UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA AMAZONÍA PERUANA

FACULTAD DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

ESCUELA DE FORMACIÓN PROFESIONAL DE BROMATOLOGÍA

Y NUTRICIÓN HUMANA

TRABAJO DE FINAL DE CARRERA

"EVALUACIÓN BROMATOLÓGICA DEL *Oenocarpus bataua* C. (UNGURAHUI) Y SU CAPACIDAD ANTIOXIDANTE"

PRESENTADO POR LAS BACHILLERES:

SARITA ASUNCIONA CARBAJAL CHAUCA

CINTIA TORRES CALDERÓN

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

LICENCIADA EN BROMATOLOGÍA Y NUTRICIÓN HUMANA

ASESORADO POR:

Ing. EMILIO DÍAZ SANGAMA Msc

IQUITOS – PERÚ

2016

“EVALUACIÓN BROMATOLÓGICA DEL *Oenocarpus bataua* C. (UNGURAHUI) Y SU CAPACIDAD ANTIOXIDANTE”

AUTORIZACIÓN DEL ASESOR

Ing. Emilio Díaz Sangama, Profesor Principal del Departamento Académico de Ciencia y Tecnología de Alimentos de la Facultad de Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana.

INFORMA:

Que las Bachilleres; Sarita Asunciona Carbajal Chauca y Cintia Torres Calderón, han realizado bajo mi dirección, el Trabajo de Final de Carrera: "EVALUACIÓN BROMATOLÓGICA DEL *Oenocarpus bataua C.* (UNGURAHUI) Y SU CAPACIDAD ANTIOXIDANTE". Considerando que el mismo reúne los requisitos necesarios para ser presentado ante el jurado calificador, a tal efecto para la obtención del título de Licenciadas en Bromatología y Nutrición Humana.

AUTORIZA:

A los citadas bachilleres presentar el Trabajo de Final de Carrera, para proceder a su sustentación cumpliendo así con la normativa vigente que regula el Reglamento de Grados y Títulos de la Facultad de Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional de la Amazonia Peruana.

Emilio Díaz Sangama
Ingeniero en Industrias Alimentarias
CIP: 38911

Ing. Emilio Díaz Sangama Msc.

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA AMAZONÍA PERUANA

FACULTAD DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

ESCUELA DE FORMACION PROFESIONAL DE BROMATOLOGÍA Y NUTRICIÓN HUMANA

Trabajo de Final de Carrera aprobada en sustentacion pública en la ciudad de Iquitos en las instalaciones del SECEDO – UNAP, ubicado en la calle Alferez West N° 553, realizado el día 17 de Octubre del 2016, a las 10:15 am, siendo los miembros del jurado calificador los abajo firmantes:

Alenquer Gerónimo Alva Arévalo
Ingeniero en Industrias Alimentarias
CIP: 45167

Presidente

Elmer Trevejo Chávez
Ingeniero Pesquero
C.I.P.: 18492

Miembro titular

Alberto José Bazán Ferrand
Ingeniero en Industrias Alimentarias
CIP: 69126

Miembro titular

Wilder Prado Men
Ingeniero en Industrias Ali
CIP: 146166

Miembro suplente

UNAP

FACULTAD DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS
Escuela de Formación Profesional de
Bromatología y Nutrición Humana

ACTA DE SUSTENTACIÓN

En la ciudad de Iquitos, siendo las 10:15 horas del día Lunes 17 de octubre 2016, en las instalaciones del SECEDO-UNAP, ubicado en la calle Alférez West N° 553 de esta ciudad, se dio inicio a la sustentación pública del Trabajo de Final de Carrera intitulado **"EVALUACIÓN BROMATOLÓGICA DEL *Oenocarpus bataua* C. (UNGURAHUI) Y SU CAPACIDAD ANTIOXIDANTE"**, presentado por las bachilleres: **SARITA ASUNCIONA CARBAJAL CHAUCA y CINTIA TORRES CALDERON,** con el asesoramiento de don **Emilio Díaz Sangama.**

Universidad Nacional de la Amazonia Peruana
Facultad de Industrias Alimentarias
SECRETARIA ACADEMICA

Estando el Jurado Calificador conformado por los siguientes miembros, según Resolución Decanal Nº 195-FIA-UNAP-2016.

Ing. Alenguer Gerónimo Alva Arévalo	-	Presidente
Ing. Elmer Trevejo Chávez	-	Miembro
Ing. Alberto José Bazán Ferrando	-	Miembro
Ing. Wilder Prado Mendoza	-	Miembro Suplente

Siendo las 11:20 horas del mismo día, se dio por concluida la sustentación, habiendo sido APROBADO con la nota de 16 y el calificativo de MUY BUENA estando las bachilleres aptas para obtener el Título Profesional de Licenciado en Bromatología y Nutrición Humana.

El Jurado Calificador alcanzará a las sustentantes, si el caso lo requiere, las correcciones u observaciones presentadas.

Alenguer Gerónimo Alva Arévalo
Ingeniero en Industrias Alimentarias
Presidente

Elmer Trevejo Chávez
Ingeniero Pesquero
C.I.P. 118492
Miembro Titular

Alberto José Bazán Ferrando
Ingeniero en Industrias Alimentarias
CIP: 111101
Miembro Titular

Wilder Prado Mendoza
Ingeniero en Industrias Alimentarias
CIP: 146186
Miembro Suplente

DEDICATORIA

SARITA ASUNCIONA CARBAJAL CHAUCA

La presente tesis está dedicada con mucho respeto y devoción a mi creador, Dios todopoderoso y con cariño y amor a mis padres Raúl y Rode.

A todos los miembros de mi familia, quienes me brindaron su apoyo en la realización de este trabajo de investigación.

CINTIA TORRES CALDERÓN

A Dios por darme la vida.

A mis padres Miguel y Rosa y a mis hermanos por ser el motivo que me impulsa a seguir avanzando y alcanzar mis metas.

A mis tíos Arol Torres Sifuentes y Belén Sajamí Sinti por apoyarme incondicionalmente en todo el proceso de mi carrera.

AGRADECIMIENTO

Al presidente del jurado, Dr. Alenguer Gerónimo Alva Arévalo, por su guía y orientación durante el desarrollo de los análisis en el Laboratorio de Ingeniería de Alimentos.

A los miembros del jurado calificador, ingenieros Elmer Trevejo Chávez y Alberto José Bazán Ferrando por las correcciones y observaciones de la tesis.

Agradecemos a la Mg. Olga Isuiza Mozombite por la revisión técnica de la presente investigación.

Un agradecimiento especial a mi amiga N.A.P. y a mis compañeras tesistas Corina y Carrol, quienes brindaron sus conocimientos durante la ejecución de la tesis.

ÍNDICE DE CONTENIDO

	Pág.
Dedicatoria	i
Agradecimiento	ii
Lista de tablas	iii
Lista de figuras	iv
Lista de diagrama	v
Lista de anexos	v
RESUMEN	1
ABSTRACT	2
CAP. I INTRODUCCIÓN	3
1. Introducción	4
CAP. II REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	5
2. Revisión bibliográfica	6
2.1. Ubicación taxonómica	6
2.2. Sinonimia científica aceptada	6
2.3. Nombres comunes de la especie	6
2.4. Descripción botánica	7
2.5. Origen, distribución geográfica y hábitat	8
2.6. Cultivo	9
2.7. Producción y cosecha	9
2.8. Usos y propiedades	9
2.9. Comercialización	11
2.10. Investigación nutricional	11
2.11. Composición química	12
2.12. Análisis físico-químico de los alimentos	13
2.13. Antioxidantes	13
2.13.1. Definición	13
2.14. Capacidad antioxidante	13
2.14.1. Radicales libres	13
2.14.2. Estrés oxidativo	14
2.14.3. Mecanismo de acción de antioxidantes	14
2.14.4. Clasificación de antioxidantes	15
2.15. Propiedades antioxidantes en frutas	15
2.16. Antioxidantes fenólicos	16
2.16.1. Fenoles totales	16
2.16.1.1. Determinación de fenoles totales	17

2.16.2. Taninos 17
2.16.2.1. Determinación de taninos 18
2.16.2.2. Taninos en alimentos 19
2.16.3. Antocianinas 20
2.16.3.1. Determinación de antocianinas 20
2.16.3.2. Antocianinas en alimentos 21
2.16.4. Flavonoides 21
2.16.4.1. Determinación de flavonoides 23
2.16.4.2. Flavonoides en alimentos 23

2.17. Ensayo del DPPH (1,1-difenil-2-picril-hidrazilo) 24
2.17.1. Resultados del ensayo DPPH 25

2.18. Parámetros de medición 25
2.18.1. La transmitancia (T) 25
2.18.2. La absorbancia (Aº) 26
2.18.3. Longitud de onda (λ) 26
2.18.4. Índice de absorbancia 27
2.18.5. Curva espectral 27

CAP. III MATERIALES Y MÉTODOS 28

3. Materiales y Métodos 29

3.1. Lugar de ejecución 29
3.2. Recolección de la materia prima 29
3.3. Equipos 29
a) Estufa de aire caliente 29
b) Horno mufla 29
c) Balanza analítica 30
d) Espectrofotómetro UV-visible 30
e) Rotavapor 30
f) Equipo de extracción Soxhlet 29
g) Potenciómetro 30
h) Destilador Kjeldhal 31
i) Refractómetro 31
j) pH-metro 31

3.4. Materiales 32
3.5. Reactivos 32
3.6. Tipo y diseño de estudio 33
3.7. Diseño muestral 33
3.7.1. Definiciones operacionales de las variables 34
3.7.1.1. Variables independientes 34
3.7.1.2. Variables dependientes 34

3.8. Métodos 34
3.9. Descripción del flujo de procesamiento del extracto de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) 35
a) Materia prima 35
b) Selección/clasificación 35
c) Lavado 35
d) Despulpado 35

e) Secado 35
f) Molido 36
g) Pesado 36
h) Maceración 36
i) Concentración 36
3.10. Análisis físico-químico y proximales 38
3.10.1. Determinación de acidez titulable (ácido cítrico) método A.O.A.C. 942.15 (Método de gravimetría) 38
3.10.2. Determinación de pH (25°C). N.T.P 205.040 (Método de potenciometría) 39
3.10.3. Determinación de sólidos solubles totales. A.O.A.C. 983.1 (Método de refractometría) 39
3.10.4. Determinación de humedad. N.T.P 206.011 (Método de gravimetría) 39
3.10.5. Determinación de cenizas totales. N.T.P 206.012 (Método de gravimetría) 40

3.10.6. Determinación de grasa. A.O.A.C. 960.32 (Método de gravimetría) 41
3.10.7. Determinación de proteínas. ITINTEC. N.T.N 201.021 (Método de Kjendhal) 42
3.10.8. Determinación de carbohidratos (Por diferencia) 44
3.10.9. Determinación de calorías (Por cálculo) 45
3.10.10. Determinación de sólidos totales (Por cálculo) 45
3.10.11. Determinación de azúcares reductores (Por cálculo) 45
3.10.12. Determinación de fibra. A.O.A.C. 920.39 (Método de digestión) 46

3.11. Evaluación de la actividad antioxidante por el método 2, 2,- difenil -1-picrilhidrazil (DPPH) 47

3.12. Determinación de fenoles totales 48
3.13. Determinación taninos 49
3.14. Determinación de antocianinas, por el método pH- diferencial 50
3.15. Determinación de flavonoides 51

3.16. Análisis microbiológico 52
3.16.1. Determinación de aerobios mesófilos. ICMSF 2000 52
3.16.2. Determinación de *Escherichia coli.* ICMSF 2000 53
3.16.3. Determinación de *Salmonella sp*. ICMSF 2000 55

CAP. IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN 57

4. Resultados y discusión 58

4.1. Evaluación bromatológica de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) 58
4.1.1. Análisis físico-químico 58
4.1.2. Análisis proximal 58
4.1.3. Análisis microbiológico 59

4.2. Evaluación de la actividad antioxidante 60
4.2.1. Determinación de la actividad antioxidante de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) 60

4.3. Determinación de antioxidantes 63
4.3.1. Evaluación de fenoles totales del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) 63
4.3.2. Evaluación de taninos del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) 64

4.3.3. Evaluación de antocianinas del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) 65
4.3.4. Evaluación de flavonoides del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) 67

CAP. V CONCLUSIONES 69

5. Conclusiones 70

CAP. VI RECOMENDACIONES 71

6. Recomendaciones 72

CAP. VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 73

7. Referencias Bibliográficas 74

CAP. VIII. ANEXOS 80

8. Anexos 83

LISTA DE TABLAS

Tabla N° 01:	Categoría taxonómica	6
Tabla N° 02:	Composición nutricional	12
Tabla N° 03:	Clasificación de antioxidantes	15
Tabla N° 04:	Materiales utilizados en la tesis	32
Tabla N° 05:	Reactivos utilizados en la tesis	32
Tabla N° 06.	Determinación de los componentes de la fruta seca de ungurahui	34
Tabla N° 07:	Determinación de la actividad antioxidante de la fruta seca de ungurahui	34
Tabla N° 08:	Determinación microbiológica de la fruta fresca de ungurahui	35
Tabla N° 09:	Prueba de indol (KOVACS)	54
Tabla N° 10:	Prueba de rojo de metilo	54
Tabla N° 11:	Prueba de Voges Proskauer	54
Tabla N° 12:	Prueba citrato de sodio	55
Tabla N° 13:	Prueba TSI, LIA	56
Tabla N° 14:	Análisis físico-químico de la especie *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)	58
Tabla N° 15:	Análisis proximal del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) comparación con otras fuentes	58
Tabla N° 16:	Análisis microbiológico de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)	59
Tabla N° 17:	Promedios de las repeticiones y lecturas realizadas al fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)	60
Tabla N° 18:	Porcentaje de inhibición del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)	61
Tabla N° 19:	Contenido de fenoles totales del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)	63
Tabla N° 20:	Contenido de taninos del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)	64
Tabla N° 21:	Absorciones y cálculo de antocianinas presentes en el fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)	66
Tabla N° 22:	Determinación de flavonoides del fruto de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)	67

LISTA DE FIGURAS

Figura N° 01:	Palmera de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)	07
Figura N° 02:	Fruto de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)	08
Figura N° 03:	Bebida o chapo de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)	10
Figura N° 04:	Mecanismo de reacción de vainillina con taninos	19
Figura N° 05:	Estructura de antocianina a diferentes pH´s	21
Figura N° 06:	Estructura básica de los flavonoides	21
Figura N° 07:	Estructura genéricas de flavonoides mayoritarios	22
Figura N° 08:	Estructura de la quercetina	23
Figura N° 09:	Estructura del DPPH antes y después de la reacción con el antioxidante	25
Figura N° 10:	Curva patrón de ácido gálico para cálculo de fenoles totales	49
Figura N° 11:	Curva estándar de taninos para cálculo de taninos	50
Figura N° 12:	Porcentaje de inhibición a diferentes concentraciones del fruto de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)	61
Figura N° 13:	Absorción del extracto etanólico del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) de 400 a 700 nm a pH 4.5 para la determinación de antocianinas	65
Figura N° 14:	Absorción del extracto etanólico del fruto de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) de 400 a 700 nm a pH 1 para la determinación de antocianinas	65
Figura N° 15:	Resumen de lo análisis de compuestos presentes en la pulpa seca de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)	68

LISTA DE DIAGRAMA

Diagrama de flujo N° 01: Procesamiento y obtención de los extractos de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) 37

LISTA DE ANEXOS

Anexo N° 01: Absorbancia del extracto del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) primera lectura con el método DPPH 84

Anexo N° 02: Absorbancia del extracto del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) segunda lectura con el método DPPH 84

Anexo N° 03: Absorbancia del extracto del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) tercera lectura con el método DPPH 85

Anexo N° 04: Absorbancias obtenidas entre 400-700 nm para la determinación de antocianinas del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) 85

Anexo N° 05: Concentraciones de fenoles totales en *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) 86

Anexo N° 06: Concentraciones de taninos en *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) 86

Anexo N° 07: Concentración de antocianinas en *Oenocarpus bataua* C. (Ungurahui) 87

Anexo N° 08: Concentración de flavonoides en *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) 87

Anexo N° 09: Registro fotográfico del procesamiento de la especie *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) 88

ANEXO N° 10: Glosario 94

RESUMEN

La muestra para este trabajo fueron frutos maduros de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui), obtenidos en el caserío “13 de febrero” (carretera Iquitos-Nauta 32.5 Km), provincia de Maynas, Departamento Loreto-Perú. Se evaluó las características físico-químico y análisis proximal de la pulpa y cáscara seca.

En el análisis físico-químico se obtuvo acidez titulable 0.21%, pH 5.80 y sólidos solubles totales 2.00 °Brix.

En el análisis proximal se obtuvo calorías 330.56 Kcal, humedad 40.55%, cenizas 0.96%, grasas 19.32%, proteínas totales 3.56%, carbohidratos 35.61%, sólidos totales 59.45%, azúcares reductores 0.124 y fibra total 9.59%.

El análisis microbiológico se realizó empleando fruta fresca. Se obtuvo para aerobios mesófilos 1.8 x 10^4, *Escherichia coli* < 3 y se evidenció ausencia de *Salmonella sp* en 25 gramos de muestra.

Se evaluó la actividad antioxidante (AA) del extracto etanólico empleando 1% de ácido fórmico; para lo cual, se empleó la prueba radical 2,2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH). Los resultados obtenidos muestran la existencia de actividad antioxidante superior al 25% a partir de 5 mg/ml de concentración, habiéndose obtenido el valor de 39.22% de inhibición. Se determinó que la concentración inhibitoria mínima de 25 % de actividad antioxidante es 2.7 mg/ml aproximadamente.

En las pruebas concernientes a compuestos fenólicos, se lograron los siguientes resultados: **flavonoides** 370 ± 0.00 mg quercetina/100 g; **fenoles totales** 102.34 ± 0.20 mg EAG/100 g; **taninos** 2.38 ± 0.07 mg (+)-catequina/100 g; **antocianinas** 2.08 ± 0.07 mg de cianidina-3-glucosido/100 g. La actividad antioxidante (AA) del fruto se debe a la presencia mayoritaria de flavonoides.

Palabras claves: *Oenocarpus bataua,* antioxidantes, compuestos fenolicos.

ABSTRACT

The sample for this work were mature fruits of *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui), obtained in the hamlet "13 de febrero" (road Iquitos-Nauta 32.5 Km), province of Maynas, Department of Loreto-Peru. Physico-chemical characteristics and proximal analysis of the pulp and dry shell were evaluated.

In the physical-chemical analysis, titratable acidity was obtained 0.21%, pH 5.80 and total soluble solids 2.00 ° Brix.

In the proximal analysis we obtained calories 330.56 Kcal, humidity 40.55%, ashes 0.96%, fats 19.32%, total proteins 3.56%, carbohydrates 35.61%, total solids 59.45%, reducing sugars 0.124 and total fiber 9.59%.

Microbiological analysis was performed using fresh fruit. It was obtained for mesophilic aerobes 1.8 x 10^4, *Escherichia coli* <3 and evidenced absence of *Salmonella sp* in 25 grams of sample.

The antioxidant activity (AA) of the ethanolic extract was evaluated using 1% formic acid; for which, the radical 2, 2-diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) radical was used. The results showed that there is an antioxidant activity higher than 25% from 5 mg / ml concentration, with a value of 39.22% inhibition. The minimum inhibitory concentration of 25% of antioxidant activity was determined to be about 2.7 mg / ml.

In the tests concerning phenolic compounds, the following results were obtained: **flavonoids** 370 ± 0.00 mg quercetin / 100 g; **total phenols** 102.34 ± 0.20 mg EAG / 100 g; **tannins** 2.38 ± 0.07 mg (+) - catechin / 100 g; **anthocyanins** 2.08 ± 0.07 mg of cyanidin-3-glucoside / 100 g. The antioxidant activity (AA) of the fruit is due to the majority presence of flavonoids.

Key words: *Oenocarpus bataua*, antioxidants, phenolic compounds.

CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN

I. INTRODUCCIÓN

En la Amazonía peruana existen muchas variedades de palmeras; algunas usadas para la construcción de viviendas y otras, en la confección de artesanías y para el consumo directo. Dentro de este último grupo se encuentra el ungurahui de nombre científico *Oenocarpus bataua* C. Es una palma nativa cuyos frutos están sujetos al racimo. El fruto de ungurahui es una drupa ovoide de color negro púrpura cuando está maduro y verde cuando está inmaduro. Es rico en proteínas y tiene un aceite de alta calidad [1].

Se encuentra ampliamente distribuida en los departamentos de Loreto, Madre de Dios, Ucayali, San Martin, Huánuco y Junín [2].

En el Perú y Brasil, las comunidades indígenas del Amazonas aprovechan los frutos como medio de vida para consumo y comercialización. Obtienen de manera artesanal diversos alimentos como aceite comestible, helados, refrescos (chapo) [3]. También se benefician de sus propiedades curativas y para el tratamiento de la caída del cabello, la caspa y cuidado de la piel [4,5].

El presente trabajo de investigación consistió en analizar el fruto de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) y permitió obtener el contenido bromatológico y su capacidad antioxidante.

El ritmo actual de vida tan competitiva, descanso inadecuado, mala alimentación, ruido excesivo y sedentarismo hace que el ser humano sufra estrés oxidativo. Lo cual origina la formación de radicales libres en proporción descontrolada. Por estas razones, en los últimos tiempos las investigaciones sobre antioxidantes han cobrado mucho interés para la industria farmacéutica, cosmética y alimentaria. Diversos estudios demuestran que el consumo frecuente de antioxidantes se asocia a un menor riesgo de enfermedades oncológicas, cardiovasculares, inflamatorias y neurodegenerativas como el Parkinson y Alzheimer [6].

CAPÍTULO II: REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

II. EVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. UBICACIÓN TAXONÓMICA

La taxonomía de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui), incluido anteriormente en el género *Jessenia*, pertenece ahora al género *Oenocarpus* [5,7].

Clasificación Científica	Especie
Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Liliopsida
Subclase	Arecidae
Orden	Arecales
Familia	Arecaceae (Palmae)
Sub familia	Arecaideae
Género	*Oenocarpus*
Especie	*Oenocarpus batua* C

Tabla N° 01: Categoría taxonómica [2]

2.2. SINONIMIA CIENTÍFICA ACEPTADA

Jessenia bataua sbsp. Bataua; Jessenia weberbaueri Burret; Oenocarpus bataua C. *Martius; Jessenia polycarpa* [8].

2.3. NOMBRES COMUNES DE ESPECIE

El *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) posee muchos nombres dependiendo el lugar donde habita: **Perú**: *Cuuruhu (bora), hunguravi, ungurahui, shegal (machiguenga), itá (shipibo), kunkuk (aguaruna), sacumana, sinami, ingurabe, chocolatera*; **Colombia**: *Milpesos, seje, patabá, palma de leche, palma de seje, aricaguá;* **Brasil**: *Batauá, pacauá, patauá pranca, pataua*; **Venezuela**: *Palma seje, aricaguá, aricacua, curuba, hungurav;* **Ecuador**: *Chapil, ungurahua, colaboca, shimpi, shigua;* **Bolivia**: *Majo* [9].

2.4. DESCRIPCIÓN BOTÁNICA

Es una palmera alta (15-35 m) y diámetro de 15-30 cm. Hojas compuestas que se disponen en espiral en número de 7-16 formando un penacho en la parte superior de la palma con 3-10 m de largo; vaina de 0.5 a 1.4 m, peciolo de 0.2 a 1.0 m y raquis de 3 a 9 m [10].

Figura N° 01: Palmera de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) [11]

Gonzáles y Torres en el 2011, realizaron un estudio de 12 procedencias de ungurahui en la Amazonía Peruana. Se reportó que los frutos (oblongo o elipsoide) miden entre 2.76 a 3.93 cm de largo y 2.14 a 2.55 cm de diámetro; cada fruto pesa entre 8.40 a 15.37 g, la cáscara entre 1.21 a 2.78 g, la semilla de 5.79 a 10.18 g y la pulpa pesa de 1.33 a 2.71 g que representa entre el 21.32 a 25.21% [12].

Presenta epicarpio liso cubierto por una delgada capa cerosa, blanquecina y de color negro violáceo a la madurez; mesocarpo carnoso, oleaginoso, de aproximadamente de 0.5 a 1.5 mm de espesor; endocarpo duro, leñoso, cubierto por grandes fibras oscuras y endospermo ruminado [13].

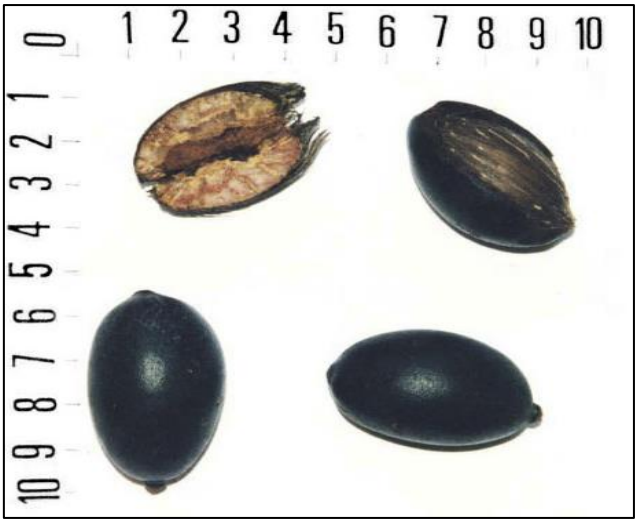


Figura N° 02: Fruto de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) [11]

2.5. ORIGEN, DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA Y HÁBITAT

Es una especie nativa de América tropical. En la cuenca amazónica está distribuida en Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Perú, Venezuela y Guyana [1].

En la selva peruana se encuentra distribuido en bosque seco tropical que comprende los departamentos de Loreto, Ucayali, San Martín, Madre de Dios, Huánuco, Pasco y Junín. En Iquitos, es el fruto oleaginoso más consumido, esto refleja la diversidad de usos en la región [13].

Esta especie crece en hábitats variados, desarrollándose principalmente en zonas húmedas pantanosas con inundaciones periódicas a lo largo de los ríos, también se encuentra en tierras no inundables, en menor densidad debido a la competencia del resto de vegetación; por el cual el crecimiento puede demorar de 12 años a más [13].

2.6. CULTIVO

La siembra del ungurahui en campo definitivo debe realizarse cuando las lluvias estén plenamente definidas. La plantación es muy susceptible a la radiación solar en los primeros meses, el vivero debe adaptarse a la luminosidad antes del trasplante y que se siembre en campos que tengan un cultivo asociado que le dé sombra temporal durante la primera etapa. El distanciamiento en monocultivo es 7 x 7 m y la producción de la planta debe iniciar a los 5 o 6 años del trasplante [8].

Los desyerbos de los cultivos se realizan anualmente favoreciendo a la planta en su crecimiento. Además, el cuidado permanente de la plantación, asegura la prevención del ataque de plagas y enfermedades potenciales [8].

2.7. PRODUCCIÓN Y COSECHA

Una palmera de ungurahui contiene aproximadamente 2 racimos en promedio (10 a 15 kg cada uno). El 80% representa la fruta, es decir 5.2 a 6.4% del peso del racimo es conformado por aceite [3]. Las variaciones de cosecha se deben a condiciones de suelo y crecimiento de la planta [12].

Los frutos fisiológicamente maduros se desprenden del racimo y caen al suelo, permitiendo manualmente la cosecha, la mayor fructificación se da en los meses de junio, septiembre y noviembre [13].

2.8. USOS Y PROPIEDADES

Las palmeras de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) son fuentes de materia prima utilizadas tradicionalmente de diversas formas por las comunidades amazónicas.

Es un recurso con alto valor nutritivo, pudiendo extraer bebidas no alcohólicas "chapo" (Perú) y "vino" (Brasil), helados y dulces [14].

Figura N° 03: Bebida o chapo de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) [11]

La propiedad principal de esta especie es su contenido de aceite que presenta un alto valor alimenticio comparable en apariencia, calidad y composición de ácidos grasos al aceite de oliva [14].

Así mismo, los estudios de análisis-químico realizados sugieren que los valores de ácidos grasos no saturados (superiores al 75%) y ácidos grasos saturados (inferiores al 4%) del aceite de ungurahui, hacen de este aceite vegetal más saludable que el aceite de maíz y superior en calidad y valor energético al de oliva y soya. El aceite no se daña o enrancia fácilmente, en el ámbito cosmético beneficia la piel e hidrata el cabello [7].

Además, del fruto se extrae un líquido cremoso que contiene un alto % de proteínas que podría reemplazar a la leche animal y ser muy útil para el crecimiento humano [8].

El tallo es utilizado como poste (horcón) y las hojas como cubierta de construcción de viviendas provisionales y para la confección de cestos temporales. Además, sirve para la obtención de larvas de insectos apreciadas para el consumo humano, finalmente la semilla es empleada en la fabricación de adornos y artesanías de gran calidad [15].

2.9. COMERCIALIZACIÓN

El mercado actual para la pulpa es el consumo en la industria de helados y refrescos, así como en la alimentación local. Sin embargo, el potencial para esta especie está dado por la posibilidad de extraer aceite de tan buena calidad. Existen otros aspectos a considerar, el fruto maduro es perecible. Después de 78 días de la cosecha se deteriora y el aceite se malogra; es por ello que debe almacenarse 24 días para que complete su maduración [8].

Comercialmente, el método de cosecha probado, que tiene mayores ventajas por su bajo costo, seguridad y facilidad de elaboración y transporte es el uso de subidores o estrobos elaborados con cuerdas de nylon (driza) [15].

2.10. INVESTIGACIÓN NUTRICIONAL

EL fruto seco de *Oenocarpus bataua* C contiene alrededor de 7.4% de proteínas, lo cual es relativamente alto para pulpas de frutas tropicales que tienen generalmente 1 a 5% de proteínas en materia seca. El contenido de minerales es cerca de 1.5% en materia seca que es una concentración común en pulpa de frutas tropicales. Así mismo, tiene contenido de vitamina E en la pulpa [10]. La pulpa de ungurahui presenta una cantidad interesante de aminoácidos en su composición. Entre los aminoácidos no esenciales destacan: El ácido aspártico, ácido glutámico, prolina, glicina, alanina, arginina, y serina y en aminoácidos esenciales destacan: leucina, treonina, valina, lisina, isoleucina y tirosina [4,5].

Salazar *et al*., 2004 realizaron una investigación sobre las características fisicoquímicas del aceite de la semilla de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) reportando los siguientes resultados: humedad 10.06%, grasa 58.21%, fibra 21.64% y cenizas 2.21%. El aceite fue extraído con solvente orgánico (n-hexano) y se determinó: índice de yodo 5.78/2 g, índice de peróxido 1.22 meq/O2/Kg, acidez libre 0.255% como ácido láurico, índice de refracción a 20°C 1.4515, contenido de fósforo 115.5 ppm. El perfil de ácidos grasos presentó al ácido láurico 41.75%, siendo un potencial substituto de los aceites de coco y palmiste [16].

2.11. COMPOSICIÓN QUÍMICA

En la Tabla N° 02, se muestra la composición nutricional en 100 gramos de pulpa fresca, en su aceite extraído y en pulpa seca.

COMPONENTES	CANTIDAD		
	1 (pulpa fresca)	**2** (aceite extraído)	**3** (mesocarpio seco)
calorías	317.2 Kcal		
humedad	35.6 %	10.06 %	
proteínas	3.3 %		7.4 %
grasa total	12.8 %	58.21 %	29.1%
carbohidratos totales	47.2 %		
fibra	31.5 %	21,64 %	
cenizas	1.1 %	2.21 %	
minerales (mg)			
calcio			
fosforo		115.5 ppm	
zinc	0.41 mg		
hierro			
vitamina (ug / mg)			
carotenoides	1.3 mg		
vitamina a (retinol)	0.21 mg		
tiamina			
riboflavina			
alfa tocoferol			6.1 ± 0.1 mg/100g
ácidos grasos (%) – aceite			
láurico	6.6 %	41.75 %	
mirístico	2.5 %		
palmítico	13.7 %		
palmitoleico	0.9 %		
esteárico	3.0 %		
oleico	69.2 %		
linoleico	1.8 %		
índice de yodo		5.78/2 g	
índice de peróxido		1.22 meq/O_2/Kg	
acidez libre		0.255 %	
índice de refracción		1.4515 a 20°C	

Tabla N° 02: Composición nutricional [10,16,17]

2.12. ANÁLISIS FÍSICO-QUÍMICO DE LOS ALIMENTOS

El análisis físico-químico es uno de los aspectos principales en el aseguramiento de la calidad alimentaria en cuanto a su producción, manipulación, conservación, elaboración y distribución, así como su relación e inocuidad; permite conocer la composición cualitativa y cuantitativa de los alimentos.

También implica la determinación de su composición química, es decir determinar que sustancias están presentes en un alimento (proteínas, grasas, vitaminas, minerales, carbohidratos, antioxidantes, etc.) y en qué cantidades se encuentran [18].

2.13. ANTIOXIDANTES

2.13.1. DEFINICIÓN

Los antioxidantes son sustancias capaces de bloquear el efecto de los radicales libres en nuestro organismo; debido a la propiedad de óxido reducción de su grupo hidroxilo interrumpe la reacción en cadena. Así mismo, estabiliza el átomo que ha estado buscando para su electrón desparejado o impar [19].

El principal uso de un antioxidante es para mayor duración den los productos alimenticios, reducir los desechos y las pérdidas nutricionales al inhibir y retrasar la oxidación. Sin embargo, los antioxidantes no pueden mejorar la calidad de un producto alimenticio ya oxidado [20,21].

2.14. CAPACIDAD ANTIOXIDANTE

2.14.1. RADICALES LIBRES

Un radical libre (RL) es aquella molécula que en su estructura atómica presenta un electrón sin neutralizar en el orbital externo, dándole una configuración que genera una alta inestabilidad y radiactividad.

En la molécula de oxígeno se conocen las siguientes especies reactivas (O_2 anión súper óxido, H_2O_2 peróxido de hidrógeno, HO radical hidróxido, 1 O_2 oxígeno singulete) [22].

El mecanismo de oxidación de los radicales libres está íntimamente ligado a su génesis, la cual sigue una secuencia de reacciones en cadena. En este proceso una molécula previamente alterada y altamente reactiva es capaz de reaccionar con otra molécula no reactiva, induciendo en esta última la formación de un radical libre listo para iniciar un nuevo ataque nucleofílico. Las reacciones terminarán si en medio de la aleatoriedad del evento se encontrarán dos moléculas altamente reactivas [23].

2.14.2. ESTRÉS OXIDATIVO

El estrés oxidativo es la exposición de la célula a diversas fuentes que producen una ruptura del equilibrio que debe existir entre las sustancias o factores pro oxidante y los mecanismos antioxidantes encargados de eliminar dichas especies químicas. Este desbalance se presenta por el aumento de la velocidad de generación de especies reactivas de oxigeno (ROS) y una disminución en los mecanismos de defensa.[24] Por ello, este fenómeno origina daños multifactoriales como la oxidación de las LDL, el daño oxidativo al ADN, la oxidación de las proteínas, enfermedades cardiovasculares, cerebrovasculares y el cáncer [25].

2.14.3. MECANISMO DE ACCIÓN DE ANTIOXIDANTES

Cumplen acciones de:

a) Preventivo, evitando la formación de radicales libres (ceruloplasmina, transferrina, albúmina, ferritina).
b) Reparador, mediante la reparación endógena del daño causado por los radicales libres (SOD, GP, catalasa).
c) Secuestrador de radicales libres (vitamina E, vitamina C, betacaroteno, flavonoides) [26].

También impiden que otras moléculas se unan al oxígeno, al reaccionar interactúan más rápido con los radicales libres y las especies reactivas de oxígeno que con el resto de las moléculas presentes, en un determinado microambiente – membrana plasmática, citosol, núcleo o líquido extracelular [27].

2.14.4. CLASIFICACIÓN DE ANTIOXIDANTES

Se clasifican en ENDÓGENOS, que se encuentran en el organismo y son sintetizados por la propia célula y EXÓGENOS, que ingresan al organismo a través de la dieta o de suplementos con formulaciones antioxidantes [28].

EXÓGENOS	ENDÓGENOS	COFACTORES
vitamina E	glutatión	cobre
vitamina C	coenzima Q	zinc
betacaroteno	ácido tióctico	manganeso
flavonoides	Enzimas: superoxidodismutasa (SOD) catalasa glutatión peroxidasa	hierro
licopeno		selenio

Tabla N° 03: Clasificación de Antioxidantes [28]

2.15. PROPIEDADES ANTIOXIDANTES EN FRUTAS

Las frutas en general, además de presentar vitaminas, minerales y fibras, poseen compuestos con actividad antioxidante [21,29]. Estos compuestos están asociados al color, características sensoriales (sabor, astringencia, dureza), características nutritivas y propiedades antioxidantes de los alimentos de origen vegetal [30].

La vitamina C es actualmente comercializada como un suplemento antioxidante, para aumentar la resistencia a enfermedades y estrés oxidativo al igual que la vitamina E. Diversos estudios proporcionan que la ingesta de vitamina E disminuye el riesgo de mortalidad [31].

La ingesta de frutos silvestres provoca una reacción positiva en la salud del corazón, además de auxiliar en el combate de ciertas dolencias cardiovasculares, neurodegenerativas, envejecimiento, obesidad y de ciertos tipos de cáncer, tales como del esófago y gastrointestinal [32,33].

El valor de los compuestos antioxidantes presentes en las frutas se debe a diversos factores como cultivar, genéticos, estadios de maduración, condiciones climáticas y por el suelo. Además, los compuestos bioactivos son muy susceptibles a las reacciones de oxidación que ocurren durante el procesamiento y almacenamiento de alimentos [34].
Diversas técnicas de extracción utilizan solventes con polaridades diferentes, como por ejemplo metanol, agua y etanol. Por lo tanto, se debe considerar que extractos producidos a partir de la misma fuente, pero por medio de técnicas diferentes, resultan con un contenido de compuestos fenólicos variados [21,35].

2.16. ANTIOXIDANTES FENÓLICOS

2.16.1. FENOLES TOTALES

Químicamente, los compuestos fenólicos son sustancias que poseen un anillo aromático que lleva uno o más sustituyentes hidroxilo, incluyendo sus derivados funcionales.[36] Su función es eliminar los radicales libres, que retrasan o inhiben la etapa de iniciación de propagación de la oxidación de lípidos, disminuyendo así la formación de productos volátiles, producto de la descomposición que causan ranciedad [37].

Los beneficios de la ingesta de antioxidantes fenólicos naturales se correlacionan a una reducción de las enfermedades coronarias y una mayor expectativa de vida. Así mismo incluyen propiedades con actividad anti cáncer, antiviral, antinflamatoria, efectos sobre la fragilidad capilar y habilidad para inhibir la agregación de las plaquetas humanas [38].

2.16.1.1. DETERMINACIÓN DE FENOLES TOTALES

El método empleado fue de Folin y Ciocalteau en 1927 [39] y Sellappan *et al.*, 2002 [40] Modificado por Singleton y Rossi en 1965 [41]. Se utilizó como medida el contenido de compuestos fenólicos totales en productos vegetales, la cual reaccionó con el reactivo de Folin-Ciocalteu, a pH básico, dando lugar a una coloración azul susceptible. Determinado espectrofotométricamente a 765 nm.

Luego se utilizó como reactivo una mezcla de ácidos fosfowolfrámico y fosfomolíbdico en medio básico, que se redujo al oxidar los compuestos fenólicos. Esta reacción originó óxidos azules de wolframio (W_8O_{23}) y molibdeno (Mo_8O_{23}). El resultado se expresó en mg de ácido gálico por 100 g de muestra [21].

$$\mathbf{Folin: Mo\ (VI)(amarillo)} + \boldsymbol{e^{-}(de\ AH)} \rightarrow \boldsymbol{Mo(V)(azul)}$$
$$\boldsymbol{\lambda max = 765\ nm}$$

Donde:

El reactivo de Folin Mo (VI) es reducido a Mo (V) con un $\boldsymbol{e^{-}}$ donado por un antioxidante.

Una de las modificaciones al método propuesta por Singleton y Rossi 1965 [41] se basó en la oxidación en medio básico de los grupos hidroxilos de los fenoles por el reactivo de Folin-Ciocalteu. Implicó el uso de ácido gálico como compuesto fenólico de referencia, de tal manera que el resultado se expresó en equivalentes de ácido gálico (EAG) [33,42].

2.16.2. TANINOS

Son una clase de compuestos fenólicos incoloros o amarillo-café, con sabor astringente y amargo, solubles en agua, alcohol y acetona. De acuerdo con su estructura y reactividad con agentes hidrolíticos, particularmente ácidos, se han dividido en dos grupos: Taninos hidrolizables y taninos no hidrolizables, el peso molecular varía normalmente de 500 a 3,000 Da.; por su estructura presentan propiedades reductoras [43].

Los taninos hidrolizables son sustancias poliméricas complejas que a su vez se clasifican en galotaninos cuando derivan del ácido gálico y elagitaninos cuando provienen del ácido elágico, dímero del ácido gálico. El ácido gálico puede estar en forma de glucósido al unirse a una molécula de glucosa o esterificarse consigo mismo produciendo ácidos di y trigálicos. Por su parte, los taninos no hidrolizables o condensados son dímeros de la catequina (flavan-3-ol) o de antocianidina (flavan-3,4-diol); algunos de ellos producen una antocianidina coloreada cuando se tratan con ácidos calientes [44].

Están presentes en aproximadamente 500 especies de plantas, acumuladas en raíces, cortezas, frutos, hojas y semillas [44]. Participan en diversas funciones como en la asimilación de nutrientes, síntesis proteica, actividad enzimática, fotosíntesis, formación de componentes estructurales de las plantas, alelopatía y defensa ante los factores adversos del ambiente [43].
Además, presentan capacidad de estabilizar especies reactivas de oxígeno proporcionando acción terapéutica frente al daño oxidativo, procesos inflamatorios y procesos degenerativos [45].

2.16.2.1. DETERMINACIÓN DE TANINOS

El método de la vainillina se usa ampliamente para la cuantificación de proantocianidinas (taninos condensados) en frutas y granos. Este ensayo es específico para flavan-3-ol, dihidrochalconas y proantocianidinas, las cuales tienen un enlace simple en la posición 2.3 y poseen grupos hidroxilos en la posición meta del anillo B. La catequina es un flavan-3-ol monomérico frecuentemente usado como un estándar en el ensayo de la vainillina. El metanol, disolvente usado para el ensayo, puede afectar la cinética de reacción de la catequina y taninos con vainillina diferencialmente [46].

También es usado para cuantificar taninos condensados en un intervalo de 5-500 µg con precisión y exactitud mayores a 1 µg cuando la concentración óptima de reactantes y disolventes son elegidos.

La vainillina protonada, un electrófilo débil reacciona con el anillo del flavonoide en la posición 6 u 8; el producto de esta reacción se deshidrata fácilmente para dar un color rosa ligero a un intenso rojo cereza (Figura N° 04). La estabilidad del color del aducto vainillina-tanino puede incrementarse cuando la luz es excluida y la temperatura de reacción es controlada y entonces se obtienen resultados exactos y reproducibles [46].

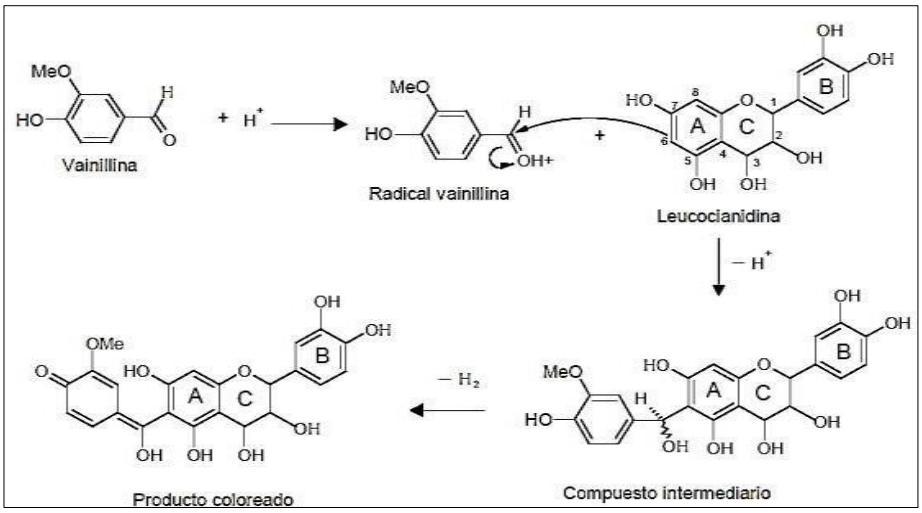


Figura N° 04: Mecanismo de reacción de vainillina con taninos [46]

2.16.2.2. TANINOS EN ALIMENTOS

Los taninos pueden variar desde dímeros hasta grandes polímeros; se encuentran en una amplia variedad de alimentos como manzanas, bayas, chocolate, vinos rojos, frutos secos y otros. Por consiguiente, otro grupo de taninos presentes en alimentos son los derivados que se forman principalmente bajo condiciones enzimáticas oxidativas y atmosféricas o durante el procesamiento de los alimentos, como por ejemplo los vinos rojos, té y café [47]. Además, son responsables de la astringencia de muchos frutos en estado inmaduro, como el plátano, la pera, la uva, la manzana [48].

2.16.3. ANTOCIANINAS

Son compuestos vegetales no nitrogenados pertenecientes a la familia de los flavonoides de amplia distribución en la naturaleza. A pesar de contener pocos grupos cromóforos, se han identificado 300 de estos compuestos [49]. Responsables de una gama muy amplia de colores rojo, azul, violeta y morado de casi todas las plantas, utilizándose en la industria alimenticia como colorantes [37].

En la actividad biológica está asociado como un potente antioxidante, previene la oxidación del ácido ascórbico con la captura de los radicales libres; tiene actividad inhibitoria de las enzimas oxidativas de esa manera reduce el riesgo de cáncer y enfermedades del corazón [50].

2.16.3.1. DETERMINACIÓN DE ANTOCIANINAS

Las antocianinas son compuestos lábiles, la estabilidad varía en función de su estructura y composición de la matriz en la que se encuentra. Dicha estabilidad se ve afectada por el pH, temperaturas de almacenamiento, presencia de enzimas, luz, oxígeno, estructura y concentración de las antocianinas frente a otros compuestos como flavonoides, proteínas y minerales [50].

La concentración se determina con la absorbancia a un pH diferencial, la cual permite la estimación alternativa del contenido de antocianinas totales, incluso en la presencia de pigmentos polimerizados y otras interferencias [51].

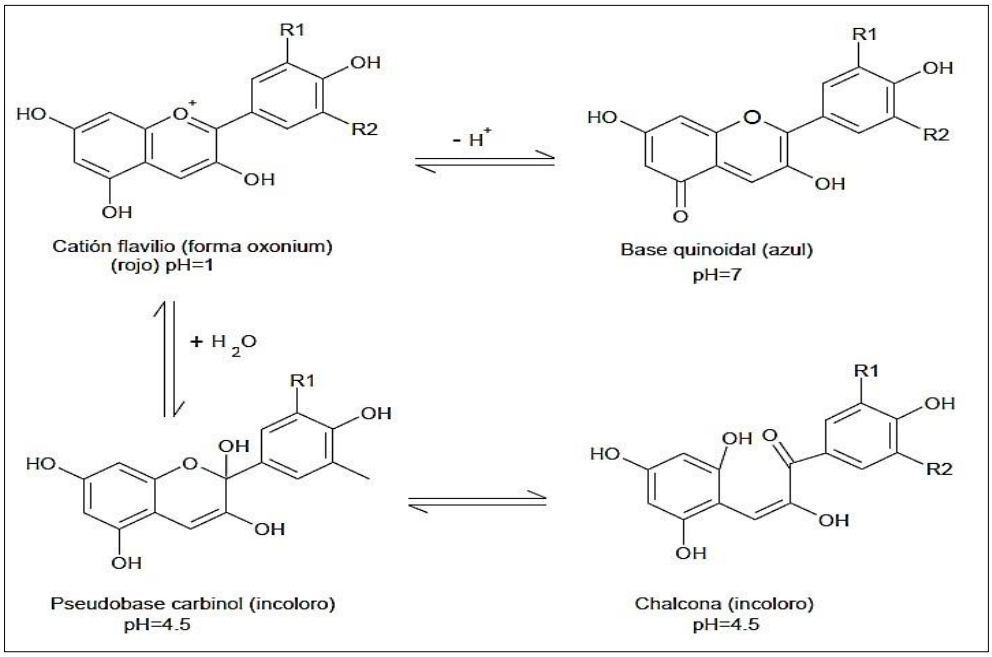


Figura N° 05: Estructura de antocianinas a diferentes pH's [51]

2.16.3.2. ANTOCIANINAS EN ALIMENTOS

Principalmente las antocianinas se encuentran en frutas y tejidos de las flores como las uvas, manzanas, rosas, fresas y otros productos de origen vegetal [49]. Además, están presentes en las hojas, tallos, semillas y tejidos de las raíces. Como también involucrados en la protección de las plantas frente a un exceso de luz, contribuyendo la atracción de insectos polinizadores [52].

2.16.4. FLAVONOIDES

Son definidos como pigmentos naturales presentes en los vegetales que protegen al organismo del daño producido por agentes oxidantes, como los rayos ultravioletas, la polución ambiental sustancias químicas presentes en los alimentos, etc. El organismo humano no puede producir estas sustancias químicas protectoras por lo que deben obtenerse mediante la alimentación o en forma de suplementos [53]. Así mismo, son una subclase de polifenoles que se caracterizan por poseer estructuras C_6-C_3-C_6, dos o más anillos aromáticos y por tener cada uno al menos un hidroxilo aromático que conecta con un puente de carbono [37].

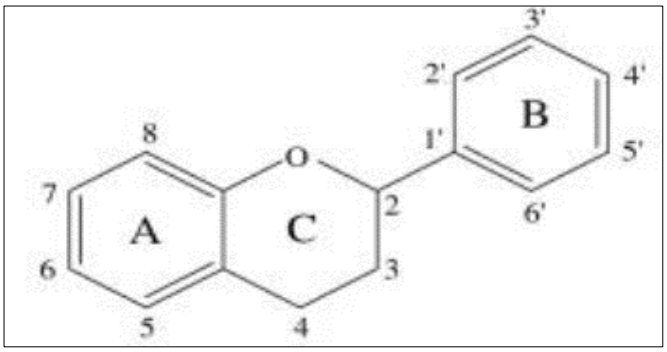


Figura 06: Estructura básica de los flavonoides [53]

La estructura básica de los flavonoides puede tener numerosos sustituyentes. Por ejemplo, los grupos hidroxilo generalmente están presentes en las posiciones 4, 5 y 7 y los azúcares son muy comunes en la mayoría de los flavonoides en forma de glicósidos. Mientras que los azúcares y los grupos hidroxilo incrementan la solubilidad en agua de los flavonoides, los grupos metilo y las unidades de isopentilo confieren a los flavonoides un carácter lipofílico [54,55].

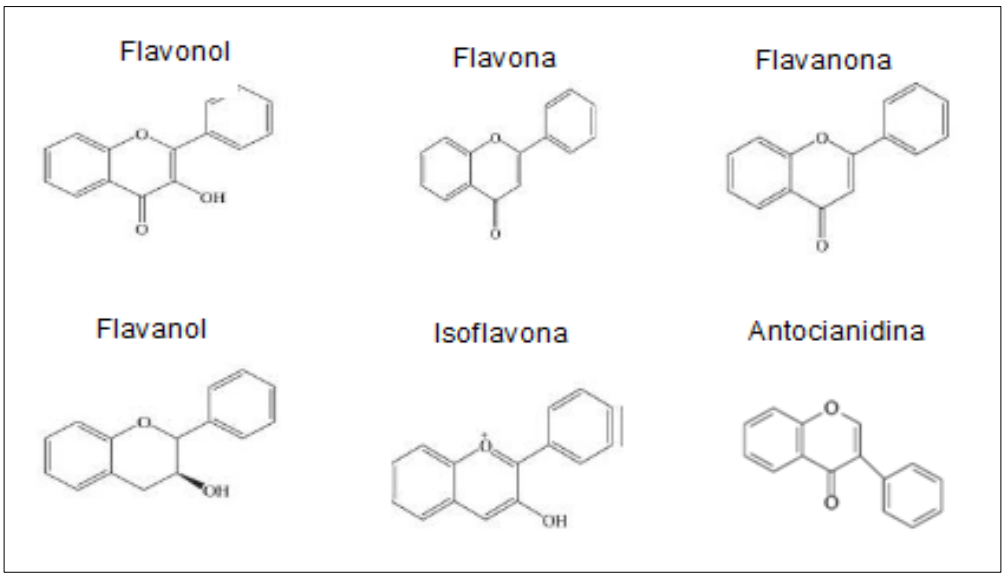


FIGURA 07: Estructuras genéricas de flavonoides mayoritarios [54,55]

2.16.4.1. DETERMINACIÓN DE FLAVONOIDES

Una manera sencilla de cuantificar la concentración de flavonoides en especies vegetales se basa en el método espectrofotométrico UV-Vis, indicado por Sotero y García en el año 2009 [56]. En ella, se realizó lecturas a 474 nm del extracto etanólico previamente diluido usando agua destilada como blanco, quercetina como patrón de flavonoides y expresado en mg de quercetina/100 g de muestra.

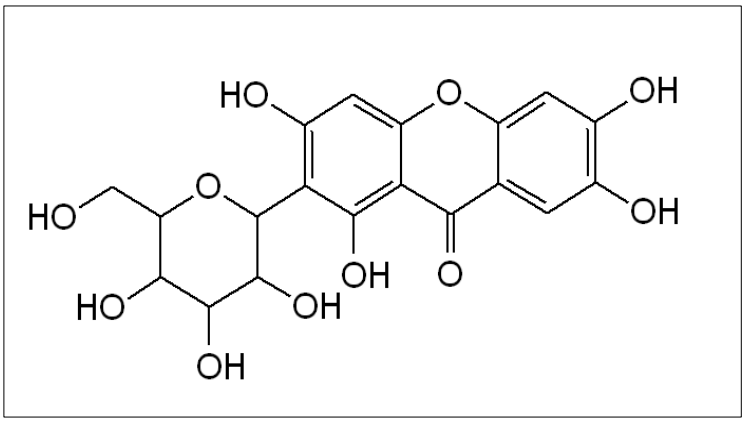


Figura N° 08: Estructura de la quercetina [56]

2.16.4.2. FLAVONOIDES EN ALIMENTOS

A continuación, se presentan los flavonoides de mayor importancia en los alimentos:

- La quercetina, que se encuentra en la cebolla, miel, manzanas, brócoli, cerezas, uvas, col, col de Bruselas, espinacas y habas; el kampferol en fresas, puerro, brócoli, rábano y remolacha y la miricetina en uvas. Dada su capacidad de capturar radicales libres y de crear complejos con los iones metálicos, tienen una actividad antioxidante muy alta; sin embargo, el hecho de que sean poco solubles en lípidos los hace poco adecuados para este fin; también inhiben la oxidación de la vitamina C en algunos alimentos [57].

- Los flavandioles, aunque son incoloros, aquí se consideran por su similitud estructural con las antocianinas y en algunas condiciones dan productos con color; contribuyen al sabor de aceitunas, plátanos, chocolate, té y vino y a reacciones de oscurecimiento por sus grupos ortohidroxilo según [58].

- Entre las flavonas, flavanonas, chalconas y dihidrochalconas destacan la hesperidina, encontrada en limones, mandarinas y naranjas que se pueden cuantificar mediante técnicas cromatográficas [58].

2.17. ENSAYO DEL DPPH (1,1-Difenil-2-Picril-Hidrazilo)

Método propuesto por Blois en 1958 [59]. Demostró por primera vez la capacidad del radical libre DPPH para aceptar un átomo de hidrógeno (H) proveniente de una molécula de cisteína, esta molécula 1,1-difenil-2-picril-hidrazilo (DPPH) es conocida como un radical libre estable debido a la deslocalización de un electrón desapareado sobre la molécula completa. Por este motivo, la molécula no se dimeriza, como es el caso de la mayoría de los radicales libres [59].

El procedimiento original para el ensayo DPPH ha sido adoptado por muchos laboratorios y a pesar de que existen modificaciones a conveniencia, una revisión detallada de la 16 literatura ha revelado que la mayoría de los estudios están basados en un tiempo de reacción de 20-30 min en vez de un tiempo de reacción total de 120 minutos requerido para alcanzar el estado estacionario y completar la reacción redox [21,60].

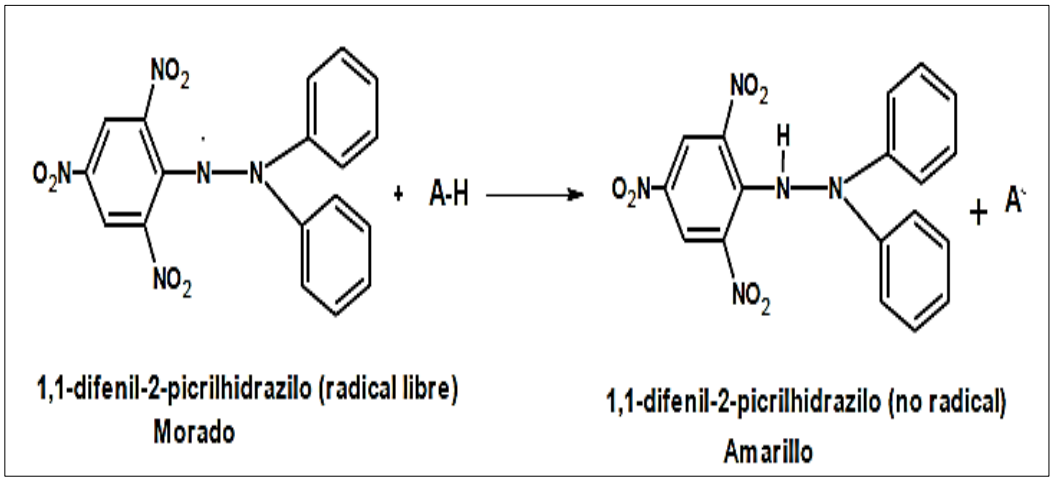


FIGURA N° 09: Estructura del DPPH antes y después de la reacción con el antioxidante [61]

2.17.1. RESULTADOS DEL ENSAYO DEL DPPH

La mayoría de los estudios, expresan los resultados como el valor de la concentración máxima de la media inhibitoria (IC_{50}), definido como la cantidad de antioxidante necesario para disminuir la concentración inicial de DPPH al 50%. Este valor se calcula graficando el % de inhibición contra la concentración del extracto. Así mismo este valor (IC_{50}) ha sido usado para extractos de plantas o compuestos puros que cambia de acuerdo a la concentración final del DPPH [62]. La medida de la capacidad antioxidante en productos alimenticios es una determinación que puede obtener variada información en la resistencia a la oxidación, contribución cuantitativa de sustancias antioxidantes o la actividad antioxidante que presenta el organismo al consumirse [63].

2.18. PARÁMETROS DE MEDICIÓN

2.18.1. LA TRANSMITANCIA (T)

Es la cantidad de energía que atraviesa un cuerpo en determinada cantidad de tiempo, así mismo, mide la intensidad de radiación transmitida por una muestra (I) y la intensidad de radiación que incide sobre la muestra (I_0), medidos ambos en la misma posición del espectro y con la misma rendija, $T = I / I_0$.

El haz es la radiación paralela que incide sobre las superficies planas y paralelas de la muestra formando ángulos rectos [64].

2.18.2. LA ABSORVANCIA (A°)

Se define como la relación (logarítmica) entre la intensidad de la luz que incide sobre una muestra y la intensidad de esa misma luz que es transmitida a través de esa muestra. Como también, es el logaritmo en base diez del recíproco de la transmitancia (T), la cual el disolvente puro es el material de referencia $A^o = \log_{10} 1/T = - \log_{10} T$ de tal forma, las interacciones electromagnéticas con la materia provocan la absorbancia o emisión de energía a través de la transición de los electrones entre niveles cuánticos o discretos de energía, vibraciones de enlaces, rotaciones moleculares y transición de electrones entre orbitales de átomos y moléculas.

La espectrofotometría de absorción de infrarrojos es adecuada para análisis orgánicos, pues los enlaces en alquenos, ésteres, alcoholes y otros grupos funcionales tienen fuerzas muy diferentes y absorben la radiación de infrarrojos en una gran variedad de frecuencias o energías. Esta absorción se refleja en el espectrógrafo en forma de picos. No se deben tomar medidas de absorbancias muy bajas o muy altas puesto que disminuye la exactitud del método. Por consiguiente, la absorbancia es adimensional y generalmente se presenta con mínimo tres decimales, algunos instrumentos permiten obtenerla con cuatro decimales [64].

2.18.3. LONGITUD DE ONDA (λ)

Es la distancia real que recorre una onda en un determinado intervalo de tiempo. Así mismo, representa lo fundamental en la resolución de cualquier tipo de movimiento ondulatorio y puede variar de valores muy grandes como por ejemplo, cientos de metros para radio ondas largas a valores muy pequeños, millonésimas de millón (10-12) para los rayos gamma. Por tanto, las crestas y los valles son aquellos lugares en los que el movimiento transversal es máximo.

La longitud más corta del espectro visible corresponde a la luz violeta, la más larga a la luz roja y entre estos extremos se encuentran todos los colores del arco iris [64].

2.18.4. ÍNDICE DE ABSORBANCIA

Es el cociente de dividir la absorbancia (Aº) entre el producto de la concentración de la sustancia (c), expresada en gramos por litro y la longitud de la trayectoria de la energía luminosa (b) expresada en centímetros. No debe confundirse con los términos extinción específica o con el coeficiente de extinción [64].

2.18.5. CURVA ESPECTRAL

La curva espectral se presenta como absorbancia vs longitud de onda y el espectro se denomina espectro de absorción, o en función de la transmitancia, denominándose el espectro, espectro de transmisión. Resulta de la retención de cantidades discretas de energía radiante por la capa de material interpuesta en la trayectoria de la radiación, aunque la energía absorbida corresponde a una misma longitud de onda se observa una banda de absorción y no líneas, así la curva del espectro está constituida por las lecturas que realiza el aparato para reproducir un gráfico en función de una longitud de onda específica, con el fin de apreciar los trazos que capta el espectrofotómetro [64].

Así mismo, la determinación cuantitativa de una especie, en base a observaciones, dependerá de la cantidad de radiación absorbida, comparación entre el valor de la absorción de un patrón de referencia y la absorción de la muestra. Los espectrofotómetros deben permitir efectuar la comparación entre la señal obtenida por una mezcla que no contiene el analito y otra que sí lo tiene, para poder tener la señal de esa diferencia [64].

CAPÍTULO III: MATERIALES Y MÉTODOS

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LUGAR DE EJECUCIÓN

El estudio se realizó en las instalaciones de la planta piloto de la Facultad de Ingeniería de Industrias Alimentarias de la UNAP. Se utilizaron los siguientes laboratorios:

- Laboratorio de Ingeniería de Alimentos
- Laboratorio de Análisis Físico-Químico
- Laboratorio de Microbiología

3.2. RECOLECCIÓN DE LA MATERIA PRIMA

La materia prima del fruto de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) fue adquirida en el caserío “13 de febrero” (carretera Iquitos-Nauta 32.5 Km), provincia de Maynas, Departamento de Loreto-Perú con ubicación GPS 04°00'53.6" S 73°26'16.9" O.

3.3. EQUIPOS

a) ESTUFA DE AIRE CALIENTE

Marca: Hot Air Oven

Modelo: DSO-500D

Procedencia: Taiwan

Descripción: Tiene un rango de temperatura a partir de más 50 °C.

b) HORNO MUFLA

Marca: Thermo Scientific

Modelo: FB1410M

Procedencia: USA

Características: Temperatura máxima 1100 ºC, temperatura de trabajo 1050 ºC, aislamiento multicapa con placas de fibra en la cámara del horno. Además de carcasa de doble pared para temperaturas exteriores bajas y elevada estabilidad con una apertura de aire de escape en la parte trasera del horno [65].

c) BALANZA ANALÍTICA

Marca: Sartorius

Modelo: CP324S

Procedencia: Alemania

Características: Contiene cabina de pesaje además de patas niveladoras para una mayor estabilidad y un platillo que permiten obtener el peso deseado [65].

d) ESPECTROFOTÓMETRO UV- VISIBLE

Marca: Thermo Scientific

Modelo: Génesys 6

Procedencia: USA

Características: El espectrofotómetro UV/VIS presenta un rango de longitud de onda de 190 a 1100 nm, empleado para realizar análisis en las longitudes de onda visible y ultravioleta [66].

e) ROTAVAPOR

Marca: Büchi

Modelo: R-205

Procedencia: Alemania

Características: Presenta procedimientos básicos para poner en funcionamiento el evaporador rotatorio a presión reducida (rotavapor), con el fin de concentrar muestras o llevarlas a sequedad retirando el solvente [65].

f) EQUIPO DE EXTRACIÓN SOXHLET

Marca: Thermo Scientific

Modelo: 5000-1

Procedencia: USA

Características: Es un aparato de extracción continua para materias sólidas [67].

g) POTENCIÓMETRO

Marca: Hanna Instruments

Modelo: Checker

Procedencia: Rumania

Características: Es un circuito eléctrico que permite variar la magnitud de su resistencia mediante el giro de un eje o el deslizamiento de un cursor [67].

h) DESTILADOR KJELDHAL

Marca: Büchi

Modelo: K-314

Procedencia: Alemania

Características: Este aparato logra determinaciones rápidas de nitrógeno proteico por medio de arrastre de vapor, permite adaptar el tubo directamente del digestor al aparato sin necesidad de transvasar permitiendo así que la determinación sea más precisa [67].

i) REFRACTÓMETRO

Marca: ATC

Modelo: Abbe

Procedencia: USA

Características: Instrumentos ópticos de precisión, adaptados tanto para medir el índice de refracción como el porcentaje de sólidos disueltos (°Brix). La lectura se realiza tanto con luz incidente como luz reflejada [68].

j) pH-METRO

Marca: JENWAI

Modelo: 3505

Procedencia: Alemania

Descripción: Cuenta con una pantalla LCD, teclado, conexión BNC del electrodo indicador/dispositivo protector, conexión electrodo referencia, fusible, interruptor encendido / apagado, toma de corriente.

Cada vez que se realice una medida se debe limpiar muy bien el electrodo con agua destilada, evitando así que las muestras sufran contaminación de la solución anterior [69].

3.4. MATERIALES

N°	MATERIALES
1	micropipetas 10 - 100 µl
2	celdas de cuarzo Uv-Visible
3	pipeta graduada 50 ml
4	pipeta volumétrica 1 ml
5	probetas de 10 ml, 100 ml y 250 ml
6	buretas de 25 ml y 50 ml
7	fiolas 10 ml color ambar
8	fiolas de 100 ml y 1000 ml
9	crisoles de porcelana
10	perlas de vidrio
11	papel filtro
12	vaso de precipitado 250 ml

Tabla N° 04: Materiales utilizados en la tesis

3.5. REACTIVOS

N°	REACTIVO	% PUREZA	MARCA
01	ácido galico	99.9	Merck
02	vainillina	99	Sigma ®
03	carbonato de sodio anhidro A.C.S.	99.87	Quimicameyer®
04	etanol absoluto AR	99.7 – 100	Lobachemie
05	metanol	≥ 99.7	Merck
06	ácido formico	98-100	Merck
08	ácido clorhidrico	37	Sigma ®
09	cloruro de potasio	99.5	Sigma ®
10	acetato de sodio	99.5	Merck
12	acetato de potasio	99	Lobachemie
14	DPPH	93	Merck
15	hidróxido de sodio A.C.S	97	Spectrum
16	ácido sulfúrico concentrado	95-97	Merck
17	nitrato de aluminio	-	Spectrum
18	Folin Ciocalteu	-	Merck
19	sulfato de potasio		
20	sulfato de cobre		
21	Fehling A		
22	Fehling B		
23	azul de metileno		
24	ácido bórico	4	-
25	indicador rojo de metilo	-	-
26	Fenolftaleína	-	-
27	ácido sulfúrico	5	-
28	ácido metafosfórico	3	-
29	ácido acético	-	-

Tabla N° 05: Reactivos utilizados en la tesis

3.6. TIPO Y DISEÑO DE ESTUDIO

El tipo de investigación fue experimental descriptivo, diseño factorial aleatorio con un factor de estudio por muestra:

F1 = Tipo de extracción

A = Etanol

B = Pulpa y cáscara fresca

C = Pulpa y cáscara seca

F2 = Metabolito secundario

1 = Fenoles totales (FT)

2 = Taninos (T)

3 = Antocianinas (A)

4 = Flavonoides (FL)

5 = Actividad antioxidante (AA)

6 = Análisis microbiológico (aerobios mesófilos *(*Am*), Escherichia Coli (Ec)*, *Salmonella sp (Ssp)*).

7 = Análisis físico-químico (acidez total (AT), pH, sólidos solubles totales (SST)).

8 = Análisis proximal (calorías (C), humedad (H), cenizas totales (CT), grasas (G), proteínas totales (PT), carbohidratos (CHOS), sólidos totales (ST), azúcares reductores (AR), fibra total (FT).

Por lo tanto, se tendrá lo siguiente:

8 x 1 = 8 tratamientos

8 x 3 = 24 experimentos

3.7. DISEÑO MUESTRAL

TIPO DE EXTRACIÓN																			
Etanol				Pulpa y cáscara fresca				Pulpa y cáscara seca											
FT	**T**	**A**	**FL**	**AA**	**Am**	***Ec***	***Ssp***	**AT**	**pH**	**SST**	**C**	**H**	**CT**	**G**	**PT**	**CHOS**	**ST**	**AR**	**FT**

3.7.1. DEFINICIONES OPERACIONALES DE LAS VARIABLES

3.7.1.1. VARIABLES INDEPENDIENTES

Son los análisis físico-químico, compuestos fenólicos y microbiológicos.

3.7.1.2. VARIABLE DEPENDIENTE

Actividad antioxidante

3.8. MÉTODOS

Análisis	Norma	Métodos
humedad	N.T.P 206.011	Gravimétrico
cenizas totales	N.T.P 206.012	Gravimétrico
grasas	A.O.A.C 960.32	Gravimétrico
proteínas	ITINTEC-N.T.N 201.021	Kjeldhal
carbohidratos	Por diferencia	
calorías	Por cálculo	
sólidos totales	Por cálculo	
azúcares reductores	Por cálculo	
fibra total	A.O.A.C 920.39	Digestión
acidez titulable (ácido cítrico)	A.O.A.C 942.15	Volumetría
pH	N.T.P 205.040	Potenciometría
sólidos solubles totales	A.O.A.C 983.17	Refractometría

Tabla N° 06: Determinación de componentes de la fruta seca de ungurahui

Análisis	Métodos
Método DPPH	Brand-Williams *et al.*, 1995 [70]
Fenoles totales	Singleton y Rossi 1965 [41]
Taninos	Valls *et al.,* 2000 [71]
Antocianinas	Sotero y Garcia 2009 [56]
Flavonoides	Sotero y Garcia 2009 [56]

Tabla N°07: Determinación de la actividad antioxidante en la fruta seca de ungurahui

Análisis	Métodos
Aerobios mesófilos	ICMSF 2000.[72]
Escherichia coli	ICMSF 2000.[72]
Salmonella sp	ICMSF 2000.[72]

Tabla N°08: Determinación microbiológica de la fruta fresca de ungurahui

3.9. DESCRIPCIÓN DEL FLUJO DE PROCESAMIENTO DEL EXTRACTO DE LA PULPA Y CÁSCARA DEL *Oenocarpus bataua* C. (UNGURAHUI)

a) Materia Prima

La materia prima es la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui).

b) Selección/clasificación

Se incluyó frutos de buen tamaño libre de contaminación y de buena calidad y se excluyó aquellos que no tenían las condiciones para el análisis (golpeadas o magulladas y las que presentaban pudrición).

c) Lavado

El lavado de la materia prima se realizó en una tina de acero inoxidable de 10 litros de capacidad con hipoclorito de sodio al 0.05 %. Se enjuagó con agua potable de forma manual con la finalidad de eliminar las partículas extrañas que están adheridas.

d) Despulpado

Se realizó manualmente, separando la semilla de la pulpa más cáscara con la finalidad de facilitar el manejo y los posteriores análisis que se sometería.

e) Secado

El secado se realizó a temperatura ambiente (30 °C), bajo sombra durante 4 días.

f) Molido

La pulpa seca fue molida en una máquina moledora casera, en forma de polvo, con la finalidad de lograr la solubilidad de los componentes que están presentes en la muestra.

g) Pesado

Se realizó el pesado de la pulpa seca molida para obtener datos exactos de rendimiento; se obtuvo 512 g de pulpa y cáscara. 100 g fueron transferidos para los análisis físico-químico y proximal y 100 g para los análisis de antioxidantes. La diferencia de la pulpa y cáscara fue envasada y guardada en bolsas de aluminio trilaminado.

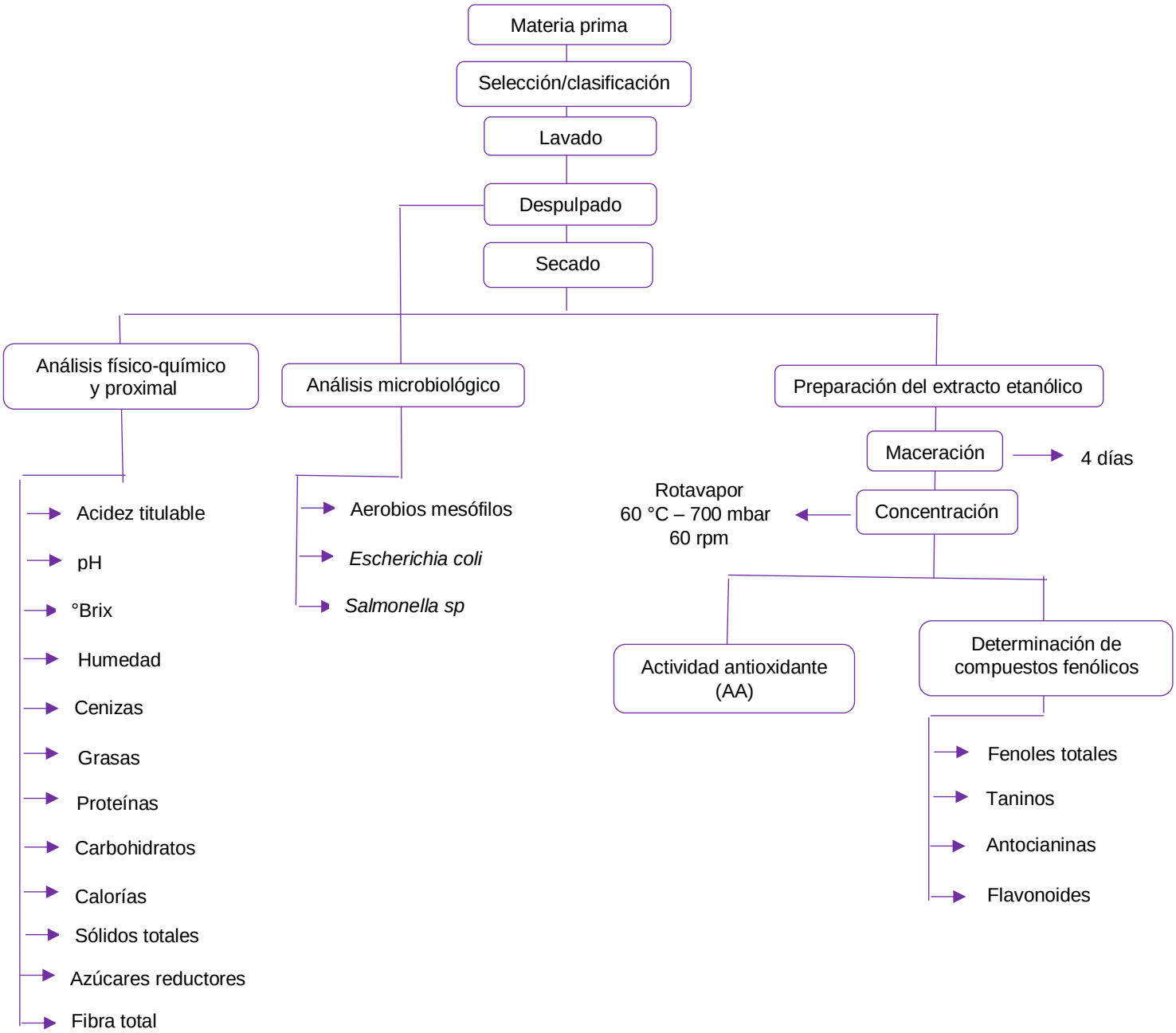
h) Maceración

La pulpa y cáscara seca molida (100 g) se maceró en etanol absoluto (99. 7º) con 1% ácido fórmico en un recipiente de vidrio durante 4 días; se protegió de la luz para evitar la descomposición de los antioxidantes presentes.

i) Concentración

El disolvente fue removido a 60 ºC-700 mbar de presión reducida en un rotavapor a 60 rpm. Se completó la eliminación del disolvente residual secado a temperatura ambiente y exenta de luz.

Diagrama de flujo N° 01: Procesamiento y obtención de los extractos de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)



3.10. ANÁLISIS FISICO-QUÍMICO Y PROXIMALES

3.10.1. DETERMINACIÓN DE ACIDEZ TITULABLE (ÁCIDO CÍTRICO). A.O.A.C 942.15 (MÉTODO DE GRAVIMETRÍA)

El método determinó el volumen de NaOH necesario para neutralizar el ácido contenido en la alícuota que se titula. El resultado de acidez titulable se expresó como el equivalente en masa del ácido cítrico.

PROCEDIMIENTO:

1. En un matraz 250 ml se colocó 5 gramos de muestra y se enrasó a un volumen de 95 ml con agua destilada.
2. Después de verificar que el pHmetro estuviese completamente limpio y sin rastros de impurezas, se efectuó la medición del pH de la muestra con solución Buffer 4 y 10.
3. La bureta con la solución valorada NaOH 0.1 N se enrasó en un soporte universal.
4. Se añadió 3 - 4 gotas de fenolftaleína a la muestra como indicador para el viraje.
5. Luego, usando una pipeta se agregó NaOH 0.1 N hasta que la muestra cambió de color a rosa pálido.

EXPRESIÓN DE RESULTADOS

Se expresa en % de acidez cítrica

$$\% \text{ Acidez} = \text{Gasto} \times \text{Factor} \times 0.1\text{N} \times 100$$

Donde:

Gasto = Volumen gastado de la titulación

0.2 Factor = 0.07

0.1 = Normalidad de NAOH

3.10.2. DETERMINACIÓN DE pH (25°C) N.T.P 205.040 (MÉTODO DE POTENCIOMETRÍA)

La determinación de pH para el ungurahui, se efectuó según el método de potenciometría.

PROCEDIMIENTO:

- Se diluyó 100 ml de agua destilada y homogenizó.
- Se midió el pH en el potenciómetro. Seguidamente, previa verificación y calibración, se anotó el resultado.
- La lectura se realizó directamente en la pantalla.

3.10.3. DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS SOLUBLES TOTALES. A.O.A 983.17 (MÉTODO DE REFRACTOMETRÍA)

Fue determinado según el método de refractometría.

PROCEDIMIENTO:

- Primero se limpió y calibró el refractómetro con agua destilada.
- Luego se preparó la muestra y se homogenizó con 1 o 2 gotas de agua destilada.
- Se filtró empleando papel filtro.
- Finalmente, se leyó en el refractómetro.

3.10.4. DETERMINACIÓN DE HUMEDAD. N.T.P 206.011 (MÉTODO DE GRAVIMETRÍA)

Para la determinación de la humedad de la muestra, se empleó el método de gravimetría. Para lo cual se utilizó la estufa a 105 °C hasta obtener peso constante.

PROCEDIMIENTO:

1. Se precalentó la estufa a 105 °C.

2. A continuación se secó la cápsula de vidrio vacío en la estufa durante una 1 hora. Luego, se enfrió en desecador y pesó.
3. Se colocó en la cápsula 5 g de muestra y se llevó a estufa 105 °C por 5 horas hasta obtener peso constante.
5. Se retiró la cápsula de la estufa y se enfrió en el desecador antes de tomar el peso final.
6. Finalmente se realizaron los cálculos de humedad.

EXPRESIÓN DE LOS RESULTADOS

Los resultados se expresaron en porcentaje, mediante la siguiente ecuación:

$$\% \, H = \frac{P_1 - P_2}{PM} \times 100$$

Donde:

P_1 = Peso del crisol con muestra húmeda

P_2 = Peso del crisol con muestra seca

PM = Peso de la muestra

3.10.5. DETERMINACIÓN DE CENIZAS TOTALES. N.T.P 206.012 (MÉTODO DE GRAVIMETRÍA)

La determinación de las cenizas totales para el ungurahui, se desarrolló según la metodología de gravimetría. La ceniza es el residuo inorgánico de una muestra incinerada a 550 °C, su cuantificación es el inicio para la determinación de los macro y micro minerales en los alimentos.

PROCEDIMIENTO:

1. En una estufa a 105 °C se colocó el crisol limpio durante una hora.
2. Posteriormente, se colocó el crisol en el desecador para que se enfríe y se pesó.
3. Se pesó 5 gramos de muestra en el crisol de porcelana previamente pesada.
4. La muestra se quemó hasta la desaparición del humo.

5. A continuación, se colocó el crisol con la muestra y se llevó a la mufla de 550 ºC a 600 ºC, durante 5 horas o hasta obtener cenizas libres de carbón.
6. Se transfirió el crisol a un desecador, se dejó enfriar por un espacio de 20 a 30 minutos y se pesó.
7. Finalmente se calculó el peso de la ceniza.

EXPRESIÓN DE LOS RESULTADOS

El resultado se expresó en porcentaje

$$\% \, C = \frac{P_2 - P_1}{PM} \times 100$$

Donde:

P_1 = Peso del crisol vacío

P_2 = Peso del crisol con las cenizas

PM = Peso de la muestra

3.10.6. DETERMINACIÓN DE GRASAS. A.O.A.C 960.32 (MÉTODO DE GRAVIMETRÍA)

La determinación de la grasa para el ungurahui, se desarrolló según la metodología de gravimetría. Los lípidos son un grupo heterogéneo de sustancias naturales insolubles en agua, pero solubles en una diversidad de solventes orgánicos.

REACTIVOS:

Éter de petróleo p.a. intervalo de ebullición de 40 ºC a 60 ºC.

PROCEDIMIENTOS:

1. Se pesó el balón limpio, seco y frío y se colocó el número correspondiente.
2. Después, se pesó 5 gr de muestra previamente deshidratada.
3. Se colocó la muestra pesada en un papel filtro de porosidad media y se envolvió en forma de cartucho.
4. Se ubicó el cartucho en el cuerpo del equipo de Soxhlet. Se agregó éter de petróleo (120 ml a 150 ml, según la capacidad del Soxhlet).

5. Se extrajo la muestra durante 5 horas, utilizando el extractor de Soxhlet a una velocidad de condensación de 5 ó 6 gotas por segundo.
6. Luego se secó el balón con la grasa extraída en una estufa de aire a 105 °C durante 30 minutos.
7. Por último, se enfrió y pesó.

EXPRESIÓN DE LOS RESULTADOS

$$\% \text{ Grasa} = \frac{P_2 - P_1}{PM} \times 100$$

Donde:

P_2 = Peso del balón con grasa

P_1 = Peso del balón vacío

PM = Peso de muestra

3.10.7. DETERMINACIÓN DE PROTEÍNAS. ITINTEC. N.T.N 201.021 (MÉTODO DE KJENDHAL)

La determinación de proteínas para el ungurahui, se desarrolló según la metodología de Kjendhal.

REACTIVOS

- Ácido sulfúrico concentrado (95 % - 97 %).
- Sulfato de cobre (II) pentahidratado o sulfato de cobre anhidro.
- Sulfato de potasio.
- Solución de hidróxido de sodio: Se disolvió 450 g de NaOH en agua, enfrió y se diluyó hasta completar 1L.
- Solución valorada de ácido sulfúrico 0.1 N.

PRIMERA ETAPA: DIGESTIÓN

1. Inicialmente, se pesó 0.25 g de muestra seca. Se adicionó catalizador (2.50 g de sulfato de potasio más 0.125 g de sulfato de cobre). Posteriormente se colocó en el balón de Kjeldhal.

2. Después, se adicionó 8 ml de ácido sulfúrico (H_2SO_4) concentrado.
3. Se calentó el balón suavemente hasta que cese la formación de espuma.
4. Se digirió por ebullición vigorosa hasta que el contenido del balón muestre transparencia y de un color (azul - verdoso con sulfato de cobre pentahidratado e incoloro con sulfato de cobre anhidro). Se agitó suavemente y se continuó el calentamiento por 45 minutos más; el tiempo total de digestión no debe ser menor de 2 horas.
5. La digestión terminó cuando el contenido del balón estuvo totalmente cristalino.
6. Finalmente se preparó un blanco, utilizando solo los reactivos establecidos para la digestión. Se destiló bajo las mismas condiciones establecidas para la muestra.

SEGUNDA ETAPA: NEUTRALIZACIÓN Y DESTILACIÓN

1. Se dejó enfriar la muestra digerida. Luego, se añadió 75 ml de agua destilada y se colocó en el equipo de destilación. En seguida se agregó 200 ml de hidróxido de sodio (NaOH) al 8%.
2. En un matraz se adicionó ácido bórico 8 ml al 4 % + 3 gotas de indicador rojo de metilo + azul de metileno.
3. La destilación se realizó con 50 ml de solución de ácido sulfúrico hasta la coloración verde esmeralda. La solución resultante se trasladó del matraz al Erlenmeyer.
4. Por último, se introdujo la salida de vapor del destilador en la solución de ácido sulfúrico contenido en el Erlenmeyer para atrapar el destilado producido.
4. Se destiló la muestra hasta obtener 40 ml de volumen final del destilado.

TERCERA ETAPA: TITULACIÓN

1. Se tituló con ácido sulfúrico 0.025 N – hasta rosado púrpura. Seguidamente se anotó el gasto.

EXPRESIÓN DE LOS RESULTADOS

- Cálculo del contenido de nitrógeno

El contenido de nitrógeno de la muestra como porcentaje en masa (%N_{total}), es igual a:

$$\%\mathrm{N}_{\mathrm{total}} = \frac{\text{Gasto de la Titulación} \times \text{P.meq (N)} + 0.025\mathrm{N} \times 100}{\mathrm{m}}$$

Donde:

P. meq (N) = Peso miniequivalente del nitrógeno

N = Normalidad

m = Masa en gramos de la muestra.

Cálculo del contenido de proteína

El contenido de proteína se muestra como porcentaje en masa (% total):

$$\%\ \mathrm{Ptotal} = \%\ \mathrm{N} \times 6.25$$

Donde:

% P_{total} = Porcentaje de proteína

% N = Porcentaje de nitrógeno

6.25 Factor para proteínas en general

4.1.1. DETERMINACIÓN DE CARBOHIDRATOS (POR DIFERENCIA)

El contenido de carbohidratos se determinó por diferencia de pesos o de porcentaje, según la siguiente fórmula:

$$\%\ \mathrm{CHO} = 100 - (\%\ \mathrm{H} + \%\ \mathrm{C} + \%\ \mathrm{Gr} + \%\ \mathrm{P})$$

Donde:

H = Humedad

C = Cenizas

Gr = Grasas

P = Proteínas

4.1.2. DETERMINACIÓN DE CALORÍAS (POR CÁLCULO)

Se presenta en dos columnas, expresadas en kilocalorías (Kcal) y en kilojulios (KJ), correspondiendo la equivalencia de 4184 KJ por 1 Kcal. Los valores energéticos fueron calculados empleando los factores de conversión recomendados por la FAO (2002), los cuales son: (1g de proteína = 4 Kcal, 1g de grasa = 9 Kcal, 1g de carbohidratos = 4 Kcal).

$$\text{Kilocalorías} = \text{proteínas (x 4)} + \text{grasa (x 9)} + \text{carbohidratos (x 4)}$$

4.1.3. DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS TOTALES (POR CÁLCULO)

Los resultados obtenidos en el % de humedad, fue utilizado para calcular los sólidos totales, mediante la siguiente fórmula:

$$S.T = 100 - \% H$$

Donde:

% H = Porcentaje de humedad obtenido

4.1.4. DETERMINACIÓN DE AZÚCARES REDUCTORES (POR CÁLCULO)

La determinación de azúcares reductores para el ungurahui, se realizó por cálculo.

PROCEDIMIENTO:

1. Se pesó aproximadamente 10 gramos de la muestra.
2. Luego se colocó en un matraz de 250 ml, en la cual se agregó 90 ml de agua destilada.
3. Se procedió a hervir por 30 minutos. Se agitó durante intervalos de 10,15 y 20 minutos; se filtró y enrasó en una bureta.
4. En otro matraz se colocó 5 ml de Fehling A y 5 ml de Fehling B, al cual se agregó 40 ml de agua destilada.
5. Luego se dejó hervir durante 4 minutos y se añadió 4 gotas de azul de metileno.

6. Se tituló en caliente hasta el cambio de color a rojo ladrillo
7. Se efectuaron los cálculos.

EXPRESIÓN DE LOS RESULTADOS

La cantidad de azúcares reductores se expresaron mg/litro.

$$\text{Azúcares reductores} = \frac{10 \times F}{a}$$

Donde:

10 = Constante

F = Factor (glucosa: 0.4945, levulosa: 0.0537, maltosa: 04710)

a = Gasto de la disolución

4.1.5. DETERMINACIÓN DE FIBRA. A.O.A.C 920.39 (MÉTODO DE DIGESTIÓN)

Para determinar fibra, se empleó el método de digestión. Se utilizó muestra seca y desengrasada. Después fue transferida a una digestión ácida con una solución de ácido sulfúrico al 0.255 N, luego el residuo de este proceso se sometió a una digestión alcalina con solución de hidróxido de sodio al 0.313 N.

PROCEDIMIENTO:

- **Primera Digestión:** Se pesó de 1 a 2 gr de muestra libre de grasa en un matraz, luego se dejó hervir durante 30 minutos con 200 ml de H_2SO_4 al 5%, filtró y lavó con agua destilada hasta neutralizar la acidez.
- **Segunda Digestión:** Se añadió 200 ml de NaOH al 5% y se dejó hervir durante 30 minutos, luego se filtró y lavó con agua destilada caliente el residuo.

Luego se colocó en la estufa por espacio de 2 horas a una temperatura de 105 °C, al término se dejó enfriar y se pesó, finalmente se incineró en la mufla por espacio de 3 horas a una temperatura de 600°C.

EXPRESIÓN DE LOS RESULTADOS

El resultado se expresó en porcentajes.

$$\% \text{ Fibra} = \frac{P_1 - P_2}{PM} \times 100$$

Donde:

P_1 = Peso inicial de la muestra en gramos

P_2 = Peso final de la muestra en gramos

PM = Peso de la muestra

4.2. EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE POR EL MÉTODO 2,2-DIFENIL-1-PICRILHIDRAZIL (DPPH)

La determinación de Actividad Antioxidante (AA) fue siguiendo el método de Brand-Williams *et al*., 1995 [70].

Preparación de la muestra: Se pesó 50 g del extracto etanólico seco, diluyó y aforó a 10 ml con metanol. Se obtuvo una concentración de 5 mg/ml, constituyéndose la solución patrón, a partir de esta dilución se preparó concentraciones a 0.5; 0. 25; 0.1; 0.05 y 0.01 mg/ml, se tomó alícuotas de 1ml (0.5 mg/ml); 0.5 ml (0.25 mg/ml); 0.2 ml (0.1 mg/ml); 0.1 ml (0.05 mg/ml); 0.02 ml (0.01mg/ml) y se aforó a 10 ml con metanol, finalmente se dejó reposar durante 30 minutos protegido de la luz.

Preparación de la solución de DPPH: Se preparó la solución stock de 1mMol de DPPH en metanol al 95 %. Con el stock se preparó la solución de trabajo de 0.1 mMol de DPPH (también usado como blanco). Luego, se agregó en una cubeta de poliestireno de 1 ml 0.025 µl de cada una de las diferentes concentraciones del extracto etanólico y se agregó 0.975 µl de 0.1 mMol de DPPH. Posteriormente fueron realizadas las lecturas de las absorbancias en el espectrofotómetro UV/Vis a una longitud de onda (λ) de 517 nm, leídas a intervalos de 30 segundos durante 5 minutos y realizadas por triplicado [21].

La inhibición del secuestro del radical DPPH por soluciones crecientes de los extractos fue determinada por la siguiente expresión:

$$\text{Inhibición de DPPH \%} = [(Ac-Am)/ Ac] \times 100$$

Donde:

Ac = Es la absorbancia del control (0.1 mM de DPPH).
Am = Es la absorbancia de la muestra (solución creciente de los extractos) en tiempo n.

PREPARACIÓN DEL EXTRACTO ETANÓLICO
El extracto etanólico se reconstituyó con metanol absoluto al 50 % acidificado al 1% con ácido fórmico, para las respectivas diluciones y los ensayos subsiguientes.

4.3. DETERMINACIÓN DE FENOLES TOTALES

La metodología empleada fue de Singleton y Rossi en 1965 [41] modificada por Cuzcano y Vela en el año 2015 [33]. Para la cual se preparó una solución patrón de 0.1 mg/ml de ácido gálico. Seguido, se preparó las diluciones para obtener la curva patrón (0.02, 0.04, 0.06, 0.08, 0.1 mg/ml). A 200 µl del extracto etanólico (p/v) reconstituido de la pulpa por triplicado, se agregó 1.5 ml de agua destilada, 100 µl de reactivo de Folin-Ciocalteu, después de 5 minutos se adicionó 200 µl de solución de carbonato de sodio al 20%, se dejó reposar por 30 minutos a temperatura ambiente protegido de la luz. El blanco se preparó simultáneamente del mismo modo, pero sustituyendo la solución del extracto etanólico por metanol acidificado [21].

Posteriormente, se midió la absorbancia a λ = 765 nm. La concentración de fenoles se cuantificó mediante la ecuación de la curva patrón del ácido gálico, con un coeficiente de correlación de R^2 (regresión lineal) como se observa en la (Figura N° 10) donde la concentración del ácido gálico es de 0.02, 0.04, 0.06, 0.08 y 0.1 mg/ml ($y= 10.315x + 0.0221$; $R^2 = 0.9967$) respectivamente. El resultado se expresó como mg equivalentes de ácido gálico/ml.

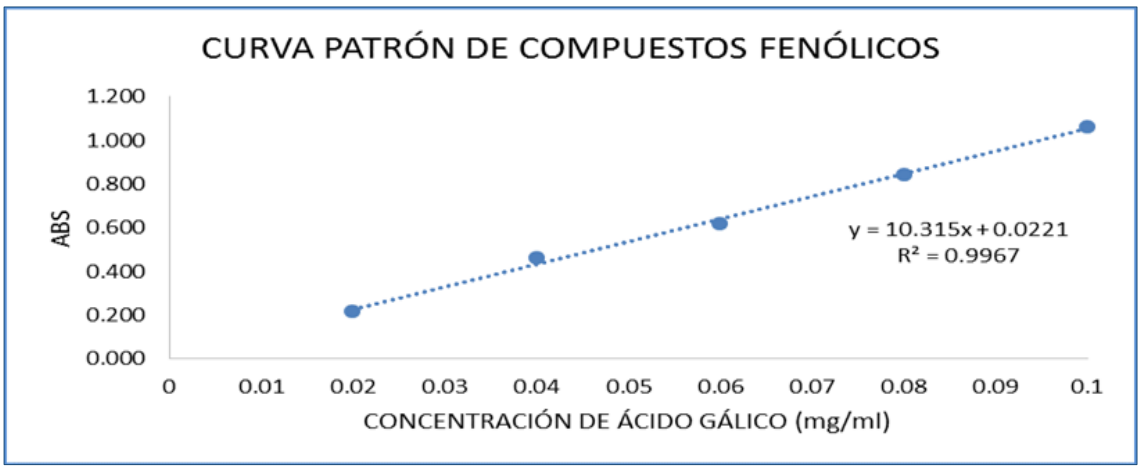


FIGURA N° 10: Curva patrón de ácido gálico para cálculo de fenoles totales

Donde:

Abs = 10.315 * concentración + 0.0221

Aplicando la fórmula, tenemos:

$$\text{Concentración } \mathbf{(g)} = \frac{\text{Abs } (\mathbf{f}) - 0.0221}{10.315} \text{ .....(@)}$$

4.4. DETERMINACIÓN DE TANINOS

La metodología empleada fue la de Valls *et al*., 2000 [71]. Se mezcló 1 ml del extracto con 5 ml de mezcla de vainillina (50 ml de 1 g de vainillina en 100 ml de metanol y 50 ml de ácido fórmico 8 % en Me-OH). El blanco se preparó simultáneamente del mismo modo, pero sustituyendo el extracto por ácido fórmico 8 % en Me-OH. Se efectuó la lectura de absorbancia a λ=500 nm, se homogenizó y dejó reposar por 30 minutos protegido de la luz. El calibrado se realizó con soluciones de (+)-catequina (20, 40, 60, 80, 100 µg/ml) [21].

Los taninos condensados fueron cuantificados mediante la ecuación de la curva estándar de taninos; realizados en las mismas condiciones que se obtuvo de las muestras. Como se observa en la (Figura N° 11) donde las concentraciones de 20, 40, 60, 80, 100 µg/ml (y= 0.01063x + 0.00961; R^2 =0.9964) y la absorbancia respectiva medida a una λ = 500 nm. Esta curva fue empleada para la determinación de taninos en los frutos.

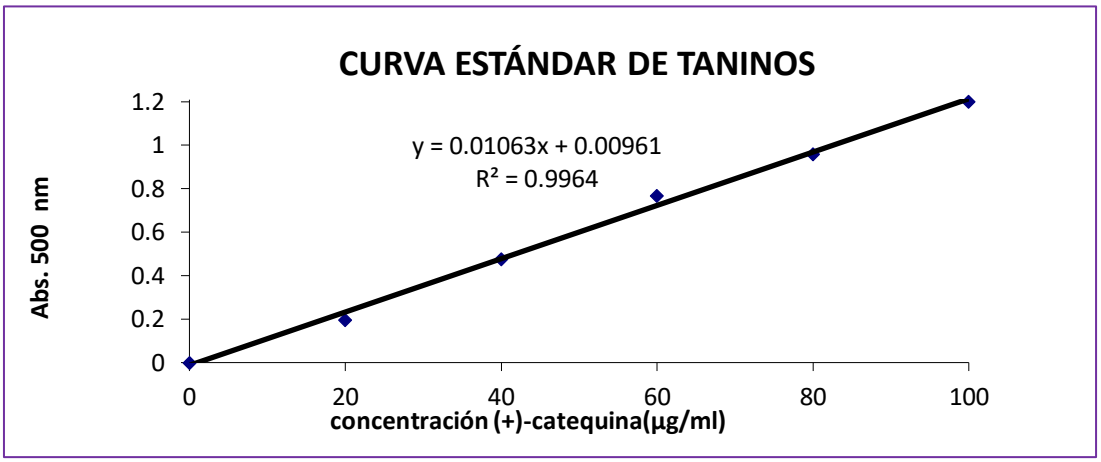


FIGURA N° 11: Curva estándar de taninos para cálculo de taninos

Donde:

Abs = 0.01063 * Concentración + 0.00961

Aplicando la fórmula, tenemos:

Concentración = (Abs - 0.00961) / 0.01063 R = 0.9964

4.5. DETERMINACIÓN DE ANTOCIANINAS, POR EL MÉTODO pH-DIFERENCIAL

La metodología fue empleada por Sotero y García en el año 2009 [56]. La antocianina experimenta una transformación reversible con los cambios de pH manifestado por un llamativo cambio en la absorbancia. La forma oxonium predomina a pH 1 y el hemiacetal a pH 4.5. El pH diferencial es un método basado en la presencia de pigmentos degradables polimerizados y de otros compuestos interferentes.

PROCEDIMIENTO:

Se preparó dos diluciones de las muestras, una con el Buffer de cloruro de potasio pH 1 y otra con el Buffer de acetato de sodio pH 4.5, llevándolas a un volumen de 3 ml, se esperó 15 minutos para que las diluciones se equilibraran. Se realizó un barrido en el espectrofotómetro de λ = 400 a 700 nm, esperando una absorbancia de la muestra entre 0.1 y 1.2 A° y como blanco se utilizó agua destilada.

Para la obtención de la concentración de antocianina se utilizó la fórmula de pH diferencial:

$$A = (A_{\lambda\ vis\text{-}máx.} - A\ \lambda\ 700)\ pH\ 1 - (A_{\lambda\ vis\text{-}máx.} - A\ \lambda\ 700)\ pH\ 4.5$$

Donde:

$A_{\lambda\ vis\text{-}máx.}$ = Es la lectura del pico más alto a pH 1 y pH 4.5

$A_{\lambda\ 700}$ = Es la lectura a λ = 700 nm

Son las lecturas para pH 1 y pH 4.5, para calcular la concentración de la muestra original fue con la siguiente formula:

$$\text{Antocianina monomérica (mg/ 100 g)} = (A * PM * FD * 100) / (\varepsilon * L)$$

Donde:

A = absorbancia

PM = Peso molecular, 449.2 g/mol

FD = Factor de dilución

ε = Coeficiente de extinción molar, 26900 g/mol*cm

L = Longitud de la celda [21].

4.6. DETERMINACIÓN DE FLAVONOIDES

La metodología empleada fue de Sotero y García en el año 2009 [56] con algunas modificaciones. Se realizó mediante la lectura de la absorbancia a λ = 374 nm, del extracto etanólico reconstituido a 3 ml del extracto etanólico, por triplicado, y utilizando agua destilada como blanco.

Para realizar los cálculos del contenido de flavonoides totales, se utilizó el coeficiente de extinción molar de la quercetina como patrón (ε =78,66 g/mol*cm).

$$\text{Flavonoides totales (mg/ 100 g)} = (Abs * FD * 100) / (\varepsilon * W)$$

Donde:
Abs = absorbancia
FD = Factor de dilución
ε = coeficiente de extinción molar
W = Peso de la muestra
En algunos casos la presencia de flavonoides es tan alta que se mide en g/100 g de muestra [21].

4.7. ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO

4.7.1. DETERMINACIÓN DE Aerobios mesófilos. ICMSF 2000 [72]

Se preparó un frasco con 90 ml y tres tubos con 9 ml de agua peptonada para formar las diluciones 10^{-1}, 10^{-2}, 10^{-3} y el control de esterilidad. Se añadió 1 ml de muestra en el frasco de 90 ml, de este frasco se pipeteó 1 ml para vertirlo en la dilución 10^{-2} y sucesivamente hasta la última dilución.

De las diluciones 10^{-1}, 10^{-2}, 10^{-3} se pipeteó 1 ml en placas Petri, luego se añadió aproximadamente 20 ml de agar plate count (PCA). Se dejó enfriar y una vez solidificado se invirtió las placas y se incubó de 35 – 37 °C por 48 horas.
Al cumplirse las 48 horas se realizó la lectura de las colonias de las placas que contenía entre 20 – 200 colonias o 30 – 300 colonias.

4.7.2. DETERMINACIÓN DE *Escherichia Coli*. ICMSF 2000 [72]

Se preparó un frasco con 90 ml y tres tubos con 9 ml de agua peptonada para formar las diluciones 10^{-1}, 10^{-2}, 10^{-3} y el control de esterilidad. Se añadió 1 ml de muestra en el frasco de 90 ml, de este frasco se pipeteó 1 ml para vertirlo en la dilución 10^{-2} y sucesivamente hasta la última dilución. De las disoluciones 10^{-1}, 10^{-2}, 10^{-3} se pipeteó 1 ml para ser añadido en tubos que contenía 10 ml con caldo lauril sulfato (CLS). Se incubó de 35 – 37 °C por 24 – 48 horas.

Al término de las 48 horas se realizó la lectura de los tubos que presentan gas; de los tubos positivos se transfirió con un asa bacteriológica 1 ml en tubos que contenían 10 ml de caldo brilla (CB) y se incubó de 35 – 37 °C por 24 – 48 horas y 10 ml de *Escherichia coli* (*Ec*). Se incubó en baño maría a 44.5 °C por 24 – 48 horas.
Posteriormente de cada tubo positivo de CB y *Ec* se sembró por estría en placas con Agar ENDO o Mac Conkey. Se incubó de 35 – 37 °C por 24 horas. Se tomó una colonia típica (rojas con halo rojo, con o sin brillo metálico) de cada placa y resembró por estría en Agar Nutritivo o Agar Plate Count, se incubó de 35 – 37 °C por 24 horas.

También se seleccionó colonias individuales y se sembró en Agar Nutritivo inclinado o Agar Plate Count y en Caldo Lactosado, se incubó de 35 – 37 °C por 24 horas.
A partir de los cultivos con gas positivos en Caldo Lactosado, se realizó la tinción GRAM, para confirmar la presencia de bacilos GRAM negativos no esporulados. A partir, de los cultivos de Agar Nutritivo o Agar Plate Count inclinado realizar las pruebas bioquímicas IMVIC:

- Indol (KOVACS): Se inoculó tubos de caldo triptona con los cultivos puros y se incubó de 35 – 37 °C por 24 horas. Luego se añadió a cada tubo 0.2 o 0.3 ml de reactivo de Kovacs, se agitó y dejó reaccionar por 10 minutos y se observó los resultados.

CARACTERÍSTICAS	RESULTADOS
Anillo color rojo oscuro o grosella	+
Anillo color anaranjado	±
Anillo color amarillo	

Tabla N° 09: Prueba de indol (KOVACS) [72]

- Prueba del rojo de metilo: Se inoculó tubos de caldo MRVP con los cultivos puros y se incubó de 35 – 37 °C por 5 días. Luego se añadió a cada tubo 5 gotas de rojo de metilo. Se agitó y observó los resultados.

CARACTERÍSTICAS	RESULTADOS
Color rojo	+
Colores intermedios	±
Color amarillo	

Tabla N° 10: Prueba de rojo de metilo [72]

- Prueba de Voges Proskauer: Se inoculó tubos de caldo MRVP con los cultivos puros y se incubó de 35 – 37 °C por 48 horas. Luego se añadió a cada tubo 0.6 ml de alfa naftol y 0.2 ml de KOH al 40 %, agitó y dejó en reposo por 2 – 4 horas. Se observó los resultados.

CARACTERÍSTICAS	RESULTADOS
Color rosado de eosina	+
Color amarillo	

Tabla N° 11: Prueba de Voges Proskauer [72]

- Prueba Citrato de Sodio: Se inoculó tubos de Agar Citrato Simmons con los cultivos puros con un alambre recto por picadura y estría, se incubó de 35 – 37 °C por 24 – 48 horas. Finalmente se observó el resultado.

CARACTERÍSTICAS	RESULTADOS
Crecimiento visible y cambio de color verde claro a azul de prusia	+
No hay crecimiento visible y cambio de color	

Tabla N° 12: Prueba Citrato de Sodio [72]

4.7.3. DETERMINACIÓN de *Salmonella sp*. ICMSF 2000 [72]

En un frasco con 250 ml de Caldo Lactosado se agregó 25 gramos de muestra y se incubó de 35 – 37 °C por 24 horas. Al término de la incubación se pipeteó 1 ml en tubos que contenía Caldo Rappaport. Se incubó de 35 – 37 °C por 24 horas y Caldo de Tetrationato. Posteriormente se incubó en baño maría a 43 °C por 24 horas.

Luego se sembró en placas que contenía:

- Agar Bismuto – Sulfato: Se identificaron colonias con centro negro, borde claro, precipitado negro con brillo metálico alrededor ("ojo de conejo" u "ojo de pez").
- Agar Salmonella – Shiguella: Se identificaron colonias pequeñas, entre incoloras y rosa pálido, opacas y traslúcidas. Algunas cepas dieron colonias con centro negro (FeS). El medio cambió al amarillo.

Características morfológicas, pruebas bioquímicas, confirmación serológica. A partir de cada cepa a realizar:

-Tinción de Gram: Bacilo coco Gram negativo sin esporas.

-Prueba de oxidasa: Oxidasa (-).

-TSI, LIA: Se sembró por punción y en superficie. Se incubó a 37 ºC por 24 horas.

MEDIO DE CULTIVO	PROFUNDIDAD	SUPERFICIE INCLINADA
TSI	Amarillo o negro, con o sin ruptura del agar por formación de gas	Rojo o sin variación
LIA	Violeta o negro (negro en la mayoría de los casos)	Violeta. Salmonella es lisina decarboxilasa (+)

Tabla N° 13: Prueba TSI, LIA [72]

- Se inoculó un tubo de caldo triptona. A continuación, se incubó por 24 h a 37 °C. Indol (-).
- Luego, se inoculó en un tubo de caldo Clark y Lubs (RMVP). Finalmente, se incubó por 24 h a 37°C. Voges Proskauer (-).

CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. EVALUACIÓN BROMATOLÓGICA DE *Oenocarpus Bataua* C. (UNGURAHUI)

5.1.1. ANÁLISIS FÍSICO-QUÍMICO

Para el análisis físico-químico, el fruto de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) fue secado a temperatura ambiente. Se obtuvo valores de acidez total de 0.21%, pH de 5.80 y sólidos solubles totales de 2.00 °Brix. No se registran estudios relacionados sobre estos análisis.

ANÁLISIS	RESULTADOS
Acidez total-(ácido cítrico)	0.21 %
pH (25 °C)	5.80
Sólidos solubles totales	2.0 °Brix

Tabla N° 14: Análisis físico-químico de la especie *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

5.1.2. ANÁLISIS PROXIMAL

COMPONENTES	(Carbajal y Torres, 2016) Pulpa seca	Pulpa fresca[73]	Pulpa fresca[74]	Pulpa fresca[75]
Calorías	330.56 Kcal	307 Kcal		524.2 Kcal
Humedad	40.55 %	41.7 %		9.7 %
Cenizas totales	0.96 %	0.8 %	2.20 %	1.7 %
Grasas	19.32 %	21.1 %		10.7 %
Proteínas Totales	3.56 %	2.8 %	2.15 %	4.4 %
Carbohidratos Totales	35.61 %	33.6 %	42.00 %	
Sólidos Totales	59.45 %			
Azúcares Reductores	0.12 4			
Fibra total	9.59 %		3.35 %	42.2 %

Tabla N° 15: Análisis proximal del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) comparación con otras fuentes

En la Tabla N° 15 se muestra el análisis proximal del fruto del *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) expresados en 100 gramos de muestra, comparados por diferentes investigadores.

El contenido de energía expresada en kilocalorías presenta una desviación estándar de 97.31%. Así mismo, los contenidos de humedad reportan una desviación estándar de 14.82%. En cuanto al contenido cenizas totales la desviación estándar es 0.55%.

Referente al contenido de grasas la desviación estándar es de 4.58%, para el contenido de proteínas totales la desviación estándar es de 0.84%, en lo que respecta a los carbohidratos totales, la desviación estándar es 3.58%. El resultado obtenido a fibra total presentó una desviación estándar de 13.03%.

No se realizaron análisis de los sólidos totales y azúcares reductores porque no se reportaron datos.

Reyes *et al.,* 2009 reportó los siguientes datos para energía (307 Kcal), humedad (41.7%), proteínas (2.8%), grasa (21.1%), carbohidratos totales (33.6%), cenizas (0.8%). Resultados cercanos a los obtenidos en el estudio [73].

Belén *et al.,* 2001 estudió el valor nutritivo del fruto de ungurahui. Destaca su contenido en cenizas totales (2.20%), proteínas totales (2.15%) y carbohidratos totales con un valor de (42.00%) [74]. A diferencia de Escriche *et al.,* 1999, reportó en su investigación los siguientes resultados: Calorías (524.2 Kcal), proteínas totales (4.4%) y fibra total con un valor de (42.2%). Como se puede observar son datos superiores a los encontrados en el estudio [75].

5.1.3. ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO

ANÁLISIS	**RESULTADOS**	**REFERENCIA**
	Oenocarpus bataua C. (ungurahui)	NTS N° 071-MINSA/DIGESA V.01.2008 [76]
Recuento de bacterias aerobios mesófilos (ufc/g a 35 °C)	1.8×10^4	10^4 - 10^6
Escherichia coli (NMP/g)	< 3	10 - 10^2
Salmonella sp	Ausencia en 25 gramos de muestra	Ausencia en 25 gramos de muestra

TABLA N° 16. Análisis microbiológico de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) [77]

En la tabla N° 16 se muestra los resultados obtenidos en el análisis microbiológico, indica que la pulpa y cáscara fresca de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) se encuentra dentro del rango de aceptación según NTS N° 071–MINSA/DIGESA – V.01. Grupo: XIV – Frutas, hortalizas, frutos secos y otros vegetales. XIV.2 [76]. Es decir, la pulpa de la materia prima es un alimento inocuo. No se reportaron estudios relacionados sobre este tipo de análisis.

5.2. EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE

5.2.1. DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE *Oenocarpus batua* C. (UNGURAHUI)

Número de Lecturas	Promedio Solución DPPH (1mM) A°	Extracto etanólico de *Oenocarpus bataua* C (ungurahui) / muestra-seca					
		Concentraciones					
		5 mg/ml	0.5 mg/ml	0.25 mg/ml	0.1 mg/ml	0.05 mg/ml	0.01 mg/ml
1	0.820	0.564	0.779	0.786	0.789	0.796	0.805
2	0.810	0.568	0.772	0.787	0.788	0.796	0.806
3	0.810	0.556	0.763	0.785	0.788	0.796	0.805
4	0.808	0.502	0.746	0.785	0.788	0.795	0.805
5	0.808	0.448	0.732	0.784	0.787	0.794	0.804
6	0.808	0.465	0.701	0.783	0.787	0.793	0.803
7	0.807	0.454	0.703	0.780	0.784	0.793	0.802
8	0.807	0.455	0.688	0.780	0.779	0.791	0.802
9	0.807	0.454	0.674	0.779	0.778	0.790	0.802
10	0.807	0.454	0.649	0.778	0.779	0.791	0.799
Promedio A°	0.809	0.492	0.721	0.783	0.785	0.794	0.803
Porcentaje de Inhibición, %		**39.22**	**10.96**	**3.29**	**3.06**	**1.96**	**0.75**

TABLA N° 17: Promedios de las repeticiones y lecturas realizadas al fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

En la Tabla N° 17 se muestra los promedios de las lecturas a diferentes concentraciones del extracto del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui). Se obtuvo de 30 lecturas por cada concentración (ver anexos N° 01,02 y 03).

MUESTRA de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)						
CONCENTRACIONES [mg / ml]	5	0.5	0.25	0.1	0.05	0.01
PROMEDIO DE ABSORCIÓN [A°]	0.492	0.721	0.783	0.785	0.794	0.803
% DE INHIBICIÓN	**39.22**	**10.96**	**3.29**	**3.06**	**1.96**	**0.75**

TABLA N° 18: Porcentaje de inhibición del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

En la Tabla N° 18 se observa el porcentaje de inhibición con las debidas concentraciones donde la actividad antioxidante superior al 25% según Tovar en el año 2013, dato que usamos como referencia [78] se encontró en concentraciones de 5 mg/ml con un valor de 39.22% de inhibición. Este resultado indica que la pulpa y cáscara seca presenta actividad antioxidante (AA).

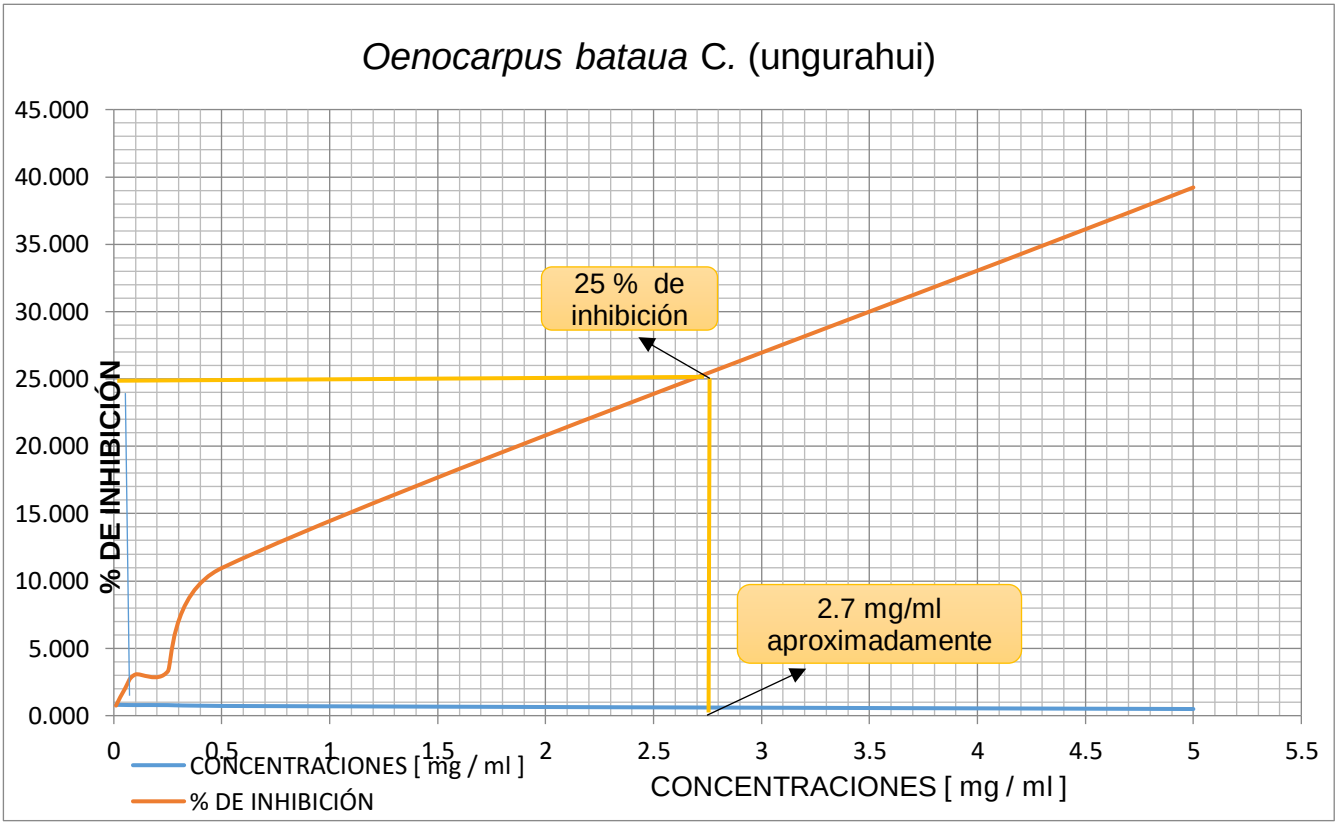


FIGURA N° 12: Porcentaje de inhibición a diferentes concentraciones del fruto de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

En la Figura N° 12 se observa el comportamiento de la actividad antioxidante del fruto en la cual se determinó que la concentración inhibitoria mínima de 25 % de actividad antioxidante es 2.7 mg/ml aproximadamente. El resultado indica que en esta concentración se inicia actividad antioxidante (AA) de la pulpa y cáscara seca de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui).

Tauchen *et al.,* 2016 determinó la composición fenólica, actividades antioxidantes y antiproliferativos de plantas comestibles y medicinales de la Amazonía peruana. Reportó los siguientes resultados para *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui): DPPH = 903.8 ± 158.1 y ORAC = 1024.4 ± 69. µg TE / mg de extracto, valores inferiores a los encontrados en el estudio [79].

Camacho y Carhuapoma en el año 2015 empleó el método del radical estable 2,2- difenil-1-picril hidrazilo (DPPH). Mostró los siguientes resultados para la actividad antioxidante de 68.42; 91.38; 87.88 y 85.12 % a las concentraciones de 6, 8, 10 y 12 % respectivamente. Indicó valores superiores a los obtenidos en la presente investigación [5].

A diferencia de Rezaire *et al*., 2014 en un estudio para determinar la actividad antioxidante de la fruta *Oenocarpus bataua*, obtuvo los siguientes resultados en las pruebas de DPPH (2292.5 ± 122.77 TEq µmol/100 g) y ORAC (10482 ± 89.6 TEq µmol/100 g) en peso fresco. Como se puede observar son valores bajos a los obtenidos en el estudio [80].

Estas variaciones se deben a los efectos de la concentración de los antioxidantes y dependen de muchos factores, tales como la estructura del antioxidante, condiciones de oxidación y la naturaleza de la muestra a ser oxidada [37].

5.3. DETERMINACIÓN DE ANTIOXIDANTES

5.3.1. EVALUACIÓN DE FENOLES TOTALES DEL FRUTO *Oenocarpus bataua* C. (UNGURAHUI)

Tipo de muestra	Código	Repetición	Masa Alicuota de extrato seco	Masa Alicuota de extrato seco	Volumen Enrrazado 1	Alicuota (ml)	Volumen Enrrazado 2	Factor de dilución	Alicuota en el tubo	lectura en el Espectofotómetro	concentración FT	concentración FT	concentración FT	concentración FT	MEDIA FT	DS
			(g)	(mg)	(ml)		(ml)		(mL)	Abs.765 nm	mgGAE/mL	mgGAE	mgGAE/mg Alicuota extrato seco	mgGAE/100 g muestra original	mgGAE/100 g muestra original	
			a	b = a*1000	c	d	e	f=e/d	g	h	i= @	j = i* c	k= j / a	j = h/a		
UNGURAHUI 1	Extracto 1	R1	0.0500	50.00	60.00	1.000	1.000	1.000	0.200	0.315	0.028	1.704	34.075	102.224		
		R2	0.0500	50.00	60.00	1.000	1.000	1.000	0.200	0.316	0.028	1.710	34.191	102.573	102.340	0.201
		R3	0.0500	50.00	60.00	1.000	1.000	1.000	0.200	0.315	0.028	1.704	34.075	102.224		
UNGURAHUI 2	Extracto 2	R1	0.0500	50.00	60.00	1.000	1.000	1.000	0.200	0.315	0.028	1.704	34.075	102.224		
		R2	0.0500	50.00	60.00	1.000	1.000	1.000	0.200	0.316	0.028	1.710	34.191	102.573	102.340	0.201
		R3	0.0500	50.00	60.00	1.000	1.000	1.000	0.200	0.315	0.028	1.704	34.075	102.224		
UNGURAHUI 3	Extracto 3	R1	0.0500	50.00	60.00	1.000	1.000	1.000	0.200	0.316	0.028	1.710	34.191	102.573		
		R2	0.0500	50.00	60.00	1.000	1.000	1.000	0.200	0.315	0.028	1.704	34.075	102.224	102.340	0.201
		R3	0.0500	50.00	60.00	1.000	1.000	1.000	0.200	0.315	0.028	1.704	34.075	102.224		
														TOTAL	102.340	0.201

TABLA N° 19: Contenido de fenoles totales del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

En la Tabla N° 19 se muestra el contenido de fenoles totales realizadas con la metodología mencionada en la teoría, en ella se observa el valor de 102.34 ± 0.20 mg EAG/100 g muestra original, siendo un promedio de las mediciones. No se reportó trabajos anteriores sobre este análisis. La actividad antioxidante de los fenoles es el origen de funciones biológicas tales como la antimutagénica, anticancerígena y antienvejecimiento [82].

5.3.2. EVALUACIÓN DE TANINOS DEL FRUTO *Oenocarpus bataua* C. (UNGURAHUI)

Tipo de muestra	Código	repetición	Masa Alicuota del extrato seco	Masa Alicuota del extrato seco	Volumen Enrrazado 1	Alicuota en el tubo	lectura en el Espectofotómetro	concentración taninos	concentración taninos	concentración taninos	concentración taninos	concentración taninos	MEDIA concentración taninos	DS
			(g)	(mg)	(ml)	(mL)	Abs.500 nm	µg (+)-Catequina/mL	mg (+)-Catequina/mL	mg (+)-Catequina	mg (+)-catequina/g alicuota extrato seco	mg (+)-catequina/ 100 g muestra original	mg (+)-catequina/ 100 g muestra original	
			a	b = a*1000	c	e	f	g = @	g = @	h = g* c	i= h / b	j = h/a		
UNGURAHUI 1	Extracto 1	R1	0.0500	50.00	20.00	0.200	0.031	2.012	0.002	0.040	0.805	2.415		
		R2	0.0500	50.00	20.00	0.200	0.030	1.918	0.002	0.038	0.767	2.302	2.377	0.065
		R3	0.0500	50.00	20.00	0.200	0.031	2.012	0.002	0.040	0.805	2.415		
UNGURAHUI 1	Extracto 1	R1	0.0500	50.00	20.00	0.200	0.030	1.918	0.002	0.038	0.767	2.302		
		R2	0.0500	50.00	20.00	0.200	0.031	2.012	0.002	0.040	0.805	2.415	2.339	0.065
		R3	0.0500	50.00	20.00	0.200	0.030	1.918	0.002	0.038	0.767	2.302		
UNGURAHUI 1	Extracto 1	R1	0.0500	50.00	20.00	0.200	0.031	2.012	0.002	0.040	0.805	2.415		
		R2	0.0500	50.00	20.00	0.200	0.031	2.012	0.002	0.040	0.805	2.415	2.415	0.00
		R3	0.0500	50.00	20.00	0.200	0.031	2.012	0.002	0.040	0.805	2.415		
												TOTAL	2.377	0.07

TABLA N° 20: Contenido de taninos del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

En la tabla N° 20 se muestra el contenido de taninos con un valor de 2.38 ± 0.07 mg (+)-catequina/100g de muestra original, según Rezaire *et al*., 2014 el resultado obtenido en su investigación dio un contenido de procianidinas alrededor del 18 ± 0.3 mg / g en pulpa seca de ungurahui y de 12.6 ± 0.2 m / g en pulpa fresca de ungurahui [80]. Como se puede observar los valores son superiores a los obtenidos en el trabajo, la cual se debe a las diferentes condiciones ambientales del fruto, el tipo de extracción y concentración a emplearse en los análisis respectivos.

5.3.3. EVALUACIÓN DE ANTOCIANINAS DEL FRUTO *Oenocarpus bataua* C. (UNGURAHUI)

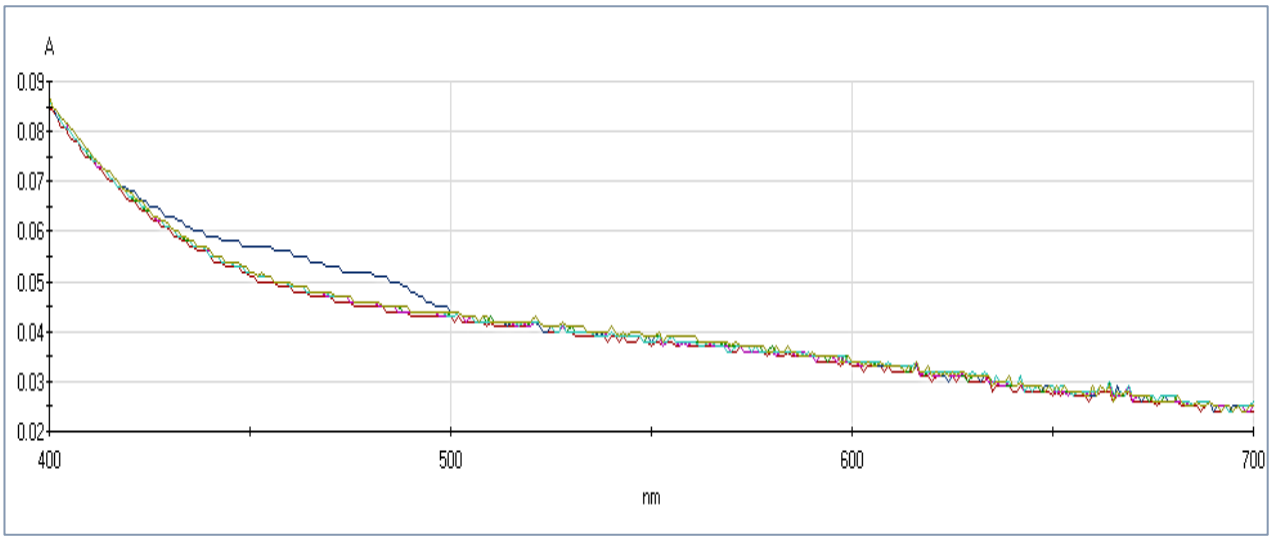


FIGURA N° 13: Absorción del extracto etanólico del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) de 400 a 700 nm a pH 4.5 para la determinación de antocianinas

En las Figuras N° 13 se muestra el espectro de absorción a pH 4.5 del extracto etanólico del fruto de ungurahui, realizado por un barrido de absorción a λ de 400 a 700 nm, en ella se observan absorciones en forma de hombro entre λ de 530 a 560 nm, indicativos claro de presencia de antocianinas.

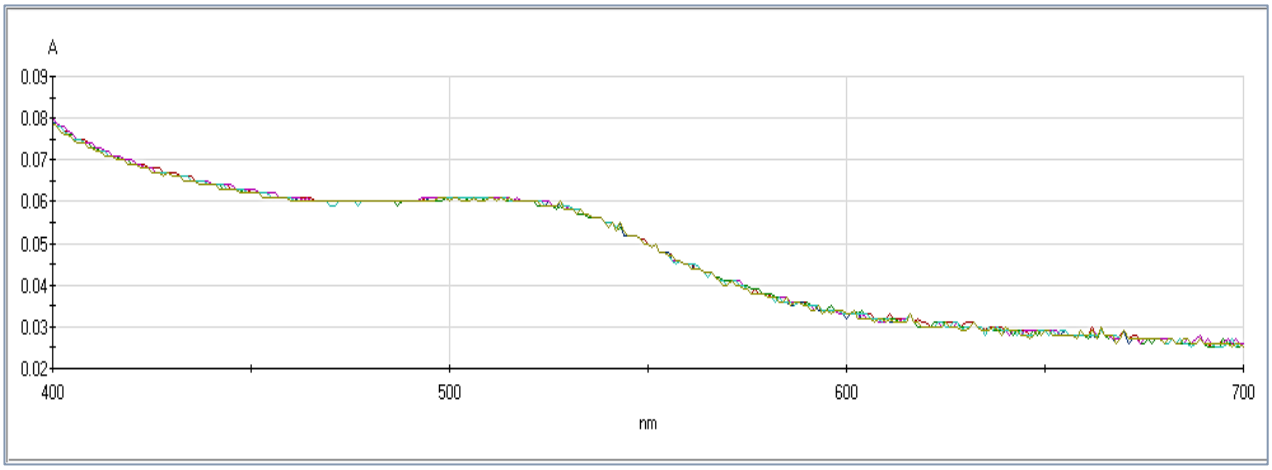


FIGURA N° 14: Absorción del extracto etanólico del fruto de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) de 400 a 700 nm a pH 1 para la determinación de antocianinas

En la Figura N° 14 muestra el espectro de absorción a pH 1.0 del extracto etanólico del fruto de ungurahui, realizado por un barrido de absorción a λ de 400 a 700 nm; se observan absorciones en forma de hombro entre λ 490 a 510 nm respectivamente, lo cual indica presencia de antocianinas.

Tipo de muestra	Código	repetición	ABS = λ Vis-máx pH 1	ABS = λ Vis-máx nm pH 4.5	ABS = 700 nm pH 1	ABS = 700 nm pH 4.5	A = (a-c)-(b-d)	PM	FD	ε	L	Concentración de Antocianinas	Media Antocianinas	SD
			(a)	(b)	(c)	(d)		g/mol		L/cm*mol	cm	mgCianidina-3-glucosido/ 100 g muestra original	mgCianidina-3-glucosido/ 100 g muestra original	
UNGURAHUI	Extracto 1	R1	0.0610	0.0420	0.025	0.025	0.0190	449.2	3.0	26,900.0	1.0	2.2844		
		R2	0.0600	0.0420	0.025	0.025	0.0180	449.2	3.0	26,900.0	1.0	2.1642	2.2043	0.0694
		R3	0.0610	0.0430	0.025	0.025	0.0180	449.2	3.0	26,900.0	1.0	2.1642		
UNGURAHUI	Extracto 1	R4	0.0610	0.0440	0.025	0.025	0.0170	449.2	3.0	26,900.0	1.0	2.0439		
		R5	0.0600	0.0420	0.025	0.025	0.0180	449.2	3.0	26,900.0	1.0	2.1642	2.0840	0.0694
		R6	0.0600	0.0430	0.025	0.025	0.0170	449.2	3.0	26,900.0	1.0	2.0439		
												TOTAL	2.1441	0.07

TABLA N° 21: Absorciones y cálculo de antocianinas presentes en el fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

En la Tabla N° 21 se muestran absorbancias por triplicado de pequeños picos más representativos. Se obtuvo entre 400 a 700 nm (ver anexo N° 04) que aparecen en las figuras 13 y 14 del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) a pH 1 y pH 4.5 y valores fijos a 700 nm a los pHs. La cantidad promedio obtenido de antocianinas aplicando la formula descrita en la metodología fue de 2.14 ± 0.07 mg de cianidina-3-glucosido/100 g de (muestra original), según Rezaire *et al*., 2014 quien reporta que la pulpa de ungurahui tiene un contenido de antocianinas de (680.4 ± 26.6 mg cianidina-3-O-glucósido equivalentes por kilogramo de peso fresco) [80].

Este resultado indicó valores superiores a los encontrados en esta investigación, pero que difieren por diversas técnicas de extracción utilizadas. Las antocianinas son bioactivos importantes que tienen funciones y acciones biológicas, que incluye actividad oxidante, que promueve la prevención de enfermedades crónico-degenerativas [81].

5.3.4. EVALUACIÓN DE FLAVONOIDES DEL FRUTO *Oenocarpus bataua* C. (UNGURAHUI)

Los flavonoides presentes en el fruto de la especie *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) fue determinado por absorción a λ=374 nm. El dato se consigna en la (Tabla N° 22) se obtuvo 0.37 ± 0.00 g quercetina/100g (muestra original). No se reportó estudios relacionados a la investigación.

Tipo de muestra	Código	repetición	ABSORBANCIA	PM	FD	ε	L	Concentración de Flavonoides	Media Flavonoides	SD
			374 nm	g/mol		L/cm*mol	cm	mg quercetina/100 g muestra original	mg quercetina/100 g muestra original	
UNGURAHUI	extrato 1	R1	0.008	302.236	10.00	78.66	1.00	0.37		
		R2	0.008	302.236	10.00	78.66	1.00	0.37	0.37	0.00
		R3	0.008	302.236	10.00	78.66	1.00	0.37		
UNGURAHUI	extrato 1	R4	0.008	302.236	10.00	78.66	1.00	0.37		
		R5	0.008	302.236	10.00	78.66	1.00	0.37	0.37	0.00
		R6	0.008	302.236	10.00	78.66	1.00	0.37		
UNGURAHUI	extrato 1	R7	0.008	302.236	10.00	78.66	1.00	0.37		
		R8	0.008	302.236	10.00	78.66	1.00	0.37	0.37	0.00
		R9	0.008	302.236	10.00	78.66	1.00	0.37		
								TOTAL	**0.37**	0.00

TABLA N° 22: Determinación de flavonoides del fruto de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

La capacidad de los flavonoides para ser considerados antioxidantes eficaces depende de tres factores: de su potencial quelante de metal (que es fuertemente dependiente de la disposición de hidroxilos y el grupo carbonilo alrededor de la molécula); de la presencia de hidrógeno (donador de electrones sustituyentes, capaces de reducir los radicales libres) y, de su capacidad de los flavonoides de deslocalizar el electrón desapareado que conduce a la formación de un radical fenoxilo estable.

La acción antioxidante, es decir el mecanismo preventivo y el mecanismo que rompe la cadena, se postulan como responsables de la elevada actividad de flavonoides [83].

Los flavonoides, por acción de la captura del radical libre, ejercen un efecto protector en los daños del tejido isquémico por perfusión y por acción como antioxidante. Exhiben varios efectos benéficos, entre ellos propiedades antiinflamatorias, antialérgicas, antivirales y anticancerígenas. También se ha sugerido un rol protector en enfermedades del hígado, cataratas y enfermedades cardiovasculares [44].

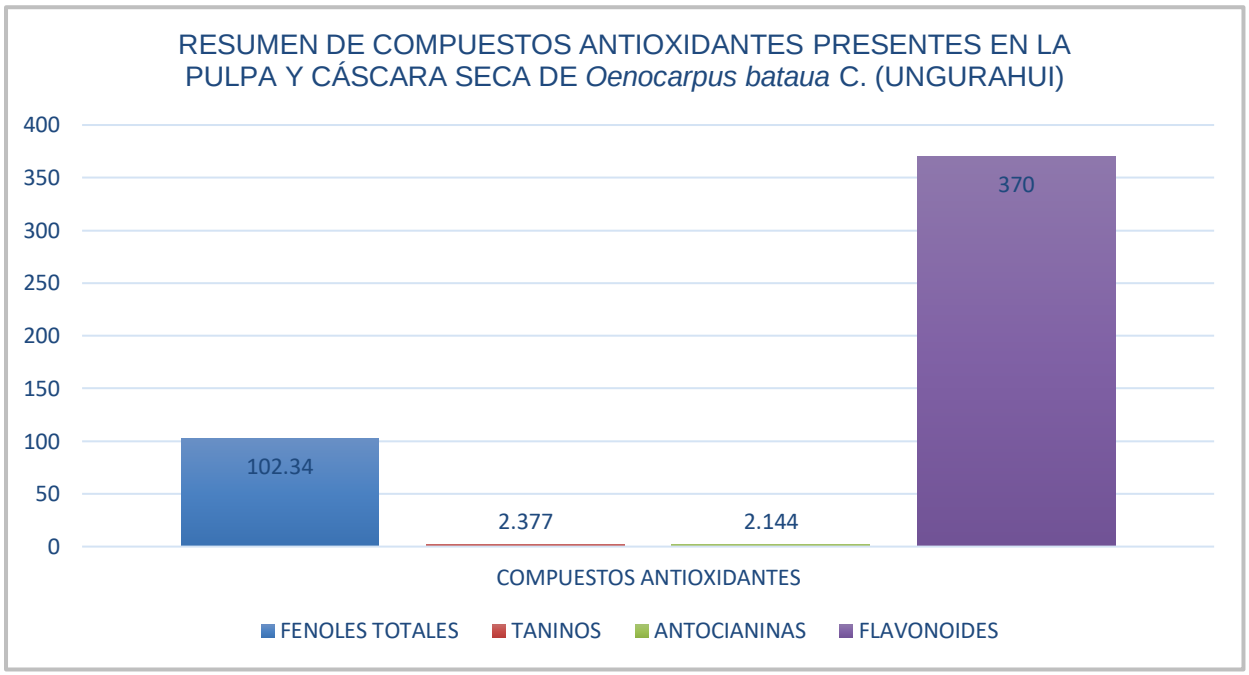


FIGURA N° 15: Resumen de los análisis de compuestos antioxidantes presentes en la pulpa y cáscara seca de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

En la figura N° 15 se observa mayor cantidad de flavonoides. En concentración de 370 mg quercetina/100 g (muestra original) seguidamente de fenoles totales con una concentración de 102.34 mg GAE/100 g (muestra original). Así mismo, a los taninos con una concentración de 2.377 mg (+)-catequina/ 100 g (muestra original) y antocianinas con una concentración de 2.144 mg Cianidina-3-glucosido/ 100 g (muestra original); ver concentraciones a detalle (ver anexos N° 05, 06, 07 y 08).

Finalmente, este resultado muestra que los antioxidantes con mayor presencia en el ungurahui, son los flavonoides.

CAPÍTULO V: CONCLUSIONES

6. CONCLUSIONES

Los análisis físico-químico y proximal obtenidos en este trabajo evidencian un contenido elevado de proteínas y calorías en pulpa y cáscara seca de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) que los reportados hasta ahora en otras investigaciones.

La pulpa y cáscara seca de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) demostró tener una alta capacidad antioxidante y por consiguiente posee activos que contrarrestan la producción de radicales libres en el organismo.

La actividad antioxidante (AA) de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) se debe a la presencia en orden decreciente de flavonoides, fenoles totales, posteriormente en cantidades pequeñas de taninos y antocianinas. La capacidad inhibitoria nos indica que, a cantidades superiores de consumo de esta fruta, se obtendrá mayor capacidad antioxidante.

La metodología empleada en el análisis microbiológico, demostró que el proceso seguido es la forma apropiada de obtener pulpa y cáscara inocua.

La especie *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui), originaria de la Amazonía peruana, presenta valores nutricionales y compuestos fenólicos que sugieren la necesidad de industrializarlo para aprovechar al máximo sus propiedades.

CAPÍTULO VI: RECOMENDACIONES

7. RECOMENDACIONES

Para trabajos futuros se recomienda realizar estudios por separado de la pulpa y cáscara, como también de las otras partes de la palmera de *Oenocarpus bataua* C (hojas, semillas y raíces) para determinar los análisis físico-químico, proximal, contenido de minerales y análisis de antioxidantes.

Se recomienda realizar estudios aplicando métodos cuantitativos ABTS y ORAC que busquen determinar cuáles son los compuestos con actividad antioxidante presentes en el *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui).

Realizar estudios sobre los beneficios que brinda el consumo de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) incluyendo la función que cumplen los compuestos fenólicos como antioxidantes frente a diferentes enfermedades.

Se recomienda seguir investigando acerca de nuevas presentaciones de la pulpa y cáscara de esta fruta como alimento funcional.

CAPÍTULO VII: REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

8. REFERNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Balslev H, Grandez C, Paniagua N, Moller A, Lykke S. Palmas (Arecaceae) útiles en los alrededores de Iquitos, Amazonía Peruana. rev. perú.biol. 2008; *15* (1):121-32.

2. Brack EA. *Diccionario Enciclopédico de Plantas Útiles del Perú*. Cuzco: Centro de Estudios Regionales y Andinos Bartolomé de las Casas; 1999. p. 125-128.

3. Trevejo E. Avances en la investigación en frutos oleaginosos de la Amazonía Peruana. Ed. Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología. CONCYTEC-UNAP. 2003. p. 283-284.

4. Pastore F, Fernandes V, Petry AC, Martinez R, Costa E, Ferreira FH. Plantas da Amazonia para Produção Cosmética: uma abordagem química - 60 espécies do extrativismo florestal não-madeireiro da Amazônia. Brasília: Universidad de Brasilia; 2005.

5. Camacho Cervantes RM, Carhuapoma Yance M. Evaluación de la Actividad Antioxidante e Irritabilidad Dérmica del Aceite de Ungurahui (*Oenocarpus bataua Mart*) para uso cosmético. Tesis. Lima-Perú; 2015. p. 14-35.

6. Pandey KB, Rizvi SI. Polifenoles de las plantas como antioxidantes dietéticos en la salud humana y la enfermedad. Medicina oxidativo y Celular de la longevidad.2009.*2* (5):270-278.

7. Balick MJ. *Jessenia y Oenocarpus*: Palmas aceiteras neotropicales dignas de ser domésticas. Roma: Organización de la Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación.1992.p.130.

8. Díaz J, Ávila L. Sondeo del mercado mundial de Aceite de Seje *(Oenocarpus bataua)*. Bogotá: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt; 2002.p 4-9.

9. Castaño N, Cárdenas D, Otavo E. Ecología, aprovechamiento y manejo sostenible de nueve especies de plantas del departamento del Amazonas, generadoras de

productos maderables y no maderables. Bogotá: Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas; 2007. p. 20.

10. Montufar R, Laffargue A, Pintaud J, Hamon S, Avallone S, Dussert S. Oenocarpus bataua Mart, (Arecaceae): Rediscovering a Source of High Oleic Vegetable Oil from Amazonia. J Am Oil Chem Soc. 2010; 87 (2):167-72.

11. Da Cruz A, Darnet S, Meller L. Perfiles de ácidos grasos y tocoferol contenido de buriti (Mauritia flexuosa), patawa (Oenocarpus bataua), tucumán (Astrocaryum vulgare), mari (Poraqueiba paraensis) y Inajá (Maximiliana maripa) frutos. Revista de la Sociedad Química de Brasil. 2010; 21 (10): 2000-2004.

12. Gonzáles A, Torres GM. Manual de producción de plantones de *Oenocarpus bataua* C. Martius "Ungurahui". Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana–IIAP. 2011:45-48.

13. Villachica H. Frutales y hortalizas promisorios de la Amazonia. Lima: Tratado de Cooperación Amazónica, Secretaria Pro – Tempore; 1996. p.26.

14. Balick MJ. Systematics and economic botany of the *Oenocarpus-Jessenia* (Palmae) complex. Advances in economic Botany 3. New York: Botanical Garden Bronx; 1986.p. 225-250.

15. Torres E. Procesamiento de frutos y extracción artesanal del aceite vegetal de la palmera de ungurahua. Manual de Buenas Prácticas de Recolección. Macas, Ecuador: Fundación Chankuap; 2013. p. 50.

16. Salazar DE M. Belén, Jiménez D, Pino NK. Características fisicoquímicas del aceite de la semilla de la coroba (*Jessenia polycarpa Karst*). Grasas y Aceites. Venezuela; 2004. Vol.55. Fasc. 4, 423-427.

17. Galeano G. Las palmas de la región de Araracuara. Estudios en la Amazonia Colombiana; Instituto de Ciencias Naturales Universidad Nacional de Colombia: Programa Tropenbos. 1992. p. 215.

18. Zumbado H. Análisis químico de los alimentos-Métodos clásicos: Instituto de Farmacia y Alimentos. Universidad de la Habana-Cuba. 2004. p. 7.

19. Krinsky NI. Mecanismo de acción de antioxidantes biológicos; 1992. p.6.

20. Coppen PP. El uso de antioxidantes, en rancidez en los Alimentos, Allen JC y Hamilton RJ. Eds. Applied Science Publishing Company. Londres; 1983: 67-87.

21. Zurita Rodríguez CK, Zambrano Tello JE. Evaluación de antioxidantes fenólicos presentes en la madera y hojas de *brosimum rubescens* (palisangre). Tesis. Iquitos-Perú; 2015. p.14-50.

22. Mayor-Oxilia R. Estrés Oxidativo y Sistema de Defensa Antioxidante. R. Rev. Inst. Med. Trop. 2010; 5(2):23-29.

23. Benítez D. Vitaminas y oxidorreductasas antioxidantes: defensa ante el estrés oxidativo. Rev Cubana Invest Biomed. 2006; *25*(2):24-27.

24. Eiberger W, Volkmer B, Amouroux R, Dherin C, Radicella JP, Epe B. Oxidative stress impairs the repair of oxidative DNA base modifications in human skin fibroblasts and melanoma cells. DNA Repair. 2008; *7*(6):912-921.

25. Davies MJ. The oxidative environment and protein damage. BBA-Proteins. Proteomics. 2005; *1703* (2):93-109.

26. De Galvez MV. Antioxidantes en fotoprotección, ¿realmente funcionan? Actas Dermosifiliogr. 2010; 101(3):197-200.

27. Venereo J. Daño Oxidativo, Radicales Libres y Antioxidantes. Revista Med Milit. La Habana-Cuba; 2002. Pp.127-131.

28. Moya M. “Actualizaciones el Medico”. Vitaminas y Antioxidantes. S ed.11p. Barcelona-España; 2009.

29. Melo EA, Maciel S, Lima G, Nascimento RJ. Capacidade antioxidante de frutas. Revista Brasíleira de ciências Farmacêuticas. Sao Paulo; 2008. V 44, n 2, p. 193-201, abr/jun.

30. Paredes LO, Cervantes-Ceja ML, Vigna-Pérez M, Hernández-Pérez T. Berries. Improving human health and healthy aging, and promoting quality life-a review. Plant Food Hum Nutr; 2010. 65(3):299-308.

31. Farbstein D, Kozak-Blickstein A, Levy AP. Las vitaminas antioxidantes y su uso en la prevención de la enfermedad cardiovascular. Moléculas; 2010.15 (11):8098-8110.

32. Seeram NP. Berry fruits: compositional elements, biochemical activities and the impact of their intake on human health, performance, and disease. The American Journal of Clinical Nutrition, Easton; 2008. v. 56, p. 627-629.

33. Cuzcano Patow JM, Vela Paredes RS. Evaluación Bromatológica y de Antioxidantes Fenólicos presentes en la pulpa de *Euterpe precatoria* mart *y Euterpe oleracea* mart (Huasaí). Tesis. Iquitos-Perú; 2015: p 13-19.

34. Robards K, Prenzler PD, Tucker G, Swatsitang P, Glover W. Phenolic compounds and their role in oxidative processes in fruits. Food Chemistry, Barking; 1999. v. 66, n. 4, p. 401-436.

35. Mata AT, Proenca T, Ferreira AR, Serralheiro MLM, Nogueira JMF, Araujo MEM. Antioxidant and antacetyl chilinesterase activities of five plants used as portuguese food spice. Food Chemistry, Barking; 2007 v. 102, n. 3 p. 778-786.

36. Butler LG.Protein-polyphenol interactions: Nutricional aspects. Proceedings of the 16th International Conference of Grape Polyphenols; 1992. Vol 16, II, 1.

37. Shahidi F & Naczk M. Phenolics in food and nutraceuticals, Boca Raton, FL: CRC Press; 2004. pp. 1-558.

38. Paladino S. Actividad Antioxidante de los Compuestos Fenólicos contenidos en las semillas de la Vid (Vitisvinifera L.). Facultad de Ciencias Agrarias., Universidades Nacionales de Cuyo, La Rioja, San Juan y San Luis Sede Mendoza. TESIS. Mendoza- Argentina; 2009. Pp. 13- 17, 39-43.

39. Folin C, Ciocalteau V. Tirosine and Typtophan determination in proteins. J. Biol. Chem; 1927: 73, 627-650.

40. Sellappan S, Akoh CC, Krewer G. Phenolic compounds and antioxidant capacity of Georgia-Grown blueberries and blackberries. J. Agric. Food Chem., 2002: 50, 2432-2438.

41. Singleton V and Rossi J. Colorimetry of Total Phenolics with Phosphomolybdic-Phosphotungstic Acid Reagents. Am J Enol Vitic; 1965: Vo. 16. p. 144-158.

42. Prior RL, Wu X, Schaich K. Standardized Methods for the Determination of Antioxidant Capacity and Phenolics in Foods and Dietary Supplements. J Agric Food Chem; 2005. 53(10):4290-302.

43. Cheynier V. “Structure and colour properties of anthocyanins and related pigments”, *Proc. 1st Int. Cong. Pigments in Foods*. Sevilla-España; 1999. P.417-429.

44. Godshall MA. “How Carbohydrates Influence Food Flavor”. *Food Technol*; 1997. 51:63.

45. Robbins R. "Phenolic acids in foods: an overview of analytical methodo/ogy", Journal of Agricultura! Food Chemical; 2003. Vol. 51, pp. 2866-2887.

46. Shahidi F and Naczk M. Foodphenolics: Sources, chemistry, effectsand Aplications. Technomic publishing. Incp; 1995. 247-260.

47. Sarría CA. Flavonoides: compuestos bioactivos de los alimentos. *Boletín Pediátrico de la Sociedad Aragonesa*; 2005. 34:88-92.

48. Martínez De Toda F. “Viticultura de calidad: factores que afectan al contenido de compuestos fenólicos”, Rev. Enol. Asoc. Catalana Enólogos; 2005. p.425.

49. Iglesias I, Echeverría G, Soria Y. Differences in fruit colour development, anthocyanin content, fruit quality and consumer acceptability of eight “Gala” apple strains. Sci Hort; 2008. 119(1):32-40.

50. Delgado VF, Paredes LO. Natural Colorants for Food and Nutraceutical uses. CRC Press, Boca Raton; 2003. p. 427- 430.

51. Giusti MM, Wrolstad RE. Unit. Anthocyanins. Characterization and measurement with UV-Visible spectroscopy. In: Current Protocols in Food Anal. Chem., Wrolstad REE, John Wiley & Sons; 2001. F1.2.1-13.

52. Grotewold E. The genetics and biochemistry of floral pigments. Annu Rev Plant Biol; 2006. 57:761-780.

53. Harborne JB, Williams CA. Advances in flavonoid research since. Phytochemistry. 1992. 2000; 55(6):481-504.

54. Srinivas K, King JW, Howard LR, Monrad JK. Solubility and solution thermodynamic properties of quercetin and quercetin dihydrate in subcritical water. J Food Eng; 2010. 100(2):208-218.

55. Biesaga M. Influence of extraction methods on stability of flavonoids. J Chromatogr A; 2011. 1218(18):2505-2512.

56. Sotero SVE, García De Sotero DE. Manual de análisis Químico de Alimentos, 1° Edición, Edit. CONCYTEC. Iquitos-Perú; 2009. p. 7- 8.

57. Hendry GA and Houghton JD. *Natural Food Colorants*. Blackie Academic and Professional. Glasgow-Escocia; 1996.p. 420-422.

58. Wrolstad RE. “Anthocyanins”, Natural Food Colorants, Ed. por G.J. Lauro y F.J. Francis. Basic Symposium Series. Marcel Dekker. Nueva York; 2000. p.225.

59. Blois MS. Antioxidant determinations by the use of a stable free radical, Nature; 1958. 181: 1199- 1200.

60. Ojha H, Mishra K, Chaudhury NK. Estimation of antiradical properties of antioxidants using DPPH assay: A critical review and results. Food Chemistry; 2012.130:1036–1043.

61. Alam MDN, Bristi NJ, Rafiquzzaman MD. Review on in vivo and in vitro methods evaluation of antioxidant activity. Saudi Pharmaceutical Journal; 2012. 21:143-152.

62. Deng J, Cheng W, Yang G. A novel antioxidant activity index (AAU) for natural products using the DPPH assay. Food Chemistry; 2011. 125: 1430–1435.

63. Zuleta A, Esteve M, Frígola A. ORAC and TEAC assays comparison to measure the antioxidant capacity of food products. Food Chemistry; 2009. 114:310 - 16.

64. Manfred H, Herbert M, Bernd Z. Métodos espectroscópicos en química orgánica. 2da. Editorial Síntesis S.A. Madrid-España; 1999. 369 p.

65. Ramos M, Elva C. Manual del Laboratorio de Instrumentación Básica. México; 2006. P.59-100.

66. Arenas I y López J. Espectrofotometría de Absorción. Instituto de Biotecnología, Universidad Nacional Autónoma de México; 2004. p.7.

67. Grau L. Colectivo de Autores, Organización Dirección y Operaciones Fundamentales en el Laboratorio de Química/ Luis Grau Cairo_ La Habana Editorial Pueblo y Educación; 1982. 619 p.

68. Ecured. ABC del Joven Radiotécnico, Electrónicacompleta; 2010. p.2.

69. Navarra B. Material de laboratorio. España; 2009. p.10.

70. Brand-Williams W, Cuvelier M and Berset C. Use of free radical method to evaluate antioxidant activity. Lebensm Wiss Technology; 1995: 28. 25-30.

71. Valls J, Lampreave M, Nadal M, Arola L. Importancia de los compuestos fenólicos en la calidad de los vinos tintos de crianza. Alimentación equipos y tecnología; 2000. v. 19, n. 2, p. 119-124.

72. ICMSF 2000. Recuento estándar en placa. 2da. Ed. p.120-124.

73. Reyes GM, Gómez-Sánchez Prieto I, Espinoza Barrientos C, Bravo Rebatta F, Ganoza Morón L. Tablas peruanas de composición de alimentos" / Ministerio de Salud, Instituto Nacional de Salud –. Lima – Perú. 8ª ed. 2009.

74. Belén C, Álvarez J, Alemán R. Caracterización físico-química de una harina obtenida del mesocarpio del fruto de la palma coroba (Jessenia polycarpa Karst). Rev. Fac. Agron. (Luz); Venezuela; 2001.18:290-297.

75. Escriche J, Restrepo JA, Serra, Herrera LF. Composition and nutritive value of Amazonian palm fruits. Food and Nutrition Bulletin. The United Nations University; 1999.vol. 20, n° 3.

76. NTS N° 071–MINSA/DIGESA. Norma Sanitaria que establece los criterios Microbiológicos de calidad sanitaria e inocuidad para los alimentos y bebidas de consumo humano; 2008Grupo: XIV.XIV.2-V.01.

77. Laboratorio de Microbiología de Alimentos. Informe de Ensayo N° 001. Iquitos-Perú. 2016.

78. Tovar J. Determinación de la actividad antioxidante por DPPH y ABTS de 30 plantas recolectadas en la ecoregión cafetera. Trabajo de Grado. Facultad de Tecnología - Universidad Tecnológica de Pereira. Colombia; 2013.150 p.

79. Tauchen J *et al.* Phenolic composition, antioxidant and anti-proliferative activities of edible and medicinal plants from the Peruvian Amazon. Revista Brasileira de Farmacognosia. Brasil; 2016.15 p.

80. Rezaire A, Robinson J, Bereau D, Verbaere A, Sommerer N, Khan Mk *et al*. Amazonian palm *Oenocarpus bataua* ("patawa"): Chemical and biological antioxidant activity-Phytochemical composition. Food Chemistry; 2014.149: 62-70.

81. Hogan S, Chung H, Zhang L, Li J, Lee Y, Dai Y, Zhou K. Antiproliferative and antioxidant properties of anthocyanin-rich extract from açai. Food chemistry; 2010. 118 (2): 208-214.

82. Proestos CN, Chorianopoulos G, JE Nychas and M Komaitis. RP- HPLC analysis of the phenolic compounds of plant extracts. Investigation of their antioxidant capacity and antimicrobial activity. J. Agric. Food Chem; 2005. Vol. 53, 1190-1195.

83. Musialik M, Kuzmicz R, Pawłowski TS, Litwinienko G. Acidity of hydroxyl groups: An overlooked influence on antiradical properties of flavonoids. Journal of Organic Chemistry; 2009: 74, 2699–2709.

84. Lim YY, Lim TT, Tee JJ. Antioxidant properties of several tropical fruits: a comparative study. Food Chem; 2007. 103:1003 - 1008.

85. https://es.wikipedia.org/wiki/Ácido_fosfotúngstico

86. http://www.britanialab.com.ar/esp/productos/b02/aguapep.htm

87. https://www.cancer.gov/espanol/publicaciones/diccionario?cdrid=44272

88. http://www.anticancerfund.org/es/glossary/term/3361

89. Chirif Aberto. DICCIONARIO AMAZÓNICO. Voces del castellano en la selva peruana, primera edición. Setiembre de 2016. Pág. 96-142.

90. https://prezi.com/dniihcp19e8c/enfermedades-cronico-degenerativas/

91. http://www.definiciones-de.com/Definicion/de/enrasar.php

92. http://www.cablecentrosac.com/estrobos.html

93. https://es.wikipedia.org/wiki/Hemiacetal

94. https://diccionarioactual.com/inocuo/

95. http://www.lenntech.es/periodica/elementos/mo.htm

96. http://salud.ccm.net/faq/20605-perfusion-fisiologia-definicion

97. https://www.cancer.gov/espanol/publicaciones/diccionario?cdrid=703278

98. http://dequimica.com/glosario/534/Wolframio

CAPÍTULO VIII: ANEXOS

9. ANEXOS

Número de lecturas	Solución DPPH (1 mM) A°	Extracto etanólico *Oenocarpus bataua* C (muestra-seca) primera lectura					
		Concentraciones					
		5 mg/ml	0.5 mg/ml	0.25 mg/ml	0.1 mg/ml	0.05 mg/ml	0.01 mg/ml
1	0.821	0.569	0.780	0.787	0.789	0.796	0.805
2	0.810	0.568	0.774	0.786	0.788	0.796	0.806
3	0.810	0.557	0.764	0.785	0.788	0.796	0.805
4	0.808	0.506	0.747	0.785	0.788	0.795	0.805
5	0.808	0.448	0.733	0.784	0.787	0.794	0.804
6	0.809	0.460	0.701	0.783	0.787	0.793	0.804
7	0.808	0.456	0.702	0.780	0.783	0.793	0.802
8	0.807	0.454	0.689	0.779	0.778	0.791	0.802
9	0.807	0.455	0.674	0.779	0.778	0.790	0.803
10	0.807	0.454	0.649	0.778	0.779	0.791	0.800
Promedio A°	0.810	0.493	0.721	0.783	0.785	0.794	0.804
Porcentaje de Inhibición, %		**39.14**	**10.90**	**3.32**	**3.09**	**1.98**	**0.73**

ANEXO N° 01: Absorbancias del extracto del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) primera lectura con el método DPPH

Número de lecturas	Solución DPPH (1mM) A°	Extracto etanólico *Oenocarpus bataua* C (muestra-seca) segunda lectura					
		Concentraciones					
		5 mg/ml	0.5 mg/ml	0.25 mg/ml	0.1 mg/ml	0.05 mg/ml	0.01 mg/ml
1	0.820	0.563	0.779	0.786	0.789	0.796	0.805
2	0.810	0.568	0.772	0.787	0.788	0.796	0.806
3	0.810	0.556	0.763	0.785	0.788	0.796	0.805
4	0.808	0.500	0.746	0.785	0.788	0.794	0.805
5	0.808	0.448	0.732	0.784	0.787	0.794	0.804
6	0.808	0.466	0.701	0.783	0.787	0.793	0.804
7	0.807	0.453	0.703	0.780	0.784	0.793	0.803
8	0.807	0.456	0.688	0.780	0.779	0.791	0.802
9	0.807	0.453	0.674	0.779	0.778	0.791	0.802
10	0.807	0.454	0.648	0.778	0.779	0.791	0.800
Promedio A°	0.809	0.492	0.721	0.783	0.785	0.794	0.804
Porcentaje de Inhibición, %		**39.24**	**10.95**	**3.27**	**3.03**	**1.94**	**0.69**

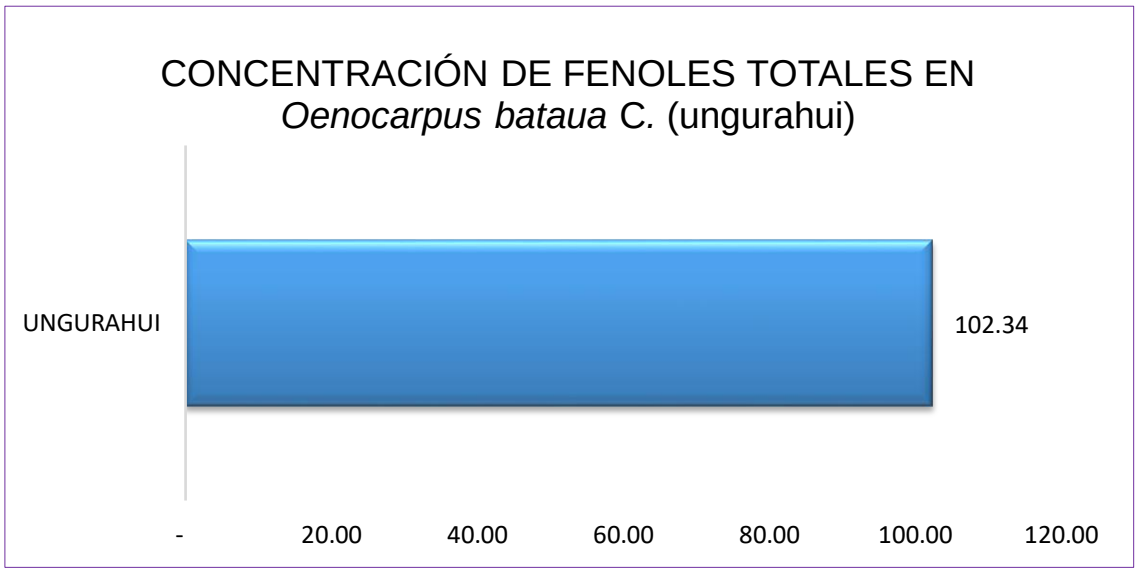
ANEXO N° 02: Absorbancias del extracto del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) segunda lectura con el método DPPH

Número de lecturas	Solución DPPH (1mM) A°	Extracto etanólico *Oenocarpus bataua* C (muestra-seca) tercera lectura					
		Concentraciones					
		5 mg/ml	0.5 mg/ml	0.25 mg/ml	0.1 mg/ml	0.05 mg/ml	0.01 mg/ml
1	0.820	0.561	0.778	0.786	0.789	0.796	0.805
2	0.810	0.567	0.771	0.787	0.788	0.796	0.805
3	0.809	0.555	0.763	0.785	0.788	0.795	0.804
4	0.809	0.500	0.744	0.784	0.788	0.795	0.804
5	0.808	0.448	0.730	0.784	0.787	0.794	0.804
6	0.808	0.469	0.701	0.783	0.786	0.794	0.802
7	0.807	0.452	0.703	0.780	0.784	0.793	0.802
8	0.807	0.455	0.687	0.781	0.779	0.791	0.803
9	0.807	0.453	0.674	0.780	0.778	0.790	0.800
10	0.808	0.454	0.649	0.778	0.779	0.791	0.798
Promedio Aº	0.809	0.491	0.720	0.783	0.785	0.794	0.803
Porcentaje de Inhibición, %		**39.28**	**11.03**	**3.27**	**3.05**	**1.95**	**0.82**

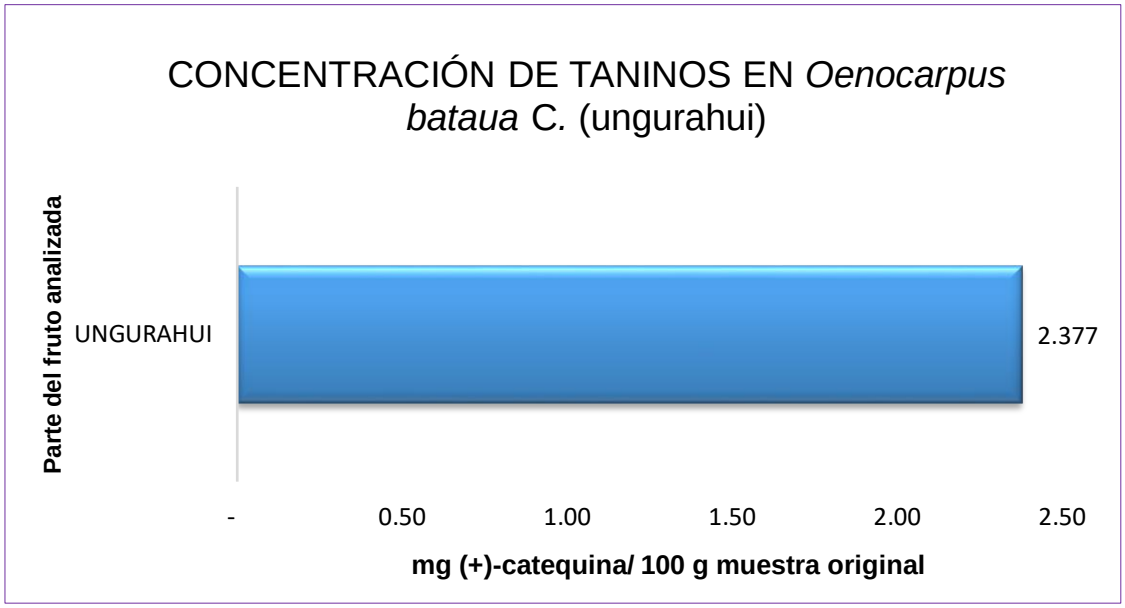
ANEXO N° 03: Absorbancias del extracto del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui) tercera lectura con el método DPPH

Absorbancia			
pH 1		pH 4.5	
λ (nm)	Aº	λ(nm)	Aº
493	0.061	521|	0.042
509	0.060	528	0.042
499	0.061	521	0.043
517	0.061	502	0.044
528	0.060	528	0.042
528	0.060	521	0.043

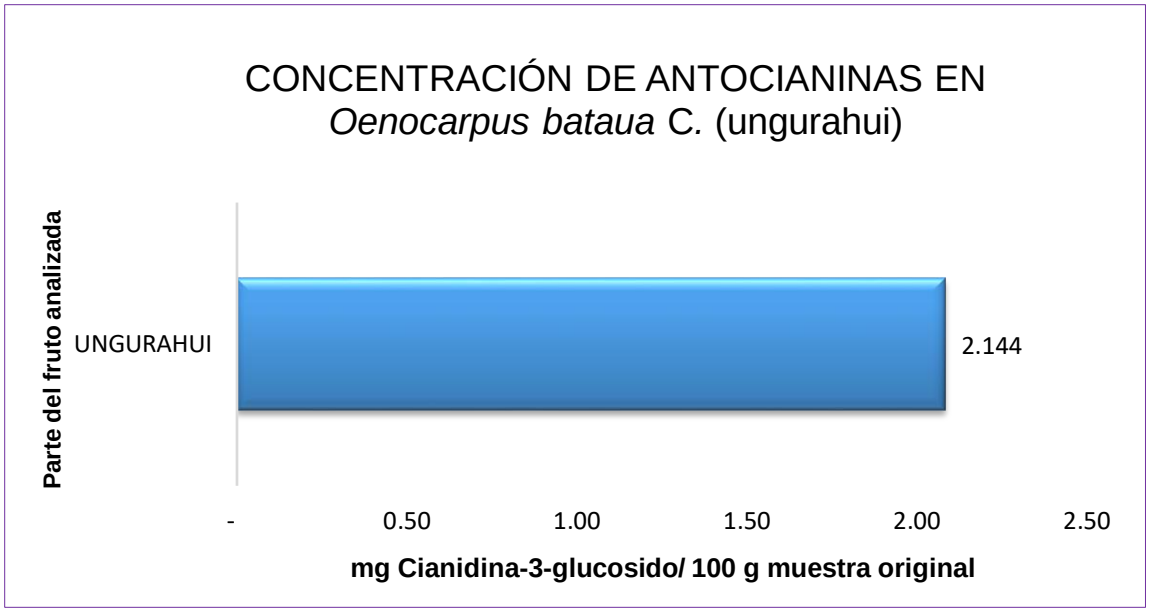
ANEXO N° 04: Absorbancias obtenidas entre 400-700 nm para la determinación de antocianinas del fruto *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)



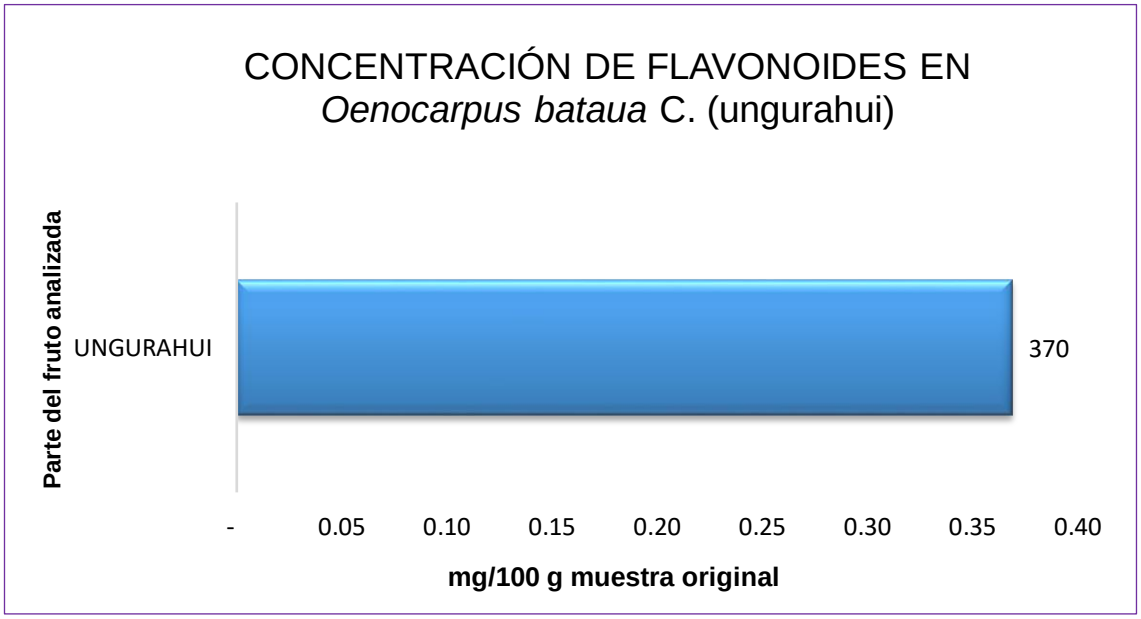
ANEXO N° 05: Concentración de fenoles totales en *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)



ANEXO N° 06: Concentración de Taninos en *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)



ANEXO N° 07: Concentración de Antocianinas en *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)



ANEXO N° 08: Concentración de flavonoides en *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

ANEXO N° 09: Registro fotográfico del procesamiento de la especie *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

Foto N° 01: Materia prima de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

Foto N° 02: Desinfectado de la materia prima de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

Foto N° 03: Pesado de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

FOTO N° 04: Secado, molido y pesado de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

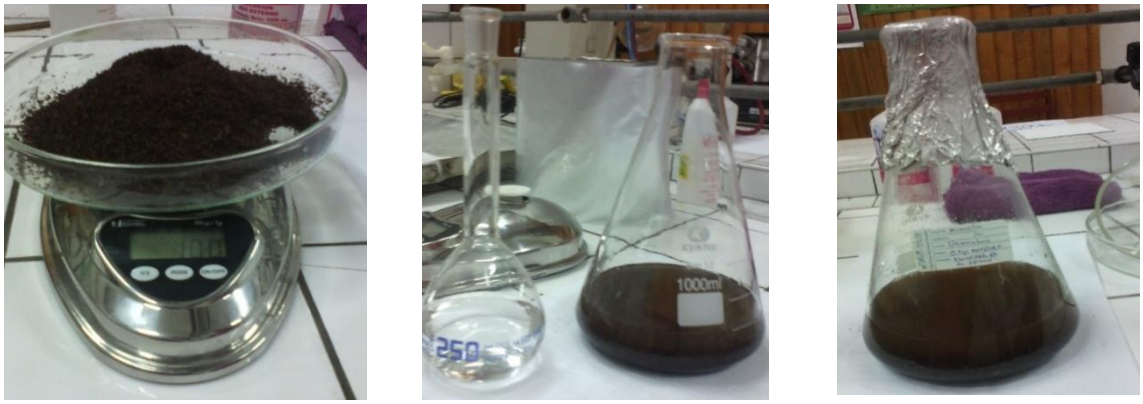


FOTO N° 05: Preparación de los extractos de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

FOTO N° 06: Obtención del extracto de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

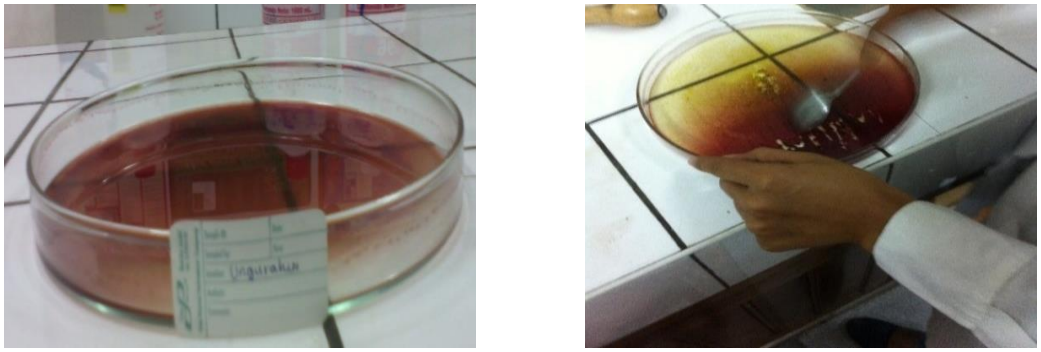


FOTO N° 07: Muestra total de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

FOTO N° 08: Pesado de la muestra total de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

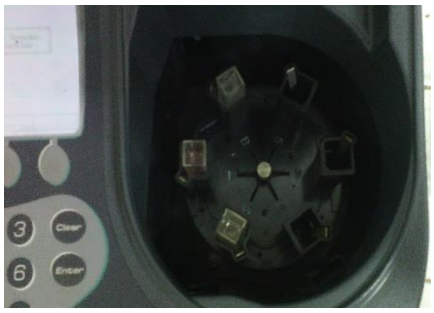


FOTO N° 09: Lecturas de los compuestos antioxidantes de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

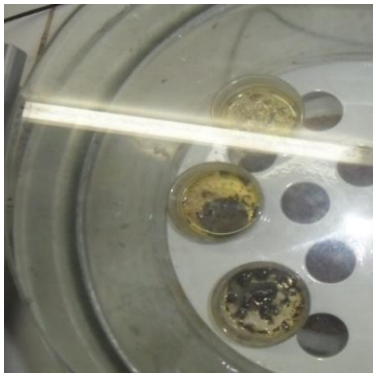


FOTO N° 10: Determinación de humedad de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

FOTO N° 11: Determinación de cenizas de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

FOTO N° 12: Determinación de sólidos solubles totales de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

FOTO N° 13: Determinación de azúcares reductores de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

FOTO N° 14: Determinación de acidez total de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

FOTO N° 15: Determinación de pH de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

FOTO N° 16: Determinación de grasas de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

FOTO N° 17: Determinación de proteínas totales de la pulpa y cáscara de *Oenocarpus bataua* C. (ungurahui)

ANEXO N° 10: GLOSARIO

1. Ácido fosfowolfrámico. Es un heteropoliácido para el fósforo y el tungsteno (o wolframio) con la fórmula química $W_{12}O_{40}$ H_3P. Normalmente se presenta en forma hidratada y se obtiene por evaporación de una solución de ácido fosfórico (H_3PO_4) y dallisopoliacido $H_6W_{12}O_{39} \cdot x\ H_{2O}$ (ácido metatúngstico) [85].

2. Agua peptonada. Medio de enriquecimiento no selectivo, recomendado para ser utilizado en lugar de solución fisiológica para recuperar células de enterobacterias dañadas por procesos fisicoquímicos, a los que ha sido sometido el alimento. Si es utilizado como medio base para la fermentación de hidratos de carbono, se debe adicionar el indicador de Andrade y el hidrato de carbono en cuestión [86].

3. Anticancerígeno. Está relacionado con la prevención o el retraso de la evolución del cáncer [87].

4. Antimutagénica. Sustancia que reduce o interfiere en la acción de los agentes que provocan mutaciones del ADN, que pueden derivar en el desarrollo de un cáncer [88].

5. Chapo. (Del quech. chapu, mesclar). Bebida no alcohólica, generalmente de maduros hervidos, estrujados con la mano y diluidos en agua. El resultado consiste en un líquido de consistencia espesa. De acuerdo al gusto, se le puede añadir otros ingredientes para darle más sabor, por ejemplo, canela. No obstante ser el plátano el fruto más utilizado, esta bebida también se puede preparar de otros, como *ungurahui*, *aguaje* y *huasaí*. A veces se la deja fermentar y recibe el nombre de platanisa [89].

6. Enfermedad crónico-degenerativa. Son enfermedades de larga duración y por lo general de progresión lenta. Las enfermedades cardíacas, los infartos, el cáncer, las enfermedades respiratorias y la diabetes, son las principales causas de mortalidad en el mundo, siendo responsables del 63% de las muertes [90].

7. Enrasar. Poner a nivel o igualar las cosas de manera que tengan la misma altura [91].

8. Estrobo. Es un tramo relativamente corto de un material flexible y resistente (típicamente cable de acero), con sus extremos en forma de “ojales” debidamente preparados para sujetar y levantar una carga [92].

9. Hemiacetal. Es un grupo químico que resulta de una reacción entre un aldehído y un alcohol (R-OH). A diferencia del hemicetal donde la reacción se da con una cetona en vez de un aldehído [93].

10. Horcón. Maderos que hacen las veces de pilares o columnas de las casas rurales, sobre los cuales se levanta el armazón que soporta el techo. Son gruesos y de madera muy dura, de la categoría de los *shungos* que nunca se pudren. Se entierran a una profundidad de un metro y medio [89].

11. **Inocuo.** Control de peligros asociados a productos que se destinan para consumo humano a través de su ingestión. Estos pueden ser alimentos o medicamentos que no provoquen daños a la salud del consumidor. En el caso de los alimentos existe la norma internacional ISO 22000 que certifica la inocuidad alimentaria en cualquier instancia de la cadena alimentaria. Mediante esta norma publicada en el año 2005 se busca la armonización internacional para mejorar la seguridad alimentaria en toda la cadena de suministro [94].

12. Molibdeno. Elemento químico, símbolo Mo, con número atómico 42 y peso atómico 95.94; es uno de los elementos de transición [95].

13. Perfusión. Es el mecanismo por el cual las células, y por tanto los órganos, son alimentados en oxígeno y en nutrientes que les permiten funcionar normalmente [96].

14. Compuesto bioactivo. Sustancia química que se encuentra en pequeñas cantidades en las plantas y ciertos alimentos (como frutas, verduras, nueces, aceites y granos integrales). Cumplen funciones en el cuerpo que pueden promover la buena salud. Están en estudio para la prevención del cáncer, las enfermedades del corazón, etc. Los ejemplos de compuestos bioactivos incluyen el licopeno, el resveratrol, los lignanos, los taninos y los indoles [97].

15. Wolframio. Elemento químico de símbolo W, de número atómico 74 y masa atómica 183, 84. Se presenta como un metal blanco plateado, pesado, duro, dúctil y maleable. Tiene el punto de fusión más elevado de todos los elementos [98].