

ESCUELA POLITÉCNICA NACIONAL

**FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA Y
AGROINDUSTRIA**

**HIDRÓLISIS ENZIMÁTICA DEL ALMIDÓN RESIDUAL EN
EXTRACTOS LÍQUIDOS DE CAMOTE (*Ipomoea batatas* L.), PARA
ELABORACIÓN DE MIEL Y ESTUDIO DE SUS PROPIEDADES
FUNCIONALES**

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

**FRANZ SEBASTIAN BARROS BERRONES
franzsebas@hotmail.com**

**DIRECTORA: Ing. NELLY LARA M. Sc.
nelly.lara@usach.cl**

**CODIRECTOR: Ing. EDWIN VERA Ph. D.
edwin.vera@epn.edu.ec**

Quito, octubre 2012

© Escuela Politécnica Nacional (2012)
Reservados todos los derechos de reproducción

DECLARACIÓN

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

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

Franz Sebastian Barros Berrones

CERTIFICACIÓN

Certifico que el presente trabajo fue desarrollado por Franz Sebastian Barros Berrones, bajo mi supervisión.

Ing. Nelly Lara M. Sc.
DIRECTORA DE PROYECTO

Ing. Edwin Vera Ph. D.
CODIRECTOR DE PROYECTO

AUSPICIO

La presente investigación contó con el auspicio financiero de la Secretaría Nacional de Ciencia y Tecnología (SENACYT). Proyecto PIN08-0007, Innovaciones para Emprendimiento de Yuca y Camote en la Seguridad y Soberanía Alimentaria, y Oportunidades de Mercado para Pequeños/as productores/as emprendedores de Manabí, que se ejecutó en La Estación Experimental Santa Catalina, en el Departamento de Nutrición y calidad.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por las oportunidades que me ha dado.

A mi padre por todos sus esfuerzos.

A la Ingeniera Nelly Lara, directora de mi proyecto de titulación, por su paciencia, apoyo y guía durante la elaboración del presente trabajo.

A mis profesores y codirectores, el Doctor Edwin Vera y el Doctor Patricio Castillo, por los conocimientos impartidos durante mi época universitaria, y por su guía en mi proyecto de titulación.

A mi querido hermano Diego por su apoyo y cariño, a mis amigos Sebastián, Pablo, Raúl, Eduardo y a todas las personas que me ayudaron y estuvieron acompañándome durante mis estudios universitarios.

DEDICATORIA

*A mi querida madre, porque su recuerdo permanece en mi mente
y su cariño me ha dado fuerza para cumplir mis objetivos...*

ÍNDICE DE CONTENIDOS

	PÁGINA
RESUMEN	x
INTRODUCCIÓN	xii
1 REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	1
1.1 Generalidades del camote	1
1.1.1 Origen del camote	2
1.1.2 Valor nutritivo	2
1.1.3 Características botánicas del camote	3
1.1.3.1 Clasificación taxonómica	3
1.1.3.2 Descripción botánica	4
1.1.4 Requerimientos de clima y suelo	6
1.1.4.1 Clima	6
1.1.4.2 Suelo	6
1.2 Procesamiento de camote	7
1.2.1 Alimento para animales	7
1.2.2 Extracción de almidón	7
1.2.3 Elaboración de harina y productos derivados	8
1.2.3.1 Elaboración de harina	8
1.2.3.2 Panificación y galletería	9
1.2.3.3 Fabricación de fideos	9
1.2.4 Producción de licores	10
1.2.5 Almidones modificados	10
1.2.6 Elaboración de puré y hojuelas de camote	11
1.2.7 Producción de empaques biodegradables	11
1.2.8 Producción de bioetanol	12
1.2.9 Otros productos	12
1.3 Hidrólisis del almidón de camote	13
1.3.1 Hidrólisis ácida	14
1.3.2 Hidrólisis enzimática	15
1.3.2.1 Fuentes y tipos de enzimas utilizadas	15
1.3.2.2 Condiciones del sustrato (almidón)	16
1.3.2.3 Proceso de hidrólisis	16
1.4 Jarabes y mieles	17
1.4.1 Jarabes	17
1.4.1.1 Jarabe de azúcar	17
1.4.1.2 Jarabe de glucosa	18
1.4.1.3 Jarabe de maíz	18
1.4.2 Mieles	19
1.4.2.1 Miel de abeja	19
1.4.2.2 Miel de maple	19
1.4.2.3 Miel de caña	20
1.4.2.4 Miel de palma	20
1.4.2.5 Miel a partir de hidrólisis	20
2 MATERIALES Y MÉTODOS	22

2.1	Materiales	22
2.2	Obtención de extracto líquido	22
2.2.1	Limpieza y lavado del camote	22
2.2.2	Pelado y pesado	23
2.2.3	Troceado y extracción del líquido	23
2.2.4	Filtrado y centrifugado	23
2.3	Caracterización del extracto líquido	24
2.3.1	Determinación de pH	24
2.3.2	Determinación de los sólidos solubles	25
2.3.3	Determinación de la acidez	25
2.3.4	Cantidad de almidón residual	25
2.3.5	Determinación de la conductividad eléctrica	26
2.3.6	Azúcares invertidos	26
2.3.7	Determinación del color	26
2.3.8	Análisis funcionales	26
2.3.8.1	Poder antioxidante	27
2.3.8.2	Contenido de flavonoides	27
2.3.8.3	Contenido de antocianinas	27
2.3.8.4	Contenido de polifenoles	27
2.4	Hidrólisis enzimática del almidón residual	28
2.4.1	Pruebas preliminares de hidrólisis	28
2.4.2	Manejo experimental de los ensayos de hidrólisis	28
2.4.2.1	Hipótesis de estudio	28
2.4.2.2	Diseño experimental	28
2.4.2.3	Tratamientos	29
2.4.2.4	Análisis de varianza	30
2.5	Elaboración de la miel	31
2.5.1	Evaporación del extracto hidrolizado	31
2.5.2	Envasado	32
2.6	Caracterización funcional, química y reológica de la miel	33
2.6.1	Caracterización funcional	33
2.6.2	Caracterización química	33
2.6.2.1	Determinación de los sólidos solubles	33
2.6.2.2	Actividad de agua	33
2.6.2.3	Otros análisis químicos	34
2.6.2.4	Determinación de los sólidos totales	34
2.6.3	Caracterización reológica	35
2.6.3.1	Viscosidad	35
2.6.3.2	Consistencia	36
3	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	38
3.1	Obtención del extracto líquido	38
3.2	Caracterización del extracto líquido de camote	39
3.2.1	pH del extracto líquido	39
3.2.2	Contenido de sólidos solubles	40
3.2.3	Acidez	40

3.2.4	Cantidad de almidón residual	41
3.2.5	Conductividad eléctrica	41
3.2.6	Azúcares invertidos	41
3.2.7	Color	42
	3.2.7.1 Densidad de color total	42
	3.2.7.2 Color de antocianinas	42
	3.2.7.3 Color polimérico	43
	3.2.7.4 Densidad del color de los taninos	43
3.2.8	Análisis de componentes funcionales (biocomponentes)	43
	3.2.8.1 Poder antioxidante	43
	3.2.8.2 Contenido de flavonoides	44
	3.2.8.3 Contenido de antocianinas	44
	3.2.8.4 Contenido de polifenoles	45
3.3	Hidrólisis enzimática del almidón residual	46
3.3.1	Pruebas preliminares	46
3.3.2	Efecto del pH y los genotipos de camote sobre la hidrólisis del almidón residual	48
3.3.3	Caracterización del extracto líquido hidrolizado	48
3.3.4	Caracterización funcional	48
3.3.5	Determinación de color	49
3.3.6	Selección de tratamientos para elaboración de miel	50
3.4	Elaboración de miel	51
3.5	Caracterización funcional, química y reológica de la miel	53
3.5.1	Caracterización funcional	53
	3.5.1.1 Poder antioxidante	53
	3.5.1.2 Contenido de flavonoides	54
	3.5.1.3 Contenido de antocianinas	55
	3.5.1.4 Contenido de polifenoles	56
3.5.2	Color	57
3.5.3	Caracterización química	59
	3.5.3.1 Contenido de sólidos solubles	59
	3.5.3.2 Actividad de agua	60
	3.5.3.3 pH de las mieles	62
	3.5.3.4 Acidez	62
	3.5.3.5 Determinación de los azúcares invertidos y sólidos totales	62
	3.5.3.6 Composición proximal	63
	3.5.3.7 Minerales totales	64
	3.5.3.8 Azúcares por HPLC	66
3.5.4	Caracterización reológica	67
	3.5.4.1 Viscosidad	67
	3.5.4.2 Consistencia	69
4	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	71
4.1	Conclusiones	71
4.2	Recomendaciones	72
	BIBLIOGRAFÍA	74
	ANEXOS	82

ÍNDICE DE TABLAS

	PÁGINA
Tabla 1. Condiciones usadas para enzimas amilolíticas	15
Tabla 2. Tratamientos producto de la combinación de las variables independientes A y B	29
Tabla 3. Esquema del análisis de varianza (ADEVA) utilizado	31
Tabla 4. Distribución porcentual promedio de fracciones obtenidas con base en camote lavado de cada genotipo	38
Tabla 5. Valores promedio del pH, sólidos solubles, acidez, cantidad de almidón residual y conductividad eléctrica en los extractos líquidos crudos de los genotipos de camote morado y arrecho	39
Tabla 6. Valores promedio de color en los extractos líquidos de camote morado y arrecho derivados de las mediciones de absorbancia a 420, 533 y 700 nm	42
Tabla 7. Poder antioxidante, flavonoides, antocianinas y polifenoles promedio del extracto líquido crudo de los genotipos de camote morado y arrecho	44
Tabla 8. Prueba de rangos múltiples de Tukey 0,05% para concentración de sólidos solubles en el extracto líquido en función de la concentración de enzima y el tiempo de hidrólisis del extracto líquido de los dos genotipos de camote.	47
Tabla 9. Valores promedio de sólidos disueltos, pH y conductividad eléctrica en los extractos hidrolizados	48
Tabla 10. Caracterización funcional de los extractos hidrolizados	49
Tabla 11. Valores promedio de las tres repeticiones de color de los extractos hidrolizados de camote de las mediciones de absorbancia a 420, 533 y 700 nm	50
Tabla 12. Prueba de rangos múltiples de Tukey 0,05 % para concentración de sólidos disueltos y conductividad eléctrica en función del tratamiento en los extractos hidrolizados	51
Tabla 13. Análisis funcionales en las mieles de camote morado y arrecho	53
Tabla 14. Determinación de la coloración de las mieles de camote morado y arrecho	58
Tabla 15. Valores de pH, acidez, azúcares invertidos y sólidos totales en la miel de los genotipos de camote morado y arrecho	61
Tabla 16. Niveles de proteína, cenizas y humedad en las mieles de camote morado y arrecho	64
Tabla 17. Contenido de macro y micro elementos en las mieles camote morado y arrecho	64
Tabla 18. Contenido de azúcares en las mieles de camote morado y arrecho	66
Tabla 19. Parámetros de viscosidad de las mieles de camote morado y arrecho medidos en el analizador de textura TA-XT2i	68

Tabla 20.	Mediciones de consistencia de las mieles de camote morado y arrecho con el analizador de textura TA-XT2i	69
Tabla 21.	Composición de los tubos para la curva estándar de glucosa	88
Tabla 22.	Volúmenes de solución estándar y agua para elaborar la curva de medición de polifenoles	99
Tabla 23.	Datos de la primera prueba de hidrólisis	101
Tabla 24.	Datos de la segunda prueba de hidrólisis	101
Tabla 25.	Incremento de los sólidos solubles durante la elaboración de la miel de camote	102
Tabla 26.	Rendimientos de las extracciones en gramos de camote morado y arrecho	119
Tabla 27.	Resultados de la caracterización de los extractos líquidos de camote morado y arrecho	120
Tabla 28.	Contenido de sólidos solubles, conductividad eléctrica y pH en los extractos hidrolizados de camote morado y arrecho	121
Tabla 29.	Caracterización funcional en los extractos hidrolizados de camote morado y arrecho	122
Tabla 30.	Determinación de color en los extractos líquidos de camote morado y arrecho	123
Tabla 31.	ADEVA del contenido de sólidos solubles en función del tratamiento en los extractos hidrolizados de camote morado y arrecho	124
Tabla 32.	ADEVA de la conductividad eléctrica en función del tratamiento en los extractos hidrolizados de camote morado y arrecho	125
Tabla 33.	Caracterización química y funcional de las mieles de camote morado y arrecho	126
Tabla 34.	Valores de viscosidad obtenidos en el texturómetro TA-XT2i en las mieles de camote morado y arrecho	127
Tabla 35.	Transformación de unidades al sistema internacional	127
Tabla 36.	Mediciones de consistencia en el texturómetro TA-XT2i en las mieles de camote morado y arrecho	128

ÍNDICE DE FIGURAS

		PÁGINA
Figura 1.	Estructura de la amilosa	13
Figura 2.	Estructura de la amilopectina	14
Figura 3.	Fotografía de los genotipos de camote utilizados. En la izquierda se muestra el camote morado, a la derecha se muestra el camote arrecho	22
Figura 4.	Línea de secuencia en la obtención del extracto líquido del camote morado	24
Figura 5.	Mucílago separado por centrifugación del extracto líquido hidrolizado	30
Figura 6.	Diagrama de flujo para la obtención de miel de camote	32
Figura 7.	Medidor de actividad de agua marca AQUALAB	33
Figura 8.	En la izquierda se presentan los accesorios utilizados para medir la viscosidad, en la derecha se presenta el texturómetro TA-XT2i y accesorio utilizados para la medición instrumental de la viscosidad de la miel de camote	35
Figura 9.	En la izquierda se presenta el accesorio de extrusión del texturómetro TA-XT2i utilizado para determinar consistencia, a la derecha se presenta la medición instrumental de la consistencia en miel de camote	37
Figura 10.	Incremento de sólidos solubles en el extracto líquido de camote morado y arrecho por efecto del tiempo de hidrólisis del almidón residual a dos concentraciones de enzima	47
Figura 11.	Incremento de sólidos solubles (°Brix) en función del tiempo de evaporación para elaboración de la miel de camote	52
Figura 12.	Concentración del poder antioxidante en el extracto líquido crudo, el extracto hidrolizado y la miel, de los genotipos de camote morado y arrecho	54
Figura 13.	Concentración de flavonoides en el extracto líquido crudo, el extracto hidrolizado y la miel, de los genotipos de camote morado y arrecho	55
Figura 14.	Concentración de antocianinas en el extracto líquido crudo, el extracto hidrolizado y la miel, de los genotipos de camote morado y arrecho	56
Figura 15.	Concentración de polifenoles en el extracto líquido crudo, el extracto hidrolizado y la miel, de los genotipos de camote morado y arrecho	57
Figura 16.	Porcentaje de la densidad de color de los taninos en el extracto líquido crudo, el extracto hidrolizado y la miel, de los genotipos de camote morado y arrecho	58
Figura 17.	Porcentaje de color de antocianinas en el extracto líquido crudo, el extracto hidrolizado y la miel, de los genotipos de camote morado y arrecho	59
Figura 18.	Contenido de sólidos solubles en el extracto líquido crudo, el extracto hidrolizado y la miel, de los genotipos de camote morado y arrecho	60

Figura 19.	Actividad de agua y pH en las mieles de: maple, cabuya y camote	61
Figura 20.	Porcentaje de sólidos totales en las mieles de: maple, cabuya y camote	63
Figura 21.	Porcentaje de Mg, P, Ca y Na en las mieles de: maple, cabuya y camote	65
Figura 22.	Porcentaje de K en las mieles de: maple, cabuya y camote	66
Figura 23.	Porcentaje fructosa, glucosa y sacarosa en las mieles de: maple, cabuya y camote	67
Figura 24.	Viscosidad (Pa*s) en miel de camote y soluciones de panela, azúcar morena y azúcar blanca a 60 °Brix	68
Figura 25.	Consistencia (g*s) en miel de camote y soluciones de panela, azúcar morena y azúcar blanca a 60 °Brix	70
Figura 26.	Extracción de la muestra para determinar poder antioxidante	91
Figura 27.	Extracción de la muestra para medir antocianinas	96
Figura 28.	Ejemplo de reporte de resultados en forma de gráfico y tabla de una medición de las fuerzas de compresión en agua destilada	115
Figura 29.	Proceso que realiza el texturómetro TA-XT2i con el accesorio de extrusión, en la medición de consistencia	118

ÍNDICE DE ANEXOS

	PÁGINA
ANEXO I Determinación de la acidez	83
ANEXO II Determinación de la coloración	85
ANEXO III Determinación de azúcares invertidos	87
ANEXO IV Determinación del poder antioxidante	90
ANEXO V Determinación del contenido de flavonoides	93
ANEXO VI Determinación del contenido de antocianinas	95
ANEXO VII Determinación del contenido de polifenoles	97
ANEXO VIII Pruebas de hidrólisis enzimática del almidón residual de extractos líquidos de camote	101
ANEXO IX Aumento de los sólidos solubles en función del tiempo de evaporación	102
ANEXO X Composición proximal	103
ANEXO XI Determinación de minerales	109
ANEXO XII Método para medición de azúcares totales por HPLC	112
ANEXO XIII Calibración de la sonda del texturómetro TA-XT2i y ejecución del ensayo de medida de viscosidad en miel de camote	114
ANEXO XIV Calibración de la altura del accesorio de extrusión del texturómetro TA-XT2i para medir consistencia en miel de camote	117
ANEXO XV Rendimientos de las extracciones de camote en gramos	119
ANEXO XVI Resultados de la caracterización de los extractos líquidos de camote	120

ANEXO XVII	
Contenido de sólidos solubles, conductividad eléctrica y pH en los extractos hidrolizados	121
ANEXO XVIII	
Caracterización funcional en los extractos hidrolizados de camote morado y arrecho	122
ANEXO XIX	
Determinación de color en los extractos hidrolizados de camote morado y arrecho	123
ANEXO XX	
Análisis de varianza del contenido de sólidos solubles (°Brix) en función del tratamiento en los extractos hidrolizados	124
ANEXO XXI	
Análisis de varianza de la conductividad eléctrica en función del tratamiento en los extractos hidrolizados	125
ANEXO XXII	
Caracterización química y funcional de las mieles de camote morado y arrecho	126
ANEXO XXIII	
Valores obtenidos en las mediciones de viscosidad en el texturómetro TA-XT2i en las mieles de camote morado y arrecho, y transformación a unidades del sistema internacional	127
ANEXO XXIV	
Mediciones de consistencia en el texturómetro TA-XT2i en las mieles de camote morado y arrecho	128

RESUMEN

En el presente trabajo se obtuvo un subproducto a partir del camote, cultivo tradicional del Ecuador, mediante la separación del extracto líquido para utilizarlo en la elaboración de miel. Los resultados obtenidos son de interés para los pequeños productores ya que incentiva la producción de camote.

Se caracterizó la miel elaborada a partir del extracto líquido de camote, el mismo que se sometió a hidrólisis enzimática del almidón residual. Para la hidrólisis de los extractos líquidos se empleó la enzima Termamyl, en una concentración de 0,05 % v/p, durante 40 min a 90 °C. Se evaluó el efecto de las variables independientes: genotipo (camote morado y camote arrecho) y pH del extracto líquido para la hidrólisis (pH natural del jugo y pH ajustado al valor óptimo para la acción de la Termamyl) sobre el contenido de sólidos disueltos en los extractos líquidos hidrolizados.

La caracterización de los extractos líquidos mostraron valores similares de pH (5,8-6,0) y almidón residual (1,0-1,4 g/L) en los dos genotipos de camote. El contenido de azúcares, antocianinas y polifenoles, fue mayor en el extracto líquido del camote morado en relación con el genotipo arrecho.

Los resultados demostraron que el extracto líquido hidrolizado de camote morado contiene una mayor cantidad (11,0 %) de sólidos solubles que el jugo hidrolizado del camote arrecho, el nivel de pH también influyó en la hidrólisis del almidón residual. Los tratamientos con pH ajustado al valor óptimo para la acción de la Termamyl, también, mostraron niveles más altos (5,2 %) de sólidos solubles que los tratamientos sometidos a hidrólisis con pH natural del jugo.

La miel de camote se elaboró a partir de los tratamientos con mayor contenido de sólidos solubles, se concentraron mediante calor hasta alcanzar los 65 °Brix. La caracterización de la miel de camote demostró similitudes entre las mieles de ambos genotipos, en parámetros como: actividad de agua, acidez, azúcares, sólidos totales, humedad, minerales, viscosidad y consistencia. En la

caracterización funcional la miel de camote morado obtuvo niveles más altos que la miel de camote arrecho en compuestos como antocianinas y polifenoles.

Las mieles de camote tienen contenidos similares de sólidos disueltos y en general comparten características en su composición química. La miel de camote morado se diferencia por su contenido de antocianinas, alrededor del 50 % mayor que el contenido de antocianinas en la miel de camote arrecho.

INTRODUCCIÓN

Con este trabajo se pretende obtener un producto con valor agregado a partir del camote, cultivo tradicional del Ecuador, mediante la separación del extracto líquido para su aprovechamiento en la elaboración de miel, como una alternativa importante a la demanda de mieles y jarabes.

La utilización de todas las fracciones del camote, como en este caso el extracto líquido, rico en azúcares y pigmentos naturales, que en procesos como el de yuca, se pierde mezclado con el agua de lavado durante la purificación del almidón (líquido residual) (Aristizábal *et al.*, 2007), beneficiará directamente a la producción de camote de nuestro país, además de ofrecer un producto nuevo, de fácil elaboración que representa una oportunidad para pequeños emprendedores.

Se estudiarán las propiedades funcionales, químicas y reológicas de la miel de camote para disponer de información que permita impulsar su elaboración a escala de producción. De este modo, la miel de camote puede ocupar un espacio importante en el mercado de mieles y jarabes, ya sea que se la utilice como aderezo o como ingrediente de algún producto.

Los resultados obtenidos con el presente proyecto, serán de interés tanto para la industria, como potencial beneficiaria, así como también para los productores de camote del país, puesto que representa un incentivo para la producción.

El presente trabajo se realizó en el marco del Contrato de Formación Profesional, firmado entre el Estudiante de Preparación Técnica de Tesis y la Dirección de la Estación Experimental Santa Catalina del INIAP, para la ejecución de la actividad “Hidrólisis enzimática del almidón residual en extractos líquidos de camote (*Ipomoea batatas* L.), para la elaboración de miel y estudio de sus propiedades funcionales”. Actividad que se ejecutó en el Departamento de Nutrición y Calidad, como parte del proyecto “Innovaciones para Emprendimiento de Yuca y Camote en la Seguridad y Soberanía Alimentaria, y Oportunidades de Mercado para Pequeños/as Productores/as Emprendedores de Manabí”.

1. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1 GENERALIDADES DEL CAMOTE

El camote (*Ipomoea batatas* L.) pertenece a la familia de las Convolvulaceas, las mismas que tienen importancia económica, ya sea como forraje o como plantas ornamentales (Linares *et al.*, 2008). Las raíces y ramas del camote se utilizan para alimentar animales, las raíces proveen almidón y energía, mientras las ramas proporcionan proteínas y fibra. Las raíces se utilizan, generalmente, en la alimentación de cerdos y las ramas sirven para alimentar a una gran variedad de animales, como: cerdos, vacas, conejos, pollos y chivos (Braun, 2002). Solamente, *Ipomoea batatas* se cultiva de forma comercial para alimentación humana, ya que es la única especie de este género con raíces comestibles. El camote, además de ser consumido por sus carbohidratos, es una fuente importante de almidón para uso industrial (Roca y Mroginski, 1991).

El 80 % del cultivo global de camote es producido en China, actualmente ocupa el quinto lugar en importancia entre los cultivos alimenticios (CIP, 2010). La producción mundial para el 2009 fue de 107 642 391 TM. En Ecuador la producción de camote para el año 2008 fue de 3 200 TM (FAO, 2010).

En el Centro Internacional de la Papa (CIP), la recolección de genotipos de camote inició en 1985. En la actualidad, este centro cuenta con una colección de alrededor de 8 000 genotipos de camote, que pertenecen a materiales salvajes, líneas de crianza y variedades de granja. Considerado un cultivo “pequeño”, el camote se adapta a una gran variedad de condiciones de cultivo, cuenta con pocos enemigos naturales por lo que rara vez se utilizan pesticidas, además crece en suelos pobres en nutrientes o con poca fertilización, esto lo hace un cultivo interesante para la industria (CIP, 2010).

1.1.1 ORIGEN DEL CAMOTE

Las referencias disponibles indican que el centro de diversificación del camote se encuentra entre el sur de México y el norte de América del Sur. Sin embargo, todavía no se ha encontrado su ubicación exacta (Clark y Moyer, 1988).

El camote fue domesticado en América Central y en las islas tropicales del Pacífico. Los mayas y las civilizaciones peruanas de los Andes cultivaron el camote y lo diseminaron al norte de México, a las Antillas occidentales y a otras regiones de América del Sur. En el Pacífico, el cultivo del camote se extendió a Nueva Zelanda. En el siglo XVI, los españoles llevaron esta raíz a España, de donde se propagó a otros países de Europa y África. Los españoles llevaron, también, este cultivo a las Filipinas y a las Antillas orientales. De allí fue diseminado por los portugueses a la India y Malasia. En el siglo XVII, los marineros chinos llevaron el camote a las Filipinas y a varias regiones del sur de la China, a Taiwan y Japón. El cultivo del camote ya se encontraba bien establecido en los Estados Unidos hacia finales del siglo XVIII (Clark y Moyer, 1988).

1.1.2 VALOR NUTRITIVO

El valor nutritivo del camote es mayor en comparación con el de la papa ya que el camote es una fuente importante de fibra, antioxidantes, vitaminas y minerales. En el camote amarillo, especialmente el de pulpa de color naranja, según Linares *et al.* (2008), el contenido de beta-caroteno es mayor que el de la zanahoria y son suficientes alrededor de 4 rebanadas de un camote para suplir el requerimiento diario de vitamina A, que necesita una persona.

Su uso, como alimento funcional, está indicado contra la deficiencia de vitamina A, la que provoca retardo del crecimiento en los niños, piel reseca, problemas de la vista e incluso puede provocar la pérdida de la visión. Estos problemas de salud por deficiencia de vitamina A, son más comunes en países en vías de desarrollo,

específicamente en zonas de mayor pobreza, lo que hace al cultivo de camote de suma importancia en estas zonas (Linares *et al.*, 2008).

El valor nutricional de 100 g de camote, “contiene agua 74,0 %, fibra 1,2 %, lípidos 0,2 %, proteínas 1,2 %, grasas 0,6 g, azúcar 9,7 g, almidones 11,8 g, sodio 41 mg, potasio 385 mg, fósforo 55 mg, calcio 22 mg, hierro 1 mg; también magnesio cobre, zinc y cloro. El camote también contiene 25 mg de vitamina C; 667 UI de vitamina A; 0,1 mg de vitamina B1; 0,06 mg de vitamina B2; 52 mg de vitamina B3” (Linares *et al.*, 2008).

Además, el camote tiene componentes funcionales, como son los polifenoles que se encuentran en un rango de 4,79 a 6,42 mg por cada 100 g de materia seca; el contenido de flavonoides entre 22,02 a 35,47 mg en 100 g de materia seca; las antocianinas en un rango de 0,36 a 8,99 mg en 100 g de materia seca y los carotenoides entre 0,5 a 44,6 mg por cada 100 g de materia seca (Huang *et al.*, 2006; Kays 1992)

El camote contiene enzimas alfa y beta amilasas que son consideradas como las más importantes, responsables de la hidrólisis del almidón (Ikemiya y Deobald, 1966)

1.1.3 CARACTERÍSTICAS BOTÁNICAS DEL CAMOTE

1.1.3.1 Clasificación taxonómica

La clasificación sistemática del camote es la siguiente (Huaman, 1992):

Reino:	Viridiplantae
SubReino:	Embryophyta
División:	Magnoliophyta
SubDivisión:	Angiospermae
Clase:	Magnoliopsida

SubClase:	Asteridae
Orden:	Solanales
Familia:	Convolvulaceae
Género:	Ipomoea
Sección:	Batatas
Especie:	<i>Ipomoea batatas</i> (L.)

El camote también, se denomina batata, boniato, moniato, batata douce, apichu y kumara (Folquer, 1978).

1.1.3.2 Descripción botánica

Raíz: El sistema radicular del camote está conformado de raíces reservantes y raíces fibrosas. Las raíces reservantes acumulan y almacenan el almidón, es la parte de la planta que se consume como alimento y se utiliza en la industria. Las raíces fibrosas absorben nutrientes y agua, además sirven para sostener a la planta (León, 2000).

Tallo: Los tallos son cilíndricos, la longitud del tallo y la de sus entrenudos depende del hábito de crecimiento de cada variedad de camote y de la disponibilidad de agua. Las variedades de crecimiento erecto alcanzan 1 m de largo, aproximadamente; mientras que, los rastreros pueden alcanzar más de 5 m de longitud (León, 2000). El color de los tallos varía de totalmente verde a totalmente morado. Los brotes apicales tiernos y, en algunos cultivares también los tallos, varían desde glabros (sin pelos) a muy pubescentes (Huaman, 1992).

Hojas: Las hojas del camote son simples y se disponen en un patrón en el que hay 5 hojas arregladas en espiral, en 2 círculos alrededor del tallo, por cada 2 hojas, que están en el mismo plano vertical, sobre el tallo. El perfil de la hoja puede variar desde redondeado, acorazonado, hasta triangular y en forma de lanza. Las hojas pueden poseer lóbulos profundos o superficiales y entre 3 a 7 lóbulos (Huaman, 1992). Las hojas tienen coloraciones entre verde-amarillento a

verde-morado, la coloración puede variar en la misma planta, de hojas maduras a hojas jóvenes o, incluso en la misma hoja. El tamaño, la pubescencia de la hoja y el tamaño del pecíolo dependen de la variedad de camote (Casseres, 1980).

Flor: La floración en el camote varía según el cultivar. Algunos cultivares de camote no florecen y otros producen muchas flores. La inflorescencia es de tipo cima, en la que el pedúnculo se divide en dos pedúnculos axilares, los mismos que luego se dividen cada uno en dos (Huaman, 1992). La flor del camote es bisexual, contiene cinco estambres (órgano masculino) y el pistilo (órgano femenino) (Folquer, 1978).

Fruto y semilla: El fruto es una cápsula esférica con una punta terminal, una vez madura se vuelve de color marrón (León, 2000). Cada cápsula contiene de 1 a 4 semillas de forma irregular y de color marrón oscuro, cada semilla es de aproximadamente 3 mm de largo (Huaman, 1992).

Raíces reservantes: Las raíces reservantes son la parte comestible y la más importante de la planta de camote. En un corte transversal de una raíz reservante de camote, se distingue el periderma o piel; la corteza o parénquima cortical, su grosor varía desde muy delgada hasta muy gruesa; el anillo del cambium donde se encuentran los vasos de látex; y, el parénquima central o médula. El contenido de látex en las raíces reservantes depende del estado de madurez de la raíz, del cultivar y de la humedad del suelo (Huaman, 1992).

En el Ecuador, se consume camote de distintas variedades según la ubicación geográfica. En la costa las principales variedades de camote son los de piel morada y camote repe, de piel color rojo-morado. En cambio, en la sierra y oriente ecuatoriano se consume mayormente camote con pulpa seca, de piel rosada, morada y crema; y camote con pulpa húmeda de coloración anaranjada, amarilla, crema y blanca. En la industria, los camotes de pulpa seca son más utilizados y son menos dulces que los de pulpa húmeda (Cobeña e Hinostroza, 2003).

Los nombres que dan los agricultores a las variedades de camote, generalmente, provienen de observaciones visuales de la morfología de la planta, como es el caso del camote llamado “arrecho” o “amarillo”, se dice que los brotes (guías) de este cultivar son muy fuertes y de fácil propagación. El color de la raíz también sirve para denominar a los materiales, como el caso del camote “morado”. Es de suponer que existe cierta analogía entre diferentes materiales y que un nombre corresponde a más de una variedad, o que, por el contrario, una sola variedad sea conocida con diferentes nombres. Ello impide determinar con exactitud la cantidad de variedades cultivadas (Fonseca *et al.*, 1994).

1.1.4 REQUERIMIENTOS DE CLIMA Y SUELO

1.1.4.1 Clima

Es un cultivo de gran producción durante todo el año, bajo las condiciones ecológicas de las regiones tropicales. Se cultiva desde el nivel del mar hasta llegar a los 2 500 msnm, en las tierras andinas de Sudamérica. Produce, en buenas condiciones, desde aproximadamente 12-15 °C de promedio en la estación de cultivo, hasta 25-28 °C; es indiferente al fotoperiodo y necesita suficiente humedad (Montaldo, 1991).

Los elementos de clima, que estimulan el crecimiento vegetativo de la planta son: fotoperiodo largo, gran luminosidad y altas temperaturas, los elementos de clima contrarios estimulan el desarrollo de las raíces tuberosas (Folquer, 1978).

1.1.4.2 Suelo

El tipo de suelo adecuado para el camote es el fresco, arenoso y bien drenado; pero, si las condiciones de clima son apropiadas, puede cultivarse en diversos suelos con buenos resultados. En suelos arenosos de escasa fertilidad se

obtienen rendimientos adecuados. En suelos muy ricos se produce mucho crecimiento vegetativo y raíces muy grandes (Montaldo, 1991).

1.2 PROCESAMIENTO DEL CAMOTE

1.2.1 ALIMENTO PARA ANIMALES

Los cambios en los hábitos alimenticios de la población mundial se dirigen a un mayor consumo de productos de origen animal, especialmente carne. Esto, a su vez, repercute en la demanda de alimentos para el ganado, en Asia (específicamente en China) se utiliza casi el 40 % de la producción de camote como alimento para animales (Scott *et al.*, 1992).

En cuanto al uso del camote en alimentación animal, el Instituto Superior de Agricultura de República Dominicana (ISA) determinó que la harina de raíces de camote (HRC) puede sustituir hasta el 80 % del maíz en dietas de ovinos, sin disminuir la calidad de la carne. El CIP encontró que la incorporación de camote al maíz forrajero, entre un 25 a 50 %, incrementa la producción de leche, con un mínimo uso de concentrado. Asimismo, disminuyen los costos de alimentación de conejos en 20 %. Por otro lado, la HRC puede ser empleada satisfactoriamente, para complementar las dietas de tilapias 10 % y pollos <30 % (Martí, 2004).

1.2.2 EXTRACCIÓN DE ALMIDÓN

El proceso de extracción de almidón se realiza por procesos de lixiviación en húmedo. El proceso inicia con la recepción y almacenaje de las raíces, se lavan los camotes y se rallan para formar una pasta de agua, jugos de la raíz, gránulos de almidón y fibras desgarradas, luego se diluye la mezcla con agua corriente, se separa el agua de la pulpa con decantadores, para la extracción del almidón se utilizan tamices centrífugos cónicos, el almidón disuelto en el agua es concentrado con tamices y separadores de tobera, para finalmente proceder al

secado, hasta obtener cristales de almidón, con un 20 % de humedad (Tscheuschner, 2001).

El almidón obtenido puede ser utilizado como componente principal o ingrediente complementario en diversos procesos alimenticios. Actualmente, una alternativa notable de utilización del almidón de camote y de mayor rentabilidad es la elaboración de tallarines para los mercados de algunos países asiáticos, como China (Achata *et al.*, 1990).

1.2.3 ELABORACIÓN DE HARINA Y PRODUCTOS DERIVADOS

1.2.3.1 Elaboración de harina

La elaboración de harina de camote inicia con la recepción y lavado de las raíces, se pesan y se pelan las raíces del camote, se cortan las raíces peladas en finas rodajas para facilitar el proceso de deshidratación, que se realiza en un horno de secado, por convección a 70 °C, durante 12 h. Se transforma el camote seco en harina mediante un molino mezclador, luego se pasa por un tamiz de 80 mesh para obtener la harina de camote. Finalmente, la harina de camote se guarda en bolsas de polietileno y estas dentro de bolsas de papel, se las almacena a una temperatura de 22 ± 2 °C (Ahmed *et al.*, 2010).

La harina de camote puede ser usada para reemplazar la harina de trigo importada, en lugares tropicales donde la disponibilidad de trigo es insuficiente y, por otro lado, se tiene el cultivo de camote. En la actualidad, la harina de camote no tiene ningún mercado establecido en el mundo. Sin embargo, en varios trabajos de investigación se evalúa su comportamiento como sustituto de la harina de trigo, con el objeto de reducir costos, por esta razón, la harina de camote tiene un gran potencial, sobre todo en la industria panificadora y pastelera (Hathorn *et al.*, 2008).

1.2.3.2 Panificación y galletería

Para la elaboración del pan con harina de camote se puede sustituir la harina de trigo hasta en un 30 % con harina de camote. El método empleado en la elaboración del pan es el mismo que se utiliza para las distintas variedades de pan con harina de trigo (Hathorn et al., 2008). La harina de camote es más apta para galletas, pasteles y snacks; y, menos apta para productos con base en levadura, como el pan, debido a la falta de gluten. Para galletas, pasteles y snacks, la tasa de sustitución puede alcanzar de 80 a 100 %; mientras que, para productos con base en levadura, la utilización de harina de camote puede ser del 25 a 30 % (Scott, 1992).

1.2.3.3 Fabricación de fideos

Independientemente de la variación en la formulación, tamaño y forma de los fideos, su proceso de elaboración es igual al de los fideos de harina de trigo; se inicia con la elaboración de la mezcla para la pasta, a continuación, se forma láminas con la pasta, y se da la forma al fideo mediante extrusión y corte. Después del cortado, el fideo tiene gran flexibilidad, lo que facilita el proceso y el empaclado. El fideo puede ser empaclado directamente después del cortado y ser vendido como fideo fresco o puede ser secado, cocinado con vapor, hervido, freído, congelado o puede ser sometido a una combinación de estos procesos para obtener distintas clases de fideo (Fu, 2008). La elaboración de fideo con harina de camote es el mercado potencial más grande, con una tasa de sustitución de la harina de trigo de hasta 30 % (Braun, 2002).

La elaboración de fideos también se realiza a partir del almidón de camote. Se toma una pequeña parte de almidón gelatinizado con agua caliente (3-4 % del total) y se mezcla con almidón crudo y agua para formar una pasta, se somete a extrusión a través de orificios de 0,7-0,8 mm de diámetro. Los fideos se introducen inmediatamente en agua hirviendo durante pocos segundos, luego son enfriados inmediatamente y escurridos. Los fideos se refrigeran a temperaturas de

0-4 °C o congelados a -10 °C, durante 12 a 24 h, para permitir la retrogradación del almidón. Finalmente, son descongelados y secados con aire forzado o expuestos al sol, antes de empacarlos (Fu, 2008).

1.2.4 PRODUCCIÓN DE LICORES

Pruebas de laboratorio, efectuadas en el Perú, demuestran que se pueden obtener 125 L de alcohol a partir de 1 TM de camote, esto lo convierte en una excelente materia prima en la industria de alcohol para el consumo humano. La bebida tradicional japonesa shochu es una de las que se elaboran, con camote como materia prima. Actualmente, en Japón, se consumen 980 millones de L de shochu al año, equivalentes a 7 L por persona. Después de lograr la producción de alcohol y shochu, se puede pasar a la producción de etanol como combustible (Paz, 2006).

A nivel nacional, en el oriente ecuatoriano los Jíbaros y Shuaras elaboran chicha con base en camote, considerada como una bebida energética y alimenticia, que al pasar el tiempo debido a la fermentación se constituye en una bebida alcohólica (Cobeña e Hinostroza, 2003).

1.2.5 ALMIDONES MODIFICADOS

Los almidones naturales se pueden modificar químicamente para producir cambios físicos, que contribuyen en parámetros como el aumento de la capacidad para enlazar agua, en condiciones frías y con calor, la reducción del encogimiento durante la cocción; el mejoramiento de las características del rebanado; el incremento de la viscosidad de productos. Los almidones modificados tienen mayor dispersabilidad, son aplicables en productos que no requieren procesos de cocimiento, permanecen estables en altas temperaturas (Pacheco y Techeira, 2009). Como ejemplos, se puede citar el almidón pregelatinizado que se dispersa en agua fría y espesa sin aplicación de calor y el almidón entrecruzado que se

usa en alimentos ácidos por ser resistente a condiciones de pH bajo (Vaclavick, 1998).

1.2.6 ELABORACIÓN DE PURÉ Y HOJUELAS DE CAMOTE

Otra alternativa de procesamiento de camote es el puré, utilizado en la elaboración de papillas para alimentación de bebés, como aditivo en alimentos congelados y para la elaboración de hojuelas de camote. La mayor ventaja de la elaboración de puré es que se utilizan raíces de todos los tamaños, de esta manera disminuye el desperdicio. Otra ventaja es el menor espacio de almacenamiento frente al espacio necesario para el almacenamiento de las raíces enteras (Kays, 1992).

Las hojuelas de camote se elaboran a partir del puré, que se introduce en un secador de doble barril. Los cilindros giran, se calientan y forman una capa delgada en la superficie. El grosor de las hojuelas se controla mediante el espaciamiento entre los cilindros, la velocidad con la que giran y la viscosidad del puré. Luego del secado, se retira la capa del secador y se transforma en hojuelas, se empacan al vacío y se almacenan. Las hojuelas se utilizan en papillas, postres y otros productos, con la ventaja que se almacena a temperatura ambiente, su peso es menor y se reconstituye fácilmente (Kays, 1992).

1.2.7 PRODUCCIÓN DE EMPAQUES BIODEGRADABLES

La mayoría de los empaques utilizados en la protección y preservación de todo tipo de productos, principalmente alimentos, son elaborados a partir de polímeros sintéticos. Esto ha ocasionado contaminación ambiental provocada por desechos sólidos de lenta degradabilidad, lo que ha impulsado a la búsqueda de biopolímeros naturales (Villada *et al.*, 2007).

Los polisacáridos son conocidos por su estructura compleja y diversidad funcional. La estructura lineal de algunos de estos polisacáridos proporciona a algunas películas dureza, flexibilidad y transparencia, incluso las películas son resistentes a las grasas y aceites (Villada *et al.*, 2007).

1.2.8 PRODUCCIÓN DE BIOETANOL

El bioetanol es el alcohol etílico deshidratado (99,4 % de pureza) utilizado en motores a explosión, como sustituto de la gasolina (Hernández, 2007). Es un alcohol elaborado a partir de fuentes renovables, que sigue un procedimiento de fabricación iniciado en la hidrólisis del almidón para la obtención de azúcares, los mismos que se fermentan para obtener etanol. También se utiliza la fermentación directa de productos azucarados. En este proceso se obtiene el alcohol hidratado, con un contenido aproximado del 5 % de agua, que tras ser deshidratado se puede utilizar como combustible (García, 2006).

El bioetanol se obtiene de 3 grupos de materia prima, el primero es el azúcar procedente de la caña o la remolacha; el segundo son los cereales, tubérculos y raíces, mediante la fermentación de los azúcares del almidón; y el tercero es la biomasa, es decir hojas, tallos, raíces u otras partes de la planta de las que se pueda obtener celulosa y hemicelulosa, para fermentar los azúcares contenidos en dichos polisacáridos (Hernández, 2007)

1.2.9 OTROS PRODUCTOS

El potencial uso de la raíz y el follaje con fines industriales es bastante amplio y abarca productos tales como jugos y purés para la alimentación de niños, frituras, jarabes, textiles, tintes, colorantes, pinturas, alcohol y glucosa (Achata *et al.*, 1990).

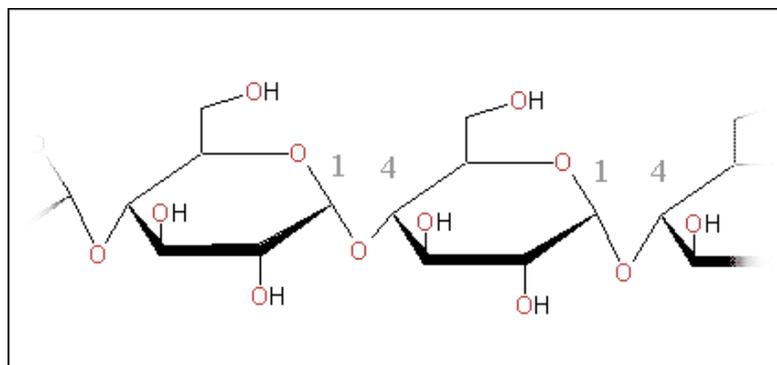
Adicionalmente, en Filipinas, se preparan salsa tipo ketchup, refrescos, tortas y

caramelos a partir del camote. El “dulce de batata”, similar a un dulce de queso, es uno de los postres más apetecidos en Argentina. Una receta en la cual se sustituye la harina de trigo importada por camote fresco rallado ha tenido buena acogida en el mercado del pan en Perú (Scott *et al.*, 1992).

1.3 HIDRÓLISIS DEL ALMIDÓN DE CAMOTE

El almidón es una materia prima con un amplio campo de aplicaciones que van desde la impartición de textura y consistencia en alimentos (Vaclavick, 1998), hasta la manufactura de papel, adhesivos y empaques biodegradables (Zhao y Whistler, 1994). Debido a que el almidón es el polisacárido más utilizado como ingrediente funcional (espesante, estabilizante y gelificante) en la industria alimentaria, es necesario buscar nuevas fuentes de extracción, ya que con una producción mundial de almidón de 48,5 millones de TM al año, existe demanda insatisfecha (FAO, 2010).

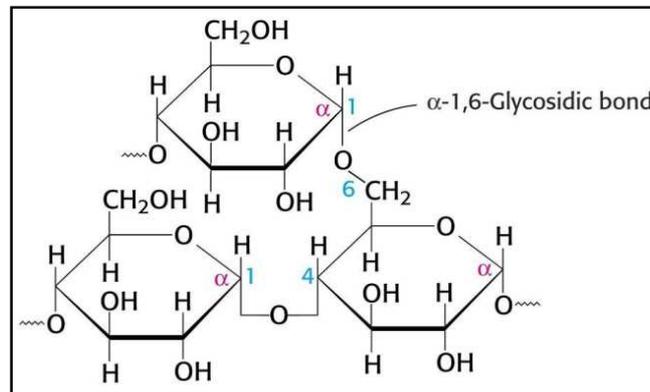
Estructuralmente, el almidón está compuesto de dos polisacáridos químicamente diferenciables: la amilosa y la amilopectina. La amilosa es un polímero lineal de moléculas de glucosa que se unen por enlaces α (1-4), en el cual algunos enlaces α (1-6) pueden estar presentes, como se puede observar en la Figura 1 (Knutzon y Grove, 1994).



Fuente: López *et al.*, 2002

Figura 1. Estructura de la amilosa

Mientras que la amilopectina es un polímero ramificado de moléculas de glucosa unidas, en un 94-96 %, por enlaces α (1-4) y en un 4-6 % con enlaces α (1-6), como se muestra en la Figura 2. Dichas ramificaciones se localizan aproximadamente cada 15-25 unidades de glucosa (Guan y Hanna, 2004).



Fuente: López *et al.*, 2002

Figura 2. Estructura de la amilopectina

Los polisacáridos, como el almidón, no pueden ser utilizados por los organismos en su forma completa, necesitan ser descompuestos en unidades más pequeñas, para participar en transformaciones metabólicas. En los sistemas bioquímicos de animales y plantas intervienen una serie de enzimas capaces de catalizar la hidrólisis del almidón, así como otras capaces de catalizar su biosíntesis (López *et al.*, 2002). La sacarificación del almidón o conversión del almidón en azúcares se lleva a cabo mediante hidrólisis con ácidos y/o enzimas, se obtienen productos de composición muy distinta que, según el procedimiento seguido para dicha obtención, tienen las aplicaciones más diversas (Cruz *et al.*, 1994).

1.3.1 HIDRÓLISIS ÁCIDA

Para la hidrólisis ácida del almidón se utilizan ácidos como el clorhídrico, sulfúrico, fosfórico, carbónico, fórmico, láctico, tartárico o cítrico. La hidrólisis se lleva a cabo a temperatura de ebullición, para lo cual se utiliza baño maría. El ácido cataliza, al azar, los enlaces glicosídicos del almidón, por lo que se forma una

gran variedad de oligosacáridos, los cuales finalmente se convierten en glucosa. El tiempo es un factor determinante pues a mayor tiempo transcurrido habrá mayor hidrólisis del almidón y, por tanto, mayor número de grupos reductores. Esto se puede determinar con la utilización del ácido 3'-5'-dinitrosalicílico (3'5'-DNS), que reacciona con los grupos reductores y se convierte en ácido 3-amino-5-dinitrosalicílico, compuesto anaranjado, cuyo color se detecta en un espectrofotómetro, mediante su absorbancia a 540 nm (Martínez *et al.*, 2000).

1.3.2 HIDRÓLISIS ENZIMÁTICA

1.3.2.1 Fuentes y tipos de enzimas utilizadas

Las amilasas hidrolizan al almidón, estas son de dos tipos: las α -amilasas y las β -amilasas. Las primeras son las enzimas que permiten la digestión de los almidones por la saliva y en el jugo pancreático de los animales. También existen en los vegetales y en los microorganismos. Su pH óptimo se encuentra en el intervalo de 5 a 6 (López *et al.*, 2002).

Las amilasas utilizadas en la hidrólisis de almidón provienen de bacterias y de hongos, entre las cuales se tienen la amilasa termosensible (BAN) del *Bacillus subtilis*, la amilasa termoresistente obtenida a partir de *Bacillus licheniformes* y la amiloglucosidasa producida por *Aspergillus niger* (Altman *et al.*, 2003).

A continuación, en la Tabla 1, se muestran las condiciones en las que se utilizan las enzimas amilolíticas comerciales.

Tabla 1. Condiciones usadas para enzimas amilolíticas

Enzima	BAN	AMG	TERMAMYL
Rango de temperatura (°C)	60-80	70-80	80-90
Rango de pH	5-7	4,5-5,5	5-7
Dosis enzima (kg/TM)	1,0-1,5	1,1-1,3	0,5-0,7

Fuente: Altman *et al.*, 2003

Las formulaciones comerciales son líquidas de alta concentración, las mismas que pueden ser almacenadas por unos 3 meses, a 25 °C, sin pérdida de actividad. A 5 °C, su duración se extiende hasta 1 año (Altman *et al.*, 2003).

1.3.2.2 Condiciones del sustrato (almidón)

El almidón se encuentra en los tejidos vegetales en forma de gránulos, de distinta forma y tamaño. Están altamente replegados sobre sí mismos, lo que dificulta la acción enzimática de las amilasas. Cuando el almidón es tratado con agua caliente los granos absorben agua y gradualmente cambian su estructura. El almidón pasa de un estado ordenado (estructura cristalina) a un estado desordenado, en el que absorbe calor; es decir, la gelatinización transforma a los gránulos insolubles del almidón, en una solución de sus moléculas constituyentes (amilosa y amilopectina) (Belitz y Grosch, 1997).

1.3.2.3 Proceso de hidrólisis

El proceso de la degradación del almidón gelatinizado se lleva a cabo en dos etapas, la licuefacción y la sacarificación. En la primera etapa se disminuye la viscosidad de la muestra, con lo que se consigue evitar la retrogradación del almidón, si la muestra con elevada viscosidad se enfría se produce una cristalización de la amilosa la que se torna insoluble (almidón retrogradado) y las enzimas no pueden hidrolizarla (Altman *et al.*, 2003).

La licuefacción se efectúa por medio de la actividad de una α -amilasa. La α -amilasa es una endo-enzima, que ataca a los polisacáridos en las uniones glucosídicas α (1-4), a lo largo de la cadena. Los primeros productos de la hidrólisis del almidón por la α -amilasa son una mezcla de amilosas, de cadena más corta. A medida que avanza la hidrólisis, la α -amilasa libera maltosa y algo de D-glucosa. La amilólisis de cadenas largas es un proceso al azar, aunque

puede existir cierta preferencia en cuanto al lugar de ataque, cuando el sustrato contiene cadenas más cortas (Barrera *et al.*, 2004).

La acción hidrolítica de la α -amilasa sobre la amilopectina (almidón ramificado), produce glucosa y maltosa, pero al no actuar en los enlaces α (1-6), que unen a los residuos de las moléculas de glucosa en los puntos de ramificación de la molécula, se producen las isomaltosas que son disacáridos con enlaces α (1-6) (Velásquez, 2006).

La sacarificación se realiza por medio de una enzima, que actúa frente a cualquiera de los dos tipos de enlaces presentes. La glucoamilasa o amiloglucosidasa es una exo-enzima que se utiliza para hidrolizar los enlaces glucosídicos α (1-4) y α (1-6) de la amilosa y la amilopectina, ya que opera en los terminales de las cadenas, produce cada vez una molécula de glucosa (Belitz y Grosch, 1997).

El grado de sacarificación se expresa generalmente en equivalentes de dextrosa (valor ED); es decir, por la suma de los azúcares reductores, expresados como glucosa (valor ED: glucosa = 100; almidón = 0). La capacidad edulcorante de los hidrolizados de almidón depende del grado de sacarificación y es del orden del 25 al 50 % del de la sacarosa. La gama de jarabes de almidón va desde los que exhiben valores ED de 10-20 (maltodextrina) hasta los que exhiben valores ED \geq 96 (Belitz y Grosch, 1997).

1.4 JARABES Y MIELES

1.4.1 JARABES

1.4.1.1 Jarabe de azúcar

El jarabe artificial, bajo la denominación de “azúcar invertido”, se designa al producto preparado con sacarosa más o menos intensamente invertida, se

desdobra una disolución al 75 % de sacarosa en glucosa y fructosa, mediante hidrólisis ácida y más rara vez con invertasa. El ácido utilizado para conseguir la inversión se neutraliza con carbonato sódico, carbonato cálcico o cal viva (Belitz y Grosch, 1997).

1.4.1.2 Jarabe de glucosa

El jarabe de glucosa se obtiene por la hidrólisis de almidón. Debido a la rápida absorción de la dextrosa, se utiliza mucho como producto energético en preparados nutritivos y medicamentosos. Se emplea también en bebidas, repostería, mermeladas, dulces, escabeches y en el curado de carnes y pastas de embutidos (Belitz y Grosch, 1997).

Por hidrogenación del jarabe de glucosa se obtienen productos (licasina) que no son fermentables y son poco cariogénicos, se utilizan en la fabricación de dulces, el componente esencial y característico de estos productos es el azúcar, además de la sacarosa, se utilizan otra clase de azúcares como: azúcar de almidón, jarabe de almidón, azúcar invertido, maltosa, lactosa, etc. (Belitz y Grosch, 1997).

1.4.1.3 Jarabe de maíz

El jarabe de maíz puede tener contenidos de fructosa mayores o superiores a la sacarosa con diferencias en su dulzura. De manera comparativa, en el jarabe de maíz, la fructosa está en mayor cantidad que la glucosa, lo que se traduce en una ventaja ante la sacarosa, que en el sistema digestivo se descompone en fructosa y glucosa en partes iguales a través de la hidrólisis enzimática. Debido a que la diabetes se relaciona con la glucosa, los niveles inferiores de ésta en el jarabe de maíz lo hacen recomendable (Madrid y Madrid, 2001).

1.4.2 MIELES

1.4.2.1 Miel de abeja

La elaboración de la miel se inicia una vez recolectado el polen de las flores, el néctar y el rocío dulce, en la vesícula melífera de las abejas colectoras. A esto sigue la elaboración por las abejas obreras que reciben la materia bruta. Se rellena las celdillas del panal con la miel. La miel en las celdillas se espesa, por el aumento del azúcar invertido, por acidificación del material de partida y acción de las enzimas del organismo de las abejas. También en el estómago melífico de las abejas se produce la isomerización de glucosa en fructosa. Cuando la humedad de la masa de la miel ha disminuido hasta un 16-19 %, se cierran las celdillas con película de cera. En las celdillas, la miel experimenta las últimas transformaciones, sobre todo la inversión del azúcar (Belitz y Grosch, 1997).

La miel está compuesta de proteínas, aminoácidos, enzimas, ácidos orgánicos, sustancias minerales, polen y otras sustancias, y puede contener sacarosa, maltosa, malecitoso y otros oligosacáridos (incluidas las dextrinas), así como vestigios de hongos, algas, levaduras y otras partículas sólidas, como consecuencia del proceso de elaboración y obtención de la miel (Madrid y Madrid, 2001).

El color de la miel varía desde casi incoloro a pardo oscuro o casi negro. Su consistencia puede ser fluida, viscosa o cristalizada total o parcialmente. El sabor y el aroma varían, pero generalmente posee los de las plantas de que procede. La miel típica contiene fructosa (38-40 %), glucosa (34-38 %) y sacarosa (2-3 %) y otros azúcares (Belitz y Grosch, 1997).

1.4.2.2 Miel de maple

El Jarabe o miel de maple se llama, también, miel o sirope de arce. Principalmente consumido en Norteamérica. Se produce a partir de la savia

extraída de este árbol, de preferencia del arce de azúcar y arce negro; aunque también se puede extraer de otros. Un árbol maduro produce alrededor de 37 L de savia al año y se necesitan de 110 a 150 L de savia para producir unos 4 L de jarabe, el resto se pierde en la evaporación (Holmes, 1997).

1.4.2.3 Miel de caña

La melaza o "miel" de caña, se obtiene de la caña de azúcar mediante la extracción del jugo en los denominados trapiches, luego se cocina a fuego directo para evaporar el agua y lograr que se concentre. Durante la evaporación del agua se retiran las impurezas que flotan en la superficie para obtener una melaza clara, transparente y homogénea y sobre todo para evitar fermentaciones futuras. Cuanto más oscura es la miel o melaza de caña tiene más sabor y nutrientes. El producto final tiene una textura parecida a la miel de abeja y de sabor muy agradable (Boucher y Muchnick, 1995).

1.4.2.4 Miel de palma

La miel de palma se obtiene a partir de la cocción del guarapo (savia extraída de algunas palmas). La savia de las palmas se filtra para eliminar impurezas e inmediatamente se hace hervir para producir la miel. Esta operación se realiza a diario. La concentración de la miel se realiza a fuego lento y constante, durante varias horas, hasta alcanzar las cualidades organolépticas que le caracterizan. Como dato aproximado y de acuerdo con la calidad del guarapo y de la zona, para obtener 1 L de miel se necesitan 8 L de guarapo (Redhead, 1990).

1.4.2.5 Miel a partir de hidrólisis

Las mieles obtenidas a partir de un proceso de hidrólisis, utilizan principalmente para su fabricación almidón, el mismo que puede ser extraído de maíz, camote,

papa, arroz, entre otros. La hidrólisis puede ser ácida o enzimática, con lo que se provoca la ruptura de cadenas de almidón y la formación de cadenas más cortas de polisacáridos, además de glucosa y fructosa. El líquido hidrolizado se concentra mediante evaporación del agua para obtener, de esta manera, la miel (López, 2002).

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 MATERIALES

Para la ejecución del trabajo experimental, se utilizaron muestras de 50 kg de camote, correspondientes a 3 cosechas, efectuadas entre marzo y agosto de 2010 que fueron recibidas en el Departamento de Nutrición y Calidad, de la Estación Experimental Santa Catalina del INIAP. Se utilizaron 2 genotipos de camote, provenientes de lotes de agricultores que trabajan con el Programa Nacional de Raíces y Tubérculos - Rubros Yuca y Camote de la Estación Experimental Portoviejo, del INIAP, en la provincia de Manabí. El primero fue identificado como “morado” o “guayaco” y el segundo llamado “arrecho” o “amarillo”. En la Figura 3 se observan los genotipos utilizados.



Figura 3. Fotografía de los genotipos de camote utilizados. En la izquierda se muestra el camote morado, a la derecha se muestra el camote arrecho

2.2 OBTENCIÓN DEL EXTRACTO LÍQUIDO

2.2.1 LIMPIEZA Y LAVADO DEL CAMOTE

El camote estaba cubierto de tierra y tenía algunos restos de material vegetal, debido a que fue enviado inmediatamente luego de su cosecha. Se realizó la limpieza de las raíces. Se sacudieron y se retiró manualmente el exceso de tierra, lodo y restos vegetales. A continuación, se colocaron los camotes en una tina con

agua para quitar el lodo adherido a las raíces. Se utilizaron esponjas suaves para este lavado. Finalmente, se enjuagó cada camote en un chorro de agua. Luego del lavado, se sacudieron los camotes para retirar el exceso de agua y se colocaron en una superficie limpia en la que se secaron, al ambiente, durante una noche.

2.2.2 PELADO Y PESADO

Los camotes limpios y secos fueron pesados en una báscula marca TOLEDO 4020. Se continuó con el pelado, el mismo que fue realizado a mano, con la ayuda de peladores de papa y cuchillos. Las cáscaras también fueron pesadas así como el camote pelado.

2.2.3 TROCEADO Y EXTRACCIÓN DEL LÍQUIDO

El camote pesado y pelado se cortó en trozos, de aproximadamente 4 cm de diámetro, para facilitar el uso del extractor de jugos semi-industrial Super Juicer.

2.2.4 FILTRADO Y CENTRIFUGADO

El líquido obtenido del extractor de jugos se hizo pasar por una serie de tamices desde 300 μm , 200 μm , 125 μm y 100 μm . Se retiraron restos de bagazo y una parte del almidón. Se continuó inmediatamente con la centrifugación del líquido, la misma que se realizó durante 10 min a 4 000 rpm.

En la Figura 4, se representa la línea de secuencia que se siguió para la obtención del extracto líquido de camote.



Figura 4. Línea de secuencia en la obtención del extracto líquido del camote morado

El extracto líquido centrifugado fue recuperado mediante una manguera de succión. Seguidamente, para inactivar las enzimas responsables del oscurecimiento, el líquido recuperado fue calentado hasta la temperatura de ebullición durante 30 s, en una paila evaporadora de 5 L de capacidad, con reóstato para la regulación de la temperatura. Luego se enfrió a temperatura ambiente y después se guardó a $-4\text{ }^{\circ}\text{C}$ en un congelador, en botellas cerradas, identificadas de acuerdo con los diferentes tratamientos posteriores de hidrólisis del almidón residual.

2.3 CARACTERIZACIÓN DEL EXTRACTO LÍQUIDO

Para conocer la condición inicial del extracto líquido, se tomaron muestras de 60 mL del extracto líquido crudo (antes del tratamiento térmico para inactivar enzimas), que se utilizaron para determinar los siguientes parámetros: el pH, el contenido de sólidos solubles, de azúcares invertidos; la acidez, la cantidad de almidón residual, la conductividad eléctrica, el color; el poder antioxidante; así como el contenido de fenoles totales, antocianinas y flavonoides. Todos los análisis se realizaron por duplicado.

2.3.1 DETERMINACIÓN DE pH

El pH se determinó con el potenciómetro marca OAKTON. Se tomaron 20 mL de extracto líquido en un vaso de 40 mL. La medición se realizó mediante la introducción del electrodo del potenciómetro, directamente en el vaso. Luego de cada medición se lavó el electrodo con agua destilada y se secó cuidadosamente con papel absorbente.

2.3.2 DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE SÓLIDOS SOLUBLES

Para la medición del contenido de sólidos solubles se utilizó un brixómetro marca ATAGO, con un rango de 0 a 52 Brix; se midió directamente el valor de sólidos solubles al colocar tres gotas de muestra en la lente del brixómetro, se limpió la lente con agua destilada y se secó cuidadosamente con papel absorbente.

2.3.3 DETERMINACIÓN DE LA ACIDEZ

La acidez se determinó mediante el método de la AOAC Official method 950.07, 1995, debido a que el jugo fue de color oscuro. Se tomaron 40 mL del extracto líquido, en un vaso de 120 mL. Se utilizó una plancha de agitación magnética y el potenciómetro marca OAKTON, para titular la mezcla con una solución de NaOH (0,1 N), hasta alcanzar un pH de 8,2. El método utilizado se especifica en el Anexo I.

2.3.4 CANTIDAD DE ALMIDÓN RESIDUAL

De acuerdo con el método de sólidos sedimentables descrito por Clavijo (2008), la cantidad de almidón residual, en el extracto líquido, se determinó gravimétricamente, por secado en una estufa marca Precision. Se utilizó papel Whatman N° 540, previamente secado durante 2 h, en una estufa, a 105 °C;

enfriado, en un desecador, por 30 min; y, pesado en una balanza analítica SHIMADZU LIBROR EB-3200. A continuación, sobre embudos de vidrio, se colocó el papel filtro previamente pesado. Se filtraron 10 mL de extracto líquido centrifugado. Seguidamente, el papel filtro con los sólidos retenidos fue secado por 6 h, enfriado, pesado y por diferencia de los pesos de papel con y sin muestra se determinó la cantidad de almidón residual.

2.3.5 DETERMINACIÓN DE LA CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA

Se utilizó el medidor Accumet Basic, marca HACH, con electrodo para conductividad eléctrica. Se colocaron 70 mL de muestra en un vaso de precipitación de 120 mL de capacidad. Se introdujo el electrodo y se obtuvo por lectura directa la conductividad eléctrica. Al finalizar cada lectura, se lavó el electrodo con agua destilada y se secó con papel absorbente.

2.3.6 AZÚCARES INVERTIDOS

El contenido de azúcares invertidos hasta monosacáridos se determinó con base al método de Lee *et al.*, (2006). El método se describe en el Anexo III.

2.3.7 DETERMINACIÓN DEL COLOR

El color de los extractos líquidos de camote se determinó, por duplicado, con base en el método utilizado por Alper *et al.* (2005), detallado en el Anexo II.

2.3.8 ANÁLISIS FUNCIONALES

El poder antioxidante y tanto el contenido de flavonoides como el de antocianinas fueron determinados con los métodos utilizados por Huang *et al.* (2006), para

evaluar las propiedades funcionales en harina de camote. El contenido de polifenoles se determinó por el método de determinación de polifenoles totales en polvo de cacao por espectrofotometría UV-VIS, utilizado en el Laboratorio del Departamento de Nutrición y Calidad de la Estación Experimental Santa Catalina del INIAP, el cual en su principio y reactivos es similar al método descrito por Huang *et al.* (2006). Todas las muestras se trabajaron por duplicado.

2.3.8.1 Poder antioxidante

El método para la determinación del poder antioxidante en los extractos líquidos de camote morado y arrecho se describe en el Anexo IV.

2.3.8.2 Contenido de flavonoides

Para la determinación de flavonoides se aplicó el método descrito por Huang *et al.* (2006). El método se describe en el Anexo V.

2.3.8.3 Contenido de antocianinas

Los niveles de antocianinas en los extractos líquidos de camote morado y arrecho se determinaron según la metodología presentada por Huang *et al.* (2006), como se describe en el Anexo VI.

2.3.8.4 Contenido de polifenoles

La determinación de polifenoles en las muestras de extracto líquido se basa en la utilización del reactivo de Folin y Ciocalteu, con lo que se produce una reacción colorimétrica, la misma que es cuantificada en un espectrofotómetro UV-VIS a

una longitud de onda de 760 nm. El método utilizado está descrito en el Anexo VII.

2.4 HIDRÓLISIS ENZIMÁTICA DEL ALMIDÓN RESIDUAL

2.4.1 PRUEBAS PRELIMINARES DE HIDRÓLISIS

Previamente a la hidrólisis del extracto líquido de camote, se realizaron pruebas preliminares para definir el tiempo para la hidrólisis enzimática del almidón residual y la cantidad de enzima requerida. Se probaron cuatro tiempos de hidrólisis: 20, 30, 40, 50 min y dos cantidades de la enzima Termamyl: 0,02 y 0,05 % v/p (volumen/peso), de acuerdo con Johnson *et al.* (2009). Se trabajó por duplicado con muestras preliminares, se hidrolizaron a pH 6, en un baño de agua a 90 °C, se determinó el contenido de sólidos solubles (Brix) en el líquido hidrolizado.

Los datos obtenidos, fueron evaluados mediante un diseño de bloques completos al azar, en arreglo factorial 4 x 2, correspondiente a los cuatro tiempos de hidrólisis y las dos concentraciones de la enzima Termamyl, en función al contenido de sólidos solubles.

2.4.2 MANEJO EXPERIMENTAL DE LOS ENSAYOS DE HIDRÓLISIS

2.4.2.1 Hipótesis de estudio

Hipótesis nula (H_0): El extracto líquido del camote, previamente hidrolizado no presenta propiedades favorables para elaboración de miel.

2.4.2.2 Diseño experimental

Los tratamientos fueron realizados de acuerdo con el diseño completamente al azar (DCA) en arreglo factorial AxB de 4 tratamientos, con 3 repeticiones para un total de 12 pruebas experimentales.

La variable independiente A es el pH del extracto líquido:

a_0 : pH natural del jugo

a_1 : pH ajustado al valor óptimo para la acción de la Termamyl

La variable independiente B es el genotipo de camote:

b_0 : “guayaco” o “morado”

b_1 : “arrecho”

2.4.2.3 Tratamientos

En la Tabla 2 se muestran los tratamientos resultantes de combinar las variables independientes o de estudio: A (pH del extracto líquido, 2 niveles) x B (genotipo de camote, 2 niveles).

Tabla 2. Tratamientos producto de la combinación de las variables independientes A y B

No	Tratamientos	Descripción
1	$a_0 b_0$	Camote morado y pH natural del jugo
2	$a_0 b_1$	Camote arrecho y pH natural del jugo
3	$a_1 b_0$	Camote morado y pH ajustado al valor óptimo para la acción de la Termamyl
4	$a_1 b_1$	Camote arrecho y pH ajustado al valor óptimo para la acción de la Termamyl

Las muestras de extracto líquido de camote (1,5 L) se colocaron en vasos de precipitación de 1 L de capacidad, se taparon con papel aluminio y se hidrolizaron

en un baño de agua a 90 °C, durante 40 min y se utilizó la enzima Termamyl en una proporción de 0,05 % v/p. Inmediatamente se enfriaron los extractos líquidos hidrolizados en agua hielo a 0 °C, para continuar con la centrifugación.

El extracto líquido hidrolizado se colocó en los envases plásticos de la centrífuga WIFUG X-3 y se sometió a centrifugación durante 10 min, a 6 000 rpm. Con esta operación se retiró el mucílago restante que se liberó con el proceso de hidrólisis, la separación se ilustra en la Figura 5. Luego de la centrifugación, se tomaron 50 mL del extracto líquido hidrolizado para determinar el contenido de sólidos solubles, la conductividad eléctrica y el pH. Adicionalmente, para comparar la muestra con el extracto crudo y la miel, se determinaron las propiedades funcionales y el color en los extractos hidrolizados.



Figura 5. Mucílago separado por centrifugación del extracto líquido hidrolizado

2.4.2.4 Análisis de varianza

Se determinó, el coeficiente de variación entre tratamientos, pruebas de significación y se evaluó la correlación entre el incremento de sólidos solubles del extracto líquido y los factores A y B.

El análisis de varianza utilizado para evaluar los resultados de los distintos tratamientos se planteó en la Tabla 3. El ADEVA fue ejecutado mediante el software STATGRAPHICS. Las pruebas de comparación múltiple se analizaron con un nivel de confianza del 95 % ($p < 0,05$).

Tabla 3. Esquema del análisis de varianza (ADEVA) utilizado

Fuente de Variación	Grados de libertad
Total	11
Factor A (pH)	1
Factor B (genotipo)	1
Interacción AB	1
Error experimental	8

2.5 ELABORACIÓN DE LA MIEL

Para la elaboración de la miel de camote se utilizó el extracto líquido hidrolizado con mayor contenido de sólidos solubles.

2.5.1 EVAPORACIÓN DEL EXTRACTO HIDROLIZADO

Las muestras seleccionadas (1 L) se concentraron en una paila evaporadora de 5 L de capacidad, con reóstato para la regulación de la temperatura. Se evaporó el extracto líquido con una temperatura de la paila de 150 °C, hasta el momento en que se alcanzó el punto de miel (65 °Brix).

El incremento de sólidos solubles en función del tiempo de ebullición, se controló con mediciones del contenido de sólidos solubles (°Brix), cada minuto. Para esto se utilizó un vaso de precipitación de 50 mL con el que se tomó una muestra de 3 mL aproximadamente, se enfrió el vaso con la muestra en una cubeta con agua y

hielo a 0 °C, con un gotero se tomó la muestra y se midió en un juego de brixómetros marca ATAGO; el primero con un rango de 0 a 52 °Brix (se utilizó para la primeras mediciones durante la evaporación del extracto líquido), el segundo de 28 a 62 °Brix y el tercero con 58 a 90 °Brix, hasta alcanzar los 65 °Brix, aproximadamente.

2.5.2 ENVASADO

Inmediatamente después de su elaboración, se guardó la miel en frascos de cristal herméticos, los que se almacenaron en un refrigerador a 4 °C. La secuencia del trabajo ejecutado se presenta en el diagrama de la Figura 6.

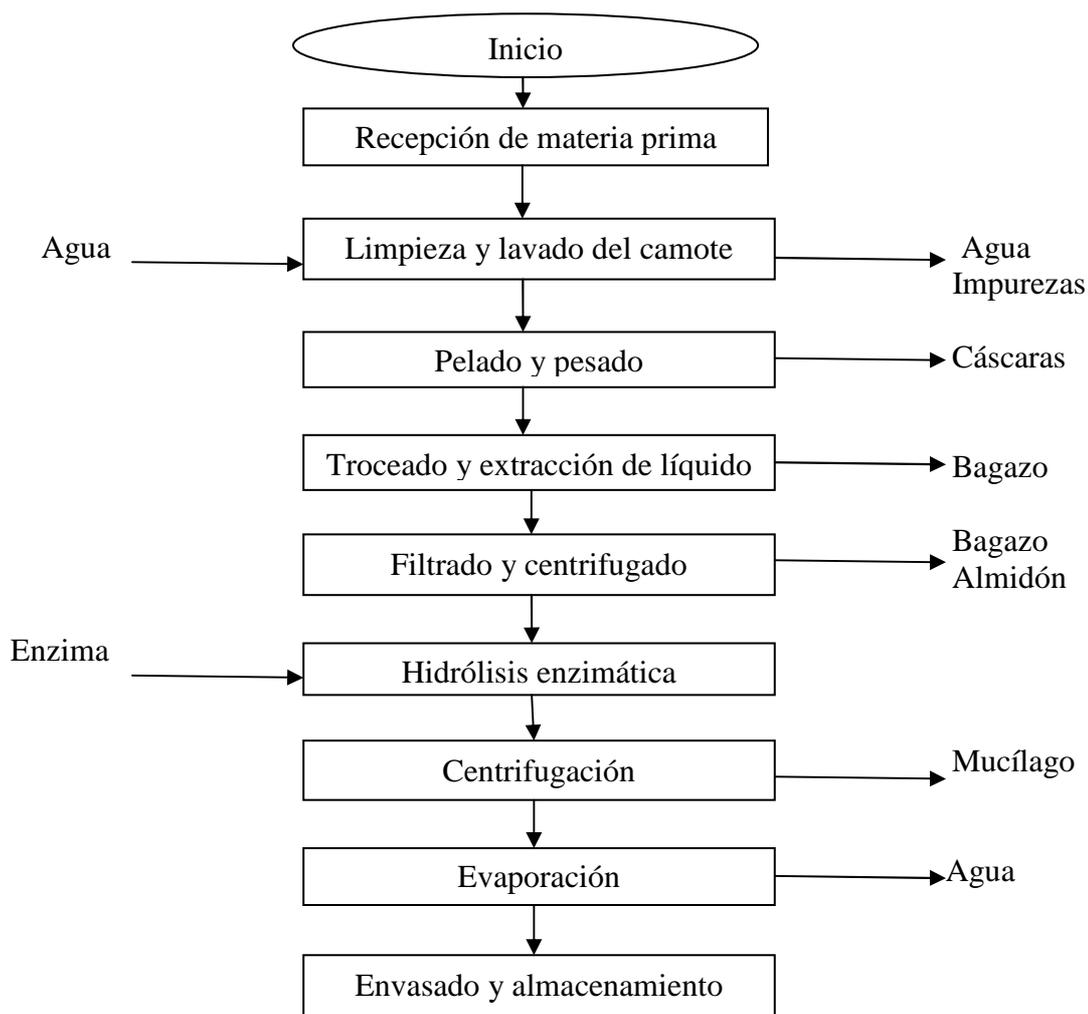


Figura 6. Diagrama de flujo para la obtención de miel de camote

2.6 CARACTERIZACIÓN FUNCIONAL, QUÍMICA Y REOLÓGICA DE LA MIEL

2.6.1 CARACTERIZACIÓN FUNCIONAL

La caracterización funcional de las muestras de camote se realizó con base en los análisis de poder antioxidante, flavonoides, antocianinas y polifenoles. Se utilizó los métodos descritos en los Anexos IV, V, VI y VII.

2.6.2 CARACTERIZACIÓN QUÍMICA

2.6.2.1 Determinación de los sólidos solubles

Los sólidos solubles se determinaron directamente al colocar tres gotas de muestra en la lente del brixómetro, se limpió la lente con agua destilada y se secó cuidadosamente con papel absorbente al finalizar cada medición.

2.6.2.2 Actividad de agua

Para la determinación de la actividad de agua se utilizó el medidor de actividad de agua marca AQUALAB que se presenta en la Figura 7.



Figura 7. Medidor de actividad de agua marca AQUALAB

Se tomaron 3 mL de la muestra a analizar en los dispositivos o cajas propias del equipo, se las introdujo en el medidor. Se cerró el instrumento, se oprimió el botón izquierdo para iniciar la medición, se esperó durante 5 min y se obtuvo el valor directo de actividad de agua, en un rango de 0,00 a 1,00.

2.6.2.3 Otros análisis químicos

Las muestras de miel de camote, también, fueron evaluadas mediante las determinaciones de pH, acidez, azúcares invertidos, composición proximal, minerales totales y azúcares por HPLC. Los métodos para determinar el pH, acidez y azúcares invertidos fueron ya descritos en la sección de caracterización del extracto líquido. La composición proximal, los minerales totales y los azúcares por HPLC fueron determinados de acuerdo con los métodos utilizados en el Laboratorio de Servicio de Análisis e Investigación en Alimentos del Departamento de Nutrición y Calidad de la Estación Experimental Santa Catalina del INIAP. En la composición proximal se determinaron proteínas, cenizas y el contenido de humedad. Los minerales totales se determinaron en una dilución de las cenizas de la muestra, a continuación se realizaron los análisis de Macro y Micro-elementos por absorción atómica y en el caso de fósforo por colorimetría. Los azúcares fueron determinados en un cromatógrafo líquido de alta eficacia. Estos métodos están descritos en los Anexos XI y XII, respectivamente.

2.6.2.4 Determinación de los sólidos totales

La determinación de los sólidos totales se realizó por secado en estufa de aire forzado a 70 °C por 24 h, de acuerdo con el método de la AOAC 925.45, (1995), adaptado en el Departamento de Nutrición y Calidad de la Estación Experimental Santa Catalina del INIAP, el método se detalla en el Anexo X.

2.6.3 CARACTERIZACIÓN REOLÓGICA

2.6.3.1 Viscosidad

Para la determinación de la viscosidad de la miel de camote se utilizó el método desarrollado por Yugsi (2011). Se utilizó el texturómetro TA-XT2i y los accesorios mostrados en la Figura 8. Un conector de probetas de 6 cm de largo, una probeta de aluminio de 35 mm de diámetro, una jeringuilla de vidrio de 10 mL con un émbolo de 7,375 mm de diámetro, marca SUPER EVA GLASS y una botella de vidrio de 300 mL y 14,5 cm de largo, boca angosta para soporte de la jeringuilla como se muestra.



Figura 8. En la izquierda se presentan los accesorios utilizados para medir la viscosidad, en la derecha se presenta el texturómetro TA-XT2i y accesorio utilizados para la medición instrumental de la viscosidad de la miel de camote

La probeta de aluminio se fijó al brazo del texturómetro. Con la jeringuilla de vidrio se tomaron 3 mL de miel a 20 °C, luego con la ayuda de una botella se colocó la jeringuilla en posición vertical, debajo de la probeta de aluminio. Para la medición,

el texturómetro se accionó de tal manera, que la probeta de aluminio empuje al embolo de la jeringuilla, y produzca el desplazamiento de los 3 mL.

En la Figura 8, se tiene una vista de la disposición de los accesorios después de realizada la prueba. Se distingue el brazo del texturómetro unido a la probeta cilíndrica por el conector de probetas, la jeringuilla con el émbolo presionado y la botella de vidrio como soporte. Mediante el software del equipo (Texture Expert for Windows), se obtuvieron los datos de la presión inicial, que es la presión necesaria para iniciar el ensayo; es decir, la fuerza que el brazo del texturómetro ejerce sobre el émbolo de la jeringuilla y éste, a su vez, sobre el líquido que es desalojado. El dato de la presión final es el correspondiente a la mayor presión que ejerce el brazo del texturómetro, sobre el émbolo de la jeringuilla durante el ensayo.

Las presiones: inicial y final, sirven para el cálculo de la viscosidad, con la ecuación reportada en Singh y Heldman (1998). El tiempo es la duración del ensayo, desde el momento que la miel empieza a fluir, hasta que se desaloja de la jeringuilla todo el volumen de la muestra.

El método detallado está reportado por Yugsi (2011), la descripción, de la calibración de la altura de la probeta de aluminio, respecto al émbolo de la jeringuilla y el cálculo de la viscosidad se presenta en el Anexo XIII.

2.6.3.2 Consistencia

Se utilizó el texturómetro TA-XT2i con el accesorio de extrusión, con disco de 40 mm mostrado en la Figura 9 y muestras de miel de 100 mL a 20 °C.

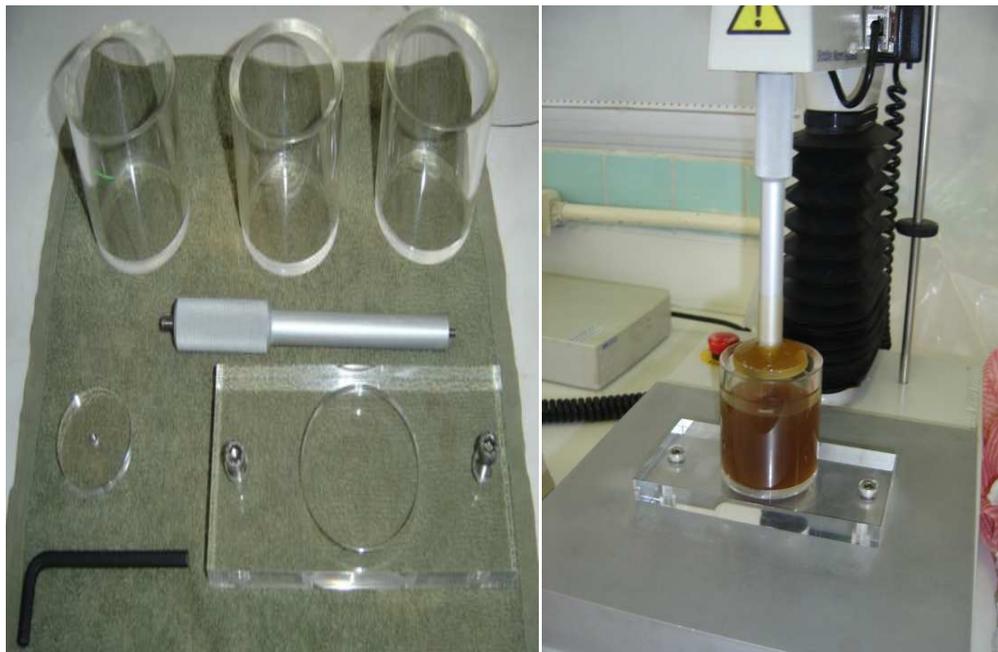


Figura 9. En la izquierda se presenta el accesorio de extrusión del texturómetro TA-XT2i utilizado para determinar consistencia, a la derecha se presenta la medición instrumental de la consistencia en miel de camote

El disco de 40 mm fue fijado en el brazo del texturómetro. Se puso la muestra de miel (100 mL) en el recipiente contenedor y se ubicó en el círculo de la base, justo debajo del disco de 40 mm. Al iniciar el ensayo, descendió el disco y se introdujo en la muestra, hasta la profundidad fijada mediante la calibración. En la Figura 9 se tiene una vista del accesorio de extrusión, después de ejecutado el ensayo.

Los datos fueron reportados, a través de los gráficos de la medida de la fuerza de compresión versus el tiempo, con las unidades en gramos (g) y segundos (s), respectivamente. La descripción de la calibración de la altura del accesorio back extrusion rig es presentada en el Anexo XIV.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 OBTENCIÓN DE EXTRACTO LÍQUIDO

A partir de muestras de 4 kg de camote lavado, se obtuvo el porcentaje de la fracción de camote pelado y de la fracción líquida extraída. En la Tabla 4, se presenta el porcentaje promedio de cada una de las fracciones separadas, durante el pelado manual y la extracción del líquido, contenido en las raíces tuberosas de los dos genotipos de camote estudiados.

Tabla 4. Distribución porcentual promedio de fracciones obtenidas con base en camote lavado de cada genotipo

Fraccionamiento del camote	Distribución porcentual de fracciones en peso (%)		
	Camote morado *	Camote arrecho *	Promedio**
Camote pelado	86,22	88,73	87,47
Cáscara	12,85	10,82	11,83
Pérdidas	0,93	0,45	0,69
Base camote lavado	100,00	100,00	100,00
Extracto líquido	33,49	28,25	30,86
Almidón	5,98	5,54	5,76
Extracto sólido	45,46	53,52	49,48
Pérdidas	1,29	1,42	1,35
Base camote pelado	86,22	88,73	87,47

* Valores promedio de 3 repeticiones ** Valores promedio de los genotipos

La fracción de cáscara, separada manualmente, corresponde al 11,83 % en promedio para los dos genotipos, del peso de la muestra inicial de camote. La pérdida en esta etapa es menor al 1 %, para los dos cultivares y este valor corresponde a raíces dañadas, ya sea por plagas o por daño mecánico durante la cosecha. La cantidad de extracto líquido separado del camote para los dos genotipos equivale al 30,86 % aproximadamente del camote lavado. De esta forma, al procesar 4 000 g de camote entero y lavado se obtienen alrededor de 1 200 g de extracto líquido tamizado y centrifugado. Las pérdidas en esta etapa

son el 1,35 %, tanto para el camote morado como para el camote arrecho. Los datos de cada extracción se encuentran en el Anexo XV.

3.2 CARACTERIZACIÓN DEL EXTRACTO LÍQUIDO DE CAMOTE

3.2.1 pH DEL EXTRACTO LÍQUIDO

Las mediciones de pH de cada repetición se realizaron inmediatamente después de la extracción del jugo. Los valores promedio de los extractos líquidos crudos se observan a continuación, en la Tabla 5.

Tabla 5. Valores promedio del pH, sólidos solubles, acidez, cantidad de almidón residual y conductividad eléctrica en los extractos líquidos crudos de los genotipos de camote morado y arrecho

Parámetro	Unidad	Camote morado *	Camote arrecho *	Promedio**
pH		5,80 ± 0,1	5,90 ± 0,1	5,90
Sólidos solubles	°Brix	10,4 ± 0,1	10,0 ± 0,3	10,2
Acidez	ml NaOH 0,01 N	3,4 ± 0,4	2,5 ± 0,4	3,0
	g Ácido Ascórbico/100 mL de muestra	0,21 ± 0,3	0,16 ± 0,3	0,19
Almidón	g/L	1,2 ± 0,2	1,3 ± 0,1	1,3
Conductividad eléctrica	mS/cm	12,7 ± 0,7	11,5 ± 0,0	12,1
Azúcares invertidos	g/100 mL	6,5 ± 0,8	4,6 ± 0,3	5,6

* Valores promedio de 3 repeticiones ** Valores promedio de los genotipos

Los valores de pH en los extractos líquidos, recién obtenidos, están alrededor de 5,90, en concordancia con la investigación de Aguilar *et al.* (2003), referente a la fortificación de camote de pulpa blanca con β -caroteno, que muestra un pH en el camote de 5,80. Los resultados por repetición se presentan en el Anexo XVI.

3.2.2 CONTENIDO DE SÓLIDOS SOLUBLES

El contenido de sólidos solubles del líquido crudo centrifugado de cada extracción, se presenta en la Tabla 5.

El valor de sólidos solubles promedio, de los extractos líquidos crudos de los dos genotipos es de 10,2 °Brix. Del análisis de varianza se obtuvo que no existen diferencias significativas ($p \geq 0,05$) entre genotipos. Los datos de las tres repeticiones están disponibles en el Anexo XVI. En la caracterización del camote realizada por Aguilar *et al.* (2003), se obtiene un valor de 12,5 °Brix para el camote blanco en forma de papilla, se puede comparar éste valor de sólidos solubles con los obtenidos en los extractos líquidos de camote morado y arrecho.

3.2.3 ACIDEZ

En la Tabla 5 se observan los datos promedio de las tres extracciones para los extractos líquidos de camote morado y arrecho. Las variaciones en los datos de acidez se explican por las diferencias en el manejo de las repeticiones, las muestras de la última repetición fueron procesadas con mayor celeridad debido a la infestación de algunas raíces. El tiempo transcurrido desde la cosecha hasta el procesamiento influyen sobre los contenidos de algunos componentes, como el nivel de acidez de las raíces tuberosas, según el trabajo de Reina *et al.* (1996). En esta investigación se estudian los factores de la cosecha y postcosecha, que inciden en el manejo y la calidad de la papa y la yuca, como la acidez, que varía durante el tiempo de almacenamiento en el caso de la papa, lo que explicaría los distintos valores de acidez, obtenidos en el presente estudio entre las extracciones.

3.2.4 CANTIDAD DE ALMIDÓN RESIDUAL

En la Tabla 5 se presentan los contenidos promedio de almidón residual en cada

genotipo. El contenido de almidón en los extractos líquidos de camote morado y camote arrecho tiene un valor promedio de 1,3 g/L, y no se encuentran diferencias significativas ($p \geq 0,05$) entre genotipos. Los valores de almidón residual, determinados en el extracto líquido centrifugado de cada repetición se muestran en el Anexo XVI.

3.2.5 CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA

La conductividad eléctrica, de los extractos líquidos crudos, correspondientes al promedio de las tres repeticiones, de los dos genotipos de camote son presentados en la Tabla 5.

La conductividad eléctrica para los dos genotipos, en promedio es de 12,1 mS/cm, no se encontraron diferencias significativas ($p \geq 0,05$), entre repeticiones o entre genotipos. Los datos de conductividad eléctrica para todas las extracciones se muestran en el Anexo XVI.

3.2.6 AZÚCARES INVERTIDOS

Los niveles promedio de azúcares invertidos determinados en el extracto líquido centrifugado, presentados por genotipo son mostrados en la Tabla 5.

Los datos indican una mayor cantidad de azúcares invertidos en el extracto líquido del camote morado, esto es consecuencia de una característica propia de este genotipo. Las diferencias entre las repeticiones, como se expone en el trabajo de Chacón y Reyes (2009), se deberían al estado de madurez de las raíces al momento de la cosecha, los días transcurridos hasta la recepción del material y el manejo en el laboratorio previo a las pruebas experimentales, ya que no se puede conocer el tiempo exacto que transcurrió desde la cosecha del camote hasta su llegada al laboratorio. Los valores obtenidos de azúcares invertidos para todas las repeticiones se muestran en el Anexo XVI.

3.2.7 COLOR

Los datos obtenidos de color se presentan, a continuación, en la Tabla 6. Los datos de color de cada repetición se presentan en el Anexo XVI.

Tabla 6. Valores promedio de color en los extractos líquidos de camote morado y arrecho derivados de las mediciones de absorbancia a 420, 533 y 700 nm

Pruebas de Color	Camote morado *	Camote arrecho *	Promedio**
Densidad de color total	4,38 ± 0,39	4,66 ± 0,37	4,52
Color de antocianinas	0,72 ± 0,08	0,48 ± 0,04	0,60
Color polimérico	3,30 ± 0,26	3,84 ± 0,32	3,57
Densidad del color de los taninos %	75,51 ± 1,68	82,23 ± 0,69	78,87

* Valores promedio de 3 repeticiones ** Valores promedio de los genotipos

3.2.7.1 Densidad de color total

En extracto líquido del camote morado tuvo un resultado promedio de 4,38, el extracto líquido del camote arrecho presentó un valor promedio de 4,66. Los valores no presentan diferencias significativas ($p \geq 0,05$), debido al color, predominantemente, café oscuro del extracto líquido de estos dos materiales. Sin embargo, una ligera tonalidad púrpura es diferenciable en el extracto líquido de camote morado.

3.2.7.2 Color de antocianinas

El genotipo morado presentó un valor promedio de color de antocianinas de 0,72, el genotipo arrecho tuvo un valor de 0,48. La diferencia de color de antocianinas entre genotipos es notoria ($p \leq 0,05$), por la coloración púrpura del extracto líquido de camote morado.

3.2.7.3 Color polimérico

Los valores promedio de color polimérico, relacionados al contenido de taninos, para el camote morado fue de 3,30 en el camote arrecho, el valor fue de 3,84. La diferencia de color es notoria ($p \leq 0,05$) entre los extractos de ambos genotipos, el extracto líquido de camote arrecho tiene una tonalidad más oscura que el extracto líquido del camote morado.

3.2.7.4 Densidad del color de los taninos

En el camote morado se obtuvo un valor promedio de 75,51 %, mientras que para el genotipo arrecho se obtuvo un valor de 82,23 %. Los porcentajes para el camote arrecho son mayores que los porcentajes del camote morado, esto indica que una mayor proporción del color en el extracto líquido de camote arrecho se debe a la presencia de taninos. Los resultados de los análisis de color por extracción están disponibles en el Anexo XVI.

3.2.8 ANÁLISIS DE COMPONENTES FUNCIONALES (BIOCOMPONENTES)

3.2.8.1 Poder antioxidante

Los valores promedio del poder antioxidante se presentan en la Tabla 7. Los niveles de poder antioxidante son homogéneos en los dos genotipos, el valor promedio obtenido es de 78,90 mg/100 mL. Comparado con el valor reportado por Ramos *et al.*, (2009), de 42,00 mg/100 mL, en papa morada, conocida por sus altos niveles de antioxidantes, se distingue una mayor capacidad antioxidante en las raíces de camote. Los resultados para cada extracción son reportados en el Anexo XVI.

Tabla 7. Poder antioxidante, flavonoides, antocianinas y polifenoles promedio del extracto líquido crudo de los genotipos de camote morado y arrecho

Biocomponente	Unidad	Camote morado *	Camote arrecho *	Promedio**
Poder antioxidante	mg/100 mL	85,57 ± 8,23	72,23 ± 4,43	78,90
Flavonoides	mg/100 mL	74,92 ± 11,42	53,62 ± 5,84	64,27
Antocianinas	mg/100 mL	41,36 ± 3,34	22,99 ± 4,13	32,17
Polifenoles	mg/100 mL	120,80 ± 14,90	72,30 ± 11,90	96,55

* Valores promedio de 3 repeticiones ** Valores promedio de los genotipos

3.2.8.2 Contenido de flavonoides

El contenido promedio de flavonoides del extracto líquido crudo de cada genotipo, es presentado en la Tabla 7.

El contenido de flavonoides fue homogéneo entre repeticiones de un mismo genotipo, en las muestras del extracto líquido crudo de camote morado se distingue un mayor contenido de flavonoides como característica propia de ese genotipo. En la investigación de Ramos *et al.*, (2009), se obtuvo un valor de flavonoides de 27,63 mg/100 g de materia seca en papa morada. En los extractos líquidos de camote, se obtuvo un valor promedio de 30,94 mg/100 mL que es mucho mayor si se toma en cuenta el contenido de agua de los extractos líquidos. Los resultados para cada tratamiento son presentados en el Anexo XVI.

3.2.8.3 Contenido de antocianinas

El contenido promedio de antocianinas del extracto líquido crudo de los dos genotipos de camote se presenta en la Tabla 7. El contenido de antocianinas en el camote morado fue mayor que en el camote arrecho, esta diferencia ($p \leq 0,05$) se explica por la coloración púrpura intensa que presentan las raíces del genotipo morado, en comparación al color crema con pigmentaciones rosadas de las raíces del camote arrecho.

En la investigación de Ramos *et al.*, (2009), en papa morada se obtuvieron valores de antocianinas de 21,5 mg/100 g de materia seca. En comparación con los valores obtenidos en los extractos líquidos de camote, en promedio 8,04 mg/100 mL, se explica la diferencia de concentraciones, al tratarse de una fracción del camote, como lo es la parte líquida, sin tomar en cuenta la fracción sólida. Los resultados para cada tratamiento se encuentran en el Anexo XVI.

3.2.8.4 Contenido de polifenoles

El contenido de polifenoles se determinó para cada genotipo, los resultados se presentan en la Tabla 7.

Las muestras de extracto líquido de camote morado presentan una mayor concentración de polifenoles en relación con las muestras de camote arrecho, esto debido a la coloración púrpura de las raíces de este genotipo. Las variaciones en las concentraciones de polifenoles de un mismo cultivar se deben a la diferente coloración de una raíz a otra dentro de una misma extracción. Los niveles obtenidos de polifenoles, en las muestras de extracto líquido de camote morado y camote arrecho fueron de 120,8 y 72,3 mg/100 mL, respectivamente. Al comparar los niveles de polifenoles del camote, con los niveles reportados en la investigación de Quilca (2007), sobre caracterización de papas nativas, cuyos valores están en el intervalo de 145,10 mg hasta 17,67 mg en 100 gramos de puré de papa. Se puede notar, que el camote tiene una concentración de polifenoles de las más altas, incluso solo una fracción del camote como es el extracto líquido, en relación con las especies de papas nativas, que en este caso son el alimento más cercano para realizar una comparación. Los resultados de los análisis de polifenoles se encuentran en el Anexo XVI.

3.3 HIDRÓLISIS ENZIMÁTICA DEL ALMIDÓN RESIDUAL EN EL EXTRACTO LÍQUIDO

3.3.1 PRUEBAS PRELIMINARES

El tiempo más adecuado para hidrolizar el almidón residual en los extractos líquidos de camote se encuentra entre 40 a 50 min a una concentración de 0,05 % (v/p) de enzima. Se obtuvieron estas condiciones de las pruebas preliminares realizadas para definir la concentración de la enzima y el tiempo de hidrólisis, del almidón residual presente en el extracto líquido, de muestras de camote, los datos obtenidos se muestran en el Anexo VIII.

En la Tabla 8, se muestran las variables independientes con los rangos de significancia entre niveles experimentados, evaluados mediante el contenido de sólidos solubles (°Brix) del extracto líquido de las muestras de camote morado y arrecho. A estos niveles experimentales, se tiene mayor incremento de sólidos solubles (°Brix), en el extracto líquido, como resultado de la hidrólisis del almidón residual.

Los promedios del contenido de sólidos solubles, obtenidos con la prueba de rangos múltiples de Tukey ($p \leq 0,05$), muestran una mayor concentración en las pruebas realizadas con enzima Termamyl en una proporción del 0,05 % v/p. Las cantidades de enzima evaluadas son las utilizadas en el trabajo experimental reportado por Johnson *et al.* 2009, para hidrolizar muestras de almidón de yuca y camote con enzima Termamyl.

Respecto al tiempo para hidrolizar el almidón residual del extracto líquido, entre 40 y 50 min no existe diferencia significativa ($p \geq 0,05$) en los promedios de contenido de sólidos solubles alcanzados. Se puede notar que la concentración de sólidos solubles aumenta con relación al aumento del tiempo de hidrólisis del almidón residual y llega a valores estadísticamente similares en los tiempos de 40 y 50 min.

Tabla 8. Prueba de rangos múltiples de Tukey 0,05 % para concentración de sólidos solubles en el extracto líquido en función de la concentración de enzima y el tiempo de hidrólisis del extracto líquido de los dos genotipos de camote

Variables independientes	Sólidos solubles (°Brix)	Orden por rango
Concentración de enzima (% v/p)		
0,02	14,43 ± 2,62	a
0,05	14,60 ± 2,64	b
Tiempo (min)		
20	14,22 ± 2,85	a
30	14,42 ± 2,85	b
40	14,70 ± 2,88	c
50	14,72 ± 2,91	c

Letras diferentes por columna indican diferencia significativa (Tukey al 5 %)

En la Figura 10, se observa que en los tiempos de 40 y 50 min se obtiene la mayor concentración de sólidos solubles de las pruebas realizadas. De acuerdo con estas pruebas preliminares, 40 min son suficientes para hidrolizar el almidón residual y obtener en promedio mayor contenido de sólidos solubles (°Brix) en el extracto líquido de camote.

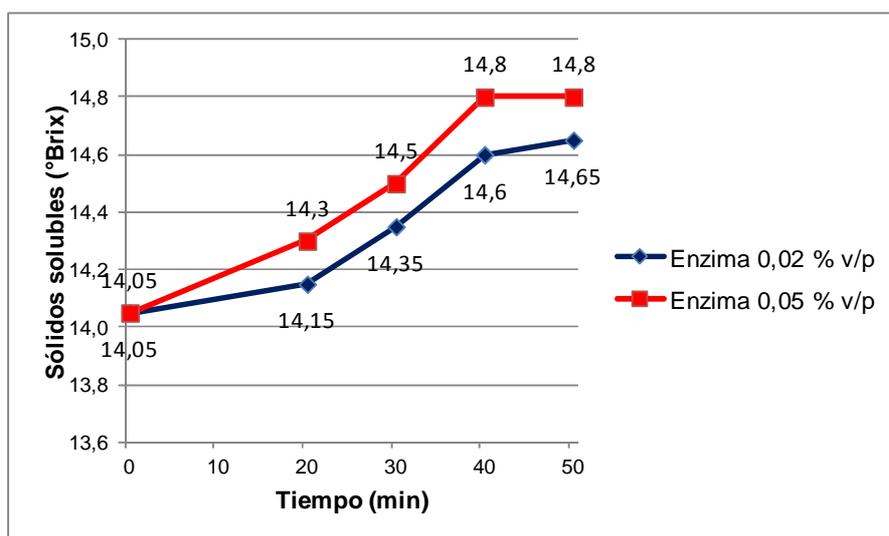


Figura 10. Incremento de sólidos solubles en el extracto líquido de camote morado y arrecho por efecto del tiempo de hidrólisis del almidón residual a dos concentraciones de enzima

3.3.2 EFECTO DEL pH Y LOS GENOTIPOS DE CAMOTE SOBRE LA HIDRÓLISIS DEL ALMIDÓN RESIDUAL

La influencia del pH (pH natural del jugo y ajustado al valor óptimo para la acción de la Termamyl, pH 6,5) y los genotipos (morado y arrecho) sobre la hidrólisis del almidón residual contenido en el extracto líquido del camote se evaluaron con los niveles de sólidos solubles y conductividad eléctrica de las tres repeticiones para los cuatro tratamientos presentados en la Tabla 9. En adición a estos resultados, las mediciones de pH en el líquido hidrolizado muestran que los niveles considerados para los tratamientos experimentales, se mantienen sin variación. En el Anexo XVII se muestran los valores para cada tratamiento y repetición.

Tabla 9. Valores promedio de sólidos disueltos, pH y conductividad eléctrica en los extractos hidrolizados

Tratamiento	Sólidos solubles (°Brix)*	pH*	Conductividad eléctrica (mS/cm)*
pH natural, camote morado	11,2 ± 0,1	5,80 ± 0,1	14,6 ± 0,6
pH ajustado 6,5, camote morado	11,8 ± 1,4	6,40 ± 0,1	15,0 ± 0,6
pH natural, camote arrecho	10,1 ± 0,5	6,00 ± 0,1	13,0 ± 1,0
pH ajustado 6,5, camote arrecho	10,5 ± 0,6	6,50 ± 0,0	13,5 ± 1,6

* Valores promedio de 3 repeticiones

3.3.3 CARACTERIZACIÓN DEL EXTRACTO LÍQUIDO HIDROLIZADO

3.3.3.1 Caracterización funcional

En la Tabla 10, se muestran los valores obtenidos de los análisis funcionales realizados en los extractos líquidos hidrolizados en los genotipos de camote morado y arrecho.

Tabla 10. Caracterización funcional de los extractos hidrolizados

Tratamiento	Caracterización funcional			
	Poder antioxidante (mg/100 mL)*	Antocianinas (mg/100 mL)*	Flavonoides (mg/100 mL)*	Polifenoles (mg/100 mL)*
pH natural, camote morado	50,17 ± 13,71	23,74 ± 4,41	30,46 ± 3,91	42,34 ± 4,29
pH ajustado 6,5, camote morado	61,48 ± 12,22	25,53 ± 5,86	29,68 ± 7,55	47,23 ± 10,54
pH natural, camote arrecho	57,89 ± 1,16	9,67 ± 2,09	25,02 ± 4,98	43,81 ± 1,88
pH ajustado 6,5, camote arrecho	50,72 ± 12,33	10,47 ± 1,88	25,95 ± 6,53	42,52 ± 8,20

* Valores promedio de 3 repeticiones

Los niveles de los compuestos funcionales disminuyeron, con relación a los resultados obtenidos en el líquido crudo que se presentaron en la Tabla 7. La posible causa es la separación de mucílago del líquido provocada por la hidrólisis, en este mucílago se pudo arrastrar una cantidad de compuestos funcionales. Otra posible causa es la desnaturalización de los compuestos antioxidantes por el tratamiento térmico al que se somete el extracto líquido para obtener miel de camote, como se determinó en el trabajo de Huang *et al.* (2006). En el Anexo XVIII se presentan los datos de la caracterización funcional de los extractos líquidos hidrolizados para cada repetición.

3.3.3.2 Determinación de color

Los resultados obtenidos se muestran en la Tabla 11. Se distingue una disminución en los valores de color en relación con los valores de los extractos líquidos crudos, que se detalla a continuación. De la misma manera que la disminución en los valores de los agentes funcionales, la posible causa es el arrastre de los compuestos de color por el mucílago que se separa del líquido como efecto del tratamiento de hidrólisis. En el Anexo XIX se presentan los datos de color para los extractos líquidos hidrolizados de camote en cada repetición.

Tabla 11. Valores promedio de las tres repeticiones de color de los extractos hidrolizados de camote de las mediciones de absorbancia a 420, 533 y 700 nm

Tratamiento	Color			
	Densidad de color total	Color de antocianinas	Color polimérico	Densidad del color de los taninos %
pH natural, camote morado	2,16 ± 0,08	0,32 ± 0,10	1,67 ± 0,30	77,31 ± 11,89
pH ajustado 6,5, camote morado	2,61 ± 0,22	0,36 ± 0,07	1,95 ± 0,14	76,81 ± 10,45
pH natural, camote arrecho	1,91 ± 0,86	0,27 ± 0,03	1,55 ± 0,75	77,16 ± 8,74
pH ajustado 6,5, camote arrecho	2,05 ± 0,67	0,29 ± 0,03	1,65 ± 0,53	82,58 ± 5,12

* Valores promedio de 3 repeticiones

3.3.4 SELECCIÓN DE TRATAMIENTOS PARA ELABORACIÓN DE MIEL

Los resultados obtenidos del contenido de sólidos solubles, con la prueba de Tukey ($p \leq 0,05$) de rangos múltiples, muestran una mayor concentración de sólidos solubles (Brix) en los tratamientos con pH ajustado a 6,5, de la misma manera se tiene una mayor concentración de sólidos solubles en los tratamientos del genotipo morado.

Mediante el análisis de varianza, que se muestra en el Anexo XX, se identificaron los tratamientos con mayor contenido de sólidos solubles en los extractos líquidos hidrolizados. Del análisis de varianza se concluye que, la variable pH tiene un efecto significativo en el nivel de sólidos solubles ($p \leq 0,05$), la variable genotipo presenta igualmente un efecto significativo en el nivel de sólidos solubles; por lo observado se escogieron los tratamientos ajustados a pH 6,5, de cada genotipo, para la elaboración de la miel.

En la Tabla 12, se muestran las variables de estudio (pH y genotipo), con los rangos de significación en función del contenido de sólidos disueltos en los extractos hidrolizados de camote morado y arrecho.

Tabla 12. Prueba de rangos múltiples de Tukey 0,05 % para la concentración de los sólidos disueltos y la conductividad eléctrica, en función del tratamiento en los extractos hidrolizados

Nivel	Sólidos solubles	Orden por rango*	Conductividad eléctrica	Orden por rango*
Media Total	11,00		14,03	
pH				
a0: pH natural	10,18	a	13,60	a
a1: pH ajustado 6,5	11,81	b	14,47	a
Genotipo				
b0: morado	11,80	a	15,04	a
b1: arrecho	10,20	b	13,03	b

*Media (n=12)

Letras diferentes por columna indican diferencia significativa (Tukey al 5 %)

En el Anexo XXI, se muestra el análisis de varianza de la conductividad eléctrica en función del pH y el genotipo, de este análisis se puede notar que el pH no tiene un efecto significativo ($p \geq 0,05$) en la conductividad eléctrica de los distintos tratamientos. Por otro lado, la variable genotipo sí presenta un efecto significativo ($p \leq 0,05$) en la conductividad eléctrica de los extractos líquidos hidrolizados de camote, esto se debe a las características de las raíces de cada genotipo.

3.4 ELABORACIÓN DE LA MIEL

En función de las pruebas experimentales, los tratamientos seleccionados para la elaboración de la miel corresponden al de pH ajustado a 6,5, en los extractos líquidos de los dos genotipos.

En la Figura 11 se presenta el aumento promedio de los sólidos solubles en función del tiempo, de los dos tratamientos. Se puede notar, que, el extracto líquido hidrolizado del tratamiento del camote morado, contiene una mayor cantidad de sólidos solubles al inicio de la evaporación. Esto explica la mayor concentración de sólidos solubles, durante el proceso de evaporación, en comparación con la curva perteneciente al extracto líquido hidrolizado de camote

arrecho. En la parte final de la curva de concentración, también se observa que el tratamiento del camote morado alcanza los 65 °Brix unos 2 min antes que el tratamiento del camote arrecho. Aparentemente, el mayor contenido inicial de sólidos solubles, en el extracto hidrolizado del tratamiento del camote morado, ha contribuido para que el tiempo de evaporación sea menor que el requerido para el tratamiento de camote arrecho.

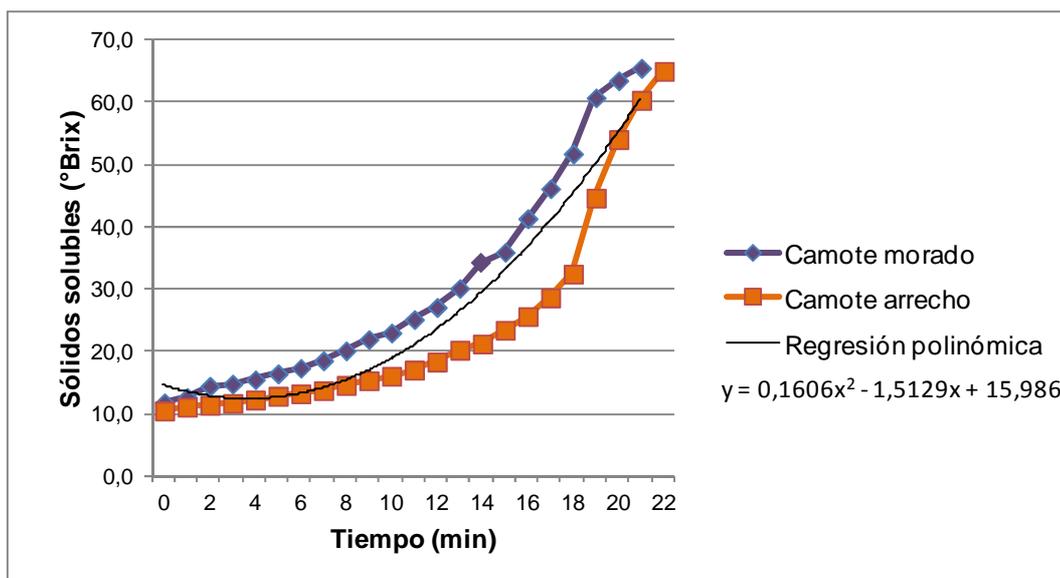


Figura 11. Incremento de sólidos solubles (°Brix) en función del tiempo de evaporación para elaboración de la miel de camote

De acuerdo con las condiciones escogidas, en el Anexo IX, se reportan los resultados de la concentración de los extractos líquidos hidrolizados hasta alcanzar los 65 °Brix, en función del tiempo de evaporación.

Las curvas de sólidos solubles versus tiempo de los dos tratamientos analizados siguen una misma tendencia que se ajusta al modelo de regresión simple inverso de Y, mostrado en las ecuaciones [2] y [3] para los tratamientos del camote morado y arrecho, respectivamente:

$$^{\circ}Brix = \frac{1}{(0,0753511 - 0,0031032 * tiempo)} \quad [2]$$

$$^{\circ}\text{Brix} = \frac{1}{(0,0963208 - 0,00367366 * \text{tiempo})} \quad [3]$$

En el caso de la curva de concentración de sólidos solubles del tratamiento del camote morado se tuvo un coeficiente de regresión de 99,27 %, que muestra el porcentaje de los datos de sólidos solubles que se ajustan al modelo inverso de Y, y, un coeficiente de correlación de 0,9963, que indica una relación fuerte entre las variables. Con el tratamiento del camote arrecho, se obtuvo un coeficiente de regresión de 99,21 %, que muestra el porcentaje de los datos de sólidos solubles que se ajustan al modelo inverso de Y, y un coeficiente de correlación de 0,9960, que indica una relación fuerte entre las variables de sólidos solubles del tratamiento del camote arrecho y el tiempo.

3.5 CARACTERIZACIÓN FUNCIONAL, QUÍMICA Y REOLÓGICA DE LA MIEL

3.5.1 CARACTERIZACIÓN FUNCIONAL

3.5.1.1 Poder antioxidante

El poder antioxidante se determinó en las mieles de los dos genotipos, la del camote morado y la del camote arrecho. Las muestras tienen concentraciones similares de poder antioxidante, no presentan diferencias significativas ($p \geq 0,05$). Los resultados se muestran en la Tabla 13.

Tabla 13. Análisis funcionales en las mieles de camote morado y arrecho

Análisis funcional	Unidades	Miel	
		Camote morado *	Camote arrecho *
Poder antioxidante	mg/100 mL	639,61 ± 32,07	562,91 ± 8,74
Flavonoides	mg/100 mL	143,38 ± 12,85	114,94 ± 0,98
Antocianinas	mg/100 mL	160,29 ± 13,19	83,11 ± 2,39
Polifenoles	mg/100 mL	618,69 ± 64,75	449,53 ± 89,10

* Valores obtenidos por duplicado

En la Figura 12, se muestra el cambio en la concentración del poder antioxidante, durante el proceso de elaboración de las mieles de camote morado y arrecho.

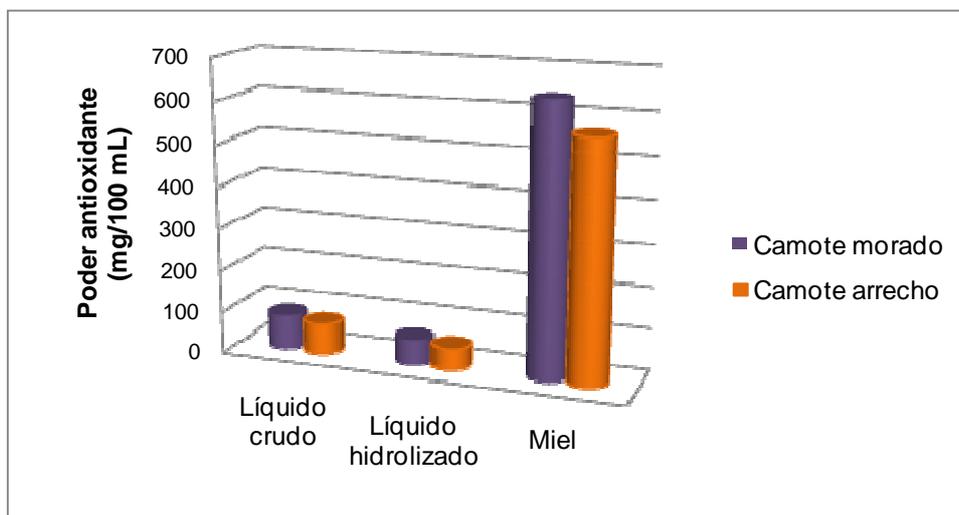


Figura 12. Concentración del poder antioxidante en el extracto líquido crudo, el extracto hidrolizado y la miel, de los genotipos de camote morado y arrecho

Se distingue un aumento en la concentración del poder antioxidante, desde la concentración en los extractos líquidos, hasta la concentración en las mieles. Para la elaboración de la miel de camote se evaporó el agua hasta conseguir, aproximadamente, la quinta parte del volumen inicial de los extractos líquidos, esto explica el aumento en la concentración del poder antioxidante. Otra causa del aumento en la concentración del poder antioxidante es el tratamiento térmico, que provoca alteraciones en los compuestos de color de las mieles de los dos genotipos estudiados.

3.5.1.2 Contenido de flavonoides

En la Figura 13 se muestra la concentración de los flavonoides. Se nota una disminución en la concentración de los extractos líquidos hidrolizados, en comparación con los extractos líquidos crudos, como ya se dijo antes.

El contenido de flavonoides, en la miel correspondiente al camote morado fue de 143,38 mg/100 mL. Existen diferencias significativas ($p \leq 0,05$), al comparar el valor de flavonoides en la miel de camote arrecho que fue de 114,94 mg/100 mL. El balance de masa, demuestra que los niveles de flavonoides en las mieles fueron aproximadamente 7 y 5 veces mayores, que en los extractos líquidos hidrolizados de camote morado y arrecho respectivamente. Esto se explica, por el efecto del tratamiento térmico, en los compuestos de color presentes en cada extracto líquido. Los resultados se presentan en la Tabla 13.

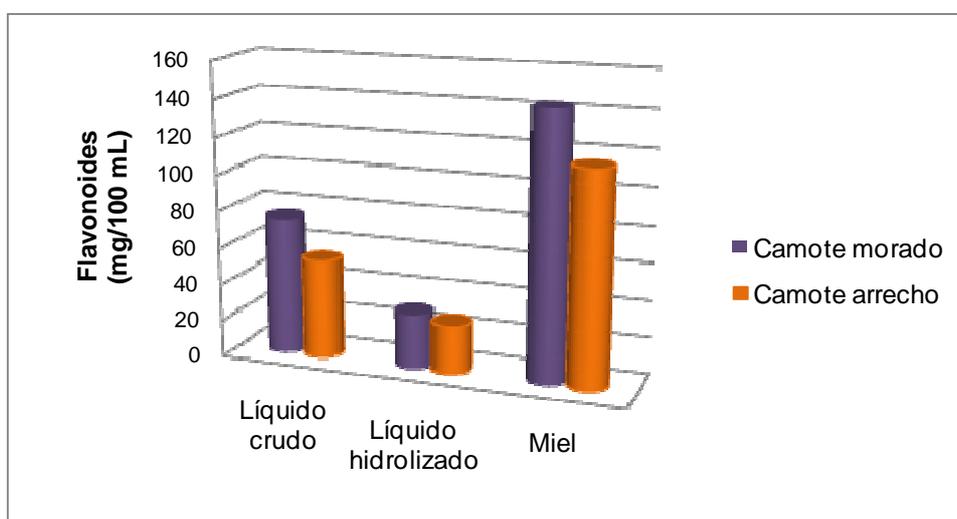


Figura 13. Concentración de flavonoides en el extracto líquido crudo, el extracto hidrolizado y la miel, de los genotipos de camote morado y arrecho

3.5.1.3 Contenido de antocianinas

Los niveles de antocianinas en las mieles tienen diferencias significativas ($p \leq 0,05$) de un genotipo a otro, la miel de camote morado contiene una concentración de casi el doble que la miel del camote arrecho. Esta diferencia se justifica por el contenido de antocianinas de los extractos líquidos, el camote morado muestra una mayor concentración de antocianinas, que se distingue en el color púrpura de las raíces. Los resultados se presentan en la Tabla 13.

En la Figura 14, se expone las concentraciones de antocianinas, durante las etapas para la elaboración de la miel de camote de los dos genotipos estudiados. Los altos niveles de antocianinas mostrados en la miel de camote morado, en comparación a la miel de camote arrecho, son efecto del contenido inicial de antocianinas de cada genotipo. El balance de masa demuestra una concentración de antocianinas 8 veces mayor en las mieles que en los extractos líquidos hidrolizados, esto se debió a la evaporación de los extractos líquidos, y posiblemente es efecto del tratamiento térmico, el mismo que forma otros componentes de color en las mieles de camote.

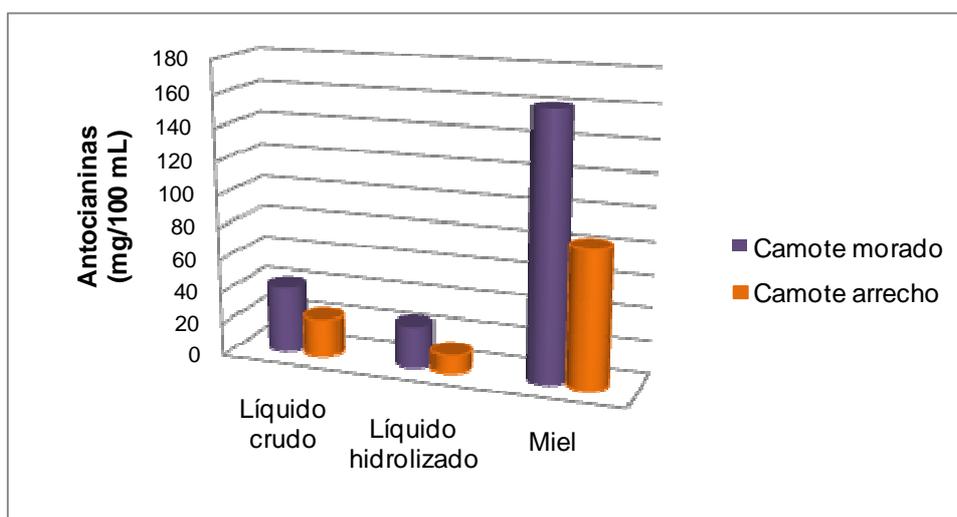


Figura 14. Concentración de antocianinas en el extracto líquido crudo, el extracto líquido y la miel, de los genotipos de camote morado y arrecho

3.5.1.4 Contenido de polifenoles

El contenido de polifenoles presenta una diferencia significativa ($p \leq 0,05$) entre la miel de camote morado y la miel de camote arrecho. Esta diferencia se debe a las características propias de cada genotipo. Los resultados se presentan en la Tabla 13. La Figura 15 muestra los niveles de polifenoles, en los extractos líquidos crudo e hidrolizado, así como en la miel de cada genotipo de camote.

El balance de masa del contenido de polifenoles mostró que, los niveles de polifenoles en las mieles de ambos genotipos, son 13 y 10 veces la concentración de polifenoles en los extractos líquidos hidrolizados de camote morado y arrecho respectivamente. Los altos niveles de polifenoles en las mieles, pueden ser efecto de un cambio de color de los pigmentos presentes en los extractos líquidos de camote, los procesos de caramelización también pueden ser causantes de variaciones en el color de la miel, los que distorsionan el balance de masa tomando en cuenta la cantidad de agua evaporada para la elaboración de la miel (Jiménez *et al.*, 2004).

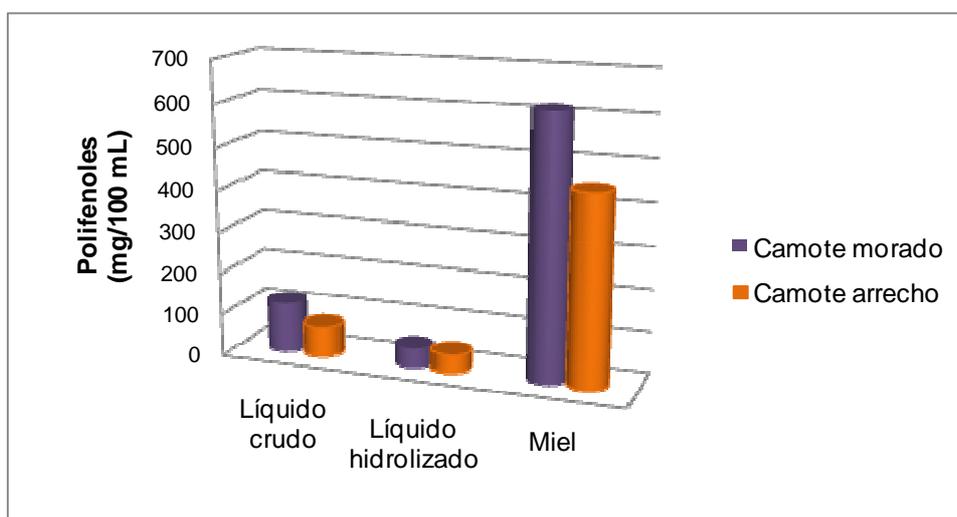


Figura 15. Concentración de polifenoles en el extracto líquido crudo, el extracto hidrolizado y la miel, de los genotipos de camote morado y arrecho

3.5.2 COLOR

Los valores obtenidos en las pruebas de color, realizadas en las mieles correspondientes a cada genotipo, se presentan en la Tabla 14.

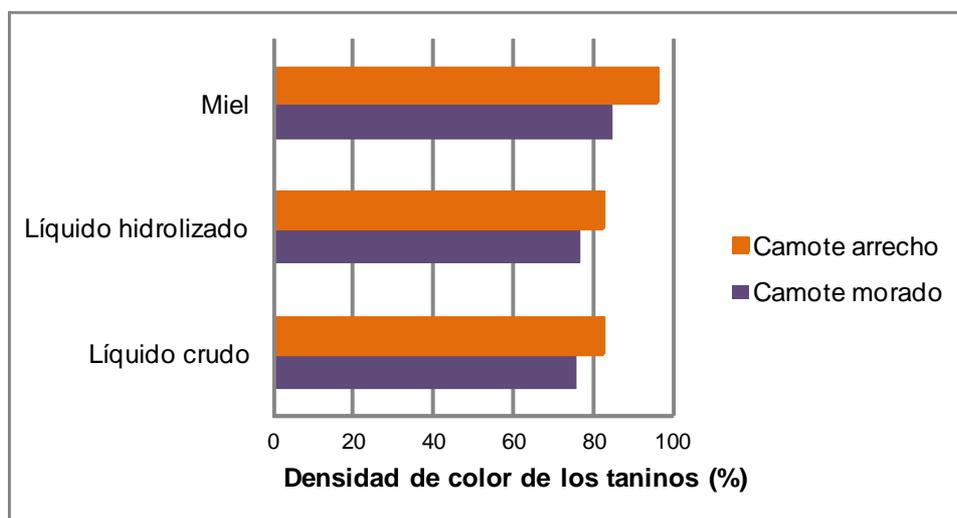
Los datos obtenidos en la densidad de color total, no muestran diferencias significativas ($p \geq 0,05$) entre las dos mieles. Por otro lado, en el color de antocianinas y en el color polimérico, si se encuentran diferencias significativas.

Tabla 14. Determinación de la coloración de las mieles de camote morado y arrecho

Pruebas de Color	Valores de color	
	Camote morado *	Camote arrecho *
Densidad de color total	5,07 ± 0,24	4,76 ± 0,26
Color de antocianinas	0,32 ± 0,09	0,27 ± 0,04
Color polimérico	4,29 ± 0,12	4,71 ± 0,05
Densidad del color de los taninos %	84,80 ± 1,65	96,27 ± 0,58

* Valores obtenidos por duplicado

La miel del camote morado, tuvo un valor de color de antocianinas 17 % mayor a la de camote arrecho. De la misma manera, la miel de camote arrecho, tuvo un valor de color polimérico mayor en un 10 % al valor del camote morado. Esto explica el mayor porcentaje de densidad del color de los taninos de la miel de camote arrecho, como se representa en la Figura 16. Desde el extracto líquido crudo se puede notar la diferencia en el porcentaje de color de los taninos, entre los dos genotipos experimentales.

**Figura 16.** Porcentaje de la densidad de color de los taninos en el extracto líquido crudo, el extracto hidrolizado y la miel, de los genotipos de camote morado y arrecho

En la Figura 17 se representa la tonalidad por el color de antocianinas en los dos genotipos.

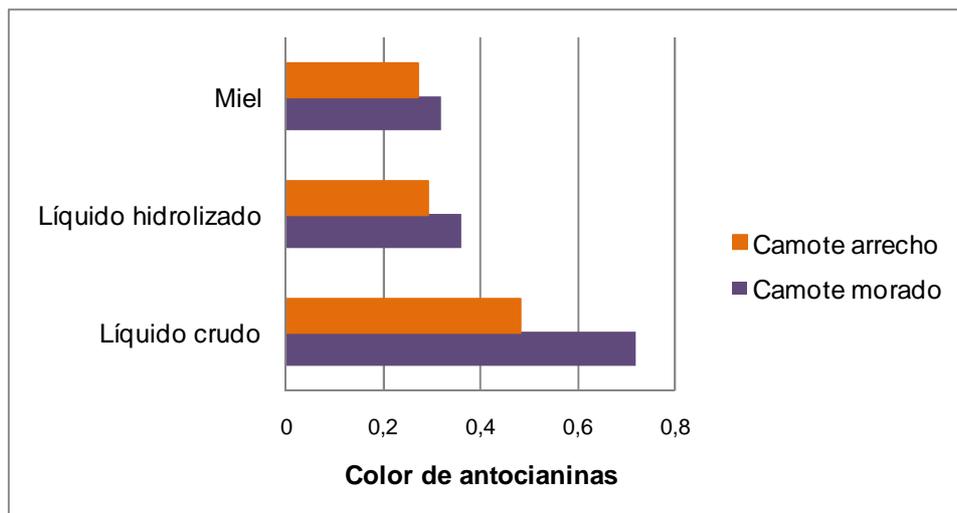


Figura 17. Porcentaje de color de antocianinas en el extracto líquido crudo, el extracto hidrolizado y la miel, de los genotipos de camote morado y arrecho

Se distingue que el color de antocianinas, es mayor en los extractos líquidos y la miel de camote morado, que en los extractos líquidos y la miel de camote arrecho. El genotipo morado obtuvo valores de color de antocianinas, en el extracto líquido, mayores en un 40 % al nivel de color de antocianinas, del extracto líquido del genotipo arrecho. En el extracto hidrolizado, el camote morado obtuvo un valor mayor en un 24 %, con respecto al camote arrecho. En las mieles, la del camote morado superó en color de antocianinas, a la miel de camote arrecho en un 17 %.

3.5.3 CARACTERIZACIÓN QUÍMICA

3.5.3.1 Contenido de sólidos solubles

El contenido de sólidos solubles, de las muestras de miel de camote de los dos tratamientos, está en 65 Brix, porque se fijó este valor como punto final del proceso de evaporación del extracto líquido hidrolizado. En la Figura 18 se observa el contenido de sólidos solubles durante las etapas para la elaboración de la miel.

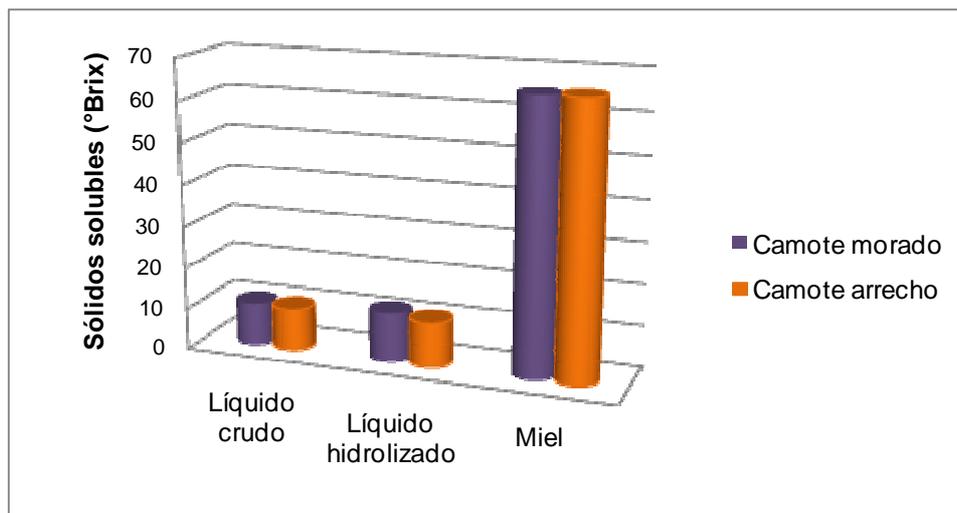


Figura 18. Contenido de sólidos solubles en el extracto líquido crudo, el extracto hidrolizado y la miel, de los genotipos de camote morado y arrecho

3.5.3.2 Actividad de agua

La actividad de agua de las muestras de miel de camote de los tratamientos seleccionados se presenta en la Tabla 15. Los valores de actividad de agua están en el promedio de 0,80. Las variaciones entre repeticiones se deben al proceso de evaporación de los extractos líquidos para la elaboración de la miel, el contenido de sólidos totales también puede interferir en la actividad de agua así como las posibles impurezas presentes, según se indica en la investigación de Takano (2005), los valores de actividad de agua presentados para la miel de maple, que se obtiene por un método de evaporación al igual que la miel de camote, están entre 0,84 y 0,85. De la misma manera, en la investigación de Jurado y Sarzosa (2009), se presenta una actividad de agua de 0,81 en la miel de cabuya, la misma que se obtiene al concentrar, el aguamiel de ésta planta mediante evaporación.

La actividad de agua en un alimento es un factor importante en el control de microorganismos, es recomendable tener una actividad de agua lo suficientemente baja para evitar efectos patógenos. La mayoría de bacterias que causan deterioro en el producto, no crecen con una actividad de agua por debajo

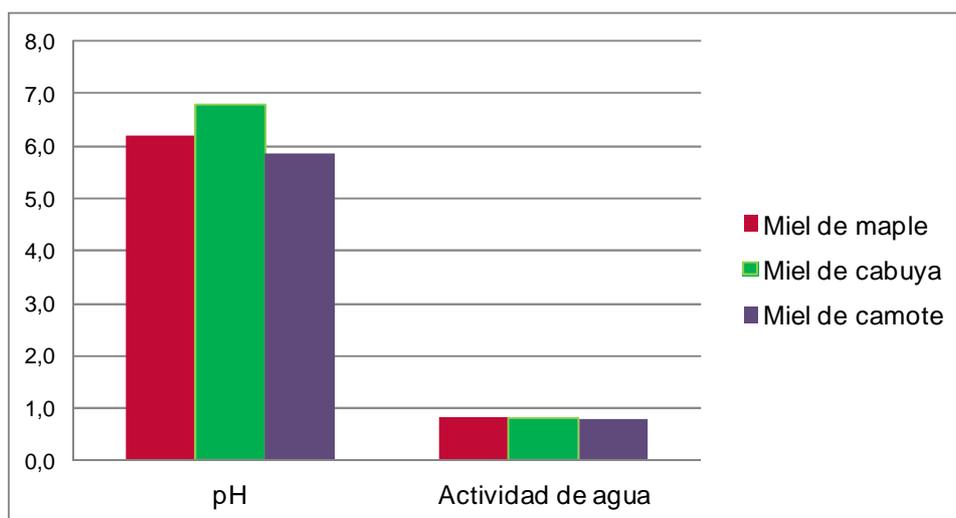
de 0,91. Los microorganismos que pueden encontrarse en alimentos azucarados son los mohos y levaduras, pueden crecer hasta con una actividad de agua de 0,61 en el mejor de los casos, sin embargo, la mayoría de mohos y levaduras que deterioran los alimentos, no crecen por debajo de una actividad de agua promedio de 0,85 (Takano, 2005), lo que indica que es poco probable que microorganismos dañinos crezcan en la miel de camote.

Tabla 15. Valores de pH, acidez, azúcares invertidos y sólidos solubles en la miel de los genotipos de camote morado y arrecho

Parámetros de análisis	Unidades	Miel		Promedio**
		Camote morado	Camote arrecho	
Actividad de agua		0,79 ± 0,03	0,81 ± 0,01	0,80
pH		5,8 ± 0,2	5,9 ± 0,1	5,85
Acidez	mL NaOH (0,1 N)	14,6 ± 0,2	15,2 ± 1,0	14,9
Azúcares invertidos	g/100 mL	11,14 ± 0,70	9,84 ± 0,43	10,49
Sólidos solubles	%	66,78 ± 0,15	66,02 ± 0,13	66,40

* Valores obtenidos por duplicado ** Valores promedio de los genotipos

En la Figura 19 se muestra la actividad de agua y el pH en las mieles de maple, de cabuya y de camote.



Fuente: Takano, 2005; Jurado y Sarzosa 2009

Figura 19. Actividad de agua y pH en las mieles de: maple, cabuya y camote

3.5.3.3 pH de las mieles

El pH promedio para las mieles de ambos genotipos es de 5,85. En la Tabla 15 se muestran los valores de pH de la miel de camote morado y arrecho.

La investigación de Takano, (2005), indica un pH promedio de 6,60 en mieles de maple, el mismo que se ve afectado por el contenido de sales de calcio y magnesio y por la presencia de ácido málico. En el trabajo de Jurado y Sarzosa (2009), se presenta un pH de 6,80 para la miel de cabuya, el mismo que se explica por la pérdida de ácidos volátiles durante la concentración, estos ácidos pueden ser propios o producidos por la ligera fermentación que sufre el aguamiel antes de ser procesada. Las mieles de camote, de maple y de cabuya comparten contenidos de minerales, de la misma manera, pueden sufrir fermentaciones al inicio del proceso y finalmente son elaboradas mediante concentración, lo que explica los niveles similares de pH.

3.5.3.4 Acidez

Los niveles de acidez se midieron para cada miel, correspondientes a cada genotipo de camote, morado y arrecho, respectivamente. En la Tabla 15 se muestran los datos obtenidos, la miel de camote morado presentó un valor de acidez igual a 14,6 mL NaOH (0,1 N), la miel de camote arrecho tuvo un valor de acidez de 15,2. Las pequeñas variaciones no son significativas y son producto del proceso de elaboración de la miel.

3.5.3.5 Determinación de los azúcares invertidos y sólidos solubles

Los azúcares invertidos se midieron en las mieles de camote morado y camote arrecho. En la Tabla 15 se muestran los valores de azúcares invertidos que son de 11,14 % para la miel de camote morado y de 9,84 % para la miel de camote arrecho, no existen diferencias significativas entre genotipos. En la miel de

camote morado y la miel de camote arrecho se obtuvieron los valores de sólidos solubles 66,78 % y 66,02 % respectivamente. En la Figura 20 se presentan los valores de sólidos solubles en las mieles de: maple, camote y cabuya. La miel de maple tiene el mayor contenido de sólidos solubles de las tres mieles, 66,90 % (Takano, 2005), le sigue la miel de camote con un 66,40 % y la de menor contenido de sólidos solubles es la de cabuya, con 65,00 % (Jurado y Sarzosa 2009).

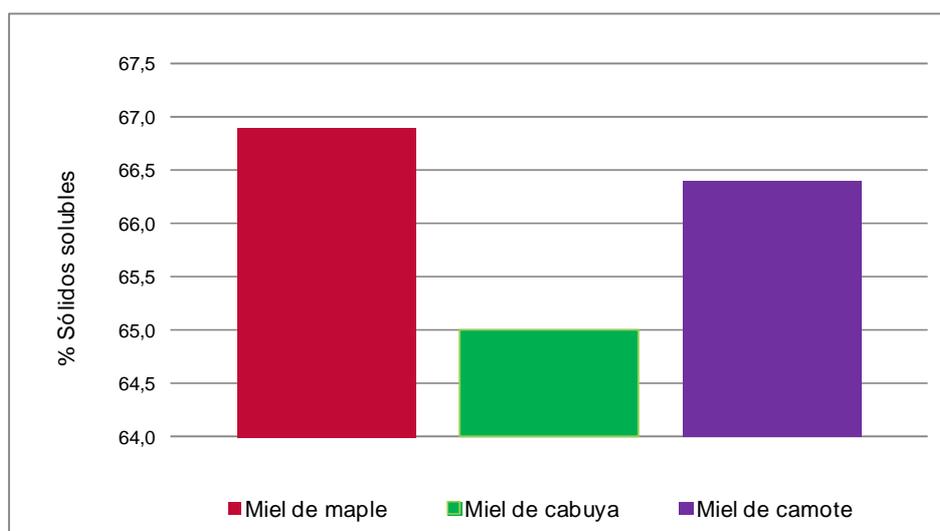


Figura 20. Porcentaje de sólidos solubles en las mieles de: maple, cabuya y camote

3.5.3.6 Composición proximal

En las mieles de camote morado y arrecho se realizaron análisis de contenido de proteína, cenizas y humedad. Por las características de la miel, el contenido de proteína no se pudo detectar. En cuanto al porcentaje de cenizas se obtuvo un 8,56 % en la miel de camote morado y un 7,59 % en la miel de camote arrecho. Al comparar con el contenido de cenizas, de la miel de cabuya 6,85 % (Jurado y Sarzosa 2009), se encuentra que la miel de camote tiene mayor contenido de cenizas, lo que puede ser efecto de un mayor contenido de impurezas. El porcentaje de humedad en las mieles de camote morado y arrecho fue de 33,22 % y 33,98 % respectivamente. En la Tabla 16 a continuación se muestran los valores obtenidos.

Tabla 16. Niveles de proteína, cenizas y humedad en las mieles de camote morado y arrecho

Parámetro de análisis	Unidades	Miel	
		Camote morado*	Camote arrecho*
Proteína	%	No detectable	No detectable
Cenizas	%	8,56 ± 0,23	7,59 ± 0,05
Humedad	%	33,22 ± 0,15	33,98 ± 0,13

* Valores obtenidos por duplicado

3.5.3.7 Minerales totales

Los análisis de macro micro elementos realizados en las mieles de camote morado y arrecho se presentan en la Tabla 17. Los niveles de macro elementos variaron entre las mieles de los genotipos morado y arrecho, la concentración de calcio, en la miel de camote morado, fue del doble de la concentración en la miel de camote arrecho. El fósforo en la miel de camote arrecho se encontró en un 22 % más que en la miel de camote morado. El magnesio estuvo en una concentración 30 % mayor, en la miel de camote arrecho, que en la miel de camote morado. La miel de camote morado obtuvo una concentración 25 % mayor de potasio que la miel de camote arrecho. Los micro elementos y el sodio no presentan mayores variaciones entre genotipos, a excepción de manganeso, que se encuentra en la miel de camote arrecho en una concentración 50 % mayor a la concentración de la miel de camote morado.

Tabla 17. Contenido de macro y micro elementos en las mieles de camote morado y arrecho

Miel	Macro elementos					Micro elementos			
	Ca	P	Mg	K	Na	Cu	Fe	Mn	Zn
	%	%	%	%	%	ppm	ppm	ppm	ppm
Morado	0,02	0,30	0,07	4,04	0,53	12	72	4	19
Arrecho	0,01	0,38	0,10	3,26	0,51	12	75	6	22

En las Figuras 21 y 22 se presentan los porcentajes de minerales en las mieles de maple, de cabuya y de camote.

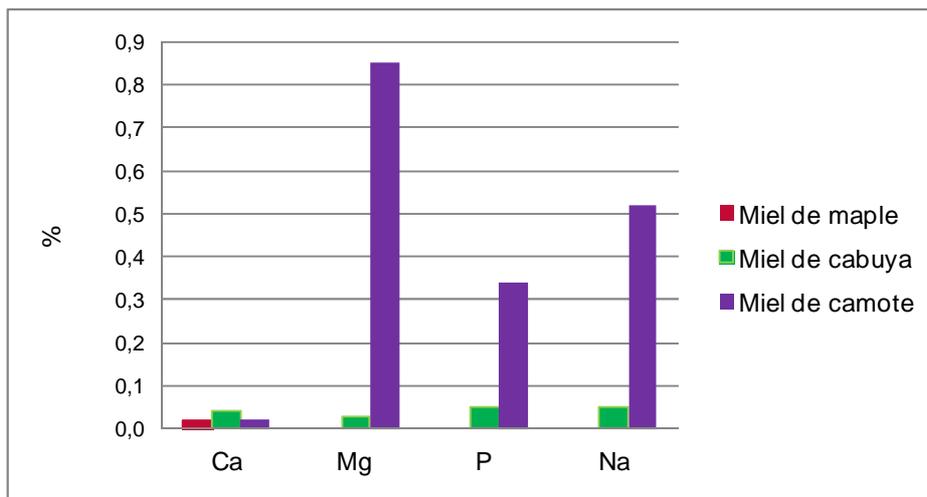


Figura 21. Porcentaje de Mg, P, Ca y Na en las mieles de: maple, cabuya y camote

Al comparar el contenido de minerales de la miel de camote, con la miel de cabuya y la miel de maple, se encuentran considerables diferencias, los niveles de Mg, P, Na y K son mucho más elevados en la miel de camote. La concentración de Mg en la miel de camote, es aproximadamente 28 veces la concentración de Mg en la miel de cabuya. La concentración de P en la miel de camote es, aproximadamente, 6 veces mayor que la concentración de P en la miel de cabuya. La concentración de Na en la miel de camote es, aproximadamente, 10 veces mayor que la concentración de Na en la miel de cabuya.

La concentración de K en la miel de camote es, aproximadamente, 7 veces mayor que la concentración de K en la miel de cabuya, y aproximadamente 100 veces mayor que la concentración de K en la miel de maple. Finalmente, las concentraciones de Ca son semejantes en las mieles de camote y maple, mientras la concentración de Ca en la miel de cabuya es aproximadamente el doble, de las concentraciones de Ca en las mieles de camote y de cabuya.

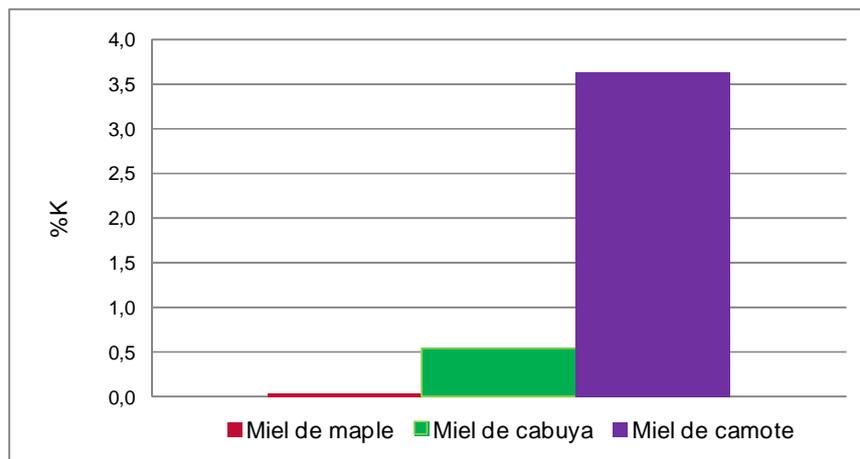


Figura 22. Porcentaje de K en las mieles de: maple, cabuya y camote

3.5.3.8 Azúcares por HPLC

Los datos obtenidos del contenido de azúcares en las mieles de camote morado y arrecho, se presentan a continuación en la Tabla 18.

Tabla 18. Contenido de azúcares en las mieles de camote morado y arrecho

Azúcares	Unidades	Miel	
		Camote morado	Camote arrecho
Glucosa	%	4,80 ± 0,14	4,50 ± 0,14
Fructosa	%	3,65 ± 0,07	3,24 ± 0,09
Sacarosa	%	32,04 ± 0,04	35,72 ± 0,72

Los análisis de azúcares realizados muestran un porcentaje predominante de sacarosa, aproximadamente es 7 veces mayor que los porcentajes de glucosa y fructosa. Esto se debe a la hidrólisis del almidón contenido en el extracto líquido de camote, la enzima hidrolizó el almidón en cadenas más pequeñas como disacáridos, en éste caso la sacarosa. Las concentraciones de glucosa y sacarosa son producto de los niveles propios de éstos azúcares contenidos en las raíces de camote. En la Figura 23 se muestra los porcentajes de fructosa, glucosa y sacarosa, en las mieles de maple, cabuya y camote.

La miel de camote contiene principalmente sacarosa, en comparación con la miel de maple contiene aproximadamente la mitad del porcentaje de sacarosa que ésta, en contraste, comparada con la miel de cabuya, la miel de camote tiene un 10 % más de sacarosa. Los porcentajes de glucosa y fructosa en la miel de camote, comparados con los porcentajes en la miel de maple, son aproximadamente el doble en el caso de la glucosa y alrededor de 5 veces en el caso de la fructosa. La miel de cabuya tiene niveles mucho más altos de fructosa y glucosa en comparación con la miel de camote, el porcentaje de fructosa en la miel de cabuya es, el doble del porcentaje de fructosa en la miel de camote. En cuanto al porcentaje de glucosa en la miel de cabuya, es aproximadamente 13 veces el porcentaje de glucosa en la miel de camote.

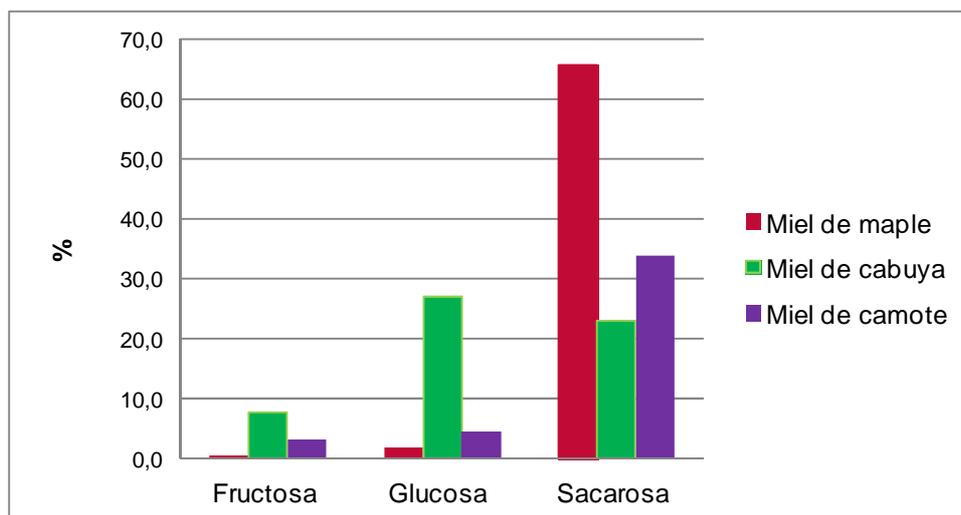


Figura 23. Porcentaje fructosa, glucosa y sacarosa en las mieles de: maple, cabuya y camote

3.5.4 CARACTERIZACIÓN REOLÓGICA

3.5.4.1 Viscosidad

Las mediciones de viscosidad realizadas en el equipo analizador de textura TA-XT2i se pueden observar en la Tabla 19, se muestra la viscosidad en (Pa.s) para las mieles de camote morado y arrecho. Se realizaron cuatro mediciones para

cada miel, que se pueden observar en el Anexo XXIII, junto con la conversión de unidades al sistema internacional.

Tabla 19. Parámetros de viscosidad de las mieles de camote morado y camote arrecho medidos en el analizador de textura TA-XT2i

Miel	Diferencia de presiones $\Delta P(N/m^2)$	Radio interno Jeringuilla $R^4(m^4)$	Longitud desplazada $L(m)$	Caudal Volumétrico (m^3/s)	Viscosidad $Pa.s$
Camote morado *	6 702,70 \pm 208,43	2,95834E-09	0,012	3,9193E-07	1 657,74 \pm 75,63
Camote arrecho *	6 517,23 \pm 472,42	2,95834E-09	0,012	3,9853E-07	1 583,27 \pm 87,61

* Valores obtenidos de 4 repeticiones

La miel de camote morado presentó una viscosidad de 1 657,74 (Pa.s) y la miel de camote arrecho 1 583,27 (Pa.s), no se encontraron diferencias significativas entre genotipos. En promedio, la viscosidad para los dos genotipos es igual a 1 620,50 (Pa.s). En la investigación realizada por Yugsi (2011), se reportan datos de viscosidad, en soluciones con un nivel de sólidos solubles igual a 60 °Brix, medidos en el texturómetro TA-XT2i, iguales a 1 784,89 (Pa.s), 1 654,71 (Pa.s) y 1 026,57(Pa.s), correspondientes a panela, solución de azúcar morena y solución de azúcar blanca, respectivamente. En la Figura 24 se representan los datos de viscosidad, para las soluciones de panela, azúcar morena y azúcar blanca a 60 °Brix y miel de camote.

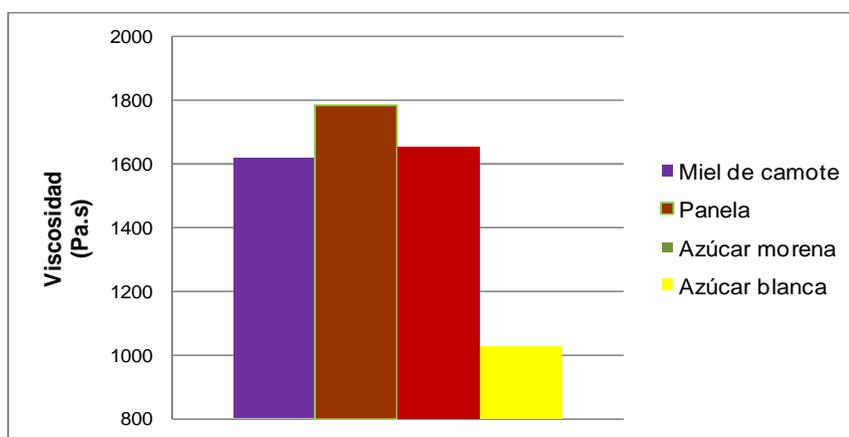


Figura 24. Viscosidad (Pa.s) en miel de camote y soluciones de panela, azúcar morena y azúcar blanca a 60 °Brix

Se observa que la solución de panela es la más viscosa, aproximadamente un 12 % más viscosa con relación a la miel de camote, la posible causa es la falta de purificación de la panela y su mayor contenido de minerales. Con la solución de azúcar morena no hay diferencias en viscosidad. Se distingue claramente una mayor viscosidad de la miel de camote, aproximadamente un 60 %, al compararla con la viscosidad de la solución de azúcar blanca, la posible causa es el mayor grado de purificación de la azúcar blanca.

3.5.4.2 Consistencia

Las medidas de consistencia de las mieles de camote morado y arrecho realizadas en el analizador de textura TA-XT2i se pueden observar en el Anexo XXIV, los resultados obtenidos se muestran en la Tabla 20.

Tabla 20. Mediciones de consistencia de las mieles de camote morado y arrecho con el analizador de textura TA-XT2i

Miel	Parámetros de consistencia			
	Firmeza	Consistencia	Cohesividad	Resistencia al flujo
	(g*)	(g*.s)	(g*)	(g*.s)
Camote morado ^a	18,10 ± 0,33	267,58 ± 9,26	-10,90 ± 0,33	-11,70 ± 1,19
Camote arrecho ^a	17,41 ± 0,28	260,33 ± 5,27	-10,58 ± 0,27	-11,20 ± 0,84

^a Valores obtenidos por duplicado

En el caso de la miel de camote morado, la firmeza fue de 18,10 g* mientras que para la miel de camote arrecho fue de 17,41 g*. En la miel de camote morado se obtuvo una consistencia de 267,58 g*.s mientras que la miel de camote arrecho mostró una consistencia de 260,33 g*.s, no se encontraron diferencias significativas entre genotipos. En promedio, la consistencia para los genotipos es igual a 263,95 g*.s. El texturómetro TA-XT2i también presenta datos de cohesividad que para las mieles de camote morado y arrecho fue de -10,90 y -

10,58 g*, respectivamente. La resistencia al flujo, en la miel de camote fue de -11,70 g*.s, en la miel de camote arrecho fue de -11,20 g*.s.

En la investigación de Yugsi (2011), se presentan datos de consistencia, en soluciones a 60 °Brix de panela, azúcar morena y azúcar blanco, iguales a 247,17 g*.s, 244,78 g*.s y 245,52 g*.s respectivamente. En la Figura 25 se representan los datos de consistencia, para las soluciones de panela, azúcar morena y azúcar blanca a 60 °Brix y miel de camote.

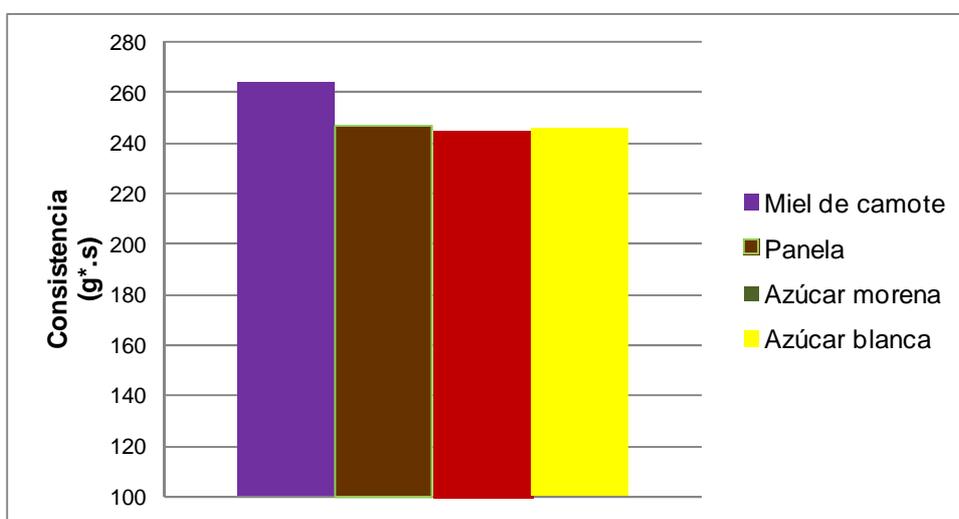


Figura 25. Consistencia (g*.s) en miel de camote y soluciones de panela, azúcar morena y azúcar blanca a 60 °Brix

Se observa que la miel de camote tiene mayor consistencia que las soluciones de panela, azúcar morena y azúcar blanca. La miel de camote se encuentra a 65 °Brix, mientras que las soluciones de panela y azúcares están a 60 °Brix, sin embargo, la diferencia es menor al 10 % con todas las soluciones. El mayor contenido de sólidos solubles de la miel de camote, es la causa de que tenga un mayor valor de consistencia.

4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1 CONCLUSIONES

- Los extractos líquidos de camote demostraron tener niveles de pH y almidón residual sin diferencias significativas ($p \geq 0,05$) entre genotipos. Esto permitió establecer las mismas condiciones en la ejecución de las pruebas experimentales, tanto en el camote morado, como para el camote arrecho.
- El contenido de sólidos solubles en el extracto líquido de camote morado fue de 10,4 °Brix, en el extracto líquido del camote arrecho fue de 10 °Brix, y no se encontraron diferencias significativas entre genotipos ($p \geq 0,05$).
- Los extractos líquidos de camote no presentaron diferencias significativas ($p \geq 0,05$) en el contenido de poder antioxidante, su promedio fue de 78,90 mg/100 mL. El contenido de flavonoides en el extracto líquido del camote morado fue de 74,92 mg/100 mL, mientras que para el camote arrecho fue de 53,62 mg/100 mL. El contenido de antocianinas y polifenoles fueron más altos en el camote morado, 41,36 mg/100 mL y 120,8 mg/100 mL, respectivamente; mientras que, en el extracto líquido del camote arrecho fueron de 22,99 mg/100 mL y 72,3 mg/100 mL, respectivamente.
- Los ensayos preliminares demostraron que la utilización de enzima Termamyl en concentración de 0,05 % v/p permite una mayor conversión de almidón residual en los extractos líquidos de camote, de la misma manera la mayor conversión de almidón se obtuvo en los tiempos de 40 y 50 min, se escogió el tiempo de hidrólisis de 40 min porque representa un ahorro de energía y tiempo en relación a la hidrólisis en 50 min.
- Los tratamientos de hidrólisis, en los que se ajustó el pH a 6,50, presentaron un mayor contenido de sólidos solubles, respecto a los tratamientos no

ajustados, lo que demuestra una mejor conversión del almidón residual, debida a la acción de la enzima en su pH óptimo.

- La miel de camote tuvo en promedio 0,80 de actividad de agua, 5,85 de pH, un contenido de 33,60 % de humedad, 8 % de cenizas, 33 % de sacarosa, mientras que la glucosa y fructosa están en una proporción menor al 10 %.
- El contenido de azúcares y minerales presentes en las mieles no reflejan diferencias significativas ($p \geq 0,05$) entre los dos genotipos de camote, igual que en las pruebas reológicas, de esta manera se demuestra que se puede utilizar cualquiera de estos dos genotipos en el proceso de elaboración de miel.
- La caracterización funcional de las mieles de camote morado y arrecho indicó un mayor contenido de antocianinas (59 %) y polifenoles (31 %) en la miel de camote morado, con relación a la miel de camote arrecho. Los niveles más altos de estos compuestos presentes en el extracto líquido de camote morado son la causa de las diferencias entre las mieles de los dos genotipos de camote.
- Los niveles promedio de Mg, P, Na y K son 0,08 %, 0,34 %, 0,52% y 3,65 %, respectivamente, la presencia de estos minerales puede ser la causa del sabor ligeramente salado en las mieles de camote morado y arrecho.

4.2 RECOMENDACIONES

- La extracción de la parte líquida del camote se puede optimizar al recuperar el líquido residual, mediante un sistema continuo de prensado del extracto sólido.
- Sería importante realizar estudios sobre procesos de almacenamiento y grado

de maduración, que pueden contribuir a la obtención de materia prima con mayor contenido de azúcares, para la elaboración de la miel de camote.

- La caracterización de los extractos líquidos, luego de la extracción, se deben realizar lo antes posible para evitar variaciones en los valores de sus parámetros.
- Se recomienda evaluar los cambios producidos en el extracto líquido de camote por efecto de la refrigeración y el tratamiento térmico, aplicados para inactivar las enzimas responsables del pardeamiento.
- La miel de camote tiene un sabor ligeramente salado, esta característica se puede aprovechar en la elaboración de aderezo para carnes asadas.
- Se pueden analizar las propiedades nutricionales de los desechos del proceso, como las cáscaras del camote para su posible utilización en alimentación animal o para la producción de abono orgánico.

BIBLIOGRAFÍA

1. Achata, A., Fano, H., Goyas, H., Chiang, O. y Andrade, M., 1990, "El camote (batata) en el sistema alimentario del Perú. El caso del valle del Cañete", Centro Internacional de la Papa, Lima, Perú, pp. 31-37.
2. Aguilar, V., Dorantes, L., Pineda, T., Gutiérrez, G., Jaramillo, M. y Alamilla, L., 2003, "Fortificación de camote de pulpa blanca (*Ipomea batatas*) con β -caroteno por medio de impregnación", http://www.smbb.com.mx/congresos%20smbb/puertovallarta03/TRABAJOS/AREA_VI/CARTEL/CVI-30.pdf, (Marzo, 2011).
3. Ahmed, M., Akter, S. y Eun, J., 2010, "Peeling, drying temperatures, and sulphite-treatment affect physicochemical properties and nutritional quality of sweet potato flour", *Food chemistry*, 121(1), 112.
4. Alper, N., Bahceci, K. y Acar, J., 2005, "Influence of processing and pasteurization on color values and total phenolic compounds of pomegranate juice", *Journal of Food Processing and Preservation*, 29 (5), 357.
5. Altman, E., Duque, A. y Acosta, H., 2003, "Maltodextrinas de arroz y su cinética de reacción", <http://www.unicauca.edu.co/biotecnologia/ediciones/vol1/Art15.pdf>, (Diciembre, 2010).
6. Aristizábal, J., Sánchez, T. y Mejía, D., 2007, "Guía técnica para producción y análisis de almidón de yuca", <ftp://ftp.fao.org/docrep/FAO/010/a1028s/a1028s.pdf>, (Mayo, 2011).
7. Association of Official Analytical Chemist (AOAC), 1995, "Methods of analysis of AOAC International", Decimasexta edición, AOAC international, Maryland, Estados Unidos, V1, cap. 44, pp. 8-10, 31-32.

8. Boucher, F. y Muchnick, J., 1995, "Agroindustria Rural Recursos Tecnicos y Alimentacion", Instituto Interamericano de Cooperación para la agricultura, San José, Costa Rica, p. 401.
9. Barrera, V., Tapia, C. y Monteros, A., 2004, "Raíces y tubérculos andinos: alternativas para la conservación y uso sostenible en el Ecuador", Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias, Quito, Ecuador, pp. 105-108.
10. Belitz, H. y Grosch, W., 1997, "Química de los alimentos", 2da Edición, Editorial Acribia S.A., Zaragoza, España, pp. 937, 955.
11. Braun, A., 2002, "Escuela de campo de agricultores para el manejo integrado del cultivo de camote: guía de campo y manual técnico", International Potato Center, Yogyakarta, Indonesia, pp. 245-250.
12. Casseres, E., 1980, "Producción de hortalizas", 3ra edición, Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, San José, Costa Rica, pp. 309-318.
13. Chacón, A. y Reyes, Y., 2009, "Efecto del empaque sobre la textura y el color del camote (*Ipomoea batatas* L.) durante el proceso de curado", http://www.mag.go.cr/rev_mesov20n01_047.pdf, (Febrero, 2011).
14. Centro internacional de la papa (CIP), 2010, "Camote", <http://www.cipotato.org/sweetpotato/>, (Noviembre 2010).
15. Clark, C. y Moyer, J., 1988, "Compendio de enfermedades de la batata", Centro Internacional de la Papa, Lima, Perú, pp. 2-3.
16. Clavijo, M., 2008, "Estudio del efecto del uso de jugo de dos genotipos de caña de azúcar previamente descortezada y de la temperatura de la fuente de calentamiento sobre el proceso de la elaboración de panela granulada",

Proyecto de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero Agroindustrial, Escuela Politécnica Nacional, Quito, Ecuador, pp. 48.

17. Cobeña, G. e Hinojosa, F., 2003, "Situación actual del Camote (*Ipomoea batatas* L.) en Ecuador", <http://www.sian.info.ve/porcinos/eventos/peru/gloria.htm>, (Noviembre, 2010).
18. Cross, E., Villeneuve, F. y Vincent, J., 1982, "Recherche d'un indice de fermentation du cacao. Evolution des tanins et des phénols totaux de la fève", *Cacao-Café The Paris*, 26 (2), 109.
19. Cruz, M., Gallardo, N. y Sánchez, R., 1994, "Obtención de maltodextrinas por hidrólisis enzimática", Editorial del Norte, La Serena, Chile, p. 75.
20. Dubois, M. y Hamilton, J., 1956, "Coloreometric method for determination of sugar and related substances" *Anal. Chem.*, 28 (3), 300.
21. Food and Agriculture Organization (FAO), 2010, "FAOSTAT", <http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#ancor> (Noviembre, 2010).
22. Fick, K., McDowell, L., Milles, P., Wilkinson, N., Funk, J. y Conrad, J., 1976, "Methods of mineral analysis for plant and animal tissues", University of Florida and institute of Food and Agriculture Sciences, Florida, Estados Unidos, p. 801.
23. Folquer, F., 1978, "La batata (camote), estudio de la planta y su producción comercial", Hemisferio sur, Buenos Aires, Argentina, pp. 11-21.
24. Fonseca, C., Daza, M., Aguilar, C., Bezencon, N., Benavides, M., Fano, H., Goyas, H., Prain, G., Roncal, H. y Tafur, S., 1994, "El camote en los sistemas alimentarios de la Yunga Norte del Perú", Centro internacional de la Papa, Lima, Perú, pp. 11-14.

25. Fu, B., 2008, "Asian noodles: history, classification, raw materials, and processing", *Food Research International*, 41 (9), 888.
26. García, J., 2006, "Biocarburantes líquidos: biodiesel y bioetanol", http://www.madrimasd.org/informacionidi/biblioteca/publicacion/doc/vt/vt4_biocarburantes_liquidos_biodiesel_y_bioetanol.pdf, (Enero, 2011).
27. Guan, J. y Hanna, A., 2004, "Extruding foams from corn starch acetate and native corn starch". *Biomacromolecules*, 5 (6), 2329.
28. Hathorn, C., Biswas, M., Gichuhi, A. y Bovell, A., 2008, "Comparison of chemical, physical, micro estructural, and microbial properties of breads suplementes with sweetpotato flour and high gluten dough enhancers", *Lebensmittel Wissenschaft -und-Technologie*, 41 (3), 803.
29. Hernández, M., 2007, "Tendencias actuales en la producción de bioetanol", http://www.bioetanoldecana.org/es/download/resumo_executivo.pdf, (Enero, 2011).
30. Holmes, R., 1997, "Boston y Nueva Inglaterra", 2da edición, Ediciones Granica, Barcelona, España, p. 170.
31. Huamán, Z., 1992, "Botánica sistemática y morfología de la planta de batata o camote", Centro Internacional de la Papa, Lima, Perú. pp. 5-16.
32. Huang, Y., Chang, Y. y Shao, Y., 2006, "Effects of genotype and treatment on the antioxidant activity of sweet potato in Taiwan", *Food Chemistry*, 98 (3), 529.
33. Ikemiya, M. y Deobald, H., 1966, "New Characteristic Alpha-Amylase in Sweet Potatoes", *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 14 (3), 237-241.

34. Jiménez, M., Zambrano, M. y Aguilar, M., 2004, "Estabilidad de pigmentos en frutas sometidas a tratamiento con energía de microondas" *Información Tecnológica*, 15 (3), 61.
35. Johnson, R., Padmaja, G. y Moorthy, S., 2009, "Comparitve production of glucose and high fructose syrup from cassava and sweet potato roots by direct conversion techniques", *Innovative food science and emerging technologies*, 10 (4), 616.
36. Jurado, S. y Sarzosa, S., 2009, "Estudio de la cadena agroindustrial de la cabuya en la producción de miel y licor de cabuya", Proyecto de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero Agroindustrial, EPN, Quito, Ecuador, pp. 54-60.
37. Kays, S., 1992, "The Chemical Composition of the Sweetpotato. In Sweetpotato Technology for the 21st Century", W. A. Hill and P. A. Loretan (Eds.). Tuskegee University, Tuskegee, AL: 201-262.
38. Knutzon, C. y Grove, M., 1994, "Rapid method for estimation of amylose in maize starches", *Cereal Chemistry*, 71 (5), 469.
39. Lee, J., Choi, H., Kim, B., Chung, M., Kim, D., Choi, S., Lee, D., Park, S., Hur, N. y Baik, M., 2006, "Nonthermal starch hydrolysis using ultra high pressure: I. Effects of acids and starch concentrations", 39 (10), 1125.
40. León, J., 2000, "Botánica de los cultivos tropicales", 3ra edición, Editorial Agroamérica del Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, San José, Costa Rica, pp. 338-342.
41. Linares, E., Bye, R., Rosa, D. y Pereda, R., 2008, "El camote", <http://www.biodiversidad.gob.mx/Biodiversitas/Articulos/biodiv81art3.pdf>, (Febrero, 2011).

42. López, A., García, M. y Quintero, R., 2002, "Biotecnología alimentaria", 5ta edición, Editorial Limusa S.A., México D.F., México, pp. 103-108.
43. Madrid, A. y Madrid, J., 2001, "Nuevo manual de industrias alimentarias", 3ra Edición, Mundi-Prensa Libros S.A., Madrid, España, p. 457-468.
44. Martí, H., 2004, "Desarrollo de Productos de Camote en América Latina", http://www.inta.gov.ar/sanpedro/info/doc/hor/hm_013re.htm, (Enero, 2011).
45. Martínez, E., Padilla, C., García, C., Bárcena, J. y Diez, J., 2000, "Hidrólisis ácida y enzimática del glucógeno", <http://www.uco.es/organiza/departamentos/bioquimica-biol-mol/pdfs/23%20HIDR%C3%93LISIS%20GLUC%C3%93GENOpdf>, (Enero, 2011).
46. Montaldo, A., 1991, "Cultivo de raíces y tubérculos tropicales", 2da edición, Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, San José, Costa Rica, pp. 35-37.
47. Pacheco, E. y Techeira, N., 2009, "Propiedades químicas y funcionales del almidón nativo y modificado de ñame (*Dioscorea alata*)", <http://www.scielo.org.ve/pdf/inci/v34n4/art12.pdf>, (Enero, 2011).
48. Pandu, J. y Bala, C., 2010, "Spectrophotometric method for determination of butylated hydroxyanisole in oils", <http://derpharmachemica.com/vol2-iss4/DPC-2010-2-4-46-50.pdf>, (Enero, 2011).
49. Paz, L., 2006. "Tecnología y valor agregado (en línea)", <http://aeg.pucp.edu.pe/boletinaeg/articulosinteres/44/paz.pdf>, (Diciembre, 2010).
50. Quilca, N., 2007, "Caracterización física, morfológica, organoléptica, química y funcional de papas nativas para orientar sus usos futuros", Proyecto de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero Agroindustrial, EPN, Quito, Ecuador, p. 79.

51. Ramos, E., Muñoz, A., Alvarado, C. y Yáñez, J., 2009, "Antocianinas, polifenoles, actividad anti-oxidante de sachapapa morada (*Dioscorea trifida* L.) y evaluación de lipoperoxidación en suero humano", <http://www.scielo.org.pe/pdf/rsqp/v76n1/a07v76n1.pdf>, (Mayo, 2011).
52. Raudez, G. y Poveda, M., 2004, "Caracterización y evaluación preliminar de seis genotipos de camote (*Ipomoea batatas* L.) con fertilización orgánica e inorgánica.", <http://cenida.una.edu.ni/Tesis/tnf30r243.pdf>, (Diciembre, 2010).
53. Redhead, J., 1990, "Utilización de alimentos tropicales: arboles", Food and Agriculture Organization (FAO), Roma, Italia, p. 6.
54. Reina, C., Barrero, C. y López, D., 1996, "Manejo postcosecha y evaluación de la calidad para la yuca (*Manihot sculenta*) que se comercializa en la ciudad de Neiva", <http://www.agronet.gov.co/www/docs/si2/Manejo%20poscosecha%20y%20evaluacion%20de%20la%20calidad%20en%20yuca.pdf>, (Marzo, 2011).
55. Roca, W. y Mroginski, L., 1991, "Cultivo de tejidos en la agricultura: fundamentos y aplicaciones", Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, p. 422.
56. Saraf, S. y Kaur, C., 2010, "Phytoconstituents as photoprotective novel cosmetic formulations", <http://www.fitoica.com/Biblioteca/Revistas/Pharmacognosy%20review/Pharmacognosy/2010/N1/1.pdf>, (Enero, 2011).
57. Scott, G., Herrera, J., Espinola, N., Daza, N., Fonseca, C., Fano, H. y Benavides, M., 1992, "Desarrollo de productos de raíces y tubérculos", Memorias del taller sobre procesamiento, comercialización, y utilización de Raíces y Tubérculos en América Latina, 2, 375.
58. Singh R. y Heldman D., 1998, "Introducción a la Ingeniería de Alimentos", Editorial Acribia, S.A., Zaragoza, España, pp. 55-80.

59. Takano, H., 2005, "Investigation of chemical and physical properties of southwestern Wisconsin maple syrup", <http://www2.uwstout.edu/content/rs/2006/16Takano.pdf>, (Marzo, 2011).
60. Tscheuschner, H., 2001, "Fundamentos de tecnología de los alimentos", Editorial ACRIBIA, S.A., Zaragoza, España, pp. 390-403.
61. Vaclavick, V., 1998, "Fundamentos de la ciencia de los alimentos", Editorial ACRIBIA, S.A., Zaragoza, España, pp. 56,57.
62. Velásquez, G., 2006, "Fundamentos de alimentación saludable. Salud: Nutrición y dietética", Editorial Universal de Antioquia, Medellín, Colombia, p. 72.
63. Villada, H., Acosta, H. y Velasco, R., 2007, "Biopolímeros naturales usados en empaques biodegradables", <http://www.unicordoba.edu.co/revistas/rta/documentos/12-2/122-1.pdf>, (Enero, 2011)
64. Yugsi, E, 2011, "Desarrollo de un nuevo ensayo instrumental de reología para evaluar la viscosidad en miel de panela y jarabes de azúcares a diferentes concentraciones", Proyecto de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero Agroindustrial, EPN, Quito, Ecuador, pp. 45-52, (En prensa).
65. Zhao, J. y Wistler, R., 1994, "Spherical aggregates of starch granules as flavor carriers", *Food Technology*, 48 (77), 104.

ANEXOS

ANEXO I

DETERMINACIÓN DE LA ACIDEZ

Fuente: AOAC Official method 950.07, 1995

Equipos y materiales

- Plancha agitadora
- Potenciómetro OAKTON
- Vasos de precipitación de 50 mL
- Pipetas volumétricas de 10 mL
- Bureta graduada de 50 mL
- Soporte metálico con pinza para buretas
- Papel absorbente

Reactivos

Solución de Hidróxido de Sodio 0,01 N: En un vaso de precipitación, pesar 4 g de hidróxido de sodio (grado reactivo), diluir con agua destilada, trasvasar a un balón de 100 mL y ajustar hasta la línea de aforo con agua destilada. De los 100 mL tomar 10 mL, poner en un balón de 1 000 mL y aforar con agua destilada.

Procedimiento

Tomar por duplicado 10 mL de la muestra en una pipeta volumétrica y poner en vasos de precipitación de 50 mL. Colocar los vasos con la muestra y un agitador en una plancha agitadora. Insertar el electrodo del potenciómetro en el vaso. Colocar el hidróxido de sodio en una bureta graduada y ajustar el volumen de líquido al valor cero de la bureta. Titular con NaOH 0,1 N hasta que la solución alcance un pH de 8,2. Al terminar la titulación sacar el electrodo, lavarlo con agua destilada y secarlo con papel absorbente.

Cálculos

Para expresar la acidez calculada en g/L de ácido ascórbico se realiza el siguiente cálculo:

[4]

$$Acidez\left(\frac{g}{l}\right) = \frac{V_{mlNaOH} \times N \times f \times 1000}{ml_{muestra}}$$

Donde:

f = Factor del ácido ascórbico (0,064), Raudez y Poveda (2004)

V = Volumen titulado de NaOH (mL)

N = Normalidad (0,1 N)

ANEXO II

DETERMINACIÓN DE LA COLORACIÓN

Fuente: Alper *et al.*, 2005

Equipos y materiales

- Balanza analítica
- Brixómetro
- Espectrofotómetro
- Gradilla
- Tubos para centrifuga
- Tubos de ensayo
- Tubos de fósforo para lectura en espectrofotómetro
- Micropipeta de 1 mL

Reactivos

Meta bisulfito $K_2S_2O_5$ al 20 %:

Procedimiento

Se utilizan 3 mL de extracto líquido los que se diluyen con 7 mL de agua destilada. Realizar una nueva centrifugación y se pasa el sobrenadante por papel whatman N° 540. Preparar dos tubos de ensayo con 3 mL de muestra filtrada cada uno, al primer tubo se agrega 0,2 mL de agua destilada y al segundo se agrega 0,2 mL de sulfito, de igual manera se preparan dos tubos de ensayo que servirán como blancos, el primero con 3,2 mL de agua destilada y el otro con 3 mL de agua destilada y 0,2 mL de sulfito. Se mide en el espectrofotómetro cada tubo de muestra con su respectivo blanco, a tres longitudes de onda: 420, 533 y 700 nm.

Cálculos

Densidad del color, expresa los valores de absorbancia de los componentes marrones, se midió en los tubos de control, sin adición de bisulfito, se calcula con la siguiente ecuación.

$$DC = [(Abs_{420} + Abs_{533}) - 2(Abs_{700})] \times FD \quad [5]$$

Color Polimérico (CP), los pigmentos taninos son resistentes al blanqueo del bisulfito, por lo que el color polimérico fue calculado a partir de tubos que tuvieron aplicación de bisulfito, como se indica en la siguiente ecuación:

$$CP = [(Abs_{420} + Abs_{533}) - 2(Abs_{700})] \times FD \quad [6]$$

Color por taninos, es la medida entre el color polimérico y la densidad del color.

$$CT(\%) = (CP / DC) \times 100 \quad [7]$$

Color por antocianinas, se determina utilizando la siguiente ecuación:

$$CA = [(Abs_{533-a} - Abs_{700}) - (Abs_{533-b} - Abs_{700})] \times FD \quad [8]$$

Donde Abs_{533-a} es el dato de la muestra sin bisulfito y Abs_{533-b} es la medida de la muestra con bisulfito.

ANEXO III

DETERMINACIÓN DE AZÚCARES INVERTIDOS

Fuente: Lee *et al.*, 2006

Equipos y materiales

- Espectrofotómetro UV-VIS
- Balanza analítica
- Baño maría
- Extractor soxhlet
- Embudos
- Porta embudos
- Erlenmeyers
- Balones aforados
- Balones de destilación
- Papel filtro cualitativo
- Tubos de ensayo
- Pipetas graduadas
- Pipetas volumétricas

Preparación de reactivos

Reactivo dinitrosalicílico (DNS)

Solución A: Pesar 13,5 g de hidróxido de sodio y disolver en 300 mL de agua destilada.

Solución B: Pesar 8,8 g de ácido 3,5-dinitrosalicílico y disolver en 400 mL de agua destilada, adicionar 225 g de tartrato de sodio y potasio y ajustar con 400 mL de agua destilada.

Solución C: Mezclar las soluciones A y B, esta solución se conserva 1 año en refrigeración.

Solución D: Pesar 2,2 g de hidróxido de sodio; 10 g de fenol cristalizado en 100 mL de agua destilada.

Solución de bisulfito de sodio: Pesar 5 g de bisulfito de sodio y aforar a 25 mL de agua destilada.

Solución de trabajo (final): A la solución C agregar 69 mL de la solución y 23,2 mL de bisulfito de sodio. Conservar en frasco oscuro en refrigeración. Esta solución dura máximo 1 año.

NOTA: la solución final debe ser utilizada después de 5 días, posterior a su preparación.

Solución de hidróxido de sodio 1 M: Pesar 40,8163 g de hidróxido de sodio, disolver y aforar a 1 000 mL de agua destilada.

Solución estándar de glucosa 2 000 ppm: Pesar 50 mg de glucosa, disolver y aforar a 25 mL con agua destilada.

Procedimiento

Tomar 0,5 mL de muestra diluida o estándar en el tubo marcado como muestra y 0,5 mL de agua destilada en el tubo marcado como blanco. Preparar una curva estándar con la solución de glucosa como se indica en la Tabla 21.

Tabla 21. Composición de los tubos para la curva estándar de glucosa

Tubo	Agua destilada μL	Solución glucosa μL
1	500	0
2	450	50
3	350	150
4	250	250
5	150	350
6	50	450

Adicionar a los tubos 0,5 mL de hidróxido de sodio 1 M y 1,5 mL de DNS y agitar. Colocar los tubos en baño de agua hirviendo durante 5 min, enfriar en baño de agua hielo, adicionar 9,5 mL de agua destilada y agitar. Medir la absorbancia a 540 nm, frente a un blanco preparado igualmente.

NOTA: La muestra se toma a partir del extracto diluido de la preparación para determinar azúcares totales.

Cálculos

Se utilizara la siguiente relación.

$$\% \text{azúcares reductores} = \frac{LR(\mu\text{g} / \text{mL}) \times Vt(\text{mL}) \times FD \times 10^{-6} (\text{g} / \mu\text{g})}{Pm(\text{g})} \quad [9]$$

Donde:

LR= lectura de regresión

Vt = volumen final

FD= factor de dilución

Pm= peso de la muestra

ANEXO IV

DETERMINACIÓN DEL PODER ANTIOXIDANTE

Fuente: Huang *et al.*, 2006

Equipos y materiales

- Espectrofotómetro UV-VIS
- Plancha agitadora
- Centrífuga
- Incubadora
- Congelador
- Densímetro
- Embudos
- Porta embudos
- Soporte universal
- Erlenmeyers
- Papel filtro
- Tubos de ensayo
- Tubos de centrifuga
- Tubos de fósforo para lectura en espectrofotómetro
- Micropipeta de 1 mL
- Pipetas graduadas
- Pipetas volumétricas

Preparación de reactivos

Metanol al 80 %: se utilizó un densímetro para alcanzar una densidad de 0,8469.

Solución buffer 0,2 M sodio-fosfato de pH 6,6: disolver 13,8 g de $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ con agua destilada y llevar a un volumen de 500 mL. Luego disolver 8,8972 g de $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ con agua destilada y llevar a un volumen de 250 mL. Para preparar

500 mL de la solución buffer mezclar 312,5 mL de la primera solución con 187,5 mL de la segunda solución, se guarda en un frasco oscuro a temperatura ambiente.

Ferrocianuro de potasio al 1 %: disolver 2,5 g de $K_3Fe(CN)_6$ en un poco de agua destilada y llevar a un volumen de 250 mL.

Tricloro acético al 10 %: disolver 25 g de $Cl_3Fe \cdot 6H_2O$ en un poco de agua destilada y llevar a un volumen de 250 mL.

Cloruro Férrico 0,1 %: disolver 0,4166 g de $FeCl_3 \cdot 6H_2O$ en un poco de agua destilada y llevar a un volumen de 250 mL.

Procedimiento

Tomar 0,5 mL de muestra y 0,5 mL de agua destilada para el blanco en erlenmeyers de 120 mL. Agregar 7,5 mL de metanol al 80 % a cada erlenmeyer, los que se colocan en una plancha agitadora durante 10 min a 45 °C, como se muestra en la Figura 26.



Figura 26. Extracción de la muestra para determinar poder antioxidante

Trasvasar el contenido de los erlenmeyers a tubos de centrífuga de 50 mL para centrifugarlos a 3 500 rpm durante 15 min. Filtrar el sobrenadante con papel whatman N° 4, el residuo de la centrifugación se diluye con 5 mL de metanol al 80 % para repetir el proceso anterior. Los extractos se almacenan a 4 °C.

Se toman 2,5 mL del extracto centrifugado en un vaso de 40 mL, se añade 2,5 mL de una solución buffer sodio-fosfato de pH 6,6 y 2,5 mL de una solución de potasio ferrico cianídico al 1 %. Se lleva a incubación a una temperatura de 50 °C durante 20 min. Se añaden 2,5 mL de una solución de ácido tricloroacético al 10 % y se lleva a centrifugación durante 10 min a 3 500 rpm. Mesclar 5 mL del sobrenadante de la centrifugación con 5 mL de agua destilada y añadir 1 mL de una solución de cloruro férrico al 0,1 %. Se agita y se deja reposar durante 10 min en la oscuridad. Medir en el espectrofotómetro (HACH 2010) a una longitud de onda de 733 nm. El poder antioxidante se expresa como mg del compuesto butil-hidroxianisol por 100 mL de muestra, para los cálculos se tomaron los datos de absorptividad molar y peso molecular del trabajo de Pandu y Bala (2010).

Cálculos

El poder antioxidante se determinó con la siguiente relación:

$$\text{Poder antioxidante} = \frac{A * MW * DF}{\epsilon * W} * 100 \quad [10]$$

Donde:

A = absorbancia

MW = peso molecular $C_{11}H_{16}O_2$ 180,24 [Da]

DF = factor de dilución 228,8

ϵ = absorptividad molar 40 000 [cm^{-1} L / mol]

W = peso de la muestra 0,5 [g]

ANEXO V

DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE FLAVONOIDES

Fuente: Huang *et al.*, 2006

Equipos y materiales:

- Espectrofotómetro UV-VIS
- Plancha agitadora
- Centrífuga
- Incubadora
- Embudos
- Porta embudos
- Soporte universal
- Erlenmeyers
- Papel filtro
- Tubos de ensayo
- Tubos de centrifuga
- Tubos de fósforo para lectura en espectrofotómetro
- Micropipeta de 1 mL
- Pipetas graduadas
- Pipetas volumétricas

Preparación de reactivos:

Cloruro de aluminio en metanol al 2 %: disolver 2 g de $\text{AlCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ en 100 mL de metanol.

Procedimiento:

Tomar 0,5 mL de muestra y 0,5 mL de agua destilada para el blanco en erlenmeyers de 120 mL. Agregar 7,5 mL de metanol al 80 % a cada erlenmeyer, los que se colocan en una plancha agitadora durante 10 min a 45 °C. Trasvasar el contenido de los erlenmeyers a tubos de centrifuga de 50 mL para centrifugarlos a

3 500 rpm durante 15 min. Filtrar el sobrenadante con papel whatman N° 4, el residuo de la centrifugación se diluye con 5 mL de metanol al 80 % para repetir el proceso anterior. Los extractos se almacenan a 4 °C.

Tomar 2 mL del extracto en metanol al 80 % a 4 °C en tubos de ensayo y añadir 2 mL de $\text{AlCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$. Agitar y dejar en reposo en la oscuridad durante 10 min. Medir en el espectrofotómetro a 430 nm. El contenido de flavonoides se expresa como mg del compuesto control quercetina por 100 mL de extracto líquido crudo, para los cálculos se tomaron los datos de absorptividad molar y peso molecular del trabajo de Saraf y Kaur (2010).

Cálculos

El contenido de flavonoides se determinó con la siguiente relación:

$$\text{Flavonoides} = \frac{A * MW * DF}{\epsilon * W} * 100 \quad [11]$$

Donde:

A = absorbancia

MW = peso molecular $\text{C}_{15}\text{H}_{10}\text{O}_7$ 302 [Da]

DF = factor de dilución 0,02

ϵ = absorptividad molar 14 000 [$\text{cm}^{-1} \text{ L} / \text{mol}$]

W = peso de la muestra 0,5 [g]

ANEXO VI

DETERMINACION DEL CONTENIDO DE ANTOCIANINAS

Fuente: Huang *et al.*, 2006

Materiales y equipos

- Espectrofotómetro UV-VIS
- Plancha agitadora
- Centrífuga
- Incubadora
- Embudos
- Erlenmeyers 120 mL cubiertos de caucho negro
- Papel filtro
- Tubos de ensayo
- Tubos de centrifuga
- Tubos de fósforo para lectura en espectrofotómetro
- Micropipeta de 1 mL
- Pipetas graduadas
- Pipetas volumétricas

Reactivos

Metanol acidificado al 1 % con ácido clorhídrico

Procedimiento

Se toma 0,5 mL de extracto líquido de camote previamente centrifugado como muestra, para el blanco 0,5 mL de agua destilada en erlenmeyers cubiertos de caucho negro como se muestra en la Figura 27. Agregar 5 mL de metanol acidificado al 1 % con ácido clorhídrico a cada erlenmeyer y colocarlos en una plancha agitadora durante 30 min a 45 °C, para luego enfriarlos hasta 4 °C. Se

trasvasa el contenido de los erlenmeyers a tubos de centrifuga de 50 mL y se someten a centrifugación durante 15 min a 3 500 rpm. El sobrenadante se coloca en tubos de ensayo y el residuo se diluye con 5 mL de metanol acidificado al 1 % con ácido clorhídrico para repetir el proceso anterior. Se diluye el extracto centrifugado hasta 12,5 mL con agua destilada, para la medición en el espectrofotómetro a 510 nm. En la Figura 27 se indica la extracción de la muestra para la determinación de antocianinas en el extracto líquido de camote.



Figura 27. Extracción de la muestra para medir antocianinas

El contenido de antocianinas se expresa como mg del compuesto control cianidina por 100 mL de muestra, para los cálculos se tomaron los datos de absortividad molar y peso molecular del trabajo de Huang *et al.*, 2006.

Cálculos:

$$\text{Antocianinas} = \frac{A * MW * DF}{\epsilon * W} * 100 \quad [12]$$

Donde:

A = absorbancia

MW = peso molecular $C_{21}H_{21}ClO_{11}$ 484,84 484,84[Da]

DF = factor de dilución 0,04

ϵ = absortividad molar 34 300 [$cm^{-1} L / mol$]

W = peso de la muestra 0,5 [g]

ANEXO VII

DETERMINACION DEL CONTENIDO DE POLIFENOLES

Fuente: Cross *et al.*, 1982

Los polifenoles totales son extraídos con una solución acuosa de metanol al 70 %, mediante agitación magnética continua por 45 min, el extracto obtenido se filtra, se toma una alícuota del mismo y se realiza una reacción colorimétrica con el reactivo de Folin & Ciocalteu obteniendo una coloración azul, la misma que es cuantificada en un Espectrofotómetro a una longitud de onda de 760 nm.

Equipos y materiales

- Papel filtro Whatman N° 4
- Balones volumétricos de 100 mL
- Balanza analítica de precisión
- Plancha magnética
- Pipetas volumétricas de 5 y 10 mL
- Embudos de vidrio para filtración 12 cm de diámetro
- Plancha de calor
- Espectrofotómetro
- Agitadores magnéticos
- Tubos de ensayo capacidad 5 mL
- Extractor Soxhlet con uniones esmeriladas capacidad 100 mL
- Calentador con uniones esmeriladas
- Camisas de calentamiento
- Algodón libre de grasa
- Papel filtro cualitativo de 6 cm
- Dedal de extracción de 33 mm x 88 mm libre de grasa
- Núcleos de ebullición
- Desecador con desecante
- Estufa a 105 °C
- Balones de 250 mL con uniones esmeriladas

- Micropipeta automática de 100 a 1 000 μL
- Puntas para micropipeta automática

Reactivos

- Metanol grado reactivo al 99,5 %
- Ácido Galico Monohidratado, Sigma G 8647
- Reactivo Folin & Ciocalteu, Merck 1.090011.0500
- Carbonato de Sodio 99,5 %, Fluka 71350
- Agua destilada
- Éter de Petróleo

Preparación de reactivos

Solución carbonato de sodio al 20 %: Transferir cuantitativamente 20 g de carbonato de sodio en un balón volumétrico de 100 mL, disolver y completar con agua bidestilada.

Solución acuosa de metanol: Transferir cuantitativamente 700 mL de metanol en un balón volumétrico de 1 000 mL, completar a volumen con agua bidestilada (densidad de la solución 0,872 g/mL).

Solución Estándar Primario de Ácido Galico (200 ppm): Transferir cuantitativamente 0,020 g de ácido galico, en un balón volumétrico de 100 mL, disolver y completar a volumen con agua destilada.

Soluciones estándar para curva de calibración

A partir de la solución estándar primario de 200 ppm se realiza la curva tomando en consideración los datos en la Tabla 22.

Tabla 22. Volúmenes de solución estándar y agua para elaborar la curva de medición de polifenoles

Volumen de estándar mL	Volumen de agua mL	Concentración ppm
0,25	9,975	2
0,50	9,950	10
2,00	8,000	40
4,00	6,000	80
5,00	5,000	100
7,00	3,000	140

Procedimiento

Extracción de la muestra: En un erlenmeyer de 125 mL pesar 1 g de muestra. Adicionar 75 mL de solución acuosa de metanol al 70 % y colocar un agitador magnético. Conducir la muestra a la plancha de agitación y agitar por 45 min a temperatura ambiente. Filtrar el extracto a través de papel Whatman N° 4 en un balón volumétrico de 100 mL, lavar el filtrado y aforar con solución acuosa de metanol al 70 %.

Cuantificación en el espectrofotómetro UV-VIS: Transferir cuantitativamente 1 mL del extracto a un tubo de ensayo, añadir 9 mL de agua destilada (dilución A). Tomar 1 mL de la dilución A, añadir 6 mL de agua destilada y 1 mL de reactivo de Folin & Ciocalteu, luego de tres minutos añadir 2 mL de la solución de carbonato de sodio al 20 %, inmediatamente agitar y calentar en baño maría a 40 °C por 2 min (este procedimiento se realiza tanto para las muestras como para los estándares). Pasar la solución a una cubeta de vidrio y cuantificar en el espectrofotómetro UV-VIS bajo las siguientes condiciones: longitud de onda 760 nm, temperatura ambiente.

Cálculos

La cuantificación se realiza mediante una curva de calibración realizada previamente en el equipo y utilizando la fórmula 13

[13]

$$\frac{\text{mg}}{\text{g}} \text{AcidoGalic o} = \frac{a \times b \times d \times f}{p}$$

Donde:

a = concentración de ácido gálico obtenida a partir de la curva de calibración (mg/L)

b = volumen total del extracto (100 mL)

d = factor de dilución (10)

f = factor para transformar unidades (0,001)

p = peso de la muestra g.

ANEXO VIII

PRUEBAS DE HIDRÓLISIS ENZIMÁTICA DEL ALMIDÓN

RESIDUAL DE EXTRACTOS LÍQUIDOS DE CAMOTE

Tabla 23. Datos de la primera prueba de hidrólisis

Concentración Termamyl	Tiempo minutos	Prueba 1		
		ph	Sólidos solubles °Brix	Cond. E. mS/cm
0,02 % v/p	0	5,94	16,5	11,45
	20	5,91	16,6	11,94
	30	5,90	16,8	11,94
	40	5,90	17,1	11,87
	50	5,89	17,2	12,10
0,05 % v/p	0	5,94	16,5	11,45
	20	5,91	16,8	12,10
	30	5,90	17,0	12,44
	40	5,89	17,3	12,13
	50	5,89	17,3	12,27

Tabla 24. Datos de la segunda prueba de hidrólisis

Concentración Termamyl	Tiempo minutos	Prueba 2		
		ph	Sólidos solubles °Brix	Cond. E. mS/cm
0,02 % v/p	0	5,93	11,6	9,20
	20	5,93	11,7	9,75
	30	5,91	11,9	9,81
	40	5,91	12,1	9,84
	50	5,90	12,1	9,82
0,05 % v/p	0	5,93	11,6	9,20
	20	5,91	11,8	9,67
	30	5,90	12,0	9,64
	40	5,92	12,3	9,69
	50	5,90	12,3	9,68

ANEXO IX

AUMENTO DE LOS SÓLIDOS SOLUBLES EN FUNCIÓN DEL TIEMPO DE EVAPORACIÓN

Durante la elaboración de la miel se cronometró el aumento de los sólidos solubles (°Brix), se tomó muestras de la miel cada minuto en las que se determinó el contenido de sólidos solubles.

Tabla 25. Incremento de los sólidos solubles durante la elaboración de la miel de camote

Tiempo (minutos)	Camote morado °Brix		Camote arrecho °Brix	
	1	2	1	2
0	13,5	12,9	11,1	10,6
1	13,9	13,4	11,3	10,9
2	14,2	14,7	11,6	11,2
3	14,7	14,9	12,0	11,4
4	15,4	15,6	12,2	12,3
5	16,6	16,3	12,7	13,0
6	17,6	17,1	13,2	13,3
7	18,8	18,3	13,6	13,9
8	20,4	19,9	14,3	14,9
9	22,7	21,2	14,9	15,8
10	23,8	22,2	15,5	16,6
11	26,4	23,9	16,2	17,9
12	28,7	25,5	17,5	19,2
13	31,9	28,4	19,4	21,1
14	35,9	32,4	20,4	22,1
15	37,7	34,2	22,6	24,3
16	43,1	39,6	24,8	26,5
17	47,9	44,4	27,8	29,5
18	53,5	50,0	31,6	33,3
19	63,0	58,5	43,8	45,5
20	65,0	62,0	53,2	54,9
21	-	65,5	62,0	58,7
22	-	-	65,0	65,0

ANEXO X

COMPOSICIÓN PROXIMAL

Fuente: AOAC 955.04 (2.403); AOAC 900.02 (44.1.05); AOAC 925.45, 1995

Proteína

El nitrógeno de las proteínas y otros compuestos se transforman en sulfato de amonio al ser digeridas en ácido sulfúrico en ebullición. El residuo se enfría, se diluye con agua y se le agrega hidróxido de sodio. El amonio presente se desprende y a la vez se destila y se recibe en una solución de ácido bórico, que luego se titula con ácido sulfúrico estandarizado.

Equipos y materiales

- Balanza analítica
- Aparato de digestión y destilación macro kjeldahl
- Balones kjeldahl de 800 mL
- Erlenmeyer de 500 mL
- Titulador automático
- Agitadores magnéticos

Reactivos

- Ácido sulfúrico (grado técnico)
- Ácido sulfúrico 95-97 %
- Hidróxido de sodio (grado técnico)
- Ácido bórico al 4 %
- Verde de bromocresol
- Naranja de metilo
- Sulfato de potasio

- Sulfato de cobre.7H₂O
- Oxido de selenio
- Zinc en lentejas
- Agua desmineralizada

Preparación de reactivos

Mezcla catalizadora: Pesar 800 g. de Sulfato de potasio o sodio, 50 g. de Sulfato cúprico penta hidratado y 50 g. de Dióxido de selenio, mezclar en un mortero y homogenizar. Almacenar en un frasco.

Indicador mixto para macro: Pesar en un vaso de 100 mL 0,1 g de rojo de metilo, disolver con 40 mL de etanol al 95 %. En un vaso de 100 mL pesar 0,2 g de verde de bromo cresol, disolver con 40 mL de alcohol de 95 %. Pasar a un balón de 100 mL la solución alcohólica de rojo de metilo y verde de bromocresol y aforar con etanol al 95 %.

Hidróxido de sodio al 50 %: En una probeta plástica de 2 L, pesar 1 000 g de NaOH, sumergir en un baño de hielo y poner 500 mL de agua destilada, agitar con una varilla de vidrio, luego verter el agua con agitación continua hasta completar los 2 000 mL y dejar enfriar para envasar en un galón plástico con tapa.

Ácido sulfúrico 0,3 N estandarizado: Tomar 8,3 mL de H₂SO₄ en un balón de 1 000 mL que contenga 500 mL de agua destilada, verter lentamente el ácido agitar y completar con agua destilada hasta la línea de aforo. Pesar 0,2 g de Na₂CO₃ anhidro secado previamente en una estufa a 105 °C por 2 h, y disolver con 50 mL de agua destilada, poner 3 gotas de indicador mixto para macro y titular con el ácido preparado.

$$N = \frac{g.Na_2CO_3 \times 100}{eq \times v}$$

[14]

Donde:

Na_2CO_3 = Peso del carbonato de sodio

eq = Equivalente químico del Carbonato de sodio

v = Volumen de ácido gastado en la titulación

N = Normalidad

Ácido bórico 4 %: En una probeta de 2 L pesar 80 g de H_3BO_3 , disolver con 1 500 mL de agua a punto de ebullición, enfriar y completar a 2 000 mL.

Procedimiento

Digestión: se pesa exactamente alrededor de 1,5 a 2 g. de muestra en papel bond tarado y luego se hacen pequeños paquetes. Depositar en el balón de digestión con 40 mL de ácido sulfúrico concentrado y 4 g de la mezcla catalizadora. Colocar los balones en el digestor Kjeldahl con los calentadores a máxima temperatura hasta que la solución adquiera una coloración verde, esto es indicativo de haberse eliminado toda la materia orgánica. Retirar los balones del digestor y enfriar.

Destilación: agregar 70 mL de ácido bórico al 4 % en erlenmeyer de 500 mL y colocar bajo los condensadores del destilador del Kjeldahl. A los balones adicionar 400 mL de agua destilada, 3 lentejas de zinc y 120 mL de hidróxido de sodio al 50 %, conectar el balón a los condensadores y destilar hasta que los erlenmeyer contengan unos 250 mL como mínimo.

Titulación: el destilado se titula con ácido sulfúrico 0,3 N, empleando 3 gotas de indicador mixto, hasta que la solución cambie de color. Se corre blancos y estándares cada vez que se prepara nuevos reactivos.

Cálculos

Mediante la siguiente ecuación:

$$\%P = \frac{(Ma - Mb) \times N \times 0,014 \times 6,25}{Pm} \times 100 \quad [15]$$

Donde:

$\%P$ = Porcentaje de proteína

N = Normalidad del ácido titulante

Ma = Mililitros de ácido gastados en la muestra

Mb = Mililitros de ácido gastados en el blanco

Pm = Peso de la muestra en gramos

6,25 = Factor proteico del nitrógeno

Cenizas

La materia orgánica es eliminada por incineración a 550 °C y el residuo o parte mineral de la muestra se llama ceniza. Esta representa la fracción inorgánica del alimento o muestra la misma que contiene variedad de minerales.

Equipos y materiales

- Balanza analítica
- Crisoles de porcelana
- Desecador
- Estufa
- Mufla
- Pinza metálica
- Placa calentadora o reverbero

Preparación de reactivos

Solución Sulfocrómica: Pesar 20 g de Dicromato de potasio en un erlenmeyer de

1 000 mL, disolver con 20 mL de agua y verter lentamente 800 mL de ácido sulfúrico.

Preparación de crisoles: Dejar los crisoles en solución sulfocrómica por 2 h y enjuagar con agua destilada, secar a 105 °C y llevar al horno a 550 °C por 2 h; retirar en desecador y enfriar.

Procedimiento

Pesar el crisol y agregar de 1,5 a 2,0 g de muestra. Precalcinar la muestra, hasta que no se desprenda humo, colocar en la mufla a 600 °C por 8 h. Las cenizas obtenidas deben ser blancas y no debe presentar adherencias a sus paredes. Sacar en desecador, enfriar y pesar.

Cálculos

$$C = \frac{P_{cz} - P_c}{P_{cm} - P_c} \times 100 \quad [16]$$

Donde:

C= porcentaje de cenizas

P_c= peso del crisol

P_{cz}= peso del crisol más ceniza

P_{cm}= peso del crisol más muestra

Humedad

La humedad de la muestra se pierde por volatilización a causa del calor. La cantidad de material eliminado es la humedad y el material residual es la materia seca.

Equipos y materiales

- Estufa
- Balanza analítica
- Latas de acero inoxidable
- Latas de aluminio o cajas petri
- Cuchillo
- Pinza metálica
- Espátula
- Frascos plásticos con tapa rosca

Procedimiento

Lavar las latas o cajas petri con agua de la llave y enjuagar con agua destilada. Secar en estufa a 105 °C por 2 h, sacar a un desecador y una vez frías pesar. Pesar de 1 a 2 g. de muestra en las latitas de aluminio, llevar a la estufa a 105 °C por 16 h, sacar a un desecador hasta que se enfríen y pesar.

Cálculos

$$H = \frac{Pr\ mh - Pr\ ms}{Pmrh - Pr} \times 100$$

[17]

Donde:

H = Porcentaje de humedad

Pr = Peso del recipiente

$Pmrh$ = Peso del recipiente más muestra húmeda

$Prms$ = Peso del recipiente más muestra seca

ANEXO XI

DETERMINACION DE MINERALES

Fuente: Fick *et al.*, 1976

Principio:

Las cenizas de la muestra son sometidas a una digestión ácida para luego ser diluidas a un volumen determinado. A continuación se realiza los análisis de Macro y Micro-elementos por absorción atómica y en el caso de fósforo por colorimetría.

Equipos y materiales

- Espectrofotómetro de absorción atómica Shimadzu AA-680
- Espectrofotómetro de Spectronic 20D
- Dilutor automático
- Plancha calentadora
- Tubos (celda) de lectura para Spectronic 20D
- Balanza analítica
- Balones aforados de: 50, 100, 500, 1 000 mL
- Pipetas volumétricas de: 0,1, 0,5, 1, 2, 3, 4, 5 mL
- Pipetas graduadas de: 5, 10, 25 mL
- Papel filtro Whatman 541 o equivalente
- Embudos
- Pisseta de polietileno
- Tubos de ensayo
- Gradillas (tuberas)

Reactivos:

- Agua destilada.

- Solución standar de calcio, magnesio, fósforo, sodio, potasio, cobre, hierro, manganeso, zinc, cobalto, de 1 000 ppm.
- Solución de lantano al 1 %.
- Solución de litio al 1 %.
- Solución de molibdovanadato de amonio (reactivo de color) para fósforo: Disolver 40 g de molibdato de amonio penta hidratado en 400 mL de agua caliente y enfriar. Disolver 2 g de metavanadato de amonio en 250 mL de agua caliente, enfriar y añadir 450 mL de ácido perclórico al 70 %. Añadir la solución de molibdato a la de metavanadato con agitación y llevar a 2 L.

Procedimiento

Colocamos los crisoles que contienen las cenizas en la capilla o sorbona, adicionar 10 mL de agua destilada y 5 mL de ácido clorhídrico concentrado, digerir hasta que el volumen se reduzca a la tercera parte a temperatura baja. Retirar los crisoles de la plancha y enfriar, filtrar usando papel filtro cuantitativo y recibir el filtrado en un balón de 100 mL. Hacer diluciones y colocar la décima parte del volumen de dilución (0,5 mL) de solución de lantano al 1 % a la dilución en la cual se va a leer calcio y magnesio; 0,5 mL de reactivo de color para fósforo y 0,5 mL de solución de litio al 1 % para sodio y potasio.

Preparar standares que contengan:

- Para Ca: 0-5 μg Ca/mL
- Para P: 0-5 μg P/mL
- Para Mg: 0-0,5 μg Mg/mL
- Para K: 0-2 μg K/mL
- Para Na: 0-1 μg Na/mL
- Para Cu: 0-5 μg Cu/mL
- Para Fe: 0-5 μg Fe/mL
- Para Mn: 0-2,5 μg Mn/mL

- Para Co: 0-5 µg Co/mL

Hacer lecturas de absorbancia de los estándares y las muestras, para fósforo en el espectrofotómetro y spectronic 20D usando las celdas (tubos) para lectura a 400 nm. Para el resto de elementos, hacer las lecturas en Espectrofotómetro de absorción atómica en Shimadzu AA-680, usando para cada elemento la respectiva lámpara de cátodo hueco y las condiciones standar descritas en el manual. Registrar las lecturas de absorción tanto de estándares y muestras en la hoja de datos para análisis de minerales.

Cálculos

Hacer una curva de calibración concentración vs absorbancia con los valores obtenidos de las lecturas de los estándares. Interpolar en dicha curva los valores de absorbancia o absorción de las muestras en la respectiva dilución y obtener la lectura de regresión (estos cálculos los realiza el equipo de absorción atómica).

Para macro y micro elementos calcular de la siguiente manera:

$$\% \text{ macro elementos} = \frac{Lr * Fd}{Pm} \quad [18]$$

$$\text{ppm micro elementos} = \frac{Lr * Fd}{Pm} \quad [19]$$

Donde:

Lr = Lectura de regresión

Fd = Factor de dilución

Pm = Peso de la muestra en gramos

ANEXO XII

MÉTODO PARA MEDICIÓN DE AZÚCARES TOTALES POR HPLC

Fuente: Clavijo, 2008

Principio

Los azúcares son extraídos en una solución alcohólica al 80 % los mismos que son separados al pasar por una columna CLC-NH₂. Son columnas poliméricas que contienen grupos NH₂ unidos por enlaces covalentes, que separan los azúcares debido a los diferentes grupos OH que contienen. La fase móvil está compuesta de acetonitrilo agua.

Materiales y Equipos

- Cromatógrafo HPLC
- Detector de Índice de refracción
- Columna CLC-NH₂P
- Balanza
- Balones volumétricos
- Viales para inyector
- Tubos para centrifuga de 50 mL
- Gradilla
- Licuadora

Reactivos

- Acetonitrilo al 99,5 % grado HPLC
- Etanol 99,5 % grado HPLC
- Juego de estándares de azúcares (fructosa, glucosa, sacarosa, FOS)

- Agua grado HPLC.

Procedimiento

Pesar 0,2 g de muestra en un tubo de centrifuga de 50 mL, añadir 20 mL de alcohol al 80 %, agitar por 15 min y centrifugar. Separar la parte liquida en viales de 20 mL y guardar en refrigeración.

Pasar la muestra por un filtro milipor de 45 µm al vial del inyector con una jeringa de 5 mL.

Preparar la curva estándar con porcentajes de 0,05, 0,1, 0,2, 0,4 % de concentración de fructosa glucosa y sacarosa.

Inyectar la curva y calibrar el equipo.

Correr las muestras

Cálculos

Interpolar los datos de la muestra en la curva estándar

$$\% F = \frac{C \times D}{Pm} \quad [20]$$

C= Concentración

D= Dilución

Pm= Peso muestra

ANEXO XIII
CALIBRACIÓN DE LA SONDA DEL TEXTURÓMETRO TA-XT2i Y
EJECUCIÓN DEL ENSAYO DE MEDIDA DE VISCOSIDAD EN
MIEL DE CAMOTE

Fuente: Yugsi, 2011

Para iniciar cada rutina de mediciones instrumentales se comprueba que todos los componentes del accesorio estén ubicados y colocados correctamente, además las muestras deben estar a 20 °C. A continuación se procede a calibrar la sonda, o en este caso, a calibrar la distancia que debe bajar el émbolo de la jeringuilla y la distancia para que retorne a su posición inicial el brazo del texturómetro, con la probeta de aplicación de la fuerza. En esta parte se toma en cuenta que el émbolo debe descender desde 5 mL hasta 2 mL para desalojar 3 mL de muestra.

La jeringuilla con muestra hasta la marca de 2 mL se coloca en el frasco para ejecutar calibración de sonda. A continuación, mediante el tablero de control del Texturómetro, manualmente, se opera el movimiento del brazo del texturómetro hasta que la probeta de aplicación de la fuerza este lo más cerca posible de la superficie de la parte superior del émbolo. El retorno del brazo del texturómetro se fija en 12 mm. Esta distancia se seleccionó al considerar el espacio requerido para la ejecución del ensayo con el embolo en la jeringuilla a la altura de 5 mL y su descenso hasta 2 mL.

Después de calibrar la sonda, para la ejecución del ensayo se mide en la jeringuilla 5 mL de muestra, lo más exacto posible. La jeringuilla es colocada en el frasco de vidrio ubicado en el centro de la base del equipo, bajo la probeta de aplicación de la fuerza. Al momento de presionar ejecutar ensayo en el programa nos muestra el cuadro "Ejecutar Ensayo" dentro del cual especificamos el tipo de accesorio (probeta cilíndrica de aluminio de 35 mm de diámetro (P/35)), a utilizar en el ensayo instrumental y el área de contacto (170,873 mm²) del accesorio con la muestra, en este caso es el diámetro de la parte inferior del embolo de la jeringuilla. Al presionar OK el brazo del texturómetro empezó el desplazamiento

en forma vertical desde arriba hacia abajo. Al entrar en contacto con el émbolo se marcó la medida de fuerza inicial y al llegar el émbolo a la marca de 2 mL se obtiene la medida de la fuerza final. Después de ejecutado el ensayo el brazo del texturómetro regresa a la posición inicial.

El descenso del émbolo provoca el desplazamiento de 3 mL de muestra al frasco, el cual es utilizado como soporte de la jeringuilla y receptor de la muestra desalojada. Al ejecutarse automáticamente la macro, tanto el gráfico con las marcas de las medidas de esfuerzo, como la tabla de resultados son mostrados. En la Figura 28 están ilustrados los resultados reportados por el software Texture Expert.

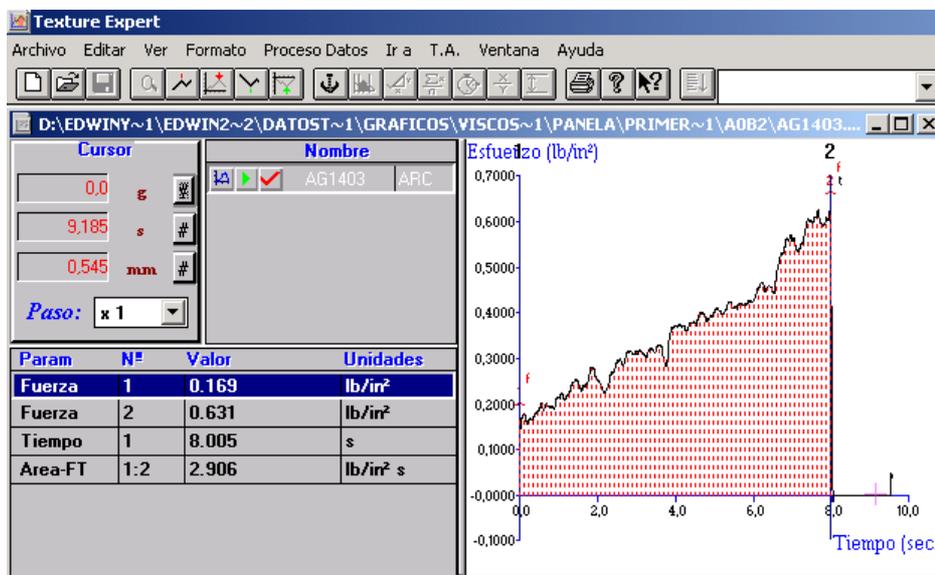


Figura 28. Ejemplo de reporte de resultados en forma de gráfico y tabla de una medición de las fuerzas de compresión en agua destilada.

Los resultados se obtuvieron a través de los gráficos de la medida de la fuerza de compresión versus el tiempo. Las unidades seleccionadas fueron libra fuerza sobre pulgada cuadrada (lb*/pul²) para expresar estas mediciones en unidades de presión.

Al finalizar las 4 determinaciones por muestra, el émbolo y la jeringuilla se lavan y secan cuidadosamente. La muestra recogida en el frasco se descarta después de cada medición y el frasco se lava en agua corriente.

Para determinar la viscosidad, se tomó como referencia los fundamentos teóricos del viscosímetro de tubo capilar, de diámetro y longitud conocida. A cambio de la fuerza de gravedad, la modificación que se realizó con este nuevo ensayo fue la fuerza que ejerce el brazo del texturómetro, sobre el émbolo de la jeringuilla de vidrio (Singh y Heldman, 1998).

Para el cálculo de la viscosidad, se transformaron las unidades de esfuerzo inicial y final de (Lb*/pul².s) reportadas en la ejecución del ensayo, a (Pa.s). Por último estos datos reemplazamos en la ecuación de la viscosidad basada en las características propias de un fluido newtoniano propuesta por (Singh y Heldman, 1998).

Se utilizó la Ecuación 21 para determinar la viscosidad.

$$\mu = \frac{\pi \Delta P R^4}{8 L \dot{V}} \quad [21]$$

Donde:

ΔP = Variación de esfuerzo o presión

R^4 = Radio del embolo de la jeringuilla

L = Longitud que recorre la muestra.

V = Caudal volumétrico

ANEXO XIV
CALIBRACIÓN DE LA ALTURA DEL ACCESORIO DE
EXTRUSIÓN DEL TEXTURÓMETRO TA-XT2i PARA MEDIR
CONSISTENCIA EN MIEL DE CAMOTE

Fuente: Yugsi, 2011

Después de colocar el accesorio correctamente se calibra la sonda antes de cada medición, para esto se toma en cuenta la distancia que tiene que bajar el disco de compresión y la distancia para que retorne a su posición inicial el brazo del texturómetro con la probeta adaptada al disco.

Los parámetros utilizados en el ensayo son:

- Medida de fuerza en compresión
- Volver al inicio
- Velocidad de pre-ensayo : 1,5 mm/s
- Velocidad de ensayo : 2 mm/s
- Velocidad post-ensayo : 4 mm/s
- Distancia : 38 mm
- Fuerza : 10 g

Se deposita 100 mL de agua en el contenedor de muestra, el mismo que se coloca en la base para que no exista movimiento alguno al momento de calibrar la sonda, a continuación, mediante el tablero de control del texturómetro, manualmente, se opera el movimiento del brazo del texturómetro hasta que el disco de compresión esté lo más cerca posible de la superficie de la muestra. El retorno del brazo del texturómetro se fija en 38 mm. Esta distancia se selecciona al considerar que la macro reporta los resultados desde el momento que el disco esté completamente sumergido en la muestra y se desplace verticalmente hasta casi tocar el fondo del contenedor de muestra y retorne a su posición inicial. Para finalizar se lava el disco y la probeta con agua destilada y se seca con papel absorbente.

Para la ejecución del ensayo se deposita 100 mL de muestra en el recipiente contenedor, el mismo que se coloca sobre la base que fija al contenedor bajo el brazo del texturómetro. Al momento de presionar ejecutar ensayo el programa muestra el cuadro de Ejecutar Ensayo dentro del cual se especifica el tipo de accesorio (disco de compresión A/BE 40 mm), al presionar OK se ejecuta el ensayo inmediatamente. En la Figura 29 se aprecia el movimiento del brazo del texturómetro y la ejecución del ensayo de consistencia.



Figura 29. Proceso que realiza el texturómetro TA-XT2i con el accesorio de extrusión, en la medición de consistencia

De igual forma, en esta operación se trabaja con muestras de miel a 20 °C de temperatura, con 2 determinaciones en cada tratamiento.

Después de cada medición se lava con agua destilada el contenedor de muestra y el disco, y se secan con papel absorbente para la próxima medición.

ANEXO XV

RENDIMIENTOS DE LAS EXTRACCIONES DE CAMOTE EN GRAMOS

Tabla 26. Rendimientos de las extracciones en gramos de camote morado y arrecho

Fracción	Camote Morado			Promedio	camote arrecho			Promedio
	1	2	3		1	2	3	
Camote lavado	4 147,7	4 338,4	3 767,1	4 084,4	3 903,9	3 986,8	3 757,5	3 882,7
Camote pelado	3 593,2	3 751,8	3 219,6	3 521,5	3 438,7	3 565,7	3 330,4	3 444,9
Cáscara y desperdicios	497,6	542,7	533,6	524,7	452,3	414,1	394,4	420,3
Pérdida	56,8	43,9	13,9	38,2	13,0	7,0	32,7	17,5
Extracto líquido con almidón	1 757,2	1 758,4	1 479,1	1 664,9	1 355,3	1 276,9	1 304,6	1 312,3
Almidón	247,0	234,0	252,7	244,6	221,9	212,0	212,0	215,3
Extracto líquido	1 455,4	1 468,4	1 178,9	1 367,6	1 133,4	1 064,9	1 092,6	1 097,0
Extracto sólido	1 836,0	1 993,4	1 740,5	1 856,6	2 022,7	2 232,8	1 977,6	2 077,7
Pérdida	54,9	56,0	47,5	52,8	60,7	55,9	48,2	54,9

ANEXO XVI

RESULTADOS DE LA CARACTERIZACIÓN DE LOS EXTRACTOS

LÍQUIDOS DE CAMOTE

Tabla 27. Resultados de la caracterización de los extractos líquidos de camote morado y arrecho

Parámetro	Morado			Arrecho		
	1	2	3	1	2	3
Sólidos solubles (°Brix)	10,3	10,4	10,5	9,9	9,7	10,4
pH	5,9	5,8	5,8	5,9	5,9	6,0
Acidez (mL NaOH)	3,3	3,1	4,0	2,1	2,3	3,0
Acidez (g ácido ascórbico)	0,21	0,19	0,25	0,13	0,14	0,19
Conductividad Eléctrica (mS/cm)	12,2	12,4	13,6	11,5	11,5	11,4
Almidón (g/L)	1,0	1,3	1,4	1,4	1,2	1,3
Azúcares Invertidos (g/100 mL)	6,6	7,4	5,7	4,8	4,8	4,2
Densidad de color total	4,74	3,95	4,43	4,56	5,08	4,35
Color de antocianinas	0,74	0,63	0,79	0,53	0,44	0,48
Color polimérico	3,58	3,05	3,27	3,78	4,18	3,55
Densidad del color de los taninos %	75,59	77,15	73,78	82,92	82,24	81,54
Poder A. (mg/100 mL)	90,93	76,08	89,69	72,58	67,63	76,49
Antocianinas (mg/100 mL)	45,23	39,29	39,57	22,33	19,22	27,42
Flavonoides (mg/100 mL)	63,47	75,07	86,26	53,15	59,68	48,02
Polifenoles (mg/100 mL)	104,84	125,13	133,13	64,71	66,11	86,055

ANEXO XVII

CONTENIDO DE SÓLIDOS SOLUBLES, CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA Y pH EN LOS EXTRACTOS HIDROLIZADOS

Tabla 28. Contenido de sólidos solubles, conductividad eléctrica y pH en los extractos hidrolizados de camote morado y arrecho

Repetición	Tratamiento	°Brix	Conductividad eléctrica mS/cm	pH
R1	a0b0	11,0	14,59	5,8
	a0b1	10,0	12,56	6,0
	a1b0	11,7	14,81	6,4
	a1b1	10,9	15,88	6,5
R2	a0b0	10,1	14,80	6,0
	a0b1	9,2	11,80	5,9
	a1b0	13,2	15,10	6,5
	a1b1	10,5	12,83	6,4
R3	a0b0	11,3	15,33	6,0
	a0b1	9,5	12,53	6,0
	a1b0	13,5	15,62	6,4
	a1b1	11,1	12,62	6,5

ANEXO XVIII

CARACTERIZACIÓN FUNCIONAL EN LOS EXTRACTOS

HIDROLIZADOS DE CAMOTE MORADO Y ARRECHO

Tabla 29. Caracterización funcional en los extractos hidrolizados de camote morado y arrecho

Repetición	Tratamiento	Caracterización funcional			
		Poder antioxidante mg/100 mL	Antocianinas mg/100 mL	Flavonoides mg/100 mL	Polifenoles mg/100 mL
R1	a0b0	55,26	26,00	27,97	38,89
	a0b1	73,52	8,19	21,91	25,72
	a1b0	57,62	26,57	33,57	35,80
	a1b1	62,27	10,17	25,64	27,72
R2	a0b0	60,62	26,57	34,97	40,99
	a0b1	49,07	8,76	22,38	44,89
	a1b0	59,17	30,81	34,50	53,19
	a1b1	52,16	8,76	19,58	25,92
R3	a0b0	34,64	18,65	28,44	47,14
	a0b1	61,85	12,07	30,77	60,82
	a1b0	56,90	19,22	20,98	52,72
	a1b1	37,73	12,50	32,64	62,16

ANEXO XIX

DETERMINACIÓN DE COLOR EN LOS EXTRACTOS

HIDROLIZADOS DE CAMOTE MORADO Y ARRECHO

Tabla 30. Determinación de color en los extractos líquidos de camote morado y arrecho

Repetición	Tratamiento	Color			
		Densidad de color total	Color de antocianinas	Color polimérico	Densidad del color de los taninos %
R1	a0b0	2,25	0,32	1,91	84,84
	a0b1	1,93	0,28	1,40	72,73
	a1b0	2,39	0,49	1,83	76,37
	a1b1	2,08	0,30	1,54	74,06
R2	a0b0	2,10	0,43	1,34	63,60
	a0b1	1,04	0,09	0,89	85,03
	a1b0	2,84	0,40	1,92	67,44
	a1b1	1,37	0,13	1,19	86,99
R3	a0b0	2,12	0,23	1,77	83,48
	a0b1	2,75	0,29	2,36	85,58
	a1b0	2,58	0,28	2,10	81,14
	a1b1	2,71	0,31	2,23	82,22

ANEXO XX

**ANÁLISIS DE VARIANZA DEL CONTENIDO DE SÓLIDOS
SOLUBLES (°BRIX) EN FUNCIÓN DEL TRATAMIENTO EN LOS
EXTRACTO HIDROLIZADOS**

Tabla 31. ADEVA del contenido de sólidos solubles en función del tratamiento en los extractos hidrolizados de camote morado y arrecho

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
EFECTOS PRINCIPALES					
A:pH	8,00333	1	8,00333	20,3	0,002
B:genotipo	7,68	1	7,68	19,48	0,0022
INTERACCIONES					
AB	0,403333	1	0,403333	1,02	0,3414
RESIDUOS	3,15333	8	0,394167	-	-
TOTAL (CORREGIDO)	19,24	11	-	-	-

ANEXO XXI

**ANÁLISIS DE VARIANZA DE LA CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA
EN FUNCIÓN DEL TRATAMIENTO EN LOS EXTRACTOS
HIDROLIZADOS**

Tabla 32. ADEVA de la conductividad eléctrica en función del tratamiento en los extractos hidrolizados de camote morado y arrecho

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
EFEKTOS PRINCIPALES					
A:pH	2,2968	1	2,2968	2,4	0,1599
B:genotipo	12,0601	1	12,0601	12,6	0,0075
INTERACCIONES					
AB	1,0980	1	1,09808	1,15	0,3153
RESIDUOS	7,6562	8	0,95703	-	-
TOTAL (CORREGIDO)	23,1113	11	-	-	-

ANEXO XXII
CARACTERIZACIÓN QUÍMICA Y FUNCIONAL DE LAS MIELES
DE CAMOTE MORADO Y ARRECHO

Tabla 33. Caracterización química y funcional de las mieles de camote morado y arrecho

Análisis		Unidades	Morado		Arrecho	
			1	2	1	2
Sólidos solubles		°Brix	65			
pH			5,6	5,7	5,8	5,8
Acidez		mL NaOH	14,4	14,6	14,2	15,3
Actividad de agua			0,79	0,85	0,81	0,82
Poder A.			616,93	662,29	569,09	556,72
Antocianinas		mg/100 mL	150,96	169,62	81,41	84,81
Flavonoides			134,29	152,48	114,24	115,64
Polifenoles			693,46	618,69	374,77	449,53
Color	D. de color total		5,23281	4,89951	4,94395	4,57732
	Color de antocianinas		0,37774	0,25553	0,29997	0,24442
	Color polimérico		4,37734	4,21069	4,74397	4,67731
	D. del color de taninos	%	83,63	85,97	95,86	96,68
Azúcares invertidos		g/100 mL	11,58	11,51	10,80	10,10
Azúcares HPLC	Glucosa	%	4,90		4,60	
	Fructosa		3,60		3,17	
	Sacarosa		31,63		35,12	
Sólidos Totales		%	66,94	66,72	65,98	66,15
Humedad			33,05	33,27	34,01	33,84
Ceniza			8,60	8,31	7,65	7,56
Proteína			No detectable		No detectable	
Minerales	Ca	%	0,02		0,01	
	P		0,30		0,38	
	Mg		0,07		0,10	
	K		4,04		3,26	
	Na		0,53		0,51	
	Cu	ppm	12		12	
	Fe		72		75	
	Mn		4		6	
Zn	19		22			

ANEXO XXIII

**VALORES OBTENIDOS EN LAS MEDICIONES DE VISCOSIDAD
EN EL TEXTURÓMETRO TA-XT2i EN LAS MIELES DE CAMOTE
MORADO Y ARRECHO, Y TRANSFORMACIÓN A UNIDADES DEL
SISTEMA INTERNACIONAL**

Tabla 34. Valores de viscosidad obtenidos en el texturómetro TA-XT2i en las mieles de camote morado y arrecho

Repetición	Mediciones No	Presión Inicial (lb/pul ²)	Presión Final (lb/pul ²)	Tiempo (s)	Área (lb/pul ²)-s
Morado	1	0,3390	1,2690	8,0050	7,4280
	2	0,3650	1,3356	7,2700	6,3630
	3	0,4530	1,4450	7,9500	7,0690
	4	0,3870	1,3830	7,4450	6,0030
	Promedio	0,3860	1,3582	7,6675	6,7158
	Desv	0,0488	0,0744	0,3657	0,6492
	Cv	12,6387	5,4798	4,7696	9,6674
Arrecho R1	1	0,3450	1,2880	7,6250	6,2780
	2	0,3440	1,1970	7,7350	6,5840
	3	0,4180	1,3870	7,7950	6,4930
	4	0,3330	1,3490	7,0100	5,7166
	Promedio	0,3600	1,3053	7,5413	6,2679
	Desv	0,0390	0,0829	0,3611	0,3893
	Cv	10,8464	6,3506	4,7883	6,2107

Tabla 35. Transformación de unidades al sistema internacional

Promedio	Diferencia de presiones	Diferencia de presiones	Radio interno Jeringuilla	Longitud desplazada	Caudal Volumétrico	Viscosidad
Miel	$\Delta P(\text{lb}^*/\text{pul}^2)$	$\Delta P(\text{N}/\text{m}^2)$	$R^4(\text{m}^4)$	L(m)	(m^3/s)	Pa.s
Morado	9,722E-01	6,7030505 E+03	2,95834E- 09	1,2E-02	3,9126E-07	1,6585661 E+03
Arrecho	9,453E-01	6,5175824 E+03	2,95834E- 09	1,2E-02	3,9781E-07	1,5861317 E+03

ANEXO XXIV

**MEDICIONES DE CONSISTENCIA EN EL TEXTURÓMETRO TA-
XT2i EN LAS MIELES DE CAMOTE MORADO Y ARRECHO**

Tabla 36. Mediciones de consistencia en el texturómetro TA-XT2i en las mieles de camote morado y arrecho

Repeticiones por genotipo		Firmeza (g*)	Consistencia (g*·s)	Cohesividad (g*)	Resistencia al flujo (g*·s)
Miel de camote morado	1	18,2	261,8	-10,9	-11,6
		18,3	272,6	-10,9	-11,3
	2	18,2	273,4	-11,1	-13,4
		18,5	279,9	-11,4	-12,8
Miel de camote arrecho	1	17,7	264,0	-10,8	-11,9
		17,8	268,9	-11,0	-12,4
	2	17,4	259,8	-10,3	-10,6
		17,3	257,2	-10,4	-10,3