

Centro de Investigación en Iluminación 1 11s1no111, A.C.

Contenido hídrico, composición de la pared celular y anatomía de
calabaza zucchini durante poscosecha

Por:

Vania Urias Orona

TESIS APROBADA POR LA

UNIDAD CULIACÁN DEL CIAD EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA PARA
PRODUCTOS AGRICOLAS DE ZONAS TROPICALES Y SUPROTROPICALES

COMO REQUISITO PARA
OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRIA EN CIENCIAS

ENERO DEL 2007.

APROBACIÓN

Los miembros de este comité designado para evaluar la tesis del Ing. Vania Urias Orona, la han encontrado satisfactoria y recomiendan sea aceptada como requisito parcial para obtener el grado de Maestro en Ciencias.



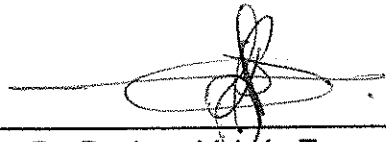
Dra. María Dolores Muy Rangel
Director de Tesis



Dr. Tomás Osuna Enciso
Asesor

Sañudo Barajas T. Adriana
M.C. Josefa Adriana Sañudo Barajas

Asesor



Dr. Benigno Valdéz 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, 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

AGRADECIMIENTOS

Al Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, unidad Culiacán, por abrirme sus puertas y darme la oportunidad de realizar mis estudios de maestría y por la sabiduría transmitidas de mis maestros. Muchísimas gracias de todo corazón.

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

A la Fundación Produce Sinaloa, zona centro, por apoyar el proyecto: Predicción de la vida de anaquel en hortalizas en función de las condiciones de almacenamiento: Caso calabacita y ejote; del cual esta investigación formó parte de sus objetivos.

Especialmente a mi director de tesis, la Dra. María Dolores Muy Rangel, por su confianza, ayuda, paciencia y enorme disposición durante la realización de mi tesis. Por haber sido una maravillosa persona desde que la conocí.

A mis asesores M.C. Adriana Sañudo Barajas, Dr. Tomas Osuna Enciso y al Dr. Benigno Valdez Torres, por todo el apoyo y tiempo dedicado durante mis estudios.

Por su ayuda y apoyo técnico para la realización de este trabajo de estudio a M.C. Rosabel Velez, M.C. Laura A. Contreras Angulo y en especial a la chaparrita consentida I.B.Q. Rosalba Contreras.

A quienes fueron mis maestros durante mi estancia en el CIAD, por sus consejos, paciencia, dedicación y notable sabiduría.

Les agradezco de ante mano a todas aquellas persona que de una manera u otra participaron en la realización de este trabajo de estudio.

A mis amigos y grandes personas compañeros de la maestría, Yuridia Chaidez, Blanca Espinoza, Edith Salazar, Iris, Elizabeth Espinoza, a la Maestra Marina, Ivan Pacheco e Hilario.

A mi amiga Bety que fue de gran apoyo durante su estancia en el CIAD y a la cual recuerdo con mucho cariño.

A Cada uno de los investigadores y técnicos que laboran en esta institución por haberlos conocido y estar disponibles siempre que los necesité.

Muchas Gracias.....

DEDICATORIA

A Dios:

Por haberme dado la vida y permitido llegar hasta este momento, en compañía de mi familia y seres queridos. Por haberme dado muchas alegrías y también tristezas. Por haberme hecho crecer como persona.

A Mis Padres:

María Luisa Orona y Jesús Antonio Urias, por haber tenido confianza en mí, que gracias a ellos y a todo su apoyo pude llegar a la culminación en una etapa más en mi vida. Por todo el tiempo y amor incondicional que me han brindado a través de mi vida y de mis estudios. Que durante este tiempo permanecen junto a mi constituyendo un poderoso estímulo capaz de obligarme a continuar luchando en mi vida y a dar mi mejor esfuerzo en pro del logro de mis metas.

A Mis Hermanos:

Que les he causado algunos dolores de cabeza durante esos momentos de mucha tensión, Kenin y Anlui, por su apoyo, cariño y que me han proporcionado durante todo este tiempo.

MUCHAS GRACIAS DESDE EL FONDO DE MI CORAZON.....

LOS QUIERO.

ÍNDICE

Contenido	Página
INDICE.....	i
INDICE DE FIGURAS.....	iv
INDICE DE CUADROS.....	vi
INTRODUCCIÓN.....	1
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	4
OBJETIVO GENERAL.....	5
Objetivos Específicos.....	5
JUSTIFICACIÓN.....	6
META.....	6
HIPOTESIS.....	7
REVISIÓN DE LITERATURA.....	8
Características Generales del Cultivo de Calabaza.....	8
Importancia Económica.....	10
Calidad Poscosecha de Frutas y Hortalizas.....	10
Contenido de Agua.....	13
Pérdida de Agua.....	13
Transpiración.....	14
Estado Hídrico Asociado a la Turgencia del Tejido.....	17
Potencial Hídrico (Ψ_w).....	18
Potencial Osmótico (ψ_s).....	20
Potencial de Presión (ψ_p).....	21
Contenido Relativo de Agua (CRA).....	22
Diagrama de Höfler.....	23
La textura de los Frutos y su Calidad.....	24

Análisis de Perfil de Textura (APT).....	26
Pérdida de Firmeza.....	29
Componentes de la Pared Celular Asociada a la Textura del Tejido...	30
Pared Celular.....	30
Pared Primaria.....	31
Pared Secundaria.....	32
Condiciones de Almacenamiento para Mantener Calidad	
Poscosecha en Productos Hortofrutícolas.....	39
Histología de Frutas y Hortalizas Durante Poscosecha.....	41
MATERIALES Y METODOS.....	44
Análisis Físicos.....	44
Pérdida de Peso.....	44
Análisis de Perfil de Textura.....	44
Análisis Fisicoquímico.....	45
Potencial Hídrico (Ψ_w).....	45
Potencial Osmótico (ψ_s).....	45
Potencial de Presión (ψ_p).....	46
Contenido Relativo de Agua (CRA).....	46
Composición de la Pared Celular.....	47
Extracción.....	47
Digestión de Almidón.....	47
Cambios de Solubilidad.....	49
Fracción soluble en agua.....	49
Fracción soluble en CDTA.....	49
Fracción soluble en Na_2CO_3	51
Fracción soluble en KOH 4% y 24%.....	51
Determinación de Azúcares.....	52
Determinación de Ácidos Urónicos.....	52

Análisis Histológico.....	53
Fijación.....	53
Inclusión en Parafina.....	54
Corte y Montaje.....	55
Remoción de la Parafina.....	55
Tinción con Safranina y Verde Fijo.....	55
Observación Microscópica.....	56
Análisis Estadístico.....	57
RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	58
Análisis Físicos.....	58
Pérdida de Peso.....	58
Análisis de Perfil de Textura.....	62
Dureza y fuerza de fractura.....	62
Gomosidad y Masticabilidad.....	65
Cohesividad y elasticidad.....	67
Análisis Fisicoquímicos.....	70
Potencial Hídrico, Osmótico y de Presión.....	71
Contenido Relativo de Agua (CRA).....	75
Composición de la Pared Celular	79
Ácidos Urónicos y Azúcares Totales	79
Cambios en Solubilidad	82
Análisis Histológico.....	87
CONCLUSIONES.....	93
REVISIÓN DE LITERATURA.....	94

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Producción de Calabaza de los principales Estados de México.....	11
Figura 2. Producción de las principales hortalizas en el Estado de Sinaloa.....	11
Figura 3. Célula turgente, donde el $\psi_p > 0$; (b) Célula plasmolizada, donde el $\psi_p \leq 0$	21
Figura 4. El diagrama de Höfler muestra las interrelaciones entre el potencial de presión, osmótico y el potencial hídrico a medida que se va modificando el CRA.....	24
Figura 5. Curva típica del análisis de perfil de textura.....	27
Figura 6. Conformación de las cadenas de $\beta(1,4)$ -D-glucano.....	33
Figura 7. Modelo de caja de huevo mostrando las zonas de unión entre dos fragmentos de ácido péctico, con iones de calcio.....	35
Figura 8. Representación de los puentes de hidrogeno con hemicelulosas	38
Figura 9. Estructura del tejido de calabaza.....	41
Figura 10. Diagrama de extracción secuencial de componentes de la pared celular en base a solubilidad	50
Figura 11. Pérdida de peso (%) para calabaza almacenada a 10 y 20°C....	59
Figura 12. Efectos principales de la temperatura y el tiempo de almacenamiento en frutos de calabaza.....	61
Figura 13. Grafico de un comportamiento del análisis de perfil de textura para calabaza al momento del corte.....	63

Figura 14.	Grafico de un comportamiento del APT a 12 días a 10°C.....	63
Figura 15.	Grafico de un comportamiento del APT a 12 días a 20°C.....	63
Figura 16.	Potenciales hídricos, osmótico y de presión en calabaza durante el almacenamiento.....	64
Figura 17.	Disminución de la gomosidad y masticabilidad en la calabaza almacenada a 10°C y 20°C.....	67
Figura 18.	Grafico de cohesividad y Elasticidad para las calabazas almacenadas a 10°C y 20°C.....	68
Figura 19.	Potenciales hídricos, osmótico y de presión en calabaza durante el almacenamiento.....	73
Figura 20.	Comportamiento del CRA en frutos de calabaza almacenada a 10 y 20°C.....	76
Figura 21.	Efectos principales de tiempo y temperatura de almacenamiento para las calabazas.....	77
Figura 22.	Grafica de Höfler esquematizando los potenciales hídrico, osmótico y de presión en función del contenido relativo de agua en frutos de calabaza almacenadas durante 9 días a 10 y 20°C.....	78
Figura 23.	Contenido de ácidos urónicos en relación al contenido de pectinas totales obtenidas en la fracción insoluble en alcohol.....	83
Figura 24.	Contenido de azúcares totales de acuerdo a su solubilización en relación al contenido de azúcares totales presentes en la fracción insoluble en alcohol.....	86
Figura 25.	Micrografía de cortes transversales del pericarpio del fruto de calabaza almacenada a 10°C.....	89
Figura 26.	Micrografía de cortes transversales del pericarpio del fruto de calabaza almacenada a 10°C.....	90

ÍNDICE DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Composición química del fruto de calabaza cruda.....	9
Cuadro 2. Pérdida de peso asociado a la pérdida de calidad propuesta por Ben-Yehoshue.....	15
Cuadro 3. Deshidratación e inclusión del tejido vegetal fijado.....	54
Cuadro 4. Proceso de tinción con safranina y verde fijo.....	56
Cuadro 5. Análisis de varianza para la variable pérdida de peso en frutos de calabaza.....	59
Cuadro 6. Análisis de varianza para la variable dureza en frutos de calabaza.....	63
Cuadro 7. Análisis de varianza para la variable fuerza de fractura en frutos de calabaza.....	64
Cuadro 8. Análisis de varianza para la variable gomosidad en frutos de calabaza.....	65
Cuadro 9. Análisis de varianza para la variable masticabilidad en frutos de calabaza.....	65
Cuadro 10. Análisis de perfil de textura (TPA) para frutos de calabaza almacenados a 10 y 20°C.....	66
Cuadro 11. Análisis de varianza para la variable cohesividad en frutos de calabaza.....	68
Cuadro 12. Análisis de varianza para la variable elasticidad en frutos de calabaza.....	68
Cuadro 13. Análisis de varianza para el potencial hídrico.....	71
Cuadro 14. Análisis de varianza para el potencial osmótico.....	71
Cuadro 15. Análisis de varianza para el potencial de presión.....	71

Cuadro 16. Análisis de varianza para el CRA en frutos de calabaza almacenada por 9 días a 10 y 20°C.....	75
Cuadro 17. Contenido de ácidos urónicos y azúcares totales en la fracción insoluble en alcohol de los frutos de calabaza.....	80
Cuadro 18. Contenido de almidón en la fracción insoluble en alcohol.....	81
Cuadro 19. Análisis de varianza para la fracción KOH 4%.....	85

RESUMEN

La calabaza (*Cucurbita pepo* L.) es una hortalizas de importancia que se cultivan en México, a nivel nacional, el estado de Sinaloa ocupa el primer lugar en producción de calabaza, con 186 toneladas. Esta hortaliza presenta una corta vida de anaquel y su comercialización tiene que realizarse de manera eficiente; considerando de manera primordial el manejo poscosecha y las condiciones de almacenamiento. La calabaza es no climatérica y se cosecha en un estado inmaduro, presentando un pobre desarrollo de cutícula, lo que le permite dañarse fácilmente durante su cosecha y manejo. El principal problema poscosecha de la calabaza es la susceptibilidad a la pérdida de agua y consistencia, por lo que se hace necesario conocer los cambios de los componentes de esta hortaliza durante el almacenamiento. Por lo tanto, el objetivo de este trabajo fue evaluar los cambios en las variables hídricas, los componentes y la integridad de la pared celular, así como la calidad de la calabaza durante el almacenamiento poscosecha. Se estudiaron frutos de calabaza zucchini cv. Raben cosechados en madurez hortícola, los frutos se almacenaron a 10 y 20°C a 85-87% HR durante 12 días. Cada tercer día se evaluó la pérdida de peso, el análisis de perfil de textura, el potencial hídrico, osmótico y de presión, la solubilidad de los componentes de la pared celular y el análisis histológico en el fruto. Las calabazas mostraron una disminución significativa en las variables de textura en función al tiempo de almacenamiento y la temperatura a 20°C, lo cual también se reflejó en la pérdida del peso. Las calabazas almacenadas por 12 días a 10 y 20°C, alcanzaron una pérdida de peso del 11% y 16% respectivamente, así mismo, cuando las calabazas alcanzaron una pérdida de peso del 6% se observaron los primeros síntomas de marchites los cuales se presentaron al día 6 y 3, respectivamente. Los frutos al momento del corte alcanzaron un valor de CRA=88%, el cual se redujo a 81 y

78% en los frutos almacenados a 10 y 20°C por 12 días, respectivamente, observándose un cambio en el potencial de presión de valores positivos a negativos cuando los frutos presentaron entre 81 y 82% de CRA, relacionándose este fenómeno con plasmolisis celular y valores de potencial hídrico y osmótico igual a -0.8 MPa. En el análisis histológico de la calabaza se presentó una mayor pérdida de adhesión de la integridad de las estructuras celulares en frutos almacenados a 20°C que en frutos a 10°C, donde el daño dio inicio desde las células del endocarpio hacia el epicarpio. Este comportamiento se asoció con la pérdida de peso de los frutos. La solubilidad de los componentes de la pared celular a nivel de ácidos urónicos y azúcares totales, no se afectaron por la temperatura de almacenamiento 10 y 20°C, pero los azúcares se vieron reducidos durante el tiempo. Es factible asociar los cambios en las variables hídricas, los componentes y la integridad de la pared celular en la calidad poscosecha de la calabaza durante el almacenamiento.

INTRODUCCIÓN

Las frutas y hortalizas frescas son parte importante de la dieta humana, hoy en día se ha reconocido su importancia nutrimental, esto gracias a los avances científicos y tecnológicos que han permitido estudiarlos más afondo. Por ello, es recomendable aumentar el consumo de frutas y hortalizas frescas (Wills *et al.*, 1999).

Las frutas y hortalizas responden a un tiempo límite de almacenamiento, ya que después de ser cosechadas continúan con los procesos fisiológicos que inducen a la maduración y senescencia (Shewtelt, 1990). El manejo adecuado de los productos hortofrutícolas desde que están en el campo hasta la comercialización, permite mantener frutos con buena calidad y mayor vida de anaquel.

La calabaza es un fruto no climatérico, se cosecha en un estado temprano de crecimiento con pobre desarrollo de la cutícula, lo cual permite que se dañe fácilmente durante el manejo poscosecha, provocándole cortes, picaduras y abrasiones en la cáscara que en conjunto inducen a una mayor transpiración y pérdida de calidad (Mohammed y Brecht, 2003). También, presenta una moderada actividad metabólica con una tasa de respiración a 10 y 20°C de 17-18 y 42-48 mL CO₂/kg.h, respectivamente (Cantwell y Suslow, 2004), la cual se puede incrementar si no se maneja adecuadamente.

Para calabacita, las condiciones óptimas de almacenamiento es de 5 a 10°C y HR = 95-98 % con un promedio de vida entre 1 a 2 semanas; temperaturas de exposición inferiores a 5°C por 2 a 3 días se induce el daño por frío en el producto y la pérdida total de su calidad (Suslow y Cantwell, 1998; McGregor, 1987; Kader, 2002).

La reducción de la calidad de la calabacita se encuentra asociada a la pérdida de consistencia y marchitamiento, la cual se atribuye principalmente a la pérdida de agua de la fruta. Sin embargo, no se conoce con certeza si existen otras variables involucradas en este comportamiento (McGregor, 1987) y como se pueden afectar con las condiciones de almacenamiento. Tal como se reporta para pepino, donde se observaron cambios en la firmeza y desarrollo de tejido esponjoso con células del mesocarpio colapsadas cuando los frutos fueron expuestos a un estrés hídrico durante el almacenamiento (Walter *et al.*, 1990). Así mismo, Lamarque (2002), encontró la mayor presencia de células del mesocarpio colapsadas en la sección del mesocarpio de los frutos mas cercana a las semillas en frutos de pepino almacenados por 24 días a 20°C.

Por otro lado, los cambios histológicos reportados en distintos tejidos se encuentran relacionados con las modificaciones en los componentes de la pared celular, así como con la pérdida de turgencia y cambios en el contenido hídrico, siendo este más marcado en los frutos climatéricos como el mango y tomate. Para calabaza (*Cucurbita maxima* D.) la textura esta influenciada por los cambios en las pectinas, hemicelulosa y celulosa de la pared celular y el contenido de agua (Sunil *et al.*, 1999).

Por esta razón, es importante evaluar los cambios en las variables hídricas, los componentes y la integridad de la pared celular asociados a la calidad de la calabaza (*Curcubita pepo* cv. Raben) durante el almacenamiento a 10 y 20°C.

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Estudiar experimentalmente el efecto de las condiciones de almacenamiento (10 y 20°C a 85-87%HR) en:

- 1). La calidad, mediante la evaluación de variables del análisis de perfil de textura, pérdida de peso y estado hídrico,
- 2). Los componentes y la integridad de la pared celular, mediante la evaluación de la solubilidad de las pectinas y hemicelulosas y análisis histológico; ambos en frutos de calabaza Zuchinni (*Curcubita pepo* cv. Raben) cosechados en Aguamitas, Navolato, Sinaloa; durante la temporada 2006.

OBJETIVO GENERAL

Evaluar los cambios en las variables hídricas, los componentes y la integridad de la pared celular, así como la calidad de la calabaza (*Curcubita pepo* cv. Raben) durante el almacenamiento poscosecha.

Objetivos Específicos

Evaluar la pérdida de peso y la textura en calabaza zucchini cv. Raben almacenada a 10 y 20°C a 85-87% HR.

Evaluar la capacidad de retención de agua (CRA), los potenciales hídricos (Ψ_w), osmótico (ψ_s) y de presión (ψ_p) en calabaza Zucchini durante el almacenamiento a 10 y 20°C a 85-87% HR y su relación con la calidad.

Determinar cambios en la solubilidad de la pared celular en calabaza zucchini cv. Raben almacenada a 10 y 20°C a 85-87% HR y relacionarlos con las variables de textura.

Realizar un análisis histológico en la calabaza cv. Raben almacenada a 10 y 20°C a 85-87% HR y relacionarlo con la pérdida de agua y la solubilidad de los componentes de la pared celular.

JUSTIFICACIÓN

Es importante conocer los factores involucrados en las variables que afectan la calidad poscosecha de la calabaza como lo son: pérdida de agua y consistencia, para buscar en un futuro, alternativas poscosecha que permitan mantener la calidad y prolongar la vida de anaquel de esta hortaliza.

META

Generar información sobre la calidad poscosecha de la calabaza Zucchini cv. Raben y conocer el efecto de las condiciones de almacenamiento sobre su calidad y vida de anaquel de esta hortaliza.

HIPÓTESIS

Existe un efecto por la temperatura de almacenamiento a 10 y 20°C sobre la pérdida de firmeza del tejido en relación a la pérdida de peso del fruto de calabaza.

El comportamiento del estado hídrico en los frutos de calabaza está en función de las condiciones de almacenamiento a 10 y 20°C y tiene una relación con la calidad del fruto.

Los cambios en la textura de la calabaza cv. Raben durante el almacenamiento a 10 y 20°C están relacionados con los cambios en solubilidad de la pared celular.

Los cambios histológico del pericarpio de la calabaza se relacionan con la pérdida de agua y la solubilidad de los componentes de la pared celular durante el almacenamiento a 10 y 20°C.

REVISIÓN DE LITERATURA

Características Generales del Cultivo de Calabaza

El origen de la calabaza no está del todo claro, por una parte parece ser originaria de Asia, otras fuentes atribuyen su origen en la zona de México; siendo una de las especies que introdujeron los españoles en Europa, durante la época del descubrimiento de América (Mohammed y Brecht, 2003).

La calabaza pertenece a la familia *Cucurbitaceae*, es una planta herbácea o trepadora, de crecimiento indeterminado, anual y rara vez perennes. Sus hojas se encuentran de manera alterna, de forma lobulada o enteras, sus flores pueden ser radiadas, unisexuales (femeninas o masculinas) y su fruto es de forma pepinoide o baya grande, de color variable, liso, estriado, reticulado, entre otros (Rodríguez y Porras, 2002).

La familia *Cucurbitaceae* consta de 100 géneros y 850 especies, con una gran distribución en todo el mundo en regiones tropicales y semitropicales, y son muy abundantes en México. Dentro de la familia están: *Cucurbita pepo*, *Cucurbita máxima*, *Cucumis sativus*, *Cucumis melo*, etc. (Rodríguez y Porras, 2002).

Los principales problemas poscosecha que se presentan en las frutas y hortalizas durante el periodo de almacenamiento son la pérdida de agua, que va asociada con la pérdida de firmeza, ocasionándose a la vez, daños en la pared celular del fruto (Shewlelt, 1990). Para la calabaza zucchini se reportan síntomas de manchas circulares de color café oscuras en la piel, que dan como

resultado la pérdida de la integridad celular, daño en la membrana y pared celular del tejido, cuando los frutos son almacenados por 1 o 2 días por debajo de los 5°C (Martínez *et al.*, 2002).

La calabaza se consume en diversos estados de madurez fisiológica, pero se define como un fruto inmaduro (Cantwell y Suslow, 2004). La calabaza tiene una corteza suave que se penetra fácilmente; el fruto maduro contiene numerosas semillas y desarrolla dureza en el epicarpio (Infoagro, 2005). Dentro de la composición química del fruto, el agua es el principal componente, también, presenta vitamina C, calcio, fósforo, potasio, magnesio, entre otros (USDA, 2005) (Cuadro 1).

Cuadro 1. Composición química del fruto de calabaza cruda (100 g de porción comestible)	
Componente	Contenido
Agua	95 g
Carbohidratos	2.9 g
Proteína	1.16 g
Fibra dietaria	1.2 g
Calcio	15 mg
Magnesio	22 mg
Fósforo	32 mg
Potasio	248 mg
Sodio	3 mg
Vitamina C	9 mg

Fuente: USDA, 2005

La calabaza al tratarse de un fruto inmaduro se comporta como un fruto no-climatérico. Este tipo de frutos no logran desarrollarse completamente previo a su cosecha, por lo que no acumulan componentes de reserva y su vida

poscosecha se reduce. Su alta actividad metabólica asociada a la carencia de componentes de reserva, conducen a su rápido deterioro. El estado de madurez al momento del corte del fruto es muy importante porque contribuye a que tenga una óptima calidad (Mohammed y Brecht, 2003) y es fundamental para su vida poscosecha.

Importancia Económica

A nivel mundial se cultivan un gran número de productos hortofrutícolas, estos se desarrollan de acuerdo a ciertas condiciones específicas de climas y suelos. Debido a la gran demanda de estos cultivos, anualmente la producción de frutas y hortalizas se encuentra en ascenso. En el 2005, China ocupó el primer lugar en producción en toda clase de calabazas, generando \$ 1'004, 454 de dólares siguiéndole la India, Ucrania, Estados Unidos, Egipto y ocupando el sexto lugar México con \$ 98, 638 de dólares (FAO, 2005).

Estadísticas de SAGARPA (2006), muestran que la producción para la calabaza fue de 318, 406 toneladas a nivel nacional y los principales estados productores fueron: Sinaloa, Sonora, Puebla, Morelos, entre otros (Figura 1). Sinaloa ocupa el primer lugar en producción nacional con 185,282.4 toneladas durante el ciclo otoño-invierno/2006 y se ubica dentro de las cuatro especies hortícola mas importante en el estado (Figura 2).

Calidad Poscosecha de Frutas y Hortalizas

Para conocer la calidad y vida poscosecha de una fruta u hortaliza es necesario saber cual es el máximo rango permitido de deterioro de las variables que la definen su calidad. Estos cambios se pueden presentar de manera lenta o acelerada dependiendo del cultivo en estudio, el manejo precosecha, poscosecha y de las condiciones de almacenamiento.

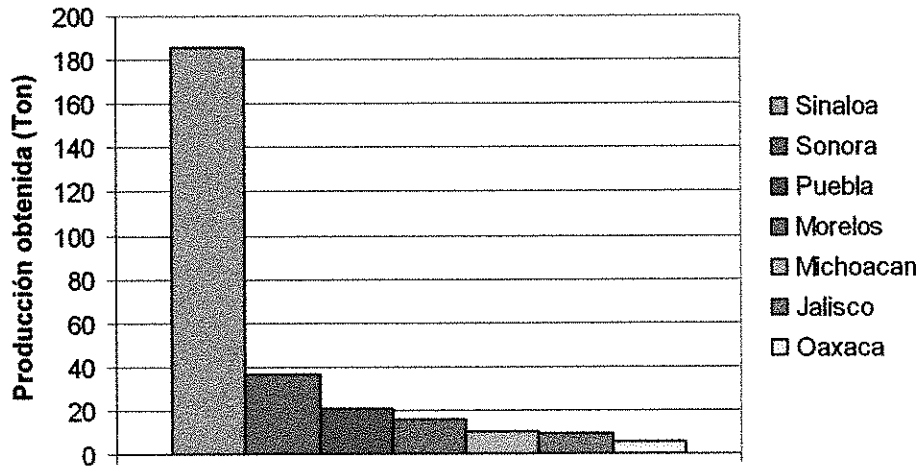


Figura 1. Producción de Calabaza de los principales estados de México (SAGARPA 2006).

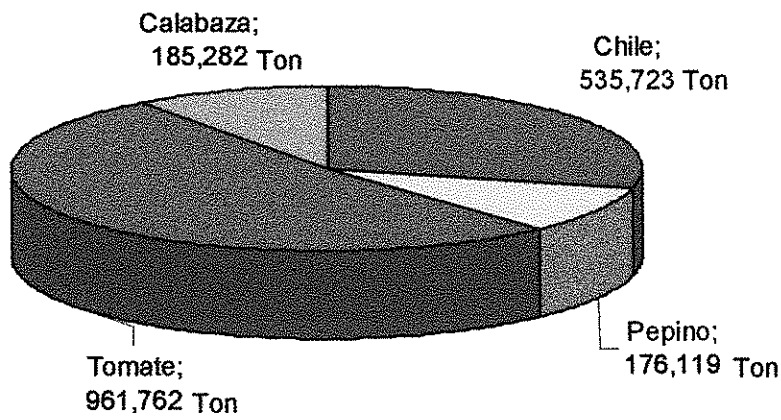


Figura 2. Producción de las principales hortalizas en el Estado de Sinaloa (SAGARPA 2006).

La maduración de frutos es un proceso natural y se considera como el estado inicial de la senescencia. Durante la maduración ocurren cambios complejos bioquímicos que conducen al ablandamiento del tejido y al desarrollo de las propiedades sensoriales que le permitirá la aceptación del producto por el consumidor (Waldron *et al.*, 2003). Durante la maduración de frutos climatéricos, la textura se va modificando progresivamente, en gran parte debido a los cambios que sufren las estructuras de la pared celular, que colectivamente van contribuyendo al ablandamiento del tejido (Bennett, 2002).

Hablar de frutos que son botánicamente inmaduros como las cucurbitáceas (calabaza), leguminosas (ejotes) y algunas solanáceas (berenjena), es hablar de frutos muy susceptibles al daño por frío y perecederos. Este tipo de frutos tiene un corto tiempo de desarrollo al momento de ser cosechado no alcanzan a acumular suficientes componentes de reserva y bajo esta etapa de desarrollo poseen un metabolismo extremadamente elevado. La alta tasa de respiración aunada a su elevada actividad metabólica y su carencia de componentes de reserva, conducen a un rápido deterioro de los frutos (Mohammed y Brecht, 2003)

De igual manera, la pérdida de calidad de un producto se afecta por la elevada actividad respiratoria (Kader, 2002). En los frutos climatéricos, como los plátanos y tomates, pueden madurar después de ser cosechados incrementando su contenido de azúcares y reduciendo los ácidos orgánicos, también desarrollan color, sabor y reducen su textura. Mientras que en los no climatéricos como la calabacita, las principales variables de calidad como el color, consistencia y turgencia, se inclinan a la senescencia (Shewfelt, 1990).

Contenido de Agua

La mayor parte de las frutas y hortalizas contienen más de 80 % de agua, su contenido depende del tipo de fruto, características histológicas y la cantidad de agua disponible al momento de efectuar la cosecha (Wills *et al.*, 1999). Así mismo, el contenido de agua en los frutos al corte puede variar en función de la temperatura y humedad relativa en el ambiente, por lo que es recomendable realizar la cosecha cuando el contenido de agua sea el más elevado, de este modo, el producto resultará más turgente.

El agua es necesaria para realizar las reacciones químicas y físicas del metabolismo del fruto, permite la difusión y el flujo masivo de los nutrientes y metabolitos en toda la planta. También, es importante su presencia en las vacuolas de las células porque ejerce presión sobre el protoplasma y la pared celular manteniendo así la turgencia (Azcón-Bieto y Talón, 2000; Wills *et al.*, 1999). En calabaza fresca se reporta un contenido de agua de 96% de humedad (USDA, 2002), sin embargo el agua se pierde con facilidad debido a las características cuticulares del fruto y al gran número de daños mecánicos que se producen durante la cosecha y el manejo poscosecha.

Pérdida de humedad. El tamaño y la forma de los productos hortícolas tienen una fuerte influencia en la pérdida de agua, la naturaleza de las superficies y de los tejidos ejercen un pronunciado efecto sobre la velocidad de la pérdida de agua (Wills *et al.*, 1999).

En un estudio con berenjena se observó que la principal ruta de pérdida de agua en los frutos era a través del cáliz. En frutos de tamaño-32, donde la proporción del área del cáliz en relación al tamaño del fruto es mayor, la

cantidad de agua transpirada fue de 1.12% por día, a comparación con berenjenas de tamaño 16, donde el área del cáliz fue más pequeña, la pérdida de agua fue de 0.62% (Díaz-Pérez, 1998).

Las lesiones mecánicas pueden acelerar considerablemente la pérdida de agua de los tejidos, por lo que los daños mecánicos en el fruto ofrecen una importancia aún mayor, ya que producen un rompimiento por completo de la capa superficial protectora y exponen directamente el tejido al medio ambiente y a los patógenos. Si el fruto sufre una lesión en las etapas iniciales de crecimiento cuando aún están unidos a la planta, tiene la capacidad de cicatrización, debido a que se deposita una capa de células celulósicas en el área lesionada. Pero si estas lesiones se presentan posteriores a su corte, la actividad metabólica se acelera y el ataque de patógenos se hace más evidente (Mohammed y Brecht, 2003).

Se ha observado que las condiciones de almacenamiento juegan un papel importante en la calidad de los frutos. Un buen control de la temperatura y humedad relativa, permitirán prolongar la vida poscosecha. En calabaza butternut cv. Enterprice, almacenada a 10 y 15°C durante 12 días, se observó una diferencia en la pérdida de peso en los frutos del 8 y 12%, respectivamente. Dicha pérdida se vio reflejada en un menor contenido de agua, de tal manera que se acortó considerablemente su vida poscosecha (Muy, 2005).

Transpiración. En las plantas la pérdida de agua se presenta en forma de vapor, la cual puede ser vía estomas, lenticelas, cutícula y se manifiesta en una pérdida de peso en los frutos (Ascon-Bieto y Talon, 2000). La transpiración es uno de los muchos procesos fisiológicos que reduce la comercialización y el deterioro de frutas y hortalizas. La desecación resultante de la pérdida de humedad afecta la apariencia, la textura, el sabor, el peso y todos los factores

que determinan la calidad, vida de anaquel y precio de los productos hortofrutícolas (Ben-Yehoshua, 1987). Muchas frutas y hortalizas pierden su frescura y calidad comercial al reducirse su peso en el rango de un 3-10%. En el Cuadro 2, se muestra que la pérdida de peso asociada a la pérdida de calidad se relaciona con el tipo de fruto, donde el pepino es más susceptible al deterioro, seguido por la fresa, el chile y la zanahoria (Ben-Yehoshua, 1987). La pérdida de calidad asociado a la pérdida de peso está en función a las características propias de los frutos y del contenido de agua; por lo que un fruto de pepino, que es un fruto inmaduro, con un alto contenido de agua y con una morfología muy diferente a la de una fresa o zanahoria, se verá afectado con tan solo perder un 5% de su peso.

Cuadro 2. Pérdida de peso asociado a la pérdida de calidad propuesta por Ben-Yehoshua, 1987	
Producto	Pérdida de Peso (%)
Pepino	5
Ejote	6
Fresa	6
Frambuesa	6
Chile	7
Tomate	7
Zanahoria	8

En los frutos existen dos factores que contribuyen a la velocidad de transpiración. El primero es el diferencial de la concentración de vapor del agua entre el exterior e interior del producto. Si se tiene un balance de aire saturado

al 100% de humedad relativa entre el exterior e interior del fruto, la transpiración será muy baja, caso contrario, cuando hay por ejemplo un 60% HR, la transpiración del fruto será mas alta y induciendo a una mayor pérdida de peso. El segundo factor, es la resistencia difusiva, la cual esta asociada a la naturaleza de la planta o fruto y estará en función del poro estomático y el desarrollo de la capa límite de las células, el contenido de ceras epicuticulares, principalmente. (Esau, 1977; Salisbury y Ross, 2000). Sin embargo, estos dos factores pueden ser reducidos mediante la utilización de barreras físicas como películas plásticas, ceras, etc., que se utilizan en frutas y hortalizas perecedoras para contrarestar la elevada transpiración de los productos. El encerado en los frutos es uno de los tratamientos que se utiliza para bloquear los poros de la epidermis y ayudar a reducir la pérdida de agua en los tejidos y a retardar los síntomas de marchitamiento (Amarante y Bank, 2001).

Lownds *et al.* (1994), estudiaron el comportamiento de la pérdida de agua en 9 cultivares de chiles y encontraron variaciones entre los diferentes cultivares. Se observó que este fenómeno entre los materiales se podría deber a las diferencias que existen entre el área superficial, a la presencia de poros y/o rajaduras, a una cutícula muy delgada, y a la cantidad, distribución y composición química de la cera natural presente en los frutos.

La transpiración se considera como el proceso dominante en las relaciones hídricas de las plantas, porque es el responsable de generar el gradiente de energía que causa el flujo de agua hacia adentro y a través de las plantas (Larqué y Trejo, 1990). En frutos de pepino el principal problema poscosecha es la pérdida de turgencia, la cual esta asociada a la pérdida de agua a través de la transpiración y la respiración del fruto (Walter *et al.*, 1990)

Frutos de pepino con y sin cera fueron almacenados a 24°C a tres condiciones de HR (95, 90, 85%), los frutos que permanecieron con un HR alto mostraron una menor pérdida de agua, sucediendo lo contrario en los que estuvieron con 85% HR. Así mismo, se reportó que los primeros síntomas de marchitamiento asociado con la pérdida de calidad en estos frutos se observó cuando estos presentaron un 6% de pérdida de peso. Sin embargo, los pepinos con y sin cera a 95% HR no mostraron síntomas de marchites durante su almacenamiento por 9 días a 24°C. Lo que refleja la importancia una adecuada humedad relativa durante el almacenamiento de los productos (Muy *et al.*, 2004).

Estado Hídrico Asociado a la Turgencia del Tejido

El agua es uno de los componentes mayoritarios de las frutas y hortalizas y pueden afectar tanto directa como indirectamente en los procesos fisiológicos. La deshidratación de los tejidos a niveles críticos de agua, se acompaña de cambios irreversibles en la estructura de la célula hasta lograr la muerte de los tejidos. La cáscara en las frutas y hortalizas juega un papel importante, ya que funciona como una barrera al flujo de agua desde el fruto hacia la atmósfera o viceversa, haciendo más lento el proceso de pérdida de agua (Cook y Papendick, 1978)

El estado hídrico de un tejido, representa las condiciones que guarda el agua en función de sus requerimientos fisiológicos y se expresa como el contenido de agua y el potencial hídrico (Hsiao, 1990). El estatus hídrico de los frutos u órganos de las plantas puede ser caracterizado por el potencial hídrico, el cual representa la suma del potencial de turgencia y el potencial de solutos (Pomper y Breen, 1997).

Potencial Hídrico (Ψ_w)

La cantidad de agua que está presente en un sistema, es una medida del potencial hídrico de la planta, éste se utiliza también para expresar el estado energético del agua en las células y en los tejidos vegetales. El potencial hídrico está constituido por tres componentes:

$$\Psi_w = \psi_p + \psi_s + \psi_m$$

Donde:

ψ_p = potencial de presión

ψ_s = potencial osmótico

ψ_m = potencial mátrico

Para poder entender el comportamiento de los componentes del potencial hídrico, se considera a una célula adulta que posee tres fases distintas; una pared elástica, el citoplasma con el núcleo y los orgánulos, por último una vacuola que puede llegar a ocupar entre el 80 y 90% del volumen total de la célula y que contiene una solución diluida de azúcares, iones y ácidos orgánicos, principalmente, y que además, esta rodeada por el tonoplasto; que es una membrana semipermeable. Este organelo es el encargada de controlar el intercambio de agua celular, comportándose como un osmómetro, por lo que el potencial mátrico se desprecia y la ecuación queda de la siguiente manera (Azcon-Bieto y Talon, 2000).

$$\Psi_w = \psi_p + \psi_s$$

Una célula vegetal esta constituida por la membrana y la pared celular, las membranas permiten que las moléculas de agua pasen a través de ella más rápidamente que las partículas de soluto, por lo que permiten que se lleve a cabo la ósmosis, mientras que la pared primara resulta ser más permeable para ambos tipos de partículas y es la encargada de proporcionar la rigidez necesaria para cuando se genere un aumento en la presión. Cuando en un lado de la membrana hay agua pura y en el otro una solución, el potencial hídrico de la solución será menor al del agua pura (Salisbury y Ross, 2000). El Ψ_w se expresa en unidades de presión como: kPascale (KPa), MPascales (MPa), bares (bars), atmósferas (atms), mm de mercurio (mmHg) (Cook y Papendick, 1978; y Salisbury y Ross, 2000).

Es muy importante mencionar que por convenio, el potencial hídrico del agua pura a la presión atmosférica y a la misma temperatura de la solución que se esta considerando, es igual a cero, por lo que el potencial hídrico de la solución tiene un valor negativo. De este modo, las moléculas de agua se difundirán desde el potencial hídrico más alto, hacia el potencial hídrico más bajo, de esta manera se dará como resultado un aumento en la presión del sistema asociado a un aumento de presión sobre la pared celular; por ello se eleva el potencial hídrico acercándose su valor a cero (Salisbury y Ross, 2000).

En un estudio con mango cv. Keitt, se observó que en los frutos almacenados por nueve días a 52% HR, alcanzaron valores de $\Psi_w = -2.8$ MPa, mientras que los frutos que fueron almacenados a 64% y 93% HR, presentaron valores de $\Psi_w = -2.5$ y -2.0 MPa, respectivamente. Por lo que valores elevados de DPV la humedad relativa afectan en la pérdida de agua en el fruto, induciendo a la salida del agua del tejido en función a la falta de agua en el medio ambiente (Muy *et al.*, 2004).

Cook y Papendick (1978), trabajaron con fresa (*Fragaria xavanarsa* Duch) y cereza (*Prunas avium* L), y se observaron una reducción del potencial hídrico y un aumento de los sólidos solubles totales en los frutos, esto debido a la pérdida de agua. En la fresa al momento del corte se encontró un $\Psi_w = -1.14$ MPa que después de dos días de almacenamiento disminuyó a $\Psi_w = -1.17$ MPa, mientras que para cereza el cambio fue de $\Psi_w = -2.5$ a -4.5 MPa, la diferencia entre los potenciales se debe a que existe un alto contenido de sólidos solubles totales (°Brix) para el caso de la cereza, lo que indica que el principal cambio del Ψ_w está en función a la concentración de solutos (ψ_s).

Potencial Osmótico (ψ_s)

El ψ_s está determinado por la cantidad de solutos presentes en la vacuola en las células. El potencial osmótico en la célula vegetal tiene valores negativos, que varían con el volumen celular y contenido de solutos, siendo más próximas a cero en células totalmente hidratadas (Azcon-Bieto y Talon, 2000). Cuando las células de un tejido vegetal se encuentran en equilibrio osmótico con alguna solución externa a una presión atmosférica, y además de que no exista ninguna presión, ni tensión dentro del tejido, entonces el potencial osmótico del tejido puede ser igual al potencial osmótico de la solución circundante (Salisbury y Ross, 2000).

En un estudio con diferentes variedades de zanahorias almacenadas durante 21 días a 13°C, se observaron cambios en el tejido por efecto de la pérdida de agua. Al día 7 de almacenamiento los frutos presentaron un valor de $\Psi_w = -0.8$ MPa y al día 21 un valor de $\Psi_w = -1.0$ MPa, mientras que para el potencial osmótico el cambio fue de $\psi_s = -1.3$ hasta $\psi_s = -1.7$ MPa; atribuido este cambio a la pérdida de agua y concentración de solutos (Shibairo *et al.*, 1997).

Potencial de Presión (ψ_p)

Cuando el agua entra a la vacuola, hay un aumento de volumen, e ejerciéndose a la vez una presión sobre las paredes celulares, al mismo tiempo, se ejerce una presión en sentido contrario igual a la presión de turgencia, que va desde las paredes hacia el interior de la célula; en este momento el ψ_p adquiere valores positivos. Cuando la vacuola pierde agua progresivamente, está se contrae y a su vez se produce una caída de la turgencia celular, hasta que el ψ_p se hace cero, en este momento ocurre un fenómeno llamado plasmolisis incipiente, en el cual la vacuola cesa de presionar sobre las paredes del tejido (Figura. 3). La presión de turgencia es indispensable para el crecimiento de las plantas (Azcon-Bieto y Talon, 2000).

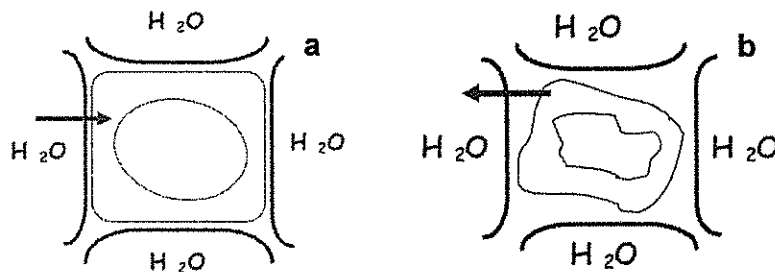


Figura 3. (a) Célula turgente, donde el $\psi_p > 0$; (b) Célula plasmolizada, donde el $\psi_p \leq 0$. (Azcon-Bieto y Talon, 2000).

Para obtener el potencial de presión se puede utilizar la formula $\Psi_w = \psi_p + \psi_s$, por lo que el ψ_p depende de la acumulación de solutos en las células, así como del contenido de agua. El incremento de la elasticidad en las paredes celulares es un mecanismo pasivo, el cual permite la disminución del volumen celular la deshidratación, bajando así el potencial de presión y por lo tanto, hay una disminución del potencial hídrico (Pomper y Breen, 1997).

Muy *et al.* (2004), realizaron un estudio con frutos de pepino, los cuales fueron almacenados por 12 días a 24°C y 95% HR, al momento del corte el tejido del fruto presentó $\Psi_w = -0.45$, $\psi_s = -0.6$ y $\psi_p = 0.18$ MPa, después de 12 días de almacenamiento el ψ_p fue menor de cero, lo cual fue indicado como el inicio de la plasmolisis celular.

Contenido Relativo de Agua (CRA)

El CRA, expresa la cantidad de agua en el tejido en comparación con la que podría contener en un estado de hidratación completa, se representa como un porcentaje de agua en un tejido completamente saturado (Azcón-Bieto y Talón, 2000; Salisbury y Ross, 2000). Esta definición, no solo indica el contenido de agua en el sistema, sino que también su volumen mantenido. El CRA esta en función de la relación entre el peso fresco, hidratado y seco de una muestra (Hsiao, 1990). El contenido de agua en los tejidos esta determinado por sus características de capacidad y el balance en el movimiento del agua en el interior y exterior del tejido vegetal. Este parámetro esta interrelacionado con el potencial hídrico general, ambos varían simultáneamente, es decir, si el contenido de agua de un tejido disminuye debido a una tasa alta de transpiración, el potencial hídrico del tejido también disminuye (Larqué y Trejo, 1990).

Burdon y Clark (2001), mencionan que para frutos de kiwi la pérdida de agua es mayor para los frutos con un alto contenido de agua, CRA= 97.15%, que los de bajo contenido, CRA= 91.2%. Esta pérdida posiblemente se debió a la capacidad de retención de agua del pericarpio en ambos frutos.

Walter *et al.* (1990), encontraron un valor de CRA= 81% al momento del corte en frutos de pepino, después de 28 días de almacenamiento a 15.5°C a 93 y 62% HR, observó una reducción del 67 y 51% respectivamente. Dicha reducción fue dependiente de las condiciones de almacenamiento al igual que de su calidad. En frutos de pepino (Muy *et al.*, 2004), almacenados a 24°C y 95% HR durante 14 días, mostraron cambios en el CRA, que repercutieron en la calidad del tejido del fruto al final del experimento. Al momento del corte los frutos presentaron un CRA= 91%, reduciéndose hasta un 10%, pero cuando los frutos alcanzaron un $\psi_p=0$, el CRA fue del 88% con la presencia de tejido plasmolisado y una reducción del 6% de pérdida de peso.

Diagrama de Höfler. La relación entre el potencial hídrico y sus dos componentes primarios: osmótico y de presión, se esquematizan perfectamente en el diagrama de Höfler. Este diagrama (Figura 4) ayuda a describir las relaciones hídricas de las células y tejidos vegetales, esquematiza los cambios en magnitud del potencial osmótico a medida que el volumen de la célula varia, asumiendo que el sistema se expande solamente por la absorción del agua, ya que los solutos no se mueven hacia adentro o hacia fuera durante la expansión celular (Lira, 1994). A medida que se pierde agua en la célula, la vacuola se contrae progresivamente hasta que el potencial de presión adquiere un valor igual o menos a cero (línea punteada), por lo que se presenta la plasmolisis.

Muy *et al.* (2004), utilizando el diagrama de Höfler, en un estudio con frutos de pepino almacenados por 14 días a 24°C y 95% HR, se observó el cambio del potencial de presión de un valor positivo a uno negativo y la intercepción del potencial hídrico y osmótico, donde el $\psi_p=0$, y el Ψ_w y ψ_s presentaron un valor de -0.5 MPa y que se manifestó con un valor para el CRA del 87%. De acuerdo a estos resultados, mencionaron que cuando los frutos de pepino alcanzaron ese porcentaje de CRA, el tejido presentó plasmólisis.

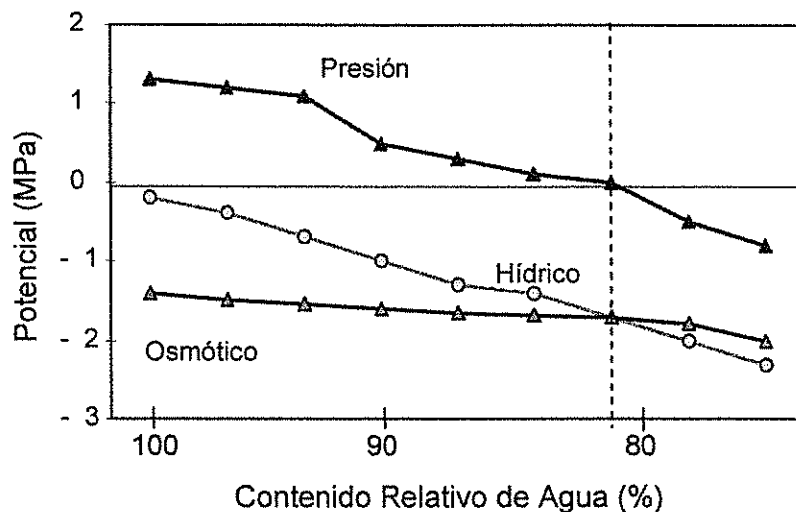


Figura 4. El diagrama de Höfler muestra las interrelaciones entre el potencial de presión, osmótico y el potencial hídrico a medida que se va modificando el CRA (Azcon-Bieto y Talon, 2000).

La Textura de los Frutos y su Calidad

Las propiedades de la textura en un alimento son un grupo de características físicas que son detectadas por la sensación del tacto y se relacionan con la deformación y desintegración del tejido bajo la aplicación de una fuerza. Estas propiedades pueden ser medidas en función de la fuerza, tiempo y la distancia (Bourne, 1980).

La textura engloba la sensación que un alimento provoca en la boca del consumidor. Es un conjunto de sensaciones que son percibidas por los labios, la lengua, los dientes, las paredes de la boca y también el oído, cada una de estas áreas responde a los diferentes atributos del alimento (Abbott, 2004 y Wills *et al.*, 1999).

La textura es esencialmente una experiencia humana que surge de la interacción con el alimento al momento de manipular o de comer; esta percepción a menudo constituye un criterio para controlar la calidad y un factor importante, que es la selección o el rechazo de un alimento (Lara y Lescano, 2004). Durante poscosecha, la textura de las frutas y hortalizas es el atributo que mejor refleja la calidad, tal es el caso del mango, papaya, aguacate, etc., esta, no solo afecta el sabor, sino también el tiempo de almacenamiento, el transporte y la resistencia a enfermedades (Seymour y Gross, 1996).

Las cualidades de la textura de las frutas y hortalizas son determinadas por sus características físicas, bioquímicas y fisiológicas de sus células y de los cambios que ocurren a través del tiempo durante su estado de desarrollo, maduración y senescencia. Específicamente la textura, está determinada por la fuerza y la elasticidad de las paredes celulares (Abbott, 2004). La textura de un producto involucra varios factores como la integridad de la pared celular, la presión de turgencia y las características anatómicas propias de cada fruto (Seymour and Gross, 1996; Shewtelt, 1990).

Para poder definir la textura, ha sido relacionada a todos los atributos mecánicos, geométricos y superficiales que posee un fruto, que sean perceptibles por medio de receptores mecánicos, táctiles, así como visuales y auditivos. En base a esta definición, se puede decir que al aplicar un esfuerzo sobre un alimento, es posible medir de una forma instrumental las características mecánicas primarias como, la dureza, la cohesividad, viscosidad, elasticidad y adhesividad, y las secundarias, fragilidad, masticabilidad y gomosidad, estos son algunos de los términos usados para describir la textura en varias frutas y hortalizas (Lara y Lescano, 2004; Abbott, 2004). Al realizarse una medición instrumental, se estima que la textura percibida por un alimento en el interior de la boca, podría estar relacionado

directamente con la deformación o con los cambios en las propiedades físicas del producto por efecto de las propiedades mecánicas de compresión o de esfuerzo cortante (Lara y Lescano, 2004).

En un estudio con champiñones (*Agaricus bisporus*), se determinó la textura mediante el comportamiento de dos variables: firmeza (ablandamiento) y endurecimiento en el tejido del fruto almacenado por 9 días a 12°C con 95% HR; mediante la penetración y compresión respectivamente. Ambas variables mostraron cambios; ya que del tejido se fue endureciendo. Se señala que los cambios fueron relacionados a la presencia de espacio intracelular, así como a la pérdida de turgencia (Zivanovic *et al.*, 2000).

Análisis de Perfil de Textura (APT)

El APT es una aproximación objetiva de la textura de un alimento y se realiza con el objetivo de imitar con la ayuda de un instrumento (penetrómetro Chatillon) los movimientos mecánicos que se realizan en la boca al masticar un alimento y se registra la fuerza tensil que el alimento presenta en función de su estructura y composición. Para ello, se genera una compresión de una muestra entre dos superficies paralelas, generándose una respuesta gráfica en el software NEXYGEN. En la Figura 5 se representa la fuerza de compresión aplicada a un fruto frente al desplazamiento del tejido, de esta manera, se estiman las características mecánicas de la textura del producto (Lara y Lescano, 2004).

Cuando se aplica la fuerza sobre un fruto a un porcentaje de compresión, se puede apreciar que al alcanzar el máximo esfuerzo el cual representa la fuerza de ruptura (dureza o "hardness") puede producirse un acomodo del material a la fuerza aplicada, identificado un salto en la curva, lo

que se denomina fracturabilidad. Pero si la fuerza empieza a bajar, puede que se produzca un área bajo el eje tiempo (área 3), después empieza el ciclo de nuevo se repitan las curvas ya vistas (Figura 5) (Castro, 1999). En este tipo de ensayo se definen las siguientes variables:

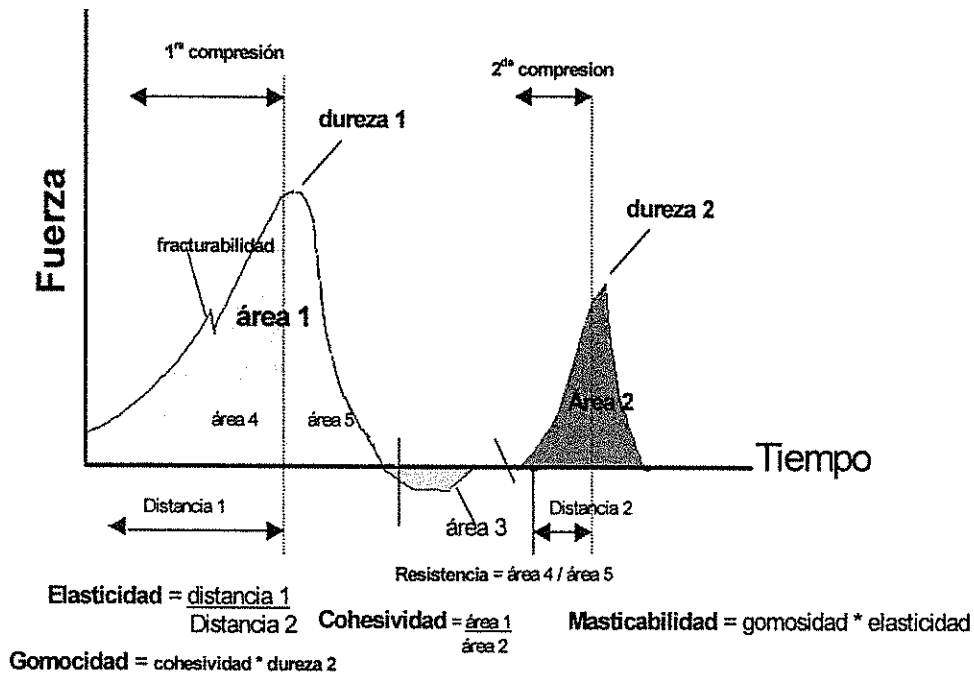


Figura 5. Curva típica del análisis de perfil de textura (Castro, 1999)

- Dureza: Es la fuerza aplicada en el fruto durante el primer ciclo de compresión.
- Fracturabilidad: Es la fuerza en el primer quiebre significativo de la curva. Es la fuerza a la que el material a medir se fractura; una muestras que tenga un alto grado de dureza y baja cohesividad se fractura.

- Elasticidad: La altura que recupera el fruto durante el tiempo que transcurre entre la primera y la segunda compresión. Es la velocidad a la que el fruto deformado después de habersele aplicado una fuerza retorna a su condición inicial.
- Gomosidad: Es el producto de la dureza y la cohesividad. Es la energía requerida para desintegrar un producto alimenticio semisólido a un estado listo para ser deglutido.
- Cohesividad: La razón del área positiva lograda durante la segunda compresión y del área positiva de la primera compresión ($area_2 / area_1$). Es la resistencia de los enlaces internos que forman el cuerpo del producto.
- Masticabilidad: Es la energía requerida para desintegrar un fruto sólido a un estado listo para ser deglutido; y está relacionado con la dureza * cohesividad * elasticidad.

En frutos de calabaza (*Cucurbita maxima*), se observó el deterioro poscosecha en relación a los componentes de la textura y a los cambios de los componentes de la pared celular, los frutos al momento del corte presentaron; dureza 60N, fracturabilidad 53N, elasticidad 4 mm, masticabilidad 40 mJ, cohesividad 0.17 y de gomosidad 10 N, al cabo de tres meses la fracturabilidad, dureza y gomosidad disminuyeron hasta 38, 44 y 8 N, respectivamente, mientras la cohesividad, masticabilidad y elasticidad se mantuvieron, por lo que dichos cambios le fueron atribuidos a las modificaciones de los componentes de la pared celular (Sunil *et al.*, 1999).

Sila *et al.* (2006), determinaron la textura en frutos de zanahoria, expresándola como dureza. Discos de 25 mm de diámetro fueron tratados a un proceso térmico a dos temperatura (90 y 110°C). La degradación o pérdida de la textura fue en aumento al incrementarse la temperatura del proceso. Frutos a

90°C, alcanzaron una fuerza de compresión de 50 N, mientras que a 110°C fue de 10 N. Estas modificaciones se debieron parcialmente a la solubilización de las pectinas presentes.

Pérdida de Firmeza

La firmeza es una de las características más importantes de los productos hortofrutícolas y es utilizada como herramienta para determinar el momento de corte en muchos frutos (Kader, 2002). Además, la consistencia asociada a la firmeza del fruto es considerada por el consumidor al momento de adquirir un producto (Bennett, 2002). El ablandamiento o la pérdida de firmeza ocurre de manera espontánea e irreversible durante la maduración de los frutos, se reduce la vida de anaquel, y limita la capacidad de manejo, procesamiento y distribución de productos a sitios alejados (Shewfelt, 1990).

La pérdida de la firmeza de los frutos está relacionada con la degradación de algunos de los polímeros que constituyen la base estructural de las paredes celulares tales como: celulosa, pectinas y hemicelulosa (Shewfelt, 1990; Lefever *et al.*, 2004). Estas modificaciones que sufre la pared celular repercuten en el ablandamiento de los tejidos celulares, en la disminución de la calidad y vida poscosecha del fruto. Por décadas se ha observado que la pared celular juega un papel importante en la determinación de las características de calidad de muchos de los alimentos de origen vegetal, particularmente en la textura (Waldrom *et al.*, 2003).

Ramírez *et al.* (2004), estudiaron frutos de tomate almacenados a 7°C y 27°C y a partir del tercer día bajo esas condiciones, se observó un 50% menor de pérdida de firmeza en los frutos almacenados a 7°C contra los almacenados a 27°C. Con ello, se menciona que la maduración de los frutos de tomate es el

resultado de una serie de cambios físico-químicos, por lo que el almacenamiento a bajas temperaturas ayuda a modificar la fisiología y a retrasar el deterioro, prolongando por más días la vida de anaquel y sus características de calidad.

Componentes de la Pared Celular Asociados a la Textura del Tejido

Pared Celular

Recientemente, se ha reconocido la importancia de la pared celular en la vida vegetal, ya que confiere protección a la célula y a sus componentes; controla el crecimiento celular, da forma y soporte a la planta (Karp, 2003). La pared celular esta constituida típicamente por tres capas denominadas: lámina media, pared primaria y pared secundaria, estas son químicamente complejas ya que están constituidas por una mezcla de carbohidratos, proteínas, lignina, agua y en algunos casos moléculas orgánicas como cutina y suberina (Kohorn, 2000). Su complejidad se incrementa si se considera que la proporción, composición y organización de la mayoría de estos constituyentes es variable entre las especies, tipos de células y que se van modificando durante su desarrollo y exposición a diversos factores ambientales (García y Peña, 1995).

La importancia de la pared celular se ha venido reconociendo recientemente en diversos campos como la anatomía, fisiología y bioquímica vegetal, nutrición animal y humana, etc. La pared celular juega un papel importante en la vida vegetal, participa en el desarrollo de numerosas y complejas funciones durante el crecimiento y desarrollo de las plantas. Además, de dar forma y soporte a la célula vegetal, protege al protoplasto de un daño ambiental, previene la difusión de agua, puede actuar como estructura de

almacenamiento y formar canales para la circulación de fluidos. La pared celular esta constituida mayoritariamente por polisacáridos con pequeñas cantidades de glucoproteínas y fenoles (García y Peña, 1995).

Los polisacáridos son los principales elementos estructurales de la pared celular de las plantas. Estos polímeros de la pared celular consisten de celulosa, de una estructura interconectada de hemicelulosa y de pectinas, dentro de una matriz globular de proteínas (Van Buren 1979, citado en Sila *et al.*, 2006).

Existen varias investigaciones que reportan que el ablandamiento es el resultado de cambios en la textura de las frutas u hortalizas durante su periodo poscosecha, son una consecuencia de las modificaciones del tipo enzimático y no enzimático que sufren los polisacáridos y que conduce al desensamblaje de las estructuras de la pared primaria y de la lámina media y la depolimerización de pectinas (El-Zoghbi, 1994; Manrique y Lajolo, 2004). Por ello, es razonable considerar que durante la maduración de los frutos, el ablandamiento es una consecuencia física de la modificación de las estructuras de la pared celular (Shackel *et al.*, 1991).

Pared primaria. Esta compuesta de un 9 a 25% de celulosa, que se va uniendo para formar las microfibrillas, y es debido a la disposición paralela de las moléculas de celulosa, que las la microfibrillas se comporta como cristales y presenta una alta tensión (Carpita y McCann, 2000).

Las microfibrillas de celulosa y las hemicelulosas se encuentran contenidas en una matriz formando una red molecular ramificada que está llena de agua. La pared primaria puede llegar a contener entre un 25 y 50% de hemicelulosa. En la matriz hay sustancias pécticas que son altamente

hidratantes y que constituyen entre un 10 y 35%. También, se puede encontrar alrededor de la pared primaria un 10% de proteínas, participando en el crecimiento celular, como las denominadas extensinas y lectinas (Salisbury y Ross, 2000).

Pared secundaria. Estas suelen ser más gruesas que las primarias; esta compuesta de celulosa en un 41 y 45%, de hemicelulosa en un 30% y en algunos casos de 22 y 28% de lignina. Cuando una célula se forma en la pared secundaria deja de crecer, la lignina es depositada primero en la lámina media ya formada, después en la pared primaria existente y por último en la pared secundaria, a medida que esta se va generando (García y Peña, 1995).

La celulosa es considerada como el compuesto orgánico más abundante en la naturaleza. Se encuentra en las frutas, las hortalizas y los cereales como componente estructural de las paredes celulares (Badui, 1999). Es un homopolisacárido lineal de cadenas de D-glucosa unido mediante enlaces glucosídicos β (1,4) (Figura 6), su peso molecular llega a ser hasta de varios millones de unidades. Su alta resistencia mecánica y química se debe a que sus cadenas paralelas se alinean sobre un eje longitudinal y establecen un gran número de puentes de hidrógeno intermoleculares, lo que da origen a microfibrillas altamente estructuradas. También, tienen zonas cristalinas y amorfas, las primeras se producen cuando las moléculas se enlazan con un alto grado de ordenación, mientras que en las segundas no existe esta organización (Badui, 1999; García y Peña, 1995).

En la pared celular un número variable de cadenas o moléculas individuales de celulosa forman agregados, originándose microfibrillas y estas a su vez, se unen dando origen a la fase microfibrilar en la pared celular. La longitud y el grado de agregación son de importancia en las moléculas de celulosa (García y Peña, 1995).

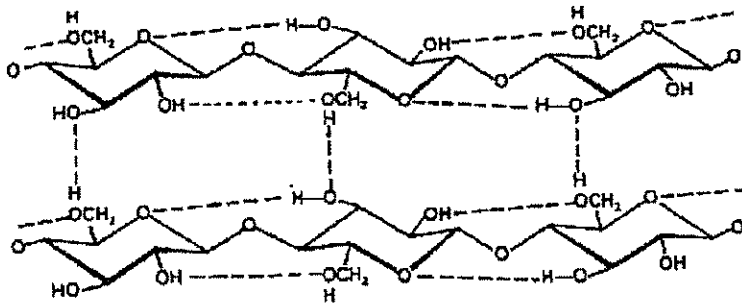


Figura 6. Conformación de las cadenas de β(1,4)-D-glucano

Las microfibrillas de celulosa pueden organizarse en regiones donde los grupos hidroxilo (-OH) de los azúcares que las constituyen tienen un arreglo simétrico que es la región cristalina; la cual le confiere resistencia, y las regiones menos ordenadas (región para-cristalina), se encuentran organizadas por la presencia de moléculas de agua y residuos de polisacáridos no hemicelulósicos (Waldron *et al.*, 2003).

La disposición y orientación de las fibras de celulosa es diferente entre la pared primaria y la secundaria. El grado de polimerización de la celulosa en las paredes celulares secundarias es alto y definido, tienen una mayor organización, ya que todas las moléculas de glucosa de una microfibrilla se alinean en la misma dirección y cada molécula se une mediante enlaces o puentes de hidrógeno, lo que le proporciona la estabilidad a la microfibrilla. Caso contrario, en la pared celular primaria en el grado de polimerización de las

moléculas de celulosa es variable, estas moléculas forman una microfibrilla más delgada y no hay certeza de que las moléculas de glucosa estén organizadas de forma paralela o antiparalelamente (García y Peña, 1995).

Las pectinas son la clase más abundante de macromoléculas dentro de las paredes celulares. Es abundante en la lámina media donde funciona en la regulación de la adhesión intracelular (Willats *et al.*, 2001; Jarvis *et al.*, 2003). Las sustancias pécticas comprenden a un grupo extenso de polisacáridos vegetales cuya estructura básica está integrada por moléculas de ácido D-galacturónico unidos por enlaces glucosídicos α -(1,4), y en el cual algunos de los grupos carboxilo pueden estar esterificados con grupos metilo. También, están constituidas por azúcares como: ramnosa, arabinosa y galactosa, entre otros que en conjunto forman un gel que intercala la red de microfibrillas de celulosa y hemicelulosas (Hurtado *et al.*, 2002; Waldron *et al.*, 2003).

Existen dos clases de sustancias pécticas; los ácidos pectínicos, que tienen parte de sus ácidos galacturónicos como ésteres metílicos, y los ácidos pécticos, que solo contienen moléculas del ácido sin esterificación. Las pectinas en sí, son ácidos pectínicos con diferentes grados de esterificación.

Las sustancias pécticas son los componentes más abundantes e importantes de las frutas y hortalizas, están en mayor cantidad en frutos inmaduros y especialmente en algunos tejidos suaves; como en las manzanas, peras, entre otros. Dentro de las características importantes; es que contienen grupos carboxilo que pueden estar protonados (COOH) a $\text{pH} < 3$; en forma ionizada (COO⁻) a $\text{pH} > 3$, o como éster metílico (COOCH). Las pectinas tienen diferente capacidad de interacción con los otros constituyentes de los alimentos, pero en el de los carboxilos ionizados son más reactivas (Badui, 1999; García y Peña, 1995).

Las sustancias pécticas se han clasificado en seis tipos de estructuras, en base a la composición de la cadena principal. En la pared primaria estas están constituidas por un polímero de ácido galacturónico en la cadena principal, que también se le conoce como ácidos poliurónicos, y por la abundancia de los residuos de ramnosa, arabinosa y galactosa en algunas regiones de esta cadena se identifican tres estructuras químicas: ramnogalacturonanas tipo I y II y las homogalacturonanas. También, pueden estar otros tres polímeros: arabinanas, galactanas y arabinogalactanas. Aunque, los seis tipos de polisacáridos le proporcionan las características fisicoquímicas a las sustancias pécticas, la más abundantes son las ramnogalacturonanas (Carpita y McCann, 2000).

El grupo carboxilo de cada residuo de ácido D-galacturónico de la cadena ramnogalacturonana tipo I y II, y homogalacturonana, puede existir en la pared celular en tres estados: 1) esterificado con un metanol, originándose un grupo carboximetilo; 2) formando una sal con algún ion metálico, principalmente calcio; 3) permanecer sin modificación (Figura 7).

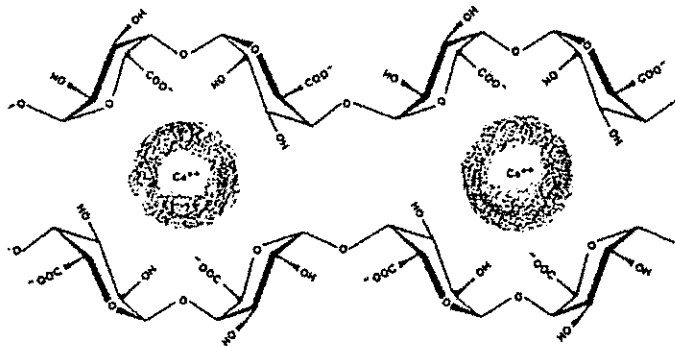


Figura 7. Modelo de caja de huevo mostrando las zonas de unión entre dos fragmentos de ácido péctico, con iones de calcio.

En vista de sus características de estructura y propiedades funcionales, las pectinas son probablemente uno de los polímeros más importantes de la pared celular, debido a su abundancia, solubilidad y su respuesta a reacciones químicas. La presencia de las pectinas en frutas y vegetales acentúa su importancia en determinar la textura. La degradación térmica de la textura esta parcialmente relacionada con la solubilidad de las pectinas y la β -eliminación (Sila *et al.*, 2006).

En la mayoría de los frutos, todos los polisacáridos importantes presentes en la pared celular sufren un cambio durante la maduración. Estos eventos se ven representados por la degradación y la síntesis de estos polímeros. Los cambios en las fracciones pécticas son más comunes y pueden involucrar un incremento en la solubilidad, la depolimerización, deesterificación y pérdida de azúcares neutros asociados a las cadenas de pectinas (Seymour y Gross, 1996). Durante la maduración de los frutos que va acompañado de un ablandamiento, usualmente se presenta una acumulación de pectinas solubles en agua, esto debido a la solubilización de otras fracciones pécticas (Jarvis, 1984).

En fresas (*Fragaria ananassa* Duch) cambios en el contenido pectínico contribuyen al ablandamiento de frutos durante su almacenamiento (Leferver *et al.*, 2004). En frutos de aceitunas, se presentó la solubilización y la pérdida de los polímeros pectínicos y hemicelulósicos en el interior de la matriz de la pared celular, de tal forma que contribuyó a la separación de la células en la lámina media, durante la maduración del fruto, lo que influyó en el ablandamiento (Mafra *et al.*, 2001)

Las hemicelulosas, abundan en la pared primaria y secundaria (Waldron *et al.*, 2003) y por lo general, están constituidas por polisacáridos neutros que presentan una cadena lineal relativamente larga con ramificaciones cortas. Son un grupo heterogéneo de polisacáridos; dentro de los azúcares que los constituyen están: xilosa, glucosa, manosa, galactosa, arabinosa, fucosa y ácido 4-metilglucorónico. De esta manera se pueden distinguir tres grupos: 1) xilanas, que incluyen a las arabinoxilanas y a las xiloglucanas; 2) mananas que incluyen a las glucomananas, glucuromananas; 3) galactanas en las que se localizan galactomananas y arabinogalactanas (Azcon-Bieto y Talon, 2000; Fry, 2004).

Una de las hemicelulosas mas abundantes está integrada por la unión β (1,4) de unidades de D-xilopiranosas, uniéndosele ocasionalmente grupos de L-arabinofuranosas mediante los carbonos 2 o 3 de la xilosa. La hemicelulosa generalmente es soluble en soluciones alcalinas concentradas como NaOH o KOH en un 8 a 24%; presentan una estructura amorfa y se encuentran asociadas principalmente a pectinas, celulosas y otros polímeros con estructuras de mananas, glucomananas y galactanas, entre otros (García y Peña, 1995).

Una de las principales hemicelulosas en los frutos dicotiledóneos son las xiloglucanas, que predominan en la pared primaria, se encuentran firmemente unidas a la celulosa y participan en la formación de las microfibrillas, por medio de puentes de hidrógeno, constituyen alrededor del 20-25% de los componentes de la pared celular (Wakabayashi, 2000).

Las hemicelulosas contribuyen en la plasticidad y porosidad de las paredes celulares, así como en el intercambio de metabolitos y agua entre las células adyacentes. Interaccionan con otras moléculas de la pared celular ya

que forman complejos pectina-hemicelulosa, pectina-hemicelulosa-proteína-polifenoles y celulosa-hemicelulosa uniéndose entre si por medio de puentes de hidrógeno; que al parecer juegan un papel importante al mantener estos complejos estabilizados. Las hemicelulosas forman extensas redes de puentes de hidrógeno entre ellas mismas, con las pectinas y con las regiones externas, no cristalinas, de las microfibrillas de celulosa (Figura 8), repercutiendo de esta manera en la plasticidad de las paredes celulares (Waldron *et al.*, 2003).

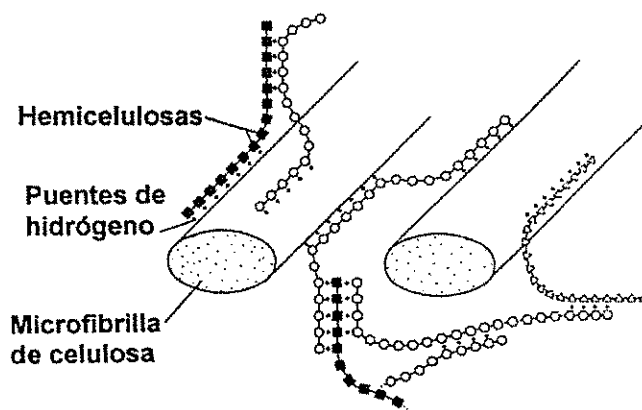


Figura 8. Representación de los puentes de hidrogeno con hemicelulosas

En frutos de mango de los cultivares 'Keitt y Tommy Atkins', se ha observado que durante su periodo de maduración, ocurre una disminución en el contenido de hemicelulosa, este componente se encuentra enlazado a las microfibrillas de celulosa, por lo que juega un papel importante en la estructura de celulosa, al perderse esta asociación, la integridad de la pared celular se ve afectada y se induce el ablandamiento del fruto, esto ocurrió en ambas variedades (Mitcham y McDonald, 1992). Este mismo fenómeno se observó en frutos de melón (*Cucumis melo*) (Rose *et al.*, 1998).

Condiciones de Almacenamiento para Mantener Calidad Poscosecha en Productos Hortofrutícolas

El almacenamiento a bajas temperaturas es la operación más común para prolongar la vida poscosecha de los frutos, ya que reduce la actividad respiratoria y a su vez procesos involucrados en la maduración y senescencia (Thomson, 1971). La humedad relativa (HR) dentro de la cámara de almacenamiento, juega un papel importante en la velocidad de transpiración y caída de los productos (Paull, 1999). Así mismo, existen valores de HR para cada producto y se consideran importantes para mantener el equilibrio entre la humedad del producto y el medio ambiente (Kader, 2002; Wills *et al.*, 1999).

En un estudio con kiwi, se observó que las condiciones de almacenamiento y el estado de madurez al momento del corte tienen un influencia sobre su calidad, como el aroma, su sabor y el contenido de sólidos totales (Fisk *et al.*, 2006). Ramírez *et al.* (2004), estudiaron frutos de tomate almacenados a 7°C y 27°C, a partir del tercer día bajo esas condiciones se observó valores de firmeza en los frutos almacenados a 7°C fue de 6 Kg·cm⁻² contra 3 Kg·cm⁻² a 27°C. El manejo de una baja temperatura influye en reducir la producción de etileno, lo cual se ve reflejado en frutos de menor pérdida de peso y firmeza, además, de un bajo contenido de sólidos solubles.

Las condiciones de humedad recomendadas para cada fruta y hortaliza constituyen un compromiso entre dos necesidades que son, la de reducir las pérdidas de agua y la de impedir el crecimiento microbiano, con una atención preferente a este último aspecto. Para la mayoría de los productos, se recomiendan humedades relativas en el intervalo de 85-95%, pero para

productos de velocidades de transpiración muy elevadas; la humedad relativa recomendadas es del 98% (melón, fresa, brócoli) y para los muy susceptibles a la podredumbre es del 60% (cebolla) (Wills *et al.*, 1999; Kader, 2002).

Muy *et al.* (2004), en un estudio con frutos de mango (*Mangifera indica* L.) cv. Keitt, almacenados durante 10 días a 24°C y tres HR (52, 64, 93%), se observó que los frutos que permanecieron con un HR de 52% fueron los que registraron la mayor pérdida de peso al final del estudio con un 11%, mientras que los de 64% y 93% HR perdieron un 7% y 3% respectivamente. Observándose que las condiciones de almacenamiento tienen un gran efecto sobre esta variable.

Siddiqui (1996), citado en Konopacka *et al.*, (2004) y Johnston *et al.* (2001), encontraron para manzanas que las condiciones de almacenamiento afecta los componentes de la pared celular del tejido, dependiendo de los niveles de CO₂ y O₂ de almacenamiento. Para la manzana 'Golden Delicious' Se observó una disminución del contenido pectínico y de hemicelulosas de las paredes celulares, además de una degradación de almidón, afectando de tal manera los parámetros de textura como: dureza, jugosidad y crujibilidad.

En chile bell se analizó el efecto de las condiciones de almacenamiento a diferentes DPVs sobre la calidad poscosecha del fruto en un periodo de 11 días. Frutos a bajos DPV (0.026 y 0.103 KPa) mostraron una menor pérdida de peso en un 4% durante los 11 días de almacenamiento, mientras que frutos a un DPV alto (1.186 KPa) mostrarón una pérdida del 6% a 2 días, perdiendo totalmente su calidad (Pérez, 2005).

Histología de Frutas y Hortalizas Durante Poscosecha

El tejido vegetal es un conjunto celular agregado, especializado y diferenciado, que llevan a cabo una función o un trabajo en la planta o fruto. De acuerdo a la función, el tejido se clasifica en tejido de formación, de protección, de almacén, de sostén y de conducción (López, 1998).

El fruto de calabaza deriva de una flor con un solo ovario, una vez que se ha llevado a cabo la fecundación y la formación de las semillas, las paredes del ovario crecen como una estructura de protección; llamado "Pericarpio" y donde se mantienen encerradas en su interior a las semillas. El pericarpio se va engruesando y diferenciándose en tres capas: el epicarpio; que está constituido por tejido epidérmico muy cutinizado y con colénquima subepidérmico, el mesocarpio; formado principalmente de tejido parenquimatoso y el endocarpio; constituido por tejido de sostén cartilaginoso (Figura 9).

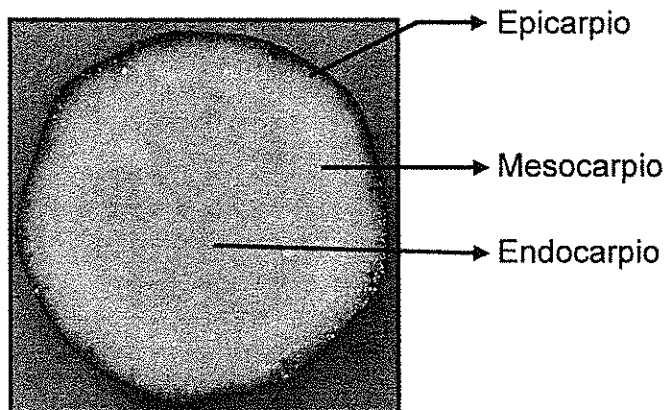


Figura 9. Estructura del tejido de calabaza

La integridad, así como los componentes de la pared celular y la turgencia de las células son parte importante en la calidad de las frutas y hortalizas. Al ocurrir plasmolisis celular o solubilidad de los componentes de la

pared celular, hay un daño en las celular del tejido que repercute en el ablandamiento del fruto. Existen diversos estudios donde se ha observado el efecto de dichas alteraciones.

En pepino Pickling se observó con la ayuda de un microscopio electrónico (Scanning) el daño en las células del parénquima debido a la pérdida de agua y a las modificaciones en la composición de los componentes de la pared celular. Después de 9 días de almacenamiento a 15°C hubo la presencia de tejido esponjoso, el cual se manifestó con la presencia de células corrugadas y compactas, afectando la integridad estructural del tejido; mientras que en un tejido turgente, las células se mostraron rígidas y redondas (Walter *et al.* 1990). Staub (1988), citado en Walter *et al.* (1990), menciona que la presencia de tejido esponjoso es debido al alargamiento y crecimiento de las células del parénquima, que ocasiona una disminución en el espacio intracelular.

En un estudio con champiñones (*Agaricus bisporus*) Zivanovic *et al.* (2000), señalan que la pérdida de turgencia y contenido de quitina en las células del tejido durante el almacenamiento por 9 días a 12°C y 95% HR afecta la textura del fruto, relacionándose con la presencia de espacio intracelular en la superficie del pileo del hongo y células colapsadas de las hifas, así mismo a la pérdida de la integridad de la vacuola.

Lamarque (2002), estudió frutos de pepino expuestos a 20°C por 24 días de almacenamiento y observó como el tejido se fue dañando progresivamente, presentándose una mayor ruptura en las células de la región del mesocarpio y fue decreciendo a medida que se acercaba a las células de la cutícula. Así mismo, en frutos de olivo (Mafra *et al.*, 2001), se analizó comportamiento celular durante la maduración, presentándose un desacomodo progresivo en las

células del parénquima en la lámina media, dicha separación fue debido a la disolución de las pectinas presentes. En el tejido de un fruto inmaduro se observó células uniformes y firmemente empacadas, mientras en un fruto maduro había separación celular.

MATERIALES Y METODOS

El estudio se realizó con calabaza cv. Raben, obtenidos directamente de un empaque comercial ubicado en Aguamitas, Navolato, Sinaloa, México. Los frutos se dividieron en dos tratamientos; el primero permaneció en la cámara de almacenamiento a 10°C y el segundo; se mantuvo a 20°C, ambos con una humedad relativa de 80-90%. Cada tercer día se realizaron los análisis físicos (pérdida de peso, firmeza y TPA), análisis químicos (°Brix), contenido de agua (potencial hídrico, osmótico y de presión; y CRA), determinación de los componentes de la pared celular (pectinas, celulosa y hemicelulosa) y el análisis histológico. El estudio se realizó por duplicado.

Análisis Físicos

Pérdida de Peso

La pérdida de peso se evaluó cada tercer día en 10 frutos, para lo cual se utilizó una balanza digital AND GFH2000. Para los cálculos se consideró el peso inicial y final de los frutos y se evaluó cada tercer día (Muy *et al.*, 2004a). Los resultados se reportaron en porcentaje de pérdida de peso y porcentaje de pérdida de peso acumulado.

Análisis de Perfil de Textura

Este parámetro se evaluó cada tercer día, utilizando 5 frutos por tratamiento. La evaluación se realizó en la sección media del fruto, sin eliminar la cáscara, utilizando un penetrometro Chatillon Digital DFSGS-100, equipado con un disco de 5 cm de diámetro y adaptado a una base TCD200. Se midió el

diámetro del fruto y en base a el, se aplicó una fuerza de deformación del 10%. Los resultados obtenidos fueron: dureza (N), cohesividad, elasticidad (mm), masticabilidad (Nmm), y fuerza de fractura (N).

Análisis Fisicoquímico

Potencial Hídrico (Ψ_w)

Para determinar el Ψ_w se utilizó el método de volumen constante (Shibairo *et al.*, 1997). Se cortaron trozos del fruto de 4 x 0.5 cm a lo largo y ancho del pericarpio del fruto, la muestras se pesaron y se colocaron en soluciones de sacarosa a distintas molalidades (0.2, 0.3, 0.4 y 0.5 M). A estas soluciones se les determinó el potencial osmótico mediante la ecuación $\Psi_s = -C_i R T$, donde C_i es la concentración molal de sacarosa, R es la constante ideal de los gases ($0.0083 \text{ Kg} \cdot \text{Mpa} \cdot \text{mol}^{-1} \text{ K}^{-1}$) y T es temperatura ($^{\circ}\text{K}$). La concentración molal de la sacarosa, fue evaluada en un osmómetro de vapor Wescor modelo 5820 y los resultados se transformaron a moles. En estas circunstancias el ψ_p es igual a cero, y por lo tanto, $\Psi_w = \Psi_s$ (Salisbury y Ross, 1994). Las muestras en las soluciones permanecieron en reposo por 2 h, después se retiraron de las soluciones y se les eliminó el exceso de agua de la superficie y se registró el peso. Posteriormente, se graficó el valor del Ψ_w contra el peso ganado o perdido. La solución de sacarosa donde la muestra no ganó ni perdió peso correspondió a su potencial hídrico (Salisbury y Ross, 1994).

Potencial Osmótico (Ψ_s)

El potencial Ψ_s de la muestra, se midió con un osmómetro de presión de vapor Wescor modelo 5520, de acuerdo con la metodología de Turner (1981). Se colocó 10 μL de la savia del fruto en discos de papel filtro de 0.32 cm^2 ,

instalado previamente en la cámara de recepción de la muestra del equipo. La savia se obtuvo de trozos de calabaza congelada a -20°C , los cuales fueron descongelados posteriormente a temperatura ambiente para romper las membranas celulares y llevar el potencial de turgencia a cero. Previamente, el equipo fue calibrado con soluciones de potencial osmótico de 290, 1000 y 100 $\text{mmol}\cdot\text{Kg}^{-1}$ de NaCl, según el orden de calibración. Las lecturas del osmómetro reporta unidades de concentración ($\text{mmol}\cdot\text{Kg}^{-1}$), que se convierten a potenciales osmóticos utilizando la ecuación de Van't Hoff., en donde $\Psi_s = -Ci RT$ (Salisbury y Ross, 1994),

Potencial de Presión (Ψ_p)

El Ψ_p se calculó por diferencia entre el potencial hídrico y el osmótico ($\Psi_p = \Psi_w - \Psi_s$), como lo indica Turner (1981).

Contenido Relativo de Agua (CRA)

El CRA del tejido de calabaza se determinó utilizando la metodología de Pomper y Breen (1997), con modificaciones. Se usó un sacabocados y se cortaron discos de 1cm de diámetro del material vegetal de estudio. Las muestras se pesaron en una balanza Sartorius CP3245 y registró el peso fresco (Pf). Los discos de las muestras se colocaron en vasos precipitados con agua destilada a temperatura ambiente ($25 \pm 2^{\circ}\text{C}$) y se dejaron saturar durante 2 h, hasta alcanzar el equilibrio. Se sacaron del agua y se eliminó el exceso del agua superficial con un papel secante, se pesaron y registró el peso turgente (Pt). Posteriormente, las muestras se pusieron a secar en una estufa a 75°C por 48 h, se pesaron y registró el peso seco (Ps). El CRA se determinó de acuerdo a la ecuación: $\text{CRA (\%)} = [(Pf - Ps) / (Pt - Ps)] * 100$.

Composición de la Pared Celular

Extracción

Pulpa fresca de calabaza fue tratada térmicamente para inactivar la acción de hidrolasas de la pared celular. A 50 g de muestra finamente picada se adicionaron 200 mL de etanol y homogeneizó por 2 min en un homogenizador de tejido (Ultraturrax). La muestra se llevó a ebullición y se mantuvo durante 30 min en agitación, se enfrió y finalmente se filtró con papel GFC. El residuo se resuspendió en 200 mL de metanol-cloroformo (1:1) y se agitó por 30 min. El residuo se resuspendió en 200 mL de acetona, se filtró y secó a 30°C por 2 días. El residuo obtenido se denominó fracción insoluble en alcohol (FIA) (Rose *et al.*, 1998).

Digestión de almidón: Se realizó la prueba de tinción con yodo en la fracción insoluble en alcohol, para lo cual se colocó una pequeña cantidad de muestra sobre un portaobjetos, se añadieron de 2 a 3 gotas de lugol, pH 8 (SEALAB) en la muestra y se observó al microscopio (Axiostar ZEISS). El desarrollo de coloración azul y la observación microscópica de gránulos, indicaron la presencia de almidón, por lo que se procedió a realizar una digestión enzimática mediante el método de la AOAC 996.11 (método de la amiloglucosidasa / α -amilasa). Las enzimas se obtuvieron de la compañía Megazyme y fueron probadas para confirmar la ausencia de actividad de pectinasa y celulasa (Rose *et al.*, 1998).

Se pesó 200 mg de la FIA y se colocó en un tubo cónico de 50 mL. Se añadieron 200 unidades de α -amilasa termoestable en 4 mL de amortiguador MOPS 50 mM, pH 7 (conteniendo cloruro de calcio 5 mM y azida de sodio 0.02% w/v). Se agitó vigorosamente, evitando material en las paredes del tubo

para asegurar la digestión exitosa del almidón presente y se incubó durante 25 min en un baño de agua hirviendo, agitando manualmente a intervalos de 5 min. Posteriormente, se adicionaron 20 unidades de amiloglucosidasa contenidas en 4 mL de amortiguador acetato de sodio 200 mM a pH 4.5 y se incubó durante 30 min a 50°C. Se añadió 32 mL de etanol al 96% para obtener una concentración alcohólica de 80% y se dejó reposar la muestra durante 24 h a 4°C para precipitar el material péctico solubilizado durante el procedimiento de digestión enzimática del almidón. Después se centrifugó (centrifuga Termo IEC modelo HNSII) a 20,000g durante 10 min y se recuperó el sobrenadante y residuo. El sobrenadante se utilizó para cuantificar el contenido de almidón en base a glucosa libre, mientras que el residuo se utilizó para proceder a realizar la extracción secuencial de pectinas y hemicelulosas en base a solubilidad (H₂O, CDTA, Na₂CO₃, KOH 4% y 24%).

La cuantificación de almidón, se realizó en 20 µL del sobrenadante al cual se le adicionó 480 µL de agua destilada y 1 mL del reactivo GOPOD (glucosa oxidasa >12,000 U/L, peroxidasa >650, U/L, 4-aminoantipirina 0.4 mM) y se incubó a 50°C por 20 min. Se preparó un control conteniendo 20µg de glucosa y un blanco para corregir la lectura. Posteriormente, se procedió a leer a 510 nm en el espectrofotómetro UV-VIS (Cary 1-E Varian). Para realizar los cálculos se utilizó la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Almidón} = \Delta A \times F \times DF \times (1/1000) \times (100/W) \times (162/180)$$

Donde:

ΔA = Diferencial de absorbancia de la muestra menos la del blanco.

F = Factor de conversión de unidades de absorbancia a µg que resulta de la siguiente división:

$$\frac{20 \text{ (}\mu\text{g de glucosa)}}{\text{Absorbancia para 20 } \mu\text{g de glucosa}}$$

DF = Factor de dilución o corrección de volumen (volumen del sobrenadante en μL / muestra μL).

$100/W$ = Factor para expresar el almidón como porcentaje.

W = Peso de la muestra en miligramos (en base seca).

$162/180$ = Ajuste de glucosa libre a glucosa anhidra.

$1/1000$ = Conversión de microgramos a miligramos

Cambios en Solubilidad

La extracción de las fracciones de la pared celular se realizó a partir de la fracción insoluble en alcohol previamente tratada para la eliminación de almidón. En la Figura 10, se esquematiza el diagrama de la extracción secuencial en base a solubilidad de las fracciones de la pared celular (Rose *et al.*, 2004).

Fracción soluble en agua. Al residuo proveniente de la digestión enzimática se le adicionó 20 mL de agua destilada. Se agitó por 12 h a temperatura ambiente y posteriormente, se centrifugó a 20,000g por 20 min y filtró con papel GFC. El sobrenadante se recuperó y el residuo se sometió a una segunda extracción con 10 mL de agua destilada, agitando por 4 h, se centrifugó, filtró y recuperó el sobrenadante. Ambos sobrenadantes se mezclaron y se denominó fracción soluble en agua.

Fracción soluble en CDTA. Al residuo de la fracción soluble en agua, se añadió 20 mL de una solución de CDTA 50 mM y acetato de sodio 50 mM, pH 6.5 y agitó por 12 h a temperatura ambiente, se centrifugó, filtró y recuperó el sobrenadante. Al residuo se le añadió 10 mL de la misma solución, se agitó por 4 h, se centrifugó, filtró y recuperó el sobrenadante y residuo. Ambos

sobrenadantes se combinaron y dializaron en membrana de celulosa cut-off 6-8 KD (Spectrum laboratories, Inc.), durante dos días a 4°C contra agua destilada, haciendo cambio de agua a las 24 h.

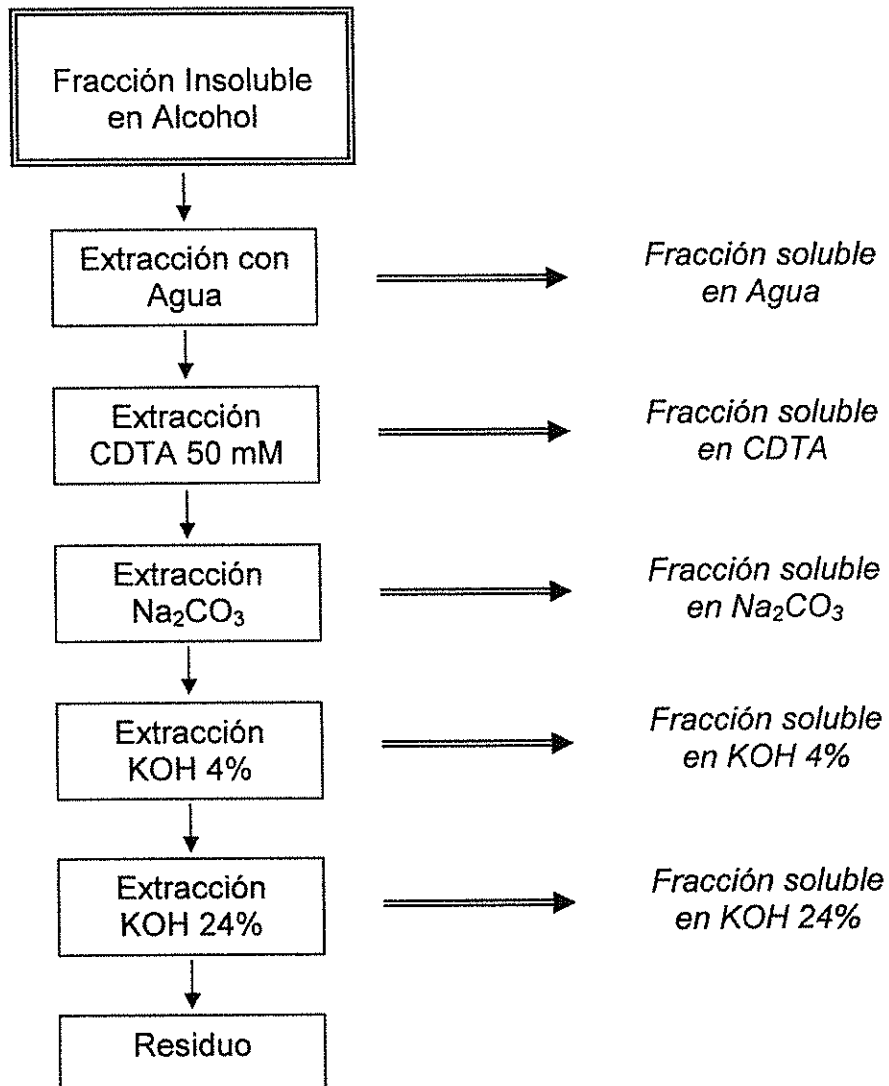


Figura 10. Diagrama de extracción secuencial de componentes de la pared celular en base a solubilidad

Fracción soluble en Na₂CO₃. Al residuo del paso anterior se le adicionó 20 mL de una solución de Na₂CO₃ 50mM y NaBH₄ 20 mM, se agitó a 4°C por 12 h, se centrifugó a 4°C, filtró y recuperó el sobrenadante. Al residuo se le añadió 10 mL de la misma solución, se agitó por 12 h, se centrifugó, filtró y recuperó el sobrenadante y residuo. Una vez mezclados ambos sobrenadantes, se neutralizó a pH 7 con ácido acético glacial y dializó por dos días a 4°C, haciendo cambio de agua a las 24 h.

Fracciones solubles en KOH al 4 y 24%. Al residuo de la fracción Na₂CO₃ se añadió 20 mL de KOH 4% y agitó por 12 h a temperatura ambiente. Se centrifugó, filtró y recuperó el sobrenadante, al residuo se le adicionó 10 mL del KOH al 4%, se agitó por 12 h y se centrifugó, filtró y mezclaron ambos sobrenadantes, constituyendo la fracción soluble en KOH 4%. Al residuo se le adicionó 20 mL del KOH al 24% y se repitió el procedimiento anterior para obtener la fracción soluble en KOH 24% y al KOH 4%. Obtenidas ambas fracciones, se neutralizaron a pH 7 con ácido acético glacial y dializaron en membrana Mr cut-off 6-8 KD (Spectrum) contra agua destilada durante 2 días a 4°C, haciendo cambio de agua a las 24 h.

En la fracción soluble en agua se extraen las pectinas que se solubilizaron de la pared celular, mientras que en la fracción CDTA y Na₂CO₃ se solubilizan las pectinas enlazadas iónicas y covalentemente, respectivamente. En la fracción KOH 4% se extrae una alta proporción de hemicelulosa, mientras que la solución de KOH al 24%, solubiliza polímeros de hemicelulosas que se encuentran firmemente enlazados a la pared celular y principalmente a las microfibrillas de celulosa (Rose *et al.*, 1998; Brummell *et al.*, 2004).

Determinación de Azúcares Totales

Se determinó el contenido de azúcares totales de la fracción soluble en agua, CDTA, Na₂CO₃, KOH 4% y KOH 24% por el método de antrona (Mokrasch, 1953). Se utilizó 100 µL de muestra y se adicionó 400 µL de agua destilada (se realizó por duplicado). A su vez se preparó una curva de calibración utilizando un estándar de glucosa (0, 10, 20, 30, 40 µg). Los tubos fueron colocados previamente en un baño con hielo, se adicionó 1 mL de antrona al 0.2% en H₂SO₄ concentrado y se agitó en un vortex. Los tubos se colocaron a hervir por 10 min, se dejaron enfriar y se leyó a una absorbancia de 620 nm en un espectrofotómetro UV-VIS (Cary 1-E Varian). En presencia de azúcares las muestras se tornaron a color verde.

$$\% \text{ de azúcares totales} = \frac{\text{Concentración (mg)} \times \text{DF}}{\text{Peso (}\mu\text{g)}} \times 100$$

Donde:

Concentración = Lectura del espectrofotómetro

DF= Factor de dilución (vol. total / vol. del sobrenadante)

Peso = Peso de la fracción insoluble en alcohol utilizada para la extracción secuencial.

Determinación de Ácidos Urónicos

Se tomó por triplicado 200 µL de muestra de cada fracción y se colocó en tubos de ensaye de 10 mL (un tubo con muestra de cada fracción se utilizó como blanco). Todos los tubos se colocaron en un baño en hielo, al mismo tiempo se preparó una curva de calibración utilizando ácido galacturónico

como estándar (0, 5, 10, 20, 30 μg). Después, se adicionó 1 mL de tetraborato de sodio 0.47% en H_2SO_4 concentrado y se agitó. Las muestras se colocaron en un baño de agua en ebullición durante 5 min y se enfriaron. Finalmente, se adicionó 20 μL de m-fenilfenol al 0.15% en NaOH al 0.5% a dos tubos y el tercero utilizado como blanco se le añadió 20 μL de NaOH al 0.5%. Los tubos se agitaron y reposaron por 10 min hasta desarrollo de color. Se registró la absorbancia a 520 nm en un espectrofotómetro UV-VIS (Cary 1-E Varian). En presencia de ácidos urónicos, las soluciones se tornaron a color fucsia (Ahmed y Labavitch, 1977). Para hacer los cálculos se utilizó la siguiente fórmula.

$$\% \text{ Ácidos urónicos} = \frac{\text{Concentración} \times \text{DF}}{\text{Peso} (\mu\text{g})} \times 100$$

Donde:

Concentración = Lectura del espectrofotómetro

DF= Factor de dilución (vol. total / vol. del sobrenadante)

Peso = Peso de la fracción insoluble en alcohol utilizada para la extracción secuencial.

Análisis Histológico

Fijación

Para realizar la fijación del tejido de calabaza, se cortaron trozos del mesocarpio con cáscara de aproximadamente 1 cm^3 , se colocaron tres trozos del fruto en un frasco con 50 mL de la solución fijadora FAA (500 mL de etanol 96%, 50 ml de ácido acético, 100 ml formaldehído y 350 ml de agua), para cada tratamiento. Ya que se aplicó el fijador, los frascos se pudieron almacenar hasta continuar con el siguiente paso del proceso.

Para realizar la deshidratación de los tejidos, se procedió a lavarlos con abundante agua potable. Luego se hicieron varios lavados con alcohol y xileno a diferentes concentraciones por espacios de 6 horas durante cada cambio (Cuadro 3).

Cuadro 3. Deshidratación e inclusión del tejido vegetal fijado
(Ruzin, 1999).

Solución	Concentración (%)	Tiempo(h)
Alcohol	50	6
Alcohol	70	6
Alcohol	96	6
Alcohol	96	6
Alcohol	100	6
Alcohol	100	6
Alcohol + xileno	100 + 100	6
Xileno	100	6
Xileno	100	6
Xileno	100	6
Parafina	100	24
parafina	100	24

Inclusión en Parafina

Los tejidos ya deshidratados se colocaron en parafina fundida (se hicieron dos cambio) y se mantuvieron ahí por 12 horas, para cada cambio (Cuadro 4). Una vez que se solidificó la parafina con las muestras, se procedió a realizar los cortes.

Corte y Montaje

Se realizaron cortes pequeños de 10 micras de grosor de la parafina que contiene el tejido vegetal, utilizando un micrótomo rotatorio ERMA Optical Work Tokio 422. Una vez obtenido los cortes, se seleccionaron los mejores y se montaron sobre un portaobjetos con un adhesivo de Haupt (1% gelatina, 13% glicerol, 2% fenol y agua) con gotas de formalina al 10%. El tejido se extendió sobre una plancha Slide Warmer C.S.Y.E. a 45°C. Los portaobjetos se dejaron escurrir por 12 horas y colocaron en la plancha por 24°C con el fin de que se adhiera mejor el tejido vegetal al portaobjetos.

Remoción de la Parafina

Los cortes del tejido vegetal adherido al portaobjetos, se colocaron en xileno al 100%, se realizaron tres cambios de 3 min cada uno. Posteriormente, los cortes se deshidrataron parcialmente, pasándolos en alcohol al 100%, 96%, 70%, y 50% con una duración de 3 min en cada concentración.

Tinción con Safranina y Verde Fijo

Los cortes se colocaron en safranina saturada (0.05%, 13% p/v sulfato de amonio, 0.01% de fenol y agua) durante 50 minutos a temperatura ambiente. Posteriormente, se lavaron en agua y luego se deshidrataron pasándolos en alcohol al 50%, 70%, 96% y 100% durante 5 min en cada concentración.

Para la tinción en verde fijo (0.12% de Fast Green en etanol al 96%) se dejaron reposar los cortes por un tiempo de 2 min dependiendo de la coloración observada en el tejido. Después, los tejidos vegetales se lavaron en una solución de alcohol y xileno al 100%, posteriormente, se colocan en xileno al 100%, haciendo dos cambios de 5 min cada uno (Cuadro 4). Una vez realizado todos los pasos, los tejidos se cubrieron con un portaobjetos y este se adhirió con balsamo de Canadá (Ruzin, 1999).

Cuadro 4. Proceso de tinción con safranina y verde fijo (Ruzin, 1999).

Solución	Concentración (%)	Tiempo(min)
Xileno	100	3-5
Xileno	100	3-5
Xileno	100	3-5
Alcohol	100	3-5
Alcohol	96	3-5
Alcohol	70	3-5
Alcohol	50	3-5
Safranina	0.5	20-40
Alcohol	50	3-5
Alcohol	70	3-5
Alcohol	96	3-5
Alcohol	100	3-5
Alcohol 96° + verde fijo	0.12	15-20
Alcohol + xileno	100 + 100	3-5
Xileno	100	3-5
xileno	100	3-5

Observación Microscópica

La muestra de tejido del fruto de calabaza ya fijada, se dividió en tres zonas: superior, intermedia e inferior en el mesocarpio, con relación a la epidermis y posteriormente, se procedió a observar en el microscopio.

Análisis Estadístico

Para el análisis de los resultados en las variables destructivas (potencial hídrico, osmótico y de presión; análisis de perfil de textura; fracción agua, CDTA, Na₂CO₃, KOH 4% y KOH 24%), se analizaron mediante un diseño de dos factores (tratamiento y tiempo) aleatorizados completos. Para las variables no destructivas (pérdida de peso), se utilizó un diseño de dos factores, el factor fruto se anidó en temperatura, mientras que el factor tiempo fue de medidas repetidas. Si el análisis de varianza resultó significativo ($p \leq 0.05$) se realizó la comparación de medias por Tukey con una probabilidad de error del 5%. En todos los análisis se utilizó el paquete estadístico MINITAB versión 14 (MINITAB, 2004).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El análisis de los resultados obtenidos para el fruto de calabaza zucchini cv. Raben, se compuso de cuatro etapas; las cuales se constituyeron por un análisis físico, químico, composición de la pared celular e histológico, bajo las condiciones controladas de temperatura y humedad relativa durante el almacenamiento de los frutos. Con estos resultados se permite conocer el comportamiento fisiológico del fruto, en relación al contenido de agua, el ablandamiento del fruto y la integridad de la pared celular.

Análisis Físicos

En el análisis físico se consideraron la pérdida de peso y el análisis de perfil de textura, los cuales permitieron conocer el deterioro de la calidad en la calabaza en relación a la pérdida de consistencia durante su almacenamiento.

Pérdida de Peso

Los resultados del ANOVA para la pérdida de peso en calabaza, arrojaron diferencia significativa ($P < 0.05$) en las condiciones de almacenamiento (temperatura 10 y 20°C), tiempo y la interacción temperatura*tiempo (Cuadro 5). Por lo que se puede decir, que tanto la temperatura como el tiempo de almacenamiento tuvieron un gran efecto en la pérdida de peso en las calabazas, y que de manera directa influyó en la disminución de la calidad del fruto.

Cuadro 5. Análisis de varianza para la variable pérdida de peso en frutos de calabaza						
Fuente	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	196.71	196.715	196.715	221.03	0.000
Fruto (Temp.)	18	5.530	5.530	0.307	0.35	0.993
Tiempo	4	2368.64	2368.643	592.161	665.35	0.000
Temperatura*Tiempo	4	67.404	67.404	16.851	18.93	0.000
Error	72	64.08	64.080	0.890		
Total	99	2702.37				

En la Figura 11, se aprecia un incremento en la pérdida de peso de los frutos de calabazas almacenados durante 12 días a 10 y 20°C. Mostrando que los frutos a 10°C perdieron menos peso que los expuestos a 20°C con 11 y 16%, respectivamente.

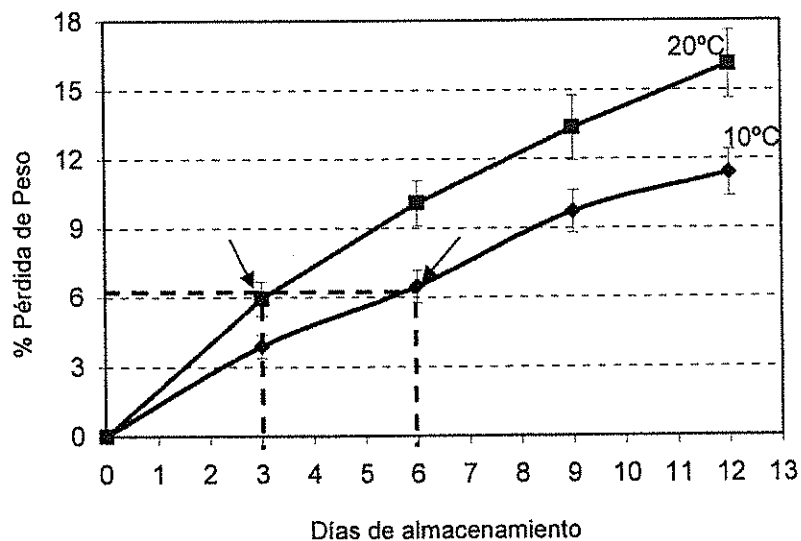


Figura 11. Pérdida de peso (%) para calabaza almacenada a 10 y 20°C. La barra indica la desviación estándar de 10 frutos. Las flechas indican el tiempo donde se observaron los primeros síntomas de marchitez en los frutos.

La mayor pérdida de peso de los frutos expuestos a 20°C se puede deber al mayor diferencial del déficit de presión de vapor del agua en el medio ambiente y el fruto. Por ello, se observó de manera general, la relación de la pérdida de peso/día fue de 0.94 y 1.34% para frutos almacenados a 10°C y 20°C, respectivamente. De manera visual se logró observar que los primeros síntomas de marchitamiento en la calabaza asociados con la pérdida de calidad comercial de los frutos, se presentó a los 3 días de almacenamiento a 20°C, mientras que los expuestos a 10°C fue al día 6. Al graficarse estos resultados en la Figura 11, ambos coincidieron que el síntoma de marchites de los frutos se presenta con una pérdida de peso del 6%. Lo que indica que independientemente de la condición de almacenamiento de las calabazas, cuando estas alcanzan una pérdida de peso igual o superior al 6% los frutos presentan sus primeros indicios de marchites asociados a la pérdida de calidad. Este comportamiento puede acelerarse o retrasarse en función al diferencial del contenido de agua entre el fruto y el medio ambiente.

En la Figura 12, se muestra el gráfico de los efectos principales de los factores temperatura y tiempo de almacenamiento de los frutos de calabaza, donde se puede observar claramente que la mayor pérdida de peso ocurrió en los frutos que permanecieron a 20°C y que a medida que transcurrió el tiempo la pérdida de peso se fue incrementando, de manera significativa según el ANOVA (Cuadro 5).

En un estudio con calabaza zucchini (*Cucurbita pepo* L. cv. Elite) donde se controlaron las condiciones de estado de madurez; los frutos fueron cosechados cuando tuvieron dos semanas de desarrollo (200 g de peso aprox.) y sin daño mecánico, donde se observó principalmente, que los frutos presentaron una pérdida de peso del 10.9% durante el almacenamiento por 12 días a 20°C y 85% HR (Serrano *et al.*, 1998), la cual, es menor a la que se

obtuvo en este estudio (16%) bajo las mismas condiciones. Por ello es importante considerar los factores que se ven involucrados durante la cosecha, manipulación y condiciones de almacenamiento en el fruto de calabaza. Ya que en este estudio, las calabazas evaluadas recibieron el manejo tradicional durante el empaque observándose daños mecánicos los cuales afectaron básicamente la velocidad de transpiración.

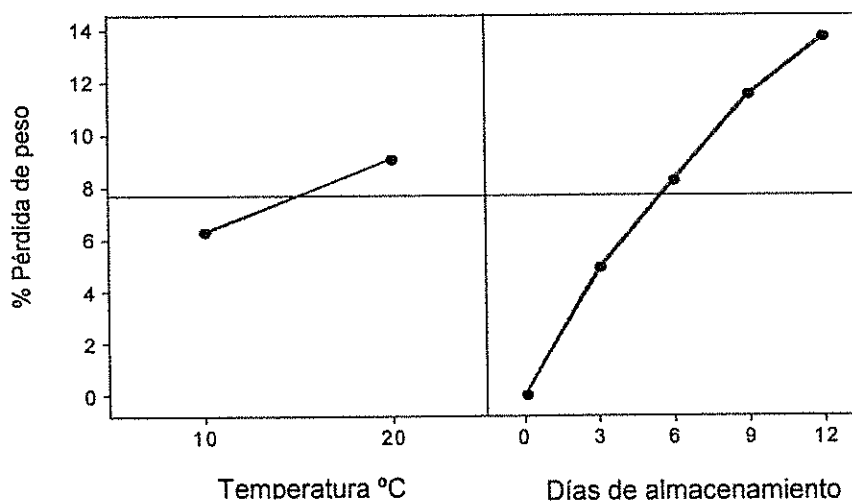


Figura 12. Efectos principales de la temperatura y el tiempo de almacenamiento en frutos de calabaza.

Con relación a los síntomas de marchites observados para la calabaza en este trabajo de investigación, con frutos de pepino que fueron almacenados a 24°C y 85% HR, se vio que los primeros síntomas de marchitamiento aparecieron al día 3 y con un 6% de pérdida de peso, similar a la calabaza, mientras que los se mantuvieron a 95% HR a la misma temperatura, no mostraron síntomas de marchites durante los 9 días del experimento (Muy *et al.*, 2004a). Ben-Yeoshua (1987), reporta que los frutos de pepino presentan indicios de pérdida de calidad cuando alcanza un valor del 5% de pérdida de peso, y con un 6% para ejote, fresa y frambuesa, al igual que para calabaza

obtenido en este experimento. Lo que pudiera considerar que estos últimos cultivos de igual forma que la calabaza presenta una cutícula muy delgada, permitiendo una similar velocidad de transpiración.

Análisis de Perfil de Textura (APT)

Para conocer el comportamiento del tejido de la calabaza durante el almacenamiento, se determinaron las variables de dureza, fuerza de fractura, gomosidad, masticabilidad, elasticidad y cohesividad.

En la Figura 13, se muestra el comportamiento de un APT obtenido de frutos de calabazas al momento del corte; donde se puede observar que la máxima altura de curva corresponde a la fuerza máxima aplicada durante el primer ciclo de compresión (Hardness 1), el cual es llamado dureza. Al realizarse la segunda compresión, se observa una diferencia entre la primera y segunda curva (Hardness 2), esta diferencia está en función al tiempo o la velocidad con la que el tejido se deforma. Con un APT se puede conocer las características reológicas de tejido que presenta durante distintas condiciones de almacenamiento, donde frutos con mayor firmeza presentan mayor altura de la curva (Figura 14), sucediendo lo contrario con los frutos que perdieron la consistencia o firmeza (Figura 15).

Dureza y fuerza de fractura: Para las variables de dureza y fuerza de fractura, mediante un análisis estadístico, se mostró, que existe una diferencia significativa con respecto a la temperatura y el tiempo de almacenamiento con un valor $P < 0.05$, y en la interacción Tiempo*Temperatura solo para dureza (Cuadro 6 y 7).

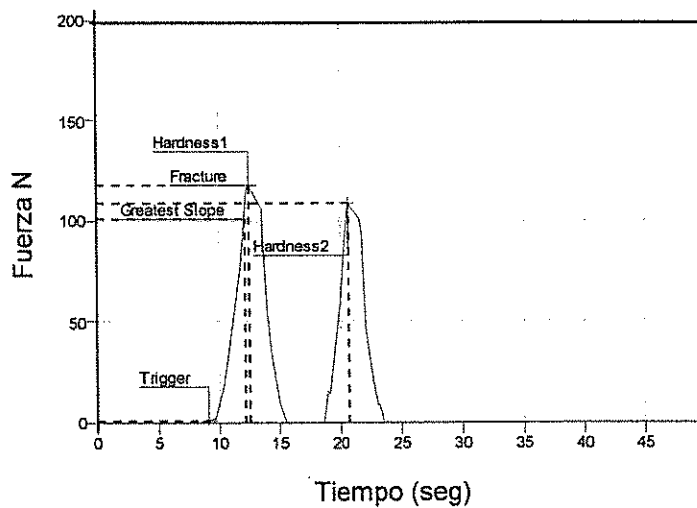


Figura 13. Comportamiento del análisis de perfil de textura para calabaza al momento del corte

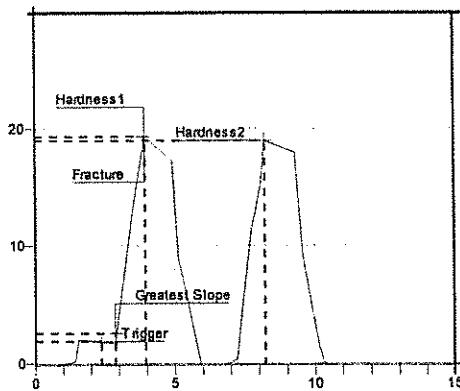


Figura 14 Comportamiento del APT para calabaza por 12 días a 10°C

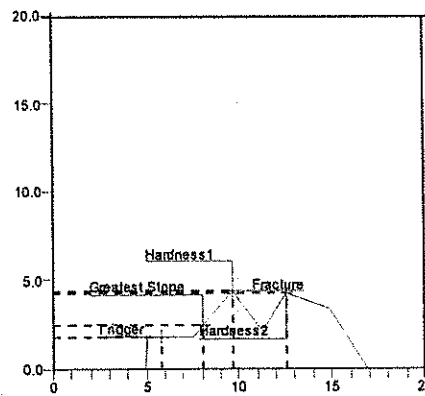


Figura 15. Comportamiento del APT para calabaza por 12 días a 20°C

Cuadro 6. Análisis de varianza para la variable dureza en frutos de calabaza						
Fuente	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	1438.6	1438.6	1438.6	13.8	0.001
Tiempo	4	73686.2	73686.2	18421.5	177.6	0.000
Temp*Tiempo	4	2188.7	2188.7	547.2	5.2	0.002
Error	40	4147.3	4147.3	103.7		
Total	49	81460.8				

Cuadro 7. Análisis de varianza para la variable fuerza de fractura en frutos de calabaza						
Fuente	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	3690.5	3690.5	3690.5	5.57	0.023
Tiempo	4	28723.8	28723.8	7181.0	10.84	0.000
Temp*Tiempo	4	2129.3	2129.3	532.3	0.80	0.530
Error	40	26485.9	2648.9	662.1		
Total	49	61029.5				

En la Figura 16, se observa como la dureza del fruto fue disminuyendo significativamente durante los 12 días de almacenamiento.

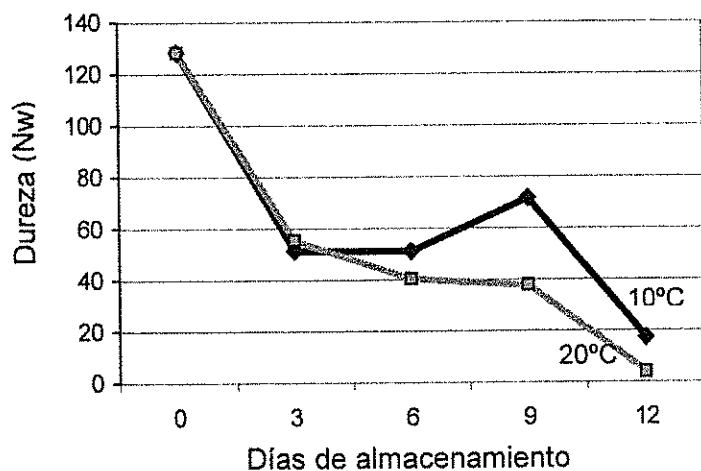


Figura 16. Pérdida de dureza (Nw) en la calabaza almacenada a 10°C y 20°C

Las calabazas al momento del corte presentaron un valor inicial de dureza y fuerza de fractura de 128 Nw; durante el almacenamiento ambas variables disminuyeron, con una pérdida del 87 y 97% de dureza y fuerza de fractura en los frutos almacenados a 10 y 20°C, respectivamente. Al final del almacenamiento las calabazas presentaron valores de 17.1 y 4 Nw de dureza para frutos a 10 y 20°C, respectivamente (Cuadro 10).

Gomosidad y Masticabilidad: En las variables de gomosidad y masticabilidad estadísticamente existe una diferencia significativa, tanto en la temperatura como en el tiempo y en la interacción tiempo*temperatura ($P < 0.05$) (Cuadros 8 y 9). Ambas variables se relacionan al grado de dureza que posee el fruto, recordando que están en función a la fuerza necesaria para desintegrar el tejido, por lo que a medida que la dureza va disminuyendo, la masticabilidad y la gomosidad presentaron la misma tendencia (Figura 17). Así mismo, se observó una disminución del 70% para los frutos a 10°C y de un 86% a 20°C, con respecto a los valores iniciales, durante los 12 días de almacenamiento.

Fuente	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	418.3	418.3	418.3	25.7	0.000
Tiempo	4	6663.6	6663.6	1666.9	102.4	0.000
Temp*Tiempo	4	445.6	445.6	111.4	6.8	0.000
Error	40	650.1	650.1	13.5		
Total	49	8177.8				

Fuente	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	2788	2788	2788	6.4	0.015
Tiempo	4	82876	82876	20719	47.9	0.000
Temp*Tiempo	4	6344	6344	1586	3.6	0.012
Error	40	17268	17268	432		
Total	49	109277				

Cuadro 10. Análisis de perfil de textura (TPA) para frutos de calabaza almacenados a 10 y 20°C.

		Variables (TPA)							
T (°C)	Días de almacenamiento	Dureza (Nw)	Cohesividad	Elasticidad (mm)	Gumosidad (N)	Masticabilidad (Nmm)	Fuerza de fractura (N)		
10°C	0	128	0.33	3.2	42.5	135.6	128		
	3	51	0.46	3.36	23	78.3	51.2		
	6	51	0.45	3.3	23	110	51.1		
	9	71	0.42	3.3	30	88.1	71.6		
	12	17	0.64	1.4	11.3	15.8	16.8		
20°C	0	128	0.33	3.2	42.5	135.6	128		
	3	55.3	0.43	3.5	24.1	85.3	55.6		
	6	40	0.43	3.7	17.5	66.8	40.3		
	9	37.8	0.42	3.4	15.9	53.9	37.8		
	12	4	0.28	0.07	1.5	0.15	3.9		

En la Figura 17 se puede observar que a partir del día 3 hay una disminución más marcada en las variables de gomosidad y masticabilidad, por efecto de la temperatura de almacenamiento, lo cual se vio reflejado en los ANOVAS. Entonces a medida que la dureza va disminuyendo la gomosidad y masticabilidad sufren el mismo comportamiento, ya que estas tres variables se rigen por una fuerza que es necesaria para poder desintegrar el tejido del fruto.

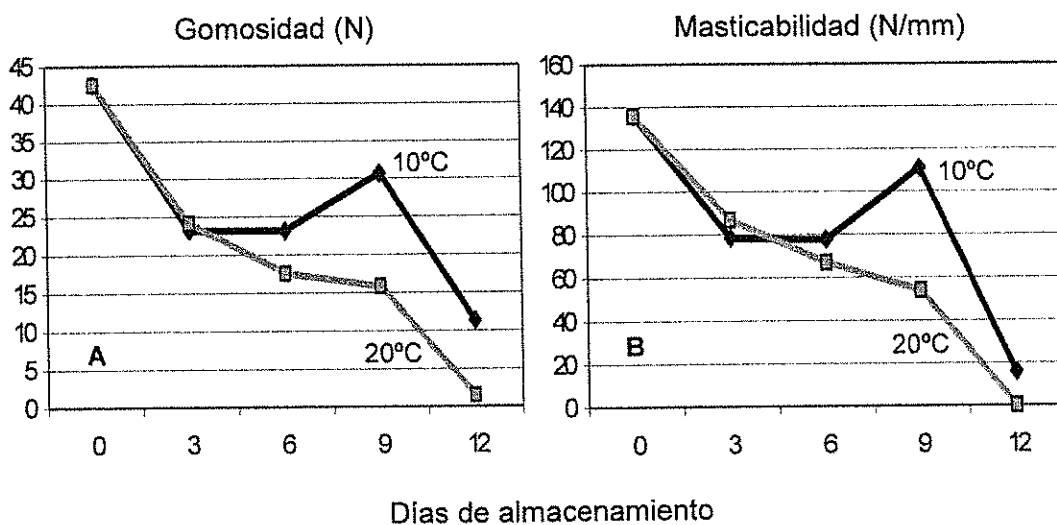


Figura 17. Disminución de la gomosidad (A) y masticabilidad (B) en la calabaza almacenada a 10°C y 20°C.

Cohesividad y elasticidad: Los valores de cohesividad mostraron una diferencia significativa en el tiempo y temperatura de almacenamiento de las calabazas (Cuadro 11). En el Cuadro 10, se puede observar, las variables de cohesividad y elasticidad de los frutos que se mantuvieron sin cambios considerables durante los primeros 9 días de almacenamiento. En la elasticidad estadísticamente no mostró una diferencia significativa en la temperatura ($P > 0.05$), pero para el tiempo sí se presentó ($P = 0.000$) (Cuadro 12).

Fuente	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	0.075	0.075	0.075	8.5	0.006
Tiempo	4	0.106	0.106	0.026	3	0.029
Temp*Tiempo	4	0.25	0.25	0.062	7	0.000
Error	40	0.353	0.353	0.008		
Total	49	0.784				

Fuente	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	0.403	0.403	0.403	1.77	0.19
Tiempo	4	57.645	57.645	14.411	63.41	0.000
Temp*Tiempo	4	4.556	4.556	1.139	5.01	0.002
Error	40	9.091	9.091	0.227		
Total	49	71.696				

A los 12 días de almacenamiento, los valores de cohesividad y elasticidad disminuyeron considerablemente en el fruto expuesto a 20°C, mientras que a 10°C fue menor la degradación, no así para cohesividad donde se observó un incremento no esperado (Figura 18). Esto se pudo deber a la variabilidad de la madurez de los frutos influyendo en la velocidad de ablandamiento.

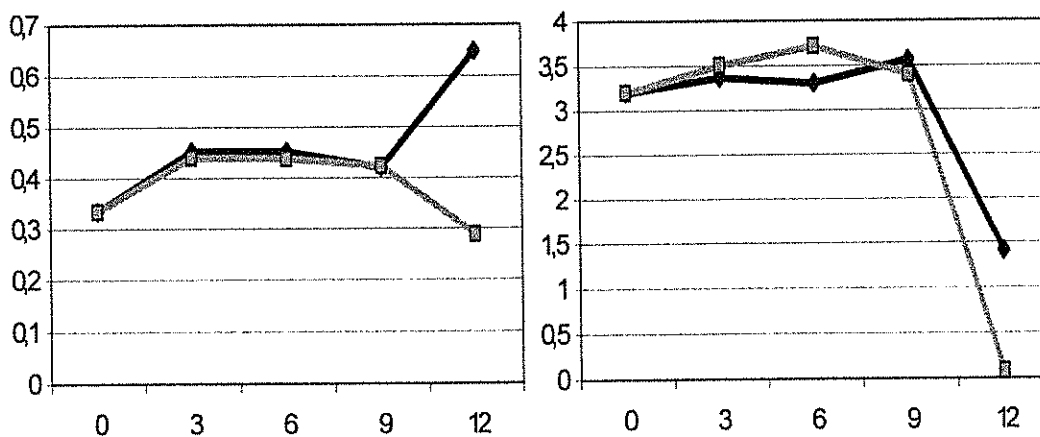


Figura 18. Cohesividad y Elasticidad para las calabazas almacenadas a 10°C y 20°C.

Durante el almacenamiento de champiñones, se presenta pérdida de turgencia el cual se relaciona con la pérdida de agua, provocando la presencia de espacios vacíos en las células hasta llegar a un tejido colapsado (Zivanovic *et al.*, 2000); de tal manera, que este comportamiento en los tejidos vegetales permite que la resistencia a la fuerza aplicada sobre el tejido de calabaza disminuya conforme pasan los días de almacenamiento, tal como se presentó en calabaza

Seymour y Gross (1996), mencionan que la textura de un producto se ve influenciada por la presión de turgencia, la integridad de la pared celular y las características anatómicas propias de cada fruto. Muy *et al.* (2004a), estudiaron frutos de pepino de mesa almacenados a 24°C con 85 y 90% HR, obtuvieron la máxima deformación al día 3 con un valor de 3.5 mm en promedio, mientras que a 95% HR lo alcanzó al día 6 con 3.1 mm. Walter *et al.* (1990), menciona que en frutos de pepino 'Pickle', almacenados a 15°C con 62% HR durante 9 días, se observó más del 50% de tejido esponjoso, comparando con los frutos almacenados a 95% HR, de tal forma que al disminuir la humedad relativa los frutos de pepino se deformaron más rápido. Sin embargo, en calabaza no se logró observar una relación entre los componentes de la textura con las variables hídricas del tejido del fruto.

Como referencia al comportamiento de las variables de textura, en calabaza 'Delica' (*Cucurbita maxima*), se realizó el APT, eliminando la cáscara del fruto, y se observó al momento del corte de los frutos, valores de 60Nw para dureza, 53Nw de fracturabilidad, 4 mm de elasticidad, 40 mJ de masticabilidad, 0.17 de cohesividad y de 10 Nw para gomosidad. Al cabo de tres meses la fracturabilidad, dureza y gomosidad disminuyeron a 38, 44, 8N respectivamente, mientras la cohesividad, masticabilidad y elasticidad se mantuvieron sin cambios considerables (Sunil *et al.*, 1999).

Por otro lado, en un estudio con champiñones (*Agaricus bisporus*) almacenados por 9 días a 12°C con 95% HR, se observó, que a medida que la firmeza (ablandamiento) fue disminuyendo, el endurecimiento del fruto aumento durante el almacenamiento. El ablandamiento promedio disminuyó de 2.6 a 1.5 Nw durante el tercer y sexto día de almacenamiento, respectivamente, mientras que el endurecimiento del tejido fue de 19.2 N a 40.3 N (Zivanovic *et al.*, 2000). Estos autores señalan que los cambios fueron relacionados a la presencia de espacio intracelular en la superficie del pileo del hongo, a la presentencia de células colapsadas de las hifas del mismo, así como a la pérdida de la integridad y turgencia por efecto de la pérdida de agua.

Entonces, se puede decir que el efecto de las condiciones de almacenamiento como la temperatura y humedad relativa, son factores importantes que influyen en mantener la calidad o incrementar el deterioro en un fruto En este trabajo de investigación se observó que tanto la temperatura como el tiempo que permanecieron almacenados los frutos de calabaza contribuyeron en el ablandamiento del tejido, siendo mas afectados los que estuvieron a 20°C.

Análisis Físicoquímicos

En el análisis físicoquímico se determinaron el potencial hídrico, osmótico y de presión así como el contenido relativo de agua (CRA) en frutos de calabaza almacenada a 10 y 20°C.

Potencial Hídrico, Osmótico y Presión

Los resultados del ANOVA para el potencial hídrico en la calabaza, muestra que solamente hay diferencia significativa para el factor tiempo ($P < 0.05$) (Cuadro 13).

Fuente	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	0.002	0.002	0.002	0.45	0.509
Tiempo	3	0.113	0.113	0.037	7.22	0.001
Temp*Tiempo	3	0.015	0.015	0.005	0.97	0.417
Error	32	0.168	0.168	0.005		
Total	39	0.299				

En el potencial osmóticos y de presión no mostraron diferencias significativas, con respecto a la temperatura y la interacción Tiempo*Temperatura, pero si en el tiempo ($P < 0.05$) (Cuadro 14 y 15).

Fuente	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	0.006	0.006	0.006	1.47	0.234
Tiempo	3	0.045	0.045	0.015	3.66	0.023
Temp*Tiempo	3	0.007	0.007	0.002	0.56	0.644
Error	32	0.133	0.133	0.004		
Total	39	0.192	0.192			

Fuente	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	0.014	0.014	0.014	3.40	0.075
Tiempo	3	0.095	0.095	0.031	7.25	0.001
Temp*Tiempo	3	0.041	0.041	0.013	3.15	0.039
Error	32	0.140	0.140	0.004		
Total	39	0.291				

En la Figura 19, se observa la diferencia que existe en el contenido hídrico, osmótico y de presión durante el almacenamiento a 10 y 20°C; debido a la diferencia en la pérdida de peso y a la actividad metabólica entre los frutos, provocada por el diferencial de déficit de presión de vapor que se generó en ambas condiciones de almacenamiento.

Al inicio del estudio el Ψ_w de las calabazas fue de -0.72 MPa, observándose una disminución de Ψ_w = -0.79 y -0.86 MPa durante 9 días de almacenamiento a 10 y 20°C, respectivamente. Los valores más negativos del Ψ_w corresponden a las calabazas almacenadas a 20°C las cuales presentaron la mayor pérdida de peso con 13.5% para este mismo día (Figura 19). Ben-Yehoshue (1987), señala que la pérdida de agua de los frutos afecta el peso y reduce las condiciones hídricas de los tejidos vegetales y este evento se puede acelerar o retrasar en función a las condiciones de almacenamiento del producto, tal y como sucedió en este experimento. Así mismo, la mayor reducción de los potenciales en los frutos almacenados a 20°C se relacionó con su comportamiento histológico, observándose una mayor desorganización celular en los tejidos de los frutos almacenados bajo estas condiciones con relación a los almacenados a 10°C (Figura 26 y 27).

En las calabazas el potencial osmótico mostró un comportamiento ligeramente más negativo que el potencial hídrico con una tendencia a igualar su valor entre ambas variables (Figura 19). Sin embargo, el potencial osmótico en los frutos almacenados por 9 días a 20°C, mostraron valores menos negativos que al inicio del estudio y su comportamiento se pudo deber a una degradación de solutos por efecto un aumento en la actividad metabólica ocasionada por el estrés hídrico del tejido (Salisbury y Ross 2004).

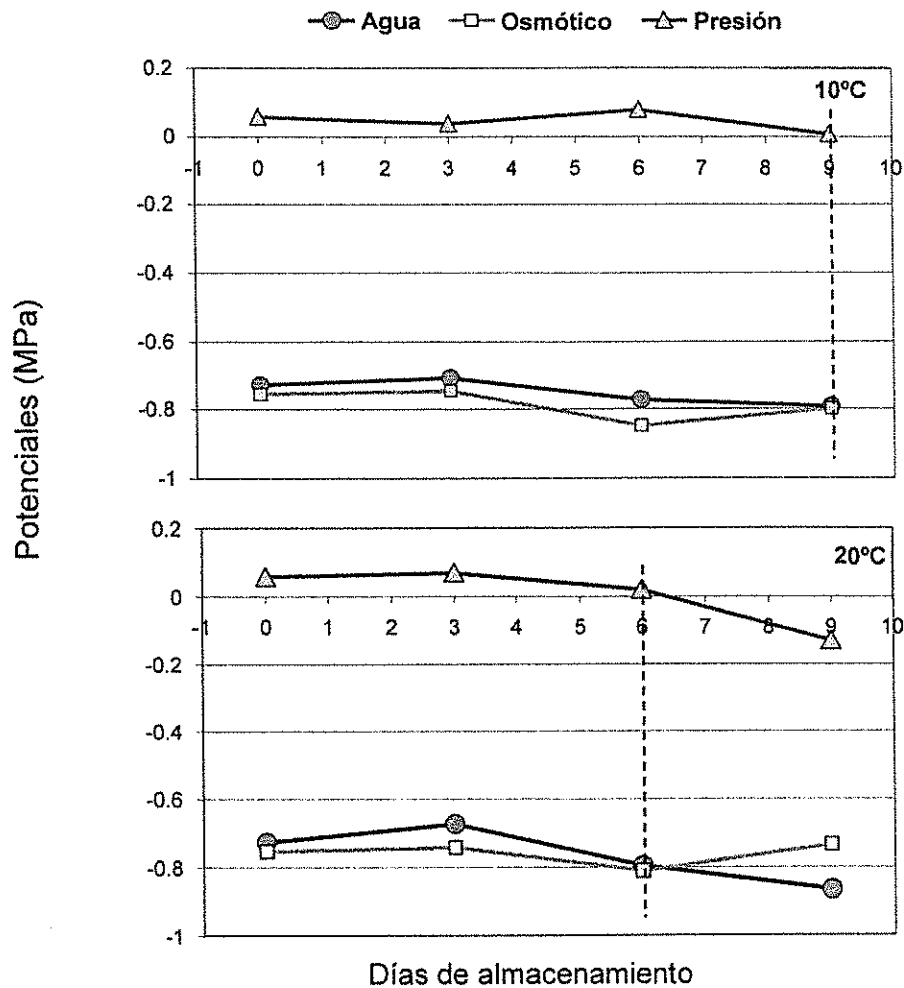


Figura19. Potenciales hídricos, osmótico y de presión en calabaza durante el almacenamiento. Línea punteada indica el tiempo donde se presentó el cambio del potencial de presión de valores positivos a negativos, indicativo de plasmólisis celular según Shibairo *et al.* (1997).

En un estudio con zanahoria se observó cambios en las relaciones hídricas, durante su almacenamiento durante 21 días a 13°C, los cuales afectaron la calidad del fruto, como la apariencia; con valores desde $\psi_s = -1.3$ MPa al día 7 de almacenamiento hasta $\psi_s = -1.7$ MPa al día 21, esto debido a la pérdida de agua que sufrió tejido (Shibairo *et al.*, 1997).

Con relación a la pérdida de agua en los frutos de calabaza, el potencial de presión, presentó una disminución marcada durante el almacenamiento de los frutos, con cambios de valores positivos a negativos durante el almacenamiento (Figura 19). Al momento del corte el tejido de los frutos presentaron un valor promedio de $\psi_p = 0.5$ hasta llegar a $\psi_p = 0$ en los frutos almacenados por 9 y 6 días a 10 y 20°C, respectivamente. Los potenciales igual a cero coinciden con la intersección de las líneas de los potenciales hídricos y osmóticos (Figura 19); dicha condición fisiológica indica plasmolisis celular de acuerdo a Salisbury y Ross (2004).

Los frutos que alcanzaron valores de $\psi_p = 0$ indicativo de plasmolisis celular, mostraron una mayor pérdida de la integridad celular y espacios intracelular en comparación con los tejidos que no habían alcanzado ese cambio (Figura 25 y 26).

Resultados similares se observaron en frutos de kiwi 'Hayward' (*Actinidia deliciosa* C.F. Liang y A.R. Ferguson var. *deliciosa*), donde se presentó una disminución de los potenciales hídrico y osmótico, durante 14 días de almacenamiento a 20°C. Los frutos al momento del corte mostraron valores de $\Psi_w = -1.02$, $\psi_s = -1.08$ y $\psi_p = +0.06$ MPa con un CRA del 95%, al final del experimentos el CRA cayó hasta un 92% y presentó valores de $\Psi_w = -1.7$, $\psi_s = -1.6$ MPa, con desarrollo de valores negativos en el ψ_p , para así dar inicio a la plasmólisis celular. El cambio que sufrió el potencial osmótico se le atribuyó a la pérdida de agua y a la conversión del almidón a azúcares solubles (Burdon y Clark, 2001).

Así mismo, Muy *et al.* (2004a), observaron en frutos de pepino almacenados a 24°C y 95% HR, cambios en el potencial de presión durante el periodo poscosecha, al momento del corte los frutos presentaron valores de

$\Psi_w = -0.45$, $\psi_s = -0.6$ y $\psi_p = 0.18$ MPa, después de 12 días de almacenamiento los potenciales se hicieron más negativos y el ψ_p fue menor de cero, marcando un inicio de la plasmolisis celular de tejido.

De forma diferente se presentaron los cambios en los potenciales en frutos de fresa (*Fragaria xavanarsa* Duch), donde se observó que el aumento de los sólidos solubles totales caracterizado por el potencial osmótico, permitió una reducción del potencial hídrico ($\Psi_w = \psi_p + \psi_s$) aunado a la pérdida de agua, pero en este estudio no se señala plasmolisis celular (Cook y Papendick 1978).

Contenido Relativo del Agua (CRA)

En el ANOVA para CRA (Cuadro 16), se observa que los frutos de calabaza presentan diferencia significativa en tiempo y temperatura ($P < 0.05$), y en la interacción temperatura*tiempo no hay diferencia, lo que quiere decir que las condiciones de almacenamiento contribuyen en la disminución del CRA en el fruto. El contenido relativo del agua en los frutos depende del tipo de fruto, estado de madurez y las condiciones del manejo poscosecha que reciba. Esta variable siempre será menor al porcentaje de humedad que se calcula en la fruta; para calabaza se reporta entre el 93 y 94.5% de humedad (USDA; 2002) y con valores iniciales promedio de CRA=88%.

Fuente	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	46.77	46.77	46.7	21.5	0.000
Tiempo	3	716.5	716.5	238.8	109.8	0.000
Temp*Tiempo	3	16	16	5.3	2.5	0.070
Error	72	156.6	156.6	2.2		
Total	79	935.8				

En la Figura 20, se observa que los frutos a 20°C presentaron una mayor pérdida de CRA en comparación a los que permanecieron a 10°C durante los 12 días de almacenamiento. Bajo estas condiciones las calabazas a 20°C y 10°C pierden alrededor de un 31% y 28% del CRA, respectivamente.

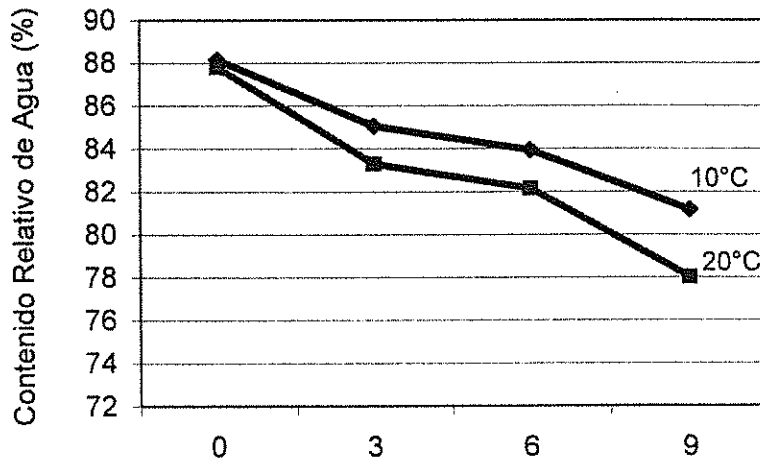


Figura 20. Comportamiento del CRA en frutos de calabaza almacenada a 10 y 20°C.

Si se observa la Figura 21, se puede ver que la disminución del CRA estuvo en función del tiempo y la temperatura de almacenamiento. Frutos de calabaza a 10°C mostraron en promedio un mayor CRA de aproximadamente 83%, mientras que frutos a 20°C presentaron un CRA del 81%. Además, a medida que transcurrieron los 12 días de almacenamiento el CRA fue en descenso desde un 88% hasta un 77% aproximadamente.

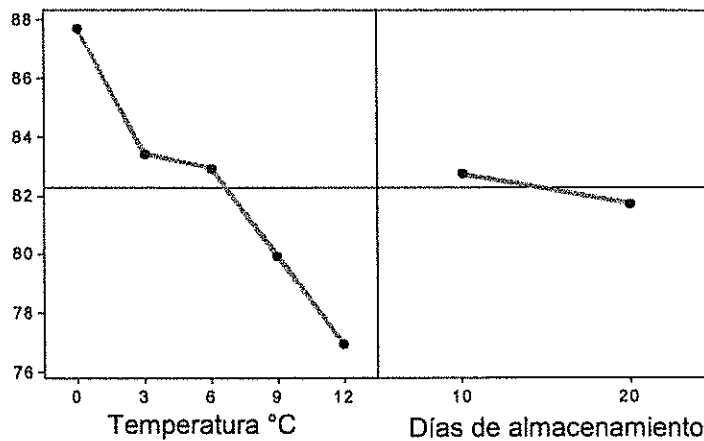


Figura 21. Efectos principales de tiempo y temperatura de almacenamiento para las calabazas

Al graficarse los resultados de los potenciales hídrico, osmótico y de presión en función al CRA, se obtuvo el gráfico de Höfler para los frutos de calabaza almacenados por 9 días a 10 y 20°C (Figura, 21). En este gráfico se observa la disminución del CRA de los frutos durante el almacenamiento, debido a la pérdida de agua de los tejidos. En los frutos a 10°C el menor valor CRA fue de 81%, con una pérdida del 7% durante los 9 días de almacenamiento; mientras que para las calabazas que permanecieron a 20°C, registraron un valor de 78%, con una pérdida del 12%. Esta diferencia en CRA relaciona con la pérdida de peso de las calabazas a 10 y 20°C, así como con la firmeza de los frutos.

También, al analizar el comportamiento del CRA con los cambios en los potenciales, principalmente con el ψ_p , se observó que cuando los frutos de calabaza presentan valores de CRA entre 80 y 81% el potencial de presión se hace cero (Figura 22) y, es en ese momento cuando se puede considerar que da inicio de la plasmólisis celular del tejido de calabaza según lo reportado por Barrs (1968).

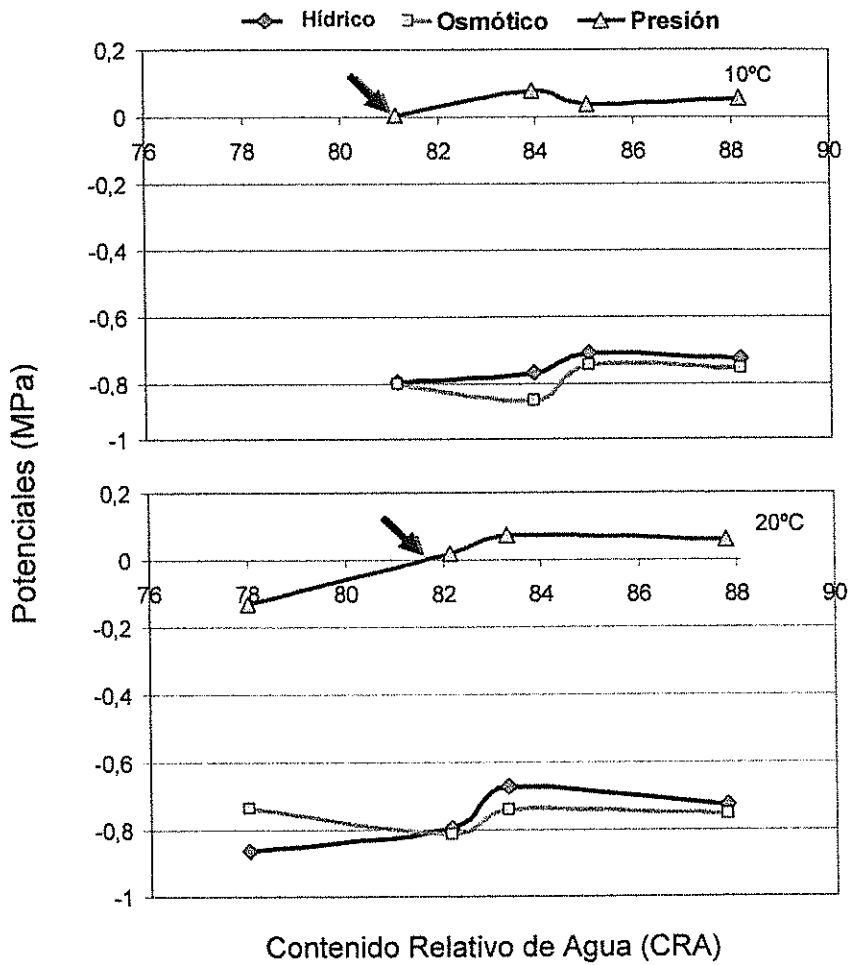


Figura 22 Grafica de Höfler esquematizando los potenciales hídrico, osmótico y de presión en función del contenido relativo de agua en frutos de calabaza almacenadas durante 9 días a 10 y 20°C. Las flechas indican $\psi_p = 0$ asociado a plasmólisis celular según lo reportado por Salisbury y Ross (2004).

En los resultados señalados con anterioridad donde se muestran los primeros síntomas de marchitamiento para calabaza almacenadas por tres y seis días a 10 y 20°C, respectivamente (Figura 11), no se relacionan con el comportamiento encontrado del $\psi_p = 0$, indicativo de plasmólisis celular asociado a una posible pérdida de consistencia del fruto.

Similar a este estudio, Muy *et al.* (2004 b), señalan que los valores del cambio del ψ_p de positivos a negativos en el tejido de mango almacenado a 25°C son indicativos de plasmólisis celular y este se presentó con una reducción de 92 a 89% en CRA. Sin embargo, este comportamiento no fue determinante para que los frutos perdieran su calidad, sino hasta que los frutos mostraron valores de CRA menores a 84%. Estos mismos autores encontraron para pepino cambios en CRA de 91 a 88% durante 12 días a 24±2°C los cuales se asocian con los primeros síntomas de marchites y pérdida de calidad en los frutos (Muy *et al.*, 2004a).

Al analizar los resultados anteriormente citados, se puede concluir que el fruto de calabaza presenta la plasmólisis celular a valores menores de CRA con relación a pepino y mango, lo que podría indicar que las células de los tejidos de calabaza tienen mayor resistencia al estrés hídrico en comparación con los frutos de mango y pepino.

Composición de la Pared Celular

Ácidos Urónicos y Azúcares Totales

El ablandamiento de frutos es una de las alteraciones más significativas que afectan la calidad de la calabaza zuchinni y este proceso ha sido relacionado con variaciones en el contenido de pectinas y hemicelulosas, cuantificado mediante el contenido de ácidos urónicos (AU) y azúcares totales (AT) de tipo estructural. La pared celular de los tejidos vegetales, se obtiene mediante la extracción de la fracción insoluble en alcohol (FIA), en la cual se discriminan los azúcares del tipo citosólico (azúcares solubles) mediante una serie de lavados con solventes polares. De esta manera, es posible cuantificar el contenido de AU y AT en la FIA, en relación con cambios en la pared celular.

En nuestro estudio se obtuvo que el contenido de sustancias pécticas totales de FIA extraída de frutos de calabaza zuchinni, no mostró variaciones definidas por efecto de la temperatura y periodo de almacenamiento (Cuadro 17). El contenido de pectinas en base a ácido galacturónico fue de 21 a 26 %, tanto en frutos a 10 °C como a 20 °C. El contenido de urónicos al momento del corte fue de 21.5%, y en frutos almacenados a 10 °C el contenido al día 6 y 12 de almacenamiento fue de 26 y 23% respectivamente. En los frutos almacenados a 20 °C, el contenido fue de 20% al día 6 y 23% al día 12, por lo que en base a contenido de ácidos urónicos totales, no se observó una degradación aparente a nivel de pectinas totales que correlacione con las modificaciones observadas en la medición física de las variables de textura. Sin embargo, es importante considerar que debido a que los indicadores de corte para calabaza zuchinni se basan en tamaño, resulta difícil uniformizar el material de estudio en base al estado de desarrollo de los frutos lo cual influye en la composición de pectinas y puede ser la causa de las variaciones mostradas.

Cuadro 17 Contenido de ácidos urónicos y azúcares totales en la fracción insoluble en alcohol de los frutos de calabaza.		
Tiempo y temperatura de almacenamiento	% Ácidos urónicos	% Azúcares totales
D0	21.5	55
D6-10°C	26	37.5
D12-10°C	23	27
D6-20°C	20	38
D12-20°C	23	32.5

En el caso de pepino, un fruto que al igual que calabaza se cosecha en estado inmaduro y presenta una corta vida de anaquel por su rápida velocidad de pérdida de agua y ablandamiento de tejido, no se observaron cambios en el contenido de pectinas totales durante el almacenamiento poscosecha que

correlacionen con las modificaciones en la textura del tejido. Sin embargo, la modificación de la distribución de pectinas solubles con relación a las del tipo insoluble muestra una estrecha correlación con el ablandamiento del fruto (Prono *et al.*, 2003).

Con respecto al contenido de azúcares totales de la FIA, en la cual se extraen indiscriminadamente, tanto pectinas ricas en azúcares neutros, hemicelulosas, celulosa y almidón; se presentó una reducción significativa por efecto del tiempo de almacenamiento (Cuadro 17).

El contenido de azúcares totales en la FIA al momento del corte, fue de más del 50% en base a glucosa y disminuyó gradualmente a 37% después de seis días de almacenamiento y a 32.5% después de 12 días. Debido al alto contenido de almidón incluido en la FIA, se utilizó el método de digestión enzimática del mismo para reducir la interferencia de azúcares no estructurales en la etapa de fraccionamiento de la pared celular en base a solubilidad. El almidón eliminado de la FIA, fue cuantificado y se observó una reducción significativa en el contenido de almidón (Cuadro 18).

Cuadro 18 Contenido de almidón en la fracción insoluble en alcohol.	
Tiempo y temperatura de almacenamiento	% Almidón
D0	11.7
D6-10°C	2.9
D12-10°C	0.5
D6-20°C	2.6
D12-20°C	0.7

El contenido de almidón al corte alcanzó el 11% en peso de la FIA, mientras que posterior a los 6 días de almacenamiento a ambas temperaturas, el contenido disminuyó y representó el 2.6-2.9%; y a los 12 días tan sólo se

presentó 0.5-0.7%. Estos resultados indican que el tiempo de almacenamiento poscosecha de calabaza, determina predominantemente el metabolismo (degradación) de carbohidratos de reserva y que siendo un fruto no climatérico e inmaduro con elevada actividad metabólica, la vía de aportación de sustratos para la respiración puede presentarse vía glucosa derivada de la hidrólisis de almidón (Mohammed y Brecht, 2003; Tomkins, 1995). Corringan *et al.*, (2001), en un estudio con frutos de calabaza (*Cucurbita maxima*) encontraron una disminución significativa del contenido de almidón debido a la conversión del mismo en azúcares, principalmente, glucosa, que representó el principal sustrato de la respiración.

Por otro lado, el contenido de almidón ha sido relacionado con las propiedades texturales de calabaza tipo mantequilla (*Cucurbita maxima*), la cual presenta un gran número de gránulos de almidón que se almacenan en planta y disminuyen gradualmente durante el almacenamiento (Sunil *et al.*, 1999). En nuestro estudio, las variables de la textura como son dureza, gomosidad, masticabilidad y fuerza de fractura, presentaron una disminución en relación con el contenido de azúcares totales y almidón, sin embargo, no se tiene el sustento de investigaciones previas que definan la participación del almidón y la pérdida de estructuras amiláceas en las propiedades tensiles de tejidos, enfatizando la importancia del almidón a nivel de estructura subcelular.

Cambios en Solubilidad

La composición del material polimérico de la pared celular ha sido clasificado históricamente en función de la extracción química de los componentes. Las fracciones solubles en H₂O, CDTA y Na₂CO₃, extraen mayoritariamente ácidos urónicos y azúcares neutros correspondientes a pectinas del tipo homogalacturonanos y altamente glicosiladas, mientras que en soluciones alcalinas de KOH al 4 y 24% se obtienen principalmente hemicelulosas y ácidos urónicos de la región de las protopectinas. Por lo que,

variaciones en los contenidos de ácidos urónicos y azúcares en estas fracciones, son indicadores de metabolismo enzimático (Brummell y Harpster, 2001). En la Figura 23 donde se distribuye el contenido de ácidos urónicos totales en base a solubilidad en las distintas fracciones de la pared celular, se puede observar que no hay cambios considerables en ácidos urónicos por efecto de la temperatura, mientras que algunas modificaciones fueron inducidas por el periodo de almacenamiento de los frutos de calabaza.

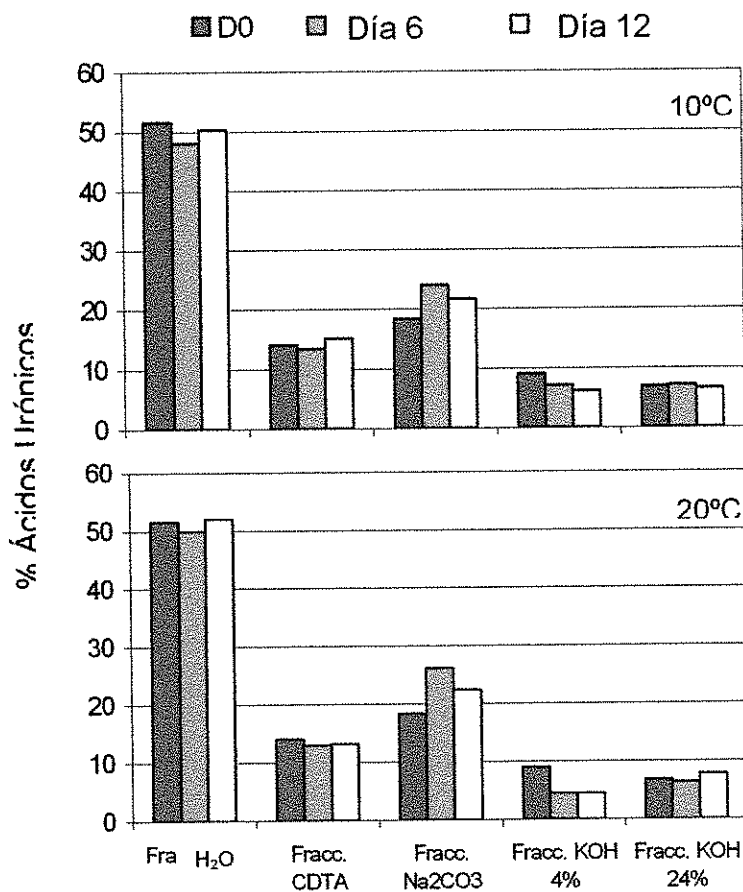


Figura 23. Contenido de ácidos urónicos en relación al contenido de pectinas totales obtenidas en la fracción insoluble en alcohol.

En promedio se obtuvo que más del 50% del contenido de pectinas corresponde a la fracción soluble en H₂O, seguida de un 20% en la fracción soluble en Na₂CO₃ y un 15% en la fracción CDTA; mientras que un 15% se

localizan en las fracciones KOH. Una posible relación en la disminución de los parámetros de textura puede atribuirse a la reducción del contenido de ácidos urónicos de la fracción KOH 4%, la cual se puede relacionar con una disolución de material péctico de la región de protopectinas a pectinas solubles en Na_2CO_3 .

En relación a la distribución de azúcares, el cambio más significativo fue la reducción en el contenido de azúcares de las fracciones Na_2CO_3 y KOH 4% y consiguiente incremento de las fracciones H_2O y KOH 24% (Figura 24). El análisis estadístico de la fracción KOH 4%, mostró que la reducción en azúcares de esta fracción estuvo determinada por el tiempo de almacenamiento más que por la temperatura de almacenamiento (Cuadro 19).

La pérdida de azúcares en la fracción KOH 4%, tuvo relación con la reducción de ácidos urónicos de la misma fracción, sugiriendo un posible metabolismo en los componentes hemicelulósicos ya que en esta fracción se extraen polímeros de hemicelulosa, principalmente del tipo xiloglucano que se encuentran presentes en las paredes primarias y que están enlazadas a las microfibrillas de celulosa por medio de puentes de hidrógeno (Brummell y Harpster, 2001; Rose *et al.*, 1999). Sin embargo, se debe conducir una investigación a nivel de composición y masa molecular de pectinas y hemicelulosas para definir con detalle el mecanismo de solubilización de la pared celular que se presenta durante el deterioro de la firmeza de frutos de calabaza. Por otro lado, nuestros resultados muestran que la fracción soluble en H_2O es rica en azúcares, y al momento de corte presenta un contenido menor el cual incrementa durante el almacenamiento hasta alcanzar una relación AU/AT cercana al 1, lo que nos indica la presencia de pectinas con alto contenido de azúcares. Del contenido de azúcares totales de la FIA, de un 32-45% se contienen en la fracción soluble en H_2O , mientras que la fracción KOH 24% contiene de un 21-29%.

La fracción con menor contenido de azúcares y posiblemente la de menor variación durante el almacenamiento poscosecha, fue la fracción CDTA, que presentó un 6% de AT (Figura 24).

Cuadro 19. Análisis de varianza para la fracción KOH 4%						
Fuente	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
Temperatura	1	0.122	0.122	0.122	4.78	0.071
Tiempo	2	4.065	4.065	2.029	79.29	0.000
Temp*Tiempo	2	0.061	0.061	0.03	1.2	0.363
Error	6	0.153	0.153	0.025		
Total	11	4.397				

Los resultados del perfil de textura en nuestro estudio, mostraron una disminución en casi todas las variables a partir del día 3 de almacenamiento el cual puede estar relacionado con las modificaciones de solubilidad de la pared celular, principalmente a nivel de azúcares.

Existen numerosos estudios en frutos de tipo climatérico donde se ha definido que el ablandamiento poscosecha se relaciona con una disolución de las pectinas insolubles a pectinas solubles en H₂O donde la acción de hidrolasas tiene mayor accesibilidad para la degradación de estructuras ricas en ácido galacturónico y azúcares. De esta manera, las pectinas y hemicelulosas que presentan un alto grado de polimerización, son convertidos a estructuras de menor tamaño, lo cual impacta las propiedades ultraestructurales de tejidos debido a una pérdida de la integridad de la pared celular (Brummell y Harpster, 2001). En frutos de papaya se observó un incremento de los sólidos presentes en la fracción H₂O, por lo que es un indicativo de la solubilización de los componentes de la pared celular (Manrique *et al.*, 2004).

Sin embargo, los mismos autores mencionan que pueden ocurrir de manera simultánea tanto síntesis como degradación de dichas estructuras que conforman la pared celular.

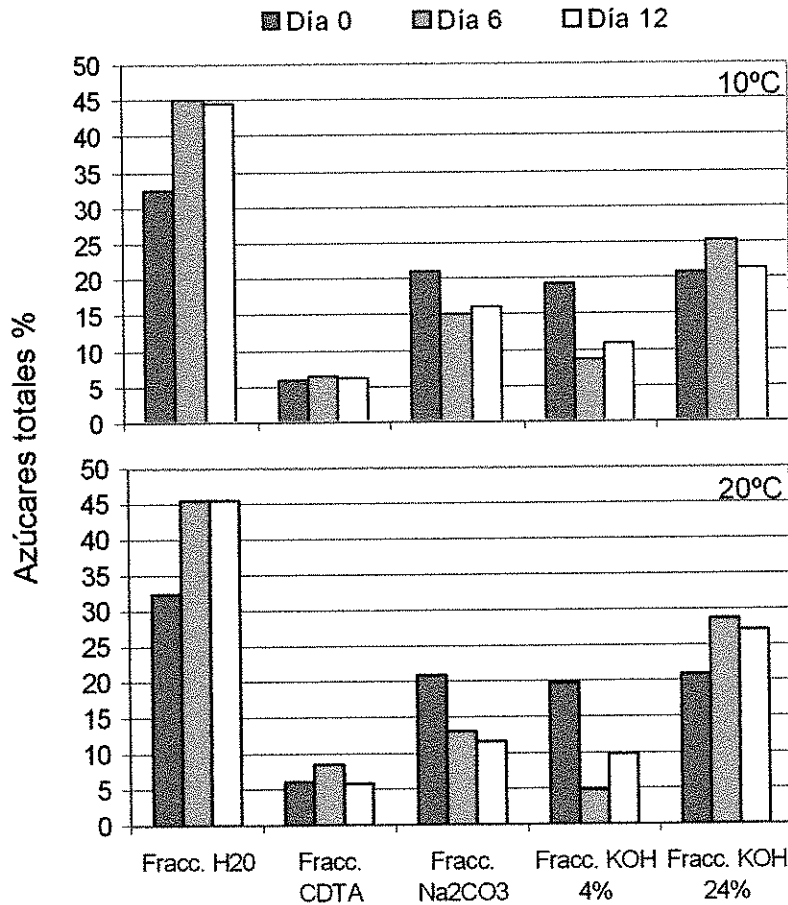


Figura 24. Contenido de azúcares totales de acuerdo a su solubilización en relación al contenido de azúcares totales presentes en la fracción insoluble en alcohol.

En relación a la formación de espacios aéreos en las regiones del mesocarpio y endocarpio (Figura 25), algunos estudios relacionan una disminución de la fracción CDTA, que corresponde a las pectinas que se encuentran adheridas a la pared celular por medio de enlaces con calcio (homogalacturonanas parcialmente esterificadas) y que predominan principalmente en la lámina media, entonces al observarse modificaciones en dicha fracción, es indicativo de solubilización de este tipo de pectinas y que pueden repercutir en la reducción de la adhesión entre las pectinas y en el aumento del espacio intracelular (Hurtado *et al.*, 2002). En nuestro estudio, se

observó que la fracción CDTA no manifestó cambios aparentes en base a composición de AU y AT, sin embargo fue la menos abundante, lo cual puede ser un factor importante de la formación extensiva de espacios aéreos en un periodo poscosecha corto.

En frutos de sandía, el ablandamiento extensivo del tejido que rodea a las semillas, se atribuyó a modificaciones en la solubilidad de la pared celular, fundamentalmente marcada por el incremento de la fracción soluble en H₂O y CDTA (Karakurt y Huber, 2002). Mientras tanto en espárragos, la pérdida de firmeza y pérdida de integridad celular durante los primeros 4 días de almacenamiento, se asoció con una disminución significativa de la fracción EDTA (equivalente a la fracción CDTA), atribuyendo una relación con la pérdida de cohesión y adhesión tisular (Wills, 1998, citado en Prono *et al.*, 2003; Huyskens *et al.*, 2005).

Finalmente, en ejote se observó que los principales cambios sufridos en la pared celular fueron en relación al contenido de pectinas totales, con un incremento sustancial de la fracción CDTA durante los diferentes estados de desarrollo de la vaina. Este incremento en la fracción CDTA se asoció con dos eventos, uno dado por la síntesis de pectinas y el otro posible evento fue la demetilación de pectinas vía pectinmetilesterasa y consecuente formación de polipectatos (Stolle-Smits *et al.*, 1999).

Análisis Histológico

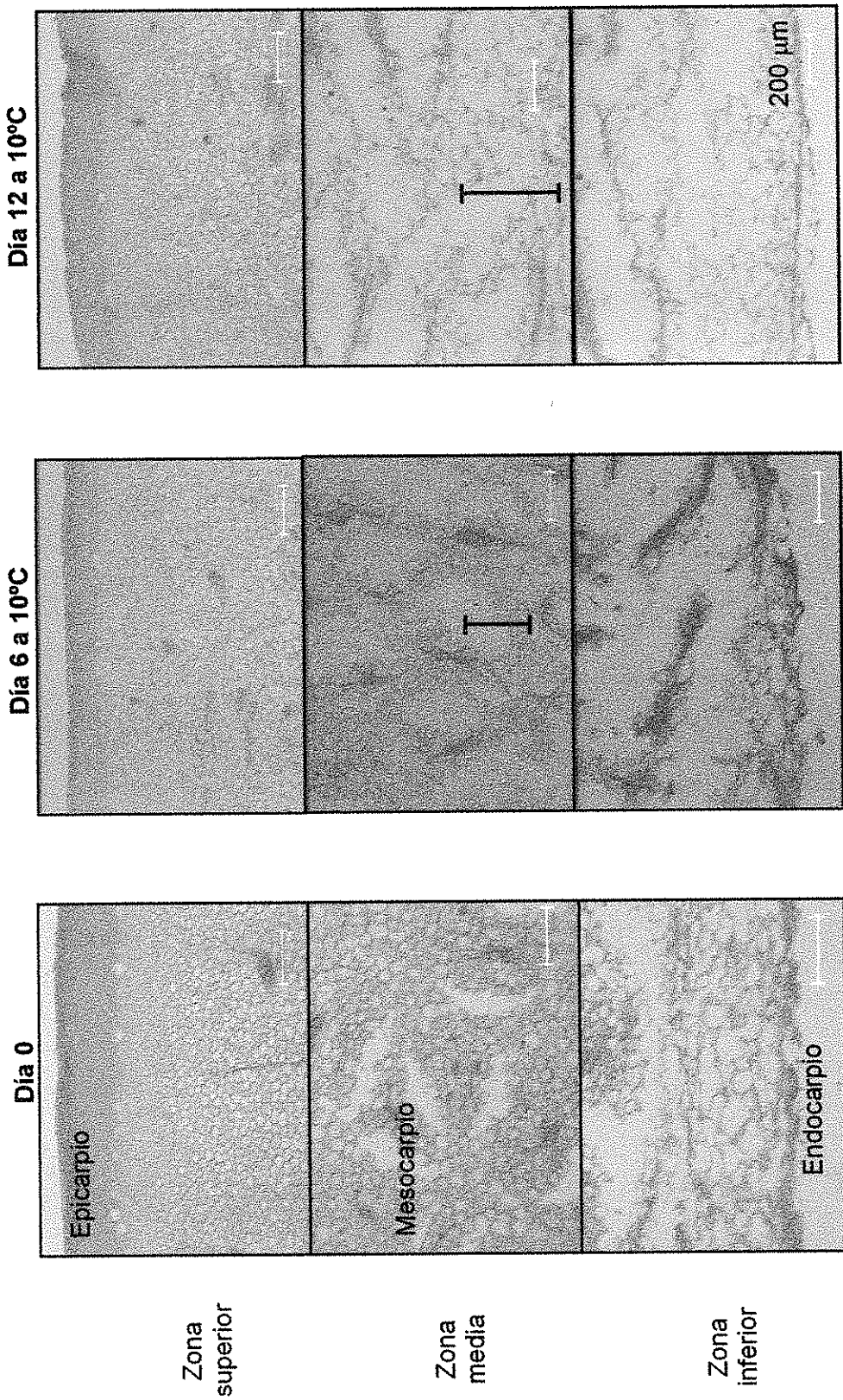
En el análisis histológico para el fruto de calabaza, se observó que la temperatura y el tiempo de almacenamiento tuvieron un efecto considerable sobre la integridad celular del pericarpio. Durante el almacenamiento de la calabaza, independientemente de la temperatura en el epicarpio se observaron células intactas, mientras que en el mesocarpio hubo un deterioro gradual,

iniciando en las células del mesocarpio cercanas al endocarpio. Por lo que se concluye que el mayor deterioro celular se presentó en el endocarpio y parte del mesocarpio unido a éste (Figura 25 y 26).

En el día cero, se observó que el epicarpio y en la mayor parte del mesocarpio del fruto de calabaza, células bien estructuradas, compactas y adheridas entre ellas. En el mesocarpio más interno del fruto se observaron pequeños espacios aéreos y pérdida de adherencia entre las celular (aerénquima) (Figura 25). En este momento los frutos presentaron los valores de CRA más altos y ψ_p igual a 88% y 0.6 MPa, respectivamente (Figura 22), lo que indica células hidratadas que mantienen la mayor turgencia del tejido. Estas características estructurales y químicas del tejido, se vio reflejado en los resultados de las variables del APT (Cuadro 10), donde se obtuvieron los valores más altos para la dureza y fuerza de fractura de los frutos.

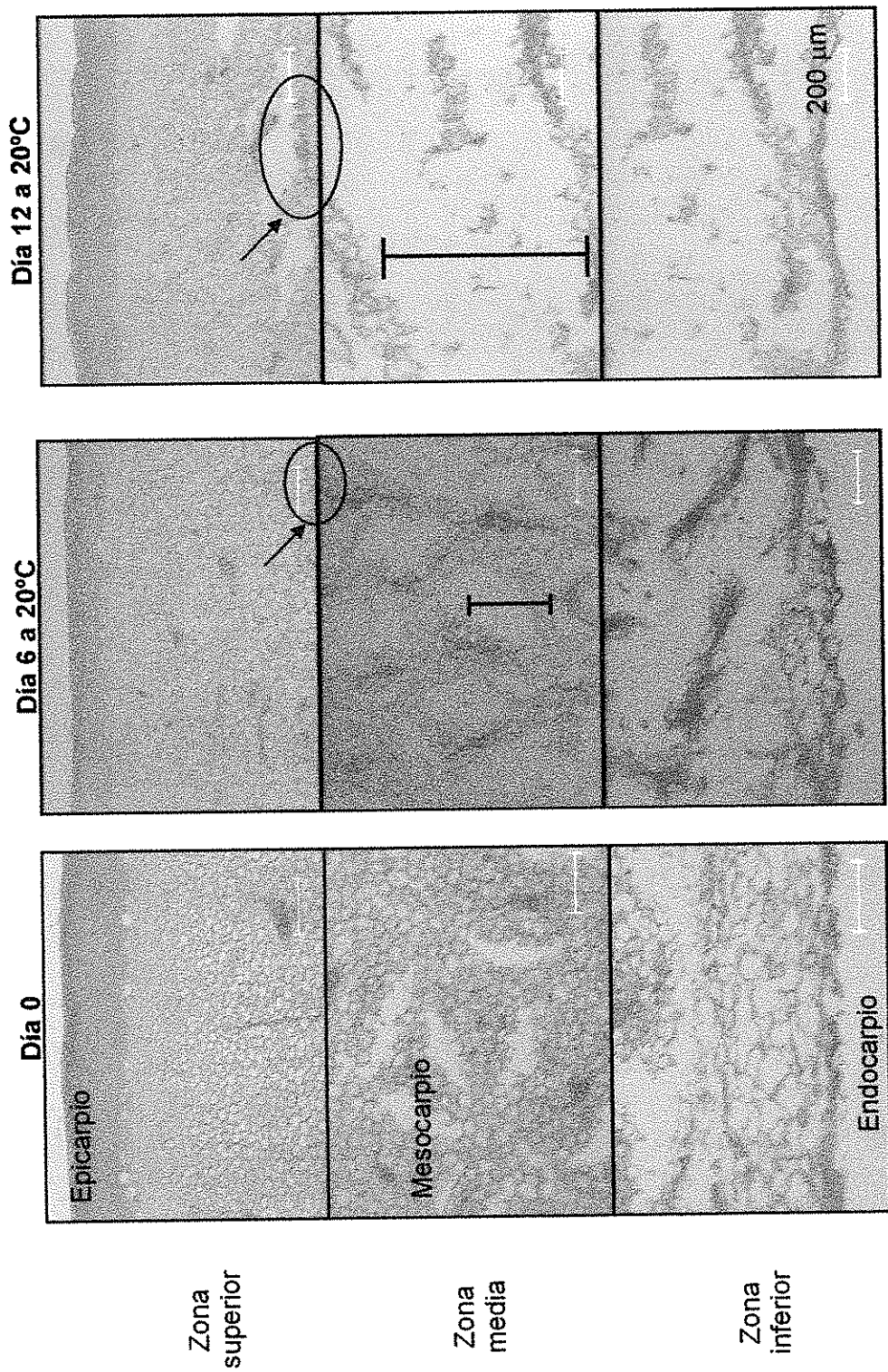
Al sexto día de almacenamiento a 10°C, se apreció que las células del epicarpio y del mesocarpio unido a éste, se mostraron similar al día 0; esto es, sin pérdida de integridad celular (Figura 25). En las células de la parte media del mesocarpio, se mostró un incremento gradual de aerénquima hacia el interior del fruto, con presencia de tejido colapsado en la parte más interna del pericarpio (endocarpio). Frutos con 12 días a 10°C presentaron un deterioro celular similar a los frutos almacenados 6 días a 20°C en el tejido del pericarpio (Figura 26).

Figura 25. Microfotografía de cortes transversales del pericarpio del fruto de calabaza almacenada a 10°C.



NOTA: En la zona superior corresponde al mesocarpio pegado al epicarpio del tejido de calabaza, la zona media al mesocarpio y en la zona inferior al mesocarpio pegado al endocarpio.

Figura 26. Microfotografía de cortes transversales del pericarpio del fruto de calabaza almacenada a 20°C.



NOTA: En la zona superior corresponde al mesocarpio pegado al epicarpio del tejido de calabaza, la zona media al mesocarpio y en la zona inferior al mesocarpio pegado al endocarpio.

Frutos almacenados por 12 días a 10°C mostraron un 10% de reducción en el CRA y una pérdida de la dureza del 85% del fruto. Estas condiciones hídricas del fruto, provocaron cambios anatómicos en el pericarpio, como los antes señalados. Mientras que los frutos almacenados por 6 días a 20°C presentaron una pérdida del 7% de CRA con relación a su valor inicial, lo cual indicó que el tejido había perdido frescura y turgencia. Además, presentó una disminución del 66% de la dureza en el fruto.

En el caso de los frutos almacenados a 20°C durante 12 días, la histología del tejido mostró en la zona media del mesocarpio el mayor grado de deterioro celular, se observaron células colapsadas y pérdida de adherencia en las paredes celulares, con grandes espacios de aerénquima (Figura 26). Bajo estas condiciones los frutos mostraron una pérdida de CRA superior al 15% y del 90% de su dureza. Estas características posiblemente reflejan el efecto del estrés hídrico (Figura 22).

En un estudio histológico con frutos de pepino Pérez (2005) analizó el efecto de las condiciones de almacenamiento sobre éstos frutos, donde al día cero, encontró células de epidermis y pericarpio en un estado íntegro y bien definido, mientras que al día cinco de almacenamiento a 10°C y 90% HR se observó las células del epidermis sin daño; caso contrario para las células del pericarpio que mostraban pequeñas deformaciones ubicadas a 600 μm de la epidermis. Por otra parte, en los frutos a 20°C, el deterioro celular se localizó a 300 μm de la epidermis, con la presencia de espacios vacíos y rompimiento de pared celular. Después de 11 días de almacenamiento, el daño aumentó tanto en los frutos almacenados a 10°C como a 20°C. Estos últimos frutos presentaron deterioro de epidermis y rompimiento de la pared celular en el pericarpio localizado a 100 μm de la epidermis, para este tiempo, los frutos ya presentaban un CRA menor a 70%.

En pepino Pickling almacenado a 15°C con 93% HR, Walter *et al.* (1990), observaron daño en las células del parénquima debido a la pérdida de agua y a la estructura de los componentes de la pared celular. Después de nueve días de almacenamiento con un CRA menor a 85%, se presentó tejido esponjoso, el cual se manifestó con la presencia de células corrugadas y compactas, que afectaron la integridad estructural del tejido;

También en champiñones (*Agaricus bisporus*) Zivanovic *et al.* (2000), señalan la pérdida de turgencia y contenido de quitina en las células del tejido durante el almacenamiento por 9 días a 12°C y 95% HR; el daño se relacionó con la presencia de espacio intracelular en la superficie del pileo del hongo y células colapsadas en las hifas, así mismo a la pérdida de la integridad de la vacuola.

CONCLUSIONES

La pérdida de peso y la firmeza del tejido de calabaza fueron más severas en los frutos almacenados a 20°C en comparación con los expuestos a 10°C. Además, se observó que a un 6% de pérdida de peso de los frutos se presentaron los primeros síntomas de marchites.

En relación a la variables hídricas, los frutos de calabaza almacenados a 10°C retrasaron la presencia de cambios en el potencial de presión de valores positivos a negativos asociados a la plasmolisis celular, así como la reducción en el contenido relativo de agua con relación a los frutos expuestos a 20°C. Valores de CRA de 81-82% para frutos de calabaza, se asoció con la plasmolisis celular.

Los cambios en la pérdida de textura de los frutos de calabaza no se relacionan con la solubilidad de los ácidos urónicos durante el tiempo de almacenamiento a 10 y 20°C, pero si, con el contenido de la fracción al 4% por efecto del tiempo.

Los cambios histológicos de la calabaza se relacionaron con la pérdida de agua de los frutos durante los días de almacenamiento tanto a 10°C como 20°C y con la reducción de la fracción KOH al 4%. Frutos a 10°C mostraron hasta el día 12 de almacenamiento daño celular y solo a nivel central del mesocarpio, mientras que los almacenados a 20°C fue a los seis días con un daño en el mesocarpio ubicado cercanos del epicarpio.

REVISIÓN DE LITERATURA

Abbott, Judith A. 2004. Textural quality assessment for fresh fruits and vegetables. Quality of Elesh and Processed Foods. Editado por Shahidi et al. Kluwer Academic/Plenum Publisher. P. 265-279

Ahmed, El Rayan Ahmed and Labavitch John M. 1977. A simplified method for achúrate determination of cell wall uronide content. Journal of Food Biochemistry. Vol. 1: 361-365.

Amarante C, N H Banks (2001) Postharvest physiology and quality of coated fruits and vegetables. Hort. Rev. 26:261-238.

Azcón-Bieto Joaquín y Talón Manuel. 2000. Fundamentos de la Fisiología Vegetal. Edicions Universitat de Barcelona. McGraw-Hill Interamericana. Vol 2: 17-27.

Badui Dergal Salvador. 1999. Química de los Alimentos. Pearson Education. Pp.39-46.

Barrs H D. 1968. Determination of Water Deficits in Plant Tissues. In: Water deficits and Plant Growth. Academic Press New york. Vol 1: 235-368.

Beecher T M, N Magan, K S Burton. 2001. Water potencial and soluble carbohydrate concentration in tissues of freshly harvested and stored musrooms (*Agaricus bisporus*). Postharvest Biol. Tech. 22:121-131.

Bennett Alan B. 2002. Biochemical and genetic determinins of cell wall disassembly in ripening fruit: A general model. HortScience Vol. 37(3). P. 447-449.

Ben-Yehoshua S. 1987. Transpiration, water stress, and gas exchange. postharvest physiology of vegetables. Edited by Weichmann J. P. 115-122.

Bourne Malcolm C. 1980. Texture evaluation of horticultural crops. New York State Agricultural Experiment station and Institute of Food Science, Cornell University General. P. 51-55.

Brummell David A, Dal Cin Valeriano, Crisosto Carlos H, and Labavitch John M. 2004. Cell Wall Metabolism During Maturation, Ripening and Senescence of Peach Fruit. *Journal of Experimental Botany*. Vol. 55: 2029-2029.

Brummell David A and Harpster Mark H. 2001. Cell wall metabolism in fruit softening and quality and its manipulation in transgenic plants. *Plant Molecular Biology*. 47: 311-340.

Burdon, J and C Clark. 2001. Effect of postharvest water loss on 'Hayward' Kiwifruit water status. *Postharvest Biol. Tech.* 22:215-225.

Cantwell, Marita y Suslow Trevor V. 2004. Calabaza: zapallo de invierno. Recomendaciones para mantener la calidad poscosecha. *Postharvest Technology*. Research & Information Center. Department of Vegetables Crops. University of California, Davis.

Carpita Nicholas and McCann Maureen. 2000. The Cell wall. Chapter 2. *Biochemistry & Molecular Biology of Plants*. American Society of Plant Physiologists. P. 53-61

Castro, Montero Eduardo S. 1999. Textura de alimentos. Edición Digital reproducida con autorización del autor. Biblioteca digital de la Universidad de Chile. http://mazinger.sisib.uchile.cl/_repositorio/lb/ciencias_quimicas_y_farmaceuticas/castroe09/

Cook, R James and Papendick R I. 1978. Role of water potencial in microbial growth and develoment of plant disease whint special reference to postharvest phatology. *Department of Agriculture. HortScience* 13 (5): 529-563.

Corrigan, Virginia K, Hurst Paul L, y Potter J, Fred. 2001. Winter squash (*Cucurbita maxima*) texture: sensory, chemical, and physical measures. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*. Vol. 29: 111- 124.

Díaz-Pérez Juan Carlos. 1998. Transpiration rates in eggplant fruit as affected by fruti and cáliz size. *Postharvest Biology and Technology*. 13: 45-49.

El Bulk R E, Babiker E E, El Tinay A. 1995. Biochemical and physical cahnges in fruit of four guava cultivars during growth and develoment. *Food Chem* 54:279-282.

El-Zoghbi M. 1994. Biochemical changes in somes tropical fruits during ripening. *Food Chemistry*. 49: 33-37.

Esau, K. 1997. The fruit; Periderm. En: Anatomy of seed plants. 2nd. Edition. John Wiley & Son Inc. New York. P. 429-451; 194-196.

Fisk, Connie L, McDaniel Mina R, Strik Bernadine C, and Zhao Yanyun. 2006. Physicochemical, sensory, and nutritive qualities of Hardy Kiwifruit (*Actinidia arguta* 'Ananashaya') as affected by harvest maturity and Storage. Journal of Food science. Vol. 71 (3): 204-210.

Fry Stephen C. 2004. primary cell wall metabolism: tracking the careers of wall polymers in living plant cells. New Phytologist. 161: 641-675.

García, Hernández Edith del R, y Peña Valdivia Cecilia Beatriz. 1995. La Pared Celular. Componentes fundamentales de las células vegetales. Universidad Autónoma Chapingo. P. 10-40.

Hsiao, Theodore C. 1990. Irrigation of agricultural crops. Capitulo 9. Measurements of plans water Status. Agronomy Monograph no. 30. P. 259-261.

Huber, Donald J. 1983. The role of cell wall hidrolases in fruit softening. HortScience. Rev. 5: 169-219.

Hurtado, Montaña Cámara, Greve Carl L, y Labavitch John M. 2002. Changes in cell Wall pectins accompanying tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) paste manufacture. J. Agric. Food Chem. 50:273-278.

Huyskens-Keil S, Kadau R, Herppich W B. 2005. Textural properties and cell wall metabolism of white asparagus spears (*asparagus officinalis* l.) during postharvest. Acta Hort. International Society for Horticultural science (ISHS) 682:461-468.

Infoagro 2005. El cultivo del calabacín. www.infoagro.com/hortalizas/calabacin.htm.

Jarvis, Michel C. 1984. Structure and properties of pectins gels in plant cell walls. Agricultural Chemiistry. Plant Cell and Envaroment. (7): 153-164.

Jarvis, M C, Briggs S P H, Knox J P. 2003. Intracellular adhesion and cell separation in plants. Plant, Cell and Environment. 26:977-989.

Johnston, Jason W, Hewelt Errol W, Banks Nigel H, Harper F Roger and Hertog Maarten L A. 2001. Physical changes in apple texture with fruit temperature: effects of cultivars and time in storage. Postharvest Biology and Technology. 23, 13-21.

- Kader, Adel A. 2002. Postharvest technology of horticultural crops. Third Edition. University of California Agriculture and Natural Resources. P. 39-46
- Karp Gerald. 2003. Biologías Celular y Molecular. McGraw-Hill interamericana Editores, S. A. De C.V. pp: 305-308.
- Karakurt Yasar and Huber Donald J. 2002. Cell wall degrading enzymes and pectin solubility and depolymerization in immature and ripe watermelon (*Citrullus lanatus*) fruit in response to exogenous ethylene. *Physiologia Plantarum*. 116: 398-405.
- Kohorn, Bruce D. 2000. Plasma Membrane. Cell wall contacts. *Plant Physiology*. Vol : 124, 31-38.
- Konapacka, D, Plochanski W J. 2004. Effect of storage conditions on the relationship between apple firmness and texture acceptability. *Postharvest Biology and Technology*. 32: 205-211.
- Lara, Nelly y Lescano Giovanna. 2004. Investigación y desarrollo de nuevas alternativas para consumo humano, basadas en maíz, banano, plátano y quinua. INIAP-PROMSA AQ-CV-012. Departamento de nutrición y Calidad, Estación Experimental Santa Catalina.
- Lamarque, Aramburu Javier. 2002. Calidad Poscosecha del Pepino de Mesa Tratado con 1-Metilciclopropeno, Cera y Etileno Exógeno. Tesis de Maestría. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C. Unidad Culiacán. P. 57-89.
- Larqué-Saavedra, A, Trejo López C, 1990. El agua en las plantas: Manual de prácticas de fisiología vegetal. Editorial Trillas. México, D.F. Pp:60-65
- Lira, Saldivar Ricardo H. 1994. Fisiología Vegetal. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Editorial Trillas. México. P. 35-40.
- Lefever, G, Vieuille M, Delage N, D'Harlingue A, De Monteclerc J, and Bompex G. 2004. Characterization of cell wall enzyme activities, pectin composition, and technological criteria of strawberry cultivars (*Fragaria ananassa* Duch). *Food Chemistry and Toxicology*. Vol. 69 (3): 222-226.
- López, Ríos Georgina Florencia. 1998. Botánica; anatomía, morfología y diversidad. Universidad Autónoma Chapingo. 261-270.
- Lownds, N K, Banaras M and Bosland P W. 1994. Postharvest water loss and storage of nine pepper (*Capsicum*) cultivars. *HortScience*. 29(3):191-193.

- Mafra, Isabel, Lanza Barbara, Reis Ana, Marcilio Vincezo, Campestre Cristina, De Angelis Mario, and Coimbra Manuel A. 2001. Effect of ripening on texture, microstructure and cell wall polysaccharide composition of olive fruit (*Olea europaea*). *Physiologia Plantarum*. Vol. 111:439-447.
- Manrique, Guillermo D, Lajolo Franco M. 2004. Cell-Wall polysaccharide modifications during postharvest ripening of papaya fruit (*Carica papaya*). *Postharvest Biology and Technology* 33: 11-26.
- Martínez, Téllez M A, Ramos Clamont M G, Gardea A. A, and Vargas Arispuro I. 2002. Effect of infiltrated polyamines on polygalacturonase activity and chilling injury responses in zucchini squash (*Cucurbita pepo* L.). *Biochemical and Biophysical Research Communications*. 295:98-101.
- McGregor, B M 1987. Manual de transporte de productos tropicales. Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. Manual de Agricultura No.668. 148p
- Mitcham, Elizabeth J, and McDonald Roy E. 1992. Cell wall modification during ripening of 'Keitt' and 'Tommy Atkins' mango fruit. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 117(6):919-924.
- Mohammed, Majeed y Brecht Jeffrey K. 2003. Postharvest Physiology and Pathology of vegetables. Immature fruit vegetables. Edited by Bartz Jerry A, y Brecht Jeffery K. Second Edition. University of Florida Gainesville, Florida, U.S.A., Marcel Dekker, Inc. Pp: 241-256.
- Mokrasch, Lewis C. 1953. Analisis of hexose phosphates and sugar mixtures with the anthrone reagent. Department of physiological Chemistry, University of Wisconsin Medical School, Madison, Wisconsin. P. 55-59.
- Muda, P, Seymour G B, Errington N, Tucker G A. 1995. Compositional changes in cell wall polymers during mango fruit ripening. *Elsevier Science*. 26: 255-260.
- Muy, Rangel Maria D, Siller Cepeda J, Díaz Pérez y Valdez Torres Benigno. 2004a. Efecto de las condiciones de almacenamiento y el encerado en el estado hídrico y la calidad poscosecha de pepino de mesa. *Rev. Fitotecnia*. 27 (2): 157-165.
- Muy, Rangel Maria D, Siller Cepeda J, Díaz Pérez y Valdez Torres Benigno. 2004b. Las condiciones de almacenamiento y el encerado afectan el estado hídrico y la calidad de mango. *Rev. Fitotecnia*. 27 (2): 157-165.

Muy, Rancel M. D. Predicción de la vida de anaquel en hortalizas en función de las condiciones de almacenamiento: Caso ejote y calabacita. Informe Técnico Fundación Produce Sinaloa. Culiacán, Sinaloa p. 1-15.

Paull, Robert E, Gross Ken, y Qui Yunxia. 1999. Changes in papaya cell walls during ripening. *Postharvest Biology and Technology*. 16: 79-89.

Pérez, Carrillo Raquel. 2005. Modelos de superficie de respuesta para estimar la calidad de frutos de chile bell durante el almacenamiento. Tesis de Maestría. Unidad Culiacán en Ciencia y Tecnología de Productos Agrícolas para Zonas Tropicales y Subtropicales. P. 75-78.

Pomper, Kirk W, Brern Patrick J. 1997. Expansion and osmotic adjustment of strawberry fruit during water stress. *Journal Amer. Soc. Hort. Science*. 122(2): 183-189.

Prono, Widayat Heru, Schreiner Monika, Huyskens Keil Susanne, and Peter Lüdders. 2003. Effect of ripening stage and storage temperature on postharvest quality of pepino (*Solanum muricatum* Ait.). *Food, Agriculture & Environment* Vol.1(1): 35-41

Ramírez, Homero, Encina-Rodríguez Lucia I, Benavides-Mendoza Adalberto, Robledo-Torres Valentín, Hernández-Dávila José y Alonso-Corona Saret. 2004. Influencia de la temperatura sobre procesos fisiológicos en poscosecha de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Revista Agraria Nueva Epoca*. Vol 1 (3).

Rodríguez, C Bertha y Porras M Maria del Carmen. 2002. Botánica sistemática. Universidad Autónoma Chapingo. pp 239-241.

Rose, Jocelyn K C, Hadfield Kristen A, Labavitch John M, Bennett Alan B. 1998. Temporal sequence of cell wall disassembly in rapidly ripening melon fruit. *Plant Physiol*. 117: 345-361.

Ruzin, Steven E. 1999. *Plant microtechnique and microscopy*. New York Oxford. Oxford University Press. P. 91-97.

SAGARPA, 2006. http://www.siap.sagarpa.gob.mx/ar_comdeagr.html

Salisbury, Frank B, y Ross Cleon W. 2000. *Fisiología de las Plantas*. Thomson Editores Spain. Capitulo 2 y 3. P. 41-58.

- Serrano, María, Pretel M Teresa, Martínez-Madrid M Concepción, Romojaro Félix, and Riquelme Fernando. 1998. CO₂ treatment of zucchini squash Reduces chilling-induced physiological changes. *J. Agric. Food. Chem.* 46, 2465-2468.
- Seymour, Graham B, Gross Kenneth C, 1996. Cell wall disassembly and fruit softening. *Postharvest News and Information.* 7 (3): 45N-52N
- Shackel, Kenneth A, Greve Carl, Labavitch John M and Ahmadi Hamid. 1991. Cell turgor changes associated with ripening in tomato pericarp tissue. Department of Pomology, University of California, Davis. Pp: 814-816.
- Shewfelt, Robert L. 1990. Quality of fruits and vegetables. A Scientific Status Summary by the Institute of Food Technologists. P. 273-278.
- Shibairo, S I, Upadhyaya M K, y Toivonen P M A. 1997. Postharvest moisture loss characteristics of carrot (*Daucus carota* L.) cultivars during short-term storage. *Sciential Horticulturae.* 71: 1-12.
- Sila, Daniel N, Smout Chantal, Elliot Franklin, Van Loey Ann, y Herdrickx. 2006. Non-enzymatic depolymerization of carrot pectin: Toward a better understanding of carrot texture during thermal processing. *Journal of Food Science.* Vol. 71 (1): 1-9.
- Stole, Smits Trinette, Gerard Beekhuizen Jan, Kok T C, Pijnenburg Mary, Recourt Kees, Derksen Jan and G J Voragen Alphons. 1999. Changes in cell wall polysaccharides of green bean pods during development. *Plant Physiology.* 121: 363-372.
- Sunil, Ratnayake R M, Hurst Paul L, Melton Laurence D, 1999. Texture and the cell wall polysaccharides of buttercup squash 'Delica' (*Cucurbita maxima*). *New Zealand J. Hort. Science.* 27:133-143.
- Thompson, A K. 1971. The storage of mango fruit. *Trop. Agric. (Trinidad).* Vol. 48 (1): 63-70.
- Turner, N C. 1981. Techniques and experimental approaches for the measurement of plant water status. *Plant and Soil.* 58:339-366.
- USDA. United States Department of Agriculture. 2002. National Nutrient Database for Standard Reference. http://www.nal.usda.gov/fnic/foodcomp/cgi-bin/nut_search_new.pl.

Wakabayashi, Kazuyuki. 2000. Changes in cell wall polysaccharides during fruit ripening. *Journal of Plant Research*. Vol. 113: 231-237.

Waldrom K W, Parker M L y Smith A C. 2003. Plant Cell Walls and Food Quality. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*. Pp: 101-106.

Walter, William M, Epley Derek G, and McFeeters Roger F. 1990. Effect of water stress on stored picking cucumbers. *J Agric, Food Chem*. 38, 2185-2191.

Willats, William G T, McCartney Lesley, Mackie William and Knox J Paul. 2001. Pectin: Cell biology and prospects for functional analysis. *Plant Molecular Biology*. 47: 9-27.

Wills, Ron, McGlasson Barry, Graham Doug y Joyce Daryl. 1999. Introducción a la fisiología y manipulación poscosecha de frutas, hortalizas y plantas ornamentales. Segunda Edición. Editorial Acribia, S. A. Zaragoza España. Capítulo 3.

Zivanovic, S, Buescher R W, y Kim K S. 2000. Textural changes in mushrooms (*Agaricus bisporus*) associated with tissue ultrastructure and composition. *Journal Food and Science*. Vol. 65:8.