

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

Calidad y actividad enzimática de poligalacturonasa,
carboximetilcelulasa y β -galactosidasa en melón cantaloupe
manipulado con 1-MCP a diversas temperaturas

Por:
Saraid Mora Rochín

TESIS APROBADA POR LA

**UNIDAD CULIACAN DEL CIAD EN FISIOLÓGIA Y TECNOLOGÍA
POSCOSECHA DE FRUTAS, HORTALIZAS Y GRANOS**

COMO **REQUISITO PARCIAL** PARA
OBTENER EL GRADO DE:

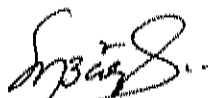
MAESTRÍA EN CIENCIAS

CULIACAN, SINALOA

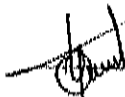
FEBRERO DE 2004

APROBACIÓN

Los miembros del comité designado para evaluar la tesis de Saraíd Mora Rochín, la han encontrado satisfactoriamente y recomiendan que sea aceptada como requisito parcial para obtener el grado de Maestro en Ciencias.



M.C. Manuel Alonzo Báez Sañudo
Director de Tesis



Dr. Jorge Humberto Siller Cepeda
Asesor



Dra. María Dolores Muy Rangel
Asesor



Dr. José Benigno Valdez Torres
Asesor

DECLARACIÓN INSTITUCIONAL

Se permiten y agradecen citas breves del material contenido en la presente tesis sin permiso especial del autor, siempre y cuando se dé el crédito correspondiente. Para la producción parcial o total de la tesis con fines académicos, se deberá contar con la autorización escrita del Director del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. (CIAD).

La publicación en comunidades científicas o de divulgación popular de los datos contenidos en esta tesis, deberá dar los créditos al CIAD, previa autorización escrita del director o directora del trabajo de tesis.

Dr. Alfonso A. Gardea Bejar
Director General

Con mucho amor

A DIOS, por su infinito AMOR y tantas bendiciones recibidas.

Mis padres, a quienes debo todo en la vida, protección, respaldo, apoyo, formación y porque con su fortaleza y todas sus acciones me enseñaron como ser.

Mis Hermanos, por la fuerza de su apoyo y la nobleza de todas sus acciones.

Luis Enrique, por su paciencia y comprensión ante mi dedicación a este trabajo, además también por su apoyo incondicional en todos los aspectos.

AGRADECIMIENTOS

Mi más sincero agradecimiento a:

Al **Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, Unidad Culiacán**, por permitirme ser parte del programa de maestría, así como por las facilidades otorgadas para el desarrollo de mi trabajo

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT)**, por el importante apoyo económico brindado durante el tiempo que duro el programa de maestría.

A la compañía **Rohm & Hass**, que nos facilitó el material utilizado en este estudio.

Además, mi profundo y especial agradecimiento a mi director de tesis, **M.C. Manuel Alonzo Báez Sañudo**, por su valiosa ayuda y enorme disposición en la realización de mi tesis. Muchas gracias!

A mis asesores, **Dra. Ma. Dolores Muy Rangel, Dr. Jorge H. Siller Cepeda y Dr. José B. Valdez Torres**, agradezco infinitamente su apoyo incondicional, sus apreciadas sugerencias y el tiempo dedicado para la realización de este estudio.

A todos los maestros titulares y auxiliares de las asignaturas, por su admirable tarea de transmitir sus valiosos conocimientos, **Dr. Tomas Osuna Enciso, Dr. Raymundo García Estrada, M.C. Armando Carrillo Facio, Dr. Cristóbal Chaidez Quiroz, Dr. Miguel A. Angulo Escalante, Dr. Manuel Villarreal Romero, M.C. Raúl Allende Molar**.

A todos los técnicos de laboratorio por su ayuda y paciencia, para la realización práctica del presente trabajo, especialmente al **M.C. Verónica Pérez Rubio, M.C. Adriana Sañudo Barajas, Ing. Evelia Araiza Lizalde, M.C. Eduardo Sánchez, M.C.**

Rosabel Velez, Ing. Beatriz Ibarra Encinas, Ing. Isidro Márquez Zequera, QFB, Paola Meza A., QFB, Celida Martínez R., y IQ. Werner Rubio Castro.

Agradezco al **Lic. Arnulfo Osuna** y **C.P. Claudia Valenzuela Ramos**, por su gran ayuda en múltiples trámites administrativos.

A todas mis amigas, por el tiempo compartido y la amistad desinteresada en especial a: **Olga Guadalupe, Laura Araceli, Yadira y Carolina.**

Con cariño a **Claudia, Javier Vinicio, Rosalba, Flerida, Olga Lidia, Víctor, Marcela, Gabriel, Lucio, Naneth, Dulce, Karla y Gisela .**

INDICE

CONTENIDO.....	vii
LISTA DE CUADROS.....	xii
LISTA DE ANEXOS.....	xiii
LISTA DE FIGURAS.....	xiv
RESUMEN.....	xvii
INTRODUCCIÓN.....	1
PROBLEMA DE INVESTIACIÓN.....	4
HIPOTESIS.....	4
OBJETIVO GENERAL.....	5
OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	5
REVISIÓN DE LITERATURA.....	6
GENERALIDADES DEL MELÓN.....	6
Importancia Económica.....	6
Producción Nacional.....	7
Clasificación Taxonómica.....	8
Tipos de Melones.....	9
Descripción del Fruto de Melón.....	11
Características de la piel e internas.....	11
CARACTERÍSTICAS DE LOS FRUTOS DURANTE LA MADURACIÓN.....	12
Maduración en Frutos Carnosos.....	12
Índice de Madurez.....	14
Maduración Comercial.....	15
Maduración Organoléptica.....	15
Cambios Físicos y Químicos Durante la Maduración.....	16

Color.....	16
Firmeza.....	16
Pérdida de peso	17
pH y Acidez titulable	17
Sólidos solubles totales	18
CONTROL DE LA MADURACIÓN.....	18
Temperatura	18
Atmósferas Modificadas y Controladas	19
Humedad Relativa.....	20
ABLANDAMIENTO	20
ESTRUCTURA DE LA PARED CELULAR Y CAMBIOS ASOCIADOS CON LA MADURACIÓN.....	23
Componentes de la Pared Celular	25
Celulosa.....	25
Hemicelulosas	25
Pectinas	27
Homogalacturanos.....	27
Ramnogalacturano I (RG I).....	28
Ramnogalacturano II (RG II).....	28
MODIFICACIONES DE LA PARED CELULAR: HIDROLASAS.....	28
D-Galacturonasas (PGs).....	30
Endo-D-Galacturonasas (endo-PG E.C. 3.2.1.15)	31
Exo-D-Galacturonasas (exo-PG E.C. 3.2.1.40)	31
Función de las D-galacturonasas en el Ablandamiento de los Frutos.....	32
Carboximetilcelulasa (Cx-celulasa E.C.3.2.1.4)	33
Función de las Celulasas en el Ablandamiento de los Frutos	34
β -Galactosidasa (β -gal E.C. 3.2.1.23)	35
Función de la β -Galactosidasa en el Ablandamiento de los Frutos	36
Pectinmetilesterasa (PME E.C. 3.1.1.11).....	36

Otras Modificaciones en la Pared Celular Relacionadas con el Ablandamiento de la Fruta	37
Pérdida de azúcares neutros de la pared celular durante la maduración	37
Función de otras hidrolasas	37
Mecanismos no enzimáticos	38
Función del calcio	38
FISIOLOGÍA POSCOSECHA DE FRUTAS Y HORTALIZAS	39
Respiración	39
Etileno	41
Importancia del Etileno	44
Biosíntesis	44
Modo de Acción	46
Modo de Acción a Nivel Celular	47
Efectos Deseables e Indeseables	48
Benéficos (deseables)	50
Perjudiciales (indeseables)	52
Efectos Durante la Maduración de los Frutos	53
1-METILCICLOPROPENO	54
Condiciones de Uso	56
Temperatura	56
Dosis	56
Duración del tratamiento	57
Modo de Acción	57
Regeneración de Sitios Disponibles	58
Respuestas Fisiológicas	59
Producción de etileno	59
Respiración	59
Volátiles	60
Ablandamiento	60

Acidez titulable	61
Azúcares	61
Pérdida de peso	62
MATERIALES Y MÉTODOS.....	63
MATERIAL VEGETATIVO	63
TRATAMIENTO CON 1-MCP	63
ANÁLISIS FISIOLÓGICOS	64
Respiración y Producción de Etileno	64
ANÁLISIS FÍSICOS.....	65
Firmeza del Fruto	65
Pérdida de Peso	65
Color.....	65
EVALUACIONES BIOQUÍMICAS	66
Preparación del Extracto	66
Ensayo de Poligalacturonasa (PG E.C. 3.2.1.15).....	67
Ensayo de Carboximetilcelulasa (Cx-celulasa E.C. 3.2.1.4).....	68
Ensayo de β -Galactosidasa (β -gal E.C.3.2.1.23).....	69
ANÁLISIS QUÍMICOS.....	69
pH y Acidez Titulable	70
Sólidos Solubles Totales	70
ANÁLISIS ESTADÍSTICO	71
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	72
RESPIRACIÓN	72
PRODUCCIÓN DE ETILENO	76
FIRMEZA	82
ACTIVIDAD DE LA ENZIMA POLIGALACTURONASA (PG).....	87
ACTIVIDAD DE LA ENZIMA CARBOXIMETILCELULASA (CX-CELULASA).....	91
ACTIVIDAD DE LA ENZIMA B-GALACTOSIDASA (B-GAL).....	95

PÉRDIDA DE PESO	99
COLOR EN PULPA (°HUE, CROMA Y LUMINOSIDAD)	105
PH, ACIDEZ TITULABLE Y SÓLIDOS SOLUBLES TOTALES (°BRIX).....	109
CONCLUSIONES.....	116
LITERATURA CITADA	118
ANEXOS.....	133

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1.	Producción 2002 de melón en México.....	8
Cuadro 2.	Características botánicas del melón.....	9
Cuadro 3.	Variedades de melón cultivados en diferentes países y zonas geográficas.....	10
Cuadro 4.	Clasificación de algunos frutos de acuerdo con el comportamiento respiratorio durante la maduración.....	40
Cuadro 5.	Atributos biológicos del etileno.....	43
Cuadro 6.	Respuesta de las plantas al etileno.....	50
Cuadro 7.	Efectos benéficos del etileno en la calidad de frutas y hortalizas frescas.....	51
Cuadro 8.	Efectos perjudiciales del etileno en la calidad de frutas y hortalizas frescas.....	52
Cuadro 9.	Cambios en el color de la pulpa de frutos de melón tratados con 1-MCP a 5 y 20°C.....	106
Cuadro 10.	pH, acidez titulable (ácido málico) y sólidos solubles totales (SST) en frutos de melón 'Cantaloupe' tratados con 1-MCP a 5 y 20°C.....	111

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1.	Análisis de Varianza la Tasa Respiratoria (CO ₂).....	133
Anexo 2.	Análisis de Varianza para la Producción de Etileno (C ₂ H ₄).....	133
Anexo 3.	Análisis de Varianza para la Firmeza.....	133
Anexo 4.	Análisis de Varianza para la Actividad de la Enzima Poligalacturonasa (PG).....	134
Anexo 5.	Análisis de Varianza para la Actividad de la Enzima Carboximetilcelulasa (Cx).....	134
Anexo 6.	Análisis de Varianza para la Actividad de la Enzima β- Galactosidasa (β-Gal).....	134
Anexo 7.	Análisis de Varianza para la Pérdida de Peso.....	135
Anexo 8.	Análisis de Varianza para el Color en Pulpa (°Hue).....	135
Anexo 9.	Análisis de Varianza para la Cromaticidad en pulpa (Croma).....	135
Anexo 10.	Análisis de Varianza para la Luminosidad en pulpa (L).....	136
Anexo 11.	Análisis de Varianza para la Concentración de Iones Hidronio (pH)	136
Anexo 12.	Análisis de Varianza para el % Ácido Málico.....	136
Anexo 13.	Análisis de Varianza para los Sólidos Solubles Totales (°Brix).....	137

LISTA DE FIGURAS

Figura 1.	Estructura de la Pared Celular.....	23
Figura 2.	Acción enzimática de la exo y endo PG.....	31
Figura 3.	Acción enzimática de la Cxcelulasa.....	34
Figura 4.	Acción enzimática de la β -Galactosidasa.....	35
Figura 5.	Biosíntesis del etileno.....	45
Figura 6.	Modo de acción del etileno	48
Figura 7.	Modo de acción del 1-MCP	58
Figura 8.	Círculo de color que expresa el color verdadero ($^{\circ}$ Hue) y la cromaticidad (Croma).....	66
Figura 9.	Interacción 1-MCP*tiempo en la producción de CO_2 de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C por 12 h con 1-MCP	73
Figura 10.	Interacción 1-MCP*tiempo en la producción de CO_2 de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 5°C.....	74
Figura 11.	Interacción 1-MCP*tiempo en la producción de CO_2 de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 20°C.....	75
Figura 12.	Efectos principales en la producción de CO_2 en frutos de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.....	76
Figura 13.	Interacción 1-MCP* tiempo en la producción de C_2H_4 en frutos de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C por 12 h con 1-MCP.....	78
Figura 14.	Interacción 1-MCP*tiempo en la producción de C_2H_4 de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 5°C.....	78
Figura 15.	Interacción 1-MCP*tiempo en la producción de C_2H_4 de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 20°C.....	79
	Efectos principales en la producción de C_2H_4 en frutos de melón	

Figura 16.	'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP.....	81
Figura 17.	Interacción 1-MCP*tiempo en firmeza de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 5°C.....	83
Figura 18.	Interacción 1-MCP*tiempo en firmeza de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 20°C.....	85
Figura 19.	Efectos principales en la firmeza de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.....	86
Figura 20.	Interacción 1-MCP*tiempo en la actividad de la enzima PG de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 5°C.....	88
Figura 21.	Interacción 1-MCP*tiempo en la actividad de la enzima PG de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 20°C.....	90
Figura 22.	Efectos principales en la actividad de la enzima Poligalacturonasa de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.....	91
Figura 23.	Interacción 1-MCP*tiempo en la actividad de la enzima Cx-celulasa de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 5°C...	92
Figura 24.	Interacción 1-MCP*tiempo en la actividad de la enzima Cx-celulasa de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 20°C.	
Figura 25.	Efectos principales en la actividad de la enzima Cx-celulasa de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C	94
Figura 26.	Interacción 1-MCP*Tiempo en la actividad de la enzima β -Galactosidasa de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 5°C.....	96
Figura 27.	Interacción 1-MCP*Tiempo en la actividad de la enzima β -Galactosidasa de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 20°C.....	97
Figura 28.	Efectos principales en la actividad de la enzima β -galactosidasa de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a	

	20°C.....	99
Figura 29.	Interacción 1-MCP* tiempo en la pérdida de peso en frutos de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C por 12 h con 1-MCP.....	100
Figura 30.	Interacción 1-MCP*tiempo en la pérdida de peso de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 5°C.....	101
Figura 31.	Interacción 1-MCP*tiempo en la pérdida de peso de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 20°C.....	103
Figura 32.	Efectos Principales en la pérdida de peso de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.....	104
Figura 33.	Efectos Principales para color en pulpa (°Hue) de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.....	107
Figura 34.	Efectos principales en la cromaticidad de la pulpa de frutos de melón tratados a 5 y 20°C con 1-MCP.....	108
Figura 35.	Efectos principales en la Luminosidad de la pulpa de frutos de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.....	109
Figura 36.	Efectos principales en el pH de frutos de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.....	112
Figura 37.	Efectos principales en el % ácido málico para frutos de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C....	113
Figura 38.	Efectos principales en los sólidos solubles totales en frutos de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.....	115

RESUMEN

El objetivo de este estudio fue estudiar el efecto del 1-Metilciclopropeno (1-MCP) aplicado a dos temperaturas (5 y 20°C), en la tasa respiratoria, producción de etileno, firmeza, actividad de las enzimas poligalacturonasa, α -celulasa y β -galactosidasa, pérdida de peso, color en pulpa y parámetros del sabor (pH, % acidez titulable y °Brix) de melón cantaloupe almacenados bajo condiciones de mercadeo (20°C y 90% HR).

Frutos de la variedad Laredo (SEMINIS Co.), calidad exportación fueron obtenidos de un empaque comercial de Hermosillo Sonora. Estos fueron trasladados por vía aérea a los laboratorios del CIAD, Unidad Culiacán el mismo día de la cosecha, donde se les aplicó los tratamientos de 0, 600 y 900 ppb de 1-MCP a 5 y 20°C por 12 horas.

Los resultados revelan diferencias significativas entre algunos tratamientos en la producción de etileno, firmeza de la pulpa, actividad de las enzimas poligalacturonasa, α -celulasa, β -galactosidasa, pérdida de peso, color en pulpa, pH, acidez titulable y sólidos solubles totales.

En la producción de etileno, los frutos tratados con ambas dosis de 1-MCP mostraron valores inferiores a los frutos testigo, no encontrándose diferencias entre utilizar 600 y/o 900 ppb. La tasa respiratoria no se vio afectada por las dosis utilizadas de 1-MCP.

La variable de firmeza se mantuvo por encima del límite mínimo para una buena comercialización (31 N) para los frutos que fueron tratados con 1-MCP durante todo el estudio, no mostrando diferencias entre las dosis de 600 y 900 ppb. La temperatura de refrigeración a 5°C resultó ser importante, ya que mantiene valores más altos de firmeza en comparación con los frutos testigo a 20°C durante todo el estudio.

La actividad de las enzimas poligalacturonasa y pectinasa se vio afectada por el efecto de las temperaturas de almacenamiento y las dosis aplicadas de J.MCP, donde se observó que las concentraciones utilizadas (600 y 900 ppb) lograron disminuir la actividad enzimática. menor cuando fueron comparadas con los frutos testigos, el mismo efecto ocurrió con la temperatura de almacenamiento, encontrándose una menor actividad cuando los frutos se almacenaron a 5°C por 6 días. Por otro lado, se encontró que la actividad de la enzima poligalacturonasa y pectinasa tienen una ligera relación con la pérdida de firmeza en los frutos de melón, sin embargo la actividad de la enzima celulasa no se vio afectada por ninguno de los tratamientos.

Los frutos tratados con J.MCP tuvieron un porcentaje menor al 5% de pérdida de agua a lo largo del tiempo de evaluación, valor que indica la aparición de los primeros síntomas de marchitamiento, donde los frutos testigo sobrepusieron este valor, además, la temperatura de refrigeración mantuvo los melones por debajo del 5%, en pérdida de peso para todos los tratamientos.

La aplicación de J.MCP no afectó las variables relacionadas con el sabor: pH, sólidos solubles, titulable y contenido de sólidos solubles totales, como tampoco el desarrollo del color de la pulpa se vio afectado por el uso de J.MCP,

INTRODUCCIÓN

En México, los principales cultivos pertenecientes a la familia de las cucurbitáceas son la calabaza (*Cucurbita spp*), el pepino (*Cucumis sativus* L.), la sandía (*Citrullus lanatus*) y el melón (*Cucumis melo* L.) (SAGARPA 2000). A nivel nacional, dentro de los principales estados productores de melón se incluyen a Sonora, Durango, Michoacán, Guerrero, Chihuahua y Coahuila (SAGARPA, 2002).

Sonora, es el estado que más produce y exporta este fruto, reportándose para marzo del 2003 una producción de 543, 291 Ton, de las cuales el 80% se exportó a Estados Unidos de Norteamérica (SIAP, 2003).

En México, el cultivo del melón esta representado por los melones de tipo Western, con características de cascara reticulada, conocidos como melón chino, rugoso o reticulado y los de tipo Inodorus (Honeydew) con melones amarillos o gota de miel (SAGARPA 2000).

El cultivo del melón desde los años veinte es generador de divisas para México, sin embargo, a partir de los años sesenta su presencia tomó mayor importancia, debido a una mayor demanda en el mercado nacional e internacional (SAGARPA 2000).

Por su característico sabor y aroma, hace que este fruto sea muy cotizado en los mercados de Estados Unidos de Norteamérica y Europa. Sin embargo, en los últimos años la producción de melón mexicano ha disminuido, ya que se ha relacionado con problemas de inocuidad por la presencia de patógenos como *Salmonella* o *Escherichia coli* O157:H7 (Parnell *et al.*, 2003), provocando una disminución en la exportación de este fruto.

Los melones son cosechados en estado maduro, es decir, cuando se produce la abscisión del fruto de la planta madre o bien, cuando la red este bien formada y realzada en la superficie de la fruta (Suslow *et al.*, 2001).

La mayoría de los melones se consumen frescos y no requieren de un proceso comercial, aunque la fruta debe ser lavada antes de consumirla (SAGARPA 2000).

El melón 'Cantaloupe' es un fruto climatérico altamente productor de etileno durante el almacenamiento. Cuando los frutos son almacenados por 2 semanas o más, el etileno decae ocurriendo rápidamente la maduración y el ablandamiento, lo que hace necesario una rápida comercialización (Cantwell and Kasmire 2002).

La maduración de algunos frutos esta asociada con los cambios en la firmeza, siendo esta, una de las características más importantes en la calidad poscosecha de varios frutos (Seymour and Gross 1996). La pérdida de firmeza en los frutos es el resultado del rompimiento de la pared celular primaria del tejido, que incluye modificaciones en la estructura y composición de los polisacáridos, correlacionados con la expresión de las enzimas hidrolasas y transglicolasas principalmente (Rose *et al.*, 1998).

El melón es uno de los cultivares que más problemas presenta durante poscosecha, ya que tienen una corta vida de anaquel de 21 días a 5°C, sin embargo, su calidad puede disminuir durante este tiempo (Suslow *et al.*, 2001). Para mantener la calidad de los melones, Cantwell and Kasmire (2002), mencionan el uso de atmósferas controladas o modificadas, bajas temperaturas de almacenamiento, hidroenfriamiento, enfriamiento con aire forzado y películas plásticas, como alternativas tecnológicas en poscosecha.

Por otro lado, el etileno "hormona de la maduración", es otro factor importante que esta relacionado con la corta vida de anaquel de los melones (Kader, 2002). Sin embargo, Klee (1993) y Murray *et al.* (1993), señalan que bloqueando la producción de etileno, se puede mantener la firmeza y extender la vida de anaquel en una gran variedad de frutos.

Existen algunos antagonistas del etileno, como el 2,5 norbornadieno, diazociclopentadieno, 3,3 dimetilciclopropeno, ciclopropeno y el 1-Metilciclopropeno (1-MCP), los cuales pueden bloquear la acción de esta hormona (Reid, 2002). Sin embargo, Sisler and Serek (1999), mencionan que algunos compuestos que actúan como

inhibidores de la acción del etileno, tienen la desventaja de presentar olor desagradable, pueden ser explosivos o cancerígenos. Por lo que, de las alternativas existentes, se considera que el 1-MCP es el producto que posee las mejores propiedades de estabilidad y efectividad en el control de la acción del etileno sobre frutos, hortalizas y flores (Reid, 2002).

El 1-MCP es una herramienta valiosa para investigar el metabolismo del etileno en frutos climatéricos, el cual ha sido efectivo en retardar la maduración de varias frutas cuando se aplica a temperatura de refrigeración y mercadeo (Jeong *et al.*, 2002). De igual manera, Pre-Aymard *et al.* (2003) estudiaron dosis de 10, 100 y 1000 ppb de 1-MCP a 20°C en frutos de manzana cv 'Anna', observaron que los frutos tratados fueron significativamente más firmes que los fruto testigo. Asimismo, Chatenet *et al.* (2000), realizaron un estudio en frutos de melón tratados con 1000 ppb de 1-MCP donde observaron que la producción de etileno de los frutos tratados con 1-MCP se retrasó cinco días en comparación con los frutos testigo.

En base a la necesidad de mantener la calidad de melón en poscosecha y las diversas tecnologías existentes, se plantea la investigación en conocer el efecto de 1-MCP en frutos de melón 'Cantaloupe' cv. Laredo.

PROBLEMA DE INVESTIACIÓN

Este trabajo se enfocó en estudiar experimentalmente el efecto de 1-Metilciclopropeno y la temperatura sobre la calidad, la actividad enzimática y la vida de anaquel de melones 'Cantaloupe' cultivados en el estado de Sonora en el verano del 2003.

HIPOTESIS

1. La aplicación de 1-MCP, a diferentes temperaturas de almacenamiento, reduce la actividad de las enzimas poligalacturonasa, α -celulasa y β -galactosidasa en frutos de melón 'Cantaloupe'.
2. La aplicación de 1-MCP, a diferentes temperaturas de almacenamiento, extiende la vida de anaquel de melón 'Cantaloupe', expresado a través de variables físicas, químicas y fisiológicas que definen la calidad.

OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto de diferentes dosis de 1-MCP y temperatura de aplicación en la calidad y actividad de las enzimas poligalacturonasa, β -galactosidasa y ex-celulasa de frutos de melón 'Cantaloupe'.

Objetivos Específicos

1. Cuantificar la actividad de las enzimas poligalacturonasa, ex-celulasa y β -galactosidasa de frutos de melón 'Cantaloupe' tratados con 0, 600 y 900 ppb de 1-MCP almacenados por 6 días a 5 y 20°C y transferidos a condiciones de mercadeo.
2. Evaluar las variables físicas, químicas y fisiológicas de frutos de melón 'Cantaloupe' tratados con 0, 600 y 900 ppb de 1-MCP y almacenados por 6 días a 5 y 20°C y transferidos a condiciones de mercadeo.

REVISIÓN DE LITERATURA

Generalidades del Melón

El melón (*Cucumis melo* L.) es un fruto fascinante e importante con características de dulzor, jugosidad y aroma muy atractivos, a pesar de su corta vida de anaquel (Salunkhe and Desai 1984).

Se considera originario de África, pero es en la India donde se encuentra su punto de dispersión, expandiéndose a partir de ahí en todas las direcciones, de tal forma que hoy se pueden encontrar cultivos de melón en diversas zonas del mundo: desde los países mediterráneos, centro y este de Asia, sur y centro América, como también en el centro y sur de África (SAGARPA, 2000). Esta dispersión en las diversas zonas de cultivo se debe a la gran variabilidad genética, lo que ha permitido la adaptación de diferentes tipos de melón en condiciones agronómicas diversas. De tal manera, que se pueden encontrar en los mercados de todo el mundo melones con diferentes colores, formas y aromas. Este hecho favorece su consumo como fruta, ya sea en ensaladas, o incluso como encurtido (Deulofeu, 1997; Robinson and Decaer-Walters, 1997).

Importancia Económica

En los Estados Unidos de Norteamérica, el melón más popular es el 'Western Shipper', un melón tipo 'Cantaloupe', redondo, con suturas, denso y pulpa color naranja, adaptado a cultivos extensivos con un alto índice de mecanización. Su demanda ha hecho extender el cultivo a los países de centro América, como Honduras y Guatemala, entre otros países, como también a México. Grandes extensiones de terreno son utilizadas en estos países para cultivar melones que tienen como destino el mercado de

EE.UU. Sin embargo, la creciente demanda de melón en los mercados europeos durante los meses de invierno, ha motivado un crecimiento para este mercado (Deulofeu, 1997).

Hasta 1987, el melón ocupaba el tercer sitio entre los productores hortícolas con mayor volumen exportado, después del tomate y pepino. Durante el periodo de 1990-1998 el crecimiento ha sido lento por varios factores: la mayor competencia internacional y la virtual saturación de mercados en ciertas temporadas que provocan la caída de precios, el mayor consumo internacional y el hecho de que una buena superficie que antes se dedicaba al melón, ahora se destina a la producción de otros frutos y hortalizas (SAGARPA, 2000).

Las exportaciones son muy variantes en su comportamiento; en 1989 ascendían a 239, 882 ton (91, 515,000 de dólares), pero, para 1990 decreció el 13.98%. Al siguiente año el volumen exportado alcanzó su máxima cifra del periodo 1989 a 1999 con 276,739 ton (99, 516,000 de dólares). A partir de 1992 inició una reducción que se mantuvo durante tres años. Sin embargo, en 1995 la recuperación del mercado y los volúmenes de envíos se mantuvieron en crecimiento constante. Hasta septiembre de 1999, las exportaciones llegaron a 190, 963 ton (104, 254,000 de dólares) (SAGARPA, 2000).

En México, el estado con mayor superficie dedicada al cultivo de melón es Sonora, que con altibajos durante el periodo 1990-1998, a registrado en el último año la cifra de 4, 517 hectáreas sembradas, que representan 16% del total nacional. Le siguen Coahuila, Durango, Michoacán y Colima, con participaciones del 12.1, 11.2, 10.8 y 8.7%, respectivamente (SAGARPA, 2000).

Sonora, ha sido un estado que ha destinado muchos recursos a la producción de melón, donde exportan más del 90% de su producción (SAGARPA, 2000).

Producción Nacional

Para el año 2002 la producción de melón en México fue de 510, 000 Mt. (FAO, 2003), lo que indica, que la producción de este fruto cada vez va en aumento y esto es debido a que se están mejorando los métodos de cultivos, como también el uso de

nuevas tecnologías poscosecha. En el cuadro 1, se presentan los principales Estados productores de melón.

Cuadro 1. Producción 2002 de melón en México

Estado	Superficie sembrada (ha)	Producción (Ton)	Rendimiento (Ton/ha)	Valor producción (pesos)
Michoacán	2,786.99	99,670.85	35.776	214,275,538.30
Durango	2,624.00	70,380.00	26.822	60,526,800.00
Coahuila	3,003.50	68,655.25	22.989	119,267,165.98
Sonora	2,540.00	54,217.00	21.915	158,957,323.98
Guerrero	2,685.00	51,380.00	19.136	106,453,922.88
Chihuahua	1,434.50	47,481.60	34.345	152,015,950.54

Fuente: SIAP, 2003.

La producción de melón en el ámbito nacional durante el periodo 1990-1998 mostró una tendencia a la alza, logrando un incremento de 5.78%, que en número absoluto es de 30, 526 toneladas. Sin embargo, la mayor producción obtenida durante éste periodo, fue de 645, 254 toneladas, registrada en 1991 y la menor en 1993 con 394, 216 toneladas (SAGARPA, 2000).

Clasificación Taxonómica

Científicamente se dice que el melón es una baya, prevista de abundante semilla, la planta es anual, herbácea, de porte rastrero o trepador. Posee un sistema radicular abundante, muy ramificado y de rápido desarrollo (Torres, 1997).

Sus tallos pueden ser rastreros o trepadores (en función de los zarcillos), con características vellosas, al igual que sus hojas. El hacer el cultivo de forma rastrera o entutorada puede afectar la variedad de algún tipo; por ejemplo, un melón cultivado de forma rastrera tiene forma redonda, mientras que con el uso de tutores puede presentar forma ovoide (Torres, 1997), en el cuadro 2 se presentan algunas características botánicas.

Cuadro 2. Características botánicas del melón

<i>Reino</i>	Vegetal
<i>División</i>	Spermatophyta
<i>Subdivisión</i>	Angiospermae
<i>Clase</i>	Dicotyledoneae
<i>Subclase</i>	Metachlamideae
<i>Orden</i>	Cucurbitales
<i>Familia</i>	Cucurbitaceae
<i>Género</i>	<i>Cucumis</i>
<i>Especie</i>	<i>melo</i> L.

Fuente: Robinson and Decaer-Walters 1997.

Tipos de Melones

En el Cuadro 3, se presenta una clasificación comercial de melones de todo el mundo. Dentro del conjunto de melones se distinguen varios tipos. Por "tipo" se considera al grupo de melones que presenta una característica claramente identificativa y diferenciada de los demás; estas características se refieren a la piel (color en madurez, con o sin suturas, reticulado o escriturado, etc.), al color de la pulpa, forma, entre otras (Torres, 1997).

En México se cultiva una gran cantidad de variedades, principalmente las de tipo 'Cantaloupe', conocido como chino, rugoso o reticulado y en menor proporción las de tipo liso, donde destaca la variedad 'Honeydew', conocida como melón amarillo o gota de miel (SAGARPA, 2000).

La liberación de nuevas variedades de melón es un proceso dinámico para las empresas productoras de semillas, así que cada año aparecen en el mercado un gran número de híbridos y/o variedades que son necesarias evaluar y seleccionar para cada región. En Sonora, las variedades de melón tipo 'chino' o 'Cantaloupe' que han mostrado buen rendimiento y calidad de fruto, son 'Laredo', 'Durango', 'Laguna', 'Gold Rush', 'Hy Mark', 'Primo', 'Top Mark' y 'Ovation' (SAGARPA, 2000).

Cuadro 3. Variedades de melón cultivados en diferentes países y zonas geográficas

<i>Variedad</i>	<i>Localización</i>
'Charentais'	Francia
'Piel de sapo'	España/Italia
'Amarillo'	Cuenca Mediterránea
'Zuela'	Norte de África
'Rochet'	España/Italia
'Tendral'	España/Italia
'Kurkash/Kirkaga'	Turquía
'Hidir'	Turquía
'Alficoz'	Norte de Africa/España
'Branco do Ribatejo'	Portugal
'Cantaloupe'	América
'Honey Dew'	América
'Sweet Ananas'	Cuenca Mediterránea

Fuente: Cortés, 1997.

Descripción del Fruto de Melón

El melón 'Cantaloupe', es un fruto aromático, carnoso y de pulpa color naranja. Presenta un corto tiempo de desarrollo, del cual se distinguen la división celular, desarrollo de semillas, elongación y madurez (Salunkhe and Desai 1984).

En los primeros estadios de crecimiento de los frutos, el contenido en azúcares totales es escaso y está formado principalmente por fructosa y glucosa. A medida que los frutos de melón van madurando, el contenido en azúcares se va incrementando hasta superar el 97% de los sólidos solubles, siendo la sacarosa el hidrato de carbono más importante con más del 50% del total de éstos (Borrego, 1997).

En estudios realizados con melón reticulado o 'Cantaloupe', se ha visto que al inicio de la formación de los frutos, la glucosa y fructosa se forman gracias a la actividad de la enzima invertasa, sin embargo, durante el desarrollo y la maduración de los frutos, la actividad de esta enzima disminuye y se incrementa la actividad de la sacarosa-fosfato-sintasa, encargada de formar la sacarosa (McCollum *et al.*, 1998).

Características de la piel e internas. Los frutos de melón se diferencian por el color de la piel, como en el caso de los melones 'Verdes españoles', que su piel es verde o menos oscura, que los melones 'Charentais', los cuales se caracterizan por tener una piel verde claro y/o ligeramente grisácea. Los melones 'Galia' son amarillos y los melones tipo 'Cantaloupe' poseen una piel fuertemente reticulada con fondo amarillo (Torres, 1997).

Además del color de la piel, algunas variedades se diferencian por tener la piel escriturada, la cual se trata de incisiones longitudinales sobre la misma piel del melón que se forman en un momento determinado durante el desarrollo del fruto y que posteriormente cicatriza. Otro caso es de las variedades con la piel reticulada, la cual posee en toda la superficie del fruto una recubierta en forma de una retícula o red. Esto es típico de los melones tipo 'Cantaloupe' y 'Charentais reticulado'. El reticulado es una característica que busca el genetista y tiene como misión darle resistencia a la piel de los frutos (Robinson and Decaer-Walters, 1997; Torres, 1997).

Otro aspecto importante en los frutos es la placenta, la cual está dividida en tres o cuatro loculos. Esta contiene a las semillas del melón y puede ser seca, gelatinosa o acuosa y puede estar desprendida o adherida a la pulpa. Es importante que la placenta sea pequeña para que no "reste" pulpa al volumen del fruto y que las semillas estén bien situadas en la misma para que no se muevan internamente durante el transporte a los mercados de destino (Robinson and Decaer-Walters, 1997; Torres, 1997).

Características de los Frutos Durante la Maduración

Las frutas, al igual que las plantas, se desarrollan, crecen, maduran, envejecen y finalmente mueren. La etapa donde, la madurez emerge dentro de la senescencia no esta bien definida. La maduración es un término subjetivo, el cual indica que las frutas han llegado al punto para ser comestibles; usualmente esto significa que la fruta ha desarrollado un sabor atractivo y su textura es mas blanda. Ambos son pasos que van hacia el camino de la senescencia (Rhodes, 1980; Burton, 1982) es decir, los cambios deteriorativos siguen ocurriendo en la maduración y finalmente llegan a causar la muerte celular (Rhodes, 1980).

Maduración en Frutos Carnosos

Entre las características más importantes durante la maduración de los frutos es, su apariencia, firmeza, sabor, fisiología y expresión genética (Abbott, 1999).

La apariencia, es caracterizada por el tamaño, forma, color, condición y ausencia de defectos (Kays, 1999). Para frutos de melón, la formación de la red es uno de los aspectos importantes para una buena comercialización (Pratt, 1971; Robinson and Decaer-Walters, 1997).

El color es una de las características más atractivas para los consumidores, el cual suele coincidir con un cambio en la piel o en las capas parenquimáticas. Las

antocianinas o los carotenoides (o ambos) reemplazan a las clorofilas y puede existir una reutilización de los productos degradados (Canda, 2000). Los frutos de melón tienen una pulpa color salmón, el cual es una característica de calidad para este fruto (Pratt, 1971, Borrego, 1997).

La firmeza, es una de las más importantes (Belie *et al.*, 2000), ya que en las frutas y hortalizas es afectada por los constituyentes bioquímicos, contenido de agua o turgor y composición de la pared celular (Sams, 1999). Las pectinas presentes en la lámina media, las cuales actúan como agentes cementantes en la pared celular, son disueltas dando como resultado una alteración entre la adhesión de célula a célula, ocasionando un decremento en la firmeza de las frutas y hortalizas (Belie *et al.*, 2000). Se ha reportado que frutos de melón tienen un ablandamiento extensivo durante la maduración (Pratt, 1971). Son pocos los trabajos que se han hecho para caracterizar los cambios en los polímeros de la pared celular que pueden ser relacionados con el proceso de ablandamiento en melón (McCollum *et al.*, 1989).

El sabor, es la mezcla compleja de compuestos volátiles que interactúan con la producción de otros constituyentes mayoritarios, especialmente carbohidratos, ácidos orgánicos, minerales y compuestos fenólicos (Hobson, 1983; Wang *et al.*, 1996; Fallik *et al.*, 2001). El total de sólidos solubles y la acidez titulable son por lo regular evaluados, ya que en conjunto, estos componentes son críticos en la calidad sensorial (Martínez-Madrid *et al.*, 1999; Matteis and Fellman 1999). El sabor en los frutos de melón es proporcionado por el contenido de compuestos volátiles, ácidos (málico y cítrico) y los sólidos solubles totales (Pratt, 1971; Miccolis and Salveit 1991; Lamikanra *et al.*, 2000).

La fisiología de los frutos es determinante en el comienzo de la maduración, ya que en los frutos "climatericos", se asocia con un incremento en la producción de etileno y respiración. Los frutos "no climatericos", por el contrario, no son sensibles al etileno y no se incrementa la respiración durante la maduración (Hobson, 1983). En melón, el grado de respiración (producción de CO₂) y concentración interna de etileno, son por lo regular indicadores de cambios que toman lugar durante la maduración (ejemplo, el climaterico) (Miccolis and Saltveit 1991). Este fruto está clasificado como climaterico

(Wills *et al.*, 1998; Kader, 2002), donde la producción de etileno se incrementa extremadamente en el mesocarpio durante la maduración (Yamamoto *et al.*, 1999). Lyons *et al.* (1962), demostró que el mecanismo de la formación del etileno está presente en los frutos de melón 'Cantaloupe' 7 días después de la antesis.

La expresión genética, es una serie de cambios controlados que originan alteraciones en mRNAs, actividad enzimática específica y síntesis protéica. Estas modificaciones en la expresión genética determinan los cambios en los distintos aspectos de la maduración del fruto (Hobson, 1983).

La senescencia, se puede considerar como una serie de eventos degradativos que hacen terminar en forma natural la vida funcional de una célula, tejido, órgano y finalmente de un organismo. En los frutos, la senescencia se expresa después de que se cosechan, de tal modo que se inician cambios degradativos; este proceso es relativamente fácil de detectar, ya que la pulpa se torna muy suave, mientras que las semillas ubicadas dentro del fruto son las únicas estructuras que no senescen en esa etapa, sino que apenas han alcanzado la maduración (Montenegro, 2002).

Índice de Madurez

La madurez se puede definir como la etapa de desarrollo que proporciona la calidad mínima aceptable para el consumidor, e implica un punto medible del desarrollo del fruto donde se usan técnicas para medir su nivel de maduración (Kader, 1992).

El índice de madurez puede ser determinado por muchas rutas, como estimación de la duración del desarrollo; tamaño, peso, o densidad de los frutos; atributos físicos, como color, firmeza y atributos químicos, como almidón, azúcares, o contenido de ácidos (Shewfelt, 1993).

Los melones 'Cantaloupe' se cosechan por madurez y no por tamaño. Idealmente, la madurez comercial corresponde al estado firme-maduro o "3/4 desprendido", que se identifica cuando al jalar la fruta suavemente, ésta se desprende de la planta. Los melones 'Cantaloupe' maduran después de la cosecha, pero su contenido

de azúcar no aumenta (Martínez-Madrid *et al.*, 1999; Lester *et al.*, 2001) El color externo de los frutos en estado "3/4 desprendido" varía entre cultivares, caracterizándose por la presencia de tintes verdosos. Otro indicador de la madurez comercial apropiada, es la presencia de una red bien formada y realizada en la superficie de la fruta (Suslow *et al.*, 2001)

Maduración Comercial

Los índices de madurez comercial pueden implicar valoraciones en la etapa de desarrollo (crecimiento, madurez fisiológica o madurez organoléptica) y en ocasiones requieren determinaciones cuantitativas de algunas características que se sabe cambian a medida que el producto madura. También pueden implicar decisiones sobre aceptación por el mercado y consumidores, en ocasiones engloba determinaciones objetivas y subjetivas (Wills *et al.*, 1998).

Maduración Organoléptica

Las frutas sufren numerosos cambios fisicoquímicos durante poscosecha que determinan su calidad al ser adquiridas por el consumidor. La maduración organoléptica es un proceso espectacular en la vida de la fruta; transforma un tejido fisiológicamente maduro, pero no comestible, en otro visual, olfativo y gustativamente atractivo. Señala el final del desarrollo de un fruto y el comienzo necesario de su senescencia (Wills *et al.*, 1998).

Para melón los atributos de calidad comestible incluyen el dulzor (contenido de azúcar, sabor (contenido de compuestos volátiles) y textura de la pulpa (Pratt, 1971).

Cambios Físicos y Químicos Durante la Maduración

Color. El color es una de las características más importantes en la calidad, ya que permite la estandarización del producto, además es una de las herramientas más utilizadas como indicador de cosecha (Kader, 1992). Los cambios en el color se deben en gran parte a la pérdida de clorofila (verde) a la síntesis de carotenoides (amarillo a rojo) y a la síntesis de compuestos fenólicos, tales como las antocianinas (rojo y azul) (Wills *et al.*, 1998).

En algunos productos hortícolas el cambio de color típico en la maduración, puede ser el resultado de solamente una de las combinaciones de estos procesos (Burton, 1982). En el caso particular de melón, la síntesis de carotenoides que imparte el color anaranjado en la pulpa, no es dependiente del etileno (Guis *et al.*, 1997). El pigmento predominante en la pulpa anaranjada de melón es el β -caroteno (Pratt, 1971).

En estudios realizados por Martínez-Madrid *et al.* (1999), en melones 'Cantaloupe', encontraron que después de 31 días de la formación del fruto se iniciaron cambios significativos en los pigmentos fotosintéticos, como degradación de clorofila y el inicio en la síntesis de carotenoides, β -caroteno en particular, el cual le da el color naranja a la pulpa, característico para frutos de melón. Estudios similares fueron obtenidos por Ayub *et al.* (1996) en melones 'Charentais' con una acumulación de carotenoides 10 días antes de la máxima producción de etileno.

Firmeza. La firmeza de la pulpa en los frutos carnosos, es uno de los cambios más importantes durante la maduración, lo cual afecta su comestibilidad, la capacidad de ser almacenado o transportado (Montenegro, 2002). La porción comestible de las frutas, lo constituyen en gran parte, el tejido del parenquima con la pared celular compuesta de arabinogalactanos, ramnogalactanos, xiloglucanos, glicoproteínas y celulosa; las células contiguas están unidas por una capa (lámina media) de arabinogalactano y ramnogalactano. Todos estos constituyentes de la pared celular se forman por la acción enzimática llevada a cabo durante el desarrollo de la fruta. Asimismo, estos constituyentes son susceptibles a la degradación de la pared celular por la acción

enzimática que provoca el ablandamiento de los frutos (Burton, 1982). Flores *et al.* (2001) y Guis *et al.* (1997), mencionan que el ablandamiento en frutos de melón es un proceso dependiente del etileno. Además, Ranwala *et al.* (1992), mencionan que la enzima β -galactosidasa, interviene en el ablandamiento de melón, así como también se ha encontrado la acción de la poligalacturonasa (Hadfield *et al.* 1998).

Pérdida de peso. El principal componente de las frutas y hortalizas frescas es el agua, el singular "disolvente universal" fundamental para todos los procesos vitales. Las pérdidas de agua equivalen a pérdidas de peso comercial y, por tanto, de su valor en el mercado. De ahí la importancia de las medidas tendentes a minimizar las pérdidas de agua en poscosecha. Pérdidas de peso de sólo un 5% marchitan y arrugan numerosos productos hortícolas. Incluso, sin que llegue a manifestarse el marchitamiento, las pérdidas de agua disminuyen la tendencia de los productos a crujir al ser masticados y aceleran la maduración de algunas frutas (Wills *et al.*, 1998). De igual manera, Shellie (1999), reporta que para muchos frutos, incluso melón, una pérdida de peso por arriba del 5% puede provocar marchitamiento, lo que hace que el fruto no sea atractivo.

pH y Acidez titulable. La acidez titulable y el pH no están directamente relacionados, dado que el pH depende de la concentración de hidrogeniones libres (Wills *et al.*, 1998). El contenido de ácidos orgánicos en cualquier fruta u hortaliza se representa como acidez titulable, el cual es un parámetro relacionado con la percepción ácida de los consumidores. Para frutos de melón, el ácido orgánico principal es el ácido málico. Con independencia de su importancia bioquímica, los ácidos orgánicos contribuyen considerablemente al sabor, particularmente en el caso de las frutas, el sabor deseado de una determinada fruta exige un balance adecuado de azúcares y ácidos (Wills *et al.*, 1998).

Los frutos de melón pueden contener diversos tipos de ácidos dependiendo del cultivar, como, acético, cítrico, formico, glicólico, málico y ácido oxálico (Pratt, 1971). La pérdida de acidez, la cual va acompañada durante la maduración, aparece en gran

parte por el uso de los ácidos como sustrato en la respiración, vía ciclo de los ácidos tricarboxílicos o Ciclo de Krebs (Burton, 1982).

Sólidos solubles totales. En melón, se considera calidad satisfactoria para consumo cuando los frutos alcanzan los 10° Brix y de calidad superior cuando los frutos llegan a los 12° Brix (De Ena, 1997). El contenido en azúcar se puede medir directamente mediante procedimientos químicos en el jugo extraído (Wills *et al.*, 1998).

La composición en azúcares de los frutos de melón, a través de su desarrollo y maduración, es un aspecto de gran interés en la determinación del punto de madurez; de manera que si los frutos son cosechados prematuramente, la pulpa puede no haber alcanzado un suficiente grado de dulzor y este proceso no se altera con el paso del tiempo y almacenamiento. Es decir, después de cosechados no hay acumulación de azúcares en el fruto. Esto se debe al contenido de sacarosa de los mismos, el cual procede de la descomposición y translocación de los hidratos de carbono de las hojas (principalmente almidón), proceso que se produce muy tardíamente (Borrego, 1997).

En estudios realizados por Martínez-Madrid *et al.* (1999) en melones 'Cantaloupe', encontraron un contenido de sólidos solubles totales de 12.2 y 13.8 después de 40 días de la formación del fruto. El incremento en el contenido total de azúcares es debido a la sacarosa, el cual tiene un incremento pronunciado durante la maduración, cuando la glucosa y fructosa decrecen (Guis *et al.*, 1998).

Control de la Maduración

Temperatura

Con temperaturas apropiadas para cada fruta y hortaliza, se controla la respiración, pérdida de agua, desarrollo de microorganismos, producción de etileno, susceptibilidad al daño mecánico y efectos relacionados (Suslow *et al.*, 2001). El decremento en la actividad respiratoria es resultado de una pérdida general de la energía

cinética y es usualmente similar al decremento en la actividad de otras reacciones metabólicas (Raison, 1980). Los frutos de melón 'Cantaloupe' deben ser almacenados en un rango de 2.5-5°C (Cantwell and Kasmire, 2002) y su vida de almacenamiento es de 21 días aproximadamente, aunque su calidad sensorial puede reducirse. Generalmente, se pueden esperar de 12 a 15 días como vida poscosecha normal dentro del intervalo óptimo de temperatura (Suslow *et al.*, 2001). Sin embargo, preenfriar el fruto previo al almacenamiento es una operación poscosecha que se realiza en melones para incrementar su vida en anaquel (Wills *et al.*, 1998)

El enfriamiento a presión implica pasar aire a través de una diferencia de presión inducida (gradiente) a lo largo del producto, inicialmente caliente, en contenedores especialmente ventilados (Wills *et al.*, 1998). Este tipo de enfriamiento es usado para melones, pepinos y tomates. El retraso del enfriamiento con aire forzado de los productos cosechados puede causar una excesiva pérdida de agua (Cantwell and Kasmire, 2002).

En el hidrogenfriamiento, el agua es el medio a través del cual se transfiere el calor. Por consiguiente, tanto el producto como los recipientes deben tolerar el agua (Wills *et al.*, 1998). En frutos de melón el hidrogenfriamiento puede ser usado antes de clasificar, seleccionar y empacar los 'Cantaloupes' y otro tipo de melones (Cantwell and Kasmire, 2002).

Atmósferas Modificadas y Controladas

Las condiciones de atmósferas controladas retardan la senescencia, incluyendo la maduración de frutas y reducen la susceptibilidad de los frutos al ataque de patógenos. Por otro lado, las condiciones de atmósferas controladas, pueden ser en algunos casos desfavorables para los productos, ya que pueden inducir al fruto a una mayor susceptibilidad al ataque por patógenos (Kader, 2002).

Las atmósferas modificadas no son frecuentemente usadas, por lo general, son utilizadas en embarques comerciales (contenedores marítimos) de 'Cantaloupes' para ser

comercializados a largas distancias (Cantwell and Kasmire 2002). Así como también, el uso de películas plásticas, el cual modifica la atmósfera del fruto, también es una tecnología utilizada para frutos de melón (Kader, 2002) Igualmente, Lester and Bruton (1986), utilizaron películas plásticas en melones y observaron que la calidad del fruto se mantuvo por 40 días a 4°C con una humedad relativa de 85-95%

Para melones, específicamente 'Cantaloupes', se recomiendan atmósferas bajo condiciones de almacenamiento de 3 a 5% de O₂ y 10 a 15% CO₂. El principal beneficio para largas distancias en la comercialización de frutos de melón es derivado del incremento en CO₂, el cual retarda el desarrollo de hongos en la corteza, así como también el cambio de color y el ablandamiento (Cantwell and Kasmire 2002).

Humedad Relativa

La humedad relativa (HR) es con toda probabilidad, el más conocido de los términos en los que se expresa la cantidad de agua en el aire húmedo. El aire saturado tiene una humedad relativa del 100% (Wills *et al.*, 1998). La humedad relativa alta es esencial para maximizar la calidad poscosecha y prevenir la desecación. En melón la humedad requerida es de 90-95%, su ausencia puede acarrear problemas de pérdida de agua a través de las áreas dañadas o maltratadas de la redcilla del fruto. En tiempos prolongados con humedades superiores se puede estimular el crecimiento de hongos en la superficie o cicatriz del pedúnculo (Suslow *et al.*, 2004; Cantwell and Kasmire 2002)

Lester and Bruton (1986), almacenaron frutos de melón a 85-95% de humedad relativa a 4°C y observaron una reducción de peso fresco del 5.7% en 20 días.

Ablandamiento

Bajo condiciones de cosecha y manejo poscosecha deficientes y dependiendo del metabolismo de cada fruto, el periodo de comercialización se reduce de manera

considerable, siendo la pérdida de firmeza, uno de los factores más críticos que afectan la vida de anaquel de estos productos. En el deterioro de la firmeza se conjugan la activación del metabolismo de los polisacáridos pécticos y hemicelulósicos de la pared celular, la pérdida de agua por transpiración y la pérdida de la integridad celular (Huber, 1983a; Ben-Yehoshua and Rodov 2003).

Se han realizado diversos estudios para disminuir las pérdidas poscosecha ocasionadas por el rápido ablandamiento de los frutos (Fisher and Bennet 1991; Greve and Lavavitch 1991; Barret and Gonzales 1994). Los cambios en la firmeza durante el proceso de la maduración, se han relacionado con el metabolismo enzimático de la pared celular (Gross and Wallner 1979; Crookes and Grierson 1983). Este metabolismo, además de contribuir con el ablandamiento, incrementa la susceptibilidad a patógenos y al deterioro del tejido, por lo que se considera el principal factor que determina la vida de anaquel de un fruto (O'Donoghue and Huber 1992; Bennet, 2002; Brummell and Harpster 2001; Seymour *et al.*, 2002).

Durante poscosecha, la firmeza es un atributo de gran importancia fisiológica en lo que a horticultura se refiere (Huber, 1983a), ya que se utiliza como un indicador del grado de madurez y por lo tanto determina el momento del corte en varios frutos y hortalizas (Muramatsu *et al.*, 1996)

El ablandamiento en melón se manifiesta en la primera mitad del periodo de desarrollo (alrededor de 30 días después de anthesis) principalmente en la región del mesocarpio, aunado a otros cambios característicos de la maduración (Ranwala *et al.*, 1992). McCollum *et al.* (1989), relacionaron este ablandamiento con una modificación de pectinas y polisacáridos de hemicelulosa, así como por la pérdida de azúcares neutros de tipo no celulósicos.

Algunos de los componentes más determinantes de la firmeza lo constituyen la adhesión intercelular, el grosor, estructura y composición de polisacáridos de la pared celular durante la maduración; sin embargo, recientemente se ha encontrado que las proteínas del tipo extensinas, intervienen sustancialmente (Brummell and Harpster 2001)

Considerables investigaciones han sido originadas para entender el mecanismo físico y fisiológico que involucra el ablandamiento de la fruta. Los mecanismos estudiados incluyen forma, tamaño, acomodo de las células, anatomía del fruto, como también, la composición química de la pared celular, la membrana y la turgencia de la célula (Johston *et al.*, 2002).

La pérdida de estructuración de los componentes de la pared celular, pueden ocasionar una pérdida de adhesividad de la membrana citoplasmática, por lo cual, se ha asociado esta desintegración con la pérdida de turgencia de los frutos (Dick and Labavitch 1989; Carrillo *et al.*, 2002). En frutos como manzana, esta pérdida se traduce en un cambio sensorial notable, por la presencia de células de fácil separación que evita que se produzca la sensación de turgencia y jugosidad esperada por el consumidor (Ben-Yehoshua and Rodov 2003).

Los cambios que se presentan durante el ablandamiento de los frutos son rápidos y drásticos, además que representan un sistema atractivo para investigar la relación entre las características moleculares de la pared celular y las propiedades de la textura en el tejido y los órganos (Huber, 1983a).

Pratt (1971), menciona que el ablandamiento en frutos de melón es extensivamente rápido durante la maduración, además McCollum *et al.* (1989), señalan que para frutos de melón son pocos los trabajos que se han hecho para caracterizar los cambios en los polímeros de la pared celular, los cuales pueden ser relacionados con el ablandamiento de melón.

Otros cambios bioquímicos que acompañan el ablandamiento de los frutos son la síntesis de pigmentos y la producción de compuestos volátiles (Fisher and Bennet 1991).

En algunos frutos como melón, tomate y manzana, se ha observado que el etileno y otras hormonas tienen una función importante como iniciadores en la maduración (Flores *et al.*, 2001; Seymour *et al.*, 2002).

Estructura de la Pared Celular y Cambios Asociados con la Maduración

La pared celular de muchos tejidos, y quizás de todas las frutas, incluyen una capa conocida morfológicamente como lámina media, la cual constituye el área entre la pared celular primaria de cada una de las células. Esta capa es particularmente rica en polisacáridos de pectinas y es considerada una de las regiones de la pared celular más afectada durante el ablandamiento de la fruta (Huber, 1983a; Greve and Labavitch 1991; Johnston *et al.*, 2002).

En la Figura 1, se muestra un modelo de la pared celular, donde se observa que la celulosa esta asociada con la hemicelulosa vía una mezcla de hidrógenos y enlaces hidrofóbicos. Las pectinas forman un gel alrededor de la red de hemicelulosa-celulosa. Los componentes de la pared celular pueden ser extraídos y separados de uno u otros, de tal manera que puedan romper enlaces covalentes (Smith, 2001).

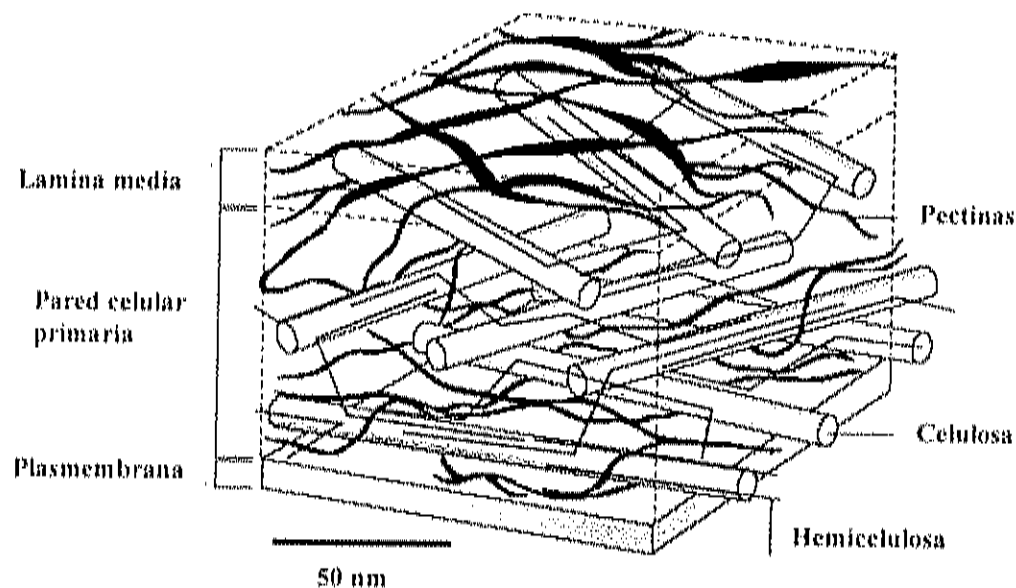


Figura 1. Estructura de la Pared Celular (Smith, 2001).

Las pectinas están sujetas a un número de modificaciones que cambian su conformación y cadenas en la pared celular. Algunos de los residuos ácidos en las pectinas están esterificados con metil, acetil y otros grupos no identificados. Tal esterificación ocurre durante la biosíntesis en el aparato de Golgi y puede ser removida por estereasas en la pared celular (Ridley *et al.*, 2001). La de-esterificación también afecta grandemente las propiedades físicas de la pectina, causando en las cadenas de pectina una organización expandida, altamente hidratada y ligada por iones Ca^{2+} en el gel de la red. Además, los puentes de calcio con las pectinas pueden ser ligados uno a otro por varios enlaces covalentes (Cosgrove, 1997; Smith, 2001).

Una característica común de la pared celular de las plantas superiores, es la presencia de 30% de celulosa, 30% de hemicelulosa, 35% de pectinas y 5% de glicoproteínas como principales componentes, sin destacar que la pared celular de varios tejidos pueden presentar diferencias significativas en la proporción relativa de cada uno de los componentes (Darvill *et al.*, 1980; Fisher and Bennet 1991; MacDougall *et al.*, 1997). Recientes modelos de la pared celular enfatizan el grado de asociación no covalente entre polímeros, tales como enlaces de hidrógeno entre la celulosa y xiloglucanos que ocurren en la pared celular primaria de las plantas dicotiledóneas (Cosgrove, 1997).

La pared celular provee un soporte a la estructura del cuerpo de la planta, pero también puede responder dinámicamente al proceso de desarrollo que requiere cambios en la forma de la célula y en algunos casos, en la separación de la misma (Rose *et al.*, 1998; Ridley *et al.*, 2001).

Todos los modelos de la pared celular tienen microfibrillas de celulosa embebidos en una matriz de polisacáridos no celulósicos y proteínas (Fisher and Bennet 1991). La conformación e interacción de los polímeros de la pared celular, están fuertemente influenciados por sus tamaños moleculares, así como por la frecuencia, distribución y orientación de sus ramificaciones, también por el grado de hidratación y por otros factores, tales como pH, turgencia y disponibilidad de cationes. Los cambios en el ablandamiento de la fruta ocurren como consecuencia de mecanismos enzimáticos

y/o no enzimáticos, que de alguna forma se ven influenciados por la arquitectura de la pared celular (Huber, 1983a; Ridley *et al.*, 2001).

La digestión de los componentes de la pared celular, ha sido estudiada por muchas décadas para tratar de entender la relación que tienen la maduración de los frutos con el ablandamiento del tejido (Huber, 1983b).

Estudios bioquímicos sobre los cambios en la pared celular durante la maduración, indican que los cambios estructurales en la pectina, hemicelulosa y celulosa son responsables de la alteración de la estructura de la pared celular (Huber, 1983a; Seymour and Gross 1996; Paull *et al.*, 1999).

La idea de que la síntesis de la pared celular continúa dentro del periodo de la maduración, podría alterar la fuerza de la pared celular y reducir la firmeza de la fruta (Greve and Labavitch 1991). Esta posibilidad fue sugerida por Knee (1978), en un intento por explicar el ablandamiento de manzanas, pero los datos que proporcionó fueron limitados.

Componentes de la Pared Celular

Celulosa. Esta formada por un estrecho paquete agregado de polímeros lineales de β -(1 \rightarrow 4) D-glucopiranosas (Cosgrove, 1997; Brummell and Harpster 2001). Los agregados toman la forma de largas microfibrillas de indeterminadas longitudes que varían en anchura, en grado de orden y dependiendo de la cantidad, las microfibrillas de celulosa tienen una subestructura con una alta organización cristalina, ligados junto a regiones amorfas menos organizadas (Cosgrove, 1997). Cambios en la estructura de la celulosa fueron reportados para frutos de pera (Ahmed and Labavitch 1980a).

Hemicelulosas. Las hemicelulosas son heteropolisacáridos, es un término práctico de un grupo heterogéneo de glicanos no cristalinos que están estrechamente ligados a la pared celular. En la pared primaria de las dicotiledoneas, la más abundante y la más estudiada de las hemicelulosas es el xiloglucan, un polímero ramificado que consiste de una

cadena de residuos de enlaces β -(1 \rightarrow 4)-D-glucopiranososa con cadenas cortas que contienen xilosa, glucosa, manosa, arabinosa, galactosa y seguida de una fucosa terminal. Aunque las hemicelulosas no son organizadas dentro del arreglo cristalino como la celulosa, estas no están colocadas aleatoriamente en la pared celular (Ishii *et al.*, 1989; Cosgrove, 1997).

Así, pueden distinguirse al menos tres grandes grupos: a) xilanas, que incluyen a las arabinoxilanas y a las xiloglucanas; b) mananas, que incluyen a las glucomananas, entre otras; y c) galactanas, en las que se localiza a las galactomananas y arabinogalactanas tipo II (que se distinguen del tipo I por que tienen una estructura basada en una cadena principal de galactosa con uniones β -(1 \rightarrow 3) (Brummell and Harpster 2001).

En los xiloglucanos, la cadena principal está formada por glucosas unidas por enlaces β -(1 \rightarrow 4), a la mayoría de las cuales se unen residuos de xilosa por enlaces α -(1 \rightarrow 6). Algunos residuos de xilosa están, a su vez, sustituidos por mucosa α -(1 \rightarrow 2), por galactosa β -(1 \rightarrow 2) y ocasionalmente arabinosa (Brummell and Harpster 2001). Bennet (2002), menciona que la depolimerización de los xiloglucanos al inicio de la maduración en melón 'Charentais' esta asociada con la desorganización de la pared celular.

Los glucomananos, están conformados por regiones con enlaces β -(1 \rightarrow 4)-D-glucanos y β -(1 \rightarrow 4)-D-mananos en aproximadamente cantidades iguales, con cadenas simples de unidades de α -D-galactosa (Brummell and Harpster 2001). Mientras que los Glucoronoarabinoxilanos, tienen enlaces β -(1 \rightarrow 4)-D-xilanos, con cadenas laterales de unidades simples de α -L-arabinosa terminal no reductora y ácido α -D-glucorónicos (Brummell and Harpster 2001).

La modificación de la estructura de la hemicelulosa ha sido asociada con la maduración de tomate (Huber, 1983b), fresas (Huber, 1984) y melones (McCollum *et al.*, 1989). El tamaño de los polímeros de hemicelulosa decrece durante la maduración de los frutos mencionados anteriormente (Brummell and Harpster 2001).

En estudios realizados por McCollum *et al.* (1989), encontraron que las fracciones de hemicelulosa en frutos de melón están compuestas de arabinosa, xilosa, manosa, galactosa y glucosa durante el ablandamiento de la fruta, además, mencionan que la hemicelulosa de la pared celular es modificada durante el ablandamiento.

Pectinas. Las pectinas, así como los homogalacturanos, un polímero lineal de ácido galacturónico β -(1 \rightarrow 4), con residuos de ramnosa (Cosgrove, 1997) y ramnogalacturanos (RGI y RGII), son los principales componentes de la pared celular primaria (Cosgrove, 1997; Willats *et al.*, 2001; Minorsky, 2002). La estructura de la pectina, esta formada por enlaces cruzados de cationes divalentes y la posible esterificación de otros polímeros de la pared celular. Debido a la contribución de los enlaces iónicos y covalentes, la estructura de la pectina puede ser modificada por la fuerza iónica del apoplasto, por enzimas que modifican la carga de los residuos de GalUA (unidades de ácido galacturónico), o por enzimas que están adheridas con enlaces α -(1 \rightarrow 4) de GalUA o por cadenas de la región peptídica (Ridley *et al.*, 2001).

Las células de las plantas sufren fuertes cambios en la forma y un desarrollo regulado por eventos en la separación de las células, en el cual, la red de pectinas es constantemente desordenada. El metabolismo de las pectinas es crítico para muchos procesos de desarrollo (Hadfield and Bennet 1998). Las pectinas son los polisacáridos más solubles de la pared celular y para su estudio, estas pueden ser extraídas con agua caliente o como quelatos de calcio (Fisher and Bennet 1991; Cosgrove, 1997).

Rose *et al.* (1998), mencionan que para frutos de melón 'Charentais' en los últimos estados de la maduración, el ablandamiento se caracterizó por una desorganización de la red de pectina. Asimismo, McCollum *et al.* (1989), mencionan que el incremento en la solubilidad de la pectina durante la maduración fue acompañada por un decremento en el tamaño molecular de las mismas.

Homogalacturanos. Están involucrados ampliamente en la actividad de la pared celular, ya que participan en la adhesión de las células y en la expansión de las mismas. Un aspecto importante de esta modificación es el grado de modulación y el grado de

metilesterificación de los homogalacturanos (Ridley *et al.*, 2001). El grado y diseño de metilesterificación, puede influir en las propiedades, como en los enlaces calcio, propiedades gelificantes y la susceptibilidad a la actividad enzimática durante el desarrollo (Minorsky, 2002).

Ramnogalacturano I (RG I). Es el polímero péptico más abundante, el cual es altamente variable en la estructura (Ishii *et al.*, 1989; Minorsky, 2002). Esta compuesta por unidades alternadas de α -D-ramnosa y residuos de ácido α -D-galacturónico, con largas cadenas laterales unidas a residuos de ramnosa y con ramificaciones de α -L-arabinanos o tipo I arabinogalactanos (Brummell and Harpster 2001; Ridley *et al.*, 2001).

Ramnogalacturano II (RG II). Es solamente el menor componente de la pared celular de la planta, pero tiene un principal efecto en la porosidad de la pared celular (Minorsky, 2002). Esta formado por enlaces de α -D-(1 \rightarrow 4) de ácido galacturónico como homogalacturanos, pero con un complejo de cadenas laterales de diversos tipos de azúcares neutros. Este, es el menor componente, pero los monómeros de RG II pueden ser dimerizados y pueden afectar la porosidad de la pared celular (Brummell and Harpster 2001, Ridley *et al.*, 2001).

Durante la maduración de algunos frutos, como tomate, manzana y pera, se observaron fuertes incrementos en las pectinas solubles. Estas observaciones sugieren que los polímeros de pectinas están unidos por enlaces covalentes en la pared celular que facilitan su depolimerización (Fisher and Bennet 1991)

Modificaciones de la Pared Celular: Hidrolasas

Se ha definido que la pared celular tiene una función determinante en las propiedades mecánicas de los frutos (Huber, 1983a) La distribución y contenido de pectinas, definen las características de plasticidad y elasticidad de las células, debido a su capacidad de formación de geles *in vivo* que permiten resistir los impactos y fuerzas

de compresión durante la cosecha, empaque y distribución de los productos. En frutos climatéricos, la fracción soluble en alcohol, que corresponde a ácidos urónicos de baja polimerización aumenta durante la maduración por efecto de la acción de las hidrolasas, sin embargo, a medida que la pared celular resiste la acción de la hidrolasas, se asocia directamente con una mayor firmeza (Huber, 1983a).

Esta resistencia a la hidrólisis está definida en gran parte por la naturaleza de los azúcares que ramifican a las pectinas y las hemicelulosas, ya que estos tienen la capacidad de unirse para formar matrices ricas en puentes de hidrógeno que le confiere la característica de resistencia (Ridley *et al.*, 2001).

Los aparentes cambios en el tamaño molecular de los polímeros de la pared celular que acompañan la maduración de los frutos, implican la acción de las enzimas capaces de degradar componentes específicos. La maduración inducida por la actividad de las hidrolasas de la pared celular, ha sido sujeta a un intenso estudio por varias décadas (Fisher and Bennet 1991).

Un amplio rango de enzimas son conocidas para la catálisis en la desorganización y la modificación de las pectinas. Las más caracterizadas son la exo- y endopoligalacturonasa, pectato liasa, pectin metilesterasa, β -galactosidasa y la carboximetilcelulasa (Huber, 1983a; Fisher and Bennet 1991, Bennet, 2002; Carrillo-López *et al.*, 2002). Estas enzimas alteran condiciones físicas y químicas en los sustratos, y pueden tener varias funciones en la maduración, donde la acción de una enzima puede afectar la disponibilidad de sustrato para otras enzimas (Ali *et al.*, 1995).

Existen evidencias de que las hemicelulosas son blanco de acción de las hidrolasas, ya que se ha encontrado una alta proporción de residuos neutros cuando se aíslan paredes celulares de frutos maduros (Gross and Wallner, 1979).

Frutos como la fresa y cereza no presentan liberación importante en los monómeros de xilosa, glucosa y manosa, sin embargo, las hemicelulosas han mostrado cambios en la distribución de sus masas moleculares, lo que parece indicar su participación en el proceso de ablandamiento (Huber, 1983a).

D-Galacturonasas (PGs)

Las PGs fueron las primeras enzimas identificadas hace más de 35 años y son las responsables en la desorganización de las pectinas que acompañan algunos estados de desarrollo de la planta, particularmente aquellas que requieren la separación de la célula (Hadfield and Bennet 1998).

Las PGs son las principales hidrolasas que participan en la maduración, las cuales, son asociadas con la depolimerización de las pectinas en todas las frutas (Bennet, 2002). Un incremento en los poliuronidos solubles ha sido atribuido al ablandamiento de un gran número de frutos debido a la hidrólisis de los polisacáridos de las pectinas (Johnston *et al.*, 2002).

Diversos estudios sugieren que otros cambios en la pared celular que cataliza la PG en la solubilización de las pectinas, están implicados en el ablandamiento. La hidrólisis de los polímeros de azúcares neutros podría debilitar el complejo de la red de los polisacáridos, la cual, comprende la pared celular y de este modo contribuye directamente a la pérdida de firmeza de la fruta. Además, la modificación de las cadenas de azúcares neutros, pueden afectar la actividad de la PG contra las cadenas principales de poliuronidos (Gross and Wallner 1979).

Durante la maduración de los frutos de melón, por mucho tiempo se ha destacado una desorganización en la pectina, sin embargo, otros estudios mencionan que no existe la actividad enzimática de la PG en los primeros estados de madurez (McCollum *et al.*, 1989, Ranwala *et al.*, 1992).

Debido a la amplia distribución de las D-galacturonasas (PGs) y su asociación temporal con la maduración, estas enzimas son implicadas en el metabolismo de la pared celular responsables del ablandamiento de la fruta. Las enzimas pectolíticas en la maduración de los frutos, son identificadas como *endo*-D-galacturonasas (endopoligalacturonasas, E.C. 3.2.1.15), *exo*-D-galacturonasas (exopoligalacturonasas, E.C. 3.2.1.40), e hidrolasas como oligo-D-galacturonasas (E.C. 3.2.1.82) (Huber, 1983a; Fisher and Bennet 1991, Hadfield and Bennett 1998)

La endo-PG hidroliza aleatoriamente enlaces glicosídicos, mientras que la exo-PG hidroliza enlaces en la parte terminal de la molécula de pectina (Figura 2). La actividad de ambas generalmente se incrementa durante la maduración, sobre todo cuando el material péptico de la pared celular y lámina media son hidrolizados (Barret and González 1994).

Endo-D-Galacturonasas (endo-PG E.C. 3.2.1.15). La presencia de las endo-D-galacturonasas (endopoligalacturonasas) durante la maduración de los frutos, ha sido conocida a lo largo del tiempo y los investigadores han notado que los frutos inmaduros contienen una baja o indetectable actividad de esta enzima. Por el contrario, al aumentar la maduración y ablandamiento, la actividad de esta enzima se incrementa drásticamente (Wallner and Walter 1975; Pressey and Avanst 1976; Fisher and Bennet 1991).

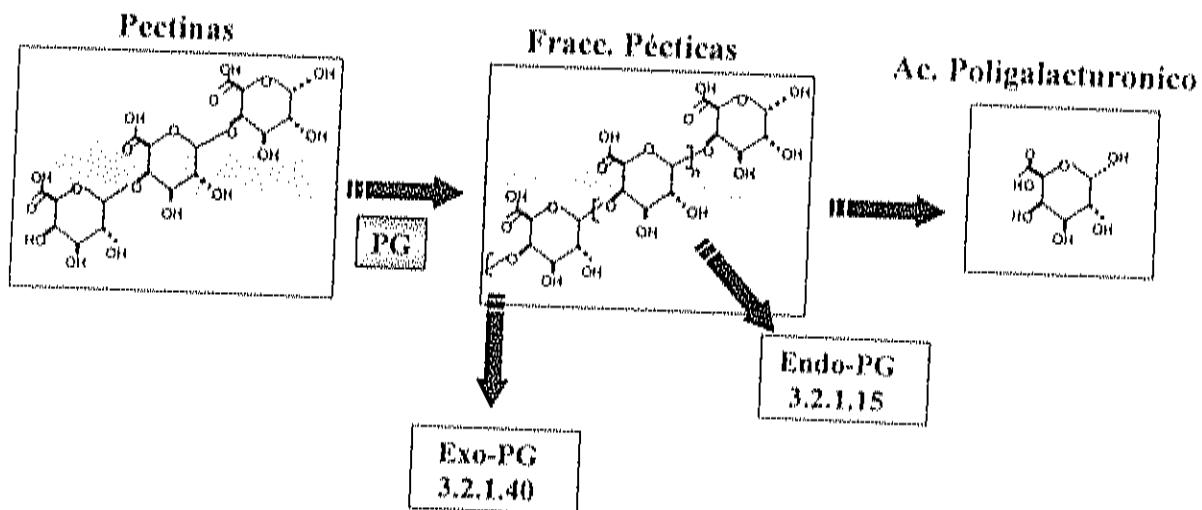


Figura 2. Acción enzimática de la exo y endo PG.

Exo-D-Galacturonasas (exo-PG E.C. 3.2.1.40). La exo-PG hidroliza los grupos no reductores de la parte terminal de la cadena de ácido poligalacturónico, dando ácido galacturónico (AGA) como principal producto de la reacción, además el grado de

hidrólisis incrementa con la cantidad de sustrato disponible (Pressey and Avants 1976; Tanaka *et al.*, 2002) La exo-PG aparece en muchos frutos, junto con la endo-PG, como en duraznos (Pressey and Avants 1973) o peras (Pressey and Avants 1976) Además, Chan *et al.* (1981), sugieren que la exo-D-galacturonasa puede ser de principal importancia en la hidrólisis de los poliuronidos en la maduración de papaya.

Función de las D-galacturonasas en el Ablandamiento de los Frutos

Diversos estudios en la bioquímica del ablandamiento de los frutos se enfocan a la hidrólisis y la solubilización de las porciones pépticas de la pared celular por la enzima poligalacturonasa. Los cambios en la firmeza pueden ocurrir como poliuronidos insolubles, los cuales contribuyen a la integridad de la pared celular y por consiguiente, la firmeza del fruto es convertida a formas más solubles (Gross, 1982).

Las poligalacturonasas presentan una gran asociación temporal con la maduración de los frutos (Huber, 1983a), por lo que a menudo se les ha relacionado con el ablandamiento de los mismos. Existen evidencias en frutos inmaduros, o en fase de crecimiento, con un bajo contenido en pectinas solubles y un aumento notable durante la maduración, al mismo tiempo que las pectinas de la pared celular son degradadas por la acción de las PGs (Ahmed and Labavitch 1980b)

Estudios realizados con la PG, demostraron que esta enzima es responsable de la depolimerización y solubilización de los poliuronidos durante la maduración, pero también señalaron que la PG no es necesaria en el ablandamiento de las frutas (Brummell and Harpster 2001)

McCollum *et al.* (1989), mencionan que durante el ablandamiento del mesocarpio de frutos de melón no ha sido detectada la actividad de la PG en algunos estados de madurez.

Recientemente, se describió la secuencia temporal en la desorganización de polímeros de la pared celular en la maduración de melón. En este sistema de maduración, el inicio del ablandamiento del fruto fue acompañado por un decremento en

el tamaño molecular de los polisacáridos hemicelulosicos, más notablemente un estrecho de la fracción de xiloglucanos. La maduración y la desorganización de la pectina son los parámetros responsables en el deterioro de todos los estados de madurez (Rose *et al.*, 1998). Estos resultados sugieren que el ablandamiento de la fruta en melón cv 'Charentais' es consecuencia de la desorganización de dos distintas redes que conforman la pared celular (Hadfield and Bennet 1998). Por otro lado, diversos frutos no presentan actividad de la *endo*-PG durante la maduración, incluyendo a fresas (Huber, 1984), manzanas (Bartley, 1978) y melon (McCollum *et al.*, 1989). En algunos de estos frutos, no ocurre la maduración asociada con la depolimerización de la pectina y la solubilización de esta puede ser catalizada por otras enzimas (Hadfield and Bennet 1998).

Carboximetilcelulasa (Cx-celulasa E.C.3.2.1.4)

Roe and Bruemmer (1981), mencionan que la celulasa, como la D-galacturonasa, tiene una participación importante durante la maduración de los frutos. La actividad de la celulasa, como la D-galacturonasa, es por lo regular baja o indetectable en frutos inmaduros, pero incrementa durante la maduración y ablandamiento (Huber, 1983a)

A pesar de la amplia distribución de la celulasa en la maduración y su asociación con el ablandamiento, la principal función de esta enzima no es del todo claro (Huber, 1983a), ya que con algunas excepciones, las celulasas reportadas en la maduración de los frutos como la Cx-celulasa o carboximetilcelulasa tienen la habilidad para degradar carboximetilcelulosa (Cx-celulosa) (Fisher and Bennet 1991).

Estudios ultra estructurales implicaron a la Cx-celulasa en la degradación de la celulosa en la pérdida de celulosa fibrilar, la cual fue asociada con un incremento en la actividad de la Cx-celulasa en la maduración de peras (Ben-Arie and Kislev 1979)

Función de las Celulasas en el Ablandamiento de los Frutos

La enzima endo β -(1 \rightarrow 4)-glucanasa (C_x -celulasa), se ha visto que participa en el ablandamiento relacionado con el metabolismo de la pared celular (Figura 3). Primero, la enzima ha sido reportada en un incremento durante la maduración y ablandamiento de numerosos frutos climatéricos y no climatéricos. Segundo, un tipo de enzima de C_x -celulasa, ha sido implicada en el metabolismo de la pared celular y en la expansión del tejido vegetal (O'Donoghue and Huber 1992).

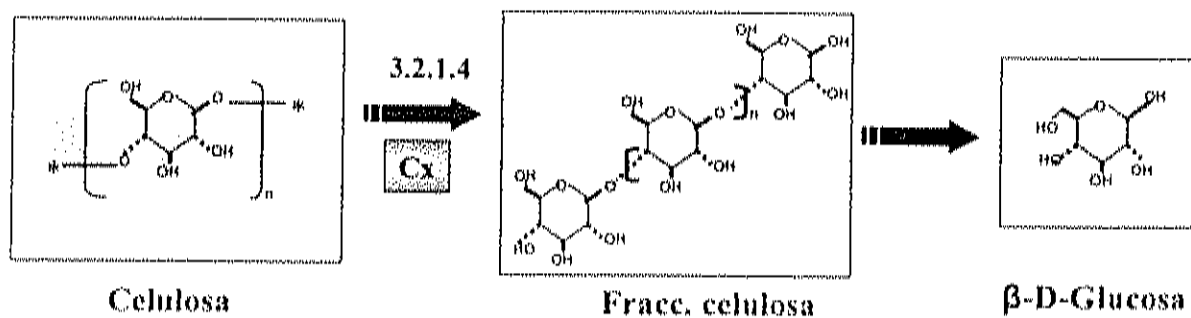


Figura 3. Acción enzimática de la C_x -celulasa.

Un gran número de evidencias para la función de las celulasas en el ablandamiento de los frutos esta basado en estudios ultra estructurales de la pared celular durante el ablandamiento (Fisher and Bennet 1991). Abeles and Takeda (1989), encontraron que la acción de la celulasa durante la maduración de zarzamora tiene un efecto relacionado con las pectinas de la pared celular. Sucesos similares fueron reportados para otro tipos de frutos, donde se incluyó una rápida disolución de la lámina media. Durante el climaterio, una separación y alguna pérdida de material fibrilar fue relacionado por la acción de las enzimas celulósicas. De todos los tipos de frutos examinados, el aguacate es el más representativo, en el cual la celulosa es de gran importancia durante el ablandamiento (Huber, 1983a; Jeong *et al.*, 2002).

β -Galactosidasa (β -gal E.C. 3.2.1.23)

Varias enzimas han sido estudiadas para esta contribución en el proceso del ablandamiento de la pared celular, en las que se incluye la PG, Cx-celulasa, pectínmetilesterasa y variedades de glicosidasas. Estas enzimas alteran la condición física y química de sus sustratos y pueden tener funciones que interactúan en la maduración, donde la acción de una enzima puede afectar la disponibilidad del sustrato por otra enzima (Ali *et al.*, 1995). En frutos de manzanas, fresas y tomates, se ha encontrado una pronunciada pérdida de galactosa en la pared celular (Pressey, 1983).

La β -Galactosidasa (β -gal), presente en la pared celular, hidroliza galactanos (Figura 4) (Bartley, 1974). Diversos estudios han identificado la actividad de la β -gal en frutos y sugieren una posible función de esta enzima en el ablandamiento (Barret and Gonzalez 1994), la cual esta relacionada con la modificación de la pared celular durante la maduración (Ranwala and Masuda 1992).

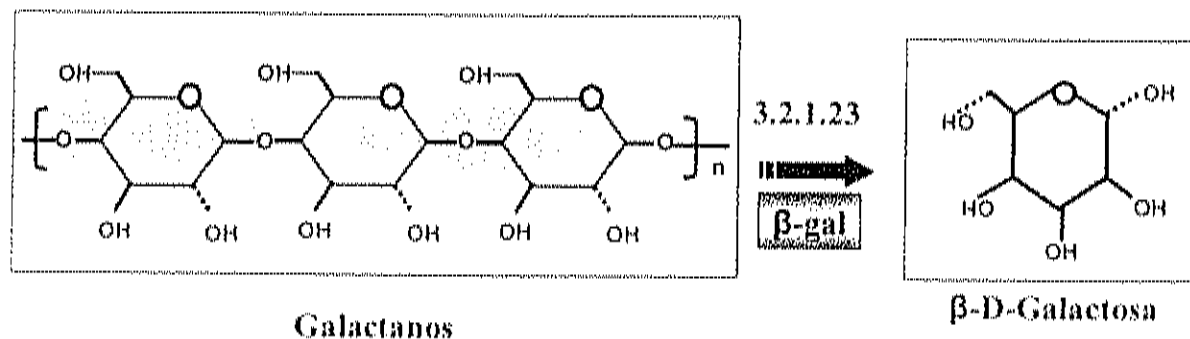


Figura 4. Acción enzimática de la β -Galactosidasa.

La actividad de la β -gal puede presentarse en un número de isoformas, las diferentes isoformas pueden ser distribuidas diferencialmente en relación a la posición del tejido y sus cambios en la actividad están directamente relacionadas con la maduración (Pressey, 1983). En frutos de mango, esta enzima puede presentarse en tres

isofomas (I, II, III), además esta enzima es probablemente una de las principales enzimas que intervienen en la modificación de la pectina (Ali *et al.*, 1995).

Función de la β -Galactosidasa en el Ablandamiento de los Frutos

La pérdida de residuos de grupos galactosil de la pared celular en frutos de manzana, kiwi, tomate y melón, es debido a la participación de la β -galactosidasa durante la maduración (Bartley, 1974; Gross and Sams 1984; Pressey, 1983; Ranwala *et al.*, 1992).

Ali *et al.* (1995), explicaron la posibilidad de que la β -galactosidasa pueda ser el primer agente del ablandamiento en frutos de mango, debido a las desramificaciones de la pectina por la enzima ya mencionada. En frutos de papaya, la depolimerización de pectinas y hemicelulosas se inició en el tejido del mesocarpio interno, pero también al mismo tiempo la actividad de la β -gal comenzó a incrementarse y la firmeza del fruto fue decreciendo rápidamente (Lazan, *et al.*, 1995). Ranwala *et al.* (1992), señalan que la β -gal participa durante el ablandamiento de frutos de melón.

Pectinmetilesterasa (PME E.C. 3.1.1.11)

La poligalacturonasa es la enzima más activa en degradar pectinas desmetiladas que metiladas (Koch and Nevins 1989; Brummell and Harpter 2001). Por lo tanto, la PME es la enzima que libera grupos metilo de los restos de ácido galacturónico de las pectinas. La acción de esta enzima modifica las propiedades de estos compuestos, aumentando su acidez y facilitando la formación de puentes de calcio o bien, posibilitando la acción de la endo- α -(1 \rightarrow 4) PG, que necesita al menos dos restos contiguos de ácido galacturónico para poder actuar (Huber, 1983a; Brummell and Harpter 2001). Esto ha sido propuesto en frutos de tomate, ya que el incremento en la susceptibilidad de la acción de la PG en la pared celular durante la maduración es debido

a la acción primeramente de la pectinmetilesterasa con un 94% mol en grado de metilesterificación, (Koch and Nevins 1989).

Otras Modificaciones en la Pared Celular Relacionadas con el Ablandamiento de la Fruta

Los sustratos pépticos muestran una estructura heterogénea, la frecuencia y distribución de las cadenas, el grado de esterificación y otras modificaciones pueden conferir varias funciones biológicas y estructurales. La hidrólisis de intrapolímeros por enlaces D-galacturonasas provee uno de los mecanismos por el cual las propiedades funcionales de la pectina pueden ser alteradas. Los residuos de cadenas de galacturanos, usualmente arabinanos, galactanos y Ca^{2+} , pueden ser directamente influenciados por la firmeza del fruto (Huber, 1983a).

Pérdida de azúcares neutros de la pared celular durante la maduración. Existe evidencia que los azúcares neutros de la pared celular están involucrados en la alteración del metabolismo durante el ablandamiento de la fruta. Esto se ha derivado de estudios realizados en la composición de azúcares en la pared celular (Huber, 1983a). En muchos tipos de frutos, la cantidad de azúcares neutros como la arabinosa y la galactosa de la pared celular, son usualmente asociados con los polímeros pépticos, los cuales decrecen durante la maduración (Darwill *et al.*, 1980).

Función de otras hidrolasas. Estudios relacionados con la pérdida de galactosa y arabinosa de la pared celular durante la maduración de los frutos, dió inicio a una serie de investigaciones para otras glicosidasas (β -1,3-glucanasa, exogalactanasas, endo- β -(1 \rightarrow 4) mananasa, xilanasa, β -xilosidasa, α - y β -galactosidasa, α -arabinosidasa y endo β -glucanasa), las cuales pueden participar en el ablandamiento de los frutos (Fisher and Bennet 1991; Carrington *et al.*, 1993). Estos estudios han demostrado un amplio rango de carbohidrasas que comúnmente se encuentran durante la maduración de los frutos.

Frecuentemente, su actividad no muestra una asociación con el ablandamiento y esta tiene poca capacidad para mediar la hidrólisis aislada de la pared celular (Huber, 1983a).

Mecanismos no enzimáticos. La solubilización de los poliuronidos es generalmente atribuida a la acción de la PG, la cual aparece en muchos tipos de frutos durante la maduración (Fisher and Bennet 1991). Sin embargo, algunos reportes en zarzamora y fresa, indican que la actividad de la PG no ha sido responsable de la solubilización de la pectina durante la maduración (Abeles and Takeda 1989). Además, la introducción del gen antisentido de la endo-PG en frutos de tomate, mostró una reducción marcada en los niveles de la enzima, pero no logró reducir el ablandamiento de la fruta (Smith *et al.*, 1990). Igualmente, Carrington *et al.* (1993), encontró que la actividad de la PG de los frutos que contenían el gen antisentido para la PG, nunca incrementó más allá de los niveles de los frutos en estado inmaduro, con valores menores a 5 $\mu\text{mol AGA/mg proteína-h}$ para los frutos con el gen antisentido, mientras que los frutos en estado inmaduro mantuvieron una actividad de 22 $\mu\text{mol AGA/mg proteína-h}$.

Función del calcio. La relación entre la maduración y la pared celular, se ha relacionado con el metabolismo del Ca^{2+} . Su función como un vital nutriente ha sido interpretado en términos de su interacción con los componentes de la pared celular de la membrana. Además, se ha observado la importancia del metabolismo del calcio y la pared celular como determinantes en un profundo rango de desordenes en el almacenamiento poscosecha de los frutos (Serrano *et al.*, 2002).

Se ha hecho énfasis en la importancia de la degradación de la pared celular por las enzimas y se sugiere que el etileno puede ser de importancia secundaria en la maduración (Huber, 1983a).

La función de otras enzimas en la degradación de la pared celular no es clara y la relación entre la actividad enzimática de la pared celular, ablandamiento, respiración y producción de etileno no ha sido determinada (Paul and Jung 1983).

Frecuentemente, su actividad no muestra una asociación con el ablandamiento y esta tiene poca capacidad para mediar la hidrólisis aislada de la pared celular (Huber, 1983a).

Mecanismos no enzimáticos. La solubilización de los poliuronidos es generalmente atribuida a la acción de la PG, la cual aparece en muchos tipos de frutos durante la maduración (Fisher and Bennet 1991). Sin embargo, algunos reportes en zarzamora y fresa, indican que la actividad de la PG no ha sido responsable de la solubilización de la pectina durante la maduración (Abeles and Takeda 1989). Además, la introducción del gen antisentido de la endo-PG en frutos de tomate, mostró una reducción marcada en los niveles de la enzima, pero no logró reducir el ablandamiento de la fruta (Smith *et al.*, 1990). Igualmente, Carrington *et al.* (1993), encontró que la actividad de la PG de los frutos que contenían el gen antisentido para la PG, nunca incrementó más allá de los niveles de los frutos en estado inmaduro, con valores menores a 5 $\mu\text{mol AGA}/\text{mg proteína}\cdot\text{h}$ para los frutos con el gen antisentido, mientras que los frutos en estado inmaduro mantuvieron una actividad de 22 $\mu\text{mol AGA}/\text{mg proteína}\cdot\text{h}$.

Función del calcio. La relación entre la maduración y la pared celular, se ha relacionado con el metabolismo del Ca^{2+} . Su función como un vital nutriente ha sido interpretado en términos de su interacción con los componentes de la pared celular de la membrana. Además, se ha observado la importancia del metabolismo del calcio y la pared celular como determinantes en un profundo rango de desordenes en el almacenamiento poscosecha de los frutos (Serrano *et al.*, 2002).

Se ha hecho énfasis en la importancia de la degradación de la pared celular por las enzimas y se sugiere que el etileno puede ser de importancia secundaria en la maduración (Huber, 1983a).

La función de otras enzimas en la degradación de la pared celular no es clara y la relación entre la actividad enzimática de la pared celular, ablandamiento, respiración y producción de etileno no ha sido determinada (Paul and Jung 1983).

Fisiología Poscosecha de Frutas y Hortalizas

Respiración

La respiración es el proceso por el cual los materiales orgánicos (carbohidratos, proteínas y grasas) son desdoblados al final en productos simples en relación a la energía (Wills *et al.*, 1998; Giovanonni, 2001). Para llevar a cabo este proceso, el oxígeno (O_2) es usado y el dióxido de carbono (CO_2) es producido. La pérdida de reservas en los alimentos durante el almacenamiento debido a la respiración, indican un aceleramiento en la senescencia, ya que las reservas que proveen energía para mantener a los productos se agotan; el valor del alimento se reduce (valor energético) para los consumidores; se aumenta la pérdida de calidad en el sabor, especialmente en el dulzor; se incrementa la pérdida de peso seco, el cual es importante para los productos destinados a la deshidratación (Wills *et al.*, 1998; Kader, 2002).

El grado de deterioro de los productos cosechados es generalmente proporcional al grado de respiración. Basados en su grado de respiración (CO_2) y producción de etileno (C_2H_4) durante la maduración, las frutas son climatéricas y no climatéricas (Cuadro 4) (Wills *et al.*, 1998; Giovanonni, 2001; Kader, 2002). Las frutas climatéricas muestran un incremento en el CO_2 , el cual coincide con la maduración organoléptica de los frutos y va acompañada por cambios en la composición química, en la firmeza y por un incremento en la producción de etileno (McGlasson, 1985; Giovanonni, 2001; Kader, 2002).

Por el contrario, las frutas no climatéricas no muestran cambios en la composición y por lo general producen bajas cantidades de CO_2 y C_2H_4 durante la maduración (McGlasson, 1985; Kader, 2002). La actividad respiratoria de un producto hortofrutícola puede ser cuantificado a través del consumo de oxígeno o de la generación del dióxido de carbono, a lo largo de su maduración fisiológica, organoléptica y senescencia, obteniendo así, un patrón respiratorio característico para cada producto en particular. La respiración puede tener lugar en presencia de oxígeno (respiración

aeróbica) o en su ausencia (respiración anaeróbica; a veces, denominada fermentación) (Wills *et al.*, 1998).

Cuadro 4. Clasificación de algunos frutos de acuerdo con el comportamiento respiratorio durante la maduración.

<i>Frutos climatéricos</i>	<i>Frutos no climatéricos</i>
Manzana (<i>Malus domestica</i>)	Cereza (<i>Prunus avium</i>)
Chabacanos (<i>Prunus armeniaca</i>)	Pepino (<i>Cucumis sativus</i>)
Aguacate (<i>Persea americana</i>)	Uva (<i>Vitis vinifera</i>)
Plátano (<i>Musa sp.</i>)	Limón (<i>Citrus limon</i>)
Higo (<i>Picus carica</i>)	Piña (<i>Ananas comosus</i>)
Kiwi (<i>Actinidia deliciosa</i>)	Mandarina satsuma (<i>Citrus unshu</i>)
Mango (<i>Mangifera indica</i>)	Fresa (<i>Fragaria sp.</i>)
Melón (<i>Cucumis melo</i>)	Naranja dulce (<i>Citrus sinensis</i>)
Papaya (<i>Carica papaya</i>)	
Fruta de la pasión (<i>Pasiflora edulis</i>)	
Durazno (<i>Prunus persica</i>)	
Pera (<i>Pyrus communis</i>)	
Ciruela (<i>Prunus sp.</i>)	
Tomate (<i>Lycopersicon esculentum</i>)	

Fuente: Wills *et al.*, 1998.

Algunas frutas, como la piña o la fresa, no manifiestan un incremento en la respiración, por lo que se clasifican como frutas no climatéricas y aunque manifiestan la mayor parte de las transformaciones características de la maduración organoléptica, éstas transcurren en ellas a un ritmo más lento. La mayoría de las hortalizas ofrecen un patrón respiratorio no climatérico. La división de los frutos en dos grupos, basados en

los cambios de su actividad respiratoria es arbitraria, pero se ha estimulado la investigación en descubrir los cambios bioquímicos que controlan la respiración, principalmente de los frutos climatéricos (Wills *et al.*, 1998).

Kader (2001), menciona una actividad metabólica para frutos de melón 'Cantaloupe' de 10-20 mg CO₂/kg-h a una temperatura de 5°C. Por otro lado, Suslow *et al.* (2001), reporta una tasa respiratoria de 4-5 mL CO₂/kg-h a 5°C y de 23-33 mL CO₂/kg-h a 20°C, mientras que Quintero (2003), reporta una actividad máxima de 45 mL CO₂/kg-h en el cuarto día de almacenamiento a 20°C.

Etileno

El etileno es una fitohormona que se encuentra en estado gaseoso, la cual coordina y regula numerosos procesos de crecimiento y senescencia de las plantas en conjunto con la expresión de los genes (Abeles *et al.*, 1992; Jiang and Fu 2000).

Esta acción esta basada en dos tipos de respuesta: (a) respuesta en los cambios de la concentración del etileno celular (incremento en la producción de etileno causada por varios tipos de estres del medio ambiente y procesos del desarrollo, como la polinización) (Sato-Nara *et al.*, 1999) y (b) respuestas a los cambios en la sensibilidad del tejido al etileno (en la maduración de las frutas, en la senescencia de flores y en la abscisión de hojas) (Liu *et al.*, 1999). En tomate y otros frutos climatéricos como manzana, melón y plátano, el inicio en la producción de etileno es requerido para la maduración normal (Ayub *et al.*, 1996; Lelièvre *et al.*, 1997; Bleecker and Kende 2000).

El etileno es el iniciador dominante para la maduración de frutas climatéricas, lo que sugiere que existen genes que dependen del etileno y genes que son independientes del mismo, los cuales se encargan de regular las rutas que coexisten para coordinar los procesos de maduración y senescencia en frutos climatéricos y no climatéricos (Lelièvre *et al.*, 1997).

El etileno, tiene una función muy importante en la vida poscosecha de algunos productos hortícolas, ya que algunas veces es benéfico y mejora la calidad del producto

para hacer mas uniforme la maduración antes de la distribución hacia su punto de venta (Reid, 2002).

La extrema simplicidad de la estructura química del etileno (hidrocarburo insaturado más sencillo) y su naturaleza gaseosa, le confieren características especiales y únicas ante los distintos reguladores de desarrollo, tanto en el reino vegetal como animal. Su actividad biológica se produce a muy bajas concentraciones (0.01 $\mu\text{L/L}$) y afecta un amplio espectro de procesos fisiológicos (Zacarias, 1993).

La velocidad de producción de etileno en los distintos tejidos vegetales es normalmente muy baja, pero durante determinadas etapas del desarrollo (germinación de semillas, maduración de ciertos frutos, marchitamiento de flores, senescencia y abscisión de hojas, etc.) o frente a distintas condiciones ambientales adversas (infección de patógenos, lesiones, deficiencia o exceso de agua, bajas temperaturas, etc.), induce un importante incremento de la misma, que actúa como señal reguladora de las distintas respuestas fisiológicas (Abeles *et al.*, 1992).

Durante el climaterio de los frutos, se incrementa la producción de etileno dando inicio a la maduración, que se manifiesta como cambios en color, firmeza, aroma, sabor y otros atributos bioquímicos y fisiológicos de los frutos (Zacarias, 1993; Jiang and Fu 2000; Alexander and Grierson 2002; Reid, 2002).

Condiciones adversas bióticas y abióticas usualmente estimulan la síntesis del etileno. A nivel de expresión de genes se ha visto que el etileno induce la transcripción de un amplio rango de genes o de grupos de señales, para la defensa de patógenos y la maduración de frutos (O'Donnell *et al.*, 1996; Giovannoni, 2001). Esta claro, que el control de muchos de estos eventos ocurren a nivel de síntesis de hormonas, sin embargo, se esta demostrando que los niveles en los receptores de etileno son también altamente regulados. Evidencias genéticas y bioquímicas sostienen un modelo en el cual los receptores de etileno actúan como reguladores negativos en respuesta a la maduración (Klee, 2002).

Como en el caso de otras hormonas, el etileno se une a un receptor formando un complejo activado, con el cual se da inicio a las principales reacciones que incluyen la

modificación de la expresión de los genes y que da como resultado una amplia variedad de respuestas fisiológicas (Yang, 1985).

El etileno se produce de manera natural en la planta, consta de dos moléculas de carbono y cuatro de hidrogeno y es un regulador en las plantas que tiene numerosos efectos en el crecimiento, desarrollo y en la vida de almacenamiento de muchas frutas, hortalizas y cultivos ornamentales (Cuadro 5) (Saltveit, 1999).

Cuadro 5. Atributos biológicos del etileno

-
- ❖ Disminuye el desarrollo de color a temperatura ambiente
 - ❖ Participa en el desarrollo de compuestos orgánicos
 - ❖ Se encuentra en constante difusión dentro y fuera del tejido
 - ❖ Se produce por la metionina vía ACC por una vía metabólica altamente regulada
 - ❖ Las enzimas claves son la ACC sintasa y ACC oxidasa
 - ❖ La síntesis de etileno es inhibida (inhibición negativa de la retroalimentación) por el etileno en estado vegetativo e inmaduro y tejido reproductivo climatérico y no climatérico.
 - ❖ La síntesis de etileno es promovida (promoción positiva en la retroalimentación, o autocatalítica) por el etileno en el tejido climatérico reproductivo.
 - ❖ Efectivo en concentraciones de partes por millón (ppm, $\mu\text{L/L}$) y partes por billón (ppb, nL/L) (1 ppm equivale $6.5 \times 10^{-9}\text{M}$ a 25°C).
 - ❖ Requiere de O_2 para ser sintetizado y bajos niveles de O_2 y CO_2 para ser activos.
-

Fuente: Saltveit, 1999; Reid, 2002.

El climaterio puede ser influenciado por factores del medio ambiente, como el estrés hídrico o la nutrición de la planta, afectando el tamaño y la duración del incremento en la producción de etileno y el grado de respiración (Bower *et al.*, 2002).

Importancia del Etileno

El uso práctico para acelerar la maduración de los frutos, es una práctica muy antigua, aunque fue recientemente cuando se dio a conocer que el etileno era el agente causal. El uso de keroseno, para la curación forzada de limones fue una práctica comercial bien establecida en 1800s (Sherman, 1985).

En 1924, Denny observó que el agente causante del desverdecimiento de los cítricos era el etileno, aunque el proceso exigía una atmósfera templada. Poco después, numerosos investigadores demostraron, que el etileno aceleraba la maduración de muchas frutas, considerándose como un agente exógeno capaz de promover la maduración (Burg and Burg 1962; Burg and Burg 1967; Kader, 1985; McGlasson, 1985; Lelièvre *et al.*, 1997; Jiang and Fu 2000).

En 1934, se descubrió que las frutas al igual que otros tejidos vegetales producían pequeñas cantidades de etileno. Las investigaciones sobre la participación del etileno en la maduración de los frutos se vieron impulsadas por el desarrollo de técnicas de cromatografía en fase gaseosa, que permiten medir tasas muy bajas de este compuesto (Lyons *et al.*, 1962; Wills *et al.*, 1998).

Biosíntesis

La ruta de la síntesis del etileno esta establecida en las plantas superiores (Bleecker and Kende 2000). El etileno se sintetiza a partir del aminoácido metionina (Figura 5), vía una ruta de la que forman parte como productos intermedios la S-adenosil-metionina (SAM) y el ácido 1-aminociclopropano-1-carboxílico (ACC) (Adams and Yang 1979; Zacarías, 1993; Wills *et al.*, 1998). La metionina es activada

por ATP en forma de S-adenosilmetionina, a través de la actividad catalítica de la S-adenosilmetionina sintasa. El inicio de la S-adenosilmetionina en dos pasos específicos da la formación al etileno. El primer paso produce un aminoácido no proteico, el ácido 1-aminociclopropano-1- carboxílico (ACC). Esta es catalizada por la ACC sintasa con un piridoxal de fosfato, la cual actúa como un cofactor. La formación de ACC es el paso limitante en la biosíntesis del etileno (Figura 5) (Bleecker and Kende 2000; Hackett *et al.*, 2000; Reid, 2002).

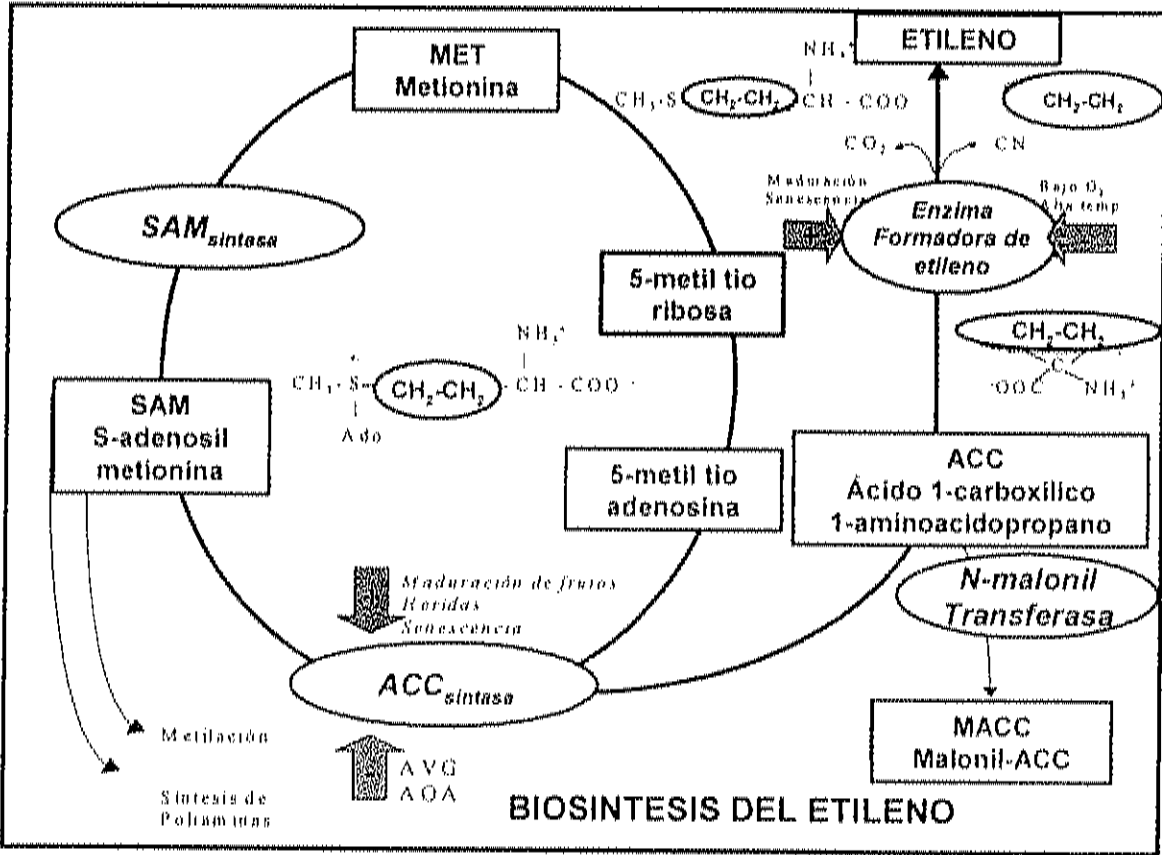


Figura 5, Biosíntesis del etileno (Reid, 2002).

Sin embargo, en las plantas superiores se puede eliminar la ACC por conjugación, para formar malonil ACC o glutamil ACC. La adición de ACC a frutos

preclimatéricos (inmaduros) suele producir sólo un pequeño incremento en la síntesis de etileno, lo que demuestra que se necesita otra enzima, la enzima formadora de etileno (EFE o ACC oxidasa), para convertir la ACC en etileno. La ACC oxidasa es una enzima lábil, sensible al oxígeno (Saltveit, 1999).

Entre los factores que afectan la actividad de la ACC sintasa, cabe mencionar la maduración propia de la fruta, la senescencia, las auxinas, las lesiones físicas y la lesión por frío. Se cree que esta enzima es piridoxal dependiente, porque requiere fosfato de piridoxal para que su actividad sea máxima, además, que es fuertemente inhibida por el fosfato del ácido amino-oxacético (AOA), la rizobitoxina y el ácido L-2-amino-4 (2-aminoetoxi)-trans-3-butenoico (AVG), que son inhibidores de las enzimas dependientes del fosfato de piridoxal (Johnson and Ecker 1998).

La ACC oxidasa es inhibida por la anaerobiosis, por temperaturas superiores a 35°C y por los iones cobalto. En los tejidos vegetales, se forman también pequeñas cantidades de etileno por oxidación de los lípidos, a través de mecanismos en los que participan radicales libres (Johnson and Ecker 1998; Wills *et al.* 1998; Kader, 2002).

Modo de Acción

A pesar de los considerables avances que se han producido en el conocimiento de la regulación de la biosíntesis del etileno, los progresos en los mecanismos por los que esta hormona ejerce su actividad biológica han sido escasos. ¿Cómo se percibe el nivel de etileno?, y ¿cómo esta señal se traduce cuantitativamente en una determinada respuesta fisiológica? Estas son dos cuestiones todavía sin responder (Zacarías, 1993).

Burg and Burg (1967), establecieron una serie de criterios estructurales para determinados hidrocarburos que presentan actividad biológica como la del etileno:

- a) Sólo los compuestos insaturados inducen actividad y ésta es mayor con un doble enlace.

- b) El doble enlace debe ser adyacente a un carbono terminal.
- c) La actividad es inversamente proporcional al tamaño de la molécula.

Basándose en estas observaciones y en la capacidad de las olefinas para unirse con metales, estos autores propusieron que el receptor del etileno podría ser una metaloproteína que contiene Cu^+ o Zn^+ . La interacción del etileno con esta metaloproteína se llevaría a cabo por una transferencia de electrones que originaría un cambio en la carga del metal (Zacarias, 1993).

Se ha propuesto la existencia de dos sistemas de regulación de la biosíntesis del etileno. El sistema I es iniciado, o quizás controlado, por un factor desconocido, probablemente implicado en la regulación de la senescencia. El sistema I desencadena el funcionamiento del sistema II, que es responsable de la producción de las grandes cantidades de etileno necesarias para la plena integración de los procesos de maduración en los frutos climatéricos. El sistema II, es un proceso autocatalítico, el etileno producido estimula la síntesis de nuevas moléculas del mismo (McGlasson, 1985; Lelièvre *et al.*, 1997; Wills *et al.*, 1998; Alexander and Grierson 2002). Los frutos no climatéricos no tienen un sistema II activo y el tratamiento de los frutos climatéricos con etileno hace innecesario el sistema I (McGlasson, 1985; Wills *et al.*, 1998).

Modo de Acción a Nivel Celular

En la Figura 6 se muestra la ruta de percepción del etileno, la cual comienza por un receptor tipo histidin kinasa situado en el plasmalema, cuya unión al etileno inactiva el gen CTR1 Raf-kinasa, una MAP Kinasa que actúa como regulador negativo de esta ruta, sugiriendo la implicación de una cascada de MAP kinasas en la respuesta hormonal (Wang *et al.*, 2002).

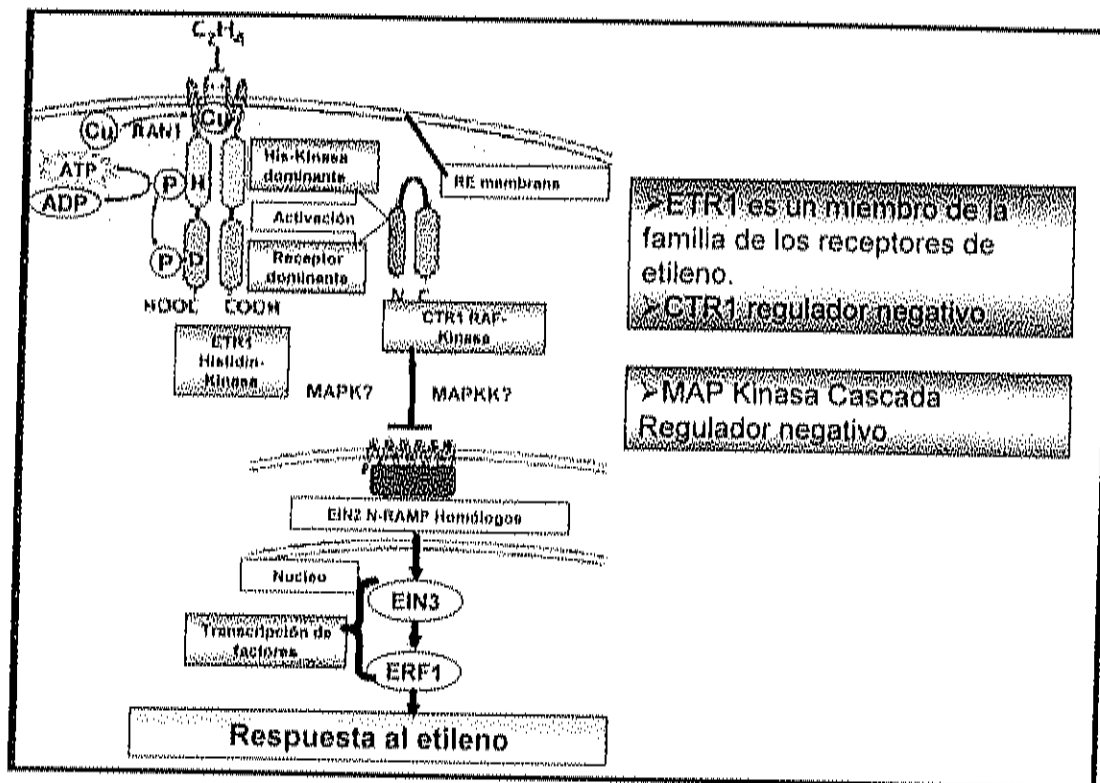


Figura 6. Modo de acción del etileno (Wang *et al.*, 2002).

La activación de la familia del EIN3 de las proteínas nucleares lleva a la inducción de genes, en respuesta al etileno vía por otros factores de transcripción, donde las señales en el núcleo son las proteínas de unión a los elementos de respuesta del etileno (EREBS), logrando una respuesta apropiada en la estimulación (Johnson and Ecker 1998; Gamble *et al.*, 2002; Wang *et al.*, 2002).

Efectos Deseables e Indeseables

Una vez que la maduración de los frutos climatéricos ha comenzado, la concentración de etileno interno rápidamente incrementa los niveles de saturación y la

aplicación de etileno exógeno no tiene un efecto promovedor en la maduración (Reid, 2002). Reduciendo la concentración de etileno externo alrededor de la mayoría de los frutos climatéricos, como manzanas, plátanos, melones y tomates, por lo regular no tienen un efecto en reducir la concentración interna de etileno en este tipo de frutos, debido a la larga difusión y resistencia de su piel y pulpa. Sin embargo, en los estados iniciales de la maduración, cuando los niveles de etileno son todavía bajos, aumenta el grado de difusión con bajas presiones de almacenamiento o inhibiendo la síntesis o acción del etileno se puede retardar la maduración (Saltveit, 1999).

La exposición a concentraciones de etileno tan bajas como 0.1-1.0 $\mu\text{L/L}$ día, son suficientes para acelerar y alcanzar la plena maduración de los frutos climatéricos, pero la magnitud del pico climatérico es relativamente independiente de la concentración de etileno aplicada. Por otro lado, en los frutos no climatéricos, el etileno sólo suele acelerar la actividad respiratoria, en tal grado que depende de la concentración del etileno a que se hayan visto expuestos. El incremento en la actividad respiratoria en respuesta al etileno, puede repetirse una y otra vez en los frutos no climatéricos, pero, sólo sucede una vez en los climatéricos (Wills *et al.*, 1998).

Sin embargo, la respuesta producida por el etileno endógeno y exógeno son numerosas y variadas (Cuadro 6) y son solamente benéficas o perjudiciales cuando son vistas antropomórficamente. Por ejemplo, los efectos que se han visto como benéficos incluyen la promoción de florecimiento en piñas y una aceleración en la maduración de tomate y melones (Saltveit, 1999).

Efectos que son vistos como deterioro, incluyen el aborto de flores y el desarrollo de manchas en lechuga. Con frecuencia la misma respuesta en la pérdida de clorofila, promoción de la maduración o estimulación del metabolismo de fenilpropanoides, se han visto como benéficos en algunos cultivos (desverdecimiento en cítricos, maduración de frutas climatéricas y estimulación contra la defensa de patógenos). Por otro lado, se tienen efectos perjudiciales como el amarillamiento de vegetales verdes, el excesivo ablandamiento de frutas o encafecimiento en las hojas de lechugas (Saltveit, 1999).

Cuadro 6. Respuesta de las plantas al etileno

Estimulación del etileno

- ❖ Síntesis del C_2H_4 en la maduración de frutos climatéricos
- ❖ Maduración de frutas
- ❖ Síntesis de pigmentos (ejemplo antocianinas)
- ❖ Degradación de clorofila y amarillamiento
- ❖ Germinación de semillas
- ❖ Respiración
- ❖ Metabolismo de fenilpropanoides
- ❖ Floración de las bromeliáceas (piña)
- ❖ Abcisión
- ❖ Senescencia

Inhibición del etileno

- ❖ Síntesis del etileno en tejido vegetativo y frutos no climatéricos
- ❖ Desarrollo de flores en muchas plantas
- ❖ Transporte de auxinas
- ❖ Elongación de tallos y raíces (crecimiento)
- ❖ Orientación normal de las microfibrillas de la pared celular

Fuente: Saltveit, 1999; Kader, 2002.

Benéficos (deseables). La utilización adecuada del etileno, puede ser de gran ventaja en los frutos climatéricos para adelantar y homogeneizar la maduración en poscosecha. También es usado para mejorar el aspecto de los frutos no climatéricos (Saltveit, 1999).

Los efectos benéficos del etileno son realizados por su aplicación durante el crecimiento de las plantas en el campo, huertos, invernadero y en la cosecha de productos (Cuadro 7). La aplicación en campo del etileno comienza con el desarrollo de

químicos como el etefón (ácido fosforico, 2-cloroetil). El etileno ha sido usado en forma líquida para el efecto de germinación de semillas y bulbos, para retardar el crecimiento, reducir la dormancia apical, para iniciar o inhibir la iniciación de raíces, la estimulación de latex y otras secreciones, para inducir, promover, o retardar el florecimiento, para alterar la expresión del sexo, para aumentar el desarrollo del color, como auxiliar en la cosecha y para desfoliar plantas (Abeles *et al.*, 1992).

Cuadro 7. Efectos benéficos del etileno en la calidad de frutas y hortalizas frescas.

-
- ❖ La pérdida de clorofila (color verde) es deseable en frutas, pero no en hortalizas.
 - ❖ Estimula la maduración en frutos climatéricos
 - ❖ Promueve el desverdecimiento en cítricos
 - ❖ Altera la expresión del sexo en las cucurbitáceas
 - ❖ Promueve la floración en las bromoleaceas (ejemplo piñas)
 - ❖ El desarrollo de carotenoides (amarillo y colores naranjas), es deseable en frutas. El desarrollo del color rojo en tomates, el cual es un carotenoide específico (licopeno); β -caroteno es la vitamina A, y es importante en la calidad nutricional.
 - ❖ Cambios en los carbohidratos, incluye la conversión de almidón-azucars (indeseable en papas, deseable en manzanas, plátanos y otros frutos).
 - ❖ La producción de compuestos volátiles esta asociada con la maduración, los cuales son muy importantes en la calidad comestible.
-

Fuente: Abeles *et al.*, 1992; Belding and Lokaj 2002; Kader, 2002.

Perjudiciales (indeseables). El etileno tiene algunos efectos que pueden ser perjudiciales en la calidad de los frutos, ya que pueden alterar o acelerar los procesos de la maduración y senescencia, los cuales se han visto como benéficos en un contexto diferente. Por ejemplo, el etileno promueve la degradación de clorofila, lo cual sería perjudicial en lechuga (pero sería benéfico en el curado de tabaco), o podría ser benéfico en el desverdecimiento de limones (pero perjudicial en el almacenamiento de limas) (Saltveit, 1999).

Los efectos perjudiciales son por lo regular causados por exposiciones accidentales de etileno a productos ya cosechados (Cuadro 8). La aplicación de etileno exógeno en frutos de tomate, indujo una mayor producción de CO₂, mientras que en frutos de fresas no tuvo el mismo efecto (Atta-Aly *et al.*, 2000).

Cuadro 8. Efectos perjudiciales del etileno en la calidad de frutas y hortalizas frescas

-
- ❖ Acelera la senescencia
 - ❖ Estimula la pérdida de clorofila (amarillamiento)
 - ❖ Aumenta el ablandamiento en frutas (desdoblamiento de pectinas)
 - ❖ Estimula la geminación de papas
 - ❖ Promueve la abscisión de hojas y flores
 - ❖ Cambios en las antocianinas y otros compuestos fenólicos pueden dar un encafesimiento en el tejido, el cual es indeseable para la calidad en la apariencia.
 - ❖ Cambios en ácidos orgánicos, proteínas, aminoácidos y lípidos pueden influenciar la calidad del sabor de los productos.
 - ❖ La pérdida en el contenido de vitaminas, especialmente el ácido ascórbico es perjudicial en la calidad nutricional.
-

Fuente: Saltveit, 1999; Kader, 2002.

La contaminación atmosférica con etileno y sus análogos, es mucho más común cuando las plantas son cultivadas o almacenadas en espacios confinados así como invernaderos, almacenamiento en cuartos fríos y empaques (Saltveit, 1999).

Los efectos del etileno también se ven manifestados en flores, donde la senescencia de algunos tipos de flores es estimulada por concentraciones muy bajas de este gas (Reid, 2002). -

Efectos Durante la Maduración de los Frutos

El etileno puede mejorar la apariencia de muchos frutos, ya que estimula el proceso de maduración. El desarrollo del color en los frutos es una de las características que producen una mayor calidad, por lo menos, en el lapso de tiempo que tendría desde la cosecha (Saltveit, 1999).

El etileno acelera la degradación de clorofila e induce el amarillamiento de tejidos verdes, lo cual reduciría la calidad en el mercado de hojas, flores, frutas y hortalizas inmaduras (Kader, 1985). La piel de los cítricos inmaduros es todavía verde cuando la fruta comienza a ser comestible, pero los tratamientos con etileno aceleran la degradación de clorofila y la aparición de colores amarillos y naranjas. Un similar proceso ocurre en plátanos, donde el etileno estimula la pérdida de clorofila y la aparición del color amarillo; sin embargo, el etileno también promueve la maduración de la pulpa. Uno de los primeros usos comerciales del etileno fue para blanquear apio, ya que aumenta la pérdida de clorofila. Sin embargo, otros parámetros en la maduración (ablandamiento, sólidos solubles, ácidos orgánicos, aroma y sabor, puede ser menos inhibida que cuando mantienen una apariencia aceptable, otros parámetros de calidad pueden decrecer a niveles que no son aceptables (Saltveit, 1999).

El etileno promueve cambios en la maduración, los cuales son importantes en la calidad del sabor, como la conversión de almidón a azúcares, la pérdida de acidez y la formación de compuestos volátiles en frutos climatéricos (Kader, 1985).

La concentración de ácidos orgánicos y azúcares, tiene mucha importancia en el sabor sobre la maduración de los frutos. Las características del sabor de un gran número de frutos resulta de los compuestos volátiles producidos durante la maduración y maceración de los frutos (Alexander and Grierson 2002). En frutos de melón el desarrollo del aroma, esta fuertemente asociada con la maduración (Wang *et al.*, 1996).

El etileno tiene una función importante en la producción de compuestos volátiles en melón 'Charentais', sin embargo, un antisentido en la supresión en la biosíntesis del etileno, muestra una inhibición en el desarrollo de compuestos aromáticos en este fruto (Ayub *et al.*, 1996; Bauchot *et al.*, 1998).

Durante la maduración, el ablandamiento es influenciado por la concentración interna de etileno de la fruta (Dauny and Joyce 2002). Sin embargo, el ablandamiento de las frutas expuestas al etileno puede reducir su vida de anaquel (Kader, 1985).

Los cambios en la firmeza ocurren en la fruta por la modificación de la pared celular y parcialmente la acción de las enzimas (Giovannoni, 2001; Alexander and Grierson 2002). La pérdida de la firmeza durante la maduración de melón fue relacionada con la pérdida de poliuronidos y un incremento en los uronidos solubles (Abeles *et al.*, 1992).

1-Metilciclopropeno

En los últimos años Sisler y colaboradores han descubierto agentes muy efectivos que pueden bloquear la acción del etileno. Bloqueando la acción de esta hormona, se puede controlar la maduración, senescencia y otras respuestas al etileno (Sisler and Serek 1999).

En años recientes, se descubrió que diversos compuestos olefinicos sintéticos volátiles son fuertes inhibidores de la acción del etileno (Sisler and Yang 1984). Sisler and Serek (1999), señalan que existen cuatro compuestos que han sido ampliamente utilizados en investigaciones científicas para inhibir la acción del etileno: 2,5

norbornadieno (2,5-NBD), transcicloocteno, diazociclopentadieno (DACP) y 1-metilciclopropeno (1-MCP).

En 1994 el bioquímico Ed Sisler de la Universidad del Norte de Carolina, descubrió el compuesto 1-MCP, que al parecer actúa como un inhibidor irreversible del etileno. Bajo la presencia de este compuesto los receptores de etileno del tejido no pueden detectar al etileno (Blankenship, 2001). Por lo que, el 1-MCP ocupa los receptores de etileno en la célula, impidiendo de esta manera que el etileno pueda unirse a ellos y llevar a cabo su acción (Blankenship and Dole 2003).

Sisler and Serek (1997), propusieron un modelo de cómo el 1-MCP reacciona con los receptores del etileno. La afinidad de los receptores por el 1-MCP es aproximadamente 10 veces más grande que por la del etileno. Comparado con el etileno, el 1-MCP es activo a muy bajas concentraciones (ppb vs ppm). El 1-MCP también influye en la biosíntesis del etileno en algunas especies, inhibiendo la retroalimentación del mismo (Blankenship and Dole 2003).

Este compuesto permite retrasar los procesos de respiración, conversión de almidón a azúcares y aspectos referentes a la ruptura o ablandamiento de la pared celular (Jeong *et al.*, 2002). Aparentemente, no es peligroso y es muy efectivo a bajas concentraciones, debido a que se encuentra en fase gaseosa, además de que es sencillo de manejar en los cuartos de almacenamiento (Blankenship, 2001).

El 1-MCP es una nueva herramienta que ha sido añadida a la lista de opciones para extender la calidad y vida de anaquel de muchas frutas y hortalizas (Sisler and Serek 1999). No solamente el uso del 1-MCP promete un avance comercial en la agricultura, sino que también, en programas de investigación promete información muy valiosa para entender y proporcionar nuevos indicios acerca de las respuestas que tienen las plantas (Sisler and Serek 1997; Fan and Mattheis 1999a; Blankenship, 2001).

A temperatura y presión estándar, el 1-MCP es un gas con peso molecular de 54 mol y su fórmula es C_3H_4 (Blankenship, 2001).

Condiciones de Uso

Se deben considerar diversos factores para la eficacia en el uso del 1-MCP: (1) su efecto dependerá de la concentración, tiempo y temperatura, (2) la concentración requerida para inhibir la maduración varía con el tipo de fruta y el estado de madurez al momento de realizar el tratamiento y (3) considerando que el 1-MCP se liga a los receptores del etileno irreversiblemente, la inhibición del efecto al etileno podrá ser superada por la producción de nuevos receptores en la célula (Blankenship, 2001; Pre-Aymard *et al.*, 2003).

Temperatura. En muchos estudios, el 1-MCP ha sido aplicado en un rango de temperaturas de 20 a 25°C, aunque también se han utilizado temperaturas más bajas (DeEll *et al.*, 2002; Dong *et al.*, 2002). Existe una relación entre la concentración, tiempo y temperatura de aplicación y se ha encontrado que la aplicación a bajas temperaturas no es tan efectivo en algunos cultivos (Blankenship and Dole 2003).

Serek *et al.* (1995), encontraron que el tratamiento con 1000 ppb de 1-MCP fue más efectivo en retrasar el marchitamiento de flores sensibles al etileno cuando fueron tratadas a 20°C, aunque este mismo tratamiento no logró tener el mismo efecto cuando las flores se trataron a 2°C. En manzanas 'Cortland', se mostró una mejor retención de la firmeza cuando los frutos se trataron con dosis de 1-MCP a 3°C por 9 horas ó a 13 y 23°C por 6 horas, pero no se observó el mismo efecto en manzanas 'Empire' tratadas por 3 horas en ninguna de las temperaturas mencionadas anteriormente (DeEll *et al.*, 2002). En manzanas 'Cox' y 'Bramley' almacenadas de 3 a 4°C por 2 y 3 meses, la aplicación del 1-MCP mostró un efecto muy marcado en la retención de la firmeza (Dauny and Joyce 2002).

Dosis. Las concentraciones utilizadas de 1-MCP varían ampliamente con el tipo de producto hortícola utilizado, tiempo, temperatura y método de aplicación (Blankenship and Dole 2003). En manzanas 'Anna' tratadas con 100 ppb de 1-MCP, no se observó un efecto en la producción de compuestos volátiles, aunque al aumentar la concentración a

1000 ppb de 1-MCP, se pudo reducir hasta un 70% la producción de compuestos volátiles en comparación con los frutos testigo (Lurie *et al.*, 2002). De igual manera, Báez *et al.* (2001), en estudios realizados con tomate en estado de madurez cambiante, aplicó dosis de 125, 250 y 500 ppb de 1-MCP a 20°C, observando que los frutos tratados con 1-MCP, mantuvieron la firmeza por mas tiempo que los frutos testigo.

Duración del tratamiento. En muchos estudios la duración del tratamiento con 1-MCP esta en un rango de 12 a 24 horas, el cual es suficiente para obtener una respuesta satisfactoria en el retraso de la maduración (Blankenship and Dole 2003; Golding *et al.*, 1998). Una exposición de 6 h y 450 ppb de 1-MCP, no fueron suficientes para reducir la respiración y producción de etileno en aguacates (Jeong *et al.*, 2002). Los diferentes tipos y variedades en un mismo cultivar también deben ser considerados; manzanas 'Empire', requieren menos tiempo de tratamiento que manzanas 'Cortland' para lograr el mismo efecto, aún con la misma concentración utilizada de 1-MCP (DeEll *et al.*, 2002). En manzanas 'Queen Cox' y 'Bramley' aplicaron dosis de 0.1 a 10 $\mu\text{L/L}$ de 1-MCP con un tiempo de exposición de 6, 12, 24 y 48 h, observando un efecto en la retención de la firmeza sin mostrar diferencias muy marcadas entre tiempos.

Modo de Acción

El 1-MCP aplicado en poscosecha bloquea la unión del etileno a sus receptores presentes en la célula. La fruta podrá producir pequeñas cantidades de etileno, pero ésta no responderá al etileno presente, ya que los receptores estarán ocupados por el 1-MCP. El etileno unido al receptor en la célula es como una "llave" unida a una "cerradura". Cuando el etileno se une a los receptores, semeja como si la cerradura girara y una puerta se abriera, iniciando así una cascada de eventos en los frutos, como el ablandamiento, el amarillamiento de hojas, la caída de flores, etc. El 1-MCP, también puede actuar como una "llave" que esta dentro de la "cerradura", solo que este impedirá hacer girar la "cerradura" y "abrir la puerta". Cuando el 1-MCP "llave", ocupa el

receptor “cerradura”, no es posible para el etileno “llave” ir al receptor “cerradura”, ya que el 1-MCP esta bloqueando la cerradura, y hace que no se de la cascada de respuestas, inhibiendo así los procesos de maduración (Figura 7). Esta es la ruta por la cual el 1-MCP actúa como un inhibidor del etileno en las plantas (Blankenship, 2001).

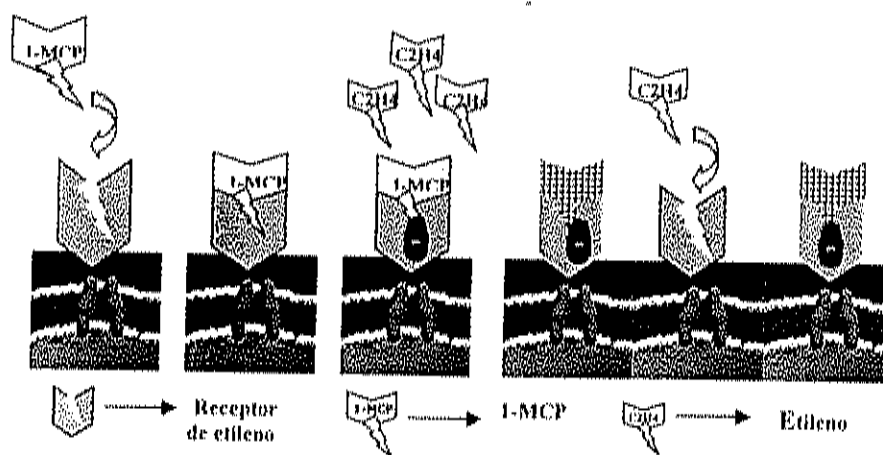


Figura 7. Modo de acción del 1-MCP (Blankenship, 2001).

Regeneración de Sitios Disponibles

El 1-MCP se une y bloquea a los receptores de etileno en la célula, como resultado, el etileno no es capaz de unirse a los receptores y no genera una respuesta a la maduración. El 1-MCP también ha mostrado efectividad en reducir la concentración de etileno interno, es decir la supresión autocatalítica en la producción de etileno (Dauny and Joyce 2002).

La pérdida de la eficacia del 1-MCP durante el tiempo de almacenamiento es probablemente debido al incremento a la disponibilidad de nuevos sitios receptores en el tejido de la fruta. Aquí existe un debate en relación de como los receptores se incrementan de manera natural. Es probable que los sitios de unión se relacionen de manera pasiva con las uniones de 1-MCP después de un tiempo (regeneración) y de esta

forma, el 1-MCP pueda ser lentamente metabolizado y los nuevos sitios de unión sean formados (síntesis) (Dauny and Joyce 2002).

Blankenship and Dole (2003), señalan que el 1-MCP se une de manera permanente a los receptores en el momento de la aplicación y que cualquier respuesta al etileno es debida a la aparición de nuevos sitios receptores. Además, es posible que el exceso de 1-MCP pueda ser absorbido de manera diferente por el tejido de la fruta, hasta lograr la saturación de los sitios de unión del etileno (Golding *et al.*, 1998).

Se han encontrado respuestas en algunos cultivares de manzanas, en el sentido de que pueden generarse nuevos sitios de unión o que su unión sea incompleta. Manzanas 'McIntosh', pueden necesitar concentraciones mas altas de 1-MCP en comparación con otras variedades, debido a que este cultivar produce mayores cantidades de etileno (Watkins *et al.*, 2000).

Respuestas Fisiológicas

Producción de etileno. La producción de etileno se ha visto disminuida por efecto del 1-MCP en una gran cantidad de frutos. En manzanas 'Fuji', 15 días después del tratamiento (Fan and Mattheis 1999b), así como en manzanas 'Anna' se logró una inhibición del 50 y 95% con 100 ppb y 1000 ppb de 1-MCP respectivamente (Lurie *et al.*, 2002). En este mismo cultivar, los frutos tratados con 1000 ppb de 1-MCP, se observó que la producción de etileno fue menor cuando los frutos se almacenaron a 20°C (Pre-Aymard *et al.*, 2003). En fresas, se aplicaron concentraciones de 0 a 1000 nL/L por 2 h a 20°C y también se observó una disminución en la producción de etileno (Jiang *et al.*, 2001).

Respiración. El máximo incremento en la tasa respiratoria o producción de CO₂ en tomate, fue suprimida de 6 a 8 días con la aplicación de 1-MCP, no así la acidez titulable se mantuvo a lo largo del tiempo de almacenamiento (Wills and Ku 2002). Este efecto también se observó en plátanos tratados con propileno y posteriormente tratados con 1-

MCP (Golding *et al.*, 1998). En manzanas 'Anna' tratadas con 1000 ppb de 1-MCP, la tasa respiratoria fue significativamente más baja en comparación con los frutos testigo o frutos tratados con 100 ppb (Pre-Aymard *et al.*, 2003). Quintero (2003), encontró que en frutos de melón tratados con 300 ppb de 1-MCP, se mostró un aumento en la tasa respiratoria al tercer día de almacenamiento a 20°C, además, menciona que el aumento en la respiración puede deberse al estado de madurez del fruto o a otros factores desconocidos tales como el estrés provocado por el tratamiento gaseoso.

Volátiles. La formación de compuestos volátiles en manzanas es inhibida por el uso del 1-MCP (Fan and Mattheis 1999b). El 1-MCP también causó un cambio cuantitativo en la composición de compuestos volátiles en plátanos, un incremento en alcoholes y un decremento en los ésteres (Golding *et al.*, 1999). En manzanas 'Anna', se alcanzó una reducción del 70% en los compuestos volátiles en los frutos tratados con 1-MCP versus frutos testigo durante el almacenamiento a 20° C (Lurie *et al.*, 2002). En frutos de melón 'Cantaloupe' se encontró que los frutos tratados con 1-MCP, presentaron una menor producción de compuestos volátiles con respecto a los frutos testigo (Quintero, 2003).

Ablandamiento. El ablandamiento de la fruta se conoce como uno de los procesos de la maduración que es sensible al etileno (Lelièvre *et al.*, 1997). El 1-MCP retarda el ablandamiento en una gran variedad de frutas, pero en otras especies no muestra el mismo efecto. El 1-MCP retardó el ablandamiento por 4 días en aguacates, 3 días en chirimoyas, 5 días en mango y hasta 15 días en papaya (Hofman *et al.*, 2000). DeEll *et al.* (2002), realizaron un estudio con manzanas 'Cortland' y 'Empire', encontrando que el tratamiento con 1-MCP retuvo la firmeza durante el almacenamiento. En aguacates, el 1-MCP retrasó la inducción del etileno en el ablandamiento del fruto (Jeong *et al.*, 2002).

En información más específica relacionada con el ablandamiento de la fruta, se ha observado que la actividad de poligalacturonasa y celulosa fue disminuida con la aplicación de 1-MCP, aunque la actividad de ambas enzimas estuvo presente y el aguacate se maduró y ablandó de forma normal (Feng *et al.*, 2000). Jeong *et al.* (2002),

encontraron que la actividad de la PG fue completamente suprimida por más de 10 días con la aplicación de 1-MCP, lo que indica que el ablandamiento puede ocurrir sin la actividad de la PG ya que los frutos maduraron normalmente. El contenido de ácidos urónicos en aguacate disminuyó en los frutos testigo al igual que en los tratados con 1-MCP.

En manzanas, el efecto del 1-MCP durante la maduración se observa principalmente en la firmeza, ya que en la degradación de almidón y la acumulación de azúcares no tuvieron efectos muy marcados (Beaudry, 2001). Mientras que en kiwi, después de 2 a 4 semanas de almacenamiento en frío, los frutos tratados con 1-MCP fueron significativamente más firmes comparados con el testigo, aunque el 1-MCP comenzó a perder su eficacia después de 4 semanas de almacenamiento (Crisosto and Garner 2001).

Acidez titulable. El efecto del 1-MCP en la acidez titulable es variable, ya que en algunos cultivos se ve afectado y en otros no (Blankenship and Dole 2003). En frutos de tomate, se inhibió completamente la pérdida de acidez titulable (Wills and Ku 2002). Watkins *et al.* (2000), encontraron que la acidez titulable de manzanas 'Law Rome', 'Delicious', 'Empire' y 'McIntosh' fue siempre más alta en los frutos tratados con 1-MCP durante el almacenamiento en frío, aunque el efecto fue inconsistente durante el almacenamiento en atmósferas controladas. Por otro lado, en naranjas 'Shamouti', el 1-MCP no mostró un efecto en la acidez titulable (Porat *et al.*, 1999).

Azúcares. Los sólidos solubles no se vieron afectados por el uso del 1-MCP en naranjas (Porat *et al.*, 1999), chabacanos y ciruelas (Dong *et al.*, 2002), manzanas y mangos (Hofman *et al.*, 2000), así como tampoco en manzanas 'Cortland' y 'Empire' (DeElH *et al.*, 2002). Watkins *et al.* (2000), encontraron diferencias en el contenido de azúcares en manzanas tratadas con 1-MCP. Las variedades 'McIntosh' y 'Law Rome', presentaron un contenido de sólidos solubles más bajo, no así, las variedades 'Delicious' y 'Empire', que tuvieron mayor contenido de sólidos solubles que los frutos no tratados. En melón se

observó un mayor contenido de SST con melones tratados con 1-MCP con respecto a los frutos no tratados (Quintero, 2003)

Pérdida de peso. El 1-MCP en naranjas mostró un efecto en reducir la pérdida de peso (Porat *et al.*, 1999), caso contrario se observó en aguacate (Jeong *et al.*, 2002) y melón, donde los frutos tratados sí lograron retardar la pérdida de peso (Quintero, 2003)

MATERIALES Y MÉTODOS

Material Vegetativo

Frutos de melón 'Cantaloupe' (*Cucumis melo L.*), variedad Laredo (Seminis Seed), fueron utilizados para este experimento. Los frutos se obtuvieron de un empaque comercial de la costa de Hermosillo Sonora, los cuales fueron recibidos en los laboratorios del CIAD Unidad Culiacán, el mismo día de la cosecha.

Tratamiento con 1-MCP

Los frutos fueron separados en 2 lotes y colocados en contenedores de 0.238 m³ donde se les aplicó el químico SmartFresh™ (formulación en polvo que contiene 3.3% de 1-MCP, Rohm and Hass Co.). Se realizaron dos replicas por tratamiento, las dosis aplicadas fueron de 0 (testigo), 600 y 900 ppb de 1-MCP durante un tiempo de exposición de 12 h. Los tratamientos fueron almacenados a 5 y 20° C con una humedad relativa del 90% (HR).

La liberación del 1-MCP se logró colocando la cantidad de producto necesaria para obtener la concentración requerida dentro del contenedor y adicionando 3 mL de agua destilada.

Al terminar el tiempo de exposición con 1-MCP, los contenedores fueron destapados y los frutos que se trataron a 5°C se mantuvieron 6 días bajo estas condiciones para simular el tiempo y la temperatura del transporte hacia los mercados de Canadá y la costa Este de E.U., mientras que el segundo lote (frutos que fueron tratados a 20°C) se mantuvieron bajo las mismas condiciones de almacenamiento a 20°C por 6

días. Posteriormente todos los frutos se almacenaron a 20° C (para simular condiciones de mercadeo).

A los frutos de cada tratamiento se les evaluó respiración y producción de etileno diariamente; cada dos días, firmeza, pérdida de peso, color interno, pH, acidez titulable, sólidos solubles totales (°Brix) y cada cuatro días actividad de las enzimas PG, Cx-celulasa y β -galactosidasa.

Análisis Fisiológicos

Respiración y Producción de Etileno

La tasa respiratoria y la producción de etileno fueron cuantificadas diariamente usando el mismo fruto en cada uno de los tratamientos. Los frutos se colocaron individualmente en recipientes de plástico herméticamente cerrados, los cuales fueron equipados con mangueras de entrada y salida de aire con flujo constante y conectados a un tren de respiración.

Se tomaron muestras de aire de la manguera de salida con una jeringa hipodérmica de 1 mL para posteriormente ser inyectadas en un cromatógrafo de gases Varian 3300 (Walnut Creek, CA), adaptado con dos detectores conectados en serie, uno de conductividad térmica para CO₂ y otro de ionización de flama para etileno. Se utilizó una columna para la separación de los gases tipo Hayesep Q 100/120 de 1/8 x 6 pies operada a una temperatura de 70° C (1.5 min.), con un incremento hasta de 120° C a una velocidad de 50° C/min. Para la interpretación de resultados los datos se interpolaron en una curva estándar con concentración de 0.52% de CO₂ y para el etileno 1 ppm.

El resultado se reporta como mL CO₂/Kg-h y μ L C₂H₄/Kg-h considerando el peso inicial de los frutos y la velocidad del flujo del aire (Báez *et al.*, 2001).

Análisis Físicos

Firmeza del Fruto

La firmeza se determinó por punción, utilizando un penetrómetro Chatillon DFIS50 (North Carolina, USA), con una punta tipo cilindro con un diámetro de 8 mm. Esta variable se registró en cuatro puntos del fruto eliminando previamente la cáscara, los resultados se expresan como la fuerza necesaria (N) para penetrar la pulpa del fruto (Bourne, 1980).

Pérdida de Peso

Se realizó de manera gravimétrica en una balanza Torrey MFQ40 registrando cada dos días el peso individual de 10 frutos previamente seleccionados para obtener la diferencia mostrada en peso cada día del análisis. Los resultados se expresaron como porcentaje acumulado de pérdida de peso (Díaz-Perez y Araiza 1997) utilizando la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Pérdida de peso} = \frac{(\text{Peso inicial del fruto} - \text{Peso diario del fruto})}{\text{Peso inicial del fruto}} \times 100$$

Color

El color se evaluó solamente en la pulpa del fruto (color interno), debido a que la cáscara del melón no presenta cambios considerados durante el tiempo de almacenamiento. El color se determinó en cuatro puntos de la pulpa, utilizando un colorímetro Minolta CR-300 (New Jersey, USA) y auxiliados con el disco de color (Figura 8) publicado en el manual de operación del equipo para la interpretación de los

datos. Los resultados son presentados como luminosidad (L^*), cromaticidad (C^*) y ángulo de matiz ($^{\circ}\text{Hue}$). En el caso particular de melón, el ángulo Hue presenta valores de 0° a 90° en el sentido de rojo a amarillo, el croma o saturación muestra valores de 0 a 60 que indican la intensidad del color salmón en el fruto y la luminosidad indica que tan claro u oscuro es la pulpa del fruto, los valores son 0 (negro) y 100 (blanco) (McGuire, 1992).

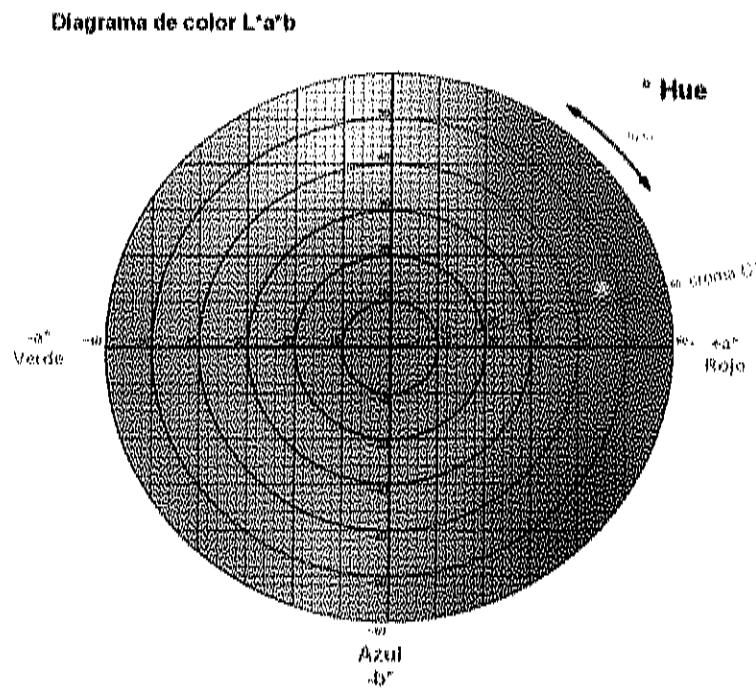


Figura 8. Círculo de color que expresa el color verdadero ($^{\circ}\text{Hue}$) y la cromaticidad (Croma)

Evaluaciones Bioquímicas

Preparación del Extracto

El extracto enzimático se obtuvo siguiendo la metodología de Jeong *et al.* (2002), con algunas modificaciones. Pulpa del fruto de melón parcialmente descongelado (5 g)

fue homogenizado con 20 mL de etanol frío al 95% durante 1 min en un homogenizador de tejidos Ultra-Turrax (Modelo T25) y centrifugado a 18,200 g por 10 min a 4°C. El sobrenadante se eliminó y el sedimento se resuspendió en 25 mL de etanol frío al 80% por 1 min y se centrifugó de nuevo (18,200 g por 10 min a 4°C). El sedimento fue transferido a 25 mL de acetona fría por 10 min seguida por centrifugación (23,300 g, 10 min, 4°C). Después de dos lavados adicionales con acetona, el sedimento fue removido con una espátula y resuspendido en 25 mL de etanol frío al 80%, manteniendo la mezcla por 10 min en un baño de agua fría para posteriormente ser centrifugado (23,300 g, 10 min, 4°C). El sedimento fue transferido en 15 mL de acetato de sodio 10 mM, pH 5, conteniendo 1 M de NaCl, por un tiempo de 30 min en un baño de agua fría para posteriormente centrifugarse (23,300 g, 10 min, 4°C). El sobrenadante fue el extracto que se utilizó para la determinación de la actividad enzimática.

Ensayo de Poligalacturonasa (PG E.C. 3.2.1.15)

Para determinar la actividad enzimática primeramente se desaló el extracto utilizando una columna Econo-pac 10DG (Bio-Rad) (volumen de 10 ml) equilibrada con 20 mL de acetato de sodio 50 mM pH 5.0, el cual se empleó a lo largo del ensayo en esa misma concentración y pH. Se eluyeron 3 mL del extracto enzimático y se recuperó la proteína retenida en el lecho del gel agregando 4 mL de acetato de sodio.

A 1.5 mL de ácido poligalacturónico al 1% en acetato de sodio, se le adicionó 1 mL de extracto desalado y se incubó en un baño María durante 2 horas a 37° C en agitación constante. Una vez concluida la reacción enzima-sustrato, la mezcla se centrifugó a 23,300 g durante 10 min a 25°C para separar el ácido galacturónico formado del resto del ácido poligalacturónico que no reaccionó. Para la cuantificación del ácido galacturónico (AGA) se tomaron 400 µL del sobrenadante y se le adicionó 400 µL de una disolución al 1% de 2-cianocetamida para el análisis de grupos reductores y 2 mL de buffer de boratos 100 mM, pH 9.0 con el fin de detener la reacción enzimática (Gross, 1982). La mezcla se colocó en un baño de agua hirviendo durante 10 minutos y

posteriormente se enfrió a temperatura ambiente para ser leída en el rango ultravioleta a 276 nm en un espectrofotómetro UV-VIS marca Varian modelo Cary-1E (USA). La lectura se comparó contra un blanco inactivado, el cual se procesó de igual manera que las muestras.

Con la finalidad de trasladar los resultados a $\mu\text{mol/mL}$ de ácido galacturónico (AGA), la absorbancia obtenida con el extracto se interpoló en una curva patrón que incluyó concentraciones de 0 a 0.94 $\mu\text{mol/mL}$ de ácido galacturónico monohidratado, la cual se ensayó de igual manera que el extracto desalado con todos los procedimientos del análisis de actividad poligalacturonasa. La unidad de actividad fue tomada como la cantidad de enzima que catalizó la liberación de 1 μmol de ácido galacturónico/h a pH 5 a 37°C.

Para reportar actividad enzimática específica se determinó el contenido de proteína de cada extracto por el método de Bradford, (1976), según las recomendaciones del reactivo para análisis de proteína Sigma-Aldrich. La curva estándar se realizó con albúmina de suero bovino de 0 a 400 $\mu\text{mol/mL}$ de dilución de proteína.

Ensayo de Carboximetilcelulasa (Cx-celulasa E.C. 3.2.1.4).

Para la actividad específica de esta enzima se tomó 1 mL del extracto desalado y se mezcló con 1.5 mL de una disolución de carboximetilcelulosa al 1%, pH 5.5 y 1 mL de buffer citrato-fosfato pH 5. La mezcla de reacción se incubó durante 3 horas a 37°C bajo agitación constante. Cumplido el tiempo de incubación se procedió al análisis de grupos reductores (Gross, 1982), se adicionaron 600 μL de 2-cianocetamida y 2 mL de buffer de boratos 100 mM, pH 9.0. Posteriormente, la mezcla se mantuvo durante 10 min en un baño de agua hirviendo y se equilibró a temperatura ambiente para registrar la absorbancia a 276 nm y comparado contra un blanco inactivado. Para la interpretación de resultados en $\mu\text{mol/mL}$ de glucosa, la absorbancia obtenida con el extracto se interpoló en una curva patrón que incluyó concentraciones de 0 a 1.10 $\mu\text{mol/mL}$ de

glucosa. La unidad de actividad fue tomada como la cantidad de enzima que catalizó la liberación de 1 μmol de glucosa/h a pH 5 y 37°C.

Ensayo de β -Galactosidasa (β -gal E.C.3.2.1.23)

El ensayo de esta enzima se realizó de acuerdo al método descrito por Pressey, (1983); Carrillo *et al.* (2002), donde determinan la velocidad a la cual la enzima hidroliza el sustrato *p*-nitrofenil- β -D-galactopiranosido. La mezcla de reacción consistió de 0.5 mL de buffer de acetato de sodio 50 mM pH 5 conteniendo el sustrato *p*-nitrofenil- β -D-galactopiranosido y se le adicionó la enzima diluida, que consistió de 20 μL del extracto desalado mas 230 μL de agua des-ionizada. Después de 15 minutos a 37° C en agitación constante se detuvo la reacción adicionando 1 mL de hidróxido de amonio 1N con EDTA 2 mM. Se midió la absorbancia a 400 nm del *p*-nitrofenol liberado durante la reacción.

Para la interpretación de resultados en $\mu\text{mol/mL}$ de *p*-nitrofenol y D-galactosa, la absorbancia obtenida con el extracto se interpoló en una curva patrón que incluyó concentraciones de 0 a 1.43 $\mu\text{mol/mL}$ de *p*-nitrofenol o D-galactosa. La unidad de actividad de la enzima β -galactosidasa se define como la cantidad de la enzima que hidroliza 1 μmol de *p*-nitrofenil- β -D-galactopiranosido a *p*-nitrofenol y D-galactosa/min a pH 5 a 37°C.

Análisis Químicos

Los parámetros de pH, acidez titulable y sólidos solubles se realizaron siguiendo las metodologías reportadas por la A.O.A.C. (1998). Se tomaron 10 g de muestra de melón y se homogeneizaron con 50 mL de agua destilada neutralizada (pH=7), utilizando una licuadora convencional. Posteriormente, se filtró el homogenizado a través de una tela de organza y se tomaron alícuotas para los análisis correspondientes.

pH y Acidez Titulable

Las mediciones de pH y acidez titulable se realizaron de manera conjunta, para lo cual se utilizó un potenciómetro digital marca Corning pH Meter 140 (U.K., USA), equipado con un electrodo de cristal para indicar de manera directa el pH de la solución, el resultado se reportó como unidades de iones hidronio. De igual manera, el electrodo es utilizado para cuantificar la acidez titulable de la solución expresada en % ácido málico, tomando como muestra una alícuota de 50 mL, la cual fue titulada con NaOH 0.1 N hasta alcanzar un pH de 8.2, el cual indica la neutralización ácido-base. Los mililitros gastados de NaOH para la neutralización, así como el volumen de la alícuota y los miliequivalentes del ácido predominante en la muestra, son utilizados por el equipo para cuantificar la acidez titulable de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Acidez Titulable} = \frac{V * N * M}{A} * 100$$

Donde:

V = mL de NaOH gastados durante la titulación

N = normalidad de la solución de NaOH ($\approx 0.1N$)

A = alícuota de la muestra

M = peso miliequivalente del ácido orgánico principal (ácido málico = 0.067)

Los datos obtenidos del equipo son de manera directa y se reportan como porcentaje de ácido málico presente en la muestra.

Sólidos Solubles Totales

La concentración de sólidos solubles se determinó colocando una gota del filtrado obtenido anteriormente (10 g muestra + 50 mL de agua neutralizada), en un refractómetro ABBE Leica Mark II con temperatura compensada y previamente

calibrado con agua destilada. Los resultados se expresaron como °Brix y de ser necesario se multiplican por la dilución empleada en la preparación del extracto (en este caso, 1 de muestra + 5 de agua= 6).

Análisis Estadístico

El experimento fue conducido con un diseño de 3 factores. Este estudio se dividió en dos experimentos: 1) de pruebas destructivas y 2) pruebas no destructivas.

Para las pruebas destructivas se analizaron variables como firmeza, actividad de las enzimas poligalacturonasa, ex-celulasa y β -galactosidasa, color (°Hue, cromaticidad y luminosidad), pH, acidez titulable y sólidos solubles totales, en el cual se utilizó un diseño de tres factores totalmente al azar, donde los factores fueron la concentración (0, 600 y 900 ppb de 1-MCP), tiempo (0, 2, 4, 6, 8, 10) y temperatura (5 y 20°C).

Para las pruebas no destructivas se analizaron con un diseño de parcelas divididas, con medidas repetidas en el tiempo, donde los factores fueron la concentración (Parcelas: 0, 600 y 900 ppb de 1-MCP), tiempo (Subparcelas: 0, 2, 4, 6, 8, 10) y temperatura (Bloques: 5 y 20° C). Las variables para este diseño son producción de CO₂, etileno y pérdida de peso.

Una vez recolectados los datos, se procedió a realizar el análisis estadístico de varianza (ANOVA) para establecer la tendencia de las variables y el efecto de los tratamientos.

Para el análisis de los datos se utilizó el paquete estadístico MINITAB v. 13.1. (MINITAB, 2001) y se aplicó la prueba de Tukey para la comparación de medias con un nivel de significancia del 5%.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A continuación se presentan los resultados obtenidos de acuerdo al orden de importancia para este estudio, donde se describe el efecto del 1-Metilciclopropeno en la fisiología del fruto (tasa respiratoria y producción de etileno), firmeza, actividad enzimática (PG, Cx-celulosa y β -gal), pérdida de peso, color ($^{\circ}$ Hue, cromaticidad, luminosidad) y análisis químicos (pH, acidez titulable y sólidos solubles totales).

Respiración

El inicio en el incremento de la respiración que coincide con la maduración de las frutas, ha sido utilizado para clasificar los frutos climatéricos, como plátanos, melones y tomates (Shellie and Saltveit 1993).

En el ANOVA realizado para la variable de respiración (Cuadro 1, Anexo), no se observó diferencia estadística en la interacción 1-MCP*tiempo ($p=0.587$), aunque la interacción Temperatura*1-MCP, sí logró tener un efecto significativo ($p=0.000$). En los factores simples, temperatura y 1-MCP, no se observó un efecto estadístico, no así la variable tiempo si mostró diferencia significativa durante el experimento ($p=0.038$).

A pesar que la interacción 1-MCP*tiempo no resultó significativa ($p=0.587$), en la Figura 9 se observa de manera general la combinación de los dos tratamientos (aplicación a 5 y 20°C de 1-MCP), donde los frutos tratados con 600 y 900 ppb de 1-MCP mantuvieron una tasa respiratoria menor (24 mL CO₂/kg-h), en comparación con los frutos testigo (33 mL CO₂/kg-h) independientemente de la temperatura de aplicación (5 ó 20°C), aunque éstas diferencias no fueron significativas estadísticamente, el efecto que mostró el 1-MCP en reducir la producción de CO₂, puede ser ocasionado por el estado de madurez de los melones o por el estrés provocado por el tratamiento gaseoso.

Estos resultados concuerdan con lo reportado por Dong *et al.* (2002), donde no encontraron diferencias significativas en la tasa respiratoria a lo largo del estudio en frutos de chabacanos tratados con 10, 100 y 1000 ppb de 1-MCP, ya que estos tratamientos mantuvieron la misma tendencia que los frutos testigo, concluyendo que el estado de madurez fue un factor importante. De ahí la importancia en determinar el estado de madurez apropiado de melón para realizar la aplicación de 1-MCP sin que tenga un efecto en la tasa respiratoria o que ésta se vea afectada solamente por el tratamiento.

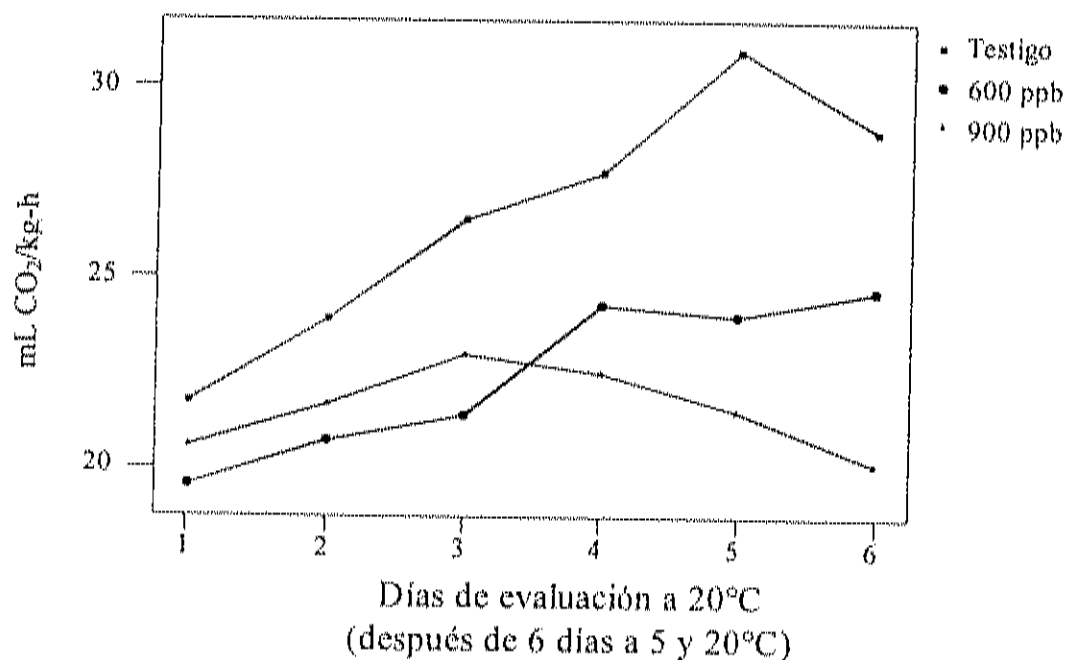


Figura 9. Interacción 1-MCP*tiempo en la producción de CO₂ de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C por 12 h con 1-MCP.

En los frutos tratados con 1-MCP a 5°C y almacenados a 20°C (después de 6 días a 5°C), no se muestran diferencias en la producción de CO₂ entre tratamientos (Figura 10). La tasa respiratoria mantuvo un promedio de 23.5 mL CO₂/kg-h durante la evaluación a temperatura de mercadeo.

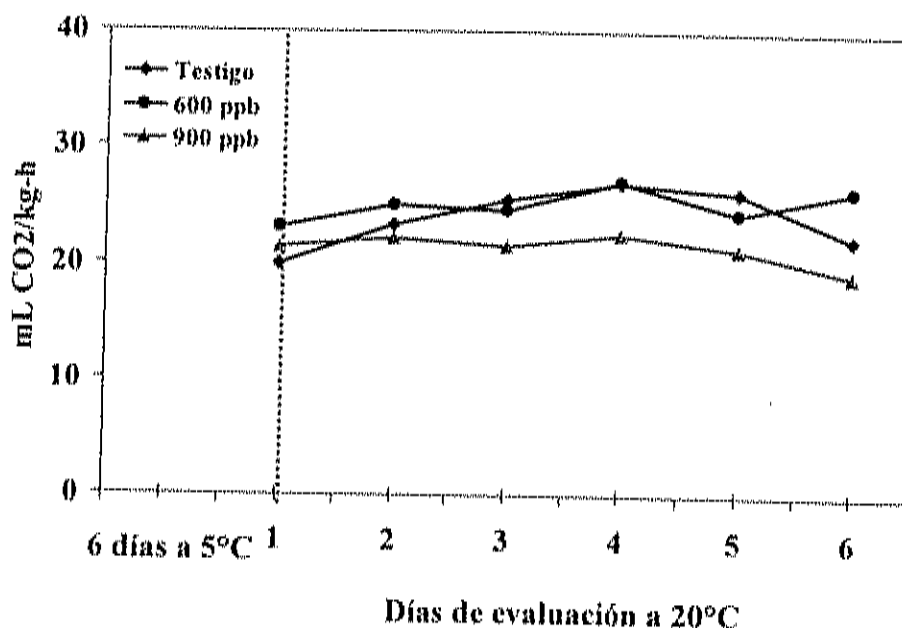


Figura 10. Interacción 1-MCP*tiempo en la producción de CO₂ de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 5°C.

Para el caso de los frutos tratados con 1-MCP a 20°C y almacenados a la misma temperatura por 6 días (Figura 11), no se muestran diferencias marcadas entre tratamientos, sin embargo, se puede observar como los frutos testigo muestran un ligero incremento a partir del día 4 en la producción de CO₂, mientras los melones tratados con 600 y 900 ppb de 1-MCP mantienen casi constante la tasa respiratoria durante el tiempo de evaluación en mercadeo.

Cabe mencionar que los frutos testigo que siempre estuvieron a 20°C (Figura 11) presentaron una tasa respiratoria mayor (35 mL CO₂/kg-h) a los frutos que tuvieron un almacenamiento previo de 6 días a 5°C (23.5 mL CO₂/kg-h) (Figura 10).

Raison (1980), menciona que la actividad respiratoria de los vegetales, así como otras reacciones químicas, disminuyen con el decremento de la temperatura. Esta reducción en la actividad respiratoria es el resultado de una pérdida general de la energía cinética y es usualmente similar al decremento en la actividad de otras reacciones metabólicas.

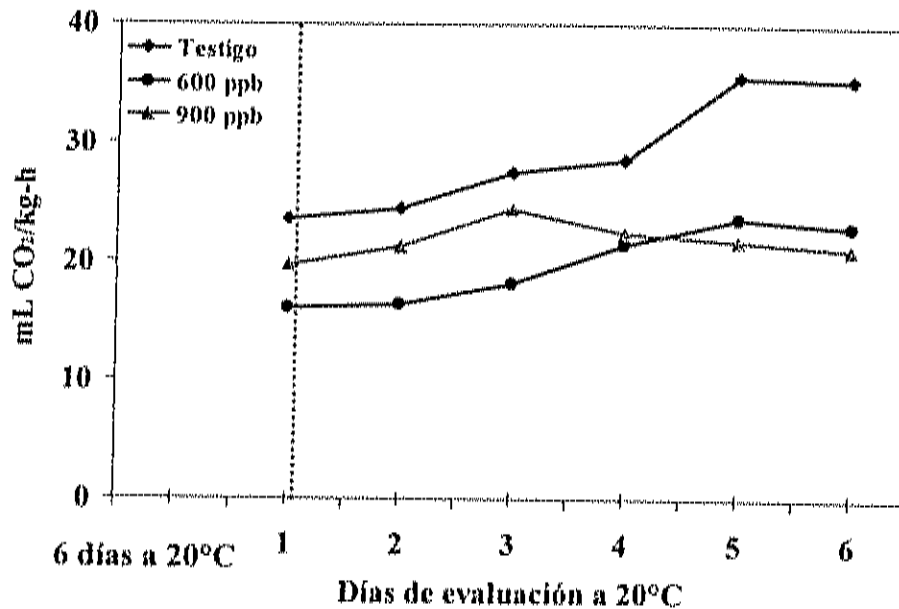


Figura 11. Interacción 1-MCP*tiempo en la producción de CO₂ de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 20°C.

El melón es un fruto climatérico que inicia su maduración en campo o durante el almacenamiento por encima de los 20°C, ocasionando que la respiración se incremente dos veces hasta llegar a un máximo y posteriormente disminuya gradualmente con el progreso de la maduración (Lyons *et al.*, 1962). Sin embargo, la ausencia de un pico climatérico durante la producción autocatalítica del etileno, apoya la hipótesis que el etileno no estimula directamente la respiración en melón (Shellie and Salveit 1993).

Shellie and Salveit (1993), mencionan que el patrón respiratorio durante la maduración de frutas como, manzanas y platanos, puede ser diferente de melones y tomates, ya que el incremento de energía demandada requiere almidón para la conversión de azúcares.

Al igual que en este estudio, Quintero (2003), no encontró un efecto con la aplicación de 300 ppb de 1-MCP a 2 y 20°C y evaluados a temperatura de mercadeo, ya que al segundo día de estudio, la tasa respiratoria se incremento a un máximo de 35 y 72.97 mL CO₂/kg-h respectivamente. Sin embargo, Fan *et al.* (2000), encontraron una

menor tasa respiratoria en chabacanos tratados con 1-MCP. Wills and Ku (2002), en tomates tratados con 1-MCP, la respiración fue suprimida por 6 y 8 días.

Para acentuar los factores que por si solos lograron tener un efecto en la velocidad de respiración, se analizaron los efectos principales (Figura 12), donde se observó que el uso de la temperatura de aplicación a 5°C no mostró diferencias significativas con respecto a la temperatura de 20°C. Asimismo, las dosis de 600 y 900 ppb de 1-MCP no mostraron diferencias estadísticas con respecto a los frutos testigo, aunque estos frutos presentaron una tasa respiratoria mayor. En el tiempo, la producción de CO₂ presentó un incremento significativo durante los días de evaluación.

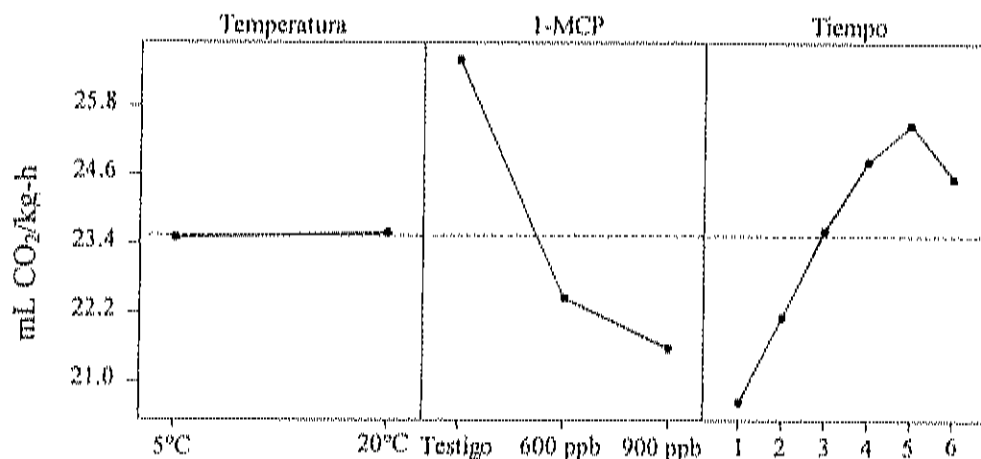


Figura 12. Efectos principales en la producción de CO₂ en frutos de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.

Producción de Etileno

La clasificación de los frutos en climatéricos y no climatéricos puede efectuarse basándose en su respuesta al etileno exógeno, así como en la síntesis que se presenta de este compuesto durante la maduración (Burg and Burg 1962; Wills *et al.*, 1998). Todos los frutos producen pequeñas cantidades de etileno a lo largo de su desarrollo, sin

embargo y coincidiendo con la maduración, los frutos climatéricos lo producen en cantidades mucho más elevadas que los frutos no climatéricos (Wills *et al.*, 1998; Reid, 2002).

En el ANOVA realizado para la variable de etileno en frutos de melón, se encontró diferencia estadística (Cuadro 2, Anexo), en la interacción 1-MCP*tiempo ($p=0.051$), dosis aplicadas ($p=0.026$) y tiempo ($p=0.001$).

En la figura 13 se puede observar de manera general la producción de etileno para los frutos de melón tratados con 1-MCP a 5 y 20°C y almacenados a temperatura de mercadeo, donde se observa diferencia estadística entre tratamientos a partir del día 3 con valores de 38 $\mu\text{L C}_2\text{H}_4/\text{kg-h}$ en los frutos testigo y 11 $\mu\text{L C}_2\text{H}_4/\text{kg-h}$ en los frutos tratados con 1-MCP. Durante el tiempo de evaluación con 48 $\mu\text{L C}_2\text{H}_4/\text{kg-h}$, los frutos testigo mostraron un incremento significativo en la producción de etileno, mientras que los frutos tratados con las dosis de 600 y 900 ppb de 1-MCP mantuvieron una producción menor a 20 $\mu\text{L C}_2\text{H}_4/\text{kg-h}$ durante todo el estudio, no mostrando diferencias estadísticas entre ambas dosis.

Chatenet *et al.* (2000), realizaron un estudio en frutos de melón Charentais cv 'Talma' tratados con 1000 ppb de 1-MCP y almacenaron a 14°C, observaron que la producción máxima de etileno de los melones tratados con 1-MCP fue de 75 $\mu\text{L C}_2\text{H}_4/\text{Kg-h}$ al quinto día de almacenamiento, mientras en los frutos testigo se dio al primer día con 70 $\mu\text{L C}_2\text{H}_4/\text{Kg-h}$. Esto demuestra que el 1-MCP logró retrasar la producción de etileno en este tipo de frutos.

En los frutos que fueron almacenados por 6 días a 5°C, se observa que al salir del almacenamiento en frío la producción de etileno osciló entre 5 y 10 $\mu\text{L C}_2\text{H}_4/\text{kg-h}$ en todos los tratamientos. Sin embargo, a medida que transcurrió el almacenamiento a 20°C se observa que la producción de etileno en los frutos testigo mostró un aumento hasta de 41 $\mu\text{L C}_2\text{H}_4/\text{kg-h}$, no así, los melones tratados con 600 y 900 ppb de 1-MCP que presentaron una máxima producción de 18 $\mu\text{L C}_2\text{H}_4/\text{kg-h}$ al final del estudio (Figura 14).

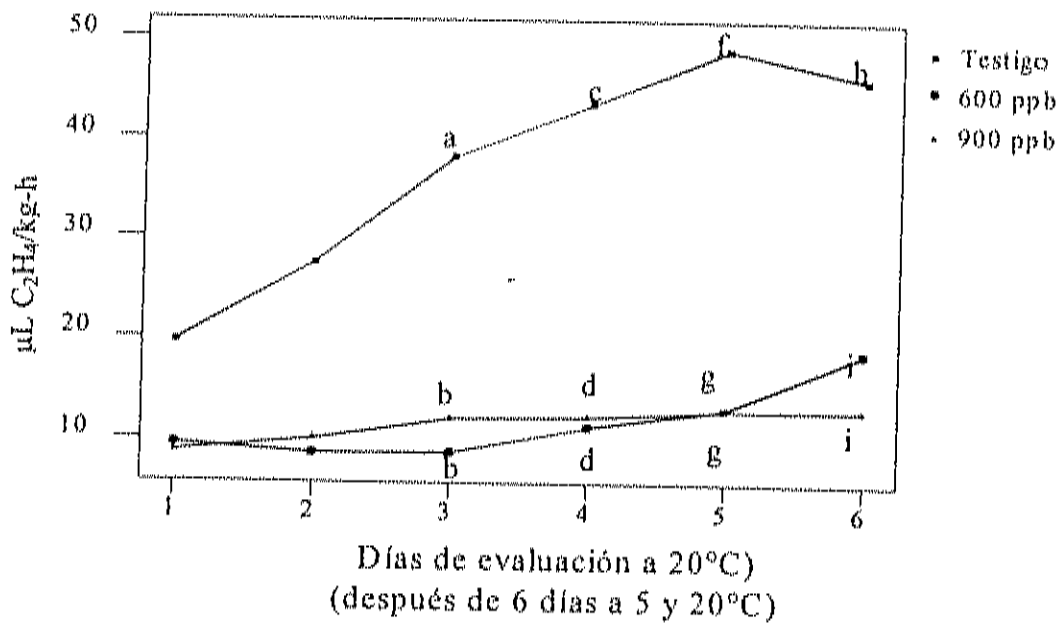


Figura 13. Interacción 1-MCP* tiempo en la producción de C₂H₄ en frutos de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C por 12 h con 1-MCP.

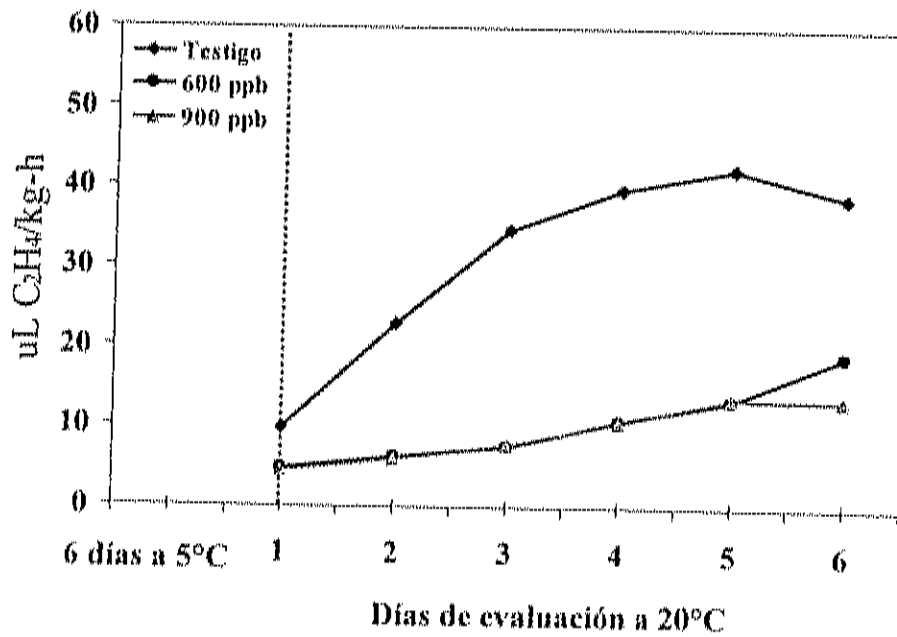


Figura 14. Interacción 1-MCP* tiempo en la producción de C₂H₄ de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 5°C.

Para el caso de los melones almacenados por 6 días a 20°C y evaluados a la misma temperatura, se observó que al inicio del estudio, la producción de etileno fue menor con los tratamientos con 1-MCP con respecto a los frutos testigo con 14 y 30 $\mu\text{L C}_2\text{H}_4/\text{kg}\cdot\text{h}$, respectivamente. A medida que transcurría el tiempo de simulación de mercadeo (20°C), la producción de etileno se incrementó en los frutos testigo hasta llegar a valores superiores de 50 $\mu\text{L C}_2\text{H}_4/\text{kg}\cdot\text{h}$, mientras que los frutos tratados con 1-MCP mantuvieron valores entre 10 y 20 $\mu\text{L C}_2\text{H}_4/\text{kg}\cdot\text{h}$ durante todo el estudio (Figura 15). Esto indica, que la aplicación de 1-MCP a 20°C, previo al periodo de comercialización de los melones, influye en retardar la producción de etileno con relación a los frutos testigo.

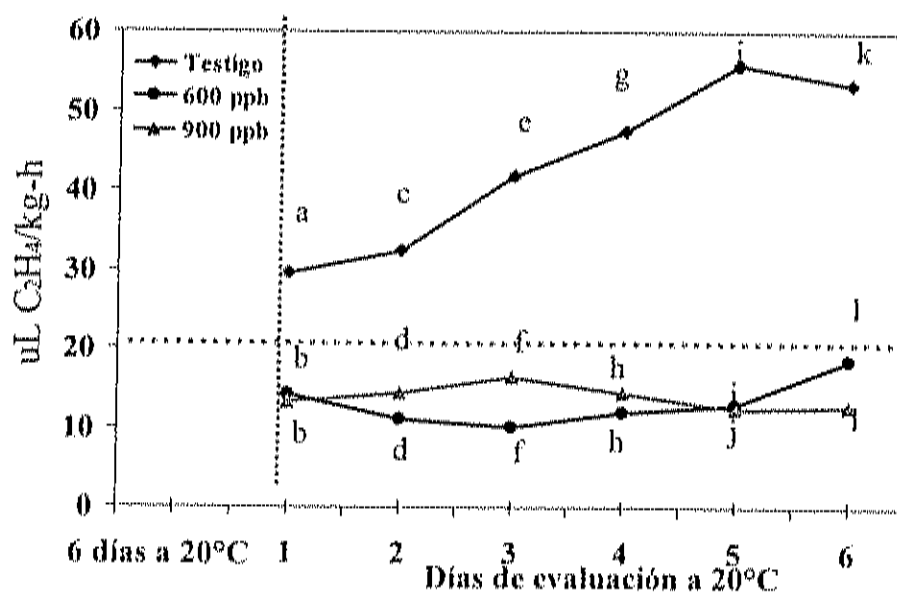


Figura 15. Interacción 1-MCP*tiempo en la producción de C_2H_4 de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 20°C.

Es importante mencionar que los valores en la producción de etileno para los frutos testigo están dentro del rango reportado por Suslow *et al.* (2001) de 40-80 μL .

$C_2H_4/kg-h$ y Kader, (2002) de 10-100 $\mu L C_2H_4/kg-h$ para melones almacenados a 20°C, lo cual esta en función del cultivar.

En estudios realizados por Dong *et al.* (2002) y Fan and Mattheis (1999b), observaron que el 1-MCP retardó la producción de etileno en chabacanos, ciruelas y manzanas "Fuji", 15 días después del tratamiento con 1-MCP. En manzanas 'Anna' se logró una inhibición del 50 y 95% en la producción de etileno con 100 y 1000 ppb de 1-MCP respectivamente (Lurie *et al.*, 2002; Pre-Aymard *et al.*, 2003).

En fresas se aplicaron concentraciones de 0, 10, 100 y 1000 ppb de 1-MCP por 2 horas a 20°C, donde se pudo observar una disminución en la producción de etileno (Jiang *et al.*, 2001). También, Wills and Ku (2002), realizaron un estudio con tomates maduros donde la aplicación de 100 $\mu L/L$ de 1-MCP logró reducir la producción de etileno en los primeros 5 días después del tratamiento en comparación con los frutos no tratados.

Asimismo, en este estudio, con los frutos de melón, se logró retardar la producción de etileno durante los 6 días de almacenamiento bajo distintas temperaturas de aplicación (5 y 20°C). Por otro lado, Quintero, (2003), realizó un estudio con frutos de melón 'Cantaloupe', donde menciona que el efecto en la aplicación de 1-MCP no fue satisfactorio para el control de la producción de etileno.

En este estudio, independientemente de la temperatura de aplicación de 1-MCP (5 y 20°C), la producción de etileno se redujo entre un 50 y 75% con relación al testigo, lo cual puede asociarse con una reducción en otros procesos metabólicos, así como la firmeza, actividad enzimática y pérdida de peso de la fruta, los cuales pueden ser importantes durante la maduración.

Al analizar los efectos principales para la producción de etileno en melón 'Cantaloupe' (Figura 16), se observó que el uso de la temperatura de aplicación a 5°C no mostró diferencias estadísticas con respecto a los frutos que fueron tratados a 20°C. A pesar que se observa una menor producción de etileno cuando los frutos se almacenan a 5°C, el estadístico reporta que no es factible utilizar temperaturas de refrigeración en cuanto a costo de energía. Por otro lado, las dosis de 600 y 900 ppb de 1-MCP mostraron

diferencias significativas con respecto a los frutos testigo. Durante el tiempo de evaluación, la producción de etileno fue incrementando a medida que transcurrían los días de evaluación a 20°C.

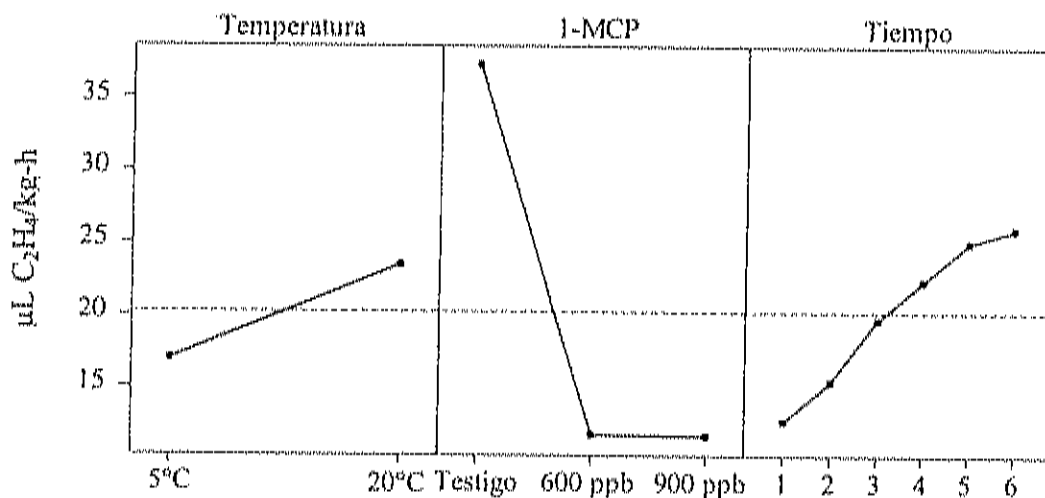


Figura 16. Efectos principales en la producción de C_2H_4 en frutos de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP.

De acuerdo con los resultados de las figuras 14 y 15, se pudo observar que el uso del 1-MCP representa una buena alternativa para disminuir la producción de etileno de melón 'Cantaloupe' cv Laredo y extender así su vida de anaquel, ya que el etileno puede ocasionar problemas de sobremaduración durante la distribución y almacenamiento de melón, provocando pérdidas en la calidad del fruto.

La tasa de producción de etileno también puede aumentar con la madurez, los daños físicos y las altas temperaturas, ya que el metabolismo de los frutos involucra varias reacciones enzimáticas que se incrementan exponencialmente (Wills *et al.*, 1998).

Firmeza

La firmeza de los frutos es una de las variables mayormente afectada por el proceso de maduración y de las condiciones de almacenamiento, de ahí que se considerada como un importante atributo de calidad. La firmeza, en combinación con otras variables como el color, usualmente se utiliza como índice de calidad en los frutos (Shewfelt, 1993).

El ANOVA realizado para la firmeza, se observó diferencia estadística (Cuadro 3, Anexo), en la interacción triple: Temperatura*1-MCP*tiempo ($p=0.000$); interacciones dobles: 1-MCP* tiempo ($p=0.008$); Temperatura*1-MCP ($p=0.001$) y los factores simples: temperatura ($p=0.004$), 1-MCP ($p=0.000$) y tiempo ($p=0.004$).

Los frutos tratados con ambas dosis de 1-MCP y almacenados a 20°C (después de 6 días a 5°C), no mostraron diferencias estadísticas en la firmeza al momento de salir del almacenamiento en frío, con valores entre 40 y 60 N. Después de 6 días de evaluación, los frutos testigo mostraron un decremento en la firmeza mayor al 50%, donde disminuyó por debajo de 31 N, el cual es considerado como el límite de firmeza para una buena comercialización y consumo de melones, según Harker *et al.* (2003). Los frutos tratados con 1-MCP se mantuvieron por encima del límite de firmeza antes citado durante todo el almacenamiento. Durante todo el periodo de evaluación los frutos tratados con ambas dosis de 1-MCP presentaron la menor pérdida de firmeza (Figura 17).

En este estudio la aplicación de 1-MCP redujo la producción de etileno (Figuras 14 y 15), lo cual se asocia con un retraso en la pérdida de firmeza, ya que según Klee, (1993) y Murray *et al.* (1993), al bloquear la producción de etileno o la percepción del tejido al mismo, se logra mantener la firmeza del fruto y extender la vida de anaquel, tal como sucedió en este estudio. Otros autores hacen mención a este mismo comportamiento (Lelièvre *et al.*, 1997; Flores *et al.*, 2001).

En estudios realizados con manzanas cv. 'Cortland' se observó una retención de la firmeza cuando los frutos se trataron con 600 ppb de 1-MCP a 3° C por 9 h ó a 13° y

23°C por 6 h, pero no se observó el mismo efecto en manzanas cv 'Empire' tratadas por 3 h a cualquier temperatura (DeEll *et al.*, 2002). Asimismo, en manzanas cv. 'Cox' y 'Bramley' tratadas con 100 y 10, 000 ppb de 1-MCP a 0 y 20°C y almacenadas de 3 a 4°C por 2 y 3 meses, también se tuvo un efecto muy marcado en la retención de la firmeza (Dauny and Joyce 2002). Similar a éste comportamiento mostraron los frutos de melón tratados con 1-MCP en este estudio, al mantener la firmeza por encima del límite de calidad, aún después de 10 días de permanecer en condiciones de anaquel.

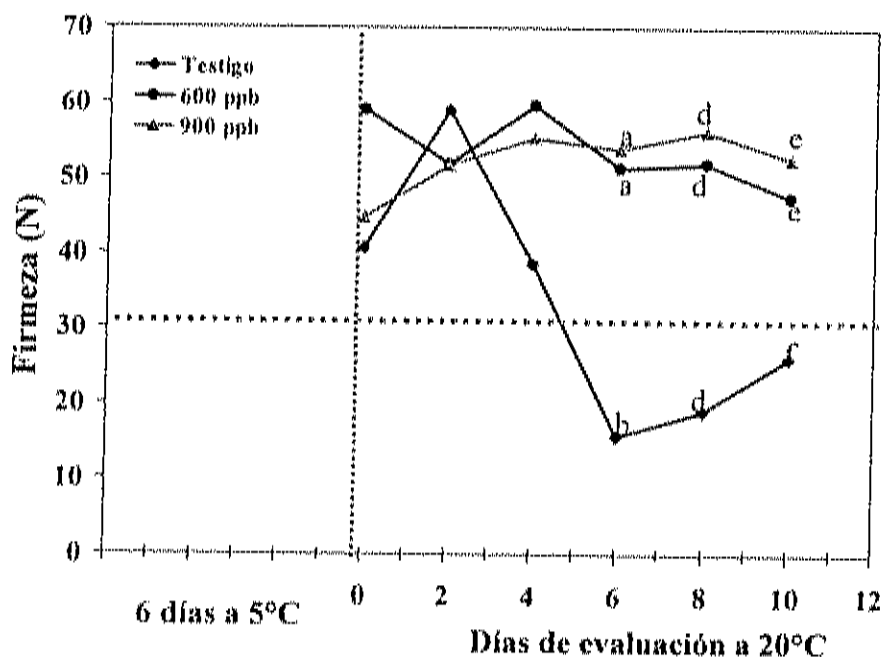


Figura 17. Interacción 1-MCP*tiempo en firmeza de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 5°C.

En estudios realizados con fresas tratadas con 5 y 500 ppb de 1-MCP, por 2 horas a 5 y 20°C, se observó un incremento en la vida poscosecha del 150% en los frutos que fueron tratados a 5°C y un 35% en los frutos tratados a 20°C, en relación a la retención de la firmeza comparados con los frutos testigo (Ku *et al.*, 1999).

Asimismo, Quintero (2003), en un estudio con melón, aplicó 300 ppb de 1-MCP a 2°C y los almacenó durante 20 días a esa misma temperatura, después del tratamiento (20 días a 2°C), realizó evaluaciones a 20°C, encontrando que al sexto día de estudio a temperatura de mercadeo, se mostraron diferencias significativas en la firmeza con respecto a los frutos testigo.

De manera general, Blankenship and Dole (2003), mencionan que existe una fuerte relación entre la concentración de 1-MCP, el tiempo de aplicación y la temperatura de almacenamiento para extender la vida de anaquel en el fruto.

Para el caso de los frutos tratados con 1-MCP a 20°C y almacenados a la misma temperatura por 6 días (Figura 18), se muestra que al primer día de evaluación bajo simulación de mercadeo los melones de todos los tratamientos ya mostraban diferencias estadísticas en la firmeza, en donde los frutos testigo presentaron valores menores a 25 N, mientras que la firmeza de los melones tratados con 1-MCP oscilaba entre 45 y 60 N, no encontrando diferencias significativas entre ambas dosis.

Esto indica que la aplicación de 1-MCP a 20°C, previo a la comercialización de los melones, influye en mantener su firmeza con relación a los frutos testigo, ya que al inicio del periodo de simulación en mercadeo, los frutos testigo tenían valores de firmeza promedio de 19 N, el cual es inferior al límite de calidad, según lo reportado por Harker *et al.* (2003).

En estudios realizados con fresas se observó que la vida poscosecha de los frutos aumentó progresivamente considerando un retraso en la pérdida de firmeza al utilizar dosis de 10 a 500 ppb de 1-MCP a 20°C (Jiang *et al.*, 2001).

Báez *et al.* (2001), en estudios realizados con tomate en estado de madurez cambiante tratados con 125, 250 y 500 ppb de 1-MCP a 20°C, observaron que los frutos con 1-MCP se mantuvieron más firmes con relación al testigo y el ablandamiento se presentó de manera escalonada dependiendo de la dosis de 1-MCP utilizada.

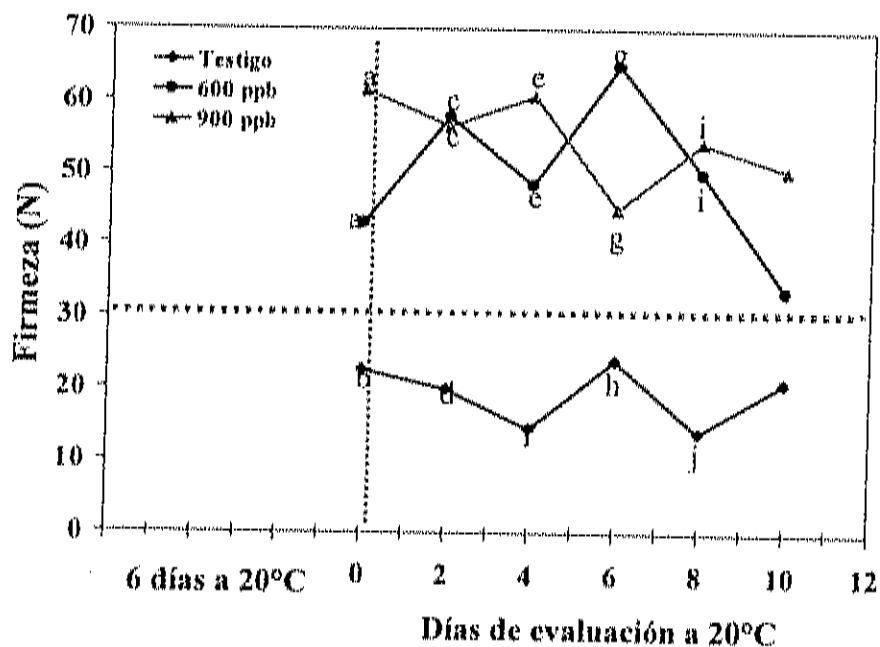


Figura 18. Interacción 1-MCP*tiempo en firmeza de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 20°C.

En otros estudios, Pre-Aymard *et al.* (2003) aplicaron dosis de 10, 100 y 1000 ppb de 1-MCP a 20°C en frutos de manzana cv 'Anna', observaron que los frutos tratados fueron significativamente más firmes durante los primeros 6 días con relación a los frutos testigo, aunque posteriormente la firmeza decreció hasta valores similares en todos los tratamientos.

En frutos de melón tratados con 1-MCP a 20°C, se observó diferencia significativa al sexto día de evaluación (después de 20 días a 20°C) con respecto a los frutos testigo (Quintero 2003).

Prasanna *et al.* (2000), observaron en chirimoya almacenada a diferentes temperaturas (10, 15, 20 y 25°C) una mayor pérdida de firmeza a mayor temperatura de almacenamiento, como sucedió en este estudio (Figura 17 y 18). Asimismo, estos autores mencionan que la menor pérdida de firmeza durante el almacenamiento a bajas

temperaturas, es atribuido a una menor actividad de las enzimas responsables de la degradación de la celulosa y otras sustancias pecticas que mantienen la integridad de las células. Mismo comportamiento fue reportado para frutos de manzana (Tsay and Wu 1990).

Al analizar los efectos principales para la firmeza en melón 'Cantaloupe' (Figura 19), se observó que el uso de la temperatura de aplicación a 5°C, mostró valores de firmeza mas altos y estadísticamente diferentes a la temperatura de 20°C. Asimismo, los frutos con las dosis de 600 y 900 ppb de 1-MCP mantuvieron la firmeza por mayor tiempo en comparación con los frutos testigo, no encontrando diferencias estadísticas entre ambas dosis. En el tiempo, la mayor firmeza de los frutos fue al inicio del estudio reduciéndose significativamente durante los días de evaluación a 20°C.

De acuerdo con los resultados de las figuras 17 y 18, se pudo observar que el uso de la temperatura de refrigeración, es una buena opción para mantener los frutos más firmes y extender su vida poscosecha. Sin embargo, también es importante considerar que si no se cuenta con la infraestructura de refrigeración, la aplicación de 600 y 900 ppb de 1-MCP a 20°C podría ayudar a mantener la firmeza de los frutos en comparación con melones no tratados.

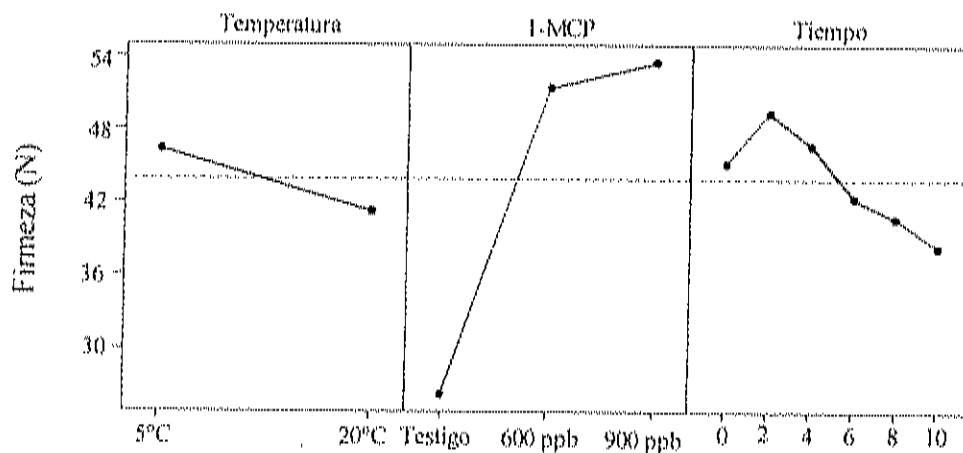


Figura 19. Efectos principales en la firmeza de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.

Actividad de la Enzima Poligalacturonasa (PG)

La maduración de las frutas esta acompañada por cambios en la firmeza, los cuales son el resultado de las modificaciones que ocurren en la pared celular (O'Donoghue and Huber 1992; Bennet, 2002). Se han realizado diversos estudios con enzimas pectolíticas, como la PG en los frutos, ya que existe un incremento en la degradación de la pared celular durante el ablandamiento de la fruta (Redgwell *et al.*, 1992).

En el ANOVA realizado para la actividad de la enzima PG, se encontró diferencia estadística (Cuadro 4, Anexo), en la interacción triple: Temperatura*1-MCP*tiempo ($p=0.002$); interacciones dobles: 1-MCP*tiempo (0.007); Temperatura*tiempo ($p=0.000$) y factores simples: temperatura ($p=0.000$); 1-MCP ($p=0.000$); tiempo ($p=0.000$).

En los frutos tratados con 1-MCP y almacenados a 20°C (después de 6 días a 5°C), al primer día de evaluación los frutos no mostraron diferencias estadísticas en la actividad de la enzima PG entre tratamientos, con valores entre 0.6 y 0.08 $\mu\text{mol AGA/mg-proteína-h}$. Después de 4 días de almacenamiento, los frutos testigo mostraron un incremento significativo mayor a 1 $\mu\text{mol AGA/mg-proteína-h}$ en la actividad enzimática. Por otro lado, los frutos tratados con 600 ppb de 1-MCP mantuvieron una actividad menor a 0.5 $\mu\text{mol AGA/mg-proteína-h}$ durante todo el estudio, mientras que los frutos con 900 ppb no mostraron un perfil definido con la dosis utilizada a lo largo del estudio, a pesar que la firmeza de los frutos (Figura 17), si mostró un retraso en el ablandamiento. Durante el almacenamiento los frutos tratados con ambas dosis de 1-MCP no presentaron diferencias significativas (Figura 20).

En este estudio se pudo observar que la aplicación de 1-MCP a frutos de melón redujo la pérdida de firmeza (Figuras 17, 18), posiblemente por la inhibición en la producción de etileno (Figuras 14,15), lo cual puede ser asociado con un retraso en la actividad de la enzima PG.

En los frutos testigo, la máxima actividad de la enzima PG coincide con la mayor pérdida de firmeza (Figura 17), estos resultados concuerdan con lo citado por Rose *et al.* (1998), donde mencionan que en los estados avanzados de la maduración de melón, se encontró una mayor desorganización de las pectinas, la cual fue asociada con el deterioro del fruto en un estado sobremaduro.

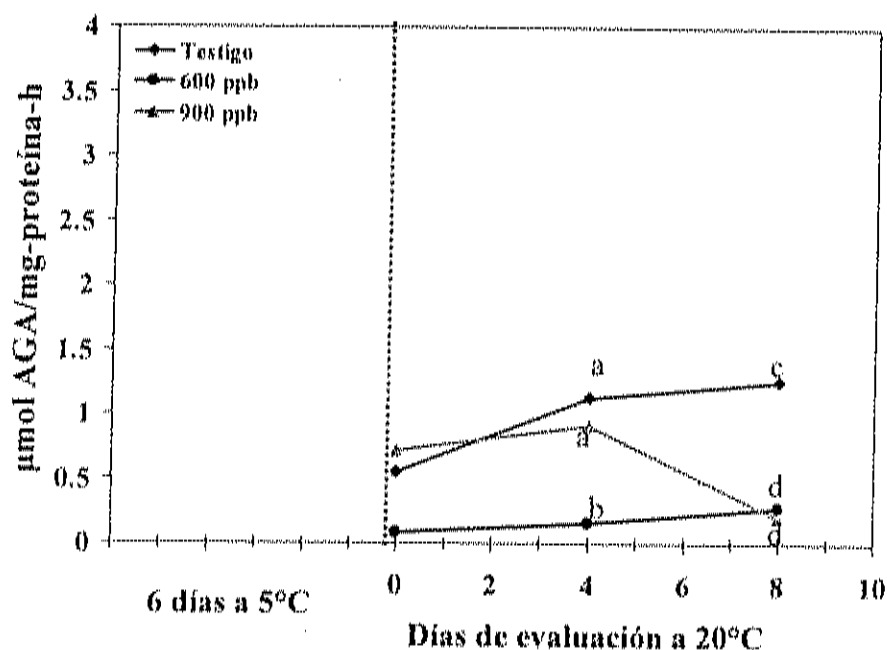


Figura 20. Interacción I-MCP*tiempo en la actividad de la enzima PG de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 5°C.

Pech *et al.* (1999) (en Johnston *et al.*, 2002), realizaron análisis en las enzimas de la pared celular en melones transgénicos con la supresión de la biosíntesis del etileno y observaron una reducción en el ablandamiento, concluyendo que la endo-PG y β -galactosidasa, resultaron dependientes del etileno y que la actividad de la exo-PG y PME fueron independientes de esta hormona. Información similar por Sitrit and Bennet

(1998), en un estudio con tomate, encontraron que el etileno induce la activación transcripcional de la síntesis de PG.

Trabajos recientes indican que la magnitud en la producción de etileno durante la maduración de diferentes genotipos de tomate es correlacionada con la actividad relativa de la PG en los frutos. Esto puede ser ocasionado por una elevada producción de etileno, patrón característico de frutos climatéricos (ausente en frutos no climatéricos) durante la maduración, la cual es parte de un estrés en respuesta al efecto de los polímeros de pectina y otros compuestos relacionados durante el proceso de ablandamiento del fruto (Brecht and Huber 1988).

Para el caso de los frutos tratados con 1-MCP a 20°C y almacenados a la misma temperatura (después de 6 días), se muestra que al día cero de evaluación bajo condiciones de anaquel, los melones no mostraban diferencias significativas entre tratamientos (Figura 21). Después de los 4 días de almacenamiento, los frutos testigo presentaron un incremento significativo con un valor promedio de 3.8 $\mu\text{mol AGA/mg-proteína-h}$, la cual disminuyó más del 50% al final del estudio. Mientras que los frutos tratados con 600 y 900 ppb, también mostraron su máxima actividad enzimática al cuarto día, no encontrando diferencias significativas en ambas dosis. La máxima actividad de la enzima PG de los frutos testigo coincide con la mayor pérdida de firmeza de los frutos almacenados y tratados a 20°C (Figura 18).

En estudios realizados con aguacate, se observó que la aplicación de 450 ppb de 1-MCP a 20°C, logró suprimir el incremento en la actividad de la PG por arriba de 12 días (Jeong *et al.*, 2002), lo cual coincide con este estudio, donde la concentración de 600 ppb mantuvo casi constante la actividad de esta enzima durante el tiempo de evaluación. Igualmente, Mostofi *et al.* (2003), en tomates tratados con 250 ppb de 1-MCP, observaron un retraso en la maduración, atribuyendo este efecto a la baja actividad de la enzima PG.

En estudios realizados con melón, se menciona que durante la maduración de los frutos, se observó una excesiva depolimerización de las pectinas, señalando que la actividad de PG fue baja o indetectable al inicio de la maduración (McCollum *et al.*,

1989; Rose *et al.*, 1998). Se ha sugerido que para melón, la depolimerización de pectinas resulta de la actividad de la enzima β -galactosidasa (Ranwala *et al.*, 1992). Sin embargo, la caracterización de mRNA's reguladores de la maduración, que codifican para la PG funcional en melón, sugiere que la desorganización de las pectinas durante los estados avanzados del ablandamiento del fruto, puede ser dependiente de la PG (Hadfield *et al.*, 1998).

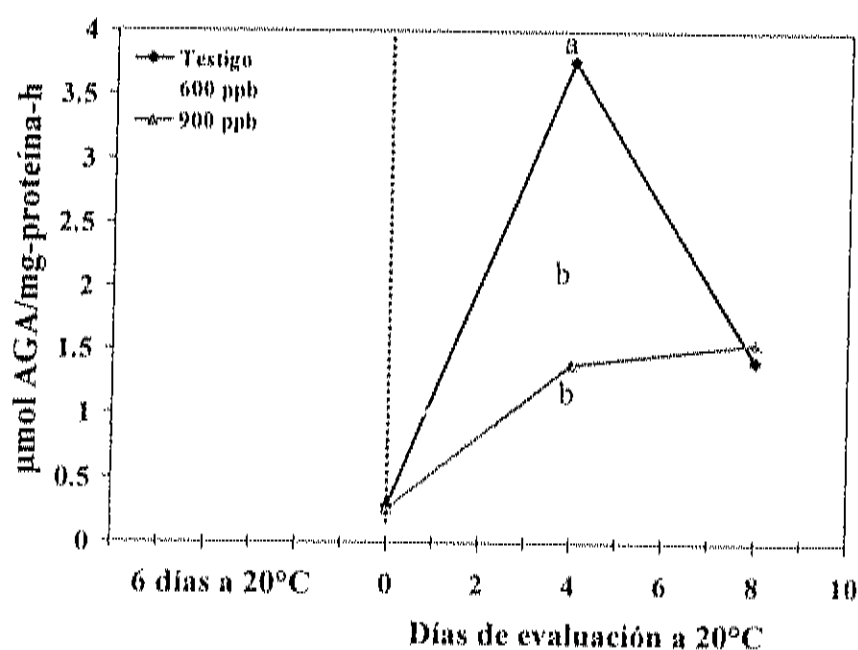


Figura 21. Interacción 1-MCP*tiempo en la actividad de la enzima PG de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 20°C.

Al analizar los efectos principales para la actividad de la enzima PG en melón 'Cantaloupe' cv Laredo (Figura 22), se observó que el uso de la temperatura de aplicación a 5°C, mostró una actividad menor y estadísticamente diferente a la temperatura de 20°C. Además, se observa que las dosis de 600 y 900 ppb de 1-MCP mantuvieron la menor actividad de la enzima por mayor tiempo en relación a los frutos testigo, no encontrando diferencias estadísticas entre ambas dosis. En el tiempo, la

mayor actividad de la enzima fue al cuarto día, reduciéndose significativamente al final del estudio.

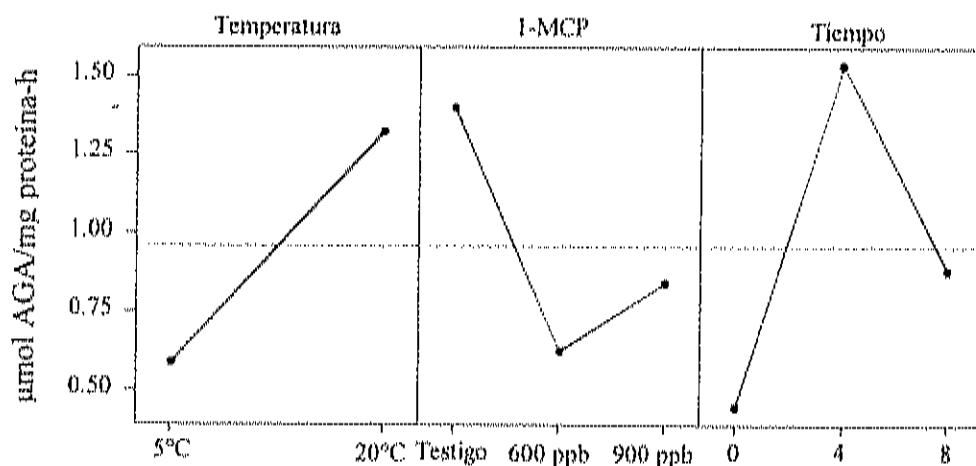


Figura 22. Efectos principales en la actividad de la enzima Poligalacturonasa de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.

Actividad de la Enzima Carboximetilcelulasa (Cx-celulasa)

La firmeza es una de las características más importantes que ayudan a evaluar el grado de maduración en varias frutas y hortalizas (Muramatsu *et al.*, 1996). Sin embargo, la participación de la enzima Cx-celulasa en la maduración y ablandamiento de la fruta no ha sido del todo claro (O'Donoghue and Huber 1992).

En el ANOVA (Cuadro 5, Anexo), la actividad de la enzima Cx-celulasa para frutos de melón, fue significativa solo en la interacción doble Temperatura*1-MCP ($p=0.039$).

La actividad de la enzima Cx-celulasa de los frutos almacenados a 20°C (después de 6 días a 5°C), no mostraron diferencias estadísticas al primer día de evaluación con valores entre 0.25 y 0.8 µmol Glucosa/mg-proteína-h (Figura 23). Sin embargo, al cuarto día, los frutos testigo mostraron un incremento significativo, mientras que los frutos

tratados con 900 ppb mantuvieron valores constantes. En este estudio la actividad de esta enzima, no mostró un perfil claro por el efecto del 1-MCP, el cual pudiera ser relacionado con la pérdida de firmeza del fruto (Figuras 17 y 18).

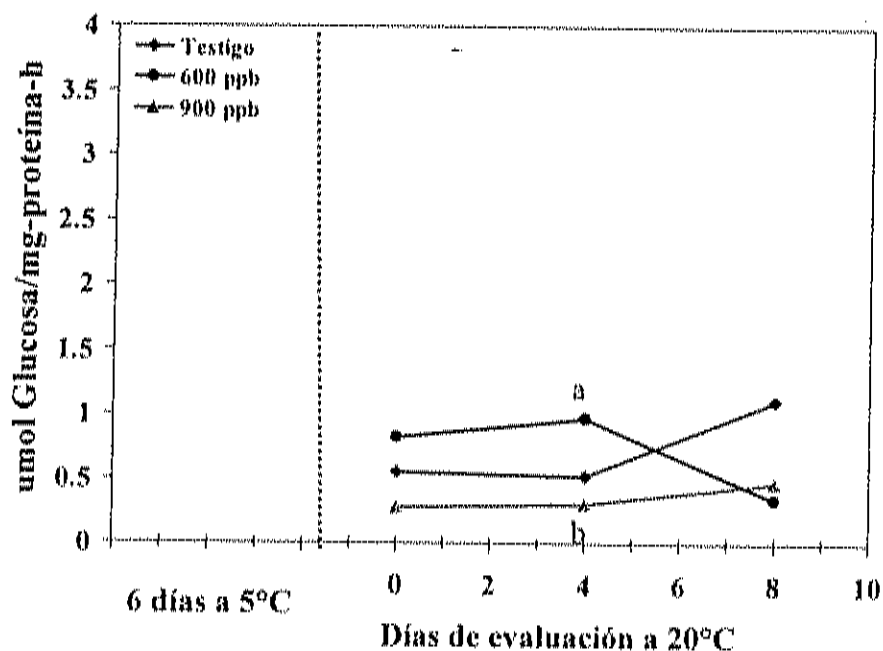


Figura 23. Interacción 1-MCP*tiempo en la actividad de la enzima Cx-celulasa de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 5°C.

Para el caso de los frutos tratados con 1-MCP a 20°C y almacenados a la misma temperatura (después de 6 días), no se encontraron diferencias estadísticas entre tratamientos durante el tiempo de evaluación bajo condiciones de mercadeo, mostrando en todos los tratamientos valores menores a 1 μmol Glucosa/mg-proteína-h (Figura 24). Esto indica que posiblemente el ablandamiento de melón, no está relacionado con la actividad de la Cx-celulasa.

O'Donoghue and Huber (1992), mencionan que entre las enzimas involucradas en la pared celular, la endo β -1,4-glucanasa (Cx-celulasa), participa en el ablandamiento

relacionado con el metabolismo de la pared celular, lo cual no sucedió en este estudio con melón 'Cantaloupe' cv. Laredo.

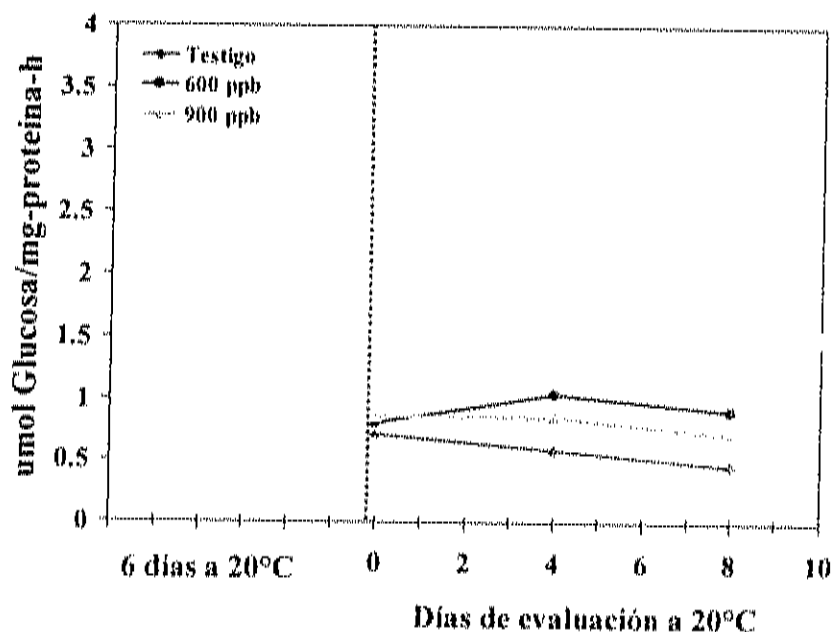


Figura 24. Interacción 1-MCP*tiempo en la actividad de la enzima Cx-celulasa de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 20°C.

Hayashi *et al.* (1984), mencionan un incremento en la Cx-celulasa durante la maduración y ablandamiento de numerosos frutos climatéricos y no climatéricos. Por otro lado, un tipo de enzima Cx-celulasa ha sido relacionada en el metabolismo de la pared celular y en la expansión del tejido vegetativo. En estos sistemas, la enzima tiene una función en la depolimerización de los xiloglucanos. Además, la actividad de celulasa ha sido relacionada con la producción de etileno en frutos de zarzamora, en los cuales se encontró un incremento progresivo en la actividad de la enzima durante la maduración (Abeles and Takeda 1989).

Huber (1983a), menciona que la celulasa y PG, solas o en combinación, son las dos enzimas que muestran una función clave en el ablandamiento de los frutos.

En estudios realizados con aguacate madurados a 25°C, mostraron una pérdida de firmeza y un incremento en la actividad de la enzima *cx*-celulasa, la cual coincidió con el climatérico presentado por la evolución del etileno y el incremento en la producción de CO₂ (O'Donoghue and Huber 1992).

Jeong *et al.* (2002), realizaron un estudio con aguacate tratado con 450 ppb de 1-MCP a 20°C por 24 h, observaron que en los frutos testigo la actividad de la enzima *Cx*-celulasa se incrementó significativamente después del cuarto día de almacenamiento y que la actividad de los frutos tratados con 1-MCP aumentó estadísticamente después del octavo día, donde concluyeron que esta enzima era la responsable del ablandamiento de aguacates.

Al analizar los efectos principales para la actividad de la enzima *cx*-celulasa en melón 'Cantaloupe' cv. Laredo (Figura 25), se observó que el uso de la temperatura de aplicación a 5 y 20°C no resultó significativo, aún cuando a 5°C se muestra una menor actividad enzimática. Asimismo, las dosis utilizadas de 600 y 900 ppb de 1-MCP no tuvieron un efecto significativo en la actividad de la enzima, a pesar que la concentración de 900 ppb mostró la menor actividad. Igualmente a través del tiempo no se encontraron diferencias estadísticas.

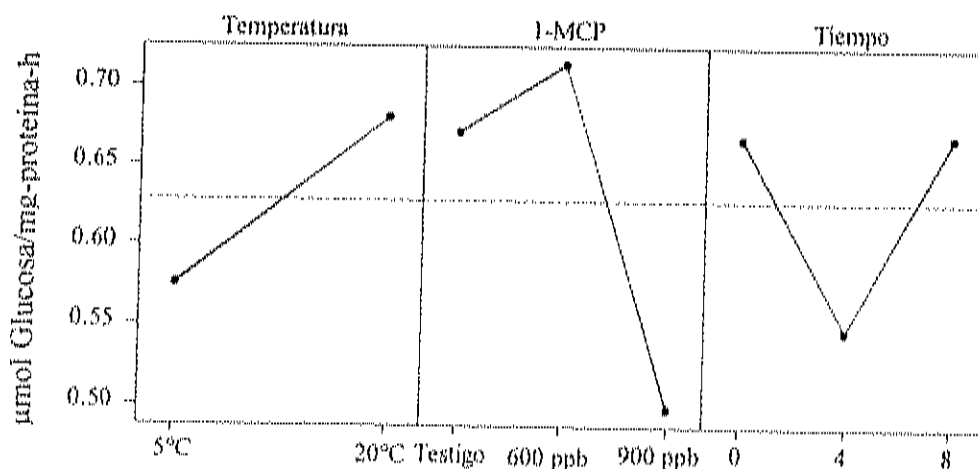


Figura 25. Efectos principales en la actividad de la enzima *Cx*-celulasa de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.

En el presente estudio no parece existir relación entre la actividad de la Cx-celulasa y la pérdida de firmeza, ya que esta enzima no mostró un incremento significativo en su actividad con respecto al ablandamiento del fruto.

Actividad de la Enzima β -galactosidasa (β -gal)

La maduración de las frutas incluye una serie de eventos bioquímicos coordinados, incluidos en la degradación de los polisacáridos de la pared celular y de la lámina media (Fisher and Bennett 1991). Se ha asumido que la modificación y la degradación en los componentes de la pared celular es ocasionado por el ablandamiento de los frutos. Los componentes polisacáridos que forman la red en la pared celular, poseen enlaces, los cuales son susceptibles a la acción de enzimas degradativas (Ranwala *et al.*, 1992).

En el ANOVA realizado para la actividad de la enzima β -galactosidasa en melón 'Cantaloupe', existe diferencia estadística (Cuadro 6, Anexo), en la interacción triple: Temperatura*1-MCP*tiempo ($p=0.041$); dobles: Temperatura*tiempo ($p=0.011$); y factores simples: temperatura ($p=0.007$); tiempo ($p=0.022$).

En los frutos tratados con 1-MCP y almacenados a 20°C (después de 6 días a 5°C), no se encontraron diferencias estadísticas durante todo el estudio con valores promedio al inicio y al final de 0.6908 a 0.64873 $\mu\text{mol Galactosa/mg proteína-h}$ (Figura 26). A pesar de no mostrar diferencias significativas, se puede observar que a los días cero y 8, los frutos testigo muestran una mayor actividad de la enzima β -galactosidasa en comparación con los frutos tratados con 600 y 900 ppb de 1-MCP.

En este estudio, no se observaron resultados marcados con las dosis utilizadas de 1-MCP en la actividad de esta enzima durante todo el estudio, posiblemente es debido al previo almacenamiento a 5°C por 6 días que si mostró un efecto en la actividad enzimática de los frutos de melón, al mantenerse casi constante bajo simulación de mercadeo.

Tsay and Wu (1990), mencionan que una reducción en la temperatura puede afectar la actividad enzimática.

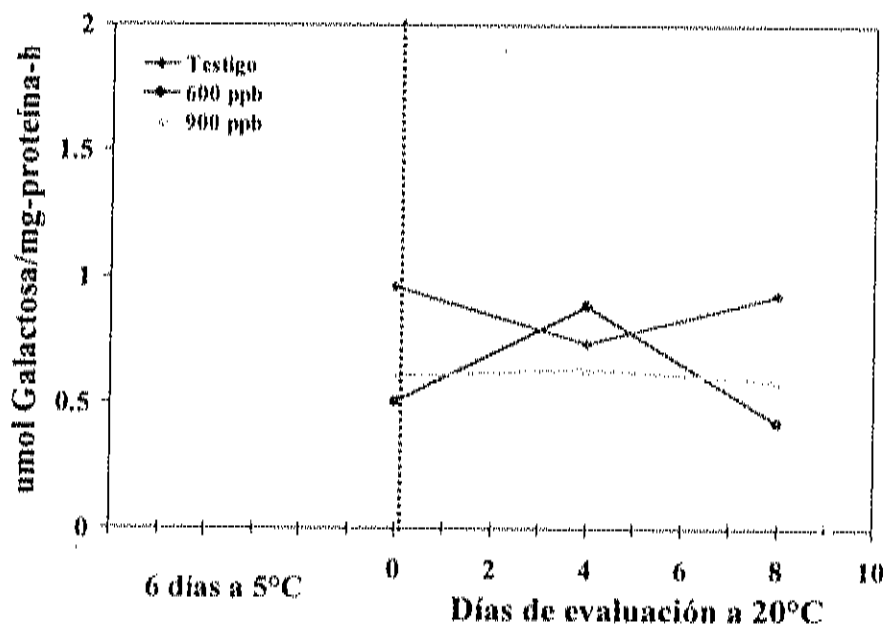


Figura 26. Interacción 1-MCP*Tiempo en la actividad de la enzima β -Galactosidasa de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 5°C.

En estudios realizados con papaya por Karakurt and Huber (2003), observaron una máxima actividad en la enzima β -galactosidasa de 0.8 μmol galactosa/mg proteína/min, lo cual coincide con los resultados de este estudio, en donde los frutos testigo al salir del almacenamiento en frío presentaban una actividad de ≈ 0.9 μmol galactosa/mg proteína/min a 5°C.

Para el caso de los frutos tratados con 1-MCP a 20°C y almacenados a la misma temperatura por 6 días, se muestra que al primer día de evaluación bajo simulación de mercadeo, los frutos de melón de todos los tratamientos, no mostraron diferencias estadísticas en la actividad de la enzima β -galactosidasa, a pesar que en los frutos testigo se observó una actividad enzimática máxima que puede ser relacionada con la mayor

pérdida de firmeza bajo estas mismas condiciones (Figura 27). Después de los 4 días de evaluación, se observa una disminución significativa en la actividad de la enzima en los frutos testigo. Las dosis de 600 y 900 ppb presentaron el mismo perfil con respecto a la pérdida de firmeza (Figura 18), no mostrando diferencias estadísticas.

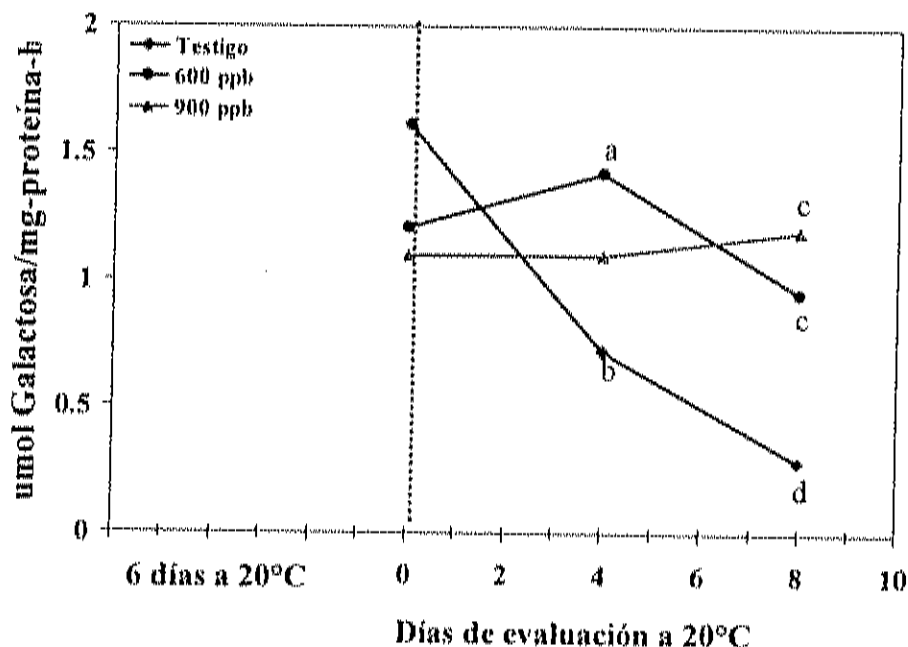


Figura 27. Interacción 1-MCP*Tiempo en la actividad de la enzima β -Galactosidasa de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 20°C.

Análisis en los cambios moleculares de todas las fracciones pécticas en frutos de melón 'Charentais', sugieren que la pérdida de galactosa, posiblemente esta asociada con la pectina, ya que presenta uniones con grupos galactanos, contribuyendo de esta forma a la solubilización de enlaces covalentes de pectina, los cuales son depolimerizadas por la acción de endopoligalacturonasas en la maduración (Bennet, 2002).

Carrington *et al.* (1993), mencionan que la pérdida de galactosa puede ocurrir independientemente de la actividad de la PG. Por otro lado, Bartley, (1974) demostró

que frutos de manzana contienen β -galactosidasa, la cual incrementa su actividad durante la maduración.

Ranwala *et al.* (1992) en un estudio con frutos de melón, reportaron que existe una fuerte evidencia en la participación de la enzima β -galactosidasa en sus diferentes isoformas en la modificación de los componentes de la pared celular durante la maduración de estos frutos. Además Karakurt and Huber (2003), mencionan que el incremento en la actividad de la enzima β -galactosidasa puede representar una respuesta al incremento en la producción de etileno.

La idea que se tiene sobre la PG, la cual puede ser la principal y determinante en el ablandamiento de las frutas, ha sido modificada por estudios recientes. Giovannoni *et al.* (1989) reportaron que la degradación de poliuronidos por la PG no fue suficiente para la inducción del ablandamiento en frutos de tomate.

Los resultados presentados en este estudio, indican que la β -galactosidasa esta implicada en la modificación de la pared celular y la estructura de los polisacáridos de los frutos de melón, sugiriendo una importante función en el ablandamiento.

Gross and Sams (1984), en un estudio realizado con cucurbitáceas y solanáceas, observaron que los azúcares neutros liberados de la pared celular durante la maduración de los frutos, son principalmente moléculas de galactosa, mientras que en los frutos clasificados como bayas y pomáceas, pierden xilosa y arabinosa, respectivamente. Asimismo, Gross and Sams (1984), reportaron que la galactosa fue el azúcar neutro predominante en la pared celular de los frutos de melón y que fue el que mayormente se perdió durante la maduración.

Al analizar los efectos principales para la actividad de la enzima β -galactosidasa en melón 'Cantaloupe' cv. Laredo (Figura 28), se observó que el uso de la temperatura de aplicación de 1-MCP a 5°C, mostró una actividad enzimática menor y estadísticamente diferente a la temperatura de 20°C, pero con las dosis de 600 y 900 ppb de 1-MCP no se encontró diferencia significativa, a pesar de observar mayor actividad de esta enzima en los frutos testigo. En el tiempo, la mayor actividad enzimática de los

frutos fue al inicio del estudio reduciéndose significativamente durante los días de evaluación a 20°C.

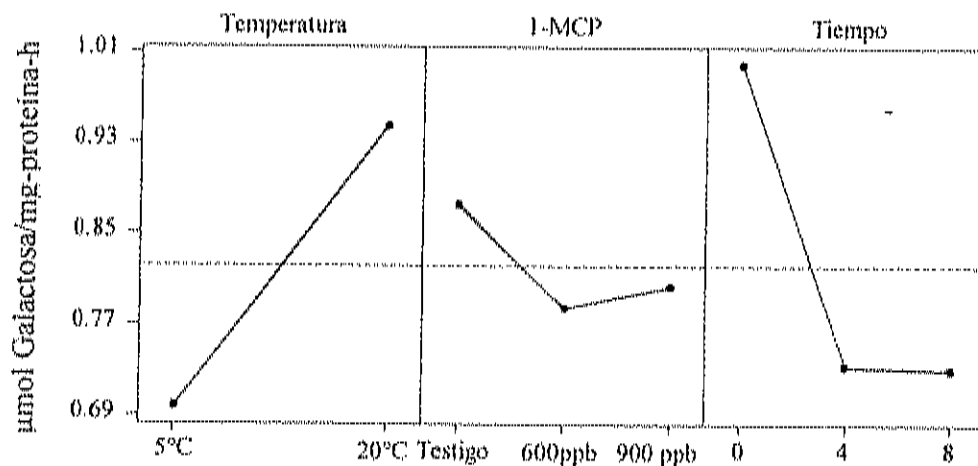


Figura 28. Efectos principales en la actividad de la enzima β -galactosidasa de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.

Pérdida de peso

La pérdida de peso es un factor importante en la calidad de los frutos, ya que usualmente va acompañada por una pérdida de la firmeza, causando una reducción en la calidad comercial. La calidad y vida poscosecha de melón y otras frutas perecedoras esta directamente relacionada con la pérdida de agua la cual se presenta en forma de vapor durante el almacenamiento y mercadeo de los frutos.

De acuerdo con el ANOVA realizado para la variable de pérdida de peso en frutos de melón cantaloupe, existe diferencia estadística (Cuadro 7, Anexo) en las interacciones dobles: 1-MCP*tiempo ($p=0.000$); Temperatura*1-MCP ($p=0.000$) y factores simples: tiempo ($p=0.000$).

De manera general, en la Figura 29, se observa que las dosis de 600 y 900 ppb si tuvieron un efecto con respecto a los frutos testigo en reducir la pérdida de peso y

mantener la calidad del fruto a través del tiempo de almacenamiento, siendo más evidente la diferencia estadística a partir del día 4. De acuerdo con este gráfico, la diferencia solo la marcan los frutos testigo, ya que entre las concentraciones de 600 y 900 ppb de 1-MCP no se observan diferencias durante todo el estudio, independientemente si los frutos fueron almacenados previamente en frío o no. Además, se muestra como los frutos tratados no alcanzaron el 4% en pérdida de peso, no así, los frutos testigos que llegaron a perder más del 5% de su peso a lo largo del estudio.

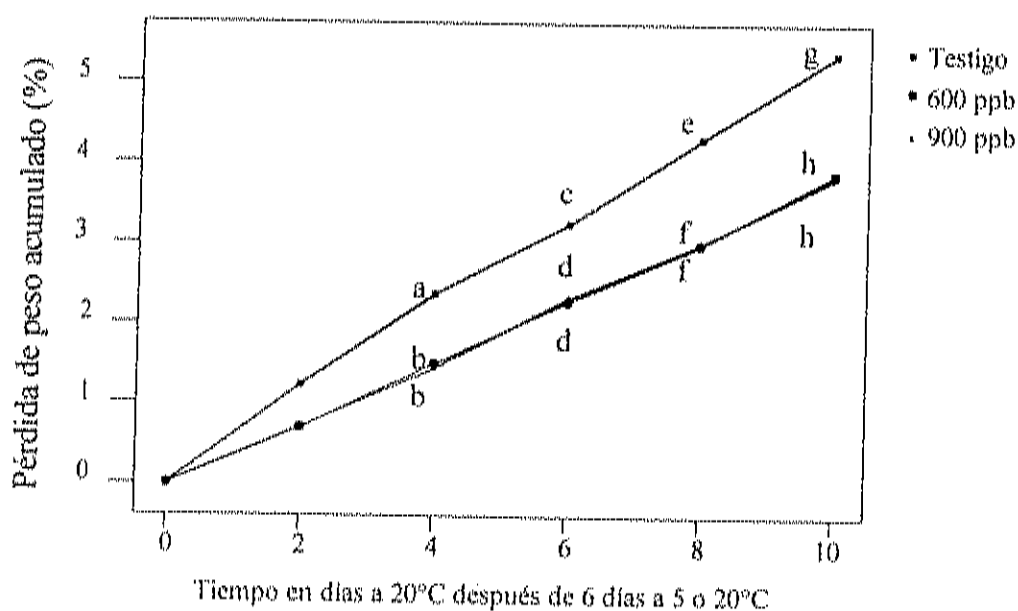


Figura 29. Interacción 1-MCP* tiempo en la pérdida de peso en frutos de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C por 12 h con 1-MCP.

En la figura 30, se observa el perfil para los frutos que fueron tratados a 5°C y almacenados a 20°C (después de 6 días a 5°C), donde se muestra como la temperatura de refrigeración mostró un efecto muy marcado en reducir la pérdida de peso entre los tratamientos. Bajo este tratamiento (6 días a 5°C) los frutos perdieron solamente 1% al salir del almacenamiento en frío (Figura 30) y al final del estudio, los tres tratamientos

pierden aproximadamente menos del 5% de su pérdida de peso sin mostrar diferencias marcadas.

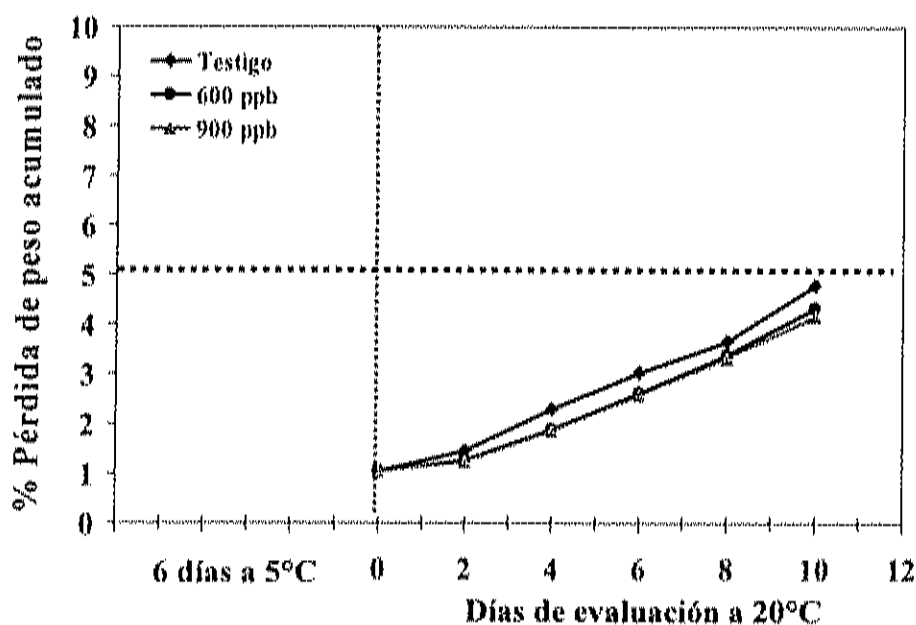


Figura 30. Interacción 1-MCP*tiempo en la pérdida de peso de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 5°C.

Kader (2002), sugiere que la pérdida de agua es la principal causa de deterioro de los frutos, ya que estos pierden apariencia, calidad en la firmeza y calidad nutricional, lo que conlleva a pérdidas del valor en el mercado. De ahí la importancia de las medidas tendentes a minimizar las pérdidas de agua que ocurren en poscosecha. Pérdidas en peso de un 5% marchitan numerosos productos hortícolas, incluso los frutos voluminosos, que presentan una baja relación superficie/volumen.

Además, sin que llegue a manifestarse el marchitamiento, las pérdidas de agua disminuyen la tendencia de los productos a crujiar al momento de ser masticados y aceleran la maduración de algunas frutas (Wills *et al.*, 1998). Sin embargo, los frutos analizados a 20°C (después de 6 días a 5°C), mantuvieron pérdidas de peso por debajo

del 5% durante todo el almacenamiento, lo que indica que todavía podrían ser comercializados considerando éste parámetro.

Estudios realizados por Cohén and Hicks (1986) con frutos de melón cv 'Gold Star' almacenados a diferentes temperaturas (5, 10, 15 y 20°C) por más de 10 días, observaron que la pérdida de peso durante el almacenamiento, independientemente de la condición fue menor al 4%. Por otro lado, Shellie (1999), realizó un estudio con frutos de melón, donde aplicó a nivel de campo AVG (aminotóxivinilglicina, un inhibidor de la síntesis del etileno), después de la cosecha almacenó los frutos a temperaturas de 5 y 20°C y pudo observar pérdidas de peso de 4 a 4.6% durante 7 días de almacenamiento, tal como sucedió en este estudio.

Para el caso de los frutos tratados con 1-MCP a 20°C y almacenados a la misma temperatura por 6 días, se observa que al momento de salir del almacenamiento, los frutos presentaron una pérdida de peso de 1.8 % (900 ppb) y 2.2 % (testigo y 600 ppb) (Figura 31). Además, se observa que todos los tratamientos pierden peso gradualmente durante todo el estudio, sobre todo los frutos testigo, los cuales presentan un incremento más marcado en el día 4, que coincide con el 5% de pérdida de peso límite, según lo reportado por Wills *et al.* (1998), mientras que los frutos tratados con 600 y 900 ppb, llegan a este límite a los días 6 y 8 respectivamente.

Durante todo el periodo de evaluación, los frutos tratados con ambas dosis de 1-MCP no presentaron diferencias marcadas.

En este estudio, la pérdida de peso se vio más marcada con los frutos que fueron almacenados durante 6 días a 20°C, lo que da una idea sobre el efecto que tiene la temperatura de almacenamiento en el metabolismo de los frutos.

Prasanna *et al.* (2000), almacenaron frutos de chirimoya a diferentes temperaturas (10, 15, 20 y 25°C) y observaron que la mayor pérdida de peso fue a 25°C (3-4%), lo cual se atribuyó a una aceleración en los procesos fisiológicos, mostrados por una mayor transpiración, respiración y adelanto en la maduración.

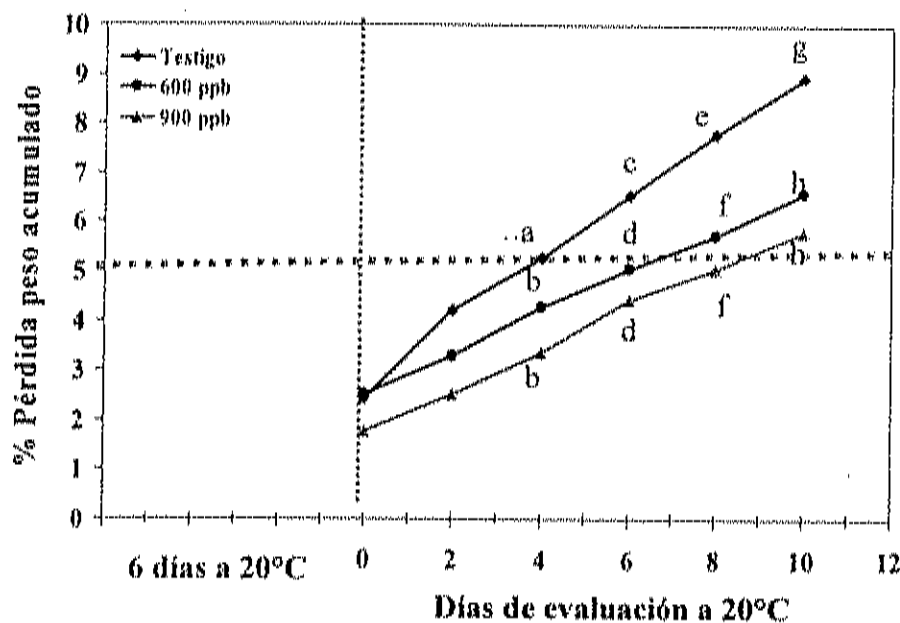


Figura 31. Interacción 1-MCP*tiempo en la pérdida de peso de melón 'Cantaloupe' después de 6 días de almacenamiento a 20°C.

En estudios realizados por Jeong *et al.* (2002) con frutos de aguacate tratados con 450 ppb de 1-MCP a 20°C, observaron que la dosis utilizada mostró un efecto en reducir la pérdida de peso con respecto a los frutos testigo, además, reportaron que al octavo día de almacenamiento a 20°C, los frutos tratados llegaron al 5%, mientras que los testigos tuvieron pérdidas del 7%. Sin embargo, en otros estudios el uso del 1-MCP no manifiesta un efecto en disminuir la pérdida de peso como lo reporta Porat *et al.* (1999) en naranjas tratadas con 1-MCP y Wills and Ku (2002) en frutos de tomate.

Lester and Bruton (1986), mencionan que manteniendo los frutos de melón en microátmosferas saturadas de agua, se puede ejercer una influencia en el grado de la desorganización celular durante la senescencia, que conlleva a extender la vida poscosecha del fruto. Sin embargo, esta influencia en la desorganización de la pared celular puede ser indirecta, ya que en frutos de plátano y melón la permeabilidad del mesocarpio de la membrana celular se incrementa previo a la cosecha. Este incremento en la permeabilidad puede alterar los compartimentos intracelulares promoviendo las

interacciones enzima-sustrato que a su vez son perjudiciales en mantener la organización celular en frutos ya cosechados. Por lo tanto, para mantener por mayor tiempo la vida poscosecha de los frutos de melón, la utilización de microátmosferas saturadas de agua puede retardar la promoción de las interacciones enzima-sustrato mediante la hidratación total de la célula.

Al analizar los efectos principales para la variable de pérdida de peso en frutos de melón 'Cantaloupe' cv. Laredo (Figura 32), se observó que la temperatura por si sola no resultó ser significativa, aunque, el menor porcentaje en pérdida de peso se logró cuando los frutos se almacenaron por 6 días a 5°C comparados con los almacenados 6 días a 20°C. De igual manera, las concentraciones utilizadas no resultaron significativas, aunque se observa que la mayor pérdida de peso fue con los frutos testigo. Durante el tiempo de evaluación, la menor pérdida de peso de los frutos fue al inicio del estudio, incrementándose significativamente durante los días de evaluación a 20°C.

De acuerdo con los resultados de las figuras 30 y 31, se puede observar que el uso de la temperatura de refrigeración por si sola reduce pérdidas de peso en frutos de melón menores al 5%, sin embargo la aplicación de 600 y 900 ppb de 1-MCP a 20°C favorece aún más la calidad poscosecha de los frutos de melón 'Cantaloupe'.

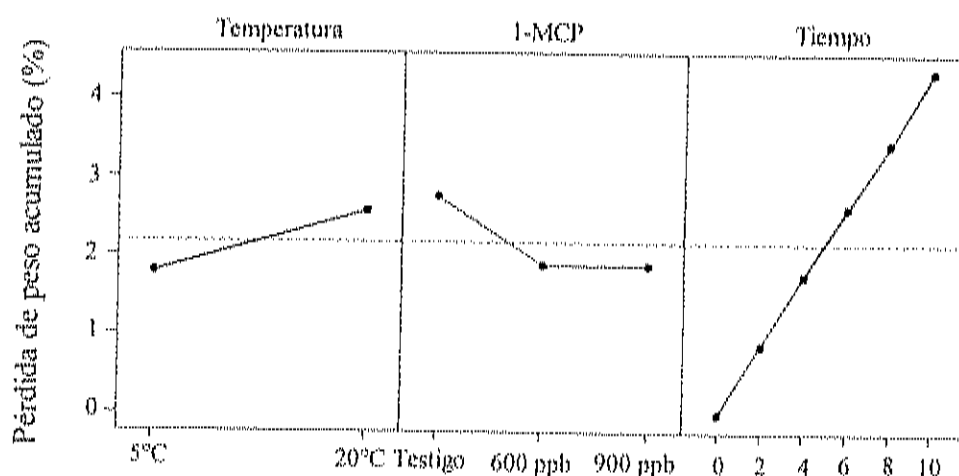


Figura 32. Efectos Principales en la pérdida de peso de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.

Color en Pulpa ($^{\circ}$ Hue, Cromo y Luminosidad)

Los cambios en el color de los frutos son el resultado de la pérdida de clorofila (pigmento verde), de la síntesis de carotenoides (colores amarillo y rojo) y de la síntesis de compuestos fenólicos pigmentados, como las antocianinas (colores rojos y azules). En algunos casos, para un producto en particular, el color característico lo adquiere durante la maduración, lo cual puede ser el resultado de uno o de la combinación de algunos de los procesos ya mencionados (Burton, 1982).

En la descripción del ANOVA realizado para el $^{\circ}$ Hue en frutos de melón 'Cantaloupe' (Cuadro 8, Anexo), se mencionan los efectos que resultaron estadísticamente significativos: la interacción doble Temperatura*tiempo ($p=0.001$) y simples: tiempo ($p=0.000$); 1-MCP ($p=0.041$).

En el Cuadro 9, se puede observar como los valores de $^{\circ}$ Hue se mantuvieron constantes y ligeramente variables en los frutos que fueron almacenados por 6 días a 20°C, ya que al final del estudio muestran un $^{\circ}$ Hue menor a los frutos que fueron almacenados 6 días a 5°C, lo que indica un tono más naranja, el cual puede ser atribuido a que estos frutos maduraron más rápido en comparación con los frutos que fueron refrigerados.

Kader, (2002) menciona que el manejo de las bajas temperaturas es la herramienta más efectiva para extender la vida de anaquel de muchos productos hortofrutícolas, tanto en productos climatéricos como en no climatéricos.

Al descender la temperatura, se disminuye el ritmo de deterioro (es decir, la calidad alta se mantiene más tiempo y aumenta la vida útil). Sin embargo, en el caso de los frutos climatéricos, se puede recurrir a las bajas temperaturas para retrasar el comienzo de la maduración sensorial (Wills *et al.*, 1998).

Cuadro 9. Cambios en el color de la pulpa de frutos de melón tratados con 1-MCP a 5 y 20°C

Ángulo de matiz (°Hue), Cromo y Luminosidad, a los días 0, 4 y 10 de almacenamiento a 20°C.									
Tratamiento	°Hue			Croma			Luminosidad		
	p=0.110			p=0.286			p=0.615		
Después de 6 días a 5°C									
	0	4	10	0	4	10	0	4	10
Testigo	67.34	67.5	67.85	35.88	32.64	33.22	59.59	58.05	60.96
600 ppb	67.16	67.59	67.77	33.49	35.27	34.03	58.4	58.95	62.56
900 ppb	68.14	67.41	67.68	35.26	31.88	34.65	61.12	58.14	60.84
Después de 6 días a 20°C									
Testigo	68.95	69.05	66.65	35.15	36.07	36.19	58.39	59.40	59.28
600 ppb	68	67.26	69.09	36.19	37.82	34.84	61.10	59.48	59.61
900 ppb	68.74	69.08	68.07	36.36	35.51	31.61	59.33	59.74	58.09

En los efectos principales para el color en pulpa expresado como °Hue en melón ‘Cantaloupe’ cv. Laredo (Figura 33), se observó que no existe diferencia estadística entre ambas temperaturas (5 y 20°C). Por otro lado, se encontró diferencia significativa entre dosis, donde los frutos testigo marcaron la diferencia, ya que entre las concentraciones de 600 y 900 ppb de 1-MCP no se mostró un efecto. En el tiempo, se puede decir que los frutos no mostraron un perfil muy marcado en el desarrollo del color, esto podría deberse a la aleatoriedad de las muestras del estudio, ya que las diferencias en el color no fueron muy acentuadas.

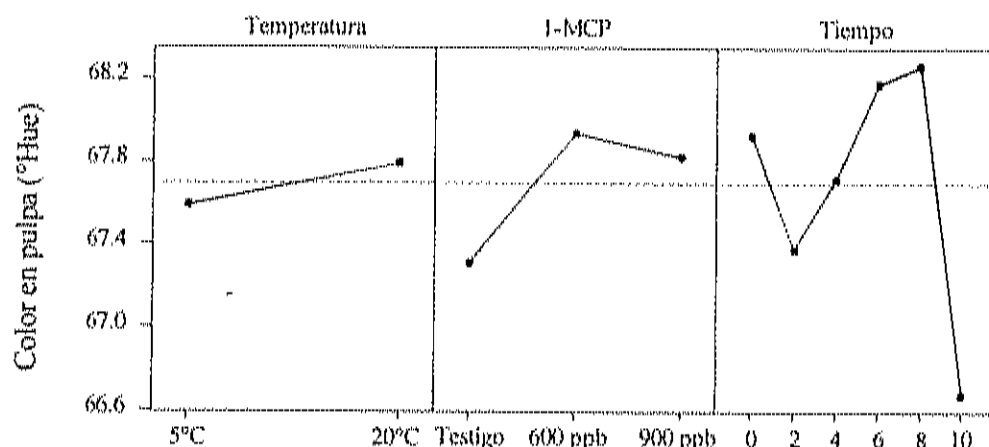


Figura 33. Efectos Principales para color en pulpa (°Hue) de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.

Al igual que el color verdadero (°Hue), la cromaticidad o pureza del color no resultó tener cambios muy importantes durante el estudio. La siguiente descripción del ANOVA (Cuadro 9, Anexo) se muestra los factores e interacciones significativas. En las interacciones dobles: 1-MCP*tiempo ($p=0.004$); Temperatura*tiempo ($p=0.001$) y factores simples: tiempo (0.010).

En el Cuadro 9 se puede observar que los valores de cromaticidad (C) muestran una tendencia horizontal durante los días de evaluación, ya que se observan valores casi constantes, los cuales fluctúan entre 31 y 36, cabe mencionar que estas diferencias no son importantes en la práctica, ya que estos cambios pueden no ser percibidos por el ojo humano. Además, uno de los resultados que se esperaba obtener en este estudio, es que los tratamientos no tuvieran un efecto en el desarrollo del color de la pulpa del fruto, ya que aparte de su aroma y sabor, el color de la pulpa también es un atractivo para los consumidores de esta fruta.

De acuerdo con lo los efectos principales (Figura 34) se puede comprobar que los tratamientos no tuvieron un efecto significativo en el valor de cromaticidad, donde se puede observar en la temperatura de aplicación, al igual que las dosis de 600 y 900 ppb de 1-MCP, los cuales no mostraron cambios estadísticos. En el tiempo se observan

variaciones en el día cero y 2, pero al día 4 se muestra como la cromaticidad va en aumento hasta el final del estudio.

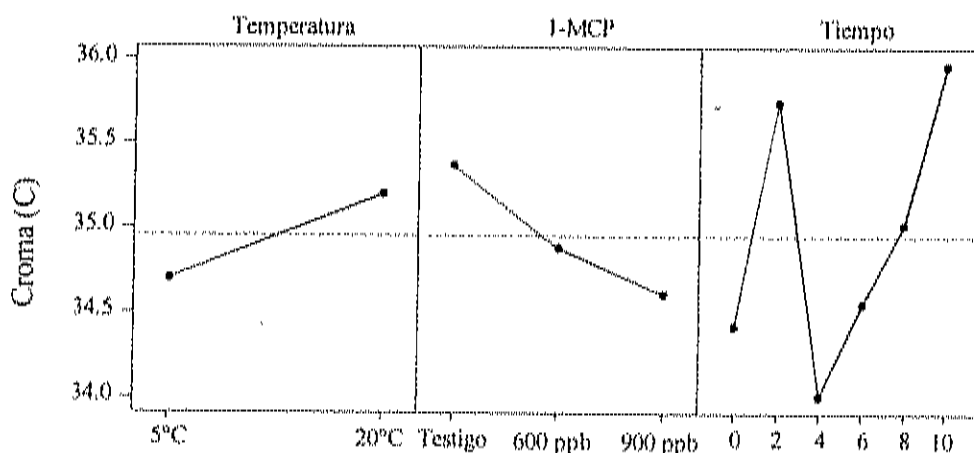


Figura 34. Efectos principales en la cromaticidad de la pulpa de frutos de melón tratados a 5 y 20°C con 1-MCP.

En la luminosidad del color de la pulpa de los frutos de melón 'Cantaloupe', no mostraron cambios significativos en ninguna de las interacciones durante todo el estudio (Cuadro 10, Anexo).

En el Cuadro 9, se observa que la luminosidad en ambas temperaturas de aplicación (5 y 20°C) y dosis de 1-MCP (0, 600 y 900 ppb), muestran valores que oscilan entre 58 y 60, los cuales no fueron estadísticamente significativos durante los días de estudio bajo simulación de mercadeo.

Esto indica que el color en la pulpa de los frutos de melón 'Cantaloupe' no cambió su luminosidad durante el tiempo de almacenamiento. Esto demuestra, que el 1-MCP no mostró un efecto en el desarrollo del color de la pulpa del fruto.

En la Figura 35 se muestran los efectos principales en la luminosidad del color en pulpa de melón 'Cantaloupe' cv. Laredo, donde los frutos que fueron almacenados a 5 y 20°C por 6 días, no presentaron diferencias significativas, así como las dosis aplicadas

de 1-MCP (600 y 900 ppb) con respecto a los frutos testigo, como también el tiempo de evaluación bajo los días de simulación de mercadeo.

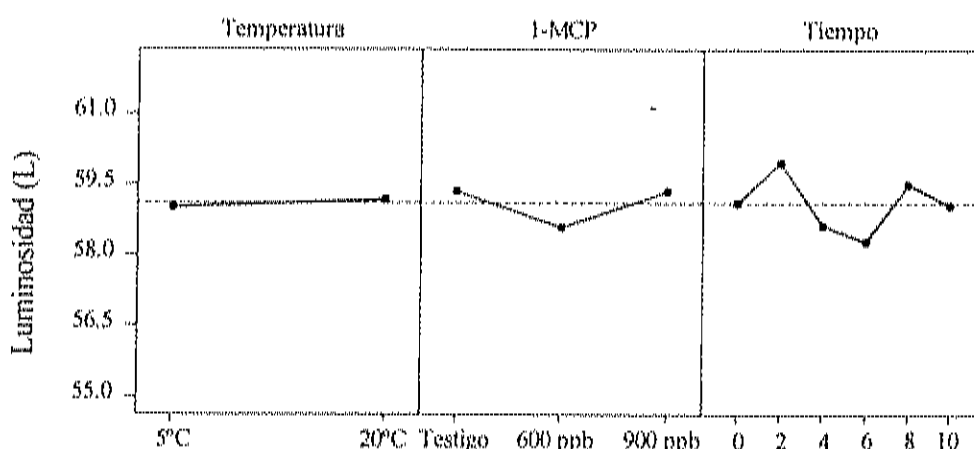


Figura 35. Efectos principales en la Luminosidad de la pulpa de frutos de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.

Los resultados de este estudio coinciden con lo reportado por Guis *et al.* (1997) y Flores *et al.* (2001), donde mencionan que la síntesis de carotenoides, responsables de la tonalidad naranja en la pulpa de melón, no es un proceso dependiente del etileno. Es por ello, que el efecto encontrado no es muy marcado entre concentraciones y con respecto al testigo. Sin embargo, se observaron resultados significativos en ^aHue y croma en los frutos testigo, posiblemente atribuido a que la velocidad de maduración fue mayor.

pH, Acidez Titulable y Sólidos Solubles Totales (°Brix)

El ANOVA realizado para la variable de pH en melón 'Cantaloupe', muestra diferencia estadística (Cuadro 11, Anexo) en la interacción triple: Temperatura*1-

MCP*tiempo (0.014); dobles: 1-MCP*tiempo ($p=0.019$); Temperatura*tiempo ($p=0.000$) y factores simples: tiempo ($p=0.000$).

En el Cuadro 10 se puede observar que los frutos que fueron tratados a 5°C y almacenados por 6 días a esa misma temperatura, muestran valores que oscilaron entre 6.84 y 7.08, indicando un perfil casi constante entre tratamientos durante los días de evaluación a 20°C. Por otro lado, los frutos que fueron almacenados por 6 días a 20°C y analizados a la misma temperatura, muestran un perfil de aumento en pH en todos los tratamientos, con valores de 6.57 a 7.66. Sin embargo, este incremento en el pH no se considera importante en la práctica.

Se puede decir que el 1-MCP con las dosis de 600 y 900 ppb no mostraron un efecto acentuado en el pH a lo largo del tiempo, pero la temperatura de almacenamiento sí afectó el aumento del pH de los frutos, con relación al testigo. Mismo comportamiento fue reportado por Quintero (2003), con frutos de melón 'Cantaloupe', al utilizar dosis de 300 ppb de 1-MCP y almacenados a 20°C.

Por otro lado, Lester and Dunlap (1986), reportaron incrementos de pH en melón cv Perlita durante el desarrollo de la maduración del fruto.

La temperatura es un factor muy importante en la velocidad de maduración de los frutos, ya que a bajas temperaturas, el metabolismo de los frutos es más lento y por lo tanto algunas características se ven afectadas. Pero, si la temperatura a la que se encuentran expuestos los frutos son elevadas, estas características se presentan a más corto tiempo, como lo fue para los melones que estuvieron 6 días a 20°C y evaluados a 20°C, mientras que los frutos que estuvieron a 5°C durante un periodo de 6 días y posteriormente almacenados a 20°C, su pH se mantuvo casi constante durante todo el estudio.

Lamikanra *et al.* (2000), reportan valores de pH para frutos de melón precortado, variedad Naud almacenados a 20 y 4°C, promedios de 6.5, durante todo el almacenamiento, los cuales no resultaron significativos, por otro lado, a 20°C los cambios observados sí fueron significativos, por lo que concluyeron, que la temperatura de almacenamiento tiene un efecto en los cambios bioquímicos de la fruta procesada.

MCP*tiempo (0.014); dobles: 1-MCP*tiempo ($p=0.019$); Temperatura*tiempo ($p=0.000$) y factores simples: tiempo ($p=0.000$).

En el Cuadro 10 se puede observar que los frutos que fueron tratados a 5°C y almacenados por 6 días a esa misma temperatura, muestran valores que oscilaron entre 6.84 y 7.08, indicando un perfil casi constante entre tratamientos durante los días de evaluación a 20°C. Por otro lado, los frutos que fueron almacenados por 6 días a 20°C y analizados a la misma temperatura, muestran un perfil de aumento en pH en todos los tratamientos, con valores de 6.57 a 7.66. Sin embargo, este incremento en el pH no se considera importante en la práctica.

Se puede decir que el 1-MCP con las dosis de 600 y 900 ppb no mostraron un efecto acentuado en el pH a lo largo del tiempo, pero la temperatura de almacenamiento sí afectó el aumento del pH de los frutos, con relación al testigo. Mismo comportamiento fue reportado por Quintero (2003), con frutos de melón 'Cantaloupe', al utilizar dosis de 300 ppb de 1-MCP y almacenados a 20°C.

Por otro lado, Lester and Dunlap (1986), reportaron incrementos de pH en melón cv Perlita durante el desarrollo de la maduración del fruto.

La temperatura es un factor muy importante en la velocidad de maduración de los frutos, ya que a bajas temperaturas, el metabolismo de los frutos es más lento y por lo tanto algunas características se ven afectadas. Pero, si la temperatura a la que se encuentran expuestos los frutos son elevadas, estas características se presentan a más corto tiempo, como lo fue para los melones que estuvieron 6 días a 20°C y evaluados a 20°C, mientras que los frutos que estuvieron a 5°C durante un periodo de 6 días y posteriormente almacenados a 20°C, su pH se mantuvo casi constante durante todo el estudio.

Lamikanra *et al.* (2000), reportan valores de pH para frutos de melón precortado, variedad Naud almacenados a 20 y 4°C, promedios de 6.5, durante todo el almacenamiento, los cuales no resultaron significativos, por otro lado, a 20°C los cambios observados sí fueron significativos, por lo que concluyeron, que la temperatura de almacenamiento tiene un efecto en los cambios bioquímicos de la fruta procesada.

Cuadro 10. pH, % acidez titulable (ácido málico) y sólidos solubles totales (SST) en frutos de melón 'Cantaloupe' tratados con 1-MCP a 5 y 20°C.

Tratamiento	pH			% Acidez titulable (Ac. Málico)			Sólidos Solubles Totales (°Brix)		
	p=0.014			p=0.382			p=0.000		
Después de 6 días a 5°C									
	0	4	10	0	4	10	0	4	10
Testigo	6.92	7.22	7.04	0.05	0.04	0.051	10.65	10.65	13.95
600 ppb	6.98	6.98	7.02	0.046	0.047	0.033	13.05	11.4	13.2
900 ppb	6.84	7.15	7.08	0.053	0.048	0.044	9.3	13.95	14.25
Después de 6 días a 20°C									
Testigo	6.57	6.84	7.32	0.059	0.042	0.037	8.4	9	12.6
600 ppb	6.82	6.8	7.23	0.053	0.051	0.031	9.75	9.15	11.7
900 ppb	6.94	6.78	7.66	0.063	0.061	0.03	14.25	10.95	11.4

En los efectos principales para el pH de los frutos de melón 'Cantaloupe' (Figura 36) se observó que el uso de las temperaturas de aplicación a 5 y 20°C no resultó ser significativa, ya que los frutos de ambas temperaturas se encuentran sobre el valor medio de pH. Asimismo, no se mostraron diferencias estadísticas entre los frutos de los tres tratamientos. Sin embargo, el tiempo sí resultó significativo durante todo el estudio, analizándose un perfil de aumento durante el periodo de simulación de mercadeo, característico de una pérdida de acidez.

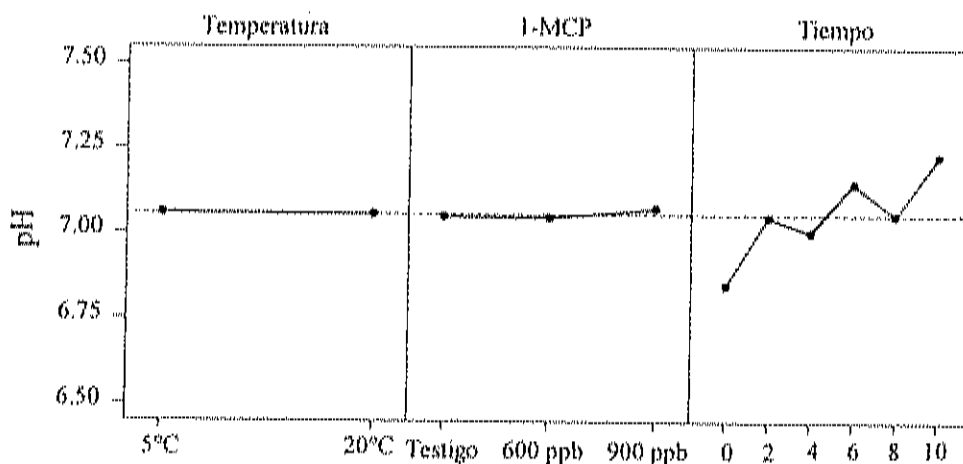


Figura 36. Efectos principales en el pH de frutos de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.

En la acidez titulable para frutos de melón 'Cantaloupe' expresado como % de ácido málico, el ANOVA mostró diferencia estadística en algunas interacciones y factores. En las interacciones dobles: 1-MCP*tiempo ($p=0.007$); Temperatura*tiempo ($p=0.000$) y factores simples: tiempo ($p=0.000$); 1-MCP ($p=0.010$).

En el Cuadro 10 se muestra la acidez titulable para los frutos tratados a 5 y 20°C, donde se observan valores muy constantes durante su evaluación bajo simulación de mercadeo. Para los frutos que fueron almacenados por 6 días a 5°C y evaluados a 20°C, se reportan porcentajes de ácido málico entre 0.0533 a 0.033, lo cual en la práctica esta diferencia puede no ser detectada ya que son rangos muy pequeños. Mientras en los frutos almacenados por 6 días a 20°C y evaluados bajo simulación de mercadeo, se mostró un perfil en descenso en la acidez en todos los tratamientos. Esto se debe, a que uno de los aspectos más importantes durante la maduración de un fruto, es que los ácidos son utilizados como sustrato en el proceso de respiración, por lo que su contenido tiende a disminuir (Wills et al., 1998).

La temperatura, como ya se ha venido mencionando, es un factor importante durante el proceso de maduración, debido a las altas temperaturas de exposición de los

frutos, la respiración aumenta y los ácidos disminuyen, mientras que a bajas temperaturas, la maduración es un poco más lenta, la cual se puede apreciar en el porcentaje de acidez de los frutos que estuvieron a 5°C durante 6 días y almacenados posteriormente bajo simulación de mercadeo (Cuadro 10).

Quintero (2003), reportó que el uso de 300 ppb de 1-MCP y el uso de bajas temperaturas de almacenamiento en frutos de melón 'Cantaloupe', logró mantener la acidez titulable. Estudios realizados por Prasanna *et al.* (2000) con frutos de chirimoya a diferentes temperaturas de almacenamiento (10, 15, 20 y 25°C), observaron un aumento en la acidez titulable en los estados iniciales de la maduración, seguida por un decremento durante el almacenamiento a 20 y 25°C. Similar comportamiento se observó en este estudio para frutos de melón almacenados por 6 días a 20°C.

Al analizar los efectos principales en el porcentaje de acidez titulable para frutos de melón 'Cantaloupe' cv Laredo (Figura 37), se observó que el uso de las temperaturas de almacenamiento (5 y 20°C por 6 días), no mostró diferencias estadísticas, mientras que las dosis utilizadas sí tuvieron un efecto, sobre todo la diferencia la marcan los frutos tratados con 900 ppb al mantener un % de acidez titulable más elevado. Sin embargo, en el tiempo se observaron diferencias estadísticas, mostrando una disminución en el contenido de acidez durante los días de evaluación a 20°C.

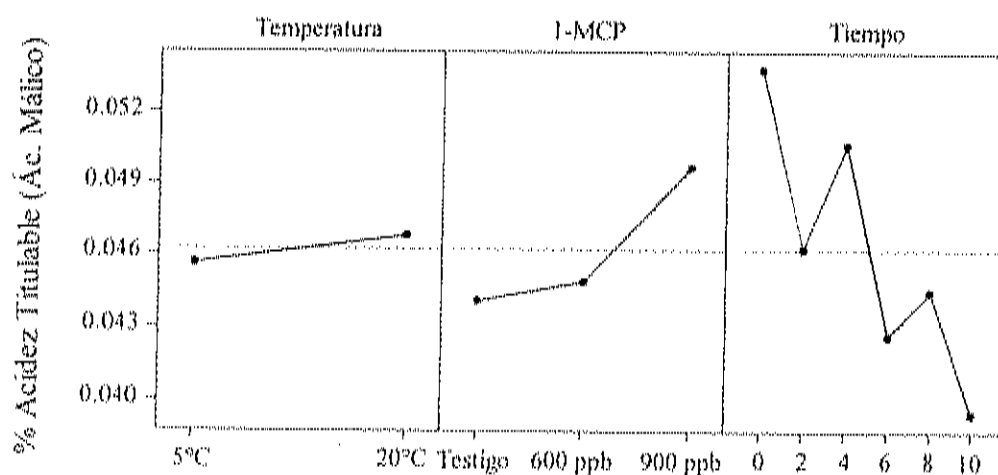


Figura 37. Efectos principales en el % ácido málico para frutos de melón cantaloupe tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.

El contenido de sólidos solubles en melón, no se ve afectado después de cosechados, debido a que es un fruto que no contiene reservas de almidón, los cuales puedan ser convertidos en azúcares (Bianco and Pratt 1977; Pratt 1971). Sin embargo el ANOVA (Cuadro 13, Anexo) para esta variable muestra diferencia estadística en la interacción triple: Temperatura*1-MCP*tiempo ($p=0.000$); dobles: 1-MCP*tiempo ($p=0.017$); Temperatura*tiempo ($p=0.005$) y factores simples: Temperatura ($p=0.002$); 1-MCP ($p=0.000$); tiempo ($p=0.000$).

En el Cuadro 10, se reporta el contenido de sólidos solubles totales en frutos de melón 'Cantaloupe' almacenados por 6 días a 5 y 20°C y evaluados a temperatura de mercadeo, donde se observó que a lo largo del tiempo los sólidos solubles no mantienen un perfil con relación al efecto del 1-MCP. Esto puede ser debido a la gran diferencia en el contenido en °Brix al momento de la cosecha de los frutos, ya que no se observó un efecto sobre las dosis aplicadas, además en poscosecha, los frutos de melón no incrementan su contenido en azúcares o dulzor (Parnell *et al.*, 2003).

La composición de azúcares de los frutos de melón, a lo largo de su desarrollo y maduración, es un aspecto de gran interés en la determinación del punto de madurez de los frutos; de manera que si los frutos son cosechados prematuramente, las pulpas de los frutos pueden no haber alcanzado un suficiente grado de dulzor, debido a que el contenido en sacarosa de los mismos procede de la descomposición y translocación de los hidratos de carbono de las hojas (principalmente almidón), proceso que se produce muy tardíamente y además no se altera con el paso del tiempo y almacenamiento (Bianco and Pratt 1977; Hubbard *et al.*, 1989; Borrego, 1997; Parnell *et al.*, 2003).

Cortés (1997), menciona que los frutos de melón poseen un 'reloj' interno que le indica en qué fase de su ciclo se encuentra en cada momento; por ejemplo, la producción de etileno indica al melón que ha llegado el momento de desprenderse de la planta, de no seguir acumulando azúcares y prepararse para servir como vehículo para la difusión de las semillas.

Al analizar los efectos principales para los sólidos solubles totales en melón 'Cantaloupe' (Figura 38), se observó que el uso de la temperatura de aplicación a 5°C,

mostró los valores más altos y estadísticamente diferentes a la temperatura de 20°C. Asimismo, los frutos con la dosis de 900 ppb de 1-MCP muestran el contenido en sólidos solubles totales más altos y estadísticamente diferentes a los frutos testigo y los que fueron tratados con 600 ppb.

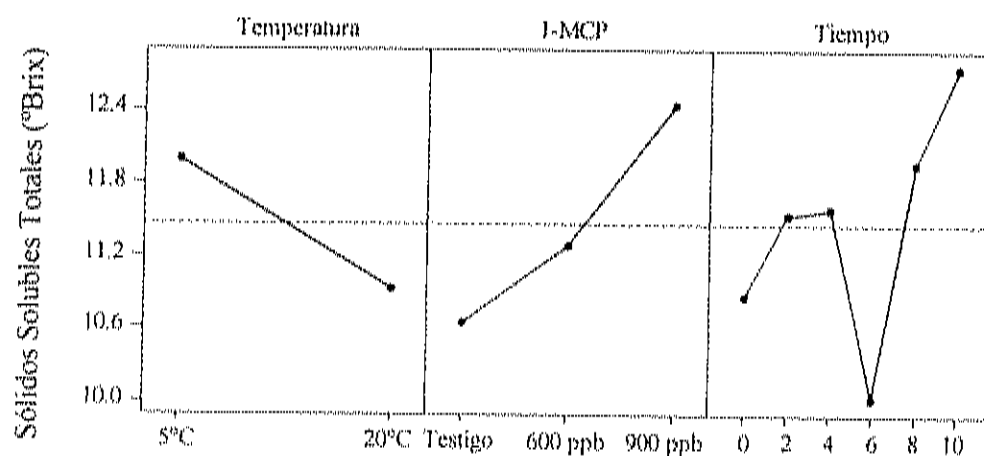


Figura 38. Efectos principales en los sólidos solubles totales en frutos de melón 'Cantaloupe' tratados a 5 y 20°C con 1-MCP y evaluados a 20°C.

CONCLUSIONES

El uso del 1-Metilciclopropeno (1-MCP) aplicado en poscosecha a melón 'Cantaloupe' cv Laredo, resultó ser una alternativa viable para mantener la calidad de los frutos durante el almacenamiento y la comercialización al reducir los cambios normales mostrados durante la maduración.

El comportamiento respiratorio de los frutos de melón no mostró diferencias significativas en ninguno de los tratamientos con 1-MCP.

Las dosis de 600 y 900 ppb de 1-MCP lograron reducir hasta un 60% la producción de etileno durante todo el estudio en comparación con los frutos testigo cuando los melones fueron tratados y evaluados a 20° C. Sin embargo, esta diferencia no fue significativa en los frutos tratados a 5°C y almacenados posteriormente bajo simulación de mercadeo.

La pérdida de firmeza fue reducida en un 70% en los frutos de melón tratados con 600 y 900 ppb de 1-MCP a 5 y 20°C, manteniéndose aceptables para una buena comercialización durante los 10 días de estudio. Por el contrario, los frutos testigo sin almacenamiento en frío solo se mantuvieron firmes durante los primeros seis días a 20°C, aunque, cuando se almacenaron seis días a 5°C lograron mantenerse en buenas condiciones de firmeza por seis días adicionales en anaquel.

La actividad de la enzima poligalacturonasa se presentó en los estados avanzados de la maduración de los melones, mostrando un incremento al cuarto día en los frutos testigo tratados a 5 y 20°C y evaluados bajo simulación de mercadeo, mientras que el uso de bajas temperaturas de almacenamiento y aplicación de 1-MCP (600 y 900 ppb), redujó la actividad de esta enzima.

Se observó una estrecha relación entre la actividad de la enzima β -galactosidasa con el ablandamiento inicial de los frutos testigo almacenados y evaluados a 20°C, mientras que bajo estas mismas condiciones los frutos tratados con 1-MCP (600 y 900 ppb) mostraron una baja actividad enzimática. La temperatura de refrigeración disminuyó la actividad de la enzima de todos los frutos, independientemente de los tratamientos con 1-MCP.

La actividad de la enzima α -celulasa no se vio afectada por los tratamientos con 1-MCP en los melones, indicando que esta enzima no es responsable del ablandamiento de los frutos.

La baja temperatura de almacenamiento por 6 días, redujo la pérdida de agua en los melones, mostrando una mejor apariencia al final del estudio, al mantener una pérdida de peso menor al 5%. Los frutos tratados a 20°C con 1-MCP (600 y 900 ppb) lograron reducir un 60% la pérdida de peso en 6 días, independientemente de la dosis utilizada.

Los frutos de melón con los diferentes tratamientos con 1-MCP, no mostraron cambios importantes en los parámetros de color, pH, acidez titulable y sólidos solubles totales durante la simulación de mercadeo, además el uso de la temperatura de refrigeración mantiene constantes estas variables independientemente de la dosis utilizada.

La aplicación de 600 ppb de 1-MCP a 20°C fue suficiente para retrasar la maduración de los frutos de melón, aunque cuando se combina con el almacenamiento a bajas temperaturas, aumentan su potencial en mantener la calidad poscosecha de los frutos.

LITERATURA CITADA

- A.O.A.C.** 1998 (Association of Official Analytical Chemist). Official Methods of Analysis. 16th edition. A.O.A.C. Internacional, Guithersburg, MD. USA.
- Abbott, J.A.** 1999. Quality measurement of fruits and vegetables. *Postharvest Biology and Technology*. 15:207-225.
- Abeles, F. B. and Takeda, F.** 1989. Increased cellulase activity during blackberry fruit ripening. *Hortscience*. 24(5):851.
- Abeles, F. B., Morgan, Page W., Saltveit, Mikal E. Jr.** 1992. Ethylene in plant biology. Editorial Academic. Press, Inc. Second edition. pp: 212.
- Adams, D.O., Yang, S.F.** 1979. Ethylene biosynthesis: identification of 1-aminocyclopropane-1-carboxylic acid as an intermediate in the conversion of methionine to ethylene. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA*. 76(1):170-174.
- Ahmed, A. E and Lavabitch, J.M.** 1980a. Cell wall metabolism in ripening fruit, I. Cell wall changes in ripening "Bartlett" pears. *Plant Physiology*. 65:1009-1013.
- Ahmed, A. E. and Lavabitch, J.M.** 1980b. Cell wall metabolism in ripening fruit, II. Changes in carbohydrate-degrading enzymes in ripening "Bartlett" pears. *Plant Physiology*. 65:1014-1016.
- Alexander, L. and Grierson, D.** 2002. Ethylene biosynthesis and action in tomato: a model for climateric fruit ripening. *Journal of Experimental Botany*. 53(377): 2039-2055.
- Ali, Z. M., Armugan, S. and Lazan, H.** 1995. β -Galactosidase and its significance in ripening mango fruit. *Phytochemistry*. 38(5):1109-1114.
- Atta-Aly, M.A., Brecht, J.K., Huber, D.J.** 2000. Ethylene feedback mechanisms in tomato and strawberry fruit tissues in relation to fruit ripening and climateric patterns. *Postharvest Biology and Technology*. 20: 151-162.
- Ayub, R., Guis, M., Ben- Amor, M., Gillot, L., Roustan, J.P., Latché, A., Bouzayen, M. and Pech, J.-C.** 1996. Expression of ACC oxidase antisense gene inhibits ripening of 'Cantaloupe' melon fruits. *Nature Biotechnology*. 14: 862-865.

- Baéz, S. M., Siller, J., D. Muy, E. Araiza, L. Contreras y A. Sañudo, 2001.** Smartfresh: Una novedosa tecnología para extender la vida de anaquel en Tomate, *Tecnología de Alimentos*. 36 (03):7-11.
- Barrett, D.M. and Gonzalez, C. 1994.** Activity of softening enzymes during cherry maturation. *Journal of Food Science*. 59 (3): 574-577.
- Bartley, J. M. 1974.** β -Galactosidase activity in ripening apples. *Phytochemistry*. 13:2107-2111.
- Bartley, J. M. 1978.** Exo-polygalacturonase of apple. *Phytochemistry*. 17:213-213.
- Bauchot, A.D., Mottram, D.S., Dodson, A.T. and John, P. 1998.** Effect of aminocyclopropane-1-carboxylic acid oxidase antisense gene on the formation of volatile esters in 'Cantaloupe' charentais melon (Cv. Védrandais). *J. Agric. Food Chem.* 46:4787-4792.
- Beaudry, R. 2001.** Use of 1-MCP on apples. *Postharvest Technology. Perishables Handling Quarterly*. University of California. Issue No. 108.
- Belding, R.D. and Lokaj, G.R.W. 2002.** Aminoethoxyvinylglycine treatment of peach fruit reduces ethylene production and softening. *HortScience*. 37(7): 1065-1068.
- Belie, De N., Schotte, S., Coucke, P., Baerdemaeker, De J. 2000.** Development of an automated monitoring device to quantify changes in firmness of apples during storage. *Postharvest Biology and Technology*. 18:1-8.
- Ben-Arie, R. and Kislev, N. 1979.** Ultrastructural changes in the cell walls of ripening apple and pear fruit. *Plant Physiology*. 64:197-202.
- Ben-Yehoshua, S. and Rodov, V. 2003.** Transpiration and water-stress. *In*, *Postharvest Physiology and Pathology of vegetables*. Ed. Marcel Dekker, Inc. Second edition. pp:111-112,129.
- Bennet, A.B. 2002.** Biochemical and genetic determinants of cell wall disassembly in ripening fruits: A general model. *HortScience*. 37(3):447-450.
- Bianco, V.V. and Pratt, H.K. 1977.** Compositional changes in muskmelon during development and in response to ethylene treatment. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 102(2):127-133.

- Blankenship, S.M.** 2001. Ethylene effects and the benefits of 1-MCP. Postharvest Technology. Perishables Handling Quarterly. University of California. Issue No. 108.
- Blankenship, S.M., Dole, J.M.** 2003. 1-Methylecyclopropene: a review. Postharvest and Technology. 28: 1-25.
- Bleecker, A.B. and Kende, H.** 2000. Ethylene: A gaseous signal molecule in Plants. Annu. Rev. Cell Dev. Biol. 16: 1-18.
- Brecht, J.K. and Huber, D.J.** 1988. Products released from enzymically active cell wall stimulate ethylene production and ripening in preclimacteric tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) fruit. Plant Physiology. 88: 1037-1041.
- Bourne, M. C.** 1980. Textura evaluation of horticultural crops. HortScience. 15 (1): 51-57.
- Bower, J., Holford, P., Latché, A., Pech, J.C.** 2002. Culture conditions and detachment of the fruit influence the effect of ethylene on the climacteric respiration melon. Postharvest Biology and Technology. 26: 135-146.
- Borrego, J.V.M.** 1997. Los tipos de melón comerciales, *En*: Namesny Alicia. Melones, Compendios de Horticultura, Ediciones de Horticultura, Zaragoza España. Primera edición. pp:13-20, 53.
- Bradford, M. M.,** 1976. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. Analytical Biochemistry. 72:248-254.
- Brummell, D. A. and Harpster, M. H.** 2001. Cell wall metabolism in fruit softening and quality and its manipulation in transgenic plants. Plant Molecular Biology. 47:311-340.
- Burg, S.P. and Burg, E.A.** 1962. Role of ethylene in fruit ripening. Plant Physiology. 37(2):179-189.
- Burg, S.P. and Burg, E.A.** 1967. Molecular requirements for the biological activity of ethylene. Plant Physiology. 42: 144-152.
- Burton, G.W.** 1982. Post-Harvest Physiology of Food Crops. Editorial Longman. Primera edición. pp:181, 185, 188, 192.

- Canda, M.C.C.** 2000. Hortalizas y verduras. En: Alimentos, composición y propiedades. Antíasarán, I., Martínez, J.A. McGraw-Hill*Interamericana. Segunda edición, Madrid. pp:180.
- Cantwell, M.I. and Kasmire, R.F.** 2002. Postharvest handling systems: Fruit vegetables. *In*: Postharvest technology of horticultural crops. Kader A.A. University of California. Agriculture and Natural Resources. Publication 3311. Third edition. Pp: 416-418.
- Carrillo-López, A., Cruz-Hernández, A., Cárabez-Trejo, A., Guevara-Lara, F. and Paredes-López O.** 2002. Hydrolytic activity and ultrastructural changes in fruit skins from two prickly pear (*Opuntia* sp.) varieties during storage. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 50: 1681-1685.
- Carrington, S.C.M., Greve, L.C. and Labavitch, J.M.** 1993. Cell wall metabolism in ripening fruit, VI. Effect of the antisense polygalacturonase gene on cell wall changes accompanying ripening in transgenic tomatoes. *Plant Physiology*. 103: 429-434.
- Chan, H. T., Jr., Steven Y.T. and Seo, S.T.** 1981. Papaya polygalacturonase and its role in thermally injured ripening fruit. *Journal of Food Science*. 46:1478-1483.
- Chatenet, C.D., Latché, A., Olmos, E., Ranty, B., Charpentreau, M., Ranjeva, R., Pech, J.C. and Graziana, A.** 2000. Spatial-resolved analysis of histological and biochemical alterations induced by water-soaking in melon fruit. *Physiologia Plantarum*. 110:248-255.
- Cohen, R.A. and Hicks, J.R.** 1986. Effect of storage on quality and sugars in muskmelon. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 111(4):553-557.
- Cortés, V.N.** 1997. Los tipos de melón comerciales, *En*: Melones. Namesny A. Compendios de horticultura. Ediciones de Horticultura, Zaragoza España. Primera edición. pp: 35-40.
- Cosgrove, D.J.** 1997. Assembly and enlargement of the primary cell wall in plants. *Annu. Rev. Cell Dev. Biol.* 13:171-201.
- Crisosto, H.C. and Garner, D.** 2001. 1-MCP inhibits kiwifruit softening during storage. *Postharvest Technology. Perishables Handling Quarterly*. University of California. Issue No. 108.
- Crookes, P.R. and Grierson, D.** 1983. Ultrastructure of tomato fruit ripening and the role of polygalacturonasae isoenzymes in cell wall degradation. *Plant Physiology*. 72: 1088-1093.

- Darvill, J. E., McNeil, M., Darvill, A. G. and Albersheim, P.** 1980. Structure of plant cell walls. *Plant Physiology*. 66:1135-1139.
- Dauny, P.T. and Joyce, D.C.** 2002. 1-MCP improves storability of 'Queen Cox' and 'Bramley' apple fruit. *HortScience*. 37(7):1082-1085.
- DeEll, J.R., Murr, D.P., Porteous M.D., Rupasinghe, H.P.V.** 2002. Influence of temperature and duration of 1-methylcyclopropene (1-MCP) treatment on apple quality. *Postharvest Biology and Technology*. 24, 349-353.
- De Ena, G.H.** 1997. Manejo poscosecha de melón. *En: Melones*. Namesny, A. Compendios de horticultura. Ediciones de Horticultura, Zaragoza España. Primera edición. pp:165.
- Deulofeu, C.** 1997. Los tipos de melón comerciales, *En: Melones*. Namesny, A. Compendios de Horticultura, Ediciones de Horticultura, Zaragoza España, Primera edición. pp:21-24.
- Díaz-Pérez, J.C. and Araiza, E.** 1997. Changes in transpiration rates and skin permeance as affected by storage and stage tomato fruit ripeness. 7th International controlled atmosphere research conference. July 13-18. University of California Davis. USA.
- Diek, A.J. and Labavitch, J.M.** 1989. Cell wall metabolism in ripening fruit. IV. Characterization of the pectin polysaccharides solubilized during softening of 'Bartlett' pear fruit. *Plant Physiology*. 89: 1394-1400.
- Dong, L., Lurie, S., Zhou, H.-W.** 2002. Effect of 1-methylcyclopropene on ripening of 'Canino' apricots and 'Royal Zee' plums. *Postharvest Biology and Technology*. 24:135-145.
- Fallik, E., Alkali-Tuvia, S., Horev, B., Copel, A., Rodov, V., Aharoni, Y., Ulrich, D., Schulz, H.** 2001. Characterisation of 'Galia' melon aroma by GC and mass spectrometric sensor measurements after prolonged storage. *Postharvest Biology and Technology*. 22:85-91.
- Fan, X., and Mattheis, J.P.** 1999a. Development of Apple Superficial Scald, Soft Scald, Core Flush, and Greasiness Is Reduced by MCP. *J. Agric. Food Chem.* 47: 3063-3068.
- Fan, X. and Mattheis, J.P.** 1999b. Impact of 1-methylcyclopropene and methyl jasmonate on apple Volatile Production. *J. Agric. Food Chem.* 47:2847-2853.

- Fan, X.** and Mattheis, J.P. 2000. Inhibition of ethylene action by 1-methylcyclopropene prolongs storage life of apricots. *Postharvest Biology and Technology*. 20:135-142.
- FAO**, 2003. Food and Agriculture Organization of the united nations. FAO Statical database. <http://apps.fao.org/page/collections?subset=agriculture>
- Feng, X.**, Apelbaum, A., Sisler, E.C., Goren, R. 2000. Control of ethylene responses in avocado fruti with 1-methylcyclopropene. *Postharvest Biology and Technology*. 20: 143-150.
- Fischer, R.L.** and Bennett, A.B. 1991. Role of cell wall hydrolases in fruit ripening. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 42:675-703.
- Flores, F.**, Ben Amor, M., Jones, B., Pech, J.C., Bouzayen, M., Latché, A. and Romojaro, F. 2001. The use of ethylene-suppressed lines to assess differential sensitivity to ethylene of the varios ripening pathways in 'Cantaloupe' melons. *Physiologia Plantarum*. 113: 128-133.
- Gamble, R.L.**, Qu, X. and Schaller, G.E. 2002. Mutacional analysis of the ethylene receptor ETR1. Role of the histidine kinase domain in dominant ethylene insensitivity. *Plant Physiology*. 128:1428-1438.
- Giovannoni J.J.**, DellaPenna, D., Bennet, A.B., Fisher, R.L. 1989. Expression of a chimeric polygalacturonase gene in transgenic rin (ripening inhibitor) tomato fruit results in polyuronide degradation but not softening. *Plant Cell*. 1:53-63.
- Giovannoni, J.** 2001. Molecular biology of fruit maturation and ripening. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 52: 725-749.
- Golding, J.B.**, Shearer, D., Wyllie, S.G., McGlasson, W.B. 1998. Aplication of 1-MCP and propylene to identify ethylene-dependent ripening process in mature banana fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 14:87-98.
- Golding, J.B.**, Shearer, D., McGlasson, W.B. and Wyllie, S.G. 1999. Relationships between respiration, ethylene, and aroma production in ripening banana. *J. Agric. Food Chem.* 47:1646-1651.
- Greve, L. C.** and Labavitch, J. M. 1991. Cell wall metabolism in ripening fruit, V. Analysis of cell wall synthesis in ripening tomato pericarp tissue using a D-[U-¹³C] glucose tracer and gas chromatography-mass spectrometry. *Plant Physiology*. 97:1456-1461.
- Gross, K. C.** and Wallner, S. J. 1979. Degradation of cell wall polysacharides during tomato fruit ripening. *Plant Physiology*. 63:117-120.

- Gross, K.C.** 1982. A rapid and sensitive spectrophotometric method for assaying polygalacturonase using 2-cyanoacetamide. *HortScience*. 17 (6): 993-994.
- Gross, K. C. and Sams, C. E.** 1984. Changes in cell wall neutral sugar composition during fruit ripening: a species survey. *Phytochemistry*. 23(11):2457-2461.
- Guis, M., Botondi, R., Ben-Amor, M., Ayub, R., Bouzayen, M., Pech, J.-C. and Latché, A.** 1997. Ripening-associated biochemical traits of 'Cantaloupe' charentais melons expressing an antisense ACC oxidase transgene. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 122(6):748-751.
- Hackett, R.M., Ho, C.W., Lin, Z., Foote, H.C.C., Fray, R.G. and Grierson, D.** 2000. Antisense inhibition of the *Nr* gene restores normal ripening to the tomato never-ripe mutant, consistent with the ethylene receptor-inhibition model. *Plant Physiology*. 124: 1079-1085.
- Hadfield, K.A. and Bennett, A.B.** 1998. Polygalacturonases: Many genes in search of a function. *Plant Physiology*. 117:337-343.
- Hadfield, K. A., Rose, J. K. C., Yaver, D. S. Berka, R. M. y Bennett, A. B.** 1998. Polygalacturonase gene expression in ripe melon fruit supports a role for polygalacturonase in ripening-associated pectin disassembly. *Plant Physiology*. 117:363-373.
- Harker, F.R., Lau, K., Gunson, F.A.** 2003. Juiciness of fresh fruit: a time-intensity study. *Postharvest Biology and Technology*. 29: 55-60.
- Hayashi, T., Wong, Y.-S. and MacLachlan, G.** 1984. Pea xyloglucan and cellulose. II. Hydrolysis by pea endo-1,4- β -glucanases. *Plant Physiology*. 75:605-610.
- Hobson, G.E.** 1983. Maduración del fruto. *En: Fisiología y bioquímica vegetal*. Azeon-Bieto, J., Talon, M. Interamericana • McGraw-Hill. Primera edición. pp: 464.
- Hofman, P.J., Jobin-Decor, M., Meiburg, G.F., Maenish, A.J., Joyce, D.C.** 2000. Ripening and quality responses of avocado, custard apple, mango and papaya fruit to 1-methylcyclopropene. *Australian Journal of Experimental Agriculture*. 41: 567-572.
- Hubbard, N.L., Huber, S.C. and Pharr, D.M.** 1989. Sucrose phosphate synthase and acid invertase as determinants of sucrose accumulations in developing muskmelon (*C. melo* L.) fruits. *Plant Physiology*. 89:1527-1534.
- Huber, D. J.** 1983 (a). The role of cell wall hydrolases in fruit softening. *Horticultural Reviews*, 5:169-219.

- Huber, D. J. 1983 (b).** Polyuronide degradation and hemicellulose modifications in ripening tomato fruit. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 108(3):405-409.
- Huber, D. J. 1984.** Strawberry fruit softening: The potential roles of polyuronides and hemicelluloses. *Journal of Food Science*, 49:1310-1315.
- Ishii, T., Thomas, J., Darvill, A. and Albersheim, P. 1989.** Structure of plant cell wall. XXVI. The walls of suspension-cultured sycamore cells contain a family of rhamnogalacturonan-I-like pectin polysaccharides. *Plant Physiology*. 89:421-428.
- Jeong, J., Huber, D.J., Sargent, S.A. 2002.** Influence of 1-methylcyclopropene (1-MCP) on ripening and cell-wall matrix polysaccharides of avocado (*Persea americana*) fruit. *Postharvest Biology and Technology*. 25:241-256.
- Jiang, Y. and Fu, J. 2000.** Ethylene regulation of fruit ripening: Molecular aspects. *Plant Growth Regulation*. 30:193-200.
- Jiang, Y., Joyce, D.C., Terry, L.A. 2001.** 1-Methylcyclopropene treatment affects strawberry fruit decay. *Postharvest Biology and Technology*. 23: 227-232.
- Johnson, P.R. and Ecker, J.R. 1998.** The ethylene gas signal transduction pathway: A molecular perspective. *Annu. Rev. Genet.* 32:227-254.
- Johnston, J.W., Hewett, E.W., Hertog, M.L.A.T. 2002.** Postharvest softening of apple (*Malus domestica*) fruit: a review. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*. 30:145-160.
- Kader, A.A. 1985.** Ethylene-induced senescence and physiological disorders in harvested horticultural crops. *HortScience*. 20(1): 46-57.
- Kader, A. 1992.** "Postharvest Technology of Horticultural Crops". Division of agriculture and natural resources. University of California Davis.
- Kader, A.A. 2002.** Postharvest Biology and Technology: An Overview. *In: Postharvest Technology of Horticultural Crops*. University of California, Agriculture and natural resources. Publication 3311. Third edition. P. 39-41, 42,45.
- Karakurt, Y. and Huber, D.J. 2003.** Activities of several membrane and cell-wall hydrolases, ethylene biosynthetic enzymes, and cell wall polyuronide degradation during low-temperature storage of intact and fresh-cut papaya (*Carica papaya*) fruit. *Postharvest Biology and Technology*. 28: 219-229.
- Kays, S.J. 1999.** Preharvest factors affecting appearance. *Postharvest Biology and Technology*. 15:233-247.

- Klee, H.J.** 1993. Ripening physiology of fruit from transgenic tomato (*Lycopersicon esculentum*) plants with reduced ethylene synthesis. *Plant Physiology*. 102:911-916.
- Klee, H.J.** 2002. Control of ethylene-mediated processes in tomato at the level of receptors. *Journal of Experimental Botany*. 53(377):2057-2063.
- Knee, M.** 1975. Changes in structural polysaccharides of apples ripening during storage. *Facteurs et Regulation de la Maturation des Fruits. Colloq. Intern. C.N.R.S.* 238 :241-245.
- Knee, M.** 1978. Metabolism of polymethylgalacturonate in apple fruit cortical tissue during ripening. *Phytochemistry*. 17:1261-1264.
- Koch, J. L. and Nevins, D. J.** 1989. Tomato fruit cell wall, I. Use of purified tomato polygalacturonase and pectinmethylesterase to identify developmental changes in pectins. *Plant Physiology*. 91:816-822.
- Ku, V.V.V., Wills, R.B.H., Ben-Yeshoshua, S.** 1999. 1-Methylcyclopropene can differentially affect the postharvest life of strawberry exposed to ethylene. *HortScience*. 34(1):119-120.
- Lamikanra, O., Chen, J.C., Banks, D. and Hunter, P.A.** 2000. Biochemical and microbial changes during the storage of minimally processed 'Cantaloupe'. *J. Agric. Food Chem.* 48:5955-5961.
- Lazan H., Selamat, M.K. and Ali, Z.M.** 1995. β -Galactosidase, polygalacturonase and pectinesterase in differential softening and cell wall modification during papaya fruit ripening. *Physiologia Plantarum*. 95:106-112.
- Lelièvre, J.-M., Latché, A., Jones, B., Bouzayen, M. and Pech, J.-C.** 1997. Ethylene and fruit ripening. *Physiologia Plantarum*. 101:727-739.
- Lester, G.E. and Bruton, B.D.** 1986. Relationship of netted muskmelon fruit water loss to postharvest storage life. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 111(5):727-731.
- Lester, G.E. and Dunlap, J.R.** 1986. Relation of netted muskmelon fruit water loss to postharvest storage life. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 111(5):727-731.
- Lester, G.E., Arias, S.L., and Gomez-Lim, M.,** 2001. Muskmelon fruit soluble acid invertase and sucrose phosphate synthase activity and polypeptide profiles during growth and maturation. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 126(1):33-36.
- Liu, X., Shiomi, S., Nakatsuka, A., Kubo, Y., Nakamura, R. and Inaba, A.** 1999. Characterization of ethylene biosynthesis associated with ripening in banana fruit. *Plant Physiology*. 121:1257-1265.

- Lurie, S., Pre-Aymard, C., Ravid, U., Larkov, O. and Fallik, E.** 2002. Effect of 1-methylcyclopropene on volatile emission and aroma in cv. Anna apples. *J. Agric. Food Chem.* 50:4251-4256.
- Lyons, J.M., McGlasson, W.B. and Pratt, H.K.** 1962. Ethylene production, respiration and internal gas concentrations in 'Cantaloupe' fruits at various stages of maturity. *Plant Physiology*. 37(1):31-36.
- McCollum T. G., Huber, D. J. and Cantliffe, D. J.** 1989. Modification of polyuronides and hemicelluloses during muskmelon fruit softening. *Physiologia Plantarum*. 76:303-308.
- McCollum, T.J., Huber, D.J. and Cantlife, D.J.** 1998. Soluble sugar accumulation and activity of related enzymes during muskmelon fruit development. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 113:399-403.
- MacDougall, A.J., Rigby, N.M. and Ring, S.G.** 1997. Phase separation of Plant cell wall polysaccharides and its implications for cell wall assembly. *Plant Physiol.* 114:353-362.
- Martinez-Madrid, M.C., Martinez, G., Pretel, M.T., Serrano, M. and Romojaro, F.** 1999. Role of ethylene and abscisic acid in physicochemical modifications during melon ripening. *J. Agric. Food Chem.* 47: 5285-5290.
- Mattheis, J.P. and Fellman, J.K.** 1999. Preharvest factors influencing flavor of fresh fruit and vegetables. *Postharvest Biology and Technology*. 15:227-232.
- McGlasson, W.B.** 1985. Ethylene and fruit ripening. *HortScience*. 20(1): 51-54.
- McGuire, R. G.** 1992. Reporting of objective color measurements. *HortScience*. 27, 1254-1255.
- Miccolis, V. and Salveit, M.E., Jr.** 1991. Morphological and physiological changes during fruit growth and maturation of seven melon cultivars. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 116:1025-1029.
- Minitab**, 2001. Making data analysis easier. *Minitab for windows*, release 13.1 Minitab Inc., State College, USA.
- Minorsky, P.V.** 2002. The wall becomes surmountable. *Plant Physiology*. 128: 345-353.
- Montenegro, D.H.D.** 2002. Fisiología de arboles frutales. AGT Editor, S. A., primera edición. México. Pp:237, 264.

- Mostofi, Y., Toivonen, P.M.A., Lessani, H., Babalar, M. and Lu C.** 2003. Effects of 1-methylcyclopropene on ripening of greenhouse tomatoes at three storage temperatures. *Postharvest Biology and Technology*, 27(3):285-292.
- Muramatsu, N., Takahara, T., Kojima, K., Ogata, T.** 1996. Relationship between texture and cell wall polysaccharides of fruit flesh in various species of *Citrus*. *HortScience*, 31(1):114-116.
- Murray, A.J., Hobson, G.E., Schuch, W. and Bird C.R.** 1993. Reduced ethylene synthesis in EFE antisense tomatoes has differential effects on fruit ripening processes. *Postharvest Biology and Technology*, 2:301-313.
- O'Donnell, P.J., Calvert, C., Atzorn, R., Wasternack, C., Leyser, H.M.O., Bowles, D.J.** 1996. Ethylene as a signal mediating the wound response of tomato plants. *Science*, 274:1914-1917.
- O'Donoghue, E. M. and Huber, D.J.** 1992. Modification of matrix polysaccharides during avocado (*Persea americana*) fruit ripening: An assesment of the role of Cx-cellulase. *Physiologia Plantarum*, 86:33-42.
- Parnell, T.L., Suslow, T., Harris, L.J.** 2003. 'Cantaloupe': Safe methods to store, preserve, and enjoy. UC Peer Reviewed. Publication 8095. University of California. Division of Agriculture and Natural Resorces. <http://anrcatalog.ucdavis.edu>
- Paull, R.E., Gross, K., Qiu, Y.** 1999. Changes in papaya cell walls during fruit ripening. *Postharvest Biology and Technology*, 16:79-89.
- Paull, R. E. and Jung, N.C.** 1983. Postharvest variation in cell wall-degrading enzymes of papaya (*Carica papaya* L.) during fruit ripening. *Plant Phisiology*, 72: 382-383.
- Porat, R., Weiss, B., Cohen, L., Daus, A., Goren, R. and Droby, S.** 1999. Effects of ethylene and 1-methylcyclopropene on the postharvest qualities of 'Shamouti' oranges. *Postharvest Biology and Technology*, 15(2): 155-163.
- Pratt, 1971.** Melons. *In: The biochemistry of fruits and their products*. Hulme, A.C. ACADEMIC PRESS London and New York. Volume 2. pp:212-214.
- Prasanna, K.N.V., Rao, D.V.S. and Krishnamurthy, S.** 2000. Effect of storage temperature on ripening and quality of custard apple (*Annona squamosa* L.) fruits. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology*, 75(5):546-550.

- Pre-Aymard, C.,** Weksler, A., Lurie, S. 2003. Responses of "Anna", a rapidly ripening summer apple, to 1-methylcyclopropene. *Postharvest Biology and Technology*. 27(2):163-170.
- Pressey, R.** and Avants, J. K. 1973. Separation and characterization of endopolygalacturonase and exopolygalacturonase from peaches. *Plant Physiology*. 52:252-256.
- Pressey, R.** and Avants, J. K. 1975. Modes of action of carrot and peach exopolygalacturonases. *Phytochemistry*. 14:957-961.
- Pressey, R.** and Avants, J. K. 1976. Pear polygalacturonases. *Phytochemistry*. 15:1349-1351.
- Pressey, R.** 1983. β -galactosidases in ripening tomatoes. *Plant Physiology*. 71:132-135.
- Quintero, M.I.,** 2003. Tecnologías para la conservación del melón cantaloupe: aplicación del 1-metilciclopropeno y el uso de cera comestible. Tesis de maestría. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C.Hermosillo, Sonora.
- Raison, J.K.** 1980. Effect of low temperature on respiration. *The Biochemistry of Plants*. 2:613-626.
- Ranwala, A. P.,** Suematsu, C. and Masuda, H. 1992. The role of β -galactosidases in the modification of cell wall components during muskmelon fruit ripening. *Plant Physiology*. 100:1318-1325.
- Redgwell, R. J.,** Melton, L. D. and Brasch, D. J. 1992. Cell wall dissolution in ripening kiwifruit (*Actinidia delictosa*) solubilization of the pectic polymers. *Plant Physiology*. 98:71-81.
- Reid, M.S.** 2002. Ethylene in postharvest technology. *In: Postharvest Technology of Horticultural Crops*. Kader A.A. University of California. Agriculture and Natural Resources. Publication 3311. Third edition. P. 149,150,151, 157.
- Rhodes, M.J.C.** 1980. Respiration and senescence of plant organs. *The Biochemistry of Plants*. 2:419-462.
- Ridley, B.L.,** O'Neill, M.A. and Mohnen, D. 2001. Pectins: structure, biosynthesis, and oligogalacturonide-related signaling. *Phytochemistry*. 57:929-967.
- Robinson, R.W.,** Decker-Walters, D.S. 1997. Cucurbits. CAB international. First edition. pp:66-67.

- Roe, B.** and Bruemmer, J. H. 1981. Changes in pectic substances and enzymes during ripening and storage of "Keitt" mangos. *Journal of Food Science*. 46:186-189.
- Rose, J.K.C.,** Hadfield, K.A., Labavitch, J.M. and Bennett, A.B. 1998. Temporal sequence of cell wall disassembly in rapidly ripening melon fruit. *Plant Physiology*. 117:345-361.
- SAGARPA,** 2000. Servicio de Información y Estadística Agroalimentaria y Pesquera. Claridades Agropecuarias. El melón. Núm. 84.
- SAGARPA,** 2002. Servicio de Información y Estadística Agroalimentaria y Pesquera.
- Torres, J. M.,** 1997. Los tipos de Melón comerciales, *En: Namesny, A. Melones, Compendios de Horticultura, Ediciones de Horticultura, Zaragoza España, Primera edición.* pp: 13-20.
- Salunkhe, D.K.** and Desai, B.B. 1984. Postharvest biotechnology of vegetables. CRC Press Inc. Boca Raton Florida, Primera edición. pp:71.
- Sams, C.E.** 1999. Preharvest factors affecting postharvest textura. *Postharvest Biology and Technology*. 15:249-254.
- Sato-Nara, K.,** Yuhashi, K-I., Higashi, K., Hosoya, K., Kubota, M. and Ezura, H. 1999. Stage-and tissue-specific expression of ethylene receptor homolog genes during fruit development in muskmelon. *Plant Physiology*. 119: 321-329.
- Saltveit, M. E.** 1999. Effect of ethylene on quality of fresh fruits and vegetables. *Postharvest Biology and Technology*. 15: 279-292.
- Serek, M.,** Sisler, E.C., Reid, M.S. 1995. Effects of 1-MCP on the vase life and ethylene response of cut flowers. *Plant Growth Regul.* 16:93-97.
- Serrano, M.,** Amorós, A., Pretel, M.T., Martínez-Madrid, Madrid, R. and Romojaro, F. 2002. Effect of calcium deficiency on Melon (*Cucumis melo* L.) texture and glassiness incidence during ripening. *Food Sci. Tech. Int.* 8(3):147-154.
- Seymour, G. B.** and Gross, K. C. 1996. Cell wall disassembly and fruit softening. *Postharvest News and Information*. 7(3):45-52.
- Seymour, G.B.,** Mannig, K., Eriksson, E.M., Popovich, A.H. and King, G.J. 2002. Genetic identification and genomic organization of factors affecting fruit texture. *Journal of Experimental Botany*. 53(377):2065-2071.

Shellie, K.C., 1999. Muskmelon (*Cucumis melo* L.) fruit ripening and postharvest quality after a preharvest spray of aminoethoxyvinylglycine. *Postharvest Biology and Technology* 17:55-62

Shellie, K.C. and Saltveit, M.E. 1993. The lack of a respiratory rise in muskmelon fruit ripening on the plant challenges the definition of climateric behaviour. *Journal of Experimental Botany*, 44(265):1403-1406.

Sherman, M. 1985. Control of ethylene in the postharvest environment. *HortScience*. 20(1): 57-60.

Shewfelt, L.R. 1993. Measuring quality and maturity. *In: Postharvest Handling a Systems Approach*. Shewfelt, L.R., Prussia, E.S., Academic Press, Inc. First edition. pp:103.

SIAP, 2003. Servicio de información y estadística agroalimentaria y pesquera. Confirmación de las delegaciones de la SAGARPA en los estados. www.siea.sagarpa.gob.mx/indexaunc.2html

Sisler, E.C. and Yang, S.F. 1984. Ethylene the gaseous plant hormone. *BioSci*. 34:234-238.

Sisler, E.C. and Serek, M. 1997. Inhibitors of ethylene responses in plants at the receptor level: Recent developments. *Physiologia Plantarum*. 100: 577-582.

Sisler, E.C. and Serek, M. 1999. Compounds controlling the ethylene receptor. *Bot. Bull. Acad. Sin.* 40: 1-7.

Sitrit, Y. and Bennett, A. B. 1998. Regulation of tomato fruit polygalacturonase mRNA accumulation by ethylene: A re-examination. *Plant Physiology*. 116:1145-1150.

Smith, C.J.S., Watson, C.F., Morris, P.C., Bird, C.R., Seymour, G.B., Gray, J.E., Arnold, C., Tucker, G.A., Schuch, W., Harding, S. and Grierson, D. 1990. Inheritance and effect on ripening of antisense polygalacturonase genes in transgenic tomatoes. *Plant Molecular Biology*. 14:369-379.

Smith, L.G. 2001. Plant Cell Division: Building walls in the right places. *Nature Reviews*. 2:33-39.

Suslow, T.V., Cantwell, M. and Mitchell, J. 2001. 'Cantaloupe', Recomendaciones para mantener la calidad poscosecha. Department of Vegetable Crops, University of California, Davis, CA.

<http://ucdavis.edu/postharvest2/Produce/ProduceFacts/Fruit/cantalope.shtml>, 2001

- Tanaka, R., Ikeda, M., Funatsuki, K., Yukioka, H., Hashimoto, Y., Fujimoto, S., Takata, M., Katoh, K., Konno, H.** 2002. Molecular cloning and cytochemical analysis of exopolygalacturonase from carrot. *Planta*. 215(5):735-744.
- Tsay, L.M. and Wu, M.C.** 1990. Studies on the physico-chemical properties of post harvest sugar apple. *Acta Horticulturae*. 269:241-247.
- Wallner, S.J. and Walker, J.E.** 1975. Glycosidases in cell wall-degrading extracts of ripening tomato fruits. *Plant Physiology*. 55: 94-98.
- Wang, Y., Wyllie, S. G., Leach, D.N.** 1996. Chemical changes during the development and ripening of the fruit of *Cucumis melo* (cv. Makdimon). *J. Agric. Food Chem.* 44:210-216.
- Wang, K.L.-C., Li, H. and Ecker, J.R.** 2002. Ethylene biosynthesis and signaling networks. *The Plant Cell*. S131-S151.
- Watkins, C.B., Nock, J.F., Whitaker, B.D.** 2000. Responses of early, mid and late season apple cultivars to postharvest application of 1-methylcyclopropene (1-MCP) under air and controlled atmosphere storage conditions. *Postharvest Biology*. 19:17-32.
- Willats, W., McCartney, L., Mackie, W. and Knox, J.P.** 2001. Pectin: cell biology and prospects for functional analysis. *Plant Molecular Biology*. 47:9-27.
- Wills, R., McGlasson, B., Graham, D., Joyce, D.** 1998. Introducción a la fisiología y manipulación poscosecha de frutas, hortalizas y plantas ornamentales. Editorial Acribia, S.A. Zaragoza (España). Segunda edición. pp:22, 31-39, 53,54, 63-64, 69, 152, 157, 158.
- Wills, R.B.H., Ku, V.V.V.** 2002. Use of 1-MCP to extend the time to ripen of green tomatoes and postharvest life of ripe tomatoes, *Postharvest Biology and Technology*. 26: 85-90.
- Yamamoto, M., Asama, H., Nakagawa, H., Hirabayashi, T.,** 1999. Nucleotide sequence of a wound-and ripening-related 1-aminocyclopropene-1-carboxylate synthase gene (CMe-ACS1, accesión No. AB025906) in melon (*Cucumis melo* L. cv. AMS). *Plant physiology*. 121: ABSTRACT.
- Yang, F.S.** 1985. Biosynthesis and action ethylene. *HortScience*. 20(1): 41-45.
- Zacarias, L.** 1993. Etileno. *En: Fisiología y bioquímica vegetal*. Azcon-Bieto, J., Talon, M. Interamericana • McGraw-Hill. Primera edición. pp:343-344, 348-349.

ANEXOS

Cuadro 1. Análisis de Varianza para la Tasa Respiratoria (CO₂)

Fuente	GL	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	0.16	0.16	0.00	0.978
I-MCP	2	348.02	174.01	1.05	0.488
Temperatura.*I-MCP	2	331.74	165.87	10.40	0.000
Tiempo	5	205.08	41.02	2.57	0.038
I-MCP*Tiempo	10	134.96	13.50	0.85	0.587
Error	51	813.26	15.95		
Total	71	1833.21			

Cuadro 2. Análisis de Varianza para la Producción de Etileno (C₂H₄)

Fuente	GL	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	761.61	761.61	5.30	0.148
I-MCP	2	10570.51	5285.26	36.76	0.026
Temperatura.*I-MCP	2	287.55	143.78	2.23	0.118
Tiempo	5	1704.77	340.95	5.28	0.001
I-MCP*Tiempo	10	1303.35	130.34	2.02	0.051
Error	51	3294.87	64.61		
Total	71	17922.66			

Cuadro 3. Análisis de Varianza para la Firmeza

Fuente	GL	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	948.5	948.5	8.53	0.004
I-MCP	2	21952.3	10976.2	98.75	0.000
Tiempo	5	2022.4	404.5	3.64	0.004
Temperatura*I-MCP	2	1652.5	826.2	7.43	0.001
Temperatura*Tiempo	5	921.9	184.4	1.66	0.151
I-MCP*Tiempo	10	2830.0	283.0	2.55	0.008
Temp*I-MCP*Tiempo	10	4230.1	423.0	3.81	0.000
Error	108	12004.7	111.2		
Total	143	46562.3			

Cuadro 4. Análisis de Varianza para la Actividad de la Enzima Poligalacturonasa (PG)

Fuente	GL.	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	9.7385	9.7385	27.16	0.000
I-MCP	2	7.6774	3.8387	10.70	0.000
Tiempo	2	14.5231	7.2616	20.25	0.000
Temperatura*I-MCP	2	0.7068	0.3534	0.99	0.380
Temperatura*tiempo	2	7.9891	3.9946	11.14	0.000
I-MCP*tiempo	4	5.6224	1.4056	3.92	0.007
Temp*I-MCP*tiempo	4	7.2420	1.8105	5.05	0.002
Error	54	19.3650	0.3586		
Total	71	72.8643			

Cuadro 5. Análisis de Varianza para la Actividad de la Enzima Carboximetilcelulasa (Cx)

Fuente	GL	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	0.2027	0.2027	1.07	0.306
I-MCP	2	0.6327	0.3163	1.67	0.198
Tiempo	2	0.2365	0.1183	0.62	0.540
Temperatura*I-MCP	2	1.3072	0.6536	3.45	0.039
Temperatura*Tiempo	2	0.1807	0.0904	0.48	0.623
I-MCP*Tiempo	4	0.4102	0.1026	0.54	0.706
Temp*I-MCP*Tiempo	4	1.8476	0.4619	2.44	0.058
Error	54	10.2339	0.1895		
Total	71	15.0514			

Cuadro 6. Análisis de Varianza para la Actividad de la Enzima β -Galactosidasa (β -Gal)

Fuente	GL	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	1.1006	1.1006	7.87	0.007
I-MCP	2	0.1096	0.0548	0.39	0.678
Tiempo	2	1.1414	0.5707	4.08	0.022
Temp*I-MCP	2	0.5647	0.2824	2.02	0.143
Temp*Tiempo	2	1.3607	0.6804	4.86	0.011
I-MCP*Tiempo	4	1.3316	0.3329	2.38	0.063
Temp*I-MCP*Tiempo	4	1.5033	0.3758	2.69	0.041
Error	54	7.5528	0.1399		
Total	71	14.6648			

Cuadro 7. Análisis de Varianza para la Pérdida de Peso

Fuente	GL	Adj SS	Adj MS	F	P
Temp.	1	53.731	53.731	3.45	0.204
I-MCP	2	60.225	30.113	1.94	0.341
Temperatura.*I-MCP	2	31.107	15.554	31.89	0.000
Tiempo	5	791.219	158.244	324.42	0.000
I-MCP*Tiempo	10	19.958	1.996	4.09	0.000
Error	339	165.355	0.488		
Total	359	1121.596			

Cuadro 8. Análisis de Varianza para el Color en Pulpa ($^{\circ}$ Hue)

Fuente	GL	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	1.430	1.430	0.88	0.350
I-MCP	2	10.674	5.337	3.28	0.041
Tiempo	5	41.871	8.374	5.15	0.000
Temperatura*I-MCP	2	8.656	4.328	2.66	0.074
Temperatura*Tiempo	5	34.743	6.949	4.27	0.001
I-MCP*Tiempo	10	10.597	1.060	0.65	0.766
Temp*I-MCP*Tiempo	10	26.332	2.633	1.62	0.110
Error	108	175.562	1.626		
Total	143	309.865			

Cuadro 9. Análisis de Varianza para la Cromaticidad en pulpa (Croma)

Fuente	GL	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	9.014	9.014	2.00	0.160
I-MCP	2	14.262	7.131	1.58	0.210
Tiempo	5	71.680	14.336	3.18	0.010
Temperatura*I-MCP	2	0.128	0.064	0.01	0.986
Temperatura*Tiempo	5	97.676	19.535	4.34	0.001
I-MCP*Tiempo	10	125.478	12.548	2.79	0.004
Temp*I-MCP*Tiempo	10	54.991	5.499	1.22	0.286
Error	108	486.581	4.505		
Total	143	859.809			

Cuadro 10. Análisis de Varianza para la Luminosidad en pulpa (L)

Fuente	GL	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	0.93	0.93	0.03	0.854
1-MCP	2	19.33	9.66	0.35	0.703
Tiempo	5	43.58	8.72	0.32	0.901
Temperatura*1-MCP	2	90.14	45.07	1.65	0.197
Temperatura*Tiempo	5	151.81	30.36	1.11	0.359
1-MCP*Tiempo	10	161.44	16.14	0.59	0.819
Temp*1-MCP*Tiempo	10	222.76	22.28	0.81	0.615
Error	108	2953.26	27.35		
Total	143	3643.25			

Cuadro 11. Análisis de Varianza para la Concentración de Iones Hidronio (pH)

Fuente	GL	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	0.00078	0.00078	0.02	0.884
1-MCP	2	0.02465	0.01233	0.34	0.714
Tiempo	5	2.04497	0.40899	11.22	0.000
Temperatura*1-MCP	2	0.04473	0.02237	0.61	0.543
Temperatura*Tiempo	5	2.35346	0.47069	12.91	0.000
1-MCP*Tiempo	10	0.82496	0.08250	2.26	0.019
Temp*1-MCP*Tiempo	10	0.86825	0.08682	2.38	0.014
Error	108	3.93737	0.03646		
Total	143	10.0992			

Cuadro 12. Análisis de Varianza para el % Ácido Máfico

Fuente	G.L.	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	0.0000469	0.0000469	0.51	0.477
1-MCP	2	0.0008818	0.0004409	4.78	0.010
Tiempo	5	0.0033425	0.0006685	7.25	0.000
Temperatura*1-MCP	2	0.0003451	0.0001726	1.87	0.159
Temperatura*Tiempo	5	0.0039034	0.0007807	8.47	0.000
1-MCP*Tiempo	10	0.0024077	0.0002408	2.61	0.007
Temp*1-MCP*Tiempo	10	0.0009979	0.0000998	1.08	0.382
Error	108	0.0099592	0.0000922		
Total	143	0.0218846			

Cuadro 13. Análisis de Varianza para los Sólidos Solubles Totales ($^{\circ}$ Brix)

Fuente	GL	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	41.107	41.107	10.48	0.002
1-MCP	2	79.068	39.534	10.08	0.000
Tiempo	5	103.700	20.740	5.29	0.000
Temperatura*1-MCP	2	3.403	1.702	0.43	0.649
Temperatura*Tiempo	5	71.127	14.225	3.63	0.005
1-MCP*Tiempo	10	90.725	9.073	2.31	0.017
Temp*1-MCP*Tiempo	10	153.260	15.326	3.91	0.000
Error	108	423.594	3.922		
Total	143	965.985			

Cuadro 13. Análisis de Varianza para los Sólidos Solubles Totales (°Brix)

Fuente	GL	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	41.107	41.107	10.48	0.002
1-MCP	2	79.068	39.534	10.08	0.000
Tiempo	5	103.700	20.740	5.29	0.000
Temperatura*1-MCP	2	3.403	1.702	0.43	0.649
Temperatura*Tiempo	5	71.127	14.225	3.63	0.005
1-MCP*Tiempo	10	90.725	9.073	2.31	0.017
Temp*1-MCP*Tiempo	10	153.260	15.326	3.91	0.000
Error	108	423.594	3.922		
Total	143	965.985			