantidad de compuestos fenólicos endógenos, la presencia de oxígeno, las sustancias reductoras, los iones metálicos, el pH, y temperatura (Chen, 2013). Neves y Silva (2007) quienes extrajeron la polifenol oxidasa presente en las raíces de yacón, mencionan que el pH óptimo varía con la fuente de la enzima y depende del sustrato fenólico elegido para el ensayo. Empleando catecol, la enzima mostró una actividad óptima cerca a los 30 °C y a pH 6.6, resultando más del 90 por ciento de esta actividad entre pH 6.0 y 7.0.

En 1979, Mayer y Harel mencionaban que recientemente se habían propuesto los métodos espectrofotométricos para los ensayos de actividad enzimática de la polifenol oxidasa, observándose buena linealidad entre el tiempo y la concentración de enzima; no obstante, la estequiometría exacta de las reacciones no había sido determinada. En la actualidad, diferentes trabajos realizados han mostrado que los derivados del catecol son los sustratos más adecuados para la medida de la reacción de la polifenol oxidasa debido a la estabilidad de los compuestos quinónicos resultantes (Vela, 1997).

2.4. BLANQUEADO

2.4.1. GENERALIDADES

El blanqueado o escaldado, es un tratamiento térmico que generalmente se aplica para mejorar la estabilidad del producto alimenticio durante el almacenamiento (Heldman y Hartel, 1997). Fellows (2000) indica que el blanqueado ofrece una variedad de funciones, una de las principales es destruir la actividad enzimática en las verduras y algunas frutas antes de su procesamiento. Como tal, no está destinado como único método de preservación, sino un pre tratamiento que se lleva a cabo normalmente entre la preparación de la materia prima y las operaciones posteriores (en particular de esterilización por calor, la deshidratación y congelación). Inmediatamente después de exponer al alimento a vapor de agua o agua hirviendo durante un breve período de tiempo, este debe ser enfriado rápidamente en agua helada para evitar su cocción (Hui, 2006).

El tratamiento térmico asociado con el blanqueado es suficiente para reducir la población de microorganismos vegetativos, especialmente aquellos que residen en la superficie del producto. También se conoce que elimina el aire de los espacios intercelulares del alimento, una medida que es beneficiosa antes de sellar los productos en sus envases. Además, mejora el color de la mayoría de las verduras y frutas (Heldman y Hartel, 1997).

El tiempo y temperatura de blanqueado afectan la calidad del alimento. Si los tratamientos son muy severos, pueden acelerar las pérdidas de calidad durante el almacenamiento (por ejemplo, el desarrollo de dureza y cambios en el color o sabor); si son muy leves, la actividad enzimática puede persistir (Brown, 2011). Heldman y Hartel (1997) indican que los factores que influyen en el tiempo de blanqueado son:

- Tipo de fruta o verdura
- Tamaño de las piezas del alimento
- Temperatura de blanqueado
- Método de calentamiento

Los dos métodos de blanqueado más comunes implican que los alimentos pasen a través de una atmósfera de vapor saturado o un baño de agua caliente. Ambas técnicas emplean equipos relativamente simples y de bajo costo. Por otra parte, el blanqueado por microondas aún no se utiliza comercialmente a gran escala (Heldman y Hartel, 1997).

2.4.2. EFECTOS DEL BLANQUEADO

Heldman y Hartel (1997) señalan que el calor recibido por el alimento durante el blanqueado provoca inevitablemente algunos cambios en las cualidades sensoriales y nutricionales (Figura 8), que son originados por:

- Muerte celular, cambios físicos y metabólicos dentro de las células de los alimentos
- Daños térmicos en las membranas citoplasmáticas, lo que las vuelve permeables y produce pérdida de la turgencia celular
- Pérdida de nutrientes por entrada y salida de solutos en las células
- Alteración de los organelos subcelulares, por lo que sus componentes son libres de interactuar dentro de la célula
- Eliminación de los gases intercelulares de los tejidos de la planta, cosa que, junto con la eliminación de polvo de la superficie, altera la longitud de onda de la luz reflejada de la comida y por lo tanto, aclara el color de algunos vegetales

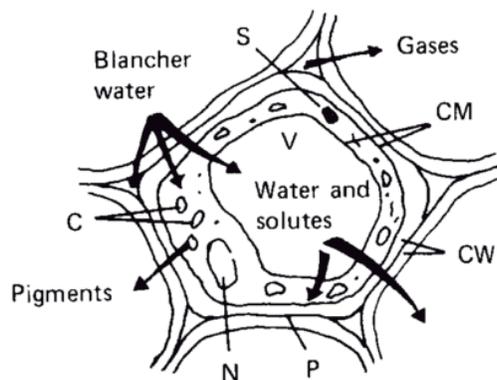


Figura 8: Efecto del blanqueado en los tejidos celulares*

* S, almidón gelatinizado; CM, membranas citoplasmáticas alteradas; CW, paredes celulares poco alteradas; P, pectinas modificadas; N, núcleo y proteínas citoplasmáticas desnaturalizadas; C, cloroplastos y cromoplastos distorsionados

FUENTE: Fellows (2000)

Durante el tratamiento térmico en húmedo de frutas y verduras, como es el caso del blanqueado por vapor o ebullición, hay una pérdida considerable de carbohidratos de bajo peso molecular (es decir, mono- y disacáridos), así como de micronutrientes, en el agua de procesamiento (Svanberg *et al.*, 1997; citados por FAO, 1998). Entre ellas podemos mencionar algunas sustancias inorgánicas tales como calcio, potasio, fosfatos, y hierro, así como también vitaminas. Numerosos estudios han puesto en manifiesto las mejores condiciones de tiempo y temperatura de blanqueado para la retención de las cantidades máximas de nutrientes relacionados con el mantenimiento de la calidad deseable de cada producto terminado (Lee, 1958).

Kramer y Smith (1947), citados por Lee (1958) estudiaron el efecto del tiempo, temperatura, y tipo de blanqueado sobre la composición proximal de guisantes, vainitas, habas y espinacas antes del enlatado. Dichos autores señalan que, independientemente de la temperatura, un blanqueado en agua caliente por un periodo de tres minutos causó una ligera pérdida en el contenido de humedad. Posteriormente, el contenido de humedad aumentó con el tiempo y la temperatura. Estos incrementos fueron compensados por disminuciones en el contenido de proteína, carbohidratos y cenizas. En el caso del blanqueado con vapor, el tratamiento no causó ningún cambio significativo en la composición de las muestras excepto en espinacas, donde se observaron pérdidas moderadas en hidratos de carbono.

En general, las pérdidas en las operaciones de procesamiento de blanqueado comercial pueden predecirse utilizando correlaciones y difusividades aparentes junto con la expresión matemática adecuada para ese caso particular. La difusión unidireccional en estado no estacionario está dada por (Spaninks, 1979; citado por Kincal y Kaymak, 1987):

$$\frac{\partial C}{\partial t} = \frac{1}{r^{v-1}} \frac{\partial C}{\partial r} \left[r^{v-1} D_a \frac{\partial C}{\partial r} \right]$$

Donde:

C = Concentración

r = Distancia

D_a = Difusividad aparente

$v = 1$ para una placa infinita, 2 para un cilindro infinito y 3 para una esfera.

2.5. SECADO

2.5.1. GENERALIDADES

El secado es una operación compleja que implica la transferencia transitoria de calor y masa junto con varios tipos de procesos (Jangam y Mujumdar, 2010) relacionados a las propiedades físicas, químicas y biológicas del alimento, tales como la actividad enzimática, deterioro microbiano, textura, viscosidad, dureza, aroma, gusto y sabor (Barbosa-Cánovas y Vega-Mercado, 2000).

La deshidratación o secado de alimentos es una de las operaciones unitarias más utilizadas en la conservación de los mismos, con la que también se logran disminuir los costes de envasado, manejo, almacenado y transporte, ya que se disminuye el peso del alimento y en algunos casos el volumen (Ibarz y Barbosa-Cánovas, 2005). A pesar de que los términos de secado y deshidratación se utilizan como sinónimos, en realidad no debería ser así, porque se considera que un alimento está deshidratado si no contiene más de 2.5 por ciento de agua, mientras que uno seco puede contener más de 2.5 por ciento (Barbosa-Cánovas y Vega-Mercado, 1996; citados por Ibarz y Barbosa-Cánovas, 2005).

Cuando el aire caliente pasa sobre el alimento húmedo, el vapor de agua se difunde a través de una película que rodea al producto y se deja llevar por el aire en movimiento (Figura 9). Una gradiente de presión de vapor de agua se establece entre el interior húmedo del alimento y el aire seco, la cual proporciona la “fuerza motriz” para la eliminación de agua (Fellows, 2000).

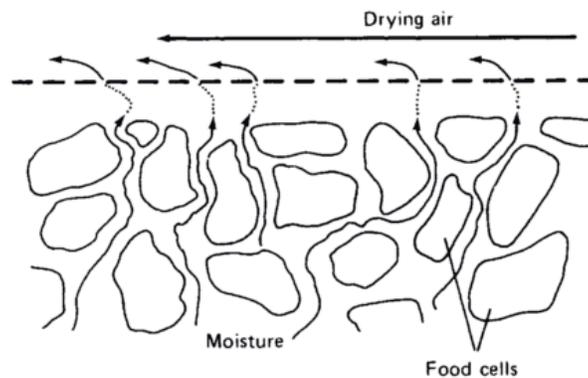


Figura 9: Movimiento de la humedad durante el secado

FUENTE: Fellows (2000)

El secado produce cambios en la estructura del alimento. El efecto más general y evidente, así como también el más difícil de evitar, es la contracción. Por lo general, la matriz sólida tiene una cierta resistencia, y por lo tanto la contracción es menor que el volumen de agua eliminado. Tensiones mecánicas son inducidas y la deformación se produce (Berk, 2013) para dar al alimento una apariencia arrugada y encogida. La naturaleza y el grado de pretratamientos (por ejemplo, cloruro de calcio añadido al agua de escaldado o el tipo y el grado de reducción de tamaño) afecta la textura de las frutas y verduras (Fellows, 2000). Los productos secados por aire caliente se caracterizan por una baja porosidad y una alta densidad aparente (Zogzas *et al.*, 1993; citados por Krokida y Maroulis, 1999).

En general, el secado rápido y las altas temperaturas causan mayores cambios en la textura de los alimentos que las que generan las tasas moderadas de secado y temperaturas más bajas. Las altas temperaturas del aire (especialmente con frutas, pescados y carnes), producen cambios químicos y físicos complejos en los solutos de la superficie, y la formación de una piel impermeable dura. Esto se denomina “caso de endurecimiento” y reduce la velocidad de secado para producir un alimento con una superficie seca y un interior húmedo. Esto se reduce al mínimo mediante el control de las condiciones de secado para evitar gradientes de humedad excesivamente altas entre el interior y la superficie del alimento (Fellows, 2000).

2.5.2. SECADO EN BANDEJA

El secador de bandejas, también llamado secador de anaqueles, de gabinete o de compartimientos (Geankoplis, 2006), consiste en una pila de bandejas o varias pilas de bandejas colocadas en una gran cámara aislada en la que el aire caliente se hace circular con ventiladores apropiadamente diseñados y paletas de guía (Mujumdar, 2011).

El aire es calentado mediante un calentador a la entrada y es forzado a pasar a través del conjunto de bandejas y sobre el producto (Heldman y Singh, 1997; citados por Barbosa-Cánovas y Vega-Mercado, 2000). Los calentadores de aire pueden ser quemadores de gas directo, serpentines de vapor, intercambiadores o calentadores eléctricos y la velocidad de aire es de 2 a 5 m/s (Brennan *et al.*, 1990; citados por Barbosa-Cánovas y Vega-Mercado, 2000). Más o menos del 10 al 20 por ciento del aire que pasa sobre las bandejas es nuevo y el resto es aire recirculado (Geankoplis, 2006).

El aire caliente y seco se utiliza para suministrar el calor necesario tanto para la evaporación como para eliminar el vapor de agua de la superficie del alimento. Ambos intercambios de calor y masa entre el gas y la partícula son esencialmente transferencias de convección, aunque la conducción y radiación también pueden estar implicadas en cierta medida (Berk, 2013).

Según Fito *et al.* (2001), el flujo de aire en este tipo de secadores puede ser:

- Horizontal, si el aire circula paralelamente al lecho a secar.
- Transversal, si el aire circula perpendicularmente al lecho a secar.

Los secadores de bandejas son útiles para secar pequeñas cargas de productos valiosos. En general se aplican cuando la capacidad necesaria no excede de 25 a 50 kg/h de producto seco. En ellos se puede secar prácticamente cualquier material, pero a causa de la mano de obra requerida para la carga y descarga, su operación resulta costosa para su baja capacidad de producción. Sin embargo, su versatilidad y la buena calidad comercial de los productos obtenidos los hace utilizables en la deshidratación de productos agrícolas (Fito *et al.*, 2001).

Los rendimientos térmicos de este tipo de secador suelen estar comprendidos entre el 20 y el 50 por ciento, pudiendo ser más bajos (Fito *et al.*, 2001). El problema más grande de este tipo de secaderos es obtener un secado uniforme en los diferentes puntos de las bandejas (Heldman y Singh, 1997; citados por Barbosa-Cánovas y Vega-Mercado, 2000). Generalmente, el material situado más cerca de la entrada de aire seco tiene el más bajo contenido de humedad. Con el fin de asegurar un secado más uniforme, la dirección del flujo de aire puede ser revertida o las bandejas se pueden rotar periódicamente. Algunos secadores están equipados con deflectores móviles, ajustados de manera que se obtenga una distribución uniforme del aire de secado en todo el gabinete (Berk, 2013).

Productos como las zanahorias, camotes, papas y cebollas son sensibles a la temperatura. El problema de pardeamiento, pérdida de sabor y disminución de la capacidad de rehidratación del producto seco se producen durante el secado de aire caliente, pero pueden ser resueltos por algunos pre-tratamientos como el escaldado, inmersión química y la deshidratación osmótica (Sutar y Thorat, 2011).

2.5.3. EFECTO DE LA TEMPERATURA EN LOS FRUCTOOLIGOSACÁRIDOS

Existen estudios en yacón sobre el secado por aire caliente (Padilha *et al.*, 2009; Shi *et al.*, 2013; Bernstein y Noreña, 2014) y secado al vacío (Ritcher, 2011; Reis *et al.*, 2012); no obstante, ninguno de los trabajos anteriormente citados evalúa la influencia de la temperatura de secado en el contenido de azúcares. Este aspecto ha sido únicamente tratado por Scher *et al.* (2009) quienes reportaron una disminución de los azúcares no reductores en las muestras de yacón no blanqueadas y secadas a 70 °C, relacionándolo a una hidrólisis de los FOS. Asimismo, las muestras tratadas a 50 y 60 °C no presentaron diferencias significativas entre ellas tanto en azúcares reductores como no reductores.

La aplicación de los FOS en diversos productos alimenticios se ha expandido durante los últimos años debido a la investigación de sus beneficios que ha permitido desarrollar la tecnología de productos enriquecidos en FOS como yogurt (Mileib *et al.*, 2012), *snacks* secos de fruta (Mejía, 2015) y de panificación (Moscatto *et al.*, 2006; Rolim *et al.*, 2011). No obstante, es necesario saber cómo afectan los parámetros del procesamiento (temperatura, tiempo, pH) en las propiedades de los FOS por modificaciones de su estructura original (Matusek *et al.*, 2009).

Son pocas las investigaciones relacionadas a la hidrólisis de los FOS u otros oligosacáridos en función de la temperatura. Pese a ello, algunos de los estudios publicados coinciden en que el efecto de la temperatura está estrechamente relacionado al pH del medio. Tal es el caso de L'homme *et al.* (2003), quienes evaluaron la hidrólisis de FOS (GF₂, GF₃ y GF₄) en soluciones tamponadas (pH de 4.0, 7.0 y 9.0) en un rango de temperaturas de 80–120 °C y observaron que las reacciones de degradación se dieron principalmente a pH ácido en vez de pH neutro o básico. Por otro lado, Huebner *et al.* (2008) determinaron la estabilidad prebiótica funcional de FOS e inulina comerciales simulando tres condiciones de procesamiento de alimentos: pH bajo (pH 3.0, 4.0, 5.0 y 6.0), calentamiento a bajo pH (30 min a 85 °C; pH 4.0, 5.0, 6.0 y 7.0) y condiciones de reacción de Maillard (hasta 6 h a 85 °C en presencia de glicina al uno por ciento; pH 7.0), y posteriormente determinando la actividad prebiótica en base al incremento de la biomasa celular de *Lactobacillus paracasei* 1195 en relación a la de *Escherichia coli*. Los resultados mostraron que los prebióticos fueron estables a condiciones de bajo pH y reacción de Maillard, pero al ser sometidos a altas temperaturas y a un pH de 4.0 se produjo una reducción en la actividad prebiótica.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LUGAR DE EJECUCIÓN

La investigación se realizó en el laboratorio de Biotecnología Industrial del Instituto de Biotecnología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima – Perú.

3.2. MATERIA PRIMA

Se emplearon raíces de yacón, adquiridas en el Mercado Mayorista N°2 de Frutas de Lima, ubicado en el distrito de La Victoria. Éstas fueron transportadas al laboratorio y procesadas el mismo día de su recepción.

3.3. MATERIALES, EQUIPOS Y REACTIVOS

3.3.1. EQUIPOS

- Agitador magnético (Cat, Modelo M6. Germany)
- Agitador vortex (VELP científica, modelo F202A0175. Europe)
- Autoclave eléctrica (Fravill. Perú)
- Balanza analítica (OHAUS, modelo AR2140. USA)
- Balanza de precisión (OHAUS, modelo Scout. USA)
- Baño maría con agitación (GFL, modelo 1083. Germany)
- Bomba de vacío (Vacuumbrand. Modelo ME2C. Germany)
- Cabina de secado con flujo de aire recirculado (Fravill. Perú)
- Centrífuga (Hettich. Modelo Rotofix 32, Germany)
- Centrífuga refrigerada (Hettich. Modelo Mikro 220R, Germany)
- Cocina eléctrica (Ingresa. Perú)
- Colorímetro (Konica Minolta. Modelo CR- 400/410. Japan)

- Congelador (Electrolux, modelo H300. Brasil)
- Cromatógrafo de fase líquida de alta performance (HPLC) (Waters Associates, modelo 2695) con detector de Índice de Refracción (Waters Associates, modelo 2414)
- Espectrofotómetro para microplacas (Biotek Instruments, modelo EON. USA)
- Estufa al vacío (VWR, modelo Shellab 1400 E-2. USA)
- Licuadora (Oster, modelo 4655-053. México)
- Potenciómetro digital (Thermo Orion, modelo 410. USA)
- Refractómetro de mano 0-32 °Brix (VWR, BX Series)
- Refrigerador (LG, modelo GR-482BEF. Corea)
- Rotavapor (Heidolph, modelo Heizbad HB digit. Germany)
- Selladora (Machintek, modelo KF-300H)
- Tamiz N°60 ASTM (W.S. Tyler. USA)

3.3.2. MATERIALES DE LABORATORIO

- Columna Shodex Asahipak NH2P-40 3E de 4.6 mm ID x 250 mm (Japan) y pre-columna Shodex NH2P-50G 3A de 4.6 mm ID x 10 mm (Japan)
- Material de vidrio en general: baguetas, embudo Büchner, fiolas, matraces Erlenmeyer, matraces Kitasato, pipetas, placas Petri, probetas, termómetro, tubos de ensayo, vasos de precipitado, entre otros
- Micropipetas de 5-50 µL, 20-200 µL, 100-1000 µL, 500-5000 µL (Brand).
- Papel filtro Whatman N°1
- Ollas, cuchillos, tablas de picar, cucharas, pinzas, bolsas de polipropileno de alta densidad, magnetos, filtros jeringa de membrana de PVDF Millipore (0.22 µm de poro y 13 mm de diámetro)

3.3.3. REACTIVOS

- Acetato de sodio (p.a. Merck, Germany)
- Acetonitrilo (grado HPLC. J.T. Baker, USA)
- Ácido acético glacial (p.a. J.T. Baker, USA)
- Ácido cítrico monohidratado (Fermont, México)

- Ácido fosfórico 85 por ciento (p.a. J.T. Baker, USA)
- Alcohol etílico (p.a. J.T. Baker, USA)
- Azida de sodio (Sigma, USA)
- Azul de Coomassie G (Sigma, USA)
- Bisulfito de sodio (Mallinckrodt, México)
- Catecol (Sigma-Aldrich, USA)
- Cloruro de calcio (p.a. Merck, Germany)
- Cloruro de sodio (Merck, Germany)
- Fenol (p.a. Mallinckrodt, USA)
- Fosfato de potasio monobásico (p.a. Fermont, México)
- Fosfato de potasio dibásico (p.a. Fermont, México)
- Fructosa (Sigma, USA)
- Glucosa (Fermont, México)
- Guayacol (Himedia, India)
- Hidróxido de sodio en perlas (p.a. J.T. Baker, México)
- Inulinasa (Sigma, USA)
- Peróxido de hidrógeno (Merck, Germany)
- Polyvinylpolypyrrolidone (Merck, Switzerland)
- Polyvinylpyrrolidone (Calbiochem, USA)
- Raftilosa P95® (Deltagen, Perú)
- Sacarosa (p.a. Merck, Germany)
- Tartrato de sodio y potasio (Scharlau, Spain)
- 2-mercaptoetanol (Sigma, USA)
- 3,5 Dinitrosalisílico (DNS) (p.a. Sigma, USA)

3.4. MÉTODOS DE ANÁLISIS

3.4.1. DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS TOTALES

Se determinó el contenido de materia seca de las muestras frescas, blanqueadas y de la harina de yacón por secado en estufa a presión de vacío hasta obtener peso constante. El método empleado fue el 925.45-A de la AOAC (1995).

3.4.2. DETERMINACIÓN DE pH

La determinación de pH de la raíz se realizó con la ayuda de un potenciómetro previamente calibrado a pH 4.00 y 7.00. Las lecturas se realizaron a 25 °C.

3.4.3. DETERMINACIÓN DE COLOR

El color de la harina se determinó utilizando un colorímetro de refracción (Minolta) mediante el método CIELAB, donde L^* fue la luminosidad que varía de 0 (negro) a 100 (blanco), a^* que varía de rojo ($+a^*$) a verde ($-a^*$), y b^* que varía de azul ($+b^*$) a amarillo ($-b^*$). El instrumento fue estandarizado con un azulejo blanco ($L^* = 97.34$, $a^* = -0.11$, $b^* = 2.04$). Adicionalmente, los parámetros L^* , a^* y b^* fueron utilizados para calcular la diferencia total de color (ΔE), Cromaticidad (C^*), Tono (H°) e Índice de pardeamiento (BI), según las ecuaciones citadas por Palou *et al.* (1999).

3.4.4. DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS SOLUBLES (GRADOS BRUX)

Se determinó el contenido de sólidos solubles para el yacón fresco por el método 932.12 de la AOAC (1995), reportándose los resultados en grados Brix.

3.4.5. DETERMINACIÓN DE AZÚCARES REDUCTORES

Se usó el método del ácido 3,5-dinitrosalisílico, recomendado por Miller (1959), el resultado fue expresado como porcentaje de azúcares reductores expresados como fructosa. El procedimiento detallado se presenta en el Anexo 1.

3.4.6. DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE FRUCTOOLIGOSACÁRIDOS

Para la determinación del contenido de fructooligosacáridos, se empleó el método de Jaime *et al.* (2001) con algunas modificaciones. Se tomó 10 g de yacón fresco ó 2 g de harina de yacón y se homogenizó con 100 ml de solución de etanol al 70 por ciento. Para el caso del yacón fresco, las muestras fueron homogenizadas con el solvente para así optimizar la eficiencia de extracción en la determinación del contenido de fructooligosacáridos (FOS). Se ajustó el pH del homogenizado entre 6.4–6.6 con hidróxido de sodio o ácido acético,

según fuese el caso y se llevó a ebullición durante 10 minutos. Luego se centrifugó a 4000 RPM por 15 minutos y se recolectó el sobrenadante, una nueva extracción fue realizada a la torta obtenida utilizando 75 ml de solución etanólica. Este proceso se repitió una vez más y los tres sobrenadantes de las extracciones se mezclaron y filtraron al vacío con la ayuda de papel Whatman N°1. Posteriormente, se midió el volumen total de extracto, se tomó 50 ml y fue concentrado a vacío a 55 °C hasta alcanzar un volumen de 5 ml aproximadamente. Los extractos concentrados fueron sometidos a una hidrólisis enzimática. Un volumen de 2.8 ml de extracto concentrado y 0.2 ml de solución enzimática de inulinasa (activa e inactiva, respectivamente), fueron llevadas a un baño maría a 60 °C durante 3 horas. Paralelamente, se preparó el blanco de la muestra que contenía agua en lugar de muestra.

Las muestras hidrolizada y sin hidrolizar se filtraron en filtros jeringa de membrana de PVDF Millipore antes de ser inyectadas al equipo de Cromatografía líquida de alta perfomancia (HPLC), con detector de índice de refracción, columna y pre-columna Shodex. El solvente de elución fue acetonitrilo: agua (80:20) a un flujo de 0.5 ml/min y 42 °C, durante 20 minutos.

El cálculo del contenido de FOS se realizó mediante el empleo de curvas de calibración de fructosa, glucosa y sacarosa a diferentes concentraciones (0.125, 0.25, 0.5 y 1 por ciento). La concentración de fructanos totales fue calculada de acuerdo a lo reportado por Hoebregs (1997) según las ecuaciones:

$$G = G_t - \frac{S}{1.9} - G_f \qquad F = F_t - \frac{S}{1.9} - F_f$$

Siendo:

G_t: Glucosa después de hidrólisis (g/100 ml)

F_t: Fructosa después de hidrólisis (g/100 ml)

G_f: Glucosa de la muestra no hidrolizada (g/100 ml)

F_f: Fructosa de la muestra no hidrolizada (g/100 ml)

G: Glucosa (g/100 ml)

F: Fructosa (g/100 ml)

S: Sacarosa (g/100 ml)

El contenido total de oligofruktanos es la suma de G y F, corregida por la ganancia de agua durante la hidrólisis:

$$FOS_{total}(\%) = k \times (G + F), \text{ donde } k = 0.925$$

3.4.7. DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE LA PEROXIDASA

Se siguió el método reportado por Pedreschi *et al.* (2011) con algunas modificaciones.

Preparación del extracto enzimático

Se homogenizó 8 g de raíz con 40 ml de tampón fosfato 0.05M (pH 6.5) y polivinilpirrolidona (PVP) al 5 por ciento (p/p). El extracto fue centrifugado a 6000 RPM por 20 min a 4 °C y el sobrenadante obtenido fue almacenado a la misma temperatura hasta el momento del ensayo.

Ensayo de la actividad peroxidasa

Se mezcló una alícuota de 33 µl de extracto enzimático, 850 µl de tampón fosfato, 83 µl de guayacol 0.5 M y 33 µl de peróxido de hidrógeno 0.25 M en la celda espectrofotométrica. Se incubó a 30 °C y la absorbancia fue determinada cada minuto a 470 nm durante seis minutos, previamente acondicionada a dicha temperatura por un minuto.

La actividad peroxidasa se calculó sobre la base de la pendiente de la porción lineal de la curva $A_{470 \text{ nm}}$ versus el tiempo ($\Delta A/\text{min}$). La actividad residual se expresó como la relación de la actividad de la muestra tratada y no tratada, en porcentaje.

3.4.8. DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE LA POLIFENOL OXIDASA

Se empleó la metodología reportada por Ndiaye *et al.* (2009) con algunas modificaciones.

Preparación del extracto enzimático

Se homogenizó 10 g de raíz con 30 ml de tampón McIlvaine citrato-fosfato, pH 6.5. Posteriormente se centrifugó a 6000 RPM y 4 °C durante 30 min, el sobrenadante fue recuperado y se almacenó en refrigeración hasta su posterior análisis.

Ensayo de la actividad polifenol oxidasa

Se mezcló 286 µl de una solución de catecol 0.175 M, 570 µl de tampón cítrico-fosfato (pH 6.5) y 143 µl de extracto enzimático en la celda espectrofotométrica. Se incubó a 30 °C y la absorbancia fue determinada cada minuto a 420 nm durante seis minutos, previamente acondicionada a dicha temperatura por un minuto.

La actividad enzimática polifenol oxidasa se calculó sobre la base de la pendiente de la porción lineal de la curva $A_{420\text{ nm}}$ versus el tiempo ($\Delta A/\text{min}$). La actividad residual se expresó como la relación de la actividad de la muestra tratada y no tratada, en porcentaje.

3.4.9. DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE LA FRUCTANO 1-EXOHIROLASA

Se ejecutó el método reportado por Narai-Kanayama *et al.* (2007) con algunas modificaciones.

Preparación del extracto enzimático

Se homogenizó 30 g de yacón con 5 por ciento de PVPP (p/p) y 30 ml de buffer cítrico-fosfato (pH 6.0) modificado con 5 por ciento de cloruro de sodio, 10 mM de EDTA-2Na y 5 mM de β -mercaptoetanol. Se mantuvo en reposo durante media hora, se filtró en papel Whatman N°1 y se centrifugó durante 30 minutos (6000 RPM a 4 °C). Se midió el volumen de sobrenadante y se le adicionó sulfato de amonio hasta llegar al 65 por ciento de saturación, manteniéndolo en refrigeración y agitación durante toda la noche. Posteriormente, se centrifugó durante 30 minutos (6000 RPM a 4 °C), el precipitado fue resuspendido en el buffer de extracción y fue sometido a diálisis en el mismo buffer durante 24 horas para remover la sal y los carbohidratos contaminantes. El contenido de proteínas del dializado fue determinado a través del método de Bradford (1976).

Incubación

El extracto enzimático dializado y una solución de FOS (Raftilosa®) al 5 por ciento fue mezclada en proporción 1:1 (v/v). La incubación se realizó a 30 °C en baño María bajo agitación durante 16 horas. La reacción se detuvo sometiendo a ebullición durante 5 minutos.

Para la cuantificación de los productos de reacción se empleó una curva de calibración de fructosa a diferentes concentraciones. Las muestras fueron filtradas y analizadas mediante Cromatografía líquida de alta perfomancia (HPLC) con detector de índice de refracción y columna Shodex Asahipak. El solvente de elución fue acetonitrilo: agua (75:25) a 35 °C. El producto de la reacción enzimática de la fructano 1-exohidrolasa es la fructosa, cuya actividad fue calculada como:

$$\text{Actividad Enzimática} = \frac{\mu\text{g de fructosa}}{\text{mg de proteína} \cdot \text{minuto}}$$

La actividad residual se expresó como la relación de la actividad de la muestra tratada y no tratada, en porcentaje.

3.4.10. DETERMINACIÓN DE PROTEÍNA POR EL MÉTODO BRADFORD

Se empleó el método de Bradford (1976), el cual se basa en la formación de un compuesto de coloración azul entre los residuos de aminoácidos básicos de las proteínas y el colorante Azul de Coomassie G-250. El procedimiento detallado se presenta en el Anexo 2.

3.5. METODOLOGÍA EXPERIMENTAL

3.5.1. OBTENCIÓN DE LA HARINA DE YACÓN

A continuación, se describe la secuencia de las operaciones realizadas para la obtención de harina de yacón (Figura 10):

a. Selección

Al llegar al laboratorio, las raíces de yacón fueron inmediatamente seleccionadas y se eliminaron las que presentaron algún daño físico o microbiológico.

b. Lavado

Las raíces se lavaron con chorro de agua potable para eliminar los residuos de tierra.

c. Desinfección

Las raíces se desinfectaron durante diez minutos en una solución de hipoclorito de sodio a una concentración de 200 ppm para evitar posibles contaminaciones. Posteriormente, se dejaron orear hasta observar su superficie seca.

d. Cortado

Las raíces de yacón se cortaron en hojuelas de aproximadamente 5, 10 ó 20 mm de espesor, según sea el caso.

e. Blanqueado

En la etapa de blanqueado se realizaron dos procedimientos diferentes:

- Ebullición: Las rodajas cortadas fueron acomodadas en una malla tejida de polietileno para facilitar su manejo. Fueron inmediatamente sumergidas en agua a 98 ± 2 °C durante 2, 4 ó 6 minutos; con una relación materia prima: agua (1:5).
- Vapor: Las rodajas fueron colocadas de manera uniforme sobre la base de una cesta metálica, la cual se colocó dentro de un autoclave con vapor a 100 °C y a presión atmosférica durante 2, 4 ó 6 minutos.

f. Acondicionamiento

Concluido el tiempo de blanqueado, las hojuelas fueron rápidamente sumergidas en una solución fría de cloruro de calcio al uno por ciento durante cinco minutos y en una relación materia prima: agua de (1:4). Este acondicionamiento se realizó con la finalidad de dar firmeza a los tejidos mediante la formación de pectatos de calcio (Fellows, 2000) y favorecer la salida del agua durante el secado, por tratarse de una sal (Padilha *et al.*, 2009).

g. Secado

Las rodajas frías se escurrieron y colocaron en bandejas de malla de acero inoxidable para ser secadas en un secador de cabina con recirculación de aire, a una velocidad de aire de 2.1 m/s a 50, 65 y 80 °C hasta peso constante y obtener una humedad final aproximada de 5 por ciento.

h. Molienda

Las hojuelas secas se enfriaron para su posterior reducción de tamaño en un homogenizador.

i. Tamizado

Por último, se realizó un tamizado usando un tamiz N° 60 ASTM.

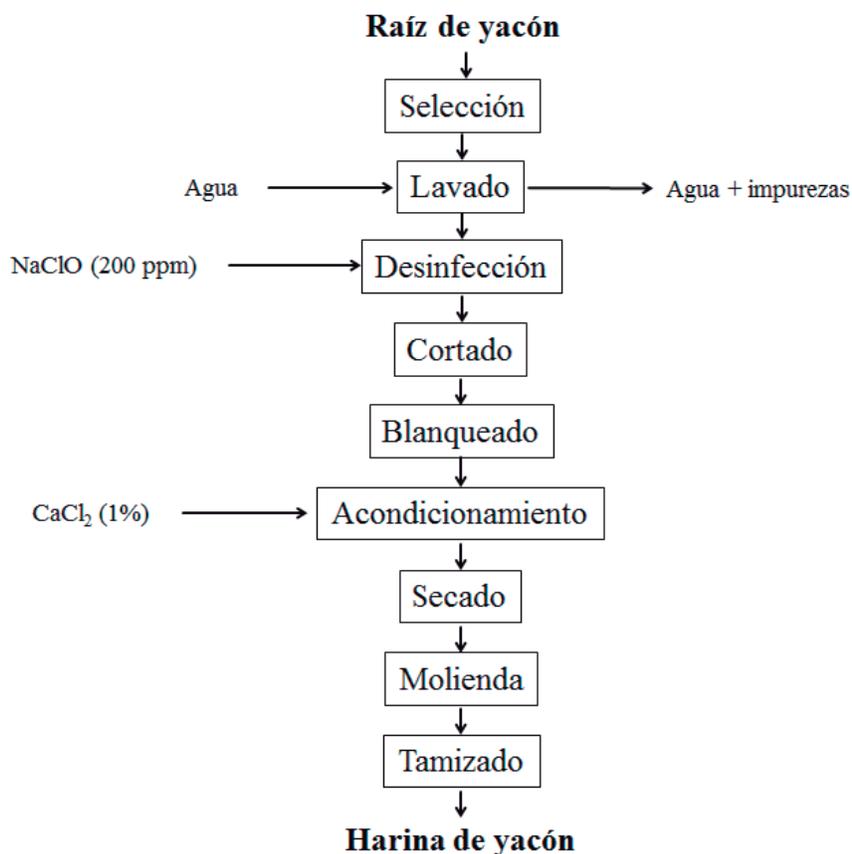


Figura 10: Flujo de operaciones para la obtención de harina de yacón

3.6. DISEÑO EXPERIMENTAL

3.6.1. INFLUENCIA DEL BLANQUEADO EN LAS ACTIVIDADES ENZIMÁTICAS RESIDUALES Y CONTENIDO DE FOS, FRUCTOSA Y GLUCOSA

El blanqueado se realizó con el fin de inactivar las enzimas presentes en las raíces de yacón, como la peroxidasa y la polifenol oxidasa, las cuales están relacionadas al pardeamiento, y la fructano 1-exohidrolasa, vinculada a la hidrólisis de fructanos.

En esta primera etapa, los tratamientos evaluados para cada técnica de blanqueado (ebullición y vapor) fueron aquellos que resultaron de la combinación de los niveles de dos

factores: espesor de la rodaja (5, 10 y 20 mm) y tiempo de blanqueado (2, 4 y 6 min), con tres repeticiones para cada combinación. Se analizó el contenido de materia seca; la actividad residual de la peroxidasa, polifenol oxidasa y fructano 1-exohidrolasa; y el contenido de FOS, fructosa, glucosa y azúcares reductores. Finalmente se determinó el mejor tratamiento, con el cual se logró reducir las actividades de las tres enzimas en mención por debajo de un 10 por ciento, así como también obtener el mayor porcentaje de retención de FOS. En el Cuadro 3 se muestran las corridas experimentales que se realizaron por triplicado para cada técnica de blanqueado.

Cuadro 3: Corridas experimentales de las muestras blanqueadas por ebullición y vapor

Corrida experimental	Espesor de rodaja	Tiempo de blanqueado
E5-T2	5 mm	2 min
E5-T4	5 mm	4 min
E5-T6	5 mm	6 min
E10-T2	10 mm	2 min
E10-T4	10 mm	4 min
E10-T6	10 mm	6 min
E20-T2	20 mm	2 min
E20-T4	20 mm	4 min
E20-T6	20 mm	6 min

3.6.2. INFLUENCIA DEL SECADO EN LA ACTIVIDAD RESIDUAL 1-FEH Y CONTENIDO DE FOS, FRUCTOSA Y GLUCOSA

Teniendo en cuenta que la deshidratación de productos puede generar pérdidas en compuestos de gran importancia como son los FOS en las raíces de yacón, se evaluó tres condiciones diferentes para esta operación unitaria.

Las rodajas de yacón fueron blanqueadas empleando el mejor tratamiento determinado en la etapa anterior, acondicionadas en una solución de cloruro de calcio al uno por ciento y

posteriormente secadas a tres temperaturas distintas (50, 65 y 80 °C). Se analizó el contenido de materia seca; los parámetros de color L^* , a^* , b^* y los índices C^* , ΔE , H° , IB; la actividad residual de la 1-FEH; y el contenido de FOS, fructosa, glucosa y azúcares reductores. En esta etapa, se determinó el mejor tratamiento con el cual se logró mantener una baja actividad de la 1-FEH, así como también obtener el mayor porcentaje de retención de FOS en la harina de yacón.

3.7. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

El análisis estadístico de los resultados obtenidos se realizó mediante el *software* Statgraphics Centurion XV.

En la primera etapa, el proceso de blanqueado se evaluó mediante un análisis de varianza (ANVA) para las variables: espesor de la rodaja (5, 10 y 20 mm) y tiempo de blanqueado (2, 4 y 6 min). Se establecieron los niveles adecuados para cada técnica de blanqueado (ebullición y vapor) que permitieron conservar las características respecto a la muestra inicial (yacón fresco) y se escogió el mejor de los tratamientos. En las muestras que presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$) se procedió a una prueba de comparación de medias de Duncan.

Posteriormente, el secado se evaluó mediante un análisis de varianza (ANVA) para la variable temperatura de secado (50, 65 y 80 °C). Se buscó determinar la influencia de este factor así como también si existen diferencias significativas entre cada nivel ($p < 0.05$) para lo que se realizó una prueba de comparación de medias Duncan.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. INFLUENCIA DEL BLANQUEADO DE RAÍCES DE YACÓN

4.1.1. INFLUENCIA EN EL CONTENIDO DE SÓLIDOS TOTALES

Las raíces de yacón fueron seleccionadas, lavadas, desinfectadas, cortadas e inmediatamente blanqueadas, según lo descrito en el acápite 3.5.1. El contenido de materia seca en los diferentes tratamientos de blanqueado por ebullición y vapor se presentan en las Figuras 11 y 12.

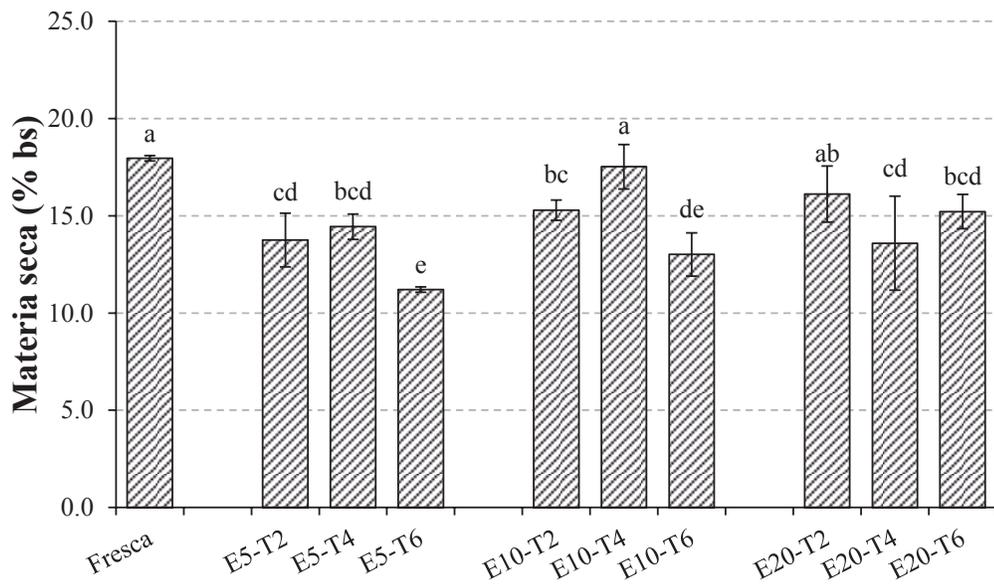


Figura 11: Contenido de materia seca en raíces de yacón blanqueadas por ebullición a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)

Cada barra representa el promedio de tres repeticiones con su respectiva desviación estándar, letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

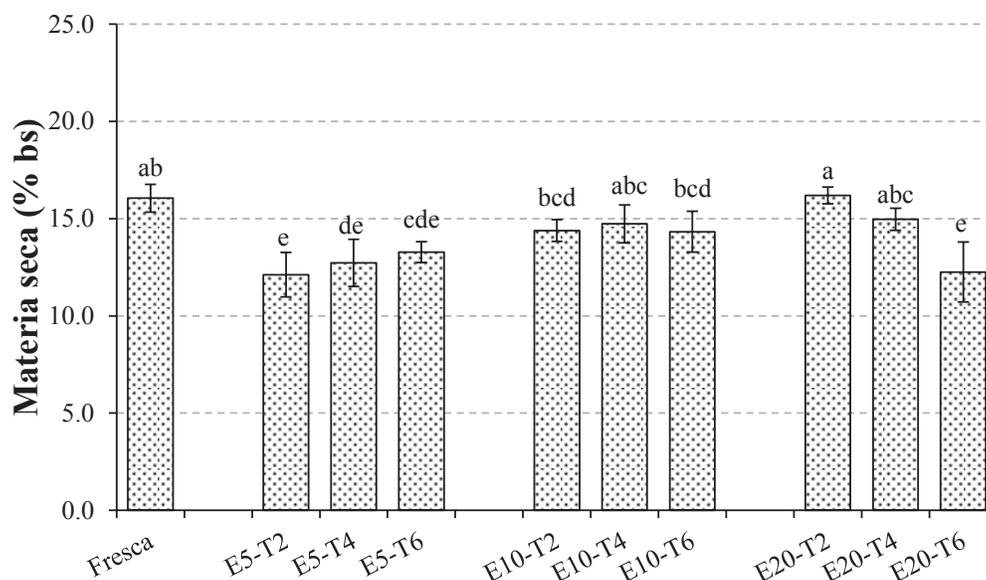


Figura 12: Contenido de materia seca en raíces de yacón blanqueadas por vapor a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)

Cada barra representa el promedio de tres repeticiones con su respectiva desviación estándar, letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

Es ampliamente conocido que la raíz de yacón posee un elevado contenido de humedad y una alta variabilidad de la misma, según lo reportado en la bibliografía (Hermann *et al.*, 1999; Graefe *et al.*, 2004; Scher *et al.*, 2009; Kotovicz, 2011; Chen, 2013; Pereira *et al.*, 2013). En esta investigación, el contenido de materia seca de los yacones frescos fue en promedio 18.0 por ciento en el lote empleado para las muestras blanqueadas por ebullición y 16.1 por ciento para las que fueron blanqueadas por vapor (Anexo 3). Estos valores se hallan dentro de los rangos reportados por Valentová y Ulrichová (2003), entre 7 y 30 por ciento; y por Campos *et al.* (2012) en 35 accesiones de yacón cultivadas en Huancayo y provenientes del banco de germoplasma del Centro Internacional de la Papa (CIP), que se encontraron entre 7.5 y 19.1 por ciento. Las posibles variaciones entre los lotes evaluados están sustentadas por Graefe *et al.* (2004), quienes registraron una pequeña disminución en el contenido de agua del yacón durante un período de almacenamiento de 12 días a temperatura ambiente. Por esta razón, se recomienda que el traslado del campo a los centros de expendio no sea mayor a una semana ya que el yacón empieza a perder agua, además de sus compuestos bioactivos (Chávarry, 2007), lo cual fue considerado en la presente investigación.

Con respecto a las pérdidas de materia seca durante el blanqueado, se observa que los valores presentan mayor variabilidad en las muestras que han sido tratadas por ebullición que las de vapor (Anexos 4 y 5). Esta disminución en el contenido de materia seca podría tratarse de una lixiviación en la cual, según la FAO (1998), se produce una pérdida considerable de carbohidratos de bajo peso molecular (mono y disacáridos) así como de micronutrientes, que quedan en el agua de blanqueado. Estos últimos pueden ser sales minerales, vitaminas, celulosa y sustancias pécticas, como lo mencionan Kincal y Kaymak (1987). Adicionalmente, se debe tomar en cuenta que los diferentes radios en las raíces de yacón pudieron causar cierta variabilidad ya que están estrechamente relacionados con las áreas de las rodajas que se encuentran en contacto con el agua. Los diámetros de las raíces se encontraban comprendidos entre 6-7 cm.

En las muestras blanqueadas con vapor, no se observan diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los tres tiempos empleados para las rodajas de 5 mm y de manera similar, en las rodajas de 10 mm; resultados discordantes fueron reportados por Khatun *et al.* (2007). Los autores sostienen que las pérdidas aumentan debido al tiempo de blanqueado, obteniendo una pérdida hasta de 2.3 por ciento para un tiempo de 5 min y una pérdida 17.2 por ciento después de 15 min de escaldado en habichuelas. Por esta razón, se emplearon tiempos cortos en cada técnica de blanqueado para que las pérdidas no sean tan elevadas.

4.1.2. INFLUENCIA EN LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA RESIDUAL

Se ha reportado que las raíces de yacón contienen considerables cantidades de compuestos fenólicos, con un predominio de ácido clorogénico (Yan *et al.*, 1999) y derivados del ácido cafeico (Takenaka *et al.*, 2003). Aunque éstos no se asocian con efectos adversos en la calidad nutricional de los alimentos, pueden contribuir a cambios indeseables en el color de los mismos; debido a que son sustratos de las enzimas que causan tales alteraciones, como la peroxidasa y la polifenol oxidasa (Ferro, 2006). Por esta razón, se evaluó la influencia del blanqueado realizado por ebullición y vapor, en la actividad residual de ambas enzimas. Los resultados se presentan en porcentaje con respecto a la actividad de las muestras frescas (actividad residual) en las Figuras 13 y 14 (Anexos 6 y 7).

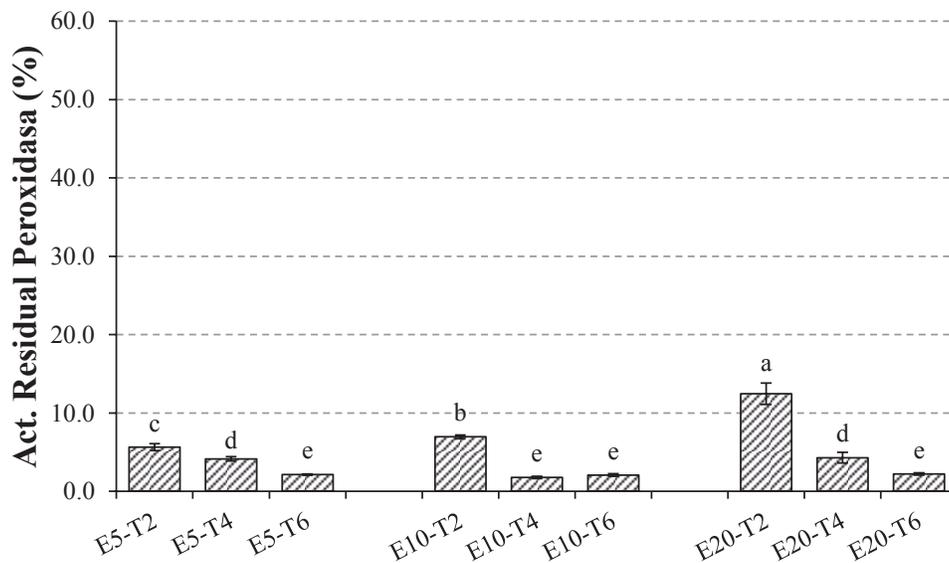


Figura 13: Actividad residual peroxidasa de raíces de yacón blanqueadas por ebullición a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)
 Cada barra representa el promedio de tres repeticiones con su respectiva desviación estándar, letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

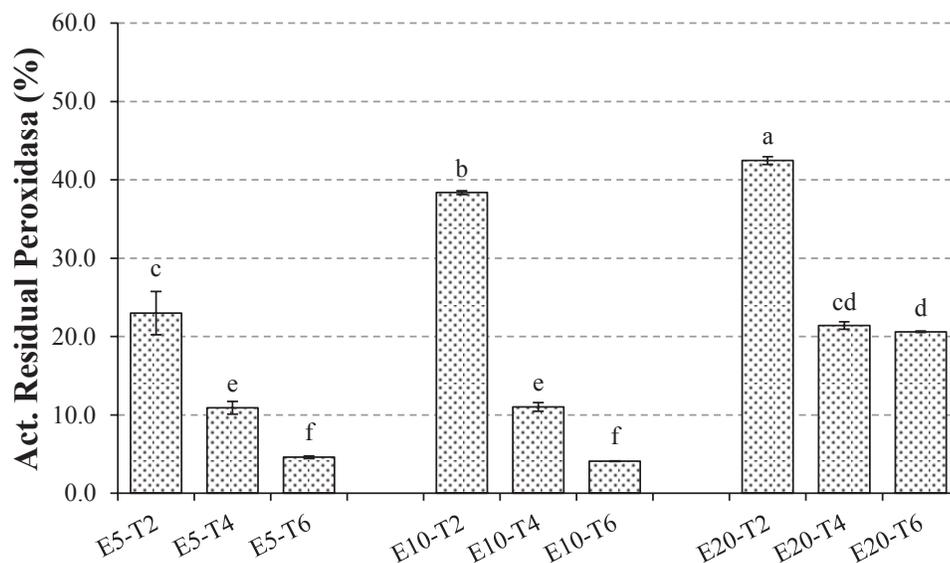


Figura 14: Actividad residual peroxidasa de raíces de yacón blanqueadas por vapor a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)
 Cada barra representa el promedio de tres repeticiones con su respectiva desviación estándar, letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

Ramesh *et al.* (2002), citados por Vishwanathan *et al.* (2013) mencionan que debido a que la peroxidasa es altamente estable al calor, la inactivación completa tomaría mucho tiempo por lo que una disminución del 90 por ciento del valor inicial de la actividad peroxidasa se considera que es adecuado para todos los propósitos prácticos. Silva y Nogueira (1983) y Müftügil (1985), obtuvieron un efecto similar a partir de los dos minutos aplicando un blanqueado por ebullición en algunas frutas y vegetales como pera, higo, manzana, zanahoria, coliflor y papa; col, puerro, espinaca, apio y vainitas, respectivamente.

Al comparar las Figuras 13 y 14 se puede apreciar que las actividades residuales de la peroxidasa en las muestras blanqueadas por ebullición resultan menores que las que fueron tratadas por vapor, siendo en su mayoría menores al 10 por ciento (Anexo 8). Vishwanathan *et al.* (2013) también observaron diferencias según el tipo de blanqueado en zanahoria, donde las actividades residuales fueron de 4.4 y 8.5 por ciento en las rodajas de 5 mm; y de 7.2 y 9.5 por ciento en las de 10 mm para las muestras tratadas por ebullición y vapor, respectivamente. Esto nos indicaría que la inmersión del yacón en el agua permite una inactivación más eficaz debido a una rápida penetración del calor hacia el centro geométrico de la rodaja, lo cual se fundamenta en el tipo de transferencia de calor utilizado y las propiedades de cada fluido. Fellows (2000) define la convección como la transferencia de calor por medio de grupos de moléculas en movimiento que resulta de una diferencia de densidad (por ejemplo, en aire caliente) o de la agitación (por ejemplo, en líquidos agitados). Cuando se utilizan líquidos o gases como medios de calentamiento o enfriamiento, la tasa de transferencia de calor se expresa en función del área de la superficie del alimento, la diferencia de temperatura entre el fluido y la superficie, y el coeficiente de convección (h). Este último depende, entre otros parámetros, de la conductividad térmica (k) del fluido; la cual mide la capacidad de conducción del calor y es mucho mayor para el agua saturada (0.679 W/m.K) que para el vapor saturado (0.025 W/m.K).

Por otro lado, es evidente que tanto el espesor como el tiempo tienen efectos significativos en el blanqueado, donde se obtiene menor actividad residual con mayores tiempos de blanqueado y menor espesor de rodaja. Agüero *et al.* (2008) sostienen que el tiempo de blanqueado depende de las dimensiones del producto ya que condiciona la penetración del calor y la gradiente térmica en diferentes puntos dentro del alimento. Es por esto que se debe considerar el espesor de la rodaja ya que existe una diferencia entre la temperatura de la superficie y la del centro, lo cual fue corroborado por Zhu *et al.* (2010) en rodajas de

manzanas, donde obtuvieron una diferencia mayor para un espesor de 13 mm comparadas a las de 9 y 5 mm.

En la Figura 14 se observa que los tratamientos por vapor lograron niveles de inactivación equivalentes y menores al 10 por ciento empleando un tiempo de 6 min para los espesores 5 y 10 mm. Dichas actividades residuales son menores que las obtenidas en 4 y 6 min para un espesor de 20 mm, las cuales tampoco presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) entre ellas (Anexo 9) y logran disminuir la actividad residual a un 20 por ciento aproximadamente. Fante *et al.* (2012) estudiaron la inactivación enzimática en yacón empleando vapor, determinando que para un tiempo de 4 min y un espesor de rodaja de 1.75 ± 0.35 mm es posible reducir la actividad residual peroxidasa a un 15.4 por ciento, obteniendo resultados similares para 6, 8 y 10 min y sin lograr desactivarla por completo. Por el contrario, Ndiaye *et al.* (2009) lograron la completa inactivación de la peroxidasa de mango aplicando un blanqueado por vapor durante 5 min en rodajas de 10 mm de espesor, observándose una disminución de la actividad desde un tiempo 0 hasta los 3 min, en el cual aún se registró un 8.3 por ciento de actividad residual. Las diferencias entre los resultados obtenidos y lo reportado en la bibliografía podrían estar relacionados a la matriz, como a algunos componentes principales procedentes de la muestra y presentes en el extracto, es decir, la influencia del grado de pureza del extracto de enzima (Arogba, 2000; citado por Ndiaye *et al.*, 2009).

La extracción de la peroxidasa se realizó en presencia de polivinilpirrolidona (PVP), que adsorbe fenoles (Vela, 1997) y evita la formación de compuestos coloreados que interfieran en el ensayo de actividad por espectrofotometría. Al respecto, Burnette (1977) refiere que en cuanto al sustrato del método empleado, el uso de guayacol es recomendable en la cuantificación de esta enzima y su inactivación, puesto que tiene una mayor resistencia térmica en comparación a otros sustratos. Además, produce diferencias de color más fácil de ser reconocidas y por lo tanto, ofrece mayor sensibilidad en la realización de los ensayos.

Ferro (2006) realizó el aislamiento, purificación y caracterización de la peroxidasa de yacón, y pudo observar la regeneración de la actividad enzimática después de la inactivación térmica. El autor postula que el comportamiento general observado para todas las condiciones de inactivación (65, 70, 75 y 80 °C) fue que el mayor porcentaje de regeneración ocurre durante las primeras 3 a 5 horas, con poca o ninguna recuperación de actividad en el

período entre 6 y 24 horas de almacenamiento. Además, las muestras almacenadas a 4 °C presentaron una mayor capacidad de regeneración en relación con las que fueron almacenadas a 30 °C. Esto nos sugiere que las rodajas de yacón deben seguir su procesamiento rápidamente y ser sometidas a la temperatura de secado, para evitar la regeneración de la peroxidasa y posibles efectos en la coloración de nuestro producto final.

La determinación de la actividad residual polifenol oxidasa se realizó según lo descrito en el acápite 3.4.8, utilizando catecol como sustrato. Yemenicioğlu *et al.* (1999), Ziyen y Pekyardimci (2003) y Queiroz *et al.* (2011) reportaron una alta afinidad por éste, por la polifenol oxidasa de taro (*Colocasia antiquorum*), alcachofa de Jerusalén (*Helianthus tuberosus*) y nuez de la India (*Anacardium occidentale* L.), respectivamente. Al igual que para la peroxidasa, los resultados se presentan en porcentaje con respecto a la actividad de las muestras frescas (actividad residual) en las Figuras 15 y 16.

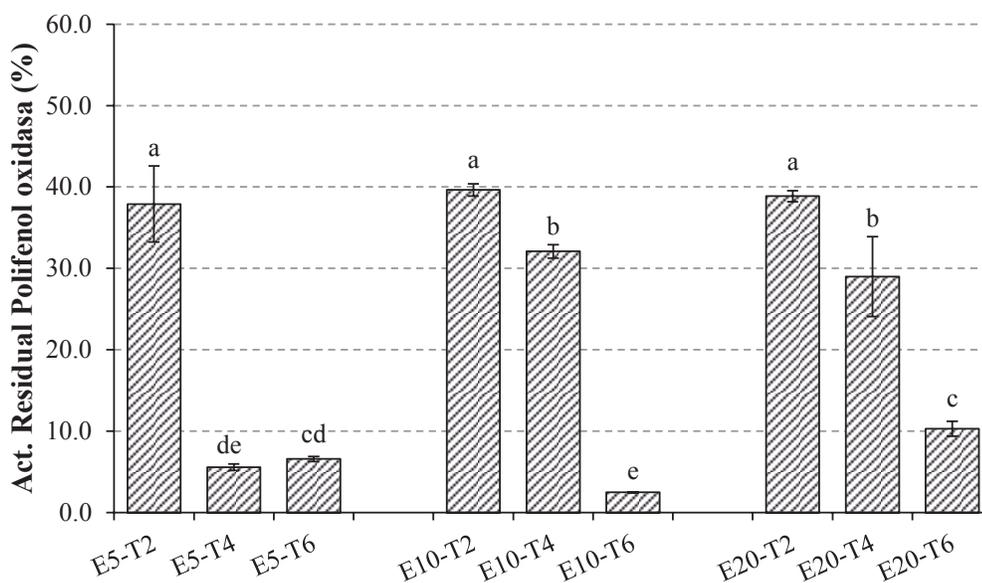


Figura 15: Actividad residual polifenol oxidasa de raíces de yacón blanqueadas por ebullición a diferentes espesores (E=5, 10, 20 mm) y tiempos (T=2, 4, 6 min) Cada barra representa el promedio de tres repeticiones con su respectiva desviación estándar, letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

Como se observa, la actividad residual polifenol oxidasa presenta una tendencia similar a la de la peroxidasa, donde se evidencia una menor actividad residual a mayor tiempo de

blanqueado y menor espesor de rodaja. Sin embargo, no se puede determinar cuál de los dos tipos de blanqueado fue el más efectivo puesto que en algunos casos, los tratamientos por ebullición mostraron mayores actividades residuales y en otros, fue el vapor. Sólo para los espesores de 5 y 10 mm y un tiempo de 6 min se pudo lograr una actividad residual menor al 10 por ciento aplicando cualquiera de los dos tipos de blanqueado.

Mediante el blanqueado por ebullición se alcanzó un grado de inactivación semejante entre los tres espesores para un tiempo de 2 min. En las rodajas de 5 mm de espesor no se observaron diferencias significativas entre 4 y 6 min, ni entre las rodajas de 10 y 20 mm blanqueadas por 4 min (Anexo 10). Queiroz *et al.* (2008) señalan que en general, la exposición de la polifenol oxidasa a temperaturas de 70-90 °C destruye su actividad catalítica, pero el tiempo requerido para la inactivación depende del producto. Chen (2013) observó que para un espesor de rodaja entre 3-5 mm, la actividad polifenol oxidasa del yacón disminuyó a un nivel insignificante después de 3 min de blanqueado por ebullición.

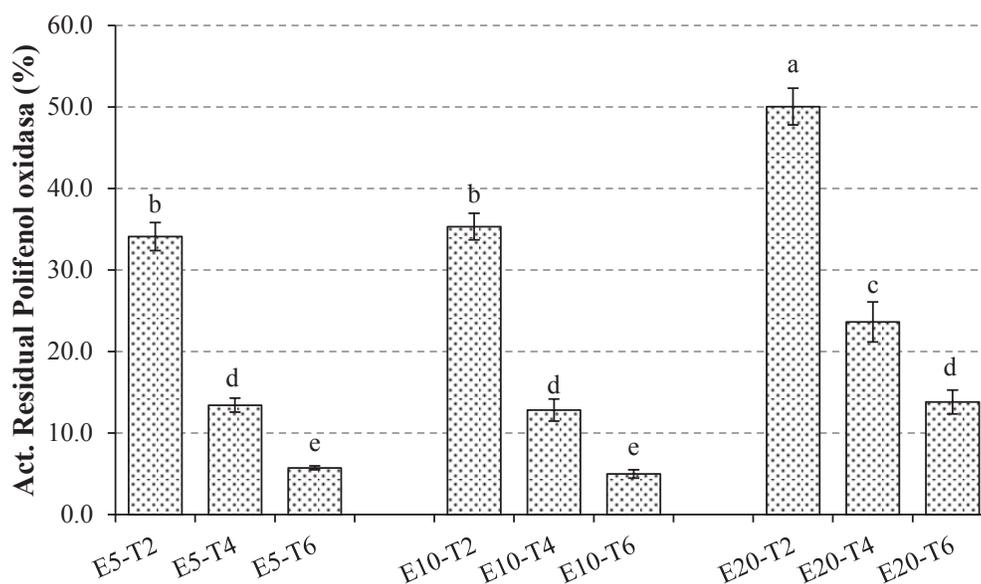


Figura 16: Actividad residual polifenol oxidasa de raíces de yacón blanqueadas por vapor a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min) Cada barra representa el promedio de tres repeticiones con su respectiva desviación estándar, letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

En el blanqueado con vapor no se observan diferencias significativas ($p < 0.05$) para los espesores 5 y 10 mm en los tres tiempos evaluados (Anexo 11). Por otro lado, se obtuvo resultados similares en rodajas blanqueadas por 4 min (espesores 5 y 10 mm) y blanqueadas por 6 min (20 mm de espesor), reduciéndose la actividad residual a un 15 por ciento. Este valor es cercano al 16.24 por ciento obtenido por Fante *et al.* (2012) mediante un blanqueado por vapor de 4 min pero para un espesor de rodaja de yacón de 1.75 ± 0.35 mm.

Se conoce que los compuestos polihidroxilados están entre las moléculas más útiles para la estabilización de la conformación nativa de las proteínas globulares en solución, cuando se añaden en altas concentraciones. Aunque los azúcares (principalmente glucosa, sacarosa, lactosa y trehalosa) se han utilizado para estabilizar la actividad biológica de las moléculas de proteína, hay pocos informes de su efecto sobre la inactivación por calor de las enzimas vegetales (Neves y Silva, 2007). Puesto que el yacón posee un considerable contenido de azúcares, es probable que exista una interacción de éstos y la polifenol oxidasa, haciéndola menos sensible a las altas temperaturas. Neves y Silva (2007) indican que en la inactivación por calor de la polifenol oxidasa de yacón a 80 °C en presencia de azúcares a diversas concentraciones, la enzima mostró cierta resistencia en comparación con el control sin azúcar. Después de 90 segundos de tratamiento y para medios al 30 por ciento (p/p) de trehalosa, glucosa, fructosa y sacarosa, se obtuvieron valores de 67, 71, 51 y 58 por ciento de actividad residual, respectivamente; en comparación al 16 por ciento para el control. Este fenómeno podría explicar la termorresistencia de dicha enzima, que en la mayoría de tratamientos (Figuras 15 y 16) presentó mayores actividades residuales que la peroxidasa y en ambos tipos de blanqueado.

Pereira *et al.* (2013) encontró que las actividades enzimáticas peroxidasa y polifenol oxidasa fueron significativamente mayores en la cáscara que en la pulpa de yacón, al igual que en la alcachofa de Jerusalén, la cual es una importante fuente de fructanos en el mercado (Tchóné, Barwald y Meier, 2005; citados por Pereira *et al.*, 2013). Si bien una posible operación de pelado del yacón disminuiría las actividades enzimáticas relacionadas al pardeamiento, no es viable a nivel industrial puesto aumentaría los costos y tiempos de producción, así como también las pérdidas de materia prima. En la actualidad, la extracción de inulina de achicoria se realiza mediante la aplicación de agua caliente en las raíces previamente cortadas en “chips” (Bhongoletu, 2004).

4.1.3. INFLUENCIA DEL BLANQUEADO EN EL CONTENIDO DE FRUCTOOLIGOSACÁRIDOS (FOS) Y AZÚCARES

Los FOS son polímeros que contienen de 2 a 9 moléculas de fructosa y una molécula de glucosa terminal (Rodrigues *et al.*, 2014) que se encuentran naturalmente en muchas plantas comestibles como la cebolla y el ajo, pero nunca en concentraciones tan altas como en las raíces donde estos constituyen el carbohidrato de reserva, como es el caso del yacón (Habib *et al.*, 2011).

La mayoría de los efectos beneficiosos del consumo de yacón se ha atribuido a su contenido de compuestos fenólicos y FOS (Campos *et al.*, 2012), debido a que la evidencia científica disponible admite el reconocimiento de estos últimos como fibras dietéticas con propiedades prebióticas (Roberfroid, 2007; citados por Habib *et al.*, 2011) que promueven la proliferación de grupos de bacterias benéficas (principalmente bifidobacterias) residentes en el colon y suprimen patógenos de putrefacción; además de reducir los niveles de glucosa en sangre, colesterol sérico, fosfolípidos y triglicéridos (Li *et al.*, 2013).

Según Delgado *et al.* (2013), los niveles de azúcar en las raíces de yacón pueden variar dependiendo de factores tales como la ubicación, el cultivar, la temporada de cultivo, la cosecha y la temperatura de post-cosecha. En Brasil, los hidratos de carbono de la raíz del yacón se componen de 34-55 por ciento de FOS, 13-14 por ciento de fructosa, 7-9 por ciento de glucosa, y 10-13 por ciento de sacarosa. Sin embargo, en el Perú, los investigadores han encontrado raíces de yacón que constan de 40-70 por ciento de FOS, 5-15 por ciento de fructosa, 5-15 por ciento de sacarosa, y menos del 5 por ciento de glucosa (expresado en base seca). En la presente investigación, las raíces de yacón frescas empleadas como materia prima reportaron un contenido entre 30-51 por ciento de FOS, 15-22 por ciento de fructosa, 6-10 por ciento de glucosa y 4-7 por ciento de sacarosa. Estos valores son bastante similares a los rangos reportados en la bibliografía exceptuando la fructosa, la cual se encuentra ligeramente por encima de los valores encontrados en las raíces de yacón de Brasil y Perú.

En el Cuadro 4 se presenta la composición de carbohidratos de las raíces de yacón provenientes del Mercado Mayorista N°2 de Frutas de Lima, ubicado en el distrito de La Victoria. Como se observa, las raíces presentaron una cierta variabilidad en el contenido de azúcares (Anexos 12, 13, 14, 15, 16 y 17), lo cual también ha sido reportado por otros autores

como Valentová y Ulrichová (2003), Campos *et al.* (2012) y Fernández *et al.* (2013). Según Ohyama *et al.* (1990) los únicos azúcares libres en el yacón son la fructosa, glucosa y sacarosa, y su contenido varía de 29–58 por ciento expresado en base seca. El contenido total de estos azúcares (glucosa + fructosa + sacarosa) en los dos lotes de raíces frescas de yacón fue de 27.3 y 40.4 g/100 g de ms, siendo menor en las raíces empleadas para los tratamientos por ebullición.

Cuadro 4: Composición de carbohidratos de las raíces de yacón frescas*

Carbohidratos	Lote 1 (Ebullición)	Lote 2 (Vapor)
FOS (% bs)	33.2 ± 2.4 ^a	38.3 ± 0.5 ^a
Fructosa (% bs)	15.7 ± 1.4 ^b	21.7 ± 0.8 ^a
Glucosa (% bs)	7.4 ± 0.8 ^b	10.4 ± 0.3 ^a
Sacarosa (% bs)	4.9 ± 0.5 ^b	7.2 ± 0.6 ^a
AR (% bs)	28.0 ± 1.7 ^a	30.3 ± 2.0 ^a
Sólidos solubles (°Brix)	13.0 ± 1.0 ^b	15.3 ± 0.6 ^a

* promedio de tres repeticiones ± DS. Los valores medios que presentan letras diferentes dentro de la misma fila muestran diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

Chirinos (1999) estudió las características fisicoquímicas de raíces de yacón que se encontraban en un periodo vegetativo de aproximadamente siete meses y provenientes de tres zonas geográficas del Perú: Tarma, Chachapoyas y Cusco. Estas presentaron un contenido de azúcares reductores del 30.2, 35.2 y 25.6 por ciento, respectivamente. Por otro lado, Chávarry (2007) reportó un 25.3 por ciento en raíces de yacón obtenidas en el Mercado de Productores del distrito de Santa Anita. El contenido de azúcares reductores de los lotes empleados estuvo en un rango de 26.4–32.4 por ciento, el cual es bastante cercano a lo reportado en la bibliografía. Cabe señalar, que en todos los casos se utilizó el método de Miller (1959) y los resultados son expresados como fructosa equivalente en base seca.

Con respecto al contenido de sólidos solubles, Manrique *et al.* (2005) afirman que la concentración de azúcares en las raíces de yacón generalmente se encuentra entre los 8 y

12 °Brix. Sin embargo, Pereira *et al.* (2013) obtuvieron 15 °Brix y mencionan que Palomino y Rios (2004) reportaron 13.5 °Brix, valores similares a los del presente estudio.

Santana y Cardoso (2008) señalan que diversas investigaciones han demostrado la incidencia de una rápida hidrólisis enzimática de los FOS en azúcares simples (glucosa, fructosa y sacarosa) poco después de la cosecha, lo que indica que para obtener el máximo beneficio de los mismos, las raíces de yacón deben ser consumidas (o procesadas) poco después de la misma. Asimismo, se reportó un comportamiento similar durante el almacenamiento de otras fuentes ricas en FOS como la alcachofa de Jerusalén (Saengthongpinit y Sajjaanantakul, 2005) y la raíz de bardana (Imahori *et al.*, 2010).

Chirinos (1999) sostiene que con respecto al contenido de azúcares, los valores de glucosa, fructosa y sacarosa varían de acuerdo al tiempo de cosecha. Mientras mayor sea el grado de madurez mayor es la cantidad de fructosa y glucosa en la raíz, resaltando el contenido de fructosa por ser unidad fundamental de los FOS, el cual fue de 5.6, 8.3 y 26.9 por ciento (en base seca) durante la floración, dos meses después de la floración y cuatro meses después de la floración, respectivamente. La sacarosa por su parte, tiende a seguir un comportamiento distinto asemejándose al de una campana, alcanzando su máxima concentración dos meses después de la floración. El elevado contenido de fructosa en la materia prima empleada en esta investigación podría estar fundamentado en el estado de madurez de las raíces de yacón; sin embargo, no se descarta una posible hidrólisis enzimática durante el transporte de las raíces desde el centro de acopio hasta el Mercado Mayorista.

Existen algunos estudios en post cosecha que evalúan diversas condiciones para el almacenamiento de raíces de yacón. Asami *et al.* (1991), citados por Seminario *et al.* (2003) reportaron que el contenido de FOS en raíces almacenadas a una temperatura de 5 °C fue significativamente mayor al de las raíces almacenadas a 25 °C. Por otra parte, Graefe *et al.* (2004) observaron que la exposición al sol de las raíces tuberosas de yacón redujo la concentración de FOS, aumentando la de los azúcares libres. Teniendo en cuenta estos antecedentes, las raíces de yacón fueron procesadas el mismo día de la recepción para evitar alteraciones en su composición. Debido a las diferencias observadas entre los lotes empleados, el contenido de FOS (Figuras 17 y 18) y azúcares reductores (Figuras 19 y 20) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición y vapor son expresados en porcentaje de retención (Anexos 18 y 19).

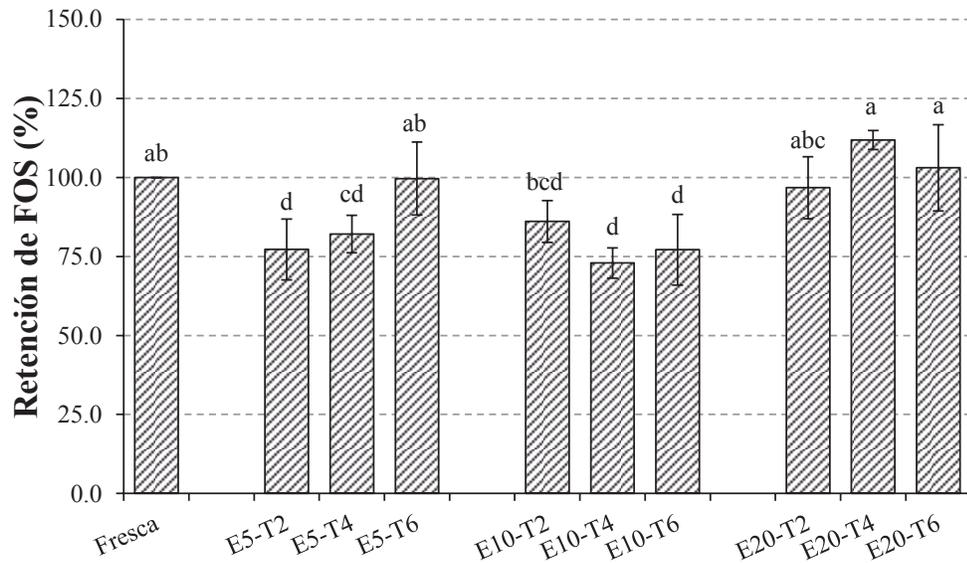


Figura 17: Porcentaje de retención de FOS en raíces de yacón blanqueadas por ebullición a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)
 Cada barra representa el promedio de tres repeticiones con su respectiva desviación estándar, letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

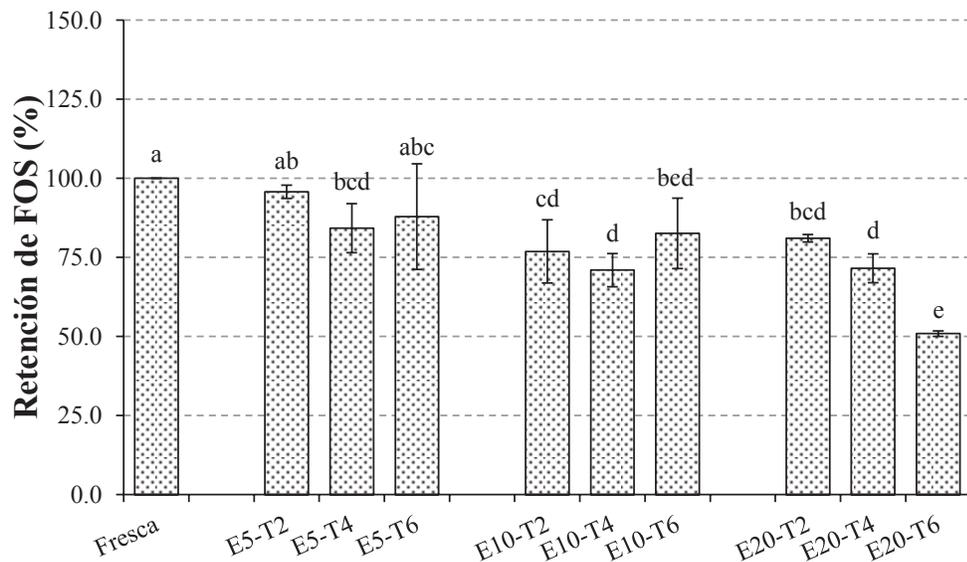


Figura 18: Porcentaje de retención de FOS en raíces de yacón blanqueadas por vapor a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)
 Cada barra representa el promedio de tres repeticiones con su respectiva desviación estándar, letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

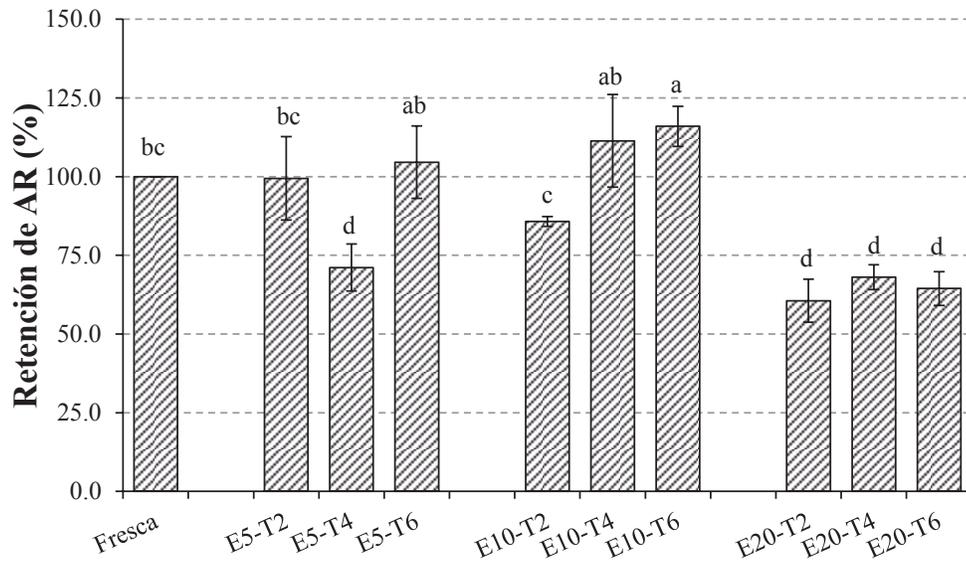


Figura 19: Porcentaje de retención de AR en raíces de yacón blanqueadas por ebullición a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)
 Cada barra representa el promedio de tres repeticiones con su respectiva desviación estándar, letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

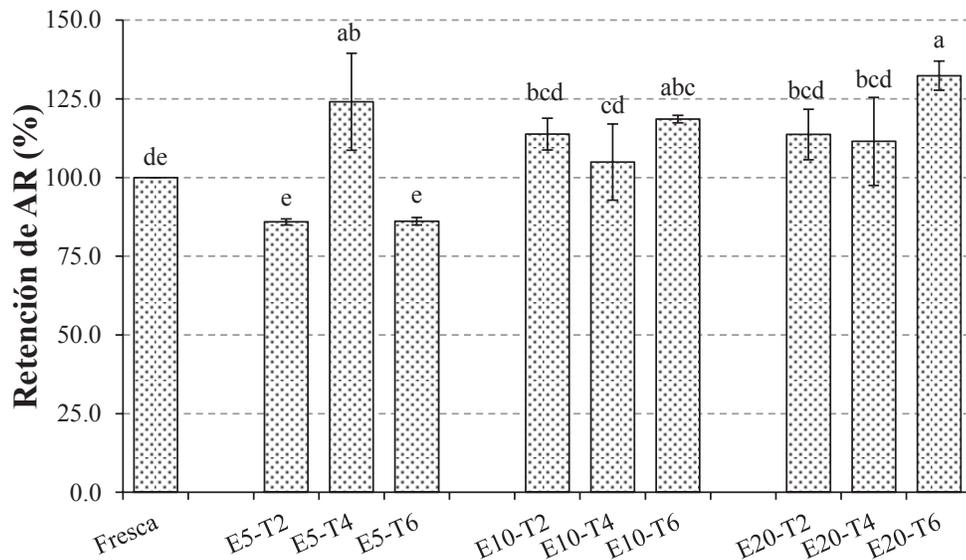


Figura 20: Porcentaje de retención de AR en raíces de yacón blanqueadas por vapor a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)
 Cada barra representa el promedio de tres repeticiones con su respectiva desviación estándar, letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

En las muestras tratadas por ebullición para los espesores de 5 y 10 mm se observa una disminución del contenido de FOS, siendo en algunos casos significativa ($p < 0.05$) (Anexo 20), a excepción de las rodajas de 5 mm blanqueadas por 6 min. Por el contrario, las muestras de 20 mm de espesor mostraron un contenido equivalente al de las raíces frescas, no obstante presentaron los menores porcentajes de retención de azúcares reductores de todos los tratamientos aplicados (Anexo 21).

En las muestras blanqueadas con vapor, las rodajas de 5 mm no presentaron diferencias significativas con las raíces frescas para los tiempos 2 y 6 min (Anexo 22); sin embargo, las que fueron blanqueadas durante 4 min presentaron una ligera disminución en los FOS y un notable aumento en el contenido de azúcares reductores (Anexo 23). En las rodajas de 10 y 20 mm, los porcentajes de retención de FOS se encuentran en un intervalo de 50–80 por ciento y en el caso de los azúcares reductores, están por encima del 100 por ciento.

Bornet (1994), citado por Chirinos (1999) afirma que los FOS tienen una buena estabilidad al calor pudiendo resistir temperaturas hasta de 140 °C; sin embargo, el autor no reporta el pH de referencia ni el tiempo de exposición a esta temperatura. Esto nos indica que dichos compuestos serían mínimamente afectados por el calor durante el tratamiento y sus pérdidas estarían relacionadas a la disolución de los mismos en la solución de blanqueado, como el condensado formado en la superficie del alimento en el blanqueado con vapor o la relación materia prima: agua en el caso de la ebullición, siendo este último un factor a considerar.

Scher (2009) estudió el blanqueado de yacón utilizando un espesor de rodaja de 1.75 ± 0.35 mm para las muestras sometidas a un baño de agua caliente a 90 °C durante dos minutos, reportó pérdidas de 65 y 62.7 por ciento para glucosa y fructosa, respectivamente. Asimismo, las rodajas blanqueadas al vapor en una autoclave a 100 °C presentaron menores pérdidas, siendo 36.4 por ciento para glucosa y 15.8 por ciento para fructosa. Los porcentajes de retención de azúcares reductores obtenidos en la presente investigación fueron más altos debido a que se usaron mayores espesores de rodaja (5, 10 y 20 mm) en comparación con el trabajo anteriormente citado, impidiendo así una rápida lixiviación de los azúcares de la matriz.

Al respecto, Kramer y Smith (1947) citados por Scher (2009) indican que la pérdida de nutrientes importantes durante el blanqueado es causada principalmente por la lixiviación.

Estos nutrientes son en su mayoría solubles en agua y por lo tanto las pérdidas son mayores con el blanqueado en agua caliente que con vapor. No obstante, en algunos casos el porcentaje de retención para las rodajas de yacón blanqueadas por ebullición resultó mayor que sus homólogas tratadas con vapor.

En los Cuadros 5 y 6 se puede apreciar que los porcentajes de retención de fructosa y glucosa de las muestras tratadas por ebullición y vapor, las cuales presentaron una alta variabilidad (Anexos 24 y 25), no observándose una tendencia en particular en función al espesor, tiempo o técnica de blanqueado. En general, el contenido de monosacáridos disminuyó por lo que la mayoría de los porcentajes de retención se encuentran por debajo del 100 por ciento. El análisis estadístico se presenta en los Anexos 26, 27, 28 y 29.

Cuadro 5: Porcentaje de retención de fructosa y glucosa en raíces de yacón blanqueadas por ebullición a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)*

Muestra	Fructosa	Glucosa
Fresca	100.0 ± 0.0 ^{bcd}	100.0 ± 0.0 ^b
E5-T2	120.4 ± 8.2 ^a	89.1 ± 17.8 ^{bcd}
E5-T4	89.8 ± 7.5 ^{cde}	78.2 ± 7.5 ^{de}
E5-T6	112.9 ± 11.1 ^{ab}	96.0 ± 9.5 ^{bc}
E10-T2	89.0 ± 7.6 ^{cde}	99.1 ± 6.3 ^b
E10-T4	120.1 ± 6.9 ^a	80.5 ± 8.7 ^{cde}
E10-T6	102.7 ± 6.5 ^{bc}	127.0 ± 8.7 ^a
E20-T2	82.2 ± 10.9 ^c	52.7 ± 8.8 ^f
E20-T4	79.1 ± 4.4 ^e	77.2 ± 3.6 ^{de}
E20-T6	86.8 ± 5.2 ^{de}	65.2 ± 7.9 ^{ef}

*promedio de tres repeticiones ± DS. Los valores medios que presentan letras diferentes dentro de la misma columna muestran diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

Cuadro 6: Porcentaje de retención de fructosa y glucosa en raíces de yacón blanqueadas por vapor a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) y tiempos (T = 2, 4, 6 min)*

Muestra	Fructosa	Glucosa
Fresca	100.0 ± 0.0 ^b	100.0 ± 0.0 ^b
E5-T2	76.3 ± 2.5 ^d	75.4 ± 2.9 ^d
E5-T4	95.9 ± 6.1 ^{bc}	90.6 ± 9.4 ^{bc}
E5-T6	78.1 ± 1.8 ^d	76.4 ± 3.2 ^d
E10-T2	92.5 ± 4.0 ^{bc}	73.5 ± 16.8 ^d
E10-T4	88.7 ± 10.7 ^c	83.3 ± 4.0 ^{cd}
E10-T6	93.6 ± 3.0 ^{bc}	86.9 ± 7.9 ^{bcd}
E20-T2	80.3 ± 5.2 ^d	91.8 ± 7.5 ^{bc}
E20-T4	88.4 ± 2.7 ^c	82.5 ± 3.8 ^{cd}
E20-T6	108.4 ± 0.8 ^a	134.1 ± 3.5 ^a

*promedio de tres repeticiones ± DS. Los valores medios que presentan letras diferentes dentro de la misma columna muestran diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

Califano y Calvelo (1983) estudiaron efecto del escaldado con agua caliente (60-70 °C) sobre el contenido de azúcares reductores en papa donde observaron que además de la transferencia de masa del alimento al fluido, existe una generación interna de azúcares reductores (en tiempos superiores a 20 min), probablemente debido a una hidrólisis enzimática de almidón. Sin embargo, indican que la generación de azúcar pierde importancia a temperaturas superiores a 75 °C debido a la inactivación de las enzimas que intervienen. En consecuencia, es recomendable trabajar con elevadas temperaturas y tiempos cortos de blanqueado que garanticen una rápida inactivación enzimática y una mínima pérdida y/o transformación de nutrientes.

Los cambios en la composición de las raíces se encuentran estrechamente relacionados con las actividades de las enzimas implicadas en el metabolismo de los FOS (ver sección 2.2.2.), entre ellas, la fructano 1-exohidrolasa (1-FEH). Debido a que la calidad de los tubérculos y

por ende del producto final, depende principalmente de las enzimas presentes en la matriz, es de suma importancia reducir su actividad mediante las operaciones de blanqueado y secado para así obtener una harina de yacón estable durante el almacenamiento.

Como se observa en las Figuras 13, 14, 15 y 16 del acápite anterior, las raíces blanqueadas durante 6 min mostraron mejores resultados que las de 2 y 4 min en la inactivación de las enzimas relacionadas al pardeamiento. Por esta razón, se realizó la cuantificación de la actividad enzimática 1-FEH (Anexo 30) en los tratamientos térmicos de 6 min para cada nivel de espesor (5, 10 y 20 mm), los que se muestran en el Cuadro 7.

Cuadro 7: Actividad residual 1-FEH de raíces de yacón blanqueadas por ebullición y vapor a diferentes espesores (E = 5, 10, 20 mm) por 6 min*

Muestras		µg F/mg proteína.min	µmol F/mg proteína.h	RA (%)
Fresca		6.90	2.30	100.00 ^{A,a}
Ebullición	E05-T6	0.29	0.06	4.23 ^B
	E10-T6	0.30	0.10	4.39 ^B
	E20-T6	0.04	0.01	0.59 ^C
Vapor	E5-T6	0.28	0.09	4.10 ^b
	E10-T6	0.51	0.17	7.32 ^b
	E20-T6	N.D.	N.D.	N.D. ^b

*promedio de dos repeticiones. Los valores medios que presentan letras capitales (ebullición) o letras minúsculas (vapor) diferentes dentro de la misma columna muestran diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

RA: Actividad Residual (por sus siglas en inglés *Residual Activity*)

N.D.: No detectado

Se cree que los FOS se sintetizan en dos etapas, de acuerdo con el modelo de Edelman y Jefford (1968), que se basa principalmente en estudios realizados en la alcachofa de Jerusalén (Imahori *et al.*, 2010). Según este modelo, las enzimas implicadas son la 1-SST, 1-FFT y 1-FEH, siendo esta última la que cataliza la liberación de la fructosa, razón por la cual su actividad enzimática se expresa en función a este producto de reacción.

Itaya *et al.* (2002) midieron las actividades 1-SST, 1-FFT y 1-FEH mensualmente en rizoporas y raíces tuberosas de plantas de yacón durante todo su ciclo de crecimiento en condiciones de campo en Sao Paulo, Brasil. Los autores señalan que la actividad FEH está presente principalmente durante la germinación natural o inducida, siendo relativamente baja en otras fases del desarrollo. Además, teniendo en cuenta tanto los altos contenidos de fructanos, su proporción en relación a los mono y disacáridos, y el peso fresco en las raíces tuberosas, el octavo mes de cultivo parece ser el mejor momento para cosecharlas puesto que también presenta menor actividad 1-FEH durante ese período.

Vega (2009) evaluó el contenido de FOS y la actividad FEH durante el crecimiento de cinco entradas de yacón provenientes del Centro Internacional de la Papa (CIP), cultivadas en la ciudad de Huancayo (Junín – Perú). La autora sostiene que la mejor época de cosecha de las raíces de yacón es a los siete meses de crecimiento de la planta pues se presenta un alto contenido de FOS y el rendimiento en peso y raíces no tiene un aumento sustancial si el cultivo permanece por más tiempo. Cabe señalar que sólo se reportó la actividad 1-FEH de tres entradas de yacón, la cual fue menor a los siete meses para la entrada DPA 07011 y a los ocho meses para las entradas ACW 5076 y SAL 136.

Según Chirinos (1999), las condiciones climáticas en las que se desarrolla el cultivo favorecen la acción de la 1-FEH así como de las fructosiltransferasas; evidenciándose en la composición de las raíces de yacón provenientes de Chachapoyas, las cuales presentaron un mayor contenido de glucosa, fructosa y sacarosa, y un menor contenido de FOS que las provenientes de Tarma y Cusco. En Chachapoyas la temperatura media es de 20 °C, pudiendo llegar hasta 30 °C, mientras que en Tarma y Cusco las temperaturas medias bordean los 10-12 °C, lo que confirma que las mayores temperaturas alcanzadas en la zona favorecen la degradación de los FOS. Durante el almacenamiento de raíces de yacón, Narai-Kanayama *et al.* (2007) observaron que el contenido de fructosa libre aumentó drásticamente con la reducción de los FOS de bajo grado de polimerización por intervención de la 1-FEH, la cual actúa sobre el fructosilo terminal de las moléculas de fructano. Los autores señalan que se presenta mayor actividad 1-FEH inmediatamente después de la cosecha y esta va disminuyendo durante el almacenamiento. Es así como la acción de esta enzima podría estar relacionada con el elevado contenido de fructosa en las raíces frescas empleadas como materia prima (Cuadro 4).

Itaya *et al.* (2002) demostraron que los valores de actividad están estrechamente relacionados a los sustratos de reacción empleados, evidenciándose una menor afinidad por la inulina que por la kestosa y nistosa. Esto fue corroborado por Vega (2009) en los extractos enzimáticos de tres entradas de yacón, en las que también se reportó mayor afinidad para el sustrato kestosa en comparación a la inulina. Cuba (2009) señala que si bien la inulina pertenece a la serie de fructanos lineales con enlace β -(2,1) similar a los FOS del yacón, este fructano no forma parte de su composición química natural, lo que podría explicar la baja actividad mostrada por el extracto. La autora sugiere que la 1-FEH de las raíces de yacón pueden ser más afines a los sustratos de menor grado de polimerización que aquellos con cadenas largas de fructanos. Por este motivo, en el presente trabajo se utilizó Raftilosa P95®, la cual está compuesta por FOS en un 95 por ciento y tiene un grado de polimerización menor a 10 (Roberfroid, 1999).

El valor de actividad 1-FEH para las raíces frescas de yacón fue de 6.9 μg Fructosa/mg proteína.min (2.3 μmol Fructosa/mg proteína.h), significativamente menor a lo reportado en otros países. Itaya *et al.* (2002) reportó en raíces cultivadas en Brasil una actividad FEH de 28 μg Fructosa/mg proteína.min a los ocho meses de cultivo y Narai-Kanayama *et al.* (2007) obtuvo 7.5 μmol Fructosa/mg proteína.h en raíces cosechadas en Japón al sexto mes de plantación. No obstante, el valor obtenido en el presente trabajo es cercano al 9.0 μg Fructosa/mg proteína.min reportado por Vega (2009) en raíces de la entrada ACW 5076, ocho meses después de la siembra. En los tres trabajos anteriormente citados se empleó kestosa como sustrato de reacción, lo que pudo causar resultados diferentes.

En cuanto a las actividades residuales obtenidas luego del blanqueado, todas fueron menores al 10 por ciento. Esto nos indica que un tratamiento de 6 min garantiza la inactivación de la 1-FEH en rodajas de yacón de 5, 10 ó 20 mm; sin embargo, no se puede determinar los efectos de cada nivel en función al espesor o técnica de blanqueado (Anexos 31 y 32).

En resumen, con respecto al blanqueado se debe tomar en cuenta que, si bien la polifenol oxidasa no es tolerante al calor, es una de las principales causas del oscurecimiento en frutas y verduras cuando son cortadas o se calientan de forma incompleta; y que, generalmente, es la actividad peroxidasa la que se utiliza como un indicador para determinar el tiempo de escaldado debido a su alta concentración en los vegetales y su gran estabilidad térmica (Sotome *et al.*, 2009). Chirinos (1999) recomienda que el blanqueado para la inactivación

de la peroxidasa presente en rodajas de yacón de 10 mm se realice a pH 7.0 a una temperatura de 100 °C durante 6 min, con el fin de evitar la hidrólisis de los FOS al ser sometidos a un pH ácido, esto también evitaría la adición excesiva de sales y la probable elevada difusión de los azúcares al medio de blanqueado.

De los resultados obtenidos en la etapa de blanqueado, la inactivación de la peroxidasa fue más efectiva por la técnica de ebullición durante 6 min, para los espesores 5 y 10 mm. Sin embargo, no se observan diferencias significativas ($p < 0.05$) en el contenido de FOS y azúcares reductores entre las rodajas de 5 mm y la muestra fresca; que a su vez, presentaron bajos niveles de actividad 1-FEH. Por lo anteriormente mencionado, se seleccionó el blanqueado por ebullición durante 6 min con un espesor de rodaja de 5 mm.

4.2. EVALUACIÓN DEL SECADO DE YACÓN

Las raíces de yacón fueron procesadas (según la metodología descrita en la sección 3.5.1) utilizando un espesor de rodaja de 5 mm, un tiempo de blanqueado por ebullición de 6 min e inmediatamente inmersas en una solución de cloruro de calcio al uno por ciento durante 5 min. El secado se realizó a tres diferentes temperaturas. Todas las harinas obtenidas presentaron un contenido de humedad menor al 5 por ciento (4.9, 4.4 y 3.3 por ciento para 50, 65 y 80 °C, respectivamente), siendo significativamente diferentes ($p < 0.05$) (Anexos 33 y 34). Investigaciones recientemente publicadas reportan contenidos de humedad (expresados en porcentaje) de 7.5 (Padilha *et al.*, 2009), 6.9 (Rodrigues *et al.*, 2012) y 8.1 (Pereira *et al.*, 2013) para harinas de yacón secadas a 55 °C, de 8.9 (Rodrigues *et al.*, 2014) secada a 50 °C y de 2.9 (Mejía, 2015) secada a 70 °C.

Por otro lado, Rolim *et al.* (2011) reportaron una humedad final de 13.2 por ciento y al realizar un análisis granulométrico, pudieron observar que la harina de yacón absorbe más humedad y forma grumos indeseados conforme disminuye la apertura de malla. Dicho comportamiento higroscópico probablemente esté relacionado con el alto contenido de fructosa y glucosa, responsables de fuertes interacciones con las moléculas de agua debido a los grupos hidroxilo, los cuales también influyen en las propiedades de solubilidad (Alles *et al.*, 2013). En el presente trabajo, las harinas procesadas a 50 °C presentaron una coloración más oscura, un mayor contenido de humedad y se observó mayor higroscopicidad que las de 65 °C, y éstas a su vez que las de 80 °C.

4.2.1. INFLUENCIA DEL SECADO EN EL COLOR

Cuando se someten a tratamientos térmicos, los alimentos desarrollan tonalidades que van desde un ligero amarillo hasta un intenso café, mediante reacciones de Maillard y de caramelización; en otras ocasiones, los pigmentos que contienen se alteran y cambian de color (Badui, 1995).

El estudio del color de las harinas de yacón se muestra en el Cuadro 8 (Anexo 35), donde se aprecia un incremento en los valores de luminosidad (L^*) y tonalidad amarillo-azul (b^*) a mayor temperatura de procesamiento y por el contrario, una disminución de la tonalidad rojo-verde (a^*). Los valores de L^* y b^* para las harinas de 80 °C nos indican que fueron más claras y más cercanas al amarillo que las demás muestras; sin embargo, visualmente no presentaron mucha diferencia con las harinas de 65 °C (Anexos 36, 37 y 38).

Cuadro 8: Valores L^* , a^* , b^* , C^* , H° , ΔE y BI de las harinas de yacón procesadas a tres diferentes temperaturas*

Parámetros	50 °C	65 °C	80 °C
Luminosidad (L^*)	54.41 ± 2.32 ^b	58.44 ± 4.14 ^b	65.37 ± 1.98 ^a
Tonalidad rojo-verde (a^*)	2.48 ± 0.84 ^a	1.85 ± 0.22 ^a	0.77 ± 0.28 ^b
Tonalidad amarillo-azul (b^*)	17.09 ± 0.78 ^b	21.93 ± 3.19 ^a	22.04 ± 1.44 ^a
Cromaticidad (C^*)	17.29 ± 0.66 ^b	22.01 ± 3.17 ^a	22.05 ± 1.45 ^a
Tono o matiz (H°)	81.65 ± 3.12 ^b	85.10 ± 1.09 ^{ab}	88.02 ± 0.63 ^a
Diferencia total del color (ΔE)	45.58 ± 1.97 ^a	43.89 ± 0.01 ^a	37.74 ± 2.21 ^b
Índice de pardeamiento (BI)	39.83 ± 1.23 ^a	47.54 ± 4.97 ^a	40.57 ± 4.36 ^a

*promedio de tres repeticiones ± DS. Los valores medios que presentan letras diferentes dentro de la misma fila muestran diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

Fante *et al.* (2012) estudiaron la variación del color del yacón durante el blanqueado con vapor y sostienen que el mayor cambio ocurre durante los dos primeros minutos de blanqueado, después de ese tiempo los parámetros no varían significativamente. No

obstante, el estudio no evalúa si la muestra cambia de color posteriormente, lo cual podría suceder si las enzimas presentes no han sido inactivadas en su totalidad (Pedreschi *et al.*, 2009).

Ritcher (2011) evaluó la variación de color del yacón secado a vacío a diferentes condiciones de temperatura (45, 55 y 65 °C) y espesores de rodaja (2, 4 y 6 mm), utilizando blanqueamiento por inmersión en ácido cítrico (0.2, 0.6 y 1.0 por ciento) durante 3 min. Las muestras registraron una disminución de L^* y un incremento de los componentes a^* y b^* durante el secado. El autor señala que el aumento de b^* vuelve a la muestra más apetecible desde el punto de vista sensorial, siendo deseable para garantizar la calidad final del yacón deshidratado. Asimismo, observó que mayores espesores estuvieron asociados a tiempos más largos de secado, tornando así las muestras más oscuras. En la presente investigación, los mayores tiempos de secado corresponden a la temperatura de 50 °C, del cual en efecto fueron las muestras más oscuras y con menor valor L^* . Además, las muestras secadas a 65 y 80 °C presentaron mayores valores de b^* , sin diferencias significativas entre ellas.

Por otra parte, en la elaboración de harina de yacón por liofilización, Mindani (2008) consiguió un producto de buenas características a partir de zumo concentrado utilizando una temperatura de 43 °C. La harina presentó parámetros de color L^* , a^* y b^* de 60.5, 2.2 y 24.4, respectivamente, los cuales son bastante cercanos a los reportados en el Cuadro 8.

Según Hii y Law (2010), el valor de cromaticidad (C^*) es una medida de la fuerza de color que varía de débil (menor valor) hasta el color intenso (mayor valor). Fante *et al.* (2012) registraron un aumento de 10.0 a 12.5 en la cromaticidad de raíces de yacón después de 6 min de blanqueado con vapor. En las muestras de harina de yacón, el valor de C^* aumentó significativamente ($p < 0.05$) para las temperaturas de secado de 65 y 80 °C (Anexo 39), lo que demuestra que a mayores temperaturas (y por ende, menores tiempos de secado) se observa un incremento en la saturación del color, tornando las muestras más vívidas.

El valor de tono o matiz (H°) se delimita en una rueda de color que va de 0° a 360°, correspondiente a rojo-púrpura en un ángulo de 0°, amarilla a 90°, verde azulado a 180° y azul en 270° (Topuz *et al.*, 2009). Los ángulos de tono obtenidos en el presente estudio pertenecen al primer cuadrante y el aumento de la temperatura de secado hizo que las muestras se acercaran más al color amarillo, sin indicios de verdor (que se observa en un

ángulo de 120°), el cual correspondería a compuestos coloreados producto de la actividad enzimática (Anexo 40).

La diferencia total del color (ΔE), que es calculada a partir de los valores L^* , a^* y b^* , es un parámetro colorimétrico ampliamente utilizado para caracterizar la variación del color en los alimentos durante el procesamiento (Bernstein y Noreña, 2014). En el caso de un producto alimenticio durante el secado, es un indicador de cuan severas son las condiciones y está relacionado con la composición de los pigmentos y sus concentraciones (Topuz *et al.*, 2009). Los resultados mostraron que las variaciones de color más altas fueron para el secado a 50 °C, principalmente influenciado por el valor de L^* , el cual presenta una mayor diferencia con el estándar ($L^* = 97.34$) según el cálculo. Debido a ello, el aumento de la temperatura de procesamiento permitió un menor ΔE (Anexo 41).

Según Palou *et al.* (1999), el índice de pardeamiento (BI, por sus siglas en inglés *Browning Index*) representa la pureza del color marrón y es reportado como un parámetro importante en procesos donde se llevan a cabo reacciones de pardeamiento enzimático y no enzimático. Ndiaye *et al.* (2009) evaluaron el impacto de L^* , a^* y b^* en el índice de pardeamiento y observaron que los valores de L^* y b^* variaron de manera similar con el BI; sin embargo, no se mostró una correlación positiva entre a^* y BI. En el Cuadro 8 se observa que el índice de pardeamiento más alto corresponde al tratamiento a 65 °C a pesar de que los mayores valores de L^* y b^* correspondan a 80 °C; no obstante, los tres diferentes niveles no presentan diferencias significativas entre sí (Anexo 42).

4.2.2. INFLUENCIA DEL SECADO EN EL CONTENIDO DE FRUCTOOLIGOSACÁRIDOS (FOS) Y AZÚCARES

En estudios recientes en torno a la harina de yacón en los que reportan su composición química (Rolim *et al.*, 2011; Duro *et al.*, 2012; Pereira *et al.*, 2013; Rodrigues *et al.*, 2014), no todos consideran el contenido de FOS y azúcares (fructosa, glucosa y sacarosa) *per se*; en algunos casos, los FOS están comprendidos en el contenido total de carbohidratos o son separados en carbohidratos digeribles y fibra dietaria. En el Cuadro 9 se reporta la composición de carbohidratos en harinas de yacón obtenidas en investigaciones previas.

Cuadro 9: Contenido de fructooligosacáridos y azúcares en harina de yacón reportados por diferentes autores

Carbohidratos	Campos <i>et al.</i> (2012)	Rodriguez <i>et al.</i> (2012)	Lobo <i>et al.</i> (2007)	Moscatto <i>et al.</i> (2006)
FOS (% bs)	42.0	25.7	55.3	17.6
Fructosa (% bs)	-	21.1	13.5	4.1
Glucosa (% bs)	-	8.6	8.9	2.0
Sacarosa (% bs)	4.9	16.3	13.4	3.3
AR (% bs)	33.0	-	-	-

De los cuatro trabajos citados, se observa que Campos *et al.* (2012) y Lobo *et al.* (2007) registraron los mayores contenidos de FOS empleando diferentes procedimientos. Por un lado, Campos *et al.* (2012) trataron las raíces enteras en agua a 99.5 °C durante 25 min para inactivar enzimas y secaron con aire caliente a 65 °C; análogamente, Lobo *et al.* (2007) realizaron un autoclavado de las raíces a 121 °C por 20 min y secaron por liofilización. En el presente estudio, las rodajas de yacón fueron secadas a tres diferentes temperaturas (50, 65 y 80 °C). El contenido de sacáridos en las harinas de yacón se presenta en el Cuadro 10 (Anexos 43, 44, 45, 46 y 47).

Cuadro 10: Contenido de fructooligosacáridos (FOS) y azúcares en harinas de yacón procesadas a tres diferentes temperaturas*

Carbohidratos	50 °C	65 °C	80 °C
FOS (% bs)	30.9 ± 2.8 ^b	49.2 ± 2.2 ^a	45.7 ± 2.1 ^a
Fructosa (% bs)	16.9 ± 0.6 ^a	12.1 ± 0.9 ^b	16.9 ± 0.7 ^a
Glucosa (% bs)	10.2 ± 0.3 ^a	7.6 ± 0.6 ^b	9.8 ± 0.7 ^a
AR (% bs)	25.1 ± 1.6 ^a	24.7 ± 0.8 ^a	24.5 ± 1.4 ^a

*promedio de tres repeticiones ± DS. Los valores medios que presentan letras diferentes dentro de la misma fila muestran diferencias significativas cuando se someten a la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

Como se observa en el cuadro anterior, la composición de las harinas de yacón obtenidas se encuentra en el rango de las investigaciones citadas (Cuadro 9) y a su vez, cercanas a los valores reportados para los lotes de raíces frescas empleadas en la etapa anterior. La fructosa y glucosa alcanzaron un máximo de 16.9 y 10.2 por ciento, respectivamente; superando el 13.5 y 8.9 por ciento reportados por Lobo *et al.* (2007). El contenido de azúcares reductores estuvo alrededor del 25 por ciento y el de FOS en un intervalo del 30-50 por ciento aproximadamente, lo cual es bastante aceptable; no obstante, puesto que se utilizaron dos lotes de raíces diferentes, los resultados son expresados en porcentaje de retención (Figura 21, Anexo 48).

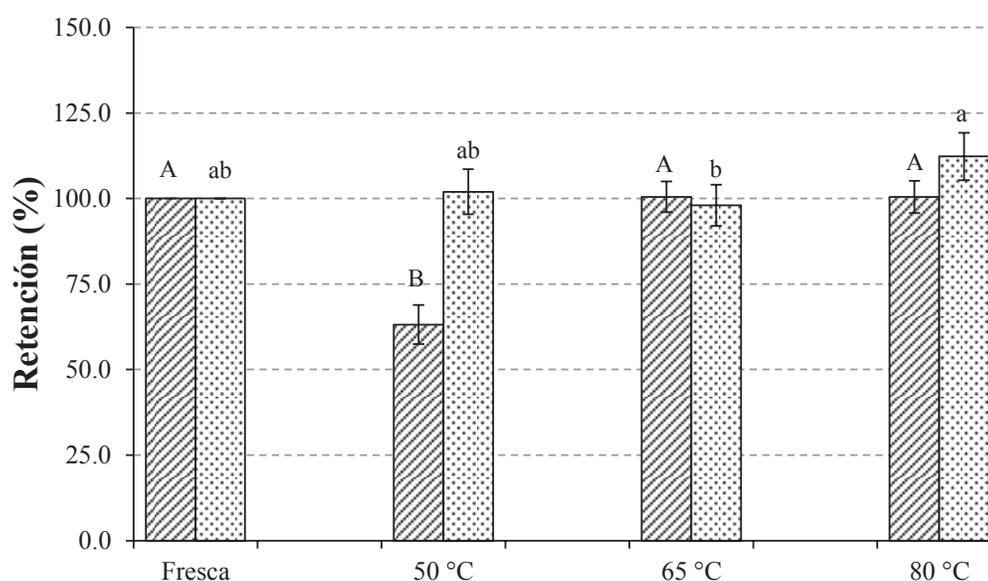


Figura 21: Porcentaje de retención de FOS (▨) y AR (▩) en harinas de yacón secadas a tres diferentes temperaturas (50, 65 y 80 °C) y muestra fresca

Letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

Trivedi *et al.* (2011) mencionan que para mantener el estado nutricional así como la apariencia agradable de un alimento funcional, es muy importante la selección del método de secado y un adecuado control de temperatura. Debido a que las altas temperaturas o los prolongados tiempos de secado pueden mermar la calidad del producto (Trivedi *et al.*, 2011), es fundamental evaluar la influencia del secado en los FOS y azúcares reductores presentes en las raíces de yacón.

El análisis estadístico muestra que no existen diferencias significativas ($p < 0.05$) para el contenido de FOS entre las raíces frescas y las harinas procesadas a 65 y 80 °C (Anexo 49), lo cual indica que estos compuestos se mantienen durante el blanqueado y secado a dichas condiciones. De los tres tratamientos, únicamente a 80 °C se observó un aumento de los azúcares reductores en un 12 por ciento, probablemente por efecto de la temperatura (Anexo 50).

Matusek *et al.* (2009) observaron que la degradación de los FOS se produce en el intervalo de temperatura entre 60–100 °C y que la velocidad de la misma depende del tiempo de procesamiento y el pH. Bajo condiciones ácidas (pH 2.7–3.3), la hidrólisis de FOS es insignificante a 60 °C; sin embargo, a 70–80 °C es considerable. Mientras tanto, todos los oligómeros se degradan a 90–100 °C. Es por esta razón que no sería recomendable realizar el blanqueamiento de yacón bajo condiciones ácidas, como por ejemplo la inmersión en ácido cítrico, ya que generaría las condiciones para la degradación de los FOS durante el secado.

Por otro lado, Glibowski y Wasko (2008) estudiaron el efecto del tratamiento termoquímico en la estructura de la inulina y sus resultados revelaron que el tiempo de calentamiento (30 min) y la temperatura (60 y 80 °C) no afectaron significativamente el contenido de azúcares reductores a pH 5 y 7, que es el intervalo de pH del yacón (Anexo 51), pero sí a pH 3. Sin embargo, sí reportaron una disminución en el peso molecular de la inulina a 80 °C y pH 5, por lo que no sería apropiado someter al yacón a estas condiciones debido a que el tiempo de secado es considerablemente mayor al del estudio anteriormente citado.

Scher *et al.* (2009) quienes estudiaron el secado de yacón por aire caliente, observaron un aumento en el contenido de azúcares reductores en muestras no blanqueadas y procesadas a 70 °C, e indicaron que se debería a una hidrólisis de los FOS. Sin embargo, los autores reportaron esta pérdida en función de la inulina, por lo que podemos suponer que el aumento de azúcares reductores puede tener origen tanto de los fructanos de cadena larga (inulina) como de cadena corta (FOS). Según Seminario *et al.* (2003) diversos tipos de fuentes bibliográficas reportan que las raíces de yacón contienen inulina como componente principal, tal y como aparece en el libro “*Lost crops of the Incas*” (National Research Council) publicado en 1989. Un año después, se determinó que el yacón tiene en realidad FOS (Ohyama *et al.*, 1990), aunque la confusión persiste hasta la actualidad debido a que el

texto de *National Research Council* (1989) es mucho más difundido que el artículo de Ohyama *et al.* (1990), entre otros.

Con respecto al contenido de azúcares libres (Cuadro 11, Anexo 52, 53 y 54), las raíces procesadas a 50 °C no presentaron diferencias significativas con las muestras frescas ($p < 0.05$) a pesar de que se observa una ligera tendencia al incremento en el contenido de glucosa. Las harinas obtenidas a 65 °C mostraron niveles significativamente inferiores ($p < 0.05$) de glucosa y fructosa (respecto a la muestra fresca), siendo este último el principal producto de la degradación de los FOS por lo que resulta fundamental mantener un bajo contenido del mismo. Por último, las muestras secadas a 80 °C mantuvieron porcentajes de retención de fructosa y glucosa cercanos al 100 por ciento, es decir, no presentaron mayor variación con respecto a las raíces frescas.

Cuadro 11: Porcentaje de retención de fructosa y glucosa en la harina de yacón secada a tres diferentes temperaturas*

Muestra	Fructosa	Glucosa
Fresca	100.0 ± 0.0 ^a	100.0 ± 0.0 ^{ab}
50 °C	98.7 ± 3.7 ^a	110.1 ± 3.6 ^a
65 °C	70.8 ± 5.1 ^b	82.2 ± 7.0 ^c
80 °C	96.1 ± 4.1 ^a	97.2 ± 6.5 ^b

*promedio de tres repeticiones ± DS. Los valores medios que presentan letras diferentes dentro de la misma columna muestran diferencias significativas cuando se someten a la prueba de Duncan ($p < 0.05$)

La harina procesada a 50 °C presentó una disminución del 37 por ciento en FOS (Figura 21); sin embargo, no se observa incremento en el contenido de azúcares reductores. Estas pérdidas pueden atribuirse a una mínima actividad enzimática proveniente del blanqueado, la cual podría haber actuado sobre los FOS durante las primeras horas de secado. Debido a que esta temperatura no fue lo suficientemente alta para la inmediata inactivación total de la enzima, las reacciones enzimáticas pudieron haberse realizado por un breve intervalo de tiempo después de iniciada dicha operación unitaria.

Roover *et al.* (1999) reportaron que la máxima actividad enzimática para la 1-FEH II extraída de las raíces de achicoria se da a 35 °C. Al someterla a 50 °C aún se observa un 60 por ciento de la actividad registrada a la temperatura óptima, mientras que a 60 °C se reduce en aproximadamente 80 por ciento. Por otra parte, Degasperi *et al.* (2003) realizaron la extracción de 1-FEH de las raíces tuberosas de *Viguiera discolor*, una especie Asteraceae proveniente de Brasil, y reportaron una temperatura óptima de 30 °C. A una temperatura de 50 °C se registró aproximadamente un 70 por ciento de la actividad máxima y a 60 °C, sólo un 40 por ciento. Los estudios en mención nos indican que una temperatura de secado mayor a 60 °C permitiría inactivar rápidamente la fructano 1-exohidrolasa, entre otras enzimas presentes en la matriz alimentaria que podrían haber resistido el pretratamiento de blanqueado. Los resultados de la actividad residual 1-FEH obtenidos en las harinas de yacón son mostrados en el Cuadro 12 (Anexo 55).

Cuadro 12: Actividad residual 1-FEH de las harinas de yacón procesadas a tres diferentes temperaturas*

Muestras	µg F/mg proteína.min	µmol F/mg proteína.h	RA (%)
Fresca	1.57	0.52	100.0
50 °C	N.D.	N.D.	N.D.
65 °C	N.D.	N.D.	N.D.
80 °C	N.D.	N.D.	N.D.

*promedio de dos repeticiones

RA: Actividad Residual (por sus siglas en inglés *Residual Activity*)

N.D.: No detectado

Debemos indicar que en la etapa de blanqueado se evidenció una considerable disminución de la actividad enzimática 1-FEH, por lo que después del secado no se observó actividad residual. Esto nos indicaría que el contenido de FOS no se vería afectado durante su almacenamiento por acción de esta enzima. Al respecto, Mejía (2015) no reportó una disminución significativa del contenido de FOS obtenidos de raíces de yacón e impregnados en *snacks* de manzana, almacenados durante 6 semanas.

Los FOS al no ser azúcares reductores, no participan de la reacción de Maillard (Carvalho *et al.*, 2012). No obstante, las raíces de yacón presentan compuestos que participan en este tipo de reacción, tales como la fructosa y la glucosa. Gennaro *et al.* (2000) y Huebner *et al.* (2008) observaron que la Raftilosa P95® muestra cierta capacidad reductora debido a que posee una unidad de fructosa terminal, la cual podría ser susceptible a la reacción de Maillard. Por otro lado, Mizuno y Yamada (2007) mencionan a la arginina, glutamina y prolina como parte de los aminoácidos libres en el yacón, siendo estos dos últimos partícipes de reacciones de pardeamiento no enzimático a un nivel intermedio (Ajandouz y Puigserver, 1999).

Badui (1995) afirma que si bien las temperaturas elevadas aceleran la reacción de Maillard, debido a que su energía de activación es baja, también se observa hasta en condiciones de refrigeración. Asimismo, mencionan que los alimentos con a_w entre 0.6 y 0.9 son los más propensos a este tipo de reacciones. Considerando que los tiempos de secado fueron considerablemente mayores a 50 °C y que el yacón tendría una elevada actividad de agua durante las primeras horas de secado, la coloración oscura que mostraron estas harinas podría tener su origen en productos de la reacción de Maillard. Esto también explicaría el hecho de que el nivel de azúcares reductores no haya aumentado puesto que, al reaccionar con los aminoácidos y/o proteínas, perderían su capacidad reductora. Por esta razón, se recomendaría evitar temperaturas por debajo de los 50 °C en el secado de raíces de yacón por aire caliente.

Debido a que el objetivo principal de esta investigación es maximizar el proceso de secado de raíces de yacón en función al contenido de FOS y teniendo en cuenta los resultados obtenidos, el aspecto (color) del producto final y las recomendaciones de los estudios previamente mencionados; se puede concluir que la mejor temperatura de secado de rodajas de yacón de 5 mm blanqueadas por ebullición durante 6 min fue de 65 °C.

V. CONCLUSIONES

- El espesor de rodaja y el tiempo de blanqueado tuvieron una influencia significativa en las actividades enzimáticas de la peroxidasa y la polifenol oxidasa, las cuales se llegaron a reducir hasta en más de un 90 por ciento. Un tratamiento por ebullición de 6 min en rodajas de yacón de 5 mm no afectó significativamente el contenido de FOS y azúcares reductores, y la actividad residual fructano 1-exohidrolasa (1-FEH) pudo ser reducida a niveles por debajo del 10 por ciento.
- El secado por aire caliente a 65 y 80 °C no tuvo influencia significativa en el contenido de FOS y azúcares reductores de la harina de yacón, en estas condiciones no se detectó actividad residual 1-FEH.
- El mejor procesamiento de blanqueado y secado de las raíces de yacón se obtuvo aplicando un tratamiento térmico por ebullición a las rodajas de 5 mm durante 6 min, seguido de un acondicionamiento con cloruro de calcio al uno por ciento por 5 min y posterior secado a 65 °C. Bajo estas condiciones se obtuvo una harina con 49.2 por ciento de FOS, 12.1 por ciento de fructosa, 7.6 por ciento de glucosa y 6.0 por ciento de sacarosa. Los azúcares reductores representaron el 24.7 por ciento.

VI. RECOMENDACIONES

- Evaluar el blanqueado con diferentes tipos de sales para mejorar el color de la harina de yacón y destinarla a fines tecnológicos.
- Realizar un estudio del tiempo de vida útil de la harina de yacón en diferentes tipos de empaques y evaluar sus propiedades fisico-químicas y saludables durante el almacenamiento.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Agüero, MV; Ansorena, MR; Roura, SI; del Valle, CE. 2008. Thermal inactivation of peroxidase during blanching of butternut squash. *Swiss Society of Food Science and Technology* 41(3): 401–407.
2. Ajandouz, EH; Puigserver, A. 1999. Nonenzymatic browning reaction of essential amino acids: Effect of pH on caramelization and Maillard reaction kinetics. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 47(5): 1786-1793.
3. Alles, MJL; Tessaro, IC; Noreña, CPZ. 2013. Physicochemical characterization of saccharides powder obtained from yacon roots (*Smallanthus sonchifolius*) by membrane technology. *Brazilian Archives of Biology and Technology* 56(6): 1024-1033.
4. AOAC (*Association of Official Analytical Chemists*). 1995. Official Methods of Analysis. 16th Edition. Washington D.C, USA. 1298 p.
5. Asami, T; Minamisawa, K; Tsuchiya, T; Kano, K; Hori, I; Ohyama, T; Kubota, M; Tsukihashi, T. 1991. Fluctuation of oligofructan contents in tubers of yacon (*Polymnia sonchifolia*) during growth and storage. *Soil Science and Plant Nutrition* 62(6): 621-627.
6. Aybar, MJ; Sánchez Riera, AN; Grau, A; Sánchez, SS. 2001. Hypoglycemic effect of the water extract of *Smallantus sonchifolius* (yacon) leaves in normal and diabetic rats. *Journal of Ethnopharmacology* 74(2): 125–132.
7. Badui, S. 1995. Química de Alimentos. 3º Edición. México, Editorial Alhambra Mexicana. 648 p.
8. Barbosa-Cánovas, G; Vega-Mercado, H. 2000. Deshidratación de alimentos. Editorial Acribia. Zaragoza. 297 p.
9. Benkeblia, N; Ueno, K; Onodera, S; Shiomi, N. 2005. Variation of Fructooligosaccharides and their Metabolizing Enzymes in Onion Bulb (*Allium cepa* L. cv. Tenshin) During Long-term Storage. *Journal of Food Science* 70(3): 208–214.
10. Berk, Z. 2013. Dehydration. Food Process Engineering and Technology. Second Edition. Academic Press. p. 511-566.

11. Bernstein, A; Noreña, CPZ. 2014. Study of Thermodynamic, Structural, and Quality Properties of Yacon (*Smallanthus sonchifolius*) during Drying. *Food and Bioprocess Technology* 7(1): 148-160.
12. Bhongolethu, V. 2004. Isolation, purification and characterization of inulin and fructooligosaccharides from *Chicorium intybus* and inulinase from *Aspergillus niger*. Mg. Sc. Thesis. Grahamstown, ZA, Rhodes University. 112 p.
13. Biegańska-Marecik, R; Czapski, J. 2007. The effect of selected compounds as inhibitors of enzymatic browning and softening of minimally processed apples. *Acta Scientiarum Polonorum, Technology Alimentaria* 6(3): 37-49.
14. Bradford, MM. 1976. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry* 72: 248-254.
15. Brown, M. 2011. Food and Beverage Stability and Shelf Life. Kilcast, D; Subramaniam, P. eds. UK, Woodhead Publishing. p. 184-242.
16. Burnette, F. 1977. Peroxidase and its relationship to food flavor and quality: A review. *Journal of Food Science* 42(1): 1-6.
17. Califano, AN; Calvelo, A. 1983. Heat and Mass Transfer During the Warm Water Blanching of Potatoes. *Journal of Food Science* 48(1): 220-225.
18. Calvo, M. 2014. Bioquímica de los alimentos (en línea). Consultado 1 feb. 2014. Disponible en <http://milksci.unizar.es/bioquimica/temas/enzimas/tirosinasa.html>
19. Campos, D; Betalleluz-Pallardel, I; Chirinos, R; Aguilar-Galvez, A; Noratto, G; Pedreschi, R. 2012. Prebiotic effects of yacon (*Smallanthus sonchifolius* Poepp. & Endl), a source of fructooligosaccharides and phenolic compounds with antioxidant activity. *Food Chemistry* 135(3): 1592–1599.
20. Carvalho, A; de Souza, MI; Mileib, C; Dantas, MC; Machado Rocha, S; Nery-Enes, B; Nelson, JD; Stampini Duarte, H. 2012. Development of a low calorie yacon jam: physico chemical, microbiological and sensory characterization. *Revista Chilena de Nutrición* 39(3): 72-77.
21. Chávarry, R. 2007. Influencia de las condiciones de almacenaje del yacón en sus compuestos bioactivos. Tesis Mg. Sc. Lima, Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. 77 p.
22. Cheftel, JG; Cheftel, H; Besançon, P. 2000. Introducción a la bioquímica y tecnología de los alimentos. Zaragoza, Editorial Acribia. Vol. I.

23. Chen, Y. 2013. Blanching optimization and the effect of blanching on functional components of yacon (*Smallanthus sonchifolius*) root slices. Thesis Mg. Sc. Mississippi, US, Mississippi State University. 103 p.
24. Chirinos, R. 1999. Obtención y caracterización de los oligofruktanos a partir de la raíz de yacón (*Smallanthus sonchifolius* Poepp. & Endl.). Tesis de Mg. Sc. Lima, Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. 157 p.
25. Claessens, G; Van Laere, A; De Proft, M. 1990. Purification and Properties of an Inulinase from Chicory Roots (*Cichorium intybus* L.). *Journal of Plant Physiology* 136(1): 35–39.
26. Cuba, PM. 2009. Estudio de la actividad fructano exohidrolasa (FEH) en las raíces tuberosas del yacón [*Smallanthus sonchifolius* (Poepp Et. Endl) H. Robinson]. Tesis Biol. Lima, PE, Universidad Nacional Agraria La Molina. 84 p.
27. Degasperi, M; Itaya, N; Buckeridge, M; Figueiredo-Ribeiro, R. 2003. Fructan degradation and hydrolytic activity in tuberous roots of *Viguiera discolor* Baker (Asteraceae), a herbaceous species from the cerrado. *Revista Brasileira de Botânica* 26(1): 11-21.
28. Delgado, GT; Tamashiro, WMSC; Maróstica Junior, MR; Pastore, GM. 2013. Yacon (*Smallanthus sonchifolius*): A Functional Food. *Plant Foods for Human Nutrition* 68(3): 222-228.
29. Duro, HL; Hurtada, WA; Rodriguez, FM. 2012. Functional Components and Sensory Evaluation of Yacon (*Polymnia sonchifolia* L.) Chips at Various Drying Conditions. *The Philippine Agricultural Scientist* 95(3): 300-304.
30. Edelman, J; Jefford, TG. 1968. The Mechanism of Fructosan Metabolism in higher plants as exemplified in *Helianthus tuberosus*. *New Phytologist* 67(3): 517–531.
31. Ende, W Van Den; Clerens, S; Vergauwen, R; Riet, L Van; Laere, A Van; Yoshida, M; Kawakami, A. 2003. Fructan 1-Exohydrolases. β -(2,1)-Trimmers during Graminan Biosynthesis in Stems of Wheat? Purification, Characterization, Mass Mapping, and Cloning of Two Fructan 1-Exohydrolase Isoforms. *Plant Physiology* 131(2): 621-631.
32. Ende, W Van Den; Coninck, B De; Laere, A Van. 2004. Plant fructan exohydrolases: a role in signaling and defense? *Trends in Plant Science* 9(11): 523-528.
33. Eskin, M. 1990. Biochemistry of Foods. Second Edition. USA, Academic Press. 539 p.

34. Fante, L; Scher, CF; Noreña, CPZ; Rios, AO. 2012. Study of Enzyme Inactivation Using Steam in Yacon (*Smallanthus sonchifolius*) Roots. *Journal of Food Processing and Preservation* 37(1): 16-24.
35. FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations, IT). 1998. Carbohydrates in Human Nutrition: Report of a Joint FAO/WHO Expert Consultation. *FAO Food and Nutrition Paper* 66: 1-140.
36. Fellows, PJ. 2000. Food Processing Technology: Principles and Practice. Second Edition. CRC Press.
37. Fernández, EC; Rajchl, A; Lachman, J; Čížková, H; Kvasnička, F; Kotíková, Z; Milella, L; Voldřich, M. 2013. Impact of yacon landraces cultivated in the Czech Republic and their ploidy on the short- and long-chain fructooligosaccharides content in tuberous roots. *LWT - Food Science and Technology* 54(1): 80-86.
38. Ferro, G. 2006. Isolamento, purificação e caracterização da peroxidase de yacon (*Smallanthus sonchifolius*). Tese Mg. Sc. Araraquara, BR, Universidade Estadual Paulista. 100 p.
39. Fito, P; Andrés, A; Albors, AM; Barat, JM. 2001. Introducción al secado de alimentos por aire caliente. Valencia, Editorial U.P.V. 211 p.
40. Franck, A. 2002. Technological functionality of inulin and oligofructose. *British Journal of Nutrition* 87(S2): S287-S291.
41. Geankoplis, C. 2006. Procesos de transporte y principios de procesos de separación. México, Editorial Continental. 1034 p.
42. Gennaro, S De; Birch, GG; Parke, SA.; Stancher, B. 2000. Studies on the physicochemical properties of inulin and inulin oligomers. *Food Chemistry* 68(2): 179-183.
43. Genta, S; Cabrera, W; Habib, N; Pons, J; Carillo, IM; Grau, A; Sanchez, S. 2009. Yacon syrup: beneficial effects on obesity and insulin resistance in humans. *Clinical Nutrition* 28(2): 182–187.
44. Gibson, G; Roberfroid, M. 2008. Handbook of prebiotics. CRC Press. 504 p.
45. Glibowski, P; Wasko, A. 2008. Effect of thermochemical treatment on the structure of inulin and its gelling properties. *International Journal of Food Science and Technology* 43(11): 2075-2082.
46. Graefe, S; Hermann, M; Manrique, I; Golombek, S; Buerkert, A. 2004. Effects of post-harvest treatments on the carbohydrate composition of yacon roots in the Peruvian Andes. *Field Crops Research* 86(2-3): 157–165.

47. Habib, NC; Honoré, SM; Genta, SB; Sánchez, SS. 2011. Hypolipidemic effect of *Smallanthus sonchifolius* (yacon) roots on diabetic rats: Biochemical approach. *Chemico-Biological Interactions* 194(1): 31-39.
48. Heldman, DR; Hartel, RW. 1997. Principles of Food Processing. USA, Aspen Publishers.
49. Hermann, M.; Heller, J. 1997. Andean Roots and Tubers: Ahipa, Arracacha, Maca and Yacon. Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops. 21. Italia, International Plant Genetic Resources Institute. 256 p.
50. Hermann, M; Freire, I; Pazos, C. 1999. Compositional diversity of the yacon storage root. Impact on a changing world: Program report 1997-1998. Perú, Centro Internacional de la Papa (CIP). p. 425–432.
51. Hii, CL; Law, CL. 2010. Product Quality Evolution During Drying of Foods, Vegetables and Fruits. Drying of Foods, Vegetables and Fruits. Jangam, SV, Law, CL; Mujumdar, AS. eds. v. 1, p. 125-144.
52. Hoebregs, H. 1997. Fructans in foods and food products, ion exchange chromatographic method: collaborative study. *Journal of AOAC International* 80: 1029–1036.
53. Huebner, J; Wehling, RL; Parkhurst, A; Hutkins, RW. 2008. Effect of processing conditions on the prebiotic activity of commercial prebiotics. *International Dairy Journal* 18(3): 287-293.
54. Hui, YH. 2006. Handbook of Food Science, Technology, and Engineering. CRC Press. v. 3.
55. Ibarz, A; Barbosa-Cánovas, G. 2005. Operaciones Unitarias en la Ingeniería de Alimentos. Madrid, Ediciones Mundi-Prensa. 865 p.
56. Imahori, Y; Kitamura, N; Kobayashi, S; Takihara, T; Ose, K; Ueda, Y. 2010. Changes in fructooligosaccharide composition and related enzyme activities of burdock root during low-temperature storage. *Postharvest Biology and Technology* 55(1): 15-20.
57. Ioannou, I. 2013. Prevention of Enzymatic Browning in Fruit and Vegetables. *European Scientific Journal* 9(30): 310-341.
58. Itaya, NM; Machado de Carvalho, MA; Figueiredo-Ribeiro, R. 2002. Fructosyl transferase and hydrolase activities in rhizophores and tuberous roots upon growth of *Polymnia sonchifolia* (Asteraceae). *Physiologia Plantarum* 116(4): 451–459.

59. Jaime, L; Martín-Cabrejas, M; Mollá, E; López-Andréu, F; Esteban, R. 2001. Effect of storage on Fructan and Fructooligosaccharide of Onion (*Allium cepa* L.). *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 49: 982-988.
60. Jangam, SV; Mujumdar, AS. 2010. Basic Concepts and Definitions. Drying of Foods, Vegetables and Fruits. Jangam, SV, Law, CL; Mujumdar, AS. eds. v. 1, p. 1-30.
61. Khatun, MM; Sultana, N; Rahman, MH; Ashadusjaman, M. 2007. Effect of blanching time on nutritional quality of bush bean at different pod age stages. *Journal of Soil and Nature* 1(1): 15–21.
62. Kincal, S; Kaymak, F. 1987. Modelling dry matter losses from carrots during blanching. *Journal of Food Processing Engineering* 9(3): 201–211.
63. Kotovicz, V. 2011. Otimização da desidratção osmótica e secagem do yacon (*Polymnia sonchifolia*). Tese Mg. Sc. Curitiba, BR, Universidade Federal do Paraná. 89 p.
64. Krivorotova, T; Sereikaite, J. 2014. Determination of fructan exohydrolase activity in the crude extracts of plants. *Electronic Journal of Biotechnology* 17(6): 329-333.
65. Krokida, MK; Maroulis, ZB. 1999. Effect of Microwave Drying on Some Quality Properties of Dehydrated Products. *Drying Technology* 17(3): 449-466.
66. L'homme, C; Arbelot, M; Puigserver, A; Biagini, A. 2003. Kinetics of hydrolysis of fructooligosaccharides in mineral-buffered aqueous solutions: Influence of pH and temperature. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51(1): 224-228.
67. Lachman, J; Havrland, B; Fernández, EC; Dudjak, J. 2004. Saccharides of yacon (*Smallanthus sonchifolius* (Poepp. et Endl.) H. Robinson) tubers and rhizomes and factors affecting their content. *Plant, Soil and Environment* 50(9): 383–390.
68. Lachman, J; Fernández, EC; Orsák, M. 2003. Yacon [*Smallanthus sonchifolia* (Poepp. et Endl.) H. Robinson] *chemical composition and use – a review*. *Plant, Soil and Environment* 49(6): 283–290.
69. Lee, FA. 1958. The Blanching Process. *Advances in Food Research*. Mrak, EM; Stewart, GF. eds. v. 8, p. 63-109.
70. Li, J; Liu, X; Zhou, B; Zhao, J; Li, S. 2013. Determination of fructooligosaccharides in burdock using HPLC and microwave-assisted extraction. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 61(24): 5888-5892.
71. Liu, X; Gao, Y; Xu, H; Liu, G; Wang, Q. 2010. Inactivation of peroxidase and polyphenol oxidase in red beet (*Beta vulgaris* L.) extract with continuous high pressure carbon dioxide. *Food Chemistry* 119(1): 108-113.

72. Lobo, AR; Colli, C; Alvares, EP; Filisetti, TM. 2007. Effects of fructans-containing yacon (*Smallanthus sonchifolius* Poepp and Endl.) flour on caecum mucosal morphometry, calcium and magnesium balance, and bone calcium retention in growing rats. *British Journal of Nutrition* 97(4): 776-785.
73. Machuca, F. 2007. Análisis y Recomendaciones en la cadena de valor del yacón en la región Cajamarca (en línea). Consultado 12 set. 2013. Disponible en <http://perubiodiverso.pe/assets/Análisis-y-recomendaciones-en-la-cadena-yacón-Cajamarca-F1.pdf>
74. Maehly, AC; Chance, B. 1954. The assay of catalases and peroxidases. *Methods of Biochemical Analysis*. Glick, D. ed. Interscience Publishers. v. 1, p. 357-424.
75. Manrique, I.; Hermann, M.; Bernet, T. 2004. Yacón – Ficha Técnica. Centro Internacional de la Papa (CIP). Consultado 01 set. 2013. Disponible en www.cipotato.org/artc/ciprocrops/fichatecnicayacon.pdf
76. Manrique, I.; Párraga, A.; Hermann, M. 2005. Jarabe de yacón: Principios y Procesamiento. Perú, Centro Internacional de la Papa, Universidad Nacional Daniel Alcides Carrión, Fundación Erbacher, Agencia Suiza para el Desarrollo y la Cooperación. 31 p. (Serie Conservación y uso de la biodiversidad de raíces y tubérculos andinos: Una década de investigación para el desarrollo (1993-2003), no. 8A).
77. Martinez, MV; Whitaker, JR. 1995. The biochemistry and control of enzymatic browning. *Trends in Food Science and Technology* 6(6): 195-200.
78. Matusek, A; Merész, P; Le, TKD; Örsi, F. 2009. Effect of temperature and pH on the degradation of fructo-oligosaccharides. *European Food Research and Technology* 228(3): 355-365.
79. Mayer, AM. 2006. Polyphenol oxidases in plants and fungi: going places? A review. *Phytochemistry* 67(21): 2318-2331.
80. Mayer, AM; Harel, E. 1979. Polyphenol oxidases in plants. *Phytochemistry* 18: 193-215.
81. Mejía, A. 2015. Impregnación al vacío de fructooligosacáridos de yacón (*Smallanthus sonchifolius* Poepp & Endl.) en manzana. Tesis Ing. Ind. Lima, PE, Universidad Nacional Agraria La Molina.
82. Mileib, C; Rodríguez, V; Paes, J. 2012. Low-calorie yogurt added with yacon flour : development and physicochemical evaluation. *Revista Chilena de Nutrición* 39(8): 65-71.

83. Mindani, CG. 2008. Influencia de las condiciones de proceso en el secado por liofilización del yacón (*Smallanthus sanchifolius* Poepp. & Endl.). Tesis Mg. Sc. Lima, PE, Universidad Nacional Agraria La Molina. 128 p.
84. Mizuno, T; Yamada, K. 2007. Free amino acid composition in the root of Yacon (*Smallanthus Sonchifolius*). *Journal for the Integrated Study of Dietary Habits* 18(3): 283-287.
85. Morales-Blancas, EF; Chandia, VE; Cisneros-Zevallos, L. 2002. Thermal Inactivation Kinetics of Peroxidase and Lipoxygenase from Broccoli, Green Asparagus and Carrots. *Journal of Food Science* 67(1): 146-154.
86. Moscatto, JA; Borsato, D; Bona, E; Oliveira, AS De; Oliveira Haully, MC De. 2006. The optimization of the formulation for a chocolate cake containing inulin and yacon meal. *International Journal of Food Science and Technology* 41(6): 181-188.
87. Müftügil, N. 1985. The peroxidase enzyme activity of some vegetables and its resistance to heat. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 36(9): 877-880.
88. Mujumdar, AS. 2011. Classification and Selection Dryers. Industrial Transfer Processes (en línea). Consultado 23 mar. 2014. Disponible en http://serve.me.nus.edu.sg/arun/file/Publications/books/ME5202_2011_Mujumdar.pdf
89. Narai-Kanayama, A; Tokita, N; Aso, K. 2007. Dependence of fructooligosaccharide content on activity of fructooligosaccharide-metabolizing enzymes in yacon (*Smallanthus sonchifolius*) tuberous roots during storage. *Journal of Food Science* 72(6): 381-387.
90. Ndiaye, C; Xu, S-Y; Wang, Z. 2009. Steam blanching effect on polyphenoloxidase, peroxidase and colour of mango (*Mangifera indica* L.) slices. *Food Chemistry* 113(1): 92-95.
91. Neves, VA; Silva, MA Da. 2007. Polyphenol oxidase from yacon roots (*Smallanthus sonchifolius*). *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 55(6): 2424-2430.
92. Ohyama, T; Ito, O; Yasuyoshi, S; Ikarashi, T; Minamisawa, K; Kubota, M; Tsukihashi, T; Asami, T. 1990. Composition of storage carbohydrate in tubers of yacon (*Polymnia sonchifolia*). *Soil Science and Plant Nutrition* 36(1): 167-171.
93. Ojansivu, I; Ferreira, CL; Salminen, S. 2011. Yacon, a new source of prebiotic oligosaccharides with a history of safe use. *Trends in Food Science and Technology* 22(1): 40-46.

94. Padilha, VM; Rolim, PM; Salgado, SM; Livera, AVS; De Oliveira, MG. 2009. Tempo de secagem e da atividade de óxido-redutases de yacon (*Smallanthus sonchifolius*) sob tratamento químico. *Ciência Rural* 39(7): 2178-2184.
95. Palou, E; López-Malo, A; Barbosa-Cánovas, GV; Welti-Chanes, J; Swanson, BG. 1999. Polyphenoloxidase Activity and Color of Blanched and High Hydrostatic Pressure Treated Banana Puree. *Journal of Food Science* 64(1): 42-45.
96. Pedreschi, F; Trivisany, X; Reyes, C; Troncoso, E; Pedreschi, R. 2009. Kinetics of extraction of reducing sugar during blanching of potato slices. *Journal of Food Engineering* 91(3): 443-447.
97. Pedreschi, R; Betalleluz-Pallardel, I; Chirinos, R; Curotto, C; Campos, D. 2011. Impact of cooking and drying on the phenolic, carotenoid contents and in vitro antioxidant capacity of Andean arracacha (*Arracacia xanthorrhiza* Bancr.) root. *Food Science and Technology* 17(4): 319-330.
98. Pereira, R. 2009. Extração e utilização de frutanos de yacon (*Polymnia sonchifolia*) na funcionalização de alimentos. Tese Ph. D. Botucatu, BR, Universidad Estatal Paulista “Júlio de Mesquita Filho”. 136 p.
99. Pereira, J; Barcelos, M; Pereira, M; Ferreira, E. 2013. Studies of chemical and enzymatic characteristics of Yacon (*Smallanthus sonchifolius*) and its flours. *Food Science and Technology* 33(1): 75-83.
100. Queiroz, C; Mendes Lopes, ML; Fialho, E; Valente-Mesquita, VL. 2008. Polyphenol Oxidase: Characteristics and Mechanisms of Browning Control. *Food Reviews International* 24(4): 361–375.
101. Queiroz, C; Da Silva, AJR; Lopes, MLM; Fialho, E; Valente-Mesquita, VL. 2011. Polyphenol oxidase activity, phenolic acid composition and browning in cashew apple (*Anacardium occidentale*, L.) after processing. *Food Chemistry* 125(1): 128-132.
102. Reis, FR; Lenzi, MK; de Muñiz, GIB; Nisgoski, S; Masson, ML. 2012. Vacuum drying kinetics of yacon (*Smallanthus sonchifolius*) and the effect of process conditions on fractal dimension and rehydration capacity. *Drying Technology* 30(1): 13-19.
103. Ritcher, F. 2011. Secagem a vácuo de yacon: influência das condições de processo sobre parâmetros de qualidade e cinética de secagem. Tese Ph. D. Curitiba, BR, Universidade Federal do Paraná. 62 p.
104. Roberfroid, MB. 1999. Caloric value of inulin and oligofructose. *The Journal of Nutrition* 129(S7): S1436-S7.

105. Roberfroid, MB. 2002. Functional foods: concepts and application to inulin and oligofructose. *British Journal of Nutrition* 87(S2): S139–S143.
106. Rodrigues, FC; Castro, AS; Rodrigues, VC; Fernandes, SA; Fontes, EA; De Oliveira, TT; Martino, HS; De Lucas Fortes Ferreira, CL. 2012. Yacon flour and *Bifidobacterium longum* modulate bone health in rats. *Journal of Medicinal Food* 15(7): 664-670.
107. Rodrigues, O; Asquiere, ER; Orsi, DC. 2014. Prevention of enzymatic browning of yacon flour by the combined use of anti-browning agents and the study of its chemical composition. *Food Science and Technology* 34(2): 275-280.
108. Rojas-Reyes, JO; Robles-Olvera, V; Carvajal-Zarrabal, O; Castro Matinez, C; Waliszewski, KN; Aguilar-Uscanga, MG. 2013. Purification and characterization of peroxidase from avocado (*Persea americana* Mill, cv. Hass). *Journal of the Science of Food and Agriculture* (94)9: 1844-1853.
109. Rolim, PM; Salgado, SM; Padilha, VM; Livera, AVS; Andrade, SAC; Guerra, NB. 2011. Glycemic profile and prebiotic potential «in vitro» of bread with Yacon (*Smallanthus sonchifolius*) flour. *Ciência e Tecnologia de Alimentos* 31(2): 467-474.
110. Roover, J De; Laere, A Van; Winter, M De; Timmermans, JW; Ende, W Van Den. 1999. Purification and properties of a second fructan exohydrolase from the roots of *Cichorium intybus*. *Physiologia Plantarum* 106: 28–34.
111. 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.
112. Santana, I; Cardoso, MH. 2008. Raiz tuberosa de yacon (*Smallanthus sonchifolius*): potencialidade de cultivo, aspectos tecnológicos e nutricionais. *Ciência Rural* 38(3): 898–905.
113. Scher, CF; Rios, AO; Norena, CPZ. 2009. Hot air drying of yacon (*Smallanthus sonchifolius*) and its effect on sugar concentrations. *International Journal of Food Science and Technology* 44(11): 2169-2175.
114. Scher, CF. 2009. Estudo do branqueamento e da secagem mediante ar quente do yacon (*Smallanthus sonchifolius*). Tese Mg. Sc. Porto Alegre, BR, Universidade Federal do Rio Grande do Sul. 75 p.
115. Seminario J; Valderrama, M; Manrique, I. 2003. El yacón: Fundamentos para el aprovechamiento de un recurso promisorio. Perú, CIP, Universidad Nacional de Cajamarca, Agencia Suiza para el desarrollo y la Cooperación (COSUDE). 60 p.

116. Shi, Q; Zheng, Y; Zhao, Y. 2013. Mathematical modeling on thin-layer heat pump drying of yacon (*Smallanthus sonchifolius*) slices. *Energy Conversion and Management* 71: 208-216.
117. Shivakumar, A; Rangappa, D; Krishna, H; Nagaraja, P. 2010. Development and kinetic validation of an assay for the quantitative determination of peroxidase: Application in the detection of activity in crude plant tissues. *Enzyme and Microbial Technology* 47(6): 243–248.
118. Silva Borges, J Da; Pirozi, MR; Paula, CD De; Vidigal, JG; Alves de Sousa, N; Caliman, F. 2012. Yacon na alimentação humana: aspectos nutricionais, funcionais, utilização e toxicidade. *Scientia Amazonia* 1(3): 3–16.
119. Silva, E; Nogueira, JN. 1983. Efeito do calor na atividade da polifenol oxidase e peroxidase em algumas futas e hortaliças. *Anais da E.S.A. "Luiz de Queiroz"* 40(1): 137–161.
120. Simpson, R; Walker, R; Pollock, C. 1991. Fructan exohydrolase activity in leaves of *Lolium temulentum* L. *New Phytologist* 119: 499–507.
121. Sotome, I; Takenaka, M; Koseki, S; Ogasawara, Y; Nadachi, Y; Okadome, H; Isobe, S. 2009. Blanching of potato with superheated steam and hot water spray. *LWT - Food Science and Technology* 42(6): 1035-1040.
122. Sutar, PP; Thorat, BN. 2011. Drying of Roots. *Drying of Foods, Vegetables and Fruits*. Jangam, SV, Law, CL; Mujumdar, AS. eds. v. 2, p. 43-74.
123. Takenaka, M; Yan, XJ; Ono, H; Yoshida, M; Nagata, T; Nakanishi, T. 2003. Caffeic acid derivatives in the roots of yacon (*Smallanthus sonchifolius*). *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51: 793–796.
124. Topuz, A; Feng, H; Kushad, M. 2009. The effect of drying method and storage on color characteristics of paprika. *LWT - Food Science and Technology* 42(10): 1667-1673.
125. Trivedi, A; Sutar, N; Thorat, BN. 2011. Use of Drying in Processing of Functional Foods. *Drying of Foods, Vegetables and Fruits*. . Jangam, SV, Law, CL; Mujumdar, AS. eds. v. 2, p. 137-158.
126. Valentová, K; Ulrichová, J. 2003. *Smallanthus sonchifolius* and *Lepidium meyenii* - prospective Andean crops for the prevention of chronic diseases. *Biomedical papers of the Medical Faculty of the University Palacky* 147(2): 119-130.
127. Valentová, K; Lebeda, A; Dolezalová, I; Jirovský, D; Simonovska, B; Vovk, I; Kosina, P; Gasmanová, N; Dziechciarková, M; Ulrichová, J. 2006. The biological and

- chemical variability of yacon. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 54(4): 1347–1352.
128. Vega, R. 2009. Evaluación del contenido de fructooligosacáridos y actividad fructano exohidrolasa (EC 3.2.1.80) durante el crecimiento de cinco entradas de yacón (*Smallanthus sonchifolius* Poepp. & Endl.). Tesis Mg. Sc. Lima, PE, Universidad Nacional Agraria La Molina. 97 p.
 129. Vela, JC. 1997. Purificación y caracterización cinética de polifenol oxidasa de tomate (en línea). Consultado 14 mar. 2014. Disponible en http://rua.ua.es/dspace/bitstream/10045/9919/4/Casado%20Vela,%20Juan_3.pdf
 130. Vijn, I; Smeekens, S. 1999. Fructan: More Than a Reserve Carbohydrate? *Plant Physiology* 120(2): 351–359.
 131. Vishwanathan, KH; Giwari, GK; Hebbar, HU. 2013. Infrared assisted dry-blanching and hybrid drying of carrot. *Food and Bioproducts Processing* 91(2): 89-94.
 132. Yan, XJ; Suzuki, M; Ohnishi-Kameyama, M; Sada, Y; Nakanishi, T; Nagata, T. 1999. Extraction and identification of antioxidants in the roots of yacon (*Smallanthus sonchifolius*). *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 47: 4711–4713.
 133. Yemenicioğlu, A; Özkan, M; Cemeroğlu, B. 1999. Some Characteristics of Polyphenol Oxidase and Peroxidase from Taro (*Colocasia antiquorum*). *Turkish Journal of Agriculture and Forestry* 23: 425-430.
 134. Yildiz, F. 2009. *Advances in Food Biochemistry*. CRC Press. 521 p.
 135. Yun, JW. 1996. Fructooligosaccharides-Occurrence, preparation, and application. *Enzyme and Microbial Technology* 19(2): 107–117.
 136. Zardini E. 1991. Ethnobotanical notes on “yacon”, *Polymnia sonchifolia* (Asteraceae). *Economic Botany* 45(1): 72–85.
 137. Zhu, Y; Pan, Z; McHugh, TH; Barrett, DM. 2010. Processing and quality characteristics of apple slices processed under simultaneous infrared dry-blanching and dehydration with intermittent heating. *Journal of Food Engineering* 97(1): 8–16.
 138. Ziyan, E; Pekyardimci, S,. 2003. Characterization of Polyphenol Oxidase from Jerusalem Artichoke (*Helianthus tuberosus*). *Turkish Journal of Chemistry* 27: 217-225.

VIII. ANEXOS

Anexo 1: Determinación de azúcares reductores (Miller, 1959)

Preparación de reactivos

- Solución DNS: Disolver 1.1 g de hidróxido de sodio en aproximadamente 70 ml de agua destilada, añadir 1 g de DNS, disolver. Seguidamente, agregar 0.2 g de fenol y 0.05 g de bisulfito de sodio, enrasar a 100 ml con agua destilada y conservar en frasco oscuro en refrigeración.
- Sal de Rochelle: Preparar una solución al 40 por ciento (p/v) de tartrato de sodio y potasio. Guardar en refrigeración.

Preparación de la curva estándar

- Solución madre: Pesar 0.4 g de fructosa anhidra, colocar en una fiola de 100 ml y enrasar con agua destilada.
- Apartir de la solución madre, preparar soluciones estándar comprendidas entre 0.45 y 3.6 mg/ml.
- Colocar 0.5 ml en un tubo de ensayo por cada una de las soluciones preparadas (incluyendo un blanco con agua) y agregar 3 ml de solución de DNS a cada uno. Realizar el análisis por triplicado.
- Llevar a baño maría en ebullición durante 5 minutos.
- Agregar 1 ml de Sal de Rochelle y 10 ml de agua destilada a cada tubo y agitar.
- Dejar enfriar y leer la absorbancia a 550 nm.

Se construyó una curva estándar con soluciones estándar de fructosa como se observa en la Figura 1. Los resultados se expresan en g Fructosa/ml.

Análisis de la muestra

- Tomar 0.5 ml de muestra.
- Adicionar 3 ml de solución de DNS.
- Calentar en baño maría a 100 °C por 5 min.
- Adicionar 1 ml de sal de Rochelle, seguido de 10 ml de agua destilada y agitar.
- Enfriar y leer la absorbancia a 550 nm.

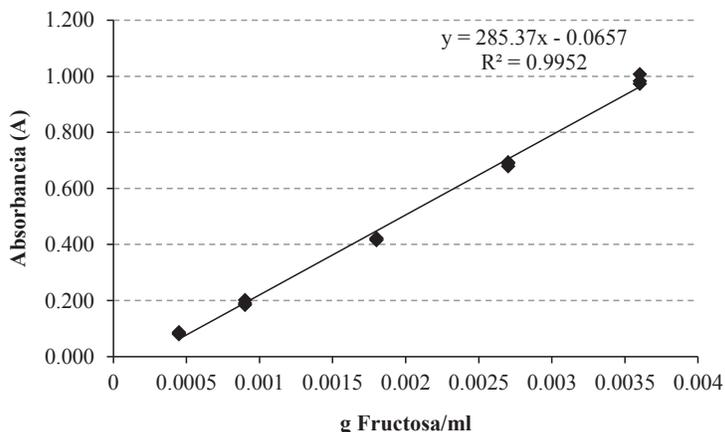


Figura 1. Curva estándar de azúcares reductores expresados como fructosa

Anexo 2: Determinación de proteína (Método de Bradford)

Preparación del reactivo

Se pesaron 50 mg de Coomassie Azul Brillante G y fueron disueltos en 25 ml de solución etanólica al 95 por ciento. Se adicionó 50 ml de ácido fosfórico al 85 por ciento y se enrasó en una fiola de medio litro con agua destilada. Finalmente, se agitó en la oscuridad durante unos minutos.

Preparación de la curva estándar

- Solución madre: Pesar 0.0125 g de albúmina bovina sérica (BSA) y enrasar con una solución de NaCl 1.5 M en una fiola de 5 ml.
- A partir de la solución madre, preparar soluciones estándar comprendidas entre 0.1 y 2 mg/ml.
- Colocar 0.1 ml en un tubo de ensayo por cada una de las soluciones preparadas y agregar 0.9 ml de solución de NaCl 1.5 M. Realizar el análisis por triplicado.

- Agregar 5 ml de solución de Reactivo de Bradford a cada tubo.
- Agitar y leer la absorbancia a 595 nm después de 10 minutos.

Se construyó una curva estándar con soluciones estándar de BSA como se observa en la Figura 2. Los resultados se expresan en mg BSA/ml.

Análisis de la muestra

- Tomar 0.1 ml de solución de muestra y agregar 0.9 ml de solución de NaCl 1.5 M.
- Realizar la reacción con el reactivo de Bradford.
- Calcular el contenido en base a la curva estándar.

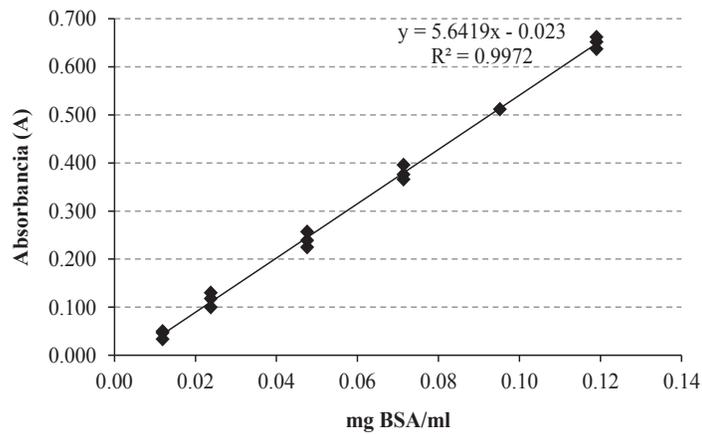


Figura 2. Curva estándar de albúmina bovina sérica (por sus siglas en inglés BSA)

Anexo 3: Contenido de materia seca (MS) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición y vapor

Muestra*		MS (%) Ebullición	MS (%) Vapor	
F	R1	18.08	16.87	
	R2	17.81	15.53	
	R3	17.99	15.76	
E5	T2	R1	13.12	10.96
		R2	12.80	12.13
		R3	15.34	13.26
	T4	R1	14.52	11.36
		R2	13.74	13.68
		R3	15.05	13.12
	T6	R1	11.06	13.81
		R2	11.33	12.73
		R3	11.20	13.29
E10	T2	R1	14.74	15.02
		R2	15.78	13.96
		R3	15.35	14.18
	T4	R1	18.36	13.78
		R2	17.98	15.72
		R3	16.23	14.70
	T6	R1	14.14	13.29
		R2	11.93	15.38
		R3	12.96	14.31
E20	T2	R1	14.96	16.19
		R2	17.73	15.76
		R3	15.66	16.62
	T4	R1	15.31	14.99
		R2	14.63	15.52
		R3	10.83	14.39
	T6	R1	16.13	10.87
		R2	15.14	13.92
		R3	14.37	11.97

*F = Muestra fresca

E = Espesor (5, 10, 20 mm)

T = Tiempo (2, 4, 6 min)

Anexo 4: Análisis Estadístico - Contenido de materia seca (MS) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición

Tabla ANOVA para MS (%) por Muestra

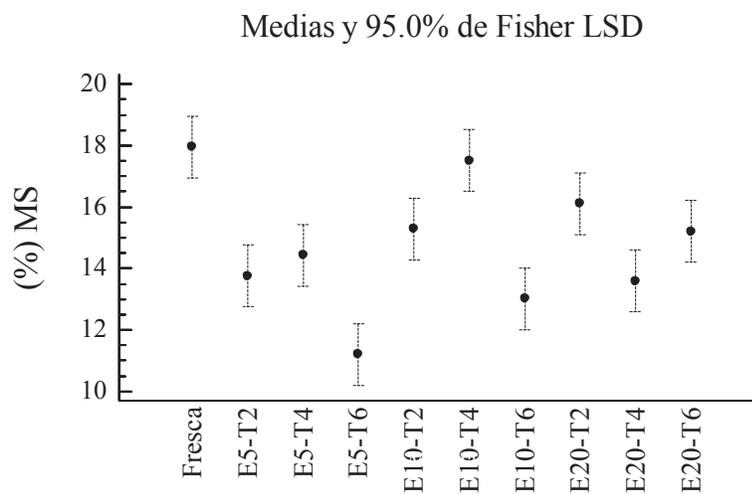
Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	115.23	9	12.80	9.22	0.0000
Intra grupos	27.79	20	1.389		
Total (Corr.)	143.02	29			

Pruebas de Múltiple Rangos para MS (%) por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E5-T6	3	11.20	X
E10-T6	3	13.01	XX
E20-T4	3	13.59	XX
E5-T2	3	13.75	XX
E5-T4	3	14.44	XXX
E20-T6	3	15.21	XXX
E10-T2	3	15.29	XX
E20-T2	3	16.12	XX
E10-T4	3	17.52	X
Fresca	3	17.96	X

Gráfico de Medias



Anexo 5: Análisis Estadístico - Contenido de materia seca (MS) en raíces de yacón blanqueadas por vapor

Tabla ANOVA para MS (%) por Muestra

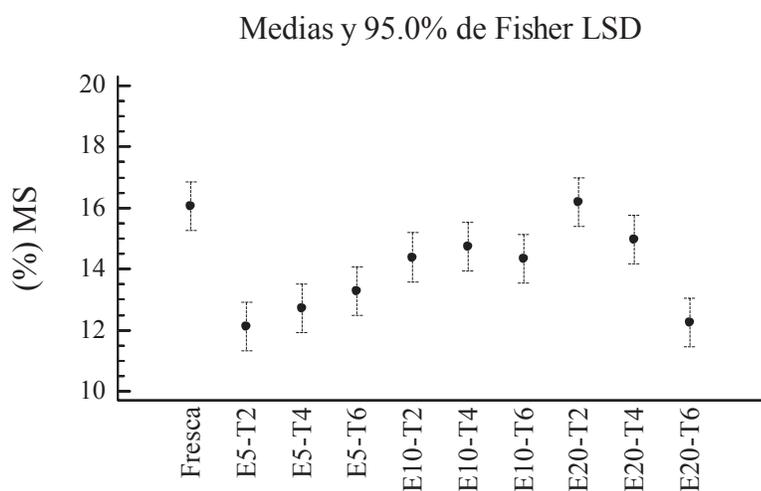
Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	58.16	9	6.46	7.31	0.0001
Intra grupos	17.68	20	0.88		
Total (Corr.)	75.84	29			

Pruebas de Múltiple Rangos para MS (%) por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E5-T2	3	12.12	X
E20-T6	3	12.25	X
E5-T4	3	12.72	XX
E5-T6	3	13.28	XXX
E10-T6	3	14.33	XXX
E10-T2	3	14.39	XXX
E10-T4	3	14.73	XXX
E20-T4	3	14.97	XXX
Fresca	3	16.05	XX
E20-T2	3	16.19	X

Gráfico de Medias



Anexo 6: Actividad residual (RA) peroxidasa (POD) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición y vapor

Muestra*		Ebullición		Vapor		
		UA POD/ min. g ms	Actividad Residual (%)	UA POD/ min. g ms	Actividad Residual (%)	
F	R1	169.64	100.00	109.92	100.00	
	R2	161.88	100.00	127.51	100.00	
	R3	154.10	100.00	119.74	100.00	
E5	T2	R1	9.87	6.10	30.01	25.21
		R2	8.40	5.19	28.42	23.87
		R3	9.13	5.64	23.69	19.90
	T4	R1	7.07	4.37	13.02	10.94
		R2	6.19	3.82	11.99	10.07
		R3	6.83	4.22	13.94	11.71
	T6	R1	3.46	2.14	5.63	4.73
		R2	3.31	2.04	5.49	4.62
		R3	3.57	2.21	5.27	4.43
E10	T2	R1	11.71	7.24	45.51	38.23
		R2	11.01	6.80	45.51	38.23
		R3	11.02	6.81	46.03	38.66
	T4	R1	2.81	1.74	12.46	10.46
		R2	3.13	1.93	13.14	11.03
		R3	2.70	1.67	13.75	11.55
	T6	R1	3.03	1.87	4.90	4.12
		R2	3.49	2.16	4.84	4.07
		R3	3.52	2.17	4.88	4.10
E20	T2	R1	21.29	13.15	51.16	42.97
		R2	17.65	10.90	50.54	42.45
		R3	21.57	13.33	49.98	41.98
	T4	R1	5.67	3.51	26.08	21.91
		R2	7.37	4.55	24.91	20.92
		R3	7.77	4.80	25.45	21.37
	T6	R1	3.75	2.32	24.60	20.67
		R2	3.30	2.04	24.61	20.67
		R3	3.71	2.29	24.39	20.49

*F = Muestra fresca

UA = Unidades de actividad

E = Espesor (5, 10, 20 mm)

T = Tiempo (2, 4, 6 min)

Anexo 7: Actividad residual (RA) polifenol oxidasa (PPO) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición y vapor

Muestra*		Ebullición		Vapor		
		UA PPO/ min. g ms	Actividad Residual (%)	UA PPO/ min. g ms	Actividad Residual (%)	
F	R1	13.46	100.00	23.93	100.00	
	R2	13.69	100.00	24.31	100.00	
	R3	11.84	100.00	24.34	100.00	
E5	T2	R1	4.49	34.57	8.68	35.86
		R2	5.62	43.24	8.24	34.04
		R3	4.66	35.88	7.85	32.44
	T4	R1	0.78	6.04	3.25	13.42
		R2	0.71	5.42	3.04	12.55
		R3	0.69	5.27	3.45	14.27
	T6	R1	0.86	6.59	1.33	5.50
		R2	0.82	6.28	1.44	5.97
		R3	0.90	6.89	1.38	5.71
E10	T2	R1	5.15	39.66	8.94	36.95
		R2	5.25	40.39	8.55	35.36
		R3	5.05	38.86	8.15	33.69
	T4	R1	4.06	31.26	3.48	14.36
		R2	4.28	32.93	2.88	11.90
		R3	4.17	32.07	2.94	12.16
	T6	R1	0.33	2.55	1.21	5.01
		R2	0.32	2.49	1.33	5.49
		R3	0.32	2.44	1.08	4.46
E20	T2	R1	4.96	38.20	12.65	52.30
		R2	5.14	39.56	12.12	50.08
		R3	5.05	38.87	11.56	47.80
	T4	R1	4.50	34.66	6.40	26.45
		R2	3.41	26.27	5.41	22.38
		R3	3.39	26.06	5.33	22.03
	T6	R1	1.34	10.31	3.75	15.51
		R2	1.46	11.20	3.14	12.96
		R3	1.22	9.39	3.15	13.00

*F = Muestra fresca

UA = Unidades de actividad

E = Espesor (5, 10, 20 mm)

T = Tiempo (2, 4, 6 min)

Anexo 8: Análisis Estadístico - Actividad residual (RA) peroxidasa (POD) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición

Tabla ANOVA para RA (%) POD por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	284.49	8	35.56	117.37	0.0000
Intra grupos	5.45	18	0.30		
Total (Corr.)	289.94	26			

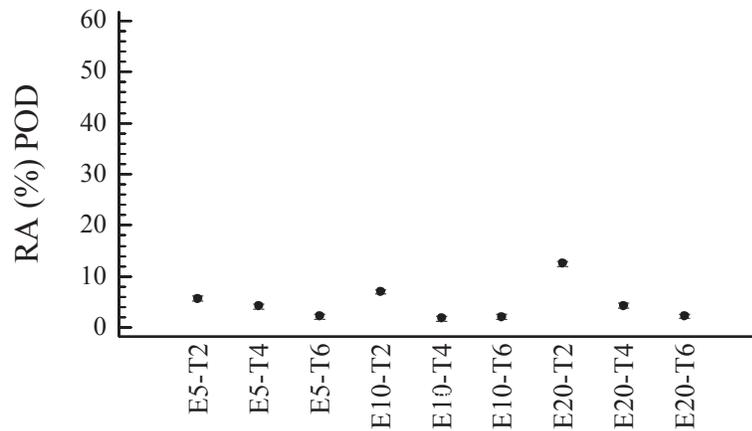
Pruebas de Múltiple Rangos para RA (%) POD por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E10-T4	3	1.78	X
E10-T6	3	2.07	X
E5-T6	3	2.13	X
E20-T6	3	2.22	X
E5-T4	3	4.14	X
E20-T4	3	4.29	X
E5-T2	3	5.64	X
E10-T2	3	6.95	X
E20-T2	3	12.46	X

Gráfico de Medias

Medias y 95.0% de Fisher LSD



Anexo 9: Análisis Estadístico - Actividad residual (RA) peroxidasa (POD) en raíces de yacón blanqueadas por vapor

Tabla ANOVA para RA (%) POD por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	4517.82	8	564.73	554.00	0.0000
Intra grupos	18.35	18	1.02		
Total (Corr.)	4536.17	26			

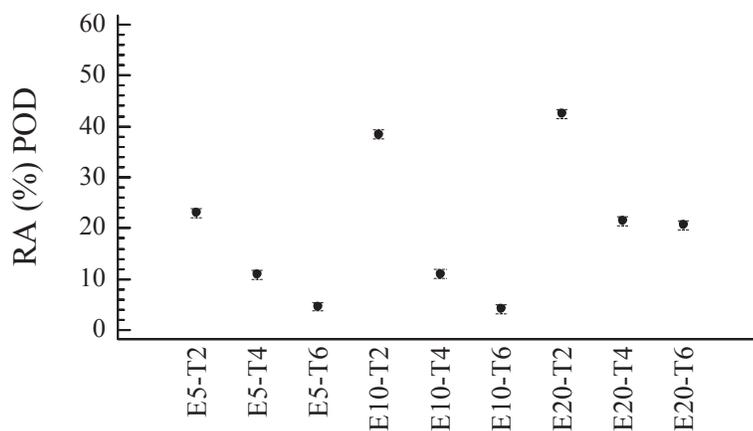
Pruebas de Múltiple Rangos para RA (%) POD por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E10-T6	3	4.09	X
E5-T6	3	4.59	X
E5-T4	3	10.91	X
E10-T4	3	11.02	X
E20-T6	3	20.61	X
E20-T4	3	21.40	XX
E5-T2	3	22.99	X
E10-T2	3	38.37	X
E20-T2	3	42.47	X

Gráfico de Medias

Medias y 95.0% de Fisher LSD



Anexo 10: Análisis Estadístico - Actividad residual (RA) polifenol oxidasa (PPO) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición

Tabla ANOVA para RA (%) PPO por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	6065.62	8	758.20	140.04	0.0000
Intra grupos	97.46	18	5.41		
Total (Corr.)	6163.07	26			

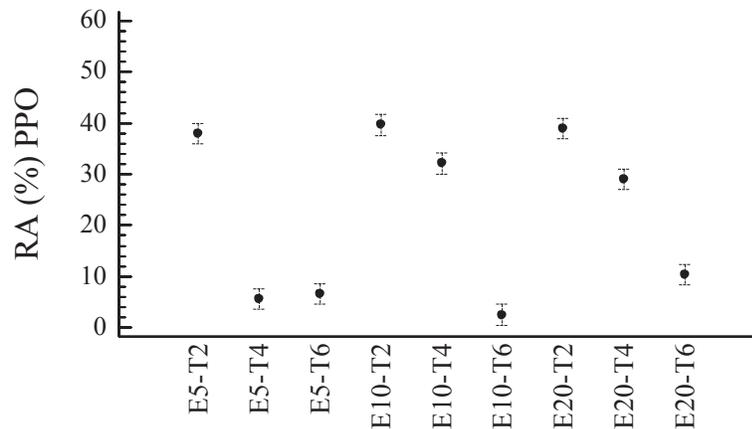
Pruebas de Múltiple Rangos para RA (%) PPO por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E10-T6	3	2.49	X
E5-T4	3	5.58	X
E5-T6	3	6.59	XX
E20-T6	3	10.30	X
E20-T4	3	28.99	X
E10-T4	3	32.09	X
E5-T2	3	37.90	X
E20-T2	3	38.88	X
E10-T2	3	39.64	X

Gráfico de Medias

Medias y 95.0% de Fisher LSD



Anexo 11: Análisis Estadístico - Actividad residual (RA) polifenol oxidasa (PPO) en raíces de yacón blanqueadas por vapor

Tabla ANOVA para RA (%) PPO por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	5675.30	8	709.41	294.08	0.0000
Intra grupos	43.42	18	2.41		
Total (Corr.)	5718.72	26			

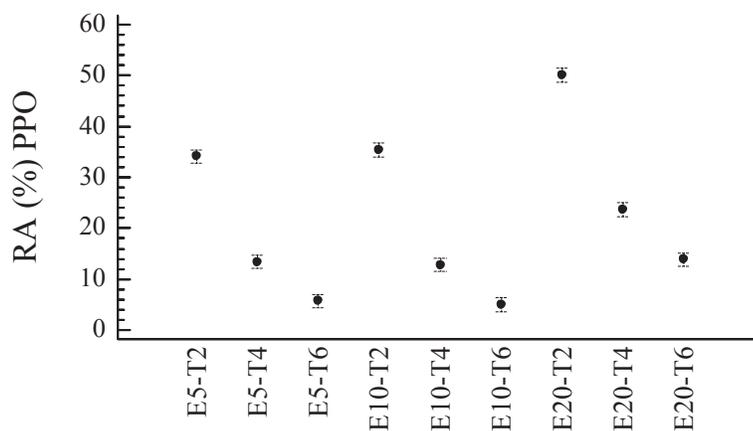
Pruebas de Múltiple Rangos para RA (%) PPO por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E10-T6	3	4.99	X
E5-T6	3	5.73	X
E10-T4	3	12.81	X
E5-T4	3	13.41	X
E20-T6	3	13.82	X
E20-T4	3	23.62	X
E5-T2	3	34.11	X
E10-T2	3	35.33	X
E20-T2	3	50.06	X

Gráfico de Medias

Medias y 95.0% de Fisher LSD



Anexo 12: Análisis Estadístico - Contenido de fructooligosacáridos (FOS) en raíces de yacón frescas

Tabla ANOVA para FOS por Lote

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	21.51	1	21.51	7.25	0.0545
Intra grupos	11.86	4	2.97		
Total (Corr.)	33.37	5			

Anexo 13: Análisis Estadístico - Contenido de azúcares reductores (AR) en raíces de yacón frescas

Tabla ANOVA para AR por Lote

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	8.02	1	8.02	2.41	0.1956
Intra grupos	13.32	4	3.33		
Total (Corr.)	21.34	5			

Anexo 14: Análisis Estadístico - Contenido de fructosa en raíces de yacón frescas

Tabla ANOVA para Fructosa por Lote

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	53.25	1	53.25	40.23	0.0032
Intra grupos	5.29	4	1.32		
Total (Corr.)	58.54	5			

Pruebas de Múltiple Rangos para Fructosa por Lote

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Lote	Casos	Media	Grupos Homogéneos
Lote 1	3	15.69	×
Lote 2	3	21.65	×

Anexo 15: Análisis Estadístico - Contenido de glucosa en raíces de yacón frescas

Tabla ANOVA para Glucosa por Lote

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	13.61	1	13.61	34.29	0.0042
Intra grupos	1.587	4	0.39		
Total (Corr.)	15.20	5			

Pruebas de Múltiple Rangos para Glucosa por Lote

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Lote	Casos	Media	Grupos Homogéneos
Lote 1	3	7.35	X
Lote 2	3	10.36	X

Anexo 16: Análisis Estadístico - Contenido de sacarosa en raíces de yacón frescas

Tabla ANOVA para Sacarosa por Lote

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	7.71	1	7.71	26.84	0.0066
Intra grupos	1.15	4	0.29		
Total (Corr.)	8.86	5			

Pruebas de Múltiple Rangos para Sacarosa por Lote

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Lote	Casos	Media	Grupos Homogéneos
Lote 1	3	4.91	X
Lote 2	3	7.18	X

Anexo 17: Análisis Estadístico - Contenido de Sólidos solubles en raíces de yacón frescas

Tabla ANOVA para Sólidos solubles por Lote

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	8.17	1	8.17	12.25	0.0249
Intra grupos	2.67	4	0.67		

Pruebas de Múltiple Rangos para Sólidos solubles por Lote

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Lote	Casos	Media	Grupos Homogéneos
Lote 1	3	13.00	X
Lote 2	3	15.33	X

Anexo 18: Porcentaje de retención de fructooligosacáridos (FOS) y azúcares reductores (AR) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición

Muestra*		FOS (% bs)	Retención FOS (%)	AR (% bs)	Retención AR (%)	
F	R1	30.81	100.00	26.43	100.00	
	R2	35.56	100.00	27.88	100.00	
	R3	33.18	100.00	29.78	100.00	
E5	T2	R1	28.20	84.99	31.84	113.58
		R2	22.04	66.43	24.46	87.28
		R3	26.61	80.20	27.33	97.49
	T4	R1	27.94	84.20	20.37	72.66
		R2	25.01	75.37	21.77	77.68
		R3	28.77	86.70	17.65	62.98
	T6	R1	29.46	88.77	26.80	95.61
		R2	32.66	98.42	32.97	117.62
		R3	37.09	111.77	28.19	100.56
E10	T2	R1	29.38	88.54	23.64	84.35
		R2	26.06	78.53	23.96	85.46
		R3	30.24	91.13	24.52	87.47
	T4	R1	23.93	72.11	34.84	124.30
		R2	22.77	68.62	26.71	95.30
		R3	25.90	78.04	32.10	114.52
	T6	R1	23.44	70.63	33.47	119.41
		R2	29.89	90.07	33.62	119.95
		R3	23.45	70.67	30.46	108.65
E20	T2	R1	28.39	85.55	15.66	55.86
		R2	33.45	100.81	19.19	68.44
		R3	34.47	103.87	16.10	57.45
	T4	R1	36.10	108.79	19.40	69.20
		R2	37.10	111.80	19.98	71.29
		R3	38.10	114.82	17.85	63.70
	T6	R1	38.65	116.48	16.35	58.32
		R2	34.35	116.48	18.75	66.90
		R3	29.60	103.53	19.10	68.13

*F = Muestra fresca

E = Espesor (5, 10, 20 mm)

T = Tiempo (2, 4, 6 min)

Anexo 19: Porcentaje de retención de fructooligosacáridos (FOS) y azúcares reductores (AR) en raíces de yacón blanqueadas por vapor

Muestra*		FOS (% bs)	Retención FOS (%)	AR (% bs)	Retención AR (%)	
F	R1	36.41	100.00	28.57	100.00	
	R2	37.05	100.00	32.45	100.00	
	R3	37.45	100.00	30.01	100.00	
E5	T2	R1	36.14	97.76	26.03	85.77
		R2	34.61	93.62	25.80	85.03
		R3	35.42	95.80	26.38	86.93
	T4	R1	31.14	84.22	36.14	119.09
		R2	28.26	76.43	33.93	111.83
		R3	34.02	92.01	42.90	141.37
	T6	R1	38.66	104.56	25.79	84.99
		R2	32.49	87.89	26.12	86.08
		R3	26.33	71.21	26.51	87.38
E10	T2	R1	31.45	85.07	34.515	113.75
		R2	29.52	79.85	32.99	108.74
		R3	24.29	65.70	36.06	118.83
	T4	R1	25.85	69.92	28.60	94.25
		R2	28.34	76.66	35.82	118.06
		R3	24.50	66.28	31.05	102.32
	T6	R1	26.93	72.85	35.96	118.52
		R2	29.63	80.14	36.33	119.75
		R3	35.01	94.71	35.61	117.36
E20	T2	R1	29.96	81.04	34.48	113.63
		R2	30.39	82.21	36.93	121.71
		R3	29.53	79.86	32.07	105.69
	T4	R1	28.14	76.12	31.82	104.87
		R2	26.45	71.55	30.96	102.03
		R3	24.77	66.99	38.71	127.58
	T6	R1	18.49	50.02	41.57	137.01
		R2	18.81	50.87	40.16	132.37
		R3	19.12	51.71	38.75	127.72

*F = Muestra fresca

E = Espesor (5, 10, 20 mm)

T = Tiempo (2, 4, 6 min)

Anexo 20: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de fructooligosacáridos (FOS) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición

Tabla ANOVA para FOS por Muestra

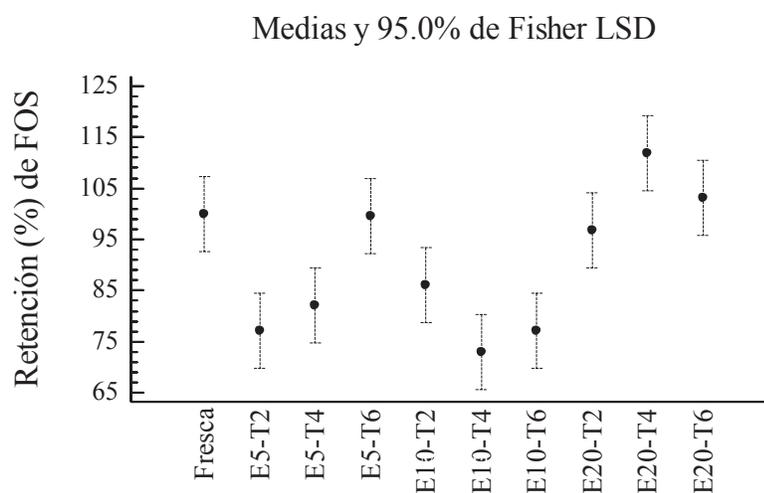
Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	4738.57	9	526.51	7.06	0.0001
Intra grupos	1491.60	20	74.58		
Total (Corr.)	6230.17	29			

Pruebas de Múltiple Rangos para FOS por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E10-T4	3	72.92	X
E10-T6	3	77.12	X
E5-T2	3	77.20	X
E5-T4	3	82.09	XX
E10-T2	3	86.06	XXX
E20-T2	3	96.74	XXX
E5-T6	3	99.65	XX
Fresca	3	100.00	XX
E20-T6	3	103.07	X
E20-T4	3	111.80	X

Gráfico de Medias



Anexo 21: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de azúcares reductores (AR) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición

Tabla ANOVA para AR por Muestra

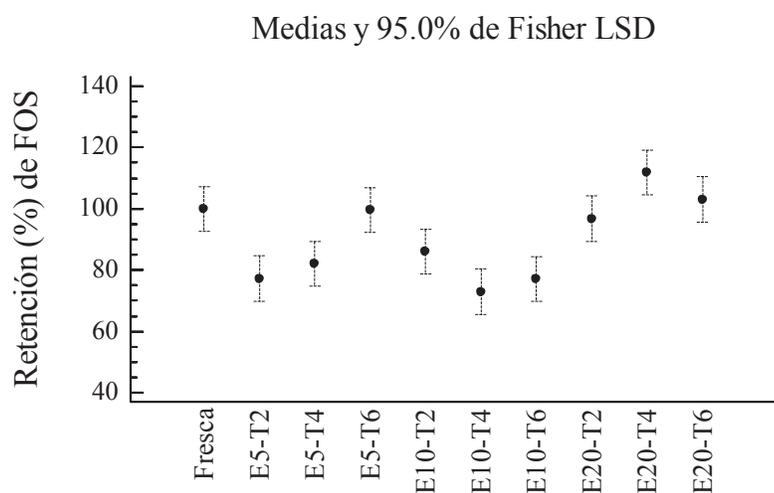
Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	11624.50	9	1291.62	18.03	0.0000
Intra grupos	1433.14	20	71.66		
Total (Corr.)	13057.70	29			

Pruebas de Múltiple Rangos para AR por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E20-T2	3	60.58	X
E20-T6	3	64.45	X
E20-T4	3	68.06	X
E5-T4	3	71.11	X
E10-T2	3	85.76	X
E5-T2	3	99.45	XX
Fresca	3	100.00	XX
E5-T6	3	104.59	XX
E10-T4	3	111.37	XX
E10-T6	3	116.00	X

Gráfico de Medias



Anexo 22: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de fructooligosacáridos (FOS) en raíces de yacón blanqueadas por vapor

Tabla ANOVA para FOS por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	5238.88	9	582.09	9.42	0.0000
Intra grupos	1236.30	20	61.82		
Total (Corr.)	6475.18	29			

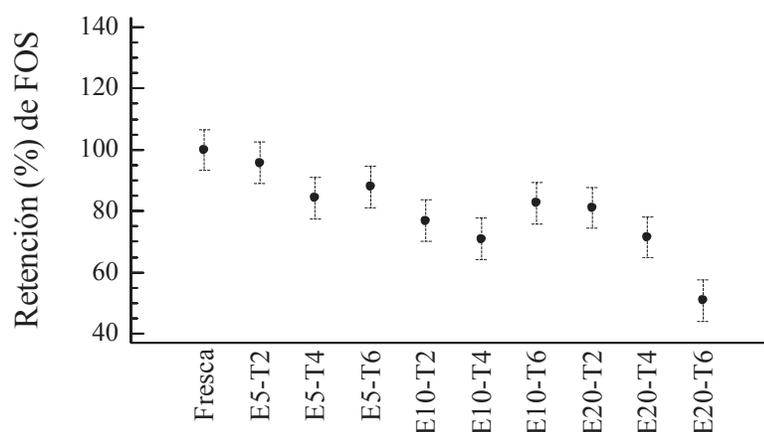
Pruebas de Múltiple Rangos para FOS por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E20-T6	3	50.87	X
E10-T4	3	70.95	X
E20-T4	3	71.55	X
E10-T2	3	76.87	XX
E20-T2	3	81.04	XXX
E10-T6	3	82.56	XXX
E5-T4	3	84.22	XXX
E5-T6	3	87.89	XXX
E5-T2	3	95.72	XX
Fresca	3	100.00	X

Gráfico de Medias

Medias y 95.0% de Fisher LSD



Anexo 23: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de azúcares reductores (AR) en raíces de yacón blanqueadas por vapor

Tabla ANOVA para AR por Muestra

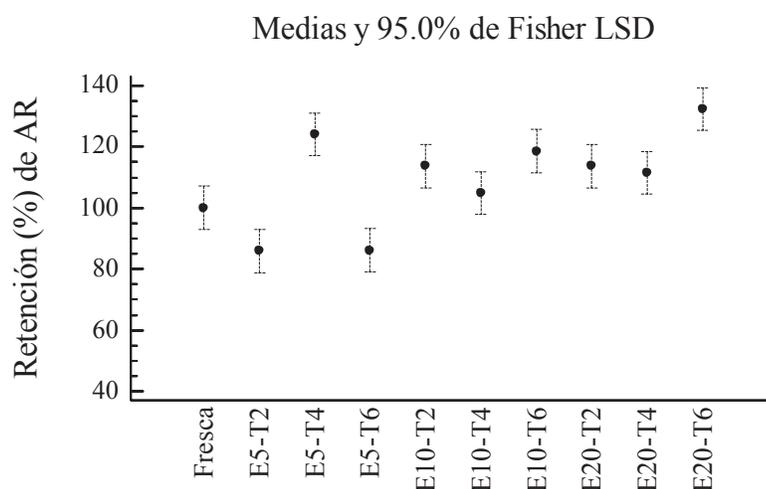
Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	6207.14	9	689.68	9.93	0.0000
Intra grupos	1389.55	20	69.48		
Total (Corr.)	7596.70	29			

Pruebas de Múltiple Rangos para AR por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E5-T2	3	85.91	X
E5-T6	3	86.15	X
Fresca	3	100.00	XX
E10-T4	3	104.88	XX
E20-T4	3	111.49	XXX
E20-T2	3	113.68	XXX
E10-T2	3	113.77	XXX
E10-T6	3	118.54	XXX
E5-T4	3	124.10	XX
E20-T6	3	132.37	X

Gráfico de Medias



Anexo 24: Porcentaje de retención de fructosa y glucosa en raíces de yacón blanqueadas por ebullición

Muestra*		Fructosa (% bs)	Retención Fructosa (%)	Glucosa (% bs)	Retención Glucosa (%)	
F	R1	17.27	100.00	6.45	100.00	
	R2	14.65	100.00	8.06	100.00	
	R3	15.15	100.00	7.54	100.00	
E5	T2	R1	19.84	126.46	8.03	109.26
		R2	19.39	123.59	5.57	75.74
		R3	17.43	111.07	6.05	82.28
	T4	R1	13.71	87.40	6.02	81.95
		R2	15.40	98.19	6.11	83.07
		R3	13.14	83.73	5.11	69.57
	T6	R1	18.67	118.99	6.40	87.01
		R2	15.69	100.03	6.99	95.04
		R3	18.76	119.55	7.78	105.88
E10	T2	R1	15.09	96.18	7.75	105.44
		R2	14.07	89.67	6.82	92.76
		R3	12.73	81.12	7.28	99.06
	T4	R1	18.70	119.18	6.54	88.91
		R2	17.86	113.81	5.26	71.54
		R3	19.99	127.42	5.96	81.01
	T6	R1	15.30	97.52	9.88	134.34
		R2	17.25	109.97	8.63	117.35
		R3	15.79	100.62	9.50	129.26
E20	T2	R1	13.04	83.09	3.32	45.22
		R2	11.13	70.92	4.59	62.37
		R3	14.54	92.68	3.71	50.45
	T4	R1	11.98	76.34	5.78	78.59
		R2	13.20	84.12	5.38	73.13
		R3	12.06	76.84	5.88	79.94
	T6	R1	13.49	85.99	4.56	62.06
		R2	12.88	82.11	4.37	59.43
		R3	14.48	92.32	5.46	74.23

*F = Muestra fresca

E = Espesor (5, 10, 20 mm)

T = Tiempo (2, 4, 6 min)

Anexo 25: Porcentaje de retención de fructosa y glucosa en raíces de yacón blanqueadas por vapor

Muestra*		Fructosa (% bs)	Retención Fructosa (%)	Glucosa (% bs)	Retención Glucosa (%)	
F	R1	22.16	100.00	10.59	100.00	
	R2	22.11	100.00	10.54	100.00	
	R3	20.67	100.00	9.96	100.00	
E5	T2	R1	16.52	76.33	7.67	73.99
		R2	17.07	78.84	8.16	78.71
		R3	15.98	73.82	7.61	73.47
	T4	R1	22.29	102.98	10.50	101.28
		R2	19.85	91.68	9.01	86.95
		R3	20.17	93.18	8.66	83.59
	T6	R1	16.52	76.30	7.54	72.72
		R2	16.91	78.11	8.16	78.72
		R3	17.30	79.93	8.06	77.73
E10	T2	R1	20.03	92.51	5.87	56.63
		R2	19.17	88.56	7.61	73.47
		R3	20.88	96.46	9.36	90.31
	T4	R1	17.52	80.95	8.16	78.77
		R2	21.84	100.91	8.77	84.64
		R3	18.25	84.23	8.96	86.47
	T6	R1	20.27	93.63	9.01	86.94
		R2	20.91	96.59	8.19	79.01
		R3	19.63	90.67	9.83	94.87
E20	T2	R1	16.27	75.14	9.03	87.14
		R2	18.51	85.49	9.11	87.94
		R3	17.39	80.32	10.41	100.43
	T4	R1	19.73	91.12	8.15	78.65
		R2	18.55	85.70	8.95	86.34
		R3	19.14	88.41	8.55	82.49
	T6	R1	23.30	107.66	13.53	130.56
		R2	12.88	82.11	13.89	134.06
		R3	14.48	92.32	14.25	137.55

*F = Muestra fresca

E = Espesor (5, 10, 20 mm)

T = Tiempo (2, 4, 6 min)

Anexo 26: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de fructosa en raíces de yacón blanqueadas por ebullición

Tabla ANOVA para Fructosa por Muestra

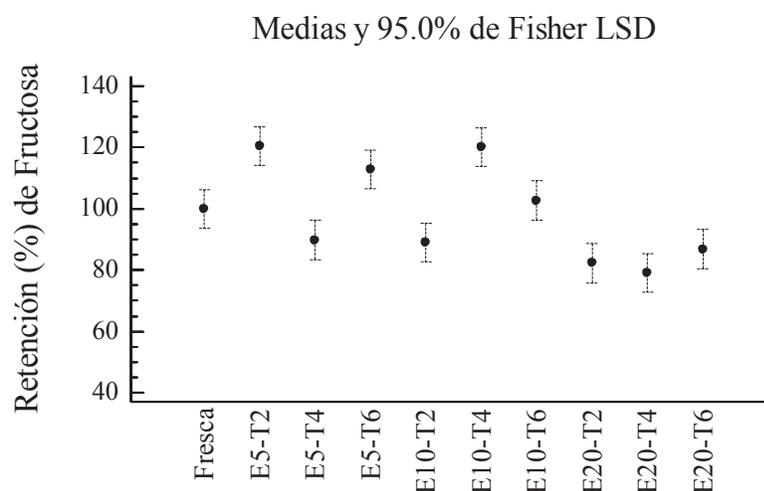
Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	6349.95	9	705.55	12.66	0.0000
Intra grupos	1114.50	20	55.73		
Total (Corr.)	7464.45	29			

Pruebas de Múltiple Rangos para Fructosa por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E20-T4	3	79.10	X
E20-T2	3	82.23	X
E20-T6	3	86.81	XX
E10-T2	3	88.99	XXX
E5-T4	3	89.77	XXX
Fresca	3	100.00	XXX
E10-T6	3	102.70	XX
E5-T6	3	112.86	XX
E10-T4	3	120.14	X
E5-T2	3	120.37	X

Gráfico de Medias



Anexo 27: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de glucosa en raíces de yacón blanqueadas por ebullición

Tabla ANOVA para Glucosa por Muestra

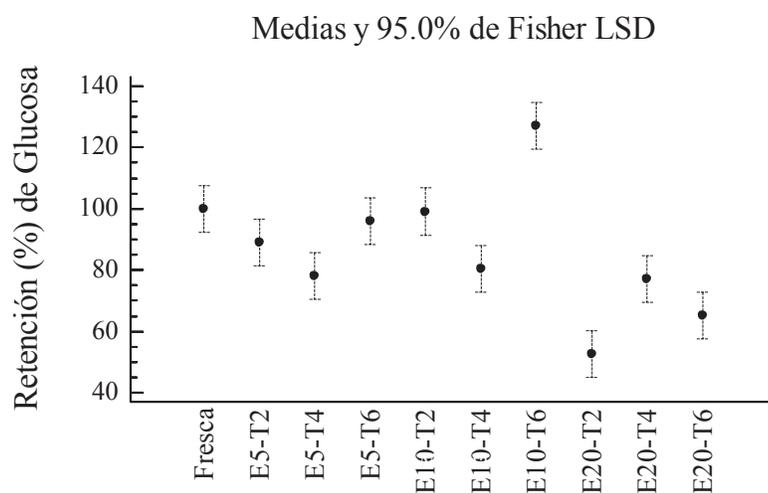
Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	11589.20	9	1287.69	15.98	0.0000
Intra grupos	1612.13	20	80.61		
Total (Corr.)	13201.30	29			

Pruebas de Múltiple Rangos para Glucosa por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E20-T2	3	52.68	X
E20-T6	3	65.24	XX
E20-T4	3	77.22	XX
E5-T4	3	78.20	XX
E10-T4	3	80.48	XXX
E5-T2	3	89.10	XXX
E5-T6	3	95.98	XX
E10-T2	3	99.09	X
Fresca	3	100.00	X
E10-T6	3	126.98	X

Gráfico de Medias



Anexo 28: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de fructosa en raíces de yacón blanqueadas por vapor

Tabla ANOVA para Fructosa por Muestra

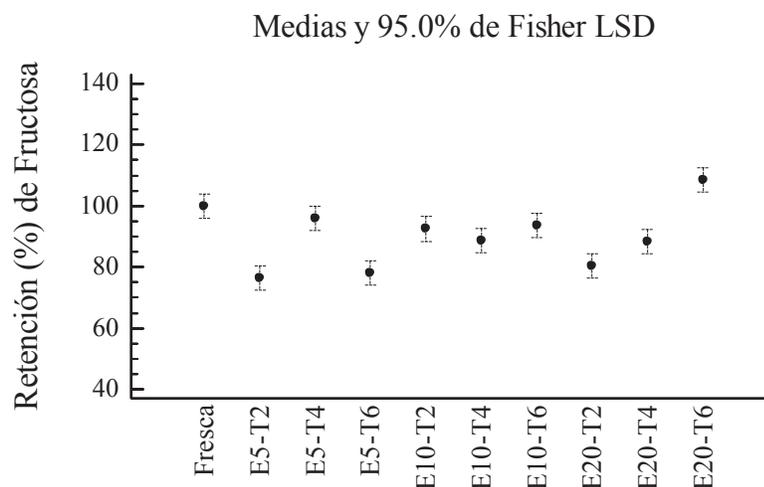
Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	2760.18	9	306.69	13.91	0.0000
Intra grupos	441.08	20	22.05		
Total (Corr.)	3201.25	29			

Pruebas de Múltiple Rangos para Fructosa por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E5-T2	3	76.33	X
E5-T6	3	78.11	X
E20-T2	3	80.32	X
E20-T4	3	88.41	X
E10-T4	3	88.72	X
E10-T2	3	92.51	XX
E10-T6	3	93.63	XX
E5-T4	3	95.95	XX
Fresca	3	100.00	X
E20-T6	3	108.43	X

Gráfico de Medias



Anexo 29: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de glucosa en raíces de yacón blanqueadas por vapor

Tabla ANOVA para Glucosa por Muestra

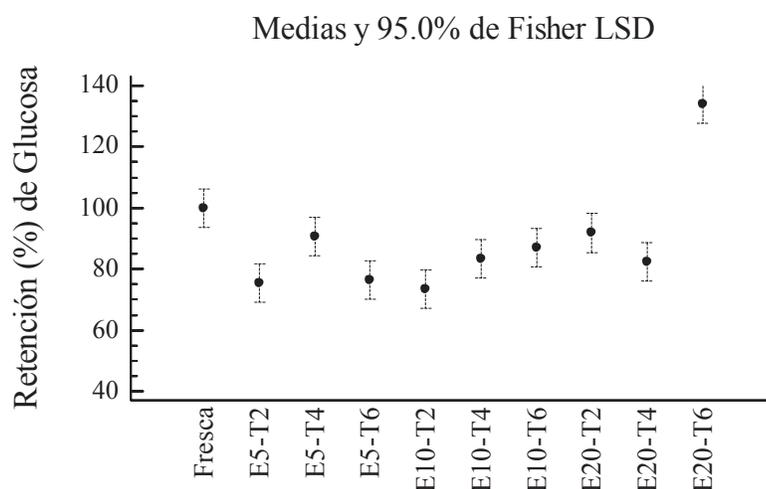
Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	8472.11	9	941.35	17.05	0.0000
Intra grupos	1104.37	20	55.22		
Total (Corr.)	9576.48	29			

Pruebas de Múltiple Rangos para Glucosa por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E10-T2	3	73.47	X
E5-T2	3	75.39	X
E5-T6	3	76.39	X
E20-T4	3	82.49	XX
E10-T4	3	83.29	XX
E10-T6	3	86.94	XXX
E5-T4	3	90.61	XX
E20-T2	3	91.83	XX
Fresca	3	100.00	X
E20-T6	3	134.06	X

Gráfico de Medias



Anexo 30: Actividad residual (RA) fructano 1-exohidrolasa (1-FEH) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición y vapor durante 6 min

Muestra*			$\mu\text{g F/mg}$ proteína.min	$\mu\text{mol F/mg}$ proteína.h	Actividad Residual (%)
F	R1		7.82	2.60	100
	R2		5.98	1.99	
Ebullición	E5-T6	R1	0.22	0.00	3.2
		R2	0.36	0.12	5.3
	E10-T6	R1	0.22	0.07	3.2
		R2	0.38	0.13	5.6
	E20-T6	R1	0.06	0.02	0.9
		R2	0.02	0.01	0.3
Vapor	E5-T6	R1	0.57	0.19	8.2
		R2	0.00	0.00	0.0
	E10-T6	R1	0.97	0.32	14.1
		R2	0.04	0.01	0.6
	E20-T6	R1	0.00	0.00	0.0
		R2	0.00	0.00	0.0

*F = Muestra fresca

E = Espesor (5, 10, 20 mm)

T = Tiempo (2, 4, 6 min)

Anexo 31: Análisis Estadístico - Actividad residual (RA) fructano 1-exohidrolasa (1-FEH) en raíces de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min

Tabla ANOVA para RA (%) 1-FEH por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	14107.80	3	4702.59	3572.72	0.0000
Intra grupos	5.27	4	1.32		
Total (Corr.)	14113.00	7			

Pruebas de Múltiple Rangos para RA (%) 1-FEH por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E20-T6	2	0.60	x
E5-T6	2	4.25	x
E10-T6	2	4.40	x
Fresca	2	100.00	x

Anexo 32: Análisis Estadístico - Actividad residual (RA) fructano 1-exohidrolasa (1-FEH) en raíces de yacón blanqueadas por vapor durante 6 min

Tabla ANOVA para RA (%) 1-FEH por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	13931.10	3	4643.70	148.90	0.0001
Intra grupos	124.75	4	31.19		
Total (Corr.)	14055.90	7			

Pruebas de Múltiple Rangos para RA (%) 1-FEH por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
E20-T6	2	0.00	x
E5-T6	2	4.10	x
E10-T6	2	7.35	x
Fresca	2	100.00	x

Anexo 33: Contenido de materia seca (MS) y humedad (H) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Muestra		MS (%)	H (%)
50 °C	R1	94.83	5.17
	R2	95.86	4.14
	R3	94.51	5.50
65 °C	R1	95.75	4.25
	R2	96.03	3.97
	R3	95.12	4.81
80 °C	R1	96.75	3.25
	R2	96.65	3.35
	R3	96.85	3.15

Anexo 34: Análisis Estadístico - Contenido de humedad (H) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para H (%) por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	4.40	2	2.20	9.51	0.0138
Intra grupos	1.39	6	0.23		
Total (Corr.)	5.79	8			

Pruebas de Múltiple Rangos para H (%) por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
80 °C	3	3.25	x
65 °C	3	4.35	x
50 °C	3	4.94	x

Anexo 35: Parámetros de color L^* , a^* , b^* , C^* , H° , ΔE BI para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Muestra		L^*	a^*	b^*	C^*	H°	ΔE	BI
50 °C	R1	56.89	1.61	17.85	17.92	84.84	43.47	38.42
	R2	54.06	2.56	17.15	17.34	81.52	45.92	40.37
	R3	52.30	3.28	16.28	16.61	78.60	47.36	40.71
65 °C	R1	60.22	1.61	21.50	21.56	85.72	41.94	44.49
	R2	53.70	2.05	18.98	19.09	83.85	46.86	44.85
	R3	61.39	1.89	25.32	25.39	85.75	42.88	53.28
80 °C	R1	62.95	1.09	22.99	23.01	87.30	40.29	44.98
	R2	65.96	0.58	20.38	20.39	88.35	36.36	36.27
	R3	67.21	0.64	22.75	22.76	88.42	36.57	40.46

$$C^* = \sqrt{a^2 + b^2}$$

$$H^\circ = \tan^{-1}(b/a)$$

$$BI = [100(x - 0.31)]/0.172, \text{ donde: } x = (a + 1.75L)/(5.645L + a - 3.012b)$$

Anexo 36: Análisis Estadístico - Parámetro de color L^* para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para L^* por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	184.32	2	92.16	10.13	0.0119
Intra grupos	54.60	6	9.10		
Total (Corr.)	238.91	8			

Pruebas de Múltiple Rangos para L^* por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
50 °C	3	54.41	X
65 °C	3	58.44	X
80 °C	3	65.37	X

Anexo 37: Análisis Estadístico - Parámetro de color a^* para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para a^* por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	4.51	2	2.26	8.17	0.0194
Intra grupos	1.66	6	0.28		
Total (Corr.)	6.17	8			

Pruebas de Múltiple Rangos para a^* por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
80 °C	3	0.77	x
65 °C	3	1.85	x
50 °C	3	2.48	x

Anexo 38: Análisis Estadístico - Parámetro de color b^* para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para b^* por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	47.88	2	23.94	5.57	0.0428
Intra grupos	25.76	6	4.29		
Total (Corr.)	73.64	8			

Pruebas de Múltiple Rangos para b^* por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
50 °C	3	17.09	x
65 °C	3	21.93	x
80 °C	3	22.04	x

Anexo 39: Análisis Estadístico - Parámetro de color C* para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para C* por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	44.95	2	22.48	5.35	0.0464
Intra grupos	25.21	6	4.20		
Total (Corr.)	70.17	8			

Pruebas de Múltiple Rangos para C* por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
50 °C	3	17.29	X
65 °C	3	22.01	X
80 °C	3	22.05	X

Anexo 40: Análisis Estadístico - Parámetro de color H° para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para H° por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	61.01	2	30.50	8.08	0.0199
Intra grupos	22.66	6	3.78		
Total (Corr.)	83.66	8			

Pruebas de Múltiple Rangos para H° por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
50 °C	3	81.65	X
65 °C	3	85.10	XX
80 °C	3	88.02	X

Anexo 41: Análisis Estadístico - Parámetro de color ΔE para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para ΔE por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	102.30	2	51.15	9.85	0.0127
Intra grupos	31.17	6	5.20		
Total (Corr.)	133.47	8			

Pruebas de Múltiple Rangos para ΔE por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
80 °C	3	37.74	x
65 °C	3	43.89	x
50 °C	3	45.58	x

Anexo 42: Análisis Estadístico - Parámetro de color BI para las muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para BI por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	108.52	2	54.26	3.60	0.0940
Intra grupos	90.47	6	15.08		
Total (Corr.)	198.99	8			

Anexo 43: Contenido de fructooligosacáridos (FOS) y azúcares en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Muestra		FOS (% bs)	AR (% bs)	Fructosa (% bs)	Glucosa (% bs)
F	R1	51.35	24.62	17.42	8.99
	R2	46.50	24.59	16.82	9.48
	R3	47.27	21.19	15.93	8.99
	R4	43.72	25.92	19.33	11.10
B	R1	45.14	21.93	14.55	8.49
	R2	51.64	22.42	17.61	10.36
50 °C	R1	33.52	23.94	16.36	9.84
	R2	31.20	26.94	17.59	10.50
	R3	27.98	24.39	16.72	10.17
65 °C	R1	46.74	24.10	11.36	6.85
	R2	49.71	25.60	13.07	8.04
	R3	51.04	22.65	11.94	7.88
80 °C	R1	43.24	24.86	16.27	9.36
	R2	47.14	25.93	17.72	10.52
	R3	46.73	22.94	16.82	9.41

*F = Muestra fresca

B = Muestra blanqueada

Anexo 44: Análisis Estadístico – Contenido de fructooligosacáridos (FOS) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para FOS por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	564.62	2	282.31	49.31	0.0002
Intra grupos	34.35	6	5.73		
Total (Corr.)	598.97	8			

Pruebas de Múltiple Rangos para FOS por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Temperatura	Casos	Media	Grupos Homogéneos
50 °C	3	30.90	x
80 °C	3	45.71	x
65 °C	3	49.16	x

Anexo 45: Análisis Estadístico – Contenido de azúcares reductores (AR) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para AR por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	0.60	2	0.30	0.18	0.8427
Intra grupos	10.27	6	1.71		
Total (Corr.)	10.87	8			

Anexo 46: Análisis Estadístico – Contenido de fructosa en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para Fructosa por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	45.91	2	22.96	40.96	0.0003
Intra grupos	3.363	6	0.56		
Total (Corr.)	49.27	8			

Pruebas de Múltiple Rangos para Fructosa por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Temperatura	Casos	Media	Grupos Homogéneos
65 °C	3	12.12	x
50 °C	3	16.89	x
80 °C	3	16.94	x

Anexo 47: Análisis Estadístico – Contenido de glucosa en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para Glucosa por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	11.52	2	5.76	17.97	0.0029
Intra grupos	1.92	6	0.32		
Total (Corr.)	13.44	8			

Pruebas de Múltiple Rangos para Glucosa por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Temperatura	Casos	Media	Grupos Homogéneos
65 °C	3	7.59	x
80 °C	3	9.76	x
50 °C	3	10.17	x

Anexo 48: Porcentaje de retención de fructooligosacáridos (FOS) y azúcares reductores (AR) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Muestra		Retención FOS (%)	Retención AR (%)
F	R1	100.00	100.00
	R2	100.00	100.00
	R3	100.00	100.00
	R4	100.00	100.00
B	R1	100.00	100.00
	R2	100.00	100.00
50 °C	R1	68.51	97.30
	R2	63.77	109.49
	R3	57.18	99.13
65 °C	R1	95.53	97.96
	R2	101.60	104.04
	R3	104.32	92.05
80 °C	R1	95.06	113.61
	R2	103.62	118.51
	R3	102.73	104.84

*F = Muestra fresca

B = Muestra blanqueada

Anexo 49: Análisis Estadístico – Porcentaje de retención de fructooligosacáridos (FOS) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para FOS por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	3019.69	3	1006.56	47.12	0.0001
Intra grupos	149.52	7	21.36		
Total (Corr.)	3169.21	10			

Pruebas de Múltiple Rangos para FOS por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
50 °C	3	63.16	X
Fresca	2	100.00	X
80 °C	3	100.47	X
65 °C	3	100.48	X

Anexo 50: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de azúcares reductores (AR) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para AR por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	355.02	3	118.34	3.26	0.0897
Intra grupos	254.27	7	36.32		
Total (Corr.)	609.28	10			

Pruebas de Múltiple Rangos para AR por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
65 °C	3	98.02	X
Fresca	2	100.00	XX
50 °C	3	101.97	XX
80 °C	3	112.32	X

Anexo 51: Valores de pH de las raíces de yacón frescas

Muestra		pH	pH promedio
Lote 1 (Ebullición)	R1	6.17	5.97
	R2	5.86	
	R3	5.88	
Lote 2 (Vapor)	R1	5.63	5.71
	R2	5.82	
	R3	5.69	

Anexo 52: Porcentaje de retención de fructosa y glucosa en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Muestra*		Retención Fructosa (%)	Retención Glucosa (%)
F	R1	100.00	100.00
	R2	100.00	100.00
	R3	100.00	100.00
	R4	100.00	100.00
B	R1	100.00	100.00
	R2	100.00	100.00
50 °C	R1	95.57	106.49
	R2	102.76	113.65
	R3	97.69	110.07
65 °C	R1	66.38	74.14
	R2	76.33	87.05
	R3	69.75	85.33
80 °C	R1	92.33	93.16
	R2	100.51	104.76
	R3	95.45	93.70

*F = Muestra fresca

B = Muestra blanqueada

Anexo 53: Análisis Estadístico – Porcentaje de retención de fructosa en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Tabla ANOVA para Fructosa por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	1636.50	3	545.50	33.89	0.0002
Intra grupos	112.66	7	16.09		
Total (Corr.)	1749.15	10			

Pruebas de Múltiple Rangos para Fructosa por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
65 °C	3	70.82	x
80 °C	3	96.10	x
50 °C	3	98.67	x
Fresca	2	100.00	x

Anexo 54: Análisis Estadístico - Porcentaje de retención de glucosa en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas.

Tabla ANOVA para Glucosa por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	1189.98	3	396.66	13.24	0.0028
Intra grupos	209.70	7	29.96		
Total (Corr.)	1399.68	10			

Pruebas de Múltiple Rangos para Glucosa por Muestra

Método: 95.0 porcentaje Duncan

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos
65 °C	3	82.17	x
80 °C	3	97.21	x
Fresca	2	100.00	xx
50 °C	3	110.07	x

Anexo 55: Actividad residual (RA) fructano 1-exohidrolasa (1-FEH) en muestras de harina de yacón blanqueadas por ebullición durante 6 min y secadas a tres diferentes temperaturas

Muestras		$\mu\text{g F/mg proteína.min}$	$\mu\text{mol F/mg proteína.h}$	Actividad Residual (%)
F	R1	1.80	0.60	100.0
	R2	1.33	0.44	
50 °C	R1	0.00	0.00	0.0
	R3	0.00	0.00	0.0
65 °C	R1	0.00	0.00	0.0
	R2	0.00	0.00	0.0
80 °C	R2	0.00	0.00	0.0
	R3	0.00	0.00	0.0

*F = Muestra fresca