

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

FACULTAD DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS



“SISTEMA ANTIOXIDANTE HIDROFÍLICO DE LA PALTA (*Persea americana*) var HASS ALMACENADA EN REFRIGERACIÓN”

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**

KAROLINA RAMÓN CCANA

LIMA – PERÚ

2021

**La UNALM es la titular de los derechos patrimoniales de la presente investigación
(Art. 24. Reglamento de Propiedad Intelectual)**

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

FACULTAD DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

“SISTEMA ANTIOXIDANTE HIDROFÍLICO DE LA PALTA (*Persea americana*) var HASS ALMACENADA EN REFRIGERACIÓN”

Presentado por:

KAROLINA RAMÓN CCANA

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**

Sustentado y aprobado ante el siguiente jurado:

Dra. Ana C. Aguilar Galvez

PRESIDENTE

PhD. Marianela S. Inga Guevara

MIEMBRO

Mg.Sc. Diana M. Nolazco Cama

MIEMBRO

Dra. Rosana S. Chirinos Gallardo

ASESORA

Dr. David C. Campos Gutiérrez

CO-ASESOR

Lima – Perú

2021

DEDICATORIA

A mi familia por todo el apoyo incondicional, en especial a mi mamá, Julia, mi ejemplo, por su paciencia, apoyo y amor infinito.

AGRADECIMIENTO

- A mi asesora Dra. Rosana Chirinos Gallardo, por haber depositado su confianza en mí para el desarrollo de la presente investigación, por sus conocimientos y enseñanzas brindadas y por su comprensión y paciencia durante cada etapa del presente trabajo.
- Al Dr. David Campos por brindarme la oportunidad de formar parte de su reconocido centro de investigación.
- A mi mamá y hermanos, Miguel y Fiorella, por todo el apoyo, comprensión y consejos brindados.
- A Cinthya por su paciencia y buena disposición durante el desarrollo de la etapa experimental y a mis compañeros del Instituto de Biotecnología.
- Al Vicerrectorado de Investigación de la UNALM por el financiamiento para el desarrollo de la presente investigación a través del 9º Concurso de Subvención de Tesis de Pregrado UNALM 2019.

ÍNDICE GENERAL

RESUMEN

ABSTRACT

I.	INTRODUCCIÓN.....	1
II.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1.	PALTA.....	3
2.1.1.	ORIGEN, TAXONOMÍA Y BOTÁNICA.....	3
2.1.2.	COMPOSICIÓN QUÍMICA Y NUTRICIONAL.....	4
2.1.3.	PALTA VARIEDAD HASS.....	6
2.1.4.	FISIOLOGÍA DE LA MADURACIÓN.....	7
2.1.5.	PRODUCCIÓN NACIONAL Y EXPORTACIÓN.....	8
2.2.	LA REFRIGERACIÓN COMO SISTEMA DE ALMACENAMIENTO DE LA PALTA DURANTE EL MANEJO POSTCOSECHA.....	10
2.3.	FORMACIÓN DE LAS ESPECIES REACTIVAS DE OXÍGENO EN LOS VEGETALES.....	12
2.4.	MECANISMO DE CONTROL DE LAS ESPECIES REACTIVAS DE OXÍGENO.....	14
2.4.1.	SISTEMA DE DEFENSA ANTIOXIDANTE ENZIMÁTICO.....	17
2.4.2.	SISTEMA DE DEFENSA ANTIOXIDANTE NO ENZIMÁTICO.....	19
2.5.	POLIFENOL OXIDASA, ENZIMA DEL PARDEAMIENTO ENZIMÁTICO....	22
III.	METODOLOGÍA.....	24
3.1.	LUGAR DE EJECUCIÓN.....	24
3.2.	MATERIA PRIMA.....	24
3.3.	MATERIALES, EQUIPOS Y REACTIVOS.....	24
3.3.1.	MATERIALES.....	24
3.3.2.	EQUIPOS.....	25
3.3.3.	REACTIVOS.....	25

3.4.	MÉTODOS DE ANÁLISIS	27
3.4.1.	DETERMINACIÓN DE HUMEDAD Y MATERIA SECA	27
3.4.2.	DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE ACEITE Y PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS	27
3.4.3.	DETERMINACIÓN DE LA TASA DE RESPIRACIÓN.....	28
3.4.4.	DETERMINACIÓN DE LA PÉRDIDA DE PESO	29
3.4.5.	DETERMINACIÓN DE LA FIRMEZA	29
3.4.6.	DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD DE SUPERÓXIDO DISMUTASA....	29
3.4.7.	DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD DE LA CATALASA.....	30
3.4.8.	DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD DE LA PEROXIDASA.....	31
3.4.9.	DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD DE LA POLIFENOL OXIDASA	32
3.4.10.	DETERMINACIÓN DE PROTEÍNA SOLUBLE.....	32
3.4.11.	DETERMINACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS TOTALES.....	33
3.4.12.	DETERMINACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE HIDROFÍLICA...	33
3.4.13.	DETERMINACIÓN DE DESÓRDENES FISIOLÓGICOS EN LA PALTA: PARDEAMIENTO DE LA PULPA Y PARDEAMIENTO DE HACES VASCULARES EN LA PALTA.....	34
3.4.14.	EXTENSIÓN DEL PARDEAMIENTO DE LA PULPA EN LA PALTA.....	35
3.5.	METODOLOGÍA EXPERIMENTAL.....	35
3.6.	DISEÑO EXPERIMENTAL.....	36
3.7.	ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	37
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	39
4.1.	CARACTERÍSTICAS INICIALES DE LA PALTA VAR HASS.....	39
4.2.	CONTENIDO DE MATERIA SECA, FRACCIÓN LIPÍDICA, TASA DE RESPIRACIÓN Y PÉRDIDA DE PESO DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA EN REFRIGERACIÓN Y A MADUREZ DE CONSUMO EN ANAQUEL.....	41
4.2.1.	CONTENIDO DE MATERIA SECA Y FRACCIÓN LIPÍDICA.....	41
4.2.2.	TASA DE RESPIRACIÓN.....	43

4.2.3. PÉRDIDA DE PESO	45
4.3. DETERMINACIÓN DE LA MADUREZ DE CONSUMO EN PALTA VAR HASS ALMACENADA EN ANAQUEL	47
4.4. SISTEMA ANTIOXIDANTE ENZIMÁTICO DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA EN REFRIGERACIÓN Y A MADUREZ DE CONSUMO EN ANAQUEL.....	49
4.4.1. ACTIVIDAD DE LA SUPERÓXIDO DISMUTASA	49
4.4.2. ACTIVIDAD DE LA CATALASA.....	52
4.4.3. ACTIVIDAD DE LA PEROXIDASA.....	54
4.5. SISTEMA ANTIOXIDANTE NO ENZIMÁTICO DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA EN REFRIGERACIÓN SEGUIDO DE SU MADURACIÓN EN ANAQUEL.....	56
4.5.1. COMPUESTOS FENÓLICOS TOTALES.....	56
4.5.2. CAPACIDAD ANTIOXIDANTE HIDROFÍLICA.....	58
4.6. ACTIVIDAD DE LA POLIFENOL OXIDASA, ENZIMA DEL PARDEAMIENTO ENZIMÁTICO	59
4.7. DESÓRDENES FISIOLÓGICOS EN EL MESOCARPIO DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA EN REFRIGERACIÓN Y ALCANZADA SU MADUREZ DE CONSUMO EN ANAQUEL.....	61
4.8. CORRELACIONES ENTRE LOS INDICADORES EVALUADOS.....	66
V. CONCLUSIONES.....	69
VI. RECOMENDACIONES.....	70
VII. BIBLIOGRAFÍA.....	71
VIII. ANEXOS	89

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Clasificación taxonómica de la palta.....	4
Tabla 2: Composición del mesocarpio de la palta.....	5
Tabla 3: Principales enzimas antioxidantes eliminadoras de EROs.....	18
Tabla 4: Características de la palta var Hass luego de ser cosechadas.....	40
Tabla 5: Porcentaje de palta var Hass que presentaron pardeamiento de pulpa y vascular (Escala: 1, 2, 3, 4, 5) almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C) hasta alcanzar la madurez de consumo	62
Tabla 6: Paltas var Hass que fueron almacenadas en refrigeración (7 °C) durante 10, 20 y 30 días.....	63
Tabla 7: Paltas var Hass que alcanzaron la madurez de consumo (4-8 N) cuando fueron almacenadas en anaquel (~20 °C), posterior al almacenamiento en refrigeración.....	64
Tabla 8: Extensión (área) del pardeamiento de pulpa (%) en la palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C) hasta alcanzar la madurez de consumo	65
Tabla 9: Coeficiente de correlación de Pearson entre los indicadores evaluados	66

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Etapas fisiológicas de desarrollo de la palta (<i>Persea americana</i>).....	7
Figura 2: Producción y Exportación de palta Hass (<i>Persea americana</i>) en el Perú.....	9
Figura 3: Producción de ROS en cloroplastos (A), peroxisomas (B) y mitocondria (C)....	13
Figura 4: Producción y eliminación de las EROs en una célula vegetal	17
Figura 5: Formación del radical flavínico por la captura de radicales libres por los polifenoles (A). Reacción de Fenton (B).....	21
Figura 6: Escala cuantitativa (E1, E2, E3, E4, E5) de los desórdenes fisiológicos (pardeamiento de pulpa y pardeamiento vascular) en la palta var Hass.....	34
Figura 7: Diseño experimental para la evaluación de las características fisicoquímicas, fisiológicas y sistema antioxidante hidrofílico en palta Hass sometidas a condiciones de almacenamiento en refrigeración y posterior almacenamiento en anaquel.....	38
Figura 8: Contenido de materia seca (%) y fracción lipídica (%) de la palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~ 20 °C) hasta alcanzar la madurez de consumo	42
Figura 9: Tasa de respiración de la palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C).....	44
Figura 10: Pérdida de peso en palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C) hasta alcanzar la madurez de consumo	46
Figura 11: Histograma del número de días para alcanzar la madurez de consumo de la palta var Hass almacenada en anaquel (~20 °C), posterior al almacenamiento en refrigeración de 10, 20 y 30 días, hasta alcanzar la madurez de consumo	48
Figura 12: Actividad de superóxido dismutasa en palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C) hasta alcanzar la madurez de consumo	51
Figura 13: Actividad de la catalasa en palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C), hasta alcanzar la madurez de consumo	53

Figura 14: Actividad de la peroxidasa en palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C), hasta alcanzar la madurez de consumo	55
Figura 15: Compuestos fenólicos totales (mg AGE/g, b. s.) en palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C) hasta alcanzar la madurez de consumo	57
Figura 16: Capacidad antioxidante hidrofílica en palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C), hasta alcanzar la madurez de consumo	59
Figura 17: Actividad de la polifenol oxidasa en palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C) hasta alcanzar la madurez de consumo	60

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO 1: ECUACIONES DE CURVAS ESTÁNDAR EMPLEADAS EN CADA DETERMINACIÓN ANALÍTICA	89
ANEXO 2: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA EL CONTENIDO DE MATERIA SECA DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO	90
ANEXO 3: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA EL CONTENIDO DE FRACCIÓN LIPÍDICA DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO	90
ANEXO 4: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA TASA DE RESPIRACIÓN DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C)	90
ANEXO 5: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA EL PORCENTAJE DE PÉRDIDA DE PESO DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO	91
ANEXO 6: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA ACTIVIDAD DE LA SUPERÓXIDO DISMUTASA DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO	92
ANEXO 7: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA ACTIVIDAD DE LA CATALASA DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO	92
ANEXO 8: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA ACTIVIDAD DE LA PEROXIDASA DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO	93
ANEXO 9: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA EL CONTENIDO DE COMPUESTOS FENÓLICOS TOTALES DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10,	

20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO	94
ANEXO 10: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE HIDROFÍLICA DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO	94
ANEXO 11: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA ACTIVIDAD DE LA POLIFENOL OXIDASA DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO	95

RESUMEN

En la presente investigación se evaluaron las características físico-químicas, el sistema antioxidante hidrofílico: actividad enzimática de la superóxido dismutasa, catalasa y guayacol peroxidasa, compuestos fenólicos totales y la capacidad antioxidante (ABTS); así como la aparición de manchas oscuras a nivel del mesocarpio en la palta var Hass almacenadas durante 10, 20 y 30 días bajo refrigeración ($\sim 7\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 85 % HR) y a sus respectivas madurez de consumo bajo almacenamiento en anaquel ($\sim 20\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 80 % HR). Los resultados indican que, el contenido de materia seca y la fracción lipídica no mostraron cambios significativos durante el almacenamiento en refrigeración y alcanzada la madurez de consumo. Respecto al sistema antioxidante enzimático evaluado, de forma general, se observó que hubo una disminución significativa en la actividad de superóxido dismutasa y guayacol peroxidasa, sin cambios notorios en la actividad de la catalasa, entre las paltas que fueron almacenadas en refrigeración y su posterior almacenamiento en anaquel. Además, tampoco se evidenciaron grandes cambios en el contenido de compuestos fenólicos totales ni la capacidad antioxidante bajo ambas condiciones. Por otro lado, el pardeamiento de la pulpa, en las paltas que alcanzaron la madurez de consumo en anaquel, se presentó de forma notoria en las frutas que tuvieron tiempos de almacenamiento en refrigeración mayor a 20 días. La aparición del pardeamiento de la pulpa presentó una correlación negativa moderada con la actividad de la enzima superóxido dismutasa y peroxidasa y una correlación positiva moderada con polifenol oxidasa. La presente investigación nos brinda información sobre como el sistema antioxidante hidrofílico evaluado se pone de manifiesto, frente al estrés generado en las paltas Hass sometidas a refrigeración a $7\text{ }^{\circ}\text{C}$ por tiempos de hasta 30 días de almacenamiento, impactando en la disminución y extensión del pardeamiento en la pulpa.

Palabras clave: palta Hass, superóxido dismutasa, catalasa, peroxidasa, polifenol oxidasa, compuestos fenólicos, pardeamiento.

ABSTRACT

In this research, the physicochemical characteristics, the hydrophilic antioxidant system: superoxide dismutase, catalase and guaiacol peroxidase enzymatic activity, total phenolic compounds and the antioxidant capacity (ABTS); as well as the appearance of dark spots at the mesocarp level were evaluated in Hass avocado stored in refrigeration (~ 7 °C and 85% RH) for 10, 20 and 30 days and their subsequent maturation in shelf (~ 20 °C and 80% RH). The results show that the dry matter and lipid content did not have significant changes during refrigeration or at the maturity of consumption. Regarding the enzymatic antioxidant system, in general, it was observed that there was a significant decrease in the activity of superoxide dismutase and guaiacol peroxidase, without big changes in the activity of catalase, among the avocados that were stored in refrigeration and their subsequent shelf storage. In addition, there were no big changes in the total phenolic compounds content or the antioxidant capacity under both conditions. On the other hand, the pulp browning, in the avocados that reached the maturity of consumption on the shelf, was evident in fruit that were stored in refrigeration for more than 20 days. The pulp browning showed a moderate negative correlation with the activity of the enzyme superoxide dismutase and peroxidase and a moderate positive correlation with the polyphenol oxidase. This research provides us information about how the hydrophilic antioxidant system evaluated behave against the stress generated in Hass avocados stored in refrigeration at 7 °C for up to 30 days, generating a decrease or extension of the pulp browning.

Keywords: Hass avocado, superoxide dismutase, catalase, peroxidase, polyphenol oxidase, phenolic compounds, browning.

I. INTRODUCCIÓN

La palta (*Persea americana*) es un árbol originario de Centroamérica que se ha adaptado bien a las zonas tropicales y subtropicales, siendo la palta Hass la principal variedad consumida a nivel mundial. Es una fuente importante de fitoquímicos entre los que se encuentran a los compuestos fenólicos, ácidos grasos monoinsaturados, carotenoides, vitamina E y esteroides (Ezzeddine, 2018). Recientemente se ha prestado especial atención, a los antioxidantes contenidos en la fruta, dado a que están asociados con la reducción de la incidencia de enfermedades cardiovasculares, neurodegenerativas y cancerígenas (Ding *et al.*, 2007).

En el Perú, la palta Hass se ha constituido como el principal rubro de agro-exportación debido a su calidad, productividad y disponibilidad constante (Rodríguez-Carpena *et al.*, 2011); concentrándose la producción en 5 de los 19 departamentos donde se cultiva (La Libertad, Lima, Ica, Junín y Ancash), maximizándose la producción (~ 63 por ciento) entre los meses de abril a julio (MINAGRI, 2017). Así mismo, cuenta con una perspectiva de expansión muy ambiciosa, que va apuntalar el desarrollo de la agricultura nacional (Romero, 2019). Para el periodo del 2020, el Perú exportó un total de 409 022 toneladas de palta, superando en 30 por ciento a la campaña del 2019, situando al Perú como el segundo país exportador a nivel mundial (Plaza, 2021).

Las paltas generalmente se almacenan a bajas temperaturas (4-8 °C) antes de la comercialización, con el fin de extender su vida útil. Ello debido a que las zonas productoras de palta en el Perú y en el mundo, se encuentran distantes de las zonas de comercio y consumo, siendo por ello importante retardar la maduración entre la cosecha y la llegada del fruto al punto de venta (Román y Yahia, 2002). La refrigeración, es un tratamiento postcosecha que se utiliza comúnmente para reducir la velocidad de los procesos metabólicos, mantener la calidad del fruto y prolongar la vida de anaquel.

Aunque las temperaturas bajas retardan la senescencia, se ha señalado que los frutos de algunas especies de origen tropical y subtropical son notablemente sensibles al frío, por lo que la temperatura de almacenamiento puede causar daños, deteriorar el tejido y disminuir el valor comercial (Alia-Tejacal *et al.*, 2000). Así mismo, las bajas temperaturas generan estrés oxidativo, lo cual promueve daños y la senescencia de células y tejidos; el estrés oxidativo se hace presente cuando los sistemas primarios de defensa antioxidante son rebasados por la acción de compuestos/sistemas oxidativos (Rodríguez, 2017). Los antioxidantes limitan el daño celular causado por las especies reactivas al oxígeno y los radicales libres, particularmente durante condiciones de estrés (Blackey, 2011). Además de las moléculas antioxidantes (compuestos fenólicos, carotenoides, tocoferoles, otros), las enzimas antioxidantes como superóxido dismutasa, catalasa y peroxidasa juegan un papel importante en la eliminación de los radicales libres (Tsfay *et al.*, 2010). Por lo citado, es necesario comprender el comportamiento y los cambios que ocurren en los diversos sistemas antioxidantes: enzimáticos y no enzimáticos, presentes en diversos frutos, como la palta, cuando son sometidos a condiciones habituales poscosecha, como el empleo de almacenamiento a bajas temperaturas y posterior maduración en anaquel a temperatura ambiente; donde el estrés oxidativo puede manifestarse. Ello ayudará a entender como funciona la defensa antioxidante del fruto, de tal forma que permita plantear tratamientos que puedan prevenir el estrés oxidativo en la fruta y prolongar sus características de calidad. A la fecha son pocos los trabajos realizados en esta temática en palta Hass peruana, en especial cuando es sometida a condiciones de refrigeración y destinada a mercados que no requieren más de 30 días de transporte marítimo para llegar a su destino final y posterior maduración en anaquel. Por lo tanto, el presente trabajo tuvo como objetivo: Evaluar las características físico-químicas, fisiológicas, al sistema antioxidante hidrofílico: actividad enzimática de la superóxido dismutasa, catalasa y peroxidasa, compuestos fenólicos totales y la medida de la capacidad antioxidante; así como la aparición de manchas oscuras, a nivel del mesocarpio en la palta var Hass almacenadas durante diez, veinte y treinta días bajo refrigeración (~7 °C, humedad relativa de 85 por ciento) y a sus respectivas madurez de consumo bajo almacenamiento en anaquel (~20 °C, humedad relativa de 80 por ciento).

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. PALTA

2.1.1. ORIGEN, TAXONOMÍA Y BOTÁNICA

El aguacate o palta es un cultivo nativo de América. El árbol se originó en Mesoamérica, que es la región alta del centro de México y Guatemala. Su domesticación se realizó en Mesoamérica y tal vez con el intercambio comercial entre las civilizaciones nativas, el aguacate se distribuyó y adaptó a Centroamérica y se extendió hasta Colombia, Venezuela, Ecuador y Perú, donde ya fue encontrado por los conquistadores españoles y los historiadores de aquella época. En el Perú, el Inca Garcilaso de la Vega en sus Comentarios Reales de los Incas, describe lo siguiente: “Túpac Inca Yupanqui marchó a la provincia de Cahari y en el camino conquistó otra (provincia) llamada Palta, de donde trajeron al valle cálido cerca de Cuzco (refiriéndose al Valle de Urubamba), este delicioso fruto llamado Palta”. Aparentemente este es el origen del nombre en el Perú, de la provincia de Palta, y también el tiempo aproximado en que el árbol llegó de Ecuador a Perú, ya que se sabe que la conquista de las provincias norteñas por Túpac Yupanqui ocurrió entre 1450 y 1475. Este fruto ha sido conocido con diferentes nombres, desde los Aztecas, Mayas e Incas hasta los conquistadores europeos. La palabra aguacate deriva de Ahuacatel (reflejando la forma como testículos de la fruta). Con este nombre (aguacate) y sus derivados se conoce al fruto de la *Persea americana* en México, Estados Unidos, Centroamérica, el Caribe, España y los países anglosajones y lusófonos; mientras que con la palabra palta, se le conoce en Perú, Argentina, Bolivia, Chile y Uruguay (Romero, 2015). La palta pertenece a la familia Lauraceae (Tabla 1), género *Persea* (Robayo, 2016) y está compuesta por 50 géneros y aproximadamente de 2500 a 3000 especies (Chanderbali *et al.*, 2008).

Tabla 1: Clasificación taxonómica de la palta

Reino	Plantae
Subreino	Tracheophyta (Plantas vasculares)
División	Magnoliophyta (Plantas con flor)
Clase	Magnoliopsida (Dicotiledóneas)
Subclase	Magnoliidae
Orden	Laurales
Familia	Lauraceae
Género	<i>Persea</i>
Especie	<i>Persea americana</i> Mill.

FUENTE: Robayo (2016)

La palta, se clasifica botánicamente en tres grupos de razas, de las cuales las razas de aguacate mexicana y guatemalteca se originaron en México y Guatemala, mientras que la raza Antillana probablemente se originó en el sur de México (Yucatán) y en Centroamérica (El Salvador, Nicaragua) (Romero, 2015). Se cultiva en las regiones tropicales y subtropicales del mundo. La *Persea americana* Mill cv. Hass es la variedad de palta más importante del mundo y representa el 95 por ciento del volumen total comercializado (Romero, 2019).

Sánchez (2001) citado por Salas (2012) define el palto como un árbol cuyo fruto (palta o aguacate) es una baya de forma periforme y redonda y, de colores diversos. Por lo general, presenta un color verde oscuro y en ocasiones morado oscuro, casi negro, dependiendo de la variedad y del grado de madurez.

2.1.2. COMPOSICIÓN QUÍMICA Y NUTRICIONAL

La palta es una fruta rica en nutrientes con una composición que depende del ecotipo, la variedad, el grado de madurez y las condiciones de crecimiento (Schaffer *et al.*, 2013). Es una baya de piel verde en estado inmaduro, mientras que en estado maduro el color va a depender de la variedad de la palta, siendo la piel de la palta Hass de color marrón oscuro y la pulpa de color amarillo cremoso, donde el 70, 14 y 16 por ciento del fruto lo constituye la pulpa, piel y semilla, respectivamente. Es un fruto de alto valor nutritivo (Tabla 2), ya que su composición química está basada en una alta cantidad de lípidos o grasas con un valor que puede alcanzar un ~ 20 por ciento. Además, contiene un 68.4, 7.8 y 1.8 por ciento de

agua, hidratos de carbono y proteínas, respectivamente (Cresswell, 1970, citado por Defilippi *et al.*, 2015).

Tabla 2: Composición del mesocarpio de la palta

Nutriente/fitoquímico	Contenido (100 g)	1 fruta (136 g)
Agua (g)	72.3	98.4
Proteínas (g)	1.96	2.67
Lípidos totales (g)	15.4	21
Carbohidratos (g)	8.64	11.8
Fibra (g)	6.8	9.2
Azúcar total (g)	0.3	0.41
Almidón (g)	0.11	0.15
Minerales		
Fósforo (mg)	54	73
Sodio (mg)	8.0	11
Potasio (mg)	507	690
Calcio (mg)	13	18
Magnesio (mg)	29	39
Hierro (mg)	0.61	0.83
Zinc (mg)	0.68	0.92
Cobre (mg)	0.17	0.23
Manganeso (mg)	0.15	0.2
Vitaminas y fitoquímicos		
Vitamina C (mg)	8.8	12
Riboflavina (mg)	0.14	0.19
Niacina (mg)	1.91	2.6
Vitamina B6 (mg)	0.29	0.39
Folato (µg)	89	121
Colina (mg)	14.2	19.3
Vitamina A (µg)	7.0	10
β-caroteno (µg)	63	86
γ-caroteno (µg)	24	33
β-criptoxantina (µg)	27	37
Vitamina E (mg)	1.97	2.68
β-tocoferol (mg)	0.04	0.05
γ-tocoferol (mg)	0.32	0.44
Δ-tocoferol (mg)	0.02	0.03
Vitamina K (µg)	21	28.6

FUENTE: USDA (2011) citado por en Ezzeddine (2018)

Al igual que el resto de frutas y hortalizas, la fruta madura contiene vitamina A, B, C, minerales, potasio, fósforo, magnesio y hierro. También contiene altos niveles de fitoquímicos hidrofílicos, lipofílicos y bioactivos que incluyen polifenoles, vitamina E,

carotenoides y esteroides que muestran actividad antioxidante y de eliminación de radicales libres (Lee *et al.*, 2004). Bergh (1992) citado por Defilippi *et al.* (2015), indica que debido a su particular composición, su ingesta puede contribuir a combatir los riesgos de enfermedades cardiovasculares y algunas enfermedades metabólicas.

En la fracción lipídica predominan los ácidos grasos monoinsaturados, en especial, el ácido oleico. La pulpa también contiene ácido palmítico, linoleico y palmitoleico, siendo bajos los niveles de ácido esteárico (Meyer y Terry, 2008). Entre los azúcares destacan los contenidos de heptosas (C₇) tales como D-manoheptulosa y perseitol, y en menor medida se encuentran sacarosa, glucosa y fructosa. La D-manoheptulosa es el azúcar mayoritario en el mesocarpio del aguacate, mientras que el perseitol es un compuesto que está involucrado en el transporte de micronutrientes (Kok *et al.*, 2012).

2.1.3. PALTA VARIEDAD HASS

En el mercado mundial dominan dos grandes variedades de paltas que son Hass y Fuerte, siendo la Hass la que domina más del 80 por ciento del mercado mundial. La dureza de su cáscara permite una mayor manipulación y transporte a largas distancias. Esta palta, se encuentra entre las principales variedades que se cultivan en el Perú (Romero, 2015).

Es una variedad adaptada a las condiciones ecológicas de la costa y sierra del país. Generalmente, la cosecha se concentra durante los meses de marzo a septiembre. Sus frutos son de forma oval piriforme, de tamaño medio, presenta un peso entre 170 a 350 g, tiene una pulpa cremosa y de excelente calidad, su piel es gruesa y rugosa y presenta un color oscuro violáceo a negro cuando el fruto madura. Respecto a la pulpa, esta no tiene fibra y su contenido de aceite fluctúa entre 18 a 22 por ciento, mientras que la semilla es de tamaño pequeño y tiene forma esférica adherida a la pulpa (Romero, 2015).

El Comité de Palta Hass (2012) menciona que el contenido de aceite en la palta va variando en la medida que ésta va estando apta para ser cosechada, dando inicio a la cosecha cuando el fruto alcanza un 9 por ciento de aceite, pudiendo alcanzar hasta un 22 por ciento aproximadamente. Su contenido de agua es bajo comparado con otras variedades, oscilando

entre un 60 a 70 por ciento. Además, una de las grandes ventajas de esta variedad es que contiene 12 de las 13 vitaminas existentes, siendo alto su contenido del complejo B y E. Por otro lado, una de las características más relevantes de esta variedad es que una vez que alcanza su madurez fisiológica adecuada, puede mantenerse en el árbol durante varios meses, sin perder su calidad, lo cual permite extender enormemente el período de cosecha; además el fruto tiene apta resistencia al transporte y una larga vida postcosecha (Villar, 2016).

2.1.4. FISIOLÓGÍA DE LA MADURACIÓN

Durante la maduración se producen cambios bioquímicos, organolépticos y reológicos importantes que hacen que la fruta sea agradable al paladar. Los frutos tienen cuatro etapas fisiológicas principales de desarrollo: crecimiento, madurez fisiológica, madurez (sensorial o de consumo) y senescencia (Figura 1).

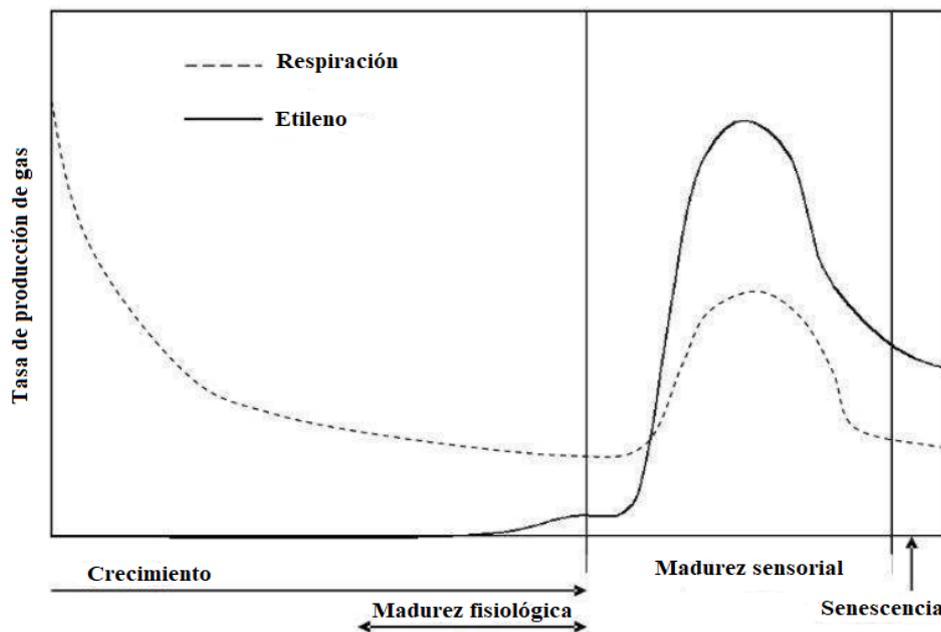


Figura 1: Etapas fisiológicas de desarrollo de la palta (*Persea americana*)

FUENTE: Blackey (2011)

La división y el aumento de las células son parte del crecimiento y determinan el tamaño final del fruto. En los frutos de la palta, la división y el aumento de las células continúan hasta la cosecha. El crecimiento y la maduración fisiológica, denominados colectivamente

etapa de desarrollo, sólo ocurren antes de la cosecha. La fruta se considera madura fisiológicamente cuando es capaz de madurar sensorialmente, ya que, si se cosechan frutos inmaduros, simplemente se secan y se pudren. En las paltas, la etapa de maduración fisiológica puede extenderse retrasando la cosecha, permitiendo que la fruta acumule más aceite. La maduración (sensorial) es el resultado de una serie de cambios fisiológicos y físicos complejos con distintos procesos anabólicos y catabólicos que requieren grandes cantidades de energía y una integridad prolongada de la membrana. La senescencia es el período en que los procesos catabólicos exceden los procesos anabólicos, lo que resulta en envejecimiento y necrosis (Blackey, 2011; Cowan *et al.*, 1997).

La cosecha causa estrés en una fruta ya que ésta, al separarse de la planta madre, debe depender de las reservas de agua y energía adquiridas durante el desarrollo previo a la cosecha. Estos recursos se agotan durante el almacenamiento y la maduración y, el manejo de estos recursos determina la calidad de la fruta postcosecha. La maduración está controlada por muchos factores fisiológicos: el movimiento del agua, las fitohormonas, la nutrición mineral, los carbohidratos y las enzimas de maduración que contribuyen a la tasa de maduración y la calidad de la fruta (Van Rooyen, 2006).

2.1.5. PRODUCCIÓN NACIONAL Y EXPORTACIÓN

El Perú es un país con un gran potencial para el suministro de frutas y hortalizas, ya que su posición geográfica y sus condiciones ambientales permiten producir una gran variedad de productos perecederos cuya producción, a nivel económico, genera una demanda considerable (Rengifo, 2014). En este contexto se encuentra la palta Hass, cuya producción promedio nacional se concentra en 5 de los 19 departamentos donde se cultiva, es decir, el 82 por ciento se localiza en La Libertad, Lima, Ica, Junín y Ancash. Su cosecha es durante todo el año, maximizándose la producción (63 por ciento) entre los meses de abril a julio (MINAGRI, 2017), esto se debe al clima y a la temperatura, las cuales se requieren para que el palto se desarrolle de la mejor forma, en especial en las estaciones de otoño e invierno donde la temperatura es menor (Accame *et al.*, 2018).

En los últimos años la producción y exportación de palta ha ido en aumento (Figura 2). El Perú es el tercer país productor de palta a nivel mundial, por debajo de México (principal productor y exportador) y República Dominicana, los cuales representan el 34 y 11 por ciento, respectivamente, de la producción mundial al 2018, mientras que el Perú tiene un 8 por ciento de participación, siendo el país que muestra la tasa más elevada de crecimiento de su producción con un 14.4 por ciento promedio por año, superando a países como Estados Unidos, Chile, Indonesia y Colombia. Estimándose que a esa tasa de crecimiento posiblemente al 2021 se iguale la producción a la de República Dominicana (Romero, 2019). En el primer semestre del 2019, la producción nacional de palta alcanzó los 386.2 mil TM, creciendo un 9.1 por ciento interanual. Esto se dio por el mayor dinamismo presentado en las regiones de Ica (36.9 por ciento), Ancash (17.9 por ciento) y Junín (17.1 por ciento). Este mayor dinamismo en Ica se generó como consecuencia del incremento de las expectativas por parte de los productores tras el ingreso de la palta Hass peruana al mercado tailandés.

Las exportaciones de paltas se registran desde finales de la década de los 90' cuando se opta por cultivar palta de la variedad Hass, cuyas características facilitan el transporte y manejo postcosecha y son los que tienen una gran aceptación en el mercado internacional. El Perú es el segundo país exportador de palta en el mundo con una participación del 12.4 por ciento del total y que ha venido creciendo a una tasa promedio de un 32 por ciento por año, durante el período del 2000 al 2017, superando en ese período a los más importantes países proveedores y comercializadores del mundo (Romero, 2019).

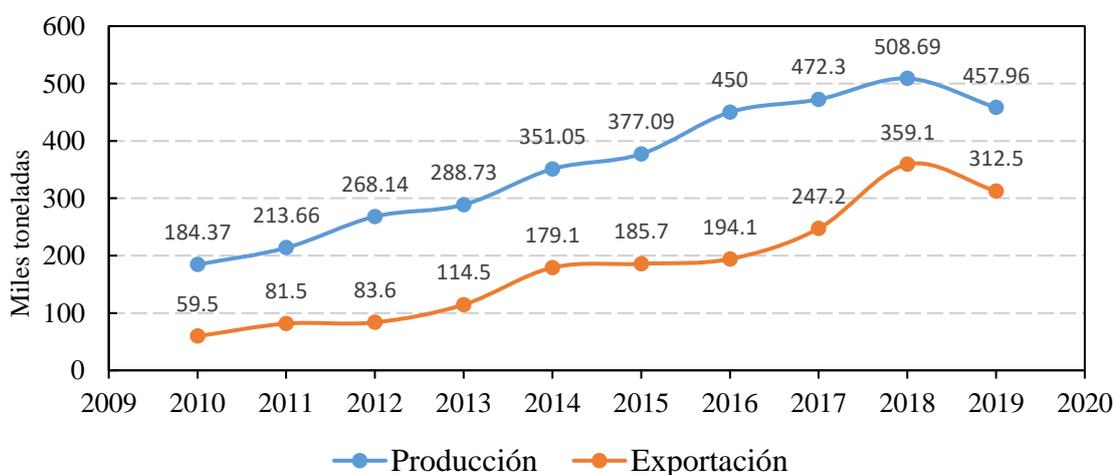


Figura 2: Producción y Exportación de palta Hass (*Persea americana*) en el Perú

FUENTE: Adaptado de Romero (2019)

En la campaña del 2019, se exportó 312.5 mil toneladas de palta Hass y en la campaña del 2018, este valor fue de 359.1 mil toneladas, debido a que fue un año muy productivo, por esa razón en el 2019 muchos fundos tenían árboles cansados, lo que menguó los rendimientos, sobre todo en Trujillo donde se concentra la mayor producción de este fruto (León, 2019). Sin embargo, durante los siete primeros meses del 2020 (enero-julio), el volumen de exportación de palta Hass ascendió a 337.9 toneladas, lo que significó un aumento del 22 por ciento en relación a lo registrado en el 2019, resaltando que dicho volumen exportado es superior al alcanzado a lo largo de todo el año 2019. Este crecimiento responde fundamentalmente al buen desempeño de algunas regiones de la costa como La Libertad, Lambayeque y Ancash con un 30, 51 y 49 por ciento de aumento en sus exportaciones, respectivamente. Asimismo, en los departamentos de la sierra resaltan Ayacucho, Cusco, Apurímac y Huancavelica. Por otro lado, entre los principales mercados internacionales de destino resaltaron Holanda, España, Chile, Estados Unidos e Inglaterra, los que explican el 83 por ciento de las exportaciones totales de palta al mundo. Finalmente, se prevé que las exportaciones peruanas de palta alcancen las 450.000 toneladas el 2021, con un aumento del 10 por ciento con respecto al año anterior (410.463 toneladas) (Plaza, 2021).

2.2. LA REFRIGERACIÓN COMO SISTEMA DE ALMACENAMIENTO DE LA PALTA DURANTE EL MANEJO POSTCOSECHA

Las zonas de producción de palta en el mundo se encuentran lejanas de las zonas de comercialización, por lo que es muy importante retardar la maduración entre la cosecha y el arribo del fruto al punto de consumo. Siendo necesario desarrollar una tecnología adecuada de almacenamiento para retardar la maduración y mantener así la calidad del fruto. Al ser la palta un fruto muy perecedero, requiere de la aplicación de prácticas y tecnologías postcosecha adecuadas como: la refrigeración, atmósfera controlada, atmosfera modificada, entre otras; con el fin de disminuir la incidencia y severidad de algunos factores relacionados con el deterioro como son la respiración, la sensibilidad a bajas temperaturas y el ataque de patógenos (Román y Yahia, 2002).

La refrigeración, es un tratamiento postcosecha que se utiliza comúnmente para mantener la calidad de los frutos y aumentar su vida de anaquel, sin embargo, la reducción de la temperatura durante periodos muy largos se encuentra limitada por la susceptibilidad que

presenta el fruto a los daños por frío y la maduración anormal (Apelbaum *et al.*, 1977, citados por Román y Yahia, 2002), siendo por ello aconsejable el empleo de este tratamiento cuando la palta va dirigida a mercados cercanos.

La vida posterior a la cosecha de las paltas se prolonga con el almacenamiento en frío al mantener los parámetros generales de calidad como la textura, el sabor y la composición nutricional durante la cadena de suministro. Una temperatura baja tiene un efecto directo en su tasa de respiración, que es una indicación de la tasa pecedera. Por cada aumento de 10 °C en la temperatura, la tasa de respiración se duplica aproximadamente y los sustratos metabólicos primarios (azúcares y ácidos orgánicos) se agotan a una tasa cada vez más rápida. La vida de almacenamiento varía inversamente con la frecuencia respiratoria; por lo tanto, la vida útil de la palta se acorta a temperaturas más altas. El almacenamiento a baja temperatura ralentiza el aumento climatérico en la producción de CO₂ y etileno (C₂H₄) que ocurre con la maduración. Múltiples enzimas que participan en la síntesis de etileno, carbohidratos, ácidos orgánicos y compuestos volátiles se inhiben a temperaturas más bajas y, en consecuencia, los cambios relacionados con la maduración en el color, el sabor, la textura y el aroma se retrasan. Se recomiendan varias temperaturas para extender la vida útil de este fruto que varían de 3 a 7 °C (Thompson, 2010; Román y Yahia, 2002). Además, el almacenamiento a bajas temperaturas incrementa la vida de anaquel al retrasar la senescencia y disminuir el crecimiento de microorganismos, y así poder controlar la desinfestación. Por otro lado, el mantenimiento de una humedad alta también es importante porque las paltas, como otras frutas, son susceptibles a la marchitez. Por tanto, se recomienda que este fruto se almacene a una humedad relativa del 85 al 90 por ciento para evitar la pérdida de peso y la desecación de la piel. Así mismo, para la comercialización eficiente de las paltas, los participantes en la cadena de suministro deben comprender y mantener las temperaturas y la humedad óptima para mantener la calidad general de la fruta (Thompson, 2010; Román y Yahia, 2002).

El control de la temperatura, durante la etapa de postcosecha, es el factor más importante que ayuda a mantener la calidad y aumentar la vida útil de muchas frutas. Por lo que la refrigeración también es útil para el control de enfermedades y plagas. En general, la vida útil de la palta es inversamente proporcional a su velocidad de respiración. Además, es de suma importancia evitar las fluctuaciones de temperatura durante el transporte, ya que esto

puede causar lesiones por frío, maduración, ablandamiento irregular y putrefacción (Dorantes *et al.*, 2004).

La palta en estado inmaduro, recién cosechado, se caracteriza por tener una textura extremadamente firme. Al inicio de la maduración, el fruto comienza a presentar cambios en su microestructura celular generando un reblandecimiento del mesocarpio, lo que influye claramente en sus condiciones de textura y reológicas. Este fruto se caracteriza por su maduración luego del momento de la recolección y este proceso se puede ralentizar considerablemente mediante el almacenamiento a baja temperatura (2-5 °C) a nivel industrial. Sin embargo, hay investigaciones que indican que, el almacenamiento en frío daña los frutos y se manifiesta como una decoloración del mesocarpio, ablandamiento indebido y mal sabor. Además, la membrana celular muestra separaciones entre los fosfolípidos y las proteínas presentes en ellas debido al almacenamiento en frío. No obstante, este daño es más acelerado en las condiciones de almacenamiento que utilizan los pequeños productores que no tienen refrigeración y que almacenan el producto en condiciones domésticas (8-10 °C) (Ortiz-Viedma *et al.*, 2017).

2.3. FORMACIÓN DE LAS ESPECIES REACTIVAS DE OXÍGENO EN LOS VEGETALES

Los múltiples sitios y fuentes de producción de especies reactivas de oxígeno (EROs) aumentan la complejidad de su estudio. Los EROs son productos normales del metabolismo y se producen en todos los compartimentos celulares dentro de una variedad de procesos (Dat *et al.*, 2000). En general, se mantienen a niveles basales constantes en células sanas, pero sus niveles aumentan de manera transitoria o persistente bajo diferentes condiciones de estrés o en respuesta a señales de desarrollo (Guechev *et al.*, 2006). Entre las EROs se encuentran al anión superóxido (O_2^-), peróxido de hidrogeno (H_2O_2), radical hidroxilo, oxígeno singlete (Dat *et al.*, 2000), entre otros.

Los cloroplastos son un sitio importante de generación de EROs en las plantas (Figura 3A). La cadena de transferencia de electrones, durante la fotosíntesis, produce al anión superóxido (O_2^-), especialmente en condiciones que conducen a la sobre activación de ésta cadena. El

anión superóxido se forma principalmente por la filtración de electrones de los centros Fe-S del fotosistema I o de la reducción de la ferredoxina a oxígeno molecular (O_2) (reacción de Mehler), que luego rápidamente se metaboliza a peróxido de hidrógeno (H_2O_2) por acción de superóxido dismutasa (SOD). Aunque la producción excesiva de EROs es peligrosa, en este caso la capacidad del oxígeno para aceptar electrones evita la sobre reducción de las cadenas de transporte de electrones (Dat *et al.*, 2000).

Los peroxisomas y los glioxisomas, son otros sitios importantes en la generación de EROs durante la fotorespiración y la oxidación de ácidos grasos, respectivamente (Figura 3B) (Del Rio *et al.*, 2006).

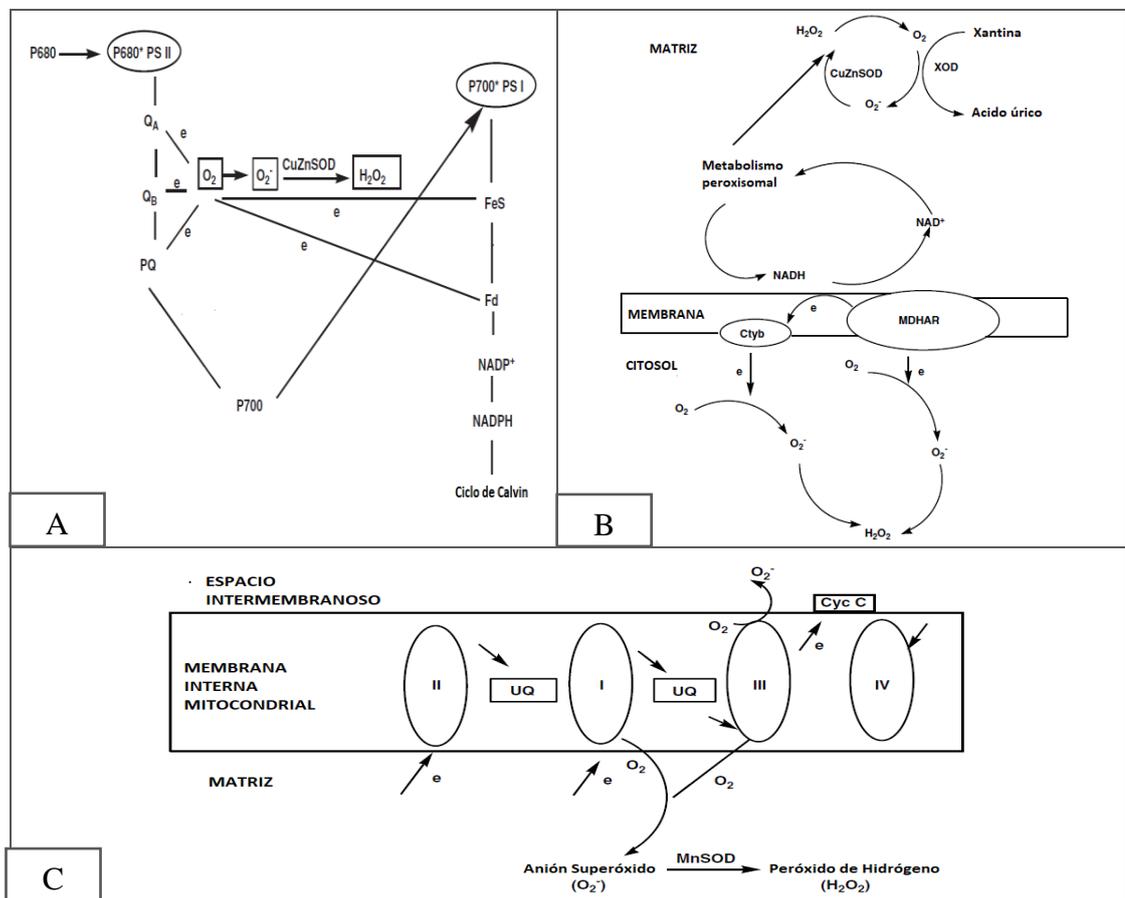


Figura 3: Producción de ROS en cloroplastos (A), peroxisomas (B) y mitocondria (C)

Donde O_2^- = Anión superóxido; UQ = Ubiquinona; QA = Quinona A; QB = Quinona B; PQ = Protón quinona; FeS = Proteína de azufre de hierro; Fd = Ferredoxina; MDHAR = Monodehidroascorbato reductasa; XOD = Xantina oxidasa; cyt b = Citocromo b

FUENTE: Takahashi *et al.* (1988), Jiménez *et al.* (1997), Rasmusson *et al.* (1998) citados por Quan *et al.* (2008)

La fotorespiración es un proceso complejo estrechamente relacionado con la fotosíntesis. En condiciones bajo las cuales se deteriora la fijación de CO₂ en los cloroplastos, la actividad oxigenasa aumenta en la ribulosa 1,5-bifosfato carboxilasa/oxigenasa y el fosfoglicolato producido es hidrolizado a glicolato, trasladándose este a los peroxisomas, donde es oxidado por la glicolato oxidasa, formando H₂O₂. De otro lado, se ha reportado que la oxidación de los ácidos grasos en los glioxisomas de semillas en germinación genera H₂O₂ como un subproducto de la enzima acil-CoA-oxidasa (Moller 2001).

Otro proceso metabólico que conduce a la formación del O₂⁻ y el H₂O₂ es la respiración mitocondrial. Las principales fuentes de generación de EROs en la mitocondria son los complejos respiratorios (Figura 3C). En el complejo I, las EROs son producidas por la actividad de la NADH deshidrogenasa, el radical ubiquinona y el complejo III (Moller 2001). El ubiquinol, producido por los complejos I y II es oxidado por el complejo III, generando un aumento en la producción de EROs. También la EROs se producen por la xantina oxidasa durante el catabolismo de las purinas, en la síntesis de los desoxirribonucleótidos por la ribonucleótido reductasa y varias otras oxidases inducidas por los estreses bióticos y abióticos (Agarwal y Shaheen, 2007). Aunque la producción de EROs mitocondrial es mucho menor en comparación con la de los cloroplastos (falta de absorción de energía de la luz de los pigmentos de clorofila), las EROs mitocondriales son reguladoras importantes de una serie de procesos celulares, incluida la adaptación al estrés y la muerte celular programada (Robson y Vanlerberghe, 2002).

2.4. MECANISMO DE CONTROL DE LAS ESPECIES REACTIVAS DE OXÍGENO

Las EROs pueden ser tóxicas cuando se acumulan, por ello los organismos aerobios han desarrollado sistemas de protección/defensa, que permiten el equilibrio entre su formación y su eliminación. Estos sistemas reciben el nombre de antioxidantes y pueden ser enzimáticos (Ejm: superóxido dismutasa, catalasa, peroxidasa, glutatión peroxidasa) y no enzimáticos (Ejm: el ácido ascórbico, tocoferol, compuestos fenólicos), siendo su función mantener el equilibrio prooxidante/antioxidante, en todos los compartimentos celulares y regular ajustando los niveles de EROs de acuerdo a las necesidades de las células (Mittler *et al.*, 2004). Halliwell (1995) citado por Blackey (2011) define a un antioxidante como

cualquier sustancia que, cuando está presente en bajas concentraciones en comparación con las de un sustrato oxidable, retrasa o previene significativamente la oxidación de ese sustrato. Las EROs son altamente reactivas debido a que tienen electrones de valencia no apareados. Los antioxidantes limitan el daño celular causado por las EROs, particularmente durante condiciones de estrés. Las EROs son subproductos del funcionamiento celular normal, pero cuando se altera la homeostasis a causa de condiciones de estrés, estas pueden acumularse a concentraciones dañinas, por lo que las membranas, las proteínas y el ADN pueden dañarse (Borg y Schaich, 1988, citados por Blackey, 2011). Por lo tanto, los antioxidantes son esenciales para el funcionamiento celular continuo.

En el sistema antioxidante enzimático, que se encuentra localizado en varios compartimentos de la célula, se incluyen a la superóxido dismutasa (SOD) que convierte al anión superóxido (O_2^-) en peróxido de hidrógeno (H_2O_2); la peroxidasa (POD), la cual convierte el H_2O_2 en H_2O y la catalasa (CAT) que elimina al H_2O_2 (Zheng y Wang, 2001, citados por Martínez-Damián *et al.*, 2013; Oueslati *et al.*, 2010). Las plantas utilizan estos antioxidantes enzimáticos y no enzimáticos para prevenir el daño oxidativo y mantener las concentraciones de especies reactivas de oxígeno dentro de un rango funcional estrecho (Taibi *et al.*, 2016).

Así mismo, Del Río *et al.* (2006) mencionan que la enzima SOD es la única enzima capaz de eliminar al anión superóxido, mientras que el peróxido de hidrógeno puede ser catabolizado directamente por la CAT y otras enzimas reductoras como la guayacol peroxidasa, ascorbato peroxidasa (APx) y la glutatión peroxidasa (GPx). Algunas de las enzimas eliminadoras de EROs, como la SOD, la CAT y la ascorbato peroxidasa tienen como principal función el mantener el equilibrio en la producción y eliminación de las EROs, mientras que otras como la guayacol peroxidasa, las tiorredoxinas, las ferritinas y la glutatión S-transferasa están involucradas además en otros procesos relacionados con el desarrollo, la regulación redox de proteínas diana y las reacciones de desintoxicación (Moons, 2005; Passardi *et al.*, 2004; Rouhier *et al.*, 2004).

La CAT degrada el peróxido de hidrógeno en ausencia de un agente reductor, proporcionando, a las plantas una forma energética eficiente para eliminar el H_2O_2 . Sin embargo, la CAT se activa únicamente a concentraciones relativamente altas de H_2O_2 . Mientras que, cuando el H_2O_2 se encuentra en niveles bajos es eliminado por la ascorbato

peroxidasa y otras peroxidasas con la ayuda de varios reductores, como el ascorbato y el glutatión (Passardi *et al.*, 2004).

El sistema de defensa antioxidante no enzimático en las plantas, promueve la síntesis de numerosos metabolitos secundarios en la ruta de los fenilpropanoides (Yanishlieva *et al.*, 2006). Este sistema antioxidante también contribuye al equilibrio de las EROs y en él se agrupan moléculas hidrofílicas como los compuestos fenólicos, ascorbato, glutatión, y lipofílicas como los tocoferoles y carotenoides (Dellapenna y Pogson, 2006).

Todos los compartimentos celulares tienen algún sistema de defensa antioxidante de naturaleza enzimática o no enzimática (Figura 4). Por lo tanto, las EROs se eliminan en los sitios donde se producen por medio de los antioxidantes presentes localmente. Cuando esta capacidad antioxidante local no puede hacer frente a la producción excesiva de las EROs, por ejemplo, durante el estrés o la reducción temporal en los niveles de antioxidantes debido a señales de desarrollo, el peróxido de hidrógeno puede filtrarse en el citosol y difundirse a otros compartimentos. Las plantas pueden hacer frente al exceso de peróxido transportándolo a las vacuolas para su eliminación (Bienert *et al.*, 2006). Las vacuolas son ricas en flavonoides, antioxidantes poderosos que pueden eliminar peroxinitrito y otras EROs. También altos niveles de ascorbato, glutatión y peroxidasas se localizan en la superficie interna del tonoplasto (Bienert *et al.* 2006; Gould *et al.*, 2002).

Por otro lado, los antioxidantes realizan su acción tanto en medios hidrofílicos como lipofílicos (Jakoky y Ziegler, 1990, citados por Venereo, 2002), encontrándose que los referentes conocidos de los antioxidantes hidrofílicos son un conjunto heterogéneo de moléculas con actividad antioxidante, que incluye a los fenoles ácidos (los cuales se caracterizan por tener un anillo aromático central como en el caso del ácido cinámico y otros derivados), flavonoides, ácido ascórbico y enzimas (SOD, CAT, POD, APx, GPx) (Drago *et al.*, 2006).

2.4.1. SISTEMA DE DEFENSA ANTIOXIDANTE ENZIMÁTICO

A continuación, se describirán a las principales enzimas antioxidantes involucradas en procesos de estrés oxidativo en productos vegetales como las patatas.

a. SUPERÓXIDO DISMUTASA

La SOD es la primera enzima de desintoxicación y el antioxidante más poderoso en la célula. Es una importante enzima antioxidante endógena, ya que actúa como componente del sistema de defensa de primera línea contra las EROs, evitando oxidaciones biológicas indeseables que son generadas durante el metabolismo celular. La SOD cataliza la dismutación de dos moléculas de anión superóxido (O_2^-) en peróxido de hidrógeno (H_2O_2) (Tabla 3), el cual es posteriormente transformado en agua, por otras enzimas como la catalasa o la glutatión peroxidasa (GPx) (Gómez y Cuevas, 2008) y oxígeno molecular (O_2), lo que hace que, el anión superóxido potencialmente dañino sea menos peligroso (Ighodaro y Akynloye, 2017).

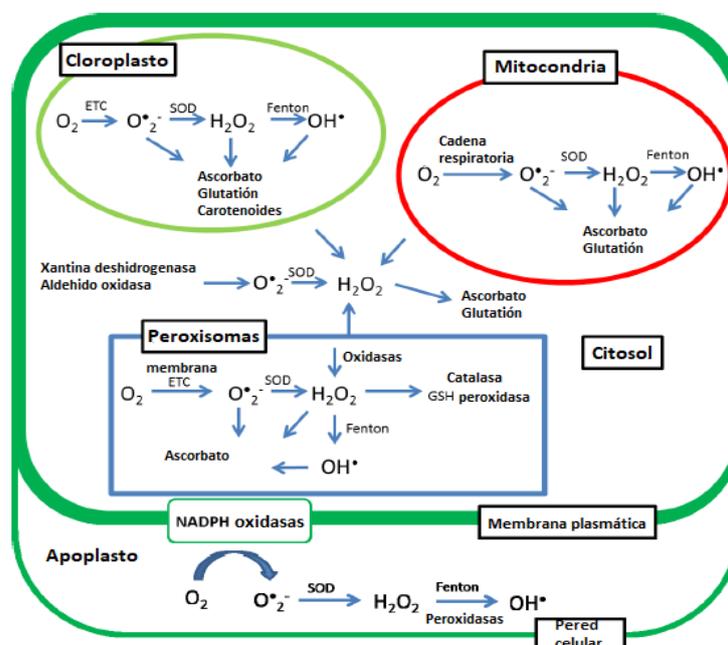


Figura 4: Producción y eliminación de las EROs en una célula vegetal

Donde SOD = superóxido dismutasa; Fenton = descomposición del peróxido de hidrógeno en un radical hidroxilo altamente reactivo en presencia de hierro; ETC = cadena de transporte de electrones
FUENTE: Jajic *et al.* (2015)

Todas las superóxido dismutasas conocidas requieren un metal de transición redox en el sitio activo, con el fin de lograr la descomposición catalítica del anión superóxido. Los iones metálicos que normalmente están ligados por la SOD son el hierro (Fe), el zinc (Zn), el cobre (Cu) y el manganeso (Mn). En este sentido, las SOD se clasifican en tres formas y estas incluyen: i) Fe-SOD, que se encuentra comúnmente en procariotas y cloroplastos de algunas plantas; ii) Mn-SOD, que está presente en procariotas y mitocondrias de eucariotas y iii) Cu/Zn-SOD que predomina y está más distribuido en eucariotas, localizado básicamente en el citosol, pero también se encuentra en cloroplastos y peroxisomas (Gill y Tuteja, 2010).

Tabla 3: Principales enzimas antioxidantes eliminadoras de EROs

Enzimas antioxidantes	Función	Localización y reacción
Superóxido dismutasa	La dismutación del O_2^- lleva a la formación de H_2O_2	Citosol, cloroplasto, mitocondria, peroxisoma Reacción: $O_2^- + O_2^- + 2H^+ \rightleftharpoons 2H_2O_2 + O_2$
Catalasa	Desintoxica H_2O_2 , no requiere ningún reductor	Mitocondria, peroxisoma, glioxisoma Reacción: $2H_2O_2 \rightleftharpoons 2H_2O + O_2$
Guayacol peroxidasa	Desintoxica el H_2O_2 con varios sustratos como reductores; también puede producir ROS (O_2^- , OH^- , HOO^-). Involucrado en la biosíntesis de la lignina, el metabolismo hormonal, el cruce de polímeros de la pared celular, defensa de patógenos, desarrollo de las plantas, senescencia e interacciones simbióticas	Pared celular, citosol, mitocondria, vacuola Reacción: $Donante + H_2O_2 \rightleftharpoons Donante oxidado + 2H_2O$

FUENTE: Gechev *et al.* (2006), Quan *et al.* (2008)

b. CATALASA

La CAT es una enzima antioxidante presente en la mayoría de los organismos aerobios, que cataliza la dismutación del peróxido de hidrógeno (H_2O_2) en agua y oxígeno (Tabla 3); se encuentra localizada en peroxisomas de forma mayoritaria y en menor proporción en la mitocondria. Según las similitudes estructurales y funcionales, las CAT se dividen en tres grupos: catalasas típicas o monofuncionales, catalasas-peroxidasas y catalasas no

hematológicas; sin embargo, nos limitaremos a las catalasas típicas, llamadas simplemente catalasas. La mayoría de estas enzimas son homotetrámeros, siendo la CAT una enzima hemática de cuatro subunidades, con un grupo hemo en cada subunidad. El peróxido de hidrógeno (sustrato de la CAT) se forma por la dismutación del radical superóxido y también en la reacción de algunas oxidasas; existiendo varias enzimas capaces de degradar el peróxido de hidrógeno tales como las catalasas, las peroxidasas y las peroxirredoxinas. Así como, las peroxidasas eliminan el H₂O₂ usándolo para oxidar otros sustratos, las CAT lo hacen vía dismutación del H₂O₂, mientras otras enzimas requieren de un sustrato reducido, para degradar al H₂O₂ (Díaz, 2003).

c. PEROXIDASA

Las peroxidasas son una serie de metaloenzimas de tipo oxido-reductasa que tienen un átomo de Fe³⁺ coordinado con dos átomos de nitrógeno de anillos pirrólicos de residuos de histidina. Se localiza en el citoplasma de forma soluble y en la pared celular mediante enlaces iónicos o covalentes. El Fe³⁺ cambia de estado de oxidación a Fe²⁺ como consecuencia de la reducción del H₂O₂ formando un catión (oxo fenil protofirina) que, en el siguiente paso es reducido aceptando un electrón de una molécula donadora de hidrógenos (Smith *et al.*, 2002, citados por Moreno *et al.*, 2015).

Todas las peroxidasas actúan sobre el peróxido de hidrógeno como aceptador de electrones y oxidan una multitud de compuestos donantes, muchas veces a productos finales coloreados. Una de ellas es la guayacol peroxidasa (Tabla 3), que descompone el ácido indol-3-acético (IAA), esta enzima desempeña un papel en la biosíntesis de la lignina y la defensa contra las tensiones bióticas a través del consumo de H₂O₂. La guayacol peroxidasa prefiere los donantes de electrones aromáticos como el guayacol y el pirazol (Gill y Tuteja, 2010).

2.4.2. SISTEMA DE DEFENSA ANTIOXIDANTE NO ENZIMÁTICO

A continuación, se describirá como principal antioxidante no enzimático hidrofílico, involucrado en procesos de estrés oxidativo en las plantas a los compuestos fenólicos.

a. COMPUESTOS FENÓLICOS

Las plantas sintetizan una gran variedad de productos secundarios que contienen un grupo fenol, recibiendo estas sustancias el nombre de compuestos fenólicos o polifenoles, derivando todas ellas del fenol (nombre popular del hidroxibenceno), un anillo aromático con un grupo hidroxilo (OH) (Ávalos y Pérez-Urria, 2009). La presencia del anillo aromático juega un papel importante en las propiedades antioxidantes.

Los compuestos fenólicos constituyen uno de los grupos de micronutrientes presentes en el reino vegetal, que forman parte importante de la dieta humana (Porrás-Loaiza y López-Malo, 2009). Estos están ampliamente distribuidos en el reino vegetal, localizándose en todas las partes de las plantas y su concentración es variable a lo largo del ciclo vegetativo. Participan de diversas funciones, tales como la asimilación de nutrientes, la síntesis proteica, la actividad enzimática, la fotosíntesis, la formación de componentes estructurales y la defensa ante los factores adversos del ambiente. Asimismo, son esenciales para el crecimiento y reproducción de las plantas, ya que actúan como agentes protectores frente a patógenos, siendo secretados como mecanismo de defensa a condiciones de estrés, tales como infecciones, radiaciones UV, entre otros. Las plantas presentan un gran número de componentes fenólicos, entre los que se encuentran: flavanoles, flavonoles, flavonas, flavanonas, isoflavonas, taninos, estilbenos, curcuminoides, ácidos fenólicos, coumarinas, lignanos, etc. (Paladino, 2006).

Los compuestos fenólicos son considerados importantes antioxidantes, ya que juegan una serie de funciones metabólicas en las plantas, en el crecimiento y reproducción, y en la protección contra patógenos externos y estrés (Peñarrieta *et al.*, 2014). Su actividad antioxidante se debe a sus propiedades redox, las cuales juegan un papel importante en la absorción y neutralización de radicales libres y en la descomposición de peróxidos (Porrás-Loaiza y López-Malo, 2009). Por un lado, son muy susceptibles a ser oxidados y por otro, impiden que los metales catalicen las reacciones de oxidación.

La actividad antioxidante está relacionada mayoritariamente a la presencia de polifenoles o compuestos fenólicos, gracias a la capacidad que tienen dichos compuestos de atrapar o

inhibir la producción de radicales libres. Flavonoides como la catequina o la quercetina pueden directamente neutralizar EROs, como el O_2^- , el H_2O_2 o el $HClO$; el grupo fenólico que poseen puede actuar directamente capturando electrones desapareados de las EROs, y generar así especies menos reactivas. En otras palabras, los flavonoides estabilizan las EROs al reaccionar con el compuesto reactivo del radical. Debido a la alta reactividad del grupo hidroxilo de los flavonoides, los radicales se inactivan. Los flavonoides actúan fundamentalmente como tampones y capturan radicales libres para generar el radical flavínico, mucho menos reactivo, ya que en él los electrones desapareados están más deslocalizados (Figura 5A). Además, flavonoles como la quercetina y otras flavanonas pueden quelar iones metálicos de transición como el hierro o el cobre, evitando así la formación de las especies reactivas de oxígeno producidas por la reacción de Fenton (Figura 5B). Los polifenoles también pueden interferir con los sistemas de detoxificación celular, como la superóxido dismutasa, catalasa o glutatión peroxidasa, es decir, pueden aumentar la función de estos antioxidantes endógenos. Además, estos compuestos pueden inhibir enzimas generadoras de EROs, como la xantina oxidasa y la nicotinamida-adenina dinucleótido fosfato (NADPH) oxidasa (Martin, 2018; Quiñones *et al.*, 2012).

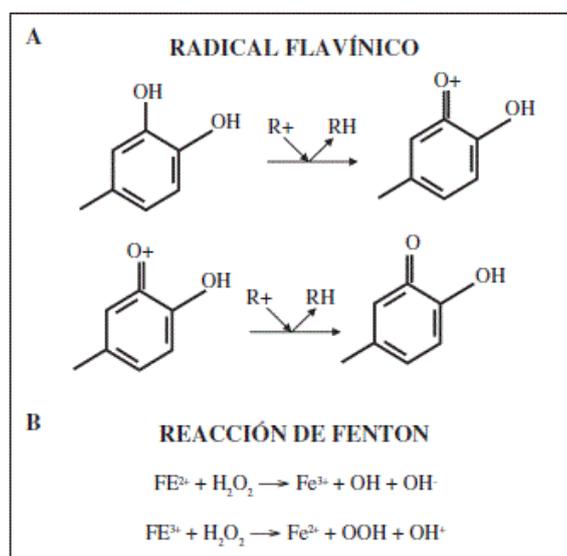


Figura 5: Formación del radical flavínico por la captura de radicales libres por los polifenoles (A). Reacción de Fenton (B)

FUENTE: (Quiñones *et al.*, 2012)

Entre los compuestos fenólicos presentes en la palta, se encuentran principalmente catequinas, ácidos hidroxibenzoicos, ácidos hidroxicinámicos, flavonoles y procianidinas,

existiendo diferencias de acuerdo a la parte del fruto a considerar, ya sea pulpa, piel o semilla. Estableciéndose que la primera es rica en ácidos hidroxicinámicos (destacando el ácido *p*-coumárico) y procianidinas, mientras que la piel y la semilla son ricas en catequinas (98 por ciento epicatequinas), flavonoles y ácidos hidroxicinámicos (predominando los ácidos clorogénico y neo-clorogénico) (Rodríguez-Carpena *et al.*, 2011).

2.5. POLIFENOL OXIDASA, ENZIMA DEL PARDEAMIENTO ENZIMÁTICO

La polifenol oxidasa (PFO) es una *o*-difenol oxidasa intracelular ampliamente distribuida en plantas y hongos superiores. Esta enzima es asociada al pardeamiento enzimático. Es una oxidoreductasa, que contiene cobre, cataliza la oxidación de los sustratos polifenólicos en quinonas, que posteriormente se polimerizan en pigmentos marrones mediante una reacción no enzimática. Como resultado, el oscurecimiento enzimático conduce no sólo a la alteración del color y la degradación antioxidante, sino también a pérdidas organolépticas y nutricionales debido a la condensación de quinonas con otros compuestos como aminoácidos, proteínas, fenoles y azúcar. Por lo que se cree que, la oxidación de los sustratos fenólicos por la PFO es la causa principal de la coloración marrón de muchas frutas y verduras durante la maduración, manipulación, almacenamiento y procesamiento (Queiroz *et al.*, 2008).

Cuando el tejido de un vegetal está dañado, la ruptura de los plastidios (compartimiento celular donde se encuentra la PFO), lleva a que la enzima entre en contacto con los compuestos fenólicos liberados por la ruptura de la vacuola (principal órgano de almacenamiento de estos compuestos). El sitio activo de la PFO consiste en dos átomos de cobre y la enzima cataliza dos reacciones diferentes en presencia de oxígeno molecular: la hidroxilación de monofenoles (actividad de la monofenolasa) y la oxidación de *o*-difenoles a *o*-quinonas (actividad de la difenolasa). Esta reacción es seguida por la polimerización no enzimática de las quinonas dando lugar a melaninas, pigmentos de alta masa molecular y color oscuro (Queiroz *et al.*, 2008). Estos mismos autores mencionan que la PFO de las plantas tienen amplias especificidades de sustratos y son capaces de oxidar una variedad de mono, di o polifenoles. Algunos de los sustratos de la PFO se encuentran naturalmente en las frutas y verduras, por ejemplo, las manzanas, muy susceptibles al oscurecimiento enzimático, son ricas en ácido clorogénico, catequina y epicatequina.

El grado de oscurecimiento está relacionado con varios parámetros físico-químicos como la especificidad del sustrato, el pH y temperatura que, varían dependiendo de la fuente de la enzima. Uno de los principales problemas asociados a la conservación de la palta es el oscurecimiento enzimático, catalizado por dicha enzima (Zawistowski *et al.*, 1991, citados por Gómez-López, 2002).

III. METODOLOGÍA

3.1. LUGAR DE EJECUCIÓN

La investigación se realizó en los laboratorios del área de Biotecnología Industrial & Bioprocesos del Instituto de Biotecnología (IBT) de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM).

3.2. MATERIA PRIMA

Se empleó palta (*Persea americana*) de la variedad Hass, procedente del campo de cultivo del Programa de Investigación y Proyección Social de Frutales de la Universidad Nacional Agraria La Molina, realizándose un muestreo al azar de un total de una hectárea del campo de cultivo, siendo 100 paltas las muestras sujetas a estudio procedente de 10 árboles de palto. La cosecha se realizó en el mes de junio del 2019.

3.3. MATERIALES, EQUIPOS Y REACTIVOS

3.3.1. MATERIALES

- Materiales de plástico: tubos de reacción, tips para micropipeta, tubos falcon y todo lo necesario para las distintas metodologías.
- Materiales de vidrio: baguetas, fiolas, matraces erlenmeyer, pipetas, placas petri, probetas, tubos de ensayo, vasos de precipitado, entre otros.
- Micropipetas de 0.5-10 μL , 20-200 μL , 100-1000 μL , 1-5 mL (Brand, Alemania).
- Microplacas de 96 pocillos.
- Otros materiales como: filtros hidrofílicos de 0.22 μm , gradillas, magnetos, papel filtro Whatman, entre otros.

3.3.2. EQUIPOS

- Agitador magnético (CAT, modelo M6, Alemania)
- Analizador de gases (OXYBABY, modelo G6, Alemania)
- Balanza analítica (OHAUS, modelo AR2140, USA)
- Balanza de precisión (OHAUS, modelo SC4010, China)
- Balanza de precisión (OHAUS, modelo Scout, China)
- Baño maría (GFL, modelo 1083, Alemania)
- Bomba de vacío (Vacuumbrand, modelo ME2C, Alemania)
- Campana extractora (C4, MID-Monitor, Colombia)
- Centrífuga (Hettich, Rotofix 32, Alemania)
- Centrífuga refrigerada (Hettich, Mikro 220R, Alemania)
- Congeladora (Electrolux, modelo H300, Brasil)
- Cromatógrafo de gases (modelo GC-2010, Shimadzu, Japón) con detector de FID
- Espectrofotómetro (Thermo Spectronic, Genesys 10 UV, USA)
- Estufa al vacío (VWR, 1400E-2, USA)
- Lector de Microplacas UV/VIS (Biotek, Modelo EONC, U.S.A.)
- Molino de laboratorio (IKA, modelo A11 basic, Alemania)
- Penetrómetro (Fruit Pressure Tester, Modelo FT327, Italia)
- Potenciómetro (Thermo-Orion, modelo Star A211, USA)
- Refrigeradora (LG, modelo GR-482BEF, Corea)
- Rotavapor (Heidolph, modelo Laborotta 4000, Alemania)
- Selladora de bolsas (Machintek, modelo KF-300H)
- Ultracongelador (GPL, modelo DF8517, Corea)
- Ultrasonido (BRANSONIC, modelo 3510R-DTH, USA)
- Vórtex (CAT, modelo VM2, Alemania)

3.3.3. REACTIVOS

- 1,2-dihydroxybenzene (Catecol) (Sigma-Aldrich, USA)
- 1,4-dithiothreitol (DTT) (Merck, Alemania)
- ABTS (2,2'-azinobis-(3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfónico)) (Sigma-Aldrich, EEUU)

- Ácido cítrico anhidro (Scharlau, España)
- Ácido clorhídrico (J.T. Baker, México)
- Ácido etilendiaminotetraacético disódico dihidratado (EDTA) (Merck, Alemania)
- Bovine Serum Albumin (BSA standard solution) (Sigma-Aldrich, EEUU)
- Reactivo de Bradford (Biorad, EEUU)
- Carbonato de sodio (Merck, Alemania)
- Cloruro de sodio (Merck, Alemania)
- Etanol (p.a. J.T. Baker, USA)
- Éter de petróleo (J.T. Baker, USA)
- Fluoruro de fenilmetilsulfonilo (PMSF) (Merck, Alemania)
- Folin-Ciocalteu (P. A. Merck, Alemania)
- Fosfato de sodio dibásico (Sigma-Aldrich, EEUU)
- Fosfato de sodio monobásico monohidratado (Sigma-Aldrich, EEUU)
- Fosfato de potasio monobásico (Sigma-Aldrich, EEUU)
- Fosfato de potasio dibásico (Sigma-Aldrich, EEUU)
- Guayacol (BIONET, Perú)
- Hexano P. A. (J.T. Baker, USA)
- Hexano grado HPLC (J.T. Baker, USA)
- Hidróxido de sodio (Merck, Alemania)
- Hidróxido de potasio (Mallinckrodt, Suecia)
- Metanol (J.T. Baker, Trinidad y Tobago)
- Metionina (Sigma-Aldrich, EEUU)
- Nitroazul de tetrazolio (NBT) (Merck, Alemania)
- Nitrógeno líquido
- Peróxido de hidrógeno al 30 por ciento (Merck, Alemania)
- Persulfato de potasio (Merck, Alemania)
- Polyvinylpyrrolidone (PVP) (Merck, Alemania)
- Polyvinylpolypyrrolidone (PVPP) (Merck, Alemania)
- Riboflavina (Sigma-Aldrich, EEUU)
- Sulfato cúprico (Merck, Alemania)
- Tartrato de sodio y potasio (Merck, Alemania)
- Tritón X-100 (Sigma-Aldrich, EEUU)

3.4. MÉTODOS DE ANÁLISIS

3.4.1. DETERMINACIÓN DE HUMEDAD Y MATERIA SECA

Se determinó de acuerdo al método gravimétrico porcentual Método 920.151 (AOAC, 1995), por pérdida de peso en estufa a presión de vacío. Se pesó aproximadamente 7 g de pulpa de palta var Hass en una placa, las cuales fueron puestas a secar en la estufa a una temperatura de 70 °C y 25 mm Hg de vacío hasta obtener peso constante. Los resultados se expresaron en porcentaje y el valor de materia seca se obtuvo por diferencia de la humedad del 100%.

3.4.2. DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE ACEITE Y PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS

El contenido de aceite se determinó por el método de Soxhlet recomendado por la AOAC (1995). Para ello, se pesaron 2 g de pulpa de la palta procedente del análisis de determinación de materia seca (acápite 3.4.1.) en un papel filtro lento, que luego se envolvió en forma de cartucho y transferirlo a un extractor Soxhlet, donde se mantuvo bajo flujo durante 6 horas. El éter de petróleo fue empleado como solvente de extracción. Los resultados se expresaron como porcentaje en base húmeda (b. h.).

Respecto a la determinación del perfil de ácidos grasos de la palta, ésta se realizó empleando un cromatógrafo de gases acoplado a un detector de ionización de llama (GC-FID), siguiendo el método reportado por Meurens *et al.* (2005). En primer lugar, se homogenizó 250 mg de aceite extraído por el método de Soxhlet con 5 mL de KOH 0.1M en un tubo de vidrio y se llevó a baño maría a 70 °C por 1 hora, bajo agitación por 5, 20 y 40 minutos, secuencialmente. Posteriormente, la mezcla se enfrió y se procedió con la metilación adicionando 2 mL de una solución de HCl 1.2 N en MeOH, se agitó y se volvió a llevar a baño maría a 70 °C por 20 minutos, para luego la mezcla ser enfriada a 4 °C. Los ácidos grasos fueron separados adicionando 10 mL de hexano y 5 mL de agua MilliQ, se agitó el conjunto y se mantuvo en reposo durante una noche a 4 °C. Finalmente, a 75 uL de la fracción

hexano se le adicionó 500 uL de estándar interno C11:0 (ácido undecanoico) (0.4 mg/mL) y se enrasó en una fiola de 5 mL con hexano para luego ser pasada por el sistema GC-FID. Para el análisis cromatográfico se utilizó una columna Agilent Zebron ZB-FAM (0.15 µm, 20 m x 0.18 mm de DI). Las corridas se realizaron a temperatura isotérmica de 260 °C y el tiempo de corrida fue de 14 minutos. Las temperaturas del inyector y detector se fijaron en 250 y 260 °C, respectivamente. El volumen de inyección fue de 1 µL y se utilizó Helio de alta pureza como gas portador. Los ésteres metílicos de ácidos grasos fueron identificados por comparación de sus tiempos de retención con los estándares conocidos previamente inyectados (palmítico, palmitoleico, oleico, linoleico y linolénico) y cuantificados mediante una curva estándar (Anexo 1a). Los resultados se expresaron como porcentaje de participación respecto al total de ácidos grasos presentes en el aceite de palta.

3.4.3. DETERMINACIÓN DE LA TASA DE RESPIRACIÓN

La tasa de respiración se determinó a 23 °C en un sistema cerrado de acuerdo a la metodología reportada por Castellanos *et al.* (2016) con ligeras modificaciones. Las paltas fueron colocadas individualmente en un frasco de vidrio de 1.5 L, para luego ser selladas herméticamente. Después de 1 h, se midieron las concentraciones de CO₂ dentro del frasco a temperatura ambiente, introduciendo la aguja del analizador de gases, obteniéndose valores de CO₂ en porcentaje, paralelamente se procedió a determinar el porcentaje de CO₂ en el ambiente. Los valores obtenidos fueron expresados como miligramos de anhídrido carbónico generados por hora por kilogramo de palta en base húmeda (mg CO₂.kg⁻¹.h⁻¹) y calculada según la fórmula propuesta por Castellanos *et al.* (2016):

$$TR_{CO_2} \left(\frac{mgCO_2}{kg * h} \right) = \frac{(CO_{2Frasco} - CO_{2Ambiente})(V_{Frasco} - V_{Palta}) * \rho_{CO_2}}{W * t}$$

Dónde:

TR_{CO₂} = Es la tasa de respiración

(CO_{2Frasco} - CO_{2Ambiente}) = Es el porcentaje de CO₂ determinado al inicio y después de una hora

(V_{Frasco} - V_{Palta}) = Es el volumen en mL del espacio de cabeza

W = Es el peso en kg de la palta

T = Es el tiempo de medición en horas

ρ_{CO_2} = Es la densidad del anhídrido carbónico a 23 °C y 1 atm (1.81 mg/mL)

3.4.4. DETERMINACIÓN DE LA PÉRDIDA DE PESO

Las muestras de paltas se pesaron al inicio (día 0, al momento de la cosecha) y al final de cada intervalo de almacenamiento en refrigeración (10, 20 y 30 días), así como cuando alcanzaron su respectiva madurez de consumo en anaquel. La diferencia entre el peso inicial y final de las frutas se consideró como una pérdida de peso total. Los resultados se expresaron en porcentaje respecto al peso inicial de la palta (Aguirre-Joya *et al.*, 2017).

3.4.5. DETERMINACIÓN DE LA FIRMEZA

La firmeza se determinó como la máxima fuerza de penetración en el fruto (Aguirre-Joya *et al.*, 2017), utilizando para ello un penetrómetro, con un punzón de 11.3 mm de diámetro. Se realizaron dos mediciones en la zona ecuatorial de cada palta. El análisis se realizó en las paltas que alcanzaron la madurez de consumo en anaquel. Los resultados se expresaron en Newton (N).

3.4.6. DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD DE SUPERÓXIDO DISMUTASA

Se empleó la metodología reportada por Giannopolitis y Reies (1977a, 1977b) y Bailly y Kranner (2011) con algunas modificaciones. En primer término, se procedió a la extracción de la enzima, para ello se homogenizó 200 mg de muestra (palta fresca molida congelada) con 1 mL de tampón fosfato de potasio 100 mM a pH 7.8 que contiene EDTA disódico dihidratado (0.1 mM). La mezcla fue sometida a una sonicación pausada, en frío (~2-4°C), durante un tiempo total de 30 segundos y posteriormente, se centrifugó a 10 000 rpm durante 20 min a 4 °C. Se recuperó el sobrenadante, el cual pasó por un filtro de 0.22 μm y finalmente fue almacenado el extracto en frío (~ 4°C) hasta el momento del análisis.

El procedimiento de ensayo para determinar la actividad de la SOD consistió en mezclar 50 μL de extracto con 250 μL de solución trabajo que contiene: Tampón fosfato de potasio 50 mM a pH 7.8, metionina 13 mM, nitroazul de tetrazolio (NBT) 75 μM y riboflavina 1.3 μM ; preparándose una muestra control que contenía 300 μL de solución trabajo. Esta reacción se realizó en una microplaca, la cual fue expuesta a iluminación con una lámpara fluorescente (durante 20 minutos) que estaba dentro de una caja forrada con papel aluminio. Se utilizó como blanco soluciones idénticas sin exposición a iluminación. Una vez terminada la exposición a la luz fluorescente, se realizó la lectura a una longitud de onda de 560 nm a temperatura ambiente. Una unidad de superóxido dismutasa (SOD) correspondió a la cantidad de enzima necesaria para inhibir al NBT en un 50 por ciento. Los cálculos se realizaron mediante las siguientes ecuaciones:

$$\% \text{ Inhibición} = \left(\frac{\text{Abs control} - \text{Abs muestra}}{\text{Abs control}} \right) \times 100$$

$$\text{SOD} \left(\frac{\text{U}}{\text{min} * \text{mg proteína}} \right) = \frac{\% \text{ Inhibición}}{\text{V} * 50 \% * \text{t} * \text{p}}$$

Dónde:

Abs control = Es la absorbancia de la muestra control iluminada

Abs muestra = Es la diferencia entre la absorbancia de la muestra iluminada y la muestra no iluminada

V = Es el volumen de la muestra en la reacción (mL)

T = Es el tiempo de reacción en min

P = Es la cantidad de proteína en la muestra (mg/mL)

3.4.7. DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD DE LA CATALASA

Se utilizó el método reportado por Aebi (1984) y Uarrota *et al.* (2018) con algunas modificaciones. Para la extracción de la enzima, se homogenizó 200 mg de pulpa de palta molida congelada con 1 mL de tampón extracción (tampón fosfato de potasio 0.2 M a pH 7, EDTA disódico dihidratado 5 mM, 0.1 % Tritón X-100, DTT 20 mM y PVP 0.18 M) y 40

μL de PMSF 125 mM. Luego, la mezcla fue sonicada en frío ($\sim 2-4\text{ }^{\circ}\text{C}$) durante 30 segundos y se centrifugó a 10 000 rpm durante 20 min a $4\text{ }^{\circ}\text{C}$, el sobrenadante fue pasado por un filtro de $0.22\text{ }\mu\text{m}$ y almacenado en frío hasta el momento del análisis.

Para la determinación de la actividad de la catalasa, se mezcló 500 μL de tampón fosfato de potasio 50 mM a pH 7, 5 μL de extracto y 45 μL de peróxido de hidrógeno 122 mM. Luego se realizó la lectura de la absorbancia de la mezcla a 240 nm durante 5 minutos a $25\text{ }^{\circ}\text{C}$. La actividad de la catalasa se calculó de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$\text{CAT} \left(\frac{\text{mM}}{\text{min} * \text{mg proteína}} \right) = \frac{k * f_d * \epsilon}{p}$$

Dónde:

k = Es la constante de decaimiento de la absorbancia que se obtiene trazando el logaritmo natural (Ln) de la relación entre la absorbancia medida en cada momento y la absorbancia en el punto inicial de medición (t_0)

f_d = Es el factor de dilución

ϵ = Es el coeficiente de extinción ($\epsilon = 36\text{ mM/cm}$)

p = Es el contenido de proteína en la muestra (mg/mL)

3.4.8. DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD DE LA PEROXIDASA

Se determinó la actividad de la peroxidasa mediante el método de Sellamuthu *et al.* (2013) y Woolf *et al.* (2013) con ligeras modificaciones. Primeramente, se procedió a la extracción de la enzima, para ello se homogenizó 100 mg de palta molida congelada con 1.5 mL de tampón extracción (tampón fosfato de sodio 0.1 M a pH 7 que contiene EDTA disódico dihidratado 100 mM y 0.1 % de Tritón X-100), 15 mg de PVPP y 15 μL de PMSF 100 mM. Luego se sonicó la mezcla en frío ($\sim 2-4\text{ }^{\circ}\text{C}$) durante un tiempo de 30 segundos y se centrifugó a 10 000 rpm durante 15 minutos a $4\text{ }^{\circ}\text{C}$. Por último, se recuperó el sobrenadante, se pasó por un filtro de $0.22\text{ }\mu\text{m}$, almacenando el extracto final en frío ($\sim 4\text{ }^{\circ}\text{C}$) hasta el momento del análisis.

El procedimiento de ensayo, para determinar la actividad de la peroxidasa, se realizó en una microplaca, en la cual se mezclaron 160 μ L de guayacol 20 mM y 40 μ L de extracto seguido de una incubación durante 5 minutos a 30 °C. Finalmente, se añadió 80 μ L de peróxido de hidrógeno 50 mM. La formación del polímero oxidado de tetraguayacol se vigiló midiendo el cambio de absorbancia a 460 nm durante 5 min, donde la actividad de la enzima se calculó sobre la base de la pendiente de la porción lineal de la curva y se expresó como cambio en la absorbancia en el tiempo (U). Los valores obtenidos fueron divididos entre el contenido de proteína, expresándose los resultados finales en U/mg proteína.

3.4.9. DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD DE LA POLIFENOL OXIDASA

La metodología de polifenol oxidasa se basó en lo reportado por Ndiaye *et al.* (2009) con pequeñas modificaciones. Brevemente, se procedió a homogenizar 200 mg de pulpa de palta, previamente acondicionada, con 1 mL de tampón cítrico-fosfato pH 6.5 y el conjunto fue puesto a sonicar en frío (~2-4 °C) durante un tiempo total de 30 segundos. Las muestras fueron centrifugadas a 10 000 rpm durante 15 min a 4 °C y el sobrenadante paso a través de un filtro de 0.22 μ m y puesto bajo frío (4 °C) hasta llegado el momento de los análisis.

Para la reacción, se mezclaron 171 μ L de tampón cítrico-fosfato a un pH de 6.5, 43 μ L de extracto y 86 μ L de catecol 0.2 M. La lectura se realizó en una microplaca a 420 nm por un tiempo de 10 minutos, donde la actividad de la enzima (U) se calculó sobre la base de la pendiente de la porción lineal de la curva y se expresó como cambio en la absorbancia por minuto (Δ Abs_{420nm}/min), este valor fue dividido entre el contenido de proteína en mg, siendo expresado el valor final como U/mg proteína.

3.4.10. DETERMINACIÓN DE PROTEÍNA SOLUBLE

El contenido de proteína, en cada extracto enzimático obtenido, se determinó por el método de Bradford (George y Christoffersen, 2016). Para la reacción se añadió 10 μ L de extracto y 200 μ L de colorante Bio-Rad (reactivo de Bradford), realizándose la lectura a 595 nm luego de 10 minutos. Se realizó una curva estándar con la BSA a concentraciones entre 0.1 a 0.5

mg/mL a partir de una solución madre de 2.5 mg/mL. Los resultados fueron expresados en mg de proteína/mL.

3.4.11. DETERMINACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS TOTALES

La determinación del contenido de compuestos fenólicos totales se realizó siguiendo el método de Singleton y Rossi (1965) empleando el reactivo Folin Ciocalteau. Para la extracción, se pesaron 2 g de palta molida congelada y se añadió 10 mL de metanol al 80 por ciento, seguido de una agitación durante 60 minutos y posterior centrifugación a 4 000 rpm por 15 minutos a 4 °C, recuperándose el sobrenadante. La torta pasó por un nuevo proceso de extracción, seguida de una centrifugación, el sobrenadante fue recuperado y se juntó con el sobrenadante de la primera extracción, conservándose el conjunto en frío (~ 4 °C), hasta la realización de los análisis.

Los compuestos fenólicos totales se determinaron por reacción colorimétrica; para la reacción se utilizó 500 µL del sobrenadante (a una adecuada dilución), 250 µL del reactivo Folin 1 N y 1 250 µL de carbonato de sodio 0.7 M, dejándose luego en reposo durante 30 minutos. La lectura de la absorbancia se realizó a 755 nm. Los resultados fueron calculados por medio de una curva estándar de ácido gálico (Anexo 1b) y expresados en mg de ácido gálico equivalente (AGE) por gramo de palta en base seca (b. s.).

3.4.12. DETERMINACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE HIDROFÍLICA

Se empleó el ensayo TEAC (Trolox equivalent antioxidant capacity) propuesto por Arnao *et al.* (2001). Para la reacción, se agregaron 150 µL del extracto hidrofílico (obtenido del análisis de compuestos fenólicos) y 2 850 µL de solución diluida de ABTS (preparado de acuerdo a Arnao *et al.*, 2001). El conjunto se dejó reaccionar durante 1 hora bajo agitación (protegido de la luz) y finalmente, se realizó la lectura a 734 nm en el espectrofotómetro. La reacción mide la captación del radical ABTS por el antioxidante, la cual se manifiesta por la disminución de la absorbancia. Los resultados fueron calculados por medio de una curva estándar de trolox (Anexo 1b) y expresados en µmol de Trolox equivalente (TE) por gramo de palta en base seca (b. s.).

3.4.13. DETERMINACIÓN DE DESÓRDENES FISIOLÓGICOS EN LA PALTA: PARDEAMIENTO DE LA PULPA Y PARDEAMIENTO DE HACES VASCULARES EN LA PALTA

La presencia del pardeamiento de la pulpa y en haces vasculares, fueron analizados siguiendo lo establecido en la guía fotográfica de los atributos de calidad de la palta Hass de Agro Fórum (2018), en la cual se indica la escala de severidad del daño considerando una puntuación del 1 al 5 (Figura 6). El desorden fisiológico evaluado, pardeamiento, fue detectado a través de fotografías realizadas en el mesocarpio de las paltas cortadas por la mitad (por cada tratamiento). Se determinó el número de paltas con defecto relacionado al tipo de desorden fisiológico y la severidad del mismo, del total de paltas sometidas por cada periodo de almacenamiento.

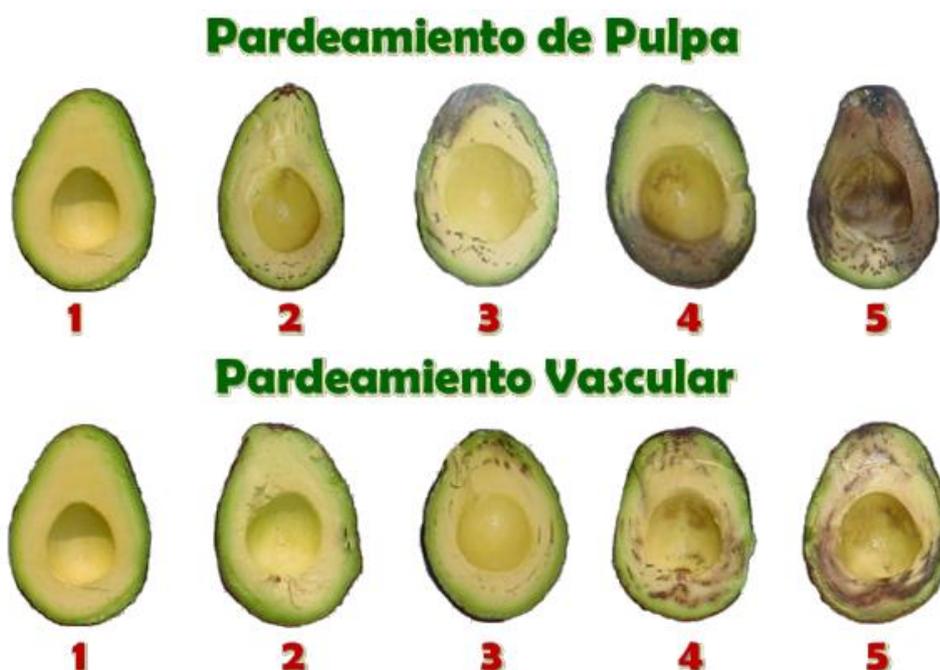


Figura 6: Escala cuantitativa (E1, E2, E3, E4, E5) de los desórdenes fisiológicos (pardeamiento de pulpa y pardeamiento vascular) en la palta var Hass

FUENTE: Agro Fórum (2018)

3.4.14. EXTENSIÓN DEL PARDEAMIENTO DE LA PULPA EN LA PALTA

La extensión o área de las manchas oscuras y/o pardeamientos presentes en la pulpa, respecto al área total de esta, fue determinada por medio del programa de procesamiento de imagen digital ImageJ. Para ello, se subió la foto del mesocarpio de la palta cortada a la mitad al programa, luego se procedió a delimitar el contorno del fruto, así como también se delimitó el daño ubicado dentro de dicho contorno. Finalmente, a través del programa se calculó el área total del fruto y el producido por el daño. A partir de ello, se calculó el porcentaje de superficie afectada.

3.5. METODOLOGÍA EXPERIMENTAL

Las paltas recién cosechadas (cuyo peso fluctuó entre 160 y 250 g), pasaron por una limpieza con escobilla de cerdas suaves, con el objetivo de eliminar los restos de polvo y posteriormente codificadas del 1 al 100. Para el día cero (paltas recién cosechadas) un total de 10 paltas fueron seleccionadas para determinar las características iniciales del fruto.

El estudio fue dividido en dos etapas. En la primera etapa, se evaluó el almacenamiento de las paltas en refrigeración (~ 7 °C, humedad relativa de 85 por ciento), así 90 paltas fueron divididas en tres grupos (cada uno conformado por 30 paltas) y sometidas a refrigeración por diez, veinte y treinta días. Para ello, las paltas fueron colocadas en paneles o maples e introducidas en jabas de plástico, para luego ser cubiertas con bolsas con agujeros y almacenarlas. La segunda etapa constó de un almacenamiento en anaquel (~ 20 °C, humedad relativa ~ 80 por ciento) luego de que las paltas concluyeron sus respectivos tiempos de almacenamiento en refrigeración; el almacenamiento se llevó a cabo hasta que las paltas alcanzaron la madurez de consumo (evaluada por la medición de la firmeza en un rango de valores entre 4 - 8 N). Cumplida cada etapa de almacenamiento: refrigeración y posterior maduración en anaquel, se realizó un acondicionamiento a la materia prima, para así realizar los análisis correspondientes. El acondicionamiento consistió en:

- **Pesado.** Se realizó a las 30 paltas de cada tratamiento, con el fin de determinar el porcentaje de pérdida de peso y como parte del cálculo de la tasa de respiración.

- **Selección.** Se seleccionaron al azar 10 paltas de las 30, que salieron de refrigeración para un determinado día (10, 20 ó 30 días); dejándose en anaquel (20 °C, humedad relativa de 80 por ciento) las paltas restantes (20 paltas), hasta que ellas alcancen su madurez de consumo (firmeza de 4 a 8 N).
- **Pelado/Cortado.** Las paltas luego de la refrigeración y las maduras después del almacenamiento en anaquel, fueron cortadas por la mitad, peladas (eliminación del exocarpio) y se les eliminó el hueso (la pepa). Luego, se procedió a cortar rápidamente la pulpa en pequeños trozos con el fin de facilitar la siguiente operación.
- **Congelación con nitrógeno líquido.** Las muestras fueron sumergidas inmediatamente en nitrógeno líquido durante 3 minutos aproximadamente, con el fin de no alterar los componentes presentes en la fruta y también facilitar la siguiente operación.
- **Molienda.** La pulpa congelada fue molida rápidamente mediante el uso de un molino de cuchillas, asegurándose en todo momento que el fruto esté congelado.
- **Embolsado.** Las muestras de pulpa de palta en polvo se colocaron en bolsas con cierre hermético, los cuales fueron rotulados con la codificación de cada tratamiento.
- **Almacenamiento.** Las muestras se almacenaron a – 80 °C, hasta el momento del análisis respectivo.

En este estudio se simuló la exportación de palta var Hass a mercados destino hasta por 30 días de transporte marítimo, bajo condiciones de almacenamiento en refrigeración y su posterior maduración en anaquel.

3.6. DISEÑO EXPERIMENTAL

El diseño experimental se presenta en la Figura 7 y consta de dos etapas. En la primera etapa del estudio, se aplicaron tres tratamientos en función al tiempo de almacenamiento por un periodo total de 30 días, luego de ser cosechadas. El primer, segundo y tercer tratamiento constó en someter durante 10, 20 y 30 días a 90 paltas (divididas en tres grupos de 30 paltas cada uno) a condiciones de almacenamiento de refrigeración (7 °C, humedad relativa de 85 por ciento). Cumplido los tiempos de refrigeración, las 30 paltas de cada grupo fueron retiradas de la cámara de refrigeración, para luego seleccionar al azar 10 de ellas para realizar los diferentes análisis y las paltas restantes (20 unidades) fueron almacenadas bajo

condiciones de anaquel (~20 °C, humedad relativa de 80 por ciento), hasta alcanzar la madurez de consumo (segunda etapa). A las paltas se le determinó: materia seca, fracción lipídica, pérdida de peso, actividades enzimáticas (SOD, CAT, POD, PFO), compuestos fenólicos totales, capacidad antioxidante hidrofílica, presencia de pardeamiento de pulpa y vascular y extensión del pardeamiento de pulpa. Un total de diez muestras experimentales (10 frutos) fueron evaluadas por tratamiento.

3.7. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se empleó un Diseño Completamente al Azar (DCA), donde la variable independiente fue el tiempo de almacenamiento en refrigeración (10, 20 y 30 días a 7 °C, humedad relativa de 85 por ciento) así como cuando la palta alcanzó la madurez de consumo en anaquel y las variables respuestas fueron: materia seca, fracción lipídica, tasa de respiración, pérdida de peso, firmeza, actividades enzimáticas como superóxido dismutasa (SOD), catalasa (CAT), peroxidasa (POD) y polifenol oxidasa (PFO), compuestos fenólicos totales, capacidad antioxidante hidrofílica, presencia de pardeamiento de pulpa y vascular, y extensión del pardeamiento de pulpa.

Cada muestra biológica (en este caso la palta var Hass) fueron consideradas como una repetición, siendo evaluadas cada respuesta (variable dependiente) mediante un Análisis de varianza (ANOVA) considerando un $p < 0.05$ y en caso de existir diferencias significativas entre los tratamientos (variable independiente) estos fueron comparados mediante la prueba de Tuckey ($p < 0.05$). Este análisis estadístico se realizó a través del uso del programa Statgraphics Centurion 18 versión 18.1.02. (Statgraphics Technologies Inc., Las Llanuras, Virginia, USA).

	Tiempo de refrigeración	Materia prima	Almacenamiento en refrigeración (7 °C y 85 % HR)	Almacenamiento en anaquel (20 °C y 80 % HR)
Tratamientos	Día 0 (10 paltas var Hass)	●		
	Día 10 (30 paltas var Hass)		●	●
	Día 20 (30 paltas var Hass)		●	●
	Día 30 (30 paltas var Hass)		●	●
Análisis		Caracterización inicial: <ul style="list-style-type: none"> - Materia seca, fracción lipídica y perfil de ácidos grasos - Tasa de respiración - Actividades enzimáticas (SOD, CAT, POD, PFO) - Compuestos fenólicos totales - Capacidad antioxidante hidrofílica ABTS 	Caracterización después de la refrigeración: <ul style="list-style-type: none"> - Materia seca y fracción lipídica - Tasa de respiración y pérdida de peso - Actividades enzimáticas (SOD, CAT, POD, PFO) - Compuestos fenólicos totales - Capacidad antioxidante hidrofílica ABTS - Presencia de pardeamiento de pulpa y vascular - Extensión del pardeamiento de pulpa 	Caracterización a la madurez de consumo en anaquel: <ul style="list-style-type: none"> - Materia seca y fracción lipídica - Pérdida de peso - Firmeza - Actividades enzimáticas (SOD, CAT, POD, PFO) - Compuestos fenólicos totales - Capacidad antioxidante hidrofílica ABTS - Presencia de pardeamiento de pulpa y vascular - Extensión del pardeamiento de pulpa

Figura 7: Diseño experimental para la evaluación de las características fisicoquímicas, fisiológicas y sistema antioxidante hidrofílico en palta Hass sometidas a condiciones de almacenamiento en refrigeración y posterior almacenamiento en anaquel

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. CARACTERÍSTICAS INICIALES DE LA PALTA VAR HASS

El primer paso en la vida postcosecha de un producto es el momento de la cosecha, siendo este un factor importante, ya que de él depende la duración en almacenamiento del fruto, la calidad del producto final y la aceptación por parte del consumidor (Kader, 2002). El peso promedio de las paltas al momento de la cosecha fue 201.5 g. En la Tabla 4, se presentan los valores del contenido de materia seca, fracción lipídica, perfil de ácidos grasos y la tasa de respiración de la palta luego de ser cosechadas. El contenido de materia seca y fracción lipídica inicial fueron 25.6 y 14.4 por ciento, respectivamente, coincidiendo los valores con los reportados por Terán (2020), Donetti y Terry (2014) y Landahl *et al.* (2009) para palta Hass. Ozdemir y Topuz (2004) reportaron valores inferiores a lo encontrado en el presente estudio. Al respecto, Blackey *et al.* (2009) afirman que los frutos de palta son muy variables y que incluso aquellos clasificados por tamaño y apariencia similar, no se comportan de la misma manera después de la cosecha y que el contenido de aceite en el mesocarpio y su composición varían dentro de la fruta (Landahl *et al.*, 2009). Villa-Rodríguez *et al.* (2011) mencionan que las paltas se recolectan cuando están fisiológicamente maduras, pero no maduras sensorialmente, por lo que tienen la ventaja de ser producidos durante todo el año en el árbol y cosechados repetidas veces. Por estas razones, su composición puede variar cuando la fruta si se cosecha en diferentes momentos durante el año.

Respecto al perfil de ácidos grasos se observa que el ácido graso predominante fue el ácido oleico (41.5 por ciento), seguido del palmítico (21.9 por ciento), linoléico (15.8 por ciento), palmitoléico (12.0 por ciento) e isoléico (6.8 por ciento), los restantes se presentaron con un porcentaje menor al 1 por ciento (ácidos esteárico y linolénico). Estos resultados son consistentes con los reportados por Campos *et al.* (2020), Donetti y Terry (2014) y Landahl *et al.* (2009) con porcentajes de ácido oleico de 39.0 a 45.0 por ciento, ya que la palta Hass

peruana se caracteriza por su menor contenido de ácido oleico y mayor contenido de ácido palmítico, respecto a la misma variedad cosechada en otros países como Chile (63 por ciento) y España (62 por ciento). Por lo que el perfil de ácidos grasos estaría influenciado por las condiciones climáticas, principalmente la temperatura, y la zona de cultivo (Landahl *et al.*, 2009). El contenido de ácidos grasos monoinsaturados, destacando la participación del ácido oleico, poliinsaturados y saturados fue de 53.6, 16.7 y 22.9 por ciento, respectivamente; valores también similares a investigaciones previas (Terán, 2020; Landahl *et al.*, 2009). Respecto a la tasa de respiración, esta fue de 181.2 mg de CO₂.Kg⁻¹.h⁻¹, coincidiendo ello con lo encontrado por Villa-Rodríguez *et al.* (2011) y Eaks (1978).

Tabla 4: Características de la palta var Hass luego de ser cosechadas

Característica	Contenido
Materia seca (%)	25.67 ± 1.29
Fracción lipídica (%)	14.49 ± 1.19
Perfil de ácidos grasos (%)	
Ácido palmítico (C16:0)	21.96 ± 1.70
Ácido palmitoléico (C16:1)	12.06 ± 1.21
Ácido esteárico (C18:0)	0.86 ± 0.02
Ácido oleico (C18:1)	41.55 ± 1.72
Ácido isoléico	6.86 ± 0.51
Ácido linoléico (C18:2)	15.83 ± 0.45
Ácido linolénico (C18:3)	0.88 ± 0.09
Tasa de respiración (mg de CO ₂ .Kg ⁻¹ .h ⁻¹)	181.29

4.2. CONTENIDO DE MATERIA SECA, FRACCIÓN LIPÍDICA, TASA DE RESPIRACIÓN Y PÉRDIDA DE PESO DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA EN REFRIGERACIÓN Y A MADUREZ DE CONSUMO EN ANAQUEL

4.2.1. CONTENIDO DE MATERIA SECA Y FRACCIÓN LIPÍDICA

Los contenidos de materia seca y fracción lipídica en palta Hass almacenada en refrigeración (7 °C y 85 por ciento de HR) durante 10, 20 y 30 días y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C y 80 por ciento de HR) hasta alcanzar la madurez de consumo, se muestra en la Figuras 8. Bajo almacenamiento en refrigeración el porcentaje de materia seca osciló entre 25.2 y 26.1 por ciento y el de la fracción lipídica entre 14.7 y 15.6 por ciento, permaneciendo constante ($p > 0.05$) (Anexo 2 y 3). El mismo comportamiento, fue encontrado por Terán (2020) en palta almacenada a 7 °C durante 15, 30 y 50 días.

La materia seca es un parámetro importante de las frutas frescas, como es el caso de la palta, debido a que niveles elevados pueden asociarse directamente con la resistencia de la fruta a la marchitez, asociándose ello con una mejor calidad de la fruta por sus cantidades altas de almidón, sólidos solubles y materiales de la pared celular (Vieira *et al.*, 2017). Pak *et al.* (2003) mencionan que las frutas con menor contenido de materia seca, son propensas a una variedad de trastornos de calidad, que pueden verse exacerbados por períodos de almacenamiento en frío prolongado. Adicionalmente, indicar que las paltas son cosechadas cuando alcanzan valores entre 21 y 31 por ciento de materia seca (temporadas inicial y tardía, respectivamente). De acuerdo a los niveles de materia seca encontrados, se podría considerar que las paltas proceden de una temporada intermedia, por lo que la muestra trabajada podría ser susceptible a daños.

De otro lado, el contenido de lípidos en las paltas, está influenciado por el tipo de cultivar, las prácticas culturales y las condiciones ambientales (Bill *et al.*, 2014). El contenido de la fracción lipídica, encontrado en el presente estudio, estuvo dentro del rango reportado en palta Hass, por diversos autores como Ozdemir y Topuz (2004), Tesfay *et al.* (2010).

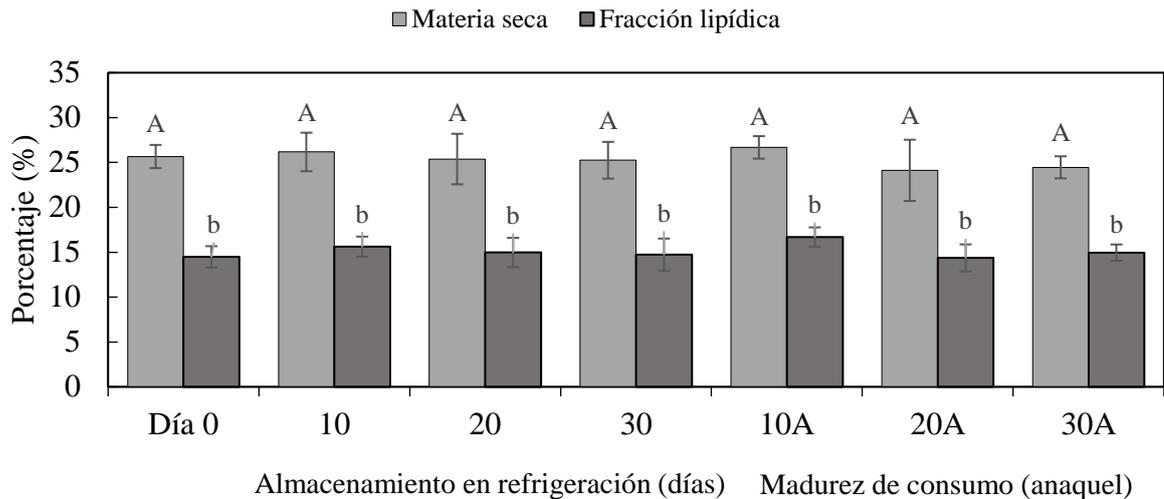


Figura 8: Contenido de materia seca (%) y fracción lipídica (%) de la palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~ 20 °C) hasta alcanzar la madurez de consumo

Donde 10A, 20A y 30A corresponden a la fruta lista para consumo sometida a maduración en condiciones de anaquel después de 10, 20 y 30 días de almacenamiento en frío, respectivamente. Las letras en minúscula distintas sobre cada barra, por análisis realizado, indican diferencias estadísticas ($p < 0.05$).

Respecto a la segunda etapa de almacenamiento bajo condiciones de anaquel hasta llegado la madurez de consumo, se observó que el porcentaje de materia seca fluctuó entre 24.1 y 26.6 por ciento y el de lípidos entre 14.3 y 16.6 por ciento, no existiendo un cambio significativo ($p > 0.05$) en estos valores. Blackey *et al.* (2012) obtuvieron resultados similares, mencionando que, durante la maduración, las concentraciones de lípidos se mantienen constantes. Los valores encontrados en este estudio, a madurez de consumo de la palta, fueron similares a los reportados por Ozdemir y Topuz (2004), quienes obtuvieron valores entre 25.0 y 26.4 por ciento, para el contenido de materia seca y valores de 14.2 a 15.42 por ciento, para el contenido de lípidos. Del mismo modo, Olaeta *et al.* (1999) también reportaron una concentración de lípidos entre 12.9 y 14.6 por ciento a madurez de consumo.

Otros estudios afirman que al aumentar la madurez sensorial, el contenido de lípidos en la palta aumenta significativamente, mientras que el contenido de agua disminuye lo que conlleva a un aumento del contenido de materia seca (Pearson, 1975, citado por Bill *et al.*, 2014). Esto no sucedió en la presente investigación, es decir, hubo un incremento ligero, pero no fue significativo. Al respecto, Lee (1981), citado por Márquez *et al.* (2014) menciona

que la relación inversa entre el contenido de lípidos y la humedad durante la maduración sensorial, se atribuye a un desplazamiento de las moléculas de agua por parte de las inclusiones oleosas fuera de las vacuolas celulares, contribuyendo así a reducir el contenido de humedad. Landahl *et al.* (2009) indican que el contenido de lípidos en el mesocarpio y su composición varían dentro de la fruta durante la maduración. No obstante, en algunas investigaciones se han reportado que el contenido de materia seca y de lípidos del mesocarpio no siempre se correlacionan, ya que dependiendo de las áreas de cultivo, la materia seca dentro de la fruta puede variar (Landahl *et al.*, 2009; Woolf *et al.*, 2000; 2005). De otro lado, Hofman *et al.* (2000) sostuvieron que no hay correlaciones entre el contenido de materia seca o el contenido de lípidos y la calidad de la fruta. Finalmente, Arpaia *et al.* (2003) señalan que para obtener la aceptación del consumidor, la fruta debe tener un contenido de lípidos mayor al 11.2 por ciento y de materia seca entre 22.9 - 24.9 por ciento, valores que se encontraron en la palta empleada en esta investigación.

4.2.2. TASA DE RESPIRACIÓN

La palta es una fruta climatérica que comienza a madurar una vez cosechada, desencadenado ello por aumentos repentinos en la tasa de respiración y la producción de etileno (Kassim *et al.*, 2013). En la Figura 9, se muestra el cambio de la tasa de respiración desde el momento de efectuada la cosecha (día 0) hasta su almacenamiento en refrigeración (7 °C) por 10, 20 y 30 días, observándose un aumento significativo (Anexo 4), ya que la tasa de respiración aumentó hasta alcanzar un pico climatérico máximo el día 20, con un valor de 273.7 mg de CO₂.kg⁻¹.h⁻¹, para luego disminuir al día 30 a valores similares al del día 10. Esta tendencia respiratoria del fruto es reportada por Yahia y Woolf (2011), quienes mencionan que la palta al ser una fruta climatérica, presenta un marcado aumento en la tasa de respiración al comienzo de la maduración, seguido de una disminución. Los valores de esta característica, en la presente investigación, fluctuaron entre 181.2 y 273.7 mg de CO₂.kg⁻¹.h⁻¹, coincidiendo relativamente con lo obtenido por Terán (2020), quien encontró valores entre 157.4 y 213.2 mg de CO₂.kg⁻¹.h⁻¹ (pico máximo) en palta Hass almacenada por 30 días a 7 °C. No obstante, los valores obtenidos están por debajo a lo reportado por Villa-Rodríguez *et al.* (2011), quienes obtuvieron valores entre 235.3 a 434.4 mg de CO₂.kg⁻¹.h⁻¹ en paltas almacenadas a 15 °C, temperatura mayor a la evaluada en este estudio. Estos mismos autores mencionan que el aumento de la respiración y la producción de etileno se ven afectados por la

temperatura de almacenamiento y los tratamientos previos y posteriores a la cosecha aplicados a la fruta, por lo que la temperatura antes y durante la fase de maduración es importante.

Kader y Arpaia (2001) nos dicen que la tasa de respiración de la palta es relativamente alta en comparación con la de muchas otras frutas como por ejm: el plátano, la papaya o la piña, siendo estos valores aproximadamente de 20 a 50, de 50 a 160 y 80 a 300 mg de CO₂.kg⁻¹.h⁻¹ a 5, 10 y 20 °C, respectivamente; observándose una relación directa entre la tasa de respiración y la temperatura. Por otro lado, Narváez (2002), citado por Baquero *et al.* (2005) afirma que el comportamiento típico de un fruto climatérico presenta dos fases; en la primera, los ácidos orgánicos, lípidos, carbohidratos y proteínas son metabolizados por el fruto produciendo una gran cantidad CO₂, H₂O y energía, observándose un incremento en la tasa respiratoria del fruto (tal como se aprecia en la Figura 8). En la palta Hass, todas las reacciones que ocurren durante la primera etapa están comprendidas entre los días 0 y 20. Además, mencionan que en esta fase se da el desarrollo de las características sensoriales óptimas de color, textura, sabor y aroma del fruto. Respecto a la segunda fase, se produce un conjunto de reacciones enzimáticas que conducen a la pérdida de la integridad celular, dentro de las que se pueden destacar las reacciones de pardeamiento, en las que actúan enzimas como polifenol oxidasas y peroxidasas sobre los fenoles, ocasionando condensaciones y polimerizaciones que generan los colores pardos en el fruto.

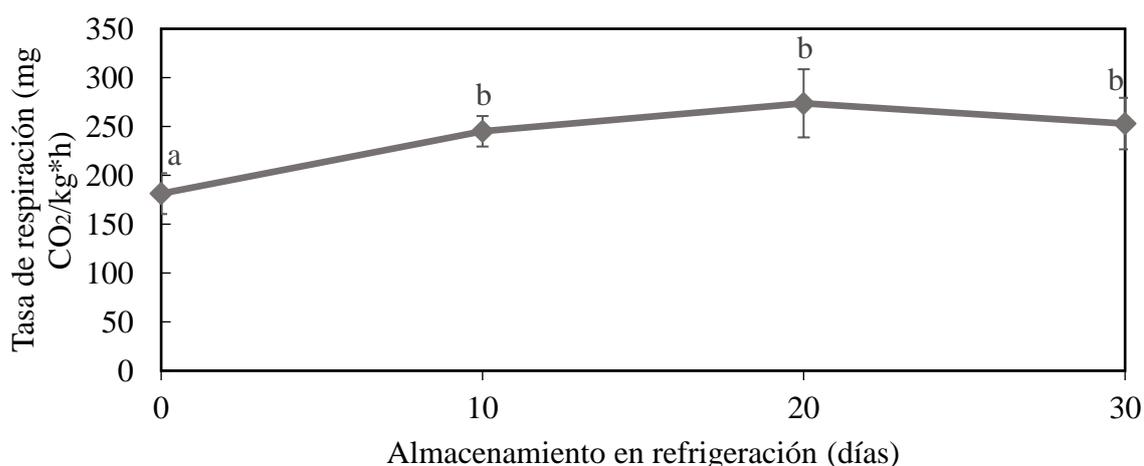


Figura 9: Tasa de respiración de la palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C)

Las letras minúsculas diferentes en la figura indican diferencias significativas ($p < 0.05$)

Al ser la palta un fruto climatérico, se conoce que sigue madurando aún después de haber sido cosechados, por lo que presentan un metabolismo activo. Kader (2002) menciona que de acuerdo a la producción de CO₂, este fruto presenta una tasa de respiración extremadamente alta (mayor a 60 mg de CO₂.kg⁻¹.h⁻¹), aspecto que refleja lo perecedero del fruto. El pico climatérico máximo observado en este trabajo se presentó al día 20, sin embargo, en otros trabajos como el de Chen *et al.* (2017) y/o Villa-Rodríguez *et al.* (2011) este pico se presentó de manera más temprana (6 a 8 días), ya que los frutos fueron almacenados a temperaturas mayores de 20 °C y/o 15 °C, respectivamente; valores superiores al evaluado en este estudio (7 °C). Lo anterior está en concordancia con lo planteado en estudios de almacenamiento a diferentes temperaturas, en los que se indica que la disminución en la temperatura de almacenamiento retarda la maduración (Wang, 2000).

4.2.3. PÉRDIDA DE PESO

Los resultados de pérdida de peso, expresados en porcentaje, de la palta Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días bajo refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel, hasta alcanzar la madurez de consumo, se aprecia en la Figura 10. La pérdida de peso durante la refrigeración tuvo un incremento significativo (Anexo 5), fluctuando los valores entre 2.8 a 5.8 por ciento. Blackey *et al.* (2014) obtuvo resultados similares, los cuales fueron de 3.9 y 7.5 por ciento, cuando la palta fue almacenada a 1 y 5.5 °C, respectivamente, durante 28 días a una humedad relativa del 70 al 90 por ciento. Del mismo modo, Yahia y González-Aguilar (1998) y Terán (2020) informaron una pérdida de peso en la palta durante el almacenamiento en frío (7 °C) de 1-3 y 2.5-8 por ciento, respectivamente. Al respecto, Duan *et al.* (2011) afirman que la migración del agua desde la parte interna de la fruta al medio ambiente es la principal causa de pérdida de peso durante el almacenamiento de la fruta; no obstante, esta característica también depende de la producción del fruto y las condiciones agroclimáticas (Escobar *et al.*, 2019). Se sabe que el almacenamiento en frío es ampliamente utilizado por los productores de palta para mejorar la viabilidad postcosecha al retrasar el ablandamiento, el cual esta asociado a la maduración del fruto, además de minimizar las reacciones biológicas y preservar la calidad de la fruta, por lo que, a pesar de que este fruto se almacene en frío, la pared celular continúa sufriendo modificaciones tales como la degradación de las pectinas por la poligalacturonasa (PG), pectinmetilesterasa (PME) y la β -

galactosidasa y la degradación de la celulosa por la actividad endoglucanasa, pero a un ritmo más lento (Pedreschi *et al.*, 2019).

Así mismo, en las paltas almacenadas en anaquel, se observó un incremento significativo de la pérdida de peso pasando de 2.8, 5.1 y 5.8 por ciento, cuando fueron almacenadas en refrigeración durante 10, 20 y 30 días, respectivamente, a 9.9, 8.9 y 8.7 por ciento, cuando alcanzaron la madurez de consumo. Muy *et al.* (2004) nos dicen que la pérdida de agua se debe más a un mayor déficit de presión de vapor a temperatura ambiente que en refrigeración. Al respecto, Lallum *et al.* (2004) hallaron resultados similares, con pérdidas de peso de 6.7 por ciento para frutos almacenados a 20 °C y 95 por ciento de humedad relativa, mencionando también que otros investigadores han reportado una pérdida máxima de peso del 11.0 por ciento en paltas almacenadas durante 12 días a 20 °C. Sin embargo, Márquez *et al.* (2014) reportaron una pérdida total de peso de hasta 23 por ciento durante 21 días de almacenamiento a 23 °C y 65 por ciento de HR, esta diferencia probablemente se debe al uso de temperaturas más altas y humedades relativas más bajas para el almacenamiento de los frutos (Márquez *et al.*, 2014). Adicionalmente, en otros frutos como la pitahaya, se ha encontrado una tendencia similar de pérdida de peso (Magaña *et al.*, 2004).

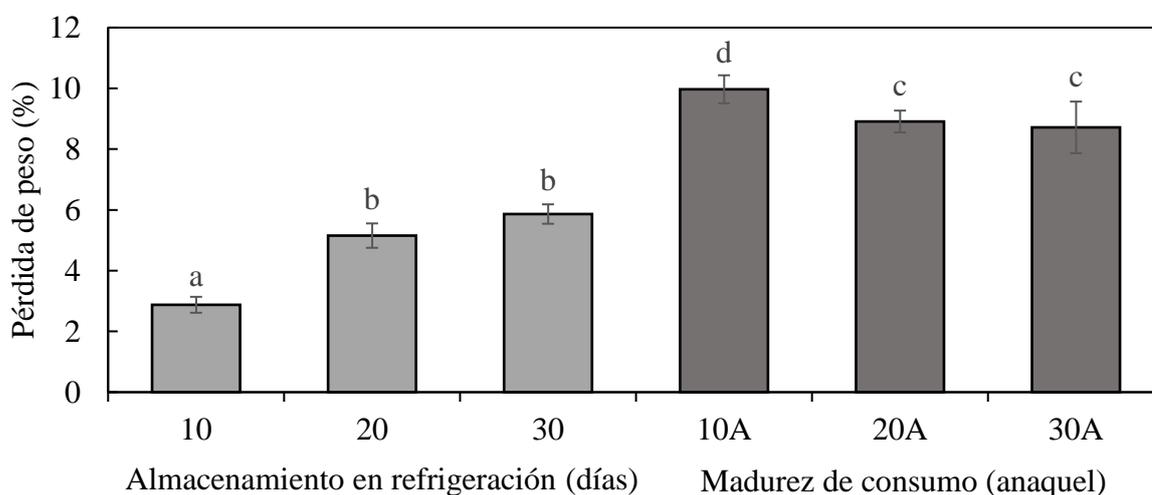


Figura 10: Pérdida de peso en palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C) hasta alcanzar la madurez de consumo

Donde 10A, 20A y 30A corresponden a la fruta lista para consumo sometida a maduración en condiciones de anaquel después de 10, 20 y 30 días de almacenamiento en frío, respectivamente. Las letras minúsculas diferentes, sobre cada barra, indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Zarazúa-Escobar *et al.* (2005) afirman que la temperatura es uno de los factores que influye en el comportamiento de la pérdida fisiológica de peso, manifestándose mayor pérdida a mayor temperatura empleada. Muchos estudios han señalado una influencia de la temperatura de almacenamiento en la tasa de pérdida de agua, textura y calidad general de la fruta fresca. Por lo tanto, la regulación de la temperatura es una de las herramientas más efectivas para extender la vida útil de almacenamiento de productos frescos, incluida la palta (Cuadra-Crespo y del Amor, 2010).

4.3. DETERMINACIÓN DE LA MADUREZ DE CONSUMO EN PALTA VAR HASS ALMACENADA EN ANAQUEL

En la Figura 11, se muestra el histograma de frecuencia referido al número de días que demoraron las paltas en alcanzar la madurez de consumo cuando fueron almacenadas en anaquel, basándose en una característica importante, la firmeza (4 – 8 N), ya que es el método más confiable para determinar si la fruta está lista para ser consumida (White *et al.*, 1999). Las paltas sometidas a maduración en condiciones de anaquel después de 10, 20 y 30 días de almacenamiento en frío, demoraron en promedio 10, 8 y 5 días en alcanzar su madurez de consumo, respectivamente. Por tanto, se observa que, a mayor tiempo de almacenamiento, menor es el tiempo que demora la palta en alcanzar su madurez de consumo. Arpaia *et al.* (2015), Chen *et al.* (2017) y Defilippi *et al.* (2018) señalan que los valores de firmeza entre 4.4 - 6.7 N para las frutas de palta Hass podrían ser un indicador de una “firmeza alimenticia”, por lo que se podría decir que, las paltas evaluadas en esta investigación se encontraban en este estado, ya que los valores de firmeza fluctuaron entre 3.9 y 7.8 N.

El ablandamiento es el principal aspecto del proceso de maduración en los frutos de palta, como consecuencia de modificaciones en la composición y estructura de la pared celular. Este proceso va acompañado de una pérdida de firmeza, que se asocia en gran medida con la disminución del contenido total de pectina y el desmontaje de la pared celular primaria y las estructuras de la lámina media (Defilippi *et al.*, 2018; Zhang *et al.*, 2019). La pared celular de la planta está compuesta de celulosa y hemicelulosas incrustadas en una matriz de pectina. Estas últimas, son los polisacáridos más abundantes en la matriz de la pared celular y la lámina media, desempeñando un papel importante en la regulación de la adhesión de célula a célula (Billy *et al.*, 2008). Los cambios en las pectinas, como la solubilización y la

despolimerización, se han propuesto como las principales causas del ablandamiento de la fruta durante la maduración como resultado del desprendimiento y la desintegración de la pared celular (Brummell, 2006; Jeong *et al.*, 2002).

Los cambios o modificaciones ocurridos son debidos, probablemente a la hidrólisis de los compuestos pécticos presentes en la pared celular, por la acción de enzimas pectinasas, hidrolasas, celulasas y amilasas, asociados a la pérdida de turgencia celular debida a la transpiración, dando como resultado final el ablandamiento de los frutos de palta Hass (Wakabayashi *et al.*, 2000; Zhang *et al.*, 2019).

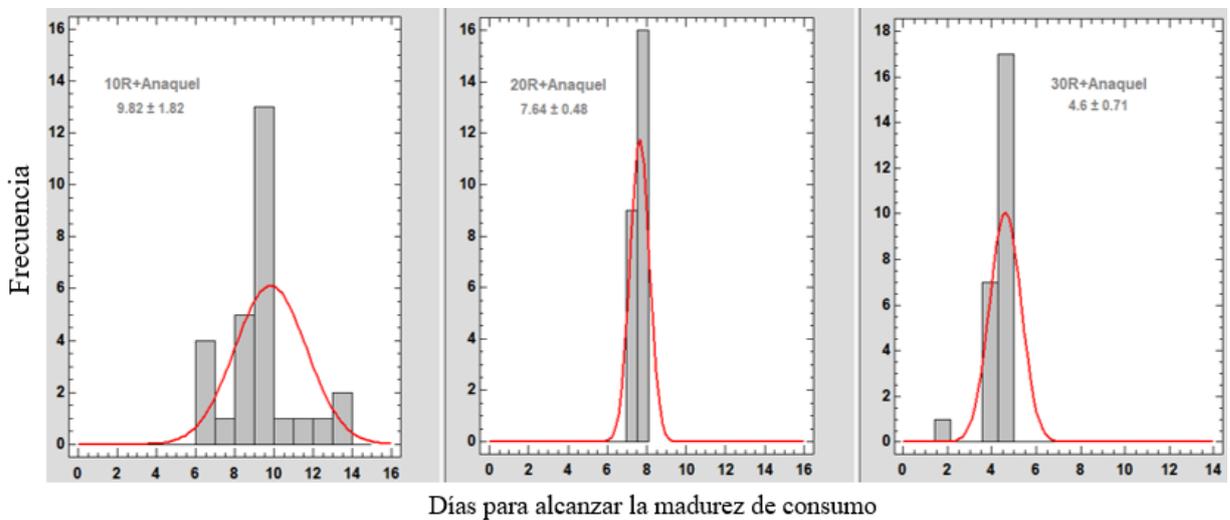


Figura 11: Histograma del número de días para alcanzar la madurez de consumo de la palta var Hass almacenada en anaquel (~20 °C), posterior al almacenamiento en refrigeración de 10, 20 y 30 días, hasta alcanzar la madurez de consumo

La temperatura de almacenamiento de las paltas sometidas a maduración en condiciones de anaquel fue de 20 °C, a ello Bill *et al.* (2014) afirman que las temperaturas entre 20 y 25 °C son favorables para la maduración de los cultivares de este fruto. Del mismo modo, Yahia y Woolf (2011) nos advierten que las temperaturas superiores a 30 °C generalmente causan efectos adversos sobre la calidad y la maduración de la palta, ya que comúnmente se ablanda más rápido a medida que aumenta la temperatura de mantenimiento. Sin embargo, de 5 a 8 °C (temperaturas típicas de almacenamiento para la mayoría de cultivares), el ablandamiento generalmente se controla, pero la maduración ocurrirá de una manera más corta y menos

variable cuando la fruta se transfiera a temperaturas más altas, tal como sucedió durante la fase experimental del presente estudio. Además, el almacenamiento en frío es ampliamente utilizado para mejorar la viabilidad poscosecha, al retrasar el ablandamiento asociado a la maduración de las paltas (Pedreschi *et al.*, 2019).

La temperatura es sin duda el factor más importante en el almacenamiento y calidad de la palta, como es el caso de otras frutas. Todos los procesos biológicos están controlados por la temperatura, incluida la maduración y la calidad del fruto, tanto desde una perspectiva fisiológica como patológica. La velocidad de maduración depende de la temperatura de almacenamiento y la respuesta de la palta a las temperaturas de almacenamiento varía según el tipo de fruta (raza), la variedad, las condiciones de crecimiento, el tiempo en la estación y la etapa de madurez (Yahia y Woolf, 2011). Los cultivares comerciales más importantes como por ejemplo, Hass y Fuerte, generalmente se almacenan de ~ 5 a 7 °C. En términos de duración de almacenamiento, las paltas generalmente están en la categoría de corta a mediana en comparación con otras frutas, con un tiempo de almacenamiento exitoso de dos a cuatro semanas para la mayoría de los cultivares (Lemmer *et al.*, 2006).

4.4. SISTEMA ANTIOXIDANTE ENZIMÁTICO DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA EN REFRIGERACIÓN Y A MADUREZ DE CONSUMO EN ANAQUEL

4.4.1. ACTIVIDAD DE LA SUPERÓXIDO DISMUTASA

En la Figura 12, se presenta los resultados de la medida de la actividad SOD de la palta almacenada bajo refrigeración (7 °C) hasta por 30 días y posterior almacenamiento en anaquel, hasta alcanzar la madurez de consumo. Las paltas recién cosechadas (día 0) presentó una actividad SOD con un valor de 2.9 U/min.mg proteína; este no varió significativamente ($p > 0.05$) durante el almacenamiento en frío (Anexo 6), con valores entre 2.1 y 2.9 U/min.mg proteína. Imahori *et al.* (2008) en su investigación reportaron un comportamiento similar a lo hallado en este estudio, ya que tampoco encontraron una variación significativa en la actividad SOD para frutos como el albaricocque (climatérico) almacenados en frío (6 °C). Una alta actividad de SOD se ha asociado con la tolerancia al

estrés en las plantas al neutralizar la reactividad del radical superóxido producido bajo estas condiciones (Bowler *et al.*, 1992). Imahori *et al.* (2008) y Balois *et al.* (2008) indican que la actividad de la SOD se ve afectada poco con el frío, remarcando además que, en contraste con la actividad de la CAT, la actividad de la SOD es insensible al frío durante el almacenamiento.

De otro lado, en general se observó que, alcanzada la madurez de consumo bajo condiciones de anaquel, la actividad de la SOD disminuyó significativamente ($p < 0.05$) (1.2 y 1.4 U/min.mg proteína) (Anexo 6), respecto a los valores encontrados en la muestra inicial y durante el almacenamiento bajo frío, siendo las disminuciones más marcadas para los tratamientos de 10 y 20 días bajo anaquel (Figura 11). Tesfay *et al.* (2010) también encontraron que la actividad de SOD disminuyó llegada la madurez de la palta. Al respecto, Lafuente *et al.* (2004) sostienen que, la actividad de la SOD disminuye en respuesta al estrés por frío; esto nos indica que los bajos valores encontrados en este estudio, en condiciones de anaquel, son respuesta de la acción del SOD al estrés por frío (refrigeración) al que fue sujeta la palta y se manifestó una vez que la palta alcanzó su madurez de consumo a la temperatura de 20 °C. Los efectos del enfriamiento en la actividad de la SOD, también se verían influenciados por la duración de la exposición al frío, donde su actividad dependería del régimen de temperatura empleada (Imahori *et al.*, 2008). Balois *et al.* (2008) también encontraron un comportamiento similar al de este estudio, e indicaron que esto se da en respuesta al almacenamiento con frío en diversos frutos, donde el estrés oxidativo generado, activa enzimas que participan en la disminución de los síntomas de la senescencia.

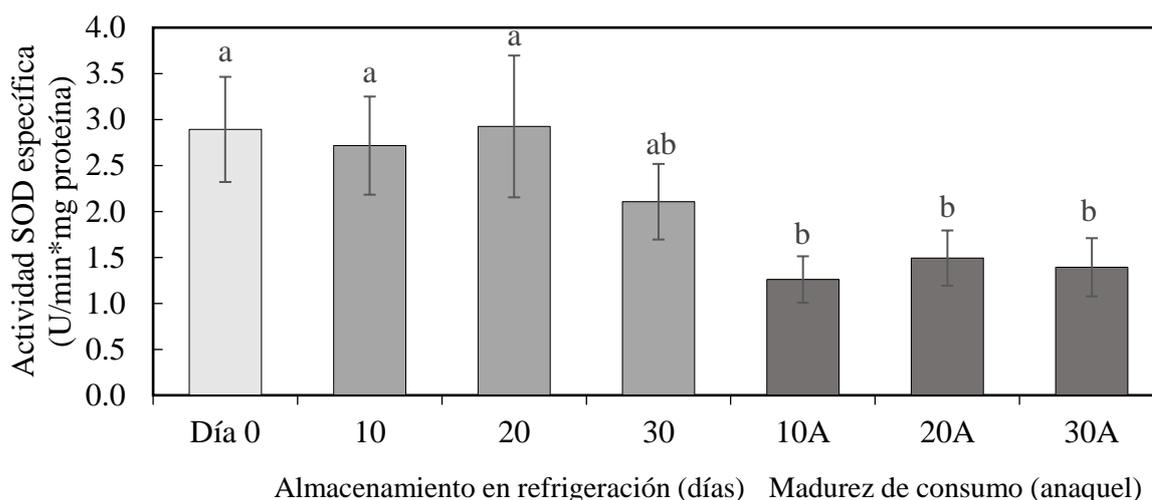


Figura 12: Actividad de superóxido dismutasa en palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C) hasta alcanzar la madurez de consumo

Donde 10A, 20A y 30A corresponden a la fruta lista para consumo sometida a maduración en condiciones de anaquel después de 10, 20 y 30 días de almacenamiento en frío, respectivamente. Las letras minúsculas diferentes, sobre cada barra, indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

El estrés oxidativo ha sido asociado con la aparición del daño por frío en las frutas, ya que estas liberan enzimas depuradoras de EROs como la superóxido dismutasa, catalasa, ascorbato peroxidasa, guayacol peroxidasa y la glutatión reductasa (Ben-Amor *et al.*, 1999; Lafuente *et al.*, 2004). Se ha considerado que este daño oxidativo es una respuesta temprana de los tejidos sensibles al enfriamiento (Hariyadi y Parkin, 1991). Cuando el fruto se expone a condiciones de estrés abiótico como: bajas temperaturas (Sala y Lafuente, 2004), altas temperaturas (Sairam *et al.*, 2000), estrés por déficit hídrico (Jin *et al.*, 2006) y contaminación por ozono (Mehlhorn *et al.*, 1990), la producción de EROs aumenta y causa daño oxidativo (Shigeoka *et al.*, 2002). Las plantas han desarrollado un sistema de defensa antioxidante eficiente que puede prevenir la acumulación de EROs y reparar el daño oxidativo. Este sistema involucra enzimas antioxidantes como la SOD, que dismuta los radicales superóxidos en H_2O_2 y O_2 molecular, en una reacción que es espontánea y extremadamente rápida, protegiendo así a las células del daño causado por los productos de reacción de radicales superóxido (Imahori *et al.*, 2008; Wongsheree *et al.*, 2009). La dismutación del radical superóxido por la SOD puede ser el paso principal en la defensa contra el tratamiento de enfriamiento que ha seguido el fruto. Las EROs causan daño celular durante una amplia variedad de factores ambientales, incluido el estrés por frío. La actividad

de SOD está inversamente correlacionada con la tasa de generación de radicales superóxido en plantas sensibles al frío (Lukatkin, 2002; Imahori *et al.*, 2008).

4.4.2. ACTIVIDAD DE LA CATALASA

En la Figura 13, se muestra la actividad CAT de las paltas sujetas a los diferentes tratamientos. Así la actividad CAT en las paltas recién cosechadas (día 0) presentó un valor de 570.9 mM/min.mg proteína, no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) (Anexo 7) en esta actividad (455.2 - 615.4 mM/min.mg proteína) mientras las paltas estuvieron por diferentes días (10-30 d) bajo frío (7 °C). Balois *et al.* (2008) en su investigación reportó un comportamiento similar a lo hallado en este estudio, ya que tampoco encontraron una variación significativa en la actividad CAT para frutos como la pitahaya almacenados en frío (7 °C). Mientras que, Sharon y Kahn (1979) citados por Wang (1995) encontraron una disminución en la actividad de la catalasa durante el enfriamiento (5 °C) en palta Fuerte. Las diferencias encontradas, estaría relacionado con la temperatura de almacenamiento empleada, donde temperaturas de frío más bajas disminuyen la actividad de esta enzima (debido a la generación de un mayor estrés) respecto a temperaturas de frío más altas, donde la enzima no se ve afectada. Es sabido que mientras más baja es la temperatura de refrigeración a la que es sujeta un fruto susceptible al daño por frío, mayor es el estrés generado. Adicional al efecto temperatura, factores como: la especie, el momento fisiológico de la cosecha, tiempo de almacenamiento, entre otros; también pueden haber contribuido con los resultados encontrados (Martínez *et al.*, 2013).

La CAT es una de las enzimas que protegen las células contra las EROs al catalizar la descomposición del peróxido de hidrógeno para formar oxígeno y agua (Imahori *et al.*, 2008). Lafuente y Sala (2000) afirman que la CAT es una enzima antioxidante involucrada en los mecanismos de protección contra el estrés por frío en los frutos y al igual que la SOD, es una de las enzimas que cataliza las reacciones que disminuyen las concentraciones de las EROs, que en el caso de los frutos de origen tropical y subtropical es incrementada por el frío durante el almacenamiento (Aquino-Bolaños y Mercado-Silva, 2004; Baquero *et al.*, 2005; Lafuente y Sala, 2000). Los cambios en la actividad de esta enzima durante el almacenamiento en frío en los productos vegetales, también están relacionados tanto con su resistencia al enfriamiento como con el desarrollo del estrés oxidativo (Lim *et al.*, 2009).

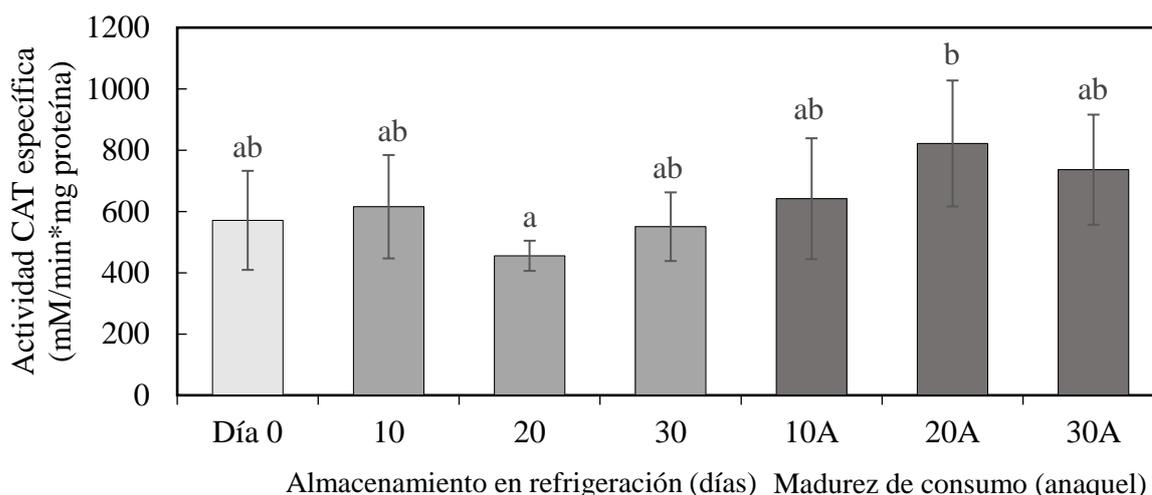


Figura 13: Actividad de la catalasa en palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C), hasta alcanzar la madurez de consumo

Donde 10A, 20A y 30A corresponden a la fruta lista para consumo sometida a maduración en condiciones de anaquel después de 10, 20 y 30 días de almacenamiento en frío, respectivamente. Las letras minúsculas diferentes, sobre cada barra, indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

De otro lado, en general, las paltas una vez alcanzadas la madurez de consumo, no presentaron cambios significativos ($p > 0.05$) en esta actividad respecto a las paltas recién cosechadas y refrigeradas, solo se presentó un incremento (821.8 mM/min.mg proteína) significativo ($p < 0.05$) en las paltas que maduraron luego de haber sido refrigeradas por 20 días (Anexo 7), este resultado coincide con lo citado por Balois *et al.* (2008) quienes mostraron que la actividad de esta enzima tuvo una tendencia a aumentar al ser transferidos a temperatura ambiente, después de ser almacenados con frío (7 °C).

Es conocido que entre la madurez fisiológica y la madurez de consumo existe un alto metabolismo oxidativo con un alto consumo de O_2 ; por lo que esto favorece la aparición del radical superóxido (O_2^-) que es dismutado por la SOD a H_2O_2 , el mismo que es degradado por la CAT, cumpliendo así un papel importante. La actividad de la CAT observada en el trabajo de Baquero *et al.* (2005) da una clave del por qué en el climaterio el fruto no se deteriora, ya que nos dicen que aunque durante el desarrollo de las características sensoriales la producción de H_2O_2 debe ser alta, la actividad de la CAT también lo es, con su máximo valor en el pico climatérico, probablemente garantizando un equilibrio adecuado entre oxidantes y antioxidantes. Esto estaría de acuerdo con el pico climatérico (alta tasa de

respiración) alcanzado por la palta en el día 20 de refrigeración, habiendo posiblemente ello influido en la respuesta encontrada en las condiciones de madurez de consumo en anaquel. Después del climaterio la oxidación continúa, pero la actividad de CAT decae, por esto el equilibrio entre la producción y degradación de EROs se ve inclinado hacia lo primero.

4.4.3. ACTIVIDAD DE LA PEROXIDASA

La POD cataliza transformaciones oxidativas de reactantes orgánicos con peróxido de hidrógeno como oxidante (Van de Velde *et al.*, 2001), siendo la guayacol peroxidasa, una de estas enzimas, la misma que desempeña una función catalítica importante al reducir los niveles de H₂O₂ en los tejidos vegetales, evitando con ello que este compuesto se difunda (Vogiatzi *et al.*, 2009). En la Figura 14, se muestra la actividad de esta enzima, sujeta a refrigeración (7 °C) entre 10 y 30 días y posterior almacenamiento en anaquel (~ 20 °C). La actividad POD en las paltas recién cosechadas (día 0) presentó un valor de 15.6 U/mg proteína. Durante el almacenamiento en refrigeración (13.9 a 19.5 U/mg proteína), los valores de actividad POD, no mostraron diferencias significativas ($p > 0.05$) respecto a las paltas recién cosechadas (Anexo 8). Undurraga *et al.* (2003) muestran un comportamiento similar en paltas Hass que fueron almacenadas en frío (3 y 7 °C), coincidiendo también con Balois *et al.* (2007). Contrariamente, Van Lelyveld y Bower (1984) citado por Wang (1995) encontraron que las temperaturas de enfriamiento (~ 5 °C) aumentan la actividad de la peroxidasa en frutos de palta. Al respecto, Martínez *et al.* (2013) informan que estos incrementos, en la actividad de esta enzima, pueden estar asociados a la generación de estrés oxidativo provocado por la exposición del fruto a condiciones diferentes de temperatura, por lo que se puede generar una mayor liberación de la enzima peroxidasa al citoplasma, incrementando su actividad, coincidiendo con esta información Altunkaya y Gökmen (2008) y Ding *et al.* (2009). Del mismo modo, Alia-Tejacal *et al.* (2002) afirman que el aumento de la actividad de POD está relacionada con el incremento de la respiración durante el climaterio.

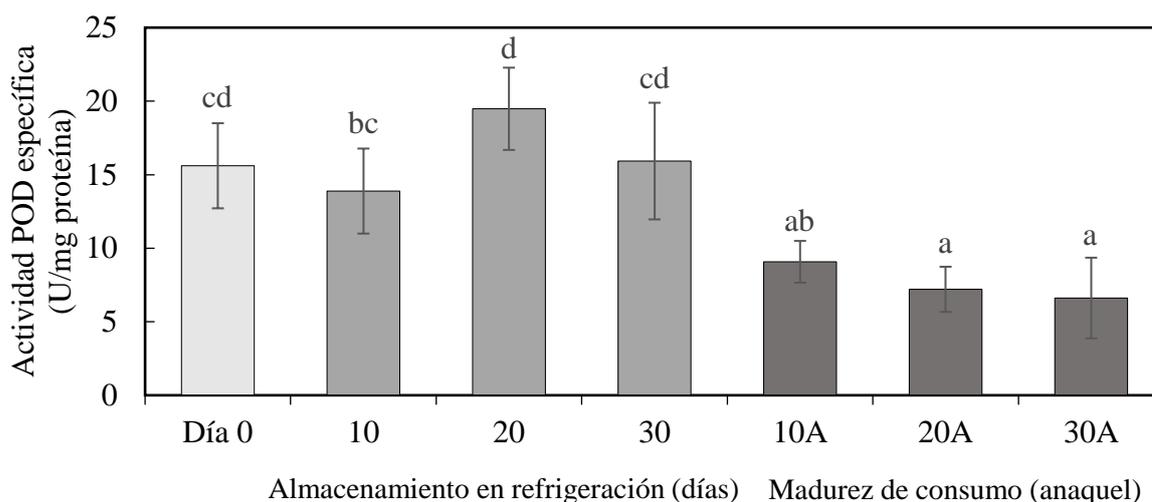


Figura 14: Actividad de la peroxidasa en palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C), hasta alcanzar la madurez de consumo

Donde 10A, 20A y 30A corresponden a la fruta lista para consumo sometida a maduración en condiciones de anaquel después de 10, 20 y 30 días de almacenamiento en frío, respectivamente. Las letras minúsculas diferentes, sobre cada barra, indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Por otro lado, se observa que a madurez de consumo, la actividad de la POD disminuyó significativamente ($p < 0.05$) posterior a los 20 y 30 días en refrigeración, con valores de 7.2 y 6.6 U/mg proteína, respectivamente. Al respecto, estudios muestran que frutos almacenados en frío y que luego son transferidos a temperatura ambiente sufrieron daños por frío, pero la actividad de la POD fue similar a la de los frutos en la cosecha, comportamiento que podría deberse a la termoestabilidad de la POD (Robinson, 1991). Undurruga *et al.* (2003) encontraron que la actividad de la enzima POD fue mayor en el tejido sano de palta que, en el tejido con daño fisiológico, lo que podría explicar que en las paltas con daño por frío, donde el estrés se presenta con mayor incidencia, las diferentes enzimas antioxidantes están actuando y llegado un momento el estrés generado (aumento de EROs) sobrepasa la acción de estas enzimas, disminuyendo su valor (consumo de las enzimas por las reacciones donde ha participado), hecho que ha sido encontrado en las enzimas SOD y en la POD, mas no en la CAT, ello debido posiblemente al mecanismo de acción de cada una de ellas, la presencia de los sustratos para la acción de las mismas, factores externos a los que están sujetos los frutos (como la temperatura, tiempos, entre otros), entre otros.

Hansberg (2002) menciona que la peroxidasa tiene la capacidad de degradar el H₂O₂ a expensas del consumo de sustancias de tipo fenólico, aunque con la generación de sustancias pardas, razón por la cual ha sido ubicada dentro del sistema enzimático antioxidante. La CAT es más efectiva en la degradación del H₂O₂ que la POD y además que la POD en el proceso de degradación del peróxido de hidrógeno genera pardeamiento. No obstante, se sabe que las CAT tienen bajas afinidades por el H₂O₂ si se comparan con las afinidades que suelen tener las POD por este mismo compuesto, además que la CAT requiere de grandes cantidades de H₂O₂, para actuar. Así mismo, Rojas-Reyes *et al.* (2014) afirman que la POD está involucrada en varias acciones como en la regulación de hormonas vegetales, mecanismos de defensa, control del alargamiento celular, polimerización de extensión, reticulación de polisacáridos de la pared celular, biosíntesis de lignina y procesos de suberización; contribuyendo a cambios deteriorantes en el sabor, textura, color y nutrición; procesos que no deben de dejarse de lado y que pudieron haberse presentado en la palta Hass en estudio.

4.5. SISTEMA ANTIOXIDANTE NO ENZIMÁTICO DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA EN REFRIGERACIÓN SEGUIDO DE SU MADURACIÓN EN ANAQUEL

4.5.1. COMPUESTOS FENÓLICOS TOTALES

En la Figura 15, se reportan los resultados obtenidos del contenido de compuestos fenólicos totales (CFT), de la palta sujeta a los diferentes días de almacenamiento en frío y al alcanzar su respectiva madurez de consumo en anaquel, ya que son compuestos esenciales para la fisiología de las plantas por su contribución al crecimiento, reproducción y resistencia al estrés biótico y abiótico. Además de eliminar los radicales libres, son capaces de quelar metales, inhibir las oxidasas y activar enzimas antioxidantes, ya que trabajan en conjunto para tolerar la generación intracelular de EROs (Gupta *et al.*, 2018). El contenido de CFT en la palta recién cosechada (día 0) fue de 0.75 mg de AGE/g (b. s). Los valores de CFT, mostraron una leve tendencia a incrementar, sin llegar a presentar diferencias significativas ($p > 0.05$) (Anexo 9) entre el valor al día cero y los valores determinados para las paltas salidas de refrigeración a los diferentes días (0.6 y 0.78 mg de AGE/g, b. s), así como a su respectiva madurez de consumo (0.73 - 0.99 mg de AGE/g, b. s). Campos *et al.* (2020) han

reportado una tendencia similar en palta Hass, pero con valores más elevados (entre 1.3 y 1.8 mg AGE/g, b. s.) cuando fueron sometidas a las mismas condiciones de estudio (7 °C, 85-90 por ciento de HR). Villa-Rodríguez *et al.* (2011), revelaron valores de 0.87 mg AGE/g (b.s.) al término del almacenamiento, con valores más bajos de 0.52 mg AGE/g (b. s.) en las paltas recién cosechadas. Wang *et al.* (2012), encontraron que el contenido de CFT aumentó ligeramente para paltas de temporada temprana y tardía cuando las paltas maduraron a 25 °C después del almacenamiento en frío (4 °C) y Cantwell *et al.* (2001) mencionan que el aumento de fenoles es continuo una vez transferidos los frutos a temperatura ambiente. Sin embargo, esto no sucedió, posiblemente a que durante la madurez de consumo, la PFO pudo haber degradado a los compuestos fenólicos y que al mismo tiempo se haya manifestado la enzima fenilalanina amonio liasa (FAL), enzima responsable de la síntesis de nuevos compuestos fenólicos y el balance de la acción de ambas enzimas haya resultado en un valor constante en compuestos fenólicos.

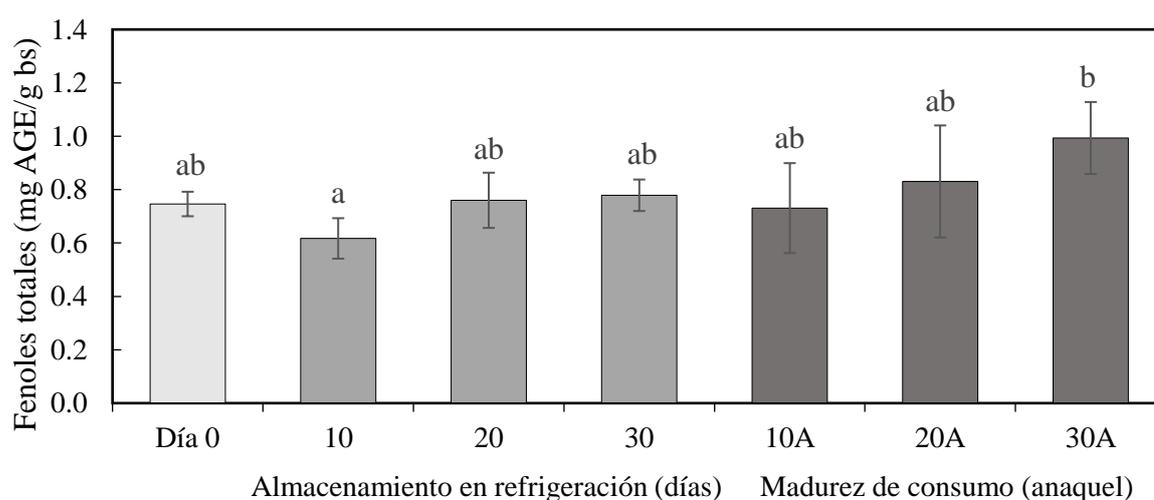


Figura 15: Compuestos fenólicos totales (mg AGE/g, b. s.) en palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~ 20 °C) hasta alcanzar la madurez de consumo

Donde 10A, 20A y 30A corresponden a la fruta lista para consumo sometida a maduración en condiciones de anaquel después de 10, 20 y 30 días de almacenamiento en frío, respectivamente. Las letras minúsculas diferentes, sobre cada barra, indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Se conoce que, el contenido fenólico está influenciado por el cultivar, el grado de crecimiento y desarrollo de la fruta, la maduración, los tratamientos aplicados antes y después de la cosecha, las condiciones agronómicas y/o agroclimáticas, la exposición a largo

plazo a bajas temperaturas, entre otros (Villa-Rodríguez *et al.*, 2020; Wang *et al.*, 2012, Padda y Picha, 2008). Por lo que las diferencias, encontradas, podrían explicarse parcialmente por los factores citados. En frutos como la manzana, que fueron almacenados en refrigeración, se observó un incremento continuo en el contenido de CFT (Robards *et al.*, 1999; Ayala-Zavala *et al.*, 2004), por lo que la acumulación de fenoles varía ampliamente entre especies, variedades, temporadas y localidades (Alia-Tejacal *et al.*, 2005). Del mismo modo, otras frutas tropicales (papaya, mango, entre otros) maduras contenían los niveles más altos de compuestos fenólicos respecto a sus frutos inmaduros (Mahattanatawee *et al.*, 2006). Al respecto, Villa-Rodríguez *et al.* (2011) nos dicen que la maduración de la palta se da con el pico de etileno y, como la enzima fenilalanina amoniaco liasa (PAL), que esta involucrada en la ruta biosintética de los compuestos fenólicos, aumenta su actividad con la producción de etileno, es que se da el incremento de los CFT al madurar las paltas (Martinez y Whitaker, 1995). Así mismo, la composición fenólica de las frutas y por tanto, sus propiedades antioxidantes pueden modificarse por factores ambientales y posteriores a la cosecha, incluido el almacenamiento y el procesamiento (Robards *et al.*, 1999).

4.5.2. CAPACIDAD ANTIOXIDANTE HIDROFÍLICA

La capacidad antioxidante hidrofílica (CAOXH) de la palta var Hass sometida a los diferentes tratamientos, se muestra en la Figura 16. El valor inicial (día 0) de la CAOXH fue de 15.9 $\mu\text{mol TE/g}$ (b. s.). Durante el almacenamiento en refrigeración, los valores fluctuaron entre 13.9 y 16.1 $\mu\text{mol TE/g}$ (b. s.), no encontrándose diferencias significativas ($p > 0.05$) entre ellos y el día inicial (Anexo 10). Los niveles de CAOXH fueron similares a las reportadas por Campos *et al.* (2020) donde no se mostró cambios significativos en el periodo de refrigeración (7 °C). Del mismo modo, Villa-Rodríguez *et al.* (2011) no encontraron diferencias significativas en palta Hass almacenada en frío (15 °C). Kevers *et al.* (2007) nos dicen que, la capacidad antioxidante de frutas y hortalizas podrían verse afectada por diversos factores tales como variedad, condiciones agronómicas, estado de postcosecha y la etapa de maduración de la fruta.

Durante la maduración en anaquel, la CAOXH se mantuvo relativamente constante (14.0 y 16.1 $\mu\text{mol TE/g}$, b. s.), no observándose diferencias significativas ($p > 0.05$) (Anexo 10). Otros estudios han informado un incremento en la capacidad antioxidante durante la

maduración poscosecha a 20 °C, evaluados mediante el ensayo ABTS (Campos *et al.*, 2020; Villa-Rodríguez *et al.*, 2011). La CAOXH en la palta podría ser atribuida principalmente al contenido de compuestos fenólicos, por lo que Villa-Rodríguez *et al.* (2020) mencionan que, durante la maduración de la fruta, los ácidos fenólicos: clorogénico y vainílico en particular, representan el porcentaje más alto de fenoles totales y que, aparentemente, son los principales contribuyentes a la capacidad antioxidante total en la fracción hidrofílica durante esta etapa. Goulao y Oliveira (2008) citan que, durante el proceso de maduración posterior a la cosecha, la palta sufre muchos cambios fisiológicos y bioquímicos, incluida la biosíntesis y la acumulación de pigmentos, lípidos, vitaminas y antioxidantes tanto hidrofílicos como lipofílicos.

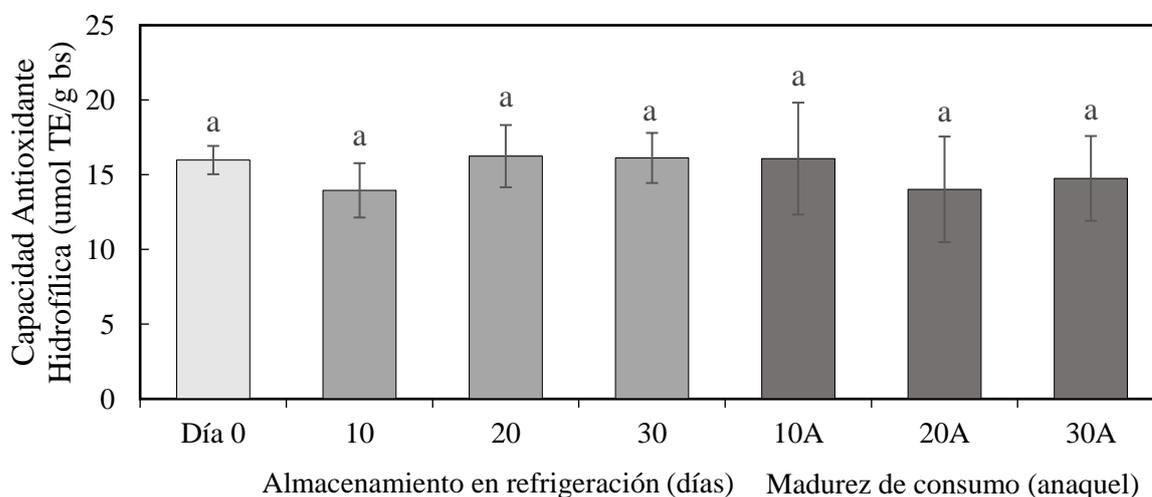


Figura 16: Capacidad antioxidante hidrofílica en palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~ 20 °C), hasta alcanzar la madurez de consumo

Donde 10A, 20A y 30A corresponden a la fruta lista para consumo sometida a maduración en condiciones de anaquel después de 10, 20 y 30 días de almacenamiento en frío, respectivamente. Las letras minúsculas diferentes, sobre cada barra, indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

4.6. ACTIVIDAD DE LA POLIFENOL OXIDASA, ENZIMA DEL PARDEAMIENTO ENZIMÁTICO

La actividad de la PFO encontradas en las paltas refrigeradas y a madurez de consumo, se muestra en la Figura 17. La actividad PFO al momento de la cosecha (día 0) fue de 7.9 U/mg

proteína, esta característica no presentó diferencias significativas ($p > 0.05$), respecto a las paltas almacenadas en frío por 10 y 20 días (10.9 y 11.6 U/mg proteína, respectivamente), sin embargo si se encontró diferencias significativas ($p < 0.05$) (Anexo 11) con la fruta almacenada a 30 días (25.7 U/mg proteína); indicando ello que la actividad de la PFO se ve incrementada cuando la palta se refrigera a 7 °C por tiempos prolongados (30 días). Esta misma tendencia coincide con lo reportado por Bustos *et al.* (2015) y Undurraga *et al.* (2003) para la palta Hass almacenada a 4 y 7 °C (porcentaje de aceite entre 14 y 16 por ciento), respectivamente. Chrispeels *et al.* (1999) mencionan que las bajas temperaturas producen en los frutos un estrés oxidativo, respondiendo éste con procesos deletéreos intracelulares endógenos, aumentando la capacidad de lignificación y de peroxidación de lípidos de la membrana lo que produce un desarrollo de manchas en la pulpa, activando así los sistemas enzimáticos principalmente a la enzima polifenol oxidasa (Martins, 1995, citado por Undurraga *et al.*, 2003).

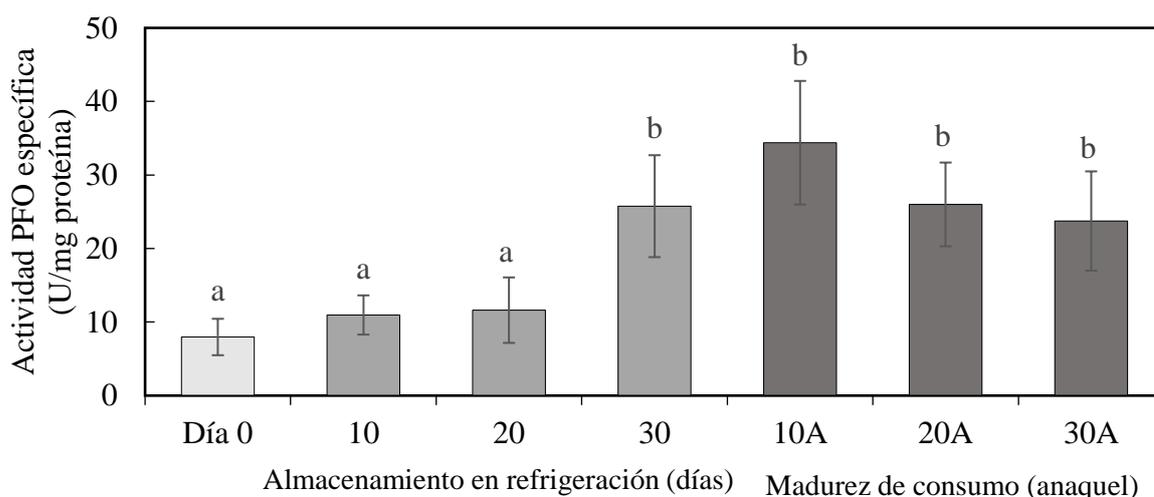


Figura 17: Actividad de la polifenol oxidasa en palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C) hasta alcanzar la madurez de consumo

Donde 10A, 20A y 30A corresponden a la fruta lista para consumo sometida a maduración en condiciones de anaquel después de 10, 20 y 30 días de almacenamiento en frío, respectivamente. Las letras minúsculas diferentes, sobre cada barra, indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Al alcanzar la madurez de consumo bajo almacenamiento en anaquel, se observó que la actividad PFO se incrementó significativamente ($p < 0.05$) en las paltas que fueron previamente almacenadas 10 y 20 días en refrigeración (7 °C) alcanzando valores de 34.3 y

26.0 U/mg proteína, respectivamente; mientras que entre las paltas refrigeradas por 30 días y que luego maduraron, presentaron valores cercanos bajo ambas condiciones. Alia-Tejacal *et al.* (2005) encontraron una tendencia similar cuando las paltas fueron transferidas a 20 °C. Según Cano *et al.* (1995) en la maduración de los frutos, es fundamentalmente un proceso de diferenciación que involucra síntesis programada de enzimas específicas como la PFO. Al respecto, se dice que el mecanismo de acción de la PFO se basa en su capacidad para oxidar los compuestos fenólicos. Cuando el tejido está dañado, la ruptura de los plastidios (el compartimiento celular donde se encuentra la PFO) lleva a que la enzima entre en contacto con los compuestos fenólicos liberados por la ruptura de la vacuola (el principal órgano de almacenamiento de estos compuestos) por lo que la oxidación de los sustratos fenólicos por la PFO es la causa principal de la coloración marrón de muchas frutas y verduras durante la maduración, manipulación, almacenamiento y procesamiento (Queiroz *et al.*, 2008). El sitio activo de la PFO consiste en dos átomos de cobre y la enzima cataliza dos reacciones diferentes en presencia de oxígeno molecular: la hidroxilación de monofenoles (actividad de la monofenolasa) y la oxidación de *o*-difenoles a *o*-quinonas (actividad de la difenolasa). Esta reacción es seguida por la polimerización no enzimática de las quinonas dando lugar a melaninas, pigmentos de alta masa molecular y color oscuro (Queiroz *et al.*, 2008). Los frutos de palta var Hass, estudiadas en esta investigación, presentaron un oscurecimiento gradual durante la maduración en anaquel, oscurecimiento enzimático atribuible a la oxidación de compuestos fenólicos por la PFO en presencia de oxígeno (Alia-Tejacal *et al.*, 2005). Por otro lado, la PFO aunque no se considera parte de los sistemas antioxidantes, juega un papel importante en los procesos oxidativos, especialmente durante el estrés (Polovnikova y Koskresenskaya, 2008).

4.7. DESÓRDENES FISIOLÓGICOS EN EL MESOCARPIO DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA EN REFRIGERACIÓN Y ALCANZADA SU MADUREZ DE CONSUMO EN ANAQUEL

Los daños fisiológicos internos en el mesocarpio de la palta var Hass se determinaron mediante dos análisis: uno cualitativo, el cual se basó en evaluar la ausencia o presencia de pardeamiento de pulpa y pardeamiento vascular, haciendo uso de una escala (del 1 al 5, de menor a mayor intensidad, ver acápite 3.4.13) y llevando esos resultados al porcentaje de paltas que presentaron estos tipos de daños (Tabla 5) y el segundo cuantitativo, donde se

determinó el porcentaje de área pardeada en relación con el área total de la palta. Es importante definir al pardeamiento vascular como una decoloración del mesocarpio con un endurecimiento de las hebras vasculares y un desarrollo de mal sabor y a las manchas y/o pardeamiento de pulpa (conocida como trastorno de baja temperatura) como un trastorno fisiológico importante de las paltas que puede desencadenarse durante el almacenamiento a bajas temperaturas (Florissen *et al.*, 1996). Otros autores, definen a la lesión por frío como el daño fisiológico permanente o irreversible a los tejidos, células u órganos de las plantas, que resulta de la exposición de éstas a temperaturas inferiores a algún umbral crítico para la especie o tejido (Lyons y Breidenbach, 1987, citados por Blackey, 2011).

Tabla 5: Porcentaje de palta var Hass que presentaron pardeamiento de pulpa y vascular (Escala: 1, 2, 3, 4, 5) almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C) hasta alcanzar la madurez de consumo

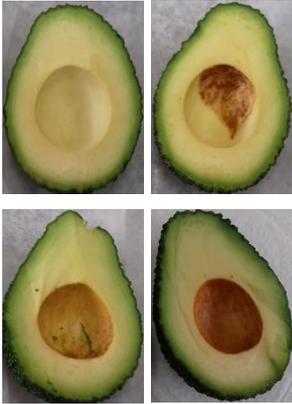
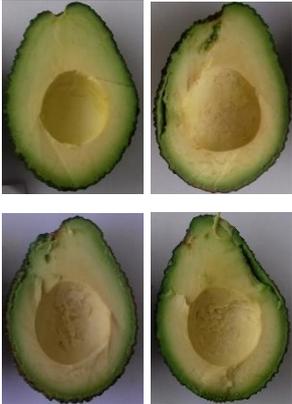
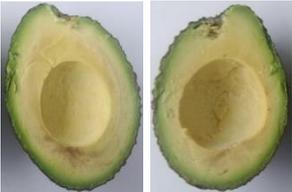
	Escalas	Almacenamiento en refrigeración (%)			Almacenamiento en anaquel hasta alcanzar madurez de consumo (%)		
		10	20	30	10A	20A	30A
Buen estado	1	100	100	80	80	50	30
	2	0	0	20	20	20	30
Pardeamiento de pulpa	3	0	0	0	0	20	20
	4	0	0	0	0	0	10
	5	0	0	0	0	0	0
Pardeamiento vascular	2	0	0	0	0	10	10
	3	0	0	0	0	0	0
	4	0	0	0	0	0	0
	5	0	0	0	0	0	0

Donde: 10A, 20A y 30A corresponden a la fruta lista para consumo sometida a maduración en condiciones de anaquel después de 10, 20 y 30 días de almacenamiento en frío, respectivamente.

En la Tabla 5 y Tabla 6, se observa que las paltas salidas de refrigeración (7 °C) a los 10 y 20 días de almacenamiento no presentaron desórdenes fisiológicos; mientras que las paltas salidas del frío luego de 30 días ya presentaron un ligero/mínimo oscurecimiento correspondiente solo a un pardeamiento de la pulpa (nivel 2). Las paltas que maduraron en anaquel, luego de haber sido almacenadas a 7 °C por diferentes días, presentaron algunos desórdenes fisiológicos, así los frutos con 10 días de refrigeración maduraron en un 80 por

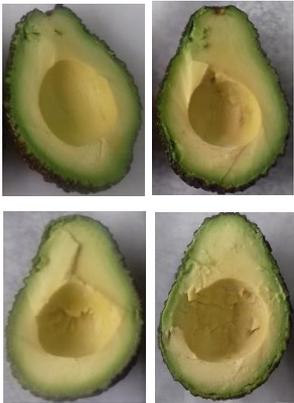
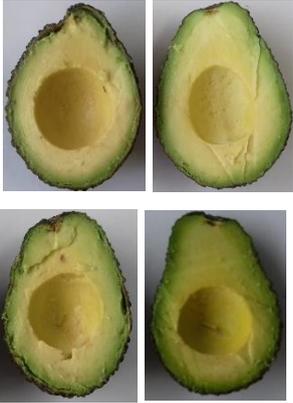
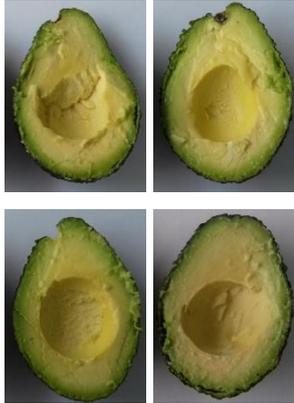
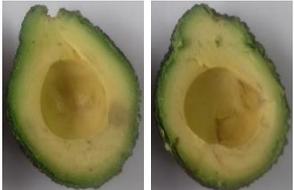
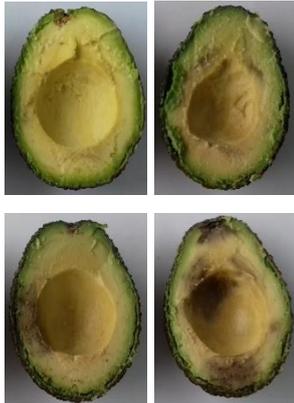
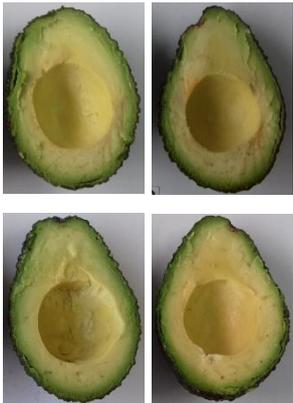
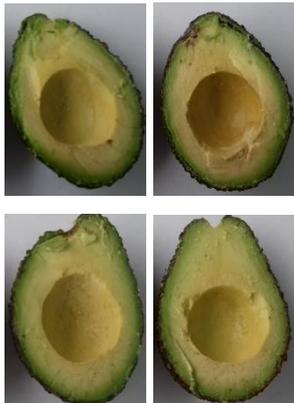
ciento en buen estado y con un 20 por ciento de pardeamiento de pulpa. Las paltas con mayores desórdenes fisiológicos se presentaron luego de ser refrigeradas por 20 y 30 días y alcanzada su madurez de consumo, con paltas con pardeamiento de pulpa entre niveles 2 y 4 (en su mayoría nivel 2) y pardeamiento vascular nivel 2 (mínimo) (Tabla 7). Ello nos indica que el porcentaje de paltas con desórdenes fisiológicos por frío a 7 °C, ya sea pardeamiento de pulpa o vascular, aumenta a medida que el tiempo de almacenamiento se prolonga, coincidiendo ello con reportes de otros autores (Terán, 2020).

Tabla 6: Paltas var Hass que fueron almacenadas en refrigeración (7 °C) durante 10, 20 y 30 días

	10 días en refrigeración	20 días en refrigeración	30 días en refrigeración
Buen estado			
Pardeamiento de pulpa			

Al respecto, Díaz-Pérez *et al.* (2007) mencionan que la temperatura y la humedad son los factores ambientales que tienen una mayor influencia en la calidad de la fruta. Así mismo, Gamble *et al.* (2010) informaron que el tiempo de cosecha puede afectar la calidad de la fruta, la vida útil, la aceptabilidad sensorial y la oportunidad de mercado y que en condiciones de cadena de frío, la fruta cosechada demasiado inmadura es más susceptible a los trastornos de la pulpa internos, en contraste con la fruta con mayores valores de materia seca, que tienen una mayor aceptación sensorial por parte de los consumidores (Arpaia *et al.*, 2003; Burdon *et al.*, 2013).

Tabla 7: Paltas var Hass que alcanzaron la madurez de consumo (4-8 N) cuando fueron almacenadas en anaquel (~20 °C), posterior al almacenamiento en refrigeración

	10A	20A	30A
Buen estado			
Pardeamiento de pulpa			
Pardeamiento vascular			

Por otro lado, se conoce también que, la naturaleza, el momento de la expresión del daño y la gravedad de la lesión por frío dependen de: la especie, el cultivar, el órgano, la madurez, la gravedad, la duración de la exposición a las temperaturas de enfriamiento, el entorno

ambiental antes y después del enfriamiento y otras tensiones que puede experimentar el tejido vegetal (Kader, 2002; Kader y Rolle, 2004). Los frutos generalmente exhiben una mayor lesión por frío una vez que se retiran del almacenamiento en frío y aumenta la actividad metabólica de la fruta (Crisosto *et al.*, 2004).

En la Tabla 8, se presentan los resultados de las evaluaciones cuantitativas (extensión del área pardeada), donde se observa que el área de pardeamiento de pulpa (mesocarpio) se incrementa de no tener pardeamiento a la salida de la refrigeración de las paltas a los 10 y 20 días a un 2.1 por ciento para el día 30 y de 0.7 a 5.1 por ciento, a medida que las paltas fueron madurando luego de haber sido refrigeradas por 10, 20 y 30 días.

Tabla 8: Extensión (área) del pardeamiento de pulpa (%) en la palta var Hass almacenada durante 10, 20 y 30 días en refrigeración (7 °C) y posterior almacenamiento en anaquel (~20 °C) hasta alcanzar la madurez de consumo

	Día 0	Almacenamiento en refrigeración			Almacenamiento en anaquel hasta alcanzar madurez de consumo		
		10	20	30	10A	20A	30A
Área pardeada (%)	0.00	0.00	0.00	2.13	0.76	4.13	5.11

Donde: 10A, 20A y 30A corresponden a la fruta lista para consumo sometida a maduración en condiciones de anaquel después de 10, 20 y 30 días de almacenamiento en frío, respectivamente.

El pardeamiento del mesocarpio en la palta var Hass se da producto de la oxidación vía enzimática de compuestos fenólicos a compuestos oscuros, mediada por la acción de la enzima PFO (Bower y Cutting, 1988, citados por Bill *et al.*, 2014). Imahori *et al.* (2008) confirma que el fenómeno del pardeamiento está relacionado con el deterioro del tejido, que conduce a cambios en la permeabilidad de la membrana y la interacción entre los fenoles y la polifenoloxidasas, los que generalmente se encuentran en compartimentos separados en la célula.

4.8. CORRELACIONES ENTRE LOS INDICADORES EVALUADOS

En la Tabla 9, se muestra las correlaciones entre todos los sistemas de defensa antioxidante: enzimático y no enzimático, la CAOXH, PFO y el pardeamiento evaluado cuantitativamente, a través de la medida del coeficiente de correlación de Pearson (r), el cual mide la relación entre dos variables y toma un rango de -1 a $+1$.

Tabla 9: Coeficiente de correlación de Pearson entre los indicadores evaluados

Variables	Coeficiente de correlación de Pearson (r)
CAOXH vs. PFO	-0.03
CAOXH vs. POD	0.11
CAOXH vs. CAT	0.04
CAOXH vs. SOD	0.13
CAOXH vs. Pardeamiento	-0.35
CFT vs. PFO	0.16
CFT vs. POD	-0.33
CFT vs. CAT	0.25
CFT vs. SOD	-0.28
CFT vs. Pardeamiento	0.20
CAOXH vs. CFT	0.64
PFO vs. POD	-0.53
PFO vs. CAT	0.16
PFO vs. SOD	-0.63
PFO vs. Pardeamiento	0.47
POD vs. CAT	-0.61
POD vs. SOD	0.70
POD vs. Pardeamiento	-0.57
CAT vs. SOD	-0.38
CAT vs. Pardeamiento	0.39
SOD vs. Pardeamiento	-0.56

El coeficiente de correlación establecido entre la SOD y la POD cada una con el pardeamiento fue de -0.56 y -0.57 , respectivamente, estableciéndose una relación inversa, por lo que una menor actividad de la enzima se presentó en paltas con una mayor incidencia de desórdenes fisiológicos (pardeamiento), ello probablemente se debió a que las enzimas SOD y POD actuaron en un primer momento evitando procesos oxidativos, mediados por el anión superóxido y/o peróxido de hidrógeno y cuando estas enzimas ya no pudieron actuar,

se potenció las condiciones oxidativas y por consecuencia el desarrollo del estrés, evidenciándose con la aparición de manchas en el endospermo.

También se encontró una relación directa entre la PFO y el pardeamiento, con un coeficiente de correlación de 0.47, es decir que, aquellas paltas que presentaron daños fisiológicos tuvieron una mayor actividad de la enzima PFO, esto debido a que, el pardeamiento enzimático se produce principalmente por la acción de esta enzima, lo cual coincide con lo mencionado por Lelyveld *et al.* (1984) citados por Zarazúa-Escobar *et al.*, (2005) quienes encontraron que el oscurecimiento de la pulpa está asociado con el incremento de la actividad de PFO, mencionando además que, el almacenamiento a bajas temperaturas predispone el oscurecimiento del mesocarpio. Así mismo, la actividad de la PFO se encuentra íntimamente relacionada con el daño físico ocurrido por la exposición a bajas temperaturas, causando desorden celular, debido a la unión entre la PFO y el sustrato (fenoles) ocasionando la degradación de compuestos fenólicos, síntoma característico de este tipo de estrés, el cual se expresa con una coloración marrón (Zarazúa-Escobar *et al.*, 2005).

Del mismo modo, se detectó una relación directa entre la CAOXH y los CFT ($r = 0.64$), debido a que los CFT son los principales compuestos que brindan la acción antioxidante. También un coeficiente de Pearson de - 0.61, se encontró entre la CAT y POD, ello indicaría que durante la reacción de eliminación de los peróxidos se presenta la acción de una de las enzimas: CAT o POD en su mayoría respecto a la otra y de acuerdo a los resultados encontrados sería la POD la que mayor participación habría tenido respecto a la CAT. Al respecto, se dice que la CAT tiene baja afinidad por el H_2O_2 si se comparan con las afinidades que suelen tener las POD por este mismo compuesto; la enzima CAT exhibe bajas actividades a bajas concentraciones de peróxido; pero presentan altas actividades cuando la concentración de su sustrato es alta (Switala y Loewen, 2002), es posible que en las paltas evaluadas se haya generado una baja cantidad de peróxido.

De la misma manera, se detectó un coeficiente de correlación de -0.53, entre la enzima POD y PFO, es decir, una menor actividad de POD conllevó a una mayor actividad de PFO. Ello podría explicarse porque probablemente la POD actuó evitando procesos oxidativos con la eliminación del peróxido de hidrógeno y cuando este último limitó la actividad de dicha enzima, se observó un incremento en la actividad de la PFO, enzima del pardeamiento

enzimático, debido a un mayor efecto de condiciones oxidativas que antioxidantes. Sugai y Tadini (2006) mencionan una posible actividad sinérgica entre ambas enzimas debido a la generación de peróxido de hidrógeno durante la oxidación de compuestos fenólicos en reacciones catalizadas por PFO.

También se encontró un coeficiente de correlación de -0.63 entre SOD y PFO, es decir, a menor actividad de SOD, mayor fue la actividad de PFO, ello probablemente se debería a que cuando actuó la SOD la PFO no habría actuado o sería muy limitada su acción; la PFO comenzaría a reaccionar cuando la SOD ya no tiene sustratos disponibles y en ese momento habría mayor disponibilidad de sustratos para la acción de la PFO, así como también las condiciones de reacción le serían mas favorables. En la Tabla 8, también se muestra que se encontraron correlaciones bajas entre algunas de las variables evaluadas como entre la CAOXH y CFT con las enzimas (PFO, POD, CAT, SOD) y el pardeamiento.

V. CONCLUSIONES

1. Las características fisicoquímicas como el contenido de materia seca y fracción lipídica no mostraron cambios significativos cuando las paltas var Hass fueron sometidos a condiciones de almacenamiento en refrigeración y en anaquel (posterior a la refrigeración), hasta alcanzar la madurez de consumo.
2. El sistema antioxidante hidrofílico enzimático mostró diversos comportamientos, observándose en general una disminución significativa en la actividad de la superóxido dismutasa y peroxidasa, no presentándose cambios a nivel de la catalasa entre las paltas que fueron almacenadas en refrigeración y cuando alcanzaron su madurez de consumo en anaquel; mientras que el sistema antioxidante hidrofílico no enzimático evaluado como compuestos fenólicos totales y la capacidad antioxidante no mostraron cambios ante las mismas condiciones.
3. Se encontraron correlaciones positivas ($r = 0.47$ a 0.70) entre la capacidad antioxidante y los fenoles totales, entre polifenol oxidasa y el pardeamiento y entre la peroxidasa y superóxido dismutasa. Del mismo modo, se establecieron correlaciones inversas ($r = -0.63$ a -0.53) entre la polifenol oxidasa y peroxidasa, entre la polifenol oxidasa y superóxido dismutasa, entre la peroxidasa y catalasa, entre peroxidasa y el pardeamiento y entre superóxido dismutasa y el pardeamiento.
4. Los resultados de la investigación indican que el almacenamiento de la palta Hass a 7°C por un tiempo mayor a 20 días, tiene un alto impacto en la aparición de manchas oscuras, donde la acción del sistema antioxidante enzimático cobra especial importancia en el grado y extensión del pardeamiento manifestado. Las enzimas antioxidantes: superóxido dismutasa y guayacol peroxidasa actuarían de forma importante menguando el desorden fisiológico.

VI. RECOMENDACIONES

- Evaluar el efecto de las condiciones de almacenamiento en refrigeración y posterior almacenamiento en anaquel, sobre el sistema antioxidante lipofílico de la palta Hass.
- Evaluar el sistema antioxidante hidrofílico y lipofílico durante la maduración de la palta Hass procedente de paltas cultivadas en diferentes regiones del Perú, cuando son sometidas a diferentes tratamientos post-cosecha.
- Realizar un análisis proteómico, en la palta Hass procedente de diferentes cosechas o diferentes regiones donde son cultivadas, cuando son sometidas a refrigeración o atmósfera controlada y posterior maduración en anaquel, para observar los cambios en la expresión de las proteínas en función a los días de almacenamiento y condiciones de éstas, así como para establecer las posibles rutas bioquímicas, que se ponen de manifiesto con el desorden fisiológico (pardeamiento del endospermo y de haces vasculares).
- Evaluar la producción de etileno durante el almacenamiento de la palta Hass, para determinar las correlaciones en el tiempo con las actividades enzimáticas.

VII. BIBLIOGRAFÍA

- Accame, S.; Blanco, A. J.; Sancho, M. F.; Vásquez, L. M. (2018). Análisis de los pequeños productores de palto en el Perú: Propuestas para la mejora de su rendimiento productivo (Tesis de maestría, Universidad ESAN). Recuperada de http://repositorio.esan.edu.pe/bitstream/handle/ESAN/1384/2018_MATP-WE_16-2_01_T.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Aebi, H. (1984). Catalase in Vitro. Formation or removal of oxygen radicals. *Methods in enzymology*, 121-126.
- Agarwal, S.; Shaheen, R. (2007). Stimulation of antioxidant system and lipid peroxidation by abiotic stresses in leaves of *Momordica charantia*. *Brazilian Journal of Plant Physiology*, 19(2): 149-161. doi: 10.1590/s1677-04202007000200007
- Agraria.pe. (2020). Revisado el 15 Jun 2020. Recuperada de <https://agraria.pe/noticias/peru-se-convertiria-en-el-segundo-exportador-mundial-de-palt-20918>
- AgroFórum. (12 de abril de 2018). Postcosecha de la palta Hass: Guía fotográfica de los atributos de calidad. AgroFórum.pe, tu agro herramienta virtual. Recuperado de <https://www.agroforum.pe/agro-noticias/postcosecha-de-palta-hass-guia-fotografica-de-atributos-de-calidad-13374/?langid=1>
- Aguirre-Joya, J. A.; Ventura-Sobrevilla, J.; Martínez-Vásquez, G.; Ruelas-Chacón, X.; Rojas, R.; Rodríguez-Herrera, R.; Aguilera, C. (2017). Effects of a natural bioactive coating on the quality and shelf life prolongation at different storage conditions of avocado (*Persea americana* Mill.) cv. Hass. *Food Packaging and Shelf Life*, 14: 102-107. doi: <https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2017.09.003>
- Alia-Tejagal, I.; Saucedo-Veloz, C.; Martínez-Damián, M. T.; Colinas-León, M. T. (2000). Temperaturas de almacenamiento y maduración en frutos de mamey (*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn). *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 6: 73-78. doi: 10.5154/r.rchsh.1999.11.075

- Alia-Tejacal, I.; Colinas, M. T.; Martínez, M. T.; Soto-Hernández, M. (2002). Factores fisiológicos, bioquímicos y de calidad en frutos de zapote mamey (*Pouteria sapota* Jacq. H.E. Moore & Stearn) durante postcosecha. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 8(2): 263-281. doi: 10.5154/r.rchsh.2001.11.083
- Alia-Tejacal, I.; Colinas, M. T.; Martínez, M. T.; Hernández, R. M. (2005). Daños por frío en zapote mamey (*Pouteria sapota* (Jacq.) H.E. Moore and Stearn). II. Fenoles totales y actividad enzimática. *Rev. Fitotecnia Mex.* 28, 25-32.
- Altunkaya, A; Gökmen, V. (2008). Effect of various inhibitors on enzymatic browning, antioxidant activity and total phenol content of fresh lettuce (*Lactuca sativa*). *Food Chemistry*, 107: 1173-1179. doi: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.09.046>
- AOAC (Association of Official Analytical Chemists). (1995). *Official methods of analysis*. 16th Edition. Washington D.C. USA.
- Aquino-Bolaños, E. N.; Mercado-Silva, E. (2004). Effects of polyphenol oxidase and preoxidase activity, phenolics and lignin content on the browning of cut jicama. *Postharvest Biology and Technology*, 33: 275-283. doi: <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2004.03.009>
- Arnao, M.; Cano, A.; Acosta, M. (2001). The hydrophilic and lipophilic contribution to total antioxidant activity. *Food Chem*, 73: 239-244. doi: [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(00\)00324-1](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(00)00324-1)
- Arpaia, M.; Collin, S.; Sievert, J.; Obenland, D. (2015). Influence of cold storage prior to and after ripening on quality factors and sensory attributes of 'Hass' avocados. *Postharvest Biology and Technology*, 110: 149-157. doi: <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2015.07.016>
- Arpaia, M. L.; Sievert, J.; Collin, S.; Fjeld, K.; Coetzer, M.; Stottlemeyer, D. S. (2003). Avocado postharvest quality, California avocado research symposium, 125-139.
- Ávalos, A.; Pérez-Urria, E. (2009). Metabolismo secundario de plantas. *Reduca*, 2(3): 119-145.
- Ayala-Zavala, J. F.; Wang, S. Y.; Wang, C. Y.; González-Aguilar, G. A. (2004). Effect of storage temperatures on antioxidant capacity and aroma compounds in strawberry fruit. *LWT-Food Science and Technology*, 37(7): 687–695. doi: 10.1016/j.lwt.2004.03.002
- Bailly, C.; Kranner, I. (2011). Analyses of Reactive Oxygen Species and Antioxidants in Relation to Seed Longevity and Germination. *Seed Dormancy*, 343-367. doi: 10.1007/978-1-61779-231-1_20

- Balois, R.; Colinas, M. T.; Peña-Valdivia, C. B.; Chávez-Franco, S. H.; Alia-Tejacal, I. (2007). Sistema de estrés oxidativo, fenoles-polifenol oxidasa-peroxidasa, de frutos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) almacenados con frío. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 13(2): 115-120.
- Balois, R.; Colinas, M. T.; Peña-Valdivia, C. B.; Chávez-Franco, S. H.; Alia-Tejacal, I. (2008). Antisenescence enzymatic system, catalase-superoxide dismutase, in pitahaya (*Hylocereus undatus*) fruits stored at low temperaturas. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 14(3): 295-299.
- Baquero, D. L. E.; Castro, R. J. A.; Narváez, C. C. E. (2005). Catalasa, peroxidasa y polifenoloxidasa en pitaya amarilla (*Acanthocereus pitajaya*): maduración y senescencia. *Acta Biológica Colombiana*, 10: 49-59.
- Ben-Amor, M.; Flores, B.; Latché, A.; Bouzayen, M.; Pech, J. C.; Romojaro, F. (1999). Inhibition of ethylene biosynthesis by antisense ACC oxidase RNA prevents chilling injury in Charentais cantaloupe melons. *Plant Cell EnViron*, 22, 1579-1586. doi: <https://doi.org/10.1046/j.1365-3040.1999.00509.x>
- Bertling, I.; Bower, J.P. (2005). Sugars as energy sources-is there a link to avocado fruit quality? *South African Avocado Growers' Association Year Book*, 28: 24-26.
- Bienert, G. P.; Schjoerring, J. K.; Jahn, T. P. (2006). Membrane transport of hydrogen peroxide. *Biochim Biophys Acta*, 1758: 994-1003. doi: <https://doi.org/10.1016/j.bbamem.2006.02.015>
- Bill, M.; Sivakumar, D.; Thompson, A.; Korsten, L. (2014). Avocado fruit quality management during the postharvest supply chain. *Food Reviews International*. doi: 10.1080/87559129.2014.907304
- Billy, L.; Mehinagic, E.; Royer, G.; Renard, C. M.; Arvisenet, G.; Prost, C.; Jourjon, F. (2008). Relationship between texture and pectin composition of two apple cultivars during storage. *Postharvest Biol. Technol.* 47, 315-324. doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.postharvbio.2007.07.011>.
- Blackey, R. J. (2011). Management of avocado postharvest physiology. *School of Agricultural Sciences and Agribusiness*, 5-53. doi: 10.13140/RG.2.1.3652.7121
- Blackey, R.J.; Bower, J. P.; Bertling, I. (2009). Influence of water and ABA supply on the ripening pattern of avocado (*Persea americana* Mill.) fruit and the prediction of water content using Near Infrared Spectroscopy. *Postharvest Biology and Technology*, 53(1-2): 72-76. doi: 10.1016/j.postharvbio.2009.03.004

- Blackey, R. J.; Tesfay, S. Z.; Bertling, I.; Bower, J. P. (2012). Changes in sugars, total protein, and oil in ‘Hass’ avocado (*Persea americana* Mill.) fruit during ripening. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 87(4): 381-387. doi: <https://doi.org/10.1080/14620316.2012.11512880>
- Blackey, R. J.; Tesfay, S. Z.; Bertling, I.; Bower, J. P. (2014). Ripening physiology and quality of ‘Hass’ avocado (*Persea americana* Mill.) after cold storage at 1 °C. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 89(6): 655-662. doi: [10.1080/14620316.2014.11513134](https://doi.org/10.1080/14620316.2014.11513134)
- Bowler, C.; Van Montagu, M.; Inzé, D. (1992) Superoxide dismutase and stress tolerance. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 43: 83-116. doi: <https://doi.org/10.1146/annurev.pp.43.060192.000503>
- Brummell, D. A. (2006). Cell wall disassembly in ripening fruit. *Functional Plant Biology*, 33, 103-119. doi: [10.1071/FP05234](https://doi.org/10.1071/FP05234)
- Burdon, J.; Connolly, P.; de Silva, N.; Lallu, N.; Dixon, J.; Pak, H. (2013). A meta-analysis using a logit non-linear mixed effects model for ‘Hass’ avocado postharvest performance data. *Postharvest Biol. Technol.* 86, 134, 140. doi: [10.1016/j.postharvbio.2013.06.023](https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2013.06.023)
- Bustos, M. C.; Mazzobre, M. F.; Buera, M. P. (2015). Stabilization of refrigerated avocado pulp: Effect of Allium and Brassica extracts on enzymatic browning. *Food Science and Technology* 61: 89-97. doi: <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2014.11.026>
- Campos, D.; Terán-Hilares, F.; Chirinos, R.; Aguilar, A.; García, D.; Pacheco-Avalos, A.; Pedreschi, R. (2020). Bioactive compounds and antioxidant activity from harvest to edible ripeness of avocado cv. Hass (*Persea americana*) throughout the harvest seasons. doi: [10.1111/IJFS.14474](https://doi.org/10.1111/IJFS.14474)
- Cano, M. P.; Ancos, B.; Lobo, G. (1995). Peroxidase and polyphenoloxidase activities in papaya during postharvest ripening and after freezing/thawing. *J. Food Sci.* 60: 815-817. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1995.tb06236.x>
- Cantwell, M. I.; Peiser, G.; Mercado-Silva, E. (2001). Induction of chilling injury in jicama (*Pachyrhizus erosus*) roots: changes in texture, color and phenolics. *Postharvest Biol. Technology*, 25: 311-32. doi: [10.1016/S0925-5214\(01\)00193-4](https://doi.org/10.1016/S0925-5214(01)00193-4)
- Castellanos, D. A.; Mendoza, R.; Gavara, R.; Herrera, A. O. (2016). Respiration and ethylene generation modeling of “Hass” avocado and feijoa fruits and application in modified atmosphere packaging. *International Journal of Food Properties*, 20(2): 333-349. doi:[10.1080/10942912.2016.1160921](https://doi.org/10.1080/10942912.2016.1160921)

- Chanderbali, A.; Albert, V.; Ashworth, V.; Clegg, M.; Litz, R.; Soltis, D.; Soltis, P. (2008). *Persea americana* (avocado): bringing ancient flowers to fruit in the genomics era. *BioEssays*, 30: 386-396. doi: 10.1002/bies.20721
- Chen, J.; Liu, X.; Li, F.; Li, Y.; Yuan, D. (2017). Cold shock treatment extends shelf life of naturally ripened or ethylene-ripened avocado fruits. *PLOS ONE*, 12(12): 1-13. doi: 10.1371/journal.pone.0189991
- Chrispeels, M. J.; Holuigue, L.; La Torre, R.; Luan, S.; Orellana, A.; Peña-Cortes, H.; Raikhel, N.; Ronald, P.; Trewavas, A. (1999). Signal transduction networks and the biology of plant cells. *Biological Research* 32: 35-60.
- Cowan, A.; Moore-Gordon, C.; Bertling, I.; Wolstenholme, B. (1997). Metabolic control of avocado fruit growth (isoprenoid growth regulators and the reaction catalyzed by 3-hydroxy-3-methylglutaryl coenzyme A reductase). *Plant Physiology*, 114, 511. doi: 10.1104/pp.114.2.511
- Crisosto, C.; Garner, D.; Andris, H.; Day, K. (2004). Controlled delayed cooling extends peach market life. *Hort Technology*, 14: 99-103. doi: 10.21273/HORTTECH.14.1.0099
- Cuadra-Crespo, P.; del Amor, F. M. (2010). Effects of postharvest treatments on fruit quality of sweet pepper at low temperatura. *J Sci. Food Agric.*, 90: 2716-2722. doi: 10.1002/jsfa.4147
- Dat, J.; Vandenabeele, S.; Vranova, E.; Van Montagu, M.; Inze, D.; Van Breusegem, F. (2000). Dual action of the active oxygen species during plant stress responses. *CMLS, Cell. Mol. Life Sci*, 57:779-795. doi: 10.1007/s000180050041
- Defilippi, B.; Ferreyra, R.; Rivera, S. (2015). Optimización de la calidad de palta “Hass”: Herramientas para enfrentar nuevos desafíos. Instituto de Investigaciones Agropecuarias, Chile. Recuperado de http://www.avocadosource.com/papers/Bulletins/DefilippiBruno2015_Chapter7.pdf
- Defilippi, B. G.; Ejsmentewicz, T.; Covarrubias, M. P.; Gudenschwager, O.; Campos-Vargas, R. (2018). Changes in cell wall pectins and their relation to postharvest mesocarp softening of “Hass” avocados (*Persea americana* Mill.). *Plant Physiology and Biochemistry*, 128: 142-151. doi: 10.1016/j.plaphy.2018.05.018
- Del Rio, L. A.; Sandalio, L. M.; Corpas, F. J.; Barroso, J. B. (2006). Reactive oxygen species and reactive nitrogen species in peroxisomes: Production, scavenging, and role in cell signaling. *Plant Physiol* 141: 330-335. doi: 10.1104/pp.106.078204

- Dellapenna, D.; Pogson, B. J. (2006). Vitamin synthesis in plants: tocopherols and carotenoids. *Annu Rev Plant Biol* 57: 711-738. doi: 10.1146/annurev.arplant.56.032604.144301
- Díaz, A. (2003). La estructura de las catalasas. *REB*, 22(2): 76-84.
- Díaz-Pérez, J. C.; Muy-Rangel, M. D.; Mascorro, A. G. (2007). Fruit size and stage of ripeness affect postharvest water loss in bell pepper fruit (*Capsicum annuum* L.) *J. Sci. Food Agr.*, 87 68 73. doi: 10.21273/HORTSCI.41.3.504A
- Ding, H.; Chin, W.Y.; Kinghorn, D.A.; D'Ambrosio, M.S. (2007). Chemopreventive characteristics of avocado fruit. *Semin. Cancer Biol.*; 17(5): 386-394. doi: 10.1016/j.semcancer.2007.04.003
- Ding, Z.; Tian, S.; Meng, X.; Xu, Y. (2009). Hydrogen peroxide is correlated with browning in peach fruit stored at low temperatura. *Front. Chem. Eng. China*, 3(4): 363–374. doi: 10.1007/s11705-009-0246-x
- Donetti, M.; Terry, L. A. (2014). Biochemical markers defining growing area and ripening stage of imported avocado fruit cv. Hass. *Journal of Food Composition and Analysis*, 34(1): 90-98. doi: <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2013.11.011>
- Dorantes, L.; Parada, L.; Ortiz, A. (2004). Avocado: Post-harvest operation. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- Drago, M. E.; López, M.; Sainz, T. (2006). Componentes bioactivos de alimentos funcionales de origen vegetal. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas*, 37(4): 58-68.
- Duan, J.; Wu, R.; Strik, B. C.; Zhao, Y. (2011). Effects of edible coatings on the quality of fresh blueberries (Duke and Elliott) under commercial storage conditions. *Postharvest Biology and Technology*, 59, 71–79. doi: <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2010.08.006>
- Eaks, I. (1978). Ripening, respiration and ethylene production of “Hass” avocado fruits at 20 to 40 °C. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 103, 576-578.
- Escobar, J.; Rodríguez, P.; Cortes, M.; Correa, G. (2019). Influencia de la materia seca como índice de madurez de cosecha y tiempo de almacenamiento en frío sobre la calidad del aguacate cv. Hass producido en la región del Trópico Alto. *Información Tecnológica*, 30(3), 199-210. doi: <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-07642019000300199>

- Ezzeddine, K. (2018). Antioxidantes en el aguacate (Tesis de Fin de Grado, Universidad de La Laguna). Recuperada de <https://riull.ull.es/xmlui/bitstream/handle/915/9548/Antioxidantes%20en%20el%20Aguacate..pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Florissen, P.; Ekman, J. S.; Blumenthal, C.; Mc-Glasson, W. B.; Conroy, J.; Holford, P. (1996). The effects of short heat-treatments on the induction of chilling injury in avocado fruit (*Persea americana* Mill). *Postharvest Biol. Technol.*, 8:129-141. doi: [https://doi.org/10.1016/0925-5214\(96\)00063-4](https://doi.org/10.1016/0925-5214(96)00063-4)
- Gamble, J.; Harker, F. R.; Jaeger, S. R.; White, A.; Bava, C. (2010). The impact of dry matter, ripeness and internal defects on consumer perceptions of avocado quality and intentions to purchase. *Postharv Biol. Technol.*, 57: 35-43. doi: <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2010.01.001>
- Guechev, T. S.; Van Breusegem, F.; Stone, J. M.; Denev, I.; Laloi, C. (2006). Reactive oxygen species as signals that modulate plant stress responses and programmed cell death. *BioEssays* 28: 1091-1101. doi: 10.1002/bies.20493
- George, H. L.; Christoffersen, R. E. (2016). Differential latency toward (–) epicatechin and catechol mediated by avocado mesocarp polyphenol oxidase (PPO). *Postharvest Biology and Technology*, 112: 31-38. doi: 10.1016/j.postharvbio.2015.09.036
- Gestión. (04 de octubre de 2020). Minagri proyecta que exportaciones de palta Hass alcanzarían los US\$ 770 millones este año. Gestión. Recuperada de <https://gestion.pe/economia/minagri-proyecta-que-exportaciones-de-palta-peruana-alcanzarian-los-us-770-millones-este-ano-noticia/?ref=gesr>
- Giannopolitis, C.; Ries, S. (1977a). Superoxide Dismutases: I. Occurrence in Higher Plants. *Plant Physiology*, 59: 309-314. doi: 10.1104/pp.59.2.309
- Giannopolitis, C.; Ries, S. (1977b). Superoxide Dismutases: II. Purification and quantitative relationship with water-soluble protein in seedlings. *Plant Physiology*, 59: 315-318. doi: 10.1104/pp.59.2.315
- Gill, S. S.; Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 48, 909-930. doi: <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2010.08.016>
- Gómez, L. E.; Cuevas, D. B. (2008). Superóxido dismutasas. Metropolitan Autonomous University.

- Gómez-López, V. M. (2002). Some biochemical properties of polyphenol oxidase from two varieties of avocado. *Food Chemistry*, 77: 163-169. doi: 10.1016/S0308-8146(01)00331-4.
- Goulao, L. F.; Oliveira, C. M. (2008). Cell wall modifications during fruit ripening: when a fruit is not the fruit. *Trends in Food Science & Technology*, 19: 4-25. doi: <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2007.07.002>
- Gould, K. S.; McKelvie, J.; Markham, K. R. (2002). Do anthocyanins function as antioxidants in leaves? Imaging of H₂O₂ in red and green leaves after mechanical injury. *Plant Cell Environ*, 25: 1261–1269. doi: <https://doi.org/10.1046/j.1365-3040.2002.00905.x>
- Hansberg, T. W. (2002). Biología de las especies de oxígeno reactivas. *Mensaje Bioquímico*, 26: 19-54.
- Hariyadi, P.; Parkin, K. L. (1991). Chilling-induced oxidative stress in cucumber fruits. *Postharvest Biology Technology*, 1, 33-45. doi: [https://doi.org/10.1016/0925-5214\(91\)90017-6](https://doi.org/10.1016/0925-5214(91)90017-6)
- Hofman, P. J.; Jobin-Decor, M.; Meiburg, G. F.; Macnish, A. J.; Joyce, D. C. (2000). Ripening and quality responses of avocado, custard apple, mango and papaya fruit to 1-methylcyclopropene. *Aust. J. Exp. Agric.* 41, 567-572. doi: 10.1071/EA00152
- Ighodaro, O. M.; Akyunloye, O. A. (2017). First line defence antioxidants-superoxide dismutase (SOD), catalase (CAT) and glutathione peroxidase (GPX): Their fundamental role in the entire antioxidant defence grid. *Alexandria Journal of Medicine*. doi: 10.1016/j.ajme.2017.09.001.
- Imahori, Y.; Takemura, M.; Bai, J. (2008). Chilling-induced oxidative stress and antioxidant responses in mume (*Prunus mume*) fruit during low temperature storage. *Postharvest Biol. Technol.*, 49: 54-60. doi: <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2007.10.017>
- Jajic, I.; Sarna, T.; Strzalka, K. (2015). Senescence, Stress, and Reactive Oxygen Species. *Plants*, 4, 393-411. doi: 10.3390/plants4030393.
- Jeong, J.; Huber, D. J.; Sargent, S. A. (2002). Influence of 1-methylcyclopropene (1-MCP) on ripening and cell-wall matrix polysaccharides of avocado (*Persea americana*) fruit. *Postharv Biol. Technol.*, 25, 241-256. doi: [https://doi.org/10.1016/S0925-5214\(01\)00184-3](https://doi.org/10.1016/S0925-5214(01)00184-3)
- Jiménez, M.; Escribano-Cebrián, J.; García-Carmona, F. (1998). Oxidation of the flavonol fisetin by polyphenol oxidase. *Biochimica et Biophysica Acta* 1425(3): 534-542. doi: 10.1016/s0304-4165(98)00108-1

- Jiménez, M.; García-Carmona, F. (1999). Myricetin, an antioxidant flavonol, is a substrate of polyphenol oxidase. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 79(14): 1993-2000. doi: [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1097-0010\(199911\)79:14<1993::AID-JSFA467>3.0.CO;2-H](https://doi.org/10.1002/(SICI)1097-0010(199911)79:14<1993::AID-JSFA467>3.0.CO;2-H)
- Jin, J.; Shan, N.; Ma, N.; Bai, J.; Gao, J. (2006). Regulation of ascorbate peroxidase at the transcript level is involved in tolerance to postharvest water deficit stress in the cut rose (*Rosa hybrida* L.) cv. Samantha. *Postharvest Biol. Technol.* 40, 236-243. doi: <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2006.01.014>
- Kader, A. A. (2002). *Postharvest technology of horticultural crops*. 3 ed. ANR Publications, Oakland, CA, USA.
- Kader, A. A.; Arpaia, M. L. (2001). *Avocado: recommendations for maintaining postharvest quality*. Recuperado de: <http://postharvest.ucdavis.edu/produce/producefacts/fruit/avocado.html>.
- Kader, A. A.; Rolle, R. S. (2004). The role of post-harvest management in assuring the quality and safety of horticultural produce. FAO, pp 13.
- Kassim, A.; Workneh, T. S.; Bezuidenhout, C. N. (2013). A review on postharvest handling of avocado fruit. *African Journal of Agricultural Research*, 8(21): 2385-2402. doi: 10.5897/AJAR12.1248
- Kevers, C.; Falkowski, M.; Tabart, J.; Defraigne, J.; Dommès, J.; Pincemail, J. (2007). Evolution of antioxidant capacity during storage of selected fruits and vegetables. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55(21): 8596-8603. doi: <https://doi.org/10.1021/jf071736j>
- Kok, R. D.; Bower, J. P.; Bertling, I. (2012). The physiological effects of ultra-low temperature shipping and cold chain break on “Hass” avocados. *Horticultural Science*, Pietermaritzburg, Sudáfrica.
- Lafuente, M.; Sala, J. M. (2000). Catalase enzyme activity is related to tolerance of mandarin fruits to chilling. *Postharvest Biology and Technology*, 20: 81-89. doi: [https://doi.org/10.1016/S0925-5214\(00\)00115-0](https://doi.org/10.1016/S0925-5214(00)00115-0)
- Lafuente, M.; Sala, J. M.; Zacarias, L. (2004). Active Oxygen Detoxifying Enzymes and Phenylalanine Ammonia-lyase in the Ethylene-Induced Chilling Tolerance in Citrus Fruit. *J. Agric. Food Chem.* 52, 3606-3611. doi: 10.1021/jf035185i
- Lallum, N.; Punter, M.; Haynes, G.; Pidakala, P.; Burdon, J. (2004). Role of water loss in ripening of ‘Hass’ avocado. *New Zeland Avocado Growers’ Association Annual Research Report*, 4: 70-79.

- Landahl, S.; Meyer, M. D.; Terry, L. A. (2009). Spatial and Temporal Analysis of Textural and Biochemical Changes of Imported Avocado cv. Hass during Fruit Ripening. *J. Agric. Food Chem.* 57, 7039-7047. doi: 10.1021/jf803669x
- Lee, J.; Koo, N.; Min, D. (2004). Reactive oxygen species, aging, and antioxidative nutraceuticals. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 3: 21-33. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1541-4337.2004.tb00058.x>
- Lemmer, D.; Malumane, R. T.; Ntandane, J.; Kruger, F. J. (2006). Extended storage trials with South African avocados. *South African Avocado Growers Association Yearbook*, 29, 10-13.
- León, J. C. (24 de septiembre de 2019). Exportaciones de palta Hass por parte de Perú alcanzaron las 285 mil toneladas en la campaña 2019. Agencia Agraria de Noticias. Recuperado de <https://www.agraria.pe/noticias/exportaciones-de-palta-hass-por-parte-de-peru-alcanzaron-las-19886>
- Lim, C. S.; Kang, S. M.; Cho, J. L. (2009). Antioxidizing enzyme activities in chilling-sensitive and chilling-tolerant pepper fruit as affected by stage of ripeness and storage temperature. *J. Am. Soc. Hortic. Sci.*, 134:156–163. doi: <https://doi.org/10.21273/JASHS.134.1.156>
- Lukatkin, A. S. F. (2002). Contribution of oxidative stress to the development of cold induced damage to leaves of chilling-sensitive plants: The activity of antioxidant enzymes during plant chilling. *Russian Journal of Plant Physiology*, 49, 782–788. doi: 10.1023/A:1020965629243
- Magaña, W.; Balbín, M.; Corrales, J.; Rodriguez, A.; Saucedo, C.; Cañizares, E.; Sauri, E. (2004). Efecto de la frigoconservación en el comportamiento fisiológico de frutas de pitahaya (*Hylocereus undatus Haworth*). *Cultivos Tropicales*, 25(4): 33-39.
- Mahattanatawee, K.; Manthey, J.; Luzio, G.; Talcott, S.; Goodner, K.; Baldwin, E. (2006). Total antioxidant activity and fiber content of select Florida-grown tropical fruits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54(19): 7355-7363. doi: 10.1021/jf060566s
- Márquez, C.; Yepes, D. P.; Sánchez, L.; Osorio, J. A. (2014). Changes physical-chemical of avocado (*Persea americana* Mill. cv. “Hass”) in postharvest for two municipalities of Antioquia. *TEMAS AGRARIOS*, 19: 32-47.
- Martin, D. A. (2018). Los compuestos fenólicos: un acercamiento a su biosíntesis, síntesis y actividad biológica. *Revista de Investigación Agraria y Ambiental*, 9: 81-104. doi: <https://doi.org/10.22490/21456453.1968>

- Martínez-Damián, M. T.; Cruz, O.; Colinas, M. T.; Rodríguez, J. E.; Ramírez, S. P. (2013). Actividad enzimática y capacidad antioxidante en menta (*Mentha piperita* L.) almacenada bajo refrigeración. *Agronomía Mesoamericana*, 24(1): 57-69. doi: 10.15517/am.v24i1.9641
- Martinez, M.; Whitaker, J. (1995). The biochemistry and control of enzymatic browning. *Trends in Food Science & Technology*, 6(6), 195–200. doi: [https://doi.org/10.1016/S0924-2244\(00\)89054-8](https://doi.org/10.1016/S0924-2244(00)89054-8)
- Mehlhorn, R.; Tabner, B. J.; Wellburn, A. R. (1990). Electron spin resonance evidence for the formation of free radicals in plants exposed to ozone. *Physiol. Plant.* 79, 377–383. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.1990.tb06756.x>
- Meurens, M.; Baeten, V.; Yan, S.; Mignolet, E.; Larondelle, Y. (2005). Determination of conjugated linoleic acid in cow's milk fat by Fourier transform Raman spectroscopy. *J. of Agri. And Food Chem*, 53: 5831-5835. doi: <https://doi.org/10.1021/jf0480795>
- Meyer, M. D.; Terry, L. A. (2008). Development of a rapid method for the sequential extraction and subsequent quantification of fatty acids and sugars from avocado mesocarp tissue. *J. Agric. Food Chem*, 56(16): 7439-7445. doi: 10.1021/jf8011322
- Ministerio de Agricultura y Riego. (2017). Palta: Avocado fact sheet. Recuperado de http://agroaldia.minagri.gob.pe/biblioteca/download/pdf/tematicas/f-taxonomia_plantas/f01-cultivo/palta.pdf
- Mittler, R.; Vanderauwera, S.; Gollery, M.; Van Breusegem, F. (2004). Reactive oxygen gene network of plants. *Trends Plant Science*, 9: 490-498. doi: <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2004.08.009>
- Moller, I. M. (2001). Plant mitochondria and oxidative stress: Electron transport, NADPH turnover, and metabolism of reactive oxygen species. *Annu Rev Plant Physiol Plant Mol Biol* 52: 561-591. doi: 10.1146/annurev.arplant.52.1.561
- Moons, A. (2005). Regulatory and functional interactions of plant growth regulators and plant glutathione S-transferases (GSTs). *Plant Hormones* 72: 155-202. doi: 10.1016/S0083-6729(05)72005-7
- Moreno, L.; Crespo, S.; Pérez, W.; Melgarejo, L. M. (2015). Pruebas bioquímicas como herramientas para estudios en fisiología. *Laboratorio de fisiología y bioquímica vegetal*. Universidad Nacional de Colombia. 187-248 pp.
- Muy, R. D.; Siller, J.; Díaz, J.; Valdez, B. (2004). Las condiciones de almacenamiento y el encerado afectan el estado hídrico y la calidad de mango. *Rev. Fitotec. Mex.* 27: 201-209.

- Ndiaye, C.; Xu, S. Y.; Wang, Z. (2009). Steam blanching effect on polyphenoloxidase, peroxidase and colour of mango (*Mangifera indica* L.) slices. *Food Chemistry*, 113(1): 92-95. doi: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.07.027>
- Olaeta, J.; Undurraga, P.; Schwartz, M. (1999). Determinación de la evolución y caracterización de los aceites en paltas (*Persea americana* Mill.) cvs. Fuerte y Hass cultivados en Chile. *Revista Chapingo, Serie Horticultura*. 5: 117-122.
- Ortiz-Viedma, J.; Rodríguez, A.; Vega, C.; Osorio, F.; Defillipe, B.; Ferreira, R.; Saavedra, J. (2017). Textural, flow and viscoelastic properties of Hass avocado (*Persea americana* Mill.) during ripening under refrigeration conditions. *Journal of Food Engineering*, 1-9. doi: 10.1016/j.jfoodeng.2017.09.014
- Oueslati, S.; Karray-Bouraoui, N.; Attia, H.; Rabhi, M.; Ksouri, R.; Lachal, M. (2010). Physiological and antioxidant responses of *Mentha pulgium* (Pennyroyal) to salt stress. *Acta Physiologiae Plantarum*, 32: 289-296. doi: 10.1007/s11738-009-0406-0
- Ozdemir, F.; Topuz, A. (2004). Changes in dry matter, oil content and fatty acids composition of avocado during harvesting time and post-harvesting ripening period. *Food Chemistry* 86: 79-83. doi: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2003.08.012>
- Padda, M. S.; Picha, D. H. (2008). Effect of low temperature storage on phenolic composition and antioxidant activity of sweet potatoes. *Postharvest Biol. Technology*, 47: 176-180. doi: 10.1016/j.postharvbio.2007.06.014
- Pak, H. A.; Dixon, J.; Cutting, J. G. M. (2003). Influence of early season maturity on fruit quality in New Zealand 'Hass' avocados. *New Zealand avocado growers association annual research report*, Tauranga, 3, 54-59.
- Paladino, S. C. (2006). Actividad antioxidante de los compuestos fenólicos contenidos en las semillas de la vid (*Vitis vinifera* L.) (Tesis de maestría). Recuperado de http://bdigital.uncu.edu.ar/objetos_digitales/2627/tesispaladino.pdf
- Passardi, F.; Penel, C.; Dunand, C. (2004). Performing the paradoxical: how plant peroxidases modify the cell wall. *Trends Plant Sci* 9: 534-540. doi: 10.1016/j.tplants.2004.09.002
- Pedreschi, R.; Uarrota, V.; Fuentealba, C.; Alvaro, J.; Olmedo, P.; Defilippi, B.; Meneses, C.; Campos-Vargas, R. (2019). Primary metabolism in avocado fruit. *Frontiers in Plant Science*, 10: 795. doi: 10.3389/fpls.2019.00795
- Peñarrieta, J. M.; Tejeda, L.; Mollinedo, P.; Villa, J. L.; Bravo, J. A. (2014). Compuestos fenólicos y su presencia en alimentos. *Revista Boliviana de Química*, 31(2): 68-81.

- Plaza, F. (15 de febrero de 2021). Peru exportaría 450 mil toneladas de paltas este año, lo que presentaría un incremento de 10%. Agencia Agraria de Noticias. Recuperado de <https://agraria.pe/noticias/peru-exportaria-450-mil-toneladas-de-paltas-este-ano-lo-que--23678>
- Polovnikova, M. G.; Voskresenskaya, O. L. (2008). Activities of antioxidant system components and polyphenol oxidase in ontogeny of lawn grasses under megapolis conditions. *Russian Journal of Plant Physiology*, 55(5), 699-705. doi: 10.1134/s1021443708050154
- Porrás-Loaiza, A.P.; López-Malo, A. (2009). Importancia de los grupos fenólicos en los alimentos. *Temas selectos de Ingeniería de Alimentos*, 3(1): 121-134.
- Quan, L. J.; Zhang, B.; Shi, W. W.; Li, H. Y. (2008). Hydrogen Peroxide in Plants: a Versatile Molecule of the Reactive Oxygen Species Network. *Journal of Integrative Plant Biology*, 50(1): 2-18. doi: 10.1111/j.1744-7909.2007.00599.x
- Queiroz, C.; Mendes, M. L.; Fialho, E.; Valente-Mesquita, V. L. (2008). Polyphenol oxidase: characteristics and mechanisms of browning control. *Food Reviews International*, 24: 361–375. doi: 10.1080/87559120802089332
- Quiñones, M.; Miguel, M.; Aleixandre, A. (2012). Los polifenoles, compuestos de origen natural con efectos saludables sobre el sistema cardiovascular. *Nutrición Hospitalaria*, 27, 76-89.
- Rengifo, P. G. (2014). Caracterización del aceite de la semilla de palta *Persea Americana* Mill. Var. Hass fuerte y medición de su actividad antioxidante (Tesis doctoral, Universidad Nacional Mayor de San Marcos). Recuperada de http://cybertesis.unmsm.edu.pe/bitstream/handle/cybertesis/3869/Rengifo_gp.pdf;jsessionid=90359CDC1ADCED33272B96886F78E9A6?sequence=1
- Robards, K.; Prenzler, P. D.; Tucker, G.; Swatsitang, P.; Glover, W. (1999). Phenolic compounds and their role in oxidative processes in fruits. *Food Chem*, 66, 401-436. doi: [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(99\)00093-X](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(99)00093-X)
- Robayo, A. T. (2016). Caracterización fisicoquímica de diferentes variedades de aguacate (*Persea americana* Mill.) e implementación de un método de extracción del aceite de aguacate como alternativa de industrialización (Tesis de maestría, Universidad Nacional de Colombia). Recuperado de <http://bdigital.unal.edu.co/56953/13/angietatianarobayomedina.2016.pdf>
- Robinson, D. S. (1991). Peroxidases and their significance in fruits and vegetables. In *Food Enzymology*. Elsevier Applied Science, 399-426.

- Robson, C. A.; Vanlerberghe, G. C. (2002). Transgenic plant cells lacking mitochondrial alternative oxidase have increased susceptibility to mitochondria-dependent and independent pathways of programmed cell death. *Plant Physiology* 129: 1908-1920. doi: <https://doi.org/10.1104/pp.004853>
- Rodríguez, R. (2017). Efecto de la aplicación postcosecha de un recubrimiento natural y aceites esenciales en el sistema antioxidante y metabolismo secundario de aguacate (*Persea americana* Mill., cv. "Hass") orgánico (Tesis de maestría). Recuperada de <http://ri-ng.uaq.mx/bitstream/123456789/1346/1/RI007539.pdf>
- Rodríguez-Carpena, J. G.; Morcuende, D.; Andrade, M. J.; Kulli, P.; Estévez, M. (2011). Avocado (*Persea americana* Mill.) phenolics, in vitro antioxidant and antimicrobial activities, and inhibition of lipid and protein oxidation in porcine patties. *J. Agric. Food Chem.*, (59): 5625-5635. doi: 10.1021/jf1048832
- Rojas-Reyes, J. O.; Robles-Olvera, V.; Carvajal-Zarrabal, O.; Castro, C.; Waliszewski, K. N.; Aguilar-Uscanga, M. G. (2014). Purification and characterization of peroxidase from avocado (*Persea americana* Mill, cv. Hass). *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 94(9), 1844–1853. doi:10.1002/jsfa.6503
- Román, E. A.; Yahia, E. (2002). Manejo postcosecha del aguacate. *Revista de la Facultad de Química Farmacéutica*, 9(2): 5-16. Recuperado de <http://www.redalyc.org/pdf/1698/169818107001.pdf>
- Romero, C. A. (2015). La palta, producto estrella de exportación: Tendencias de la producción y el comercio de palta en el mercado internacional y nacional. Ministerio de Agricultura y Riego, Lima. Recuperado de <https://www.minagri.gob.pe/portal/analisis-economico/analisis-2015?download=6825:la-palta-producto-estrella-de-exportacion-enero-2015>
- Romero, C. A. (2019). La Situación del Mercado Internacional de la Palta: Su análisis desde una perspectiva de las exportaciones peruanas. Ministerio de Agricultura y Riego, Lima. Recuperado de <http://minagri.gob.pe/portal/analisis-economico/analisis-2019?download=14480:la-situacion-del-mercado-internacional-de-la-palta&start=20>
- Rouhier, N.; Gelhaye, E.; Jacquot, J. P. (2004). Plant glutaredoxins: still mysterious reducing systems. *Cell Mol Life Science*, 61: 1266-1277. doi: 10.1007/s00018-004-3410-y
- Sairam, R. K.; Srivastava, G. C.; Saxena, D. C. (2000). Increased antioxidant activity under elevated temperature: a mechanism of heat stress tolerance in wheat genotypes. *Biol. Plant.* 43, 245–251. doi: 10.1023/A:1002756311146

- Salas, H. J. (2012). Investigación de mercado para la exportación de palta Hass al mercado de Italia (Tesis de pregrado, Universidad de San Martín de Porres). Recuperada de http://www.repositorioacademico.usmp.edu.pe/bitstream/usmp/957/1/salas_h.pdf
- Sala, J. M.; Lafuente, M. T. (2004). Antioxidant enzymes activities and rindstaining in 'Naveline' oranges as affected by storage relative humidity and ethylene conditioning. *Postharvest Biol. Technol.* 31, 277–285. doi: <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2003.10.002>
- Schaffer, B.; Wolstenholme, B. N.; Whiley, A. W. (2013). The avocado botany, production and uses. CABI Publishing, New York. doi: 10.1079/9781845937010.0000
- Sellamuthu, P.; Sivakumara, D.; Soundya, P.; Korstenb, L. (2013). Essential oil vapours suppress the development of anthracnose and enhance defence related and antioxidant enzyme activities in avocado fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 81: 66-72. doi: 10.1016/j.postharvbio.2013.02.007
- Shigeoka, S.; Ishikawa, T.; Tamoi, M.; Miyagawa, Y.; Takeda, T.; Yabuta, Y.; Yoshimura, K. (2002). Regulation and function of ascorbate peroxidase isoenzymes. *J. Exp. Bot.* 53, 1305–1319. doi: <https://doi.org/10.1093/jexbot/53.372.1305>
- Singleton, L.; Rossi, J. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, 16: 144-158.
- Sugai, A. Y.; Tadini, C. C. (2006). Thermal inactivation of mango (*Mangifera indica* L. variety Palmer) puree peroxidase, 2006 CIGR Section VI International Symposium on Future of Food Engineering. Warsaw: Food Engineering Laboratory, Chemical Engineering Department, Escola Politécnica, São Paulo University.
- Switala, J.; Loewen, P. C. (2002). Diversity of Properties Among Catalases. *Arch Biochem Biophys.* 401: 145-154. doi: 10.1016/S0003-9861(02)00049-8
- Taibi, K.; Taibi, F.; Abderrahim, L. A.; Ennajah, A.; Belkhodja, M.; Mulet, J. M. (2016). Effect of salt stress on growth, chlorophyll content, lipid peroxidation and antioxidant defence systems in *Phaseolus vulgaris* L. *South African Journal of Botany* 105, 306-312. doi: <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2016.03.011>
- Terán, F. (2020). Características metabolómicas durante la maduración de palta (*Persea americana*) cv. Hass procedente de tres cosechas sometidas a refrigeración (Tesis de Maestría, Universidad Nacional Agraria La Molina). Recuperada de <http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/4335/teran-hilares-felix.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

- Tesfay, S. Z.; Bertling, I.; Bower, J. P. (2010). Anti-oxidant levels in various tissues during the maturation of 'Hass' avocado (*Persea americana* Mill.). *Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 85(2): 106-112. doi: <https://doi.org/10.1080/14620316.2010.11512639>
- Thompson, A. K. (2010). *Controlled atmosphere storage of fruits and vegetables*. CAB International, 2.
- Uarrota, V.; Segatto, G.; Voytena, A.; Maraschin, M.; Vásquez, L.; Kazama, D.; Coelho, C.; Arruda, C. (2018). Metabolic fingerprinting of water-stressed soybean cultivars by gas chromatography, near-infrared and UV-visible spectroscopy combined with chemometrics. *J. Agro. Crop. Sci*, 1-16. doi: 10.1111/jac.12311
- Undurraga, P.; Olaeta, J. A.; Opazo, G. (2003). Caracterización histológica y bioquímica de desórdenes fisiológicos en paltas (*Persea americana* Mill.) cv. Hass en almacenaje refrigerado, en dos estados de madurez. Facultad de Agronomía Pontificia Universidad Católica de Valparaíso-Chile.
- Van de Velde, F.; Rantwijk, F.; Sheldon, R. A. (2001). Improving the catalytic performance of peroxidases in organic synthesis. *Trends Biotechnology*, 19: 73-80. doi: [https://doi.org/10.1016/S0167-7799\(00\)01529-8](https://doi.org/10.1016/S0167-7799(00)01529-8)
- Van Rooyen, Z. (2006). Factors affecting mesocarp discoloration severity in Pinkerton avocados, *Horticultural Science*. University of KwaZulu-Natal, Pietermaritzburg.
- Venereo, R. (2002). Daño oxidativo, radicales libres y antioxidantes. *Rev Cubana Med Milit*, 31(2): 126-33. Recuperado de <http://scielo.sld.cu/pdf/mil/v31n2/mil09202.pdf>
- Vieira, M. J.; Argenta, L. C.; Mattheis, J. P.; Amarante, C. V. T.; Steffens, C. A. (2017). Relationship between dry matter content at harvest and maturity index and post-harvest quality of 'Fuji' apples. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 40 (2). doi: 10.1590/0100-29452018596
- Villa-Rodríguez, J.; Molina-Corral, F. J.; Ayala-Zavala, J. F.; Olivas, G.; González-Aguilar, G. (2011). Effect of maturity stage on the content of fatty acids and antioxidant activity of 'Hass' avocado. *Food Research International*, 44: 1231-1237. doi: 10.1016/j.foodres.2010.11.012
- Villa-Rodríguez, J. A.; Yahia, E. M.; González-León, A.; Ifie, I.; Robles-Zepeda, R. E.; Domínguez-Ávila, J. A.; González-Aguilar, G. A. (2020). Ripening of 'Hass' avocado mesocarp alters its phytochemical profile and the in vitro cytotoxic activity of its methanolic extracts. *South African Journal of Botany*, 128: 1-8. doi: <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2019.09.020>

- Villar, M. I. (2016). Composición nutricional y componentes bioactivos de cuatro variedades de paltas (*Persea americana*) comerciales chilenas: Comparación de componentes bioactivos, cosechas 2011-2011-2 (Tesis de pregrado, Universidad de Chile). Recuperado de <http://repositorio.uchile.cl/bitstream/handle/2250/137794/Composicion-nutricional-y-componentes-bioactivos-de-cuatro-variedades-de-paltas-persea-americana.pdf;sequence=1>
- Vogiatzi, G.; Tousoulis, D.; Stefanadis, C. (2009). The role of oxidative stress in atherosclerosis hellenic. *J. Cardiol.* 50: 402.
- Wakabayashi, K.; Chun, J. P.; Huber, D. J. (2000). Extensive solubilization and depolymerization of cell wall polysaccharides during avocado (*Persea americana*) ripening involves concerted action of polygalacturonase and pectinmethylesterase. *Physiol. Plant*, 108, 345-352. doi: 10.1034/j.1399-3054.2000.108004345.x.
- Wang, C. Y. (1995). Effects of temperature preconditioning on catalase, peroxidase, and superoxide dismutase in chilled zucchini squash. *Postharvest Biol. Technol.* 5, 67-76. doi: [https://doi.org/10.1016/0925-5214\(94\)00020-S](https://doi.org/10.1016/0925-5214(94)00020-S)
- Wang, C. Y. (2000). Postharvest techniques for reducing low temperature injury in chilling sensitive commodities. *Improving Postharvest Technologies for Fruits, Vegetables and Ornamentals*, 2: 467-473.
- Wang, M.; Zheng, Y.; Khuong, T.; Lovatt, C. (2012). Effect of harvest date on the nutritional quality and antioxidant capacity in Hass avocado during storage. *Food Chemistry*, 135: 694-698. doi: 10.1016/j.foodchem.2012.05.022
- White, A.; Woolf, A.; Harker, R.; Davy, M. (1999). Measuring avocado firmness: assessment of various methods. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 5: 389-392.
- Wongsheree, T.; Ketsa, S.; Van Doorn, W. G. (2009). The relationship between chilling injury and membrane damage in lemon basil (*Ocimum citriodourum*) leaves. *Postharvest Biol. Technology*, 51: 91-96.
- Woolf, A. B.; Requejo-Tapia, R.; Cox, K. A.; Jackman, R.; Gunson, A.; Arpaia, M. L.; White, A. (2005). 1-MCP reduces physiological storage disorders of 'Hass' avocados. *Postharvest Biology and Technology* 35: 43-60. doi: <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2004.07.009>
- Woolf, A. B.; Wexler, A.; Prusky, D.; Kobilier, E.; Lurie, S. (2000). Direct sunlight influences postharvest temperature responses and ripening of five avocado cultivars. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.*, 125: 370-376.

- Woolf, A. B.; Wibisono, R.; Farr, J.; Hallett, I.; Richter, L.; Oey, I.; Wohlers, M.; Zhou, J.; Fletcher, G.; Requejo-Jackman, C. (2013). Effect of high pressure processing on avocado slices. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, 18, 65–73. doi: 10.1016/j.ifset.2013.02.011
- Yahia, E. M.; Woolf, A. B. (2011). *Avocado (Persea americana Mill.)*. Postharvest biology and technology of tropical and subtropical fruits. Woodhead Publishing, Cambridge, UK, (2): 125-185.
- Yahia, E. M.; González-Aguilar, G. (1998). Use of passive and semi-active atmospheres to prolong the postharvest life of avocado fruit. *LWT-Food Science and Technology*, 31(7-8), 602-606. doi: <https://doi.org/10.1006/fstl.1998.0383>
- Yanishlieva, N. V.; Marinova, E.; Pokorny, J. (2006). Natural antioxidant from herbs and spices. *European Journal Lipids Science Technology*, 108: 776-793. doi: <https://doi.org/10.1002/ejlt.200600127>
- Zarazúa-Escobar, J. A.; Martínez-Damián, M. T.; Colinas-León, M. T.; Barrientos-Priego, A. F.; Aguilar-Melchor, J. J. (2005). Frigoconservación y atmósferas modificadas en frutos de aguacate mínimamente procesado. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 11: 143-148. doi: 10.5154/r.rchsh.2002.11.073
- Zhang, C.; Xiong, Z.; Yang, H.; Wu, W. (2019). Changes in pericarp morphology, physiology and cell wall composition account for flesh firmness during the ripening of blackberry (*Rubus spp.*) fruit. *Scientia Horticulturae*, 250, 59-68. doi: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.02.015>

VIII. ANEXOS

ANEXO 1: ECUACIONES DE CURVAS ESTÁNDAR EMPLEADAS EN CADA DETERMINACIÓN ANALÍTICA

a. Ácidos grasos

Ecuaciones y sus respectivos coeficientes de correlación obtenidas de las curvas estándares para cada ácido graso:

$$\text{Ácido palmítico: } Y = 0.7233424X + 0.3958861 \quad R^2 = 0.98817$$

$$\text{Ácido palmitoleico: } Y = 1.028598X + 3.983208e-002 \quad R^2 = 0.98708$$

$$\text{Ácido oleico: } Y = 0.7405914X + 0.5188024 \quad R^2 = 0.98798$$

$$\text{Ácido linoleico: } Y = 0.9047924X + 8.383733e-002 \quad R^2 = 0.98635$$

$$\text{Ácido } \alpha\text{-linolénico: } Y = 1.061105X + 3.813080e-002 \quad R^2 = 0.98036$$

Dónde: X (mg del analito/L); Y (Área)

b. Compuestos fenólicos totales y capacidad antioxidante hidrofílica

Ecuaciones y sus respectivos coeficientes de correlación obtenidas de las curvas estándares para los compuestos fenólicos totales y capacidad antioxidante hidrofílica:

$$\text{CFT (ácido gálico): } Y = 34.719X + 0.0422 \quad R^2 = 0.9986$$

Dónde: X (mg de ácido gálico/mL); Y (Absorbancia)

$$\text{CAOXH: } Y = 1.2584X + 0.0023 \quad R^2 = 0.9907$$

Dónde: CAOx. (Capacidad antioxidante); X ($\mu\text{mol TE/mL}$); Y (Absorbancia)

ANEXO 2: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA EL CONTENIDO DE MATERIA SECA DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO

Tabla ANOVA para el contenido de materia seca por días en almacenamiento

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	24.2123	6	4.03539	0.85	0.5404
Intra grupos	132.387	28	4.7281		
Total (Corr.)	156.599	34			

ANEXO 3: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA EL CONTENIDO DE FRACCIÓN LIPÍDICA DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO

Tabla ANOVA para el contenido de fracción lipídica por días en almacenamiento

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	19.3046	6	3.21744	1.75	0.1464
Intra grupos	51.492	28	1.839		
Total (Corr.)	70.7967	34			

ANEXO 4: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA TASA DE RESPIRACIÓN DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C)

Tabla ANOVA para la tasa de respiración por días en almacenamiento

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	47666.9	3	15889.0	24.52	0.0000
Intra grupos	23331.1	36	648.086		
Total (Corr.)	70998.0	39			

Pruebas de Múltiple Rangos para la tasa de respiración por días en almacenamiento

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
DIA 0	10	181.289	X
10 R	10	245.087	X
30 R	10	252.99	X
20 R	10	273.72	X

ANEXO 5: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA EL PORCENTAJE DE PÉRDIDA DE PESO DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO

Prueba de Kruskal-Wallis para el porcentaje de pérdida de peso por días en almacenamiento

<i>Días en almacenamiento</i>	<i>Tamaño Muestra</i>	<i>Rango Promedio</i>
10A	5	27.4
10R	5	3.0
20A	5	21.0
20R	5	8.6
30A	5	20.6
30R	5	12.4

Estadístico = 26.5381 Valor-P = 0.0000701577

Pruebas de Múltiple Rangos para el porcentaje de pérdida de peso por días en almacenamiento

Método: 95.0 porcentaje Bonferroni

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
10 R	5	2.8756	X
20 R	5	5.153	X
30 R	5	5.8624	X
30 A	5	8.7152	X
20 A	5	8.9084	X
10 A	5	9.9684	X

ANEXO 6: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA ACTIVIDAD DE LA SUPERÓXIDO DISMUTASA DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO

Tabla ANOVA para la actividad enzimática de superóxido dismutasa por días en almacenamiento

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	16.3128	6	2.7188	11.67	0.0000
Intra grupos	6.52121	28	0.2329		
Total (Corr.)	22.834	34			

Pruebas de Múltiple Rangos para la actividad enzimática de superóxido dismutasa por días en almacenamiento

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
10 A	5	1.2596	X
30 A	5	1.3928	X
20 A	5	1.4928	X
30 R	5	2.1056	XX
10 R	5	2.7164	X
DIA 0	5	2.8926	X
20 R	5	2.9248	X

ANEXO 7: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA ACTIVIDAD DE LA CATALASA DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO

Tabla ANOVA para la actividad enzimática de la catalasa por días en almacenamiento

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	444031.	6	74005.2	2.83	0.0279
Intra grupos	732075.	28	26145.5		
Total (Corr.)	1.17611E6	34			

Pruebas de Múltiple Rangos para la actividad enzimática de la catalasa por días en almacenamiento

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
20 R	5	455.245	X
30 R	5	550.255	XX
DIA 0	5	570.847	XX
10 R	5	615.426	XX
10 A	5	641.603	XX
30 A	5	736.272	XX
20 A	5	821.876	X

ANEXO 8: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA ACTIVIDAD DE LA PEROXIDASA DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO

Tabla ANOVA para la actividad enzimática de la peroxidasa por días en almacenamiento

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	732.13	6	122.022	16.37	0.0000
Intra grupos	208.697	28	7.45346		
Total (Corr.)	940.827	34			

Pruebas de Múltiple Rangos para la actividad enzimática de la peroxidasa por días en almacenamiento

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
30 A	5	6.612	X
20 A	5	7.2058	X
10 A	5	9.0766	XX
10 R	5	13.8858	XX
DIA 0	5	15.606	XX
30 R	5	15.9258	XX
20 R	5	19.4798	X

ANEXO 9: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA EL CONTENIDO DE COMPUESTOS FENÓLICOS TOTALES DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO

Tabla ANOVA para el contenido de compuestos fenólicos totales por días en almacenamiento

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0.393227	6	0.0655378	4.07	0.0047
Intra grupos	0.451376	28	0.0161206		
Total (Corr.)	0.844603	34			

Pruebas de Múltiple Rangos para el contenido de compuestos fenólicos totales por días en almacenamiento

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
10 R	5	0.6171	X
DIA 0	5	0.7461	XX
20 R	5	0.76	XX
30 R	5	0.7788	XX
10 A	5	0.7307	XX
20 A	5	0.8305	XX
30 A	5	0.9934	X

ANEXO 10: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE HIDROFÍLICA DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO

Tabla ANOVA para la capacidad antioxidante hidrofílica por días en almacenamiento

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	28.4022	6	4.7337	0.60	0.7291
Intra grupos	221.519	28	7.9114		
Total (Corr.)	249.922	34			

ANEXO 11: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA ACTIVIDAD DE LA POLIFENOL OXIDASA DE LA PALTA VAR HASS ALMACENADA DURANTE 10, 20 Y 30 DÍAS EN REFRIGERACIÓN (7 °C) Y POSTERIOR ALMACENAMIENTO EN ANAQUEL (~ 20 °C) HASTA ALCANZAR LA MADUREZ DE CONSUMO

Tabla ANOVA para la actividad enzimática de la polifenol oxidasa por días en almacenamiento

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	2934.55	6	489.092	14.90	0.0000
Intra grupos	918.983	28	32.8208		
Total (Corr.)	3853.54	34			

Pruebas de Múltiple Rangos para la actividad enzimática de la polifenol oxidasa por días en almacenamiento

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
DIA 0	5	7.9688	X
10 R	5	10.9634	X
20 R	5	11.621	X
30 A	5	23.7458	X
30 R	5	25.761	X
20 A	5	25.9972	X
10 A	5	34.3922	X