

MADRE DE DIOS CAPITAL DE LA BIODIVERSIDAD DEL PERU
UNIVERSIDAD NACIONAL AMAZÓNICA DE MADRE DE DIOS
FACULTAD DE INGENIERÍA
ESCUELA ACADÉMICA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL



EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DEL
COPOAZÚ (*Theobroma grandiflorum*) Y UNGURAHUÍ
(*Oenocarpus bataua*) EN EL PROCESO DE LA ELABORACIÓN
DEL NÉCTAR

TESIS PRESENTADA POR:
Bachiller JOSÉ CARLOS BELIZARIO FERREL y
Bachiller PERCY CAHUANA MAMANI

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE
INGENIERO AGROINDUSTRIAL

Asesor: Mgt. Rosel Quispe Herrera

Puerto Maldonado-Perú

2014

MADRE DE DIOS CAPITAL DE LA BIODIVERSIDAD DEL PERU
UNIVERSIDAD NACIONAL AMAZÓNICA DE MADRE DE DIOS
FACULTAD DE INGENIERÍA
ESCUELA ACADÉMICA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL



EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DEL
COPOAZÚ (*Theobroma grandiflorum*) Y UNGURAHÚ
(*Oenocarpus bataua*) EN EL PROCESO DE LA ELABORACIÓN
DEL NÉCTAR

TESIS PRESENTADA POR:

Bachiller JOSÉ CARLOS BELIZARIO FERREL y
Bachiller PERCY CAHUANA MAMANI

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE
INGENIERO AGROINDUSTRIAL

Asesor: Mgt. Rosel Quispe Herrera

Puerto Maldonado-Perú

2014

A Mary, mi hija

A mis padres, Adrian y Alejandrina.

A mis hermanos Miluvna, Flor,
Roberto, Carla y Daysi

José

A mis padres Casiano y Sabina

A mis hermanas Delia y Roxana

A Angie Vega

Percy

AGRADECIMIENTOS

- Agradecimiento infinito al Mgt. Rosel Quispe Herrera por su asesoramiento exigencia y rigurosidad en el desarrollo del presente trabajo de tesis.
- Al Mgt. Leoncio Solis Quispe por el apoyo brindado en la ciudad del Cusco y a la Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco por brindar sus laboratorios que ha permitido el desarrollo de la presente tesis.
- A la Universidad Nacional Amazónica de Madre de Dios por brindar su laboratorio de procesos que permitió el desarrollo de la tesis.
- A todos nuestros docentes de la Carrera Profesional de Ingeniería Agroindustrial por contribuir en nuestra formación profesional.
- A la familia Quispe Paredes por su aliento constante y colaboración.

José y Percy

PRESENTACIÓN

El presente trabajo de investigación se realizó sobre muestras de copoazú y unguurahui en el fruto y néctar con el objeto de determinar la variación de la capacidad antioxidante en el proceso de elaboración de néctar de cada uno de estos frutos.

El consumo de antioxidantes en bebidas frutadas como por ejemplo el néctar de fruta natural contribuye a minimizar el riesgo de contraer enfermedades provocadas por el estrés oxidativo como el cáncer, inflamaciones entre otros (Parkinson, 2009).

Así mismo, las propiedades farmacéuticas se deben a la presencia de componentes químicos (metabolitos secundarios) como los polifenoles, vitaminas, alcaloides y carotenoides y flavonoides.

Por otro lado las pruebas de análisis fitoquímico cualitativo realizadas a las muestras de frutas y néctar se encontraron flavonoides y compuestos fenólicos que según Murillo, Cañizares presentan capacidad antioxidante.

El trabajo de investigación consta de tres capítulos, en el primero describe el marco teórico, los antecedentes y los conceptos básicos, en el segundo capítulo indica los materiales y métodos empleados en la investigación, el tercer y último capítulo muestra los resultados y la discusión del análisis fotoquímicos, la variación de la capacidad antioxidante de las muestras evaluadas.

**JOSÉ CARLOS BELIZARIO FERREL
PERCY CAHUANA MAMANI**

INDICE GENERAL

INDICE GENERAL	i
INDICE DE FIGURAS	iii
INDICE DE TABLAS	iv
RESUMEN	vi
ABSTRACT	vii
INTRODUCCION	viii
CAPITULO I	
1. MARCO TEORICO	1
1.1. ANTECEDENTES	1
1.1.1. ANTECEDENTES ETNOBOTÁNICAS	1
1.1.2. ANTECEDENTES DE INVESTIGACIÓN	3
1.1.3. ANTECEDENTES FÍTOQUÍMICOS	4
1.1.4. ANTECEDENTES DEL MÉTODO DE DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE	5
1.2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	6
1.2.1. EL COPOAZÚ	6
1.2.1.1. DESCRIPCIÓN BOTÁNICA DEL COPOAZÚ	6
1.2.1.2. DISTRIBUCIÓN	7
1.2.2. EL UNGURAHÚ	8
1.2.2.1. DESCRIPCIÓN BOTÁNICA DEL UNGURAHÚ	8
1.2.2.2. DISTRIBUCIÓN	8
1.2.3. BASES TEÓRICAS	8
1.2.3.1. IDENTIFICACION TAXONOMICA DEL COPOAZU	8
1.2.3.2. IDENTIFICACION TAXONOMICA DEL UNGURAHUI	10
1.2.3.3. ANTIOXIDANTES	11
1.2.3.4. ESTRÉS OXIDATIVO Y DEFENSA ANTIOXIDANTE	14
1.2.3.5. CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL	14
1.2.3.6. DETERMINACION DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL	14
1.2.3.7. NECTAR DE FRUTA	17
1.2.3.7.1. FORMULACION DE NECTARES	17
1.2.3.7.2. MATERIA PRIMA E INSUMOS PARA LA ELABORACIÓN DE NÉCTAR DE FRUTA	18

1.2.3.7.3.	PROCESO DE ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE FRUTA	21
1.2.4.	CONCEPTOS BÁSICOS	25
CAPITULO II		
2.	MATERIALES Y METODOS	26
2.1	EQUIPOS, INSTRUMENTOS, MATERIALES Y REACTIVOS DE LABORATORIO	26
2.2.	PROCEDIMIENTO METODOLOGICO	29
2.2.1.	POBLACIÓN	29
2.2.2.	MUESTREO	29
2.2.3.	MANEJO DE POST- MUESTREO	30
2.2.4.	DETERMINACIÓN DE HUMEDAD	30
2.2.5.	FORMULACIONES PARA LA ELABORACIÓN DE NÉCTAR	30
2.2.6	ELABORACIÓN DE LOS NÉCTARES	32
2.2.6.1.	ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE UNGURAHUI	32
2.2.6.2.	ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE COPOAZU	36
2.2.7.	DETERMINACION DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE	39
2.2.8.	ANALISIS FITOQUIMICO CUALITATIVO	41
CAPITULO III		
3.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	42
3.1.	DE LA DETERMINACIÓN DE LA HUMEDAD	42
3.2.	DEL ANÁLISIS FITOQUIMICO	43
3.3.	DE LA CURVA PATRON	45
3.4	DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE	48
	CONCLUSIONES	55
	RECOMENDACIONES	56
	BIBLIOGRAFIA	57
	PÁGINAS WEB	62
	ANEXOS	63

INDICE DE FIGURAS

FIGURA 01: DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA ESPONTÁNEA DEL COPOAZÚ	07
FIGURA 02: COPOAZÚ <i>theobroma grandiflorum</i> (Wild ex Spreng.) K Schum.	09
FIGURA 03: UNGURAHUÍ, <i>Oenocarpus bataua</i> Mart	10
FIGURA 04: DIAGRAMA DE BLOQUE DEL PROCESO DE ELABORACIÓN DEL NÉCTAR	21
FIGURA 05: FORMULACIÓN PARA LA ELABORACIÓN DE NÉCTAR DE COPOAZÚ.	31
FIGURA 06: FORMULACIÓN PARA LA ELABORACIÓN DE NÉCTAR DE UNGURAHUÍ.	31
FIGURA 07: DIAGRAMA DE BLOQUES DEL PROCESO DE ELABORACIÓN DE NÉCTAR DE UNGURAHUÍ.	32
FIGURA 08: DIAGRAMA DE BLOQUES DEL PROCESO DE ELABORACIÓN DE NÉCTAR DE COPOAZÚ	36
FIGURA 09: PORCENTAJE DE HUMEDAD DE LA PULPA DE COPOAZÚ	42
FIGURA 10: PORCENTAJE DE HUMEDAD DE LA PULPA DE UNGURAHUÍ	43
FIGURA 11: METABOLITOS SECUNDARIOS EN LA PULPA Y NÉCTAR DE COPOAZÚ	44
FIGURA 12: METABOLITOS SECUNDARIOS EN LA PULPA Y NÉCTAR DE UNGURAHUÍ	45
FIGURA 13: CURVA PATRÓN DE ÁCIDO ASCÓRBICO PARA DETERMINAR LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE	46
FIGURA 14: CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL EN EL PROCESO DE ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE COPOAZÚ EXPRESADOS COMO MILIGRAMO DE ÁCIDO ASCÓRBICO POR GRAMO DE MUESTRA	51
FIGURA 15: CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL EN EL PROCESO DE ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE UNGURAHUÍ EXPRESADOS EN MILIGRAMO DE ÁCIDO ASCÓRBICO SOBRE UN GRAMO DE MUESTRA.	54

INDÍCE DE TABLAS

TABLA 1: CARACTERÍSTICAS MICROBIOLÓGICAS DEL NÉCTAR	18
TABLA 2: CONTENIDO DE ESTABILIZANTE, CARBOXIMETILCELULOSA (CMC) RECOMENDABLE EN EL NÉCTAR	23
TABLA 3: FORMULACIONES PARA LA ELABORACIÓN DE NÉCTAR DE COPOAZÚ Y UNGURAHÚÍ.	31
TABLA 4: CANTIDADES DE INSUMOS Y ADITIVOS UTILIZADOS EN LA ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE UNGURAHÚÍ	34
TABLA 5: CANTIDADES DE INSUMOS Y ADITIVOS UTILIZADOS EN LA ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE COPOAZÚ.	38
TABLA 6: PROCEDIMIENTO PARA OBTENER LA CURVA PATRÓN	40
TABLA 7: PROCEDIMIENTO PARA DETERMINAR LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DE LAS ETAPAS DE ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE COPOAZÚ Y UNGURAHÚÍ.	41
TABLA 8: HUMEDAD DE PULPA DE FRUTAS DE COPOAZÚ Y UNGURAHÚÍ	42
TABLA 9: ANÁLISIS FÍTOQUÍMICO CUALITATIVO	43
TABLA 10: ABSORBANCIA DE DIFERENTES CONCENTRACIONES DE LA SOLUCIÓN PATRÓN	46
TABLA 11: CORRELACIONES	47
TABLA 12: RESUMEN DEL MODELO	47
TABLA 13: ANÁLISIS DE LA VARIANZA	47
TABLA 14: ABSORBANCIA Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE EN FUNCIÓN DE mg DE ÁCIDO ASCÓRBICO DE LAS MUESTRAS DE LAS DIFERENTES ETAPAS DE LA ELABORACIÓN DE NÉCTAR.	48
TABLA 15: CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL EN EL PROCESO DE ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE COPOAZÚ	47
TABLA 16: ANÁLISIS DE VARIANZA DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL EN EL PROCESO DE ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE COPOAZÚ	48
TABLA 17: PRUEBA DE COMPARACIÓN MÚLTIPLE TUKEY DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL EN EL PROCESO DE ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE COPOAZÚ	50
TABLA 18: PRUEBA DE COMPARACIÓN MÚLTIPLE WALLER-DUNCAN PARA LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL EN EL PROCESO DE ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE COPOAZÚ	49

TABLA 19. CAPACIDAD ANTIÓXIDANTE TOTAL EN EL PROCESO DE ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE UNGURAHUÍ	52
TABLA 20: ANÁLISIS DE VARIANZA DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL EN EL PROCESO DE ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE UNGURAHUÍ	52
TABLA 21: COMPARACIONES MÚLTIPLES DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL EN EL PROCESO DE ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE COPOAZÚ.	53
TABLA 22: WALLER-DUNCAN PARA LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL EN EL PROCESO DE ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE UNGURAHUÍ	54

RESUMEN

EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DEL COPOAZÚ (*Theobroma grandiflorum*) Y UNGURAHUÍ (*Oenocarpus bataua*) EN EL PROCESO DE LA ELABORACIÓN DEL NÉCTAR

El objetivo de la tesis fue evaluar la variación capacidad antioxidante en el proceso de elaboración de néctar de copoazú (*Theobroma grandiflorum*) y néctar de unguurahuí (*Oenocarpus bataua*): selección, pre cocción, estandarización y néctar; para el cual se ha elaborado néctar con estos dos frutos, y sobre muestras de las etapas del proceso, se ha determinado la capacidad antioxidante y el análisis fitoquímico cualitativo.

El método empleado para determinar la capacidad antioxidante fue el método desarrollado por Murphy y Riley (1962): que consiste en la formación del complejo azul del Fósforo-Molibdeno y para el análisis fitoquímico las descritas por Domínguez (1973), Lock (1988), y Gibaja (1977).

Las muestras obtenidas de las etapas del proceso de elaboración del néctar de copoazú y néctar de unguurahuí presentaron capacidad antioxidante, los resultados expresados en mg de ácido ascórbico en un gramo de muestra en copoazú son: 1,51 mg para la etapa selección, 1,05 mg para la etapa pre-cocción, 0,96 mg para la etapa de estandarizado, 0,93 mg para néctar de frutas. Y para el unguurahuí: 4,61 mg para la etapa selección, 1,12 mg para la etapa pre-cocción, 0,99 mg para la etapa estandarizado, 0,91 mg para el néctar de fruta.

Los metabolitos secundarios contenidos en la pulpa de unguurahuí y copoazú son: aminoácidos libres (baja proporción), taninos (solo en unguurahuí, moderada proporción), compuestos fenólicos, flavonoides y azúcares reductores (moderada proporción). Los compuestos fenólicos y flavonoides disminuyen después de ser sometidos a tratamientos térmicos a baja proporción en la elaboración del néctar, debido a que algunos metabolitos secundarios que actúan como antioxidantes se hayan inhibido por las temperaturas de pre cocción y pasteurizado

Palabras clave: antioxidantes, radicales libres

ABSTRACT

EVALUATION OF THE ANTIOXIDANT CAPACITY (*Theobroma grandiflorum*). AND (*Oenocarpus bataua* Mart.) IN THE PROCESS OF THE NECTAR ELABORATION

The aim of the thesis was to evaluate the antioxidant capacity variation in the process of preparing nectar copoazú (*Theobroma grandiflorum*) and nectar Ungurahui (*Oenocarpus bataua*): selection, blanching, standardization and nectar; for which it has been developed with these two fruit nectar, and samples of the stages of the process, we have determined the antioxidant capacity and qualitative phytochemical analysis.

The method used to determine the antioxidant capacity was the method developed by Murphy and Riley (1962): consisting of the formation of blue phosphorous-molybdenum complex and the phytochemical analysis described by Dominguez (1973), Lock (1988), and Gibaja (1977).

Samples obtained from the stages of preparation of the nectar and nectar Ungurahui copoazú presented antioxidant capacity, the results expressed in mg of ascorbic acid in one gram of sample in copoazú are 1.51 mg for the selection stage, 1.05 mg for the blanching stage, 0.96 mg for standardized stage, 0.93 mg for fruit nectar. And unguurahui: 4.61 mg for the selection stage, 1.12 mg for the blanching stage, 0.99 mg for standardized stage, 0.91 mg for fruit nectar.

Secondary metabolites content in the pulp copoazú and Ungurahui are free amino acids (low rate), tannins (only Ungurahui moderate proportion), phenolic compounds, flavonoids and reducing sugars (moderate proportion). Phenolics and flavonoids decrease after being subjected to heat treatments at low proportion in developing the nectar, because some secondary metabolites that act as antioxidants have been inhibited by blanching and pasteurized temperatures.

Key word: antioxidant, copoazú, unguurahuí

INTRODUCCIÓN

Hoy en día, la investigación sobre antioxidantes se ha convertido en un tema importante en el campo de la ciencia de alimentos. La literatura ha demostrado que el consumo dietético de antioxidantes se asocia con un menor riesgo de contraer varias enfermedades en las que el estrés oxidativo causará efecto en la salud, acarreando las enfermedades crónicas tales como el cáncer, enfermedades cardiovasculares, inflamatorias y neurodegenerativas (Parkinson y Alzheimer) (Pandey & Rizvi, 2009). Los efectos preventivos de los antioxidantes en frutas y verduras se asocian a cuatro grupos principales: polifenoles, vitaminas, alcaloides y carotenoides. Los polifenoles constituyen uno de los más grandes grupos de metabolitos de plantas y una de las categorías más grandes en la dieta humana (Bravo, 1998). Algunos de ellos presentan muy interesantes propiedades biológicas como antioxidante, actividades antimicrobianas y anti-inflamatorias. (Adams, Seeram, Aggarwal, Takada, Sand & Heber, 2006).

Los estudios de capacidad antioxidante en bebidas de frutas es mayor frente a las bebidas de colorantes y saborizantes artificiales y se relaciona directamente con su contenido de compuestos polifenólicos e indican el potencial beneficioso para la salud. (Murillo, 2003)

Algunos néctares elaborados a base de fruta presentan un contenido de compuestos fenólicos, carotenoides, cuya actividad antioxidante se mantienen invariables después de haber sido procesados. (Cañizares *et al*, 2009)

El zumo del fruto de unguurahú (*Oenocarpus bataua*) Es usado como bebida, (Kahn & Mejía 2011), la pulpa presenta compuestos con capacidad antioxidante (Martínez, 2011). El fruto de esta especie presenta capacidad antioxidante en el aceite extraído. (González *et al*, 2011).

El copoazú (*Theobroma grandiflorum*) ha demostrado poseer características particulares, las que deben ser aprovechadas para mejorar las condiciones de vida de la población, debido a su contenido importante de antioxidantes. (Figueroa, 1996).

Dada a la importancia que tienen los antioxidantes para la salud humana y la necesidad de conocer la capacidad antioxidante del néctar de copoazú (*Theobroma grandiflorum*) y unguurahú (*Oenocarpus bataua*), se planteó el siguiente problema de investigación:

¿Cuál es la variación de la capacidad antioxidante del copoazú (*Theobroma grandiflorum*) y unguurahú (*Oenocarpus bataua*) en el proceso de la elaboración del néctar?

Para el desarrollo de la investigación se estableció los objetivos; objetivo general, "Evaluar la variación de la capacidad antioxidante del copoazú (*Theobroma grandiflorum*) y unguurahú (*Oenocarpus bataua*) en el proceso de la elaboración del néctar". Y como objetivos específicos; Realizar el análisis fitoquímico en la fruta y en el producto final (néctar de fruta) de copoazú (*Theobroma grandiflorum*) y unguurahú (*Oenocarpus bataua*); determinar la capacidad antioxidante en el proceso de elaboración del néctar (Selección, Precocción, Estandarización, Néctar) de copoazú (*Theobroma*) y unguurahú (*Oenocarpus bataua*) y determinar la variación de la capacidad antioxidante del fruto de copoazú (*Theobroma grandiflorum*) y unguurahú (*Oenocarpus bataua*) en el proceso de elaboración del néctar.

La hipótesis planteada, fue: "Existe variación de la capacidad antioxidante en el proceso de la elaboración del néctar de copoazú (*Theobroma grandiflorum*) y unguurahú (*Oenocarpus bataua*)", siendo la variable dependiente la capacidad antioxidante y como variable independiente el proceso de elaboración del néctar.

Los frutos de copoazú fueron colectados en el sector denominado "Unión Progreso" ubicado en el distrito de Inambari provincia Tambopata y departamento del Madre de Dios y el unguurahú, así mismo se colectaron en el Centro Experimental Forestal de la Universidad Nacional Amazónica de Madre de Dios ubicado en el sector denominado "Loboyoc" del distrito de Las Piedras provincia de Tambopata y departamento de Madre de Dios.

El muestreo se realizó en forma intencionada de plantas aparentemente sanas, sin presencia de agentes contaminantes como (insectos, plagas, entre otros)

en una cantidad aproximada de 20Kg de frutos de la especie *Oenocarpus bataua* y 30kg de frutos de la especie *Theobroma grandiflorum*.

CAPITULO I

1. MARCO TEORICO

1.1. ANTECEDENTES

1.1.1. ANTECEDENTES ETNOBOTÁNICAS

Galeano y Paladines (2012), en su artículo "Actividad antioxidante de extractos metanólicos de granos de copoazú", le atribuyen diferentes usos: la pulpa por su agradable sabor y olor se consume fresca y sirve para la elaboración de dulces, yogures, compotas entre otros.

Martin y Mass (2011), en su trabajo de investigación "Plantas nativas, Conservación y manejo de la Zona de Amortiguamiento de la Reserva Nacional Pacaya Samiria Cuenca Baja del rio Marañón", mencionan que el fruto de unguurahú (*Oenocarpus bataua*) es comestible; el mesocarpio oleoso, diluido en agua se usa en la preparación de una bebida muy agradable y nutritiva llamada "chapo de unguurahú". También se usa en la preparación de helados y chupetes.

Gonzáles y Torres (2011), en la publicación "Manual de producción de plantones de unguurahú (*Oenocarpus bataua*)", señalan que en la amazonia peruana, la gente consume directamente o los emplean para preparar una bebida o refresco bastante agradable de sabor a chocolate.

Hernández (2010), en el trabajo de tesis de maestría "Determinación del momento óptimo de cosecha de copoazú (*Theobroma grandiflorum*) en la amazonia occidental Colombiana", mencionan que la pulpa de copoazú posee un sabor ácido agradable y es usado para la preparación a gran escala de refrescos, sorbetes, mermeladas, compotas y dulces.

Cifuentes *et al* (2010), en el artículo "Fenología reproductiva y productividad de *Oenocarpus bataua* en bosques inundables del Chocó biogeográfico de Colombia", mencionan que el *Oenocarpus bataua* es ampliamente usada en la cuenca amazónica, sus frutos son especialmente importantes en la dieta de poblaciones indígenas y ocasionalmente utilizan sus frutos maduros para preparar bebidas o extraer aceite.

Tapia (2009), en el artículo “*Améjimina amajcho* (la comida de nuestra gente) Etnografía de la alimentación entre los *miraña*”, menciona que el copoazú es una variedad de cacao silvestre, cuyas semillas se encuentran cubiertas por una jugosa pulpa el cual se extrae para preparar refrescos.

Balslev *et al* (2008), en el artículo de investigación “Palmas (Arecaceae) útiles en los alrededores de Iquitos de la amazonia peruana”, realizaron un estudio etnobotánico, en el cual mencionan que los frutos del unguahuí (*Oenocarpus bataua*) maduros son recolectados y consumidos cocidos, también son utilizados para la elaboración de bebidas; las semillas inmaduras son consumidas ocasionalmente, el palmito es extraído para ser consumido crudo o cocido. Es usado como importante fuente de alimento y con fines medicinales.

Díaz, y Ávila (2002), en la publicación “Sondeo del mercado mundial de aceite de seje (*Oenocarpus bataua*)”, mencionan que el unguahuí es una planta sagrada para los indios amazónicos ya que es gran alimento y una buena medicina. Con los frutos se elabora la chicha, que es una bebida ritual; la cocción de la chicha hasta que se reduce a un poco de líquido es medicinal; La pulpa del fruto maduro es comestible. Diluido en agua, se utiliza tradicionalmente en la preparación de bebidas no alcohólicas "chapo" (Perú) y "vino" (Brasil); también se utiliza en la preparación de jugos, helados y dulces.

Brack (1999), en el “Diccionario enciclopédico de plantas útiles del Perú” menciona que la pulpa del fruto maduro del unguahuí es comestible; diluida en agua se utiliza tradicionalmente en la preparación de bebidas no alcohólicas (chapo); también se utiliza en la preparación de jugos, helados y dulces. También menciona que la pulpa dulce del fruto de copoazú (*Theobroma grandiflorum*) se utiliza para hacer refrescos, mermeladas, helados, compotas licor y yogurt y para comer crudo.

Lozano y Rozo (1997), en el trabajo “Extracción y caracterización fisicoquímica de los aceites contenidos en las semillas de Copoazú y Maraco y su posible utilización como fuentes alternativas en la industria de los aceites comestibles”, indican que el copoazú a diferencia del cacao (*Theobroma cacao*)

posee abundante pulpa, cuyo color es amarillo o blanquecino, su olor es fuerte y agradable y su sabor es ácido; la pulpa se encuentra envolviendo las semillas.

Villachica (1996), en el libro "Frutales y hortalizas promisorios en la amazonia", menciona que con la pulpa de unguurahú aplastada en agua y tamizada ("chapo" o "vino"), los frutos del unguurahú (*Oenocarpus bataua*) se prepara una bebida de alto valor nutritivo y energético.

1.1.2. ANTECEDENTES DE INVESTIGACIÓN

Galeano *et al* (2012), en su estudio "Influencia del procesamiento del grano de copoazú (*Theobroma grandiflorum*), sobre la actividad antioxidante y el contenido fenólicos", analizaron la variación del contenido fenólicos y la actividad antioxidante durante el proceso de beneficio de los granos de copoazú (fermentación, secado y tostado), encontrando que los granos fermentados presentan el mayor contenido polifenólicos y la mayor actividad antioxidante; mientras que en los granos secos y tostados se obtiene una pérdida entre el 39 - 45%, con respecto a la actividad antioxidante determinada en los granos fermentados.

González *et al* (2011), en su artículo "Contribuciones al conocimiento de *Theobroma subincanum* Martius, macambillo (Sterculiaceae) frutal nativo de gran potencial en la Amazonía peruana", mencionan que la pulpa de agradable sabor y aroma copoazú posee 13.30° Brix. En otro artículo "contribuciones al conocimiento de *Oenocarpus bataua* C. Martius (ungurahú) (Arecaceae) frutal nativo de gran potencial en la Amazonía peruana" mencionan que los frutos de unguurahú pesa entre 8.40 a 15.37 g y la pulpa representa de 21.32 a 25.21%, Asimismo la capacidad antioxidante de la pulpa de unguurahú, está supeditada a la cantidad de polifenoles, cuanto mayor sea el valor de los polifenoles totales mejor será la capacidad antioxidante de la muestra. Las muestras con menor al 50% de inhibición a concentración 30 mg/mL, tienen muy poco contenido de compuestos antioxidantes.

Hernández y Barrera (2010), en la publicación "Bases técnicas para el aprovechamiento agroindustrial de especies nativas de la amazonia" indican que la formulación final del néctar de copoazú consiste en un 22 % de pulpa, 66 % de agua, 12 % de sacarosa y 14 °Brix.

Tsai *et al* (2005) "*Effect of saccharose on the anthocyanin and antioxidant capacity of mulberry extract during high temperatura heating*" mencionan que estudiaron el efecto de la sacarosa en la antocianina La capacidad antioxidante abajo pH y alta temperatura, Concluye que la hidrolisis de la sacarosa en medio ácido, podría aumentar la capacidad antioxidante. También indican que en los cambios de la capacidad antioxidante durante el calentamiento están relacionados con la caramelización a partir de la sacarosa.

Ibáñez *et al* (2003), en su publicación "Aditivos alimentarios" refiere que el ácido cítrico ($C_6H_8O_7$) es un buen conservador y antioxidante natural que se añade industrialmente como aditivo. Sus funciones son como agente secuestrante, agente dispersante y acidificante; aplicado en confituras y mermeladas zumos y néctares, evita el oscurecimiento y es coadyuvante de los antioxidantes, se incorpora en los procesos metabólicos al ser ingeridos.

1.1.3. ANTECEDENTES FÍTOQUÍMICOS

Galeano y Paladines (2012), en el artículo "Actividad antioxidante de extractos metanólicos de granos de copoazú" los resultados demostraron que el extracto metanólico sometido al prensado presentó mayor capacidad atrapadora de radicales 1,1 – difenil-2-picrilhidracilo "DPPH" ($3080,6 \pm 0,004 \mu\text{mol Tx/g}$ muestra seca) y capacidad reductora ($2780,1 \pm 0,006 \mu\text{mol ácido Ascórbico/g}$ muestra seca); mientras que el extracto total mostró mayor contenido de fenoles totales ($525,1 \pm 0,003 \text{ mg GA/g}$ muestra seca).

González, *et al* (2011), en el artículo "Contribuciones al conocimiento de unguurahú (*Oenocarpus bataua*)" reportan que la capacidad antioxidante de la pulpa de unguurahú, está supeditada a la cantidad de polifenoles presentes.

González, *et al* (2011), en la publicación "Contribuciones al Conocimiento de Frutales Nativos Amazónicos" reportan que la capacidad antioxidante de la pulpa

de unguirahuí, está supeditada a la cantidad de polifenoles. Las medias de humedad de la es de 14.24 a 46.64%, cenizas 0.70 a 1.32%, proteína 0.41 % a 3.09 %, lípidos 23.94 % a 41.55 %.

Sotero *et al* (2011), en su artículo "Evaluación de la actividad antioxidante y compuestos fenólicos en pulpa y semillas de cuatro frutales amazónicos de la familia *Sterculiaceae*" reportan que la pulpa de copoazú (*Theobroma grandiflorum*) contiene polifenoles totales (5057,37 mg/100g), flavonoides (1542,91 mg/100g) y antocianinas 81,62 y 51 84 mg/100g, y que 30000 ug/mL de pulpa presenta un Porcentaje de inhibición e IC50 (Concentración Inhibitoria máxima media de una muestra que se requiere para una inhibición del 50% in vitro) de 13,48% como actividad antioxidante.

Porte *et al* (2010), en su artículo "*Redução de aminoácidos empolpas de bacuri (Platonia insignis Mart), cupuaçu (Theobroma grandiflorum) e murici (Byrsonima crassifolia L.) processado* (aquecido e alcalinizado)" reportan que la pulpa de copoazú presenta aminoácidos: ácido aspártico (ácido amino 56,3 mg / kg de pulpa), ácido glutámico (aminoácido 44,0 mg / kg.)

La Comisión de ciencia del congreso de la república del Perú (1999), en la dirección web oficial del congreso, mencionan que el unguirahuí presenta los siguientes aminoácidos: Acido glutámico, arginina, alanina, ácido aspártico, cistina, fenilalanina, glicina, tirosina, lisina, histidina, isofeucina, leucina, metionina, prolina, serina, kirosina, treonina, valina, triptofano y flavonoides.

La Secretaría Pro Tempore del Tratado de Cooperación Amazónica (2011), en su publicación "Frutales y Hortalizas Promisorios de la Amazonia", menciona que el mesocarpio seco de unguirahuí contiene alrededor de 7,4% de proteínas, con buen balance en los aminoácidos, teniendo sólo ligeramente menor proporción de triptófano, con respecto a lo recomendable.

Sahlin *et al.* (2004) en su trabajo "*Investigation of the antioxidant properties of tomatoes after processing*" al estudiar el procesamiento de tomates de diferentes maneras (cocido, fritura y horneado), observaron una reducción de los componentes nutritivos: ácido ascórbico, fenoles, licopeno, en todos los casos con incidencia del tratamiento empleado.

1.1.4. ANTECEDENTES DEL MÉTODO DE DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE

Quispe (2008), en su tesis "Flavonoides de *Viguiera procumbens* (Persoon) S.F. Blake y su efecto antioxidante" empleó el método de azul de molibdeno para determinar la actividad antioxidante de un extracto metanólico de las flores de *Viguiera procumbens* (Persoon) S.F. Blake.

Zuñiga y Torres (2005), en su tesis "Evaluación de la actividad antioxidante de 50 plantas medicinales de la región cusco", concluyen que el Método azul de molibdeno es más práctico, no solo por la facilidad en su ejecución, sino porque los resultados se expresan en términos de microgramos de actividad antioxidante el método se fundamenta en la formación de un complejo azul Fosforo-Molibdeno (V), el antioxidante reduce al Mo (VI) a Mo (V), luego el Mo (V) se acompleja con el fosfato formado complejo azul.

1.2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.2.1. EL COPOAZÚ

1.2.1.1. DESCRIPCIÓN BOTÁNICA DEL COPOAZÚ

Árbol de 14-18 m de altura; hojas simples de 22-38 cm x 6-13 cm. Inflorescencias en cimbras, con 3-5 flores: cada flor 5-sépalos parcialmente soldados, corola 5-pétalos, 5-estambres, ovario pentagonado.

Fruto baya drupácea, oblongo, 12-16 cm x 9-12 cm, y 0,5-2 kg, leñoso, y epidermis verdosa. 20-50 semillas, envueltas en pulpa mucilaginoso, blanca amarillenta, ácida, buen aroma. El fruto de copoazú no presenta cambios en su apariencia durante el desarrollo, el aroma puede ser un buen indicador, ya que la producción de compuestos volátiles se aumenta durante este período. La maduración se produce desde el ápice hacia la base del fruto, es posible iniciar la cosecha de aquellos frutos que emitan en su porción terminal el aroma característico. Dado que es difícil identificar el punto de recolección, los frutos se recolectan normalmente del suelo. (Melgarejo *et al*, 2006).

1.2.1.2. DISTRIBUCIÓN

Figuerola (1996). Menciona que el copoazú es originario de la amazonia brasileña, más precisamente del estado de Paraná, sin embargo, no se puede discriminar, dentro del área de distribución espontánea de la especie, cuál constituye verdaderamente sur centro de origen. Se le encuentra naturalmente en el Estado de Pará, en las siguientes localidades: Tapajós medio (micro-región Itaituba), en el río Xingu (micro-región Altamira), en el río Anapu (micro-región Portel), en el río Tocantins (micro-región Tucuruí) y en el río Guamá (micro-regiones Guamá y Bragantina). Atravesando las fronteras paranaenses, se encuentra también en estado espontaneo en la parte noroeste del Estado de Maranhão, en las márgenes del río Pindaré (figura 01). Debe destacarse, sin embargo, que por ser un cultivo pre-colombino, en algunos casos es difícil determinar con precisión si los individuos encontrados en las áreas de selva son verdaderamente espontáneos o sub-espontáneos. Es así que en las micro-regiones de Parauebas y Marabá, particularmente en los municipios de Eldorado de Carajás, Marabá y Parauebas se encuentra una variabilidad genética expresiva y esas micro-regiones raras veces son citadas como áreas de dispersión natural.

El copoazú, en estado nativo, a comparación de la mayoría de las especies arbóreas amazónicas, se encuentra en baja densidad, raramente sobrepasando el número de diez individuos por hectárea.

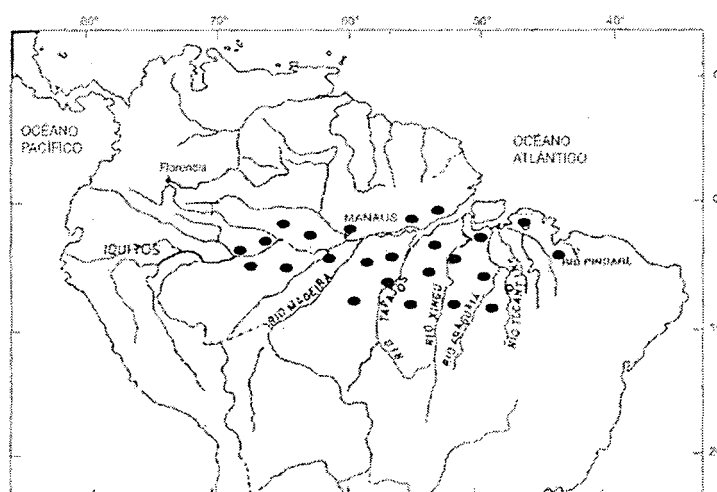


Figura 1. Distribución geográfica espontánea del copoazú

Fuente: Duque, 1953.

1.2.2. EL UNGURAHÚ

1.2.2.1. DESCRIPCIÓN BOTÁNICA DEL UNGURAHÚ

Galeano, Gloria (1991) Palmera alta (12 a 25 m), de tallo simple, inerme, con diámetro entre 15 y 25 cm a la altura del pecho. Hojas en número de 8 a 16, con 3 a 10 m de largo, dispuestas en espiral y producidas durante todo el año. Inflorescencia en panícula, con forma de cola de caballo, protegida por brácteas caducas.

En la axila de cada hoja adulta se produce una sola inflorescencia, alcanzando maduración completa durante el año solamente una a tres inflorescencias.

Fruto oblongo o elipsoide, de 2,5 a 3,5 cm de largo y 2,0 a 2,5 cm de diámetro, agrupado en racimos con peso entre 2 y 32 kg, con 500 a 4,000 frutos. Epicarpio liso, rojo oscuro a la maduración, cubierto por una delgada capa cerosa, blanquecina.

Mesocarpio carnoso con elevado contenido de aceite, semilla recubierta por fibras delgadas, endoesperma duro. El conjunto de la cáscara y la pulpa tiene un espesor de 2 a 3 mm. (Galeano 1991)

1.2.2.2. DISTRIBUCIÓN

Esta especie se desarrolla en bosques húmedos y bosques pluviales tropicales a altitudes inferiores a 1.000 msnm ubicados desde la costa Atlántica en Panamá hasta el Brasil, Perú, Bolivia y la costa venezolana. (Vallejo 2002)

1.2.3. BASES TEÓRICAS

1.2.3.1. IDENTIFICACION TAXONOMICA DEL COPOAZÚ

La identificación botánica del copoazú fue realizada por el M. Sc. Blgo. Hugo Dueñas Linares, quien menciona que de acuerdo a su descripción de sus características vegetativas y reproductivas, está registrada en el catálogo de angiospermas Gimnospermas del Perú de Lois Brako and James L. Zarucchi (1993), el APG III (Angiosperm Phylogenetic Group. 2010) y Taxonomic Name Resolution Service v3.0-2012):

Reino : Plantae
Phylum : Magnoliophyta
Clase : Magnoliopsida
Orden : Malvales
Familia : Malvaceae
Género : Theobroma

Especie: *Theobroma grandiflorum* (Wild ex Spreng.) K Schum.

Nombre común: copoazú, cupuasú, copoasú, cacao blanco.



Figura 2. Copoazú, *Theobroma grandiflorum* (Wild ex Spreng.) K Schum
Fuente: Elaboración propia, 2014

1.2.3.2. IDENTIFICACION TAXONOMICA DEL UNGURAHUI

La identificación botánica del unguerahuí fue realizada por el M. Sc. Blgo. Hugo Dueñas Linares, de acuerdo a su descripción de sus características vegetativas y reproductivas, la cual está registrada en el catálogo de angiospermas Gimnospermas del Perú de Lois Brako and James L. Zarucchi (1993), el APG III (Angiosperm Phylogenetic Group. 2010), y Taxonomic Name Resolution Service v3.0-2012), reportando lo siguiente:

Reino : Plantae
Phylum : Magnoliophyta
Clase : Liliopsida
Orden : Arecales
Familia : Arecaceae
Género : *Oenocarpus*
Especie: *Oenocarpus bataua* Mart

Nombre común: unguerahuí, milpesos, saje, baje, palma de leche

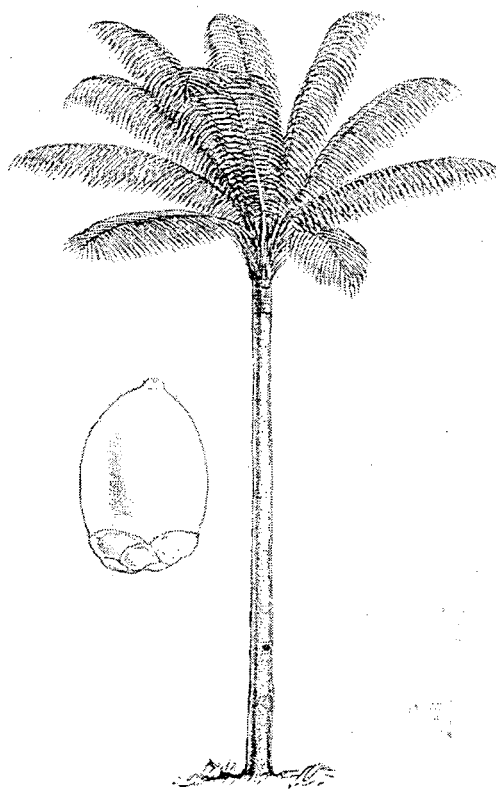


Figura 3. Ungurahuí, *Oenocarpus bataua* Mart

Fuente: Elaboración propia, 2014

1.2.3.3. ANTIOXIDANTES

Los antioxidantes son aquellas sustancias que impiden o retardan las oxidaciones catalíticas y enraqueamientos naturales o provocados por la acción de la luz, aire y metales como el hierro, cobre, cobalto y manganeso. (Madrid y Madrid, 2001)

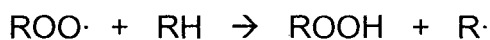
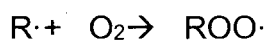
Las reacciones químicas de los radicales libres se dan constantemente en las células y son necesarias para la salud, pero el proceso debe ser controlado con una adecuada protección antioxidante. (Charley, 2001)

Los ácidos grasos, presentes en las membranas celulares, son fácilmente oxidados tanto por peroxidación enzimática como autooxidativa debido a las reacciones en cadena de los radicales libres. Estas reacciones de oxidación generalmente constan de las siguientes etapas:

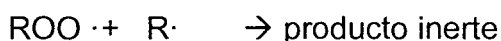
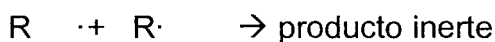
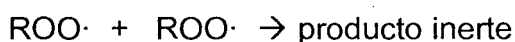
- Iniciación (I):



-Propagación (II):



-Terminación (III):



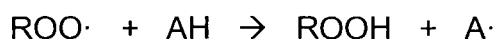
Chávez *et al*, (1996)

Esta peroxidación lípida tiene muchos efectos destructivos en la estructura de la membrana celular y en la función que cumple, puesto que le origina un desorden y genera varios compuestos altamente citotóxicos como aldehídos

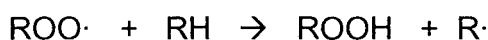
insaturados y lípidos hidroperoxidados. Estos compuestos pueden inactivar enzimas, modificar biomoléculas e iniciar la modificación de proteínas y la peroxidación lípida.

Chávez *et al*, (1996) menciona que la iniciación de la peroxidación lípida puede ser inducida por radicales libres ($O_2^{\cdot -}$; OH) y/o por el oxígeno singlete (1O_2) que se producen en sistemas biológicos.

Una sustancia retarda las acciones de oxidación cuando inhibe la formación de radicales libres en la etapa de iniciación (I) o cuando interrumpe la propagación (II) de la cadena de radicales libres. La peroxidación lípida puede ser prevenida durante la iniciación por medio de los inhibidores de los oxígenos singlete o los aceptores de radicales libres. Sin embargo, como no se puede eliminar totalmente las trazas de los iniciadores, la mayoría de los estudios han concentrado su atención en la acción de los aceptores de radicales libres. Uno de los estudios más importantes sobre la acción de los antioxidantes postula que los antioxidantes inhiben la reacción en cadena actuando como donadores de hidrógeno o como aceptores de radicales libres, y concluye que el aceptor de radicales libres (AH) reacciona sobre todo con el ROO^{\cdot} y no con los radicales libres R^{\cdot} en una reacción denominada reacción de inhibición:

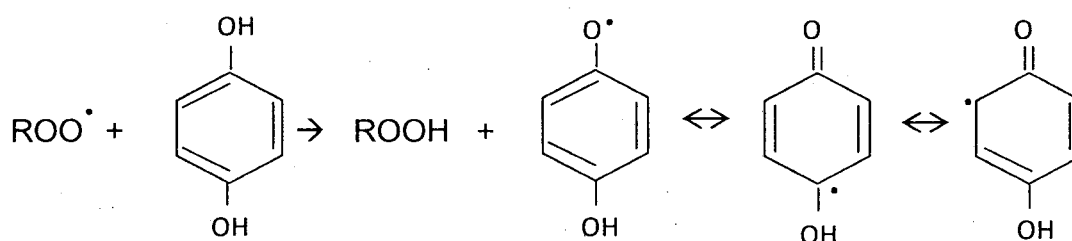


Este estudio además considera que el esqueleto básico del mecanismo puede visualizarse como una competición entre la reacción de inhibición y la reacción de propagación en cadena:

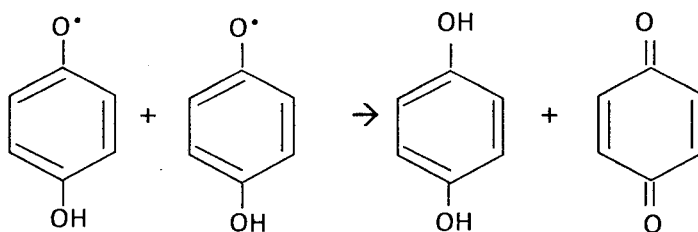


La eficacia de un antioxidante está relacionada con muchos factores, como la energía de activación, constante de velocidad, potencial de óxido-reducción, solubilidad del antioxidante, etc. En las dos reacciones de competición mencionada, ambas exotérmicas, la energía de activación aumenta al elevar las energías de disociación de los enlaces A-H y R-H y, por tanto la eficacia del antioxidante (AH) aumenta al disminuir la fuerza de enlace AH. Sin embargo,

idealmente, el radical libre antioxidante resultante no debe iniciar por sí mismo la formación de nuevos radicales libres o ser sujeto de una rápida oxidación por una reacción en cadena. Por eso es que los antioxidantes fenólicos ocupan una situación privilegiada, pues son excelentes donadores de electrones o de hidrógeno y además sus radicales intermedios son relativamente estables debido a la deslocalización por resonancia y a la falta de posiciones apropiadas para ser atacadas por el oxígeno molecular. Por ejemplo, las hidroquinonas reaccionan con los radicales hidropéroxidos dando lugar a híbridos resonantes estables de semiquinonas.



Los radicales intermedios de semiquinona pueden experimentar una gran variedad de reacciones dando lugar a productos más estables. Pueden formar un dimero, que al disputarse produce quinonas que forman de nuevo la molécula del inhibidor original.



(Chávez *et al*, 1996)

Debemos señalar que el oxígeno no es el único agente destructivo para los tejidos vivos. La luz, que es esencial para las plantas, también causa efectos dañinos pues tiene fotones ultravioleta de longitud de onda corta los cuales causan interacciones destructivas con muchas moléculas, tales como aminoácidos de proteínas esenciales, ácidos nucleicos o lípidos de las membranas celulares. (Chávez *et al*, 1996)

Además los oxidantes trabajan en diversas formas, dependiendo del sustrato y de las condiciones de los alrededores, agrupándose en cuatro categorías:

- 1) Donación del hidrógeno por el antioxidante.
- 2) Donación de electrones por el antioxidante.
- 3) Reacción de adición de lípidos a un antioxidante.
- 4) Formación del complejo lípido-antioxidante. (Desrosier, 1999)

1.2.3.4. ESTRÉS OXIDATIVO Y DEFENSA ANTIOXIDANTE

Cuando la defensa antioxidante no es eficiente al 100 %, se incrementa la formación de radicales libres en el organismo; a esto se denomina estrés oxidativo. Se dice que ha ocurrido un daño oxidativo cuando el exceso de radicales libres causa daño celular. Muchas sustancias tóxicas son capaces de producir radicales libres y de disminuir nuestra defensa antioxidante, aumentando el estrés oxidativo.

El solvente tetracloruro de carbono y el analgésico (contra el dolor) paracetamol; son ejemplos de sustancias químicas que inducen estrés oxidativo. Se cree que muchos de los efectos colaterales de los medicamentos se relacionan con un aumento en el daño oxidativo. Ante el estrés oxidativo, el organismo debe responder con una defensa antioxidante extra, ya que el estrés oxidativo severo puede causar la muerte de la célula. En las frutas y las legumbres se encuentran muchas sustancias capaces de atrapar radicales libres, mejorando nuestra defensa antioxidante. Entre estas sustancias se encuentran los compuestos polifenólicos, el ácido ascórbico (vitamina C), los tocoferoles (vitamina E), los carotenoides y el elemento selenio. (Murillo, 2003)

1.2.3.5. CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL

Es el sistema amortiguador antioxidante, el cual es evaluado como capacidad antioxidante, las técnicas desarrolladas para medir la capacidad antioxidante de muestras biológicas valoran la habilidad de los compuestos antioxidantes (donantes de un hidrógeno o un electrón) presentes en el fluido o célula, para reducir las especies oxidantes introducidas (iniciador) en el sistema de ensayo, por lo que son, en general, clasificados como métodos de inhibición

directos o indirectos del poder oxidante de una molécula estándar determinada que es el iniciador. (Escorza y Calderón 2009)

La formación de compuestos de maillard no debe contemplarse únicamente bajo el prisma de su influencia negativa en el valor nutritivo de los alimentos. Por el contrario, hay que resaltar que en muchos sistemas alimentarios los compuestos de maillard dan lugar a una serie de aspectos favorables, como la mejora de las propiedades organolépticas (tostado del café, elaboración de chocolate, horneado de productos de panadería, procesado de carne y de pescado, elaboración de cerveza, frituras de patatas y de otros productos con elevado contenido en hidratos de carbono, etc.) y formación de productos con actividad antioxidante y antimicrobiana que mejoran las propiedades de conservación. (Gil, 2010)

1.2.3.6. DETERMINACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE

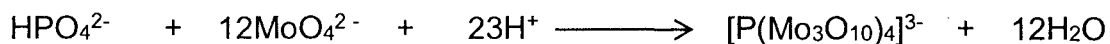
Pineda *et al* (2003), indica que los métodos que se han desarrollado para determinar la capacidad antioxidante, son todos métodos de inhibición, donde se usa una especie generadora de radicales libres y una sustancia que detecta estas especies. La determinación del potencial antioxidante total ha sido la técnica más ampliamente usada para determinar actividad antioxidante de un fluido. Este ensayo usa un generador de radicales hidrofílicos y una sustancia que detecta estos radicales, la ficoeritrina. Otro sistema usado para evaluar actividad antioxidante es la determinación de malondialdehído (MDA), como medida del efecto protector de la sustancia probada, el cual usa un generador de radicales lipofílicos que reaccionan con el ácido linoleico.

Serrano (2004), determina la actividad antioxidante mediante un método colorimétrico basado en la formación de un complejo azul del Fósforo-Molibdeno.

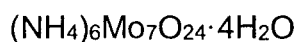
Este complejo se forma a partir de la reacción de tetraoxofosfato ($^{3-}$) o formas protonadas del mismo (HPO_4^{2-} , $\text{H}_2\text{PO}_4^{1-}$, H_3PO_4) con molibdato en solución ácida y reducción hasta la formación de un compuesto heteropolio azul. La reacción ocurre en dos etapas. En la primera etapa se forma el ácido 12-

molibdofosfórico, abreviado 12-(MPA) y en la segunda etapa se reduce el ácido 12-molibdofosfórico al heteropolio azul. (Murphy y Riley, 1962)

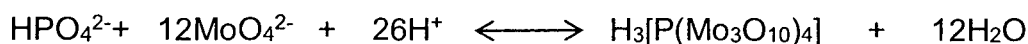
La estequiometría de esta reacción, se puede representar mediante la siguiente ecuación iónica:



Dónde: MoO_4^{2-} es una abreviación utilizada para el heptamolibdato (6-) $[\text{Mo}_7\text{O}_{24}]^{6-}$, derivado de la sal comercial heptamolibdato (6-) de amonio de fórmula:



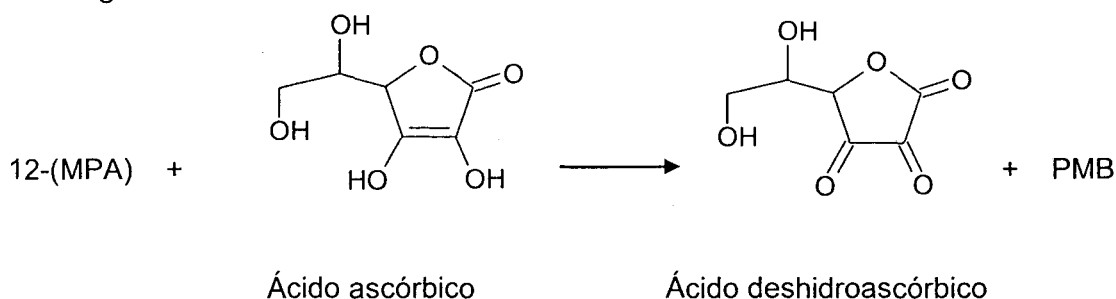
En medio fuertemente ácido, se forma el ácido 12-(MPA). Una ecuación simplificada podría ser,



El complejo formado de 12-(MPA) es reducido al complejo azul PMB, mediante la siguiente reacción,



Donde "n" en la reacción anterior, es la cantidad de moles del agente reductor (Red), requerido para reducir un mol de 12-(MPA) a azul de fosfomolibdato, abreviado PMB de "fosfomolibdate blue". Al usar ácido ascórbico como agente reductor la reacción es:



La fórmula del heteropolio PMB no es bien conocida, pero puede envolver al molibdeno en estados de oxidación de 3+ y 5+. (Murphy y Riley, 1962)

1.2.3.7. NÉCTAR DE FRUTAS

Según el CODEX STAN 247-2005 define al néctar de fruta como el producto sin fermentar, pero fermentable, que se obtiene añadiendo agua con o sin la adición de azúcares, miel y/o jarabes, y/o edulcorantes según figuran en la Norma General para los Aditivos Alimentarios (NGAA, 2005), contiene al menos un 20% masa/masa (m/m) de sólidos solubles de fruta, podrán añadirse sustancias aromáticas, componentes aromatizantes volátiles, pulpa y células, todos los cuales deberán proceder del mismo tipo de fruta y obtenerse por procedimientos físicos.

1.2.3.7.1. FORMULACIÓN DE NÉCTARES

La formulación de néctares son los cálculos de proporción, de dosificación, de ingredientes que forman parte de la composición de los néctares normalizados, dichos cálculos varían según la pulpa natural o se emplean varias frutas, el procedimiento adecuado para preparar néctares busca obtener productos de alta calidad sensorial (aparición, color, aroma, sabor y consistencia), microbiológica y fisicoquímica (grados Brix, pH, Ácidos y viscosidad). (Tomado de la página web: <http://www.virtual.unal.edu.co/cursos/agronomia/2006228/teoria/obnecfru/p3.htm>). La Norma Técnica Peruana (NTP 203.110:2009) aprobada por el Instituto Nacional de Defensa de la Competencia y de la Protección de la Propiedad Intelectual (INDECOPI) que rige para la elaboración de néctares de frutas, menciona los siguientes requisitos:

a) Sensoriales

Deben estar libres de materias y sabores extraños, que los desvíen de los propios de las frutas de las cuales fueron preparados. Deben poseer color uniforme y olor semejante al de la respectiva fruta.

b) Fisicoquímicas

El porcentaje mínimo de sólidos solubles de fruta para la preparación de néctares, es 13 °Brix. Los sólidos solubles o grados Brix, medidos mediante lectura refractométrica a 20 °C en porcentaje m/m, no deben ser inferiores a 10

%; su pH también a 20 °C no debe ser inferior a 2,5 y la acidez titulable expresada como ácido cítrico anhidro en porcentaje no debe ser inferior a 0,2.

c) Microbiológica

Las características microbiológicas de los néctares de frutas higienizados con duración mayor de 30 días, son las siguientes:

Tabla 1. Características microbiológicas del néctar

CARACTERISTICAS MICROBIOLÓGICAS	M	M	C
Recuento de microorganismos mesofílicos	100	300	1
NMP coliformes totales /cc	< 3	-	0
NMP coliformes fecales / cc	< 3	-	0
Recuento de esporas clostridium sulfito reductor / cc	< 10	-	1
Recuento de hongos y levaduras / cc	> 10	100	1

Fuente: INDECOPI (2009)

Dónde:

m = Índice máximo permisible para identificar nivel de buena calidad.

M = Índice máximo permisible para identificar nivel de aceptable calidad.

c = Número máximo de muestras permisibles con resultado entre m y M.

NMP = Número más probable.

cc = centímetro cubico

1.2.3.7.2. MATERIA PRIMA E INSUMOS PARA LA ELABORACIÓN DE NÉCTAR DE FRUTA

a) Fruta

Figuerola (1996), recomienda que las frutas que se emplean en la fabricación de néctares deban encontrarse en estado fresco y maduro, su textura debe ser firme y no sobre maduro, es decir en grado óptimo de madurez.

b) Agua

A parte de sus características propias, el agua empleada en la elaboración de néctares deberá reunir las siguientes características:

- Calidad potable.
- Libre de sustancias extrañas e impurezas.
- Bajo contenido de sales.

Para este fin se puede recurrir al uso de equipos que aseguren una óptima calidad del agua, como son los filtros y los purificadores.

La cantidad de agua que se debe incorporar al néctar se calcula según el peso de la pulpa o jugo y de las características de la fruta. (Coronado y Hilario, 2001)

c) Azúcar

Los néctares en general contiene dos tipos de azúcar: el azúcar natural que aporta la fruta y el azúcar que se incorpora adicionalmente.

El azúcar le confiere al néctar el dulzor característico, recomendable porque tiene pocas impurezas, no tiene coloraciones oscuras y contribuye a mantener en el néctar el color, sabor y aroma natural de la fruta. El azúcar rubia es más nutritivo que el azúcar blanco, pero le confiere al néctar un aspecto oscuro, sin brillo y con sabor acaramelado.

Entre otros tipos de azúcar, se puede mencionar: la chancaca, miel de abeja, miel de caña, etc.

En todo caso el uso de cualquier tipo de azúcar dependerá de su costo, disponibilidad en la zona y de las exigencias del mercado.

La concentración o contenido de azúcar en un néctar se mide a través de un refractómetro, que mide el porcentaje de sólidos solubles expresados en grados °Brix o mediante un densímetro, expresados en grados baumé o °Brix. Según la Norma Técnica peruana, los néctares deben tener un contenido de azúcar que puede variar entre 13 a 18 grados °Brix. (Coronado y Hilario, 2001)

d) Ácido cítrico

Se emplea para regular la acidez del néctar y de esta manera hacerlo menos susceptible al ataque de microorganismos, ya que en medios ácidos éstos no podrán desarrollarse. Todas las frutas tienen su propia acidez, pero una vez que se incorpora el agua ésta se debe corregir. Para saber si el jugo o la pulpa diluida poseen la acidez apropiada, se debe medir su grado de acidez mediante el uso de un potenciómetro o pH-metro; también se puede utilizar papel indicador de acidez,

con su respectiva tabla de colores. Como referencia sobre el grado de acidez, se puede mencionar que el pH de los néctares fluctúa en general entre 3.5 – 3.8. (Coronado y Hilario, 2001)

e) Estabilizador

Es un insumo que se emplea para evitar la sedimentación en el néctar, de las partículas que constituyen la pulpa de la fruta. Asimismo el estabilizador le confiere mayor consistencia al néctar.

El estabilizador más empleado para la elaboración de néctares es el Carboximetilcelulosa (CMC) debido a que no cambia las características propias del néctar, soporta temperaturas de pasteurización y actúa muy bien en medios ácidos. (Coronado y Hilario, 2001)

1.2.3.7.3. PROCESO DE ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE FRUTA

En la figura 4 se muestra el diagrama de bloques de elaboración del néctar de frutas:

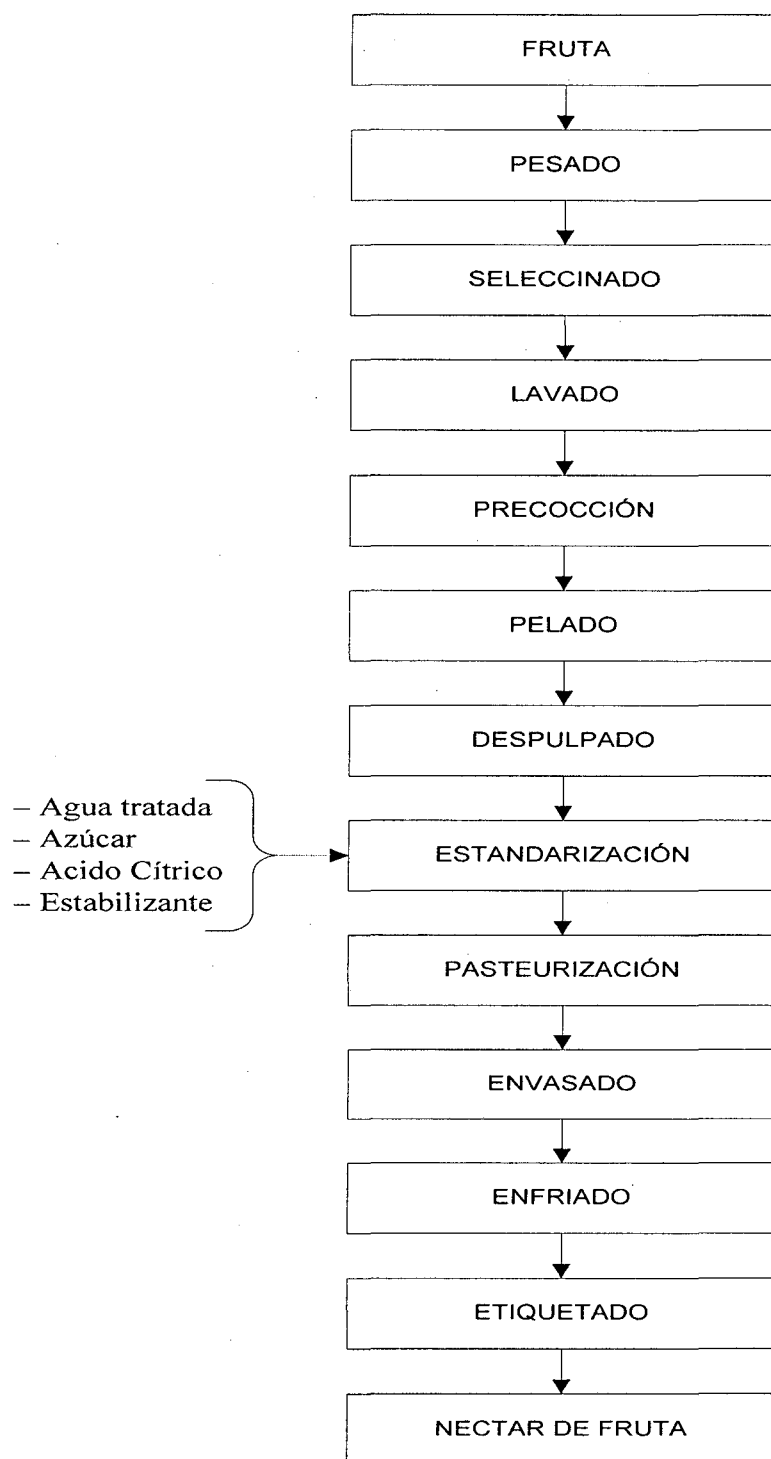


Figura 4. Diagrama de bloque del proceso de elaboración del néctar

Fuente: Colquichagua y Ríos (1998)

A continuación se describe el proceso de elaboración del néctar:

a) Fruta

Es la materia prima a utilizar como el ungrahuí y copoazú.

b) Pesado

Es importante para determinar el rendimiento que se puede obtener de la fruta.

c) Selección

En esta operación se eliminan aquellas frutas magulladas y que presentan contaminación por microorganismos. (Colquichagua y Ríos, 1998)

d) Lavado

Se realiza con la finalidad de eliminar la suciedad y/o restos de tierra adheridos en la superficie de la fruta. Esta operación se puede realizar por inmersión en una solución desinfectante mayormente de hipoclorito de sodio (lejía) 30 a 50 ppm. El tiempo de inmersión en estas soluciones desinfectantes no debe ser menor a 15 minutos. (Colquichagua y Ríos, 1998)

e) Pre cocción

El objeto de esta operación es ablandar la fruta para facilitar el despulpado, reducir la carga microbiana presente en la fruta e inactivar enzimas que producen el posterior pardeamiento de la fruta. La pre-cocción, se realiza sumergiendo la fruta en agua a temperatura de ebullición por un espacio de 3 a 5 minutos. El tiempo exacto de pre cocción está en función de la cantidad y tipo de fruta. No todas las frutas requieren ser pre-cocida. (Colquichagua y Ríos, 1998)

f) Pelado

Dependiendo de la fruta, esta operación puede ejecutarse antes o después de la pre-cocción. El pelado se puede hacer en forma mecánica (con equipos) o manual (empleando cuchillos).

g) Despulpado

Este proceso consiste en obtener la pulpa o jugo, libre o no de cáscaras y pepas. Esta operación se realiza empleando la despulpadora, (mecánica o

manual). El uso de una licuadora con un posterior tamizado puede reemplazar eficientemente el uso de la despulpadora. (Colquichagua y Ríos, 1998)

h) Estandarización

En esta operación se realiza la mezcla de todos los ingredientes que constituyen el néctar. La estandarización involucra los siguientes pasos:

- Dilución de la pulpa: se emplea relaciones o proporciones volumen por volumen (v/v) ya determinadas en el CODEX STAN 247-2005.
- Regulación del dulzor: es necesario agregar azúcar hasta un rango que puede variar entre los 13 a 18 °Brix, con la aplicación de la siguiente fórmula:

Cantidad de azúcar (kg)

$$= \frac{(cantidad\ de\ pulpa\ diluida) \times (\text{°Brix final} - \text{°Brix inicial})}{100 - \text{°Brix Final}}$$

- Regulación de la acidez: agregar el ácido cítrico previamente pesado hasta que el nivel de acidez se estabilice en un pH de 3.8, que es el pH adecuado para néctares en general.
- Adición del estabilizado: En el siguiente cuadro se indica la cantidad de estabilizante que se requiere para los néctares de algunas frutas.

Tabla 2. Contenido de estabilizante, carboximetilcelulosa (CMC) recomendable en el néctar

Frutas	Porcentaje de estabilizante
Frutas pulposas	
Por ejemplo: manzana, mango, durazno	0.07
Frutas menos pulposas	
Por ejemplo: poro poro, granadilla, maracuyá	0.1 – 0.15

Fuente: Colquichagua y Ríos, (1998)

i) Pasteurización

Esta operación se realiza con la finalidad de reducir la carga microbiana y asegurar la inocuidad del producto calentando el néctar hasta su punto de ebullición, manteniéndolo a esta temperatura por un espacio de 1 a 3 minutos. Luego de esta operación se retira del fuego, se separa la espuma que se forma en la

superficie y se procede inmediatamente al envasado. (Colquichagua y Ríos, 1998).

j) Envasado

El envasado se debe de realizar cuando está caliente, a una temperatura no menor a 85 °C. El llenado del néctar es hasta el tope del contenido de la botella, evitando la formación de espuma. Inmediatamente se coloca la tapa, la cual se realiza de forma manual en el caso que se emplee las tapas denominadas “tapa rosca”. En caso contrario si se va a emplear las chapas metálicas se debe hacer uso de la selladora de botellas.

Si durante el proceso de envasado la temperatura del néctar disminuye por debajo de 85 °C, se debe detener esta operación. Se procede a calentar el néctar hasta su temperatura de ebullición, para proseguir luego con el envasado. (Colquichagua y Ríos, 1998)

k) Enfriado

El producto envasado debe ser enfriado rápidamente para conservar su calidad y asegurar la formación del vacío dentro de la botella.

Al enfriarse el producto, ocurrirá la contracción del néctar dentro de la botella, lo que viene a ser la formación de vacío, esto último representa el factor más importante para la conservación del producto.

El enfriado se realiza con chorros de agua fría, que a la vez permitirá realizar la limpieza exterior de las botellas de algunos residuos de néctar que se hubieran impregnado. (Colquichagua y Ríos, 1998)

l) Etiquetado

El etiquetado constituye la etapa final del proceso de elaboración de néctares. En la etiqueta se debe incluir toda la información sobre el producto.

m) Almacenado

El producto debe ser almacenado a temperatura de refrigeración, limpio y seco; a fin de garantizar la conservación del producto hasta el momento de su venta.

n) Néctar de frutas

Es el producto terminado que se obtendrá al final de todo el proceso, el cual obtendremos el néctar de unguahú y copoazú. (Colquichagua y Ríos, 1998).

1.2.4. CONCEPTOS BÁSICOS

- ALIMENTOS NUTRACÉUTICOS

Son alimentos y bebidas, que han sido asociados con la prevención o disminución de enfermedades. (Narváez y Linares, 2007).

Muchos de los nutraceuticos contienen cantidades variables de compuestos antioxidantes, y por tanto se está estudiando cada vez más su papel en la prevención de enfermedades (Zubeldia y Genovese, 2009).

- FRUTO

Es un término genérico, órgano procedente de la flor que contiene a las semillas hasta que estas maduran y luego contribuye a diseminarlas. (Tomado de la página web: <http://www.diferenciaentre.net/la-diferencia-entre-frutas-y-verduras/> 2011).

- FRUTA

Son un conjunto de alimentos vegetales que proceden del fruto de determinadas plantas, ya sean hierbas como la melonera o árboles como el albaricoquero. Las frutas poseen un sabor y un aroma característicos y presentan unas propiedades nutritivas y una composición química que las distingue de otros alimentos (Tomado de la página web enciclopedia.us.es/index.php/Fruta; 2012).

CAPITULO II

2. MATERIALES Y METODOS

2.1. EQUIPOS, INSTRUMENTOS, MATERIALES Y REACTIVOS DE LABORATORIO

Los materiales, equipos, reactivos e instrumentos utilizados en la investigación se detalla a continuación:

Equipos

- **Cocina Industrial** (Marca: Record; Material: planchas de Acero Inoxidable calidad AISI 304 2B Uso gastronómico; Quemadores: dos CF de fierro fundido de 7" de diámetro; Parrillas: 2 cm de fierro fundido; Válvulas: Dos posiciones max/min; Perillas: Aluminio; Bandeja: deslizable de Acero Inoxidable bajo los quemadores, para limpieza de desperdicios; Pedestal: Acero Inoxidable)
- **Despulpadora horizontal** (Marca: Vulcano; Modelo: DFV 19-40I/C; Producción: Depende del tipo de producto, por ejemplo: Mango: 150 Kg/h, Durazno: 80 Kg/h, entre otros; Motor: 2.0HP (1.5KW), 220/380/440v, 50/60Hz; Interior: Cribas a usar: de 1.5 mm a 6.0 mm; Peso aprox.: 100 Kg; Ancho: 540 mm; Largo: 1000 mm; Altura: 1280 mm; Adicional: Interruptor de mando incorporado Transportable sobre ruedas; Material: Acero inoxidable AISI 304)
- **Olla** (Modelo: Trinox 0820260123; Tapa: vidrio refractario que permite ver los alimentos durante la cocción. Alta resistencia. Apta para ser utilizada en todo tipo de cocinas: kerosene, gas, eléctrica, vitrocerámica e inducción. Borde vertedor que permite verter los líquidos sin derrames. Asas de Bakelita aislantes del calor con protector para flama de acero inoxidable con características ergonómicas).
- **Estufa** (Rango: hasta +300 °C; Convección: natural o sistema de circulación de aire forzada (N/F); Material: Fabricado con planchas de acero inoxidable calidad AISI 304 2B).
- **Licuada** (Marca: Oster; Modelo: 4655; Motor: 600 vatios; Jarra: vidrio refractario con capacidad para 5 tazas (1,25 L.); Control: giratorio de 3

velocidades; Sistema de impulsión totalmente metálico All-Metal Drive®, Tapa hermética con copa medidora).

- **Balanza** (Marca: Ohaus; Modelo: Ohaus Pioneer tm; Capacidad: 151 g a 4100 g; Sensibilidad: 0.001 g a 0.1 g).
- **Balanza analítica** (Marca: Mettler Toledo; Modelo: XS204; Capacidad máx.: 220.0 g; Legibilidad: 0.1 mg; Peso mín (USP): 80.0 mg; Anchura: 263.0 mm; Profundidad: 453.0 mm).
- **Baño isotérmico** (Modelo: Digital S28 - KERT-LAB-340-K-L-010; Capacidad: 20 Litros; Programación: Digital de temperatura y tiempo; Temperatura: Ambiente + 10 °C - 99.9 °C; Fluctuación: Temperatura +/- 1 °C; Medidas Internas: 600 X 300 X 110 mm).
- **Agitador magnético** (Tecnología EBA 20. Pequeño centrífuga, con rotor Fuente de alimentación: 208 - 240 V 1 ~ 100 a 127 V 1 ~ ; Frecuencia: 50-60 Hz; Consumo: 65VA70VA; Emisión: EN 55011; FCC clase B; Grupo 1, clase B, EN 61000-3-2, EN 61000-3-3; Inmunidad: EN 61000-6-1; Max. Capacidad: 8x15 mL; Max. RPM: 6000 min⁻¹; Max. RCF: 3461 6153; Tiempo de duración: 1 - 99 min, carrera continua, en modo de ciclo corto (tecla de impulso); Dimensiones (H XWX D): 216 x 231 x 292 mm).

Reactivos

- Ácido sulfúrico concentrado QP
- Ácido clorhídrico al 1%
- Hidróxido de sodio al 10% y 1%
- Ninhidrina al 1%
- Magnesio metálico QP
- Amoníaco concentrado QP
- Tricloruro férrico al 1% (FeCl₃, Masa molecular: 162,2)
- Hidróxido de potasio al 5% y 10% (KOH)
- Benceno QP
- Acetato de cobre (II) al 1%
- Ácido pícrico al 1% solución etanólica
- Ácido acético glacial (fórmula: CH₃-COOH(C₂H₄O₂))

- Anhídrido acético Q.P.
- Benedict (ver anexo 5)
- Dragendorff (ver anexo 5)
- Mayer (ver anexo 5)
- Molibdato de amonio (PM: 1235.86 g/mol: $\text{H}_24\text{Mo}_7\text{N}_6\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$)
- Fosfato ácido de potasio (PM: 174,18 g/mol: K_2HPO_4)
- Ácido ascórbico Q.P. ($\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6$)

Materiales

- **Mesa de selección** (Modelo: MT 01DS; Tablero: plancha de acero inoxidable. 1.5mm; Patas: tubulares de acero inoxidable espesor 1½ diámetro terminadas en regatones regulables, con amarre en tres patas, con tubo amarre de tubo Acero inoxidable diámetro 1 pulgada. con ruedas. Dimensiones: Largo: 2,30 m; Ancho: 0,80 m; Alto: 0,90 m
- **Cuchillo:** Acero inoxidable grado alimenticio
- **Cuchara:** Acero inoxidable grado alimenticio
- **Bureta** (50 mL \pm 0.05 mL, 20 °C, 50:0.1 mL)
- **Pipetas** (5 mL \pm 0.05 mL, 20 °C, 50:0.1 mL y 10 mL \pm 0.05 mL, 20 °C, 50 : 0.1 mL)
- **Bagueta**, marca Pírex
- **Vasos de precipitados** (250, 500 y 1000 mL \pm 5%)
- **Envases de vidrio** (500 mL)

Instrumentos

- **Refractómetro** (Modelo: RF15; Tipo: Sacarosa (ATC); Rangos: 0 a 32% Brix (10 a 30 °C); Resolución: 0.2; Exactitud: \pm 0.2 %)
- **Termómetro** (de alcohol de 0 – 100 °C)
- **pH-metro** (pH-metro universal con pantalla gráfica, dos entradas y almacenamiento de datos de gran tamaño; Rango de medición: -2,0 ... 20,0 / -2,00 ... 20,00 / -2,000 ... 20,000 pH; Resolución: 0,1/0,01/0,001 pH; Precisión: \pm 0,1 / \pm 0,01 / \pm 0,002 pH; Canales de entrada: 1 x pH / mv)

2.2. PROCEDIMIENTO METODOLOGICO

El procedimiento metodológico seguido durante el desarrollo de la investigación fue:

- Identificación botánica, muestreo, manejo de post-muestreo y determinación de humedad.
- Elaboración de los néctares de copoazú y ungurahuí.
- Evaluación de la capacidad antioxidante de muestras de las etapas de selección, pre-cocción, estandarización y producto final del néctar de copoazú y ungurahuí.
- Análisis fitoquímico de muestras de las etapas de selección y producto final en el néctar de copoazú y ungurahuí.

2.2.1. POBLACIÓN

Los frutos de las especies vegetales *Theobroma grandiflorum* y *Oenocarpus bataua*, fueron colectados durante la primera semana del mes de febrero del 2014, en plena producción, el copoazú se colectó del sector denominado “Unión Progreso” ubicado en el distrito de Inambari provincia Tambopata y departamento del Madre de Dios. El ungurahuí se colectó del Centro Experimental Forestal de la Universidad Nacional Amazónica de Madre de Dios, ubicado en el sector denominado “Loboyoc” del distrito de Las Piedras provincia de Tambopata y departamento de Madre de Dios.

2.2.2. MUESTREO

Las muestras fueron recogidos del centro experimental, considerando frutos sanos, sin presencia de agentes contaminantes como (insectos, plagas, entre otros) en una cantidad aproximada de 20 Kg de frutos de la especie *Oenocarpus bataua* y 30 kg de frutos de la especie *Theobroma grandiflorum*.

2.2.3. MANEJO DE POST- MUESTREO

Las muestras recolectadas fueron dispuestas de la siguiente manera:

- a) **Empacado.**- Se utilizó un cooler con el cual se empacó los frutos dispuestos en quince filas por diez columnas y en cada nivel se le adiciono hielo picado, se repitió esta operación hasta obtener diez niveles, el hielo sirvió para preservar las condiciones del fruto, evitando magulladuras y recalentamiento del fruto.
- b) **Transporte.**- Para el transporte de la materia prima se contrató un automóvil modelo "Stashion Wagen", con sus neumáticos regulados a una presión adecuada para evitar el sacudimiento durante el viaje.
- c) **Almacenamiento.**- Se separó en envolturas de polipropileno grado alimentario a cada fruto de copoazú y cada kilogramo de unguurahú y se almaceno en un refrigerador a 10 °C.

2.2.4. DETERMINACIÓN DE HUMEDAD

La determinación de la humedad se realizó por el método gravimétrico - Official Methods of Analysis. A.O.A.C. (1990) por triplicado de las muestras separadas de las pulpas de frutas, procediéndose de la siguiente manera:

En placas petri previamente taradas, se pesaron aproximadamente 5 g de muestra fresca, las que fueron secadas en una estufa hasta obtener un peso constante a una temperatura de 100 °C, una vez enfriadas en un desecador se pesó y con los datos obtenidos se determinó el porcentaje de humedad.

2.2.5. FORMULACIONES PARA LA ELABORACIÓN DE NÉCTAR

Para evaluar la capacidad antioxidante en la elaboración del néctar de copoazú y unguurahú se ensayaron tres formulaciones de los cuales las formulas mayor aceptación se describen a continuación:

Tabla 3. Formulaciones para la elaboración de néctar de copoazú y ungurahuí.

Néctar	BRIX	Agua – Pulpa (P/P)	Acidez g/l	CMC
Ungurahuí	11°B	1-3	1	0.09%
Copoazú	11°B	1-6	0	0.07%

Fuente: Elaboración propia, 2014

Leyenda:

P/P: partes por unidad de masa

Acidez: expresadoa en ácido cítrico

CMC: carboximetilcelulosa

Brix: Solidos solubles

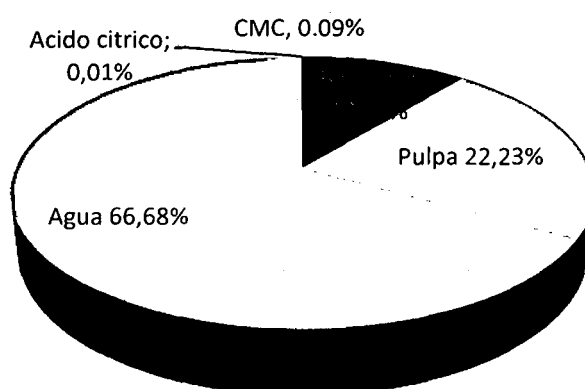


Figura 5. Formulación para la elaboración de néctar de copoazú.

Fuente: Elaboración propia, 2014

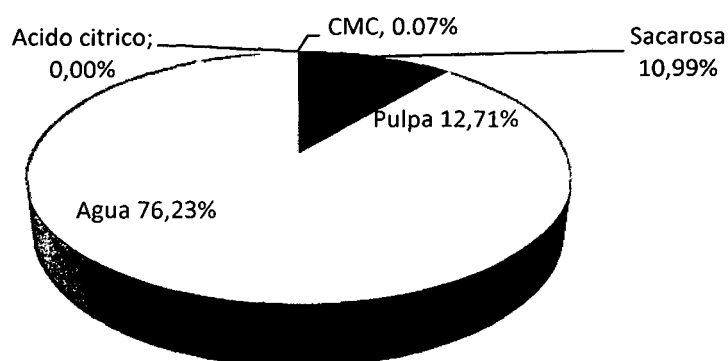


Figura 6. Formulación para la elaboración de néctar de ungurahuí.

Fuente: Elaboración propia, 2014

2.2.6. ELABORACIÓN DE LOS NÉCTARES

2.2.6.1. ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE UNGURAHUI

La elaboración del néctar fue realizado siguiendo el diagrama de flujo que se muestra en la figura 07.

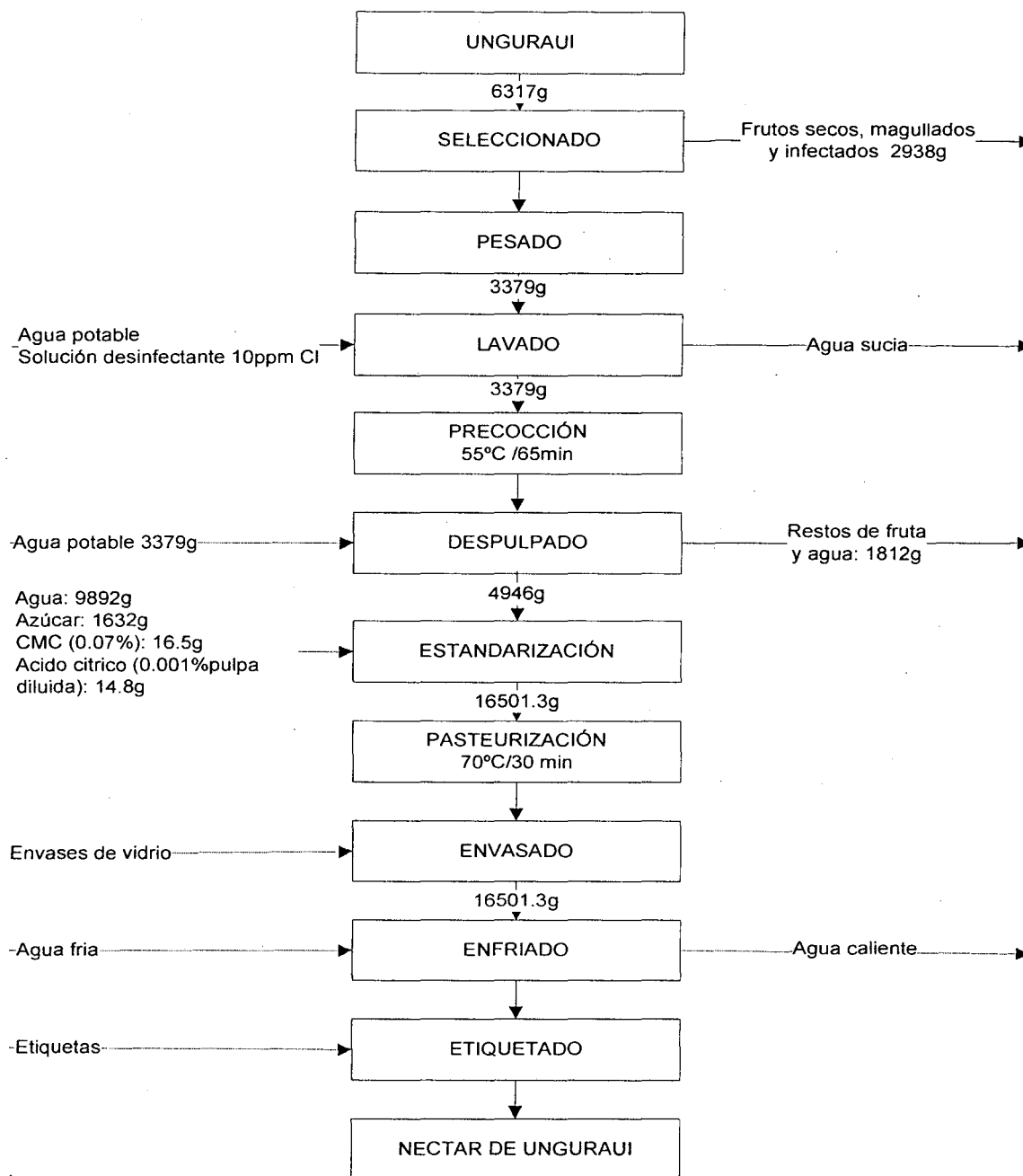


Figura 7. Diagrama de bloques del proceso de elaboración de néctar de unguurahuí

Fuente: Elaboración propia, 2014

A continuación se describe el proceso de elaboración del néctar de unguurahuí:

a) Ungurahú

Los frutos de unguurahú se constituyen como materia prima, cuya masa fue utilizado 6.317 kg

b) Seleccionado

Se procedió a seleccionar frutos de colores y tamaños uniformes, de buena apariencia, se extrajo muestras en forma aleatoria para el análisis fitoquímico y evaluación de la capacidad antioxidante.

c) Pesado

Los frutos de unguurahú seleccionados se pesaron, registrando un peso de 6,317 Kg.

d) Lavado

Esta operación se realizó por inmersión en una solución desinfectante de hipoclorito de sodio (lejía) de una concentración de 5 miligramos por litro. El tiempo de inmersión en estas soluciones desinfectantes fue 10 minutos. Con la finalidad de desinfectar, eliminar la suciedad y/o restos de tierra adheridos en la superficie de la fruta, para así evitar la contaminación cruzada.

e) Pre cocción

Esta operación se realizó sumergiendo los frutos en agua a temperatura de 55 °C por un espacio de 65 minutos con la finalidad de ablandar la fruta para facilitar el despulpado y reducir la carga microbiana presente en la fruta e inactivar enzimas que producen el posterior pardeamiento de la fruta.

f) Despulpado

Se hizo en forma manual con el empleo de un mortero y 3.317 kg de agua para luego ser tamizado con una malla de 0.5 mm de diámetro, con el cual se obtuvo la pulpa del unguurahú , libre de cáscaras y semillas.

g) Estandarización

A continuación se procedió a realizar las mezclas de los aditivos más el agua y pulpa de unguurahú que a continuación se detallan:

Tabla 4. Cantidades de insumos y aditivos utilizados en la elaboración del néctar de unguurahuí

N°	Cantidad	Unidad	Producto
01	4946	Gramos	Pulpa o Zumo de unguurahuí
02	9892	Gramos	Agua
03	1632	Gramos	Azúcar
04	16.5	Gramos	CMC
05	14.8	Gramos	Ácido cítrico

Fuente: elaboración propia 2014.

h) Pasteurización

Esta operación consistió en exponer la mezcla a una temperatura de 70 °C durante 30 minutos en un recipiente de acero inoxidable, con la finalidad de reducir la carga microbiana y asegurar la inocuidad del producto.

i) Envasado

El envasado se realizó en caliente, a una temperatura de 80 °C. El llenado del néctar es hasta el tope del contenido de la botella, evitando la formación de espuma. Inmediatamente se colocó la tapa, la cual se realizó de forma manual con el uso de tapas denominadas "tapa rosca".

j) Enfriado

El producto envasado fue enfriado rápidamente para conservar su calidad y asegurar la formación del vacío dentro de la botella. El enfriado se realizó en bandejas de agua fría, que a la vez permitió realizar la limpieza exterior de las botellas de algunos residuos de néctar que se han impregnado. Al enfriarse el producto, ocurrió la condensación del néctar dentro de la botella, lo que viene a ser la formación de vacío, esto último representa el factor más importante para la conservación del producto.

k) Etiquetado

El etiquetado se realizó en forma manual con etiquetas autoadhesivos, rotulando la fecha y hora de producción, las características fisicoquímicas del néctar

l) Almacenado

El producto fue almacenado a temperatura de refrigeración, limpio y seco; a fin de garantizar la conservación del producto hasta el momento de los análisis.

m) Néctar de frutas

Es el producto terminado que se obtiene al final de todo el proceso.

2.2.6.2. ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE COPOAZU

La elaboración del néctar fue realizado siguiendo el diagrama de flujo que se muestra en la figura 08.

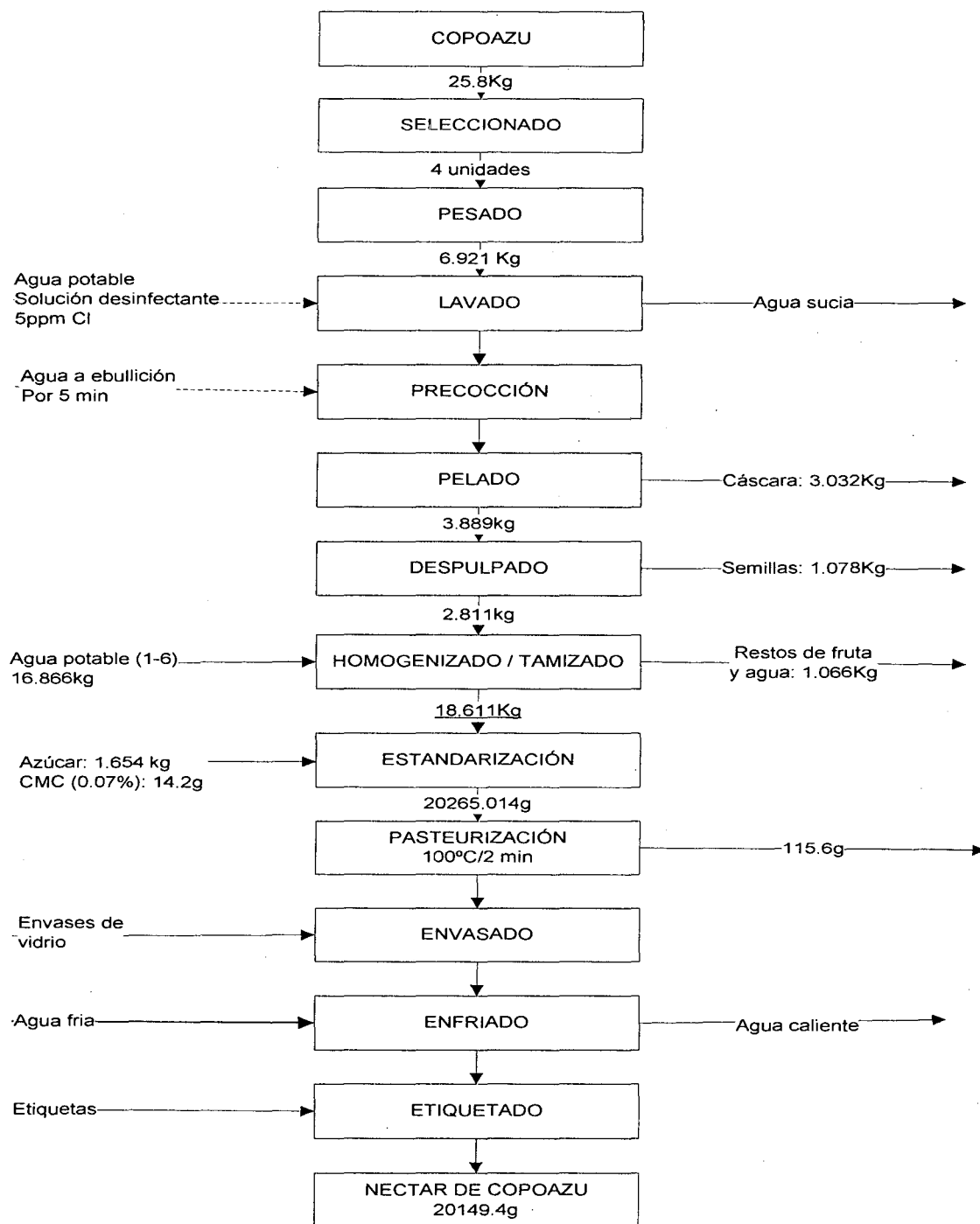


Figura 8. Diagrama de bloques del proceso de elaboración de néctar de copoazú

Fuente: Elaboración propia, 2014

A continuación se describe el proceso de elaboración del néctar de copoazú:

a) Copoazú

Para iniciar el proceso de néctar fue utilizado 25,8 Kg de frutas de copoazu refrigerados.

b) Seleccionado

La selección se realizó para separar aquellas frutas magulladas, con posible contaminación por microorganismos.

c) Pesado

Las frutas de copoazú seleccionadas se pesaron registrando un peso de 6,921 Kg.

d) Lavado

Se realizó por inmersión en una solución desinfectante de hipoclorito de sodio (lejía), a una concentración de 5 mg/L. El tiempo de inmersión en estas soluciones desinfectantes fue 10 minutos. Con la finalidad de eliminar la suciedad y/o restos de tierra adheridos en la superficie de la fruta.

e) Pre cocción

Esta operación se realizó sumergiendo la fruta en agua a temperatura de ebullición por un espacio de 5 minutos en un recipiente con la finalidad de reducir la carga microbiana presente en la fruta e inactivar enzimas que producen el posterior pardeamiento de la fruta.

f) Pelado

Se hizo en forma manual con ayuda de cuchillos y cucharas eliminándose la epidermis (cascara) de la fruta y obteniéndose 3.889 Kg de pulpas y semillas.

g) Despulpado

Se realizó de forma manual con el empleo de tijeras, obteniéndose 2.811kg de pulpa de copoazú libre de semillas.

h) Homogenizado

La pulpa extraída se homogenizó empleando una licuadora industrial y vertiendo 16.866kg de agua, posteriormente se tamizó a fin de obtener el zumo de fruta.

i) Estandarización

Con el objetivo de alcanzar las características estándares del néctar se realizó la mezcla según detállate de la siguiente tabla

Tabla 5. Cantidades de insumos y aditivos incorporados en la elaboración del néctar de copoazú.

Nº	Cantidad	Unidad	Producto
01	18611	Gramos	Pulpa de copoazú disuelta en agua
02	1654	Gramos	Azúcar
03	14.2	Gramos	CMC

Fuente: Elaboración propia, 2014

Al alcanzar el potencial de hidrogenión (pH) 3.1 por consiguiente en la estandarización no se requiere la adición de ácido cítrico.

Posteriormente se tomó muestras a fin de realizar el análisis fitoquímico y determinar la capacidad antioxidante.

j) Pasteurización

Esta operación se hizo a una temperatura de 100 °C durante 2 minutos, con la finalidad de reducir la carga microbiana y asegurar la inocuidad del producto. Luego de esta operación se retiró del fuego, se separó la espuma que se formó en la superficie y se procedió inmediatamente al envasado.

k) Envasado

El envasado se realizó en caliente, a una temperatura no menor a 80 °C. El llenado del néctar es hasta el tope del contenido de la botella, evitando la formación de espuma. Inmediatamente se colocó la tapa, la cual se realizó de forma manual con el uso de tapas denominadas "tapa rosca".

l) Enfriado

El producto envasado fue enfriado rápidamente con chorro de agua para conservar su calidad ocasionando shok térmico y la formación del vacío dentro de la botella.

m) Etiquetado

El etiquetado se realizó en forma manual con etiquetas autoadhesivos, rotulando la fecha y hora de producción, las características fisicoquímicas del néctar

n) Almacenado

El producto fue almacenado a temperatura de refrigeración de 5 °C, a fin de garantizar la conservación del producto hasta el momento de los análisis.

o) Néctar de frutas

Es el producto terminado que se obtiene al final de todo el proceso, de los cuales se destinó dos unidades como muestras para el análisis fitoquímico y para determinar la capacidad antioxidante.

2.2.7. DETERMINACION DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE

Para evaluar el efecto antioxidante de los extractos se utilizó la técnica desarrollada por Prieto en Serrano (2004) basada en la formación de un complejo azul del Fósforo-Molibdeno (V), procedimiento que se llevó a cabo de la siguiente manera:

• Preparación de la curva patrón**▪ Reactivos**

Se preparó una solución estándar de 0.1 mg/mL de ácido ascórbico y 100 mL del reactivo fósforo-molibdato; disolviendo 0.466 g de molibdato de amonio, 0.1064 g fosfato de sodio dodecahidratado y 0.3 mL de ácido sulfúrico concentrado.

▪ Obtención de la curva patrón

Se prepara una curva patrón basado en la capacidad antioxidante del Ácido ascórbico, para ello se prepara una solución estándar, en 05 tubos de ensayo se vertió diferentes volúmenes de ácido ascórbico con una concentración de 1 mg/mL, tal como se muestra en la tabla 6, para obtener la curva patrón de

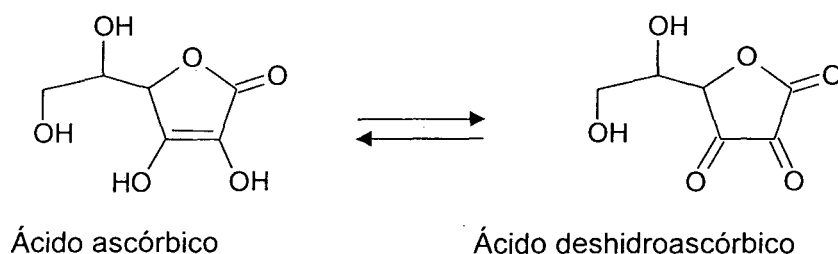
capacidad antioxidante de esta solución, se adiciona 1 mL de reactivo fosfomolibdato, que luego de ser calentados en un equipos isotérmico por 55 °C por 64 minutos, con la adición de 5 mL de agua destilada se obtienen las absorbencia a 695 nm en un equipo espectrofotómetro UV-Visible.

Tabla 6. Procedimiento para obtener la curva patrón

Nº tubo	Solución estándar (mL)	Agua (mL)	Reactivo de fosfomolibdato mL)
1	0	1	1
2	0.2	0.8	1
3	0.4	0.6	1
4	0.6	0.4	1
5	0.8	0.2	1

Fuente: Elaboración propia, 2014

En la obtención de la curva patrón, la preparación de la solución estándar del ácido ascórbico se realizó minutos antes de su utilización debido a que su sensibilidad a la oxidación le permite entrar en equilibrio con el ácido 3-ceto o ácido deshidroascórbico.



- **Determinación de la capacidad antioxidante de las etapas de elaboración del néctar**

Para determinar el efecto antioxidante de las etapas elaboración del néctar, se pesó, disolvió y se centrifugó a 4500PRM por 5 min las muestras, tal como se detalla en la tabla 7, del cual se tomó 0.1 mL añadiéndole 1mL del reactivo fosfomolibdato, que luego de ser calentados un equipos isotérmico por 55 °C por 64 min, diluidos con otros 5mL de agua destilada se determinaron su absorbancia a 695nm, también en el mismo equipos espectrofotómetro UV-Visible.

Tabla 7. Procedimiento para determinar la capacidad antioxidante de las etapas de elaboración del néctar de copoazú y unguurahuí.

MUESTRA		PESO DE MUESTRA (g)	DILUCION DE MUESTRA (g/mL)	VOLUMEN DE SOLUCION DE MUESTRA (mL)	AGUA DESTILADA (mL)	REACTIVO DE FOSFOMOLIBD ATO (mL)
COPOAZU						
	Cod					
Etapa selección	C1	8,21	0,273	0,1	0,9	1
Etapa pre - cocción	C2	14,2	0,479	0,1	0,9	1
Etapa estandarizado	C3	3,4	0,6291	0,1	0,9	1
Néctar de frutas	C4	3,3	0,7061	0,1	0,9	1
UNGURAHUI						
Etapa selección	H1	1,19	0,04	0,1	0,9	1
Etapa pre - cocción	H2	5,86	0,1972	0,1	0,9	1
Etapa estandarizado	H3	3,28	0,6388	0,1	0,9	1
Néctar de frutas	H4	3,81	0,7469	0,1	0,9	1

Fuente: Elaboración propia, 2014

2.2.8. ANALISIS FITOQUIMICO CUALITATIVO

El análisis fitoquímico de las muestras, se realizó aplicando las reacciones generales de caracterización para metabolitos secundarios, descritas por Domínguez (1973), Lock (1988), y Gibaja (1977). Ver anexo 2.

CAPITULO III

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. DE LA DETERMINACIÓN DE LA HUMEDAD

El porcentaje de humedad de las muestras frescas de las especie vegetales *Theobroma grandiflorum* (Wild ex Spreng.) K Schum. es de 89.11% y *Oenocarpus bataua* Mart es de 54.62, como se muestra en la tabla 8.

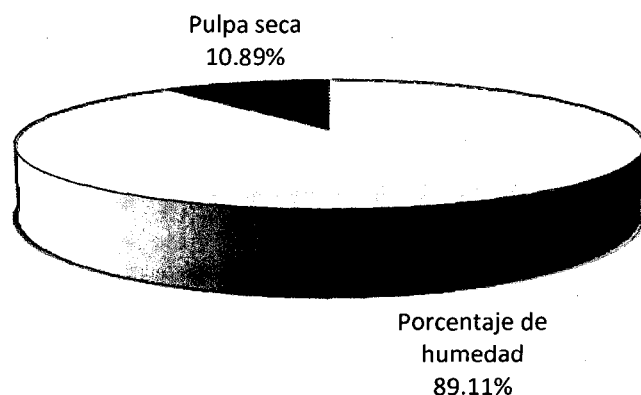
Tabla 8: Humedad de pulpa de frutas de copoazú y ungurahú

Nº	Pulpa de fruta	Porcentaje de humedad
01	Copoazú	89.11 %
02	Ungurahú	54.62 %

Fuente: Elaboración propia, 2014

En la figura 9 se muestra el porcentaje de humedad para la pulpa de copoazú es de 89,11% y son acordes a los encontrados por Galeano y Paladines (2012).

Figura 9. Porcentaje de humedad de la pulpa de copoazú



Fuente: Elaboración propia, 2014

El porcentaje de humedad en frutos enteros de ungurahú (*Oenocarpus. Bataua*) variedad *Bataua* es de 14.24 ± 1.26 a 46.64 ± 0.38 y variedad *Policarpa* 48.33 ± 0.18 , González *et al* (2011) los resultados obtenidos en la investigación es mayor

a lo que indica la bibliografía revisada debido a que la determinación de humedad se realizó en la pulpa de unguurahú.

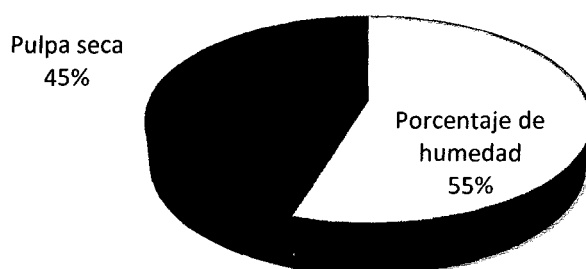


Figura 10. Porcentaje de humedad de la pulpa de unguurahú

Fuente: Elaboración propia, 2014

3.2. DEL ANÁLISIS FITOQUÍMICO

Los resultados del análisis fitoquímico cualitativo de la pulpa y néctar de copoazú y unguurahú, se muestran en la tabla 9:

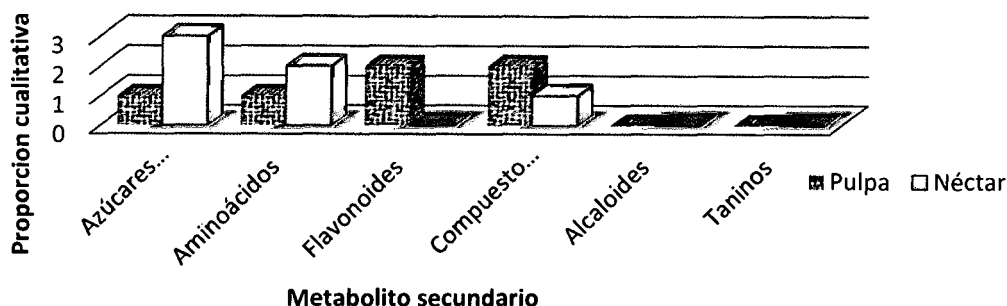
Tabla 9. Análisis fitoquímico cualitativo

METABOLITO	PRUEBA	MUESTRAS			
		UNGURAHÚ		COPOAZÚ	
		PULPA	NECTAR	PULPA	NECTAR
Azúcares reductores	Benedict	++	+++	+	+++
Aminoácidos	Ninhidrina	+	+	+	++
Flavonoides	Shinoda	++	+	++	-
Compuestos fenólicos	Cloruro férrico 1%	++	-	++	+
Alcaloides	Mayer	-	-	-	-
Taninos	Cloruro férrico 1%	++	++	-	-

Fuente: Elaboración propia 2014

LEYENDA

--	Negativo	++	Moderada proporción
+	Baja proporción	+++	Abundante proporción



Dónde: 0 = Negativo, 1 = Baja proporción, 2 = Moderada proporción, 3 = Abundante proporción

Figura 11. Metabolitos secundarios en la pulpa y néctar de copoazú

Los resultados del análisis fitoquímico cualitativo del copoazú que se muestra en la figura 11 se describen a continuación en:

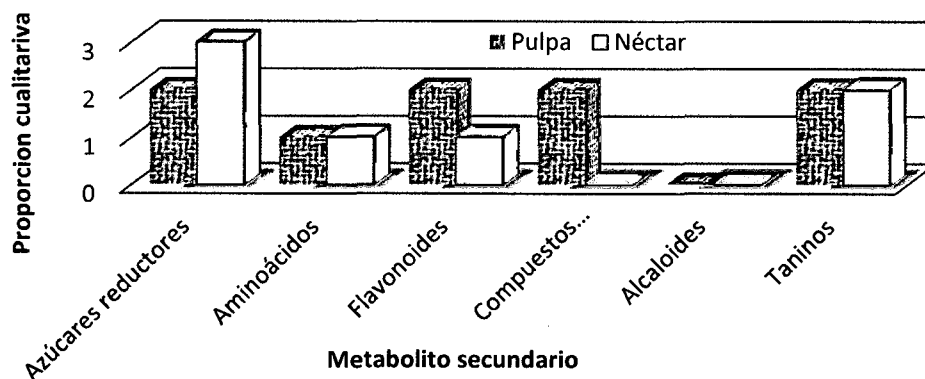
- Pulpa, la ausencia de alcaloides y taninos, baja proporción de azúcares reductores, aminoácidos, moderada proporción de compuestos fenólicos y flavonoides.

- Néctar, la ausencia de alcaloides, flavonoides y taninos, baja proporción de compuestos fenólicos y; moderada presencia de aminoácidos y presenta un alto contenido en azúcares reductores.

El contenido de compuestos fenólicos en la pulpa y néctar es corroborado por Galeano *et al* (2012), Gonzáles *et al* (2011), Sotero *et al* (2011) y Galeano y Paladines (2012), el contenido de flavonoides es confirmado por Sotero *et al* (2011) y el contenido de aminoácidos coincide con lo reportado por Porte *et al* (2010).

El desarrollo de azúcares reductores en el néctar, se puede atribuir al efecto del tratamiento térmico de pre cocción y pasteurizado, el desarrollo de aminoácidos durante el proceso del néctar podría atribuirse a la hidrólisis de algunos péptidos o proteínas como producto del pasteurizado y el ácido ascórbico, mientras que los compuestos fenólicos al ser termolábiles disminuyen durante la pasteurización.

Los resultados del análisis fitoquímico cualitativo del ungrahuí que se muestra en la figura 12 se describe a continuación:



Dónde: 0 = Negativo, 1 = Baja proporción, 2 = Moderada proporción, 3 = Abundante proporción

Figura 12. Metabolitos secundarios en la pulpa y néctar de unguahú

En el proceso, pulpa de fruta y néctar se observa variación cualitativa de los metabolitos secundarios:

- Pulpa, la ausencia de alcaloides; baja proporción de aminoácidos; moderada presencia de taninos, compuestos fenólicos, flavonoides y azúcares reductores.
- Néctar, la ausencia de alcaloides y compuestos fenólicos, baja proporción de aminoácidos y flavonoides; moderada presencia de taninos y presenta un alto contenido en azúcares reductores.
- El desarrollo de azúcares reductores en el néctar se puede atribuir al efecto del tratamiento térmico principalmente del pasteurizado, el contenido de aminoácidos y taninos es invariable en la pulpa y después del proceso, los compuestos fenólicos al ser termolábiles disminuyen durante la pasteurización.

3.3. DE LA CURVA PATRON.

La tabla 10 muestra los resultados de la absorbancia para las diferentes concentraciones de la solución patrón que se utilizan para la regresión de la curva patrón, por tras-polación se determinó la capacidad antioxidante de las diferentes muestras.

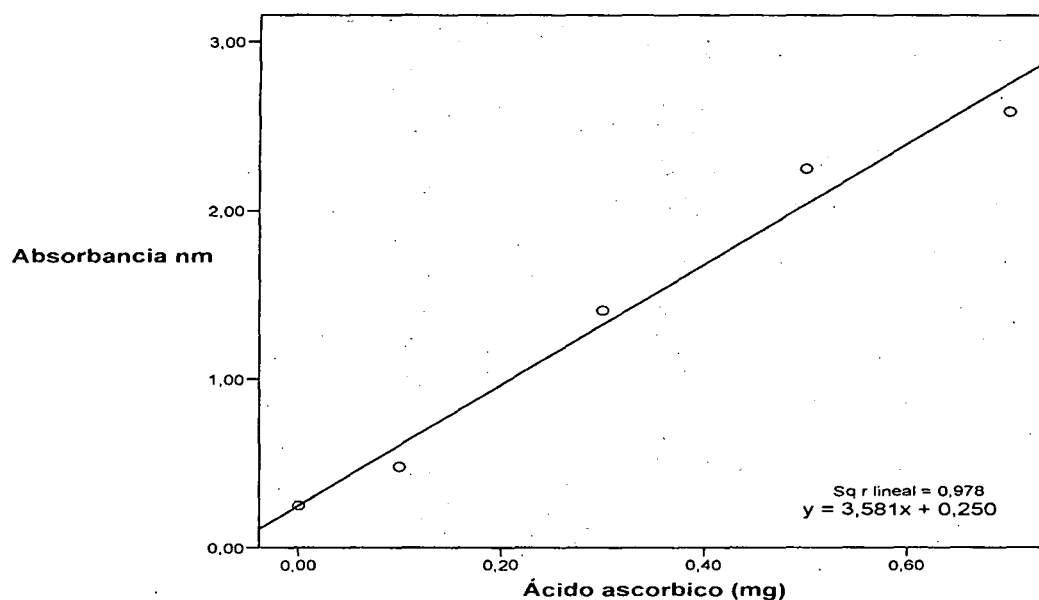
Tabla 10. Absorbancia de diferentes concentraciones de la solución patrón

Nº tubo	ácido ascórbico (mg/mL)*	Absorbancia +
1	0	0.2500
2	0.100	0.4820
3	0.300	1.4094
4	0.500	2.2512
5	0.700	2.5887

*Calculado a partir de las concentraciones de la tabla 7

+Valores medido en spectrophotometer UV-Visible Evolution 300

Fuente: Elaboración propia 2014



Fuente: Elaboración propia 2014

Figura 13. Curva patrón de ácido ascórbico para determinar la capacidad antioxidante

Como se observa en la tabla 10 y la Figura 13 los resultados obtenidos cumplen con la ley de Beer, ley que establece: la absorbancia es proporcional a la concentración de las especies absorbentes. Debido a que se construyó la curva patrón con soluciones cuya concentración están por debajo a 0.1M de ácido

ascórbico, es decir que guardan una relación lineal, del modelo $y = a + bx$, cuyo análisis estadístico es:

Tabla 11. Correlaciones

Correlaciones		Absorbancia 965 nm	Ácido ascórbico (mg/ml)
Absorbancia 965 nm	Correlación de Pearson	1	,989**
	Sig. (unilateral)		,001
	N	5	5
Ácido ascórbico (mg/ml)	Correlación de Pearson	,989**	1
	Sig. (unilateral)	,001	
	N	5	5

** La correlación es significativa al nivel 0,01 (unilateral).

Fuente: Elaboración propia 2014

Tabla 12. Resumen del modelo

Modelo	R	R cuadrado	R cuadrado corregida	Error típ. de la estimación
1	0,989(a)	0,978	0,970	0,17866

a Variables predictoras: (Constante), Ácido ascórbico (mg)

Fuente: Elaboración propia 2014

Tabla 13. Análisis de la Varianza

Modelo		Suma de cuadrados	Gl	Media cuadrática	F	Sig.
1	Regresión	4,207	1	4,207	131,798	0,001(a)
	Residual	0,096	3	0,032		
	Total	4,303	4			

Fuente: Elaboración propia 2014

Según la correlación de Pearson de regresión lineal los resultados demuestran el ajuste al modelo lineal para describir la relación entre absorbancia y mg ácido ascórbico. La ecuación del modelo ajustado es

$$\text{Absorbancia} = 0.964008 + 3.5809 \cdot \text{mg ácido ascórbico}$$

Dado que el p-valor en la tabla ANOVA es inferior a 0.01, existe relación estadísticamente significativa entre absorbancia y mg ácido ascórbico para un nivel de confianza del 95%.

El estadístico R-cuadrado indica que el modelo explica un 97,8% de la

variabilidad en Absorbancia. El coeficiente de correlación es igual a 0,964008, indicando una relación relativamente fuerte entre las variables. El error estándar de la estimación muestra la desviación típica de los residuos que es 0.17866. Este valor puede usarse para construir límites de la predicción para las nuevas observaciones.

El error absoluto medio (MAE) de 0,032 es el valor medio de los residuos.

3.4. DE LACAPACIDAD ANTIOXIDANTE

En la tabla 14 se reporta los valores de la absorbancia y su equivalencia en mg de ácido ascórbico.

Tabla 14. Absorbancia y capacidad antioxidante de las diferentes etapas de la elaboración de néctar.

	Extracto crudo	Cód.	Absorbancia	Acido ascórbico (mg)
Copoazú	Etapa Selección	C1	17.265	0.4123 ± 0,026
	Etapa pre-cocción	C2	20.513	0.5030 ± 0,004
	Etapa estandarizado	C3	24.124	0.6039 ± 0,024
	Néctar de frutas	C4	26.015	0.6567 ± 0,001
Ungurahui	Etapa selección	H1	0.9109	0.1845 ± 0,004
	Etapa pre-cocción	H2	10.409	0.2209 ± 0,007
	Etapa estandarizado	H3	25.147	0.6324 ± 0,018
	Néctar de frutas	H4	26.841	0.6797 ± 0,018

Fuente: Elaboración propia 2014

Según Zuñiga y Torres (2005), La capacidad antioxidante de las muestras se expresa mediante la correspondencia a la concentración de ácido ascórbico empleado para la curva patrón, en la tabla 15 se muestra los resultados promedio de tres repeticiones (N) de la capacidad antioxidante de las etapas de elaboración del néctar, expresados en mg de ácido ascórbico determinados por extrapolación con la curva patrón a partir de las absorbancias de las muestras que se detalla en la tabla 14.

$$y = 3.581x + 0.250$$

Dónde:

y: Concentración de compuesto con capacidad antioxidante total

x: Absorbancia de compuesto con capacidad antioxidante total a una longitud de onda 695.0 nm

Tabla. 15. Capacidad antioxidante total expreso como mg de ácido ascórbico por gramo de muestra en el proceso de elaboración del néctar de copoazú

	N	Media	Desviación típica	Error típico	Intervalo de confianza para la media al 95%		Mínimo	Máximo
					Límite inferior	Límite superior		
Selección	3	1,510055	,0933822	,0539142	1,278081	1,742029	1,4037	1,5786
Precoccción	3	1,050033	,0081654	,0047143	1,029749	1,070317	1,0413	1,0576
Estandarizado	3	,959926	,0379502	,0219106	,865653	1,054200	,9170	,9892
Néctar	3	,929930	,0018038	,0010414	,925450	,934411	,9278	,9310
Total	12	1,112486	,2479274	,0715705	,954961	1,270012	,9170	1,5786

La tabla 15 muestra la capacidad antioxidante total equivalente a ácido ascórbico en la etapa de selección: 1,51mg de ácido ascórbico/g de muestra, precoccción:1,05mg de ácido ascórbico/g de muestra, estandarizado: 0,96mg de ácido ascórbico/g de muestra y néctar: 0,93mg de ácido ascórbico/g de muestra.

Tabla 16. Análisis de varianza de la capacidad antioxidante total en el proceso de elaboración del néctar de copoazú

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Proceso	,656	3	,219	85,456	,000
Error	,020	8	,003		
Total	,676	11			

Según la tabla 16 el ANOVA muestra que los resultados de las capacidades antioxidantes en el proceso de elaboración del néctar de copoazú son significativamente diferentes con un nivel de confianza de 95%.

Tabla 17. Prueba de comparación múltiple Tukey de la capacidad antioxidante total en el proceso de elaboración del néctar de copoazú

Variable dependiente: Capacidad antioxidante total

(I) Proceso de elaboración del néctar	(J) Proceso de elaboración del néctar	Diferencia de medias (I-J)	Error típico	Sig.	Intervalo de confianza al 95%	
					Límite inferior	Límite superior
Selección	Precocción	,4600217*	,0412924	,000	,327789	,592255
	Estandarización	,5501286*	,0412924	,000	,417896	,682361
	Néctar	,5801245*	,0412924	,000	,447892	,712357
Precocción	Selección	-,4600217*	,0412924	,000	-,592255	-,327789
	Estandarización	,0901069	,0412924	,208	-,042126	,222340
	Néctar	,1201028	,0412924	,076	-,012130	,252336
Estandarizado	Selección	-,5501286*	,0412924	,000	-,682361	-,417896
	Precocción	-,0901069	,0412924	,208	-,222340	,042126
	Néctar	,0299960	,0412924	,884	-,102237	,162229
Néctar	Selección	-,5801245*	,0412924	,000	-,712357	-,447892
	Precocción	-,1201028	,0412924	,076	-,252336	,012130
	Estandarización	-,0299960	,0412924	,884	-,162229	,102237

*. La diferencia de medias es significativa al nivel .05.

En la tabla 17 la prueba HSD de Tukey, prueba de comparación múltiple, con un nivel de confianza de 95% nos señala que la capacidad antioxidante total expresado como mg de ácido ascórbico en la etapa de selección es significativamente diferente a las otras etapas, la pre-cocción es significativamente diferente a la etapa de selección pero estadísticamente igual a las etapas de estandarización y néctar.

Tabla 18. Prueba de comparación múltiple Waller–Duncan para la capacidad antioxidante total en el proceso de elaboración del néctar de copoazú

	Proceso de elaboración del néctar	N	Subconjunto para alfa = .05		
			1	2	3
HSD de Tukey ^a	Néctar	3	,929930		
	Estandarizado	3	,959926		
	Precocción	3	1,050033		
	Selección	3		1,510055	
	Sig.			,076	1,000
Duncan ^a	Néctar	3	,929930		
	Estandarizado	3	,959926	,959926	
	Precocción	3		1,050033	
	Selección	3			1,510055
	Sig.		,488	,061	1,000
Waller-Duncan ^{a,b}	Néctar	3	,929930		
	Estandarizado	3	,959926	,959926	
	Precocción	3		1,050033	
	Selección	3			1,510055

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

- a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 3,000.
b. Razón de seriedad del error de tipo 1/tipo 2 = 100

La tabla 18, muestra los subgrupos de homogeneidad de las medias aritméticas de capacidad antioxidante total durante el proceso de elaboración de néctar, Duncan y Waller-Duncan nos indica que existen tres subgrupos de homogeneidad, la etapa de néctar - estandarizado; estandarizado – pre-cocción y Selección, mientras que Tukey nos muestra dos sub grupos, la selección y pre - cocción, estandarizado y néctar.

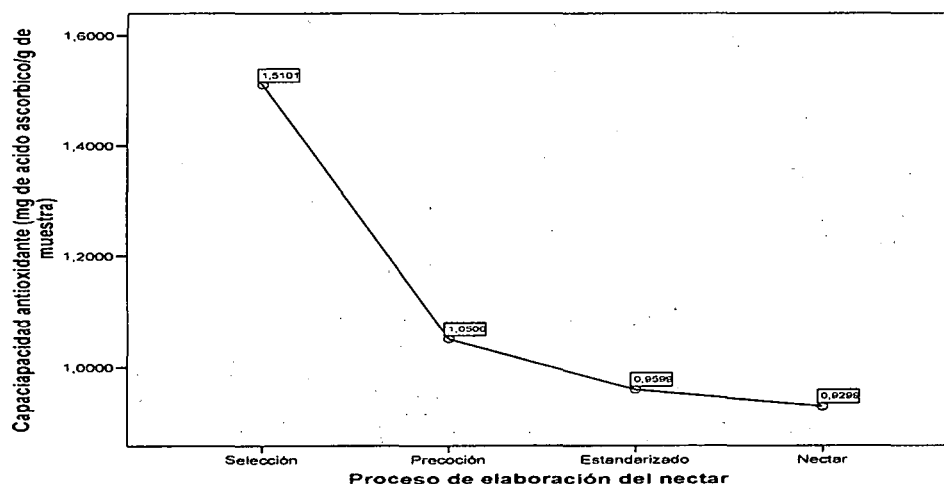


Figura 14. Capacidad antioxidante total en el proceso de elaboración del néctar de copoazú expresados como miligramo de ácido ascórbico por gramo de muestra

Tabla 19. Capacidad antioxidante total en el proceso de elaboración del néctar de unguurahú

	N	Media	Desviación típica	Error típico	Intervalo de confianza para la media al 95%		Mínimo	Máximo
					Límite inferior	Límite superior		
Selección	2	4,611085	,0932496	,0659374	3,773270	5,448900	4,5451	4,6770
Precocción	3	1,119845	,0939582	,0542468	,886440	1,353250	1,0619	1,2283
Estandarización	3	,990048	,0286944	,0165667	,918767	1,061328	,9581	1,0137
Néctar	3	,898483	,0239289	,0138154	,839040	,957925	,8754	,9232
Total	11	1,658845	1,4631634	,4411604	,675879	2,641812	,8754	4,6770

La tabla 19 muestra la capacidad antioxidante total del proceso de elaboración del néctar de unguurahú, equivalente a ácido ascórbico en la etapa de selección: 4,61 mg de ácido ascórbico/g de muestra, pre-cocción: 1,12 mg de ácido ascórbico/g de muestra, estandarizado: 0,99 mg de ácido ascórbico/g de muestra y néctar: 0,89 mg de ácido ascórbico/g de muestra.

Tabla 20. Análisis de varianza de la capacidad antioxidante total en el proceso de elaboración del néctar de unguurahú

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Proceso	21,379	3	7,126	1711,693	,000
Error	,029	7	,004		
Total	21,408	10			

Según la tabla 20 el ANOVA muestra que los resultados de las capacidades antioxidantes en el proceso de elaboración del néctar de unguurahú son significativamente diferentes con un nivel de confianza de 95%.

Tabla 21. Comparaciones múltiples de la capacidad antioxidante total en el proceso de elaboración del néctar de copoazú

Variable dependiente: Capacidad antioxidante total

	(I) Proceso de elaboración de né	(J) Proceso de elaboración de né	Diferencia de medias (I-J)	Error típico	Sig.	Intervalo de confianza a 95%	
						Límite inferior	Límite superior
HSD de Tukey	Selección	Precocción	3,4912401*	0589024	,000	3,296264	,686217
		Estandarizado	3,6210374*	0589024	,000	3,426061	,816014
		Néctar	3,7126023*	0589024	,000	3,517626	,907579
	Precocción	Selección	3,4912401*	0589024	,000	-3,686217	,296264
		Estandarizado	,1297972	0526839	,151	-,044595	,304189
		Néctar	,2213622*	0526839	,016	,046970	,395754
	Estandarizado	Selección	3,6210374*	0589024	,000	-3,816014	,426061
		Precocción	-,1297972	0526839	,151	-,304189	,044595
		Néctar	,0915649	0526839	,374	-,082827	,265957
	Néctar	Selección	3,7126023*	0589024	,000	-3,907579	,517626
		Precocción	-,2213622*	0526839	,016	-,395754	,046970
		Estandarizado	-,0915649	0526839	,374	-,265957	,082827
t de Dunnett (bilat)	Selección	Néctar	3,7126023*	0589024	,000	3,536920	,888284
	Precocción	Néctar	,2213622*	0526839	,010	,064227	,378497
	Estandarizado	Néctar	,0915649	0526839	,277	-,065570	,248700

*.La diferencia de medias es significativa al nivel .05.

a.Las pruebas t de Dunnett tratan un grupo como control y lo comparan con todos los demás grupos.

En la tabla 21, la prueba HSD de Tukey, prueba de comparación múltiple con un nivel de confianza de 95% nos señala que la capacidad antioxidante total expresado como mg de ácido ascórbico en la etapa de selección es significativamente diferente a las otras etapas. La pre-cocción es significativamente diferente a la etapa de selección y néctar pero estadísticamente igual a la etapa de estandarizado. El estandarizado es significativamente diferente a la selección pero estadísticamente igual a las etapas de pre-cocción y néctar. El néctar es significativamente diferente a la selección y pre-cocción sin embargo estadísticamente igual al estandarizado.

Tabla 22. Waller–Duncan para la capacidad antioxidante total en el proceso de elaboración del néctar de ungurahuí

	Proceso de elaboración de néctar	N	Subconjunto para alfa = .05		
			1	2	3
HSD de Tukey ^{a,b}	Néctar	3	,898483		
	Estandarizado	3	,990048	,990048	
	Pre-cocción	3		1,119845	
	Selección	2			4,611085
	Sig.		,418	,182	1,000
Waller-Duncan ^{a,b,c}	Néctar	3	,898483		
	Estandarizado	3	,990048	,990048	
	Pre-cocción	3		1,119845	
	Selección	2			4,611085

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

- Usa el tamaño muestral de la media armónica = 2,667.
- Los tamaños de los grupos no son iguales. Se utilizará la media armónica de los tamaños de los grupos. Los niveles de error de tipo I no están garantizados.
- Razón de seriedad del error de tipo 1/tipo 2 = 100

La tabla 22, muestra los subgrupos de homogeneidad de las medias aritméticas de capacidad antioxidante total durante el proceso de elaboración de néctar, Tukey y Waller-Duncan nos indica que existen tres subgrupos de homogeneidad, la etapa de néctar - estandarizado; estandarizado – pre-cocción y Selección.

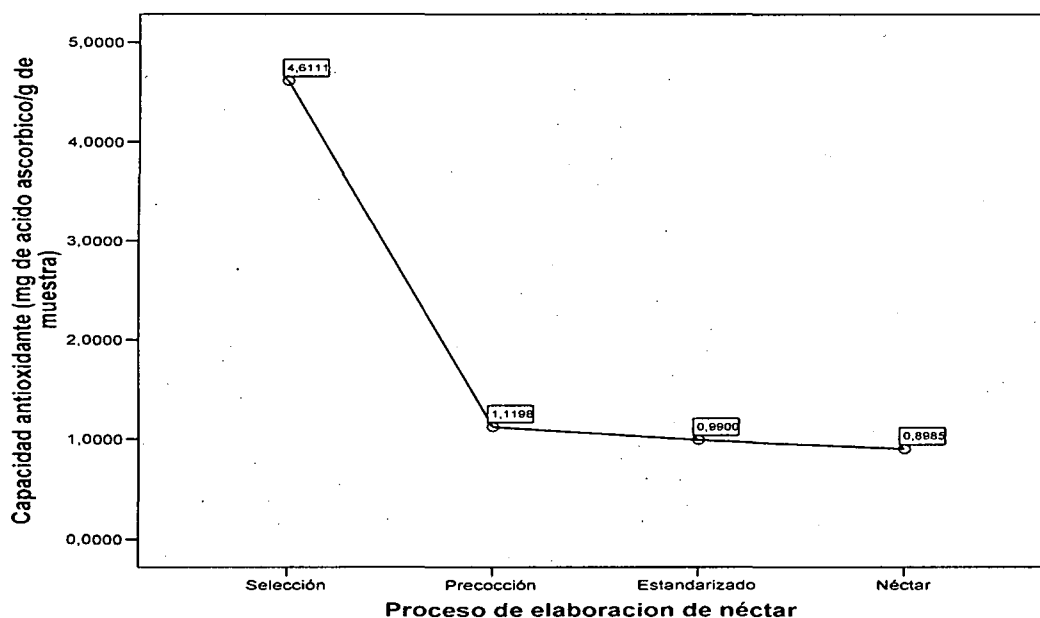


Figura 15. Capacidad antioxidante total en el proceso de elaboración del néctar de ungurahuí expresados en miligramo de ácido ascórbico sobre un gramo de muestra.

CONCLUSIONES

Todas las muestras poseen capacidad antioxidante comparada con el ácido ascórbico. Cuyos resultados expresados como equivalente a miligramo de ácido ascórbico sobre un gramo de muestra, es de:

COPOAZU

- 1,51 mg para la etapa selección
- 1,05 mg para la etapa pre-cocción
- 0,96 mg para la etapa estandarizado
- 0,93 mg para la néctar de frutas

UNGURAHUI

- 4,61 mg para la etapa selección
- 1,12 mg para la etapa pre-cocción
- 0,99 mg para la etapa estandarizado
- 0,91 mg para la néctar de frutas

La variación de la capacidad antioxidante en el proceso de elaboración del néctar de copoazú y ungurahuí es significativa después de la etapa de selección según la prueba de Tukey. Las etapas de selección de copoazú y ungurahuí presenta la mayor capacidad antioxidante, debido a que no fueron sometidos a procesos físicos. La etapa de pre cocción en la elaboración del néctar de copoazú y ungurahuí presenta una drástica reducción de la capacidad antioxidante debido a que algunos metabolitos secundarios que actúan como antioxidantes se hayan inhibido por las temperaturas a las que ha sido sometido este proceso.

Los metabolitos secundarios presentes en forma cualitativa en la pulpa de copoazú y ungurahuí, son: azúcares reductores, aminoácidos libres, flavonoides, compuestos fenólicos y taninos en moderada proporción; después del proceso de elaboración del néctar los flavonoides y compuestos fenólicos son los que disminuyen notablemente su proporción debido a que estos compuestos presentan capacidad antioxidante.

RECOMENDACIONES

Realizar investigaciones de la capacidad antioxidante de los Productos de la Reacción Maillard en la etapa de Pre-cocción y pasteurizado del proceso de la elaboración de néctar de unguahuí.

Determinar la capacidad antioxidante de copoazú y unguahuí en el proceso de elaboración de néctar con otros métodos: Trolox (ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcromo-2-ácido carboxílico), DPPH (2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo, D9132) ABTS (ácido 2,2-azino-azino-bis (3-etilbenzotiazonil)-6-sulfónico A-1888) y DMPD (diclorohidrato de N-Dimetil-p-fenilendiamina, D-0401).

BIBLIOGRAFIA

1. Alices, H. (2009) Bioquímica - Universidad Interamericana de Puerto Rico – ENE-MAY.
2. Adams, L. S., Seeram, N. P., Aggarwal, B. B., Takada, Y., Sand, D., y Heber, D. (2006). Pomegranate juice, total pomegranate ellagitannins, and punicalagin suppress inflammatory cell signaling in colon cancer cells. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54(3), 980–985.
3. Arango A. G. J. (2008) Alcaloides y compuestos nitrogenados Universidad de Antioquia - Facultad de Química Farmacéutica, junio Medellín - Colombia
4. Balslev H., Grandez C., Nare Y., Zambrana P., Louise A., y Lykke S. (2008) Palmas (Arecaceae) útiles en los alrededores de Iquitos, Amazonía Peruana, *Rev. Perú. biol.* 15(supl. 1): 121- 132 (Noviembre) Las palmeras en América del Sur Facultad de Ciencias Biológicas Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
5. Brack, A. (1999) "Diccionario enciclopédico de plantas útiles del Perú" ISSN 1022-0925 - Perú
6. Bravo, L. (1998). Polyphenols: Chemistry, dietary sources, metabolism, and nutritional significance. *Nutrition Reviews*, 56(11), 317–333.
7. Cañizares A., Bonafine O., Rodríguez R. y Méndez J. (2009) Caracterización química y organoléptica de néctares a base de fruta de el chozomagom, parchita, y lima. *Revista UDO Agrícola* 9 (1): 74-79.
8. Calzavara, B. (1984) Fruticultura tropical: o Cupuaguezeiro; cultivo, benéficiamiento e utilização do fruto. Belém: EMBRAPA-CPATU. (EMBRAPACPATU. Documento, 32).
9. Charley H. (2001) Tecnología de alimentos. 10° reimpresión editorial Limusa S.A México
10. Chávez R; Plaza, A. y Lock O. (1996) Antioxidantes de origen vegetal. *Revista de química*. Vol. X. N° 1.

11. Cifuentes L., Moreno F., y Arango D. (2010) Reproductive phenology and fruit productivity of *Oenocarpus bataua* (Mart.) in flooded forests in the Chocó Biogeographic region, Colombia. *Biota Neotrop.* 10(4)
12. CODEX STAN 247 (2005) Norma general del CODEX para zumos (jugos) y néctares de frutas.
13. Colquichagua, D. y Ríos W. (1998) Néctares de fruta Editorial Soluciones Prácticas-(COLQUICHAGUA, D. Y RÍOS W., 1998).
14. Coronado T. e Hilario R.(2001) Elaboración de néctares: procesamiento de alimentos para pequeñas y microempresas agroindustriales, CIED Perú.
15. Desrosier N. (1999) Elementos de tecnología de alimentos 14° reimpresión Editorial Continental S.A. México
16. Díaz J. y Ávila L. (2002) Sondeo del mercado mundial de Aceite de Seje (*Oenocarpus bataua*) Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. 18 pp
17. Duque A. (1953) As especies brasileiras do género *Theobroma* L. IAN Belém 20p. (Boletín Técnico, 56).
18. Escorza M. y Calderón J. (2009) Capacidad Antioxidante Total. Bases y Aplicaciones Revista de Educación Bioquímica, vol. 28, núm. 3, septiembre, pp. 89-101 Universidad Nacional Autónoma de México Distrito Federal, México
19. Figuerola, F. (1996), FAO, Tratado de Cooperación Amazónica, Secretaria Pro-Tempore, Perú. Aplicación de los conceptos de la calidad total al desarrollo de las empresas amazónicas de procesamiento de frutas y hortalizas.
20. Galeano G. P., Paladines B. M (2012), Actividad antioxidante de extractos metanólicos de granos de copoazú, *Vitae*, vol. 19, núm. 1, enero-abril, pp. S436-S438, Universidad de Antioquia Medellín, Colombia
21. Galeano, Gloria 1991. Las palmas de la región del Araracuara. Bogotá: TOPEMBOS - Universidad Nacional. Segunda edición, 1992, p.p. 146-148.
22. Gil Á, Juárez M, Fontecha J. (2010); Influencia de los procesos tecnológicos sobre el valor nutritivo de los alimentos. En: Gil A., ed. Tratado de nutrición. 2a ed. Madrid, Médica Panamericana; 529-562.

23. Gonzáles C. A., Torres R. G. A. M., Vásquez B. J y Iman C. S. A., (2011) Contribuciones al conocimiento de frutales nativos, Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana – IIAP 1ra edición pág. 47 - Perú
24. Hernández, G. M. y Barrera G. A. (2010) Determinación DEL momento óptimo de cosecha de copoazú (*Theobroma grandiflorum* Widd ex Spreng Schum) en la amazonia occidental, Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Departamento de Biología. Bogotá - Colombiana
25. INDECOPI. NTP 203.110:2009 .Jugos, néctares y bebidas de fruta. Requisitos
26. Lima L. (2008) Estrés oxidativo y antioxidantes: Actualidades sobre los antioxidantes en los alimentos.
27. Lock de Ugaz, O. (1994) Investigación fitoquímica Fondo editorial de la PUCP. 2ª edición Perú.
28. Lozano, J. C. y Rozo, L. A. (1997) Extracción y caracterización fisicoquímica de los aceites contenidos en las semillas de Copoazú y maraco y su posible utilización como fuentes alternativas en la industria de los aceites comestibles. Trabajo de grado. Facultad de Ingeniería. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. 107 p.
29. Kahn F. y Mejia K. (2011). Las palmeras nativas de importancia económica en la Amazonia Peruana. IIAP
30. Madrid, A y Madrid, J. (2001) Nuevo manual de industrias alimentarias 3ª Edición Ediciones Mundi-prensa España
31. Martin B. M. y Mass H. W. (2011) Plantas nativas, Conservación y manejo de la Zona de Amortiguamiento de la Reserva Nacional Pacaya Samiria. Cuenca Baja del rio Marañón, programa de cooperación hispano peruano – Proyecto araucaria XXI NAUTA, Ministerio del Ambiente – Enlace regional Loreto, Perú
32. Martínez A. (2011) Evaluación la actividad antioxidante de los aceites y de su fracción insaponificable de los frutos de: *Mauritia flexuosa* (morete), *Bactris gasipaes* (chonta), *Plukenetia volubilis* (sacha inchi) y *Oenocarpus bataua* (ungurahuí) utilizando los métodos DPPH y el test del β -caroteno. Universidad Politécnica Salesiana Sede Quito

33. Martínez, S; González, J; Culebras, J. y Tuñón, M. (2002), Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes. *Nrut. Hosp.* XVII (6) 271-278.
34. Melgarejo L. M., Hernández M. S., Barrera J. A. y Carrillo M. (2006) Oferta y potencialidades de un banco de germoplasma del género *Theobroma* en el enriquecimiento de los sistemas productivos de la región amazónica, Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas- Sinchi, Universidad Nacional de Colombia, Edit. Scripto Ltda. ISBN: 958-97950-8-0, Colombia
35. Murillo M. (2003) Actividad antioxidante de bebidas de frutas y de te comercializadas en Costa Ricas, Universidad de Panamá, Instituto de Alimentación y Nutrición. (IANUT) Panamá pág. 10
36. Murphy J. y Riley J. (1962) *Anual. Chim. Acta.*, 27, 31,
37. NUTRIFÉ (2012), Boletín informativo de nutrición, Facultad de Ingeniería, Nutrición y Administración, Universidad Femenina del Sagrado Corazón
38. Official Methods of Analysis. A.O.A.C. 15th Edition 1990
39. Pandey, K. B., y Rizvi, S. I. (2009). Plant polyphenols as dietary antioxidants in human health and disease. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2(5) ,270–278.
40. Patiño M. P. E. y Ramírez P. E. E. (2006) Manual de preparación de reactivos, Facultad de Ciencias Exactas Físicas y Naturales, Universidad de Santander Bucaramanga - Colombia
41. Pérez, G. Los flavonoides: antioxidantes o prooxidantes. (2003) *Revista cubana de investigaciones biomédicas*. V 22, Nº 1, Enero-Marzo
42. Pineda D., Salucci M., Lázaro R., Maiani G. y Ferro-Luzzi, A. (1999) Capacidad antioxidante y potencial de sinergismo entre los principales constituyentes antioxidantes de algunos alimentos *Rev. Cubana Aliment Nutr* 13(2):104-11,
43. Porte A.; Moraes R.C; Antunes C. O. A., Maia L. H. (2010) Redução de aminoácidos em polpas de bacuri (*Platonia insignis* Mart), cupuaçu (*Theobroma grandiflorum* Willd. ex Spreng Schum) e murici (*Byrsonima crassifolia* L.) processado (aquecido e alcalinizado), *Revista Acta Amazônica*, VOL. 40(3): 573 – 578,

44. Quispe, H. R. (2008) "Flavonoides de *Viguiera procumbens* (Persoon) S.F. Blake y su efecto antioxidante" Tesis para optar al grado académico de: Magister en Ciencias, mención Química, especialidad Productos Naturales, UNSAAC – Perú.
45. Serrano C. (2004) Actividad antioxidante en plantas medicinales, Proyecto FEDU 2003-2004 UNSAAC. Perú
46. Sotero V. , Maco M., Vela J. , Merino C., Dávila D. , García D. (2011), Evaluación de la actividad antioxidante y compuestos fenólicos en pulpa y semillas de cuatro frutales amazónicos de la familia *Sterculiaceae*. *Rev. Soc. Quím Perú*. 77 (1)
47. Tapia M. C. (2009), Améjimina majcho (la comida de nuestra gente) Etnografía de la alimentación entre los miraña, cuadernos interculturales Año 7, N° 12 primer semestre pág. 199-223
48. Valencia, C. (1995) Fundamentos de fitoquímica. Editorial Trillas 1ª edición México. Pág. 18-19.
49. Hernández G. S. M. (2010), Determinación del momento óptimo de cosecha de copoazú (*Theobroma grandiflorum*) en la amazonia occidental colombiana" Universidad Nacional De Colombia.
50. Vallejo Rendón, Darío 2002. "*Oenocarpus bataua*, seje"; Colombia Amazónica, separata especies promisorias 1. Corporación Colombiana para la Amazonia –Araracuara- COA.
51. Villachica M, Secretaría Pro Tempore del Tratado de Cooperación Amazónica Tratado de Cooperación Amazónica (1996), Frutales y hortalizas promisorios en la amazonia,
52. Zuñiga M. y Torres V. (2005) Evaluación de la actividad antioxidante de 50 plantas medicinales de la región Cusco, Tesis de optar en título de Químico, UNSAAC - Perú, pág. 93

Páginas Web:

- 1) <http://www.congreso.gob.pe/comisiones/1999/ciencia/cd/iiap/iiap2/CAPITULOIII-46A.HTM>
- 2) <http://www.biotaneotropica.org.br/v10n4/en/abstract?article+bn01910042010>.
- 3) <http://sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/biologia/biologiaNEW.htm>
- 4) [www.humboldt.org.co\Biocomercio](http://www.humboldt.org.co/Biocomercio)
- 5) www.iiap.org.pe
- 6) <http://www.henufood.com/nutricion-salud/aprende-a-comer/tecnicas-culinarias-y-tecnologia-alimentaria-efecto-en-la-nutricion/>
- 7) www.codexalimentarius.org/input/download/standards/.../CXS_247s.pdf

ANEXOS

Anexo 01: Certificado de Identificación Botánica

MADRE DE DIOS CAPITAL DE LA BIODIVERSIDAD DEL PERÚ
"AÑO DE LA PROMOCIÓN DE LA INDUSTRIA RESPONSABLE Y EL COMPROMISO CLIMÁTICO"

CERTIFICACIÓN DE IDENTIFICACIÓN DE ESPECIMENES VEGETALES

El que suscribe, M.Sc. Bijo. HERNANDO HUGO DUEÑAS LINARES, especialista en Identificación taxonómica de especímenes y productos de flora y fauna silvestre con Certificado de Inscripción N° 028, Registro de Personas Naturales y Jurídicas Habilitadas para realizar Certificación de identificación Taxonómica de Especímenes y Productos de Flora y Fauna Silvestre; en el Ministerio de Agricultura, Dirección General de Forestal y Fauna Silvestre, Intendencia Forestal y de Fauna Silvestre.

CERTIFICA, que los especímenes vegetales (02) presentado por los Bachilleres Percy Cahuana Mamani y José Carlos Belizario Ferret, de la Carrera profesional de Ingeniería Agroindustrial, de la Universidad Nacional Amazónica de Madre de Dios, para su identificación y/o determinación, para efectos de presentación de la tesis intitulada: "EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD OXIDANTE EN EL PROCESO DE LA ELABORACIÓN DEL NÉCTAR DE COPOAZÚ Y UNGURAHUI"; corresponde a los taxa:

- *Conocarpus batava* Mart. **FAMILIA ARECACEAE**
- *Theobroma grandiflorum* (Wild ex Spreng.) K. Schum. **FAMILIA MALVACEAE**

De acuerdo a la descripción de sus características vegetativas y reproductivas, la cual está registrada en el Catálogo de Angiospermas y Gimnospermas del Perú de Lois Brako and James L. Zarucchi (1993), el APG III (Angiosperm Phylogenetic Group, 2010), y Taxonomic Name Resolution Service v3.0, 2012)

Se expide la presente certificación a solicitud de los interesados para los fines que consideren conveniente. Se anexa al presente Certificado de Identificación la tabla con todos los datos de campo de la especie.

Puerto Maldonado, 18 de Junio de 2014

INTENDENCIA DE IDENTIFICACIÓN
 TAXONÓMICA FLORA Y FAUNA SILVESTRE

M.Sc. Bijo. Hernando Hugo Dueñas Linares
 Reg. COP N° 028
 Reg. N° 028 de FLORE

Anexo 02: ANALISIS FITOQUIMICO

Bajo este se incluyen métodos para la identificación de un compuesto puro, también para la determinación de los tipos de compuestos presentes en la mezcla o extracto crudo. Muchas veces la caracterización incluye necesariamente procesos de separación de algunos compuestos puros.

Se desarrollaron una serie de métodos para la detección preliminar de los diferentes constituyentes químicos en las plantas, basados en la extracción de estos con solventes apropiados y en aplicación de pruebas de coloración. (Valencia, 1995).

Antes de aplicar los métodos de identificación se debe de realizar pruebas de solubilidad en el extracto con el objeto de obtener una solución, los solventes a utilizar son de menor a mayor polaridad: Hexano, tetracloruro de carbono, benceno, éter, cloroformo, acetona, acetato de etilo, etanol, metanol, agua, ácidos y bases.

Los métodos de identificación son:

- AZÚCARES REDUCTORES

Prueba de Benedict

A 0.5 mL de solución de extracto añadir 0.2 mL de reactivo de Benedict, calentar en baño de agua a ebullición. Precipitado color rojo ladrillo indica prueba positiva.

- FLAVONOIDES

Prueba de Shinoda

- A 0.5 mL de extracto agregar algunas partículas de Mg metálico y unas gotas de HCl concentrado; coloraciones rojizas, tendientes al rojo, amarillentas o azuladas indican prueba positiva. Las chalconas, auronas, catequina e isoflavonas no dan prueba positiva.
- A una pequeña porción de papel filtro dejar caer una a dos gotas de extracto observar el color y fluorescencia a luz UV, exponer a vapores de amoniacó y observar el cambio de color producido fuera y dentro de la

lámpara UV; la fluorescencia o cambio de color a vapores de amoníaco fuera y dentro de la lámpara UV indican prueba positiva. Las observaciones deben realizarse frente a otro papel filtro con muestra sin exponer a vapores de amoníaco.

- COMPUESTOS FENOLICOS

A 0.5 mL de extracto agregar 2 a 3 gotas de FeCl_3 al 1%; la presencia de precipitados o coloraciones azuladas o verdes indican prueba positiva. Los compuestos fenólicos son los flavonoides, cumarinas, taninos. Etc.

- ALCALOIDES

Reactivo de Dragendorff, Mayer y Wagner

Para realizar las pruebas 0.5 g solubilizar con HCl al 5%, se filtra y en el filtrado se realizan las pruebas para alcaloides.

El filtrado se puede alcalinizar con NaOH 5% y extraer con cloroformo, de la fase clorofórmica separada extraer nuevamente con solución ácida y en la solución ácida realizar las pruebas para alcaloides. Unos precipitados indican presencia de alcaloides.

- TANINOS

Reacción de FeCl_3 : se obtiene si al extracto inicial se agrega solución de FeCl_3 y aparecen colores, azul, azul negro, verde o azul verdoso y precipitado.

- AMINOACIDOS

Prueba de Ninhidrina: La prueba de ninhidrina es positiva para aminoácidos y proteínas que tengan un grupo $-\text{NH}_2$ libre. Cuando el grupo $-\text{NH}_2$ reacciona con la ninhidrina, se forma un complejo azul-violeta. (Alices, 2099)

Anexo 03: Composición del mesocarpio (g/100g) de *O. batava* var. *Batava* y var. *policarpa*

Componente	<i>Oenocarpus batava</i> var. <i>batava</i>	<i>Oenocarpus batava</i> var. <i>Policarpa</i> (Belén et al., 2005)
Humedad	14.24±1.26 a 46.64 ± 0.38	48.33 ± 0.18
Ceniza	62±0.03 a 1.32 ± 0.06	3.50 ± 0.50
Proteína	6.02±0.77 a 10.61 ± 0.15	2.89 ± 0.10
Lípidos	34.39±0.88 a 56.50 ± 1.73	28.36 ± 0.47

Fuente: Galeano y Paladines (2012)

Anexo 04: Capacidad antioxidante de la pulpa de 12 procedencias de *Oenocarpus batava* C. Martius

Procedencia	Polifenoles Totales	% inhibición 30 mg/mL	IC ₅₀ mg/mL	Ac. Ascórbico (mg/100g)
Nueva York 1	21.20	38.76	*	1.02
Nueva York 2	25.28	14.00	*	1.14
Agua Blanca P33	5.45	17.94	*	1.56
Agua Blanca P36	11.38	24.32	*	0.57
Agua Blanca P38	7.41	32.48	*	0.44
San Juan Ungurahual 1	5.92	83.63	15.77	0.58
San Juan Ungurahual 2	2.19	94.68	25.16	0.94
Allpahuayo 1	6.96	18.50	*	0.55
Allpahuayo 2	3.55	19.20	*	0.53
Allpahuayo 3	3.60	31.61	*	NP
Allpahuayo 4	3.77	28.01	*	NP
Allpahuayo 6	5.63	65.40	23.27	NP
Total	8.53	39.04	21.40	0.81

Fuente: Galeano y Paladines (2012)

Anexo 5. Propiedades fisicoquímicas de la pulpa de copozú.

pH	AT (% de Ácido cítrico)	% Humedad	°Brix	Índice de madurez
3,4 ± 0,02	0,23 ± 0,17	83,9 ± 0,59	8,00 ± 0,01	34,8

* Valor medio ± desviación estándar; n = 3.

Fuente: Galeano y Paladines (2012)

Anexo 06: Preparación de reactivos.

BENEDICT

Solución A:

Pesar 173 gr. de Citrato de sodio, adicionarle 100 g. de Na_2CO_3 completar a 800 mL de H_2O destilada. Filtrar y completar hasta 850mL de H_2O .

Solución B:

Pesar 17.3 gr de CuSO_4 y disolverlo en 150 mL de agua destilada. Disolver suavemente la solución B en la A agitando continuamente.

Uso: Para determinación de carbohidratos reductores

Cuidados: Tóxico y corrosivo (Patiño y Ramírez, 2006)

Preparación de algunos reactivos para alcaloides

El reactivo de **Mayer**: se prepara disolviendo 1.3 g de bicloruro de mercurio en 60 mL de agua y 5 g de yoduro de potasio y se afora a 100 mL. Los alcaloides se detectan como un precipitado blanco o de color crema soluble en ácido acético y etanol.

El reactivo de **Dragendorff**: se prepara mezclando 8 g de nitrato de bismuto pentahidratado en 20 mL de ácido nítrico al 30% con una solución de 27.2 g de yoduro de potasio en 50 mL de agua. Se deja en reposo por 24 horas, se decanta y se afora a 100 mL. La presencia de alcaloides se detecta por la formación de un precipitado naranja rojizo cuando se le adiciona esta reactivo a una solución ácida de alcaloides. De los precipitados lavados se puede recuperar los alcaloides con una solución saturada de carbonato de sodio.

Algunas sustancias oxigenadas con alta densidad electrónica como es el caso de las cumarinas, chalconas, maltol, acetogeninas, etc. pueden dar falsos alcaloides con el reactivo de Dragendorff. (Arango, 2008)

Anexo 07

Características generales de algunas pruebas para la evaluación de la capacidad antioxidante total

Prueba	DCFH-DA	Crocina	DPPH	ABTS	FRAP	ORAC	Luminol	TRAP	VC	TOSC
Técnica	Espectro-fotometría	Espectro-fotometría	Espectro-fotometría	Espectro-fotometría	Espectro-fotometría	Fluorometría	Quinzo luminiscencia	Consumo de oxígeno	Voltametría cíclica	Cromatografía de gas
Iniciador (oxidante)	APPH	ABAP	DPPH	Hidroxiilo	Hidroxiilo	APPH	APPH	APPH	Corriente electrones	ABAP
Monitor (sonda)	DCFH-DA	Crocina	DPPH	ABTS	TPTZ-Fe	Ficoeritina	Luminol	Oxígeno	Voltaje	a-ceto-m butírico
Condición de cuantificación	504 nm	433 nm	515 nm	414 nm	595 nm	Exc 504 nm Em 565 nm	490 nm	Unidades arbitrarias	mV	Integración
Forma de expresión de resultados	Equivalentes de trolox	Equivalentes de trolox	I-50	Equivalente s de trolox	µM Fe1	Equivalentes de trolox	Equivalentes de trolox	Equivalentes de trolox	Potencial redox	Equivalentes trolox

2',2',7'-diclorofluoresceína diacetato (DCFH-DA), 2,2-difenil-2-picrilhidrazilo (DPPH), 2,2'-azinobis-(ácido -3 etilbenzotiazolino-6-sulfónico) (ABTS), 2,2'-azobis-2-metilpropionamida (APPH), 2,4,6-tri(2-piridil)-s-triazina (TPTZ), 2,2'-azobis(2-amidinopropano) (ABAP), potencia antioxidante reductora férrica (FRAP), capacidad de absorción de radicales libres de oxígeno (ORAC), potencial total de atrapamiento de radicales peróxido (TRAP), capacidad total de atrapamiento de oxi-radicales (TOSC), voltametría cíclica (VC).

Fuente: Escorza y Calderón (2009)

Anexo 08: Fotos

Foto 1: Frutos en racimo de ungrahuí



Foto 2: Frutos de copozú



Foto 3: Lugar de muestreo sector denominado "Unión Progreso" del distrito, Inambari provincia Tambopata y departamento del Madre de Dios del copoazú



Foto 4: Lugar de muestreo Sector "Loboyoc" Centro Experimental Forestal de la Universidad Nacional Amazónica de Madre de Dios del distrito de Las Piedras provincia de Tambopata y departamento de Madre de Dios, para el ungurahuí.

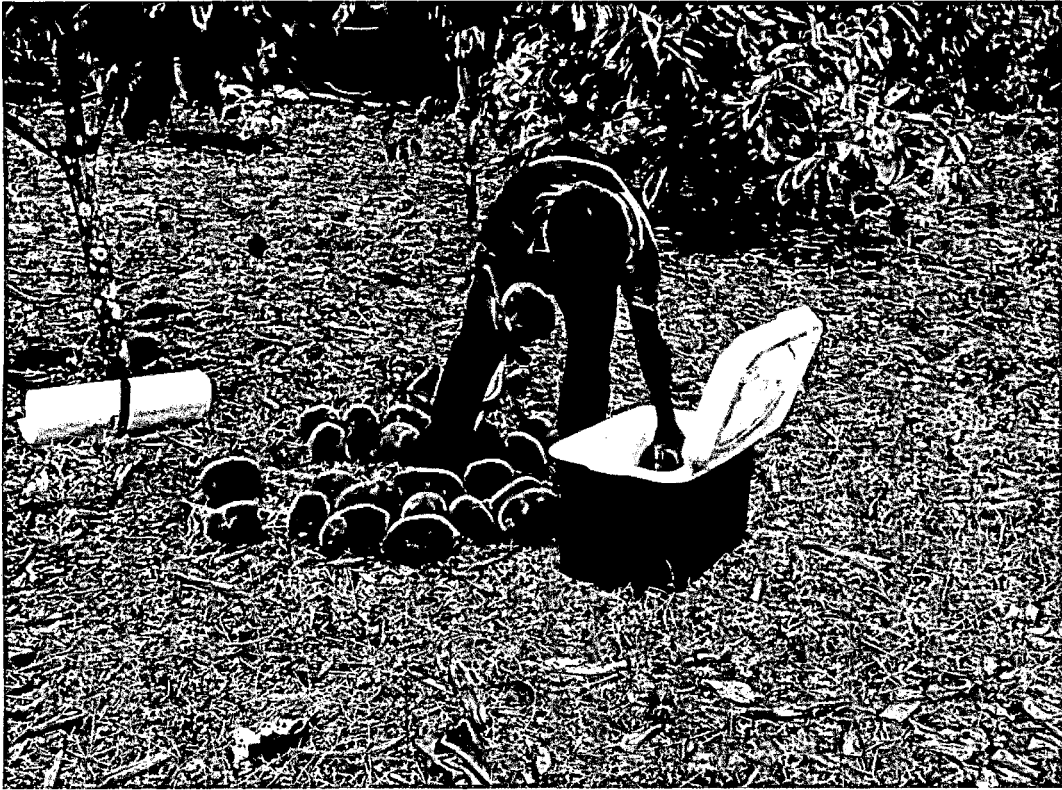


Foto 5: Muestreo del copoazú



Foto 6: Muestreo del ungurahú

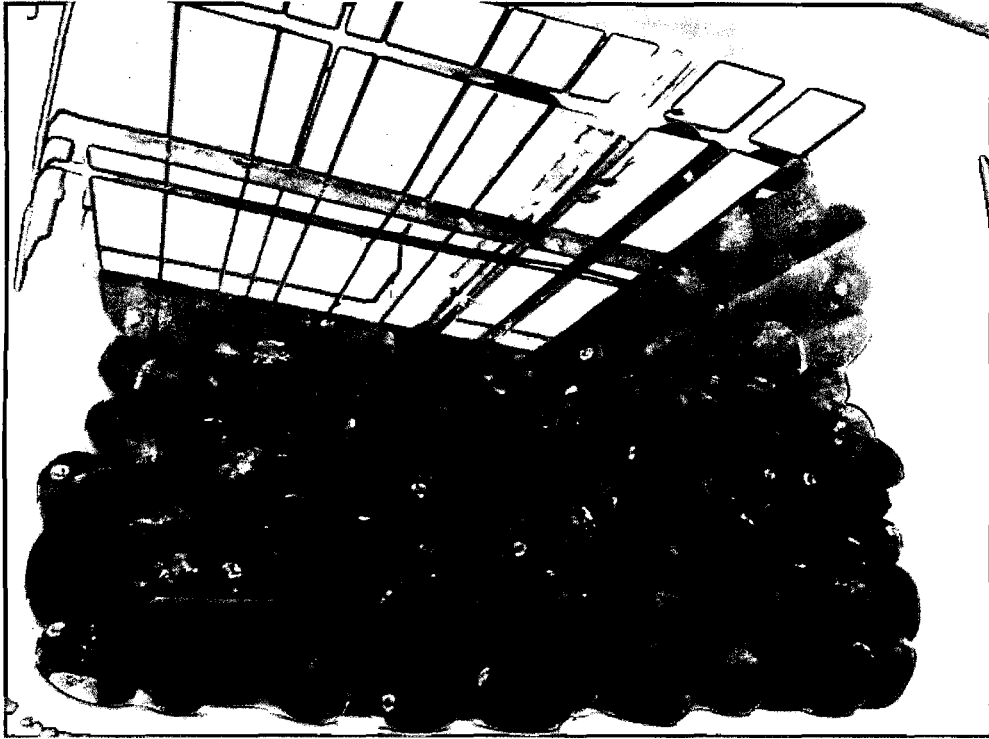


Foto 7: Desinfectado del ungrahuí

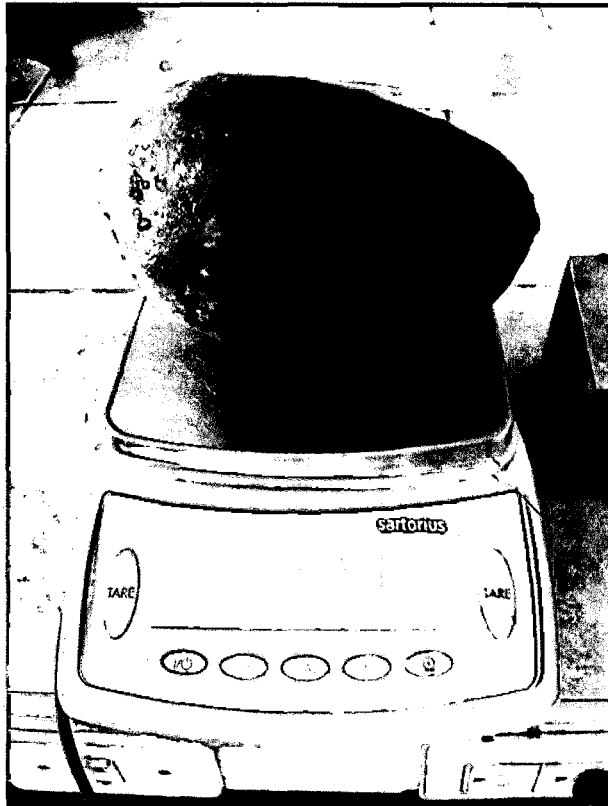


Foto 8: Pesado del copoazú

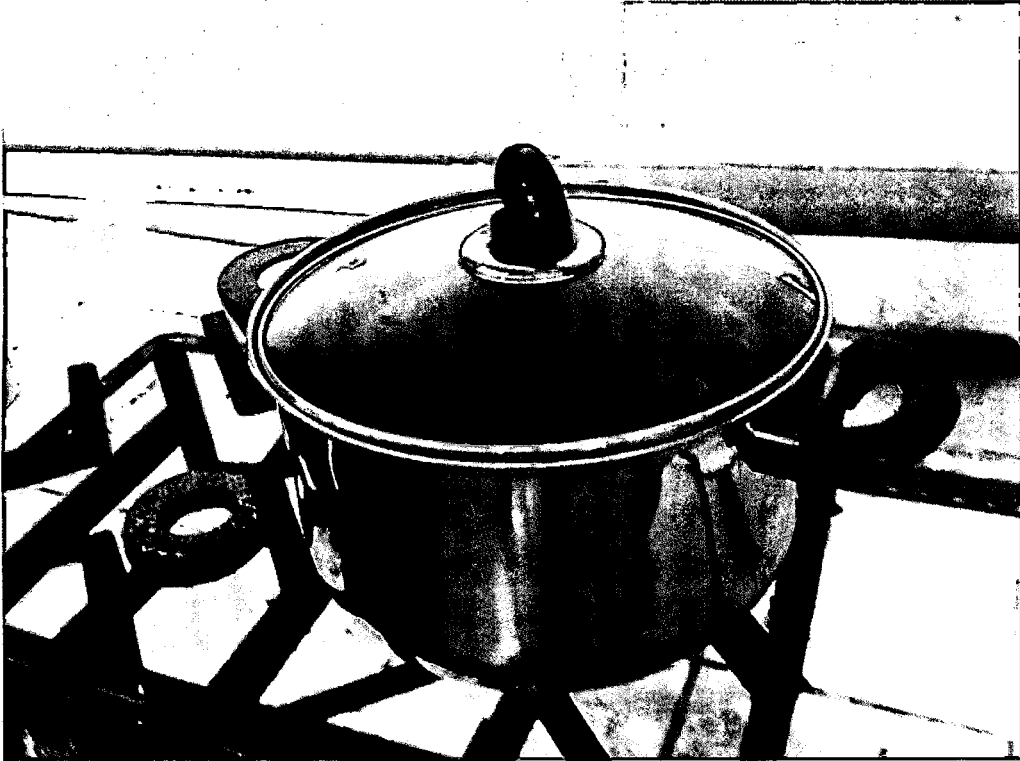


Foto 9: Escaldado del copozú

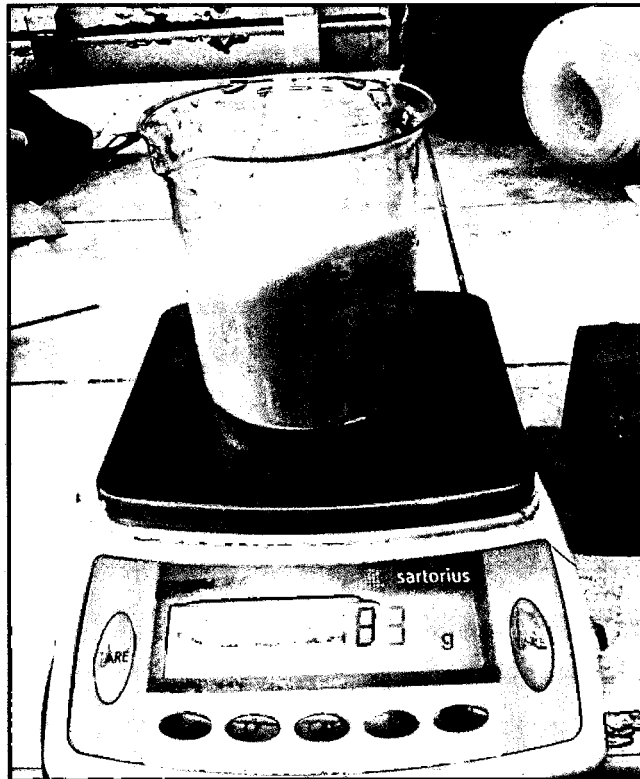


Foto 10: Pesado de la pulpa del copozú



Foto 11: Estandarizado



Foto 12: Tamizado



Foto 13: Envasado

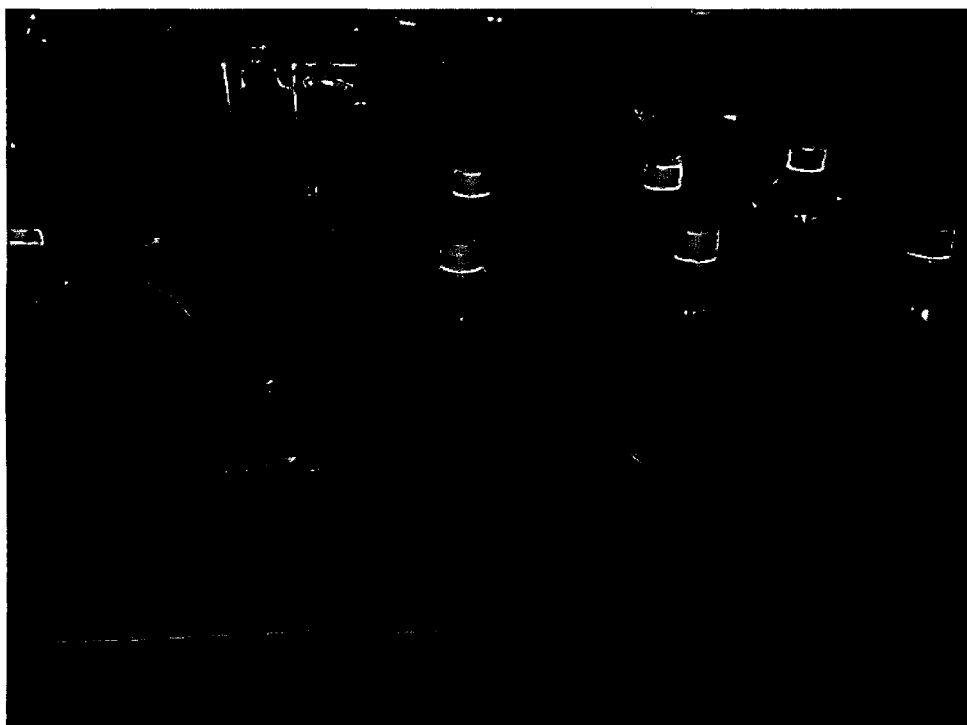


Foto 14: Rotulado

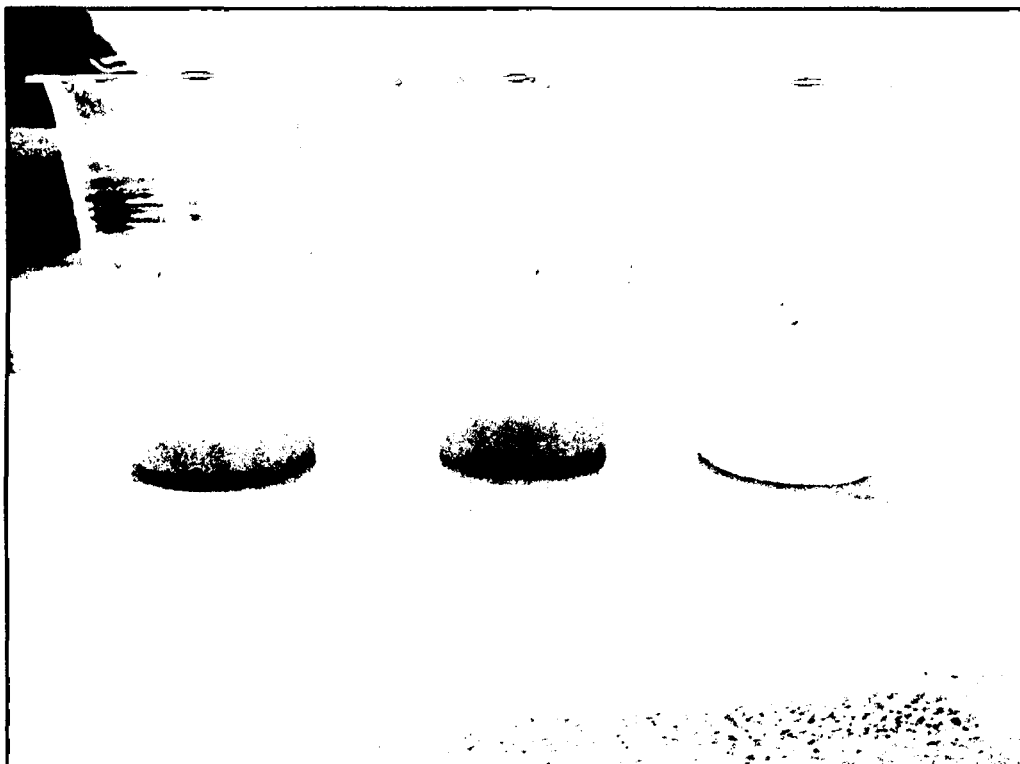


Foto 15: Rotulado de los vasos para la degustación.



Foto 16: Degustación a estudiantes universitarios en la biblioteca.

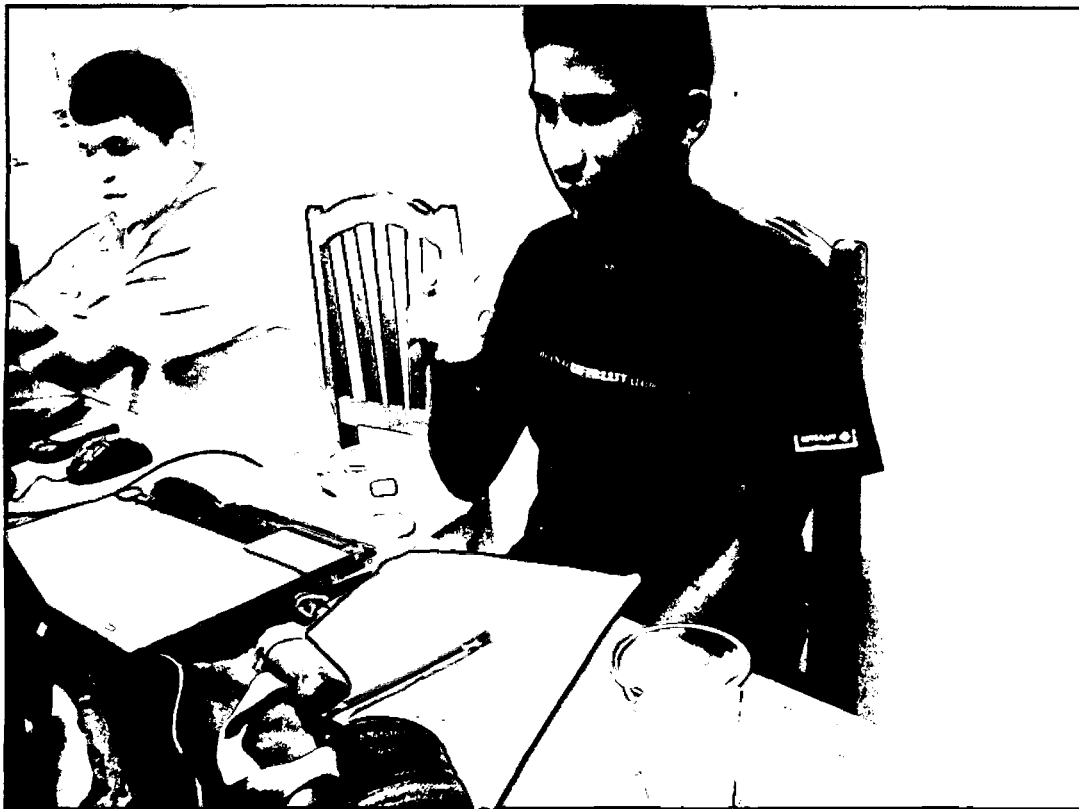


Foto 17: Degustación a estudiantes universitarios en la biblioteca.



Foto 18: Degustación a estudiantes universitarios en la biblioteca.

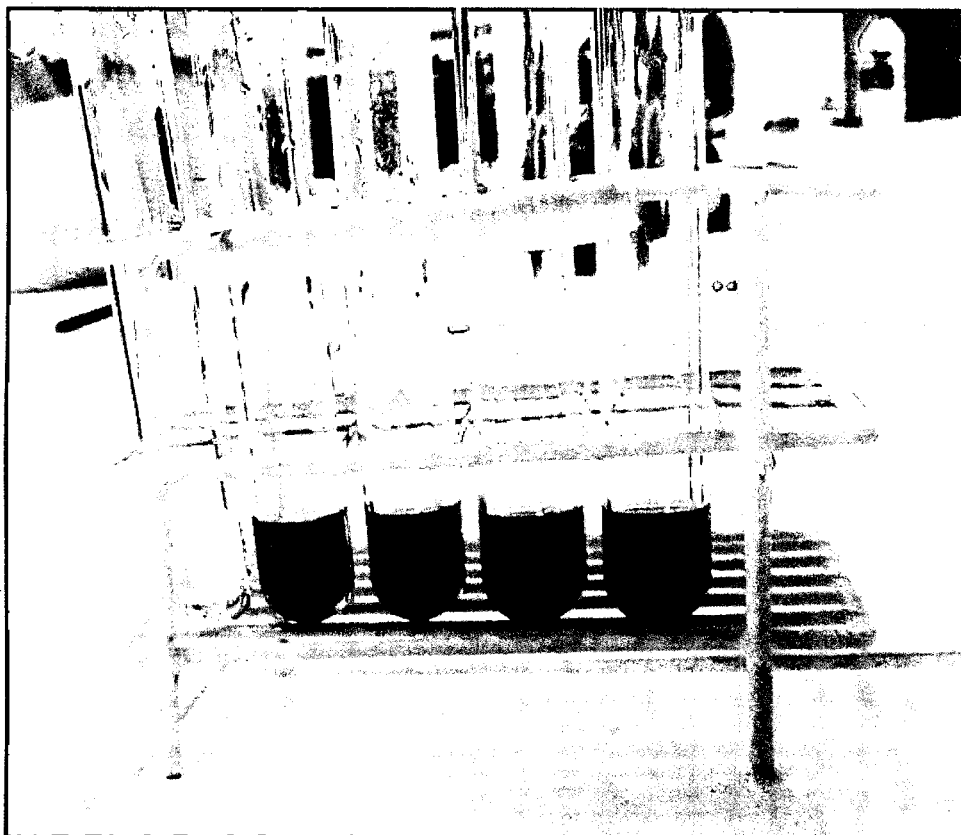


Foto 19: Curva patrón

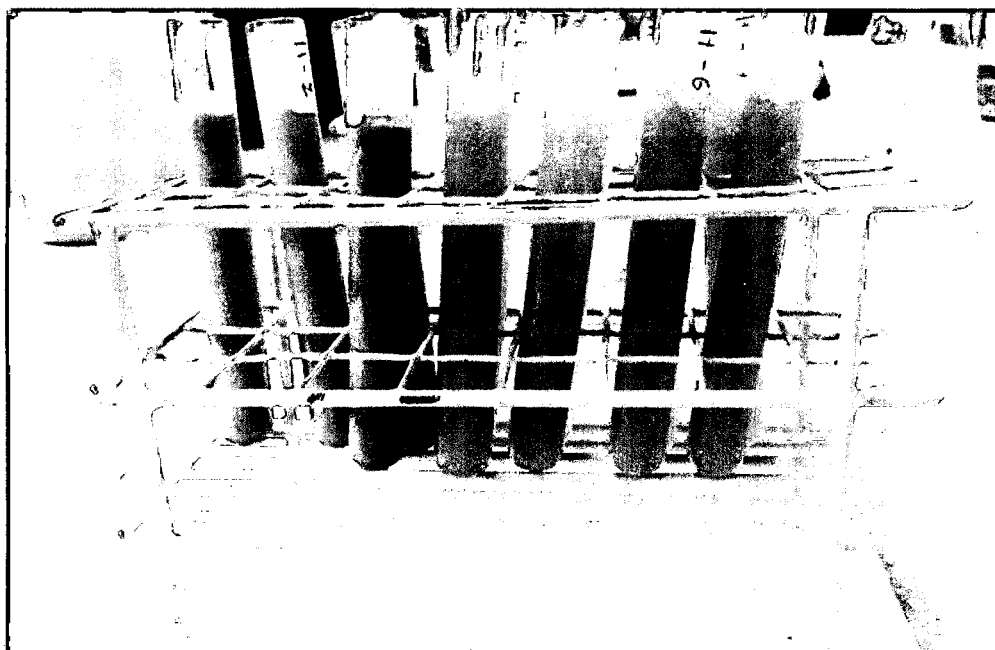
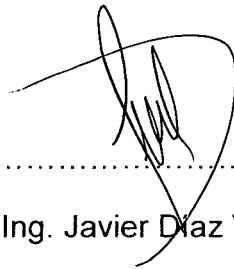


Foto 20: Evaluación del efecto antioxidante

ACTA DE CONFORMIDAD

Los Miembros del Jurado de la Tesis de los bachilleres José Carlos Belizario Ferrel y Percy Cahuana Mamani, de la tesis denominada "EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DEL COPOAZU (*Theobroma grandiflorum*) Y UNGURAHUÍ (*Oenocarpus bataua*) EN EL PROCESO DE LA ELABORACIÓN DEL NÉCTAR" otorgan la conformidad del levantamiento de observaciones realizado por los graduandos, en fe de lo cual firmamos la presente acta.



Ing. Javier Díaz Viteri

Presidente



Ing. Jesús Flores Arizaca

Secretario



Ing. Julián Colquehuanca Vilca

Vocal



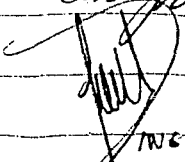
ACTA DE SUSTENTACION PARA OBTENER EL TITULO PROFESIONAL DE INGENIERO AGRINDUSTRIAL

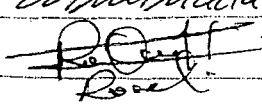
En la ciudad de Puyo Maldonado, siendo horas 15:38 del día veintitrés de diciembre del año dos mil catorce, en las instalaciones del Amphiteatro N° 02 de la Universidad, dan cumplimiento a la Resolución de Rectoría N° 398-2014-UNSWAD DFI, de fecha 22 de Diciembre del 2014, se reunieron los miembros del Jurado integrado por los siguientes docentes:

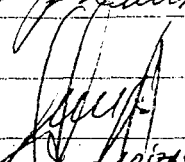
- Ing. Javier Eduardo Diaz Viteri (Presidente)
- Ing. Jesús Manuel Flores Arzaca (Secretario)
- Ing. Jhoni Colquhuanca Ulca (Vocal)

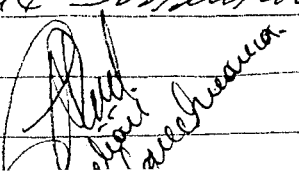
con la finalidad de Evaluar la sustentación del Trabajo de Tesis titulado "Evaluación de la Capacidad Antioxidante del Coprazi (*Theobroma grandiflorum*) y Ungurahui (*Douglasgloups urau*) en el proceso de la Elaboración del Néctar", presentado por los Bachilleres: José Carlos Beltrano Ferrer y Percy Colmanua Mamani. A ser seguido, a la exposición del Trabajo de Tesis por parte de los Sustentantes, el Jurado procedió al cuestionamiento de la misma y por otra parte los Sustentantes respondieron a las mismas en defensa de la Tesis. A ser seguido, el Jurado evaluador procedió a la deliberación en base a una discusión de forma reservada y libremente, declarando el Trabajo expuesto con el calificativo de BUENO y la Nota de 14. (Catorce). Previo a esto, los juradoandos deberán realizar el perfeccionamiento a las observaciones realizadas por el jurado Ad hoc que se les alcanza para su corrección.

En fa cto conl firmamos la presente acta, siendo horas 16:30 del Veintitrés de diciembre del dos mil catorce, se dio por culminada el presente acto de Sustentación


ING. JAVIER DIAZ VITERI


JESÚS MANUEL FLORES ARZACA


JHONI COLQUHUANCA ULCA


JHONI COLQUHUANCA ULCA

