

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
FACULTAD DE INGENIERIA EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE CIENCIA, TECNOLOGÍA E INGENIERÍA
DE ALIMENTOS



**“ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE, POLIFENOLES TOTALES,
ANTOCIANINAS Y OXIDACIÓN LIPÍDICA DE LA PULPA DE
UNGURAHUI (*Oenacarpus bataua* Mart)”**

Tesis

Para optar el título de:

INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

GILMER ALBERTO BENAVIDES NOLASCO

TINGO MARÍA - PERU

2012



Q04

B38

Benavides Nolasco, Gilmer Alberto

Actividad Antioxidante, Polifenoles Totales, Antocianinas y Oxidación Lipídica de la Pulpa de Ungurahui (*Oenacarpus batava* Mart)

100 págs.; 17 cuadros; 21 fgrs.; 18 anexo 74 ref.; 30 cm.

Tesis (Ing. Industrias Alimentarias) Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María (Perú). Facultad de Ingeniería en Industrias Alimentarias.

1. UNGURAHUI

2. POLIFENOLES

3. ANTOCIANINAS

4. ANTIOXIDANTE

5. DPPH

7. OXIDACION LIPIDICA



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
Tingo María
FACULTAD DE INGENIERIA EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS
Av. Universitaria s/n. Teléfono (062) 561385 – Fax (062) 561156
Apart. Postal 156 Tingo María E.mail; fia@unas.edu.pe

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Los Miembros del Jurado que suscriben, reunidos en acto público el 10 de mayo de 2012, a horas 06:00 p.m. en la Sala de Grados de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, ubicada en la ciudad de Tingo María, provincia de Leoncio Prado, departamento de Huánuco, para calificar la tesis presentado por el Bach. **BENAVIDES NOLASCO, Gilmer Alberto**, titulada:

“ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE, POLIFENOLES TOTALES, ANTOCIANINAS Y OXIDACION LIPIDICA DE LA PULPA DE UNGURAHUI (*Oenocarpus batava* Mart)”

Después de haber escuchado la sustentación, las respuestas a las preguntas formuladas, lo declaran **APROBADO** con el calificativo de **MUY BUENO**; en consecuencia el Bachiller, queda apto para recibir el título de **Ingeniero en Industrias Alimentarias** del Consejo Universitario, de conformidad con el Art. 22º de la Ley Universitaria 23733; los artículos 51º y 52º del Estatuto de la Universidad Nacional Agraria de la Selva.

Tingo María, 17 de mayo de 2012

Ing. Washington Paredes Pereda
Presidente

Ing. Laureano Zavaleta de La Cruz
Miembro

Dra. Elizabeth Ordoñez Gómez
Asesora

DEDICATORIA

Gracias Señor. Tu amor es tan especial que cada día lo puedo sentir en las pequeñas y en las grandes demostraciones de tu bondad. Porque olvidarme hoy de tu bondad y tu amor. Déjame elevar ante ti esta nota de agradecimiento. Gracias Señor recibo con gozo todas estas muestras de tu bondad y quiero no solo disfrutarlas pero compartirlas con otros.

A mi abuelito ISAIAS y a mi abuelita YMELDAL Q.E.P.D, con mucho cariño y respeto por sus enseñanzas y sabios consejos para superarme y crecer como profesional.

A mis queridos Padres: ISRRAEL BENAVIDES OLIVERA y DELICIA NOLASCO DELGADO, mi más profundo agradecimiento y eterna gratitud por sus consejos y esfuerzos para la culminación de mi carrera profesional.

A mis hermanos: MAGNO, WILDER, NILSER, WALTER, LUIS y YULISSA por su apoyo incondicional en la ejecución del presente trabajo de investigación, mi más eterno agradecimiento.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional Agraria de la Selva, por ser el alma mater donde culminé mi carrera profesional.

A la Facultad de Ingeniería en Industrias Alimentarias, por haberme formado como profesional.

A la Dra. Elizabeth Susana Ordoñez Gómez, por su valiosa orientación como patrocinadora de la tesis.

Al Ing. Jhony Vargas Solórzano, por su colaboración y participación en la investigación.

Al Dr. Manuel Sandoval Chacón, por su valiosa colaboración en la investigación.

A mis amigos: Evil Vargas Piñan, Vilma Coronel, Ever Vázquez, Guadalupe Diaz, Marita Sánchez, Helmut Calvay, Pascual Guevara, Jabín Mondragón y Ronald Caqui.

A todas aquellas personas que directa o indirectamente hicieron posible la culminación del presente trabajo.

INDICE GENERAL

	Pág.
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	3
2.1. Generalidades del unguirahui (<i>Oenocarpus bataua</i> Mart.)	3
2.1.1. Agrobotánica	3
2.1.2. Identificación taxonómica.	4
2.1.3. Descripción botánica	5
2.1.4. El fruto	5
2.1.5. Maduración del fruto.....	6
2.1.6. Utilización del fruto	10
2.1.7. Composición química y valor nutricional.....	11
2.2. Generalidades de polifenoles.....	12
2.2.1. Clasificación de los compuestos fenólicos.....	13
2.2.2. Función de los compuestos fenólicos.....	14
2.2.3. Actividad antioxidante de los polifenoles en los alimentos	16
2.2.4. Aspectos generales de las antocianinas.....	16
2.2.5. Estabilidad de las antocianinas	17
2.2.6. Polimerización de las antocianinas.....	20
2.2.7. Antocianinas en frutas	20
2.3. Actividad antioxidante y radicales libres.....	23
2.3.1. Radicales libres	23
2.3.2. Mecanismo de acción de los radicales libres.....	26

2.3.3.	Actividad antioxidante	27
2.4.	Generalidades sobre grasas y aceite	36
2.4.1.	Oxidación lipídica.....	37
2.4.2.	Índice de peróxido.....	40
III.	MATERIALES Y METODOS	41
3.1.	Lugar de ejecución	41
3.2.	Materia prima	41
3.3.	Equipos materiales y reactivos.....	42
3.3.1.	Equipos de laboratorio	42
3.3.2.	Materiales	42
3.3.3.	Reactivos y solventes	43
3.4.	Métodos de análisis.....	43
3.4.1.	Determinación del coeficiente de inhibición (IC_{50}) radical 1,1-diphenyl-2-picrilhydrazil (DPPH) y el índice de actividad antioxidante (IAA).....	43
3.4.2.	Cuantificación de polifenoles totales.....	44
3.4.3.	Cuantificación de antocianinas.	44
3.4.4.	Determinación del valor del peróxido.....	44
3.5.	Metodología experimental	44
3.5.1.	Preparación de la muestra	44
3.5.2.	Preparación de los extractos.....	47
3.5.3.	Determinación del coeficiente de inhibición (IC_{50}) radical 2,2-diphenyl-1-picrilhydrazil (DPPH) y del índice de la actividad antioxidante	

(IAA) en la pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)	47
3.5.4. Cuantificación de polifenoles totales en la pulpa de ungurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)	53
3.5.5. Cuantificación de antocianinas en la pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)	55
3.5.6. Valoración del índice de peróxido	57
IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES	59
4.1. Determinación del coeficiente de inhibición (IC ₅₀) radical 2,2-diphenyl-1- picrilhydrazil (DPPH) y el Índice de Actividad Antioxidante (IAA) en la pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).	59
4.2. Cuantificación de polifenoles totales en pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).	65
4.2.1. Determinación de la curva estándar.	65
4.2.2. Cuantificación de polifenoles totales	67
4.3. Cuantificación de antocianinas de la pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).	71
4.4. Valoración del índice de peróxido de la pulpa de Ungurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).	75
V. CONCLUSIONES	84
VI. RECOMENDACIONES	85
ABSTRACT	86

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	87
VIII. ANEXO.....	100

INDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Composición de ácidos grasos del mesocarpio de unguurahui en comparación al aceite de olivo (% de aceite total).....	12
Cuadro 2. Clasificación de los compuestos fenólicos en función de la estructura química básica enunciada por Harborne.....	14
Cuadro 3. Contenido de antocianinas totales en algunas frutas.....	22
Cuadro 4. Especies reactivas del oxígeno (ROS) y del nitrógeno (RNS) fisiológicas.....	24
Cuadro 5. Especies reactivas del oxígeno y sus principales características.....	25
Cuadro 6. Clasificación de los antioxidantes.....	32
Cuadro 7. Preparación de soluciones de trabajo en la pulpa de unguurahui en PMC.....	48
Cuadro 8. Preparación de soluciones de trabajo en la pulpa de unguurahui PMC.	49
Cuadro 9. Preparación de soluciones de trabajo en pulpa de unguurahui MC.....	49
Cuadro 10. Preparación de soluciones de trabajo en pulpa de unguurahui MC.	50
Cuadro 11. Preparación de soluciones de trabajo en pulpa de unguurahui en MC.	51
Cuadro 12. Resultados del IC ₅₀ del radical DPPH de la pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).....	61
Cuadro 13. Índice de la actividad antioxidante (IAA) de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).....	63
Cuadro 14. Determinación de la curva estándar de ácido gálico para cuantificar polifenoles totales.....	66

Cuadro 15. Cuantificación de polifenoles totales de la pulpa de ungrahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).....	69
Cuadro 16. Cuantificación de antocianinas de la pulpa de ungrahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)	73
Cuadro 17. Valoración del índice de peróxido del aceite de ungrahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).	78

INDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Fruto de unguurahui (<i>Oenocarpus bataua</i> Mart.).....	6
Figura 2. Estructura más común de la antocianina glucosilada	17
Figura 3. Estructura de antocianinas a diferentes pH's (Giustin y Wrolstad, 2001).....	19
Figura 4. Mecanismo de ataque de los RL.....	26
Figura 5. Mecanismo de auto-oxidación lipídica (ROJANO <i>et al.</i> , 2008).	33
Figura 6. Mecanismo de interrupción de la auto-oxidación.	34
Figura 7. Reacción de descoloramiento del DPPH al ser reducido por los antioxidantes.	36
Figura 8. Cinética de oxidación.....	38
Figura 9. Flujograma de operaciones para la preparación de la muestra.	45
Figura 10. Diseño experimental para la evaluación de la actividad antioxidante en la pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y (MC).....	52
Figura 11. Diseño experimental para la cuantificación de polifenoles en pulpa de ungurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez de comestible (MC).....	54
Figura 12. Esquema experimental para la cuantificación de antocianinas en pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez de comestible (MC).	56
Figura 13. Esquema experimental para la valoración del índice peróxido en la pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).	58

Figura 14. Comportamiento del IC ₅₀ con el radical DPPH en la pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).....	61
Figura 15. Índice de la Actividad Antioxidante en unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)	64
Figura 16. Representación de la curva estándar de ácido gálico para la cuantificación de polifenoles totales.	66
Figura 17. Representación del contenido de polifenoles totales en pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial y madurez comestible.	70
Figura 18. Representación del contenido de antocianinas en pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).....	74
Figura 19. Comportamiento del índice de peróxido del aceite de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).....	79
Figura 20. Biplot de indicadores de calidad en las muestras de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).....	82
Figura 21. Presentación del análisis de conglomerados de las muestras de unguurahui PMC y MC	83

INDICE DE ANEXOS

	Pág.
A-Ia. Análisis de varianza de IC ₅₀ del radical DPPH de los resultados de ungurahui en proceso de madurez comercial (PMC)	101
A-Ib. Análisis de varianza de IC ₅₀ del radical DPPH de los resultados de ungurahui en madurez (MC).....	101
A-IIa. Análisis de varianza del IAA de los resultados de ungurahui en proceso de madurez comercial (PMC).....	102
A-IIb. Análisis de varianza del IAA de los resultados de ungurahui en proceso de comestible (MC)	102
A-IIIa. Análisis de varianza de polifenoles totales (mg EAG/100 g) en Ungurahui en proceso de madurez comercial (PMC)	103
A-IIIb. Análisis de varianza de polifenoles totales (mg EAG/100 g) en Ungurahui en madurez comestible (MC).....	103
A-IVa. Análisis de varianza de los resultados de antocianinas (mg Cya – 3 glu/100 g) de ungurahui en proceso de madurez comercial(PMC)	104
A-IVb. Análisis de varianza de los resultados de antocianinas (mg Cya – 3 glu/100 g) de ungurahui en madurez comestible (MC).....	104
A-Va. Análisis de varianza de los resultados de índice de peróxido de ungurahui en proceso de madurez comercial (PMC)	105
A-Vb. Análisis de varianza de los resultados de índice de peróxido de ungurahui en madurez comestible (MC).....	105
A-VIa. Coeficiente de correlación de frutos de ungurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)	106

A-VIb. Análisis de componentes principales en frutos de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)	106
---	------------

RESUMEN

El presente trabajo se desarrolló en los Centros de Investigación de Productos Naturales de la Amazonía (CIPNA) y Desarrollo Biotecnológico de la Amazonía (CIDBAM) de la Universidad Nacional Agraria de la Selva. Los objetivos fueron: determinar la actividad antioxidante, cuantificación de polifenoles totales, antocianinas y la oxidación lipídica del aceite del unguurahui (*Oenacarpus bataua* Mart.) en proceso de madurez comercial (PMC), evaluado durante 144 h. y madurez comestible (MC) durante 42 h. El fruto en MC fue sometido a un ablandamiento (50°C/25 min), la pulpa de ambos fue secada (50°C/15 min) y se preparó extractos (metanol/agua 50:50) de 100 mg/mL para ambos grupos (PMC y MC) para cuantificar la actividad antioxidante, polifenoles totales y antocianinas, y en el aceite se evaluó la oxidación lipídica. El análisis estadístico fue mediante DCA y la prueba de Tukey ($p < 0,01$) utilizándose el SAS 6,0. La mayor eficiencia de inhibición frente al radical DPPH correspondió al fruto en PMC (72 h) $IC_{50} 466,919 \pm 4,71 \mu\text{g/mL}$ (IAA $0,084 \pm 0,001$). El mayor y menor contenido de polifenoles totales correspondió a la pulpa del fruto en PMC (72 h) $1091,520 \pm 3,89 \text{ mg EAG/100g}$ y para MC (21h) $183,455 \pm 12,88 \text{ mg EAG/100 g}$, respectivamente. El mayor y menor contenido de antocianinas correspondió a la pulpa del fruto en PMC (72 h) $97,659 \pm 1,35 \text{ mg Cy 3 glu/100 g}$ y en MC (42 h) $7,304 \pm 0,27 \text{ mg Cy 3 glu /100 g}$, respectivamente. La menor oxidación lipídica correspondió al fruto en MC a las cero horas $4,340 \pm 0,31 \text{ meq. O}_2/\text{kg}$ y la mayor oxidación se presentó en PMC (144h) $13,90 \pm 0,32 \text{ meq. O}_2/\text{kg}$.

I. INTRODUCCIÓN

El unguurahui (*Oenacarpus bataua* Mart.), pertenece a la familia Arecaeae (Palmae), es una palma ampliamente distribuido en la Amazonía, es considerado como una especie promisorio, tanto por el contenido de aceite, proteínas de alta calidad y por su especial adaptación a suelos pobres.

La importancia económica que esta palmera tiene para el agricultor, radica básicamente en los ingresos que genera la comercialización del fruto en los mercados locales, donde la pulpa del fruto maduro se consume tradicionalmente en la preparación de bebidas no alcohólicas, en la industria de helados, chupetes y refrescos, a parte del consumo directo como fruta.

El fruto del unguurahui es una fuente importante de antocianinas, es una baya de forma elipsoide de color negro-violáceo cuando está maduro. El color es una característica de gran importancia en la valoración de alimentos siendo las antocianinas, clorofilas y carotenoides, los cuales poseen muy buena capacidad antioxidante (CERON, 2008).

Existe un creciente interés en los compuestos antioxidantes presente en los frutos, a los que se le atribuye la capacidad de inhibir los procesos de oxidación generado por los radicales libres en el organismo y tener así un rol preventivo de ciertas enfermedades como el cáncer, cataratas,

patologías cerebrales y enfermedades cardiovasculares. Con el marco de esta información se planteó los siguientes objetivos:

- Determinar la actividad antioxidante y el índice de actividad antioxidante (IAA) en la pulpa del fruto de unguurahui en proceso de madurez comercial y madurez comestible medido por su capacidad de inhibir radicales libres 1,1-diphenil-2-picrylhidrazil (DPPH).
- Cuantificación de polifenoles totales y antocianinas en la pulpa del fruto de unguurahui en proceso de madurez comercial y madurez comestible.
- Evaluar la oxidación lipídica en el aceite de unguurahui en proceso de madurez comercial y madurez comestible.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. Generalidades del ungurahui (*Oenocarpus bataua* Mart.)

2.1.1. Agrobotánica

CIFUENTES (2010), indica que las palmas son un componente abundante y característico de los bosques tropicales; se encuentran en todos los niveles, desde el sotobosque hasta el dosel, bajo condiciones ambientales contrastantes, y exhiben gran variedad de formas de crecimiento. Muchas especies están presentes en bosques inundables donde forman comunidades mono específicas, tal es el caso de *Mauritia flexuosa* y *Euterpe oleracea*; sin embargo, también pueden hacer parte de comunidades multiespecíficas, entre las cuales están las dominadas por *Oenocarpus bataua* y *Euterpe precatoria*. Estas especies ofrecen muchos bienes útiles y con potencial económico para la producción de frutos comestibles, aceite, palmito, fibras y almidón.

Originaria de la Amazonía, noreste de América del Sur y Panamá, se encuentra distribuida en las Guyanas y al norte de la cuenca amazónica, que abarca el Perú, Colombia, Venezuela y Brasil (IIAP, 1997)

DÍAZ y ÁVILA. (2002), mencionan que la planta es originaria de la zona tropical americana. La palmera se encuentra en estado silvestre en toda la Amazonia, así como en Panamá y la zona del Chocó, Colombia (en la

cuenca amazónica está distribuida en Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Perú, Venezuela y Guyana), por este motivo es difícil precisar el probable origen o el centro de dispersión.

2.1.2. Identificación taxonómica.

ROCHA (2010), menciona que el Ungurahui, antes incluido en el género *Jessenia* pertenece ahora al género *Oenocarpus*, que significa “fruta de vino” recibió este nombre de los primeros exploradores de América que observaron la utilización del fruto en la producción de refrescos y bebidas altamente nutritivas.

Nivel Taxonómico

Clase: Liliopsida

Orden: Arecales

Familia: Arecaeae (Palmae)

Tribu: Areceae

Subtribu: Euterpeinae

Género: *Oenocarpus*

Especie: *Oenocarpus bataua* Mart.

Nombres Comunes: Perú: Cuuruhu (Bora); Hunguravi; Ungurahui; Sacumana; Sinami; Colombia: Milpesos, Seje, Patabá; Palma de leche; Brasil: Batauá, Pacauá, Patauá, Pranca; Venezuela: Aricaguá, Aricacua, Curuba, Hunguravi; Ecuador: Chapil; Bolivia: Majo.

2.1.3. Descripción botánica

Es una palmera alta (12 a 25 m), de tallo simple, con diámetro entre 15 y 25 cm a la altura del pecho. El número de hojas está entre 8 y 16, de 3 a 10 m de largo, extendidas, dispuestas en espiral y producidas durante todo el año. En la axila de cada hoja adulta se produce una sola inflorescencia, alcanzando maduración completa durante el año de una a tres inflorescencias (DÍAZ y ÁVILA, 2002).

Se cosecha durante los 12 meses del año, ocurriendo en algunas zonas en los meses de octubre a marzo. La producción anual por planta es de 30 a 36,8 kg (IIAP, 1997).

2.1.4. El fruto

Fruto oblongo o elipsoide, de 2,5 a 3,5 cm de largo y 2,0 a 2,5 cm de diámetro, de color violeta oscuro o negro en la madurez, agrupado en racimos con peso entre 2 y 32 kg, con 500 a 4,000 frutos. Epicarpio liso, rojo oscuro a la maduración, cubierto por una delgada capa cerosa, blanquecina, mesocarpio carnoso con elevado contenido de aceite, semilla recubierta por fibras delgadas, endospermo duro, el conjunto de la cáscara y la pulpa tiene un espesor de 2 a 3 mm (DÍAZ y ÁVILA, 2002).

El fruto después de cosechado es consumido al natural, deteriorándose en un lapso aproximado de 7 días (IIAP, 1997).

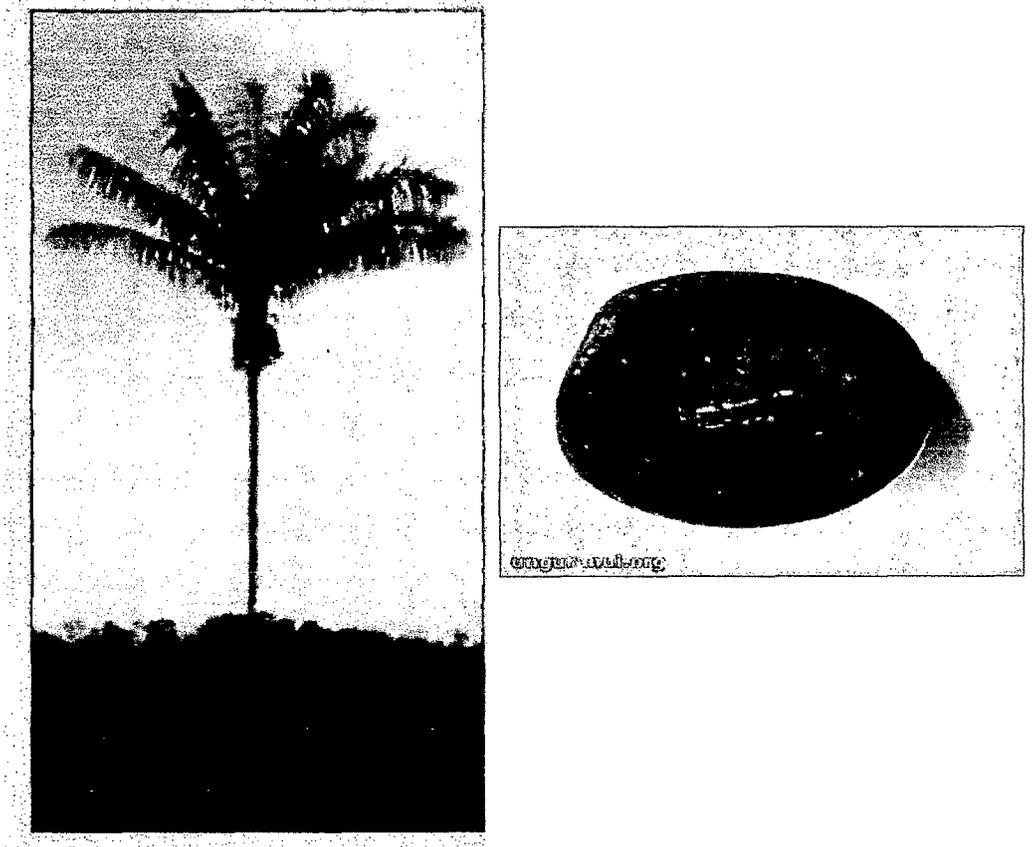


Figura 1. Fruto de unguahui (*Oenocarpus bataua* Mart.)

2.1.5. Maduración del fruto

GARCÍA y PRADERES (2007), indican que la maduración es una secuencia de cambios en el color, sabor y textura que pueden resumirse en las siguientes características:

- Pérdida de la clorofila y aparición de otros pigmentos como xantofilas y carotenos, que dan lugar al cambio de color característico en las frutas, bien sea en la planta o fuera de ella.
- Cambios en la acidez y astringencia, los cuales conducen a un sabor agridulce en la fruta de aceptación por el consumidor.

- Transformación de almidones en azúcares mediante una degradación hidrolítica de los carbohidratos que se transforman en azúcares, apareciendo el sabor dulce e incrementando la palatabilidad del fruto promoviendo un aumento en los sólidos solubles.
- Rompimiento de la pared celular a nivel de la protopectina y ablandamiento del fruto.
- Aparición de compuestos volátiles de bajo peso molecular, que atribuyen al fruto las características organolépticas.

LARA *et al.* (2007), indican que la maduración es la etapa más importante y compleja en el desarrollo de las frutas; puede dividirse en dos fases: la fase de maduración fisiológica y la fase de maduración organoléptica. La primera, suele iniciarse antes de que termine el crecimiento celular y finaliza, más o menos, cuando el fruto tiene las semillas en disposición de producir nuevas plantas; la evolución de esta fase sólo se completa adecuadamente cuando el fruto se encuentra en la planta; la fase de maduración organoléptica hace referencia al proceso por el cual se transforma un tejido fisiológicamente maduro en otro visual olfatoria y gustativamente atractivo; este es el resultado de un complejo conjunto de transformaciones que incluyen: maduración de las semillas, cambios de color, cambios en la composición de sustancias pépticas, modificación de los ácidos orgánicos, producción de sustancias volátiles y desarrollo de cera en la piel.

Según GALLO (1993), la madurez de cosecha o comercial es aquella etapa fisiológica en el desarrollo de la fruta en la cual se desprende del árbol y puede llegar a desarrollar su madurez de consumo.

HAWTHORN (1983), menciona que la madurez comercial es simplemente las condiciones de un órgano de la planta requerida por un mercado, comúnmente guarda escasa relación con la madurez fisiológica y puede ocurrir en cualquier fase del desarrollo o envejecimiento.

SAENZ (1993), menciona que la madurez comercial es el punto durante el desarrollo de un órgano en el cual este reúne las características necesarias para su consumo como alimento humano, para su uso industrial o cualquier otro uso económico y puede ser independiente del grado fisiológico de madurez y desarrollo.

BOSQUEZ (2007), indica que el estado de madurez que poseen los productos vegetales al ser cosechados, es especialmente importante para su manejo, transportación y comercialización ya que repercute directamente en su calidad y potencial de conservación en fresco. De aquí que la distinción entre los conceptos de desarrollo, madurez fisiológica (mature), madurez hortícola y madurez de consumo (ripe), así como la identificación de estos estados de desarrollo, son aspectos relevantes para la aplicación de la tecnología postcosecha. En fisiología postcosecha, los términos sazón o madurez fisiológica (mature) y madurez de consumo (ripe) denotan diferentes estados de desarrollo en el caso de los frutos. Actualmente, la definición más aceptada para el estado sazón es la siguiente: " Aquel estado en el cual un fruto ha alcanzado un estado de desarrollo suficiente para que, después de la cosecha y manejo postcosecha (incluyendo la maduración, cuando sea requerida), su calidad sea al menos, la mínima aceptable para el consumidor final". La madurez de consumo sería el estado de desarrollo en el que el fruto

ha alcanzado su máxima calidad estética y sensorial que lo hacen apto para el consumo humano inmediato. Un término aplicable a cualquier órgano vegetal lo constituye el de madurez hortícola, el cual se define como aquel estado de desarrollo de una planta o parte de ella que posee los requisitos necesarios para ser utilizado por el consumidor para un propósito particular. De acuerdo con esta definición, un producto vegetal dado puede estar hortícolamente maduro en cualquier estado de desarrollo, así por ejemplo los germinados o plántulas están hortícolamente maduras en los estados tempranos del desarrollo, mientras que otros órganos de la planta como las flores, hojas, y tubérculos, se encuentran en los estados intermedios del desarrollo, y las semillas y nueces en los últimos estados del desarrollo. Para algunos productos vegetales, la madurez hortícola se alcanza en más de un estado de desarrollo, dependiendo del uso o destino deseado, así por ejemplo, en la calabacita zuchini el producto con madurez hortícola puede ser la flor completamente abierta, el fruto joven o el fruto completamente desarrollado. Una diferencia cualitativa entre madurez fisiológica (sazonamiento) y comestibilidad permite distinguir a muchas frutas de los vegetales, así en el caso de los plátanos sazones (*mature*, en inglés), la calidad comestible está bastante alejada del óptimo, ya que la fruta adquiere su condición de comestible sólo después de que se ha llevado a cabo el proceso de maduración (*ripening*, en inglés). Por el contrario, en la mayoría de los vegetales la madurez óptima coincide con la madurez de consumo.

MIRANDA *et al.* (2008), menciona que los frutos de unguurahui (*Oenacarpus bataua* Mart) seleccionados y lavados se introducen en un

recipiente metálico con agua y se calientan hasta que ésta alcance una temperatura entre 45 a 50 °C (un poco más caliente que la temperatura de la mano). El tiempo de madurado es de 20 a 25 min. Pasado este tiempo se realiza una prueba física para saber si el fruto está maduro (presionar el fruto con la mano y si este se deshace, entonces está listo).

2.1.6. Utilización del fruto

La pulpa del fruto maduro es comestible, diluido en agua, se utiliza tradicionalmente, en la preparación de bebidas no alcohólicas "chapo" (Perú) y "vino" (Brasil); también se utiliza en la preparación de jugos, helados y dulces. Los residuos de la preparación de bebidas o de la extracción de aceite, se utilizan en alimentación de aves y cerdos (VÁSQUEZ, 1996).

Los frutos tienen dos usos principales, como fuente alimenticia y como recurso medicinal. La pulpa del fruto maduro es comestible, diluida en agua se utiliza tradicionalmente en la preparación de bebidas no alcohólicas, jugos, helados y dulces con alto contenido nutritivo. A partir del fruto, comunidades de toda América del Sur han extraído aceite mediante métodos tradicionales, que además de ser comestible, es muy apreciado para productos cosméticos y medicinales (MIRANDA *et al*, 2008).

La leche producida de la pulpa de esta fruta es rica en proteína y aceite, de alto valor biológico, comparable en grasas-proteína-carbohidrato con la composición de la leche humana (Balick y Gershoff 1981, citados por COLLAZOS, 1987).

DÍAZ Y ÁVILA (2002), indica que el seje (ungurahui) es considerado como una fuente de proteína de muy alto valor, comparable con la carne o con la leche. La pulpa de la fruta es rica en lípidos, proteínas y vitaminas, cada fruta fresca pesa entre 5 y 14 g, promedio 8 g con 35,6 a 44,7% de pulpa, promedio 41,4% y 6,6 a 8,1% de aceite en la pulpa, promedio 7,4%. La bebida preparada con la pulpa aplastada en agua y tamizada ("chapo" o "vino"), tiene un alto valor nutritivo y energético.

Sin embargo, el valor principal del seje, es el aceite comestible contenido en la pulpa, que tiene buen valor alimenticio comparable en apariencia y composición de ácidos grasos al aceite de oliva (*olea europeaea*). El aceite no se daña o enrancia fácilmente, y tiene varios usos, en la cocina, para conservar la carne, como combustible para dar iluminación y como medicina para varios males. En la Amazonia ecuatoriana se emplea contra la caída del cabello y la caspa; en la Amazonia colombiana se preparan lavados "para fortalecer el cabello"; también da buenos resultados en el tratamiento de la tuberculosis y otras enfermedades pulmonares (DÍAZ y ÁVILA, 2002).

2.1.7. Composición química y valor nutricional

ROCHA (2010), indica que la pulpa de la fruta es rica en lípidos, proteínas y vitaminas. Cada fruta fresca pesa entre 5 y 14 g, promedio 8 g con 35,6 a 44,7% de pulpa, promedio 41,4% y 6,6 a 8,1% de aceite en la pulpa, promedio 7,4%. Tiene entre 77 y 82% de ácidos grasos no saturados y 2 a 4 % de ácidos grasos saturados, lo que compara favorablemente con el 87% de ácidos grasos no saturados y el 7 a 8% de ácidos grasos saturados que tiene el

aceite de oliva. La composición en ácidos grasos del aceite del mesocarpio se presenta en el siguiente Cuadro.

Cuadro 1. Composición de ácidos grasos del mesocarpio de unguirahui en comparación al aceite de olivo (% de aceite total).

# C Ácido graso	Jamieson (1943)	Balick & Gershoff (1981)	Jamieson (1943)	Balick & Gershoff (1981)
C14:0 - mirístico			1,0	
C16:0 - palmítico	8,8	13,2 ± 2,1	9,4	11,2
C16:1 - palmitoleico		0,6 ± 0,2		1,5
C18:0 - esteárico	5,6	3,6 ± 1,1	1,4	2,0
C18:1 - oleico	76,5	77,7 ± 3,1	80,5	76,0
C18:2 - linoleico	3,4	2,7 ± 1,0	6,9	8,5
C18:3 - linolénico		0,6 ± 0,4		0,5
% no saturado	79,9	81,6 ± 4,7	87,4	86,5

Fuente: VILLACHICA, 1996

2.2. Generalidades de polifenoles

PALADINO (2008), menciona que los fenoles son metabolitos secundarios ampliamente distribuidos en el reino vegetal. Se localizan en todas las partes de las plantas y su concentración es variable a lo largo del ciclo vegetativo. Estos compuestos participan de diversas funciones, tales como la asimilación de nutrientes, síntesis proteica, actividad enzimática, fotosíntesis,

formación de componentes estructurales, alelopatía y defensa ante los factores adversos del ambiente. Los fenoles están asociados al color, las características sensoriales (sabor, astringencia y dureza), las características nutritivas y las propiedades antioxidantes de los alimentos de origen vegetal. La característica antioxidante de los fenoles se debe a la reactividad del grupo fenol.

La oxidación de los compuestos fenólicos, al parecer están involucrados en la defensa de las plantas contra la invasión de patógenos, incluyendo bacterias, fungi y virus, así como metabolitos esenciales para el crecimiento y reproducción de estas (MARTÍNEZ- VALVERDE *et al.*, 2000).

2.2.1. Clasificación de los compuestos fenólicos

SOLER. (2009), indica que se han llegado a identificar más de 8000 compuestos fenólicos con estructura muy variada, por lo que su clasificación es una tarea compleja. Una de las más utilizadas es la enunciada por HARBORNE Y COL (1989) que agrupa los fenoles en diez clases, dependiendo de su estructura química básica.

Cuadro 2. Clasificación de los compuestos fenólicos en función de la estructura química básica enunciada por Harborne.

N° átomos de Carbono	de esqueleto	Clase
6	C6	Fenoles simples
7	C6 - C1	Ácidos fenólicos
8	C6 - C2	Acetofenona, ácido fenilacético
9	C6 - C3	Acidohidroxicinámico, cromonas, Coumarinas, isocoumarinas, polipropenos
10	C6 - C4	Naftoquinonas
13	C6 - C1 - C6	Xantonas
14	C6 - C2 - C6	Estilbenos, antraquinonas
15	C6 - C3 - C6	Flavonoides, isoflavonoides
18	(C6 - C3) ²	Lignanos, neolignanos
30	C6 - C3 - C6) ²	Biflavonoides
N	(C6 - C3) ⁿ	Ligninas
	(C6) ⁿ	Catecolmelanina
	(C6 - C3 - 6) ⁿ	(taninos condensados)

Fuente: HARBONE, 1989

2.2.2. Función de los compuestos fenólicos

La actividad antioxidante de los compuestos polifenólicos se basa en su capacidad secuestradora de radicales libres (scavengers) y de quelación

de metales, su estructura química es la ideal para reaccionar con los radicales libres y formar un radical intermedio más estable y menos reactivo, ya que la presencia de anillos aromáticos y grupos hidroxilo permite que se deslocalicen los electrones (UGARTONDO, 2009).

El estudio de los compuestos fenólicos en alimentación se ha centrado en varios aspectos; por una parte, en la contribución a las propiedades organolépticas como el color y el amargor. Por ejemplo, la elevada concentración de derivados de oleuropeína en el aceite de oliva virgen potencia los atributos amargo y picante. Por otra parte, en la participación en los procesos de oxidación durante la producción y conservación. Así, los aceites de oliva con alto contenido en compuestos fenólicos están especialmente protegidos de la oxidación. Sin embargo, la principal razón que ha hecho que el estudio de los compuestos fenólicos haya sido objeto de numerosas investigaciones en los últimos 15 años es su contribución a la mejora de la salud. En los últimos años se han acumulado evidencias de que algunos compuestos fenólicos ingeridos con la dieta habitual pueden tener implicaciones sobre la salud humana, concretamente en la reducción de la incidencia de enfermedades cardiovasculares y de algunos tipos de cáncer. De hecho, desde 1990, varias organizaciones internacionales del ámbito de la nutrición, como la OMS, la CIIC o la AAR, recomiendan un consumo diario de antioxidantes, principalmente a través de frutas y verduras, con el fin de prevenir o atenuar patologías asociadas al estrés oxidativo celular. Dentro de este grupo de antioxidantes se encontrarían carotenoides, licopenos, Vitamina C, Zinc, Selenio, etc. Además de los compuestos fenólicos (SOLER, 2009).

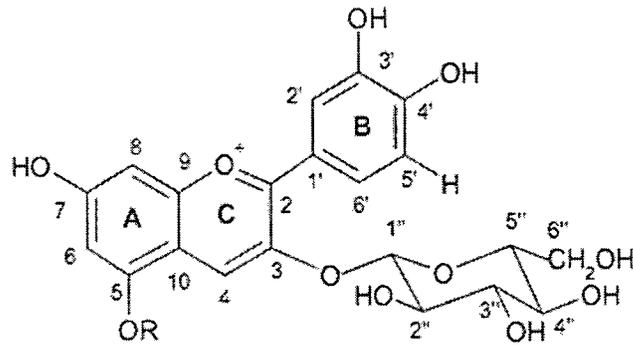
2.2.3. Actividad antioxidante de los polifenoles en los alimentos

Los flavonoides son la clase predominantemente de los fenoles presentes en los alimentos, porque son aproximadamente 2/3 de los fenoles consumidos en la dieta humana. Los taninos también son una fuente importante de antioxidantes, debido a que están presentes en los alimentos de origen vegetal, los humanos consumen compuestos fenólicos a diario. El rango de consumo es de 25 mg a 1g por día dependiendo del tipo de dieta (frutas, vegetales, granos, té y especias).

Los extractos crudos de frutas, hierbas, verduras, cereales y otros materiales vegetales ricos en fenoles están generando interés en la industria de los alimentos debido a que retardan la degradación oxidativa de los lípidos, y por lo tanto mejoran la calidad y el valor nutricional de los alimentos. La importancia de los constituyentes antioxidantes de los materiales vegetales en el mantenimiento de la salud y la protección contra la enfermedad coronaria y el cáncer aumenta el interés de los elaboradores de alimentos y de los consumidores. La tendencia se encamina hacia la preparación de alimentos con valores específicos para la salud (PALADINO, 2008).

2.2.4. Aspectos generales de las antocianinas

LEYVA (2009), menciona que la palabra antocianina deriva del griego anthos (flor) y kyanos (azul oscuro). Las antocianinas son los responsables de los colores rojos, azulados o violetas de la mayoría de las frutas y flores, es el pigmento más importante, después de la clorofila, que es visible al ojo humano.



Cianidina 3-glucósido, R=H
Cianidina 3,5-diglucósido, R=glucosa

Figura 2. Estructura más común de la antocianina glucosilada

Las antocianinas son derivados del catión 2-fenilbenzopirilio y debido a la poca solubilidad de éstas en agua, no se encuentran de manera libre en la naturaleza, sino en su forma glucosilada siendo una de las más abundantes la cianidina-3-glucósido (Figura 2).

La función más importante de las antocianinas es la percepción visible para la atracción de animales para propósitos de polinización y dispersión de semillas. Además se encargan de la filtración de la luz o pueden acumularse como resultado del estrés. Dentro de las vacuolas, las antocianinas, pueden estar localizadas en organelos esféricos conocidos como antocianoplastos, que se forman mientras la síntesis de pigmentos está en operación.

2.2.5. Estabilidad de las antocianinas

Como en la mayoría de los colorantes naturales, las antocianinas sufren de inestabilidad inherente. Generalmente, las antocianinas son más

estables bajo condiciones ácidas, pero pueden degradarse por mecanismos para formar primero productos incoloros, después productos oscuros e insolubles. La degradación puede ocurrir durante la extracción/purificación y durante el procesamiento y almacenamiento normal de alimentos. Un conocimiento de los factores que influyen en la estabilidad de las antocianinas y los mecanismos de degradación es vital para la eficiente extracción/purificación de antocianinas y para sus usos como colorantes alimenticios. Tal conocimiento puede también conducir a una selección más prudente de fuentes de pigmentos y desarrollo de más productos alimenticios altamente coloreados. Los principales factores que influyen la estabilidad de las antocianinas son pH, temperatura y la presencia de oxígeno, pero la degradación enzimática y las interacciones con otros componentes alimenticios (ácido ascórbico, iones metálicos, azúcares, co-pigmentos) no son menos importantes. En general, las antocianinas son más estables en medios ácidos, libres de oxígeno bajo condiciones frías y en oscuridad (AGUILERA, 2009)

LEYVA (2009), menciona que las antocianinas son compuestos lábiles y su estabilidad es muy variable en función de su estructura y la composición de la matriz en la que se encuentran. Su estabilidad se ve afectada por el pH, temperaturas de almacenamiento, presencia de enzimas, luz, oxígeno, estructura y concentración de las antocianinas, y la presencia de otros compuestos tales como otros flavonoides, proteínas y minerales. Uno de los principales factores del medio que afecta la estabilidad del color de las antocianinas es el pH. Dependiendo del pH las antocianinas pueden existir en

cuatro especies diferentes: base quinoidal, catión flavilio, pseudobase carbinol y chalcona. En soluciones muy ácidas ($\text{pH} < 0,5$) el catión flavilio rojo es la única estructura. Con incrementos de pH la concentración del catión decrece al mismo tiempo que la hidratación da lugar a la base de carbinol incolora. Entre pH 4 y 5,5 habrá poco color, debido a que las dos formas coloreadas estarán en bajas concentraciones y el equilibrio se desplazará a las formas incoloras. Por lo tanto, la forma chalcona es la más susceptible a la degradación, y la forma iónica flavilio es la más estable (Figura 3).

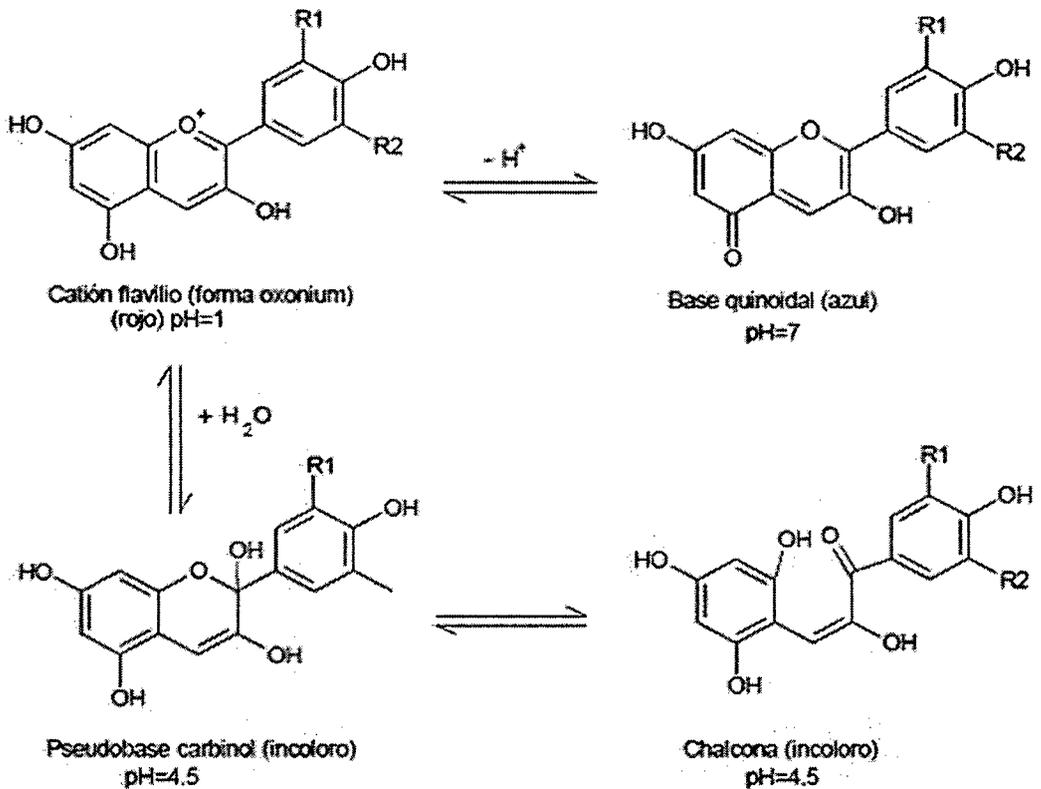


Figura 3. Estructura de antocianinas a diferentes pH 's (Giustin y Wrolstad, 2001)

2.2.6. Polimerización de las antocianinas

Las antocianinas son pigmentos lábiles que experimentan reacciones de degradación. Su estabilidad, como ya se mencionó es altamente variable y depende de su estructura y de la composición de la matriz en la cual existe. Al incrementar las sustituciones glucosídicas y en particular, acilaciones de azúcares residuales con ácido cinámico, incrementará la estabilidad del pigmento. La polifenoloxidasa, peroxidasa y las enzimas glicosiladas pueden tener un efecto devastador sobre las antocianinas. Estas enzimas pueden ser nativas de los tejidos de las plantas o provenientes de la contaminación con mohos. Otra posible fuente es parte de las actividades comerciales de las enzimas utilizadas como auxiliares del procesamiento. Las enzimas glicosiladas actúan directamente sobre las antocianinas, pero la acción de las polifenoloxidasas y peroxidadas son indirectas. (LEYVA. 2009).

2.2.7. Antocianinas en frutas

SANTACRUZ (2011), reporta que el estudio de las antocianinas en frutas tropicales, ha tomado fuerza la última década no solo por la capacidad colorante, sino también por su capacidad antioxidante. Es así como los extractos de distintas frutas como mora, frambuesa y diferentes cultivos de grosella han demostrado actuar de manera eficaz como inhibidores de radicales libres. Durante los últimos años se ha publicado la composición de los pigmentos de una gran variedad de plantas de diferente origen geográfico, de diferentes familias y con diferentes métodos de extracción. En un estudio, se realizó la identificación y cuantificación de antocianinas en algunas frutas

tropicales: acerola (*Malpighia marginata*), jussara (*Euterpe edulis*), jambolão (*Cuminisy zygium*) y Guajiru (*Chrysobalanu sicaco*), por cromatografía líquida acoplada a espectrometría de masas, con el fin de demostrar la presencia de antocianinas en frutas tropicales. Se encontraron las antocianinas: cianidina, delphinidina, pelargonidina, petunidina y malvidina en cantidades apreciables (75 mg/100 g y 275 mg/100 g peso seco), en general el contenido total de antocianinas en frutas puede estar entre 20 y 1000 mg /100g de fruta fresca.

Cuadro 3. Contenido de antocianinas totales en algunas frutas

Taxonomía	Nombre común	Concentración (mg/100g fruta)	Estándar	Referencia
<i>Vaccinium uliginosum</i> L.	Arándano alpino	256	Mv-3-glu	ANDERSEN (1987)
<i>Rubus occidentalis</i> L.	Frambuesa negra	627	Cy-3-glu	MOYER <i>et al.</i> (2002)
<i>V. parvifolium</i>	Arándano rojo	34	Cy-3-glu	
<i>R. nigrum</i> cv	Grosella negra	411	Cy-3-glu	
<i>Sambucus nigra</i>	Cauco negro	200 - 1000	Cy-3-glu	BRIDLE <i>et al.</i> (1997)
<i>V. vinifera</i>	Uva de vid	30 - 750	Cy-3-glu	
<i>Citrus cinensis</i>	Naranja dulce	200	Cy-3-glu	

Mv: malvidina, Cy: cianidina, glu: glucosa
Fuente: SANTACRUZ, 2011

2.3. Actividad antioxidante y radicales libres

2.3.1. Radicales libres

2.3.1.1 Definición y clasificación

UGARTONDO (2009), indica que los radicales libres (RL) son moléculas que en su estructura atómica presentan un electrón no apareado (aquél que ocupa una órbita atómica o molecular por sí mismo), pueden existir de forma independiente y que, debido a la inestabilidad de su configuración electrónica, son generalmente muy reactivos. Esta reactividad es la base de su toxicidad y de su corta vida media. La generación de RL no se ha de relacionar siempre con su toxicidad debido a que la función que desarrollan presenta dos caras opuestas, por un lado actúan como mediadores y reguladores a concentraciones fisiológicas, mientras que a concentraciones elevadas pueden actuar como potentes oxidantes citotóxicos.

En los sistemas vivos se generan muchos tipos de radicales libres, siendo los más conocidos los radicales del oxígeno. Se utiliza el término Especies Reactivas del Oxígeno (reactive oxygen species, ROS) como nombre colectivo para referirse a las especies derivadas del oxígeno, incluyendo tanto los derivados radicales como los no radicales, que son agentes oxidantes y/o fácilmente convertibles en radicales (la presencia de un “.” en una especie reactiva indica que ésta posee un electrón no apareado, es decir, que es un radical). De forma análoga existen Especies Reactivas del Nitrógeno (RNS), del Cloro (RCIS) y del Bromo (RBrS). En el cuadro 4 se presentan las principales especies reactivas del oxígeno (ROS) y del nitrógeno (RNS), que son los dos grandes grupos de especies reactivas implicados en la biología redox.

Cuadro 4. Especies reactivas del oxígeno (ROS) y del nitrógeno (RNS) fisiológicas.

	ROS	Símbolo	RNS	Símbolo
	Anión superóxido	O ₂	Óxido nítrico	NO
Radicales	Hidroxilo	OH	Dióxido de nitrógeno	NO ₂
	Alcóxido	RO		
	Peróxido	ROO		
	Peróxido de hidrogeno	H ₂ O ₂	Peroxinitrilo	ONOO
No radicales	Acido hipocloroso	HClO	Acido Nitroso	HNO ₂
	Ozono	O ₃	Catión nitrosilo	NO
	Oxigeno singlete	DO ₂	Anión nitroxilo	NO
			Peroxinitritos alkilo	ROONO

Fuente: UGARTONDO, 2009

GONZALEZ - TORRES *et al.* (2000), menciona las características principales y especies reactivas del oxígeno indicado en el siguiente cuadro.

Cuadro 5. Especies reactivas del oxígeno y sus principales características

Radical	Nombre	Características
$O_2^{\cdot-}$	Superóxido	Es muy reactivo en un medio hidrofóbico pero no puede atravesar libremente las membranas biológicas, en condiciones fisiológicas pueden transformarse en peróxido de hidrógeno.
$^{\circ}OH$	Hidroxilo	Es el más reactivo y se le ha relacionado con el daño sufrido directamente al ADN, proteínas y lípidos.
H_2O_2	Peróxido de hidrogeno	No es un radical pero puede generarlos rápidamente al estar en contacto con iones metálicos, como el fierro y el cobre.
$ONOO^{\cdot-}$	Peroxinitrito	Se forma a partir de la reacción del radical superóxido con el ácido nítrico. Se le ha relacionado con la patología de varios desordenes neurodegenerativos, con la enfermedad de alzheimer
O_2	Oxígeno simple	Se forma como producto de la reacción del glutatión reducido y el radical superóxido durante la lipoperoxidación. Juega un papel importante en los procesos de mutagénesis, carcinogénesis, envejecimiento y desordenes degenerativos.

2.3.2. Mecanismo de acción de los radicales libres

UGARTONDO (2009), menciona que el mecanismo de “ataque” a las estructuras biológicas se inicia cuando el RL le sustrae un átomo de hidrógeno o alternativamente un electrón, a la molécula diana, lo que convertirá al electrón no apareado del radical en un par de electrones más estable. Dado que desde un punto de vista electroquímico la molécula que pierde el hidrógeno o el electrón se oxida, los RL y RS se conocen como (pro) oxidantes.

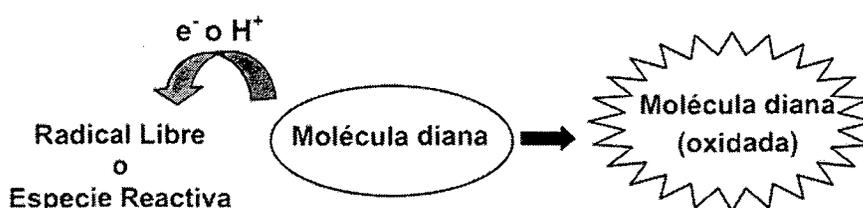


Figura 4. Mecanismo de ataque de los RL.

2.3.1.2 Generación de radicales libres

La mitocondria es el principal productor radicales libres (RL) o más modernamente llamados especies reactivas de oxígeno (ERO), ya que la respiración celular se verifica específicamente a este nivel. Como se sabe el 90% del total del oxígeno inhalado se consume en la mitocondria y alrededor del 2% del oxígeno reducido se transforma en el radical superóxido (O_2^{\bullet}). Otra fuente de este radical son los fagocitos activados que producen el superóxido como mecanismo protector frente a agentes u organismos extraños. Por otros mecanismos el radical superóxido se transforma en el radical hidroxilo (OH^{\bullet}), que es aún más reactivo que el anterior. Otro radical libre fisiológico es el óxido nítrico (NO^{\bullet}), que se produce en el endotelio vascular

como factor relajante. Este puede transformarse en peróxido nítrico (ONOO) que contribuye en gran medida a lesiones de tipo oxidativo en múltiples enfermedades (LIMA, 2002).

2.3.3. Actividad antioxidante

2.3.1.3 Definición de antioxidantes

Los antioxidantes son sustancias que pueden inhibir o retardar el proceso oxidativo, interfiriendo con la iniciación o propagación de las reacciones en cadena de la auto-oxidación. La importancia de un antioxidante depende de su concentración, del medio donde actúa y de su habilidad para interaccionar con sistemas regeneradores (JURADO – MUÑOZ, 2009).

Un antioxidante biológico es definido como “cualquier sustancia, que en bajas concentraciones en relación al sustrato oxidable, retarda o previene significativamente la oxidación de este sustrato”. Así, los antioxidantes actúan como protectores de la oxidación de biomoléculas por radicales libres e impiden la propagación de la reacción oxidativa en cadena provocada por los mismos. Para ser consideradas antioxidantes las sustancias tienen que presentar por lo menos una de las tres propiedades: supresión de la formación de radicales libres (por quelación de metales o por inhibición de las enzimas generadores de radicales libres), eliminación o desactivación de radicales libres con formación de un producto estable, o participación en procesos de reparación de daños oxidativos (CASTEL, 2010).

No hay que olvidar que muchos de los efectos de los antioxidantes, sobre todo aquéllos implicados en la regulación génica, dependen en gran

medida de la dosis o estado de diferenciación celular, de modo que el mismo compuesto podría actuar como anti ó prooxidante anti ó proapoptótico dependiendo de diversos factores. Los antioxidantes de la dieta juegan un papel muy importante en la prevención de la citotoxicidad producida por los radicales libres, sin embargo, hay que tener en cuenta que un nivel excesivo de algunos de ellos podría tener efectos negativos. Además, muchos de los datos sobre la biología de los radicales libres y los antioxidantes proceden de estudios in vitro y necesitan ser verificados in vivo (OLIVERAS, 2005).

Los antioxidantes son compuestos que prolongan la vida útil de alimentos, protegiendo contra el deterioro causado por la oxidación, inhiben la propagación de radicales libres por eso son utilizados para prevenir el deterioro de los alimentos, evitando la rancidez de las grasas y los cambios de color (SIES, 1997).

2.3.1.4 Actividad antioxidante de compuestos vegetales

La evaluación de la actividad antioxidante de diferentes fuentes naturales está siendo objeto de investigación por los diversos beneficios que se obtienen al incorporar sustancias con capacidad antioxidante en la dieta humana. Estudios epidemiológicos demostraron que el consumo de dietas ricas en alimentos y bebidas de origen vegetal está asociado a la reducción de la aparición de enfermedades crónico- degenerativas. Tales alimentos son fuentes de sustancias como carotenoides y polifenoles que pueden actuar como agentes antioxidantes, reduciendo los daños causados por especies reactivas de oxígeno, formadas tanto en condiciones fisiológicas como

patológicas. Por otro lado, los antioxidantes sintéticos han levantado sospechas de ser cancerígenos, dirigiéndose las investigaciones a los antioxidantes naturales, principalmente a los encontrados en plantas. El objetivo de estos estudios es identificar extractos o fracciones de materiales naturales que posean sustancias con actividad antioxidante y que puedan ser incorporadas en la dieta, ya sea constituyendo parte del alimento, sustituyendo a los antioxidantes artificiales utilizados o actuando en conjunto con los mismos, reduciendo su concentración. La capacidad antioxidante de los extractos o fracciones de plantas es, en general, el efecto complementario de dos o más compuestos antioxidantes actuando de acuerdo a diferentes mecanismos de acción. Por esta razón es mayor el interés práctico en extractos y fracciones vegetales como aditivos alimenticios, que en los compuestos aislados.

En alimentos la oxidación causa variaciones indeseables que pueden llevar tanto a cambios en las características sensoriales como a la reducción del valor nutricional. Por esta razón, los antioxidantes poseen un importante papel en el procesamiento y almacenamiento de los alimentos (CASTEL, 2010).

2.3.1.5 Estrés oxidativo

El estrés oxidativo y el daño que éste genera están implicados en una enorme variedad de procesos naturales y patológicos como el cáncer, la diabetes mellitus, la aterosclerosis y enfermedades relacionadas con degeneraciones neurológicas como el Alzheimer, Parkinson, desórdenes autoinmunes y procesos del envejecimiento, todas estas dolencias se aduce

que se debe al desequilibrio entre la producción de especies reactivas y las defensas antioxidantes del organismo.

Estas dos líneas de defensa han sido denominadas por algunos autores como sistemas de defensa primarios, porque actúan inactivando la producción directa de radicales libres, mientras que el sistema antioxidante secundario lo componen las enzimas encargadas de restablecer el nivel de cofactores o reparar las biomoléculas dañadas.

El estado de estrés oxidativo del organismo puede combatirse con la administración de antioxidantes exógenos, que son únicamente de origen vegetal. Las vitaminas hidrosolubles (vitamina C) y liposolubles (Vitaminas A y E), junto con los compuestos fenólicos, forman el grupo más importante de compuestos naturales con capacidad antioxidante, pero mientras que las vitaminas son nutrientes, los polifenoles no se pueden considerar como tales. El estrés oxidativo puede originarse por fuentes endógenas y exógenas a las células, el número de posibles fuentes de estrés oxidativo es variado y se debe a la producción de especies reactivas del oxígeno (ROS) en procesos celulares de óxido-reducción, como la cadena de transporte electrónico, la exposición a radiaciones ionizantes, los procesos metabólicos y los procesos patológicos del organismo, como las oxidaciones producidas por las células fagocíticas en la defensa contra microorganismos (OLIVERAS, 2005).

El estrés oxidativo se refiere al desequilibrio entre la producción de los EROs (especies reactivas de oxígeno) y la de toxicación de los mismos. Es en estas condiciones que los radicales libres se tornan dañinos al ser producidos en exceso bajo ciertas circunstancias anormales como inflamación,

isquemia, la presencia de iones catalíticos (Ej. Fe^{+2}), etc., o cuando disminuyen los niveles de enzimas antioxidantes, o por ambos procesos simultáneamente (CASTEL, 2010).

2.3.1.6 Clasificación de los antioxidantes

2.3.1.6.1 Antioxidantes endógenos

Los antioxidantes endógenos o antioxidantes enzimáticos, actúan a nivel celular. Existe tres sistemas principales de enzimas antioxidantes: 1) Superóxido dismutasa (SOD), 2) Catalasa (CTL) y 3) Gutación peroxidasa (GPX) (GONZÁLEZ – TORRES *et al.*, 2000).

2.3.1.6.2 Antioxidantes exógenos

Los agentes antioxidantes exógenos son aquellos que se ingieren a través de los alimentos y desde el punto de vista práctico son los más importantes de todos, ya que son los únicos que pueden ser introducidos al organismo de forma voluntaria por cada persona, en función de sus conocimientos sobre el tema, la disponibilidad de alimentos en un momento dado y la voluntad e interés que tenga de consumir una dieta saludable (LIMA, 2002). Los antioxidantes exógenos o no enzimáticos, transforman los radicales en menos agresivos (POLYAKOV *et.al.*, 2001). En el siguiente cuadro se presenta la clasificación de los antioxidantes.

Cuadro 6. Clasificación de los antioxidantes

Exógenos	Endógenos	Cofactores
Vitamina E	Glutación	Cobre
Vitamina C	Coenzima Q	Zinc
Betacaroteno	Ácido tióctico	Manganeso
	Superoxido dismutasa (SOD)	
Flavonoides	Catalasa	Hierro
	Glutación peroxidasa	
Licopeno		Selenio

FUENTE: CRIADO y MOYA (2009).

En cuanto a los antioxidantes no endógenos como las vitaminas actúan donando o aceptando electrones en las reacciones de óxido-reducción, los minerales regulan la actividad de las enzimas antioxidantes actuando como cofactores (CRIADO y MOYA, 2009).

2.3.1.7 Mecanismos de acción de los antioxidantes

La auto-oxidación es un proceso natural que ocurre entre el oxígeno molecular y los lípidos insaturados presentes en el medio. El mecanismo de auto-oxidación lipídica es una reacción en cadena, que ocurre en tres etapas: iniciación, propagación y terminación (Figura 5). La reacción

puede ser iniciada por la presencia de oxígeno singlete (O_2), metales de transición, o por la exposición a la luz. Los antioxidantes actúan reduciendo agentes (radical libre terminal), quelando minerales y secuestrando al oxígeno singlete.

Los antioxidantes son clasificados, según su mecanismo de acción, en dos categorías: los antioxidantes preventivos y los que interrumpen la reacción en cadena. Los preventivos, como las enzimas superóxido dismutasa, catalasa, peroxidasa y la transferrina, inhiben la formación de los EROs imposibilitando la etapa de iniciación.

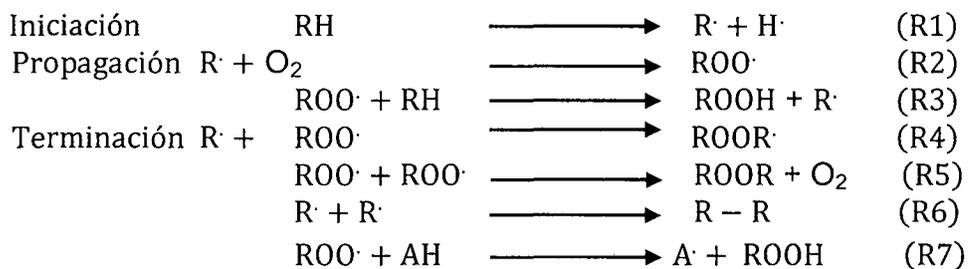


Figura 5. Mecanismo de auto-oxidación lipídica (ROJANO *et al.*, 2008).

Los antioxidantes que interrumpen la reacción oxidativa en cadena (chain-breaking), secuestran los radicales importantes en la etapa de propagación, como el radical alcoxilo ($RO\cdot$) y peroxilo ($RO_2\cdot$), inhibiendo esta etapa del proceso oxidativo. Los antioxidantes chain-breaking más conocidos son: las vitaminas C y E, ácido úrico, bilirrubina, compuestos fenólicos, entre otros. Los compuestos capaces de interrumpir la auto-oxidación pueden actuar por dos vías: la primera involucra la transferencia de átomos de hidrógeno

(TAH) (R7, Figura 6), el radical libre capta el átomo de hidrógeno del antioxidante, resultando en la formación de un radical estable, y así se interrumpe la reacción en cadena y la segunda está basada en la transferencia de un electrón (TE). (CASTEL, 2010).

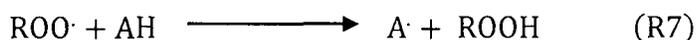


Figura 6. Mecanismo de interrupción de la auto-oxidación.

2.3.1.8 Evaluación in vitro de la capacidad antioxidante

CASTEL (2010), menciona que la evaluación in vitro de la capacidad antioxidante es aplicada como una rápida estimación de la posible actividad que una muestra tendrá in vivo o al formar parte de un alimento. Existen numerosos métodos para evaluar la capacidad antioxidante in vitro, y según la reacción que involucran, pueden ser ensayos que incluyen reacciones en las que se transfiere un electrón (TE) o un átomo de hidrógeno (TAH). En los ensayos basados en TE se produce una reacción de reducción en la que un sustrato toma un electrón del compuesto antioxidante (agente reductor). La reducción del sustrato causa en éste una alteración de color que se usa como medida del avance de la reacción y de la capacidad antioxidante de la muestra.

Algunos de los ensayos que se basan en esta reacción son: el ensayo de la capacidad secuestrante del radical ABTS, también llamado ensayo de la capacidad antioxidante equivalente al Trolox (TEAC); el ensayo del poder reductor del ión férrico (FRAP); ensayo de la capacidad reductora del

Cu (II); y el método de la capacidad secuestrante del radical 1,1-difenil-2-picrilhidrazil (DPPH).

Los métodos basados en reacciones de TAH utilizan un generador sintético de radicales libres, un sustrato oxidable (marcador) y un antioxidante donador de átomos de hidrógeno, por lo que se produce una competencia entre el antioxidante y el sustrato por los radicales libres. De este modo, la oxidación del sustrato es inhibida o retardada y esto se relaciona con la capacidad antioxidante del compuesto. Incluidos en estos métodos están el ensayo de ORAC (Oxygen Radical Absorbance Capacity), el ensayo de decoloración de la crocina, entre otros.

Por otro lado, también existen métodos que cuantifican los productos formados durante la peroxidación lipídica, los que en presencia de un antioxidante disminuyen. Algunos de estos métodos son el ensayo de la oxidación de lipoproteínas de baja densidad (LDLs) y el ensayo del ácido tiobarbiturico (TBARS). Debido a las particularidades de los métodos es extremadamente difícil comparar los resultados entre los diferentes ensayos.

2.3.1.8.1 Método del DPPH

El método de la capacidad de secuestrar el radical DPPH es uno de los más comunes para determinar la capacidad antioxidante de modo práctico, rápido y sensible. Este método utiliza un radical cromóforo que simula las especies reactivas de oxígeno (ROS), y que en la presencia de un compuesto antioxidante se reduce y cambia de coloración (CASTEL, 2010).

El principio del método de DPPH consiste en la sustracción de un átomo de hidrógeno proveniente de un donador (ejemplo compuesto fenólico)

para generar el compuesto difenil picrilhidrazina y una especie radical. En este proceso, la reacción desarrolla un cambio de color de violeta a amarillo o naranja pálido, a medida que disminuye la absorbancia detectable a 515 nm. (LEBEAU *et al.*, 2000).

JULIAN (2009), indica que el DPPH antes de la reacción con el antioxidante muestra un color morado intenso, que al ser reducido adquiere una coloración amarilla.

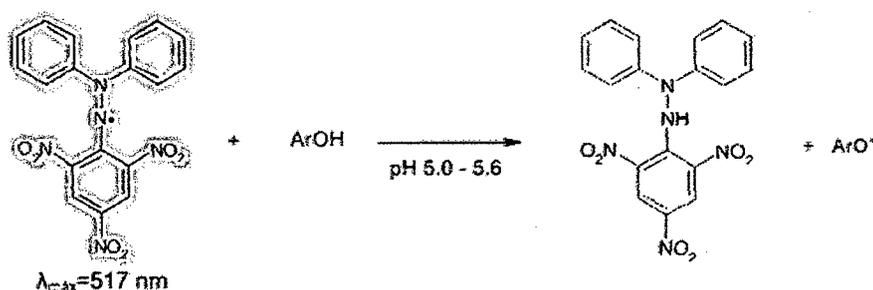


Figura 7. Reacción de descoloramiento del DPPH al ser reducido por los antioxidantes.

2.4. Generalidades sobre grasas y aceite

TREVEJO *et al.* (2002), menciona que las grasas y aceites son componentes de origen vegetal, animal y microbiano que están constituidos de ésteres de propanotriol, glicerol o glicerina y ácidos grasos, a los que se les conoce como triglicéridos. Cada grasa o aceite natural contiene diversos triglicéridos y eventualmente algún otro lípido, aunque corrientemente en baja proporción. Los triglicéridos en estado líquido a la temperatura ambiental se

denominan aceites, cuando a las mismas condiciones el estado físico es sólido se conocen como grasas, mantecas o sebos.

Todas las sustancias grasas sean de origen vegetal o animal, están constituidas en un elevado porcentaje, por ácidos grasos, combinados con glicerina (glicéridos). Los ácidos grasos constituyen el 94 a 96% del peso total de las moléculas que conforman el aceite. Los aceites obtenidos de las frutas frescas o de las cáscaras de frutas, tales como el aceite de palma, aceite de oliva, contienen como principales componentes ácidos, el palmítico, oleico y linoleico.

2.4.1. Oxidación lipídica

MOTA (2007), menciona que las sustancias grasas sufren, por la acción del aire, el agua y las bacterias, fenómenos complejos de descomposición llamados de rancidez o enranciamiento. Ocurren reacciones de hidrólisis lentas, catalizadas por enzimas, que dan lugar a la formación de aldehídos y cetonas. El oxígeno del aire ataca a los dobles enlaces y, en un proceso progresivo, termina por romper la cadena de carbonos produciendo compuestos de mal olor. La oxidación de aceites vegetales altamente no saturados en aire puede provocar también la polimerización en películas duras. Por lo tanto el almacenamiento prolongado de un aceite permite su descomposición natural, provocando en él un olor y sabor rancio característico, cambiando sus propiedades físicas y disminuyendo su capacidad de ser utilizado en la producción de alimentos, medicinas, etc.

FRANKEL (2010), indica que la oxidación de los lípidos provoca la aparición de aromas y olores rancios en alimentos y esto conlleva una disminución en la calidad nutricional y por consiguiente problemas de seguridad alimentaria debido a la formación de productos secundarios después del procesado y también cocinado.

La oxidación de los lípidos ocurre mediante un mecanismo en cadena iniciado por radicales libres y en el que se pueden encontrar los siguientes procesos: iniciación, propagación y terminación. Estas etapas constan a menudo de complejas cadenas de reacciones (Figura 8).

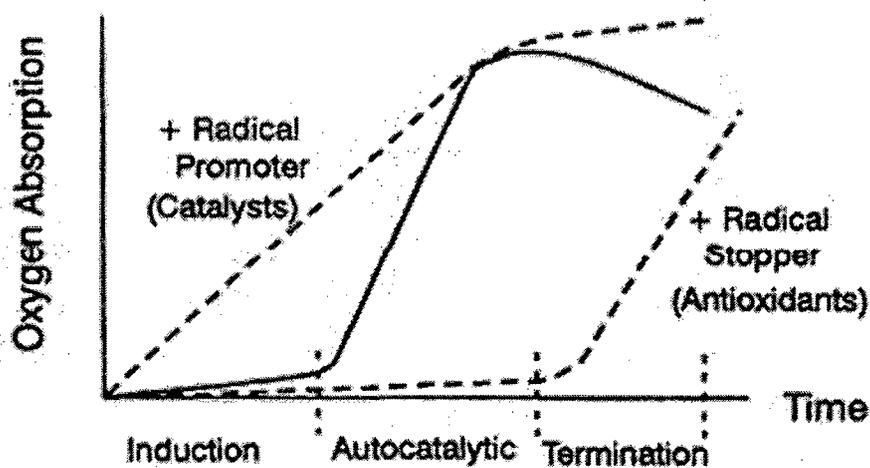
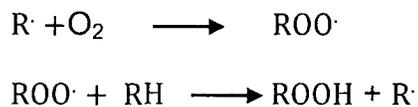


Figura 8. Cinética de oxidación

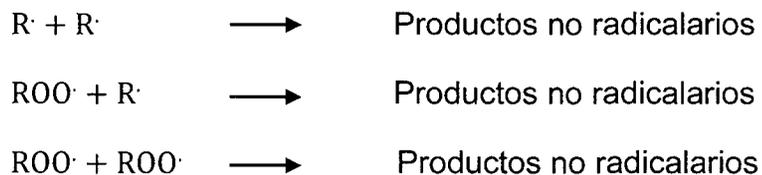
Iniciación: En presencia de iniciadores, los lípidos insaturados (RH) pierden un átomo de hidrógeno, dando lugar a un radical libre.



Propagación: El radical alquilo de los lípidos insaturados reacciona muy rápidamente con el oxígeno molecular para formar radicales peroxilo. Esta etapa siempre es mucho más rápida ($k=10^7-9$) que la siguiente reacción de transferencia de hidrógeno con los lípidos insaturados para dar lugar a la formación de hidroperóxidos (ROOH) que son productos primarios de las reacciones de oxidación. Debido a que esta etapa es lenta y por lo tanto limitante el secuestro de H de los lípidos insaturados se realiza de forma selectiva desde los enlaces hidrógeno más débil.



Terminación: En presencia de altas concentraciones de radicales alquilo y peroxilo interactúan con otros para dar lugar a productos no radicalarios en lo que se conocen como reacciones de terminación.



2.4.2. Índice de peróxido

CARVAJAL Y BEDOYA (2010), mencionan que el índice de peróxidos es una medida del oxígeno unido a las grasas en forma de peróxido. Como productos de oxidación primarios se forman especialmente hidroperóxidos, además de cantidades reducidas de otros peróxidos como consecuencia de procesos oxidativos.

Este parámetro permite cuantificar la alteración del aceite causada por la oxidación de los dobles enlaces de los ácidos grasos insaturados con formación de peróxidos que posteriormente se polimerizan y descomponen dando origen a aldehídos, cetonas y ácidos de menor peso molecular, la conservación del aceite es esencial ya que este proceso es acelerado en presencia de luz, calor y humedad. El enranciamiento oxidativo destruye las vitaminas liposolubles, particularmente las vitaminas A y E. Se determina según la norma (ICONTEC, 1969).

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. Lugar de ejecución

El presente trabajo de investigación se realizó en los laboratorios del Centro de investigación de Productos Naturales de la Amazonía (CIPNA) y Centro de Investigación y Desarrollo Biotecnológico de la Amazonía (CIDBAM) de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, ubicada en el distrito de Rupa Rupa, provincia de Leoncio Prado, departamento de Huánuco; a una altitud de 660 m.s.n.m. a 09° 17'08" de Latitud Sur, a 75° 59'52" de Latitud Oeste, con clima tropical húmedo y con una humedad relativa media de 84% y temperatura media anual de 24 °C.

3.2. Materia prima

El fruto del ungurahui (*Oenocarpus bataua* Mart.), se obtuvo del fundo del Sr. Joel Pérez Mondragón de la Provincia de Coronel Portillo (Pucallpa), Departamento de Ucayali. Los frutos fueron cosechados y refrigerados para ser transportados hasta el laboratorio para los respectivos análisis.

3.3. Equipos materiales y reactivos

3.3.1. Equipos de laboratorio

- Espectrofotómetro modelo Genesys 6 (Thermo Electrón Corporation).
- Balanza analítica modelo ESJ-210-4 (Digital precisión).
- Estufa modelo ODH6- 9240A (TOMOS Heating Drying Oven)
- Congelador FFV-2065FW (Frigidaire, USA)
- Desionizador modelo D 7035 (Barnstead)
- Agitador magnético modelo 625 standard (VWR™ hotplate/stirrer)
- Homogenizador modelo VORTEX GENIE-2 (Scientific industries SI™)
- Refrigeradora Icebeam Door Cooling LG GR-5392QLC.

3.3.2. Materiales

Materiales de vidrio

- Matraces erlenmeyer de 150, 250 mL.
- Vasos de precipitación de 50, 80, 100, 250 y 1000 mL.
- Pipetas graduadas de 10 mL.
- Tubos de ensayo Gene Mate® de 10 mL.
- Fiolas de 10, 50, 100, 500 y 1000 mL.
- Probetas graduadas de 10, 100, 250 y 500 mL.

Otros materiales

- Cubetas de poliestireno, Gene Mate® (1cmx 1cmx4.5cm).
- Tips, FISHERBRAND® (1000 y 200 µL).
- Microtubos (1,5 -2,00 mL).

- Filtro de membrana de 0,2 μm .
- Micropipetas 10 – 50 μL , 10-100 μL , 20-200 μL y 100-1000 μL .

3.3.3. Reactivos y solventes

- Ácido gálico al 98.1% Sigma Aldrich.
- 2,2-Diphenyl-1-picrilhydrazyl (DPPH; Sigma Aldrich, USA).
- Metanol (grado analítico), Sigma Chemical
- Folin-ciocalteu's phenol reagent, 2N, Sigma Aldrich.
- Carbonato de Sodio (Na_2CO_3) p.a. ISO. Scharlau.
- Agua destilada desionizada (H_2O dd).
- Tiosulfato de sodio 0,01N. Química Panreac. España
- Yoduro de potasio marca Fisher Chemicals
- Cloroformo 99,8% marca Merck. Germany
- Ácido acético glacial 99,9% Ciatex
- Almidón al 1 %. QP. Merck
- Buffer pH = 1: 125 mL de 0,2 M KCl y 375 ml de 0,2 M HCl.
- Buffer pH = 4,5: 200 mL de 1 M CH_3COONa , 120 mL de 1 M HCl y 180 mL.

3.4. Métodos de análisis

3.4.1. Determinación del coeficiente de inhibición (IC_{50}) radical 1,1-diphenyl-2-picrilhydrazil (DPPH) y el índice de actividad antioxidante (IAA)

Se realizó por el método espectrofotométrico de luz visible a 517nm descrito por (SANDOVAL *et. al.*, 2001.), que se fundamenta en usar el reactivo

1,1 –diphenyl–2 –picrylhidrazyl (DPPH) como indicador para medir la capacidad de secuestro de compuestos con propiedades antioxidantes presentes en la muestra. El principio del método DPPH consiste en la sustracción de un átomo de hidrógeno proveniente de un donador (compuestos fenólicos) para generar el compuesto difenil picrilhidrazine y una especie radical. El Índice de Actividad Antioxidante (IAA) se determinó por el método reportado por SCHERER y TEIXEIRA (2007).

3.4.2. Cuantificación de polifenoles totales.

Se realizó por el método espectrofotométrico desarrollado por Follin y Ciocalteu, *et al.* (1927), reportado por (SANDOVAL *et. al.*, 2001).

3.4.3. Cuantificación de antocianinas.

Se realizó por el método del pH diferencial reportado por RAPISARDA, FANELLA Y MACCARONE (2000).

3.4.4. Determinación del valor del peróxido

Se realizará por el método del índice de peróxido descrito por AACC (1992).

3.5. Metodología experimental

3.5.1. Preparación de la muestra

Los frutos de unguurahui fueron divididos en dos grupos: frutos en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC). Cada grupo fue mantenido en condiciones ambientales tal como lo trabaja el

comercializador, los frutos en proceso de madurez comercial se almacenaron por 144 h (6 días), y las evaluaciones se realizaron cada 24 h. Para el segundo grupo los frutos fueron colocados en agua a una temperatura de 50°C/ 25 min. (MC) y las evaluaciones se realizaron cada 7 h. hasta las 42 h.

La preparación de la muestra se realizó siguiendo el Flujograma presentado en la Figura 9. La descripción se detalla a continuación.

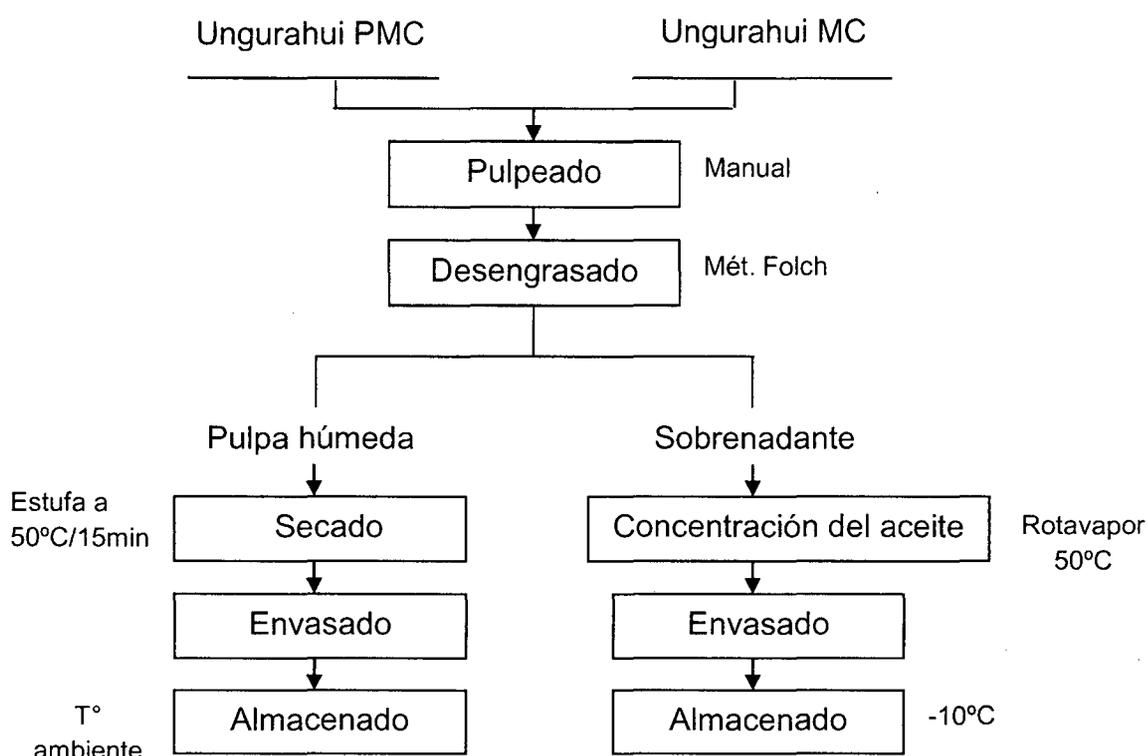


Figura 9. Flujograma de operaciones para la preparación de la muestra.

- **Pulpeado**

Los frutos de unguurahui fueron triturados y pulpeados de forma manual hasta obtener una consistencia pastosa con la finalidad de reducir el

tamaño de partícula para facilitar el proceso de desengrasado, la misma que se hizo con un mortero.

- **Desgrasado**

El desengrasado se realizó por solvente en frío (Método Folch), que consistió en pesar 20 g de muestra (pulpa de ungurahui) y fue macerado por 24 h en 50 mL de solvente (1:2 v/v. metanol y cloroformo), luego se filtró para separar la pulpa del sobrenadante.

- **Secado**

La pulpa húmeda fue secado en estufa a 50°C/15 min para evaporar el solvente para su conservación para los respectivos análisis.

- **Concentración del aceite**

El sobrenadante fue llevado al rotavapor a una temperatura de 50°C para la eliminación del solvente y así obtener el aceite.

- **Envasado**

La muestra seca de ungurahui fue envasada en bolsas de polietileno de alta densidad empacadas con papel de aluminio, la muestra de aceite fue envasada en microtubos de 2 mL empacadas con papel de aluminio.

- **Almacenado**

Las muestras envasadas fueron almacenados a temperatura ambiente para la pulpa seca y para la muestra de aceite se almacenó a una temperatura de -10°C.

3.5.2. Preparación de los extractos

Los extractos fueron preparados a partir de las muestras almacenadas de pulpas de unguirahui seco tanto para unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC) para la cuantificación de polifenoles totales, antocianinas y actividad antioxidante.

Se preparó los extractos hidroalcohólicos de la pulpa de unguirahui a una concentración de 100 mg/mL pesándose 3 g de muestra seca desengrasada, se transfirió a un frasco de vidrio de color ámbar, luego se adicionó 30 mL de solución hidroalcohólica (50:50 v/v), se tapó herméticamente y maceró por 24 h.

3.5.3. Determinación del coeficiente de inhibición (IC₅₀) radical 2,2-diphenyl-1-picrilhydrazil (DPPH) y del índice de la actividad antioxidante (IAA) en la pulpa de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)

Para la determinación del coeficiente de inhibición del radical DPPH se preparó 10 mL de solución stock de DPPH a 1mM en metanol al 99% de pureza, se agitó hasta la solubilización completa del compuesto y se almacenó a 4°C protegido de la luz. A partir de ésta solución stock se preparó 50 mL de DPPH a 100 µM en metanol al 99% de pureza.

Para la inhibición del radical DPPH en la pulpa de unguirahui en PMC en los días de almacenamiento (0 a 144 h) a temperatura ambiente se realizó partiendo del extracto hidroalcohólico 100 mg/mL (filtrado y centrifugado 10000 rpm/10min a 4°C). A partir de ello se prepararon soluciones de trabajo

de: 2500, 1250, 625 y 312,5 $\mu\text{g}/\text{mL}$ para los extractos de 0, 24 y 48 h. En el Cuadro 7 se describe el modo de operación que se siguió.

Cuadro 7. Preparación de soluciones de trabajo en la pulpa de unguurahui en PMC

Solución de trabajo ($\mu\text{g}/\text{mL}$)	Solución stock 100 mg/mL (μL)	Agua desionizada (μL)	Volumen final (μL)
312,5	125	875	1000
625	250	750	1000
1250	500	500	1000
2500	1000	0	1000

Para los extractos hidroalcohólicos de pulpa de unguurahui en PMC de 72, 96, 120 y 144 h. se prepararon soluciones de trabajo de: 150, 300, 600 y 1200 $\mu\text{g}/\text{mL}$, descritas en el cuadro 8.

Cuadro 8. Preparación de soluciones de trabajo en la pulpa de unguirahui PMC

Solución de trabajo ($\mu\text{g/mL}$)	Solución stock 100 mg/mL (μL)	Agua desionizada (μL)	Volumen final (μL)
150	60	940	1000
300	120	880	1000
600	240	760	1000
1200	480	520	1000

Para la inhibición del radical DPPH en la pulpa de unguirahui en MC a cero horas a temperatura ambiente se realizó del extracto hidroalcohólico de 150 mg/mL (filtrado y centrifugado 10000 rpm/10 min a 4°C). Luego se prepararon soluciones de trabajo de: 3500, 2500, 1500 y 500 $\mu\text{g/mL}$. En el Cuadro 9 se presenta las concentraciones de las soluciones.

Cuadro 9. Preparación de soluciones de trabajo en pulpa de unguirahui MC

Solución de trabajo ($\mu\text{g/mL}$)	Solución stock 100 mg/mL (μL)	Agua desionizada (μL)	Volumen final (μL)
500	133	867	1000
1500	400	600	1000
2500	667	333	1000
3500	933	67	1000

El extracto hidroalcohólico de la pulpa del unguurahui en MC de las 7 h. se preparó a una concentración de 200 mg/mL (filtrado y centrifugado 10000 rpm/10 min a 4°C), posteriormente preparamos las soluciones de trabajo que consta de lo siguiente: 665, 2000, 3335, 4665 µg/mL, las cuales fueron preparadas como lo describe el cuadro 10.

Cuadro 10. Preparación de soluciones de trabajo en pulpa de unguurahui MC.

Solución de trabajo (µg/mL)	Solución stock 100 mg/mL (µL)	Agua desionizada (µL)	Volumen final (µL)
665	133	867	1000
2000	400	600	1000
3335	667	333	1000
4665	933	67	1000

Los extractos hidroalcohólicos de la pulpa de unguurahui en MC de las horas de almacenamiento a temperatura ambiente 14, 21, 28, 35 y 42 h. fueron preparados a 250 mg/mL, mediante ello se hizo las soluciones de trabajo de: 831, 2500, 4168, 5830 µg/mL, expresado en el cuadro 11.

Cuadro 11. Preparación de soluciones de trabajo en pulpa de unguurahui en MC.

Solución de trabajo ($\mu\text{g/mL}$)	Solución stock 100 mg/mL (μL)	Agua desionizada (μL)	Volumen final (μL)
831	133	867	1000
2500	400	600	1000
4168	667	333	1000
5830	933	67	1000

A una cubeta de poliestireno se adicionó 25 μL de la solución intermedia y 975 μL de solución DPPH a 100 μM , se realizó la lectura en un espectrofotómetro de UV/VIS a una longitud de onda de 517 nm con un tiempo de 50 min e intervalos de tiempo de 30 segundos para las soluciones de trabajo de los extractos de unguurahui en PMC y para las soluciones de trabajo de los extractos de unguurahui en MC la lectura se leyó a 10 min e intervalos de tiempo de 30 segundos.

Para determinar el porcentaje de inhibición se utilizó la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Inhibición DPPH} = \left[\frac{\text{Abs control} - \text{Asb muestra}}{\text{Abs control}} \right] \times 100$$

Dónde: Abs Control: Absorbancia del control

Abs Muestra: Absorbancia de la muestra en 50 y 10 min.

El Índice de Actividad Antioxidante (IAA) fue calculado considerando la concentración final del DPPH y la concentración de los experimentos (PMC y MC) en la reacción, resultando una constante por cada prueba, independientemente de la concentración del DPPH y la muestra usada expresados en la siguiente ecuación.

$$IAA = \frac{\text{Concentracion final del DPPH } (\mu\text{g/ml})}{IC_{50} (\mu\text{g/ml})}$$

Los resultados de la capacidad de inhibir (IC_{50}) del radical DPPH y el índice de actividad antioxidante (IAA) fueron analizados mediante el diseño completo al azar (DCA) en los tratamientos donde hubo diferencia estadística se aplicó la prueba de Tukey $p < 0,05$, mediante el programa SAS versión 9,0 (Español).

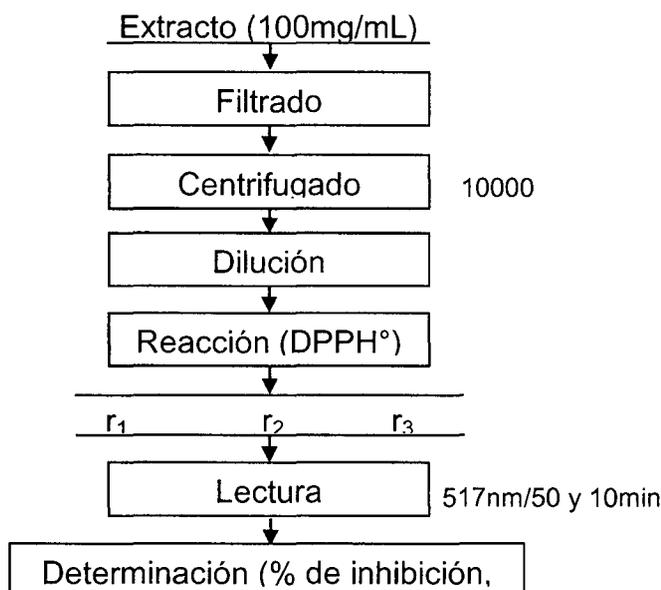


Figura 10. Diseño experimental para la evaluación de la actividad antioxidante en la pulpa de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y (MC).

3.5.4. Cuantificación de polifenoles totales en la pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)

3.5.4.1. Determinación de la curva estándar de polifenoles totales

La curva estándar se realizó preparando una solución stock de 10 mL de ácido gálico a una concentración de 2mg/mL a partir de ella se prepararon soluciones de concentraciones: 1,00; 0,50; 0,25; 0,125 y 0,0625 mg/mL, cada dilución se preparó por triplicado. Se agregó a cada tubo 1580 μ L de agua desionizada y 20 μ L de muestra, control y estándares, se homogenizó ligeramente. Luego se agregó 100 μ L de solución de fenol Folin-Ciocalteu a cada muestra, control y estándares, se incubó por 1 min. a temperatura ambiente; se neutralizó la reacción agregando 300 μ L de Na_2CO_3 al 20% y finalmente se incubó por 2 h. a temperatura ambiente, para una completa reacción. Luego se realizó la lectura en el espectrofotómetro UV/VIS a 700 nm. Con los resultados obtenidos se graficó concentración Vs absorbancia, se procedió a determinar la ecuación y el coeficiente de correlación.

3.5.4.2. Cuantificación de polifenoles totales

Para la cuantificación de polifenoles totales se tomó muestras de la pulpa de unguurahui de los dos grupos, frutos en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC) se realizó partiendo del extracto hidroalcohólico 100 mg/ mL (filtrado y centrifugado 10000 rpm/10 min a 4°C), a partir de ello se realizó la dilución de trabajo de 20 mg/mL, con 5 repeticiones por tratamiento.

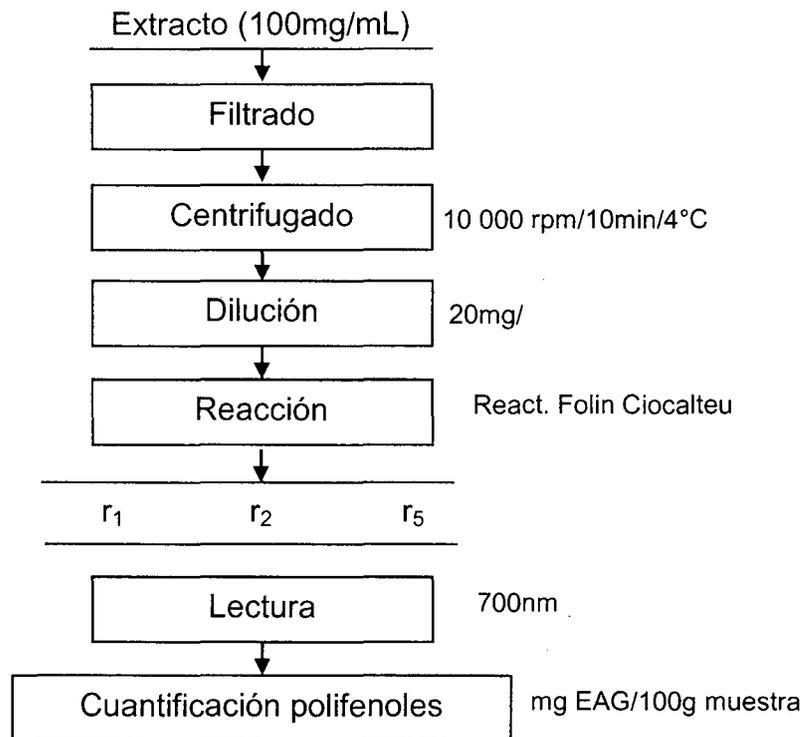


Figura 11. Diseño experimental para la cuantificación de polifenoles en pulpa de ungrahuien proceso de madurez comercial (PMC) y madurez de comestible (MC).

Luego se adicionó en los tubos para cada tratamiento 1580 μL de agua destilada, 20 μL de extracto diluido (dilución de trabajo), 100 μL de fenol Folin-Ciocalteu y finalmente 300 μL Na_2CO_3 al 20% y se incubó por 2 h. a temperatura ambiente, la lectura se realizó en el espectrofotómetro a 700nm.

Las absorbancias obtenidas fueron reemplazadas en la ecuación de la curva estándar y expresadas en equivalente de ácido gálico (g EAG/100g muestra). Los resultados fueron analizados mediante el diseño completo al azar (DCA) en los tratamientos donde hubo diferencia estadística se procedió a determinar la prueba de Tukey $p < 0,05$ para ello se utilizó el programa SAS versión 9,0 (Español)

3.5.5. Cuantificación de antocianinas en la pulpa de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)

Para la cuantificación de antocianinas primero se procedió a la preparación de las soluciones buffer:

- **Buffer pH = 1:** 125 mL de 0,2M KCl y 375 ml de 0,2M HCl.
- **Buffer pH = 4,5:** 200 mL de 1M CH₃COONa, 120 mL de 1M HCl y 180 mL de H₂O.

Se pesó 3 g de muestra seca de unguirahui en PMC y MC y se maceró por 24 h. usando como solvente 30 ml de metanol/agua (50:50) luego se tomó dos volúmenes iguales de muestra, un volumen se diluyó con el buffer de pH 1,0 y el otro con buffer de pH 4,5; para el análisis de los extractos de unguirahui en MC se tomó 500µL de extracto (100 mg/mL) y se diluyó con 500µL de buffer pH 1,0 y 4.5. Para los extractos de unguirahui en PMC (100 mg/mL) se tomó 500 µL de extracto (100 mg/mL) de las muestras de cero y 24 h diluyéndose en 1000 µL de buffer pH 1,0 y 4,5; para las de 48 h. se tomó 500µL de extracto diluyéndose en 1500 µL de buffer pH 1,0 y 4,5; en el caso de los extractos de las horas de 72 a 144 h. se tomaron 500 µL de extracto diluyéndose en 2500 µL de buffer pH 1,0 y 4,5; las absorbancias se registraron a 510 nm, las concentraciones de antocianinas se calcularon mediante la ecuación y expresadas en (mg cianidin-3-glucosido/100 g muestra).

$$C \text{ (mg/mL)} = (A_{\text{pH}=1,0} - A_{\text{pH}=4,5}) * 482,82(1000/24825) * DF$$

Dónde:

482,82 es la masa molecular de la cianidina-3-glucósido.

24825 es la absorptividad molar a 510 nm, a pH = 1,0; pH = 4,5 es la corrección de la formación de productos de degradación.

DF es el factor de dilución.

Los resultados fueron analizados mediante el diseño completo al azar (DCA) en los tratamientos donde hubo diferencia estadística se procedió a determinar la prueba de Tukey $p < 0,05$ mediante el programa SAS versión 9,0 (Español). Toda la distribución de los tratamientos se presenta en la figura 12.

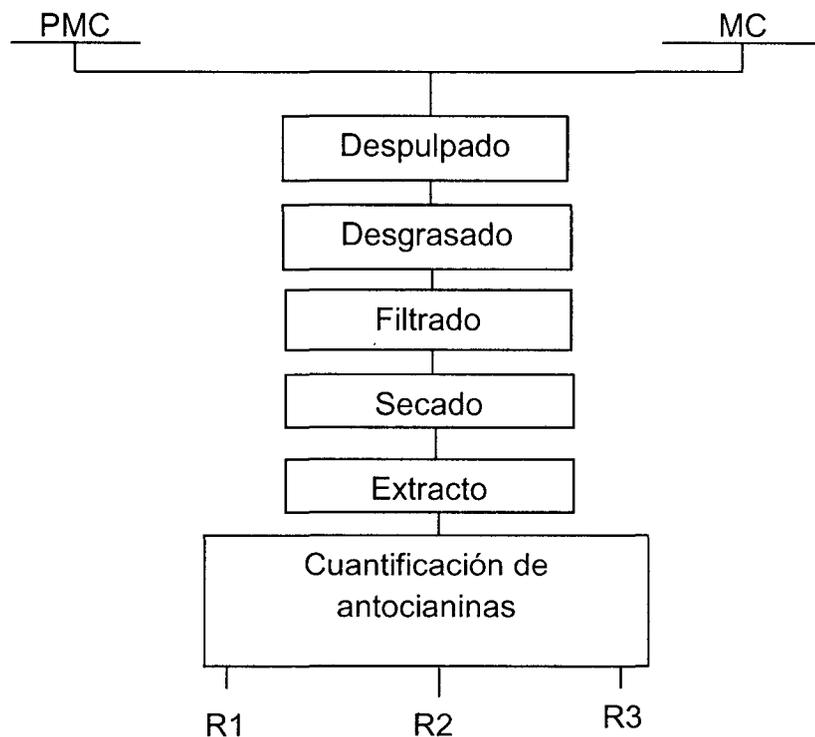


Figura 12. Esquema experimental para la cuantificación de antocianinas en pulpa de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez de comestible (MC).

3.5.6. Valoración del índice de peróxido

Para la cuantificación del valor de peróxido se tomó muestras de aceite de la pulpa de unguirahui de los dos grupos, frutos en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC), cada tratamiento se trabajó con tres repeticiones. La cuantificación del valor del peróxido se realizó partiendo de la concentración del aceite el cual ha sido evaporado, separamos 1g de muestra en un matraz erlemeyer, añadimos 10 ml de cloroformo, agitamos hasta que la muestra se haya disuelto, añadimos 15 ml de ácido acético glacial y a continuación 1 mL de solución de yoduro de potasio (solución saturada), cerramos rápidamente el matraz dejando reposar 5 minutos en oscuridad a una temperatura comprendida entre 15 y 25°C, después añadimos 75 ml de agua destilada y titulamos con tiosulfato de sodio a 0,01 N (agitando al mismo tiempo vigorosamente) hasta que el color amarillo casi desaparezca, adicionamos 0,5 ml de almidón soluble (1%) y se titula agitando constantemente hasta que el color azul desaparezca, hacer la determinación del blanco utilizando solo reactivos. La titulación del blanco no debe ser más de 0,1 ml de tiosulfato de sodio 0,01N y realizamos los cálculos:

$$\text{Índice de peróxido (meq/100 g muestra)} = \frac{(S-B) \times N \times 100}{\text{peso de la muestra}}$$

Dónde:

S = ml de tiosulfato gastado (muestra)

B = ml de tiosulfato gastado (blanco)

N = normalidad del tiosulfato

Los resultados de la valoración del índice de peróxido fueron analizados mediante el diseño completo al azar (DCA) en los tratamientos donde hubo diferencia estadística se aplicó la prueba de Tukey $p < 0,05$, mediante el programa SAS versión 9,0 (Español).

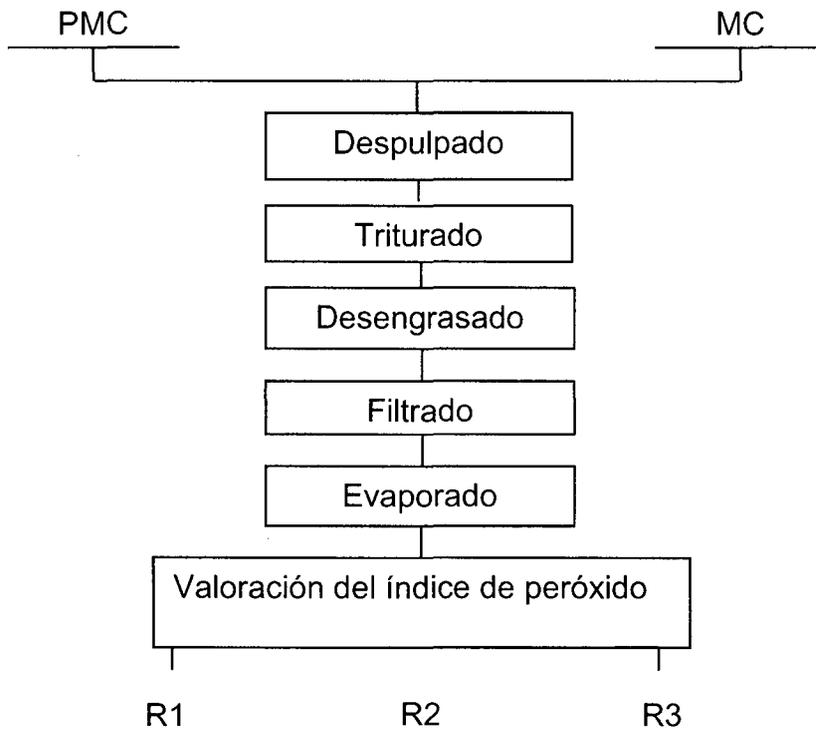


Figura 13. Esquema experimental para la valoración del índice peróxido en la pulpa deungurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).

Para todos los tratamientos de manera conjunta se utilizó el análisis multivariado con componentes principales, utilizando el programa diseño Info Stat versión libre 2011.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. Determinación del coeficiente de inhibición (IC_{50}) radical 2,2-diphenyl-1-picrilhydrazil (DPPH) y el Índice de Actividad Antioxidante (IAA) en la pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).

El contenido de fitoquímicos varía en los frutos durante la maduración, esto pues es evaluado en el unguurahui y los resultados se presentan en el Cuadro 12 y Figura 14. El fruto del unguurahui después de haber alcanzado su madurez fisiológica fue cosechado y almacenado 144 h, durante este tiempo el fruto va sufriendo cambios que afectan el contenido de metabolitos como también de la actividad antioxidante, con respecto a este comportamiento se puede indicar que el IC_{50} del fruto PMC presentó diferencia estadística significativa (A-la.), comparando los promedios mediante la prueba de Tukey ($P \leq 0,05$) la mayor actividad antioxidante se encontró entre las 72 a 96 h. de almacenamiento IC_{50} ($\mu\text{g/ml}$) $466,919 \pm 4,71$ y $498,407 \pm 4,27$ respectivamente, la menor fue a las 24 h. IC_{50} ($\mu\text{g/ml}$) $1078,030 \pm 10,44$; este comportamiento puede aducirse que se debe a lo reportado por RUBIO-PINO *et al.* (2010) que indica que el cambio en el contenido de fitocompuestos puede variar debido a la maduración, genotipo, condiciones climáticas y almacenamiento del fruto pudiendo modificar sus propiedades biológicas.

Así mismo, CERON (2008), indica que la capacidad antioxidante puede ser afectada por el tiempo, temperatura, ausencia y presencia de luz.

En el trabajo de investigación se observa que a medida que pasan las horas después de la cosecha del fruto la actividad antioxidante va aumentando hasta llegar a la 72 h, al respecto VARGAS *et al.* (2005) indica que durante la maduración podrían generarse productos de condensación o incremento de algunos compuestos fenólicos que aportan mayor actividad antioxidante. También se puede indicar que durante la preparación de los extractos de los frutos en PMC de unguurahui estos presentaron mayor coloración que los MC, según MÁRQUEZ *et al.* (2007) mencionan que las frutas fuertemente coloreada con alto nivel de antocianinas tales como grosella negro, baya de sauco, arándanos poseen típicamente una alta actividad antioxidante

Cuadro 12. Resultados del IC₅₀ del radical DPPH de la pulpa de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).

PMC		MC	
Horas	IC ₅₀ (µg/ml)	Horas	IC ₅₀ (µg/ml)
0	1100,010±4,28 ^a	0	1389,47 ± 25,59 ^d
24	1078,030±10,44 ^a	7	2072,70 ± 33,69 ^c
48	749,407±13,34 ^b	14	2495,20 ± 25,97 ^a
72	466,919± 4,71 ^e	21	2433,66 ± 20,08 ^{ab}
96	498,407±4,27 ^e	28	2317,65 ± 58,56 ^b
120	555,120±6,77 ^d	35	2091,33 ± 31,79 ^c
144	641,732±6,75 ^c	42	2357,98 ± 34,22 ^{ab}

Los valores representan (promedio ±SEM) datos provienen del experimento (n=9) valores de una misma columna con superíndices diferentes son significativos (p≤0,05).

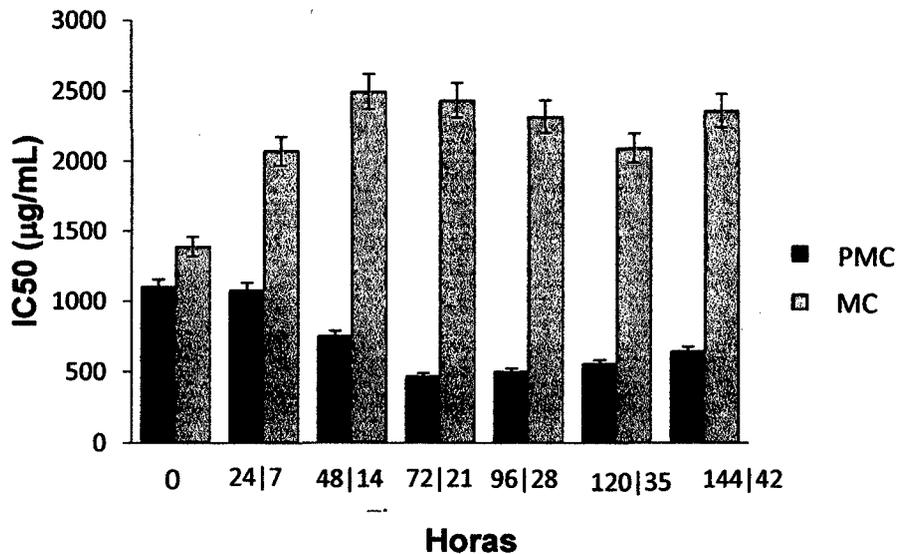


Figura 14. Comportamiento del IC₅₀ con el radical DPPH en la pulpa de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).

En el caso de los frutos en madurez comestible (MC) presentados en el Cuadro 12 y Figura 14 se puede apreciar que entre los tratamientos existió diferencia estadística significativa (A-lb) según Tukey ($P \leq 0,05$) a las cero horas se encontró la mayor actividad antioxidante IC_{50} ($\mu\text{g/ml}$) $1389,47 \pm 25,59$ y la menor se encontró a las 14 h. IC_{50} ($\mu\text{g/ml}$) $2495,20 \pm 25,97$. Al respecto RUBIO-PINO *et al.* (2010) indica que la actividad antioxidante puede disminuir debido a la disminución del contenido de fenoles que sucede durante la maduración. La pérdida de la actividad antioxidante en los frutos en madurez comestible de unguahui puede deberse a lo reportado por REPO DE CARRASCO y ENCINA (2008) quienes indican que la madurez del aguaymanto influye en forma directamente proporcional en sus compuestos bioactivos lo que a su vez repercute en que la capacidad antioxidante sea mayor en el fruto maduro y cuando se sobre madura decae. Así mismo, SULLON (2009) en pulpa de noni (*Morinda citrifolia* L.) en estado maduro fue IC_{50} ($\mu\text{g/ml}$) $149,475 \pm 0,55$ y en sobre maduro IC_{50} ($\mu\text{g/ml}$) $200,321 \pm 1,43$ se puede apreciar que en el sobremaduro la actividad antioxidante fue menor. Esto también es corroborado por Espinal (2010), que la capacidad antioxidante hidrofílica y lipofílica del fruto de guayaba Palmira ICAI, aumentó hasta el estado maduro y disminuyó durante la etapa de senescencia del fruto por todos los métodos de medida de actividad antioxidante empleados.

Comparando los resultados entre los frutos PMC (proceso de madurez comercial) y MC (madurez comestible) la mayor actividad fue IC_{50} ($\mu\text{g/ml}$) $466,919 \pm 4,71$ y $498,407 \pm 4,27$ a las 72 y 96 horas de cosecha. Así mismo, el fruto MC fue IC_{50} ($\mu\text{g/ml}$) $1389,47 \pm 25,59$. VASQUEZ-OCMIN *et al.*

(2009) en pulpa de aguaje reporto IC_{50} ($\mu\text{g/ml}$) $1201,54 \pm 1,11$; VILLANUEVA-TIBURCIO *et al.* (2010) reporta en cáscara de camu camu pintón y maduro IC_{50} ($\mu\text{g/ml}$) $46,20 \pm 0,10$ y $114,20 \pm 0,98$ respectivamente y REATEGUI (2003) en agua de coco indica IC_{50} ($\mu\text{g/ml}$) $2520 \pm 3,6$.

Cuadro 13. Índice de la actividad antioxidante (IAA) de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)

Horas	PMC IAA	Horas	MC IAA
0	$0,035 \pm 0,000^f$	0	$0,028 \pm 0,001^a$
24	$0,036 \pm 0,000^f$	7	$0,019 \pm 0,000^b$
48	$0,052 \pm 0,001^e$	14	$0,016 \pm 0,000^c$
72	$0,084 \pm 0,001^a$	21	$0,016 \pm 0,000^c$
96	$0,078 \pm 0,001^b$	28	$0,017 \pm 0,000^c$
120	$0,070 \pm 0,001^c$	35	$0,019 \pm 0,000^c$
144	$0,061 \pm 0,001^d$	42	$0,017 \pm 0,000^c$

Los valores representan (promedio \pm SEM) datos provienen del experimento (n=9) valores de una misma columna con superíndices diferentes son significativos ($p \leq 0,05$).

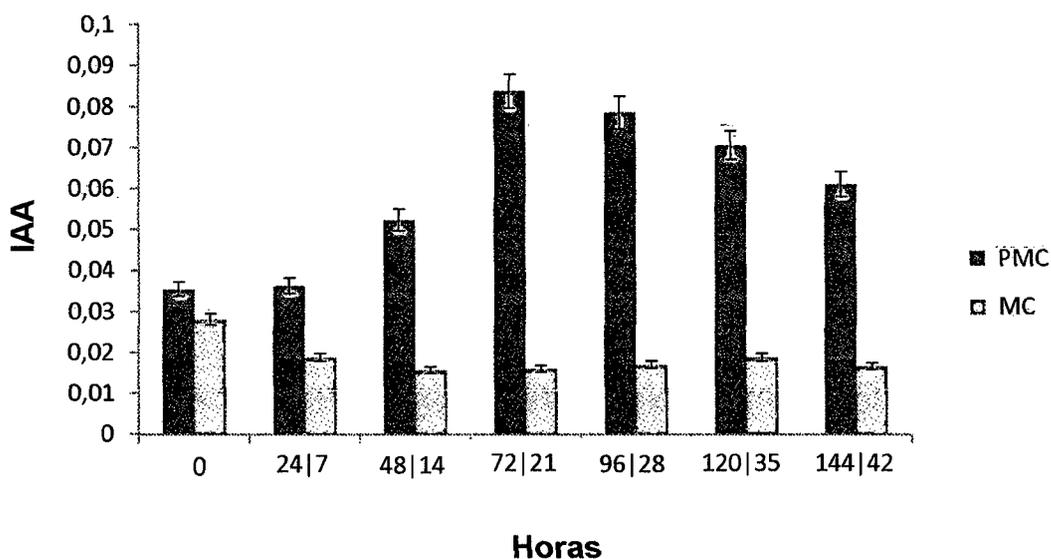


Figura 15. Índice de la Actividad Antioxidante en unguahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)

Los resultados del Índice de Actividad Antioxidante (IAA) se presentan en el Cuadro 13 y Figura 15. Al respecto podemos indicar que entre los tratamientos se presentó diferencia estadística significativa (A-IIa.) comparando mediante la prueba de Tukey ($p \leq 0,05$) encontramos que en los frutos en proceso de madurez comercial el mayor índice correspondió a las 72 h ($0,084 \pm 0,001$) y en menor fue a cero horas $0,035 \pm 0,000$.

Para los frutos con madurez comestible también encontró diferencia estadística significativa (A-IIb.) así mismo el mayor índice correspondió a las cero horas $0,028 \pm 0,001$, en general como podemos apreciar en todos los resultados el IAA en los frutos de unguahui es bajo. Según SCHERER Y TEIXEIRA (2007) considera que los extractos tienen una débil actividad antioxidante cuando el IAA $< 0,5$; moderada cuando el IAA está

entre 0,5 y 1,0; fuerte cuando el IAA está entre 1,0 y 2,0 y muy fuerte cuando el IAA > 2,0.

4.2. Cuantificación de polifenoles totales en pulpa de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).

4.2.1. Determinación de la curva estándar.

Para la cuantificación de polifenoles totales en la pulpa de unguirahui en PMC y MC fue necesario establecer una curva patrón y se elaboró en base al ácido gálico. Las concentraciones estuvieron comprendidas entre 1 a 0,0625 mg/ml, los resultados se presentan en el cuadro 14 y figura 16.

Para la curva estándar se utilizó compuestos puros y recomendados por los protocolos de análisis, al respecto, ANDREW *et al.* (1989), indican que el método de Folin-Ciocalteu permite medir fenoles totales y para la cuantificación debe crearse la curva de calibración o curva estándar y puede realizarse con ácido gálico (GAE), porque este es un compuesto estable y se pierde solo 5% de su valor real después de dos semanas de refrigerado y tapado. Así mismo, BADUI (1988) indica que el ácido gálico tiene una fórmula $C_7H_6O_5$, pm 170,12 g/mol.

Cuadro 14. Determinación de la curva estándar de ácido gálico para cuantificar polifenoles totales.

Concentraciones (mg AG/ml)	Absorvancia (700nm)			Promedio
	r ₁	r ₂	r ₃	
1,0	0,073	1,035	0,952	0,9200
0,5	0,430	0,372	0,519	0,4403
0,25	0,216	0,233	0,255	0,2347
0,125	0,139	0,150	0,160	0,1497
0,0625	0,068	0,055	0,064	0,0623

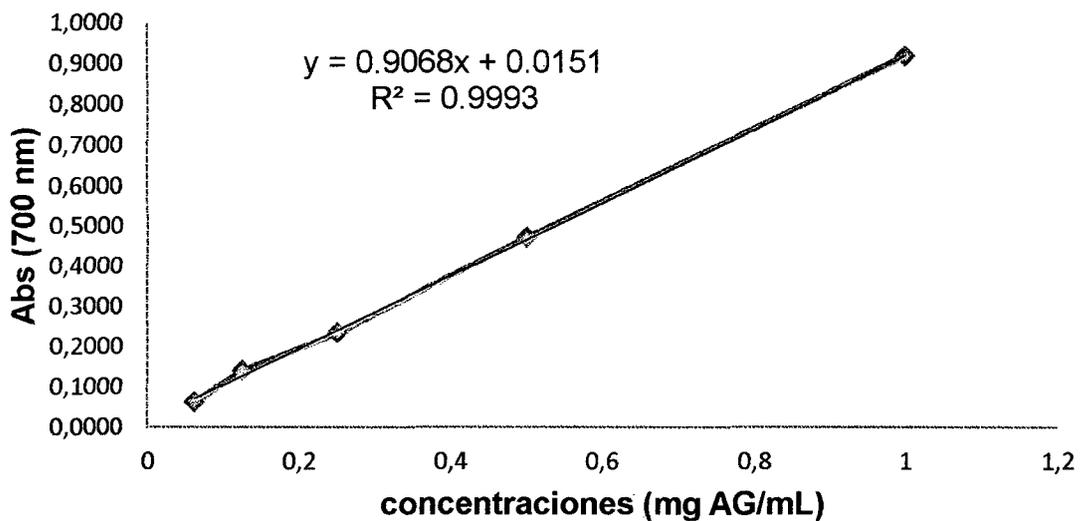


Figura 16. Representación de la curva estándar de ácido gálico para la cuantificación de polifenoles totales.

Según los resultados de la gráfica la ecuación encontrada es de primer orden teniendo como variables "y" (absorbancia) y "x" (concentración), al respecto CORDOVA (2003), indica que la forma de estudio de la asociación entre las variables "x" e "y" es la regresión, que consiste en determinar una relación funcional (recta de regresión) entre ellas, con el fin de que se pueda predecir el valor de una variable en base a la otra. El valor de $R^2=0,999$ indica que existe una relación positiva muy fuerte o casi perfecta (HERNANDEZ *et al.*, 2001).

4.2.2. Cuantificación de polifenoles totales

Los polifenoles son compuestos que constituyen un amplio grupo de sustancias químicas, siendo muy importantes para la fisiología de las plantas en tal sentido se realizó la cuantificación en el fruto de unguiragui en PMC y MC y los resultados se presentan en el Cuadro 15 y Figura 17.

Para los frutos en PMC entre las horas de almacenamiento se encontró diferencia estadística significativa (A-IIIa.), realizando la comparación de los promedios por el método de Tukey ($p \leq 0,05$) el mayor contenido de polifenoles totales se encontró a las 72 h (3 días) $1091,520 \pm 38,89$ mg EAG /100 g y el menor contenido fue a 0 y 24 h $276,786 \pm 18,47$ y $339,286 \pm 8,89$ mg EAG /100 g respectivamente. Este amplio rango de variación puede deberse a lo explicado por ARELLANO-GOMEZ *et al.* (2005) en su investigación referente cambio bioquímicos y fisiológicos durante la maduración del fruto de zapote negro encontró que la concentración de fenoles fue alto durante los primeros 3 días de almacenamiento (28,94 a 20,93 mg fenol $100g^{-1}$) posiblemente debido a la baja actividad de la enzima

pectinmetilestearasa (PME) inicial y su incremento durante el proceso de maduración. El aumento de la actividad del PME en el día 5 y la pérdida sustancial de firmeza en el día 6 puede estar relacionado con que PME que actúa principalmente en la desesterificación de las pectinas para preparar el sustrato para la hidrólisis efectuada por la enzima poligalacturonasas (PG). Por otro lado ZAPATA *et al.* (2007) estudió la actividad antioxidante en tomates, reportó resultados de fenoles totales referidos al almacenamiento, maduración y comercialización de $18,46 \pm 3,47$; $17,38 \pm 4,40$ y $18,91 \pm 5,75$ mg EAG /100 g respectivamente.

Los resultados de polifenoles totales de frutos de unguahuen MC presentados en el Cuadro 15 y Figura 17 se puede indicar que existió diferencia estadística significativa (A-IIIb.) durante el tiempo de 42 h. después del madurado del fruto (tratamiento térmico a $50^{\circ}\text{C}/25$ min), según Tukey ($P \leq 0,05$) el mayor promedio fue en el tiempo cero $317,455 \pm 10,61$ mg EAG /100 g y después de las 14 h. este valor decae a $183,455 \pm 12,88$ mg EAG /100 g, este comportamiento puede deberse a lo reportado por ARELLANO-GOMEZ *et al.* (2005), que indica que muchas frutas poseen un sistema enzimático capaz de utilizar como sustrato a los compuestos fenólicos, dentro del cual se encuentra la enzima polifenoloxidasa (PPO) relacionada con los procesos de oscurecimiento de la pulpa, la actividad de esta enzima se incrementó significativamente durante la maduración, coincidiendo con la disminución de la concentración de fenoles totales.

Así mismo SULLON (2009) menciona que la concentración de polifenoles en noni (*Morindacitrifolia* L.) aumentó de 224, 243 \pm 7,33 mg de catequina/100 ml de jugo en fruto pintón hasta 232,413 \pm 6,77 mg de catequina/100 ml de jugo en fruto maduro, teniendo un descenso de polifenoles en frutos sobre maduros de 173,510 \pm 4,27 mg de catequina/100 mL de jugo.

Cuadro 15. Cuantificación de polifenoles totales de la pulpa de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible(MC)

Horas	PMC	Horas	MC
	mg EAG /100 g		mg EAG /100 g
0	276,786 \pm 18,47 ^e	0	317,455 \pm 10,61 ^a
24	339,286 \pm 8,89 ^e	7	253,455 \pm 2,92 ^b
48	722,098 \pm 13,16 ^c	14	193,455 \pm 1,87 ^c
72	1091,520 \pm 3,89 ^a	21	183,455 \pm 12,88 ^c
96	979,911 \pm 20,55 ^b	28	195,455 \pm 4,90 ^c
120	752,232 \pm 9,07 ^c	35	210,455 \pm 5,15 ^c
144	513,393 \pm 10,73 ^d	42	249,455 \pm 2,55 ^b

Los valores representan (promedio \pm SEM) datos provienen del experimento (n=5) valores de una misma columna con superíndices diferentes son significativos ($p \leq 0,05$).

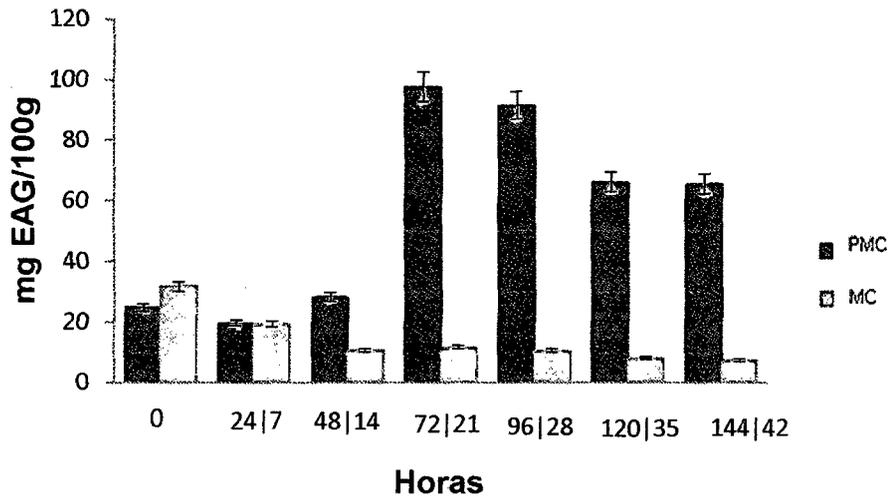


Figura 17. Representación del contenido de polifenoles totales en pulpa de unguurahui en proceso de madurez comercial y madurez comestible.

Comparando los resultados en general tenemos que la mayor cantidad de polifenoles se encuentra en frutos en proceso de madurez comercial (PMC) y cuando se hace el madurado (MC) llega a perder 71% al respecto ARELLANO-GOMEZ *et al* (2005), indica que la concentración de fenoles totales tuvo una disminución significativa y continua con la pérdida aproximada de 80% desde madurez fisiológica hasta madurez para consumo, porque los compuestos fenólicos constituyen sustratos susceptibles de ser oxidados por enzimas como polifenoloxidasas y peroxidasas. Lo cual también es corroborado por OLIVERAS (2005), que indica que la maduración se acompaña de una modificación de la concentración de pigmentos en la superficie. Generalmente el desarrollo del color de verde a púrpura se debe a una acumulación de antocianos junto con la degradación de las clorofilas y los

carotenos. Estudios previos han descrito un descenso general de los polifenoles totales conforme se va produciendo la maduración de la aceituna.

El consumo del fruto del unguirahui se realiza después del madurado (MC) en ese nivel se reportó $317,455 \pm 10,61$ mg EAG /100 g, comparando con lo reportado por VASQUEZ-OCMIN *et al.* (2009) en aguaje maduro fue 212,89 mg CAT/100g; REPO DE CARRASCO y ENCINA (2008), reporta en papaya de monte $167 \pm 0,3$ mg EAG /100 g, aguaymanto 154 ± 3 mg EAG /100 g. LEYVA (2009) reportó en frutos de mora maduro $477,12 \pm 6,91$ mg EAG /100 g y TOVAR DE DIOS (2001) indico en pulpa de aceituna en base seca de la fase verde a la fase negra 122,6; 96,7; 85,5 y 69,2 g. ácido cafeico/kg pulpa seca.

4.3. Cuantificación de antocianinas de la pulpa de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).

Las antocianinas pertenecen a un gran y muy distribuido grupo de flavonoides y de gran interés debido a su potencial uso como colorantes naturales y sus potenciales beneficios en la salud, por esta razón se realizó la cuantificación de este componente en la pulpa de unguirahui.

Los resultados referidos al fruto en PMC durante las 144 h de evaluación se muestran en el Cuadro 16 y Figura 18 en ella podemos apreciar que en función al tiempo se encontró diferencia estadística significativa ($P \leq 0,05$) (A-IVa.) realizando la comparación de medias se determinó que el

mayor contenido de antocianinas fue a las 72 h ($97,659 \pm 1,35$ mg Cy 3 glu/100 g) y el menor fue a las 24 h ($19,622 \pm 0,72$ mg Cy 3 glu/100 g). Así mismo, se puede apreciar que desde el momento que se inicia el experimento de las cero horas hasta las 72 h. el contenido de antocianinas se incrementó 3,9 veces con respecto al inicio, según PEÑA-VARELA *et al.* (2006), indican que el grado de maduración del fruto también influye en el contenido y tipo de antocianinas, así pues en uvas el mayor contenido de antocianinas se observó en frutos completamente maduros. BOLIVAR-FERNANDEZ *et al.* (2008) cita que el contenido de antocianinas en saramuyo (*Annonas squamosa* L.) pigmento responsable del color rojo, azul y violeta aumentó significativamente desde 0,22 mgCy 3 glu /100g de pulpa el día 1 después de la cosecha hasta 1,04 mg Cy 3 glu /100 g de pulpa al día 4.

En el mismo cuadro podemos apreciar que a partir de las 72 h. hasta las 144 h. el contenido de antocianinas disminuyó, este comportamiento puede ser explicado por BOLIVAR-FERNANDEZ *et al.* (2008) que indica que durante la maduración disminuye aceleradamente la firmeza de la pulpa, resistencia del fruto a la deformación y en este fenómeno están involucrados la pectinmetilesterasas (PME) y poligalacturonasas (PG) y CERON (2008) reporta que las enzimas endógenas presentes en los tejidos vegetales están relacionados con la disminución del contenido de antocianinas y las más identificadas son las glucosidasas o fenolasas las cuales catalizan la oxidación de los compuestos fenólicos. El mismo autor indica que la temperatura de almacenamiento influye en la cantidad de antocianinas, indicando que el extracto almacenado a temperatura ambiente y en presencia de luz fue el que

tuvo la menor cantidad de antocianinas después de 30 días de almacenamiento comparado con el extracto que fue refrigerado y en ausencia de luz, esto quiere decir que la cantidad de antocianinas monoméricas totales disminuye con respecto al tiempo.

Cuadro 16. Cuantificación de antocianinas de la pulpa de ungrahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)

Horas	PMC	Horas	MC
	mg Cy. 3 glu/100 g		mg Cy. 3 glu/100 g
0	24,704 ± 0,41 ^{de}	0	31,758 ± 0,39 ^a
24	19,622 ± 0,72 ^e	7	19,129 ± 0,37 ^b
48	28,214 ± 0,48 ^d	14	10,641 ± 0,40 ^{dc}
72	97,659 ± 1,35 ^a	21	11,592 ± 0,20 ^c
96	91,566 ± 1,92 ^b	28	10,519 ± 0,11 ^c
120	66,230 ± 1,65 ^c	35	7,918 ± 0,26 ^d
144	65,582 ± 1,09 ^c	42	7,304 ± 0,27 ^d

Los valores representan (promedio ±SEM) datos provienen del experimento (n=9) valores de una misma columna con superíndices diferentes son significativos (p≤0,05).

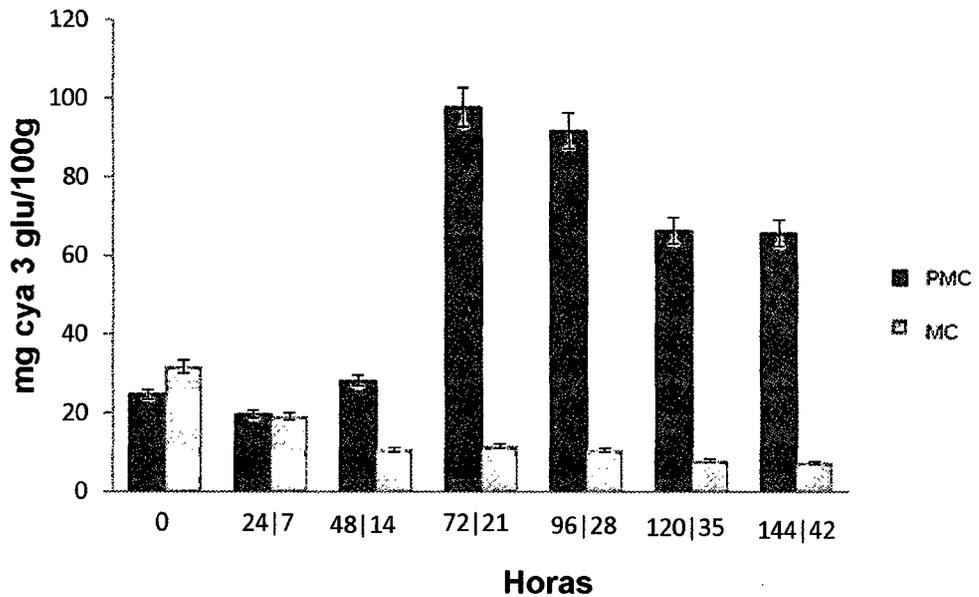


Figura 18. Representación del contenido de antocianinas en pulpa de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).

El contenido de antocianinas presente en el fruto de unguirahui en MC (tratamiento térmico de 50°C/25) que evaluado por 42 h., los resultados se presentan en el Cuadro 16 y Figura 18, en ella podemos apreciar que en el transcurso del tiempo se encontró diferencia estadística significativa (A-IVb) y comparando los promedios el mayor contenido de antocianinas se encontró a las cero horas ($31,758 \pm 0,39$ mg Cy. 3 glu/100 g) y el menor fue entre las 35 a 42 h. ($7,918 \pm 0,26$ y $7,304 \pm 0,27$ mg Cy. 3 glu/100 g), esta pérdida del contenido de antocianinas puede ser explicado por ASTRID (2008) que indica que el incremento de la temperatura provoca la pérdida del azúcar glicosilante en la posición 3 de la molécula de apertura de anillo con la consecuente producción de chalconas incoloras. Así mismo CERON (2008) indica que las

antocianinas son muy inestables y se degradan ante algunos factores como la temperatura ya que no deben exceder los 40 °C.

El mayor contenido de antocianinas en los frutos PMC fue $97,659 \pm 1,35$ mg Cy 3 glu/100 g y en frutos en MC (tratamiento térmico de 50°C/25) fue $31,758 \pm 0,39$ mg Cy 3 glu/100 g. Según SANABRIA y SANGRONIS (2007) en acai o manaca (*Euterpe Oleracea* Mart.) el contenido de antocianinas fue 73 – 160 mg Cy 3 glu/100 g; MARQUEZ *et al.* (2007) reporta un contenido de antocianinas de pushgay (*Pernettyia prostrata*) 140,3 mg Cy 3 glu/100 g y sauco (*Sambucus peruviana*) 120 mg Cy 3 glu/100 g. DEL CARPIO *et al.* (2009) reportó en cheqche (*Berberis boliviana* Lechler) 1500 mg Cy 3 glu/100 g y LEIVA (2009) reporta en el género *Rubus* de 10 a 600 mg Cy 3 glu/100 g, comparando estas informaciones con lo reportado en el ungurahui podemos indicar que este fruto tropical es también una buena fuente de antocianinas que a la vez contribuye a poder actuar como antioxidante tal como explica CERON (2008) las antocianinas son pigmentos flavonólicos que tienen una estructura adecuada para actuar como antioxidantes, pueden donar hidrógenos o electrones a los radicales libres o bien atraparlos y desplazarlos en su estructura aromática.

4.4. Valoración del índice de peróxido de la pulpa de Ungurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).

El auge de productos funcionales ha surgido de investigaciones enfocadas en aislar y caracterizar la efectividad de algunos fotoquímicos,

antioxidantes naturales y aceites vírgenes de frutos no tradicionales. El ungurahui es un fruto que contiene alrededor de 21,77 % de aceite (ESPINOZA-RODRIGUEZ y MATOS-CHAMORRO (2010), este contenido puede llevar a un deterioro del fruto durante la comercialización y almacenamiento.

Los resultados del comportamiento del índice de peróxido en el aceite del fruto en PMC se presenta en el Cuadro 17 y Figura 19 como podemos apreciar después de haber realizado el análisis estadístico entre el tiempo de almacenamiento se encontró que existe diferencia significativa (A-Va.) realizando la comparación de las medias mediante la prueba de Tukey ($p \leq 0,05$) el tratamiento que tuvo el mayor promedio correspondió a 144 h ($13,90 \pm 0,32$ meq O_2 /kg muestra) y el menor fue cero horas ($7,897 \pm 0,32$ meq O_2 /kg muestra) observándose que el valor de índice de peróxido a medida que pasa el tiempo se incrementa esto puede ser atribuido a que el fruto del ungurahui contiene 81,18 % de ácido oleico (C18:1). GIACOPINI *et al.* (2012) y CANAL (2011) indican que los compuestos más susceptibles a la auto oxidación son los ácidos grasos insaturados, especialmente aquellos que tienen más de una doble ligadura, aunque formalmente el proceso consiste en una reacción entre dos especies moleculares (lípidos y oxígeno) la cantidad de caminos posibles aumenta enormemente durante el transcurso de la reacción.

Según los resultados el valor de peróxido se incrementó grandemente, si bien esta prueba es una medida corriente de la oxidación lipídica, su utilidad se limita a las etapas iniciales de la reacción, al respecto GRONPONE (1990) indica que la calidad oxidada de los aceites tiene efectos

significativos sobre su estabilidad durante el almacenamiento y sobre su valor nutricional.

Del Cuadro 17 y Figura 19 con respecto al resultado del valor de peróxido en el unguirahui MC (tratamiento térmico de 50°C/25) se puede apreciar que a medida que transcurre el tiempo los resultados presentaron diferencia estadística significativa (A-Vb.), según Tukey ($P \leq 0,05$) el mayor valor de peróxido se encontró a las 14 h ($10,227 \pm 0,53$ meq O_2 /kg muestra) y el menor fue a las cero horas ($4,340 \pm 0,31$ meq O_2 /kg muestra). Así mismo, en los resultados se puede apreciar que después de las 14 h. el valor de peróxido disminuye este comportamiento puede aducirse que se debe a lo reportado por BADUI (1997) que indica que los peróxidos alcanzan una concentración máxima y después disminuyen debido a su descomposición; es decir, al estudiar una grasa demasiado oxidado es probable que este índice sea bajo a pesar que el olor sea característico de reacciones muy avanzadas.

El incremento del índice de peróxido en las primeras horas de las 0 a las 14 h. puede deberse a lo indicado por ROBLES-SANCHEZ *et al.* (2007) quienes citan que durante el almacenamiento la acción de la enzima lipoxigenasa resulta en la oxidación de ácidos grasos y al mismo tiempo los carotenoides pueden degradarse por co-oxidación. Así mismo, HERNANDEZ *et al.* (2009) reporta que el índice de peróxido obtenido con los granos de maíz almacenados durante 90 días representa un 40,5 % y 82,6 % de incrementos con respecto al medido en el momento de la recepción (0 días de almacenamiento). Esto es debido a que las grasas en los granos son

fácilmente descompuestas por las lipasas en ácidos grasos libres y glicerol durante el almacenaje.

Cuadro 17. Valoración del índice de peróxido del aceite de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).

PMC		MC	
Horas	(meq O ₂ /kg muestra)	Horas	(meq O ₂ /kg muestra)
0	7,897 ± 0,32 ^d	0	4,340 ± 0,31 ^c
24	12,013 ± 0,32 ^{ab}	7	5,957 ± 0,28 ^{bc}
48	11,380 ± 0,55 ^b	14	10,227 ± 0,53 ^a
72	9,163 ± 0,32 ^{c^d}	21	9,610 ± 1,24 ^a
96	10,430 ± 0,55 ^{bc}	28	8,370 ± 0,00 ^{ab}
120	11,697 ± 0,32 ^b	35	6,510 ± 0,00 ^{bc}
144	13,90 ± 0,32 ^a	42	7,750 ± 0,82 ^{ab}

Los valores representan (promedio ±SEM) datos provienen del experimento (n=3) valores de una misma columna con superíndices diferentes son significativos (p≤0,05).

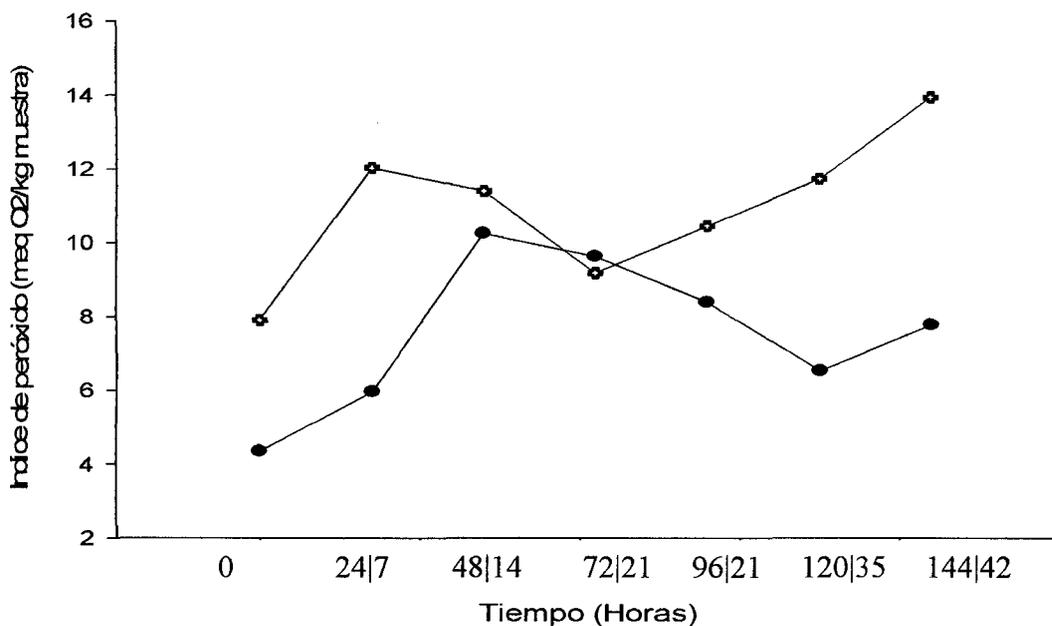


Figura 19. Comportamiento del índice de peróxido del aceite de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC).

De los resultados tanto en el fruto en PMC como el MC el mayor valor de peróxido se encontró en el unguirahui en PMC a las 144 h. $13,90 \pm 0,32$ meq O₂/kg muestra y el menor valor correspondió al unguirahui maduro las cero horas $4,340 \pm 0,31$ meq O₂/kg muestra, al respecto PEARSON (1999) indica que el valor del peróxido de 10-20 meq O₂/kg muestra en productos alimenticios es considerado rancio pero aceptablemente, pero con más de (20 meq O₂/kg) es considerado como alimento rancio y no aceptable por el consumidor. En fruto de unguirahui el valor de peróxido fue $2,49 \pm 0,05$ meq O₂/kg muestra (25°C) y $4,81 \pm 0,29$ meq O₂/kg muestra (60°C) (ESPINOZA-RODRIGUEZ y MATOS-CHAMORRO, 2010); $4,5 \pm 0,02$ meq O₂/kg muestra (GIOCOPINI *et al.*, 2012), en aguaje (*Mauritia flexuosa* L.) 11,12 a 12,46 meq O₂/kg muestra (VASQUEZ-

OCMIN *et al.*, 2009) y umari (*Poraqueiba serícea* Tulasne) 2 a 2,5 meq O₂/kg muestra (TREVEJO y MAURY, 2002).

GAVIRIA *et al.* (2009), indica que los antioxidantes pueden retardar la rancidez, pero nunca la detienen, porque la oxidación ocurre a bajas presiones de oxígeno y se hace inevitable, a pesar de todo las metodologías de conservación, como frío, escaldado y empaque pueden disminuir la actividad.

Según el análisis de componentes principales (A-VIb.) considerando los frutos en proceso de maduración comercial y los de maduración comestible, según el biplot de variables de la primera componente (CP1) separa al DPPH del resto de las variables, representando el 74,7 % de la variabilidad total entre los indicadores de calidad de las 14 muestras evaluadas (Figura 20). Así mismo, el índice de peróxido representa el 18,7% de la variabilidad en la segunda componente (CP2) y ambos componentes representan el 93,4% de variabilidad total. De los resultados podemos indicar que el DPPH fue el método que permitió medir la capacidad antioxidante de las muestras y es el que tuvo la mayor variabilidad esto puede ser explicado CERON (2008) que indica que los compuestos fenólicos, en especial los flavonoides tienen una gran capacidad antioxidante, están presente en frutas, es por eso que a mayor concentración de polifenoles, la capacidad antioxidante será mayor. Sin embargo, los frutos de unguurahui sometidos al proceso de maduración comercial y maduración comestibles tuvieron diferentes comportamientos que afectaron a la actividad antioxidante, en el caso de madurez comestible el fruto fue sometido a tratamiento térmico (50°C/25 minutos) este pudo afectar la capacidad antioxidante y es corroborado por

TOVAR DE DIOS (2001) que indica que un aumento en la temperatura favorece la disolución de los compuestos fenólicos de la pasta en el aceite (pulpa aceituna) y al mismo tiempo probablemente existe la intervención de la fenoloxidasa que cataliza la oxidación de los fenoles a quinonas y después a polímeros.

El CP2 fue representado por el índice de peróxido cuya variabilidad fue 18,7%, como sabemos el unguirahui es un fruto oleaginoso con 21,7% de grasa, en tal sentido es muy importante evaluar el mecanismo de oxidación de los sistemas alimentarios debido a la auto-oxidación de los lípidos que son los responsables de afectar la calidad nutritiva y funcional. Al respecto OSORIO (2008) indica que las peroxidasas son enzimas que catalizan la oxidación de un amplio número de sustratos orgánicos, utilizando el poder oxidante del peróxido de hidrogeno y es uno de los grupos de enzimas más termoresistentes. TOVAR DE DIOS (2001) indica que a mayor porcentaje de ácidos grasos insaturados mayor sensibilidad al enranciamiento, y también está ligada a la presencia / ausencia de antioxidantes y prooxidantes.

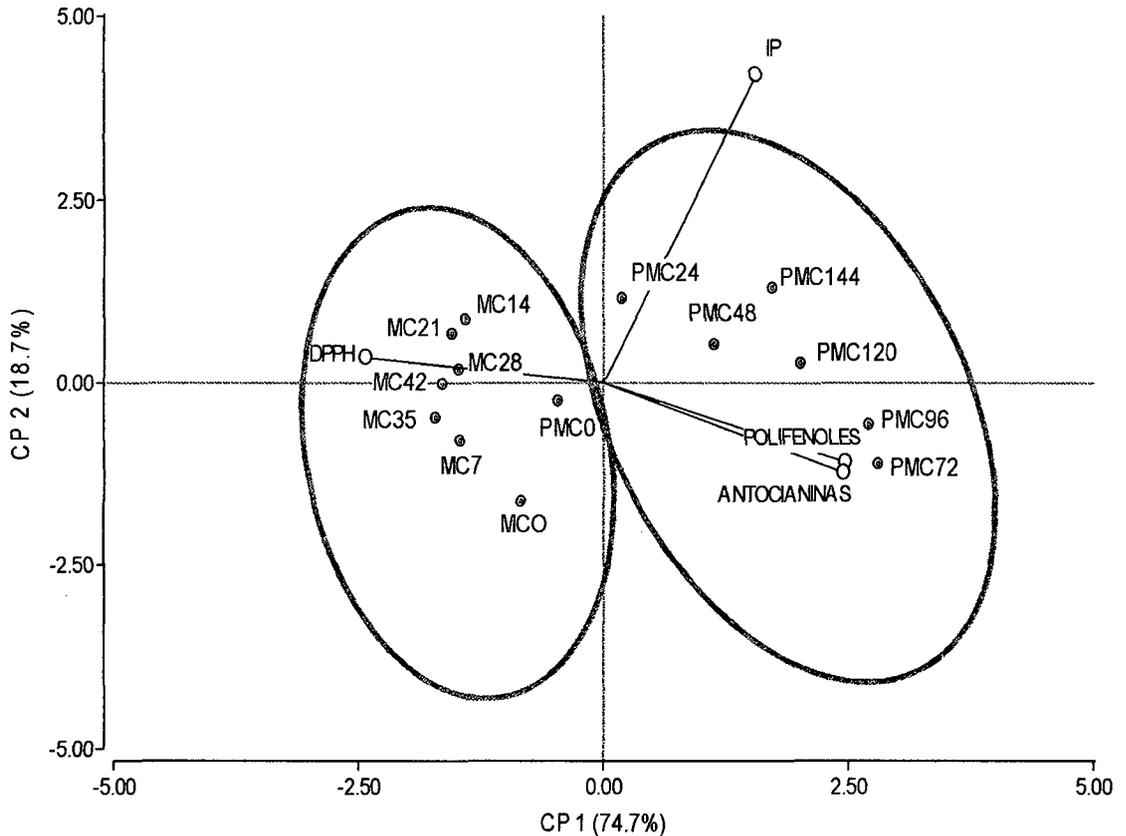


Figura 20. Biplot de indicadores de calidad en las muestras de unguahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)

Según el análisis de conglomerados (Figura 21) referente a las muestras evaluadas podemos diferenciar dos grupo; el grupo 1 representa 57 % (8 muestras) y están conformados por todos los frutos que fueron sometidos a la madurez comestible incluyendo a la muestra PMC0 (proceso maduración comercial a 0 horas), y el grupo 2 representó 43 % (6 muestras) correspondiendo a todos los tratamiento de proceso de maduración comercial.

El Grupo 1 se encuentra más asociado al DPPH, los frutos de este grupo fueron sometidos a madurez comestibles y son los que perdieron la capacidad antioxidante, al respecto OSORIO (2008) indica que la reducción de la actividad antioxidante se da con la intensidad del tratamiento térmico, con el

tiempo y temperatura de almacenamiento. CERON (2008) reporta que factores como luz, temperatura, tiempo de almacenamiento afectan la capacidad a antioxidante.

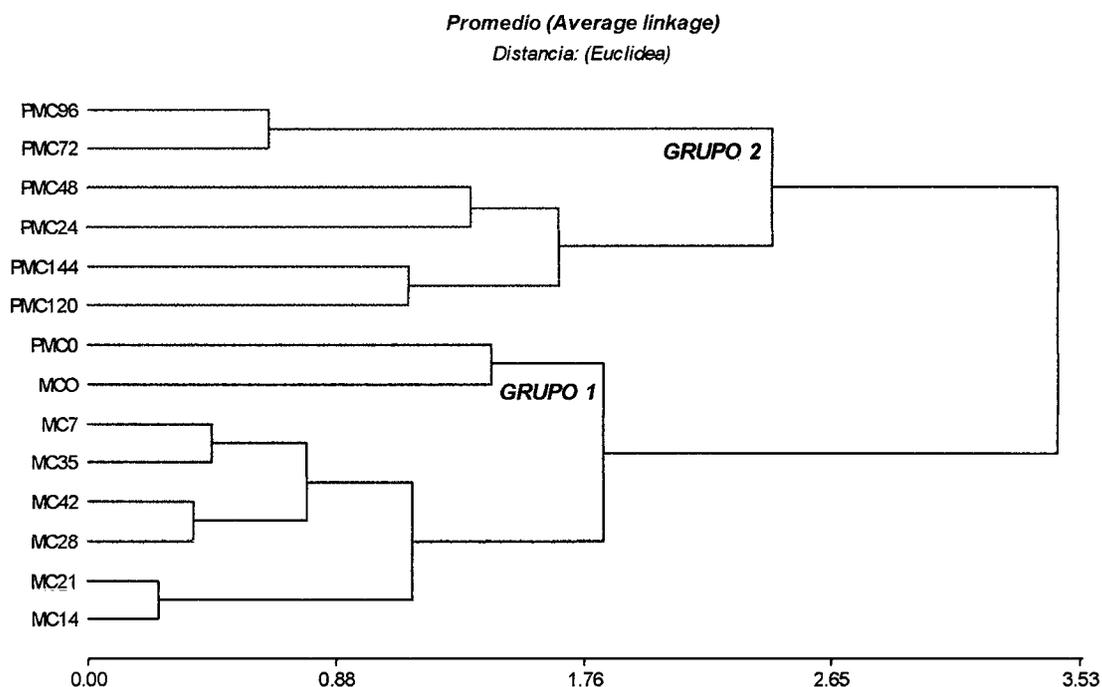


Figura 21. Presentación del análisis de conglomerados de las muestras de unguirahui PMC y MC

El Grupo 2 estuvo conformado por muestras en proceso de maduración comercial y estuvieron más asociados a polifenoles y antocianinas al respecto podemos indicar según MATOS *et al.* (2010) que las antocianinas son más estables cuando no son afectados por la temperatura, calor durante el procesamiento y almacenamiento de los alimentos. CERON (2008) y BRIAN *et al.* (2012) reportan que las antocianinas pertenecen a la familia de los flavonoides y este pertenece a los compuestos fenólicos conjuntamente con los polifenoles.

V. CONCLUSIONES

- La mayor eficiencia frente al radical DPPH correspondió a la pulpa del fruto de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) a las 72 h. IC_{50} $466,919 \pm 4,71 \mu\text{g/mL}$ (IAA $0,084 \pm 0,001$).
- El mayor y menor contenido de polifenoles totales correspondió a la pulpa del fruto de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) a las 72 h. $1091,520 \pm 3,89 \text{ mg EAG/100g}$ y en madurez comestible (MC) a las 21 h. $183,455 \pm 12,88 \text{ mg EAG/100g}$.
- El mayor y menor contenido de antocianinas correspondió a la pulpa del fruto de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) a las 72 h. $97,659 \pm 1,35 \text{ mg Cy 3 glu/100g}$ y en madurez comestible (MC) a las 42 h. $7,304 \pm 0,27 \text{ mg Cy 3 glu /100g}$.
- La menor oxidación lipídica correspondió al fruto en madurez comestible (MC) a las cero horas $4,340 \pm 0,31 \text{ meq O}_2/\text{kg}$ muestra y la mayor oxidación se presentó en el proceso en madurez comercial (PMC) a las 144 h $13,90 \pm 0,32 \text{ meq O}_2/\text{kg}$.
- La actividad antioxidante, el contenido de polifenoles totales, antocianinas, y la oxidación lipídica del aceite en la pulpa del fruto de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC) varía en función de las horas de evaluación.

VI. RECOMENDACIONES

- El ablandamiento del fruto debe realizarse a las 72 h. de cosechado, se debe consumir hasta 2 h. después del ablandamiento (MC) para poder conservar las propiedades antioxidantes, polifenoles totales y antocianinas
- Cuantificar el contenido de polifenoles totales y la vitamina E en el aceite de ungurahui y su efecto en la conservación de la carne.
- Evaluar la actividad antioxidante, polifenoles totales, antocianinas y la oxidación lipídica en la pulpa de ungurahui en congelación.
- Evaluar la actividad antioxidante, polifenoles totales, antocianinas y la oxidación lipídica durante el proceso de madurez fisiológica del fruto de Ungurahui.
- Estudiar los polifenoles totales, actividad antioxidante en el aceite de ungurahui Evaluar la estabilidad oxidativa en la pulpa de ungurahui liofilizada.
- Determinar la vida útil de la pulpa de ungurahui.

ABSTRACT

This study was conducted at the Centers for Research on Amazonian Natural Products (CIPNA) and Biotechnological Research for the Development of the Amazon (CIDBAM) National Agrarian University of the Jungle (UNAS). The objectives of this study were to assess the antioxidant activity, quantification of total polyphenols and anthocyanins and lipid oxidation of the Ungurahui oil (*Oenacarpus bataua* Mart). The processes assessed were a commercial maturity (PMC) for 144 h and the edible maturity (MC) for 42 h. The fruit in MC was subjected to a softening (50°C/25 min), the pulp of both processes were dried (50°C/15 min) and 100mg/mL extracts (methane /water 50:50) for both groups (PMC y MC) were prepared and the antioxidant activity, total polyphenols and anthocyanins, oil and lipid oxidation was evaluated. The statistical analysis was done using a completely randomized design (DCA) and the Tukey test ($p < 0.01$), SAS software 6.0. The best efficiency of DPPH inhibition was for the fruit in PMC (72h), $IC_{50} 466.919 \pm 4.71 \text{mg/mL}$ (IAA 0.084 ± 0.001). The highest and lowest total polyphenol content were $1091.520 \pm 3.89 \text{mgEAG/100g}$ and $183.455 \pm 12.88 \text{mgEAG/100g}$ for the fruit pulp in PMC (72h) and MC (21h), respectively. The highest and lowest anthocyanin content were $97.659 \pm 1.35 \text{mgCy 3glu/100g}$ and $7.304 \pm 0.27 \text{mgCy 3glu/100g}$ for the fruit pulp in PMC (72h) and MC (42h), respectively. The lowest lipid oxidation were observed with the fruit MC at zero hours $4.340 \pm 0.31 \text{meq O}_2/\text{kg}$ and the highest lipid oxidation was for PMC (144h) $13.90 \pm 0.32 \text{meq O}_2/\text{kg}$, respectively.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- AACC, 1992. Special properties of fats, oils and shortening. AACC methods 58 – 15, 58 – 16. Approved methods of the American association of Cereal Chemists. Volumen II. Saint Paul. Minnesota, U.S.A. 358 p.
- AGUILERA O. M. 2009. Caracterización y estabilidad de las antocianinas de higo (*ficus carica*) variedad Misión. Tesis de Doctor en Ciencias con Acentuación en alimentos. Lergo Durango, México. Universidad Autónoma de nuevo León de la facultad de ciencias bilógicas. 151 p.
- ANDERSEN, O.M. 1987. Anthocyanins in Fruits of *Vaccinium uliginosum* L. (Bog Whortle berry). J. FoodSci., 52, 665 - 666.
- ANDREW, R.; DE SIMONE, F.; PIZZA, C.; CONTI, C. y STEIN, M. 1989. Plants metabolites, structure and in vitro antiviral activity of quixotic acid glycosydes from *Uncaria tomentosa* and *Guetardaplay poda*. Journal of natural products. Vol. 52: 679 – 685.
- ASTRID G, G. 2008. Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos. Universidad Nacional de Colombia, departamento de química. Bogotá. Vol. 13(3): 27 – 36.
- ARELLANOS – GOMEZ, L.; SAUCEDO, C. y AREVALO, L. 2005. Cambios bioquímicos y fisiológicos durante la maduración de frutos de

- zapote negro (*Diospyros dygyna* JACQ.). Rev. AL y C. Colegio de Posgrado. Texcoco, México. Vol. 39(2): 173 – 181.
- BADUI, S. 1997. Química de los Alimentos. Ed. Alambra mexicana, S.A. México. p. 259 – 265, 358 - 361.
- BADUI, S. 1988. Diccionario de tecnología de los alimentos. Ed. Alambra mexicana, S.A. México. 298 p.
- BOLIVAR – FERNANDEZ, N.; SAUCEDO – VELOZ, C.; SOLIS – PEREIRA, S. y SAURI DUCH, E. 2008. Maduración de frutos de saramuyo (*Annona squamosa* L.). Rev. Mi SciELO. Yucatán, México. Vol. 43(2): 1 – 8.
- BOSQUEZ, E. 2007. Fisiología y tecnología postcosecha de frutas y hortalizas. Practica de laboratorio N° 2, Aplicación de parámetros de madurez y calidad. Iztapalapa, México. p. 1 – 9.
- BRIAN D, CRAFT.; ADRIAN, L.; KERRIHARD.; RYSZARD AMAROWICZ.; AND RONALD B, PEGG. 2012. Phenol-based antioxidants and the in vitromethods used for their assessment. Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety. Vol. 11: 1 – 26.
- BRIDLE, P.; TIMBERLAKE, C. F. 1997. Anthocyanins as natural food colors – selectedas pects. Food Chem., 58, 103–109.
- CANAL, M. 2011. Efecto de la adición de extracto de té verde (*Camellia sinenses*) sobre la oxidación lipídica de galletas de crema. Tesis de Ingeniero en Industrias Alimentarias. Tingo María, Perú. Universidad Nacional Agraria de la Selva de la Facultad de Ingeniería en Industrias Alimentarias. p. 10 – 12.

- CARBAJAL J. J., BEDOYA M. D. 2010. Estudio físico-químico y de estabilidad del aceite de nuez de *macada miatetraphylla* cultivada en la región cafetera colombiana. Tesis de Tecnólogo en Química. Pereira, Colombia. Universidad Tecnológica de Pereira. 85 p.
- CASTEL. M. 2010. Estudio de las propiedades funcionales, tecnológicas y fisiológicas de las proteínas de amaranto. Tesis de Magister en ciencia y tecnología de alimentos. Santa Fe, Argentina. Universidad Nacional del Litoral de la facultad de Ingeniería Química. 171 p.
- CERON B, M. 2008. Extracción, caracterización y estabilidad de antocianinas y otros compuestos antioxidantes obtenidos a partir de la zarzamora. Tesis profesional ingeniera química y alimentos. Puebla, México. Universidad de la Américas. 70 p.
- CIFUENTES, G. L. 2010. Fenología reproductiva y productividad de frutos de *Euterpe oleracea* (Mart.) y *Oenocarpus bataua* (Mart.) en bosques inundables del chocó biogeográfico. Tesis de Magister en bosques y conservación ambiental. Medellín, Colombia. Universidad de Colombia de la facultad de ciencias agropecuarias, 43 p.
- COLLAZOS, T. 1987. Fenología y Poscosecha de mil Pesos, *Jessenia bataua* (Mart.) Burret. Acta agronómica. Palmira, Colombia. Vol. 38 (1): 53 – 63.
- CÓRDOVA, Z. 2003. Estadística descriptiva e inferencial. Aplicaciones. Quinta edición. Ed. Librería Moshera S.R.L. Lima – Perú. 87 p.

- CRIADO D. y MOYA M. 2009. Vitaminas y antioxidantes. Grupo Saned. Sanidad y ediciones S.L. Universidad Autónoma de Madrid. Madrid – España. Págs. 8 -15. [En línea]: <http://www.elmedicointeractivo.com/ Documentos/ evaluaci3n>
- DEL CARPIO, C.; SERRANO, C. Y GIUSTI, M. 2009. Caracterizaci3n de las antocianinas de los frutos de *Berberis boliviana* Lechler. Revista de la Sociedad Qu3mica del Per3. Cuzco, Per3. Vol. 75(1): 76 – 85.
- DIAZ J. A. y ÁVILA L. M. 2002. Sondeo del mercado mundial de Aceite de Seje (*Oenocarpus bataua*) Instituto de Investigaci3n de Recursos Biol3gicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. 18 p.
- ESPINAL, R. M. 2010. Capacidad antioxidante y ablandamiento de la guayaba palmira ICA I (*Psidium guajava*). Tesis de Mag3ster en Ciencias Qu3mica. Bogotá, Colombia. Universidad Nacional de Colombia Facultad de Ciencias. 150 p.
- ESPINOZA - RODRIGUEZ, P. y MATOS – CHAMORRO, A. Caracterizaci3n de aceite crudo obtenido del fruto de unguurahui (*Oenacarpus bataua* Mart). In: Encuentro de investigaci3n universitaria (III, 2010, Lima Per3). 2010. Universidad Peruana Uni3n. 1 p.
- FRANQUEL. E. 2010. Antioxidantes naturales. Aspectos saludables, toxicol3gicos y aplicaciones industriales. Xunta de Galicia Conseller3a del Medio Rural. Santiago de Compostela, Espa3a. p. 63, 64.

- GALLO, F. 1993. Índice de madurez para piña cayena lisa, guanábana, pitaya amarilla y maracuyá. Agro – desarrollo. Vol. 4: (1 – 2): 194 – 200.
- GARCIA, D. y PRADERES, G. 2007. Bioquímica de la maduración de productos hortofrutícolas. Universidad Central de Venezuela. Cátedra de tecnología de frutas y hortalizas. Págs. 4 – 5. [En línea]:http://www.74.125.93.132/search?q=cache:SUsPP_IVCO0J:ftpctic.agr.ucv.ve/intranet/quimica/frutas/tema2.doc+GARCIA+Y+PRADERES,+MADURACION+DEL+FRUTO&cd=1&hl=es&ct=clnk&gl=pe
- GAVIRIA, C.; OCHOA, C.; SANCHEZ, N.; MEDINA, C.; LOBO, M.; GALEANO, P.; MOSQUERA, A.; TAMAYO, A.; LOPERA, Y. ROJANO, B. 2009. Actividad antioxidante e inhibición de la peroxidación lipídica de extractos de frutos de mortiño (*Vaccinium meridionale* SW). Redalyc. Santiago de Chile. Vol. 8(6): 519 – 528.
- GIACOPINI, M.; GUERRERO, O.; MOYA, M. y BOSCH, V. 2012. Estudio comparativo del consumo de aceite de oliva virgen o seje sobre el perfil lipídico y la resistencia a la oxidación de las lipoproteínas de alta densidad (HDL) del plasma de rata. Rev. ALAN. Caracas, Venezuela. Vol. 61(2): 1 – 5.
- Giusti, M. y Wrolstad, R. Characterization and Measurement of Anthocyanins by UV-Visible Spectroscopy. In: Current Protocols in Food Analytic Chemistry. (2001, New York. EE UU). Unit. F1.2. 1-13 p.

- GONZALES-TORRES, M.; BETACOURT-RULE, M.; ORTIZ-MUÑOZ, R. 2000. Daño Oxidativo y Antioxidantes. Bioquímica. Redalyc. México. Vol. 25(1): 3-9.
- GROMPONE, M. 1990. El índice de anisidina como medida del deterioro latente de un material graso. CSIC. Uruguay.
- HARBORNE, J. 1989. Methods in: Plant Biochemistry, Vol. 1: Plant Phenolics. 552 pp.
- HAWTHORN, J. 1993. Fundamentos de ciencia de los alimentos. Ed. Acribia. Zaragoza, España. 625 p.
- HERNANDEZ, R.; FERNÁNDEZ C. y BAPTISTA L. 2001. Metodología de la investigación. Ed. Mc Graw – Hill interamericana de editores, S.A México. 503 p.
- HERNANDEZ, C.; RODRIGUEZ, Y.; NIÑO, Z. y PEREZ, S. 2009. Efecto del almacenamiento de granos de maíz (*Zea mays*) sobre la calidad del aceite extraído. Rev. Scielo. Valencia, Venezuela. Vol. 20: (4): 21 – 30.
- IIAP. 1997. Plantas medicinales de la Amazonía peruana. Estudio de su uso y cultivo. PUB.012. Iquitos, Perú.
- JULIAN L. A P. 2009. Propiedades físicas y químicas de tres variedades del fruto de *annona diversifolia*. Tesis de Ingeniero en alimentos. Huajuapán de León, Oaxaca, México. Universidad Tecnológica del Mixteca. 78 p.
- JURADO. J., MUÑOZ. L. 2009. Caracterización del aceite de las semillas de *solanum quitoense* L variedad la selva y evaluación de su

- actividad antioxidante. Tesis de tecnólogo en Química. Pereira, Colombia. Universidad Tecnológica de Pereira. 70 p.
- LARA, C.; NERIOL. y OVIEDO L. 2007. Evaluación fisicoquímica y bromatológica de la guayaba agria (*psidium aracea*) en dos estados de maduración. Temas agrarios. Córdova, Colombia. Vol. 12 (1): 13 – 21.
- LEBEAU, J; FURMAN, C; BERNIER, J. DURIEZ, P; TESSIER, E; COTELLE, N. 2000. Antioxidant properties of di-tert-butylhydroxylated flavonoids. Free Rad. Biol. And Med. 29:290-291
- LIMA, H. 2002. Estrés oxidativo y antioxidantes: Actualidades sobre los antioxidantes en los alimentos. Universidad de la Habana. Cuba. p. 2 – 4.
- LEYVA D. D E. 2009. Determinación de antocianinas, fenoles totales y actividad antioxidante en licores y fruto de mora. Tesis de ingeniero en alimentos. Huajuapán de León, Oaxaca, México. Universidad Tecnológica de la Mixteca. 80 p.
- MARQUEZ, L.; TORRES, F. y PRETELL, C. 2007. Antocianinas totales, fenoles totales y actividad antioxidante en pulpas de frutas. Revista Pueblo Continente. Trujillo, Perú. Vol. 18(2): 209 – 214.
- MARTINEZ - VALVERDE, I.; PERIAGO, M.; y ROS, G. 2000. Significado nutricional de los compuestos fenólicos de la dieta. Rev. ALAN. Murcia, España. Vol. 50(1): 5-15.
- MATOS-CHAMORRO, A.; PAREDES-GUSMAN, J. y SERRANO-AROSEMENA, S. Evaluar la influencia de la nisina en la

preservación de las antocianinas durante el proceso y almacenamiento del jugo de uva (*Vitis vinífera*). In: Encuentro de investigación universitaria (III, 2010, Lima Perú). 2010. Universidad Peruana Unión. 1 p.

MIRANDA, J; MONTAÑO, F; ZENTENO, F; NINA, H; MERCADO, J. 2008. El majo (*Oenocarpus bataua*): una alternativa al biocomercio en Bolivia. TRÓPICO – PNBS – FAN. La Paz, Bolivia. TROPICO. 99 p.

MOYER, R. A.; HUMMER, K. E.; FINN, C. E., FREI, B.; WROLSTAD, R. E. 2002. Anthocyanins, phenolics, and antioxidant capacity in diverse small fruits: Vaccinium, Rubus, and Ribes. J. Agric. Food Chem. USA. 50: 519–525.

MOTA, D.A. 2007. Evaluación del método base – base con etanol para la obtención de biodiesel a partir de aceite oxidado de piñón (*Jatropha curcas l.*) a nivel de laboratorio. Tesis de Ingeniero químico. San Carlos, Guatemala. Universidad de San Carlos. 113 p.

NORMA COLOMBIANA ICONTEC. 1969 (Nº 236). Grasa y Aceites Comestibles. Método de determinación de Peróxidos. Instituto Colombiano de Normas Técnicas, Santa fe de Bogotá.

OLIVERAS. M. 2005. Calidad del aceite de oliva virgen extra. Antioxidantes y función biológica. Tesis de Doctor en Farmacia. Granada, España. Universidad de Granada. 300 p.

OSORIO, O. 2008. Influencia de tratamientos térmicos en la calidad y estabilidad del puré de fresa (*Fragaria x ananassa*, cv camarosa).

Tesis de Doctor. Valencia, España. Universidad Politécnica de Valencia.
172 p.

PALADINO, S. 2008. Actividad antioxidante de los compuestos fenólicos contenidos en las semillas de la vid (*Vitis vinifera* L.). Tesis de Magister en Alimentos (Mención en Ciencias). Mendoza, España. Universidades Nacionales de Cuyo, La Rioja, San Juan y San Luis. Sede Mendoza: Facultad de Ciencias Agrarias –UNCuyo. 100 p.

PEÑA – VALERA, G.; SALINAS, Y. y RIOS, R. 2006. Contenido de antocianinas totales y actividad antioxidante en frutos de frambuesa (*Rubus idaeus* L.) con diferente grado de maduración. Rev. Chapingo. Serie horticultura. México. Vol. 12(2): 159 – 163.

PEARSON, R.; KIRK, R.; SAWYER, H. 1999. Composición y análisis de alimentos. 2° edition. Ed. Continental de CV. México.

POLYAKOV, N; LESHINA, T; KONOVALOVIA, T; KISPERT, L. 2001. Carotenoides as scavengers of free radicals in fenton reaction: Antioxidantes or prooxidants. J. free rad. Boil. And med. 31(3): 398 – 404.

RAPISARDA, P.; FANELLA, F.; MACCARONE, E. 2000. Reliability of Analytical Methods for Determining Anthocyanins in Blood Orange Juices. Journal of Agricultural and Food Chemistry. Vol. 48(6): 2249-2252.

REATEGUI, D. 2003. Composición física, química y actividad antioxidante del agua de dos variedades de coco (*Cocos lucífera* L.). Tesis de

Ingeniero en industrias alimentarias. Tingo María. Perú. Universidad Nacional Agraria de la Selva. 72 p.

REPO DE CARRASCO, R. y ENCINA, Z. 2008. Determinación de la capacidad antioxidante y compuestos bioactivos de frutas nativas peruanas. Revista de la Sociedad Química del Perú. Universidad Nacional Agraria la Molina. Perú. v.74 n.2 ISSN 1 810 – 634X.

ROBLES-SANCHEZ, M.; GORINSTEIN, S.; MARTIN - BELLOSO, O.; ASTIAZARAN – GARCIA, H.; GONZALES – AGUILAR, G. y CRUZ – VALENZUELA, R. 2007. Frutos tropicales mínimamente procesados: potencial antioxidante y su impacto en la salud. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD). Hermosillo, Sonora, México. Vol. 32(4): 227 – 230.

ROCHA C. N. 2010. Efecto de la escarificación natural con agua a diferentes temperaturas y tiempos de inmersión, en la germinación de semillas de *Oenocarpus bataua* Mart. “Ungurahui”. Tesis de ingeniero agrónomo. Pucallpa, Perú. Universidad Nacional de Ucayali. 222 p.

ROJANO, B.A.; GAVIRIA, C.A. Y SÁEZ, J.A. 2008. “Determinación de la actividad antioxidante en un modelo de peroxidación lipídica de mantequilla inhibida por el isoespintanol”. Vitae. Revista de la Facultad de Química Farmacéutica. Medellín, Colombia. Vol.15 (2): 212-218.

RUBIO – PINO, J.; LLOKI – ASSANGA, S.; LEWIS – LUJAN, L.; MEZA – CUETO, C.; GIL – SALIDO, A.; ACOSTA – SILVA, A.; RIVERA

- CASTAÑEDA, E. y LIPOVKA, Y. Caracterización Química, nutrimental y evaluación de la actividad biológica in vitro de los chiles abaneros (*capsicum chinense*), chiltepín (*Capsicum annuum* L. Var. *Glabriusculum*), morrón verde y rojo (*Capsicum annuum* L.). In: VII Congreso y III Nacional de ciencias alimentarias y biotecnología (2010.; Hermosillo, Sonora, México). 2010. Universidad de Sonora., FH – 12. p. 845 - 861.
- SAENZ, M. 1993. I curso internacional de fisiología poscosecha. Convenio: Universidad Nacional Agraria de la Selva y Universidad de Costa Rica – RITEP. Tingo María, Perú. 285 p.
- SANABRIA, N. y SANGRONIS, E. 2007. Caracterización del acai o manaca (*Euterpe olearácea* Mart.): un fruto del Amazonas. Rev. ALAN. Caracas, Venezuela. Vol. 57(1): 94 – 97.
- SANDOVAL, M., OKUHAMA, N., ANGELES, F. 2001. Técnicas de Investigación para determinar la actividad antioxidativa y anti-inflamatorio de plantas medicinales de la Amazonia. International work shop. Iquitos - Perú. 1- 25 p.
- SANTACRUZ C. L A. 2011. Análisis químico de antocianinas de frutos silvestres Colombianos. Tesis de maestría en ciencia química. Bogotá, Colombia. Universidad Nacional de Colombia. 106 p.
- SCHERER, R. y TEIXEIRA, H. 2007. Antioxidant activity index (AAI) by the 2, 2 – diphenyl - 1 – picrylhydrazyl method. Food Chemistry. Campinas, Brazil. 112 (2009): 654 – 658.

- SIES, H. 1997. Antioxidants in disease mechanisms and therapy. Vol. 38. USA Academic Press. Inc. 293 p.
- SOLER C. A. 2009. Estudio de la capacidad antioxidante y la biodisponibilidad de los compuestos fenólicos del aceite de oliva. Tesis de Doctor. Lleida, España. Universidad de Lleida de la escuela técnica superior de ingeniería agraria. 262 p.
- SULLON, J. 2009. Evaluación de la actividad antioxidante del noni (*Morinda citrifolia* L.) en tres estados de madurez en Tingo María. Tesis de Ingeniero en Industrias Alimentarias. Tingo María, Perú. Universidad Nacional Agraria de la Selva. p. 62, 63.
- TOVAR DE DIOS, J. 2001. Estudio del efecto de la aplicación de diferentes estrategias de riego al olivo (*Olea europea* L.) de la variedad arbequina sobre la composición del aceite. Tesis de Doctora. Lleida, España. Universidad de Lleida. 177 p.
- TREVEJO, E. y MAURY, M. 2002. Extracción y caracterización del aceite de *Poraqueiba sericea* Tulasne (Umari). Revista Amazónica de Investigación. Iquitos, Perú. Vol. 2 (2): 1 – 18.
- UGARTONDO, C. 2009. Caracterización de derivados polifenólicos obtenidos de fuentes naturales. Citotoxicidad y capacidad antioxidante frente a estrés oxidativo en modelos celulares. Facultad de Farmacia. Universidad de Barcelona. España. 48 p.
- VARGAS, A.; RIVERA, A. NARVÁEZ, C. 2005. Capacidad antioxidante durante la maduración de arazá (*Eugenia stipitata* Mc Vaugh). Revista Colombiana de Química. Vol. 34: (1): 57 – 65.

- VASQUEZ – OCMIN, P.; SOTERO, V.; CASTILLO, D.; FREITAS, L. y MACO, M. 2009. Diferenciación química de tres morfotipos de *Maritia flexuosa* L. f. De la Amazonía peruana. Revista de la Sociedad Química del Perú. Iquitos, Perú. Vol. 75(3): 320 – 326.
- VASQUEZ, M.R. 1996. Catálogo de los frutos comestibles de la Amazonia Peruana. Ed. In Press. 20p.
- VILLACHICA, H. 1996. Frutales y hortalizas promisorios de la Amazonia. Tratado de Cooperación Amazónica, Secretaria Pro – Tempore. Lima, Perú. 367 p.
- VILLANUEVA-TIBURCIO, J.; CONDEZO HOYOS, L. y ASQUIERI, E. 2010. Antocianinas, ácido ascórbico, polifenoles totales y actividad antioxidante, en la cáscara de camu – camu (*Myrciaria dubia* (H.B.K) Mc Vaugh). Cienc. Tecnol. Aliment. Campinas, Brasil. 30 (Supl.1): 151-160.
- ZAPATA, L.; GERARD, L.; DAVIES, C. y SCHVAB, M. 2007. Estudio de los componentes antioxidantes y actividad antioxidante en tomates. Rev. Ciencia, Docencia y Tecnología. Concepción del Uruguay, Argentina. Vol. 18 (35): 173 – 193.

VIII. ANEXO

A-Ia. Análisis de varianza de IC₅₀ del radical DPPH de los resultados de ungurahui en proceso de madurez comercial (PMC)

F.V	G.L	S.C	C.M	F. cal.	Sig.
Tratamientos	6	3776100,155	629350,026	1119,76	**
Horas	6	3776100,155	629350,026	1119,76	**
Error experimental	56	31474,230	562,040	-----	-----
Total	34	2912919,796	-----	-----	-----

$$R^2 = 0,992 \text{ CV} = 3,261 \text{ MSE} = 23,707 \text{ Media} = 727,089$$

A-Ib. Análisis de varianza de IC₅₀ del radical DPPH de los resultados de ungurahui en madurez (MC)

F.V	G.L	S.C	C.M	F. cal.	Sig.
Tratamientos	6	7714392,074	1285732,012	117,94	**
Horas	6	7714392,074	1285732,012	117,94	**
Error experimental	56	610494,194	10901,682	-----	-----
Total	34	2912919,796	-----	-----	-----

$$R^2 = 0,927 \text{ CV} = 4,822 \text{ MSE} = 104,411 \text{ Media} = 2165,427$$

A-IIa. Análisis de varianza del IAA de los resultados de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC)

F.V	G.L	S.C	C.M	F. cal.	Sig.
Tratamientos	6	0,02006518	0,00334420	780,92	**
Horas	6	0,02006518	0,00334420	780,92	**
Error experimental	56	0,00023981	0,00000428	-----	-----
Total	62	0,02030500	-----	-----	-----

$R^2 = 0,988$ CV = 3,475 MSE = 0,002 Media = 0,059

A-IIb. Análisis de varianza del IAA de los resultados de unguurahui en madurez comestible (MC)

F.V	G.L	S.C	C.M	F. cal.	Sig.
Tratamientos	6	0,00102101	0,00017017	186,53	**
Horas	6	0,00102101	0,00017017	186,53	**
Error experimental	56	0,00005109	0,00000091	-----	-----
Total	62	0,00107209	-----	-----	-----

$R^2 = 0,952$ CV = 5,110 MSE = 0,001 Media = 0,019

A-IIIa. Análisis de varianza de polifenoles totales (mg EAG/100 g) en Ungurahui en proceso de madurez comercial (PMC)

F.V	G.L	S.C	C.M	F. cal.	Sig.
Tratamientos	6	411,660	476401,943	244,72	**
Días	6	2858411,660	476401,943	244,72	**
Error experimental	28	54508,136	1946,719	-----	-----
Total	34	2912919.796	-----	-----	-----

R² = 0,981 CV = 6,606 MSE = 44,122 Media = 667,889

A-IIIb. Análisis de varianza de polifenoles totales (mg EAG/100 g) en Ungurahui en madurez comestible (MC)

F.V	G.L	S.C	C.M	F. cal.	Sig.
Tratamientos	6	68238,571	11373,095	45,82	**
Horas	6	68238,571	11373,095	45,82	**
Error experimental	28	6950	248,214	-----	-----
Total	34	75188,571	-----	-----	-----

R² = 0,908 CV = 6,879 MSE = 15,755 Media = 229,027

A-IVa. Análisis de varianza de los resultados de antocianinas (mg Cya – 3 glu/100 g) de unguirahui en proceso de madurez comercial(PMC)

F.V	G.L	S.C	C.M	F. cal.	Sig.
Tratamientos	6	56442,641	9407,107	707,160	**
Horas	6	56442,641	9407,107	707,160	**
Error experimental	56	6,618	0,473	-----	-----
Total	62	57187,588	-----	-----	-----

$$R^2 = 0,987 \text{ CV} = 6,487 \text{ MSE} = 3,647 \text{ Media} = 56,225$$

A-IVb. Análisis de varianza de los resultados de antocianinas (mg Cya – 3 glu/100 g) de unguirahui en madurez comestible (MC)

F.V	G.L	S.C	C.M	F. cal.	Sig.
Tratamientos	6	4073,133	678,855	810,93	**
Horas	6	4073,133	678,855	810,93	**
Error experimental	56	46,879	0,837	-----	-----
Total	62	4120,0121	-----	-----	-----

$$R^2 = 0,988 \text{ CV} = 6,478 \text{ MSE} = 0,915 \text{ Media} = 14,123$$

A-Va. Análisis de varianza de los resultados de índice de peróxido de unguurahui en proceso de madurez comercial (PMC)

F.V	G.L	S.C	C.M	F. cal.	Sig.
Tratamientos	6	70,130	11,688	24,72	**
Horas	6	70,130	11,688	24,72	**
Error experimental	56	6,618	0,473	-----	-----
Total	62	76.748	-----	-----	-----

$R^2 = 0,914$

CV = 6,293

MSE = 0,688

Media = 10,926

A-Vb. Análisis de varianza de los resultados de índice de peróxido de unguurahui en madurez comestible (MC)

F.V	G.L	S.C	C.M	F. cal.	Sig.
Tratamientos	6	78,132	13,022	11,37	**
Horas	6	78,132	13,022	11,37	**
Error experimental	14	16,029	1,145	-----	-----
Total	20	94,161	-----	-----	-----

$R^2 = 0,830$ CV = 14,196 MSE = 1,070 Media = 7,538

A-VIa. Coeficiente de correlación de frutos de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)

Correlación de Pearson: Coeficientes/Probabilidades				
	Polifenoles	Antocianinas	DPPH	IP
Polifenoles	--	--	--	--
Antocianinas	<0,0001	--	--	--
DPPH	0,0002	0,0002	--	--
IP	0,1540	0,1827	0,0837	--

A-VIb. Análisis de componentes principales en frutos de unguirahui en proceso de madurez comercial (PMC) y madurez comestible (MC)

Autovalores			
Lambda	Valor	Proporción	Prop. Acumulada
1	2,99	0,75	0,75
2	0,75	0,19	0,93
3	0,18	0,05	0,98
4	0,08	0,02	1,00