

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA

LA MOLINA

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**“VARIACIÓN DEL COLOR DEL ÁPICE EN FRUTOS DE PALTO
(*Persea americana* Mill.) cv. ‘HASS’ COMO ÍNDICE DE COSECHA”**

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

SERGIO LEGUIA VARGAS

LIMA – PERÚ

2020

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA
FACULTAD DE AGRONOMÍA

“VARIACIÓN DEL COLOR DEL ÁPICE EN FRUTOS DE PALTO
(*Persea americana* Mill.) cv. ‘Hass’ COMO ÍNDICE DE COSECHA”

SERGIO LEGUIA VARGAS

Tesis para optar el Título de:

INGENIERO AGRÓNOMO

Sustentada y Aprobada ante el siguiente jurado:

.....
Dr. Oscar Oswaldo Loli Figueroa
PRESIDENTE

.....
Ing. Guillermo José Parodi Macedo
ASESOR

.....
Dr. Jorge Alberto Escobedo Álvarez
MIEMBRO

.....
Ing. M. Sc. Karín Cecilia Coronado Matutti
MIEMBRO

2020

DEDICATORIA

A mis amados padres Juana y Juan, personas de gran corazón, ejemplos de toda mi vida y a quienes siempre admiraré. Gracias por todo lo que hacen, porque lo hacen con amor.

AGRADECIMIENTOS

Al Ing. Guillermo Parodi, por su constante asesoría y apoyo en la ejecución de este trabajo, por sus palabras de motivación y consejos en el campo de la agronomía, un gran maestro.

Al Sr. Carlos Flores del Laboratorio de Horticultura por su ayuda y por compartir sus anécdotas durante la fase de evaluaciones.

A mis profesores que incentivan con su labor y su enseñanza a seguir con esta apasionante carrera.

A la empresa Agroindustrias Schurucancha SAC y al Sr. Javier Caro por permitirnos llevar a cabo el ensayo uno de sus lotes.

A mis amigos y ahora colegas María del Rosario, Juan Carlos, Sandra, Styphany, Ivan, Héctor y a todos aquellos que me apoyaron y acompañaron durante mis años en la universidad y en la realización de este trabajo de investigación.

A Les, por motivarme a ser una mejor persona y profesional.

A mis hermanos Juan, Max, Rosario y Carmen por estar allí durante todo este tiempo.

ÍNDICE GENERAL

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	REVISIÓN DE LITERATURA	2
	2.1 Situación actual del cultivo de palto	2
	2.2 Aspectos básicos del cultivo de palto	2
	2.3 Características del fruto de palto	3
	2.3.1 Anatomía	3
	2.3.2 Crecimiento y desarrollo del fruto	6
	2.3.3 Fisiología de la maduración	6
	2.3.4 Pigmentos en la piel de frutos de palto	8
	2.4 La medición de color	9
	2.4.1 Sistemas de medida del color	10
	2.4.2 Instrumentos de medida del color	11
	2.4.3 Variación de color en otros frutos	12
	2.5 Estudios relacionados al color en palto	13
	2.6 Principales indicadores de cosecha en palto cv. Hass	16
	2.6.1 Porcentaje de materia seca	16
	2.6.2 Porcentaje de aceites	16
	2.6.3 Uso de espectroscopia de infrarrojo	17
	2.6.4 Otros indicadores de madurez	18
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	19
	3.1 Ubicación	19
	3.2 Toma de muestras	19
	3.3 Evaluaciones no destructivas	20
	3.3.1 Medición de color	20
	3.3.2 Cubrimiento lenticelar (CL)	21
	3.4 Evaluaciones destructivas	22
	3.4.1 Porcentaje de materia seca (MS)	22
	3.4.2 Concentración de clorofila	23
	3.5 Diseño estadístico	24
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIONES	25
	4.1 Variación de parámetros evaluados en el tiempo	25
	4.1.1 Color	25

4.1.2	Porcentaje de materia seca	27
4.1.3	Concentración de clorofila en la zona estilar	28
4.1.4	Cubrimiento lenticelar	28
4.2	Relación entre parámetros evaluados	30
4.2.1	Porcentaje de materia seca vs parámetros de color	30
4.2.2	Parámetros de color vs concentración de clorofila	34
4.2.3	Porcentaje de materia seca vs concentración de clorofila	40
4.3	Regresiones múltiples	42
4.4	Cubrimiento lenticelar	42
V.	CONCLUSIONES	47
VI.	RECOMENDACIONES	48
VII.	BIBLIOGRAFÍA	49
VIII.	ANEXOS	60

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Distribución de haces vasculares en la fruta	5
Figura 2.	Comportamiento respiratorio de la palta	8
Figura 3.	Representación de los parámetros de color L*, a*, b*, C* y matiz	11
Figura 4.	Distribución del porcentaje de materia seca en la fruta de palto	17
Figura 5.	Zona de toma de muestras	19
Figura 6.	Frutos cuajados	19
Figura 7.	Transporte de paltas en caja de poliestireno expandido	20
Figura 8.	Paltas para evaluación enumeradas	20
Figura 9.	Medición del color del ápice	21
Figura 10.	Toma de fotografías de la parte apical	22
Figura 11.	Ambiente donde se realizaron las evaluaciones	22
Figura 12.	Toma de muestras de pulpa para materia seca	23
Figura 13.	Materiales usados para extracción de materia seca	23
Figura 14.	Extracción de muestra de piel apical de la fruta	24
Figura 15.	Trituración de muestra	24
Figura 16.	Evolución de parámetros L*, a* y b* durante las semanas evaluadas	25
Figura 17.	Evolución de IMP e IC durante las semanas evaluadas	26
Figura 18.	Evolución de parámetros L*, C* y h° durante las semanas evaluadas	27
Figura 19.	Variación del porcentaje de materia seca en las secciones apical, media y basal de la fruta durante las semanas evaluadas	27
Figura 20.	Concentración de clorofila en la zona apical	28
Figura 21.	Cubrimiento lenticelar de la zona apical durante las SDF	28
Figura 22.	Gráfico de dispersión entre materia seca apical y parámetro a*	30
Figura 23.	Gráfico de dispersión entre materia seca apical y matiz	31
Figura 24.	Gráfico de dispersión entre materia seca central y luminosidad	31
Figura 25.	Gráfico de dispersión entre materia seca central y parámetro a*	32
Figura 26.	Gráfico de dispersión entre materia seca central e Índice de Color	32
Figura 27.	Gráfico de dispersión entre materia seca central y matiz	32
Figura 28.	Gráfico de dispersión entre materia seca basal y luminosidad	33
Figura 29.	Gráfico de dispersión entre materia seca basal y matiz	33
Figura 30.	Gráfico de dispersión entre clorofila a vs luminosidad	34
Figura 31.	Gráfico de dispersión entre clorofila a y parámetro a*	35

Figura 32.	Gráfico de dispersión entre clorofila a y parámetro b*	35
Figura 33.	Gráfico de dispersión entre clorofila a e Índice de Color	35
Figura 34.	Gráfico de dispersión entre clorofila a e Índice de Madurez de Palta	36
Figura 35.	Gráfico de dispersión entre clorofila a y chroma	36
Figura 36.	Gráfico de dispersión entre clorofila b y matiz	37
Figura 37.	Gráfico de dispersión entre clorofila total y luminosidad	37
Figura 38.	Gráfico de dispersión entre clorofila total y parámetro a*	38
Figura 39.	Gráfico de dispersión entre clorofila total y parámetro b*	38
Figura 40.	Gráfico de dispersión entre clorofila total e Índice de Color	38
Figura 41.	Gráfico de dispersión entre clorofila total e IMP	39
Figura 42.	Gráfico de dispersión entre clorofila total y chroma	39
Figura 43.	Gráfico de dispersión entre clorofila total y Matiz	39
Figura 44.	Región apical con cicatriz marrón y sin cicatriz notable	42
Figura 45.	Gráfico de dispersión entre CL y MSA	44
Figura 46.	Gráfico de dispersión entre CL y MSC	44
Figura 47.	Gráfico de dispersión entre CL y MSB	45
Figura 48.	Variación de medias entre materia seca y cubrimiento lenticelar	45
Figura 49.	Evolución de Cubrimiento Lenticelar y Materia Seca Central en las semanas evaluadas con las fotografías de la zona apical	46

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1:	Coefficientes de correlación de Pearson respecto a SDF	29
Tabla 2:	Ecuaciones de regresión lineal con SDF	29
Tabla 3:	Coefficientes de correlación de Pearson entre materia seca y parámetros de color	34
Tabla 4:	Coefficiente de correlación de Pearson entre concentración de clorofila y parámetros de color	40
Tabla 5:	Coefficientes de correlación de Pearson entre concentración de clorofila y materia seca	40
Tabla 6:	Regresiones múltiples	43
Tabla 7:	Coefficientes de correlación de Pearson entre CL y materia seca	43

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas	60
Anexo 2. Análisis de varianza con Kruskal Wallis	62
Anexo 3. Análisis de varianza de variables respecto a las SDF	63
Anexo 4. Coeficientes de correlación	67
Anexo 5. Análisis de regresión lineal entre variables y SDF	68
Anexo 6. Regresión cuadrática entre variables y SDF	69
Anexo 7. Regresión lineal entre materia seca y parámetros de color	69
Anexo 8. Regresión lineal entre concentración de clorofila y parámetros de color	70
Anexo 9. Regresión lineal entre concentración de clorofila y materia seca	70
Anexo 10. Regresión lineal entre cubrimiento lenticelar y materia seca	71
Anexo 11. Regresiones cuadráticas entre parámetros de color y materia seca	71
Anexo 12. Regresiones cuadráticas entre concentración de clorofila y parámetros de color	72
Anexo 13. Regresiones cuadráticas entre materia seca y concentración de clorofila	72
Anexo 14. Regresiones múltiples	73
Anexo 15. Procedimiento para el análisis de cubrimiento lenticelar	75

RESUMEN

El método más usado para iniciar la cosecha en palto es la evaluación del porcentaje de materia seca en el fruto, sin embargo, al tomarse una muestra representativa del campo, existe un sesgo en la uniformidad de la madurez de la fruta cosechada. En el presente ensayo se buscó relacionar los porcentajes de materia seca y la coloración del ápice de la fruta para establecerlo como un posible indicador del momento de cosecha en frutos de palta cv. Hass. Las evaluaciones se realizaron durante siete semanas, desde las 23 semanas después de la floración en una plantación comercial ubicada en Quilmaná, Cañete. Se evaluaron los parámetros de color L^* , a^* , b^* , C^* , h° , Índice de Color ($IC=10ab/L$) y el Índice de Madurez de Palta ($IMP=(a^*/L^*) \times (1000) / \sqrt{(a^*)^2 + (b^*)^2}$), concentración de clorofila a, b y total en la zona apical de la fruta y porcentaje de materia seca de las regiones apical, central y basal de la fruta. Además, se realizaron observaciones en las lenticelas ubicadas en la zona apical del fruto. El arreglo estadístico que se realizó fue un DCA donde las semanas después de la floración fueron los tratamientos, se determinaron los coeficientes de correlación de Pearson y análisis de regresión lineal, cuadrática y múltiple para determinar la relación entre las variables evaluadas. Las evaluaciones determinaron que existen influencias significativas entre los parámetros de color y la materia seca de la fruta, pero tuvieron coeficientes de correlación y determinación bajos a excepción de h° con la materia seca central que tuvo un $r = -0.42$, además se observó un valor de $r = 0.39$ para la correlación entre materia seca y el área cubierta por las lenticelas en la zona evaluada. El patrón de comportamiento de las medias de los parámetros de color y clorofila tuvo un ligero aumento hasta la semana 27 y luego un leve descenso. No se observaron influencias significativas entre la concentración de clorofila de la zona apical y porcentaje de materia seca.

Palabras clave: Color, índice, cosecha, correlación, clorofila, cubrimiento lenticelar, materia seca

ABSTRACT

The mainly method to start the harvest in avocados is the measurement of dry matter percent, however it takes a representative sample of all the field, it means that it may exist a part of the field that is not considered at harvest. The aim in this essay was looking for a relation between dry matter percent and the color on the fruit's apex. Evaluations were for seven weeks, since the 23 weeks after blooming in a plantation located on Quilmaná, Cañete. There were evaluated color parameters L^* , a^* , b^* , C^* , h° , Color Index ($IC=10ab/L$) and the Avocado Maturity Index ($AMI= (a^*/L^*) \times (1000) / \sqrt{(a^*)^2 + (b^*)^2}$); a , b and total chlorophyll concentration at the fruit's apex and dry matter percent at apical, central and basal parts of the fruit. It also were made observations of lenticels at fruit's apex. A statistic Randomized Square Design was used, taken weeks after blooming as treatments, there were established Pearson coefficient of correlation, lineal regression analysis, square and multiple to establish the relationship between variables evaluated. Observations show that exist significative influences between color parameters and dry matter percent of fruits but correlation coefficients and R^2 were low, exception dry matter of central part of fruits with h° , it shows $r=-0.42$, also the area covert by lenticels at fruit's apex and dry matter at the same part shows $r=0.39$. Behavior's patterns of color parameters and chlorophylls had a slight increase until week 27 and after a decline. There were no found significative influences between chlorophylls concentration on apex and dry matter percent.

Key words: Color, index, harvest, correlation, chlorophyll, lenticular coverage, dry matter

I. INTRODUCCIÓN

Muchos autores mencionan distintos indicadores que permiten establecer el instante de madurez de los frutos de palta para su cosecha, siendo los más usados la medición de materia seca y porcentaje de aceites. Estos, al ser métodos destructivos y no analizar todos los frutos del lote, generan un sesgo que determinan que se recolecten frutos con madurez heterogénea y se acentúa más en plantaciones de cosecha prolongada. Ello permite muchas veces que la fruta embalada no presenta una maduración homogénea al arribar al mercado de destino ocasionando sobrecostos, dado que se tiene que separar las frutas para someterlas a procesos que permitan uniformizar su maduración de consumo. A esto se le suma que en los últimos años el aumento de la demanda y los atractivos precios por esta fruta generan inicios de cosecha prematuras muchas veces con porcentajes de aceite inferior al mínimo necesario que requiere la fruta para llegar a su adecuada madurez de consumo (Coggins, 1984).

Para el caso de palto cv. Hass la medición de porcentaje de materia seca es el método más usado, siendo el mínimo valor de 21.5 por ciento para su exportación, según la Resolución Directorial N° 0009-2014-MINAGRI SENASA-DSV (El Peruano, 2014). Sin embargo muchos pequeños agricultores usan otros métodos más sencillos y menos precisos para iniciar la cosecha, como por ejemplo el tiempo de la fruta en la planta desde el cuajado.

Una característica a la madurez de consumo sobre todo de la variedad Hass es su color púrpura oscuro en la epidermis debido al incremento de antocianinas en este tejido cuando llega a la madurez de consumo (Pérez de los Cobos, 2012). Otro fenómeno apreciado en la madurez es el cambio de estomas a lenticelas las cuales varían de acuerdo a sitios específicos que se expanden durante el llenado del fruto (Blanke, citado por Barrientos *et al.*, 1996).

El objetivo principal de este trabajo fue determinar, a través del color, la relación que guarda el porcentaje de materia seca con la pigmentación y el crecimiento de lenticelas en el ápice de la fruta durante cosecha para determinar un parámetro de color que podría indicar el punto óptimo de cosecha en frutos de palto cv. Hass.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Situación actual del cultivo de palto

Al 2017 el Perú registró un crecimiento de 45% de producción de paltas respecto al 2016. En el año 2018 el Perú se consolidó como segundo exportador de palta, luego de México, con un 12 y 41 por ciento de participación en el mercado mundial respectivamente. De enero a julio del 2019 las exportaciones de palto fueron de 272, 077 toneladas, diez por ciento más que en el mismo periodo en el 2018, ocupando el tercer lugar como proveedor de esta fruta a nivel mundial luego de México y Holanda. Los principales destinos de las paltas peruanas son Holanda, Estados Unidos, España, Reino Unido y China (Agrodata Peru, 2018; Perú Retail, 2018). Hoy la palta se constituye en el tercer producto más importante en las agroexportaciones, luego del café y la uva. (Cámara de Comercio de Lima, 2017; Gestión, 2018, 2019).

Las regiones con una mayor producción de esta fruta son La Libertad, Lima, Ica y Junín. La producción de paltas en el Perú se puede producir durante todo el año, sin embargo la mayor parte se da entre abril a julio (MINAGRI, 2017).

2.2 Aspectos básicos del cultivo de palto

El palto *Persea americana* L. es un frutal siempreverde de la familia lauraceae. Necesita suelos franco a franco arenosos con un pH de 5.6 a 6.5 y de baja salinidad, pudiendo presentar problemas con 1.3 dS/m en el extracto de saturación (Martinez *et al.*, 2014).

La fertilización de este cultivo se puede realizar a cualquier época del año y depende de la fenología, sin embargo es importante tener en cuenta los resultados de los análisis de suelos y las proporciones nutricionales aplicadas. El cultivo puede requerir alrededor de 12000m³ de agua al año dependiendo del sistema de riego que se utilice (Flores, 2013; Ataucusi, 2015).

La floración es muy abundante en comparación con la cuaja que es es muy baja. El palto es una especie alógama dicogámica por lo que necesita agentes polinizantes como abejas para el cuajado. Para variedades como Hass las temperaturas óptimas de polinización van de 12-17°C en la noche y 28-33°C en el día. La cosecha se realiza evitando temperaturas mayores a 20°C cortando el pedicelo con una tijera a cinco centímetros de la base y se colocan en bolsas de tela para luego ser vaciadas en jabas (Flores, 2013; Torres *et al.*, 2017).

2.3 Características del fruto de palto

2.3.1 Anatomía:

La fruta del palto es botánicamente una baya que puede variar de forma desde esférica hasta aperada, incluyendo formas alargadas. Posee una sola semilla. La región insertada al árbol a través del pedicelo se le denomina base de fruto y la parte opuesta es el ápice, en esta zona se encuentra el punto estilar donde está presente la cicatriz estilar. Esta puede tener desde uno hasta más de tres milímetros, pudiendo ser sobresaliente, plana y deprimida (Schroeder, 1950; Avilán & Rodríguez; 1997).

La superficie de la cáscara puede ser irregular o rugosa, en cultivares como Hass o liso como en razas mexicanas. Esta característica, sin embargo, puede modificarse dependiendo de las condiciones medioambientales que enfrente la fruta. Es así que en climas frescos la cáscara presenta menor rugosidad que en climas cálidos (Barrientos *et al.*, 1996).

- **Epidermis:** Se extiende por toda la fruta salvo en las partes donde existe crecimiento lenticelar. Las divisiones celulares ocurren, al igual que en muchos tejidos del órgano, a lo largo de la vida de la fruta. La superficie externa de la epidermis fuera de la cutícula está cubierta por una capa bastante gruesa de cera. Esta se divide en dos capas, una inferior homogénea y otra superior más irregular. La remoción de esta capa hace que el fruto sea más susceptible al ataque de hongos, infecciones bacterianas o pueden resultar en desórdenes fisiológicos como consecuencia de la desecación de tejido o golpes de tejido subyacente (Schroeder, 1950).

- Estomas: Se observan como pequeños puntos blanquecinos en frutos jóvenes que luego son remplazados por lenticelas. Son morfológicamente uniformes, constan de un poro rodeado de dos células guardianas. El número de estomas varía considerablemente entre frutas de distintas razas hortícolas, variedades, formas y en la misma fruta. En la mayoría de frutos de palto se observa una mayor densidad estomática en la parte apical, al igual que en frutos de mango. Las diferencias entre la densidad de estomas entre la parte apical y basal difieren bastante de la forma del fruto debido al crecimiento o extensión en determinadas zonas (Schroeder, 1950; Roth, citado por Barrientos *et al.*, 1996; Everett *et al.*, 2008; Rymbai *et al.*, 2012).

Su función es de intercambio gaseoso, la transpiración o pérdida de agua del fruto, en cierto grado está determinado por el número y naturaleza de los estomas. Una mayor cantidad de estomas alrededor del ápice aparentemente influye de cierto modo al aumento de procesos fisiológicos llevados en dicha área. La aceleración de respiración, posible pérdida de humedad en esa área y el intercambio gaseoso resulta en el temprano desarrollo de tejido corchoso en la zona estilar pudiendo ser esto el resultado de la aeración del tejido debajo del estoma. Estos últimos y las lenticelas vincularían el espacio intercelular de la fruta de palta al ambiente, facilitando así el flujo gaseoso de CO₂, H₂O y C₂H₄ (Schroeder, 1950; Blanke, 1992).

- Lenticelas: Aparecen en la superficie del fruto y emergen a través de la epidermis a manera de parches de color blanquecino. El corcho que se aprecia cercano a las lenticelas es considerado por algunos productores como indicador de cosecha (Cumming & Schroeder, citados por Barrientos *et al.*, 1996).

Se ha observado gran concentración de lenticelas subsecuente de los estomas en el ápice lo cual podría ser un factor a considerar en la variación del comportamiento fisiológico entre las partes basales y apicales. En algunos casos, la región estilar muestra un ablandamiento varios días antes que la zona cercana al pedicelo, esto se observó en mayor grado en frutas de raza Mexicana, en otras razas se han observado bajo condiciones normales diferencias fisiológicas en el desarrollo (Cumming & Schroeder, 1942; Schroeder, 1950; Everett *et al.*, 2008).

- Mesocarpo: Es la región comestible del fruto, consiste en una masa de células parenquimáticas que contienen gotas de aceites en su interior. También se encuentran dispersas en este tejido células especializadas con sacos grandes de aceite que se les denomina idioblastos (Schroeder, 1966; Barrientos *et al.*, 1996).
- Haces vasculares: En el pericarpo de la fruta se ubican las fibras del sistema vascular que rodean el embrión desde el tallo hasta el ápice, siguen un patrón irregular (figura 1). Los haces van del pedicelo rodeando la semilla, luego algunos haces llegan al ápice donde se unen y conectan con la semilla mientras unas van al punto estilar (Cummings & Schroeder; 1942).
- Endocarpo: Se trata de unas pocas hileras de células parenquimáticas que rodean la cubierta de la semilla. Las células de este tejido contienen menos cloroplastos, granos de almidón y aceites que las células del mesocarpo (Cummings & Schroeder; 1942).

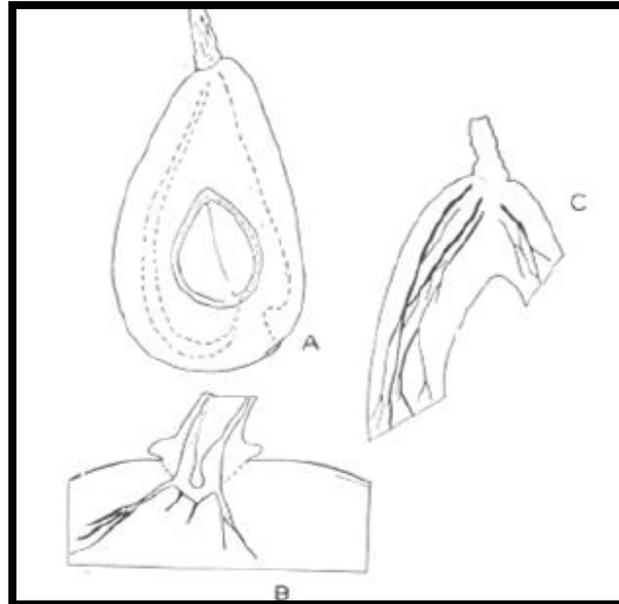


Figura 1. Distribución de haces vasculares en la fruta: A. Diagrama de los haces al entrar a la región estilar y a la semilla. . B. Inserción de los haces vasculares del pedicelo a la fruta. C. Distribución longitudinal. Cummings & Schroeder; 1942

2.3.2 Crecimiento y desarrollo del fruto:

Luego de la polinización, que da un único embrión, la estimulación de las divisiones celulares en la pared del ovario se inicia a la vez que comienza la formación del embrión. Durante la fase inicial del crecimiento de la fruta, el proceso de mitosis es muy intenso y extenso a través de todos los tejidos. En este periodo existe un moderado y constante incremento en el tamaño de células individuales.

Cuando la fruta alcanza aproximadamente la mitad de su tamaño final muchas de las células individuales llegan a su máxima dimensión. Las divisiones celulares no se detienen durante toda la vida de la fruta, solo cesan luego de que la fruta es retirada del árbol. Las fluctuaciones de crecimiento de la fruta se dan a diario, estos se rigen en base a las temperaturas y humedad externa, esto se da en un tiempo donde existe una contracción y expansión de la fruta (Schroeder, 1958).

Se encontró que la semilla de palta posee gran actividad como fuente de auxinas y posee altos niveles de actividad de giberilinas. En todos los estados de desarrollo, el mesocarpo contiene niveles menores de IAA que en la semilla y testa. Las giberilinas parecen no tener función regulatoria en el desarrollo del fruto de palto (Bower & Cutting; 1988).

Los niveles de citoquinina en los cotiledones y testa llegan a ser elevados decreciendo conforme se desarrolla la fruta. Estos altos niveles en los primeros estados de crecimiento servirían para incrementar el transporte de nutrientes y otros metabolitos hacia los mismos (Blumenfeld & Gazit, citados por Bower & Cutting, 1988).

2.3.3 Fisiología de la maduración:

Se define la madurez fisiológica o *mature* al momento en el cual el producto alcanza su desarrollo completo mientras que madurez de consumo o *ripe* se da cuando el producto ha alcanzado el desarrollo suficiente para que, después de la cosecha y manejo postcosecha, su calidad sea la mínima aceptable para el consumidor final (Kader, 2002).

Un aspecto inusual de esta fruta es el hecho de no ablandarse mientras se encuentra adherido al árbol. Esto se debe a que la planta produciría un inhibidor que se transfiere a través del pedicelo (Tingwa & Young, 1975; Cerdas *et al.*, 2006). Fisiológicamente la fruta por ser un tejido vivo continúa respirando y posteriormente exhibe una alta tasa de actividad metabólica luego de ser cosechado, el cual culmina por un marcado aumento

climatérico en la respiración previo al ablandamiento, los tejidos. La tasa de producción de etileno y la respiratoria luego de la cosecha siguen el mismo patrón (Schroeder, 1958; Arpaia, 2005).

La producción de etileno y el ablandamiento del fruto inician desde la zona del pedicelo, esto se debería al intrincado sistema vascular en esta zona de la fruta al transferir reguladores de maduración (Tingwa & Young, 1975). Un elemento clave del proceso de maduración fisiológica a la de consumo es el inicio de la formación de etileno. Durante la maduración se encontró que la lámina media comienza a desaparecer, con la disminución de la pectina de la matriz de la pared celular. Después ocurre una pérdida de la organización y densidad de la pared celular (Bower & Cutting, 1988).

En frutos de palto Fuerte, durante la maduración se ha encontrado un alza en la actividad de la celulasa, mientras hay una disminución de la pectinmetilesterasa desde la cosecha hasta dos semanas después de la maduración (Ahmed *et al.*, 2010).

El proceso desde la extracción de la fruta del árbol hasta la madurez de consumo comprende el ablandamiento de la fruta, cambios en el color a menudo debido a la desaparición de pigmentos como clorofila y la aparición de otros pigmentos secundarios, cambios en compuestos responsables del olor y sabor, transformación de polisacáridos a azúcares simples y finalmente cambios en la respiración (Millerd *et al.*, 1952; Bower & Cutting, 1988).

Los cambios en la respiración en este proceso tiene el siguiente patrón: cae lentamente hasta un punto conocido como el preclimatérico mínimo, en este punto la fruta aún no llega a la madurez de consumo. Con el inicio de esta maduración, la tasa respiratoria se eleva del preclimatérico mínimo al climatérico máximo. La madurez de consumo coincide en muchos casos con el climatérico máximo en la respiración o lo sigue luego de unas horas o días (Figura 2). Subsecuente al climaterio, la tasa respiratoria cae continuamente pues el tejido entra en senescencia (Millerd *et al.*, 1952).

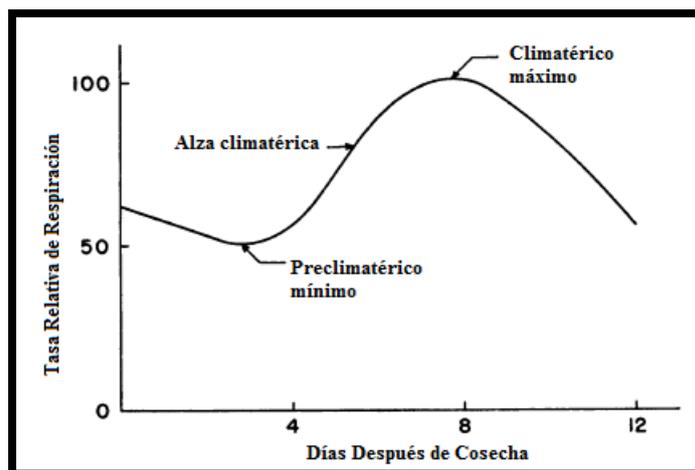


Figura 2. Comportamiento respiratorio de la palta. Millerd et al. 1952

2.3.4 Pigmentos en la piel de frutos de palto:

La antocianina principal presente en la piel de la fruta de palto es la Cianidin-3-O-glucosido, su concentración aumenta durante la maduración pudiendo llegar a 235 $\mu\text{g/g}$ de tejido vegetal, lo que se observa y se relaciona con el cambio de color y la variación del parámetro h° (Ashton *et al.*, 2006, Davies, 2004).

Las antocianinas son un tipo de pigmento perteneciente al grupo de los flavonoides, compuestos derivados de una estructura de 15 carbonos con dos anillos fenólicos. En uvas se reportó que el etileno estimula la coloración de las bayas, demostrando el efecto de esta hormona en la biosíntesis de antocianinas. Craker & Wetherbee (1973) determinaron que la síntesis de antocianinas en repollos morados y sorgo son controlados por etileno y la luz. Rugini *et al.* (citados por Watada, 1986) observaron que la aplicación de 1000 ppm de etephon en plantas de olivo se transformaron en etileno dentro de esta aumentando en diez veces el contenido de antocianinas en los frutos. Existen otras señales y factores que influyen la acumulación de antocianinas y la expresión de genes relacionadas a esta, incluyendo fitocromos y luz, hormonas y algunos factores de estrés. Otros factores como condiciones medioambientales, manejo, riego poda y fertilización tienen impacto en la coloración de frutos (Davies, 2004; Bouzayen *et al.*, 2010).

Similar a la síntesis de antocianinas, la degradación de la clorofila está regulada por diversos factores medioambientales y principalmente por fitohormonas. En *Arabidopsis*, se encontró que el etileno promueve el desverdizado de las hojas (Qui *et al.*, 2015; Yien *et al.*, citados por Zhu *et al.*, 2017). La pérdida de color verde se inicia o acelera cuando

el tejido se expone a esta hormona (Watada, 1986). Esto se usa en el caso de cítricos para lograr el desverdizado de estas frutas (Purvis & Barmore; 1981).

Mientras que el etileno incrementa la expresión y actividad de las clorofilasas acelerando la degradación de la clorofila, las citoquininas y giberilinas previenen la pérdida de dicho pigmento e incluso lo pueden estimular (Syvash & Zolotareva; 2017).

El contenido de clorofila es mayor en la piel que en otra parte del fruto de palto. La *clorofila a* es mayor a la *clorofila b*, en ambos casos hay una ligera variación en los tejidos de la piel y pulpa de la fruta durante la maduración. El contenido de *clorofila a* es mayor que el de *clorofila b* en la mayoría de plantas adaptadas a ambientes bien iluminados, mientras que el contenido de *clorofila b* es mayor en plantas adaptadas a zonas sombreadas, esto debido a que la *clorofila a* se encuentra en los fotosistemas, mientras que la *clorofila b* se encuentra en los complejos cosechadores de luz (HLC). El contenido de clorofila disminuye durante la maduración al igual que el contenido de carotenoides. Las concentraciones altas de *clorofila a* y *b* en la piel también son el resultado de las *clorofilidas a* y *b*, precursores de la síntesis de clorofila y productos de su degradación. Estas moléculas resultan de la remoción de la cadena de fitol de la clorofila por la acción de la clorofilasa. Cabe mencionar que durante la madurez la clorofila puede degradarse a feofitinas, lo que en laboratorio se podría lograr en condiciones de acidez y calor (Ashton *et al.*, 2006).

Blanke (1992) encontró que en el cultivar Fuerte el contenido de clorofila fue menor en las hojas que en frutos, de igual modo encontró que la razón entre clorofila a:b fue de 1-2:1 en frutos. De igual modo menciona que los cloroplastos mantienen su integridad estructural hasta después de la cosecha. Este autor también menciona que la entrada y distribución de luz dentro de la copa, así como sombra indirecta del follaje y ramas afectaría la calidad de la fruta.

2.4 La medición de color

Para la medición de color, este se podría dividir en: matiz, percepción del color de un objeto; croma, cuan apagado o vivo es el color observado; y luminosidad o valor, el grado de claridad u oscuridad observado. Basado en esto, Albert H. Munsell creó un sistema de medición usando los tres parámetros mencionados anteriormente asignándoles un valor numérico. Para poder ver o identificar un color se necesitan de tres elementos: el

iluminante o fuente de luz, el objeto a observar y el observador o instrumento que percibe el color (Xrite, 2002).

2.4.1 Sistemas de medida del color

La *Commission Internationale de l'Eclairage* (Comisión Internacional de Iluminación) estandarizó las medidas de color de acuerdo a las fuentes de luz y metodologías usadas, creando así tres espacios de color: CIE XYZ, CIE L*a*b* y el CIE L*C*h°. El CIE XYZ usa las longitudes de onda reflejadas del objeto y a partir de ellos se asignan tres valores numérico X, Y y Z que pueden ser ubicados en un espacio de color, estos identifican numéricamente al color del objeto en observación. Sin embargo, la desventaja que presenta este espacio de color propuesto es que no se percibe fielmente lo que se observa.

Dado esto se generaron los espacios de color CIE L*a*b* y CIE L*C*h°. El primero presenta tres valores L*, el coeficiente de luminosidad que va de un rango de negro (cero) a blanco (100); a*, que denota el valor rojo (si los valores son positivos) o verde (si los valores son negativos); y b*, que denota el valor amarillo (si los valores son positivos) o azul (si los valores son negativos). Un valor de a*=0, b*=0 es acromático (gris) (Xrite, 2002).

El segundo espacio de color usa las coordenadas polares tomando como valores la L* de igual manera al anterior espacio, la C* como el croma y la h° como el ángulo de medición polar también llamado hue o matiz, donde se podría interpretar como 0°=rojo; 90°=amarillo; 180°=verde azulado y 270°=azul, como se indica en la figura 3. (Xrite, 2002).

Matemáticamente si representamos el CIE L*a*b* como en un plano los valores de C* y h° pueden obtenerse a través de los valores de a* y b*. El C* se calcula como la hipotenusa del triángulo rectángulo generado por a* y b*, es decir $((a^*)^2 + (b^*)^2)^{1/2}$. De manera similar el h° se define como el ángulo entre la hipotenusa C* con el origen de las coordenadas, esto se puede calcular como el arcotangente de b^*/a^* (Xrite, 2002; McGuire, 1992; Osuna-García *et al.*, 2011).

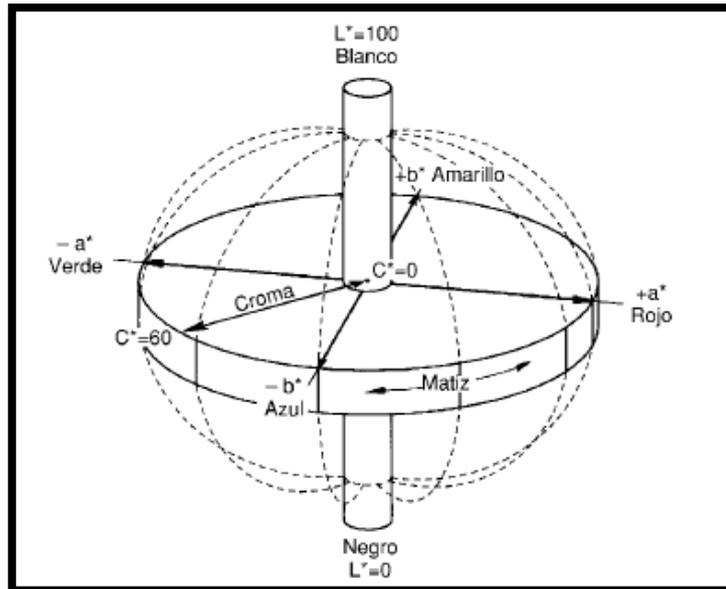


Figura 3. Representación de los parámetros de color L^* , a^* , b^* , C^* y matiz. X-Rite, 2002

2.4.2 Instrumentos de medida del color

Los instrumentos para la medición de color se pueden dividir en tres tipos:

- Espectrofotómetros: se usan para medir la transmitancia, reflectancia o absorbancia de un objeto dado para comparar la radiación en cada longitud de onda a la salida del objeto incidente. La transmitancia se define como el cociente de la luz monocromática transmitida por una muestra sobre la luz incidente medidas a una misma longitud de onda. La absorbancia es la cantidad de energía radiante absorbida por una sustancia, matemáticamente se determina como el logaritmo negativo de la transmitancia (Brunatti, Martín, s.f.; Randall, 1998).
- Colorímetros: son instrumentos usados ampliamente en la industria para medida de distintos objetos incluyendo órganos vegetales. Su medida es más objetiva que el ojo humano y pueden expresarse las medidas de acuerdo a los sistemas de medición deseados. La muestra es iluminada a 45° respecto a una línea perpendicular a la muestra, la luz reflectante se mide perpendicular a la muestra a través de tres o cuatro filtros de color rojo, verde y azul. Estos filtros son diseñados para simular las funciones x , y , z de un observador estándar para poder medir los valores triestímulos X , Y , Z para un iluminante específico (Li *et al.* 2018; Randall, 1998; UNIRIOJA, s.f.).

- Espectrocolorímetros: Son diseñados como espectrofotómetros. Tienen la capacidad de medir los colores en X, Y, Z o CIELab para varios iluminantes. Son más usados para control de calidad de alimentos y tienen una mejor precisión que un colorímetro (Randall, 1998.; UNIRIOJA, s.f.).

El caso del colorímetro Minolta CR400 el equipo presenta una parte que emite un haz de luz que ilumina la muestra y otra que registra y mide la luz reflejada por la muestra, recogiendo los datos de color representándolos en la pantalla. Los sensores de color tienen igual función de color $\bar{x}_2\lambda$, $\bar{y}\lambda$ y $\bar{z}\lambda$ y estos se corresponden a un observador estándar. El haz de luz que se emite es en todas direcciones y con iluminantes de casi igual brillo, esto hace que la misma cantidad de luz llegue a la muestra en evaluación (Konica Minolta, 2013).

2.4.3 Variación de color en otros frutos

Muchas frutas disminuyen la coloración verde en los tejidos de la piel y de la pulpa, debido a la degradación de la clorofila y la concomitante síntesis de pigmentos característicos como antocianinas y carotenos con una mayor concentración en los tejidos externos de las frutas. En muchos casos esto es un indicador de cosecha, pues estos se relacionan con los cambios fisicoquímicos como disminución de dureza, aumento de sólidos solubles y disminución de acidez. Este es el caso de tomates, ciruelos, cerezas, bananas entre otros, en estos casos se pueden observar variaciones de los parámetros de color L^* , a^* , b^* , h° y C^* ; así como la combinación de estos a través de ecuaciones de regresión (Valero & Serrano; 2010; Li *et al.*, 2018).

En frutos climatéricos, el alza respiratoria es seguida de la producción de etileno y es seguida de la expresión de genes relacionados a los procesos de maduración como desarrollo de color, sabor y textura (Hopkins & Hüner, 2009).

En frutos de mango ‘Puerco’ y ‘Corazón’, maracuyá, papaya ‘Hawaiana’ y plátano, Torres *et al.* (2013) evaluaron el estado de madurez de acuerdo al color de éstas y encontraron que en las variedades evaluadas de mango existe una relación de los parámetros a^* y b^* en relación al pH mientras que en las demás frutas la relación entre el

pH solo se dio con el parámetro a^* ; además en los primeros se dio una relación de h° y C^* mientras que en las otras solo con el h° . Esta relación se dio con valores de R^2 mayores a 0.87. Los estados de madurez de estas frutas tuvieron una relación muy alta (R^2 mayor al 0.9) con los valores del sistema CIELab y CIELCH por separado.

En naranjas ‘Natal’ y ‘Valencia’, Carvalho *et al.* (2013) encontraron que existe una gran variación de incidencia de radiación fotosintéticamente activa (RFA) en diferentes partes de la copa de los árboles, siendo las partes externas y apicales las que presentaron mayores valores que las partes internas. En este estudio también se observaron que frutos cosechados de la parte externa apical de la copa presentaron mayor peso fresco, sólidos solubles, diámetros y diferencias de color a diferencia de las frutas ubicados en la parte interna lo que indicaría una influencia entre la posición del fruto en la copa y el peso todo ello debido posiblemente a una mayor degradación de la clorofila en razón de una mayor exposición de temperaturas más elevadas.

En el caso del ángulo de matiz (h°) se pudo observar en frutos de ciruelo cv. Angelo que éste descendió levemente en la primera fase del crecimiento de los frutos y que solo cuando ingresa a su segundo periodo de crecimiento el ángulo h° desciende notablemente (Valero y Serrano, 2010).

2.5 Estudios relacionados al color en palto

Osuna-García *et al.* (2011) realizaron una investigación durante el almacenaje, encontrando que en frutas de palto cv. Hass con cierto grado de ennegrecimiento se presentaban valores de a^* más cerca de cero, lo cual significa una fruta menos verde, además de valores de b^* más pequeños, lo que indica menor color amarillo. Estas frutas tuvieron valores de croma muy bajos, lo que indica que el color de la piel era más opaco que el de las frutas de otras categorías. A medida que aumentaba el porcentaje de piel ennegrecida, disminuía la firmeza de la pulpa y el Índice de Madurez de Palta (*Avocado Maturity Index*, AMI) aumentó. Así mismo no se encontró una correlación significativa entre materia seca y L^* , a^* , b^* y C^* pero sí se encontró correlación significativa ($r=0.4$) entre estos parámetros y la pérdida de firmeza de frutos.

Se ha podido observar en frutos de palto cv. Hass que el Índice de Color ($IC=-10ab/L$) disminuye conforme se alcanza la madurez de consumo por la destrucción de la clorofila,

además se observó que a mayor contenido de materia seca el valor de Índice de Color aumenta. Estas características también dependerían del origen del fruto, pues se ha encontrado que frutos provenientes de floración precoz de menores altitudes presentaros valores más altos de IC (López-López & Cajuste-Bontemps, 1999; Rodriguez & Henao-Rojas, 2016).

En frutos de palto cv. Fuerte durante la maduración o *ripening* existe una reducción de la clorofila en la piel de la fruta que se observa en los cambios significativos del color de esta en los parámetros L^* y C^* de esta. De manera similar, Se observó que durante la madurez del palto cv. Hass y en frutos recién cosechados con signos de oscurecimiento hay un aumento de concentración de antocianinas, lo que aumenta con la temperatura de almacenaje. La clorofila *a* y *b* en esta variedad también decrecen luego de cuatro a cinco días después de la cosecha, luego de eso las concentraciones no varían en gran medida. Respecto al color, se notó un decrecimiento en los parámetros L^* , C^* y h° (Cox *et al.*, 2004; Ahmed *et al.*, 2010).

Cerdas *et al.* (2006) mencionan, en un estudio realizado en Costa Rica, que en frutos de palto de superficie opaca se encontró un porcentaje de grasa mayor que en frutos de superficie brillante, además los primeros llegaron a la madurez de consumo con mayor uniformidad y mejor sabor que los segundos.

Para la variedad de palta Isabel, que vira de color verde a negro al llegar a la madurez de consumo, existe una mayor variación de la luminosidad desde de la madurez fisiológica a la de consumo. Se encontró que al aumentar las temperaturas del ambiente, las frutas cambiaron de color en el árbol. Se señala que los valores de L^* , C^* y h° de la piel de la fruta evolucionan hacia un mismo color desde la madurez fisiológica a la de consumo, esto independiente del contenido de aceite con que se cosecha (Undurraga *et al.*, 2007)

Frutas del cv. Hass con madurez fisiológica avanzada han reportado que desarrollan una coloración oscura mientras están en el árbol, esto indicaría que el cambio de color podría usarse como indicador de madurez en frutos que están mucho tiempo en el árbol. En paltas de la variedad ‘Sharwil’, durante el momento de cosecha, se encontró que el color típico verde de la fruta se mantuvo casi constante durante la temporada de cosecha, tornándose de un tono más claro mientras se mantuviese más tiempo en el árbol. Se halló también que los valores de matiz (h°) de la piel se correlacionaba negativamente con un

$r = -0.31$ durante la misma temporada. (Hofman *et al.*, 2000; Chen *et al.*, 2009; Magwaza & Tesfay, 2015).

En una investigación llevada a cabo en Sudáfrica, Mathaba *et al.* (2015) encontraron que existe un efecto entre los cambios de color de la piel de palta cv. Hass con la temporada de cosecha (temprana, media, tardía), zona de cosecha, temperatura durante el almacenamiento y la posición de la fruta en la copa.

Pérez de los Cobos (2012) observó en el crecimiento del fruto de palto cv. Hass durante los meses previos a la cosecha en frutos de calibre desde 61.9 mm, en este trabajo no se notaron grandes diferencias entre los parámetros de color L^* , a^* , b^* y C^* fluctuando entre 34.0 a 36.3; -12.3 a -11.3; 13.9 a 16.3 y 18.3 a 20 respectivamente. Solo se observó una disminución en el parámetro h° de 130.6 a 125.4. Las medidas fueron tomadas de la región ecuatorial. Así también se señala que el coeficiente de correlación entre materia seca y el parámetro h° tienen un coeficiente de correlación de $r = -0.99$, señalando que para valores de h° inferiores a 129, la fruta puede ser recolectada. En esta misma investigación, se señalan que luego de la recolección, durante la maduración, todos los parámetros mencionados anteriormente tienen una variación altamente significativa, descendiendo todos a excepción de a^* , que aumenta.

Herrera-Gonzales *et al.* (2017) observaron que en las variedades Méndez y Hass, el cambio de color de las frutas de verde a negro; en concordancia con los parámetros L^* , C^* y h° , ocurre cuando el porcentaje de materia seca es superior a 21.5 por ciento. Se encontró que los parámetros de color evaluados presentaban diferencias estadísticas de acuerdo al tiempo de cosecha.

Ashton *et al.* (2006) observaron una disminución de los parámetros L^* y C^* durante la maduración de frutos de palto Hass de 40 a 27 y 15 a 3 respectivamente; sin embargo el valor h° mostró un incremento de 125 a 250°. Las medidas que se tomaron fue un promedio de medidas hecha en toda la fruta. Este autor señala que altos valores del ángulo de matiz se relacionan con un alto contenido de clorofila y carotenoides.

2.6 Principales indicadores de cosecha en palto cv. Hass

2.6.1 Porcentaje de materia seca:

Arpaia *et al.* (2001) hicieron una revisión del método con el que usualmente se determina el porcentaje de materia seca. Se observó que existe variabilidad en el procesamiento de muestra debido a los gradientes de materia seca en la fruta (Schroeder, 1985). Estos resultados permitieron observar que la región donde se presenta mayor representatividad de materia seca de la fruta es la región central.

Se ha encontrado grandes diferencias en el porcentaje de materia seca dependiendo de la zona de cosecha y la estación en la que se cosecha. Frutas de palto Hass examinadas de España, Chile y Perú llegaron a registrar 31, 28 y 22% al ser extraídos al mismo tiempo. Se observaron diferencias entre cosechas tempranas y tardías (Donetti & Terry, 2014).

Ranney *et al.* (1992) determinaron que existe una relación medible entre el porcentaje de materia seca y madurez fisiológica en frutos de palto.

En Perú, la norma SENASA establece que un fruto puede ser exportado si el porcentaje de materia seca es mayor a 21.5 y hasta 29 por ciento si el destino es EEUU (El Peruano, 2014; Ranney *et al.*, 1992). Además, en esta norma se señala que el cambio de color en la epidermis en esta fruta es señal de rechazo en el packing y solo se admiten a estas frutas pintonas si el porcentaje de materia seca está por debajo del 29 por ciento hasta en un diez por ciento en frutos de Categoría II, considerándose esto como un defecto menor (El Peruano, 2014; INDECOPI, 2014).

2.6.2 Porcentaje de aceites:

El ácido graso más abundante en el tejido de la palta es el ácido oleico (más del 50%), seguido del palmítico (20%), linoleico (14%), palmitoleico (7%) y linoleico (4%). Se registraron variaciones, al igual que para el porcentaje de materia seca, con el contenido de aceites de acuerdo a la zona de producción y estacionalidad de cosecha (Donetti y Terry, 2014).

Schroeder (1985) notó una gradiente decreciente desde el punto de inserción de la fruta al árbol y la parte proximal de la semilla. Observó que los puntos periféricos a lo largo del eje vertical muestran una tendencia similar decreciente respecto a los puntos internos.

El contenido de aceites del pericarpo alrededor de la parte final de la semilla es más alta y decrece cercana a la parte distal de la fruta. El tejido intermedio debajo de la piel de la fruta y entre la semilla generalmente muestra una cantidad media a alta de aceite, además se observó un bajo contenido de aceite en el tejido que rodea a la semilla (figura 4). El patrón de distribución de aceite podría explicar el desarrollo y ablandamiento anormal de la palta. Cuando el tejido contiene un porcentaje alto de aceite, particularmente cercano a la semilla, hay generalmente una maduración rápida (Arpaia, 2001, Schroeder, 1985).

Se ha encontrado que existe una correlación lineal positiva muy alta entre porcentaje de aceite y porcentaje de materia seca, además de una correlación muy alta y negativa entre el porcentaje de aceite y el de humedad en la pulpa de la palta (Cerdas *et al.*, 2006; Parodi *et al.*, 2007; Carvalho *et al.*, 2014) lo que se debería a la pérdida de agua en la fruta (Lucchesi & Montenegro, 1975).

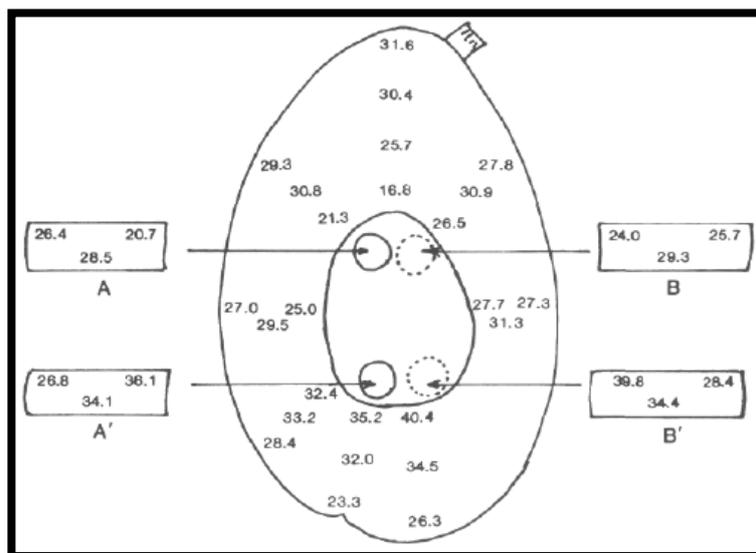


Figura 4. Distribución del porcentaje de materia seca en la fruta de palta. A-A': plano superior. B-B': plano inferior. Schroeder, 1985

2.6.3 Uso de espectroscopía de infrarrojo:

Dependiendo del estado de madurez de una fruta, la luz que llega a la superficie de una fruta puede ser absorbida, dispersa o reemitida, esto debido a los compuestos químicos y propiedades físicas en el estado en que se encuentre. La espectroscopía de infrarrojo cercano mide la luz que se refleja entre los 380 y 2500 nm, esta depende de la absorción de la luz de una fruta y se relaciona al mayor componente orgánico de esta, esto permite relacionar cada longitud de onda con un determinado estado de madurez de la fruta. Las metodologías usadas son reflectancia, usadas para frutas de piel muy finas; transmitancia,

para granos y frutos pequeños; e interactancia para determinar la información de frutos cuando la transmisión de luz es más difícil. (Blakey, 2016; Li *et al.*, 2018; Rodríguez *et al.*, 2011).

Se han realizado estudios acerca del uso de la tecnología de espectroscopía de infrarojo cercano o NIRS (near infra-red spectroscopy) en palto en donde se observa del potencial para la predicción de la materia seca de la fruta a través del método de interactancia, pues es la que se acomoda mejor a la forma de la fruta dando resultados estadísticos prometedores (Schmilovitch *et al.*, 2001; Clark *et al.*, 2009).

2.6.4 Otros indicadores de madurez:

La fuerza de retención de la fruta con el pedicelo (FRF) es otro factor que puede ser usado como indicativo porque, a medida que aumenta la madurez fisiológica del fruto, la fuerza necesaria para separarlo del pedicelo es menor. Algunos productores señalan que una ligera cantidad de corcho se forma en las lenticelas cerca del ápice, es usado como un índice de cosecha (Calatraba, 1992). Por otro lado, en Florida el grado de madurez se determina por el control del diámetro y el peso, que deben superar los establecidos para cada cultivar. Otro parámetro poco usual para determinar el momento justo de la madurez fisiológica es la cantidad de la enzima pectinmetilesterasa (PME) (Ranney *et al.*, 1992; Barrientos *et al.*, 1996)

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación

Las frutas fueron tomadas del lote B del Fundo la Victoria ubicado en Quilmaná, Cañete (Latitud: -12.972379, Longitud: -76.390126, Altitud: 150 msnm).

Las evaluaciones fueron realizadas en el Laboratorio de Horticultura de la UNALM ubicado en La Molina, Lima.



Figura 5. Zona de Toma de muestras

Figura 6. Frutos cuajados

Se marcaron alrededor de 800 panículas en la máxima floración con cintas de agua en 45 árboles de palto ‘Hass’ injertadas sobre la variedad Topa Topa de ocho años de instalado (figuras 5 y 6). Cada 20 días se realizó el seguimiento de los frutos hasta la recolección.

3.2 Toma de muestras

La recolección de frutos para la evaluación se realizó a las 23 semanas después de la floración (SDF) hasta la semana 29. Cada semana se cosecharon 50 frutos al azar de las panículas marcadas, salvo la última que solo se tomaron 40 frutos. Los frutos cosechados fueron transportados en una caja de poliestireno expandido con bolsas de gel refrigerante manteniendo la temperatura aproximada de 14 °C (Figura 7). Luego los frutos fueron almacenados a 12 °C durante diez horas para su posterior evaluación.

Para las evaluaciones previamente se limpió la superficie del fruto con agua y una esponja para quitar cualquier impureza (figura 8).



Figura 7. Transporte de paltas en caja de poliestireno expandido

Figura 8. Paltas para evaluación enumeradas

3.3 Evaluaciones no destructivas

3.3.1 Medición del color

Para la medición del color se utilizó el colorímetro Konica Minolta CR-400, los valores obtenidos fueron en el sistema de color CIELAB y CIELCH que arrojaron los valores para cada medida: L* (luminosidad), a*, b*, C* (chroma) y h° (matiz) respectivamente (figura 9).

La medida se tomó del ápice del órgano en un radio de aproximadamente 4 mm alrededor de la cicatriz estilar. Además se usó el *Avocado Maturity Index* (AMI) o Índice de Madurez de Palta (IMP) propuesto por Osuna-García *et al.* (2011) e Índice de Color (IC) que menciona Zarazúa-Escobar *et al.* (citados por Rosas *et al.*, 2016) según las fórmulas:

$$IMP = (a^*/L^*) \times (1000) / \sqrt{(a^*)^2 + (b^*)^2}$$

$$IC = -10(a^*) \times (b^*) / (L^*)$$



Figura 9. Medición del color del ápice

3.3.2 Cubrimiento lenticelar (CL)

Se determinó el porcentaje del área cubierta por las lenticelas a través de fotografías de la zona apical de los frutos en cada cosecha. Para esto, los frutos se colocaron en una caja de mapresa de dimensiones de 31 cm de ancho x 35 cm de alto x 50 cm de profundidad y con un forro interior rugoso de color blanco mate,. Los frutos fueron ubicados en la base de la caja a aproximadamente a 40 cm de la lente y se tomaron fotos perpendiculares del ápice de las paltas. La intensidad de luz fue de 285 Lux y fue medido con un fotómetro de marca Extech Instruments modelo HD450. La cámara que se usó fue una cámara fotográfica semiprofesional marca Olympus modelo SZ – 10 de 14 Megapíxeles configurado a un ISO 64, sin flash, en modo macro y a un zoom de 3X (figura 10 y 11). Cada fotografía se recortó usando el programa Phothoshop CS5 donde se los puso a tamaño de impresión, luego se recortó los cinco centímetros del recuadro donde está presente la cicatriz estilar. Estas imágenes se pasaron a una hoja en Word 2013 para ser impresas de acuerdo al Anexo 15, luego se pasaron a papel milimetrado y se contaron las cuadrículas donde aparecen lenticelas. El cubrimiento lenticelar se determinó según la ecuación:

$$CL\% = \frac{(\text{Número de cuadrículas donde aparecen lenticelas}) \times 100\%}{\text{Total de cuadrículas}}$$



Figura 10. Toma de fotografías de la parte apical

Figura 11. Ambiente donde se realizaron las evaluaciones

3.4 Evaluaciones destructivas

3.4.1 Porcentaje de materia seca (MS)

Los frutos se dividieron en tres partes, región basal, medio y apical. De cada región se le quitó la cáscara y las porciones de semilla y se determinó el porcentaje de materia seca de la pulpa de la siguiente manera: la pulpa de la porción basal se trituroó usando un rallador hasta obtener un peso de aproximadamente 15 gr de pulpa; de la región central se extrajo una sección cilíndrica de pulpa con un sacabocado de 1.6 mm de diámetro un cilindro de pulpa de la parte del diámetro menor del fruto. Esto se hizo de acuerdo a las observaciones de Arpaia *et al.* (2001). De la sección apical, se extrajo una sección cilíndrica de pulpa con un sacabocado de 1.6 mm que se insertó perpendicular a la región de la cicatriz estilar (figura 12 y 13).

Las muestras se colocaron en una bolsa de aluminio y posteriormente se llevaron a estufa a una temperatura de 80 °C durante 24 horas hasta alcanzar un peso estable. Para medir el peso del fruto se usó una balanza electrónica de dos decimales de marca y modelo Adam Equipment™ Eclipse EBL 6202i. La determinación del porcentaje de materia seca para cada sección se realizará aplicando la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Materia Seca} = (\text{Peso Seco}) \times 100 \% / (\text{Peso Fresco})$$

Se clasificó la materia seca de la siguiente manera: materia seca apical (MSA), materia seca central (MSC), materia seca basal (MSB).

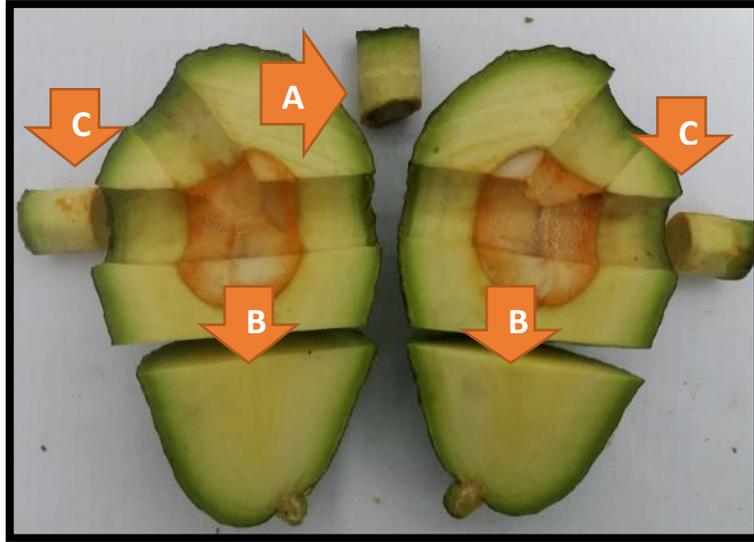


Figura 12. Toma de muestras de pulpa para materia seca. Se muestran las secciones apical (A), central (C) y basal (B)



Figura 13. Materiales usados para extracción de materia seca

3.4.2 Concentración de clorofila

Para determinar la concentración de clorofila de la región de la cicatriz estilar se tomó 0.05 g de la cáscara de dicha parte, posteriormente se colocó el tejido en un mortero y se le añadió etanol al 80 % y se trituro hasta extraer el pigmento (figura 14 y 15). Luego la mezcla se colocó en una probeta y se centrifugó a 5000 RPM por dos minutos usando la centrífuga de marca y modelo Sigma 2-16P. Se tomó una alícuota del preparado con una pipeta y se colocó en una celda para la lectura de absorbancia en espectrofotómetro de

marca y modelo Labomed Inc. Spectro 22 a 645 y 663 nm. La concentración se calculó usando las ecuaciones de Arnon:

$$\text{Clorofila } a = 12.7 \times A_{663} - 2.69 \times A_{645}$$

$$\text{Clorofila } b = 22.9 \times A_{645} - 4.68 \times A_{663}$$

Donde A663 y A645 son las medidas a 663 y 645 nm. El resultado de la ecuación se expresó en $\mu\text{g/g}$ de peso fresco.

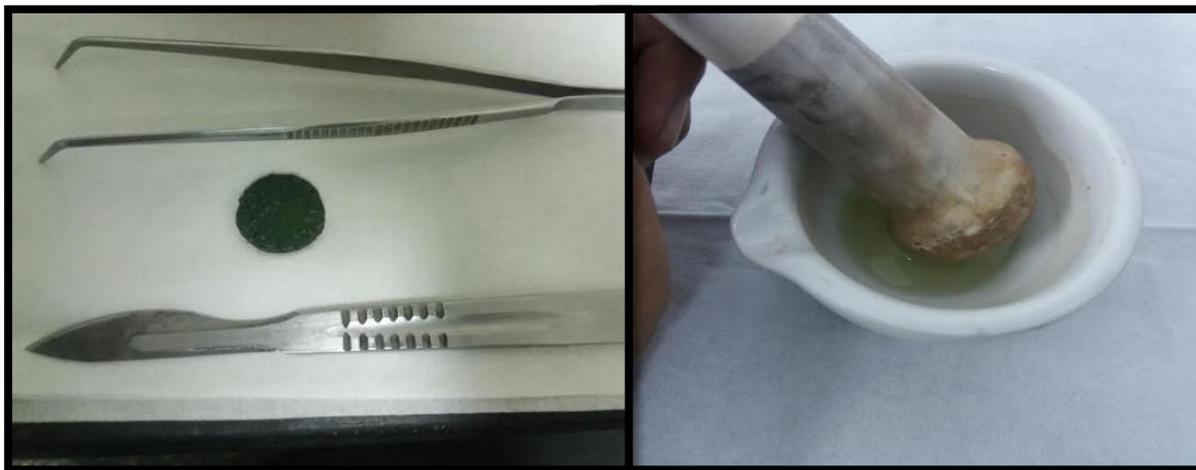


Figura 14. Extracción de muestra de piel apical de la fruta

Figura 15. Trituración de muestra

3.5 Diseño estadístico

Se realizó un DCA para determinar las diferencias estadísticas entre las siete semanas evaluadas, siendo estas consideradas como los tratamientos con 30 repeticiones cada evaluación ($n=210$). La prueba comparativa que se realizó fue Duncan y Kruskal Wallis con un nivel de significancia del $\alpha=0.05$. Los diseños estadísticos que se realizaron fueron con el programa INFOSTAT 2018.

Se determinaron los coeficientes de correlación de Pearson con $\alpha=0.05$ y se realizaron los modelos de correlación lineal, cuadrática y múltiple entre las variables evaluadas: Parámetros de Color vs Semanas Después de Floración, Materia Seca vs Semanas Después de Floración, Clorofila vs Semanas Después de Floración, Materia Seca vs Parámetros de Color, Clorofila vs Parámetros de Color, Materia Seca vs Clorofila, Materia Seca vs Cubrimiento Lenticelar. En las Regresiones Múltiple se compararon: Materia Seca vs Parámetros de Color.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1 Variación de parámetros evaluados en el tiempo

4.1.1 Color

Para las variables evaluadas, se cumplieron los supuestos de normalidad y homocedasticidad salvo en clorofila b, total, MSA, MSC, MSB y CL. Se procedió a realizar el análisis de varianza, a excepción de las variables mencionadas donde se realizó un ANVA con Kruskal Wallis (Anexo 2 y 3). Los parámetros de color del sistema CIELab, mostraron que existen diferencias significativas (p valor menor a 0.05) entre estos parámetros y las Semanas Después de la Floración (SDF) (Anexo 3). Se observa también que el Coeficiente de Variabilidad (CV) es elevado en el caso de a* y b* siendo mayores al 15%, lo que indicaría que existe una variación notable entre los valores de color de las muestras evaluadas en contraste a L*, que solo llega al cinco por ciento.

Para las variables L*, a*, b* e IC el patrón de la evolución de las medias se observa una tendencia a una leve disminución desde la semana 23 a la 29 y un incremento en la variable a* (Figuras 16 y 17). Para la variable IMP no se apreciaron cambios respecto a las SDF, lo que se confirma con el valor de $p=0.75$ de esta variable que señala que no existiría influencias significativas (Tablas 1 y 2).

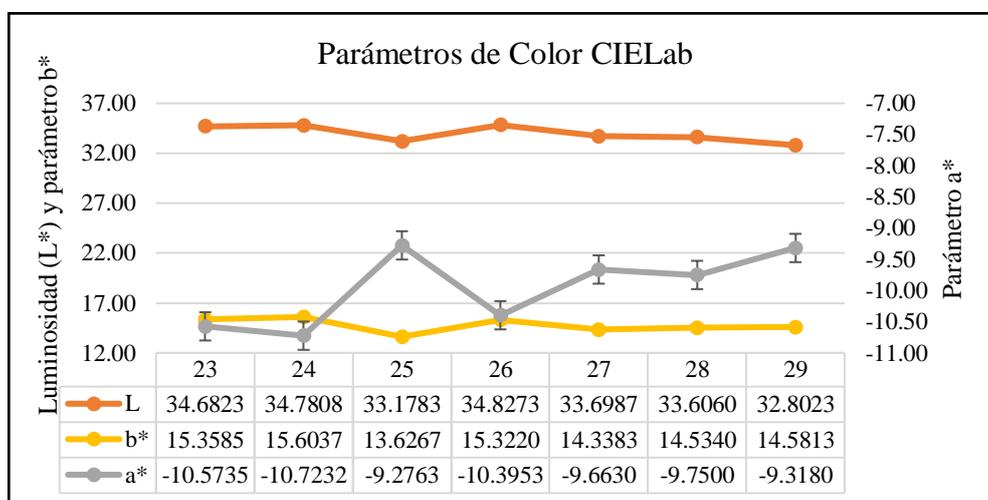


Figura 16. Evolución de parámetros L*, a* y b* durante las semanas evaluadas

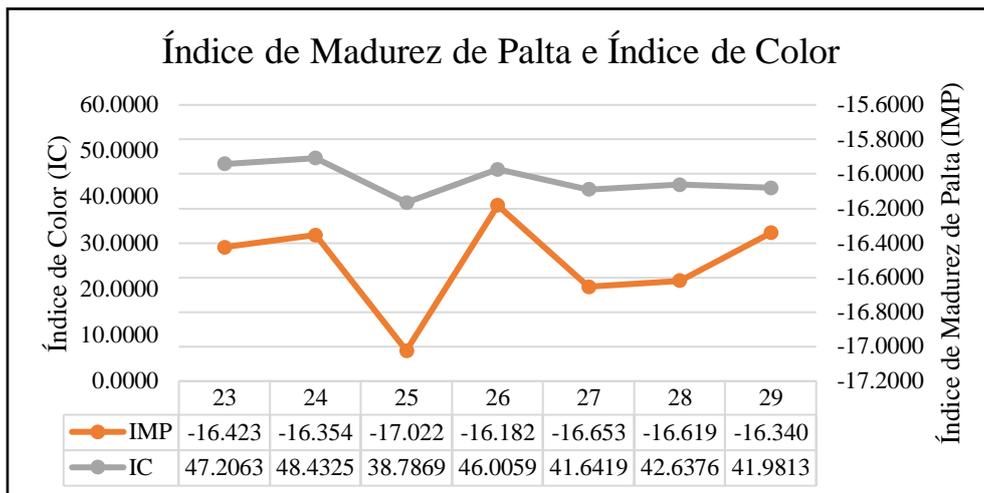


Figura 17. Evolución del Índice de Madurez de Palta e Índice de Color durante las semanas evaluadas

De la misma manera que el sistema anterior, en los parámetros del sistema CIELCh las variables presentan diferencias significativas entre las semanas evaluadas. El CV para la variable C^* es mayor al 15% lo cual señala una variación alta entre los valores de la muestra para esta variable. Para el caso de la variable h° se observa un CV de 1.17% que indica que en la muestra los valores son más homogéneos. La variable h° o matiz presentó una disminución de 124.6° hasta 122.4° de inicio a fin durante las semanas evaluadas (Figura 18).

El coeficiente de correlación de Pearson (r) fue bajo en todas las variables de color, el más altos fue para h° con -0.42 (Tabla 1) lo que indicaría una influencia negativa media baja. Esto se aprecia en la Figura 18, al mostrar la disminución en los valores de Matiz. Estos resultados son similares a los encontrados por Pérez de los Cobos (2012) en la coloración de la parte ecuatorial de palto Hass y con los hallazgos de Chen *et al.* (2009) en paltas de la variedad Sharwil durante la temporada de cosecha, pues en este ensayo el parámetro que tuvo mayor influencia por las SDF fue h° .

Se observa que en los modelos lineales y cuadráticos, las SDF influyen de manera significativa pero los valores de R^2 bajos no explica las variables de color de manera fiable (Anexo 4 y 5).

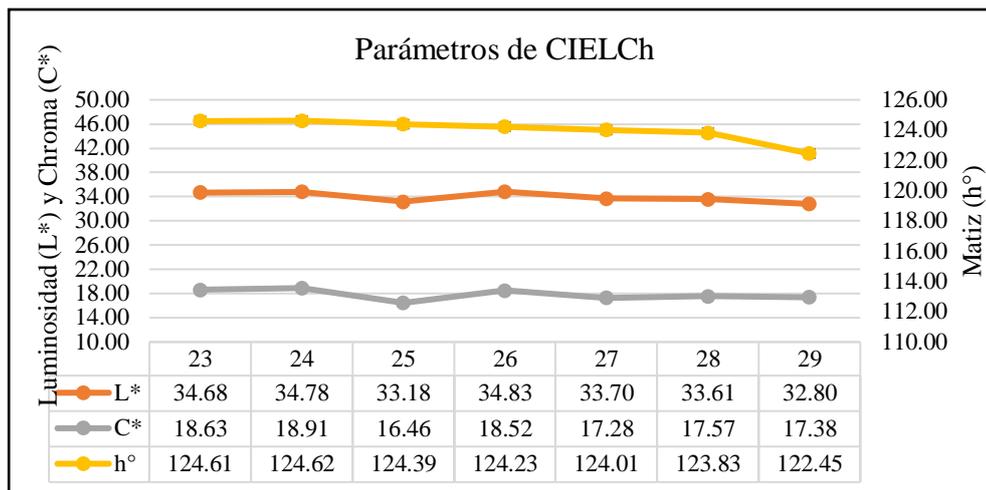


Figura 18. Evolución de parámetros L*, C* y h° durante las semanas evaluadas

4.1.2 Porcentaje de materia seca

Para los porcentajes de materia seca apical, central y basal (MSA, MSC y MSB, respectivamente) las diferencias entre los valores de la muestra y los valores de SDF presentan diferencias altamente significativas. Se observa un incremento en el contenido de materia seca en todas las secciones de la fruta durante las semanas evaluadas (figura 19). Los coeficientes de determinación fueron de 0.77, 0.88 y 0.80 para la materia seca apical, central y basal respectivamente (Anexos 2 y 3).

El patrón general de distribución de materia seca coincide con lo señalado por Schroeder (1987), pues se observa una gradiente donde el mayor porcentaje correspondería a la parte basal, seguida de la parte apical y luego de la parte media. La cantidad de lenticelas en la parte basal y apical, así como la presencia de conexiones vasculares importantes en dichas zonas pudieron haber causado la variación (Cummings y Schroeder, 1942).

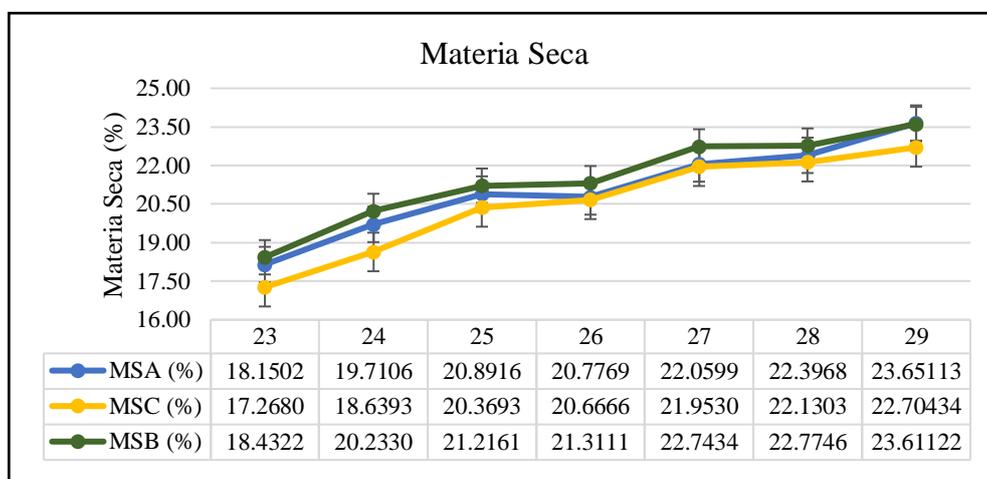


Figura 19. Variación del porcentaje de materia seca en las secciones apical (MSA), central (MSC) y basal (MSB) de la fruta durante las semanas evaluadas

4.1.3 Concentración de clorofila en la zona estilar

Para la concentración de clorofila *a*, *b* y total en la zona apical existieron diferencias significativas entre las SDF. También se observa un CV por encima del 18%. En todos los casos, el contenido de clorofila ($\mu\text{g/g}$) siguió un mismo patrón de una ligera alza hasta la semana 27 y luego una disminución a hasta la semana 29 (Figura 20).

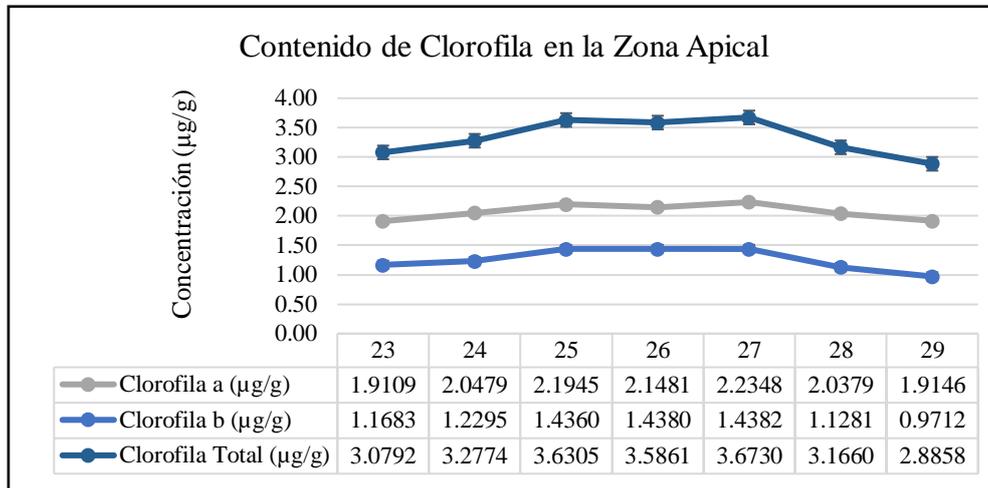


Figura 20. Concentración de clorofila en la zona apical

4.1.4 Cubrimiento lenticelar

La prueba de Levene mostró que no existe homogeneidad de varianzas para la variable cubrimiento lenticelar (CL) respecto a las SDF (Anexos 1 y 2), sin embargo, la prueba de Kruskal Wallis determinó que existen diferencias significativas entre las semanas evaluadas. Se observa un aumento en la cantidad de área que cubren las lenticelas hasta la semana 27, donde a partir de esa semana se observó un leve descenso hasta la semana 29 (Figura 21).

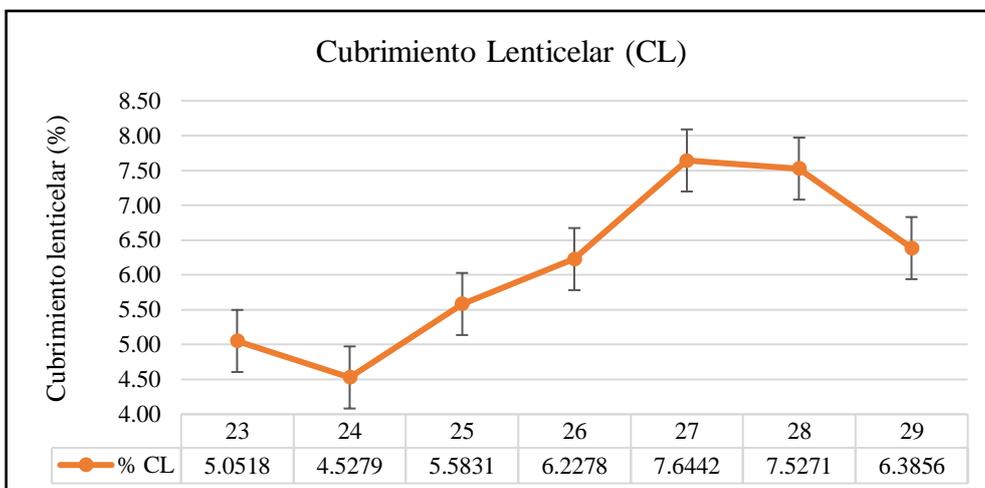


Figura 21. Cubrimiento lenticelar de la zona apical durante las semanas evaluadas

Tabla 1: Coeficientes de correlación de Pearson respecto a SDF. Valores de p mayores a 0.05 no son significativos

Variable	R	p-valor
MSA (%)	0.77	<0.0001
MSC (%)	0.88	<0.0001
MSB (%)	0.79	<0.0001
Luminosidad (L*)	-0.29	1.7E-03
Parámetro a*	0.25	2.70E-04
Parámetro b*	-0.11	0.11
Índice de Madures de Palta (IMP)	-0.02	0.75
Índice de Color (IC)	-0.15	0.03
Chroma (C*)	-0.14	0.04
Matiz (h°)	-0.42	1.30E-10
Clorofila a (µg/g)	0.01	0.93
Clorofila b (µg/g)	-0.16	0.02
Clorofila Total (µg/g)	-0.08	0.25
Cubrimiento Lenticelar (%CL)	0.42	1.50E-10

Tabla 2: Ecuaciones de regresión lineal con SDF. Valores de p mayores a 0.05 indican que el modelo no es significativo

Variable independiente	Variable dependiente	Ecuación	R ² Aj	p-valor
Semanas Después de la Floración (SDF)	Luminosidad (L*)	$L^*=40.85-0.27SDF$	0.08	<0.0001
	Parámetro a*	$a^*=-14.89+0.19SDF$	0.06	0.0003
	Parámetro b*	$b^*=18.23-0.13SDF$	0.01	0.1086
	Índice de Color (IC)	$IC=66.4-0.87SDF$	0.02	0.028
	Índice de Madures de Palta (IMP)	$IMP=-16.63+0.00038SDF$	4.90E-05	0.9195
	Chroma (C*)	$C^*=23-0.2SDF$	0.02	0.411
	Matiz (h°)	$h^{\circ}=131.88-30SDF$	0.18	<0.0001
	Clorofila a (µg/g)	$Clorofila\ a=2.05-0.00011SDF$	3.20E-05	0.9347
	Clorofila Total (µg/g)	$Clorofila\ total=4.06-0.03SDF$	0.2831	7.60E-04

4.2 Relación entre parámetros evaluados

4.2.1 Porcentaje de materia seca vs parámetros de color

Materia seca apical (MSA) vs parámetros de color

Se observó homogeneidad de varianzas entre a^* , b^* , IC, C^* y h° respecto a MSA. Los coeficientes de correlación de Pearson fueron significativos para L^* , a^* y h° con respecto a la MSA, sin embargo estos valores fueron bajos a excepción de h° que presentó un $r = -0.41$ (Anexo 4). El MSA tuvo influencia significativa para las variables respuesta a^* y h° en el modelo de correlación lineal (figura 22 y 23). Se observó que dicha influencia, aunque significativa, presentó valores de coeficiente de determinación muy bajos, menores al 0.02, solo la variable respuesta h° presentó un R^2 mayor al 0.16 para el modelo lineal y 0.18 para el modelo cuadrático donde solo influye significativamente el cuadrado de MSA (Anexos 7 y 11).

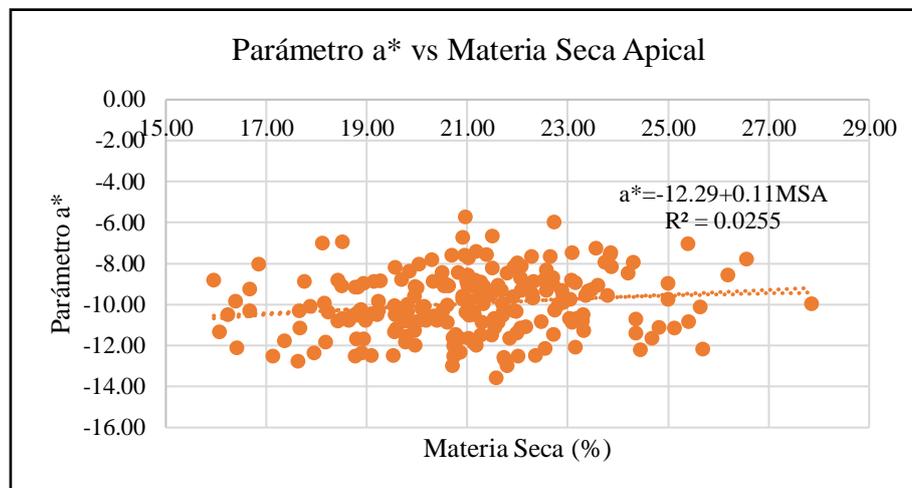


Figura 22. Gráfico de dispersión entre parámetro a^* y la materia seca apical

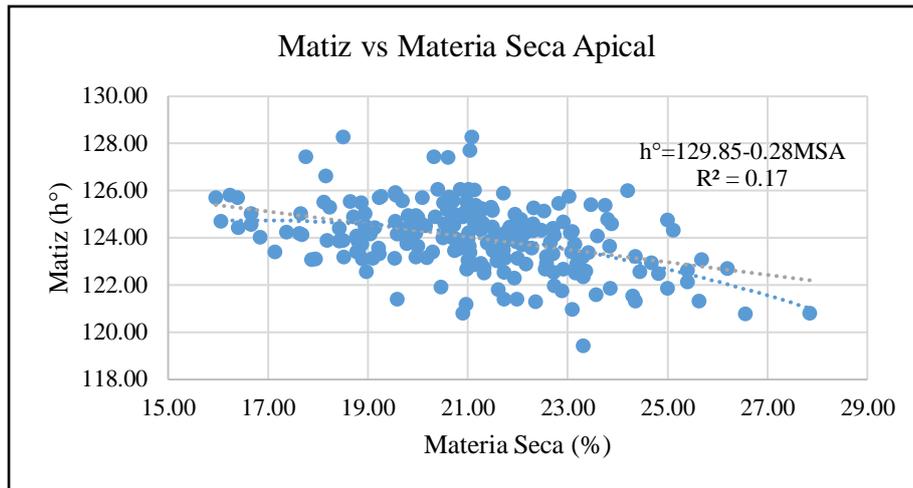


Figura 23. Gráfico de dispersión entre matiz y materia seca apical.

Materia seca central (MSC) vs parámetros de color

Los coeficientes de correlación entre MSC con relación a los parámetros de color fueron significativos para L^* , a^* , IC y h° . Entre estas, el de mayor coeficiente de correlación fue h° , con $r = -0.42$ (Tabla 3). A pesar de ello, los coeficiente de determinación fueron muy bajos (figura 24, 25 y 26); el valor más alto entre estas fue para h° donde se obtuvo valores de 0.17 para el modelo de correlación lineal (figura 27). En los modelos de correlación cuadrática, la variable MSC^2 no presentó influencia significativa para ninguna variable respuesta de color (Anexos 7 y 11).

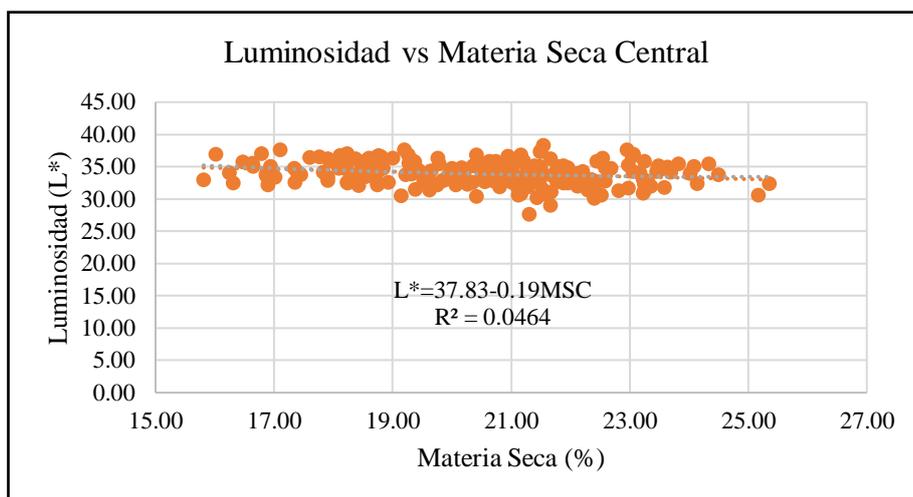


Figura 24. Gráfico de dispersión entre luminosidad y materia seca central

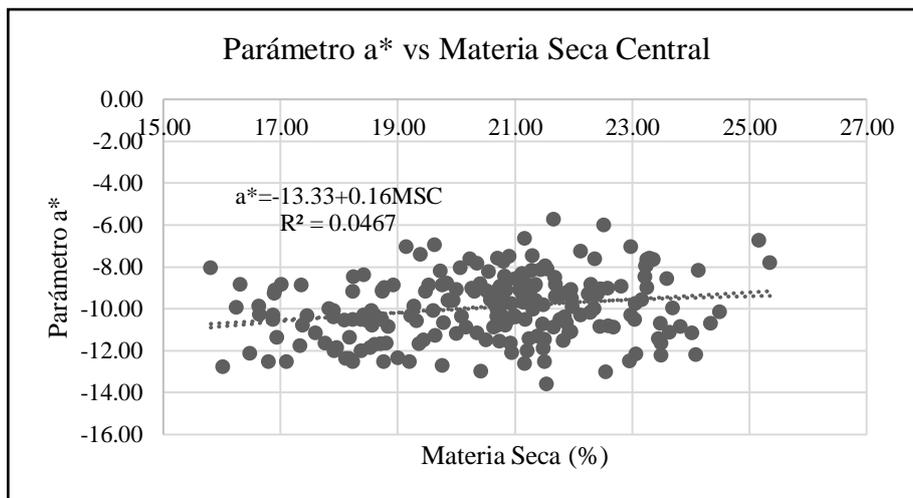


Figura 25. Gráfico de dispersión entre parámetro a* y materia seca central

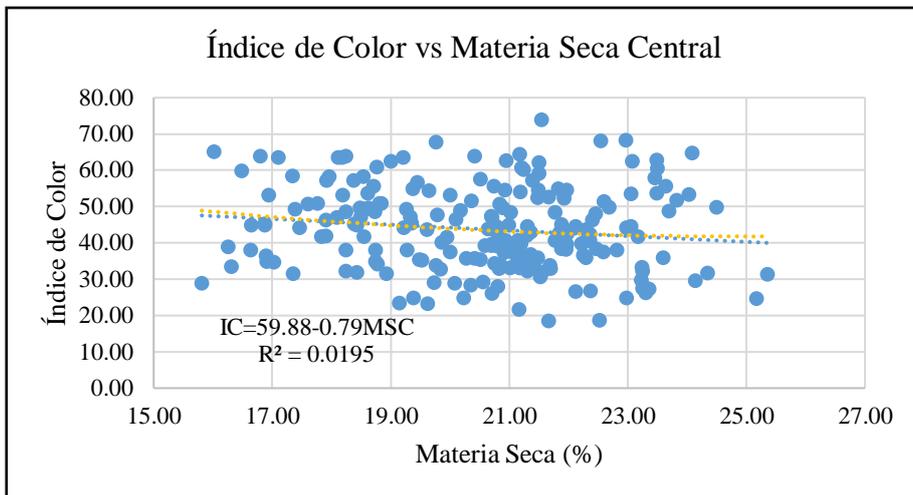


Figura 26. Gráfico de dispersión entre Índice de Color y materia seca central

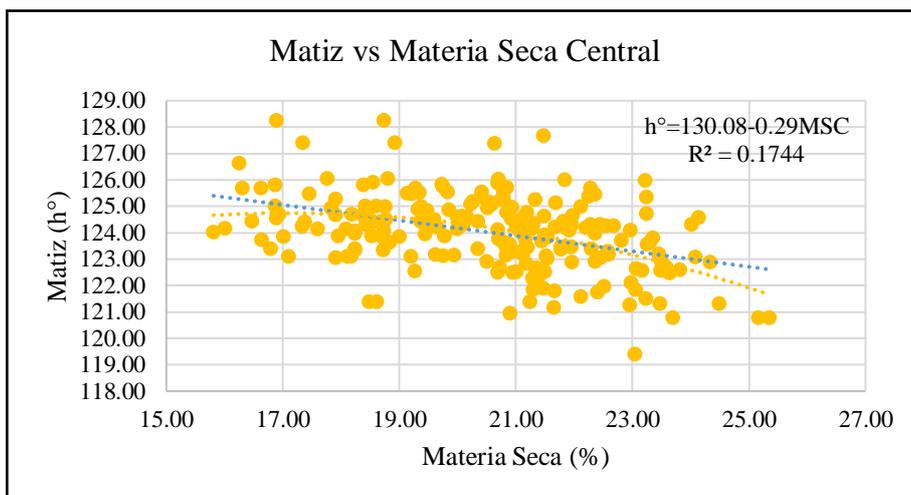


Figura 27. Gráfico de dispersión entre matiz vs materia seca central

Materia seca basal (MSB) vs parámetros de color

En este caso, las variables L^* y h° presentaron homogeneidad de varianzas y correlación significativa respecto a la materia seca en la porción basal del fruto (figura 28 y 29). Entre estas variables de color, h° tuvo un valor más alto de r con 0.3 (Tabla 3). La MSB tuvo una relación significativa con las variables de color mencionadas en los modelos lineales, sin embargo tuvieron un coeficiente de determinación muy bajo, similar en los modelos cuadráticos (Anexo 7 y 11).

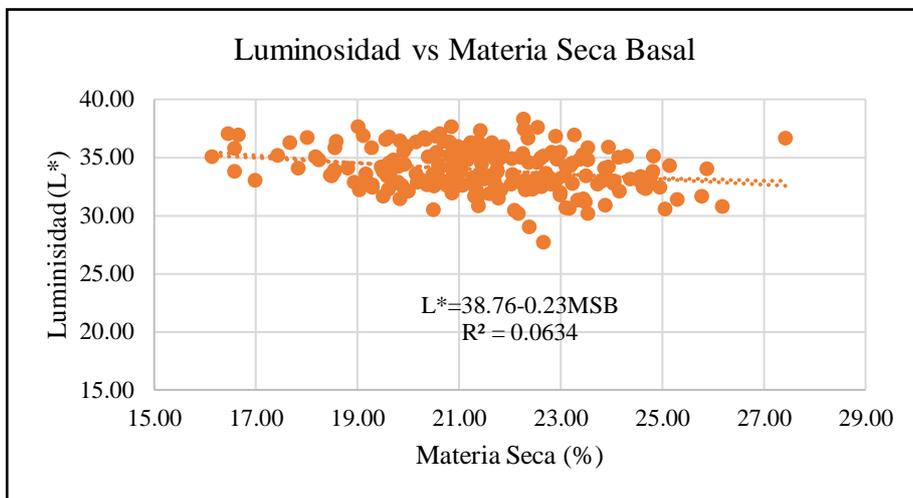


Figura 28. Gráfico de dispersión entre luminosidad y materia seca basal

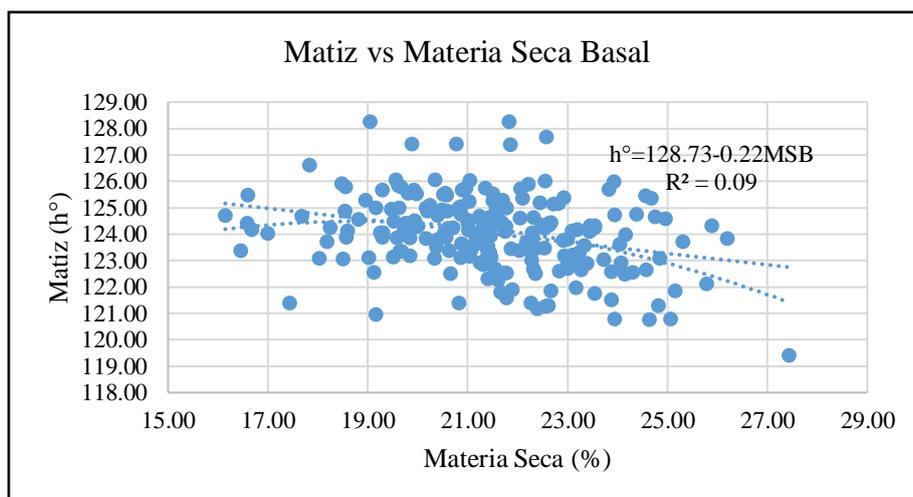


Figura 29. Gráfico de dispersión entre matiz y materia seca basal

Tabla 3: Coeficientes de correlación de Pearson entre materia seca y parámetros de color. Materia Seca Apical (MSA), Materia Seca Central (MSC), Materia Seca Basal (MSB), Luminosidad (L*), Parámetro a*, Parámetro b*, Índice de Madurez de Palta (IMP), Índice de Color (IC), Chroma (C*), Matiz (h°). Valores de p mayores a 0.05 no son significativos

Variable		L*	a*	b*	IMP	IC	C*	h°
MSA (%)	R	-0.17	0.16	-0.03	0.08	-0.07	-0.05	-0.41
	p-valor	0.02	0.02	0.71	0.27	0.3	0.44	1.00E-09
MSC (%)	R	-0.22	0.22	-0.1	0.01	-0.14	-0.11	-0.42
	p-valor	1.70E-03	1.40E-03	0.15	0.88	0.04	0.1	2.90E-10
MSB (%)	R	-0.25	0.24	-0.14	0.07	-0.17	-0.15	-0.3
	p-valor	2.20E-04	5.30E-04	0.04	0.29	0.01	0.03	9.70E-06

4.2.2 Parámetros de color vs concentración de clorofila

Los coeficientes de correlación de Pearson fueron significativos para todas las variables de color evaluadas en relación a la *clorofila a*, excepto para h° (Tabla 4). El modelo de correlación lineal arrojó cierto grado de influencia entre la *clorofila a* y las variables de color, sin embargo las variables de correlación fueron menores a 0.1 en todos los casos (Figuras 30, 31, 32, 33 y 34). El cuadrado de la concentración de *clorofila a* no mostró influencia en la expresión de colores según el análisis estadístico (Anexo 12).

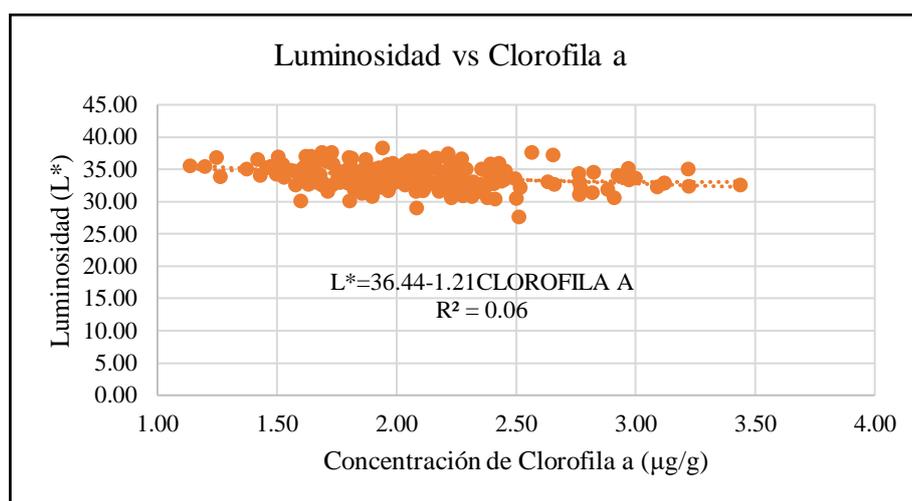


Figura 30. Gráfico de dispersión entre clorofila a vs luminosidad

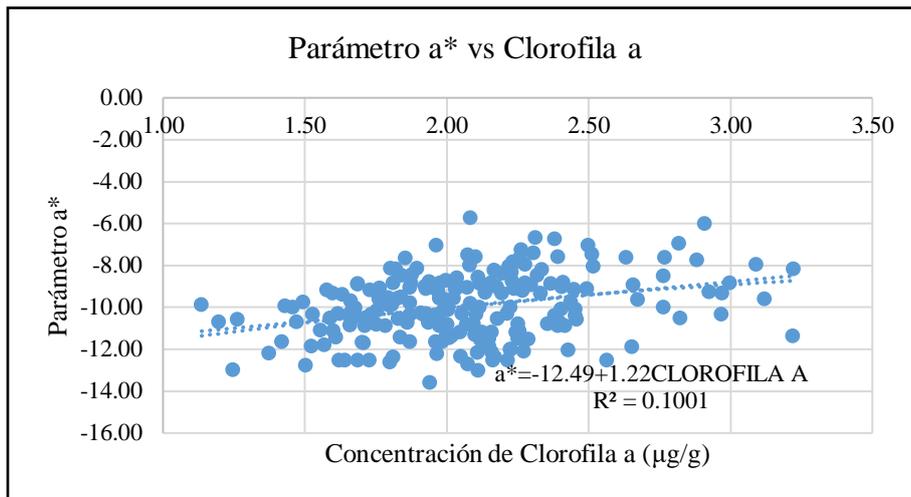


Figura 31. Gráfico de dispersión entre clorofila a y parámetro a*

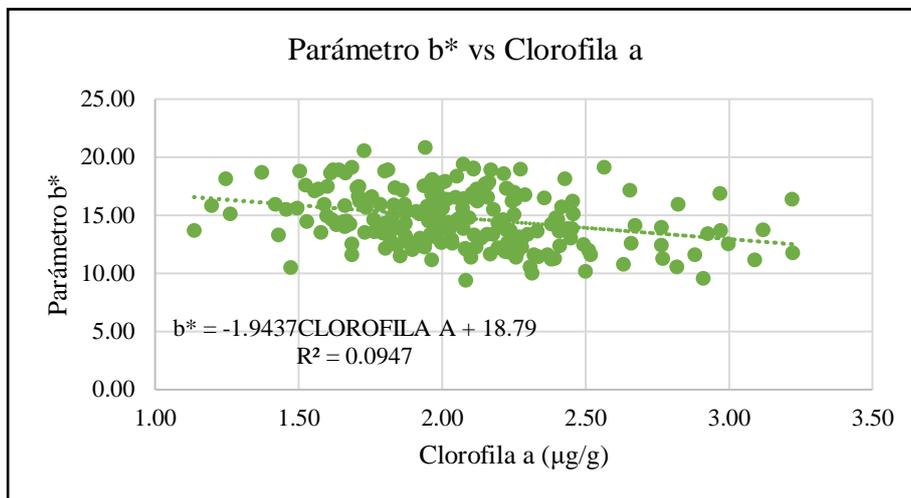


Figura 32. Gráfico de dispersión entre clorofila a y parámetro b*

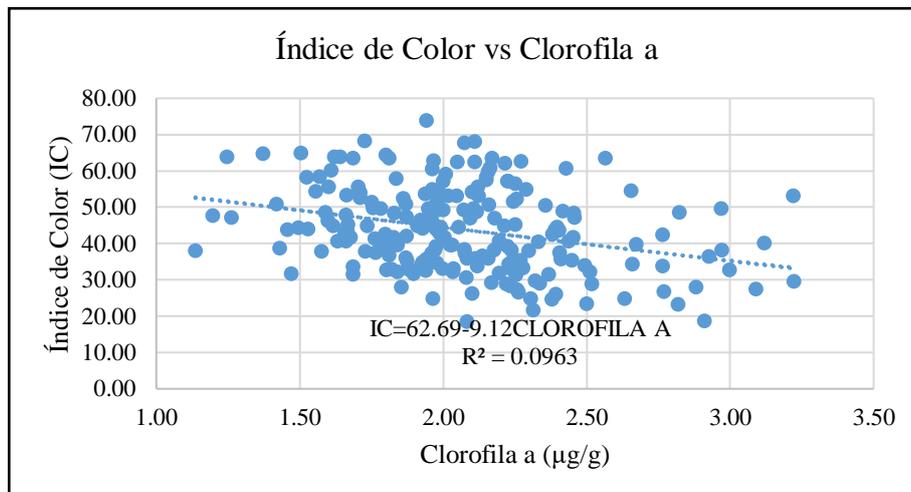


Figura 33. Gráfico de dispersión entre clorofila a e índice de color

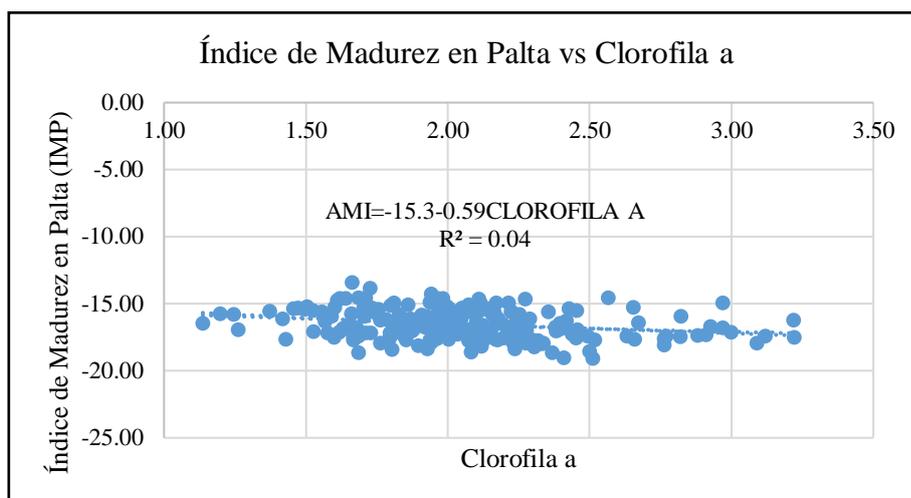


Figura 34. Gráfico de dispersión entre clorofila a e Índice de Madurez de Palta

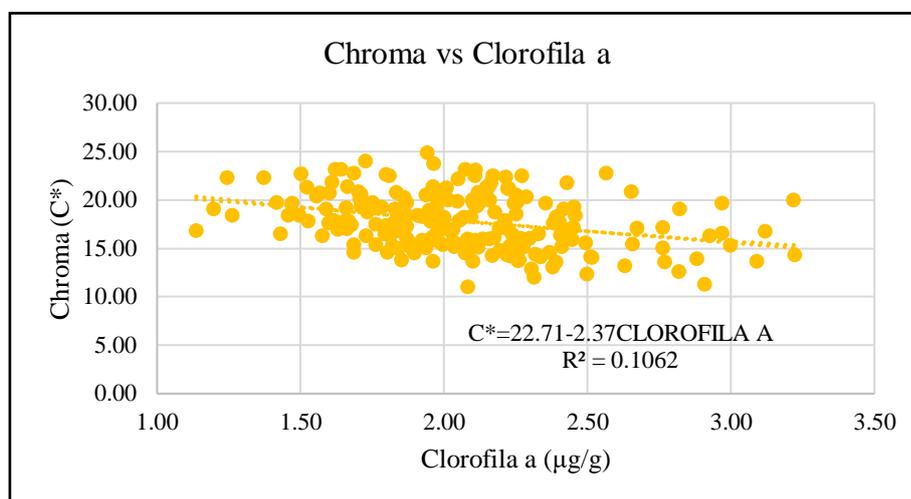


Figura 35. Gráfico de dispersión entre clorofila a y chroma

Para el caso de la concentración de *clorofila b* en el ápice del fruto, solo se encontró influencia de esta variable con los parámetros b^* y h° en el modelo lineal (figura 36). No se halló influencia del cuadrado de la concentración de *clorofila b* en las variables respuestas. En ambos casos el valor de la correlación fue menor al 0.04 (Anexo 12).

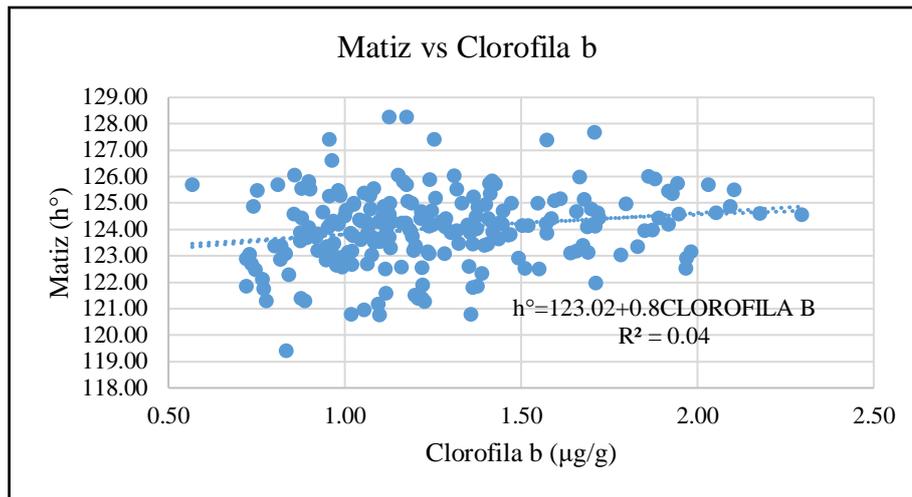


Figura 36. Gráfico de dispersión entre matiz y clorofila b

El análisis estadístico mostró que hay influencia de la variable clorofila total para todas las variables de color evaluadas con valores de coeficientes de Pearson de -0.17, 0.23, -0.24, -0.19, -0.24, -0.25 y 0.15 para L*, a*, b*, IMP, IC, C* y h° respectivamente (Tabla 4), pero con coeficientes de determinación inferiores al 0.06 en todos los casos en el modelo de regresión lineal (figuras 37, 38, 39, 40, 41 y 42). Así mismo, no hubo evidencia que señale que existe influencia estadística de la variable Clorofila total en los modelos cuadráticos entre las variables de color (Anexo 12).

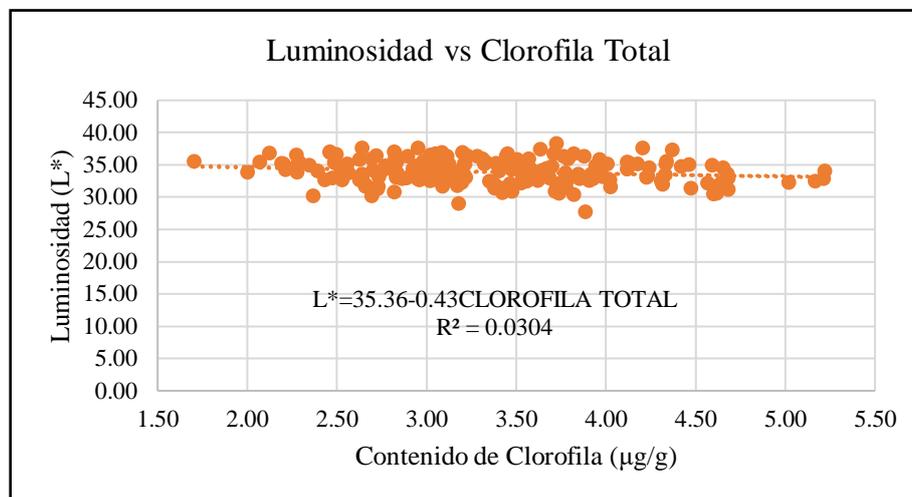


Figura 37. Gráfico de dispersión entre luminosidad y clorofila total

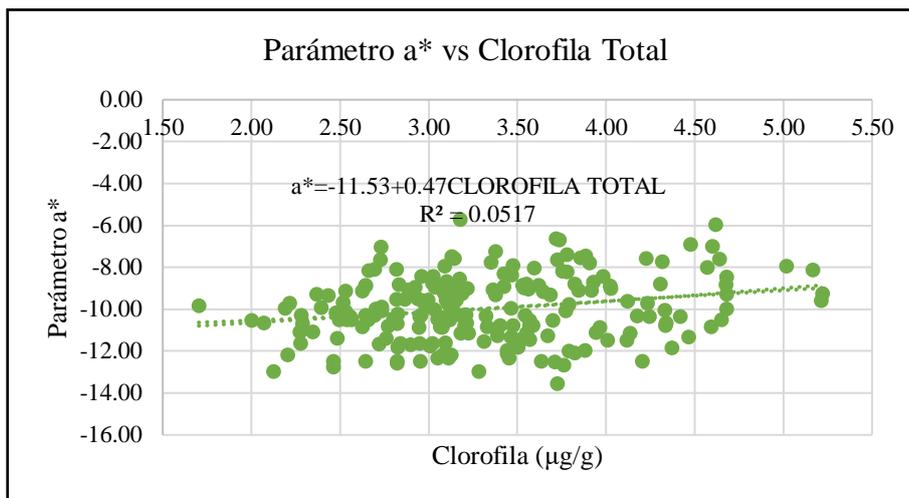


Figura 38. Gráfico de dispersión entre parámetro a* y clorofila total

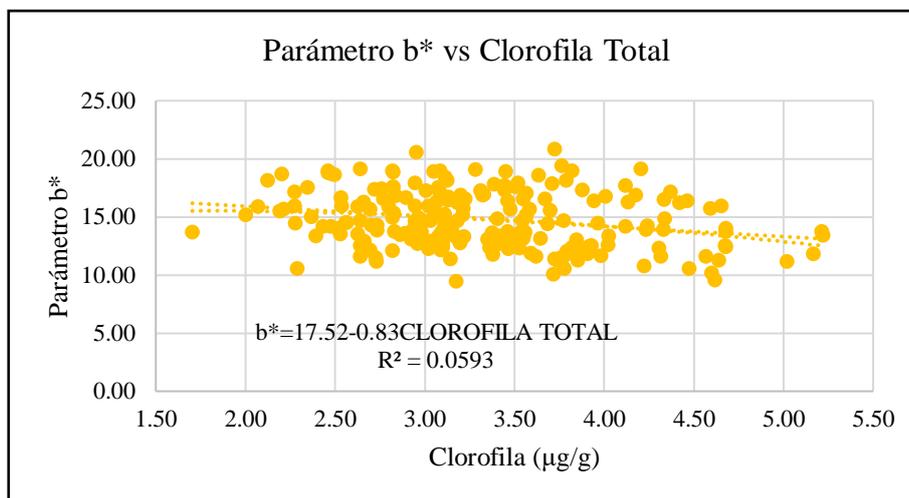


Figura 39. Diagrama de dispersión entre parámetro b* y clorofila total

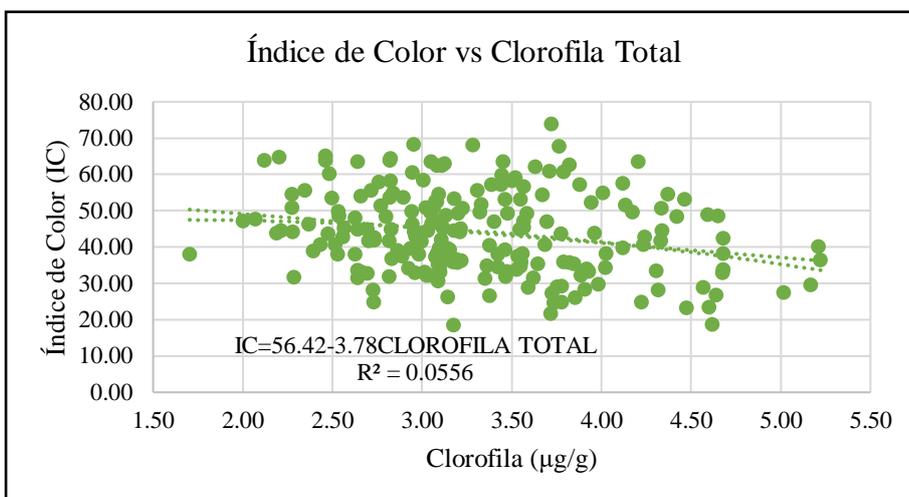


Figura 40. Gráfico de dispersión entre Índice de Color y clorofila total

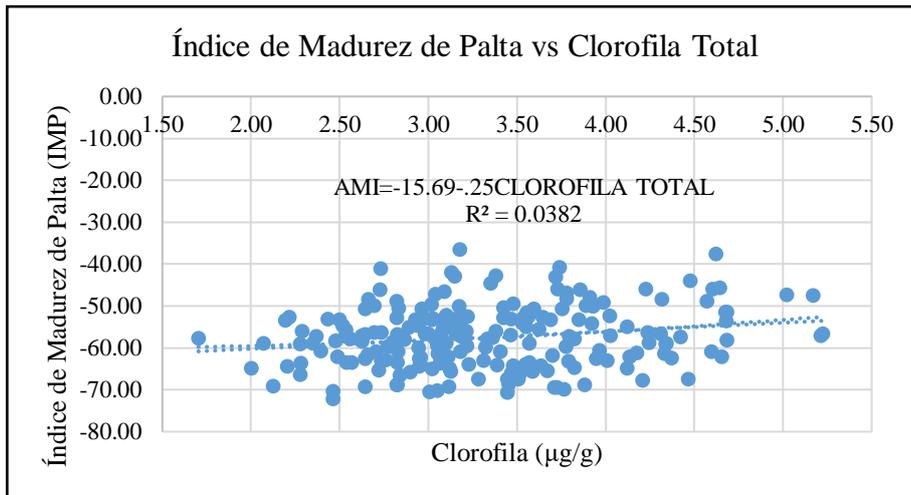


Figura 41. Gráfico de dispersión entre Índice de Madurez de Palta y Clorofila Total

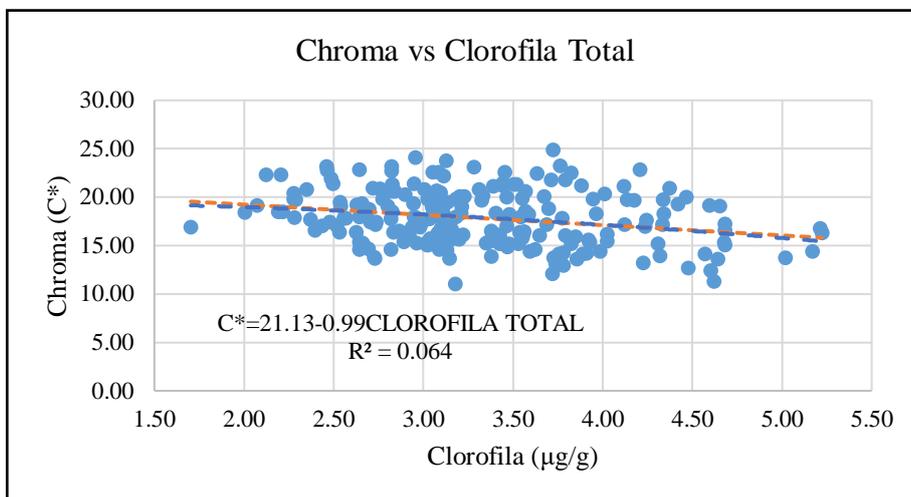


Figura 42. Gráfico de dispersión entre chroma y clorofila total

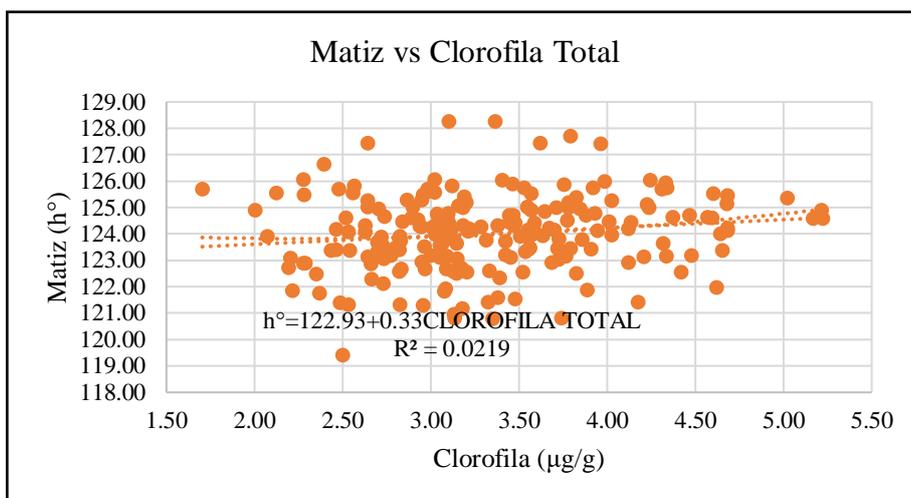


Figura 43. Gráfico de dispersión entre matiz y clorofila total

Tabla 4: Coeficiente de correlación de Pearson entre concentración de clorofila y parámetros de color. Luminosidad (L*), Parámetro a*, Parámetro b*, Índice de Madurez de Palta (IMP), Índice de Color (IC), Chroma (C*), Matiz (h°). Valores de p mayores a 0.05 no son significativos

Variables		L*	a*	b*	IMP	IC	C*	h°
Clorofila a (µg/g)	r	-0.26	0.32	-0.31	-0.22	-0.31	-0.33	0.08
	p-valor	1.40E-04	2.90E-06	5.50E-06	1.60E-03	4.60E-06	1.40E-06	0.23
Clorofila b (µg/g)	r	-0.05	0.1	-0.14	-0.13	-0.12	-0.13	0.2
	p-valor	0.43	0.17	0.05	0.07	0.09	0.05	3.90E-03
Clorofila Total (µg/g)	r	-0.17	0.23	-0.24	-0.19	-0.24	-0.25	0.15
	p-valor	1.00E-02	9.00E-04	3.70E-04	0.01	5.70E-04	2.10E-04	3.00E-02

4.2.3 Porcentaje de materia seca vs concentración de clorofila

No se encontró evidencia estadística que señale que las variables MSA, MSC y MSB tengan influencia en la concentración de clorofila de la región apical (Tabla 5, Anexos 9 y 13).

Tabla 5: Coeficientes de correlación de Pearson entre concentración de clorofila y materia seca apical, central y basal (MSA, MSC y MSB respectivamente). Valores de p mayores de 0.05 no son significativos

Variables		MSA (%)	MSC (%)	MSB (%)
Clorofila a (µg/g)	r	0.03	0.09	0.06
	p-valor	0.66	0.2	0.4
Clorofila b (µg/g)	r	-0.12	0.07	-0.06
	p-valor	0.07	0.33	0.42
Clorofila Total (µg/g)	r	-0.05	0.02	4.70E-03
	p-valor	0.4	0.42	0.95

Los bajos valores obtenidos en los coeficientes de determinación como de correlación del contenido de materia seca de las distintas secciones de los frutos con respecto a los parámetros de color de la epidermis no permiten establecer una relación que ayude a predecir la variación de la madurez de la fruta, incluso luego de que se haya llegado al mínimo de materia seca aceptable para exportación y necesaria para el ablandamiento de la fruta (21.5%). Los resultados obtenidos en el presente trabajo de investigación coinciden con los mencionados por Osuna-García *et al.* (2011), quienes no hallaron correlación entre parámetros de color L*, a*, b* y C* y el contenido de materia seca en frutos de palto; el contenido de materia seca en frutos de palto. Siendo incluso las

respuestas obtenidas del color externo en el presente trabajo coincidentes con los mencionado por Pérez de los Cobos (2012) quien observó que los frutos de palto Hass registraron un valor h° de 125.4 cuando entraron en madurez fisiológico. La poca o casi imperceptible modificación del color externo en frutos de palto cv. Sharwil durante la cosecha también fue observada por Chen *et al.* (2009).

Estos resultados se podrían deber a que los cambios muy marcados de color en la epidermis del fruto se dan por la generación y aumento de etileno días después que la fruta es retirada del árbol. Como mencionan Bower & Cutting (1988) esta hormona es importante para que la fruta llegue a la madurez de consumo. El etileno desencadenaría la degradación de la clorofila y la biosíntesis de antocianinas. Como mencionan Tingwa & Young (1975) y Cerdas *et al.* (2006) al estar la fruta inserta en el árbol no se llegaría a la maduración por algún inhibidor, no generándose la síntesis de etileno y por eso no habría cambios apreciables mientras la fruta esté en el árbol. Adicional a esto, la fruta al ser evaluada horas después de la cosecha, no habría llegado ni al climatérico mínimo.

Los bajos valores de coeficiente de correlación de Pearson y de determinación entre las SDF y concentración de clorofila en la parte apical de la fruta confirmarían que no existe una degradación importante en la concentración de dicho pigmento. Se ha mencionado que tanto la síntesis de antocianinas como la degradación de clorofila estarían influenciados por factores tanto hormonales como medio ambientales, siendo la luz uno de estos elementos, como lo mencionan Bouzayen *et al.* (2010) y Qui *et al.* (2015). Esto se consideraría como un factor de variación en la expresión de color pues una práctica cultural que se realiza comúnmente en frutos de palta es el cubrimiento de la fruta con papeles para evitar quemaduras solares, además las medidas se realizaron en la zona apical de la fruta, lugar que no está expuesto al sol.

Se observó que todos los parámetros de color y contenido de clorofila disminuyeron en las dos últimas semanas de evaluación, a excepción de a^* que aumenta. Hofman *et al.* (2000), Chen *et al.* (2009); Magwaza & Tesfay (2015) y Mathaba *et al.* (2015) tuvieron hallazgos similares al evaluar frutas que permanecieron más tiempo en el árbol. Si bien estos resultados no tienen un coeficiente de correlación y determinación altos, las medias de cada semana siguen dicho patrón.

Otro factor a considerar es la variación del contenido de materia seca en las evaluaciones de acuerdo a la posición de la fruta en el árbol. Esto coincidiría con las observaciones

realizadas en naranjas ‘Natal’ y ‘Valencia’ realizadas por Carvalho *et al.* (2013), pues se apreciaría que aunque las frutas hayan sido marcadas en la misma fecha de evaluación, las variaciones existirían de acuerdo al lugar donde estaría insertada la fruta en el árbol. Blanke (1992) menciona también la influencia de la posición de la fruta en la copa con su calidad (porcentaje de aceites y por ende porcentaje de materia seca). Mathaba *et al.* (2015) también mencionan que la posición de la fruta en el árbol puede influenciar en su coloración final.

Otro aspecto que puede influir en las respuestas halladas estaría relacionada con la irregularidad o desuniformidad de la superficie a nivel de la porción estilar de la palta cv. Hass presentando superficies deprimidas, planas y sobresalientes, así como el grado y tamaño de la cicatriz del estilo (Figura 44) tal como lo describen Avilán & Rodríguez (1997).

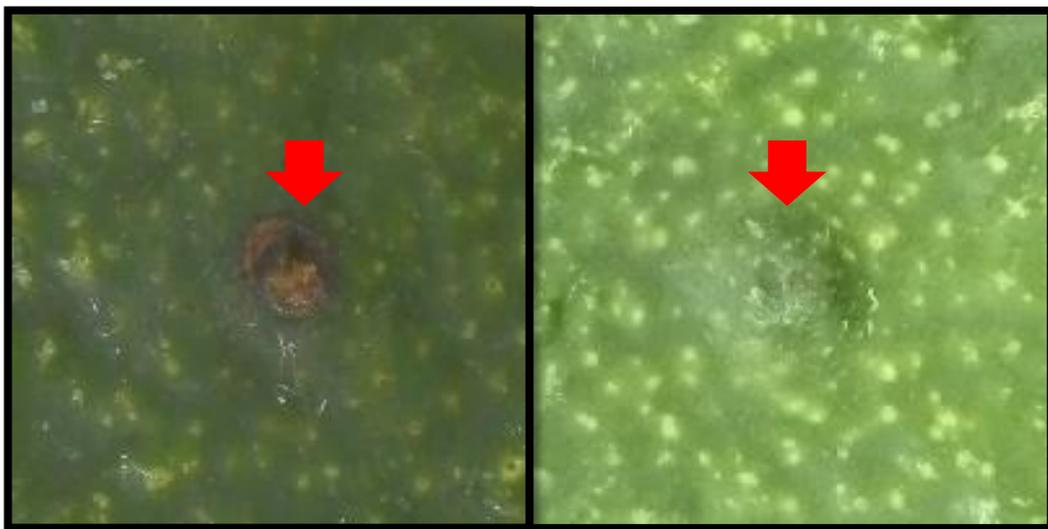


Figura 44. Región apical con cicatriz marrón (izquierda) y sin cicatriz notable (derecha)

4.3 Regresiones múltiples

Se realizó la prueba de selección de modelos usando el método de Stepwise usando como variables independientes L^* , a^* , b^* , IMP, IC, C^* y h° (Tabla 6).

En los modelos seleccionados, los coeficientes de determinación resultaron bajos pero mayores que los analizados individualmente lo que indicaría que la influencia conjunta de los parámetros a^* , b^* y C^* tendría mayor efecto en la expresión del contenido de materia seca en la región central (Anexo 14).

Tabla 6: Regresión múltiple de materia seca central (MSC) vs parámetros de color

Variable Respuesta	Ecuación	R ²
MSC	MSC (%)=23.79+2.97a+1.87C-0.47b	0.25

4.4 Cubrimiento lenticelar

Las medias de los parámetros de color evaluados siguen un patrón similar al descender las dos últimas semanas, pudiendo ser el CL un factor que estaría influyendo en la medida del color en la zona apical.

El coeficiente de determinación para el modelo lineal entre MSC y CL fue el más alto con 0.15 y el coeficiente de correlación fue de 0.39, esto indicaría que existe una influencia significativa de CL en el contenido de materia seca de la fruta. Si tenemos en cuenta esto, lo que mencionan Cumming & Schroeder (citados por Barrientos *et al.*, 1996) sobre la formación del corcho en lenticelas como indicador de cosecha para algunos agricultores podría tener cierta veracidad, además los resultados observados indicarían que sí tendría algún grado de correlación como para tomarse en cuenta tal como se aprecia en las tablas 1 y 7.

Tabla 7: Coeficientes de correlación de Pearson entre cubrimiento lenticelar (CL) y materia seca apical, central y basal (MSA, MSC y MSB respectivamente). Valores de p mayores a 0.05 no son significativos

Variables		MSA (%)	MSC (%)	MSB (%)
CL (%)	r	0.34	0.39	0.38
	p-valor	6.4E-07	6.0E-09	1.3E-08

Schroeder (1942) señala que la concentración de estomas y lenticelas en la parte apical del fruto estarían involucrados en ciertos procesos fisiológicos como pérdida de agua y aceleración de la respiración más que en otras zonas de la fruta. Esto podría explicar algunos resultados encontrados como el comportamiento de contenido de materia seca en la parte apical que resulta mayor que en la parte media de la fruta, así como las otras observaciones hechas respecto al color en este ensayo. Scora *et al.* (citados por Rymbay *et al.*, 2012) mencionan que luego de la aparición de las lenticelas en la piel de la fruta, estas estructuras cambian de color gradualmente. Dietz *et al.* (citados por Rymbay *et al.*, 2012) mencionan que las lenticelas se originan por estomas preformados y por pequeñas rupturas que se originan cuando la fruta se expande. Esto pudo haber influenciado también en el

desarrollo de estas estructuras en las zonas evaluadas de la fruta, pues como la fruta permanece en crecimiento mientras este en el árbol, las microrrupturas se podrían seguir dando debido a las divisiones celulares y los flujos diurnos y nocturnos de crecimiento, como lo menciona Schroeder (1958), y aumentando conforme más tiempo quede adherida a este.

En la Figura 48 se observan las medias de las evaluaciones realizadas por semana entre materia seca y CL, se observa que a medida que el porcentaje de materia seca se incrementa también lo hace el cubrimiento lenticelar en la zona apical, se observa que entre 5.7 y 6.3 el porcentaje de materia seca llega a 22%, lo que podría considerarse como un posible índice de madurez fisiológica, teniendo en cuenta los valores de r (Tabla 7).

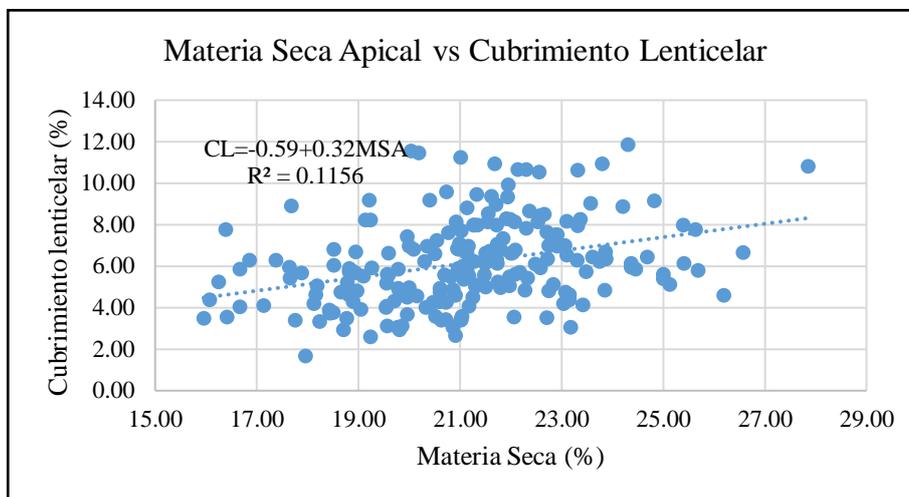


Figura 45. Gráfico de dispersión entre materia seca apical y cubrimiento lenticelar

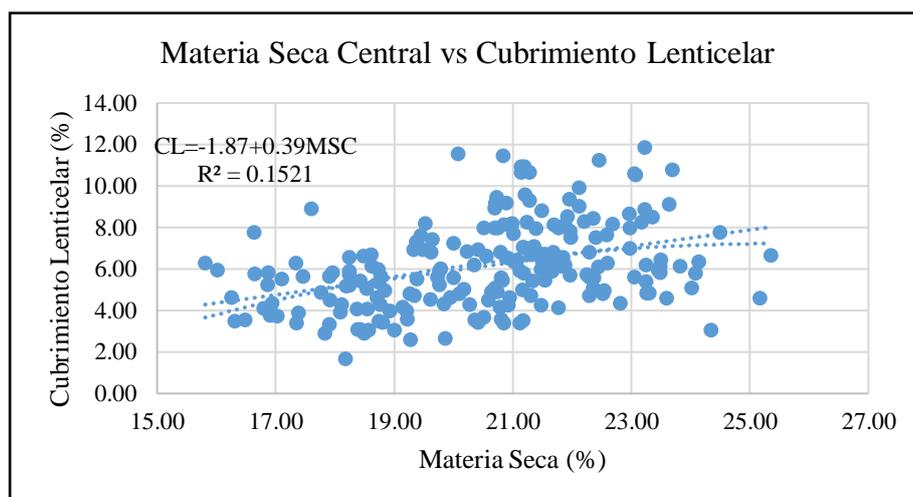


Figura 46. Gráfico de dispersión entre materia seca central y cubrimiento lenticelar

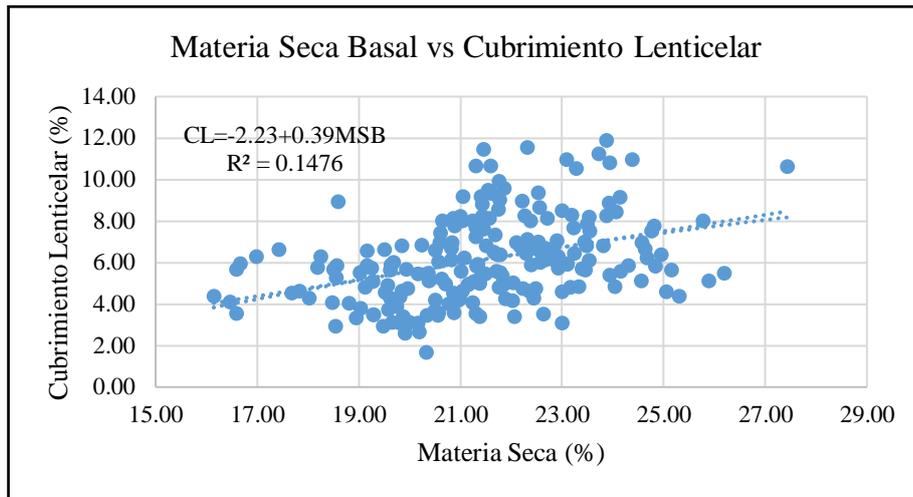


Figura 47. Gráfico de dispersión entre materia seca basal y cubrimiento lenticelar

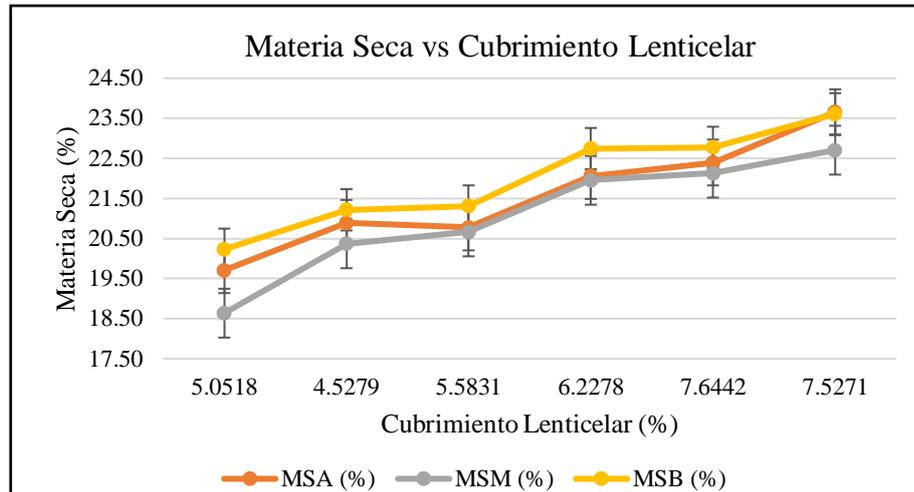


Figura 48. Variación de medias entre materia seca de las secciones apical (MSA), central (MSC) y basal (MSB) respecto a cubrimiento lenticelar

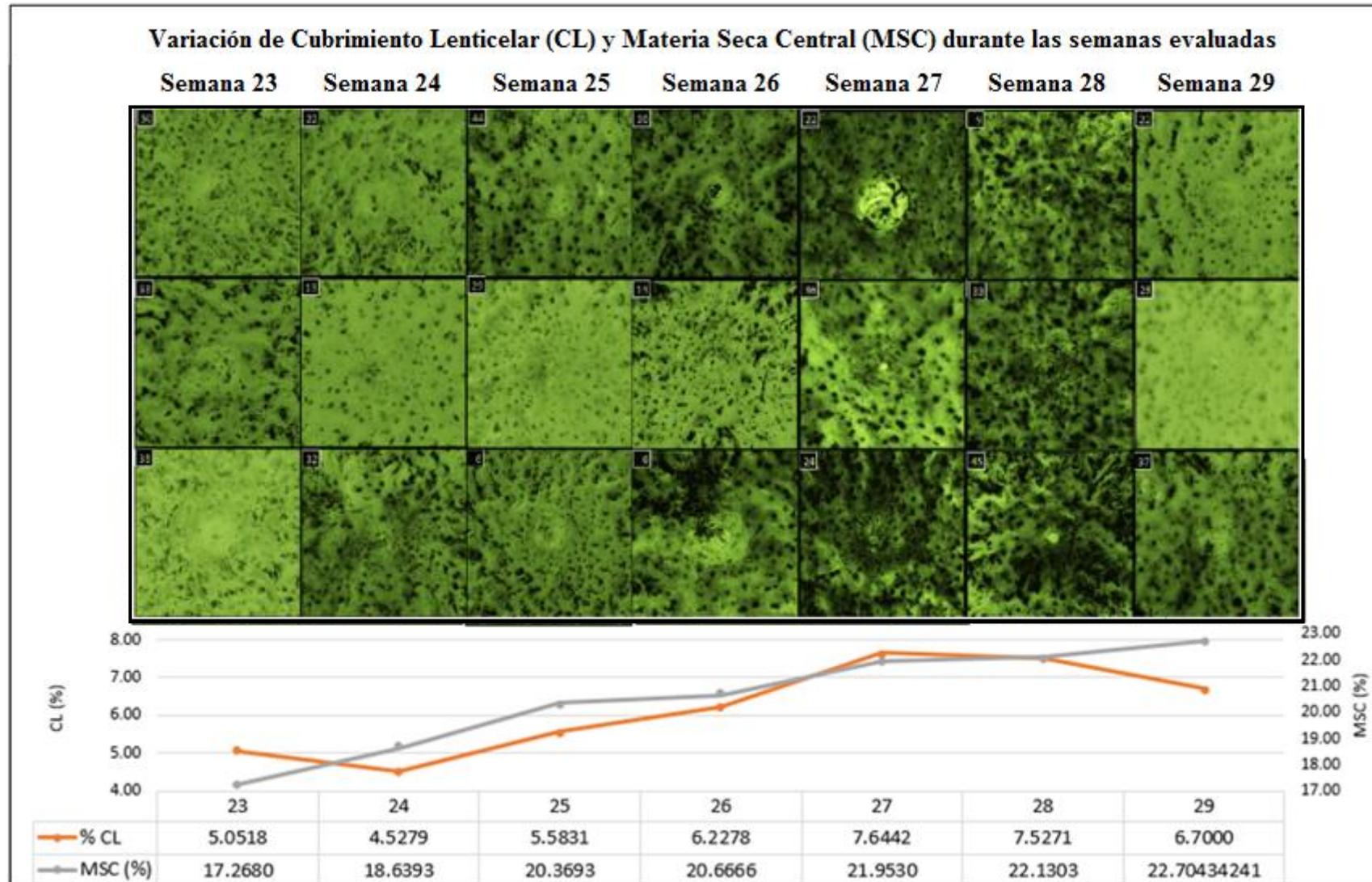


Figura 49. Evolución de Cubrimiento Lenticelar y Materia Seca Central en las semanas evaluadas con las fotografías de la zona apical

V. CONCLUSIONES

Los parámetros de color del ápice L^* , a^* , b^* , C^* e IC presentaron bajos niveles de correlación respecto al tiempo de la fruta en el árbol, solo el h° presentó un valor medio bajo de $r = -0.42$. Así mismo, se encontraron bajos niveles de correlación con el porcentaje de materia seca de las secciones de la fruta de palto, siendo el valor más alto las correlaciones entre h° y MSC con $r = -0.42$. Estos resultados indican que para las condiciones dadas que la coloración de la parte apical del fruto tendría influencia significativa con la materia seca pero bajo nivel de correlación y no podría usarse como índice de cosecha.

Los modelos de regresión lineal y cuadrático para h° resultaron con valores de R^2 más altos que los demás (0.18 con SDF, 0.22 con SDF^2 , 0.16 con MSA, 0.17 con MSC, 0.19 con MSC^2).

La concentración de clorofila total tiene influencia significativa pero bajos niveles de correlación con los parámetros de color. No hay relación entre estas concentraciones con el porcentaje de materia seca de la fruta en ninguna sección de esta ni en modelos de regresión cuadrática.

El cubrimiento lenticelar tuvo una influencia importante en la variable MSC con valores de r de 0.39 y para el modelo un valor de 0.15.

VI. RECOMENDACIONES

Para trabajos futuros se recomienda realizar evaluaciones durante más semanas y controlando otras variables como posición de la fruta en el árbol y en la panícula para minimizar la variabilidad y con diferentes variedades. Se recomienda también adicionar variables como dureza de la fruta y contenido de antocianinas en la epidermis.

La toma de datos de color se podría realizar en otras partes del fruto como la base y la sección ecuatorial, de igual modo en las secciones evaluar podrían se podrían utilizar otros instrumentos más modernos como el caso del NIR y mediciones de ultrasonido para tener una referencia más amplia de los procesos fisiológicos que se podrían dar en la fruta.

Para las evaluaciones de las lenticelas, se recomienda el uso de microscopios para observar el desarrollo histológico de este, además de realizar un seguimiento desde el cuajado hasta la cosecha de las mismas frutas, además estas deberían estar ubicadas en la misma zona del árbol para evitar sesgos de error.

VII. BIBLIOGRAFÍA

- Agencia Peruana de Noticias. (2017). Perú es el tercer exportador de palta 'Hass'. Prohass. Recuperado de: <http://www.prohass.com.pe/blog/2017/08/peru-es-el-tercer-mayor-exportador-de-palta-en-el-mundo>
- Agrodata Perú. (2018). Aguacate-paltas Perú exportación 2018. Recuperado de: <https://www.agrodataperu.com/category/exportaciones/aguacate-paltas-exportacion>
- Agrodata. (27 de agosto de 2018). Perú: palta y espárragos, productos agroexportables de primer nivel. Perú Retail. Lima, Perú. Recuperado de: <https://www.agrodataperu.com/category/exportaciones/aguacate-paltas-exportacion>
- Ahmed, D.M.; Yousef, A.R.; Hassan, H.S. (2010). Relationship between electrical conductivity, softening and color of Fuerte avocado fruits during ripening. *Agriculture and Biology Journal of North America*, 1(5): 878-885.
- Arpaia, M.L.; Boreham, D.; Hofshi, R. (2001). Development of a new method for measuring minimum maturity of avocados. *California Avocado Society Yearbook*, 85:153-178.
- Arpaia, M.L. (2005). Avocado postharvest quality – an overview. In *New Zealand and Australia Avocado Grower's Conference, 2005, Tuaranga, Nueva Zelanda*. 20-22 8pp. Recuperado de: https://www.researchgate.net/publication/242073585_AVOCADO_POSTHARVEST_QUALITY_-_AN_OVERVIEW
- Ashton, O.B.; Wong, M.; McGhie, T.K.; Vather, R.; Wang, Y.; Requejo-Jackman, C.; Ramankutty, P.; Wolf, A.B. (2006). Pigments in avocado tissue and oil. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54(26): 10151-10158.

- Avilán, R.; Rodríguez, M. (1997). Descripción y evaluación de la colección de aguacates (*Persea spp.*) del CENIAP. Maracay, Venezuela. Fondo Nacional de Investigaciones Agropecuarias. CENIAP. 92 p. (Serie A N° 12).
- Ataucusi, S. (2015). Manejo técnico del cultivo de palto. Primera edición. Lima, Perú, Cáritas del Perú. 39 p.
- Barrientos, A.F.; García, E.; Avitia, E. (1996). Anatomía del fruto de aguacate, ¿drupa o baya?. Revista Chapingo Serie Horticultura, 2(2): 189-198.
- Blanke, M.M. (1992). Photosynthesis of avocado fruit. *In* World Avocado Congress (2, 1991, Orange, Estados Unidos). Holthe, PA; Arpaia, ML. Riverside, Estados Unidos. Universidad de California. 700 p.
- Blakey, R.J. (2016). Evaluation of avocado fruit maturity with a portable near-infrared spectrometer. *Postharvest Biology and Technology*, 121: 101–105.
- Bower, J.P.; Cutting, J.G. (1988). Avocado Fruit Development and Ripening Physiology. *Horticultural Reviews*, 10:229-271.
- Bouzayen, M.; Latché, A.; Nath, P.; Pech, J.C. (2010). Mechanism of Fruit Ripening. *Plant Developmental Biology - Biotechnological Perspectives (Chapter 16)*, Vol. 1.
- Brunatti, C.; Marín, A.M. (s.f.). Introducción a la espectroscopía de absorción molecular ultravioleta, visible e infrarrojo cercano. Recuperado de: <http://materias.fi.uba.ar/6305/download/Espectrofotometria.pdf>
- Calatrava, J. (1992). El aguacate. 1ra edición. Madrid, España, Ediciones Mundiprensa. 249 p.
- Cámara de Comercio de Lima (CCL). (2017). Palta. Instituto de Investigaciones y Desarrollo de Comercio Exterior de la Cámara de Comercio de Lima (IDEXCAM). Recuperado de: <https://www.camaralima.org.pe/repositorioaps/0/0/par/estudiopaltas/paltas.pdf>

- Carlos, O. (2002). Abacate: produção de mudas, instalação, manejo de pomares, colheita e pós-colheita. Brasil. Editorial Cinco Continentes. 154 p.
- Caro, N.P. (1998). Estudios de índices de madurez en frutos de palto (*Persea americana* Mill.) cv. Hass en distintas localidades de Chile. Santiago de Chile. 58 p.
- Carvalho, L.M.; Lopes de Siqueira, D.; Chamhum, L.C.; Cecon, P.R.; Vieccelli, J.C. (2013). Características físicas e químicas de laranjas ‘Natal’ e ‘Valência’ em função da posição na copa. Rev. Ceres, Viçosa, 60(5): 653-661
- Carvalho, C.P.; Velásquez, M.A.; Rooyen, Z.V. (2014). Determinación del índice mínimo de materia seca para la óptima cosecha de aguacate ‘Hass’ en Colombia. Agronomía Colombiana, 32(3): 399-406.
- Cerdas, M.M.; Montero, M.; Díaz, E. (2006). Manual de manejo pre y poscosecha de aguacate (*Persea americana*). San José, Costa Rica. Ministerio de Agricultura y Ganadería: Centro de Investigaciones Agronómicas Universidad de Costa Rica. 95 p.
- Chen, N.J.; Wall M.M.; Paull, R.E.; Follett, P.A. (2009). Variation in ‘Sharwil’ avocado maturity during the harvest season and resistance to fruit fly infestation. Hort Science, 44(6):1655–1661.
- Clark, C.J.; McGlone, V.A.; Requejo, C.; White, A.; Woolf, A.B. (2003). Dry matter determination in ‘Hass’ avocado by NIR spectroscopy. Postharvest Biology and Technology, 29 (2003): 300-307
- Cogginns Junior, C. (1984). Fruit quality for consumer satisfaction. California Avocado Society Yearbook, 68:43-46.
- Cox, K.A.; McGhie, T.K.; White, A.; Woolf, A.B. (2003). Skin colour and pigment changes during ripening of ‘Hass’ avocado fruit. Postharvest Biology and Technology, 31(3): 287–294. Solo resumen. Recuperado de:

https://www.researchgate.net/publication/248449426_Skin_color_and_pigment_changes_during_ripening_of_Hass_avocado_fruit

Craker, L.E.; Wetherbee, P.J. (1973). Ethylene, light and anthocyanin synthesis. *Plant Physiology*, 51(3): 436–438. Recuperado de: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC366283/?page=1>

Cuantificación de clorofila de hojas de jitomate. UTIM. México. Recuperado de: <http://navarrof.orgfree.com/Docencia/AnalisisInstrumental/PRACTICA6clorofila.pdf>

Cummings, K.; Schroeder, C.A. (1942). Anatomy of the avocado fruit. *California Avocado Society Yearbook*, 27: 56-64.

Davies, K. (2004). An introduction to plant pigments in biology and commerce. *In Annual plant reviews*, Volume 14: Plant pigments and their manipulation. Palmerston North, Nueva Zelanda. Blackwell Publishing. 352p.

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.

El Peruano. (24 de febrero 2014) Lima, Perú. Resolución Directorial N° 0009 - 2014 - MINAGRI SENASA – DSV. 2014.: 39. Recuperado de: https://www.senasa.gob.pe/senasa/wp-content/uploads/jer/SUB_DIR_EXPORT/RD%200009-2014-MINAGRI-SENASA-DSV%20y%20anexo.pdf

Everett, K.R.; Hallett, I.C.; Rees-George, J.; Chynoweth, R.W.; Pak, H.A. (2008). Avocado lenticel damage: the cause and the effect on fruit quality. *Postharvest Biology and Technology*, 48(3): 383–390.

Flores, D. (2013). Cultivo de palto: manual práctico para productores. SN Power: Proyecto Cheves. Lima, Perú. 51 p.

- Franciosi, R. (2003). Producción, cosecha y post-cosecha del Palto. Ediciones Cimagraf. Lima, Perú. 225 p.
- García-Rojas, M.; Morgan, A.; Gudenschwager, O.; Zamudio, S.; Campos-Vargas, R.; González-Agüero, M.; Defilippi, B.G. (2016). Biosynthesis of fatty acids-derived volatiles in 'Hass' avocado is modulated by ethylene and storage conditions during ripening. *Scientia Horticulturae*, 202: 91–98.
- Gestión. (8 de agosto de 2015). Inicio de exportaciones de palto 'Hass' a China. Lima, Perú. Recuperado de: <https://gestion.pe/economia/peru-iniciara-mes-exportaciones-palta-hass-china-96846-noticia/>
- Gestión. (7 de agosto de 2019). Exportaciones de paltas peruanas alcanzaron US\$ 581 millones en ventas de enero a julio. Lima, Perú. Recuperado de: <https://gestion.pe/economia/exportaciones-de-palta-alcanzaron-us-581-millones-en-ventas-de-enero-a-julio-holanda-eeuu-y-espana-son-los-principales-compradores-noticia/>
- Herrera-González, J.A.; Salazar-García, S.; Martínez-Flores, H.E.; Ruiz-García, J.E. (2017). Indicadores preliminares de madurez fisiológica y comportamiento postcosecha del fruto de aguacate Méndez. *Revista Fitotécnica Mexicana*, 40(1): 55-63.
- Hofman, P.; Jobin-Décor, M.; Giles, J. (2000). Percentage of dry matter and oil content are not reliable indicators of fruit maturity or quality in late-harvested 'Hass' avocado. *HortScience*, 35(4):694-695.
- Hopkins, W.G.; Hüner, N.P. (2009). Introduction to plant physiology. 4ta edición. Estados Unidos. Ed. Jhon Wiley & Sons. 522 p.
- Kader, A.A. (2002). Tecnología postcosecha de cultivos hortofrutícolas. Pelayo-Zaldivar, C (trad.). Tercera edición. Estados Unidos. Universidad de California. 596 p.
- Konica Minolta. (s.f.). Chroma Meter CR-400/410: Manual de instrucciones. 156 p.

INDECOPI. (2014). Proyecto de norma técnica peruana de la palta. Lima. Perú. 25 p.
Recuperado de: <http://www.prohass.com.pe/norma-tecnica-de-la-palta>

La República. (5 de marzo de 2018). Perú se ubica como segundo exportador de paltas en el mundo. La República, Lima, Perú. Recuperado de: <http://larepublica.pe/economia/1206633-peru-se-ubica-como-el-segundo-exportador-de-paltas-del-mundo>

Li, B.; Lecourt, J.; Bishop, G. (2018). Advances in non-destructive early assessment of fruit ripeness towards defining optimal time of harvest and yield prediction-a review. *Plants*, 7(1): 1-20.

López-López, L.; Cajuste-Bontemps, J.F. (1999). Comportamiento postcosecha de fruta de aguacate cv. Hass con base en la altitud de producción y tipo de floración. *Revista Chapingo (Serie Horticultura)*, 5: 365-371.

Lucchesi, A.A.; Montenegro, H.W. (1975). Determinação prática do teor de óleo na polpa do abacate (*Persea americana* Miller) através da correlação com o teor de água. *Anais da E.S.A. Luiz de Queiroz*, 32: 339-352.

Magwaza, L.S.; Tesfay, S.Z. (2015). A review of destructive and non-destructive methods for determining avocado fruit maturity. *Food and Bioprocess Technology*. 8. DOI 10.1007/s11947-015-1568-y. Set. 2015. Recuperado de: https://www.researchgate.net/profile/Lembe_Magwaza/publication/280689729_A_Review_of_Destructive_and_Non-destructive_Methods_for_Determining_Avocado_Fruit_Maturity/links/55c18d5c08aed621de154e76/A-Review-of-Destructive-and-Non-destructive-Methods-for-Determining-Avocado-Fruit-Maturity.pdf

Márquez, C.J.; Yepes, D.P.; Sanchez, L.; Osorio, J.A. (2014). Cambios físico-químicos del aguacate (*Persea americana* Mill. cv. "Hass") en poscosecha para municipios de Antioquia. *Revista Temas Agrarios*, 19(1): 32-47.

- Martinez, J.P.; Mueña, V.; Ruiz, R. (2014). Nutrición y fertilidad en paltos. La Cruz, Chile. Instituto de Investigaciones Agropecuarias (INIA). 73p.
- Mathaba, N.; Mafeo, T.P.; Kruger, F.J. (2015). The skin colouring problema of ‘Hass’ avocado fruit during ripening. South African Avocado Growers’ Association Yearbook, 38: 51-57
- Mathaba, N.; Mathe, S.; Mlimi, J.; Ntandane, J. (2018). Solving the ‘Hass’ skin colouring riddle. SA Fruit Journal, 16 pt. 6:56-58.
- McGuire, R. (1992). Reporting of objective color measurements. HortScience, (27)12: 1254-1255.
- Millerd, A.; Bonner, J.; Biale, J.B. (1952). The climateric rise in fruit respiration as controlled by phosphorylative coupling. Universidad de California. Estados Unidos. Recuperado de: http://avocadosource.com/Journals/PlantPhysiology/Plant%20Physiol_1953_28_521-531.pdf
- MINAGRI. (2018). Exportaciones de palta sumaron US\$ 580 millones y posicionan al Perú como segundo proveedor mundial. Recuperado de: <http://www.minagri.gob.pe/portal/publicaciones-y-prensa/noticias-2018/21085-exportaciones-de-palta-sumaron-us-580-millones-y-posicionan-al-peru-como-segundo-proveedor-mundial>
- Osuna-García, J.A.; Doyon, G.; Salazar-García, R.G.; González-Durán, I.J. (2011). Relationship between skin color and some fruit quality characteristics of ‘Hass’ avocado. Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico, 95(1-2):15-23.
- Parodi, G.J.; Sanchez, M.; Daga, W. (2007). Correlación del contenido de aceite, materia seca y humedad de pulpa como indicadores de cosecha en frutos de palto (*Persea americana* Mill) var. Hass cultivada bajo condiciones de dos localidades en Chincha-Perú. In World Avocado Congress (6, 2007, Viña del Mar, Chile). Castro, M. B.;

- Arancibia, Mc.; Bauzá, A.I.; Olaetea, J.A. Proceedings. Valparaíso, Chile. Pontificia Universidad Católica de Valparaíso.
- Pérez de los Cobos, R. (2012). Crecimiento y maduración del fruto en aguacate (*Persea americana* Mill.) cv. Hass. Proyecto de Fin de Carrera. Almería, España. Universidad de Almería. 76 pp.
- Purvis, A.C.; Barmore, C.R. (1981). Involvement of ethylene in chlorophyll degradation in peel of citrus fruits. *Plant Physiol.* 68(4): 854-856
- Randall, D. (1998). Instruments for the measurement of color. Datacolor International. Carolina del Norte, Estados Unidos. Recuperado de: <https://pdfs.semanticscholar.org/4ee7/5a94f974d2c0dbf142151fb2f888df90d96d.pdf>
- Ranney, C.A.; Gillette, G.; Brydon, A.; McIntyre, S.; Rivers, O.; Vasquez, C.A.; Wilson, E. (1992). Physiological maturity and percent dry matter of California avocado. *In* World Avocado Congress (2, 1991, Orange, Estados Unidos). Holthe, PA; Arpaia, ML. Riverside, Estados Unidos. Universidad de California. 700 p.
- Rodríguez, P.; Henao-Rojas, J.C. (2016). Evaluation of color during avocado (*Persea americana* Mill. cv. Hass) ripening. *Agronomía Colombiana* 1 supl.:S876-S879.
- Rosas, N.; Saucedo, C.; García, C.; Saucedo, D. (2016). Producción de etileno y cambios asociados a la maduración de frutos de aguacate ‘Hass’ y ‘Carmen Hass’. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, 17(1): 24-29.
- Rodríguez, R.; Pérez, I.; Martínez de Marañón, I. (2011). Sensores en la industria alimentaria (extracto). *Alimentaria: Revista de tecnología e higiene de los alimentos*. Recuperado de: <http://www.alimentatec.com/sensores-en-la-industria-alimentaria/?print=print>
- Rymbai, H.; Srivastav, M.; Sharma, R.R.; Singh, S.K. (2012). Lenticels on mango fruit: origin, development, discoloration and prevention of their discoloration. *Scientia Horticulturae*, 135:164–170.

- Saupe, S. (2009). Plant physiology. Measuring chlorophyll (& anthocyanin) concentration. Recuperado de: https://employees.csbsju.edu/ssaupe/biol327/Lab/photosyn/chlorophyll_quant.htm
- Sabater, B. Prácticas de fisiología vegetal. Universidad de Alcalá. Madrid, España. Recuperado de: <http://www3.uah.es/bartolomesabater/Guiones%20de%20Practicass.pdf>
- Schmilovitch, Z.; Hoffman, A.; Egozi, H.; El-Batzri, R.; Degani, C. (2001). Determination of avocado maturity by near-infrared spectrometry. *Acta Hort.* 562, 175/179.
- Schroeder, C.A. (1950). The structure of the skin or rind of the avocado. *California Avocado Society Yearbook*, 34:169-176.
- Schroeder, C.A. (1958). Growth and development of the avocado fruit. *California Avocado Society Yearbook*, 42:114-118.
- Schroeder, C.A. (1966). Cytology of the avocado pericarp cell. *California Avocado Society Yearbook*, 50:107-111.
- Schroeder, C.A. (1985). Physiological gradients in avocado fruit. *California Avocado Society Yearbook*, 69:137-144.
- Schroeder, C.A. (1987). Physiological gradients in fleshy pericarp of avocado. *South African Avocado Growers' Association Yearbook*, 10:32-34.
- Syvash, O.O.; Zolotareva, O.K. (2017). Regulation of chlorophyll degradation in plant tissues. *Biotechnologia Acta*, 10(3):20-30. Recuperado de: <https://cyberleninka.ru/article/n/regulation-of-chlorophyll-degradation-in-plant-tissues>

- Téliz, D. (2000). El aguacate y su manejo. 1ra edición. México. Ediciones Mundiprensa. 300pp.
- Tingwa, P.O.; Young, R.E. (1975). Studies on the inhibition of ripening in attached avocado (*Persea americana* Mill.) fruits. *Journal American Society Hort Science*, 100(5):447-449.
- Torres, A.; Salvo del P., J.; Olivares, N.; Riquelme, J.; Leris, L.; Rodriguez, F.; Abarca, P. (2017). Manual del cultivo de palto. Santiago, Chile. Instituto de Investigaciones Agropecuarias (INIA). 117 p
- Torres, R.; Montes, J.E.; Pérez, O.A.; Andrade, R.D. (2013). Relación del color y del estado de madurez con las propiedades fisicoquímicas de frutas tropicales. *Información Tecnológica*, 24 (3):51-56.
- Undurraga, P.; Olaeta, J.A.; Bontá, A.S. (2007). Evolución de la maduración de frutos del cultivar Isavel (*Persea americana* Mill.) injertada sobre patrón mexícol. *In World Avocado Congress* (6, 2007, Viña del Mar, Chile).Castro, MB; Arancibia, Mc; Bauzá, AI; Olaetea, JA. Proceedings. Valparaíso, Chile. Pontificia Universidad Católica de Valparaíso
- Universidad de Rioja (UNIRIOJA). (s.f.). Capítulo 5: instrumentos para la medida práctica del color. Recuperado de: https://www.unirioja.es/cu/fede/color_de_vino/capitulo05.pdf
- Valero, D.; Serrano, M. (2010). Postharvest biology and technology for preserving fruit quality. Nueva York, Estados Unidos. CRS Press. 264p
- Watada, A. (1986). Effects of ethilene on the quality of fruits and vegetables. *Food Technology may*. 1986. Recuperado de: ucanr.edu/datastoreFiles/234-1693.pdf
- X-Rite. (2002). Guía para entender la comunicación del color. Recuperado de: http://www.mcolorcontrol.com/archivos/L10-001_Understand_Color_es.pdf.

Zarazúa-Escobar, J.A.; Martínez-Damian, 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(1):143-148.

Zhu, X.; Chen, J.; Qiu, K.; Kuai, B. (2017). Phytohormone and light regulation of chlorophyll degradation. *Frontiers in Plant Science* vol. 8 art. 1911. Recuperado de: <http://www.readcube.com/articles/10.3389/fpls.2017.01911>

Zurita, M. (19 de agosto de 2017). Agroexportación: una mirada al imparable dinamismo de la palta ‘Hass’. *El Comercio*, Lima, Perú. Recuperado de: <https://elcomercio.pe/economia/peru/agroexportacion-mirada-imparable-dinamismo-palta-hass-noticia-451173>

VIII. ANEXOS

ANEXO 1:

Supuesto de Normalidad: Prueba de bondad de ajuste (Kolmogorov)

Variable	Ajuste	\bar{x}	EstadísticoD	p-valor
MSA (%)	Normal(21.091,4.609868)	21.09	0.04	0.8547
MSC (%)	Normal(20.533,4.125745411)	20.53	0.09	0.078
MSB (%)	Normal(21.4745,3.993357397..)	21.47	0.03	0.9783
L*	Normal(33.9394,2.351701529..)	33.94	0.08	0.1113
a*	Normal(-9.957,2.351701529)..	-9.96	0.05	0.6061
b*	Normal(14.7664,5.870204968..)	14.77	0.06	0.35
IMP	Normal(-57.4648,51.648984..)	-16.53	1	<0.0001
IC	Normal(43.8132,132.433876)..	43.81	0.06	0.4092
C*	Normal(17.8219,8.094404967..)	17.82	0.05	0.6073
h°	Normal(124.0211,2.024821..)	124.02	0.05	0.7415
Clorofila a(μg/g)	Normal(2.06,0.14712)..	2.07	0.07	0.3224
Clorofila b (μg/g)	Normal(1.2585,0.12024)..	1.26	0.09	0.0468
Clorofila Total (μg/g)	Normal(3.3283,0.46039)..	3.33	0.09	0.0509
CL (%)	Normal(6.1354,4.1549)	6.14	0.07	0.31

p-valores mayores a 0.05 indican que los residuos siguen una distribución normal.

Supuesto de Homocedasticidad: Prueba de Levene para Variables vs SDF

VARIABLES	p-valor
RABS MSA (%)	0.0781
RABS MSC (%)	<0.0001
RABS MSB (%)	<0.0001
RABS L*	0.2493
RABS a*	0.4102
RABS b*	0.5172
RABS IMP	0.56
RABS IC	0.7538
RABS C*	0.6331
RABS h°	0.9812
RABS Clorofila a(μg/g)	0.0764
RABS Clorofila b (μg/g)	<0.0001
RABS Clorofila Total (μg/g)	0.002
RABS CL (%)	0.0412

p-valor mayor de 0.05 indica que las varianzas son constantes

Prueba de Levene para Materia Seca vs Variables

VARIABLES	MSA	MSC	MSB
	p-valor	p-valor	p-valor
RABS L*	0.0114	0.8436	0.1916
RABS a*	0.4684	0.9061	0.0163
RABS b*	0.1593	0.3448	0.042
RABS IMP	0.0255	0.2582	0.3681
RABS IC	0.5477	0.5794	0.0184
RABS C*	0.2457	0.5488	0.0151
RABS h°	0.7169	0.9684	0.0849
RABS Clorofila a (µg/g)	0.4243	0.2312	0.5647
RABS Clorofila b (µg/g)	0.1246	0.9973	0.9428
RABS Clorofila Total (µg/g)	0.4103	0.7177	0.766
RABS CL (%)	0.4739	0.0687	0.7541

p-valor mayor de 0.05 indica que las varianzas son constantes

Prueba de Levene para Clorofila a vs parámetros de color

VARIABLES	RABS Clorofila a(µg/g)	RABS Clorofila b (µg/g)	RABS Clorofila Total (µg/g)
	p-valor	p-valor	p-valor
RABS L*	0.5513	0.9459	0.3214
RABS a*	0.851	0.988	0.6888
RABS b*	0.9075	0.6344	0.7112
RABS IMP	0.8164	0.7265	0.7112
RABS IC	0.9513	0.8618	0.811
RABS C*	0.939	0.8712	0.8371
RABS h°	0.9764	0.998	0.3551

p-valor mayor de 0.05 indica que las varianzas son constantes

ANEXO 2:

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	SDF	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
MSC	23	30	17.27	0.76	17.22	170.16	<0.0001
MSC	24	30	18.64	0.39	18.61		
MSC	25	30	20.37	0.63	20.38		
MSC	26	30	20.68	0.81	20.72		
MSC	27	30	21.95	0.88	21.92		
MSC	28	30	22.13	0.97	22.12		
MSC	29	30	22.70	1.32	22.89		

Variable	SDF	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
MSB	23	30	18.43	1.19	18.56	144.46	<0.0001
MSB	24	30	20.23	0.76	20.24		
MSB	25	30	21.22	0.85	21.34		
MSB	26	30	21.36	0.73	21.43		
MSB	27	30	22.74	1.03	22.74		
MSB	28	30	22.77	1.21	22.88		
MSB	29	30	23.61	1.82	23.47		

Variable	SDF	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Clorofila b	23	30	1.17	0.38	1.12	62.62	<0.0001
Clorofila b	24	30	1.23	0.26	1.19		
Clorofila b	25	30	1.44	0.26	1.42		
Clorofila b	26	30	1.56	0.56	1.39		
Clorofila b	27	30	1.44	0.33	1.38		
Clorofila b	28	30	1.13	0.30	1.04		
Clorofila b	29	30	0.97	0.18	0.98		

Variable	SDF	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Clorofila Total	23	30	3.08	0.78	2.92	41.95	<0.0001
Clorofila Total	24	30	3.28	0.51	3.22		
Clorofila Total	25	30	3.63	0.48	3.74		
Clorofila Total	26	30	3.76	1.00	3.61		
Clorofila Total	27	30	3.67	0.68	3.59		
Clorofila Total	28	30	3.17	0.63	3.07		
Clorofila Total	29	30	2.89	0.45	2.89		

Variable	SDF	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
%CL	23	30	5.05	1.41	5.07	59.74	<0.0001
%CL	24	30	4.53	1.41	4.18		
%CL	25	30	5.58	1.47	5.38		
%CL	26	30	6.23	2.05	6.27		
%CL	27	30	7.64	2.08	7.75		
%CL	28	30	7.53	1.92	7.30		
%CL	29	30	6.39	1.72	6.29		

ANEXO 3:

Análisis de Varianza de Variables respecto a las Semanas Después de Floración

Análisis de la varianza

MSA (%)

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
MSA (%)	210	0.62	0.61	6.31

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	596.45	6	99.41	56.09	<0.0001
SDF	596.45	6	99.41	56.09	<0.0001
Error	359.79	203	1.77		
Total	956.23	209			

Test:Duncan Alfa=0.05

Error: 1.7723 gl: 203

SDF Medias n E.E.

23	18.15	30	0.24	A
24	19.71	30	0.24	B
26	20.79	30	0.24	C
25	20.89	30	0.24	C
27	22.06	30	0.24	D
28	22.40	30	0.24	D
29	23.65	30	0.24	E

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

L

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
L	210	0.16	0.14	5.00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	110.93	6	18.49	6.44	<0.0001
SDF	110.93	6	18.49	6.44	<0.0001
Error	582.83	203	2.87		
Total	693.76	209			

Test:Duncan Alfa=0.05

Error: 2.8711 gl: 203

SDF Medias n E.E.

29	32.80	30	0.31	A
25	33.18	30	0.31	A
28	33.61	30	0.31	A
27	33.70	30	0.31	A
26	34.57	30	0.31	B
23	34.68	30	0.31	B
24	34.78	30	0.31	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

a*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
a*	210	0.12	0.09	15.10

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	59.98	6	10.00	4.45	0.0003
SDF	59.98	6	10.00	4.45	0.0003
Error	455.56	203	2.24		
Total	515.54	209			

Test:Duncan Alfa=0.05

Error: 2.2441 gl: 203

SDF	Medias	n	E.E.	
24	-10.73	30	0.27	A
23	-10.58	30	0.27	A
26	-10.14	30	0.27	A B
28	-9.75	30	0.27	B C
27	-9.66	30	0.27	B C
29	-9.32	30	0.27	B C
25	-9.28	30	0.27	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

b*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
b*	210	0.07	0.04	16.22

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	80.71	6	13.45	2.36	0.0319
SDF	80.71	6	13.45	2.36	0.0319
Error	1158.22	203	5.71		
Total	1238.93	209			

Test:Duncan Alfa=0.05

Error: 5.7055 gl: 203

SDF	Medias	n	E.E.	
25	13.63	30	0.44	A
27	14.34	30	0.44	A B
28	14.53	30	0.44	A B
29	14.58	30	0.44	A B
26	15.04	30	0.44	B
23	15.36	30	0.44	B
24	15.61	30	0.44	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

IC

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
IC	210	0.07	0.04	26.15

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	2032.45	6	338.74	2.61	0.0187
SDF	2032.45	6	338.74	2.61	0.0187
Error	26390.38	203	130.00		
Total	28422.83	209			

Test:Duncan Alfa=0.05*Error: 130.0019 gl: 203*

SDF	Medias	n	E.E.	
25	38.79	30	2.08	A
27	41.64	30	2.08	A B
29	41.98	30	2.08	A B
28	42.64	30	2.08	A B C
26	44.53	30	2.08	A B C
23	47.21	30	2.08	B C
24	48.43	30	2.08	C

*Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)***IMP**

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
IMP	210	0.05	0.02	6.75

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	12.92	6	2.15	1.73	0.1160
SDF	12.92	6	2.15	1.73	0.1160
Error	253.03	203	1.25		
Total	265.95	209			

Test:Duncan Alfa=0.05*Error: 1.2464 gl: 203*

SDF	Medias	n	E.E.	
25	-17.02	30	0.20	A
27	-16.65	30	0.20	A B
28	-16.62	30	0.20	A B
29	-16.49	30	0.20	A B
23	-16.42	30	0.20	A B
24	-16.35	30	0.20	B
26	-16.18	30	0.20	B

*Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)***C***

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
C*	210	0.08	0.05	15.75

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	129.65	6	21.61	2.76	0.0134
SDF	129.65	6	21.61	2.76	0.0134
Error	1590.82	203	7.84		
Total	1720.47	209			

Test:Duncan Alfa=0.05*Error: 7.8365 gl: 203*

SDF	Medias	n	E.E.	
25	16.46	30	0.51	A
27	17.28	30	0.51	A B
29	17.38	30	0.51	A B C
28	17.57	30	0.51	A B C
26	18.15	30	0.51	B C
23	18.63	30	0.51	B C
24	18.91	30	0.51	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

h°

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
h	210	0.19	0.17	1.17

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	100.30	6	16.72	7.90	<0.0001
SDF	100.30	6	16.72	7.90	<0.0001
Error	429.56	203	2.12		
Total	529.86	209			

Test:Duncan Alfa=0.05

Error: 2.1160 gl: 203

SDF Medias n E.E.

29	122.45	30	0.27	A
28	123.83	30	0.27	B
26	123.97	30	0.27	B
27	124.01	30	0.27	B
25	124.39	30	0.27	B
23	124.61	30	0.27	B
24	124.62	30	0.27	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Clorofila a ($\mu\text{g/g}$)

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Clorofila a ($\mu\text{g/g}$)	210	0.10	0.08	18.42

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	3.45	6	0.58	3.92	0.0010
SDF	3.45	6	0.58	3.92	0.0010
Error	29.79	203	0.15		
Total	33.24	209			

Test:Duncan Alfa=0.05

Error: 0.1468 gl: 203

SDF Medias n E.E.

23	1.91	30	0.07	A
29	1.91	30	0.07	A
28	2.04	30	0.07	A B
24	2.05	30	0.07	A B
25	2.19	30	0.07	B
26	2.22	30	0.07	B
27	2.23	30	0.07	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

ANEXO 4:

Coefficientes de Correlación (p<0.05)

	SDF	MSA	MSM	MSB	L*	a*	b*	IC	IMP	C*	h	Clorofila a	Clorofila b	Clorofila Total	%CL
SDF	1.00	0.00	0.00	0.00	1.6E-05	2.7E-04	0.11	0.03	0.92	0.04	1.4E-10	0.93	0.04	0.28	1.5E-10
MSA	0.77	1.00	0.00	0.00	0.02	0.02	0.79	0.34	0.11	0.50	4.1E-10	0.84	0.06	0.37	6.4E-07
MSM	0.88	0.86	1.00	0.00	2.0E-03	1.5E-03	0.16	0.05	0.32	0.11	2.6E-10	0.23	0.47	0.80	6.0E-09
MSB	0.80	0.79	0.87	1.00	3.3E-04	6.0E-04	0.04	0.01	0.77	0.03	6.9E-06	0.44	0.55	0.92	1.3E-08
L*	-0.29	-0.16	-0.21	-0.25	1.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.72	1.2E-04	0.41	0.01	0.54
a*	0.25	0.15	0.22	0.23	-0.88	1.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.88	3.0E-06	0.14	9.9E-04	0.20
b*	-0.11	-0.02	-0.10	-0.14	0.83	-0.93	1.00	0.00	0.00	0.00	9.1E-06	3.8E-06	0.03	2.6E-04	0.64
IC	-0.15	-0.07	-0.14	-0.17	0.81	-0.97	0.98	1.00	0.00	0.00	0.01	3.7E-06	0.05	4.4E-04	0.68
IMP	0.01	0.11	0.07	-0.02	0.82	-0.69	0.82	0.74	1.00	0.00	0.00	1.6E-03	0.16	0.01	0.10
C*	-0.14	-0.05	-0.11	-0.15	0.86	-0.97	0.97	0.98	0.80	1.00	2.7E-03	1.1E-06	0.03	1.8E-04	0.77
h	-0.42	-0.41	-0.42	-0.30	-0.03	-0.01	-0.30	-0.19	-0.53	-0.21	1.00	0.15	1.5E-03	0.01	1.7E-05
Clorofila a	0.01	0.01	0.08	0.05	-0.26	0.32	-0.31	-0.31	-0.22	-0.33	0.10	1.00	0.00	0.00	0.78
Clorofila b	-0.15	-0.13	-0.05	-0.04	-0.06	0.10	-0.15	-0.13	-0.10	-0.15	0.22	0.73	1.00	0.00	0.63
Clorofila Total	-0.07	-0.06	0.02	0.01	-0.17	0.23	-0.25	-0.24	-0.17	-0.26	0.17	0.93	0.93	1.00	0.92
%CL	0.42	0.34	0.39	0.38	-0.04	0.09	0.03	-0.03	0.12	-0.02	-0.29	0.02	-0.03	-0.01	1.00

ANEXO 5:

Análisis de Regresión Lineal Entre Variables y SDF

	Interpretación	
Modelo	p-valor > 0.05 representativo	p-valor < 0.05 no representativo
Coef. de la Variable	p-valor > 0.05 existe influencia	p-valor < no existe influencia
Lack of Fit	p-valor > 0.05 falta de ajuste del modelo	p-valor < el modelo se ajusta
CpMallows	Valores más altos tienen mayor influencia en la variable respuesta	

Variable	Ecuación	R ² Aj	p-valor	Lack of fit
L*	$L^* = 40.85 - 0.27SDF$	0.08	<0.0001	0.0021
a*	$a^* = -14.89 + 0.19SDF$	0.06	0.0003	0.0098
b*	$b^* = 18.23 - 0.13SDF$	0.01	0.1086	0.0376
IC	$IC = 66.4 - 0.87SDF$	0.02	0.028	0.0442
IMP	$IMP = -16.63 + 0.00038SDF$	4.90E-05	0.9195	0.0381
C*	$C^* = 23 - 0.2SDF$	0.02	0.411	0.024
h°	$h^\circ = 131.88 - 30SDF$	0.18	<0.0001	0.0047
Clorofila a (µg/g)	$Clorofila\ a = 2.05 - 0.00011SDF$	3.20E-05	0.9347	0.0006
Clorofila Total (µg/g)	$Clorofila\ total = 4.06 - 0.03SDF$	0.2831	7.60E-04	<0.0001

ANEXO 6:

Regresión Cuadrática Entre Variables y SDF

Variable	Ecuación	R ² Aj	p-valor	Lack of fit
MSA (%)	$-23.95+2.65SDF-0.04SDF^2$	0.59	<0.0001	0.01
MSC (%)	$-80.74+6.94SDF-0.12SDF^2$	0.81	<0.0001	0.0116
MSB (%)	$-54.34+5.07SDF-0.08SDF^2$	0.65	<0.0001	0.0057
L*	$20.83+1.28SDF-0.03SDF^2$	0.08	0.0001	0.0004
a*	$-23.45+0.85SDF-0.01SDF^2$	0.005	0.0012	0.0035
b*	$54.50-2.94sdf+0.05SDF^2$	0.02	0.1465	0.0223
IMP	$-6.54-0.76SDF+0.01SDF^2$	0.0004	0.7758	0.0465
IC	$231.44-13.64SDF+0.25SDF^2$	0.002	0.05	0.0295
C*	$60.95-3.13SDF+0.06SDF^2$	0.02	0.0075	0.0126
h°	$77.23+3.93SDF-0.08SDF^2$	0.21	<0.0001	0.0014
Clorofila a (µg/g)	$-19.98+1.71SDF-0.03SDF^2$	0.08	0.0001	0.7209
Clorofila b (µg/g)	$-27.42+2.25SDF-0.04SDF^2$	0.21	<0.0001	0.152
Clorofila Total (µg/g)	$-47.41+3.95SDF-0.08SDF^2$	0.15	<0.0001	0.4249
CL (%)	$-64.31+5.02SDF-0.09SDF^2$	0.19	<0.0001	0.0001

ANEXO 7:

Regresión Lineal: Materia Seca y Parámetros de Color

	Variable Dependiente	Ecuación	R ² Aj	p-valor	Lack of fit
MSA	a*	$a^*=-12.29+0.11MSA$	0.02	0.0247	0.4577
	h°	$h^{\circ}=129.85-0.28MSA$	0.17	<0.0001	0.6133
MSC	L*	$L^*=37.83-0.19MSC$	0.04	0.002	0.8856
	a*	$a^*=-13.33+0.16MSC$	0.04	0.0015	0.6447
	IC	$IC=59.88-0.79MSC$	0.01	0.0452	0.4072
	h°	$h^{\circ}=130.08-0.29MSC$	0.17	<0.0001	0.4738
MSB	L*	$L^*=38.76-0.23MSB$	0.06	0.0003	0.7779
	h°	$h^{\circ}=128.73-0.22MSB$	0.09	<0.0001	0.561

ANEXO 8:

Regresión Lineal: Concentración de Clorofila y Parámetros de Color

Variable		Ecuación	R ² Aj	p-valor	Lack of fit
Clorofila a (CLOA)	L*	L*=36.44-1.21CLOA	0.06	0.0001	0.7761
	a*	a*=-12.49+1.22CLOA	0.1	<0.0001	0.8643
	IMP	IMP=-15.3-0.59CLOA	0.04	0.0016	0.9214
	IC	IC=62.69-9.12CLOA	0.09	<0.0001	0.8859
	C*	C*=-22.71-2.37CLOA	0.1	<0.0001	0.8936
Clorofila b (CLOB)	h°	h°=123.02+0.8CLOB	0.04	0.0015	0.6968
Clorofila Total(CLOT)	L*	35.36-0.43CLOT	0.03	0.0123	0.5184
	a*	a*=-11.53+0.47CLOT	0.05	0.001	0.5754
	b*	b*=-17.52-0.83CLOT	0.06	0.0003	0.3823
	IC	IC=56.42-3.78CLOT	0.05	0.0004	0.4452
	IMP	IMP=-15.69-.25CLOT	0.03	0.0144	0.542
	C*	C*=-21.13-0.99CLOT	0.06	0.0002	0.5568
	h°	h°=122.93+0.33CLOT	0.02	0.0135	0.0897

ANEXO 9:

Regresión Lineal entre Concentración de clorofila y Materia Seca

Variable		Ecuación	R ² Aj	p-valor	Lack of fit
MSA (%)	Clorofila a (µg/g)	2.02+0.0025MSA	0.0001	0.8442	0.0865
	Clorofila b (µg/g)	1.78-0.02MSA	0.01	0.0577	0.0209
	Clorofila Total (µg/g)	3.8-0.02MSA	0.003	0.3667	0.0249
MSC (%)	Clorofila a (µg/g)	1.75+0.02MSC	0.002	0.2341	0.1699
	Clorofila b (µg/g)	1.47-0.01MSC	0.002	0.4718	0.2421
	Clorofila Total (µg/g)	3.22+0.01MSC	0.0003	0.796	0.0725
MSB (%)	Clorofila a (µg/g)	1.85+0.01MSB	0.0002	0.4371	0.164
	Clorofila b (µg/g)	1.45-0.01MSB	0.0001	0.5516	0.8605
	Clorofila Total (µg/g)	2.21-0.05MSB	0.0001	0.9185	0.5346

ANEXO 10:

Regresión Lineal Entre Cubrimiento Lenticelar y Materia Seca

Variable		Ecuación	R ² Aj	p-valor	Lack of fit
CL (%)	MSA (%)	-0.59+0.32MSA	0.11	<0.0001	0.4856
	MSC (%)	-1.87+0.39MSC	0.15	<0.0001	0.0666
	MSB (%)	-2.23+0.39MSB	0.14	<0.0001	0.7556

ANEXO 11:

Regresiones Cuadráticas Entre Parámetros de Color y Materia Seca

	Variable Dependiente	Ecuación	R ² Aj	p-valor	Lack of fit
MSA	L*	41.13-0.54MSA+0.01MSA ²	0.02	0.0482	0.5176
	a*	10.36MSA-0.01MSA ² -4.97	0.02	0.0638	0.7092
	b*	26.16-1.06MSA+0.02MSA ²	0.001	0.5843	0.206
	IC	90.76-4.09MSA+0.09MSA ²	0.001	0.4438	0.2419
	IMP	0.02MSA ² -0.69MSA-9.69	0.01	0.1819	0.4811
	C*	31.1-1.2MSA+0.03MSA ²	0.001	0.4934	0.2632
	h°	116.51+0.99MSA-0.03MSA ²	0.18	<0.0001	0.6379
MSC	L*	46.51-1.05MSC+0.02MSC ²	0.04	0.0052	0.8971
	a*	0.53MSC-0.01MSC ² -17	0.04	0.0055	0.682
	b*	25.09-0.9MSC+0.02MSC ²	0.0018	0.3073	0.4474
	IC	93.84-4.15MSC+0.08MSC ²	0.01	0.1152	0.4544
	IMP	0.02MSC ² -0.66MSC-9.97	0.001	0.594	0.4297
	C*	36.85-1.72MSC+0.04MSC ²	0.01	0.1678	0.5269
	h°	111.56+1.54MSC-0.05MSC ²	0.19	<0.0001	0.572
MSB	L*	44.47-0.76MSB+0.01MSB ²	0.06	0.001	0.8216
	a*	0.55MSB-0.01MSB ² -17.75	0.05	0.0022	0.6559
	b*	34.6-1.69MSB+0.04MSB ²	0.02	0.0539	0.4823
	IC	123.98-6.55MSB+0.13MSB ²	0.02	0.0286	0.4659
	IMP	0.02MSB ² -1.02MSB-5.28	0.01	0.1356	0.8885
	C*	39.32-1.8MSB+0.04MSB ²	0.02	0.0471	0.5984
	h°	109.96+1.55MSB-0.04MSB ²	0.11	<0.0001	0.6748

ANEXO 12:

Regresiones Cuadráticas Entre Concentración de Clorofila y Parámetros de color

	Variable Dependiente	Ecuación	R ² Aj	p-valor	Lack of fit
Clorofila a (CLOA)	L*	39.43-4.02CLOA+0.64CLOA ²	0.06	0.0004	0.7571
	a*	2.32CLOA-0.24CLOA ² -13.68	0.09	<0.0001	0.8609
	b*	18.65-1.81CLOA-0.03CLOA ²	0.09	<0.0001	0.8779
	IC	64.23-10.4CLOA+0.25CLOA ²	0.09	<0.0001	0.879
	IMP	0.0007CLOA ² -0.64CLOA-15.21	0.04	0.0068	0.9403
	C*	24.23-3.76CLOA+0.31CLOA ²	0.1	<0.0001	0.889
	h°	124.78-1.02CLOA+0.31CLOA ²	0.009	0.3889	0.989
Clorofila b (CLOB)	L*	33.9+0.34CLOB-0.23CLOB ²	0.00003	0.7138	0.3672
	a*	0.21CLOB ² -0.17CLOB-10.11	0.009	0.3745	0.3136
	b*	15.06+0.46CLOB-0.51CLOB ²	0.01	0.1304	0.3776
	IC	44.41+285CLOB-2.46CLOB ²	0.01	0.2128	0.3971
	IMP	0.38CLOB-0.29CLOB ² -16.52	0.01	0.16	0.8351
	C*	18.8-0.46CLOB-0.23CLOB ²	0.01	0.149	0.2088
	h°	122.59+1.45CLOB-0.23CLOB ²	0.03	0.0148	0.5957
Clorofila Total(CLOT)	L*	36.16-0.86CLOT+0.06CLOT ²	0.02	0.0394	0.5381
	a*	0.11CLOT+0.06CLOT ² -10.99	0.04	0.0039	0.5439
	b*	14.81+0.83CLOT-0.24CLOT ²	0.05	0.0012	0.3994
	IC	44.99+3.24CLOT-1.24CLOT ²	0.05	0.002	0.4397
	IMP	0.39CLOT-0.1CLOT ² -16.66	0.03	0.018	0.6336
	C*	19.61-0.02CLOT-0.15CLOT ²	0.06	0.001	0.5551
	h°	124.47-0.57CLOT+0.13CLOT ²	0.02	0.0747	0.0887

ANEXO 13:

Regresiones Cuadráticas entre Materia Seca y Concentración de Clorofila

	Ecuación	R ² Aj	p-valor	Lack of fit
Clorofila a	0.27+0.17MSA-0.00003MSA ²	0.001	0.5758	0.1327
	0.37MSC-0.01MSC ² -1.8	0.01	0.1268	0.2944
	1.25+0.07MSB-0.0001MSB ²	0.0038	0.6731	0.0816
Clorofila b	0.31MSA-0.01MSA ² -1.79	0.03	0.0179	0.147
	0.52MSC-0.01MSC ² -3.82	0.03	0.0193	0.2393
	0.05MSB-0.01MSB ² -3.94	0.03	0.0111	0.3138
Clorofila Total	0.48MSA-0.01MSA ² -1.52	0.01	0.2035	0.0875
	0.88MSC-0.02MSC ² -5.63	0.01	0.0802	0.1888
	0.57MSB-0.01MSB ² -2.69	0.003	0.2679	0.1509

ANEXO 14:

Regresiones Múltiples:

	Interpretación	
Modelo	p-valor > 0.05 representativo	p-valor < 0.05 no representativo
Coef. de la Variable	p-valor > 0.05 existe influencia	p-valor < no existe influencia
Lack of Fit	p-valor > 0.05 falta de ajuste del modelo	p-valor < el modelo se ajusta
CpMallows	Valores más altos tienen mayor influencia en la variable respuesta	

Análisis de regresión lineal

MSA

Variable	N	R ²	R ² Aj	ECMP	AIC	BIC
MSA	210	0.21	0.20	3.98	875.23	891.97

Selección Stepwise.

Máximo p-valor para entrar: 0.15

Máximo p-valor para retener: 0.15

Número original de regresoras: 7, regresoras retenidas en el modelo 3

Coefficientes de regresión y estadísticos asociados

Coef	Est.	E.E.	LI(95%)	LS(95%)	T	p-valor	CpMallows	VIF
const	93.48	13.85	66.18	120.77	6.75	<0.0001		
h	-0.31	0.20	-0.72	0.09	-1.54	0.1251	4.37	4.81
L	-0.59	0.24	-1.05	-0.12	-2.49	0.0135	8.21	10.57
IMP	0.81	0.47	-0.11	1.74	1.74	0.0840	5.01	14.68

Error cuadrático medio: 3.674835

MSM

Variable	N	R ²	R ² Aj	ECMP	AIC	BIC
MSM	210	0.25	0.24	3.22	840.79	857.53

Selección Stepwise.

Máximo p-valor para entrar: 0.15

Máximo p-valor para retener: 0.15

Número original de regresoras: 7, regresoras retenidas en el modelo 3

Coefficientes de regresión y estadísticos asociados

Coef	Est.	E.E.	LI (95%)	LS (95%)	T	p-valor	CpMallows	VIF
const	23.79	0.81	22.20	25.38	29.49	<0.0001		
a*	2.97	0.37	2.25	3.69	8.09	<0.0001	67.51	21.23
C*	1.87	0.31	1.25	2.48	5.97	<0.0001	37.60	53.12
b*	-0.47	0.22	-0.91	-0.03	-2.10	0.0370	6.41	19.73

Error cuadrático medio: 3.118963

MSB

Variable	N	R ²	R ² Aj	ECMP	AIC	BIC
MSB	210	0.16	0.15	3.47	855.88	869.27

Selección Stepwise.

Máximo p-valor para entrar: 0.15

Máximo p-valor para retener: 0.15

Número original de regresoras: 7, regresoras retenidas en el modelo 2

Coefficientes de regresión y estadísticos asociados

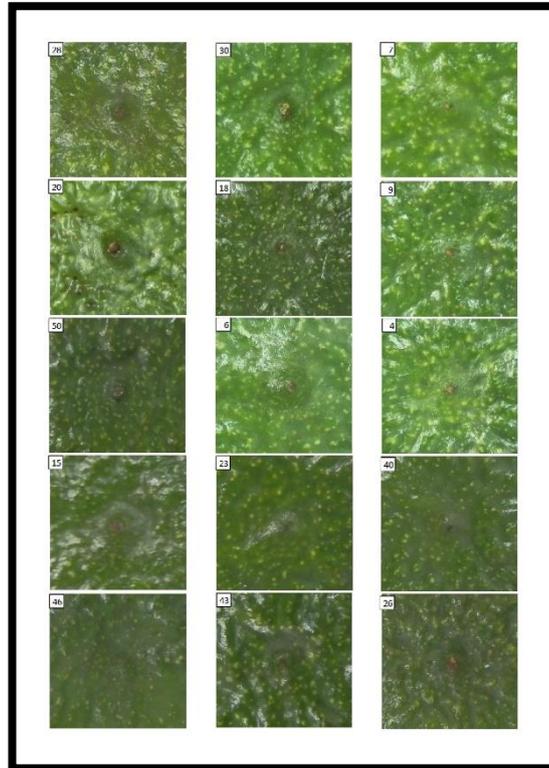
Coef	Est.	E.E.	LI (95%)	LS (95%)	T	p-valor	CpMallows	VIF
const	84.69	11.36	62.31	107.08	7.46	<0.0001		
h	-0.43	0.09	-0.61	-0.26	-4.87	<0.0001	24.75	1.00
L	-0.28	0.07	-0.41	-0.14	-3.97	0.0001	16.76	1.00

Error cuadrático medio: 3.366994

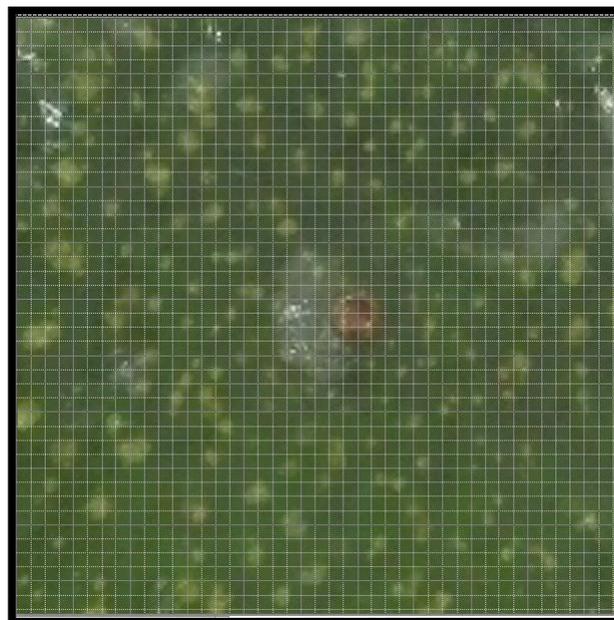
ANEXO 15:

Procedimiento para análisis de Cubrimiento Lenticelar

Las imágenes se recortaron en cuadros de 5cm de lado y se insertan en una hoja Word de la siguiente manera:



Estas se imprimen en papel milimetrado tal que cada imagen a analizar quede de la siguiente manera:

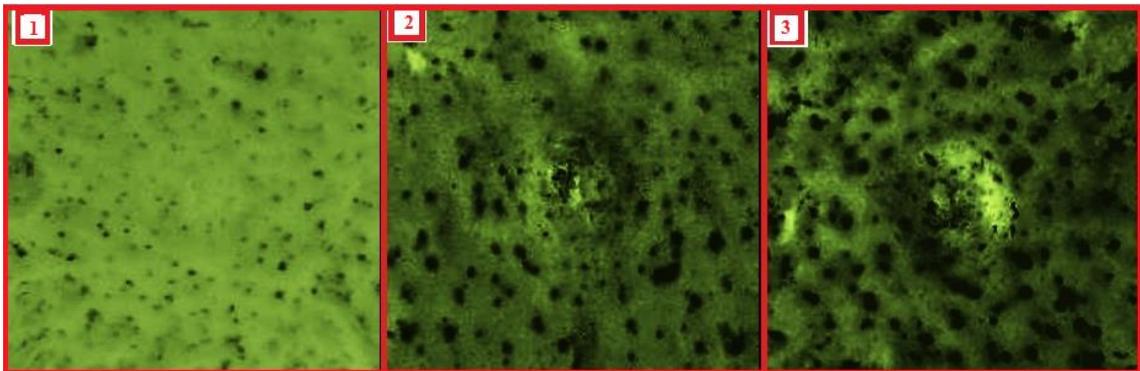


Se cuentan las cuadrículas donde aparecen las lenticelas amarillentas y se divide entre el número total de cuadrículas:

$$CL\% = \frac{(\text{Número de cuadrículas donde aparecen lenticelas}) \times 100\%}{\text{Total de cuadrículas}}$$

Para poder observar mejor las superficies corchosas de las lenticelas, las imágenes se configuraron en el programa Photoshop CS5. Cada imagen se configuró de la siguiente manera: En el botón *Ajustes* se ubicó la pestaña *Mapa de Degradado*, luego en la pestaña *Ajustes Preestablecidos* hacer click en *Esfera Brillante*, en esta se configura la *Ubicación* a 40%. Para un mejor detalle en la pestaña de *Ajustes* hacer clic en el botón *Brillo/Contrastes* donde se configura el contraste a 100.

Gradación de Cubrimiento Lenticelar (%)



1: 5%

2: 10%

3: 15%