



**Centro de Investigación en Alimentación y
Desarrollo, A.C.**

**CAMBIOS CUTICULARES Y DE COLOR EN BAYAS DE UVA
DE MESA INDUCIDOS POR LA APLICACIÓN DE
BIORREGULADORES**

Por:

Luz del Carmen González García

TESIS APROBADA POR LA

COORDINACIÓN DE TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS DE ORIGEN VEGETAL

Como requisito parcial para obtener el grado de

MAESTRA EN CIENCIAS

APROBACIÓN

Los miembros del comité designado para la revisión de la tesis de Luz del Carmen González García, la han encontrado satisfactoria y recomiendan que sea aceptada como requisito parcial para obtener el grado de Maestra en Ciencias.



Dr. Alberto Sánchez Estrada
Director de Tesis



M.C. Jorge Nemesio Mercado Ruiz
Integrante del comité de tesis



Dr. Alberto González León
Integrante del comité de tesis



Dr. Reginaldo Báez Sañudo
Integrante del comité de tesis

DECLARACIÓN INSTITUCIONAL

La información generada en la tesis “Cambios Cuticulares y de Color en Bayas de Uva de Mesa Inducidos por la Aplicación de Biorreguladores” es propiedad intelectual del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. (CIAD). Se permiten y agradecen las citas breves del material contenido en esta tesis sin permiso especial de la autora Luz del Carmen González García, siempre y cuando se dé crédito correspondiente. Para la reproducción parcial o total de la tesis con fines académicos, se deberá contar con la autorización escrita de quien ocupe la titularidad de la Dirección General del CIAD.

La publicación en comunicaciones científicas o de divulgación popular de los datos contenidos en esta tesis, deberá dar los créditos al CIAD, previa autorización escrita del manuscrito en cuestión del director(a) de tesis.



**CENTRO DE INVESTIGACIÓN EN
ALIMENTACIÓN Y DESARROLLO, A.C.**
Coordinación de Programas Académicos


Dr. Pablo Wong González
Director General

AGRADECIMIENTOS

A CONACYT por el apoyo brindado a lo largo de la maestría.

A CIAD por permitirme formar parte del programa de posgrado.

A mi director, Dr. Alberto Sánchez Estrada, por aceptar este proyecto, por guiarme y apoyarme en este proceso.

A mi asesor, M.C. Jorge Nemesio Mercado Ruiz, por el gran apoyo brindado durante mi estadía en la maestría.

A mi asesor, Dr. Reginaldo Báez Sañudo, por permitirme formar parte de este proyecto y por todos sus conocimientos transmitidos.

A mi asesor, Dr. Alberto González León, por aceptar formar parte de este proyecto y por el apoyo brindado.

Al M.C Jesús Manuel García Robles (†), por todo lo que me enseñó en vida.

A Rosa Elizabeth Esquer Martínez, por ser siempre mi apoyo incondicional.

A Diego Ernesto Martínez Ibarra, por estar en todo momento y motivarme a seguir adelante.

A mis amigos y compañeros, Karla Félix, Mary Vega, Zuleth Romero, José Teutle y Joel Cervantes, por hacer de este posgrado más llevadero y por todo su apoyo.

A mis padres Javier González Sánchez y María de la Luz García Robles, todo esto es por y para ustedes, a mi hermano Javier Abraham González García y a toda mi familia, por apoyarme en cada uno de mis pasos.

DEDICATORIA

Este proyecto está dedicado al M.C. Jesús Manuel García Robles (†), quien formó parte de él, sembrando en mí el interés por la investigación y quien siempre será mi ejemplo a seguir. Agradezco haber tenido la oportunidad de ser su aprendiz y que haya influido no solo en mi vida personal, sino también en mi profesión. Donde quiera que se encuentre, espero este orgulloso. ¡Hasta el infinito y más allá!

“Un maestro, no es aquél que enseña algo, sino aquél que enseña al alumno a dar lo mejor de sí para descubrir un conocimiento que ya tiene dentro de su alma”

Pablo Coelho

CONTENIDO

APROBACIÓN	2
DECLARACIÓN INSTITUCIONAL	2
AGRADECIMIENTOS	4
DEDICATORIA	5
CONTENIDO	6
LISTA DE FIGURAS	8
LISTA DE CUADROS	9
RESUMEN	10
1. INTRODUCCIÓN	12
2. ANTECEDENTES	15
2.1. Fisiología de la Baya de Uva de Mesa	15
2.2. Desarrollo de la Baya de Uva de Mesa	16
2.3. Parámetros de Calidad en Uva de Mesa	18
2.4. Antocianinas y Color en Bayas de Uva.....	18
2.4.1. Biosíntesis de Antocianinas	20
2.5. Factores que Influyen en la Coloración de Uva de Mesa de Variedades Coloridas.....	22
2.6. Prácticas para el Desarrollo del Color en Uva de Mesa de Variedades Coloridas	23
2.7. Aplicación de Biorreguladores para Inducir el Color en Uva de Mesa.....	24
2.7.1. Etileno como Inductor de Color en Uva de Mesa.....	25
2.7.2. Ácido Salicílico como Regulador de Crecimiento e Inductor de Color en Uva de Mesa.	27
2.7.3. Melatonina como Inductor de Color en Baya de Uva de Mesa	28
3. HIPÓTESIS	29
4. OBJETIVOS	30
4.1. Objetivo General	30
4.2. Objetivos Específicos	30
5. MATERIALES Y MÉTODOS	31
5.1. Material Experimental	31
5.2. Tratamientos	31
5.3. Muestreo	32
5.4. Parámetros evaluados	32
5.4.1. Determinación de Peso y Diámetro de Bayas, Firmeza, Sólidos Solubles Totales (SST) y Acidez Titulable (AT).....	32
5.4.2. Etileno residual	33
5.4.3. Determinación de Color.....	33
5.4.4. Determinación de Antocianinas.....	34
5.4.5. Extracción y Cuantificación de Ceras Epicuticulares	34

CONTENIDO (continuación)

5.4.6. Extracción de Cutícula.....	35
5.4.7. Extracción y Cuantificación de Ceras Intracuticulares.....	35
5.4.8. Permeabilidad y Grosor de la Cáscara de Uva	36
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	37
6.1. Peso, Diámetro y Firmeza de Bayas.....	37
6.2. Sólidos Solubles Totales (SST) y Acidez Titulable (AT) y pH	39
6.3. Etileno Residual.....	41
6.4. Color.....	42
6.5. Contenido de Antocianinas.....	44
7. CONCLUSIONES.....	49
8. RECOMENDACIONES.....	50
9. BIBLIOGRAFÍA.....	51

LISTA DE FIGURAS

Figura	Página
1. Composición de la cutícula	16
2. Desarrollo y maduración de la baya de uva.....	17
3. Estructura química flavonoide.....	19
4. Estructura antocianinas.....	20
5. Biosíntesis de antocianinas.....	22
6. Biosíntesis de etileno.....	26
7. Etileno residual (ppm) en los tratamientos.....	41
8. Comparación de color (CIRG) en tratamientos.....	43
9. Contenido de antocianinas en bayas de uva cv. Flame Seedless.....	45

LISTA DE CUADROS

Cuadro	Página
1. Requerimientos para la comercialización y consumo de uva de mesa cv. Flame Seedless.....	18
2. Sustituyentes de las antocianinas.....	20
3. Tratamientos y su composición.	31
4. Comparación de medias en peso, diámetro y firmeza en bayas Flame Seedless.	37
5. Comparación de medias en SST, AT y pH en bayas Flame Seedless.	40
6. Comparación de medias en el contenido de ceras epicuticulares, cutícula y ceras intracuticulares en bayas Flame Seedless.	47

RESUMEN

La uva de mesa producida en Sonora genera una gran cantidad de divisas debido a que gran parte de la producción se exporta. Durante su desarrollo las bayas presentan cambios en la coloración a causa de la síntesis de antocianinas además de cambios a nivel cuticular por la deposición de ceras. Uno de los aspectos de mayor importancia para la comercialización de uva de mesa, es la coloración uniforme del racimo; sin embargo, el productor se enfrenta a poca uniformidad del color requerido especialmente en variedades de uvas rojas, debido a diversos factores bióticos y abióticos. El objetivo del presente trabajo fue evaluar el efecto de la aplicación pre cosecha de tratamientos con ethrel, ácido salicílico y melatonina, sobre los cambios cuticulares y el color en la baya de uva de mesa cv. Flame Seedless. Bajo un diseño experimental completamente al azar, al iniciar el envero, se aplicaron 8 tratamientos: TEST (Testigo absoluto), ETH1 (Ethrel 100 ppm), ETH2 (Ethrel 250 ppm), AS (ácido salicílico 100 ppm), MEL (melatonina 25 ppm) y la combinación de los tratamientos ETH2+AS, ETH2+MEL y AS+MEL. Todos los tratamientos se aplicaron solo una vez, a excepción de ETH1 que se aplicó tres veces. Dentro de los parámetros evaluados en cosecha, se observó que mediante la aplicación del tratamiento MEL se obtuvo el mayor peso en las bayas (4.75 g) respecto al testigo (3.75 g) y al resto de los tratamientos; así mismo, las bayas tratadas con las combinaciones con MEL presentaron un mayor tamaño. El contenido de SST se vio influenciado positivamente por MEL (16.70) en comparación al resto de los tratamientos. En cuanto al etileno residual, las bayas tratadas con ETH1 mostraron diferencias significativas al resto de los tratamientos ($p \leq 0.05$) al obtenerse una residualidad de 1.4 ppm y sobrepasando el límite de residuos máximos permitido (1.0 ppm), sin embargo, las bayas de dicho tratamiento mostraron un índice de color (CIRG) más alto (2.8) y un mayor contenido de antocianinas (0.021 mg cm^{-2}), aun así no se alcanzó el CIRG óptimo para esta variedad de uva roja (entre 4 y 5). En los parámetros analizados sobre la cutícula, no se observaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$), a excepción del contenido de ceras epicuticulares, en los cuales se encontró un mayor contenido en las bayas correspondientes al testigo absoluto (0.64 mg cm^{-2}).

Palabras Clave: Flame Seedlees, CIRG, antocianinas, cambios cuticulares.

ABSTRACT

The table grapes produced in Sonora generate a large amount of foreign exchange due to the fact that a large part of the production is exported. During their development, the berries show changes in color due to the synthesis of anthocyanins in addition to changes at the cuticular level due to the deposition of waxes. One of the most important aspects for the commercialization of table grapes is the uniform coloration of the bunch; however, the producer faces little uniformity of the color required especially in red grape varieties, due to various biotic and abiotic factors. The objective of the present work was to evaluate the effect of the pre-harvest application of treatments with ethrel, salicylic acid and melatonin, on cuticular changes and color in table grape berry cv. Flame Seedless. Under a completely randomized experimental design, at the beginning of veraison, 8 treatments were applied: TEST (control), ETH1 (Ethrel 100 ppm), ETH2 (Ethrel 250 ppm), AS (salicylic acid 100 ppm), MEL (melatonin 25 ppm) and the combination of ETH2+AS, ETH2+MEL and AS+MEL treatments. All treatments were applied only once, except for ETH1 which was applied three times. Within the parameters evaluated at harvest, it was observed that by applying the MEL treatment the highest weight was obtained in the berries (4.75 g) with respect to the control (3.75 g) and the rest of the treatments; likewise, the berries treated with the combinations with MEL had a larger size. The SST content was positively influenced by MEL (16.70) compared to the rest of the treatments. Regarding residual ethylene, the berries treated with ETH1 showed significant differences to the rest of the treatments ($p \leq 0.05$) when a residuality of 1.4 ppm was obtained and exceeding the maximum allowed residue limit (1.0 ppm), however, the berries of Said treatment showed a higher color index (CIRG) (2.8) and a higher anthocyanin content (0.021 mg cm^{-2}), even so the optimal CIRG was not reached for this variety of red grape (between 4 and 5). In the parameters analyzed on the cuticle, no significant differences were observed ($p \leq 0.05$), except for the content of epicuticular waxes, in which a higher content was found in the berries corresponding to the absolute control (0.64 mg cm^{-2}).

Key Words: Flame Seedless, CIRG, anthocyanins, cuticular changes.

1. INTRODUCCIÓN

La uva de mesa (*Vitis vinifera* L.) es uno de los frutos de mayor importancia comercial a nivel mundial. El alto valor de producción y la calidad del producto, han hecho que mercados internacionales demanden su exportación (Martínez de Toda, 2011).

El color es una de las características de la baya de mayor importancia en cuanto a calidad y es un requerimiento mínimo establecido para la comercialización de uva de mesa. Se ha observado que variedades de uvas rojas como Red Globe y Flame Seedless presentan alteraciones en el color de las bayas, siendo la principal limitante para su exportación. Estas alteraciones se deben a la interacción de la baya entre factores como la luminosidad, la temperatura, la aplicación de compuestos químicos, entre otros (Boss y Davies, 2009).

Los cambios más importantes en las bayas de uva se dan a partir del envero, etapa en la que inicia el cambio de color, aumenta el contenido de antocianinas, sólidos solubles totales (SST) y compuestos aromáticos, y disminuye el contenido de ácidos orgánicos (Seymour *et al.*, 2013). El cambio de color se produce por una sincronía entre la degradación de clorofila, y la biosíntesis de antocianinas, estas últimas responsables de la coloración roja, azul y violeta de muchos frutos (Seymour *et al.*, 2012). Así mismo, durante el desarrollo de la baya se dan cambios a nivel cutícula, en la cual la cantidad total de ceras epicuticulares aumentan durante las primeras fases de crecimiento, sin embargo, la cantidad de ceras decrece llegada la maduración. La cutícula se vuelve más delgada a medida que el tamaño de la baya aumenta, provocando micro y macropartiduras y el fruto puede mostrarse con mayor susceptibilidad al ataque de patógenos, dañando por completo a la baya (Pensec *et al.*, 2014)

Se han realizado numerosas investigaciones para mejorar el color en las bayas, y a pesar de especificar los cambios que se presentan en parámetros como SST, firmeza, contenido de ácidos orgánicos, entre otros, le restan importancia a los posibles cambios cuticulares que puedan darse en la baya por efecto de los tratamientos ya probados. Se han implementado algunas prácticas como el anillado (Crupi *et al.*, 2016), aclareo (Kaur *et al.*, 2013) y sombreado de racimos (Leguizamón *et al.*, 2008), así como la aplicación de reguladores del crecimiento como ácido abscísico (Alenazi *et al.*, 2019), con el propósito de mejorar el color en las bayas de uva de mesa, sin embargo, estos no han dado los resultados esperados. Motivo por el cual se necesitan de nuevas investigaciones

para profundizar en el conocimiento del uso de biorreguladores que permitan resolver la problemática.

Los biorreguladores de crecimiento son moléculas que se encargan de controlar diversos procesos fisiológicos, entre los que destacan los cambios que presentan los frutos durante su desarrollo tal como el crecimiento, color y cambios físico-químicos (Janda *et al.*, 2014).

A través del tiempo el mercado exige productos hortícolas con mayor calidad y producción, en este sentido el uso de biorreguladores se justifica (Díaz, 2017).

El etileno es un regulador de crecimiento en estado gaseoso que interviene principalmente en la maduración y senescencia de los diferentes órganos de un vegetal (Reid, 2011). El Ethrel© es un compuesto liberador de etileno ampliamente utilizado en los viñedos durante el envero para incrementar el color de las bayas de uva (Hueso, 2012). A través de la aplicación exógena de etileno, se estimulan las actividades enzimáticas involucradas en la biosíntesis de las antocianinas de frutos como la ciruela (Cheng *et al.*, 2016) y la uva (El-Kereamy *et al.*, 2003).

Otro regulador de crecimiento utilizado es el ácido salicílico, compuesto fenólico natural que juega un papel en el retraso de la maduración, promueve la resistencia a patógenos y aumenta los compuestos antioxidantes como los ácidos fenólicos (Habibi, 2017). Existe información que el ácido salicílico aplicado en dosis de 0.5 y 1.0 mM, previo a la cosecha, condujo la acumulación de antocianinas en frutos como cereza (Giménez *et al.*, 2014) y uva cv. Sahebi (Oraei *et al.*, 2019), debido a que este biorregulador estimuló la activación de la enzima PAL (fenilalanina amonio liasa), involucrada en la biosíntesis de antocianinas.

La melatonina (N-acetil-5-metoxitriptamina), una indolamina natural de bajo peso molecular, se detectó por primera vez en las glándulas pineales bovinas en 1958. Las diversas funciones de la melatonina se han informado previamente en numerosas plantas, incluida la eliminación de radicales libres e inducción de resistencia al estrés biótico y abiótico (Gao *et al.*, 2018). También tiene un papel en el metabolismo secundario, potenciando la síntesis de flavonoides y antocianinas (Arnao y Hernández-Ruiz, 2019). Mediante la aplicación exógena de melatonina en algunos productos hortícolas, se obtuvo un mayor contenido de antocianinas y se demostró que influye en las actividades enzimáticas involucradas en la biosíntesis de estos compuestos fenólicos (Sun *et al.*, 2016, Zhang *et al.*, 2016, Aghdam y Fard, 2017).

A pesar de los estudios que se han realizado de la aplicación de los biorreguladores mencionados anteriormente, hasta el momento no se ha estudiado cómo influyen en las características de la

cutícula de los frutos, así mismo, no se ha evaluado la influencia de melatonina en parámetros como el tamaño, peso, firmeza, entre otros parámetros de calidad.

Es por ello que la presente investigación tiene como objetivo evaluar el efecto de la aplicación precosecha de tratamientos con ethrel, ácido salicílico y melatonina, sobre los cambios cuticulares y el color en la baya de uva de mesa cv. Flame Seedless.

2. ANTECEDENTES

La uva de mesa es uno de los cultivos frutales de mayor importancia comercial en el mundo. En México, según el Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), en el año 2020 se produjeron 380 000 toneladas (ton) de uva de mesa, de las cuales el 85 % provino del estado de Sonora. En Sonora, la uva de mesa se cultiva principalmente en Hermosillo y Caborca, siendo la costa de Hermosillo y Pesqueira las regiones donde se tienen establecidos los cultivares pertenecientes a uva Perlette, Red Globe, Sugaone (Superior), Black Seedless y Flame Seedless, caracterizándose esta última variedad por ser la de mayor producción (ASERCA, 2002; Vázquez-Villanueva, 2011).

2.1 Fisiología de la Baya de Uva de Mesa

La baya de la uva se origina a partir del desarrollo del ovario de la flor, el cual cambia gradualmente, creciendo en tamaño hasta formar dicha baya. Está conformada por el epicarpio (cáscara), mesocarpio (pulpa) y endocarpio (semillas) (Hidalgo-Togores, 2018).

El epicarpio es la parte más externa de la baya y se encarga de brindarle protección. Se compone por la cutícula, la epidermis y la hipodermis. La cutícula desempeña un papel importante en la interacción entre el medio ambiente y el fruto (Lara *et al.*, 2015) y, a su vez, está compuesta por cutina (poliéster que le proporciona la estructura rígida) y por una mezcla de lípidos conocidos como ceras. Las ceras forman parte de la cutina al estar incrustadas en ella, constituyendo una capa en la parte superior de ésta, distinguiéndose dos capas de cera: la intracuticular y la epicuticular (Figura 1) (Tafolla-Arellano *et al.*, 2013).

La cera epicuticular se presenta como un recubrimiento brillante, opaco o blanco y su principal función es limitar la pérdida de agua del fruto, reducción en la transpiración y la regulación en el intercambio de gases (Trivedi *et al.*, 2019). Las ceras en la baya de la uva son prescindibles en la calidad del fruto, en la protección contra patógenos, así como en la vida útil después de la cosecha. El principal componente en la cera cuticular es el triterpenoide ácido oleanólico, y en menores

proporciones aldehídos, ésteres, ácidos grasos e hidrocarburos. Sin embargo, el contenido de estos componentes, varían según las variedades de uva (Pensec *et al.*, 2014).

Debajo de la cutícula de la baya, se encuentran las células epidérmicas, en las cuales se localizan las antocianinas, pigmentos responsables de la coloración de las bayas de variedades rojas (Lúquez y Formento, 2001).

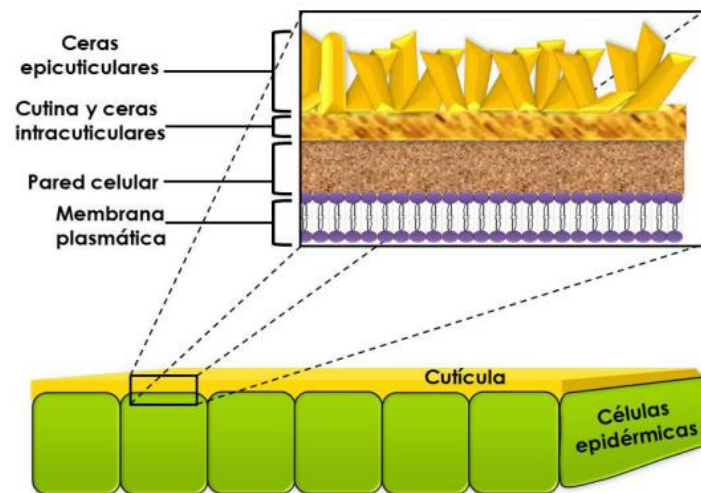


Figura 1. Composición de la cutícula (Tafolla-Arellano *et al.*, 2013).

2.2 Desarrollo de la Baya de Uva de Mesa

Durante el desarrollo de la baya, su composición, textura, sabor, tamaño, color y susceptibilidad a los patógenos va cambiando. Dicho desarrollo se da esquemáticamente en una curva doble sigmoide (Coombe y McCarthy, 2000) (Figura 2). El crecimiento de la baya se puede extender de 100 a 120 días después de la floración (DDF), según la variedad, y se reconocen tres fases en su desarrollo: la formación de la baya, una etapa de retraso y la maduración de la baya (Zoffoli y Latorre, 2011).

En la primera fase se da el cuajado, es decir, la transformación del ovario en fruto, dando paso a una división y crecimiento celular rápido, este proceso ocurre aproximadamente durante los primeros 40 DDF. Durante esta fase se presenta una acumulación de ácidos en la baya, destacando el ácido tartárico y ácido málico (Kennedy, 2002).

Después de la fase de crecimiento, normalmente entra la fase estacionaria, con una duración de 7 a 20 días, dependiendo si el cultivar es temprano o tardío (Martínez-Díaz, 2014). En la tercera fase se presenta una expansión celular en las bayas y se da paso al proceso de maduración fisiológica; esta fase inicia a los 60 DDF, momento en el que se presenta el envero, dando paso a cambios en el color de la baya, así como un decremento de los ácidos orgánicos y la acumulación de azúcares, antocianinas y compuestos aromáticos (Martínez de Toda, 2011).

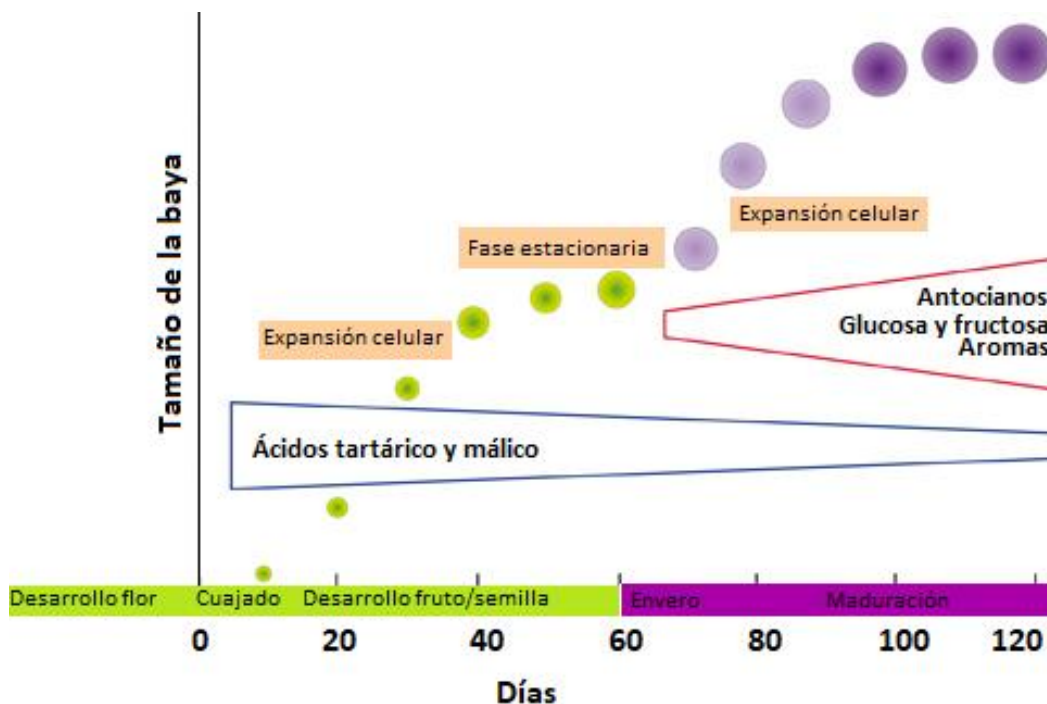


Figura 2. Desarrollo y maduración de la baya de uva (Modificado de Carbonell-Bejerrano y Martínez-Zapater, 2013).

Respecto a los cambios cuticulares, durante el desarrollo de la baya, se ha observado que la cantidad total de ceras epicuticulares aumenta durante su desarrollo en las primeras fases antes del envero, sin embargo, alcanza su punto máximo antes o al llegar el envero y una vez que se da paso a la maduración fisiológica, la cantidad de ceras disminuye, al igual que el contenido de ácido oleanólico y, la cutícula se vuelve más delgada a medida que el tamaño de la baya aumenta; se favorece una mayor tensión superficial y por consecuencia, la formación de grietas micro o macroscópicas en la baya (Pensec *et al.*, 2014).

2.3 Parámetros de Calidad en Uva de Mesa

Al ser la uva de mesa un producto de exportación, el fruto debe cumplir ciertos parámetros mínimos para su comercialización y consumo, por lo que la Comisión del Codex Alimentarius (CODEX STAN 255-2007) y la Norma Mexicana NMX-FF-026-SCFI-2006, proponen tres categorías para la clasificación de uva de mesa: Categoría extra, categoría primera y categoría segunda.

Además de especificar en cada categoría que las bayas deben estar enteras, libres de daños causados por patógenos, limpias, libres de rajaduras y exentas de olores y sabores extraños, también se especifican los requerimientos para peso, azúcares y color en diversas variedades. En el Cuadro 1 se muestran dichos parámetros para uva de mesa cv. Flame Seedless.

Cuadro 1. Requerimientos para la comercialización y consumo de uva de mesa cv. Flame Seedless

	Diámetro ecuatorial (mm)	Peso del racimo (g)	Azúcar (° Brix)	Color (%) en el racimo
Categoría extra	19.1	300	16	85
Categoría primera	17.5	200	16	85
Categoría segunda	15.9	150	16	60

Fuente: NMX-FF-026-SCFI-2006.

El color es una de las particularidades de la baya de mayor importancia en cuanto a calidad y de los más susceptibles a alteraciones. En las uvas de variedades rojas, las antocianinas son los pigmentos responsables de otorgar la coloración; sin embargo, a lo largo de los años se ha observado que en variedades como Flame Seedless y Red Globe factores como la temperatura, luminosidad, prácticas culturales, entre otros, afectan en el color de las bayas, siendo la principal limitante para su exportación, provocando a su vez grandes pérdidas económicas.

2.4 Antocianinas y Color en Bayas de Uva

Los compuestos fenólicos son sustancias que poseen uno o más anillos aromáticos (fenol) y grupos

hidroxilos (OH); dichos compuestos se distribuyen ampliamente en los vegetales y dentro de su clasificación se encuentran los flavonoides (Badui-Dergal, 2013). Los flavonoides poseen una estructura de tres anillos (Figura 3), dos anillos de benceno hidroxilados (A y B) están unidos por una cadena de tres carbonos que forma parte de un anillo heterocíclico (C); en los que el grado de oxidación y sustitución de este último anillo determina las diversas clases de flavonoides, siendo las antocianinas uno de los más importantes (Castellarin *et al.*, 2012).

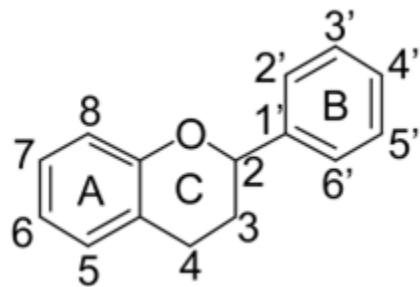


Figura 3. Estructura química flavonoide.

Las antocianinas son producto del metabolismo secundario de las plantas y son responsables de la coloración roja, azul y violeta de muchos frutos (Viña, 2013). Estos componentes están presentes en la epidermis de las bayas y son directamente responsables del color de las mismas (Lúquez y Formento, 2001). La estructura de las antocianinas está compuesta por una aglicona y un azúcar (glucosa), esta última se fija en la posición 3 del anillo C (Figura 4). Existe una diversidad de agliconas, sin embargo, solo seis son las más comunes: pelargonidina (Pg), cianidina (Cy), delfinidina (Df), peonidina (Pn), petunidina (Pt) y malvidina (Mv), siendo las últimas cinco las que se encuentran en la vid. Las diferencias en la estructura química de las agliconas ocurren en las posiciones 3' y 5' del anillo B, debido a sustituciones de hidroxilo o metoxilo, así mismo la coloración es dependiente de su orientación y del número de los grupos (Cuadro 2) (Castellarin *et al.*, 2012).

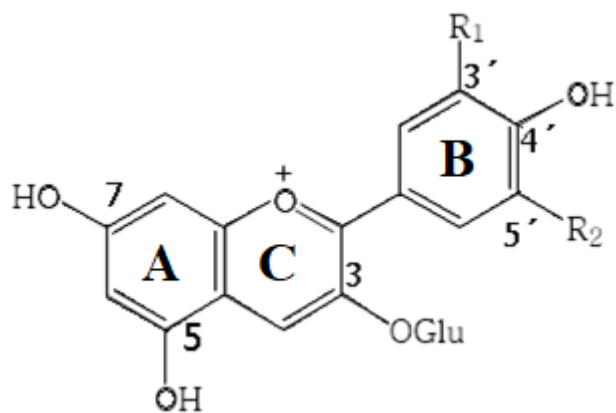


Figura 4. Estructura antocianinas.

Cuadro 2. Sustituyentes de las antocianinas.

Aglicona	Sustitución		$\lambda_{\text{máx}}$ (nm) Espectro visible
	R1	R2	
Pelargonidina	H	H	494 (naranja)
Cianidina	OH	H	506 (naranja-rojo)
Delfinidina	OH	OH	508 (azul-rojo)
Peonidina	OCH ₃	H	506 (naranja-rojo)
Petunidina	OCH ₃	OH	508 (azul-rojo)
Malvidina	OCH ₃	OCH ₃	510 (azul-rojo)

Fuente: Durst y Wrolstad, 2001.

2.4.1 Biosíntesis de Antocianinas

Las antocianinas se sintetizan a partir de la fenilalanina mediante la vía fenilpropanoide. La fenilalanina es un producto resultante de la vía del shikimato y es transformada en 4-cumaroil-CoA a través de tres reacciones enzimáticas; primeramente la enzima fenilalanina amonio liasa (PAL) se encarga de eliminar un grupo amino de la molécula, lo que conlleva a la producción de ácido cinámico. Después, la enzima cinamato 4-hidroxilasa (C4H) convierte el ácido cinámico en ácido *p*-Cumárico a través de una hidroxilación en la posición 4 de la molécula. Por último, el ácido *p*-cumárico es catalizado por la enzima 4-Cumaroil: CoA-ligasa (4CL) con CoA, dando como resultado 4-Cumaroil-CoA. Este producto final se une a tres moléculas de Malonil-CoA, para dar paso a la biosíntesis de las antocianinas (Castellarin *et al.*, 2012).

La enzima chalconasintasa (CHS) se encarga de condensar al 4-Cumaroil-CoA y a las tres

moléculas de Malonil-CoA en una cetona aromática conocida como chalcona, y ésta a su vez, es modificada por la acción de la enzima chalconaisomerasa (CHI) a su isómero naringenina flavanona (Figura 5) (Castellarin *et al.*, 2012).

El anillo B de la naringenina posee la capacidad de hidrolizarse mediante la enzima flavonoide flavanon 3 β -hidroxilasa (F3H), produciendo dihidrokaempferol; sin embargo, también puede hidrolizarse mediante las enzimas 3'-hidroxilasa (F3'H) y flavonoide 3'5'-hidroxilasa (F3'5'H), las cuales forman la flavona eriodictiol y pentahidroxi-flavona, respectivamente. La flavona eriodictiol, mediante la actividad de F3H se convierte a dihidroquercetina, mientras que la pentahidroxi-flavona se convierte a dihidromiricetina. El dihidrokaempferol también cataliza la hidroxilación en los dos dihidro-flavones mencionados (He *et al.*, 2010).

Estos tres dihidro-flavones son catalizados por una dihidroflavonolreductasa (DFR), reduciéndose a las leucoantocianidinas correspondientes mostradas en la Figura 5. Así mismo, estas son oxidadas por acción de la antocianidasintasa (ANS) (también conocida como LDOX: leucoantocianidinadioxigenasa) a sus respectivas antocianidinas; y la enzima UDP glucosa flavonoide-3-glucosiltransferasa (UFGT) se encarga de glicosilarlas a antocianinas (Boss y Davies, 2009).

Finalmente, de las antocianinas primarias dihidroxiladas y trihidroxiladas sintetizadas por UFGT (cianidin-3-O-glucósido y delphinidin-3-O-glucósido), el 3'-OH de cianidina y delphinidina y sus 3-O-glucósidos, así como el 5'-OH de delphinidin-3-O-glucósido, pueden ser metilados por una enzima O-metiltransferasa (OMT) resultando así peonidina, malvidina, petunidina, y sus 3-ogluósidos (Boss y Davies, 2009).

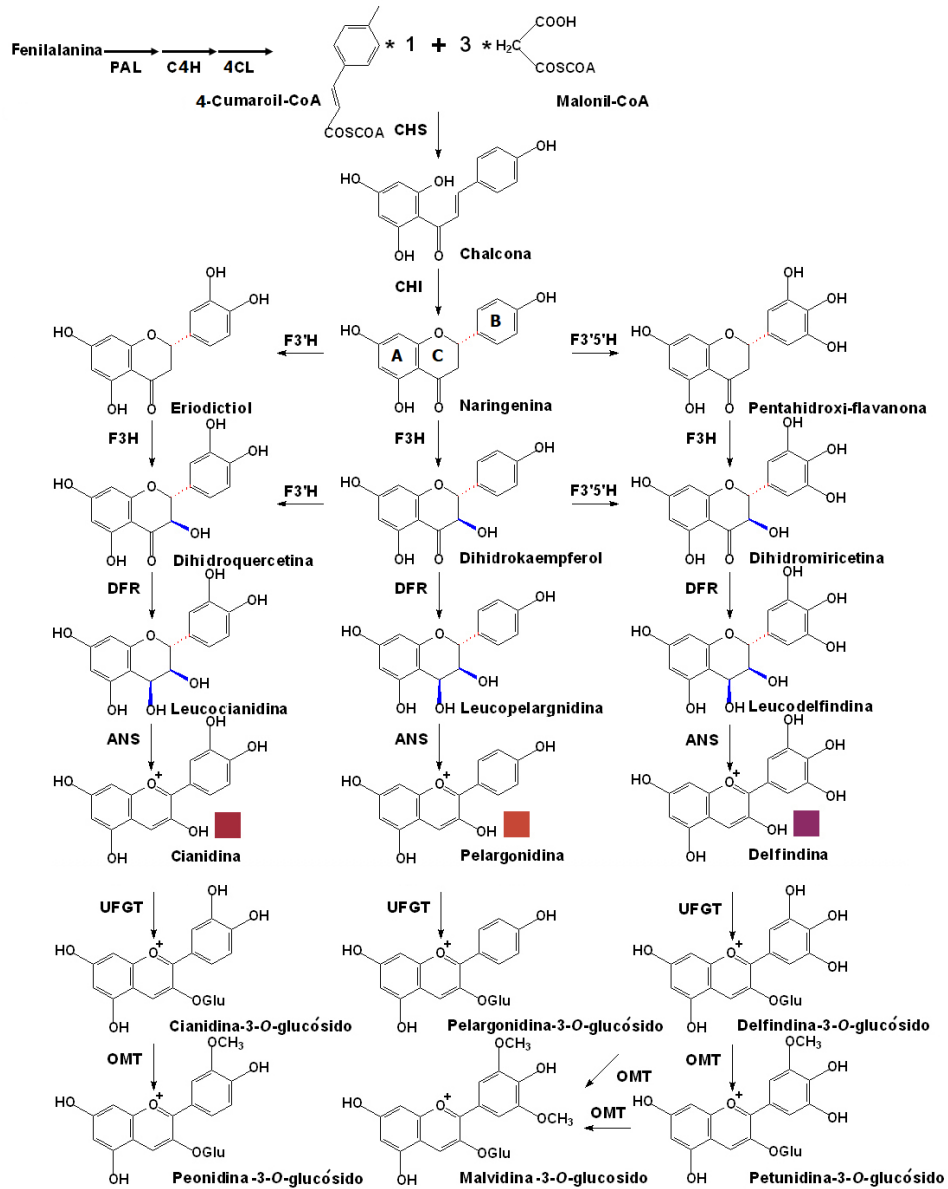


Figura 5. Biosíntesis de antocianinas. Siglas correspondientes a enzimas: Fenilalanina amonio liasa (PAL), cinamato-4-hidroxilasa (C4H), 4-cumaroil CoAligasa (4CL), chalconasintasa (CHS), chalconaisomerasa (CHI), flavonona 3-hidroxilasa (F3H), flavonoide 3' hidroxilasa (F3'H), flavonoide 3'5'-hidroxilasa (F3'5'H), dihidroflavonol 4-reductasa (DFR), antocianidasintetasa (ANS) y UDP flavonoide glucosiltransferasa (UFGT) (Modificado de He *et al.*, 2010).

2.5 Factores que Influyen en la Coloración de Uva de Mesa de Variedades Coloridas

Existen diversos factores externos que pueden afectar la coloración uniforme en las bayas.

Generalmente, las condiciones óptimas para la acumulación de antocianinas ocurren cuando las uvas están expuestas a fluctuaciones diurnas que simulan noches frescas (15 °C) y días cálidos (25-30 °C), la exposición a temperaturas inferiores a 15 °C y mayores a 35 °C inhiben la transcripción de genes de las antocianinas y promueven la degradación de las mismas en las bayas de uva de mesa (Boss y Davies, 2010).

La luminosidad es otro de los factores que influye en la coloración de las bayas de uva. Se ha observado que cuando se incrementa la luminosidad hay poca uniformidad o menos coloración en la baya; esto sucede ya que al aumentar la luminosidad, también puede aumentarse la temperatura. En ocasiones se realiza el defoliado con la intención de que haya una mejor exposición lumínica, sin embargo, si no se realiza correctamente podría traer como consecuencia la deficiencia de color en las bayas (Peppi, 2017).

El nivel de carga o la cantidad de racimos en una vid, puede influir en la coloración de las bayas. Se han realizado estudios con vides de carga completa y con aclareo de racimos, dejando una menor carga y, observándose que al realizar el aclareo, resultan racimos con una mejor coloración (Kaur *et al.*, 2013).

2.6 Prácticas para el Desarrollo del Color en Uva de Mesa de Variedades Coloridas

A lo largo de los años se ha buscado solucionar el problema de la falta de color en uva de mesa de variedades coloridas, por lo que se han realizado desde prácticas culturales hasta la aplicación de tratamientos en precosecha.

Una de las prácticas culturales más antiguas es el anillado, el cual consiste en eliminar un anillo de corteza en el tronco de la vid, impidiendo el transporte de nutrientes asimilados desde la porción aérea de la vid hasta las raíces, con el objetivo de aumentar el tamaño en las bayas, adelantar la madurez y mejorar el color en las mismas (Dookozlian *et al.*, 1995). A través de los diversos estudios, se observó que esta práctica detiene el crecimiento de las raíces durante un cierto período de tiempo, lo que perjudica el dosel de la vid (tallo, hojas, flor y fruto) de la temporada siguiente (Yamane y Shibayama, 2006; Crupi *et al.*, 2016).

Otra de las prácticas comunes es el aclareo de racimos o ajuste de carga, mediante el cual se

eliminan racimos de la vid con el objetivo de obtener una mejor calidad y rendimiento (Callejas-Rodríguez *et al.*, 2013). A pesar de que se ha demostrado que entre menor es la carga de racimos, mayor es el contenido de antocianinas y el peso del racimo, también se ha visto afectado el crecimiento y el rendimiento de la vid en la siguiente temporada (Yamane y Shibayama, 2006; Kaur *et al.*, 2013).

Se han sombreado racimos individualmente, mediante redes de color negra y blanca, obteniendo que con la red negra se potencializa la cantidad de antocianinas en las bayas (Leguizamón *et al.*, 2008). También se han utilizado bolsas de papel, lo que afectó la luminosidad en los racimos y la disminución de antocianinas (Sun *et al.*, 2020). La luz y la temperatura pueden afectar la composición de las bayas y pueden incrementar o disminuir el contenido de antocianinas. Estas prácticas son poco convencionales para aplicarse en numerosas hectáreas.

El ácido abscísico (ABA) es un biorregulador de crecimiento relacionado con la regulación del equilibrio hídrico y en la respuesta frente al estrés por sequía, influye en el aumento del tamaño de frutos y tiene un efecto positivo en la coloración mediante la acumulación de antocianinas (Zhu, 2016). La aplicación precosecha de este tratamiento demostró que el contenido de antocianinas aumenta, sin embargo, a su vez se disminuye la firmeza en las bayas, afectando la calidad del producto (Alenazi *et al.*, 2019).

Los oligosacáridos derivados de la pectina (ODP) desarrollan un rol en la maduración de algunos frutos. La aplicación de estos componentes puede inducir la activación de la vía de biosíntesis de fenilpropanoides, la cual conduce a la síntesis de antocianinas (Villegas *et al.*, 2016). La información que se tiene sobre estos componentes aplicados a uva de mesa es relativamente novedosa, pues el único estudio que se ha realizado demostró un aumento en el CIRG (índice de color para uvas rojas), sin embargo, no se analizaron los efectos en otros parámetros de importancia (Ochoa-Villarreal *et al.*, 2011).

2.7 Aplicación de Biorreguladores para Inducir el Color en Uva de Mesa

Los reguladores o biorreguladores de crecimiento son moléculas sintéticas o naturales que se encargan de controlar ciertos procesos en las plantas y son muy utilizados en agricultura. Entre

dichos procesos se incluye la división, crecimiento y la diferenciación celular, senescencia y abscisión de órganos. También, contribuyen en todos los mecanismos de respuesta de la planta, ya sea inhibiendo o regulando los estímulos bióticos y abióticos (Janda *et al.*, 2014).

A través del tiempo los consumidores se han vuelto demandantes, exigiendo productos hortícolas de mayor calidad y a su vez se requiere una mayor producción de estos, motivo principal para que la aplicación de biorreguladores se lleve a cabo, pues se ha observado la mejora en la calidad de diversos cultivos y su influencia en el aumento del rendimiento de los mismos. En el caso de la uva de mesa, se utilizan para estimular el crecimiento, acelerar la maduración y mejorar el color, entre otros procesos. Definir qué biorregulador se debe aplicar, el momento y la dosis, dependerá del cultivo y de la característica que se pretende estimular o inhibir (Díaz, 2017).

2.7.1 Etileno como Inductor de Color en Uva de Mesa

El etileno es un gas que se caracteriza por influir en la maduración y senescencia de las plantas y sus frutos, especialmente en las frutas climatéricas, ya que la biosíntesis de este regulador desencadena una serie de eventos fisiológicos que conllevan a la maduración de los frutos; sin embargo, en las frutas no climatéricas, como la uva, el etileno no acelera el proceso de maduración. Comercialmente este compuesto se usa más como un regulador de crecimiento vegetal, ya que estimula la germinación de semillas, el crecimiento de raíces, la floración y la coloración en frutos (Reid, 2011).

El etileno se sintetiza partiendo de la metionina (MET), un aminoácido que después es convertido en S-adenosil metionina (SAM) por la adición de adenina. A su vez, por la acción de la enzima ACC sintasa, SAM se convierte en ácido 1-aminociclopropano carboxílico (ACC). Por último, la Enzima Formadora de Etileno (EFE) (o ACC oxidasa para formar etileno), se encarga de oxidar al ACC, obteniendo así la molécula de etileno (Abeles *et al.*, 1992).

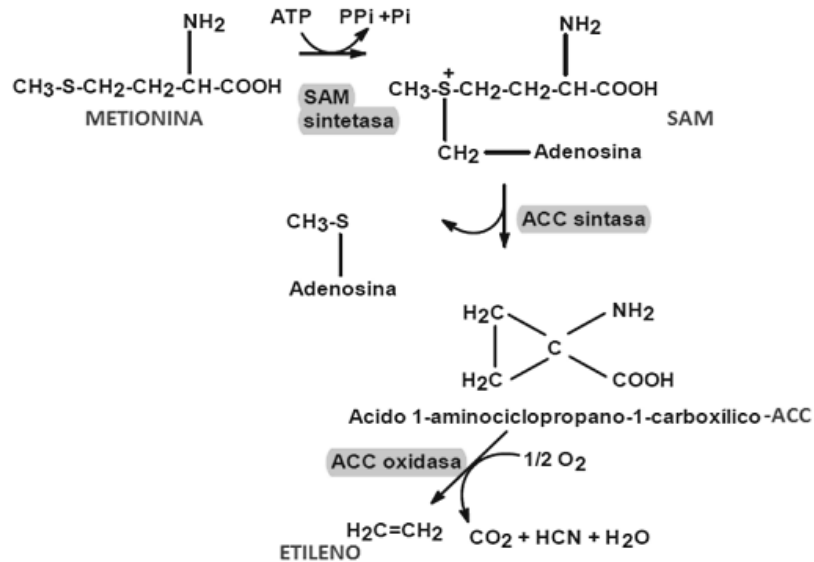


Figura 6. Biosíntesis de etileno (Zacarías y Lafuente, 2008).

En la biosíntesis de las antocianinas, existen genes que codifican para las enzimas involucradas y se ha observado que con la aplicación exógena de etileno se induce un aumento en los niveles de transcripción y actividades enzimáticas. En un estudio llevado a cabo en ciruela se demostró que, dentro de los primeros 3 días de aplicado el tratamiento de etileno, los frutos mostraron niveles de expresión más altos de PAL, CHS, CHI y UFGT; mientras que la transcripción de F3H, DFR y ANS lo fueron durante la etapa posterior al tratamiento. El contenido de antocianinas fue mayor en las ciruelas tratadas con etileno (Cheng *et al.*, 2016). Así mismo, en uva se aplicó un liberador de etileno resultando niveles elevados de transcripciones de CHS, F3H y UFGT, los cuales perduraron durante más de 20 días (El-Kereamy *et al.*, 2003).

El Ethrel© (ácido 2-cloroetilfosfónico) es un compuesto liberador de etileno y un regulador del crecimiento de las plantas, utilizado para para promover o inhibir la floración, la maduración y la coloración (Pierik *et al.*, 2006). Es el producto más aplicado en las plantas de vid durante el invierno para incrementar el color de las bayas de variedades rojas tales como Flame y Crimson Seedless (Hueso, 2012). Sin embargo, su aplicación puede causar ablandamiento de bayas, que reduce el valor de uvas exportadas (Roberto *et al.*, 2013). Asimismo, la EFSA (European Food Safety Authority, 2009) indicó que hay restricciones para el uso de Ethrel en uva de mesa, ya que presenta problemas de residualidad en las bayas; por ello se propuso un límite máximo de residuos (LMR) de 1.0 ppm, lo que conlleva a la disminución del uso de este producto. Por ende, es indispensable

identificar otras prácticas benéficas para aumentar el color sin disminuir la calidad de la baya.

2.7.2 Ácido Salicílico como Regulador de Crecimiento e Inductor de Color en Uva de Mesa.

Es un compuesto fenólico natural y desarrolla ciertos procesos fisiológicos, juega un papel en el retraso de la maduración, promueve la resistencia a patógenos, aumenta los antioxidantes y compuestos fenólicos (Habibi, 2017). Durante mucho tiempo, el principal objetivo al utilizar ácido salicílico exógenamente era combatir las enfermedades que se presentan durante el proceso de poscosecha de frutas y hortalizas al incrementar su resistencia al estrés (Qin *et al.*, 2003).

La biosíntesis del ácido salicílico puede llevarse a cabo mediante la vía del fenilpropanoide, en la que el ácido transcinámico es sintetizado a partir de fenilalanina mediante la catalización de la enzima PAL, para después convertirse en ácido benzoico, el cual se transforma en el ácido 2-hidroxibenzoico a través de la catalización de la enzima ácido benzoico 2-hidroxilasa (BA2H). Sin embargo, su biosíntesis también puede llevarse a cabo mediante la vía del shikímato y el ácido corísmico siendo el producto final de dicha vía. El ácido corísmico, mediante la catalización de las enzimas isocorismatosintasa (ICS) e isocorismatoliasa de piruvato (IPL) se transforma en fenilalanina, y mediante la acción de la enzima PAL es convertida a ácido *trans*-cinámico, el cual se oxida a ácido benzoico (AB). La hidroxilación del anillo aromático de AB es catalizada por la enzima BA2H, lo que conduce a la formación de ácido salicílico (Dempsey *et al.*, 2011).

Se ha observado que la aplicación de este biorregulador induce la acumulación de antocianinas en frutos como cereza (Giménez *et al.*, 2014) y uva cv. Sahebi (Oraei *et al.*, 2019), lo que conlleva a la mejora del color en dichos frutos.

La biosíntesis de las antocianinas está regulada por la participación de varias enzimas, como se mencionó en el apartado 2.4.1, y la enzima PAL es considerada como el punto de partida para la biosíntesis de estos compuestos fenólicos. Estudios han demostrado que la aplicación de ácido salicílico de manera exógena, induce la expresión del gen perteneciente a PAL, mejorando la actividad enzimática y observándose también un mayor contenido de compuestos fenólicos (Chen *et al.*, 2006; Oraei *et al.*, 2019).

2.7.3 Melatonina como Inductor de Color en Baya de Uva de Mesa

La melatonina es un regulador ampliamente estudiado en humanos y animales. Sin embargo, su descubrimiento en plantas data de 1995, a partir de esa fecha, se volvió muy controversial en la ciencia y años después comenzaron sus estudios en plantas (Arnao y Hernández-Ruiz, 2019).

La biosíntesis de la melatonina se da a partir del aminoácido triptófano, proveniente del ácido corísmico. Dicho aminoácido es catalizado por la enzima triptófano descarboxilasa (TDC), convirtiéndose en triptamina y mediante la acción de la triptamina 5-hidroxilasa (T5H), la cataliza en serotonina. Posteriormente, a través de la acción de las enzimas Serotonina N-Acetiltransferasa (SNAT) y N-acetilserotoninametiltransferasa (ASMT) se obtiene la melatonina (Pérez-Llorca *et al.*, 2019).

La melatonina participa en diversos procesos en las plantas, pero el más estudiado es la protección que brinda frente al estrés biótico y abiótico. Así mismo, regula la biosíntesis de otras hormonas como etileno y ácido salicílico. También juega un rol importante en el metabolismo secundario, potenciando la síntesis de flavonoides y antocianinas (Arnao y Hernández-Ruiz, 2019).

Mediante la aplicación exógena de melatonina en tomate (Sun *et al.*, 2016), col lombarda (Zhang *et al.*, 2016) y fresas (Aghdam y Fard, 2017), se obtuvo un mayor contenido de antocianinas. También se demostró que la melatonina influye en las actividades enzimáticas involucradas en la biosíntesis de antocianinas, pues en los tres productos hortícolas mencionados, dicha actividad enzimática fue más alta respecto al control.

3. HIPÓTESIS

La aplicación precosecha de biorreguladores como Ethrel, ácido salicílico y melatonina en bayas de uva de mesa cv. Flame Seedless, inducirá cambios en la cutícula y en el índice de color.

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo General

Evaluar el efecto de la aplicación precosecha de tratamientos con Ethrel, ácido salicílico y melatonina, sobre los cambios cuticulares y el color en la baya de uva de mesa cv. Flame Seedless.

4.2 Objetivos Específicos

Determinar la concentración de sólidos solubles totales (SST), acidez titulable (AT), peso, diámetro y firmeza al momento de la cosecha, en las bayas tratadas durante envero con Ethrel, ácido salicílico, melatonina y sus combinaciones con Ethrel.

Evaluar el índice de color y su relación con el contenido de antocianinas en las bayas de uva de mesa por efecto de los tratamientos aplicados.

Evaluar los cambios cuticulares (grosor, permeabilidad y cuantificación de ceras intra y epicuticulares) de las bayas de uva de mesa por efecto de los tratamientos aplicados.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Material Experimental

Para el desarrollo del estudio se utilizaron 40 plantas de uva de mesa (*Vitis vinifera* L.) cv. Flame Seedless de 8 años de edad, provenientes del viñedo “Las Mercedes”, ubicado en la región de Pesqueira, San Miguel de Horcasitas, Sonora, México (29°21'51"LN y 110°57'08"LO).

5.2 Tratamientos

Los tratamientos se aplicaron mediante aspersión en cada 5 plantas de vid para cada una de las 8 soluciones mostradas en el Cuadro 3. Las mezclas se prepararon con agua bidestilada, ethrel al 21.7 % (ETHREL^{MR} 240, BAYER), ácido salicílico (FAGALAB, MEX), melatonina 5 mg (tabletas) y alcohol etílico 95 % (FAGALAB, MEX). El momento de la aplicación fue durante la etapa de envero, que correspondió a los 60 días después de plena floración. Cada tratamiento fue marcado con cintas de colores para facilitar su identificación y posterior seguimiento.

Cuadro 3. Tratamientos y su composición.

Tratamiento	Composición	No. Aplicaciones
TEST	Testigo absoluto	0
ETH1	Ethrel a 100 ppm (Testigo 1)	3
ETH2	Ethrel a 250 ppm (Testigo 2)	1
AS	Ácido Salicílico a 100 ppm	1
MEL	Melatonina a 25 ppm	1
ETH2+AS	1:1 mezcla de tratamiento ETH2+AS	1
ETH2+MEL	1:1 mezcla de tratamiento ETH2+MEL	1
AS+MEL	1:1 mezcla de tratamiento AS+MEL	1

5.3 Muestreo

El muestreo se realizó durante la cosecha, a los 74 días después de plena floración de los racimos. De cada 5 plantas de vid con tratamiento se cortaron 15 racimos al azar, pero que al menos cumplieran con las características para su cosecha (tamaño de baya y llenado de racimo). Enseguida los racimos se colocaron en hieleras para transportarlas al Laboratorio de Calidad de Frutas y Hortalizas del Centro de Investigación de Alimentación y Desarrollo, A.C., en la ciudad de Hermosillo, Sonora.

5.4 Parámetros Evaluados

5.4.1 Determinación de Peso y Diámetro de Bayas, Firmeza, Sólidos Solubles Totales (SST) y Acidez Titulable (AT)

De los 15 racimos muestreados, se tomaron al azar 100 bayas de cada tratamiento, cortándolas de la parte alta, media y baja de los racimos. Se seleccionaron 20 bayas, las cuales se pesaron en una balanza digital DENVER Instruments (XP-3000, Colorado, EUA), registrando el resultado en gramos (g).

A estas mismas bayas, se les midió el diámetro polar y ecuatorial con un vernier digital TWIN- cal (IP67, Renens, Suiza) en la escala de mm.

Así mismo, la firmeza de las bayas se determinó mediante compresión de la parte ecuatorial con un disco metálico de 3.1 cm de diámetro, montado en un texturómetro TA-XT2 (Texture Analyser Stable Micro Systems, Surrey, Reino Unido). Se utilizó una fuerza de compresión de 1.5 mm y una distancia de 2.0 mm. Los resultados se reportaron en Newtons (N).

Para la determinación de acidez titulable (% AT) o cantidad de ácido tartárico, 40 bayas se molieron en un procesador de alimentos durante unos segundos. La muestra molida se filtró en una tela de organza, por triplicado se tomó una alícuota de 50 mL. Para neutralizar el ácido de la muestra se

utilizó un titulador automático Mettler (DL67, Suiza), con NaOH 0.1 N (SIGMA, Missouri, EUA), valorado previamente con ftalato ácido de potasio (Merck, Hesse, Alemania) (AOAC 942.15, 1990).

De los filtrados obtenidos para la prueba de % AT, se tomaron 3 muestras para evaluar los SST. La muestra, homogenizada previamente, se colocó en un refractómetro digital ATAGO (PR-101, Tokyo, Japón), utilizando agua HPLC como blanco y reportando los resultados en °Brix.

5.4.2 Etileno Residual

El análisis de etileno se midió mediante el uso de cromatografía de gases por espacio de cabeza CG-HS, utilizando el método propuesto por Tseng *et al.*, (2000), modificado por Gámez-Elizalde *et al.*, (2020). Del mismo filtrado anterior, homogenizando previamente la muestra, se obtuvieron 3 alícuotas de 250 µL por tratamiento para el análisis de etileno residual. Cada alícuota se colocó en un vial color ámbar con 12 mL de agua grado HPLC y se adicionó 1 mL acetona pura (SIGMA, Missouri, EUA) y 1 mL de hidróxido de potasio (SIGMA, Missouri, EUA) al 30 %. Se incubó por 1 h en un baño de agua Isotemp (128, Pensilvania, EUA) con agitación intermitente a 60 °C y se tomó una muestra del espacio de cabeza para inyectar en un cromatógrafo de gases VARIAN (Star 3400, California, EUA) equipado con un detector de ionización de flama (FID) y una columna metálica (Supelco, EUA) de 2 m de largo y 1/8” de diámetro interno, empacada con Hayesep N 80/100. Las condiciones del equipo fueron: temperatura de inyección y columna a 100 y 80 °C respectivamente, y el detector a 120 °C. Se utilizó nitrógeno como gas acarreador a un flujo de 25 mL min⁻¹.

5.4.3 Determinación de Color

Esta prueba se realizó en 20 de las 100 bayas previamente seleccionadas al azar para los análisis anteriores. El color se midió en la parte ecuatorial de la baya, cuidando que esta cubra la zona de

lectura del colorímetro Minolta (CR-300, Nueva Jersey, EUA). Se obtuvieron los parámetros de color L^* , a^* y b^* . Con éstos se calculó el ángulo de matiz (hue) y el tono (croma), los cuales a su vez se utilizaron para obtener el índice de color rojo (CIRG) para bayas de vid empleado por Carreño *et al.*, (1995), con la siguiente fórmula: $CIRG = 180 - \text{hue} / (L^* + \text{croma})$.

5.4.4 Determinación de Antocianinas

El contenido de antocianinas se determinó de acuerdo con el método descrito por Peppi *et al.*, (2004), Neff y Chory (1998) y Xu *et al.*, (2018), con ciertas modificaciones. Con el sacabocados de 14 mm se removieron 14 cáscaras de 7 bayas, cuidando no extraer pulpa. Las cáscaras se molieron en un mortero en frío para obtener 1.0 g por triplicado. La muestra se colocó en un tubo para añadirle 10 mL de metanol con HCl al 1 % (v/v). Esta mezcla se sometió a ultrasonido (sonicador Branson 3510, Danbury, EUA) durante tres minutos en oscuridad. Posteriormente, la extracción se filtró. El filtrado se utilizó para cuantificar por triplicado en un espectrofotómetro Varian (Cary50, Mulgrave, Australia) tomando lecturas a 530 y 657 nm. La unidad relativa se calculó mediante la fórmula $\Delta D = A_{530} - 0.25 \times A_{657}$, donde A es la absorbancia registrada. Para el cálculo del contenido de antocianinas se utiliza el peso molecular y la absorbancia molar del pigmento antociano presente en mayor proporción (PM 449.2 y ϵ 26900). El contenido de antocianinas se expresó como mg cm^{-2} .

5.4.5 Extracción y Cuantificación de Ceras Epicuticulares

Del grupo de 100 bayas cortadas de los 15 racimos, se tomaron 10 bayas al azar para hacer la extracción de las ceras epicuticulares. Estas fueron sumergidas en 100 mL de cloroformo (FagaLab, Sinaloa, México) y se incubaron en un baño de agua a 45 °C durante 1 min. Posteriormente, el líquido se filtró en papel Whatman No. 1, transfiriendo el filtrado a vasos de precipitado previamente tarados y dejando evaporar en una campana de extracción (Labconco, EUA) a un volumen final de 5 mL. A continuación, los vasos se secaron en una estufa de convección VWR

(1320, Oregon, EUA) a 55 °C durante 12 h. Las muestras se colocaron en un desecador hasta que alcanzaron la temperatura ambiente. El residuo seco se pesó en una microbalanza Mettler (AE240, Ohio, EUA). Este peso representa las ceras epicuticulares totales del fruto expresadas en mg de cera por unidad de área del fruto (mg cm^{-2}) según Riederer y Schneider (1990).

5.4.6 Extracción de Cutícula

La extracción se realizó siguiendo la metodología propuesta por Freeman *et al.*, (1979), Schönerr y Riederer (1986) con pequeñas modificaciones. Para ello, se utilizó un sacabocado metálico de 14 mm de diámetro interno (DI), para extraer círculos del epicarpio de las 10 bayas a las que previamente se les removió las ceras epicuticulares. Los 20 círculos extraídos fueron incubados durante 24 h en una disolución de 10 mL de ZnCl_2 con HCl concentrado (J.T. Baker, Madrid, España) (1 g: 1.7 mL), agitando de 2 a 3 veces dentro de una campana de extracción. Posteriormente, las cutículas aisladas se lavaron tres veces con agua HPLC y se transfirieron a una solución de ácido bórico (H_3BO_3) al 2 % (SIGMA, Missouri, EUA) durante 8 h, agitando ocasionalmente para eliminar el resto de materia orgánica. Las cutículas se lavaron nuevamente con agua HPLC y se colocaron en una nueva solución de H_3BO_3 al 2 % hasta su uso. Antes de determinar el peso, las cutículas se lavaron nuevamente con agua HPLC y se colocaron cinco de ellas en charolas de aluminio previamente taradas, para secarlas en estufa de convección a 55 °C durante 30 min. El peso seco representa la cantidad de cutícula del fruto, expresando los resultados como mg por área de cutícula expuesta (mg cm^{-2}). El área de la cutícula se calculó multiplicando el número de cutículas utilizadas por el área de cada una.

5.4.7 Extracción y Cuantificación de Ceras Intracuticulares

Para la extracción de las ceras intracuticulares se emplearon círculos aislados de 12 bayas. Los círculos de 4 bayas se colocaron en vasos conteniendo cloroformo ($\geq 200 \mu\text{L}$ por cm^2 de cutícula) y se incubaron en un baño de agua a 80 °C durante 2 min. La disolución conteniendo cloroformo

se filtró en papel Whatman No. 1 y se transfirió a tubos prepesados. Posteriormente, los tubos se colocaron en una estufa de convección a 55 °C durante 12 h hasta sequedad. Una vez obtenido el residuo seco se les determinó el peso seco en una microbalanza. La cantidad total de ceras intracuticulares se obtuvo mediante el peso del residuo seco y se expresó como mg por unidad de área de cutícula expuesta (mg cm^{-2}) (Riederer y Schneider, 1990).

5.4.8 Permeabilidad y Grosor de la Cáscara de Uva

Para este análisis se empleó la técnica propuesta por Geyer y Schönherr (1990) y modificada por Báez (1991). Para lo cual se utilizaron círculos de cáscara previamente obtenidas en fresco de 10 bayas. Cuatro cáscaras se colocaron cuidadosamente por triplicado en láminas de teflón cubriendo orificios de 0.38 cm^2 . Estas láminas previamente se montaron sobre cajas de Petri plásticas de 5 cm de diámetro. Tres de las cáscaras se adhirieron al teflón utilizando silicona líquida alrededor de los orificios, enseguida se agregó 5 mL de agua HPLC y se colocó la última cáscara para cerrar el sistema (caja de Petri+teflón+cáscara+agua). Inmediatamente se registró el peso ($\pm 0.0001 \text{ g}$) del sistema en la microbalanza. Luego, los triplicados se incubaron a temperatura ambiente ($\pm 25 \text{ °C}$), registrando el peso de los mismos a intervalos de dos horas durante 8 h, hasta alcanzar aproximadamente el 0.1 % del peso inicial. Los resultados se expresaron como mg de agua perdida en forma de vapor por cada cm^2 de cutícula expuesta ($\text{mg de H}_2\text{O cm}^{-2}$).

Para analizar el grosor de la cáscara de la uva, se utilizó la técnica propuesta por Báez *et al.*, (1993). Seis círculos de cáscara por tratamiento fueron lavados con agua HPLC. Posteriormente, los círculos fueron colocados en charolas de aluminio y secados en estufa de convección a 55 °C durante 10 min. Seguidamente, se midió el grosor con un micrómetro digital Mitutoyo (PK-0505, Tokyo, Japón), expresando los resultados en micrómetros (μm).

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Peso, Diámetro y Firmeza de Bayas

El peso es un parámetro de importancia para evaluar la calidad de la uva, algunos trabajos reportan un peso promedio entre 1.5 y 3 g (Champa *et al.*, 2014; Champa *et al.*, 2015), en el presente estudio todos los resultados superaron este rango. En el presente estudio los tratamientos que presentaron diferencias significativas con respecto al testigo absoluto fueron los tratados con melatonina, mientras que entre los demás tratamientos no se encontraron diferencias significativas en el peso de las bayas tratadas. Sin embargo, los tratamientos con melatonina (MEL, ETH2+MEL, AS+MEL), aun cuando no mostraron diferencias significativas, si se observó una tendencia a tener mayor peso en las bayas tratadas con ETH2+MEL (Cuadro 4).

Cuadro 4. Comparación de medias en peso, diámetro y firmeza en bayas Flame Seedless.

Tratamientos	Peso (g)	DP (mm)	DE (mm)	Firmeza (N)
Testigo	3.75 ^a	19.14 ^a	17.54 ^a	6.58 ^b
ETH1	4.55 ^{ab}	20.20 ^{ab}	18.76 ^{bc}	10.60 ^c
ETH2	4.33 ^{ab}	20.27 ^{ab}	18.29 ^{ab}	5.10 ^a
AS	4.35 ^{ab}	20.14 ^{ab}	18.60 ^{ab}	6.86 ^b
MEL	4.75 ^{bc}	20.71 ^{bc}	19.20 ^{bc}	7.13 ^b
ETH2+AS	4.63 ^{abc}	20.61 ^{bc}	19.03 ^{bc}	7.00 ^b
ETH2+MEL	5.46 ^c	21.72 ^c	19.75 ^c	4.53 ^a
AS+MEL	5.14 ^{bc}	21.07 ^{bc}	19.67 ^c	4.90 ^a

Medias con letras iguales en la misma columna no hay diferencias estadísticas ($p \geq 0.05$).

Hasta el momento no se han encontrado estudios en los que se haya aplicado melatonina en combinación con Ethrel o ácido salicílico, así como tampoco se había analizado la influencia de la melatonina sobre el peso y el tamaño en uva de mesa Flame Seedless. Meng *et al.*, (2015) aplicaron antes del envero, una y dos veces 100 mg L⁻¹ de melatonina en vides de merlot observando que tratándolas dos veces las bayas aumentaron su peso un 6.6 % más respecto al testigo. En otros estudios, Liu *et al.*, (2019) aplicaron una dosis de 100 µmol L⁻¹ de melatonina en pera variedad Zaosu y observaron que el tamaño y peso del fruto aumentó en comparación al testigo.

El tamaño de la baya se representa a través del diámetro polar (DP) y el diámetro ecuatorial (DE) y es una de las especificaciones mínimas de calidad que se requiere cumplir para acceder a mercados más redituables. El mismo patrón que se observó en el peso de las bayas, también se presentó en el análisis del diámetro polar (Cuadro 4), las bayas tratadas con ETH2+MEL presentaron los más altos valores de DP y DE.

Según la NMX-FF-026-SCFI-2006, para que la uva de mesa Flame Seedless sea aprobada para su consumo debe de presentar un diámetro ecuatorial de 15.9 mm como categoría segunda, 17.5 mm como categoría primera y 19.1 mm como categoría extra. Las bayas analizadas en el presente estudio se encuentran clasificadas entre la categoría primera (testigo) y categoría extra (tratadas), destacando que la aplicación de los tratamientos superaron el DP y DE mínimo requerido para la categoría extra siendo más notable en los racimos tratados con ETH2+MEL, AS+MEL y MEL, mediante los cuales se obtuvieron diámetros alrededor de un 10 % mayor a los establecidos como categoría extra.

La melatonina se considera análoga del ácido indol acético (AIA) por compartir el triptófano como componente inicial, por lo que se supone que la melatonina puede influir en la regulación del desarrollo y el aumento del tamaño y peso de los frutos a través de la división y elongación celular (Fan *et al.*, 2018). Sin embargo, aun cuando esta consideración se demostró en el presente estudio, se recomienda continuar investigando acerca de los efectos fisiológicos de las aplicaciones de melatonina sola y en combinación, así como el momento de aplicación durante el desarrollo de los frutos (bayas).

La firmeza es considerada como un parámetro de frescura en los frutos y un factor de importancia para la prolongación de la vida útil después de la cosecha (Ma *et al.*, 2020). En la presente investigación, la firmeza de las bayas fue altamente influenciada por la aplicación de ETH1, siendo significativamente diferente al resto de los tratamientos. Mientras que entre los tratamientos con

MEL, ETH2+AS, AS y el testigo no mostraron diferencias significativas, por otro lado en los tratamientos con AS+MEL y ETH2+MEL fueron significativamente diferente al resto, observándose una menor firmeza en las bayas tratadas, lo cual pudo deberse a una mayor elongación celular en las bayas tratadas con melatonina, y por consecuencia el adelgazamiento de la pared celular provocando menor firmeza. Sun *et al.*, (2015) sumergieron tomates cv. Bmei en 50 μ M de melatonina, observando que los tomates sin tratar tenían una mayor firmeza que los tratados con melatonina, ya que la firmeza de los frutos disminuyó un 38 % con la aplicación de melatonina.

6.2 Sólidos Solubles Totales (SST) y Acidez Titulable (AT) y pH

Al inicio del desarrollo de las bayas, los azúcares se encuentran en niveles muy bajos, sin embargo, al acercarse el envero, el contenido de azúcares aumenta y la acidez disminuye (Blouin, y Guimberteau 2012). Los sólidos solubles totales, representan el contenido de azúcares y es un parámetro fundamental en la de calidad, pues indica la cantidad de azúcares presentes en los frutos; según la NMX-FF-026-SCFI-2006, la uva de mesa Flame Seedless debe contener un mínimo de 16 °Brix en cualquiera de sus categorías. En el presente estudio el contenido de SST presentaron diferencias significativas entre los tratamientos, el testigo absoluto fue el tratamiento con menor nivel de SST, incluso ligeramente por debajo del mínimo requerido para considerarse una uva de categoría extra, en cambio los diferentes tratamientos superaron este valor umbral de la categoría extra, siendo el tratamiento con melatonina el de mayor porcentaje de SST con un 16.70 (Cuadro 5).

Xu *et al.*, (2018) aplicaron la misma dosis de MEL en uva Moldova, alcanzando 17.5 °Brix en las bayas tratadas y mostrándose significativamente diferente al testigo, mediante el cual se obtuvieron 16 °Brix. En frutos, como el tomate, también se ha visto la influencia del tratamiento MEL en el aumento del contenido de azúcares respecto al testigo, por lo que se considera que la melatonina juega un papel importante en la regulación de la maduración de los frutos (Sun *et al.*, 2016), además el efecto de una mayor elongación celular durante el desarrollo pudo provocar una mayor fuerza en la relación fuente-demanda, que dio como resultado una mayor inhibición de fotoasimilados de

los frutos receptores (Lavee y Nir, 1986).

En el Cuadro 5 se muestran los resultados de % AT los cuales fueron ligeramente más altos con los reportado para uvas de calidad extras (Champa *et al.*, 2014; Champa *et al.*, 2015); se observan diferencias significativas entre los tratamientos. Los tratamientos con menor contenido de SST (ETH2+MEL y AS+MEL) presentaron mayor porcentaje de AT pudo deberse a que alguna fracción del ácido tartárico todavía no se transformó en azúcares (Lavee y Nir, 1986).

Los tratamientos ETH2, AS, MEL y ETH2+AS oscilaron entre 0.86 y 0.88 % AT, este último valor se presentó igual en el testigo. El tratamiento con un menor porcentaje de AT fue ETH1 con 0.76 % y 16.17 de SST.

Cuadro 5. Comparación de medias en SST, AT y pH en bayas Flame Seedless.

Tratamientos	SST (%)	AT (%)	pH
Testigo	15.47 ^c	0.88 ^b	3.37 ^{de}
ETH1	16.17 ^{de}	0.76 ^a	3.37 ^{de}
ETH2	16.33 ^e	0.87 ^b	3.28 ^{bc}
AS	16.13 ^d	0.88 ^b	3.32 ^{cd}
MEL	16.70 ^f	0.89 ^b	3.42 ^e
ETH2 + AS	16.10 ^d	0.86 ^b	3.38 ^e
ETH2 + MEL	14.27 ^a	0.97 ^c	3.24 ^{ab}
AS + MEL	15.17 ^b	0.95 ^c	3.20 ^a

Medias con letras iguales en la misma columna no hay diferencias estadísticas ($p \geq 0.05$).

Como se ha mencionado anteriormente, no se tienen referencias de estudios en los que se haya analizado el efecto de las combinaciones con Ethrel, ácido salicílico y melatonina sobre parámetros de calidad en uva de mesa. Mercado-Ruiz *et al.*, (2018) realizaron tres aplicaciones de Ethrel a 250 $\mu\text{L L}^{-1}$ y una aplicación de AS a 100 $\mu\text{L L}^{-1}$ en uva de mesa Flame Seedless, obteniendo a los 9 días después de aplicado el tratamiento, un valor de AT de 0.84 y 0.76 respectivamente, los cuales son comparables a los que se observaron en el presente experimento.

El pH es un parámetro que se utiliza para medir la acidez o alcalinidad en los frutos. La uva se considera un fruto con pH ácido y los valores para una de calidad oscilan entre 3.4 y 4.5 (Hamad, 2012), en este trabajo los niveles de pH estuvieron ligeramente por debajo de este rango reportado con un mínimo de 3.20 para el tratamiento AS+MEL y un máximo de 3.42 en los tratados con MEL únicamente; los valores de las bayas tratadas en combinación ETH2+MEL promediaron 3.24. El

mayor pH en las bayas tratadas con MEL fueron iguales estadísticamente con los valores promedio del testigo (3.37), así mismo se encontraron resultados similares con los tratamientos ETH2+AS (3.38) y ETH1 (3.37) (Cuadro 5).

6.3 Etileno Residual

El etileno residual detectado, representa al etileno que se ha formado y que se encuentra entre los espacios intra y extra celulares de la baya de la uva; así como los residuos de los compuestos liberadores de etileno que se quedan en la cutícula de la baya y no se biosintetizan al secarse la solución aplicada (Gámez-Elizalde *et al.*, 2020).

En la Figura 7, se observa que las bayas tratadas con ETH1 presentan 1.4 ppm de etileno residual, siendo el de mayor contenido respecto al resto de los tratamientos y seguido por la aplicación del tratamiento ETH2. Los tratamientos ETH2+AS y ETH2+MEL, son significativamente diferentes a los mencionados anteriormente y entre sí mismos, sin embargo, también presentan concentraciones más altas de etileno residual en comparación de los tratamientos con AS+MEL, AS, MEL y el testigo (Figura 7).

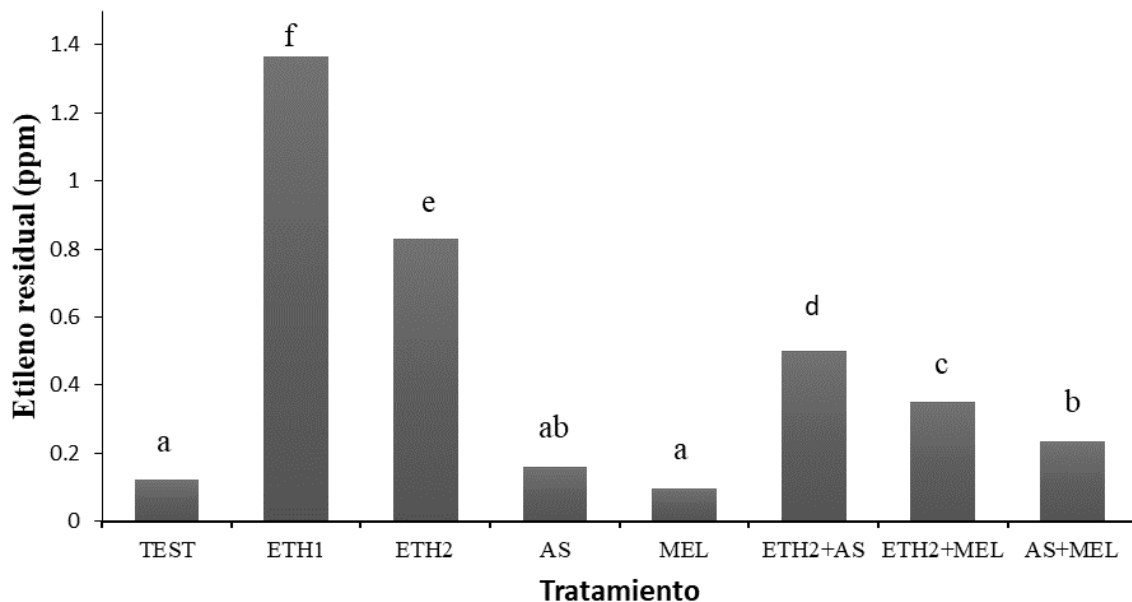


Figura 7. Etileno residual (ppm) en los tratamientos. Letras repetidas no hay diferencias

estadísticamente significativas.

Gómez-Elizalde *et al.*, (2020) aplicaron Ethrel a 250 ppm en uva de mesa Flame Seedless, y en el muestreo del día 14 después de la aplicación, obtuvieron un valor de 1.2 ppm de etileno residual en las bayas, similar al obtenido en este estudio con el tratamiento ETH1. Por otra parte, el hecho de que el tratamiento AS y MEL presenten valores bajos podría deberse a que parte del etileno que se haya generado por estimulación se haya utilizado para propiciar cambios ya sea en los azúcares o en la cutícula.

En cuanto a las aplicaciones de Ethrel en el presente estudio, los niveles residuales de etileno sobrepasaron el límite de 1 ppm establecido por la EFSA. Esto fundamenta más la necesidad de buscar alternativas que sustituyan este producto en diversos frutos y, especialmente en uva, ha sido restringida por presentarse residualidad de este tratamiento en las bayas. La EFSA (European Food Safety Authority, 2009) propuso un límite máximo de residuos (LMR) de 1.0 ppm de Ehtrel en uva de mesa; observándose que las bayas tratadas con ETH1 sobrepasan dicho límite, lo que corrobora

6.4 Color

El color es uno de los parámetros visuales de mayor relevancia para el consumidor. En variedades de uvas rojas no siempre se alcanza la coloración requerida para su exportación, lo que conlleva a grandes pérdidas. Carreño *et al.*, (1996) establecieron escalas de color para uvas mediante el parámetro CIRG (índice de color para uvas rojas): un valor de CIRG menor a 2 representa bayas de coloración verde-amarillo, entre 2 y 4 son bayas de color rosa, entre 4 y 5 bayas de color rojo, entre 5 y 6 bayas rojo intenso, y mayor a 6 son bayas de color azul intenso.

En el presente estudio, los tratamientos aplicados en uva de mesa Flame Seedless y según la escala descrita anteriormente, las bayas no obtuvieron la coloración roja característica de la variedad, quedándose en la clasificación de uvas color rosa y verde-amarillo (Carreño *et al.*, 1996).

La aplicación de ETH1 alcanzó un CIRG de 2.8, similar a las bayas tratadas con ETH2 obteniéndose un CIRG de 2.4, así mismo, estos resultados fueron estadísticamente similares al testigo (2.2). Las bayas tratadas con ETH2+AS, AS y AS+MEL, quedaron dentro de la categoría

verde-amarillo, siendo el último tratamiento mencionado en el cual solo se alcanzó un CIRG de 1.2 (Figura 8).

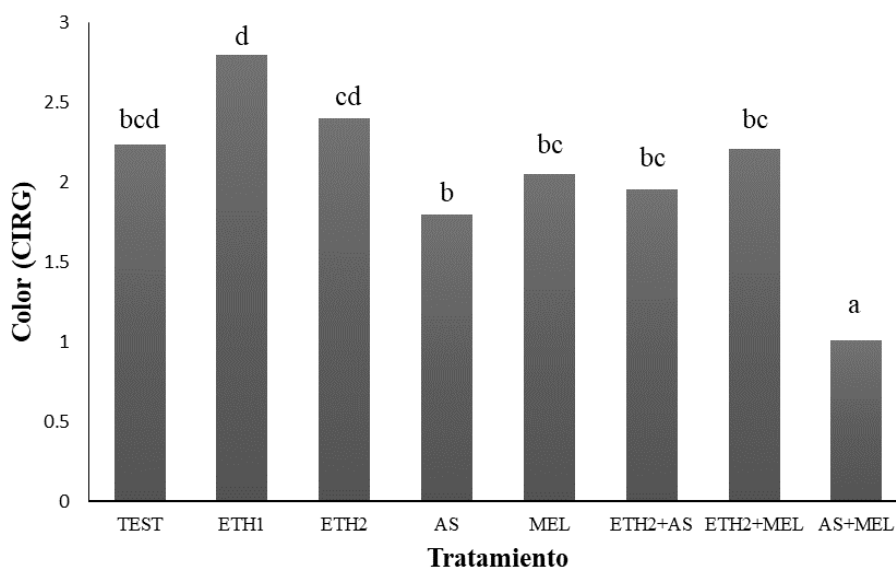


Figura 8. Comparación de color (CIRG) en tratamientos. Letras repetidas no hay diferencias estadísticamente significativas.

Los resultados obtenidos en este experimento indican que no se estimuló el desarrollo del color en ninguno de los tratamientos de manera significativa, solo los tratados con ETH1 y ETH2 superaron al testigo en el índice de color, sin embargo los valores de CIRG reportados coinciden con los que se han reportado anteriormente (2.81) (Leguizamón *et al.*, 2008), solo en el tratamiento AS+MEL quedo muy por debajo de lo que comúnmente se obtiene en la zona para esta variedad.

Alenazi *et al.*, (2019) aplicaron dosis de 125 y 250 ppm de Ethrel en uva de mesa cv. Red Globe. Con la aplicación de 125 ppm, se obtuvo un CIRG de 2.83, y mediante la aplicación de 250 ppm se obtuvo un CIRG de 2.90 en las bayas tratadas estos resultados son similares a los obtenidos en los tratados con ETH en el presente estudio.

Ochoa-Villarreal *et al.*, (2011) aplicaron una dosis de 0.5 mg mL⁻¹ de etefón (Ethrel) en uva de mesa Flame Seedless y a los 15 días después de aplicado el tratamiento, se obtuvo un CIRG de 2.95, resultado similar al obtenido en el presente estudio y aplicando una dosis menor. Gámez-Elizalde *et al.*, (2020) aplicaron Ethrel a 250 ppm y AS a 100 ppm en uva de mesa Flame Seedless; dentro de los resultados, a los 14 días después de aplicados los tratamientos, se obtuvo un CIRG

de 3.5 con ambas aplicaciones. En el día 18, el CIRG de las bayas tratadas con Ethrel fue de 3.8, mientras que las bayas tratadas con AS aumentaron el CIRG a 4.2.

El poco desarrollo de color que tuvieron las bayas tratadas, en general pudo deberse a que los racimos presentaron un grado de madurez menor a los que comúnmente se cosecha, ya sea por efecto del tratamiento que pudo retrasar su madurez con menor biosíntesis de antocianinas y/o degradación de clorofilas, principalmente los tratados con melatonina (Boonsiriwi *et al.*, 2021) o por una cosecha ligeramente temprana previó al desarrollo máximo del color, además de la influencia de factores externos como la temperatura y la iluminación que se presentaron en el momento del experimento, ya que las condiciones óptimas de temperatura para la acumulación de antocianinas oscilan entre los 15 y 30 °C (Boss y Davies, 2010), sin embargo, en la región en la que se llevó a cabo el experimento y en las fechas entre la aplicación de tratamientos y la cosecha, se presentaron temperaturas mínimas de 18 °C y máxima de 37 °C, lo que pudo inhibir la transcripción de genes de las antocianinas (Diebel *et al.*, 2021).

Leguizamón *et al.*, (2008) sombrearon racimos individuales de la variedad Flame Seedless, con una red blanca o una negra, las cuales retenían el 50 % de la luminosidad. La red de color negro expuso la temperatura más alta al iniciar el envero (39.4 °C) respecto a la red blanca (37.9 °C) y al testigo (38 °C); los racimos cubiertos con red negra presentaron un valor de CIRG de 2.83, 10 días después del envero, respecto a los racimos cubiertos con red blanca (2.81) y al testigo (2.47).

6.5 Contenido de Antocianinas

Las antocianinas como responsables del color en las uvas de variedades rojas, son influenciadas por condiciones climáticas y prácticas culturales, así como el uso de biorreguladores (Basile *et al.*, 2018). En la presente investigación, el mayor contenido de antocianinas se presentó en las bayas tratadas con ETH2 al obtenerse un contenido total de 0.021 mg cm⁻² (Figura 9). Sin embargo, no se encontraron diferencias significativas con el resto de los tratamientos, a excepción de las bayas tratadas con AS+MEL, ya que mediante este tratamiento se obtuvo 0.002 mg cm⁻² de antocianinas totales, representando esta cantidad el menor contenido de antocianinas en las bayas de uva de mesa Flame Seedless.

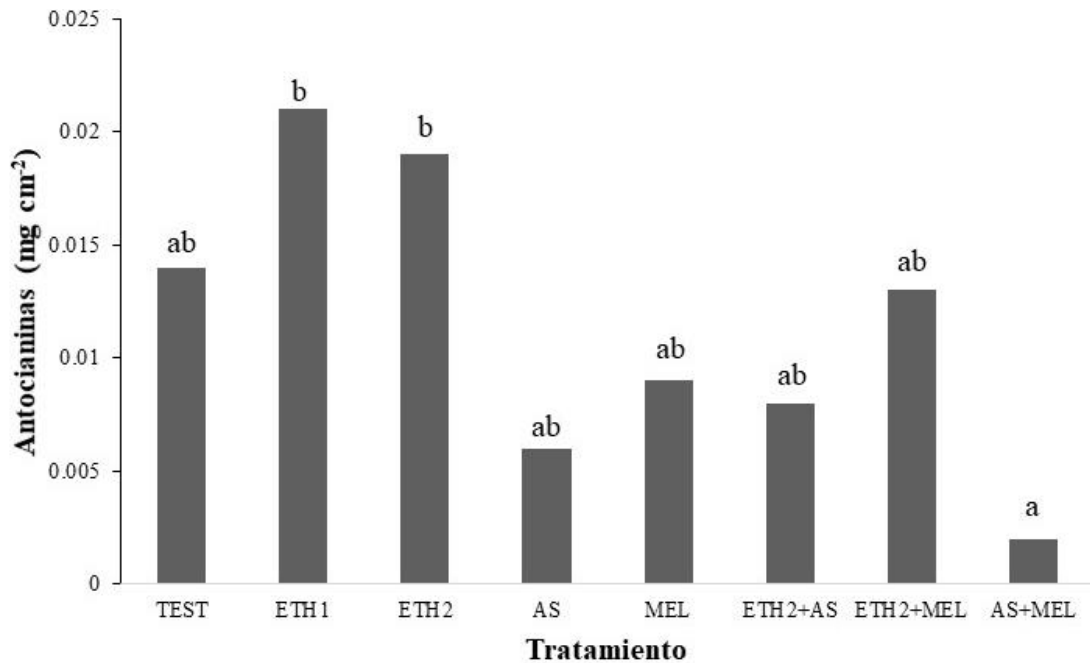


Figura 9. Contenido de antocianinas en bayas de uva cv. Flame Seedless. Letras repetidas no hay diferencias estadísticamente significativas.

Los resultados de contenido antocianinas totales coincide en su patrón con lo encontrado en los valores CIRG de color, existiendo una relación entre el contenido de antocianinas con lo representado en el color, dado que los tratados con ETH1 y ETH2 presentaron el mayor valor de CIRG superando al testigo de igual forma en la concentración de antocianinas, de la misma manera para los tratamientos que fueron inferiores que el testigo en el valor CIRG lo fueron en el contenido de antocianinas.

Estos resultados pudieron deberse a que, en los tratamientos con menor contenido de antocianinas que el testigo, se retrasó la degradación de clorofila y al mismo tiempo la biosíntesis de las antocianinas a causa de un mayor estímulo del desarrollo del fruto retardando la madurez, reflejado en valores más bajos de pH y más altos de AT, quizá si la cosecha se hubiera realizado en días posteriores, estos valores seguramente habrían aumentado en todos los tratamientos al compararlos con los diferentes frutos testigo.

Peppi *et al.*, (2006) aplicaron una dosis de 250 mg L⁻¹ de Ethrel en uva de mesa Flame Seedless en diferentes etapas, obteniendo un contenido de antocianinas de 0.017 mg cm⁻² cuando se aplicó antes del envero, 0.015 mg cm⁻² al aplicar durante el envero y 0.013 mg cm⁻² con la aplicación

después del envero. Estos resultados son menores al contenido de antocianinas obtenido en el presente análisis.

6.6 Contenido de Ceras Epicuticulares, Cutícula, Ceras Intracuticulares, Permeabilidad y Grosor

La cutícula interactúa en mediar ambiente-fruto, su naturaleza y las capas que la forman epi e intracuticulares responden a diferentes estímulos. En el presente estudio, no se observaron diferencias estadísticas en el contenido de las ceras epicuticulares entre el testigo absoluto y cualquiera de los tratamientos en combinación; sin embargo, si hubo diferencias entre el testigo y los tratamientos sin combinación con excepción del tratamiento MEL; siendo el testigo absoluto el tratamiento que presentó mayor contenido de ceras epicuticulares (Cuadro 6).

Por el contrario, el contenido de ceras intracuticulares presentó resultados inversos a las epicuticulares dado que en el testigo se obtuvieron menor contenido de las ceras intracuticulares (0.32 mg cm^{-2}), aun así no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos (Cuadro 6).

El contenido de ceras tanto epi como intracuticulares se obtuvieron valores dentro de lo reportados en diversos estudios en diferentes variedades de uva (Pensec *et al.*, 2014; Yang *et al.*, 2014). El contenido de cera epicuticular puede variar según la ontogenia del fruto, la variedad entre los frutos y las condiciones ambientales. Se ha observado que la deposición de ceras es mayor en las primeras fases antes del envero, sin embargo, alcanza su punto máximo al llegar el envero y durante la fase de maduración fisiológica, la deposición de ceras disminuye (Pensec *et al.*, 2014). Yang *et al.*, (2021) analizaron el contenido de ceras epicuticulares en variedades de uva, obteniendo un contenido de $342.9 \text{ } \mu\text{g mm}^{-2}$ en bayas Kyoho, $154 \text{ } \mu\text{g mm}^{-2}$ en Red Globe y $119.6 \text{ } \mu\text{g mm}^{-2}$ en Moscatel de Hamburgo; en la investigación, se especifica que el muestreo se realizó en la etapa de maduración de las bayas; sin embargo, no se especifica si se aplicó algún tipo de tratamiento en estas variedades.

Cuadro 6. Comparación de medias en el contenido de ceras epicuticulares, cutícula y ceras intracuticulares en bayas Flame Seedless.

Tratamientos	Ceras epicuticulares (mg cm ⁻²)	Cutícula (mg cm ⁻²)	Ceras intracuticulares (mg cm ⁻²)	Permeabilidad (mg cm ⁻² h ⁻¹)	Grosor (μm)
Testigo	0.64 ^b	0.23 ^a	0.32 ^a	3.62 ^a	0.073 ^a
ETH1	0.40 ^a	0.28 ^{ab}	0.46 ^a	3.92 ^a	0.085 ^a
ETH2	0.40 ^a	0.32 ^b	0.47 ^a	3.68 ^a	0.082 ^a
AS	0.40 ^a	0.31 ^b	0.60 ^a	3.84 ^a	0.083 ^a
MEL	0.53 ^{ab}	0.31 ^b	0.50 ^a	4.09 ^a	0.088 ^a
ETH2 + AS	0.51 ^{ab}	0.27 ^{ab}	0.51 ^a	4.31 ^a	0.075 ^a
ETH2 + MEL	0.44 ^{ab}	0.27 ^{ab}	0.48 ^a	3.95 ^a	0.080 ^a
AS + MEL	0.52 ^{ab}	0.26 ^{ab}	0.35 ^a	4.64 ^a	0.078 ^a

Medias con letras iguales en la misma columna no hay diferencias estadísticas ($p \geq 0.05$).

El peso de la cutícula se analizó en bayas a las que previamente se les removió las ceras epicuticulares. Se observó una tendencia inversa a la de las ceras epicuticulares en donde el testigo presentó el valor más bajo y con diferencias significativas con respecto a los tratamientos sin mezcla (ETH1, ETH2 y AS). Las bayas tratadas con ETH1, ETH2 y AS mostraron mayor peso promedio de las cutículas. Asimismo, los resultados de los tratamientos mencionados anteriormente, fueron similares a los obtenidos con los tratamientos con mezcla (ETH2+AS, ETH2+MEL y AS+MEL). La cutícula se caracteriza por ser una barrera permeable y las ceras son las encargadas de reducir la permeabilidad de la cutícula del fruto (Tafolla-Arellano *et al.*, 2013). En el presente estudio, las bayas tratadas no se vieron afectadas en el parámetro de permeabilidad, ya que no se encontraron diferencias significativas entre el testigo con menor nivel (3.62 mg.cm⁻² h⁻¹) y el resto de los tratamientos que en tratamiento AS + MEL alcanzó su mayor nivel (4.64 mg.cm⁻² h⁻¹).

El grosor de la cutícula puede variar por su estado de desarrollo, ya que se ha observado que hay un aumento en el crecimiento y una disminución en la maduración (Jetter *et al.*, 2006). Mediante la aplicación de tratamientos en el presente estudio, no se encontraron diferencias en el grosor de

las bayas, comparado con el testigo. El grosor osciló entre el valor más bajo de 0.073 μm (testigo) y el valor más alto 0.088 μm (MEL). A pesar de solo haber encontrado diferencias significativas entre el testigo absoluto y los tratamientos AS y MEL, en cuanto a peso de la cutícula y las ceras epicuticulares, sí fue notoria la relación inversa entre ellos. Dichos tratamientos presentaron menor contenido de ceras epicuticulares, pero mayor peso de cutícula, de ceras intracuticulares, mayor permeabilidad y grosor de cutícula. No fue posible establecer una relación clara entre lo observado con las antocianinas, el etileno residual y los cambios en la cutícula.

La escasa información acerca de las implicaciones de la aplicación de biorreguladores en uva de mesa y sus efectos sobre la cutícula, nos imposibilitan contrastar más ampliamente nuestros resultados. Sin embargo, la respuesta observada entre las ceras epi e intracuticulares debería alentar a profundizar más en este aspecto de la fisiología de la uva.

7. CONCLUSIONES

En el presente estudio, se observó que la triple aplicación comercial de ethrel a 100 ppm, o la aplicación única a 250 ppm, no influyeron en la coloración de la uva de mesa Flame Seedless, pero sí afectaron los niveles permisibles de residualidad.

La aplicación precosecha de la combinación de AS a 100 ppm y MEL a 25 ppm, mantiene mayor cantidad de etileno residual y una reducción de la madurez de la uva.

Los tratamientos con AS a 100 ppm o con MEL a 25 ppm afectaron la relación de las ceras de la cutícula.

8. RECOMENDACIONES

Para futuros seguimientos de la aplicación exógena de AS y MEL o la combinación de los mismos, se recomienda realizar muestreos días antes de cosecha, en cosecha comercial y después de cosecha. Esto con la finalidad de evaluar los efectos de estos tratamientos de manera más puntual sobre la fisiología del fruto y sus cambios en la cutícula. También, se recomienda aplicar diferentes dosis de los mismos tratamientos, evaluar su efecto y considerar analizar la dinámica de degradación de clorofila y biosíntesis de antocianinas en los diferentes muestreos.

9. BIBLIOGRAFÍA

- Abeles F.B., Morgan P.W. y Saltveit Jr M.E. 1992. Ethylene in plant biology. 2da ed. Academic press. USA. 38 pp.
- Aghdam M.S. y Fard J.R. 2017. Melatonin treatment attenuates postharvest decay and maintains nutritional quality of strawberry fruits (*Fragaria × anannasa* cv. Selva) by enhancing GABA shunt activity. Food Chemistry. 221:1650–1657.
- Alenazi M.M., Shafiq M., Alobeed R.S., Aldson A.A., Abbasi N.A., Ali I., Mubushar M. y Javed I. 2019. Application of abscisic acid at veraison improves red pigmentation and accumulation of dietary antioxidants in red table grapes cv. Red Globe at harvest. Scientia Horticulturae. 257:108–672.
- AOAC. 1990. Fruits and Fruit Products. Official Methods of Analysis of AOAC. AOAC (ed.) Washington, USA. 829-830 pp.
- Arnao M.B. y Hernández-Ruiz J. 2019. Melatonin as a chemical substance or as phytomelatonin rich-extracts for use as plant protector and/or biostimulant in accordance with EC legislation. Agronomy. 9:570.
- ASERCA. Apoyos y Servicios a la Comercialización Agropecuaria. 2002. De nuestra cosecha. Recuperado de: <https://info.aserca.gob.mx/Claridades/revistas/105/ca105.pdf>
- Badui-Dergal S. 2013. Química de los alimentos. 5ta ed. Pearson. México. 396 pp.
- Báez S.R. 1991. Cambios fisiológicos asociados a la maduración y senescencia de mandarina clementina (*Citrus clementina* Hort. Ex. Tanaka). Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Valencia. 209-211 pp.
- Báez R., Tadeo F., Primo-Millo E. y Zacarias L. 1993. Physiological and ultrastructural changes during the ripening and senescent of clementine mandarin. Acta Horticulturae. 343:18-24.
- Basile T., Alba V., Gentilesco G., Savino M. y Tarricone L. 2018. Anthocyanins pattern variation in relation to thinning and girdling in commercial Sugrathirteen® table grape. Scientia Horticulturae. 227:202-206
- Blouin J. y Guimberteau G. 2012. Maduración y madurez de la uva. Ediciones Mundi-Prensa, España. 57-66 pp.
- Boonsiriwit A., Lee M., Kim M., Itkor P. y Lee Y.S. 2021. Exogenous Melatonin Reduces Lignification and Retains Quality of Green Asparagus (*Asparagus officinalis* L.). Foods. 10:2111.
- Boss P.K y Davies C. 2009. Molecular biology of anthocyanin accumulation in grape berries. En Roubelakis-Angelakis K.A., Grapevine molecular physiology & biotechnology, 2da ed. Springer Science Business Media B.V. 265-266 pp.
- Callejas-Rodríguez R., Benavente-Sanhueza M., Toro-Valenzuela B. y Peppi-Aronowsky C. Adaptación de la poda y ajuste de carga para maximizar los rendimientos de uva de mesa. Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias. 45(2):129–139.
- Carbonell-Bejerano P. y Martínez-Zapater J.M. 2013. Estructura y composición de la uva y su

contribución al vino. ACE Revista de Enología. Recuperado de: http://www.acenologia.com/cienciaytecnologia/estructura_composicion_vino_cienc1013.htm

- Carreño J., Martínez A., Almela L. y Fernández-López J.A. 1995. Proposal of an index for the objective evaluation of the colour of red table grapes. *Food Research International*. 28(4):373-377.
- Carreño J., Martínez A., Almela L. y Fernández-López J.A. 1996. Measuring the color of table grapes. *Color Research and Application*. 21: 50-54.
- Castellarin S.D., Bavaresco L., Falginella L., Gonçalves M.I.V.Z. y Di Gaspero G. 2012. Phenolics in Grape Berry and Key Antioxidants. En Gerós H., Chaves M.M. y Delrot S. *The Biochemistry of the Grape Berry*. Bentham Books. 91-94 pp.
- Champa, W. H., Gill, M. I. S., Mahajan, B. V. C., y Arora, N. K. 2014. Pre-harvest treatments of brassinosteroids on improving quality of table grapes (*Vitis vinifera* L.) cv. Flame Seedless. *International Journal of Agricultural Sciences and Veterinary Medicine*, 2.
- Champa, W. H., Gill, M. I. S., Mahajan, B. V. C., y Arora, N. K. 2015. Preharvest salicylic acid treatments to improve quality and postharvest life of table grapes (*Vitis vinifera* L.) cv. Flame Seedless. *Journal of food science and technology*, 52(6):3607-3616.
- Cheng Y., Liu L., Yuan C. y Guan J. 2016. Molecular characterization of ethylene-regulated anthocyanin biosynthesis in plums during fruit ripening. *Plant Mol Biol Rep*. 34:777-785.
- Chen J., Wen P., Kong W., Pan Q., Zhan J., Li J., Wan S. y Huang W. 2006. Effect of salicylic acid on phenylpropanoids and phenylalanine ammonia-lyase in harvested grape berries. *Postharvest Biology and Technology*. 40:64-72.
- CODEX STAN 255-2007. Comisión del Codex Agroalimentarius. 2007. Norma para las uvas de mesa. Roma.
- Coombe B.G y McCarthy M.G. 2000. Dynamics of grape berry growth and physiology of ripening. *Australian Journal of Grape and Wine Research*. 6:131-135.
- Crupi P., Antonacci D., Savino M., Genghi R., Perniola R. y Coletta A. 2016. Girdling and gibberellic acid effects on yield and quality of a seedless red table grape for saving irrigation water supply. *European Journal of Agronomy*. 80:21-31.
- Dempsey D.A., Vlot A.C., Wildermuth M.C. y Klessig D.F. 2011 Salicylic acid biosynthesis and metabolism. *The Arabidopsis Book*. No. 9.
- Díaz M.D. 2017. Biorreguladores de Crecimiento en las Plantas. Serie Nutrición Vegetal Núm. 89. Notas Técnicas de INTAGRI. México. 5 pp.
- Diebel, J., Norda J. y Kretchmer O. 2021. El tiempo en mayo en Pesqueira. Weather spark. Recuperado de: <https://es.weatherspark.com/m/2819/5/Tiempo-promedio-en-mayo-en-Pesqueira-M%C3%A9xico#Figures-Temperature>
- Dokoozlian N., Luvisi D., Moriyama M. y Schrader P. 1995. Cultural practices improve color, size of 'Crimson Seedless'. *California Agriculture*. 49(2):36-40.
- Durst R. y Wrolstad R.E. 2001. Separation and characterization of anthocyanins by HPLC. En Wrolstad R.E., Acree T.E., Decker E.A., Penner M.H., Reid D.S., Schwartz S.J., Shoemaker C.F., Smith D. y Sporns P. *Handbook of Food Analytical Chemistry*. New Jersey: John Wiley

& Sons.33-45 pp.

- European Food Safety Authority. 2009. Review of the existing maximum residue levels (MRLs) for ethephon. *EFSA Journal*. 7(10):1347–N/A.
- El-Kereamy A., Chervin C., Roustan J.P., Cheynier V., Souquet J.M., Moutounet M., Raynal J., Ford C., Latché A. y Pech J.C. 2003. Exogenous ethylene stimulates the long-term expression of genes related to anthocyanin biosynthesis in grape berries. *Physiologia plantarum*. 119(2):175-182.
- Fan J., Xie Y., Zhang Z. y Chen L. 2018. A review: Melatonin: A Multifunctional Factor in Plants. *International Journal of Molecular Sciences*.19: 1528.
- Freeman B., Albrigo L.G. y Biggs R.H. 1979. Ultrastructure and chemistry of cuticular waxes of developing citrus leaves and fruit (Oranges, tangerines, lemons). *Journal of the American Society for Horticultural Science*. 104(6):801-808.
- Gámez-Elizalde M., Mercado-Ruiz J.N., García-Robles J.M. y Báez-Sañudo R. 2020. Interacción del ácido salicílico y el pH en la coloración de uva de mesa Flame Seedless. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 21(1):68–77.
- Gao H., Lu Z., Yang Y., Wang D., Yang T., Cao M. y Cao W. 2018. Melatonin treatment reduces chilling injury in peach fruit through its regulation of membrane fatty acid contents and phenolic metabolism. *Food Chem*. 245:659–666.
- Geyer U. y Schönherr J. 1990. The effect of the environment on the permeability and composition of citrus leaf cuticles. Water permeability of isolated cuticular membranes. *Planta*. 180:147-153.
- Giménez M.J., Valverde J.M, Valero D., Guillén F., Martínez-Romero D., Serrano M. y Castillo S. 2014. Quality and antioxidant properties on sweet cherries as affected by preharvest salicylic and acetylsalicylic acids treatments. *Food Chemistry*. 160:226–232.
- Habibi G. 2017. Impact of salicylic acid on phenolic metabolism and antioxidant activity in four grape cultivars during cold storage. *Int J HortSci Technol*. 4:217–228.
- Hamad S.H. 2012. Factors affecting the growth of microorganisms in food. In: Bhat R., Alias A.K. and Paliyath G. (eds). *Progress in Food Preservation*. Wiley-Blackwell Oxford. 411 pp.
- He F., Mu L., Yan G., Liang N., Pan Q., Wang J., Reeves M.J. y Duan C. 2010. Biosynthesis of anthocyanins and their regulation in colored grapes. *Molecules*. 15:9057-9091.
- Hidalgo-Togores J. 2018. *Tratado de enología*. 3ra ed. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 66-69 pp.
- Hueso J.J. 2012. *Manejo y técnicas de cultivo en uva de mesa apirena*. Fundación Cajamar. España. 27 pp.
- Janda T., Gondor O.K., Yordanova R., Szalai G. y Pál M. 2014. Salicylic acid and photosynthesis: signalling and effects. *Acta Physiologiae Plantarum*. 36(10):2537-2546.
- Jetter R., Kunst L. y Samuels L. 2006. Composition of plant cuticular waxes. In: *Biology of the Plant Cuticle*. Riederer M. y Müller C. (eds). Julius-von-Sachs-Institut, für Biowissenschaften Universität Würzburg, Germany. 145-175 pp.
- Kaur M, Gill M.I.S. y Arora N.K. 2013. Effect of pre-harvest treatment on yield, maturity and quality of Flame Seedless grape (*Vitis vinifera* L.). *Journal of Horticultural Sciences*. 8(1):35–40.

- Kennedy J.A. 2002. Understanding berry development. Practical Winery and Vineyard, July–August.
- Lara I., Belge B. y Goulao L.F. 2015. A focus on the biosynthesis and composition of cuticle in fruits. *J. Agric. Food Chem.* 63:4005-4019.
- Lavee S. y Nir G. 1986. Grape. In: Monselise S P (Ed.). Handbook of fruit set and development. CRC-Press. 167-191 pp.
- Leguizamón G., González-León A., Sotero-Mundo R.R., Islas-Osuna M.A., García-Robles J.M., García-Orozco K., Carvallo T. y Báez-Sañudo R. 2008. Efecto del sombreado de racimos sobre el color y la capacidad antioxidante en uvas de mesa (*Vitis vinifera* L.). *Revista Iberoamericana Tecnología Postcosecha.* 9(2):138-147.
- Leguizamón G. M., González-León A., Sotelo-Mundo R., Islas-Osuna M., Bringas-Taddei E. García-Robles M. y Báez-Sañudo R. 2008. Efecto de luminosidad y temperatura sobre color y parámetros de calidad en uvas rojas para mesa (*Vitis vinifera* L.). *Fitotecnia Mexicana.* 31:7-17.
- Liu J., Yue R., Si M., Wu M., Cong L., Zhai R., Yang C., Wang Z., Ma F. y Xu L. 2019. Effects of exogenous application of melatonin on quality and sugar metabolism in ‘Zaosu’ pear fruit. *Journal of Plant Growth Regulation.* 38: 1161-1169.
- Lúquez C.V. y Formento J.C. 2001. Flor y fruto de vid (*Vitis vinifera* L.). Micrografía aplicada a Viticultura y Enología. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias, UNCuyo.* 34(1):109-121.
- Ma L., Sun L., Guo Y., Lin H., Liu Z., Li K. y Guo X. 2020. Transcriptome analysis of table grapes (*Vitis vinifera* L.) identified a gene network module associated with berry firmness. *PLoS ONE* 15(8):e0237526.
- Martínez-Díaz G. 2014. Crecimiento y desarrollo de bayas: de amarre a envero. Crecimiento y desarrollo de racimos y bayas de la vid (*Vitis vinifera* L.). INIFAP, Libro Técnico no. 12. Hermosillo, Sonora. 34 pp.
- Martínez de Toda F. 2011. Claves de la viticultura de calidad. Nuevas técnicas de estimación y control de la calidad de la uva en el viñedo. 2da Ed. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 19-21 pp.
- Meng J.F., Xu T.F., Song C.Z., Yu Y., Hu F., Zhang L., Zhang Z.W. y Xi Z.M. 2015. Melatonin treatment of pre-veraison grape berries to increase size and synchronicity of berries and modify wine aroma components. *Food Chemistry.* 185:127-134.
- Mercado-Ruiz J.N., García-Robles J.M. y Báez-Sañudo R. 2018. Acetilsalicílico, una alternativa viable para inducir la coloración de uva de mesa roja. *El Jornalero.* Ed. 90. 44-53 pp.
- NMX-FF-026-SCFI-2006. Productos alimenticios no industrializados para uso humano- Fruta fresca- Uva de mesa (*Vitis vinifera* L.) especificaciones.
- Neff M.M. y Chory J. 1998. Genetic Interactions between Phytochrome A, Phytochrome B, and Cryptochrome 1 during Arabidopsis Development. *Plant Physiology.* 118(1), 27–35.
- Ochoa-Villarreal M., Vargas-Arispuro I., Islas-Osuna M.A., González-Aguilar G. y Martínez-Téllez M.A. 2011. Pectin-derived oligosaccharides increase color and anthocyanin content in Flame Seedless grapes. *Journal of the Science of Food and Agriculture.* 91:1928–1930.

- Oraei M., Panahirad S., Zaare-Nahandi F. y Gohari G. 2018. Pre-veraison treatment of salicylic acid to enhance anthocyanin content of grape (*Vitis vinifera* L.) berries. *J Sci Food Agric.* 99:5946–5952.
- Pensec F., Paczkowski C., Grabarczyk M., Wóznia A., Bernard-Gellon M., Bertsch C., Chong J. y Szakiel A. 2014. Changes in the triterpenoid content of cuticular waxes during fruit ripening of eight grape (*Vitis vinifera*) cultivars grown in the upper Rhine Valley. *J. Agric. Food Chem.* 62:7998–8007.
- Pérez-Llorca M., Muñoz P., Müller M. y Munné-Bosch S. 2019. Biosynthesis, metabolism and function of auxin, salicylic acid and melatonin in climacteric and non-climacteric fruits. *Front. Plant Sci.* 10:136.
- Peppi M.C. 2004. Color development studies in table grapes. Univ. Calif., Davis, MS Thesis.
- Peppi M.C., Fidelibus M.W. y Dokoozlian D. 2006. Abscisic acid application timing and concentration affect firmness, pigmentation, and color of Flame Seedless grapes. *Horscience.* 41(6):1440–1445.
- Peppi C. 2017. Desarrollo y manejo de color en uva de mesa. *Red Agrícola*. Recuperado de: <https://www.redagricola.com/cl/desarrollo-manejo-color-uva-mesa/>
- Pierik R, Tholen D., Poorter H., Visser E.J.W. y Voeselek L.A.C.J. 2006. The Janus face of ethylene: growth inhibition and stimulation. *Trends Plant Sci.* 11:176–183
- Qin G.Z., Tian S.P., Xu Y. y Wan Y.K. 2003: Enhancement of biocontrol efficacy of antagonistic yeast by salicylic acid in sweet cherry fruit. *Physiol. Mol. Plant Pathol.* 62:147–154.
- Reid M. 2011. El etileno en la tecnología postcosecha. 3a. Ed. En Kader A.A. y Pelayo-Zaldivar C. *Tecnología Postcosecha de cultivos hortofrutícolas*. Universidad de California. 177 pp.
- Riederer M. y Schneider G. 1990. The effect of environment in the permeability and composition of citrus leaf cuticles II. Composition of soluble cuticular lipids and correlation with transport properties. *Planta.* 180(2):154-165.
- Roberto S.R., de Assis A.M., Yamamoto L.Y., Vilanova-Miotto L.C., Koyama R., Sato A.J. y de Sá-Borges R. 2013. Ethephon use and application timing of abscisic acid for improving color of 'Rubi' table grape. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira.* 48(7):797-800.
- SIAP. 2020. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. *Panorama Agroalimentario 2020. Uva fruta*. Edición 2020. 136-137 pp.
- Schönherr J. y Rieder M. 1986. Plant cuticles sorb lipophilic compounds during enzymatic isolation. *Plant Cell and Environment.* 9:459-466.
- Seymour G.B., Ostergaard L., Chapman L.H., Knapp S. y Martin C. 2013. Fruit development and ripening. *Annu Rev Plant Biol.* 64:219-41.
- Seymour G.B., Taylor J.E. y Tucker G.A. 2012. *Biochemistry of Fruit Ripening*. Springer Science & Business Media, XI, 454 pp.
- Sun L., Li S., Tang X., Fan X., Zhang Y., Jiang J., Liu J. y Liu C. 2020. Transcriptome analysis reveal the putative genes involved in light-induced anthocyanin accumulation in grape 'Red Globe' (*V. vinifera* L.). *Gene.* 728:144284.
- Sun Q., Zhang N., Wang J., Zhang H., Li D., Shi J., Li R., Weeda S., Zhao B., Ren S. y Guo Y. 2015. Melatonin promotes ripening and improves quality of tomato fruit during postharvest

- life. *Journal of Experimental Botany*. 66(3):657–668.
- Sun Q., Zhang N., Wang J., Cao Y., Li X., Zhang H., Zhang L., Tan D. y Guo Y. 2016. A label-free differential proteomics analysis reveals the effect of melatonin on promoting fruit ripening and anthocyanin accumulation upon postharvest in tomato. *Journal of Pineal Research*. 61:138-153.
- Tafolla-Arellano J.C., González-León A., Tiznado-Hernández M.E. Zacarías-García L. y Báez-Sañudo R. 2013. Composición, Fisiología y Biosíntesis de la Cutícula en Plantas. *Rev. Fitotec. Mex.* 36(1):3-12.
- Tseng S.H., Chang P.C. y Chou S.S. 2000. A rapid and simple method for the determination of Ethephon residue in agricultural products by GC with headspace sampling. *Journal of Food and Drug Analysis*. 8(3):213-217.
- Trivedi P., Nguyen N., Hykkerud A.L., Häggman H., Martinussen I., Jaakol L. y Karppinen K. 2019. Developmental and environmental regulation of cuticular wax biosynthesis in fleshy fruits. *Front. Plant Sci.* 10:431.
- Vázquez-Villanueva N. 2011. Asociación agrícola de productores de uva de mesa, modelo de la agricultura moderna en México en el siglo XXI. Fundación Produce Sonora, A. C. 11 pp.
- Villegas D., Handford M., Alcalde J.A. y Pérez-Donoso A. 2016. Exogenous application of pectin-derived oligosaccharides to grape berries modifies anthocyanin accumulation, composition and gene expression. *Plant Physiology and Biochemistry*. 104:125–133.
- Viña S. 2013. Compuestos fenólicos. En Ringuelet J. y Viña S. *Productos naturales vegetales*. Universidad Nacional de La Plata. Editorial de la Universidad de La Plata. Buenos Aires, Argentina. 115-119 pp.
- Xu L., Yue Q., Xiang G., Bian F. y Yao Y. 2018. Melatonin promotes ripening of grape berry via increasing the levels of ABA, H₂O₂, and particularly ethylene. *Horticulturae research*. 5:41.
- Yamane T. y Shibayama K. 2006. Effects of trunk girdling and crop load levels on fruit quality and root elongation in ‘Aki Queen’ grapevines. *Journal of the Japanese Society for Horticultural Science*. 75:439–444.
- Yang M., Luo Z., Gao S., Belwal T., Wang L., Qi M., Ban Z., Wu B., Wang F. y Li L. 2021. The chemical composition and potential role of epicuticular and intracuticular wax in four cultivars of table grapes. *Postharvest Biology and Technology*. 173:111430.
- Zacarías L. y Lafuente M.T. 2008. Etileno, ácido abscísico y otros reguladores del desarrollo. En Azcón-Bieto J. y Talón M. *Fundamentos de fisiología vegetal*. 2da ed. Madrid: McGraw-Hill Interamericana. 446 pp.
- Zhu J.K. 2016. Abiotic stress signaling and responses in plants. *Cell*. 167:313–324.
- Zoffoli J.P. y Latorre A.B. 2011. Table grape (*Vitis vinifera* L.). Postharvest biology and technology of tropical and subtropical fruits. Vol. 3: Cocona to mango. Woodhead Publishing Limited. 182 pp.
- Zhang N., Sun Q., Li H., Li X., Cao Y., Zhang H., Li S., Zhang L., Qi Y., Ren S., Zhao B. y Guo Y. 2016. Melatonin improved anthocyanin accumulation by regulating gene expressions and resulted in high reactive oxygen species scavenging capacity in cabbage. *Front Plant Sci*. 7:197.