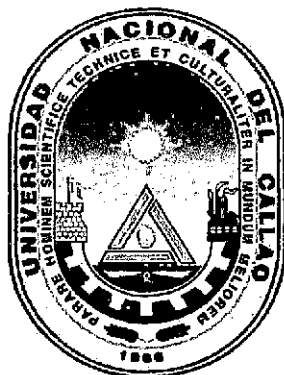


UNIVERSIDAD NACIONAL DEL CALLAO
FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA QUÍMICA



**“OBTENCION DE ANTIOXIDANTES EN POLVO A PARTIR
DE LA HOJA DE CAMOTE
(*Ipomoea batata*)”**

**TESIS PARA OPTAR DEL TÍTULO
PROFESIONAL DE INGENIERO QUÍMICO**

**PRESENTADO POR:
BACH. LUZ MILAGROS PICHARDO CRUZ**

**ASESORADO POR:
ING. ALBERTO PANANA GIRIO**

**CO ASESORA:
DRA. ROSA TORI LOZA**

**CALLAO – PERÚ
2011**

Two handwritten signatures are present on the right side of the page. The top signature is a cursive signature, likely of the advisor Ing. Alberto Panana Girio. The bottom signature is a more stylized signature, likely of the co-advisor Dra. Rosa Tori Loza.

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL CALLAO

Facultad de Ingeniería Química

**“OBTENCION DE ANTIOXIDANTES EN POLVO A PARTIR DE LA HOJA DE
CAMOTE (Ipomoea batata)”**

TESIS

Para la obtención del título profesional de ingeniero químico

AUTOR

Bach. Luz Milagros Pichardo Cruz

ASESOR

Ing. Alberto Panana Girio

CO-ASESORA

Dra. Rosa Tori Loza

Lima-Perú

2011

PRÓLOGO DEL JURADO

La presente Tesis fue sustentada por la Bachiller Luz Milagros Pichardo Cruz, ante el JURADO DE SUSTENTACIÓN DE TESIS conformado por los siguientes Docentes Ordinarios:

Ing. ANCIETA DEXTRE CARLOS ALEJANDRO	:	Presidente
Ing. DÍAZ CÓRDOVA ZOILA	:	Secretaria
Ing. TOLEDO PALOMINO MARIA ESTELA	:	Vocal
Ing. PANANA GIRIO ALBERTO EMILIO	:	Asesor
Dra. TORI LOZA ROSA	:	Co - Asesora

Tal como está asentado en el Libro de Actas de Sustentación de Tesis No. 2, Folio 45, Acta No. 228 de fecha VEINTISIETE DE OCTUBRE DEL 2011, para optar el Título Profesional de Ingeniero Químico, de acuerdo a lo normado por el Reglamento de Grados y Títulos aprobado por Resolución N°. 082-2011-CU de fecha 29 de Abril del 2011.

DEDICATORIA

A Dios por darme la vida, por ser la luz de esperanza que llena de amor nuestras vidas y porque a Él le debo todos mis logros.

A la memoria de mi padre quien con inmensa sabiduría siempre supo darme ejemplo de perseverancia y dedicación.

A mi madre por su apoyo, cariño y bondad incondicional.

A mis hermanos porque de una u otra manera me dieron su apoyo y comprensión para seguir adelante.

A mis compañeros del trabajo por enseñarme todo lo que ahora pongo en práctica.

Luz Milagros Pichardo Cruz

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por las personas que puso en mi camino.

A mis queridos padres, por su confianza y su apoyo en mis años de estudios.

A mi asesor Ing. Alberto Panana, por su orientación, apoyo y motivación para el desarrollo de la presente.

A la Dra. Rosa Tori por estar siempre en los momentos que más la necesitaba, y cada vez que tenía algunas dudas; siendo ella mi gran maestra y guía.

A mi amiga y bióloga Mirella Mendoza por ayudarme tanto y darme fuerzas en los momentos más difíciles que nos toco vivir.

A todos mis profesores, de los cuales tengo presente sus enseñanzas.

A mis amigos y colegas de la Universidad por el apoyo que siempre me brindaron, y por los momentos inolvidables que hemos vivido a lo largo de los cinco años.

Finalmente a todas las personas que se cruzaron en mi camino y que me dieron palabras de aliento y apoyo.

INDICE

I.	INTRODUCCIÓN	8
II.	RESUMEN	11
III.	OBJETIVOS	12
	3.1 OBJETIVO GENERAL	12
	3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	12
IV.	HIPÓTESIS	13
	4.1 HIPÓTESIS GENERAL.....	13
	4.2 HIPÓTESIS ESPECÍFICAS	13
V.	MARCO TEORICO	14
	5.1 ANTECEDENTES DEL PROBLEMA	14
	5.2 ESTUDIO DEL CAMOTE.....	27
	5.2.1 Origen del camote	27
	5.2.2 Taxonomía	28
	5.2.3 Importancia de la planta	28
	5.2.4 Variedad del camote.....	29
	5.2.5 Nutrición	30
	5.2.6 Valor alimenticio	32
	5.2.7 Producción de camote en el Perú.....	33
	5.2.8 Producción	37
	5.2.8.1 Producción global.....	37

5.2.8.2	Polvo de la hoja del camote morado	38
5.3	ANTIOXIDANTES	49
5.3.1	Definición.....	49
5.3.2	Clasificación de antioxidantes.....	50
5.3.3	Actividades pro- oxidantes.....	51
5.3.4	Medida y niveles en los alimentos	51
5.3.5	Usos de antioxidantes en alimentos	53
5.3.6	Métodos químicos para determinar actividad	
Antioxidante en pulpa de frutos.....		55
5.3.6.1	Método ABTS.....	57
5.3.6.2	Método DPPH	57
5.3.6.3	Método DMPD.....	58
VI.	METODOLOGÍA	59
6.1.	DIAGRAMA DE FLUJO PARA LA OBTENCIÓN DE ANTIOXIDANTES EN POLVO A PARTIR DE LA HOJA DE CAMOTE MORADO.....	59
6.2.	MATERIALES, EQUIPOS Y REACTIVOS	60
6.2.1.	Materia prima	60
6.2.2.	Material de vidrio.....	60
6.2.3.	Equipos.....	60
6.2.4.	Reactivos	60
6.3.	Datos experimentales	61
VII.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS	67

7.1	Resultado	67
7.2	Discusión	74
VIII.	CONCLUSIONES	75
IX.	RECOMENDACIONES	77
X.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	78
ANEXOS	87
GLOSARIO	107

CAPITULO I

INTRODUCCIÓN

1.1. SITUACIÓN PROBLEMÁTICA

Los antioxidantes son moléculas capaces de retardar o prevenir la oxidación de otras moléculas y su papel principal es terminar con las reacciones de oxidación e inhibir otras reacciones de oxidación oxidándose ellos mismos.

Algunas de las sustancias antioxidantes naturales más conocidas son el β -caroteno (pro-vitamina A), la vitamina C (ácido ascórbico), la vitamina E (α -tocoferol), el selenio, etc.

Las evidencias epidemiológicas que asocian el consumo de vegetales y frutas con una menor incidencia de enfermedades crónicas, junto con la mayor preocupación de los consumidores por mantener un estado de salud adecuado, están llevando a las industrias alimentarias a diseñar alimentos funcionales que brinden un aporte extra de estos antioxidantes naturales.

Por estas razones actualmente se está investigando a nivel internacional la capacidad antioxidante de frutas y verduras, para ello existen muchos métodos para determinar la capacidad antioxidante y uno de los métodos más comunes es el método que usa el radical 1,1-difenil-2-picrilhidracilo (DPPH), este método es muy útil para determinar si productos de origen vegetal tienen antioxidantes naturales, como vitaminas A, C y E, compuestos fenólicos (flavonoides, antocianinas), entre otros.

El método se basa en la propiedad de los compuestos con capacidad antioxidante que neutralizan los radicales libres DPPH. Este es un radical con una coloración específica en una solución, en este método se mide la reducción de la intensidad del color del radical en presencia de una sustancia antioxidante mediante un espectrofotómetro.

1.2 ENUNCIADO DEL PROBLEMA

1.2.1 Problema General

1. ¿El polvo obtenido, a partir de las hojas de ipomoea batata ((l) Lam) "camote morado" presenta capacidad antioxidante?

1.2.2 Problemas específicos

- a) ¿Cuál debe ser la tecnología requerida para obtener antioxidantes a partir de la hoja de camote morado?
- b) ¿Cuáles deben ser los parámetros a considerar en el proceso de deshidratado de las hojas de camote morado?
- c) ¿La capacidad antioxidante de la hoja de camote morado se conserva al ser deshidratado?

1.3 JUSTIFICACIÓN

La importancia de investigar especies vegetales se desprende de su uso tradicional. En efecto, la Medicina Tradicional constituye una fuente primaria para el mantenimiento de la salud, gran parte de esta medicina se fundamenta en el uso de extractos vegetales o de sus componentes activos; es por esto que en la actualidad ha tomado mucha fuerza el estudio de su respectiva actividad biológica, especialmente el de los antioxidantes luego de descubrir que muchas enfermedades se presentan, en forma asociada, a estados de estrés oxidativo.

El uso de antioxidantes en farmacología es estudiado de forma intensiva, particularmente como tratamiento para accidentes cerebrovasculares y enfermedades neurodegenerativas.

Los antioxidantes también son ampliamente utilizados como ingredientes en suplementos dietéticos con la esperanza de mantener la salud y de prevenir enfermedades tales como el cáncer y la cardiopatía isquémica. Otras aplicaciones a nivel industrial son en forma de conservantes de alimentos, cosméticos y en la prevención de la degradación del caucho y la gasolina.

Diversos estudios en todo el mundo, muestran que las plantas son fuente importante de compuestos antioxidantes (compuestos fenólicos, carotenoides, etc.).

Es por ello que mediante este proyecto de investigación buscamos potenciar el conocimiento milenario de una especie de nuestra flora peruana que es el camote, ya que es una especie que se encuentra ampliamente distribuida y puede ser sembrado en varios pisos altitudinales de nuestro país; esto debido a su fácil propagación y pocos requerimientos de insumos, agua y fertilizantes; y si hablamos a nivel económico es considerado el séptimo cultivo más importante del mundo en términos de producción.

En el presente trabajo aprovecharemos este recurso natural al máximo, utilizando sus hojas, ya que muchas veces dichas hojas no son utilizadas en la industria, y son eliminadas como residuo. Estas hojas nos servirán como materia prima para la obtención de antioxidantes.

CAPITULO II

RESUMEN

El objetivo de este estudio fue investigar la concentración de antioxidantes presentes en el polvo a partir de la hoja de camote morado, dicha muestra biológica muchas veces considerada residuo.

El proceso para la obtención del polvo del extracto concentrado fue el de atomización o deshidratación.

Para medir la capacidad antioxidante se utilizó el método DPPH, ya que anteriores trabajos muestra efectividad de dicho método para medir antioxidantes.

La capacidad antioxidante que presentó el polvo obtenido fue de 5526.65 u moles de Trolox por Kg de hoja de camote morado, por lo que dicha cantidad es superior al que necesita nuestro cuerpo humano.

El uso de esta parte de la planta en forma de polvo es una alternativa, ya que tiene propiedad antioxidante y de esta manera podría contribuir en la capacidad de la captación de los radicales libres presentes en nuestro cuerpo y a la vez, disminuir los riesgos de contraer enfermedades crónicas.

CAPITULO III

OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GENERAL

Obtener antioxidante en polvo a partir de la hoja de camote morado.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- a) Establecer la tecnología requerida y los parámetros de operación en el proceso de deshidratado para obtener antioxidantes a partir de la hoja de camote morado (*Ipomoea batata*).
- b) Establecer los parámetros del proceso de deshidratación a partir de la hoja de camote morado.
- c) Determinar la capacidad antioxidante en polvo obtenido a partir de la hoja de camote morado.

CAPITULO IV

FORMULACIÓN DE LA HIPÓTESIS

4.1 HIPÓTESIS GENERAL

La capacidad de antioxidante en polvo de la hoja de camote morado deshidratada es eficiente.

4.2 HIPÓTESIS ESPECÍFICAS

- a) La tecnología requerida y los parámetros de deshidratado son los óptimos.
- b) Los parámetros del proceso de deshidratación son eficaces para obtener el antioxidante.
- c) La capacidad antioxidante deshidratada obtenida es eficiente.

CAPITULO V

MARCO TEORICO

5.1 ANTECEDENTES DEL PROBLEMA

Estudios referentes a la hoja de camote en nuestro país son escasos debido que a esta parte de la planta no se ha tenido la relevancia que merece.

Estudios como el de "Contenido de compuestos fenólicos y capacidad antioxidantes de las hojas de cinco cultivos de yacón (*Smallanthus sonchifolia* Poepp & Endl.) de diferentes estados de madurez", nos demuestran que otras partes de la planta que son usualmente consideradas como residuos es aprovechada; dicho trabajo se realizó en la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM) en el año 2009.

Ipomoea batata (L) Lam. "camote morado" también es usado etnofarmacológicamente por su actividad gastroprotectora en gastritis y úlceras. Así lo demuestra la investigación: **"Determinación de la actividad gastroprotectora del extracto etanólico de las hojas frescas de *Ipomoea batata* (L) lam. "Camote morado"** (César Pisconte. Asesores: Q.F. Luis Félix, Q.F. Juana Chávez). El Perú, es mundialmente reconocido por la variedad de especies vegetales que posee y que son utilizadas desde tiempos inmemorables con fines terapéuticos, alimenticios, ornamentales entre otros. Estudios previos realizados a esta planta, señalan la presencia de metabolitos secundarios importantes de posible actividad gastroprotectora. Nuestro interés es aportar al estudio farmacológico, ya que no se ha encontrado referencias bibliográficas del estudio de las hojas de *Ipomoea batata* Lam. "Camote morado" donde se demuestre dicha acción terapéutica. La muestra fue ubicada y recolectada en abril de 2008, en el distrito de Vegueta, provincia de Huaura, a 80 msnm, departamento de Lima. El extracto seco se obtuvo por maceración etanólica de hojas frescas de *Ipomoea batata* Lam. "Camote morado" y posterior secado en estufa a

40°C. Se realizó el estudio farmacológico con la finalidad de demostrar la actividad gastroprotectora del extracto etanólico de *Ipomoea batata* Lam. "Camote morado"; utilizó la técnica de Lee (1971) modificada, induciendo la formación de úlcera gástrica con naproxeno sódico en ratas. El extracto etanólico de hojas frescas de *Ipomoea batata* Lam. "Camote morado", se administró a distintas concentraciones por vía oral; se usaron ratas de la cepa Holtzmann de 250 - 350 g. La dosis de 200 mg/Kg de peso, del extracto etanólico fue la que evidenció mayor eficacia, observándose un 96% de inhibición comparado con la ranitidina, que obtuvo un 84% de inhibición. En el estudio anatomopatológico no se evidenció daño en la estructura del estómago a una dosis de 200 mg/Kg de peso, comparando con la ranitidina, donde se observó una alteración en la estructura anatómica del estómago. Concluimos que esta dosis de 200 mg/Kg de peso, presenta mayor inhibición que la dosis de 100 mg/Kg y 400 mg/Kg de peso, también frente a la ranitidina.

El cultivo de la fruticultura ocupa en Brasil un área de dos millones de hectáreas y genera un PIB de 1,5 billones de dólares. Existen más de 30 puntos de producción, distribuidos en la geografía de norte a sur. La balanza comercial de frutas frescas en Brasil, cerró el año 2003 con un superávit de 267 millones de dólares, un 39% superior al del año anterior. En el período desde enero a julio del 2004, el aumento de las ventas externas superó en un 23% al del mismo periodo del año 2003(APEX- Brasil).

Los frutos, en adición a los nutrientes esenciales y a una serie de micronutrientes tales como minerales, fibras y vitaminas, aportan diversos componentes metabolitos secundarios de naturaleza fenólica. Los fenoles, especialmente los flavonoides (Heim, K.E.; Tagliaferro, A.R.; Bobilya, D.J., 2002) y los antocianos ((Espin, J.C.; Sololer-Rivas, C.; Wichers, H.J.; García-Viguera, C., 2000),(Heim, K.E.; Tagliaferro, A.R.; Bobilya, D.J.,1927),(Kuskoski,E.M., Vega, J.M., Rios, J.J., Fett, R., Troncoso, A.M.; Asuero, A.G., 2003), (Moyer, R. A.; Hummer, K. E.;

Finn, C.E.; Frei, B.; Wrolstad, R.E., 2002)) , muestran una gran capacidad para captar radicales libres causantes del estrés oxidativo, se atribuye un efecto beneficioso en prevención de enfermedades: cardiovasculares, circulatorias, cancerígenas y neurológicas((Ishige, K.; Schubert, D.; Sagara, Y., 2001),(Katsube,N.; Keiko, I.; Tsushida, T.; Yamaki, K.; Kobori, M., 2003),(Lapidot, T.; Harel, S.; Akiri, B.; Granit, R.; Kanner, J., 1999),(Schramm, D.D. Y German, J.B., 1998), (Tsuda, T.; Watanabe, M.; Ohshima, K.; Norinobu, S.; Choi, S.W.; Kawakishi, S., Osawa, T., 1994), (Wang, J., Mazza, G., 2002)). Poseen actividades anti-inflamatoria, antialérgica, antitrombótica, antimicrobiana y antineoplásica ((Prior, R.L.; Cao, G.; Martin, A.; Sofic, E.; Mcewan, J.; O'brien, C.; Lischner, N.; Ehlenfeldt, M.; Kalt, W.; Krewer, G.; Mainland, C.M., 1998), (Ross, J.A.; Kasum, C.M., 2002),(Sánchez-Moreno, C., 2002),(Satué-Gracia, M.T.; Heinonen, M.; Frankel, E.N., 1997)).

Este estudio tiene por objeto determinar la capacidad antioxidante de pulpas de frutos congelados comercializados en el sur de Brasil, tales como mora (*Morus nigra*), uva (*Vitis vinifera*), açai (*Euterpe oleracea Mart.*), guayaba (*Psidium guajava*), fresa (*Fragaria vesca var.*), acerola (*Malpighia glabra Linn.*), piña (*Ananas comosus L.*), mango (*Mangifera indica L.*), graviola (*Anona muricato L.*), cupuaçu (*Theobroma grandiflorum*) y maracuyá (*Passiflora sp*), así como comparar la relación entre el contenido de fenoles totales y antocianos. Se han aplicado con este fin los tres principales métodos químicos disponibles: ABTS, DMPD y DPPH.

Entre los materiales usados:

Trolox (ácido 6-hidroxi-2, 5,8- tetrametilcromo- 2-ácido carboxílico 97%), y ácido ascórbico (Sigma-Aldrich Chemical Co., Gillingham, Dorset, UK) como antioxidante de referencia. El DPPH (2,2-difenil -1-picrilhidrazilo, D-9132), ABTS (ácido 2,2'-azino-bis (3-etilbenzotiazolin)-6-sulfónico,A-1888),y DMPD(dicloridrato de N,N-Dimetil-p-fenilendiamina, D-0401) proceden del Sigma Aldrich(dorset, UK). Las pulpas de fruta, al 100% natural obtenida al azar, en embalaje de 100gr, estaban conservadas en

15°C las muestras se prepararon de acuerdo a la indicación del fabricante, 100gr. se disuelve en 250ml de agua Milli-Q, y se diluye con etanol y agua Milli-Q, se centrifuga a 14000rpm durante 15 min. El registro de la absorbancia se hizo en una longitud de onda constante y un espectrofotómetro HP modelo 8452A (Cheadle Heath, stockport Cheshire, UK). Los análisis estadísticos se realizan con ayuda del software Statistica 6.0, aplicando ANOVA (Ensayo de tukey studentizado-HSD).

Para determinar antocianos totales (AT)

Método por diferencia del pH permite la estimación alternativa del contenido de antocianos totales (Giusti, M.M.; Wrolstad, R. E. Unit. F1.2.1-13., 2001). Se utilizan dos sistemas tampón: ácido clorhídrico /acetato sódico de pH 4,5 (0,4M) a 0,2mL de una muestra diluida (para conseguir una absorbancia en el rango de 0,100-1,200 a 510nm) se añade 1,8mL de la correspondiente dilución tampón y se mide la absorbancia frente a un blanco a 510 y 700 nm se calcula la absorbancia final a partir de:

$$A = \left(A_{\text{max. vis}} - A_{700\text{nm}} \right)_{\text{pH}1.0} - \left(A_{\text{max vis}} - A_{700\text{nm}} \right)_{\text{pH}4.5}$$

La concentración de pigmentos monoméricos en el extracto se expresa en cianidina-3-glucosido.

$$\text{Antocianos monoméricos (mg / 100gr)} = \frac{A \times \text{PM} \times \text{FD} \times 100}{(\varepsilon \times 1)}$$

A = absorbancia

PM = peso molecular

FD = factor de dilucion

ε = absortividad molar

La concentración final de antocianos (mg/100gr.) se calcula en base al volumen del extracto y peso de muestra. Se expresa en cianidina 3-glucósido.

$$\overline{\text{PM}} = 449,2 \text{ y } \varepsilon = 26900$$

Para determinar fenoles totales (FT)

Se utilizó el método del Folin y Ciocalteu (Folin, C.; Ciocalteu, V., 1927), para la determinación de fenoles totales, se fundamenta en su carácter reductor y es el más empleado. Se utiliza como reactivo una mezcla de ácidos fosfowolfrámicos y fosfomolibdico en medio básico, que se reduce al oxidar los compuestos fenólicos, originando óxidos azules de wolframio (W_8O_{23}) y molibdeno (Mo_8O_{23}). La absorbancia del color azul desarrollado se mide a 765nm. Los resultados se expresa en mg de ácido gálico por 100 gr. de pulpa de frutos.

Para la actividad antioxidante:

Por el método ABTS; según la metodología desarrollada por RE *et al.* (RE, R.; Pellegrini, N.; Proteggente, A.; Pannala, A.; Yang, M.; Rice-Evans, C., 1999) y descrita por Kuskoski *et al.* (Kuskoski, E.M.; Asuero, A.G.; Troncoso, A.M.; Garcia-Parilla, M. C.; Fett, R., 2004) el radical ABTS•+ se obtiene tras la reacción de ABTS (7 mM) con persulfato potásico (2,45 mM, concentración final) incubados a temperatura ambiente ($\pm 25^\circ\text{C}$) y en la oscuridad durante 16 horas.

Una vez formado el radical ABTS•+ se diluye con etanol hasta obtener un valor de absorbancia comprendido entre 0,70 ($\pm 0,1$) a 754 nm (longitud de onda de máxima absorción).

Las muestras filtradas (antocianos) se diluyen con etanol hasta que se produce una inhibición del 20% al 80%, en comparación con la absorbancia del blanco, tras añadir 20 μL de la muestra. A 980 μL de dilución del radical ABTS•+ así generado se le determina la A_{754} a 30°C , se añade 20 μL de la muestra (dilución de antocianos) y se mide de nuevo la A_{754} pasado 1 minuto. La absorbancia se mide de forma continua transcurridos 7 minutos. El antioxidante sintético de referencia, Trolox, se ensaya a una concentración de 0-15 μM (concentración final) en etanol, en las mismas condiciones, lo que se hace también con ácido ascórbico (0-20 mg/100 mL). Los resultados se expresan en TEAC (actividad antioxidante equivalente a Trolox) y en VCEAC (actividad

antioxidante equivalente a vitamina C), en este último caso por tratarse de alimentos.

Método DPPH; Este método, desarrollado por Brand-Williams *et al.* (Brand-Williams, W.; Cuvelier, M.E.; Berset, C., 1995), se basa en la reducción de la absorbancia medida a 515 nm del radical DPPH•, por antioxidantes. Con modificaciones el método descrito por Kim *et al.* (Kim, D-O.; Lee, K.W.; Lee, H.J.; Lee, C.Y., 2002), se basa en la medida de la absorbancia del radical DPPH• 100 µM (3,9 mL) disuelto en metanol al 80%, a la longitud de onda de 517 nm se añade 0,1 mL de la muestra o patrón, la mezcla se homogeniza cuidadosamente, y se mantiene en la oscuridad durante 30 minutos. Las medidas de absorbancia a 517 nm se realizan antes de añadir la muestra, absorbancia inicial(A0) y pasados los 30 y 60 minutos, absorbancia final (Af). La concentración de DPPH• en el medio de reacción se calcula a partir de una curva de calibrado obtenida por regresión lineal. Los resultados se expresan en TEAC, o sea, actividad equivalente a Trolox (µM/gr. de muestra peso fresco). El antioxidante sintético de referencia Trolox, a una concentración de 0,08-1,28 mM en disolución de metanol al 80%, se ensaya en las mismas condiciones, expresándose los resultados en TEAC y VCEAC.

Método DMPD; Se determina la actividad antioxidante aplicando el método propuesto por Fogliano *et al.* (Fo Foglianono, V.; Verde, V.; Randazzo, G.; Ritieni, A., 1999). Este se basa en añadir 1mL de la disolución de DMPD 100 mM a 100 mL de disolución tamponada con ácido acético/ acetato de sodio 0,1 M (pH 5,25). Tras la adición de 0,2 mL de una disolución de cloruro férrico 0,05 M (concentración final de 0,1 mM) se forman radicales cationes coloreados (DMPD•). Un mililitro de esta disolución se traslada a una cubeta midiéndose su absorbancia, comprendida entre 0,90 (±0,1), a 506 nm se añade 50 µL de una disolución patrón de antioxidante o de muestras diluidas y transcurridos diez minutos (a 25°C) se hace otra medida de absorbancia a 506 nm la disolución tamponada de acetato se utiliza como blanco de referencia. Los resultados se expresan en TEAC, o sea, actividad equivalente a

Trolox (en mM o μ M) o bien en VCEAC, actividad equivalente a vitamina C (mg/L o mg/100 gr.).

Antocianos y fenoles totales

El contenido total de antocianos y de polifenoles se recoge en la *Tabla 1*. La cantidad de antocianos totales en las pulpas de mora, uva, fresa, açai, acerola y guayaba es de 41,8; 30,9; 23,7; 22,8; 16,0 y 2,7 mg/100 gr. peso fresco, respectivamente. Mora y uva presentan el mayor contenido de antocianos y las pulpas de acerola y guayaba el menor, mientras que piña, mango, graviola, cupuaçu y maracuyá no lo contienen. Los contenidos totales de flavonoides, antocianos y compuestos fenólicos no flavonoides se obtienen tras la determinación de fenoles totales que se encuentran compilados en la *Tabla 1*. Los extractos de pulpa de acerola contienen un elevado contenido de polifenoles totales (580,1 mg/100 gr.) al igual que la pulpa de mango (544,9 mg/100 gr.), mientras que las pulpas de açai (136,8 mg/100 gr.), fresa (132,1 mg/100 gr.), mora (118,9 mg/100 gr.) y uva (117,1 mg/100 gr.) muestran contenidos más bajos, aunque también elevados.

Tabla 1- Determinación de antocianos totales (AT), fenoles totales (FT) y VCEAC (actividad antioxidante equivalente a vitamina C) de pulpa de frutos aplicando los métodos DPPH, ABTS y DMPD

muestra	FT ^a (mg/100gr.)	AT ^a (mg/100gr.)	VCEAC (mg/100gr.)		
			DPPH(30min)	ABTS(1min)	DMPD(10min)
mora	118,9±2,1	41,8±1,8	82,6±2,6	125,8±3,2	58,8±0,4
uva	117,1 ±0,6	30,9±0,1	105,9±0,4	161,5±3,3	60,8±1,9
acai	136,8± 0,4	22,8±0.8	108,5±2,6	163,4±4,0	75,5±1,3
guayaba	83,0± 1,3	2,7±0.2	100,7±2,2	120,0±4,5	69,7±0,0
fresa	132,1± 3,8	23,7±2,3	132,8±0,3	202,5±0,5	73,2±0,3
acerola	580,1± 4,6	16,0±0,5	959,1±19,0	1198,9±8,1	789,3±13,8
piña	21,7 ±4,5	nd	41,1±0,8	64,8±5,2	89,09±0,9
mango	544,9± 7,3	nd	174,3±0,5	224,7±4,6	411,2±6,1
graviola	84,3± 5,8	nd	57,15±1,18	76,8±4,0	79,6±4,0
cupuacu	20,5± 3,0	nd	43,18±2,4	37,0±0,0	85,1±4,6
maracuya	20,0± 2,6	nd	46,66± 1,6	57,0±1,9	83,7±4,3

^a datos espectrofotométricos VCEAC: actividad antioxidante equivalente al ácido ascórbico (mg/100gr peso muestra).nd: no detectada

Actividad antioxidante

Los resultados obtenidos en la determinación de la actividad antioxidante por los métodos indicados (Tabla 1 y 2) se han expresado en equivalentes a vitamina C (VCEAC), o equivalentes a Trolox (TEAC), para las distintas muestras de pulpas de frutos. De todas las muestras ensayadas, los valores VCEAC encontrados varían entre máximos y mínimos de 1198,9 y 37,0 mg/100 gr. para los ensayos con ABTS, 959,1

y 43,18 para los ensayos con DPPH, y entre 789,3 y 83,7 mg/100gr. para los ensayos desarrollados con DMPD (Tabla1).

La actividad antioxidante es dependiente de la concentración del extracto ((Katsube, N.; Keiko, I.; Tsushida, T.; Yamaki, K.; Kobori, M., 2003), (Robards, K; Prenzler, P.D.; Tucker, G.; Swatsitang, P.; Glover, W., 1999)). La mejor respuesta obtenida, teniendo en cuenta los disolventes aplicados, es una concentración próxima a 0,04 gr. /mL para la mayor parte de las pulpas, exceptuando la pulpa de acerola con la que se obtiene una concentración de 0,004 gr. /mL. La media de los mayores valores de TEAC 67,6; 13,2; 12,0; 9,4 y 9,2 $\mu\text{M}/\text{gr.}$, determinados por ABTS, corresponden a las pulpas de acerola, mango, fresa, açai y uva, respectivamente. Los datos, cuando se expresan en VCEAC (1198,9; 224,7; 202,0; 163,4 y 161,5 mg/100gr.) conservan el mismo orden de prelación. Se justifica expresarlo de esta última manera dado que las muestras ensayadas son alimentos, y la vitamina C es un nutriente que se encuentra diariamente en nuestra dieta (Knekt, P.; Järvinen, R.; Reunanen, A.; Matela, J., 1996).

Entre los métodos utilizados para determinar la capacidad de un antioxidante para captar radicales libres, el radical ABTS^{•+} es uno de los más aplicados, al considerarse un método de elevada sensibilidad, práctico, rápido y muy estable (Arnao, M.B., 2000); a pesar de esto los valores actividad antioxidante pueden depender del tiempo escogido para efectuar la medida. La absorbancia medida por el método ABTS se determinada a los 1 y 7 minutos; los resultados obtenidos por algunos investigadores indican que la reacción con el radical ABTS^{•+} no se completa hasta pasado 1 minuto, y según RE *et al.* (RE, R.; Pellegrini, N.; Proteggente, A.; Pannala, A.; Yang, M.; Rice-Evans, C., 1999) el tiempo de 4 minutos es el más apropiado. No obstante, Sellappan *et al.* (Sellappan, S.; Akoh, C.C.; Krewer, G., 2002), sugieren tiempos de medida de 6 minutos para los patrones de referencia y de 7 minutos para los compuestos puros, extractos de plantas o de alimentos.

Dadas las diferencias descritas en los tiempos de medida, en este trabajo se realiza una comparación entre las medias de los valores TEAC obtenidos a los 1 y 7 minutos. Aunque se observa un aumento en los valores TEAC, obtenidos a los 7 minutos (*Tabla 2*), la diferencia entre los resultados obtenidos a 1 minuto no es significativa al nivel de confianza de 95% ($p=0,05$), por lo que se considera que el tiempo de 1 minuto es suficiente para determinar la reactividad de las pulpas de frutos congelados. Este hecho es muy oportuno, dado que posibilita la medición de un gran número de muestras. Considerando que los radicales libres tienen vida media corta, y dado que en la evaluación de la actividad antioxidante de un compuesto no sólo reviste importancia la estructura química y la concentración, sino también el tipo de productos de reacción formados, Villaño *et al.*, (Villaño, D.; Fernández-Pachón, A.M.; Troncoso, A.M.; Garcia-Parrilla, M.C., 2004) realizan un estudio acerca de la influencia de la dilución y el tiempo sobre la actividad oxidante de los vinos, observando que los valores obtenidos a los 2 minutos se correlacionan más con los valores de FT ($r=0.9012$) que a los 15 minutos ($r=0.8462$) adoptando, por tanto, 2 minutos como el tiempo óptimo para determinar la actividad antioxidante de vinos.

Tabla 2- Determinación de la actividad antioxidante (TEAC), equivalente a Trolox, de pulpa de frutos tropicales aplicando métodos como: DMPD, DPPH y ABTS (media \pm DE, n=3)

muestra	DMPD ^a	DPPH ^a		ABTS ^a	
	TEAC 10min	TEAC 30min	TEAC 60min	TEAC 1min	TEAC 7min
mora	3,6 \pm 0,2	4,3 \pm 0,2	5,9 \pm 0,3	6,4 \pm 0,8	7,1 \pm 0,2
uva	3,6 \pm 0,1	7,0 \pm 0,3	8,5 \pm 0,5	8,5 \pm 0,7	9,2 \pm 0,2
acai	4,5 \pm 0,1	6,9 \pm 0,2	8,3 \pm 0,1	9,1 \pm 0,4	9,4 \pm 0,2
guayaba	4,2 \pm 0,1	5,9 \pm 0,4	7,4 \pm 0,01	7,2 \pm 0,8	8,2 \pm 0,40
fresa	4,3 \pm 0,0	9,2 \pm 0,01	10,5 \pm 0,2	11,2 \pm 0,2	12,0 \pm 0,3
acerola	46,6 \pm 0,7	53,2 \pm 5,3	68,0 \pm 2,2	66,5 \pm 3,1	67,6 \pm 0,4
piña	5,3 \pm 0,3	0,5 \pm 0,01	0,6 \pm 0,1	2,9 \pm 0,6	3,4 \pm 0,3
mango	24,3 \pm 0,3	12,9 \pm 0,2	13,7 \pm 0,4	11,8 \pm 0,9	13,2 \pm 0,3
graviola	4,8 \pm 0,3	2,88 \pm 0,2	4,5 \pm 1,4	4,3 \pm 0,4	4,8 \pm 0,3
cupuacu	5,1 \pm 0,2	0,73 \pm 0,2	1,11 \pm 0,1	1,7 \pm 0,1	2,0 \pm 0,1
maracuya	5,0 \pm 0,2	0,9 \pm 0,2	1,02 \pm 0,4	2,3 \pm 0,6	2,7 \pm 0,1

a TEAC: actividad antioxidante equivalente al Trolox (μ mol TE/gr. peso muestra)

En la metodología que aplica la DPPH, los tiempos de medida empleados son, en su mayoría, de 30 minutos ((Arnous, A.; Makris, D.; Kefalas, P., 2002),(Brand-Williams, W.; Cuvelier, M.E.; Berset, C., 1995),(Kim, D-O.; Lee, K.W.; Lee, H.J.; Lee, C.Y., 2002), y en algunos casos de 20 minutos ((Pinelo, M.; Monzocco, L.; Nuñez, M.J.; Nicoli, M.C., 2004),(Sun, J.; Chu, Y.F.; Wu, X.; Liu, R.H., 2002). En el presente trabajo se miden las muestras a los 30 y 60 minutos, con objeto de comprobar la influencia del tiempo de medida en los valores actividad antioxidante. De acuerdo con los datos representados en la Tabla 2 los

valores TEAC a los 60 minutos son más elevados, llegando a aumentar entre un 10% y un 50%. El análisis estadístico revela diferencias significativas entre los tiempos de 30 y 60 minutos, especialmente en el caso de las muestras de graviola, guayaba y acerola. Considerando que los valores obtenidos reflejan la cantidad y la reactividad de los antioxidantes presentes en la muestra en determinado tiempo, se torna difícil establecer una relación estructura-actividad y determinar los tiempos de reacción, toda vez que las muestras poseen una composición compleja. Se hace necesario, por consiguiente, un estudio debidamente extenso y específico en este sentido.

El tiempo de medida necesario para realizar las medidas de DPPH (30 minutos) en comparación con el método ABTS (1 minuto), supone una desventaja en su aplicación, en adición también al elevado costo de la DPPH. Debe señalarse que, a pesar de las diferencias metodológicas, los resultados obtenidos con los métodos ABTS y DPPH permiten alcanzar conclusiones prácticamente similares. Los resultados obtenidos con el método DMPD, ya sean expresados en TEAC o VCEAC, no son consistentes con los obtenidos mediante los ensayos de la ABTS y DPPH. Dichos valores son bajos, poco reproducibles y en algunos casos incoherentes (Tablas 1 y 2).

El orden decreciente de la capacidad antioxidante obtenida, determinada por el método ABTS, es de acerola >mango >fresa >açaí >uva >mora >guayaba >graviola >piña >maracuyá >cupuaçu; y de acerola >mango >fresa >açaí >uva >guayaba >mora >graviola >maracuyá >cupuaçu >piña, cuando se aplica DPPH, observase prácticamente igual relación para los métodos ABTS y DPPH, a excepción de la piña y la guayaba. Sin embargo, cuando se aplica el ensayo DMPD el orden coincide tan solo para las dos primeras muestras: acerola >mango >cupuaçu >maracuyá >graviola >açaí >fresa >guayaba >uva >mora.

Se observa correlación entre la determinación de fenoles totales (FT) y la actividad antioxidante para los métodos ABTS y DPPH, así como una

respuesta lineal entre los valores VCEAC obtenidos con el método ABTS y los fenoles totales ($r^2=0.995$), cuando se considera las muestras con presencia de antocianos. Sin embargo cuando se hace la comparación con las muestras que no contienen antocianos el coeficiente disminuye a $r^2=0.599$. Estos datos indican la correlación existente con esta propiedad y la influencia de los antocianos en la muestra. En el caso del método DPPH los valores encontrados son $r^2=0.992$ y $r^2=0.595$, respectivamente, para las muestras con presencia de antocianos y las que no lo contienen y en el caso del método DMPD el coeficiente de correlación de fenoles totales fue de $r^2=0.991$ para las muestras con antocianos, y de $r^2=0.831$ para las muestras sin antocianos (piña, mango, graviola, cupuaçu y maracuyá).

Muchos trabajos relacionan la capacidad antioxidante con el contenido de fenoles totales y los antocianos ((Frankel,E.N.; Waterhouse,A.L.;Teissedre,P.L.,1995),(Imeh,U.;Khokhar,S.,2002),(Pinelo,M.; Monzocco, L.; Nuñez, M.J.; Nicoli, M.C., 2004),(Roberts, W.G.; Gordon, M.H., 2003),(Sun, J.; Chu, Y.F.; Wu, X.; Liu, R.H., 2002),(Ursini, F.; Tubaro, F.; Rapuzzi, P.; Zamburlini, A.; Maiorino, M., 1996)); cada componente fenólico puede contribuir de forma y proporción diferente. Sin embargo en algunos trabajos se ha encontrado una correlación baja (Heinonen, A.; Meyer, A.S.; Frankel, E.N., 1998) y en una publicación reciente Hassimoto *et al.*,(Hassimoto, N.M.A.; Genovese, M.I.; Lajolo, F.M., 2005), verifican la actividad antioxidante de pulpas congeladas de frutas consumidas en Brasil, haciendo uso de la inhibición de la peroxidación inducida y la inhibición de la co-oxidación del beta-caroteno, no encontrando relación alguna entre el contenido total de fenoles y la vitamina C con la capacidad antioxidante. No obstante los autores observan que las muestras ricas en antocianos son las que presentan la mayor capacidad antioxidante. Es necesario considerar que dicha correlación no solo depende de la concentración y la calidad antioxidante, sino también de su interacción con otros componentes y la metodología aplicada.

Cabe resaltar que entre los métodos químicos utilizados para determinar la capacidad antioxidante (captación de radicales libres), el radical ABTS•+ es uno de los más rápidos, originando resultados reproducibles y coherentes. Además, el ABTS presenta importantes ventajas; muestra varios máximos de absorción y una buena solubilidad, permitiendo el ensayo de compuestos tanto de naturaleza lipofílica como hidrofílica. El tiempo de 1 minuto, para el método ABTS, puede ser suficiente para medidas de pulpas de frutos mientras que para el método DPPH se requiere un tiempo de 60 minutos, presentándose en algunas muestras diferencias significativas en los resultados, lo que sugiere la realización de estudios adicionales. Los resultados obtenidos con el método DMPD han sido poco reproducibles y en algunos casos incoherentes. En conclusión, las pulpas de frutos tropicales congeladas comercializadas en el sur de Brasil poseen elevados valores de capacidad antioxidantes, destacando en este sentido los frutos de la acerola y el mango. A los compuestos fenólicos y los antocianos se atribuyen esta capacidad antioxidante, observándose una correlación directa entre los valores de fenoles y antocianos totales con los valores TEAC y VCEAC.

5.2 ESTUDIO DEL CAMOTE

5.2.1. Origen del camote

La palabra camote (*Ipomoea batata*), es de origen nahuatl, dialecto de los antiguos habitantes de Centroamérica y México; pero en algunas regiones de África es llamado cilera abana (protector de los niños), donde miles de aldeas dependen de su cultivo. (Segura y Guillermo; 1990).

El camote es conocido también como batata o boniato, Es idóneo para las plantaciones de pequeña escala, especialmente en las áreas marginales. Es usado en la alimentación animal y en la industria, para producir hojuelas, almidón, licor, harina y una variedad de productos procesados.

El camote tiene según los botánicos un centro secundario de diversidad genética (áreas geográficas donde el cultivo evolucionó separadamente de sus ancestros americanos). En Papua Nueva Guinea y en parte del

continente asiático, se encuentran muchas variedades de camote, genéticamente distintas de las zonas de origen. La forma como llegaron al sur-oeste del Pacífico es aún tema de debate. Algunos científicos creen que los exploradores europeos lo llevaron en los albores de la conquista española de América, mientras otros se inclinan a pensar que mucho antes de que ello ocurriera, el camote cruzó el Pacífico moviéndose de una a otra isla; En la actualidad, los habitantes de las islas del Pacífico se cuentan entre los principales consumidores per-capita de camote en el mundo.

5.2.2 Taxonomía

A pesar de que la traducción literal de su nombre en inglés es “papa dulce”, el camote no es pariente de la papa. Las papas pertenecen a la familia de las solanáceas, que incluyen también al tomate, pimiento y berenjena, mientras el camote pertenece a la familia de convolvuláceas (*Convolvulaceae*).

A diferencia de la papa que es un tubérculo o esqueje engrosado; el camote es una raíz reservante.

5.2.3. Importancia de la planta

Es una especie vegetal, de la cual se aprovechan todas sus partes. Es alimenticia tanto sus raíces reservantes como sus hojas.

Las hojas se utilizan en ensaladas para mujeres en estado de gestación por que estimulan la secreción láctea, se utiliza también como medio de propagación (esquejes) y como forraje ganadero. Las raíces reservantes se utilizan tanto en seco como en fresco y también como medio de propagación.

5.2.4. Variedad del camote

Su variabilidad en la planta de camote se determina en la forma de las hojas como el tamaño y color, dependiendo de la edad en la que se encuentra; existen cuatro formas: redondeada, con hombros laterales, lobulada y partida. (Silimox y Gabriel; 1986).

La variedad de camote, puede ser de dos tipos **húmedo y seco**.

Húmedos: Son de pulpa anaranjada o salmonada, y de pulpa amarilla.

Seco: Son de pulpa blanca o cremosa, pulpa amarilla o colorada y pulpa morada.

Y entre otras están la criolla amarilla, brasilera blanca, criolla blanca o manteca, brasilera colorada o forrajera, tucumana lisa, tucumana morada, centenal, jewel y Georgia jet, estos tipos de camotes se diferencian en su color, hoja, tallo, flores y su composición química.

Las variedades de camote que se desarrollan en nuestro país son: la blanca, rosada, amarilla, anaranjada y morada, cada una de ellas con diferentes ciclos vegetativos.

Nuestro país conserva en el Centro Internacional de la Papa (CIP) la colección más grande de germoplasma de camote, con un total 3096 clones provenientes de 18 países latinoamericanos y del Caribe, de los cuales el Perú cuenta con 2016 entradas.

Algunos datos de interés sobre el camote:

- El camote es el quinto cultivo en cuanto a valor de la producción en el mundo en desarrollo y es sembrado en más países en desarrollo que cualquier otro cultivo de raíces.
- De los 82 países en desarrollo donde se cultiva el camote, para 40 constituye uno de sus cinco cultivos alimenticios más importantes.

- La producción anual global excede actualmente los 131 millones de toneladas.
- Más del 90% de la producción global de camote tiene lugar en los países en desarrollo.
- El camote generalmente es cultivado por pequeños agricultores con poca tierra y mano de obra y capital limitados. A veces el cultivo es sembrado en campos marginales con suelos de baja calidad y con un limitado abastecimiento de agua, pese a lo cual la planta crece bien y rinde más energía comestible por hectárea por día que cualquier otro cultivo alimenticio. (Silimox y Gabriel; 1986).

5.2.5. Nutrición

El camote es rico en carbohidratos y vitamina A y puede producir más energía comestible por hectárea por día que el trigo, arroz o yuca. Tiene una gran diversidad de usos que incluyen el consumo de las raíces frescas, o de las hojas procesadas como forraje, así como también se puede producir el almidón, harina, caramelos y alcohol.

Ipomoea batata se puede utilizar y consumir de varias maneras:

- **Consumo directo**

El consumo directo es la forma tradicional de utilización de esta raíz tuberosa, que se prepara hervida, asada o frita, sin ningún condimento.

- **En dulces**

En este caso el agregado de azúcar y otros ingredientes donde los más conocidos son los dulces en almíbar o crema de batata.

- **Deshidratados**

Es utilizado en forma de harina, a su vez es utilizado en pequeños trozos integrando las mezclas de hortalizas para la preparación de sopas y puré para niños.

- **Congelados**

En algunos países se utiliza esta técnica de congelamiento rápido que producen camotes congelados.

- **Conservas al natural**

En este caso las batatas partidas se enlatan, agregando una solución liviana de azúcar.

- **Industrias derivadas**

La importancia de la Ipomoea batata en la industria viene a ser por el almidón de batata de alta calidad para el apresto de tejidos y fabricación de alcohol etílico. Es utilizado como materia prima para la fabricación de alcohol industrial, miel o syrup que se obtiene por sacarificación de los almidones y la extracción del β -caroteno a partir de las variedades seleccionadas por su pulpa.

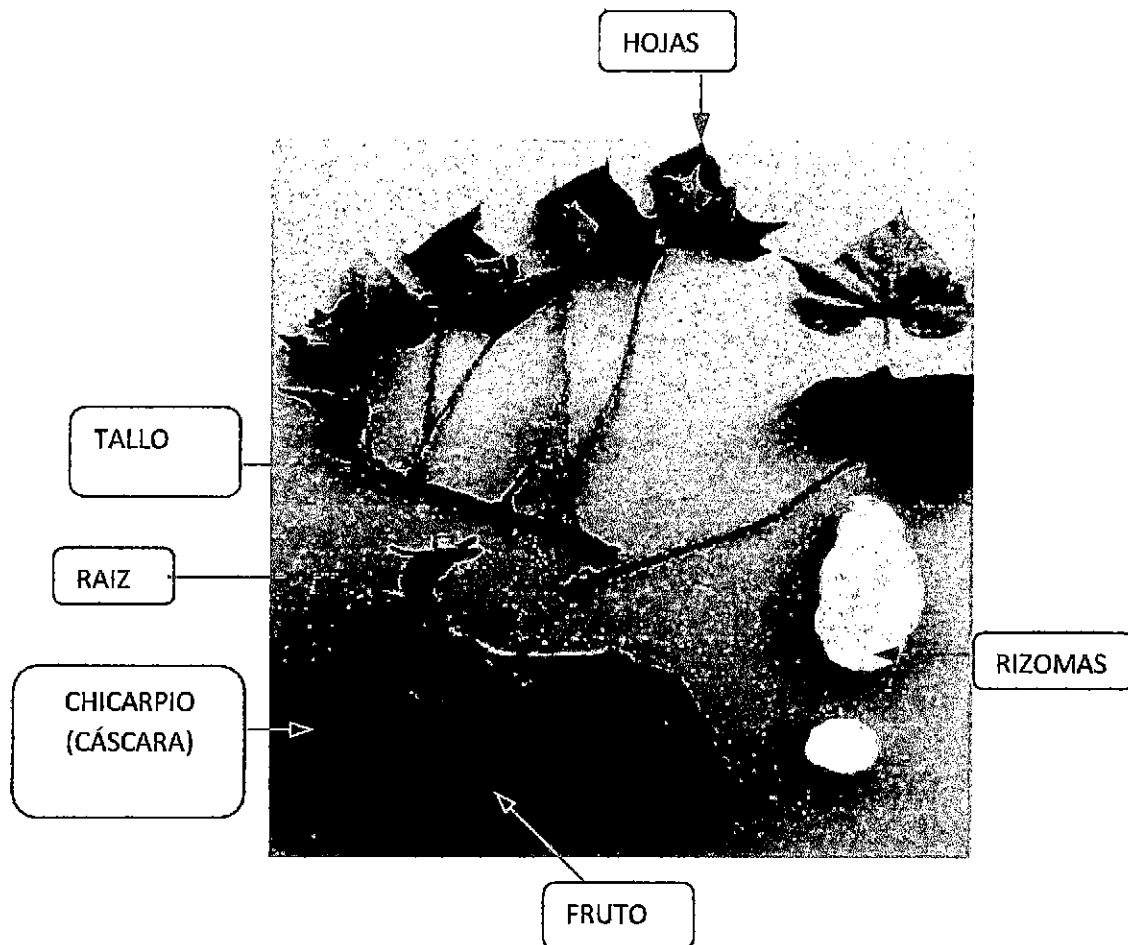
- **Brotos de batata**

En las regiones de América se consumen los brotes de batata, donde se despuntan en sus últimos 10cm como verdura dejando así solo las hojas no mayores de 1cm., la producción se obtiene en toneladas en cada hectárea por año, los brotes comestibles, en cosecha sucesiva, contienen del 23% a 25% de proteínas (en base seca).

- **Uso forrajero**

Las raíces tuberosas, chicas o cortadas en rebanadas, tanto frescas como deshidratadas, son un alimento excelente para cerdos, vacunos y yegüerizos, como también en la alimentación de aves.

Figura 1. Partes del camote (Ipomoea Batata)



Fuente: Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM-2007)

5.2.6. Valor alimenticio

El camote produce dos tipos útiles de alimento en la misma planta: las raíces carnosas y el follaje. De hecho, el follaje contiene más proteína de alta calidad que las raíces, lo que le da una ventaja adicional para la alimentación familiar cuando es producido en huertos caseros. En la **tabla 3** se da el valor nutricional.

El valor nutricional del camote es favorablemente comparable con muchos otros cultivos de raíces, tubérculos y hortalizas comercialmente importantes, lo cual hace del camote un complemento valioso en las dietas a base de cereales.

Esto es especialmente importante en el caso de ácido ascórbico. La composición nutricional del camote varía de acuerdo a la variedad y el

promedio por un kg.de raíces frescas, es el siguiente: (Segura Góngora y Guillermo Antonio; 1990 Guatemala)

Tabla 3. Valor nutricional del camote (Ipomoea Batata), en raíces frescas.

CARBOHIDRATOS	248 a 344 gr	HIERRO	7,0 a 13,8 mg
PROTEÍNAS	11,3 a 18,0 gr	VITAMINA A	8,140 UI(aprox.)
GRASAS	3,7 a 6,0 gr	TIAMINA	0,9 a 1,0 mg
AGUA	640 a 710 gr	RIBOFLAVINA	0,6 a 0,7 mg
CALCIO	280 a 350 mg	NIACINA	6,0 a 12,9 mg
FÓSFORO	420 a 488 mg	ACIDO ASCÓRBICO	220 a 400 mg

Fuente: tesis; caracterización de 18 cultivadores de camote (Segura Góngora y Guillermo Antonio; 1990 Guatemala)

Además de lo anterior, el camote contiene adecuadas cantidades de Metionina, que es uno de los aminoácidos esenciales para la vida humana, y que se encuentra en muy poca cantidad en los alimentos agrícolas

5.2.7. Producción de camote en el Perú

El camote en nuestro país posee la mayor diversidad de variedades del mundo, este crece en nuestro país desde hace 10 mil años, al igual que en Centroamérica. En nuestro país, el camote se siembra en la costa, selva y valles interandinos ubicados entre 20 y 2000 metros sobre el nivel del mar (Fig. 02).

En estos últimos años, el área sembrada con este cultivo oscila entre 12000 a 14000 hectáreas (10 mil unidades agrícolas), con un volumen de producción de 190 mil a 224 mil toneladas (0,3% del valor bruto de producción agrícola) y un rendimiento promedio de 16 t/ha.

Según estadísticas, la mayor zona de producción de camote en nuestro país es el departamento de Lima, en donde se concentra el 70% de la

superficie cultivada; siendo las provincias de Huaral (800 Ha) y Cañete (3500 ha), las principales zonas productoras de camote; las cuales ofertan al mercado capitalino 120 mil toneladas métricas anuales.

Sin embargo también se puede notar sembríos en otras partes como: los valles del norte chico Huacho, Barranca y Pativilca, que poseen superficie de siembra (700 Ha) y aportan alrededor 12 mil TM para los mercados de Lima.

Los valles costeros de Ancash, cultivan aproximadamente 1500 hectáreas que aportan al mercado capitalino 24 mil TM anuales. En cambio, los valles costeros de los departamentos de Lambayeque y la Libertad registran una superficie de siembra de 2300 Ha, las cuales aportan 25 mil TM al mercado regional del norte. En los valles de Ica y Arequipa cultivan 1000 Ha, las cuales producen 16 mil TM. **(Fig. 03 y 04) (Instituto Nacional de Estadística e Informática, 2006).**

El camote es el séptimo cultivo más importante del mundo en términos de productor. **Según el Centro de Investigación de la Papa (CIP)**, su valor alimenticio comienza a ser reconocido por los especialistas, y se le da especial importancia en épocas en las que los países sufren escasez alimentaria. **(CIP, 1987).**

La deficiencia de esta vitamina afecta anualmente a 2,5 millones de infantes de los países en vías de desarrollo, causándoles ceguera total o parcial, aseguran los expertos.

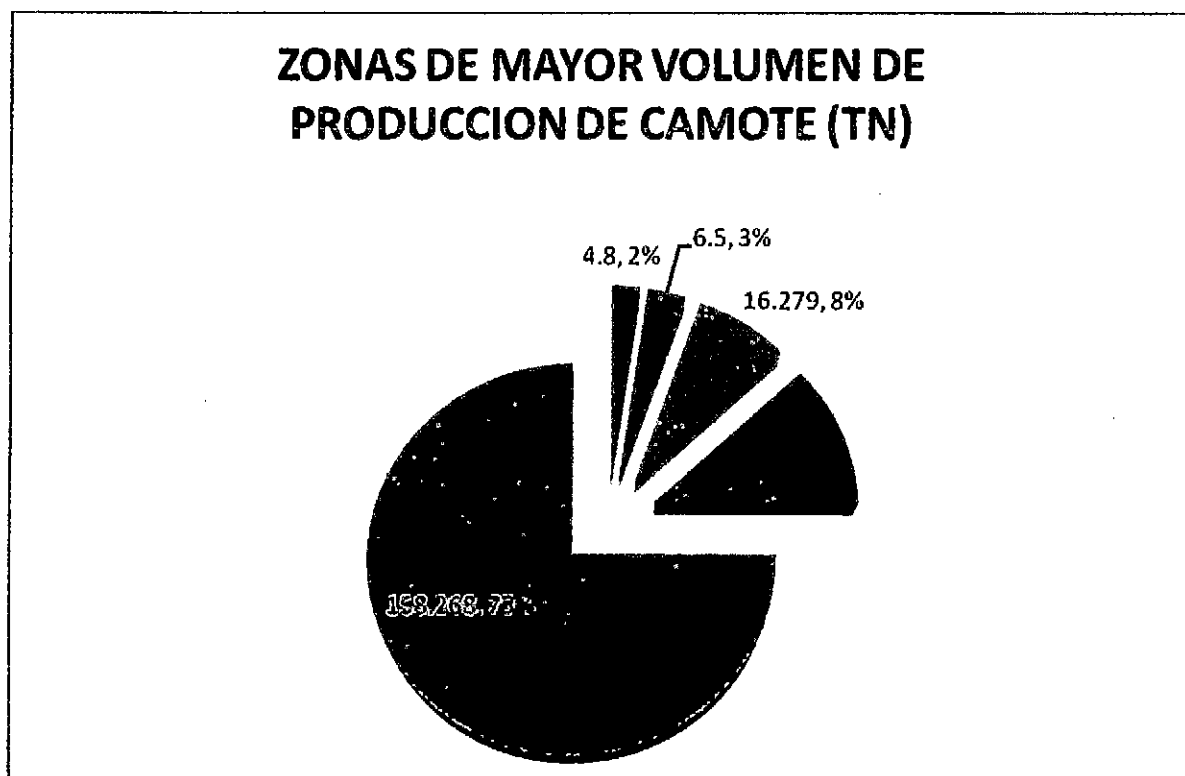
La planta crece a nivel o un poco arriba de la superficie del suelo, y los primeros tubérculos se pueden cosechar en cuatro meses. Existen más 500 especies y se puede sembrar en los meses de abril a junio. En climas más cálidos puede escogerse cualquier época, siempre durante la estación seca, aportando riegos abundantes.

Figura 02: Zonas productoras de Camote



Fuente: Instituto Nacional de Estadística e Informática (INEI, 2006)

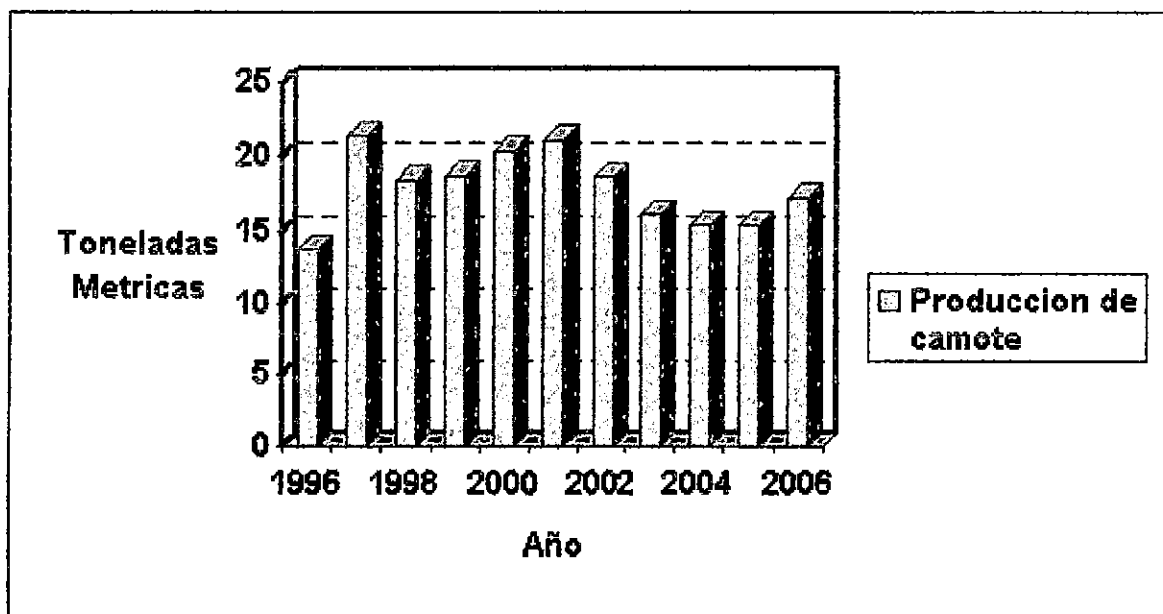
Figura 03: zonas de mayor volumen de producción de camote



Fuente: Instituto Nacional de Estadística e Informática (INEI, 2006)

VOLUMEN DE PRODUCCION	DEPARTAMENTO
4,8	La Libertad
6,5	Ancash
16,279	Lambayeque
25,378	Arequipa
158,268	Lima

Figura 04: Producción anual de camote peruano



Fuente: Instituto Nacional de Estadística e Informática (INEI, 2006)

5.2.8. Producción

En la actualidad, se cultiva en 82 países en desarrollo. China es el primer productor, con más de 121 millones de toneladas (el 92% de la producción global total), y un rendimiento de 17 toneladas por hectárea. En América Latina, destacan en producción Brasil, Argentina, Perú, Cuba y Haití. En Cuba es considerado un cultivo de primera necesidad.

Su consumo y área de producción son mayores en la costa. En el año 2000, según estadísticas de la **FAO (Fondo de las Naciones Unidas para la Alimentación)**, se produjeron 230 mil toneladas, con un rendimiento promedio de 17 toneladas por hectárea, el más alto de la región.

5.2.8.1. Producción global

Debido a su versatilidad y adaptabilidad, el camote es el séptimo cultivo alimenticio más importante del mundo, después del trigo, arroz, maíz, papa, cebada y yuca. Más de 133 millones de toneladas se producen globalmente cada año. El continente asiático es el principal productor de

camote, con 125 millones de toneladas de producción anual. De China procede el 90 por ciento de la producción total (117 millones de toneladas). Cerca de la mitad del camote producido en Asia es usado para la alimentación animal y el remanente es usado principalmente para el consumo humano, tanto en forma fresca como en productos procesados.

En contraste, aunque los agricultores africanos producen solamente alrededor de 7 millones de toneladas al año, gran parte de la producción es dedicada al consumo humano. Los rendimientos africanos son absolutamente bajos aproximadamente un tercio de los rendimientos asiáticos pero indican el enorme potencial de crecimiento futuro por su gran diversidad genética distribuida a diferentes alturas del país. **Centro de Investigación de la Papa (CIP, 2007).**

5.2.8.2 Polvo de la hoja del camote morado

Características organolépticas: El polvo de la hoja de camote morado (*Ipomoea batata*) es de color rosa, muy suave al tacto y no tiene olor ni sabor.

Temperaturas adecuadas: Se seca a una temperatura de entrada de 190°C y una temperatura de salida de 95 °C

Carga a colocar: Esta carga es de acuerdo a la cantidad de sólidos totales, estos sólidos es tomado en la estufa, usando la siguiente fórmula:

$$\text{Sólidos totales} = \frac{\text{masa del concentrado} \times \% \text{ sólidos en estufa}}{100}$$

En los estudios realizados en la empresa (Orginor Chemical SAC), es mejor añadir el 1,3 veces de carga (maltosa) para que se conserve más tiempo el polvo, es lo que sucedió en el departamento de investigación para los antioxidantes naturales y antocianina de: zanahoria morada, camote morado, col morada, mashua, papa morada, ajos, beterraga, té verde, lechuga morada, camu-camu, etc.

Números de pruebas realizadas: Se realizó 3 pruebas para la obtención de antioxidantes en polvo a partir de la hoja de camote morado (*Ipomoea batata*), estas pruebas se realizaron bajo las mismas condiciones de presión y temperatura; solo variando la cantidad de carga añadida y el tiempo de guardado la materia prima.

La primera prueba se realizó el 18/12/10: se colocó 1,3 veces de los sólidos totales de carga, realizándose la prueba el mismo día de cosecha de la materia prima.

La cantidad de antioxidantes por kilogramo del polvo de extracto de las hojas de camote morado fue de 146205,0209 en micromoles de Trolox.

La cantidad de antioxidantes por kilogramo de hoja de camote morado es de 5526,65 en micromoles de Trolox (fig. 5).

La segunda prueba se realizó el 30/12/10: se colocó 1,3 veces de los sólidos totales de carga, realizándose la prueba a quince días de cosecha de la materia prima.

La cantidad de antioxidantes por kilogramo del polvo de extracto de las hojas de camote morado fue de 99310,587 en micromoles de Trolox.

La cantidad de antioxidantes por kilogramo de hoja de camote morado es de 5561,389 en micromoles de Trolox (anexo 6).

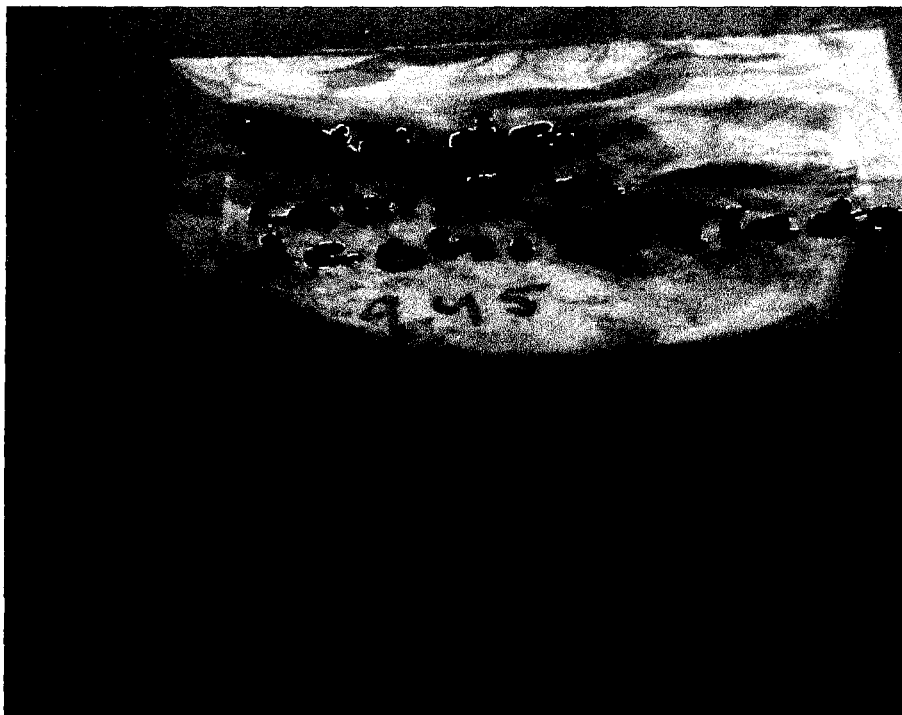
La tercera prueba se realizó el 15/01/2011: se colocó el 1 vez de sólidos totales, realizándose la prueba al mes de la cosecha de la materia prima.

La cantidad de antioxidantes por kilogramo del polvo de extracto de las hojas de camote morado fue de 68739,87 en micromoles de Trolox.

La cantidad de antioxidantes por kilogramo de hoja de camote morado es de 3244,537 en micromoles de Trolox.

Los resultados fueron los siguientes: se decidió trabajar con la primera prueba, debido a la higroscopia determinada y la cantidad de antioxidantes determinados (fig. 6).

Figura 5: La primera prueba, realizada el 18/12/2010)



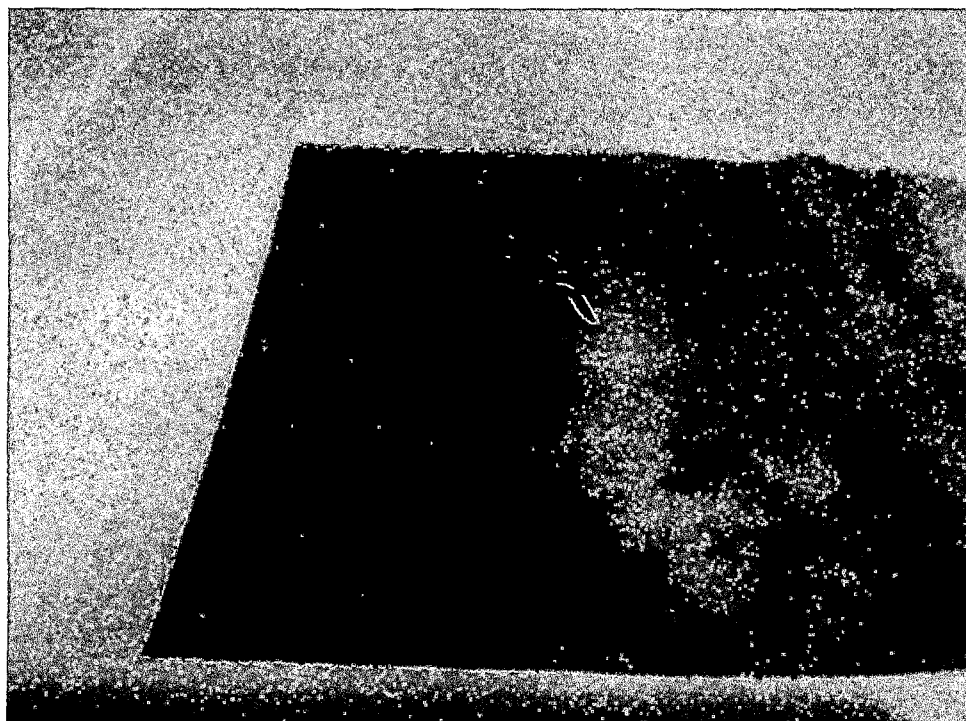
Fuente: propias

Figura 6: tercera prueba realizada el 15/01/2011



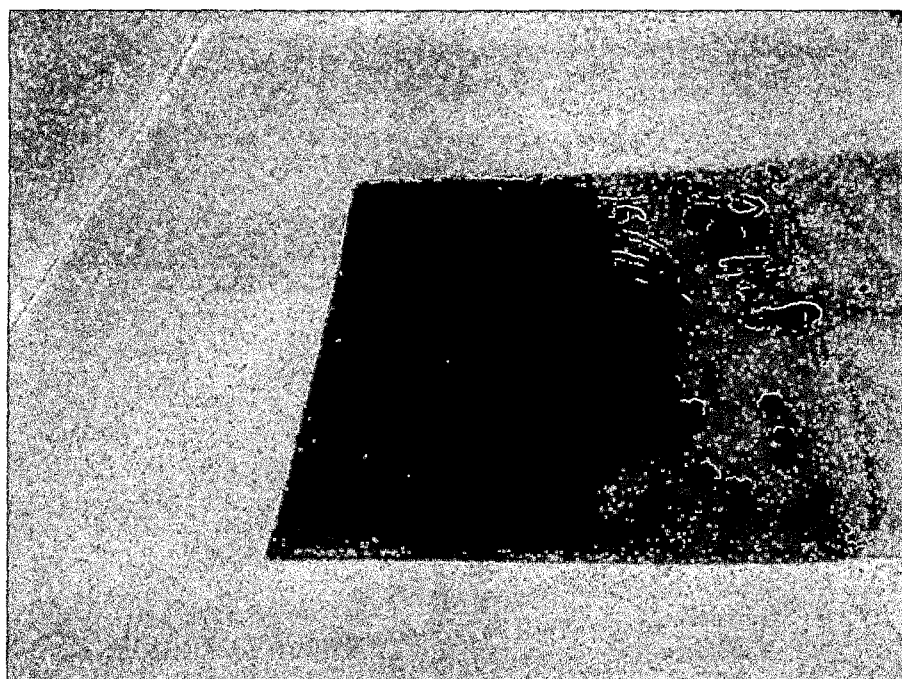
Fuente: propia

FIGURA 7: OBSERVADA EL 23/09/2011, Polvo de la hoja de camote morado obtenido el 18/12/2010 al 1,3 veces de carga.



FUENTE: propia

FIGURA 8: OBSERVADA EL 23/09/2011, Polvo de la hoja de camote morado obtenido el 15/01/2011 al 1 vez de carga.



FUENTE: propia

Tercera experiencia realizada en laboratorio bajo las condiciones indicadas anteriormente (15/01/2011).

Medida de antioxidante:

preparar : 0,24gr.DPPH+100mL metanol → solución madre

10mL de la solución madre +45mL metanol → solución para análisis

Se ajusto la absorbancia con esta solución de análisis en una longitud de onda de 515nm y a 1,1 de absorbancia

150 μ L extracto + 2850 μ L solución para análisis

Para lograr la solución adecuada se hizo varias pruebas y resultado ser la más adecuada la siguiente.

Para el extracto

1). – dilución 1mL extracto enrazado enmatraz aforado de 10mL, tomandouna alicuota de 5mL y enrazar en unmatraz aforado de 10mL.

1mL → 10

↓

5mL → 10

abs : 0,600; 0,602

blanco(B) : 0,940

Para el concentrado del extracto

2. – dilución: 1mL concentrado enrrazado en un matraz aforado de 25mL, se saca una alicuota de 3,5mL para enrrazar en un matraz de 10mL

$$\begin{array}{l} 1 \text{ mL} \rightarrow 25 \\ \downarrow \\ 3,5 \text{ mL} \rightarrow 10 \end{array}$$

abs : 0,555; 0,551

blanco(B) : 0,940

La masa del polvo obtenido es de 11,8gr. No es higroscópico es decir no atrapa la humedad del ambiente.

Para el polvo del extracto del concentrado de la hoja de camote morado (Ipomoea batata)

3. – Dilución: 0,0369gr. del polvo enrrazado en un matraz aforado de 25mL.

0,0369gr. → 25

abs : 0,630; 0,635

blanco(B) : 0,940

Paso a paso matemáticamente los resultados

$$\frac{\Delta \text{abs} - 0,1314}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((B - \text{abs prom}) - 0,1314)}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((0,940 - 0,601) - 0,1314)}{11,571} = 0,0179 \mu\text{moles de trolox}$$

$$0,0179 \rightarrow 150 \mu\text{L}$$

$$\chi \rightarrow 1000 \mu\text{L}$$

$$\chi = 0,11960 \mu\text{moles de trolox}$$

pero tenía 10 mL en un matraz aforado.

$$1 \text{ mL} \rightarrow 0,11960 \mu\text{moles trolox}$$

$$10 \text{ mL} \rightarrow \chi$$

$$\chi = 1,196 \mu\text{moles trolox}$$

pero se tiene 5 mL

$$1,196 \rightarrow 5 \text{ mL}$$

$$\chi \rightarrow 10 \text{ mL}$$

$$\chi = 2,392 \mu\text{moles de trolox}$$

pero se tenía 1 mL de extracto

$$2,392 \rightarrow 1 \text{ mL}$$

$$\chi \rightarrow 1340 \text{ mL}$$

$$\chi = 3205,531 \mu\text{ moles de trolox}$$

ahora :

$$3205,28 \rightarrow 250 \text{ gr.}$$

$$\chi \rightarrow 1000 \text{ gr.}$$

$$\chi = 12822,12 \frac{\mu \text{ moles de trolox}}{\text{kg de hoja de camote}}$$

\Rightarrow se tiene : 12822,12 μ moles de trolox por cada kilogramo de hoja de camote morado

Ahora en el concentrado a la tercera parte del extracto que se hizo se tiene:

$$\frac{\Delta \text{abs} - 0,1314}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((B - \text{abs prom}) - 0,1314)}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((0,940 - 0,553) - 0,1314)}{11,571} = 0,02208 \mu \text{ moles de trolox}$$

$$0,02208 \rightarrow 150 \mu \text{L}$$

$$\chi \rightarrow 1000 \mu \text{L}$$

$$\chi = 0,147264 \mu \text{ moles de trolox}$$

pero tenía 10 mL un matraz aforado

$$1 \text{ mL} \rightarrow 0,147264 \mu \text{ moles trolox}$$

$$10 \text{ mL} \rightarrow \chi$$

$$\chi = 1,47264 \mu \text{ moles trolox}$$

$$\chi = 1.47264 \mu \text{ moles trolox}$$

pero se tiene 3,5 mL

1,47264 → 3,5 mL

$\chi \rightarrow 25 \text{ mL}$

$\chi = 10,5189 \text{ } \mu\text{moles de trolox}$

pero se tenía 1 mL de concentrado

10,5189 → 1 mL

$\chi \rightarrow \frac{1340}{3} \text{ mL}$

$\chi = 4698,44 \text{ } \mu\text{moles de trolox}$

pero se tenía 250 gr. de hojas de camote morado

4698,44 → 250 gr. hojas de camote

$\chi \rightarrow 1000\text{gr.}$

$\chi = 18793,782 \frac{\mu \text{ moles de trolox}}{\text{kg de hoja de camote}}$

⇒ se tiene 18793,782 μ moles de trolox por cada kilogramo de hoja de camote morado.

Ahora en el polvo del concentrado a la tercera parte del extracto que se hizo se tiene:

Masa del polvo = 11,8gr.

1). –Del polvo de la hoja de camote morado se diluye

0,0369 gr. y se enrraza en un matraz aforado de 25 mL

0,0369 gr. → 25 mL

abs : 0,630; 0,635

blanco(B): 0,940

$$\frac{\Delta \text{abs} - 0,1314}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((B - \text{abs}_{\text{prom}}) - 0,1314)}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((0,940 - 0,6325) - 0,1314)}{11,571} = 0,0152 \mu \text{ moles de trolox}$$

0,0152 → 150 μL

χ → 1000 μL

$\chi = 0,10146 \mu \text{ moles de trolox}$

Perotenia 25 mL un matraz aforado.

1 mL → 0,10146 μ moles trolox

25 mL → χ

$\chi = 2,5365 \mu \text{ moles trolox}$

Pero se tiene 0,0369 gr.

2,5365 → 0,0369 gr.

$\chi \rightarrow 1000$ gr.

$$\chi = 68739,87 \frac{\mu \text{ moles de trolox}}{\text{kg del concentrado en polvo de la hoja de camote morado}}$$

para un kilo de hojas de camote morado

2,5365 → 0,0369 gr.

$\chi \rightarrow 11,8$ gr.

$\chi = 811,1344$ μ moles de trolox

811.1344 μ moles de trolox → 250 gr.

$\chi \rightarrow 1000$ gr.

$$\chi = 3244,537 \frac{\mu \text{ moles de trolox}}{\text{kg de hojas de camote morado}}$$

⇒ Se tiene 3244,537 μ moles de trolox por cada kilogramo de hoja de camote morado.

La materia prima fresca arrojó 147,0011% antioxidantes en polvo y la materia prima guardada un mes en el refrigerador nos dió 134,025% de antioxidantes en polvo, esto comparado con el extracto (liquido), anexo 7.

5.3. ANTIOXIDANTES

5.3.1 Definición

Un **antioxidante** es una molécula capaz de retardar o prevenir la oxidación de otras moléculas. La oxidación es una reacción química de transferencia de electrones de una sustancia a un agente oxidante.

Las reacciones de oxidación pueden producir radicales libres que comienzan reacciones en cadena que dañan las células. Los antioxidantes terminan estas reacciones quitando intermediarios del radical libre e inhiben otras reacciones de oxidación, oxidándose ellos mismos. Debido a esto es que los antioxidantes son a menudo agentes reductores tales como tioles o polifenoles. (Valdebenito, 2005).

Los antioxidantes se encuentran contenidos en ajo, arroz integral, café, coliflor, brócoli, jengibre, perejil, cebolla, cítricos, semolina, tomates, aceite de semilla de la vid, té, romero, entre otros muchas sustancias. También son parte importante constituyente de la leche materna.

Aunque las reacciones de oxidación son cruciales para la vida, también pueden ser perjudiciales; por lo tanto las plantas y los animales mantienen complejos sistemas de múltiples tipos de antioxidantes, tales como glutatión, vitamina C, y vitamina E, así como enzimas tales como la catalasa, superóxido dismutasa y varias peroxidasas.

Los niveles bajos de antioxidantes o la inhibición de las enzimas antioxidantes causan estrés oxidativo y pueden dañar o matar las células.

El estrés oxidativo ha sido asociado a la patogénesis de muchas enfermedades humanas, es por ello que el uso de antioxidantes en farmacología es estudiado de forma intensiva, particularmente como tratamiento para accidentes cerebrovasculares y enfermedades neurodegenerativas.

Sin embargo, se desconoce si el estrés oxidativo es la causa o la consecuencia de tales enfermedades. Los antioxidantes también son ampliamente utilizados como ingredientes en suplementos dietéticos con la esperanza de mantener la salud y de prevenir enfermedades tales como el cáncer y la cardiopatía isquémica.

Aunque algunos estudios han sugerido que los suplementos antioxidantes tienen beneficios para la salud, otros grandes ensayos clínicos no detectaron ninguna ventaja para las formulaciones probadas y el exceso de la suplementación puede de vez en cuando ser dañino.

5.3.2 Clasificación de Antioxidantes

Los antioxidantes se clasifican en dos amplios grupos, dependiendo de si son solubles en agua (hidrofílicos) o en lípidos (hidrofóbicos).

En general los antioxidantes solubles en agua reaccionan con los oxidantes en el citoplasma celular y el plasma sanguíneo, mientras que los antioxidantes liposolubles protegen las membranas de la célula contra la peroxidación de lípidos.

Estos compuestos se pueden sintetizar en el cuerpo u obtener de la dieta. Los diferentes antioxidantes están presentes en una amplia gama de concentraciones en fluidos corporales y tejidos, con algunos tales como el glutatión o la ubiquinona mayormente presente dentro de las células, mientras que otros tales como el ácido úrico se distribuyen más uniformemente a través del cuerpo.

La importancia relativa y las interacciones entre estos diferentes antioxidantes constituye un área compleja, con varios metabolitos y sistemas de enzimas teniendo efectos sinérgicos e interdependientes unos de otros.

La acción de un antioxidante puede depender de la función apropiada de otros miembros del sistema antioxidante. La cantidad de protección proporcionada por cualquier antioxidante depende de su concentración,

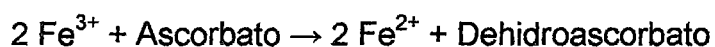
de la reactividad del oxígeno (especie reactiva) y del estado de los antioxidantes con los cuales interactúa.

Algunos compuestos contribuyen a la defensa antioxidante quelando los metales de transición y evitando que catalicen la producción de radicales libres en la célula.

El selenio y el zinc son comúnmente mencionados como nutrientes antioxidantes pero estos elementos químicos no tienen ninguna acción antioxidante ellos mismos sino que se requieren para la actividad de algunas enzimas antioxidantes.

5.3.3 Actividades pro-oxidantes

Los antioxidantes que son agentes de reducción pueden también actuar como pro-oxidantes. Por ejemplo, la vitamina C tiene actividad antioxidante cuando reduce sustancias oxidantes tales como el peróxido de hidrógeno, sin embargo puede también reducir iones de metales lo que conduce a la generación de radicales libres a través de la reacción de Fenton.

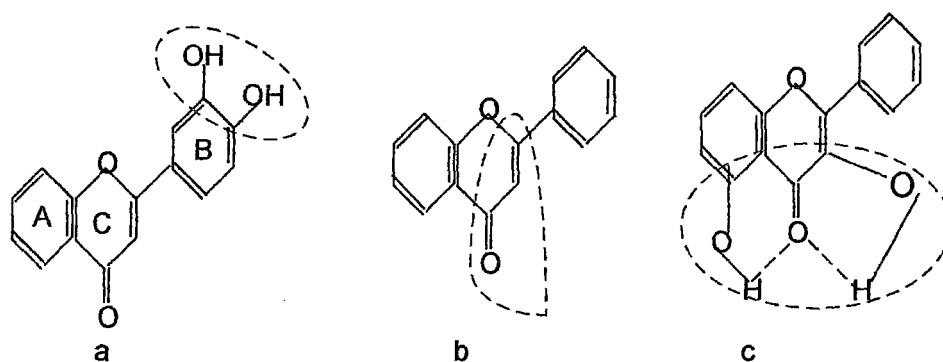


La importancia relativa de las actividades de los antioxidantes como pro-oxidantes y antioxidantes es un área de investigación actual, pero la vitamina C, por ejemplo, parece tener una acción mayormente antioxidante en el cuerpo. Sin embargo hay menos datos disponibles para otros antioxidantes de la dieta, como los polifenoles antioxidantes, el zinc, y la vitamina E (Guija, 2005).

5.3.4 Medida y niveles en los alimentos

La medida de antioxidantes no es un proceso directo, como éste es un grupo diverso de compuestos con diversas reactividades a diversas especies reactivas del oxígeno.

En tecnología de los alimentos, la capacidad de absorción de radicales del oxígeno (ORAC por sus siglas en inglés, oxygen radical absorbance capacity) se ha convertido en el estándar actual de la industria para determinar la capacidad de antioxidantes en alimentos, jugos y aditivos alimenticios, este método consiste en la medida de capacidad de absorción de radicales de oxígeno desarrollado por Cao y colaboradores ((Cao G., Alessio H M and Cutler R G., 1993), (Cao G, Verdon C P, Wu A H, Wang H and Prior R L., 1995)) y nos da una nueva forma de evaluar la capacidad o actividad antioxidante potencial de una sustancia. Este método usa la medición del área bajo la curva, combinando así el tiempo de inhibición y el grado de inhibición de la acción de los radicales libres por un antioxidante a una determinada concentración, otros métodos similares usan uno de los dos factores, como el tiempo necesario para conseguir cierto grado de inhibición y el grado de inhibición para un tiempo dado. ((Miller, N.J.; Rice-Evans, C.A., 0997), (Wayne R D D, Burton G W, Ingold K U and Locke S., 1995), (Glazer A N., 1990), (Whitehead T P, Thorpe G H G and Maxwell SRJ., 1992)). Además ORAC puede utilizar diferentes tipos de radicales libres (peróxidos lipídicos, hidroxilo, anión superóxido, etc.)



- a Descomposición no radicalaria de hidroperóxidos y peróxidos de hidrógeno.
 b Secuestro de metales por quelación. c Moderación de oxígenos activos

Otras pruebas de medición incluyen el reactivo de Folin-Ciocalteu y el ensayo de capacidad antioxidante equivalente al Trolox. En medicina, una gama de diversos análisis se utiliza para determinar la capacidad antioxidante del plasma sanguíneo y de éstos, el análisis de ORAC es el más confiable.

Los antioxidantes se encuentran en cantidades que varían en alimentos tales como vegetales, frutas, cereales del grano, legumbres y nueces.

Algunos antioxidantes tales como licopeno y el ácido ascórbico se pueden destruir si son almacenados mucho tiempo, o por cocción prolongada. Otros compuestos antioxidantes son más estables, por ejemplo los antioxidantes polifenólicos en alimentos tales como cereales, trigo integral y té.

En general los alimentos procesados contienen menos antioxidantes que los alimentos frescos y crudos, puesto que los procesos de la preparación exponen el alimento al oxígeno.

Algunos antioxidantes se producen en el cuerpo y no son absorbidos del intestino.

Un ejemplo es el glutatión, que es producido a partir de aminoácidos. Mientras que cualquier glutatión en los intestinos es escindido para liberar cisteína, glicina y ácido glutámico antes de ser absorbido, incluso las dosis orales grandes tienen poco efecto en la concentración del glutatión en el cuerpo.

El ubiquinol (coenzima Q) también se absorbe mal en los intestinos y es producido en el hombre por la ruta del mevalonato.

5.3.5 Usos de antioxidantes en alimentos

Los antioxidantes se utilizan como los aditivos alimenticios para ayudar a preservar los alimentos. La exposición al oxígeno y la luz del sol son los dos factores principales que causan la oxidación de alimentos, así que el alimento es preservado manteniéndolo en la oscuridad y sellándolo en envases o aún cubriéndolo en cera, como con los pepinos. Sin embargo, como el oxígeno es también importante para la respiración de la planta, almacenar los materiales de planta en condiciones anaerobias produce sabores y colores desagradables.

Por lo tanto el empaquetado de frutas frescas y vegetales contiene una atmósfera de oxígeno de ~8%. Los antioxidantes son una clase

especialmente importante de conservantes ya que a diferencia de los desechos de bacterias o fungi, las reacciones de la oxidación aún ocurren relativamente rápido en alimentos congelados o refrigerados.

Estos conservantes incluyen el ácido ascórbico (AA, E300), el propil galato (PG, E310), los tocoferoles (E306), la butilhidroquinona terciaria (TBHQ), la butil hidroxianisola (BHA, E320) y el butil hidroxitolueno (BHT, E321), tabla 4.

Tabla 4:

Antioxidantes en alimentos más consumidos

Número E	Sustancia	Alimentos en los que se emplean
E 300 E 301 E 302	Ácido ascórbico Ascorbato sódico Ascorbato cálcico	Refrescos, mermeladas, leche condensada, embutidos, etc.
E 304	Palmitato de ascorbilo	Embutidos, caldo de pollo, etc.
E 306-309	Tocoferoles	Aceites vegetales.
E 310 E 311	Galatos	Grasas y aceites para fabricación profesional, aceites y grasas para freír, condimentos, sopas deshidratadas, chicle, etc.
E 320 E 321	Butilhidroxianisol (BHA) Butilhidroxitolueno (BHT)	Caramelos, pasas, queso fundido, mantequilla de cacahuetes, sopas instantáneas, etc.

Fuente: Consejo Europeo de Información sobre la Alimentación

Las moléculas más comunes atacadas por la oxidación son las grasas no saturadas; la oxidación las vuelve rancias. Puesto que los lípidos oxidados se decoloran a menudo y tienen un gusto desagradable tal como sabores metálicos o sulfurados, es importante evitar la oxidación en alimentos ricos en grasas.

Así, estos alimentos son raramente preservados en seco; en su lugar son preservados ahumados, salados o fermentados. Los alimentos incluso menos grasos tales como frutas se rocían con los antioxidantes sulfurados antes del secado al aire.

La oxidación es catalizada a menudo por los metales, que es la razón por la cual las grasas tales como la mantequilla nunca se deben envolver en papel de aluminio o mantener en envases del metal. Algunos alimentos grasos tales como aceite de oliva son protegidos parcialmente contra la oxidación por su contenido natural de antioxidantes, pero siguen siendo sensibles a la fotooxidación.

Algunos antioxidantes se agregan a productos industriales. Un uso común es como estabilizador en combustibles y lubricantes para prevenir la oxidación, y en la gasolina para prevenir la polimerización que conduce a la formación de residuos en los motores. También se utilizan para prevenir la degradación oxidativa del caucho, los plásticos y los pegamentos que causa una pérdida de la fuerza y flexibilidad de estos materiales. Los conservantes antioxidantes también se agregan a los cosméticos a base de grasa tales como lápices labiales y cremas hidratantes para prevenir la rancidez.

5.3.6 Métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos

Existen diversos métodos para evaluar la actividad antioxidante, ya sea *in vitro* o *in vivo*. Una de las estrategias más aplicadas en las medidas *in vitro* de la capacidad antioxidante total de un compuesto, mezcla o alimento, consiste en determinar la actividad del antioxidante frente a sustancias cromógenas de naturaleza radical; la pérdida de color ocurre de forma proporcional con la concentración no obstante, las determinaciones de la capacidad antioxidante realizadas *in vitro* nos dan tan sólo una idea aproximada de lo que ocurre en situaciones complejas *in vivo*.

La capacidad antioxidante de una mezcla no viene dada solo por la suma de las capacidades antioxidantes de cada uno de sus componentes; también depende del microambiente en que se encuentra el compuesto. Los compuestos interactúan entre sí pudiendo producirse efectos sinérgicos o inhibitorios. Por otra parte, es necesario considerar que los ensayos *in vivo* pueden presentar algunos inconvenientes, como la adaptabilidad en respuesta al aumento del estrés oxidativo.

Alternativamente, diversos compuestos cromógenos (ABTS (ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolin)-6-sulfónico), y DMPD (dicloridrato de *N,N*-Dimetil-*p*-fenilendiamina), DPPH (2,2- Difenil-1-picrilhidrazilo), DMPO y FRAP) son utilizados para determinar la capacidad de los compuestos fenólicos que contienen los frutos para captar los radicales libres generados, operando así en contra los efectos perjudiciales de los procesos de oxidación, que implican a especies reactivas de oxígeno (EROS).

Los métodos más aplicados son ABTS y DPPH. Ambos presentan una excelente estabilidad en ciertas condiciones, aunque también muestran diferencias.

El DPPH es un radical libre que puede obtenerse directamente sin una preparación previa, mientras que el ABTS tiene que ser generado tras una reacción que puede ser química (dióxido de manganeso, persulfato potasio, ABAP), enzimática (peroxidase, mioglobulina), o también electroquímica.

Con el ABTS se puede medir la actividad de compuestos de naturaleza hidrofílica y lipofílica, mientras que el DPPH solo puede disolverse en medio orgánico, y el DMPD solo en medio acuoso. El radical ABTS^{•+} tiene, además, la ventaja de que su espectro presenta máximos de absorbancia a 414, 654, 754 y 815 nm en medio alcohólico, mientras que el DPPH presenta un pico de absorbancia a 515 nm.

5.3.6.1 Método ABTS (ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolin)-6-sulfónico)

El radical ABTS^{•+} se obtiene tras la reacción de ABTS (7 mM) con persulfato potásico (2,45 mM, concentración final) incubados a temperatura ambiente ($\pm 25^{\circ}\text{C}$) y en la oscuridad durante 16 h.

Una vez formado el radical ABTS^{•+} se diluye con etanol hasta obtener un valor de absorbancia comprendido entre 0,70 ($\pm 0,1$) a 754 nm (longitud de onda de máxima absorción).

Las muestras filtradas (antocianos) se diluyen con etanol hasta que se produce una inhibición del 20 al 80%, en comparación con la absorbancia del blanco, tras añadir 20 μL de la muestra. A 980 μL de dilución del radical ABTS^{•+} así generado se le determina la A754 a 30°C , se añade 20 μL de la muestra (dilución de antocianos) y se mide de nuevo la A754 pasado 1 minuto.

La absorbancia se mide de forma continua transcurridos 7 minutos. El antioxidante sintético de referencia, Trolox, se ensaya a una concentración de 0-15 μM (concentración final) en etanol, en las mismas condiciones, lo que se hace también con ácido ascórbico (0-20 mg/100 mL).

Los resultados se expresan en TEAC (actividad antioxidante equivalente a Trolox) y en VCEAC (actividad antioxidante equivalente a vitamina C), en este último caso por tratarse de alimentos.

5.3.6.2 Método DPPH (2,2- Difenil-1-picrilhidrazilo)

Se basa en la reducción de la absorbancia medida a 515 nm del radical DPPH[•], por antioxidantes. Con modificaciones el método descrito por KIM *et al* se basa en la medida de la absorbancia del radical DPPH[•] 100 μM (3,9 mL) disuelto en metanol al 80%, a la longitud de onda de 517 nm.

Se añade 0,1 mL de la muestra o patrón, la mezcla se homogeniza cuidadosamente, y se mantiene en la oscuridad durante 30 minutos. Las

medidas de absorbancia a 517 nm se realizan antes de añadir la muestra (A0) y pasados los 30 y 60 minutos (Af).

La concentración de DPPH• en el medio de reacción se calcula a partir de una curva de calibrado obtenida por regresión lineal. Los resultados se expresan en TEAC, o sea, actividad equivalente a Trolox ($\mu\text{M}/\text{gr}$ de muestra peso fresco).

El antioxidante sintético de referencia Trolox, a una concentración de 0,08-1,28 mM en disolución de metanol al 80%, se ensaya en las mismas condiciones, expresándose los resultados en TEAC y VCEAC.

5.3.6.3 Método DMPD (dicloridrato de *N, N*-Dimetil-*p*-fenilendiamina)

Se basa en añadir 1 mL de la disolución de DMPD 100 mM a 100 mL de disolución tamponada con ácido acético/ acetato de sodio 0,1 M (pH 5,25). Tras la adición de 0,2 mL de una disolución de cloruro férrico 0,05 M (concentración final de 0,1 mM) se forman radicales cationes coloreados (DMPD•). Un mililitro de esta disolución se traslada a una cubeta midiéndose su absorbancia, comprendida entre 0,90 ($\pm 0,1$), a 506 nm.

Se añade 50 μL de una disolución patrón de antioxidante o de muestras diluidas y transcurridos diez minutos (a 25°C) se hace otra medida de absorbancia a 506 nm. La disolución tamponada de acetato se utiliza como blanco de referencia.

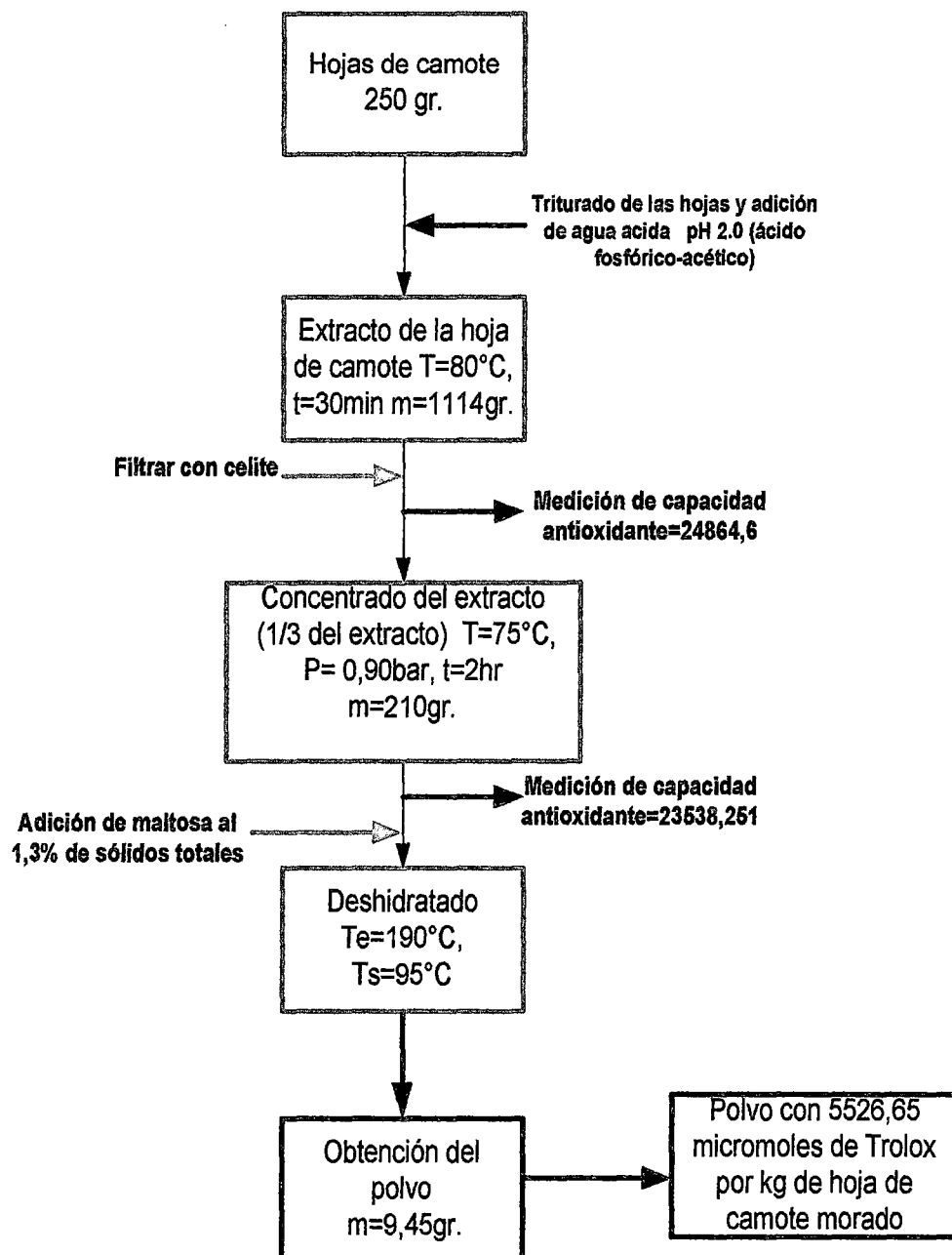
Los resultados se expresan en TEAC, o sea, actividad equivalente a Trolox (en mM o μM) o bien en VCEAC, actividad equivalente a vitamina C (mg/L o mg/100 gr.).

CAPITULO VI

METODOLOGÍA

6.1 DIAGRAMA DE FLUJO PAR LA OBTENCIÓN DE ANTIOXIDANTES EN POLVO A PARTIR DE LA HOJA DE CAMOTE MORADO (IPOMOEA BATATA)

Obtención de antioxidantes en polvo a partir de la hoja de camote morado



Al inicio trabajando con 250 gramos de hoja de camote morado (*Ipomoea batata*), se tiene una eficiencia del 26,885% referido al polvo de la hoja de camote morado.

Una capacidad antioxidante de inicio de las hojas de camote morado (*Ipomoea batata*) de 24864,6 para luego llegar al polvo con la capacidad oxidante del 147,0011% de eficiencia (anexo7).

6.2. MATERIAL, EQUIPO Y REACTIVO

6.2.1 MATERIA PRIMA

Muestra: hoja de *Ipomoea batata* (I) lam "camote morado", recolectado en la chacra de la Universidad Agraria La Molina.

6.2.2 Material de vidrio

- Tubo de ensayo
- Fiolas
- Vasos precipitados

6.2.3 Equipos

- Espectro termo electrón corporation, GENESYS 6
- Micropipeta fisherbrand ex japones, autoclavable y uv resistant KO9116761 volumen de 10 a 1000 μ L
- Spray buchi 190 mini spray dryer.
- Rotavapor buchi 461
- Picatodo Moulinette
- Balanza de humedad electrónica OHAUS
- Medidor de pH ORION
- Balanza electrónica SARTORIUS

6.2.4 Reactivos

1) Solución madre DPPH

Disolver 24mg de DPPH en 100 mL de metanol. Esta solución es estable aproximadamente 1 semana si se guarda protegida de la luz y en refrigeración.

2) Solución diluida de DPPH

Tomar 10mL de solución madre de DPPH y añadir 45mL de metanol. Medir la absorbancia, debe ser aproximadamente 1.1. Ajustar la absorbancia a este valor añadiendo metanol ó solución madre tapar con papel aluminio.

6.3 DATOS EXPERIMENTALES

A) Extracción de la muestra:

1. Pesar 5gr. de la muestra y añadir 25mL de agua acida
2. Homogenizar y agitar 15 min con agitador magnético a temperatura de 80°C
3. Centrifugar por 20min.
4. Tomar el sobrenadante con ayuda de una pipeta, enrasar en fioas de 25mL

B) Medición en el espectrofotómetro:

1. Tomar por duplicado para la lectura, una alícuota de 150µL del extracto de las fioas de 25mL y mezclar cada una con 2850µL de la solución diluida de DPPH en tubos.
2. Tomar 150µL del solvente (agua acida) y mezclar con 2850µL de la solución diluida de DPPH en un tubo (blanco).
3. Dejar reaccionar la muestra y el blanco por 30min protegida de la luz.
4. Poner el espectrofotómetro en cero utilizando agua ácida en 515nm.
5. Leer la absorbancia de las muestras y el blanco después de los 30min en 515nm. (si estas no están en el rango diluir los extractos)
6. Calcular la variación de la absorbancia en la siguiente forma:

Nota: la extracción necesita dilución si la solución se torna muy clara es decir morado-amarillento en antioxidantes y celeste amarilloso en fenoles

$$\Delta\text{DPPH} = \text{DPPH}_b - (\text{A515})_{\text{muestra}}$$

Donde:

Δ DPPH= Variación de la absorbancia debido a los antioxidantes (en nanómetros).

DPPH_b = Absorbancia del blanco.

A515_{muestra} = Absorbancia de la muestra después de los 30min

7.- Preparar la curva estándar con el Trolox, para obtener la fórmula de concentración de antioxidantes obteniéndose:

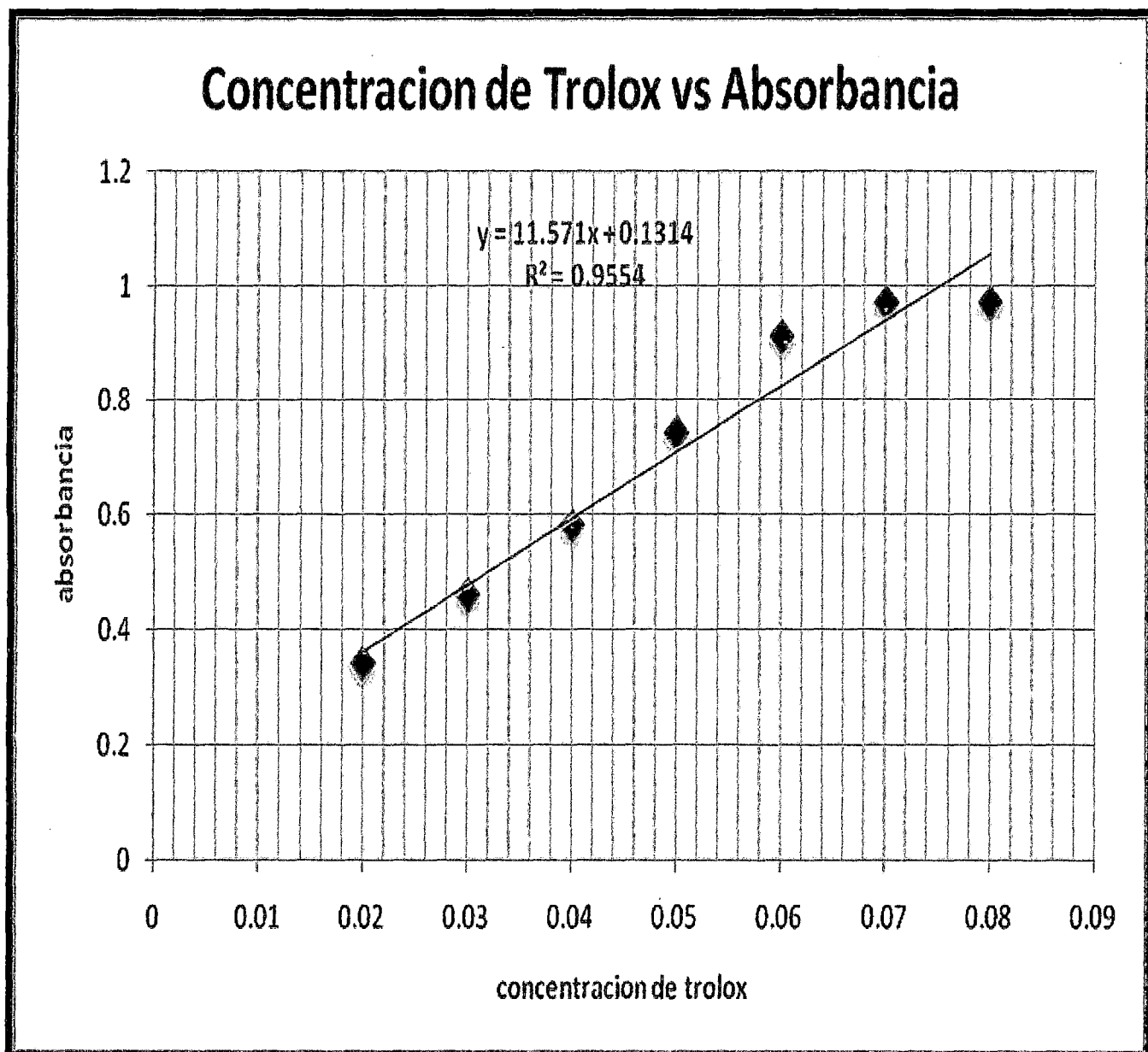
- El rango de concentración es de : 0,015 a 0,080 μ moles
- Una vez que se tiene las diluciones correspondientes se procede a verificar el efecto antioxidante con la solución de DPPH como se describió anteriormente:
- Los resultados de la curva Trolox empleada son los siguientes (tabla 5 y figura 9):

Tabla 5: absorbancia obtenida

Concentración en μmoles Trolox	Absorbancia
0,02	0,34
0,03	0,46
0,04	0,58
0,05	0,74
0,06	0,91
0,07	0,97
0,08	0,97

Fuente: propia

Figura 9: curva de Trolox (antioxidante sintético de referencia)



X = Concentración en μ moles Trolox

Y = Absorbancia.

Para determinar el equivalente Trolox es necesario extrapolar en la curva el valor correspondiente a la Absorbancia de la muestra.

También se puede aplicar la fórmula establecida en el gráfico.

$$\mu\text{moles trolox} = \frac{\Delta\text{absorbancia} - 0,1314}{11,571}$$

Al verificar que hay una cantidad considerable de antioxidantes en la muestra, se procede a trabajar con esta muestra mayor escala:

EL EXTRACTO

- Pasar por el picatodo 250gr. de hojas de camote morado, adicionarlo a un vaso precipitado de 2 litros
- Colocar al agitador magnético a una temperatura constante de 80°C, con agua acida (acido fosfórico- acido acético) de aproximadamente 5 veces el peso de la hoja de camote morado (el agua acida pH 2.0).
- Mantener a esta temperatura durante 30 minutos
- Filtrar con celíte para disminuir el tiempo de filtrado
- Pesar el filtrado (1140gr.)
- Medir el pH (pH 3,0)
- Tomar sólidos de referencia (%S=1,3)

EL CONCENTRADO

- La concentración será la tercera parte del total de peso, usar el rotavapor buchi 461.
- Se realizará en 2 partes usando un tiempo de 60 minutos cada parte.
- La presión del rotavapor será de 0,90 bares.
- Usar un baño de propylenglicol y una temperatura de 75°C.

Nota: tener cuidado con el espumado que suele suceder al inicio.

- tomar sólidos del concentrado, esto es para colocar la carga antes del secado (%S=3,5985).
- Pesar el concentrado (421gr).

$$\text{Solidos totales} = \frac{\text{masa concentrado} \times \% \text{solidos}}{100}$$

$$S_T = \frac{421 \times 3,5985}{100} = 15,1496$$

$$\text{carga} = 1,3 \times S_T$$

$$\text{carga} = 1,3 \times 15,1496 = 19,69\text{gr}$$

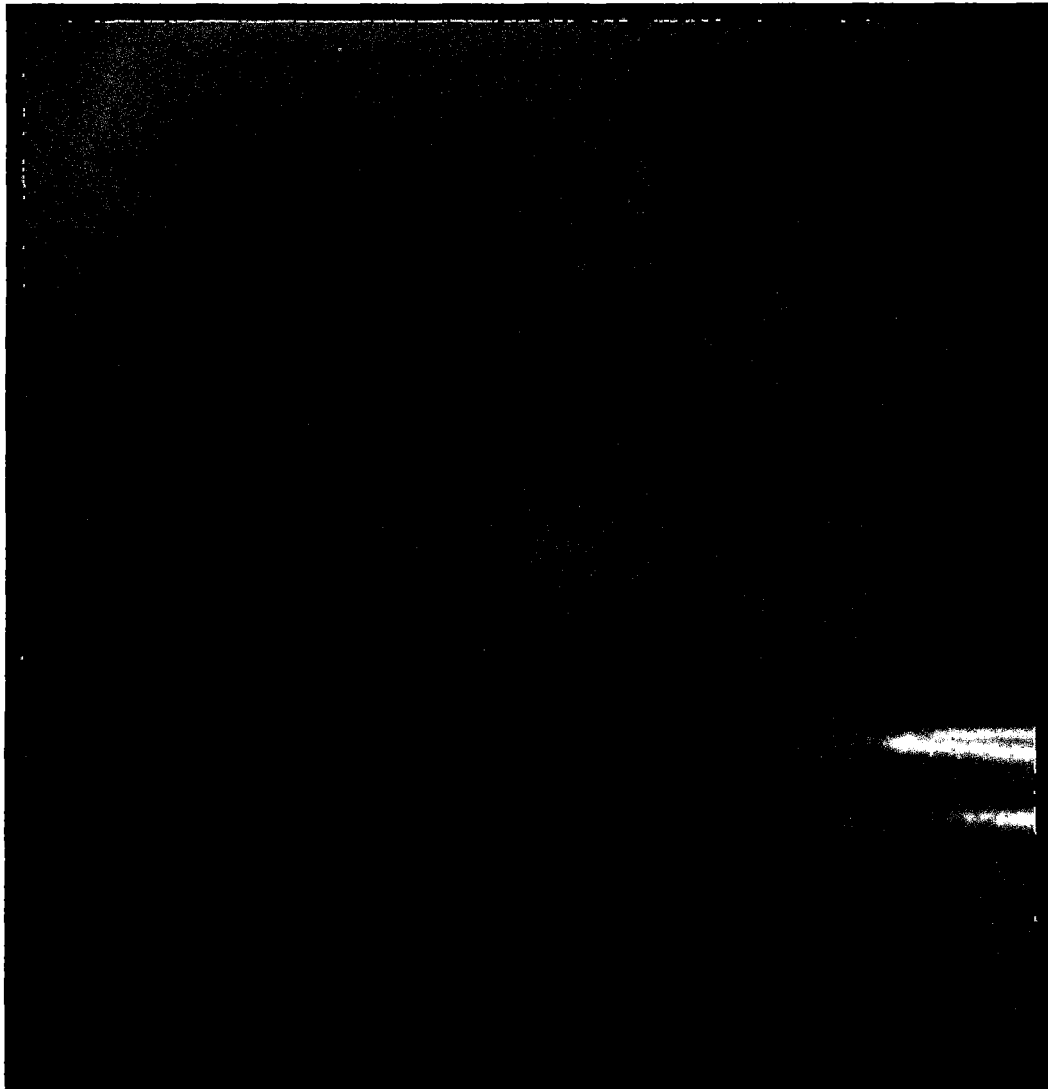
- Colocar la carga (maltosa 20gr)
- Teóricamente se tiene un total de 34,8396 de sólidos a recuperar.

SECADO

Preparar el secador

- Pasar agua durante 10 minutos a una temperatura de entrada de 190°C y una temperatura de salida de 95°C (como prevención microbiológico).
- Secar el concentrado en el Spray buchi 190 mini spray dryer.
- Tiempo de secado: el secado toma un tiempo determinado de 10 minutos.
- Coloración: se obtuvo con una coloración rosa.
- Analizar antioxidantes, %Humedad (higroscopia).

Figura 10: Producto final polvo de las hojas de camote morado (Ipomoea batata)



Fuente propia

CAPITULO VII

RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

7.1 RESULTADOS.

A) Preparación de solución madre y solución para análisis

Preparar : 0,24 gr. DPPH+100mL metanol → solución madre

10mL de la solución madre + 45mL metanol → solución para análisis

Se ajustó la absorbancia con esta solución de análisis en una longitud de onda de 515 nm y a 1,1 de absorbancia.

150 μ L extracto+2850 μ L solución para análisis

Para lograr la solución adecuada se hizo varias pruebas y resultó ser la más adecuada la siguiente (fig. 11).

Figura 11: Diluciones para la lectura en el espectrofotómetro



Fuente: PROPIA

✓ **Análisis de la capacidad antioxidante para el extracto**

1). –Dilución 10 mL extracto enrazado en un matraz aforado de 25mL.

10mL → 25

↓

1 mL → 25

abs: 0,640 ; 0,631

blanco(B): 0,905

✓ **Análisis de la capacidad antioxidante para el concentrado del extracto**

2). –Dilución 10 mL del extracto enrazado en un matraz aforado de 50mL.

10 mL → 50

↓

1 mL → 25

abs: 0,587 ; 0,561

blanco(B): 0,905

✓ **Análisis de la capacidad antioxidante para el polvo del extracto del concentrado**

3) –Dilución: 0,0239 gr del polvo enrrazado en un matraz aforado de 25 mL.

0,0239 gr. → 25

abs: 0,573 ; 0,559

blanco(B): 0,940

La masa del polvo obtenido es de 9,48gr;

B) Cálculo de la concentración de antioxidantes (Trolox)

✓ **Análisis de la capacidad antioxidante para el extracto de la hoja de camote morado (Ipomoea batata)**

$$\frac{\Delta\text{abs} - 0,1314}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((B - \text{absprom}) - 0,1314)}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((0,905 - 0,6355) - 0,1314)}{11,571} = 0,011935 \mu \text{ moles de trolox}$$

0,011935 → 150 μL

χ → 1000 μL

$\chi = 0,079566 \mu \text{ moles de trolox}$

Perotenía 25mL en la fiola

1 mL → 0,079566 $\mu \text{ moles trolox}$

25 mL → χ

$\chi = 1,9891 \mu \text{ moles trolox}$

pero se tiene 1 mL

1,9891 → 1 mL

$\chi \rightarrow 25 \text{ mL}$

$\chi = 49,7292 \text{ } \mu\text{moles de trolox}$

Pero se tenía 10 mL de extracto

49,7292 → 10 mL

$\chi \rightarrow 1000 \text{ mL}$

$\chi = 4972,92 \text{ } \mu\text{moles de trolox}$

⇒ 49,7292 → 10 mL

$\chi \rightarrow 1250 \text{ mL}$

$\chi = 6216,15 \text{ } \mu\text{moles de trolox}$

6216,15 → 250 gr. hojas de camote

$\chi \rightarrow 1000 \text{ gr.}$

$\chi = 24864,6 \frac{\mu \text{ moles de trolox}}{\text{kg de hoja de camote}}$

⇒ se tiene 24864,6 $\mu\text{moles de trolox}$ por cada kilogramo de hoja de camote morado.

✓ **Análisis de la capacidad antioxidante para el concentrado del extracto de la hoja de camote morado (Ipomoea batata):**

$$\frac{\Delta\text{abs} - 0,1314}{11,571} = \mu\text{moles trolox}$$

$$\frac{((B - \text{absprom}) - 0,1314)}{11,571} = \mu\text{moles trolox}$$

$$\frac{((0,905 - 0,5775) - 0,1314)}{11,571} = 0,01694 \mu\text{moles de trolox}$$

$$0,01694 \rightarrow 150 \mu\text{L}$$

$$\chi \rightarrow 1000 \mu\text{L}$$

$$\chi = 0,11298 \mu\text{ moles de trolox}$$

Perotenía 25 mL en un matraz aforado

$$1 \text{ mL} \rightarrow 0,11298 \mu\text{moles trolox}$$

$$25 \text{ mL} \rightarrow \chi$$

$$\chi = 2,82459 \mu\text{moles trolox}$$

Perosetiene 1 mL

$$2,82459 \rightarrow 1 \text{ mL}$$

$$\chi \rightarrow 50 \text{ mL}$$

$$\chi = 141,2295 \mu\text{moles de trolox}$$

Pero se tenía 10 mL de concentrado

141,2295 → 10 mL

$$\chi \rightarrow \frac{1250}{3} \text{ mL}$$

$\chi = 5884,569 \mu \text{ moles de trolox}$

Pero se tenía 250 gr. de hojas de camote morado

5884,569 → 250 gr. hojas de camote

$$\chi \rightarrow 1000 \text{ gr.}$$

$$\chi = 23538,251 \frac{\mu \text{ moles de trolox}}{\text{kg de hoja de camote}}$$

⇒ Se tiene 23538,251 μ moles de trolox por cada kilogramo de hoja de camote morado.

El polvo de camote morado (Ipomoea batata)

1. Análisis de la capacidad antioxidante para el polvo del concentrado de la hoja de camote morado (Ipomoea batata)

Masa del polvo=9,45gr.

$$\frac{\Delta \text{abs} - 0,1314}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((B - \text{absprom}) - 0,1314)}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((0,940 - 0,566) - 0,1314)}{11,571} = 0,02966 \text{ } \mu\text{moles de trolox}$$

$$0,02966 \rightarrow 150 \text{ } \mu\text{L}$$

$$\chi \rightarrow 1000 \text{ } \mu\text{L}$$

$$\chi = 0,13977 \text{ } \mu\text{moles de trolox}$$

Perotenia 25 mL en un matraz aforado.

$$1 \text{ mL} \rightarrow 0,13977 \text{ } \mu\text{moles trolox}$$

$$25 \text{ mL} \rightarrow \chi$$

$$\chi = 3,4943 \text{ } \mu\text{moles trolox}$$

Pero se tiene 0,0239 gr.

$$3,4943 \rightarrow 0,0239 \text{ gr.}$$

$$\chi \rightarrow 1000 \text{ gr.}$$

$$\chi = 146205,0209 \frac{\mu\text{moles de trolox}}{\text{kg del concentrado en polvo de hoja de camote morado}}$$

Ahora para un kilogramo de hojas de camote

$$1381,66 \rightarrow 250 \text{ gr.}$$

$$\chi \rightarrow 1000 \text{ gr.}$$

$$\chi = 5526,65 \frac{\mu\text{moles de trolox}}{\text{kg de hojas de camote}}$$

⇒ se tiene : 5526,65 μ moles de trolox por cada kilogramo de hoja de camote morado.

7.2. DISCUSIÓN

- ✓ Como se puede observar en los resultados, la absorbancia en el extracto es mayor 0,64 en comparación con el polvo del concentrado del extracto que es de 0,573.
- ✓ El polvo obtenido en el proceso de deshidratación muestra no ser higroscópico (no absorbe humedad).
- ✓ El tiempo de preservación de dicho polvo se mantiene por más tiempo en este estado, ya que se hizo un seguimiento y se mantiene su capacidad antioxidante en un tiempo de aproximadamente 6 meses.
- ✓ El polvo del concentrado del extracto a partir de la hoja del camote morado arroja un resultado del 26,885% de capacidad antioxidante (5526,65 μ moles de Trolox) por kilogramo de hoja de camote morado, esta capacidad es superior a la que necesita el cuerpo humano.
- ✓ El organismo humano necesita alrededor de 1000 micromoles de Trolox por día para estar en buenas condiciones físicas y metabólicas.

CAPITULO VIII

CONCLUSIONES

1. La cantidad de capacidad antioxidante en comparación a la pulpa de zanahoria morada, del camote morado y las hojas del camote morado son: 698825,6081; 851315,76; 146205,0209 μ moles Trolox por kilogramo del concentrado en polvo.
2. El cuerpo humano solo necesita alrededor de 1000 micro moles de Trolox y este producto nos daría más de 20000 micro moles de Trolox solo por kilogramo de hojas utilizadas actualmente en el forraje para los animales.
3. Los costos para la extracción, son muy asequibles y el proceso es corto; el análisis ya se minimiza al estandarizar este porcentaje de dilución hecho actualmente en el laboratorio(tabla 5,fig.9).
4. La materia prima que viene a ser las, hojas del camote morado (figura 1) utilizadas en la investigación son muchas veces consideradas residuos, pero nosotros aprovechamos para darle un fin útil al trabajarse con la pulpa en planta y ahora también con las hojas y no desecharlas.
5. La estabilidad que presenta el producto es muy buena, ya que al no ser higroscópico (no absorbe humedad), la cual se pudo determinar con los análisis de humedad (fig. 5, 6, 7,8) cabe resaltar que en las pruebas que se hizo (3) una con la muestra fresca, otra con la muestra con un tiempo de congelado de 15 días, finalmente al mes, la que mejor conservó los antioxidantes fue la que se trabajó fresco.
6. Este polvo puede ser aprovechado por la industria, ya que presenta mayor estabilidad, por su menor actividad de agua, lo que no permite la supervivencia de microorganismos (fig.10).

7. Se concluye que la capacidad antioxidante obtenida en el trabajo es de 146205,0209 micromoles de Trolox por kilogramo del extracto de la hoja de camote morado en polvo.

8. La primera prueba 147,0011% antioxidantes en polvo y la materia prima guardada 15 días y un mes en refrigerador nos dió: 155,918% y 134, 025% de antioxidantes en polvo, esto comparando con el extracto (liquido).

CAPITULO IX

RECOMENDACIONES

- 1.** Para tener una mayor seguridad de la estabilidad de la capacidad antioxidante de la muestra debe realizarse una trazabilidad cada semana.
- 2.** Se recomienda que se haga el proceso a escala industrial.
- 3.** Este estudio nos muestra que muchas veces algunas partes de plantas que son consideradas como residuo, resultan tener propiedades, que se desconocen.
- 4.** Se recomienda utilizar las hojas frescas.
- 5.** Para mostrar la capacidad antioxidante y demostrar su aplicabilidad para el consumo, realizar pruebas toxicológicas.
- 6.** Siempre que se empiece una producción a escala industrial o en el caso de laboratorio, pasar el agua desionizada más de 10 minutos en laboratorio y 1 hora en planta; esto es para bajar la carga microbiana que se pueda presentar por diversos motivos.

CAPITULO X

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. APEX-Brasil (Agência de Promoção de Exportações do Brasil), Assessoria de imprensa. Ministerio do Desenvolvimento, Indústria e Comércio Exterior. In: **Exportação de frutas ganha incentivo com campanha em 18 países**. Brasilia, 2004. Disponível em: <http://www.desenvolvimento.gov.br/sitio/ascom/noticias/noticia.php>> Acesso em: 21ago.2004.
2. Arena, E.; Fallico, B.; Maccarone, E. Evaluation of antioxidant capacity of blood orange juices as influenced by constituents, concentration process and storage. **Food Chem.**, 74, 423-427, 2001.
3. Arnao, M.B. Some methodological problems in the determination of antioxidant activity using chromogen radicals: a practical case. **Trends Food Sci. Technol.**, 11, 419-421, 2000.
4. Arnous, A.; Makris, D.; Kefalas, P. Correlation of pigment and flavanol content with antioxidant properties in selected aged regional wines from Greece. **J. Food Comp. Anal.**, 15, 655-665, 2002.
5. Antolooloolovich, M.; Prenzler, P.D.; Patsalides, E.; Mcdononald, S.; Rorobards, K. Methods for testing antioxidant activity. **Analyst.**, 127, 183-198, 2002.
6. Brand-Willlliams, W.; Cuvelier, M.E.; Berset, C. Use of free radical method to evaluate antioxidant activity. **Lebensm. Wiss. Technol.**, 22, 25-30, 1995.
7. Blolock, G.; Pattersonon, B.; Subar, A. Fruit, vegetables, and cancer prevention: a review of the epidemiological evidence. **Nutr. Cancer**, 18, 1-29, 1992.

8. Cintra, R. M. G.; Mancini-Filho, J. Efeito antioxidante de especiarias: avaliação e comparação de métodos in vitro e in vivo. **Nutrire**, 22, 49-62, 2001.
9. Centro Internacional de la Papa. Utilización del camote en pos-cosecha. (En línea). Lima, Perú. Consultado 12 de oct. 2007. Disponible en http://www.cipotato.org/publications/annual_reports/2000spa/11.asp.
10. Cao G, Alessio H M and Cutler RG, 'Oxygen- radical absorbance capacity assay for antioxidants', *free Radic Biol Med*, 1993 14(3)303-11
11. Cao G, Verdon CP, Wu A H, Wang H and Prior R L, 'Automated assay of oxygen radical absorbance capacity with the COBAS FARA II', *Clim Chem*, 1995 41(12 pt 1)1738-44.
12. Castañeda C. B.1, Q.F. Ramos LL. E. 2, Dra. Ibáñez V. L.. Evaluación de la capacidad antioxidante de siete plantas medicinales peruanas. *Revista Horizonte Médico Volumen 8, N°1, Julio 2008. 56-70 pp.*
13. Chalí Silimox, Juan Gabriel. Caracterización agromorfológica del camote del Norte y Nor – oriente. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de san Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 1986. 19 pp.
14. Espin, J.C.; Sololer-Rivas, C.; Wichers, H.J.; García-Viguera, C. Anthocyanin-based natural colorants: A new source of antiradical activity for foodstuff. **J. Agric. Food Chem.**, 48, 1588-1592, 2000.
15. Folin, C.; Ciocalteau, V. Tyrosine and tryptophan determination in proteins. **J. Biol. Chem.** 73, 627-650, 1927.
16. Fo Foglianono, V.; Verde, V.; Randazzo, G.; Ritieni, A. Method for measuring antioxidant activity and its application to monitoring the antioxidant capacity of wines. **J. Agric. Food Chem.** 47, 1035-1040, 1999.

17. Frankel, E.N.; Waterhouse, A.L.; Teissedre, P.L. Principal phenolic phytochemicals in selected California wines and their antioxidant activity in inhibiting oxidation of human low density lipoproteins. *J. Agric. Food Chem.*, 43, 890-894, 1995.
18. Giusti, M.M.; Wrolstad, R. E. Unit. F1.2.1-13. Anthocyanins. Characterization and measurement with UV-Visible spectroscopy. In: **Current Protocols in Food Anal.Chem.**, Wrolstad, R.E., E.; John Wiley & Sons: New York, 2001.
19. Guija Henry, Troncoso Luzmila y Guija Emilio. Propiedades prooxidantes del camu camu (*Myrciaria dubia*). *An. Fac. Med.v66 n°4. UNMSM, Facultad de Medicina, Lima 2005.3pp.*
20. Glazer A N, 'Phycocerythrin fluorescence- based assay for reaction oxygen species', *Methods Enzymol.*, 1990 **186** 161-8
21. Harborne, J.B.; Williams, C.A. Advances in flavonoid research since 1992. *Phytochemistry*, 52, 481-504, 2000.
22. Hassimoto, N.M.A.; Genovese, M.I.; Lajolo, F.M. Antioxidant activity of dietary fruits, vegetables and commercial frozen fruit pulps. *J. Agric. Food Chem.*, 53, 2928-2935, 2005.
23. Heim, K.E.; Tagliaferro, A.R.; Bobilya, D.J. Flavonoid antioxidants: chemistry, metabolism and structure-activity relationships. *J. Nutr. Biochem.*, 13, 572-584, 2002.
24. Heinonen, A.; Meyer, A.S.; Frankel, E.N. Antioxidant activity of berry phenols on human low-density lipoprotein and liposome oxidation. *J. Agric. Food Chem.*, 46, 4107- 4112, 1998.

25. Hertog, M.G.L.; Hollman, P.C.H.; Katan, M.B. Content of potentially anti-carcinogenic flavonoids of 28 vegetables and 9 fruits commonly consumed in The Netherlands. **J. Agric. Food Chem.**, 40, 2379-2383, 1992.
26. Imeh, U.; Khokhar, S. Distribution of conjugated and free phenols in fruits: antioxidant activity and cultivar variations. **J. Agric. Food Chem.**, 50, 6301-6306, 2002.
27. Ishige, K.; Schubert, D.; Sagara, Y. Flavonoids protect neuronal cells from oxidative stress by three distinct mechanisms. **Free Rad. Biol. Med.**, 30, 433-446, 2001.
28. Jan Pokorny, Nedyalka Yanishlieva, Michael Gordon. Antioxidantes de los Alimentos Aplicaciones Prácticas .Editorial Acribia ,S.A. Zaragoza, España 142-147,2005.
29. Katsube, N.; Keiko, I.; Tsushida, T.; Yamaki, K.; Kobori, M. Induction of apoptosis in cancer cells by bilberry (*Vaccinium myrtillus*) and the anthocyanins. **J. Agric. Food Chem.**, 51, 68-75, 2003.
30. Knekt, P.; Järvinen, R.; Reunanen, A.; Matela, J. Flavonoid intake and coronary mortality in Finland: a cohort study. **British Medical J.**, 312, 478-481, 1996.
31. Kim, D-O.; Lee, K.W.; Lee, H.J.; Lee, C.Y. Vitamin C equivalent antioxidant capacity (VCEAC) of phenolics phytochemicals. **J. Agric. Food Chem.**, 50, 3713-3717, 2002.
32. Kuskoski, E.M., Vega, J.M., Rios, J.J., Fett, R., Troncoso, A.M.; Asuero, A.G. Characterization of anthocyanins from the fruits of baguaçu (*Eugenia Umbelliflora* Berg). **J. Agric. Food Chem.**, 51, 5450-5454, 2003.

33. Kuskoski, E.M.; Asuero, A.G.; Troncoso, A.M.; García-Parilla, M. C.; Fett, R. Actividad antioxidante de pigmentos antocianicos. **Rev. Bras. Ciênc. Tecnol. Alim.**, v. 24, n.4, 691-693, 2004.
34. Kuskoski Martha, Asuero Agustín y García Carmen. Actividad antioxidante de pigmentos antociánicos. **Rev. Ciencia Tecnología Alimentaria**. V24 nª4. Universidad de Sevilla. Facultad Bioquímica.2004.691-693pp.
35. Lapidot, T.; Harel, S.; Akiri, B.; Granit, R.; Kanner, J. pH-Dependent forms of red wine anthocyanins as antioxidants. **J. Agric. Food Chem.**, 47, 67-70, 1999.
36. Marquina V, Araujo L, Ruíz J, Rodríguez-Malaver A , Vit P.. Composición química y capacidad antioxidante en fruta, pulpa y mermelada de guayaba (*Psidium guajava* L.). Archivos latinoamericanos de nutrición Organo Oficial de la Sociedad Latinoamericana de Nutrición. Vol. 58 Nº 1, 2008, Facultad de Farmacia y Bioanálisis, Facultad de Medicina. Universidad de Los Andes, Mérida, Venezuela. 98-100pp.
37. Miller, N.J.; Diplock, A. T.; Rice-Evans, C.A. Evaluation of the total antioxidant activity as a marker of the deterioration of apple juice on storage. **J. Agric. Food Chem.**, 43, 1794-1801, 1995.
38. Miller, N.J.; Rice-Evans, C.A. The relative contributions of ascorbic acid and phenolic antioxidants to the total antioxidant activity of orange and apple fruit juices and blackcurrant drink. **Food Chem.**, 60, 331-337, 1997.
39. Moreira, A.V.B.; Mancini-Filho, J. Atividade antioxidante das especiarias mostarda, canela e erva doce em sistemas aquoso e lipídico. **Nutrire**, 24, 2003.
40. Moure, A.; Cruz, J.M.; Franco, D.; Dominguez, M.J.; Sineiro, J.; Domínguez, H.; Núñez, A.J.; Parajó, J.C. Natural antioxidants from residual sources. **Food Chem.**, 72, 145-171, 2001.

41. Moyer, R. A.; Hummer, K. E.; Finn, C.E.; Frei, B.; Wrolstad, R.E. Anthocyanins, phenolics, and Antioxidants capacity in diverse small fruits: *Vaccinium*, *Rubus*, and *Ribes*. **J. Agric. Food Chem.**, 50, 519-525, 2002.
42. Montoya, B.H.; Lemeshko, V.; López, J.B.; Pareja, A.; Urrego, R.; Torres, R. Actividad antioxidativa de algunos extractos vegetales. **Vitae**, 10, 2, 72-79, 2003.
43. Pinelo, M.; Monzocco, L.; Nuñez, M.J.; Nicoli, M.C. Interaction among phenolics in food fortification: negative synergism on antioxidant capacity. **J. Agric. Food Chem.**, 52, 1177-1180, 2004.
44. Prior, R.L.; Cao, G.; Martin, A.; Sofic, E.; Mcewan, J.; O'brien, C.; Lischner, N.; Ehlenfeldt, M.; Kalt, W.; Krewer, G.; Mainland, C.M. Antioxidant capacity as influenced by total phenolic and anthocyanin content, maturity and variety of *Vaccinium* specie. **J. Agric. Food Chem.**, 46, 2686-2693, 1998.
45. PRIOR, R.L.; CAO, G. In vivo total antioxidant capacity: comparison of different analytical methods. **Free Rad. Biol. Med.**, 27, 11/12, 1173-1181, 1999.
46. Robards, K; Prenzler, P.D.; Tucker, G.; Swatsitang, P.; Glover, W. Phenolic compounds and their role in oxidative processes in fruits. **Food Chem.**, 66, 401-436, 1999.
47. Roberts, W.G.; Gordon, M.H. Determination of the antioxidant activity of fruits and vegetables by a liposome assay. **J. Agric. Food Chem.**, 51, 1486-1493, 2003.
48. RE, R.; Pellegrini, N.; Proteggente, A.; Pannala, A.; Yang, M.; Rice-Evans, C. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. **Free Radic. Biol. Med.**, 26, 9/10, 1231-1237, 1999.

49. Rice-Evans, C.A.; Miller, N.J.; Papaganda, G. Structure antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. **Free Radical Biol. Med.**, 20, 933-956, 1996.
50. Roquel, Mercedes. Diseño de una línea de producción para la elaboración de harina de camote (*Ipomoea batata*). Tesis Ing. Quim. Guatemala, Universidad de san Carlos de Guatemala, Facultad de Química. 2008. 11-15 pp.
51. Ross, J.A.; Kasum, C.M. Dietary Flavonoids: Bioavailability, metabolic effects, and safety. **Annu. Rev. Nutr.**, 22, 19-34, 2002.
52. Sánchez-Moreno, C. Compuestos polifenólicos: efectos fisiológicos. Actividad antioxidante. **Alimentaria.**, ene-feb, 29-40, 2002.
53. Sánchez-Moreno, C.; Larrauri, J.A.; Saura-Calixto, F. A procedure to measure the antiradical efficiency of polyphenols. **J. Sci. Food Agric.**, 76, 270-276, 1998.
54. Satué-Gracia, M.T.; Heinonen, M.; Frankel, E.N. Anthocyanin as antioxidants on human low-density lipoprotein and lecithin-liposome systems. **J. Agric. Food Chem.**, 45, 3362-3367, 1997.
55. Schramm, D.D. Y German, J.B. Potential effects of flavonoids on the etiology of vascular disease. **J. Nutr. Biochem.**, 9, 560-566, 1998.
56. Segura Góngora, Guillermo Antonio. Caracterización de 18 cultivadores de camote (*ipom. L. poir*) San Jerónimo Baja Verapaz. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de san Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 1990. 14 pp.
57. Sellappan, S.; Akoh, C.C.; Krewer, G. Phenolic compounds and antioxidant capacity of Georgia-Grown blueberries and blackberries. **J. Agric. Food Chem.**, 50, 2432-2438, 2002.

58. Spagna, G., Tomaino, A., Cimino, F., Barbagallo, R., Ventura, D., Bonina, F., Saija, A. Chemical análisis and photoprotective effect of an extract of wine from *Jacquez* grapes. **J. Sci. Food Agric.**, 82, 1867-1874, 2002.
59. Sun, J.; Chu, Y.F.; Wu, X.; Liu, R.H. Antioxidant and antiproliferative activities of common fruits. **J. Agric. Food Chem.**, 50, 7449–7454.2002.
60. Tsuda, T.; Watanabe, M.; Ohshima, K.; Norinobu, S.; Choi, S.W.; Kawakishi, S., Osawa, T. Antioxidative activity of the anthocyanin pigments cyanidin 3-O- β -D glucoside and cyanidin. **J. Agric. Food Chem.**, 42, 2407-2410, 1994.
61. Ursini, F.; Tubaro, F.; Rapuzzi, P.; Zamburlini, A.; Maiorino, M. Wine antioxidants: Effects in vitro and in vivo. **Wine and Human Health**, Udine 9-11, 1996.
62. Van Den Berg, R.; Haenen, G.R.M.M.; Van Den Berg, H.; Bast, A. Applicability of an improved Trolox equivalent antioxidant capacity (TEAC) assay for evaluation of antioxidant capacity measurements of mixtures. **Food Chem.**, 66, 511-517, 1999.
63. Valdebenito Andrea. Antioxidantes como transferentes de cadena en la polimerización de monómeros vinílicos. Tesis Doc quim. Chile. Universidad de Santiago de Chile, Facultad de Química y Biología, 2005. 100pp
64. Villaño, D.; Fernández-Pachón, A.M.; Troncoso, A.M.; Garcia-Parrilla, M.C. The antioxidant activity of wines determined by the ABTS method: influence of sample dilution and time. **Talanta**, 64, 501-509, 2004.
65. Wang, J., Mazza, G. Effects of anthocyanins and other phenolic compounds on the production of tumor necrosis factor alpha in LPS/IFN-gamma-activated RAW 264.7 macrophages. **J. Agric. Food Chem.**, 50, 4183-4189, 2002.

66. Wayner D D, Burton G W, Ingold K U and Locke S, 'Quantitative measurement of the total, peroxy radical-trapping antioxidant capability of human blood plasma by controlled peroxidation. The important contribution made by plasma proteins', FEBS Lett, 1995 187(1)33-7.
67. Whitehead T P, Thorpe G H G and Maxwell SRJ, 'Enhanced chemiluminescent assay for antioxidant capacity in biological fluids', Anal Chim Acta, 1992 266 265-77.

ANEXOS

ANEXO 1

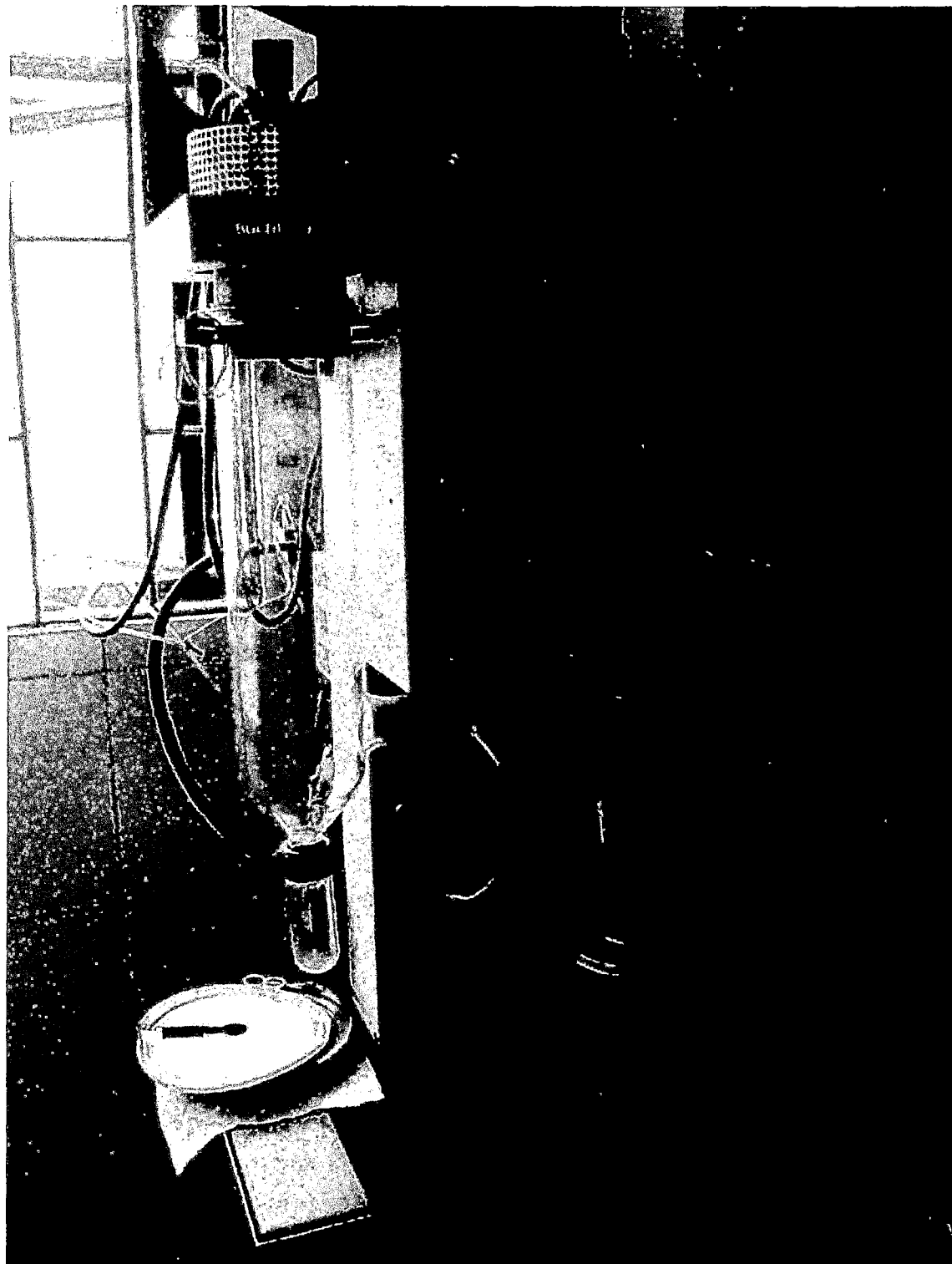
HOJAS DE CAMOTE MORADO, IPOMOEA BATATA (hoja hendida)



Fuente: Universidad Agraria La Molina

ANEXO 2

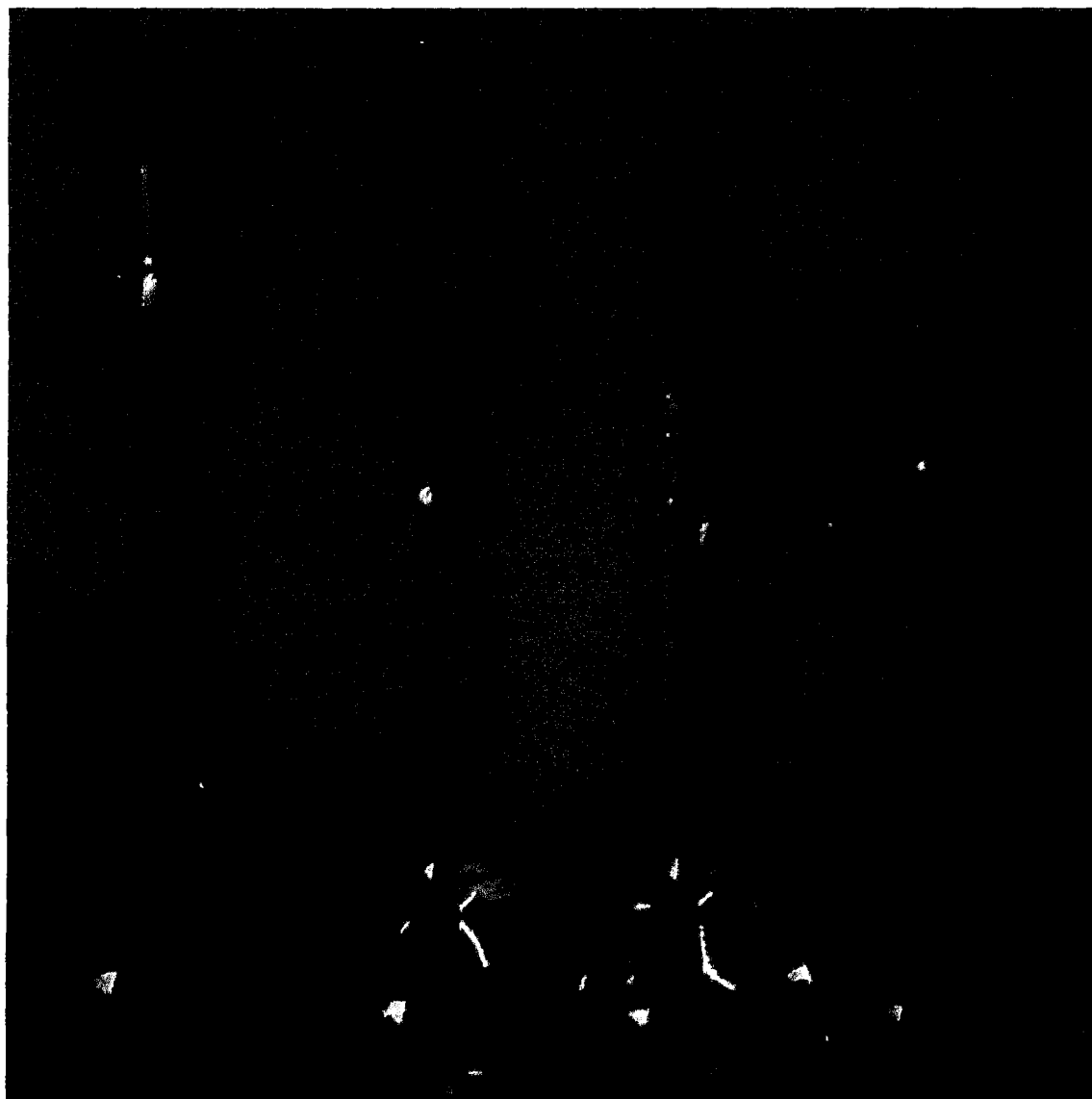
SPRAY BUCHI 190 MINI SPRAY DRYER



Fuente: PROPIA

ANEXO 3

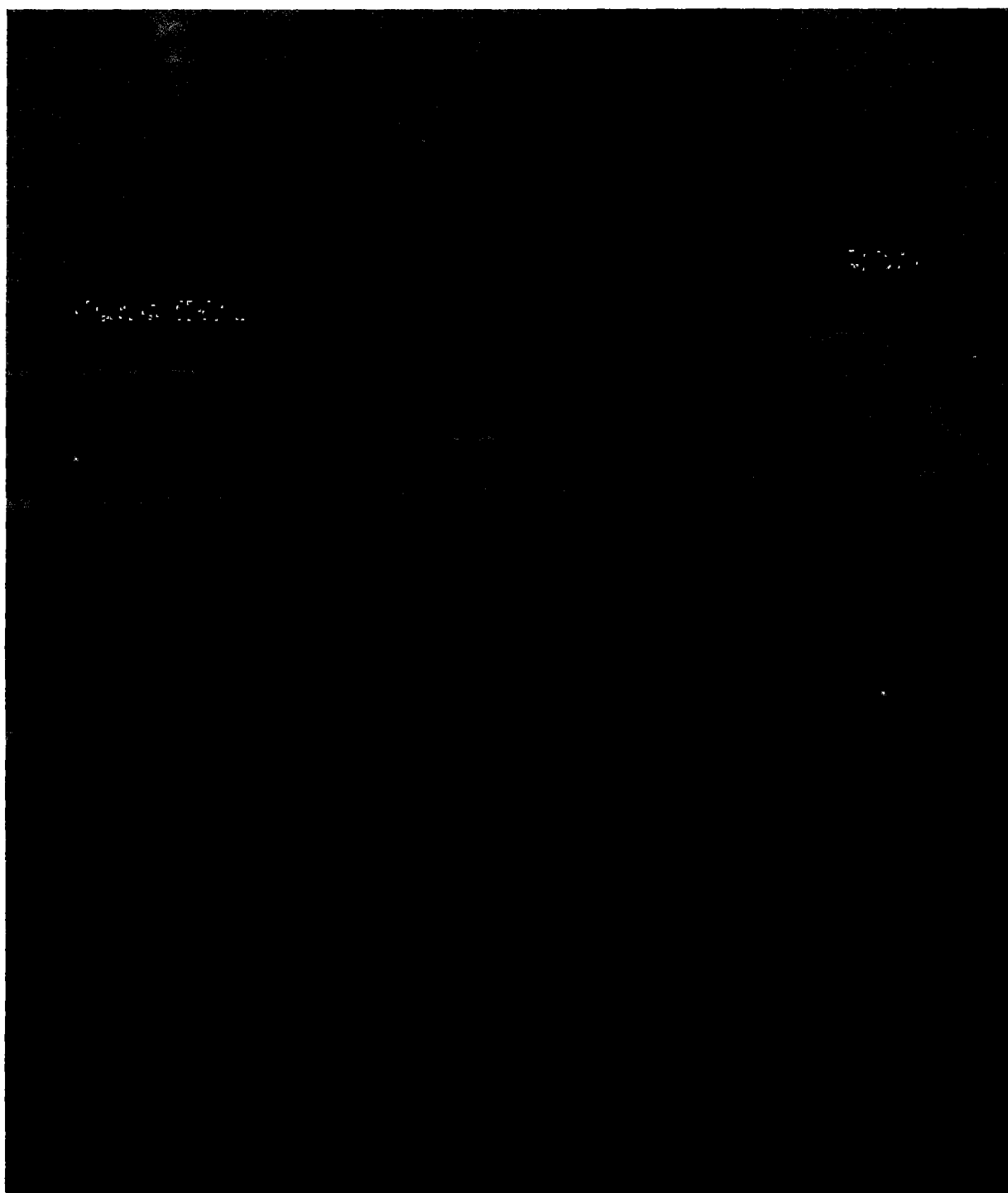
DILUCIONES EN LAS FIOLAS PARA LAS LECTURAS EN EL ESPECTROFOTÓMETRO



Fuente: PROPIA

ANEXO 4

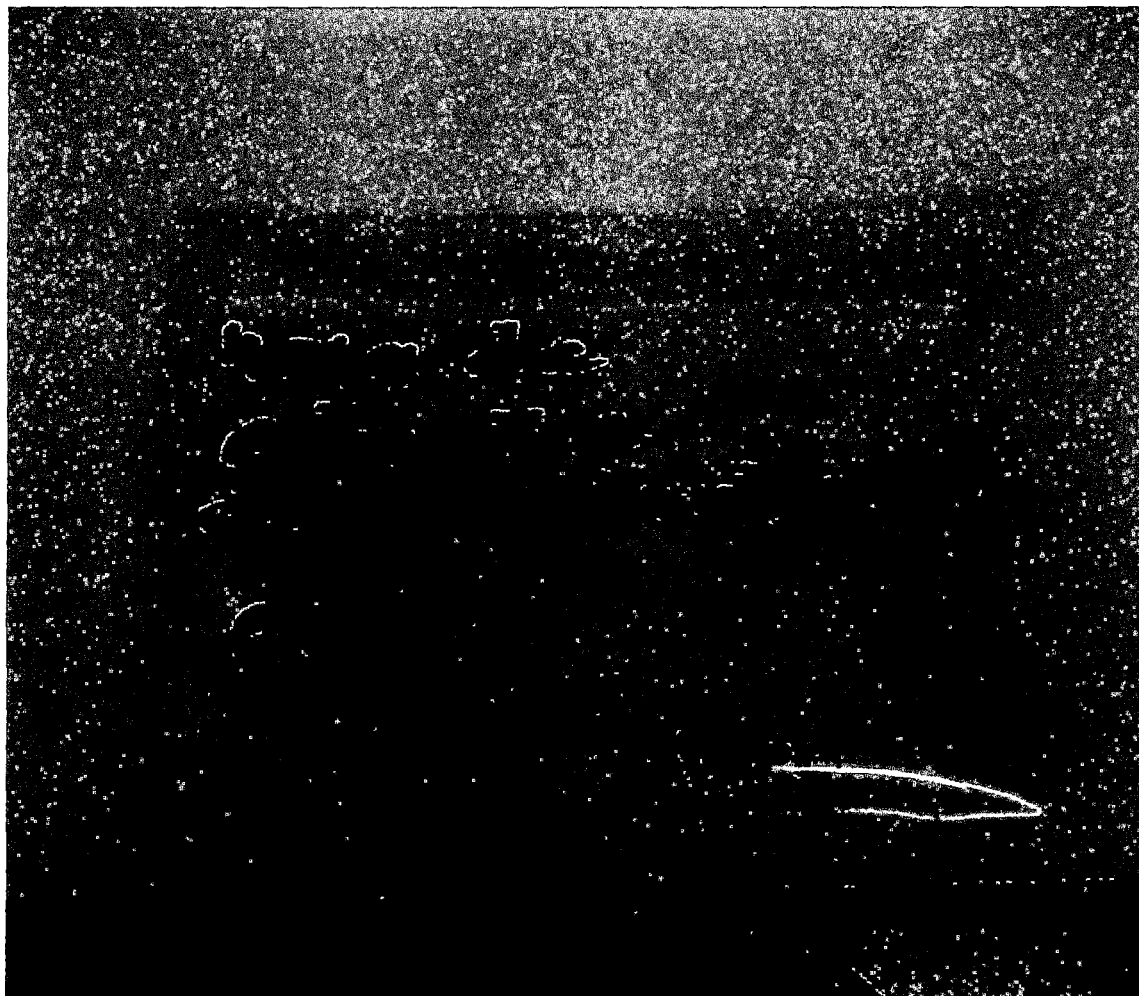
VISTA DE LAS MUESTRAS DEL EXTRACTO Y CONCENTRADO



Fuente: propia

ANEXO 5

POLVO DE LA HOJA DE CAMOTE OBTENIDA



Fuente: PROPIA

ANEXO 6

Prueba 2 de laboratorio a los 15 días de obtenida la materia prima, bajo las mismas condiciones de presión y temperatura de la prueba inicial, salvo el guardado en refrigeración por 15 días, fecha el 30/12/10.

✓ **Análisis de la capacidad antioxidante para el extracto.**

1). – dilución 2 mL de extracto enrazado en un matraz aforado de 25mL.

2mL → 25

↓

5mL → 10

abs: 0,5935; 0,5815

blanco(B): 0,940

✓ **Análisis de la capacidad antioxidante para el concentrado del extracto.**

2). – Dilución 5 mL de extracto enrazado en un matraz aforado de 25mL.

5 mL → 25

↓

2mL → 25

abs: 0,571; 0,556

blanco(B): 0,940

✓ **Análisis de la capacidad antioxidante para el polvo del extracto del concentrado.**

3) –Dilución: 0,0304 gr. del polvo enrrazado en un matraz aforado de 25 mL.

0,0239 gr. → 25

abs: 0,601; 0,597

blanco(B): 0,940

La masa del polvo obtenido es de 14 gr.

B) Cálculo de la concentración de antioxidantes (Trolox)

✓ **Análisis de la capacidad antioxidante para el extracto de la hoja de camote morado (Ipomoea batata)**

$$\frac{\Delta\text{abs} - 0,1314}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((B - \text{absprom}) - 0,1314)}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((0,940 - 0,5875) - 0,1314)}{11,571} = 0,0191081 \mu \text{ moles de trolox}$$

0,0191081 → 150 μL

χ → 1000 μL

$\chi = 0,1273874 \mu \text{ moles de trolox}$

Perotenia 10mL en un matraz aforado.

1 mL \rightarrow 0,079566 μ moles trolox

10 mL \rightarrow χ

$\chi = 1.27387$ μ moles trolox

Pero se tiene 5 mL.

1,27387 \rightarrow 5 mL

$\chi \rightarrow$ 25 mL

$\chi = 6,36937$ μ moles de trolox

Pero se tenía 2 mL de extracto.

6,36937 \rightarrow 2 mL

$\chi \rightarrow$ 1250 mL

$\chi = 3980,857$ μ moles de trolox

\Rightarrow Para un kilo de hojas de camote morado

3980,857 \rightarrow 250 gr.

$\chi \rightarrow$ 1000 gr.

$\chi = 15923,429 \frac{\mu\text{moles de trolox}}{\text{kg de hoja de camote morado}}$

\Rightarrow Se tiene 15923,429 μ moles de trolox por cada kilogramo de hoja de camote morado.

✓ **Análisis de la capacidad antioxidante para a el concentrado del extracto de la hoja de camote morado(Ipomoea batata):**

$$\frac{\Delta\text{abs} - 0,1314}{11,571} = \mu\text{moles trolox}$$

$$\frac{((B - \text{absprom}) - 0,1314)}{11,571} = \mu\text{moles trolox}$$

$$\frac{((0,940 - 0,5635) - 0,1314)}{11,571} = 0,02118 \mu\text{moles de trolox}$$

0,02118 → 150 μL

χ → 1000 μL

$\chi = 0,14121 \mu\text{ moles de trolox}$

Pero tenía 25 mL en la fiola.

1 mL → 0,14121 μmoles trolox

25 mL → χ

$\chi = 3,53037 \mu\text{moles trolox}$

Pero se tiene 2mL.

3,53037 → 2mL

χ → 25 mL

$\chi = 44,1297 \mu\text{moles de trolox}$

Pero se tenía 5 mL del concentrado.

44,1297 → 5 mL

$$\chi \rightarrow \frac{1250}{3} \text{ mL}$$

$$\chi = 3677,476 \text{ } \mu \text{ moles de trolox}$$

Pero se tenía 250 gr. de hojas de camote morado

3677,476 → 250 gr. hojas de camote

$$\chi \rightarrow 1000 \text{ gr.}$$

$$\chi = 14709,906 \frac{\mu \text{ moles de trolox}}{\text{kg de hoja de camote}}$$

⇒ Se tiene 14709,90695 μ moles de trolox por cada kilogramo de hoja de camote morado.

El polvo de camote morado (Ipomoea batata)

1. Análisis de la capacidad antioxidante para el polvo del concentrado de la hoja de camote morado (Ipomoea batata)

Masa del polvo=14gr.

$$\frac{\Delta \text{abs} - 0,1314}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((B - \text{absprom}) - 0,1314)}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((0,940 - 0,599) - 0,1314)}{11,571} = 0,01811 \text{ } \mu\text{moles de trolox}$$

$$0,01811 \rightarrow 150 \text{ } \mu\text{L}$$

$$\chi \rightarrow 1000 \text{ } \mu\text{L}$$

$$\chi = 0,1207 \text{ } \mu\text{moles de trolox}$$

Perotenía 25 mL en un matraz aforado.

$$1 \text{ mL} \rightarrow 0,1207 \text{ } \mu\text{moles trolox}$$

$$25 \text{ mL} \rightarrow \chi$$

$$\chi = 3,01904 \text{ } \mu\text{moles trolox}$$

Perosetiene 0,0304 gr.

$$3,01904 \rightarrow 0,0304 \text{ gr.}$$

$$\chi \rightarrow 1000 \text{ gr.}$$

$$\chi = 99310,587 \frac{\mu \text{ moles de trolox}}{\text{kg. del concentrado en polvo de hoja de camote morado}}$$

Ahora para un kilogramo de hojas de camote

$$3,01904 \rightarrow 0,0304 \text{ gr.}$$

$$\chi \rightarrow 14 \text{ gr.}$$

$$\chi = 1390,3473$$

$$1390,3473 \rightarrow 250 \text{ gr.}$$

$$\chi \rightarrow 1000 \text{ gr}$$

$$\chi = 5561,3894 \frac{\mu\text{moles de trolox}}{\text{kg de hojas de camote}}$$

⇒ se tiene : 5561,3894 μ moles de trolox por cada kilogramo
de hoja de camote morado.

ANEXO 7

Ecuaciones matemáticas comparando la capacidad antioxidante de los extractos por kilogramo de hoja de camote morado y los kilogramos del polvo del extracto la hoja de camote morado.

Para la primera prueba.

$$24864,6 \times 4 \rightarrow 100\%$$

$$146205,0209 \rightarrow x$$

$$x = 147,0011\%$$

Para segunda prueba.

$$15923,429 \times 4 \rightarrow 100\%$$

$$99310,587 \rightarrow x$$

$$x = 155,918\%$$

Para tercera prueba.

$$12822,12428 \times 4 \rightarrow 100\%$$

$$68739,87 \rightarrow x$$

$$x = 134,025\%$$

ANEXO 8

Peso de la materia al secar teóricamente debe ser:

Masa maltosa (carga) + masa de los sólidos totales = masa del producto seco.

$$20\text{gr} + 15,1496\text{gr} = 34,8396 \text{ gr.}$$

Ahora este peso nos representa el 100%

$$34,8396 \rightarrow 100$$

$$9,45 \rightarrow x$$

$$x = 26,885\%$$

ANEXO 9

Para las pruebas distintas en laboratorio de los polvos de extracto, de pulpa de camote y zanahoria morada, también el polvo del extracto de las hojas del camote morado.

✓ PARA EL EXTRACTO DEL CAMOTE MORADO EN POLVO

Dilución 0.29gr. de extracto enrazado enun matraz aforado

de 200mL.

0.29gr. → 200mL

↓

3mL → 25mL

abs: 0,532 ; 0,555

blanco(B): 0,932

B) Cálculo de la concentración de antioxidantes (Trolox)

✓ Para el extracto del camote morado en polvo

$$\frac{\Delta \text{abs} - 0.1314}{11.571} = \mu\text{moles trolox}$$

$$\frac{((B - \text{absprom}) - 0.1314)}{11.571} = \mu\text{moles trolox}$$

$$\frac{((0.932 - 0.5435) - 0.1314)}{11.571} = 0.02229 \mu\text{moles de trolox}$$

0.02229 → 150μL

χ → 1000μL

$\chi = 0.14812 \mu\text{moles de trolox}$

Perotenía 25mL en un matraz aforado.

1mL \rightarrow 0.14812 μ moles trolox

25mL \rightarrow χ

$\chi = 3,703 \mu$ moles trolox

Pero se tiene 3mL realmente.

3,703 \rightarrow 3mL

$\chi \rightarrow$ 200mL

$\chi = 246,8667 \mu$ moles de trolox

Pero se tenía 0.29 gr. del extracto en polvo.

246,8867 \rightarrow 0.29 gr.

$\chi \rightarrow$ 1000gr.

$\chi = 851315,7646 \frac{\mu\text{moles de trolox}}{\text{kg de extracto de camote morado en polvo}}$

PARA EL EXTRACTO DE LA ZANAHORIA MORADA EN POLVO

1). -Dilución 10mL extracto enrazado en un matraz aforado de 25mL.

0.8gr. \rightarrow 1000mL

\downarrow

3mL \rightarrow 10mL

abs: 0.572, 0.559

blanco(B): 0.988

B) Cálculo de la concentración de antioxidantes (Trolox)

✓ Para el extracto de la zanahoria morada en polvo

$$\frac{\Delta\text{abs} - 0.1314}{11.571} = \mu\text{moles trolox}$$

$$\frac{((B - \text{absprom}) - 0.1314)}{11.571} = \mu\text{moles trolox}$$

$$\frac{((0.988 - 0.5655) - 0.1314)}{11.571} = 0.02515 \mu\text{moles de trolox}$$

$$0.02515 \rightarrow 150 \mu\text{L}$$

$$\chi \rightarrow 1000 \mu\text{L}$$

$$\chi = 0.167718 \mu\text{moles de trolox}$$

Perotenia 10 mL en un matraz aforado.

$$1 \text{ mL} \rightarrow 0.167718 \mu\text{moles trolox}$$

$$10 \text{ mL} \rightarrow \chi$$

$$\chi = 1.677181 \mu\text{moles trolox}$$

Perose tiene 3 mL realmente

$$1.677181 \rightarrow 3 \text{ mL}$$

$$\chi \rightarrow 1000 \text{ mL}$$

$$\chi = 559.06048 \mu\text{moles de trolox}$$

Perose tenía 0,8gr. de extracto de zanahoria morada en polvo.

559,06048 → 0,8gr.

$\chi \rightarrow 1000\text{gr.}$

$$\chi = 698825,6081 \frac{\mu\text{moles de trolox}}{\text{kg de extracto de zanahoria morada en polvo}}$$

✓ **PARA EL POLVO DEL EXTRACTO DE LAS HOJAS DE CAMOTE MORADO**

El polvo de camote morado (Ipomoea batata)

2. Análisis de la capacidad antioxidante para el polvo del concentrado de la hoja de camote morado (Ipomoea batata)

Masa del polvo=9,45gr.

$$\frac{\Delta\text{abs} - 0,1314}{11,571} = \mu \text{ moles trolox}$$

$$\frac{((B - \text{absprom}) - 0,1314)}{11,571} = \mu\text{moles trolox}$$

$$\frac{((0,940 - 0,566) - 0,1314)}{11,571} = 0,02966 \mu\text{moles de trolox}$$

0,02966 → 150 μL

$\chi \rightarrow 1000 \mu\text{L}$

$\chi = 0,13977 \mu\text{moles de trolox}$

Perotenía 25 mL en un matraz aforado.

1 mL \rightarrow 0,13977 μ moles trolox

25 mL \rightarrow χ

$\chi = 3,4943$ μ moles trolox

Pero se tiene 0,0239 gr.

3,4943 \rightarrow 0,0239gr.

$\chi \rightarrow$ 1000gr.

$\chi = 146205,0209 \frac{\mu\text{moles de trolox}}{\text{kg del concentrado en polvo de hoja de camote morado}}$

GLOSARIO

1. **ANTIOXIDANTES:** son moléculas capaces de retardar o prevenir la oxidación de otras moléculas.
2. **DPPH:** Radical 2,2- Difenil-1-Picrilhidrazilo.
3. **FLAVONOIDES:** Son antioxidantes naturales como compuestos fenólicos.
4. **ANTOCIANOS:** Colorante natural, como antocianina con un valor agregado que son los antioxidantes.
5. **FENÓLICOS:** Parte de los antioxidantes naturales.
6. **CAROTENOIDES:** Parte de los antioxidantes naturales.
7. **TROLOX:** antioxidante sintético utilizado como patrón en análisis de capacidad antioxidantes.
8. **TEAC:** actividad equivalente a Trolox (en mM o μ M).
9. **VCEAC:** actividad equivalente a vitamina C (mg/L o mg/100 gr.).
10. **HIDROFÓBICOS:** Los antioxidantes solubles en lípidos.
11. **HIDROFÍLICAS:** Los antioxidantes solubles en agua.
12. **FIOLA:** Matraz aforado.
13. **CIP:** centro de investigación de la papa.
14. **INEI:** Instituto Nacional de Estadística e Informática.
15. **ORAC:** Capacidad de absorbanza de radicales de oxígeno, estándar para determinar la capacidad antioxidante.