



UNIVERSIDAD NACIONAL
AVENIDA DE
MEXICO

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE QUÍMICA

**APROVECHAMIENTO INTEGRAL
DE RESIDUOS DE CRUSTÁCEOS:
EVALUACIÓN DE LOS RECUBRIMIENTOS DE
FRUTAS FRESCAS USANDO MEZCLAS DE
QUITINA Y QUITOSANA OBTENIDAS POR
MEDIO DE QUÍMICA VERDE**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

QUÍMICO DE ALIMENTOS

PRESENTA:

SALAS OSORNIO JESSICA

MÉXICO, D.F.

2011





Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Jurado asignado:

Presidente	Dra. María del Carmen Durán Domínguez de Bazúa
Vocal	M. en C. Lucía Cornejo Barrera
Secretario	Q. F. B. Agustín Reyo Herrera
1er. Suplente	Q. F. B. María de Lourdes Osnaya Suárez
2do. Suplente	M. en C. Rolando Salvador García Gómez

LUGAR DE TRABAJO:

Laboratorios 301,302 y 303 de Ingeniería Química Ambiental y Química Ambiental.
Conjunto E. Facultad de Química. Universidad Nacional Autónoma de México.

ASESOR:

DRA. MARÍA DEL CARMEN DURÁN DOMÍNGUEZ DE BAZÚA_____

SUSTENTANTE:

JESSICA SALAS OSORNIO _____

A g r a d e c i m i e n t o s

Al Consejo Coordinador Colegiado del Colegio de Profesores de la Facultad de Química y a la Sección 024 de la Asociación Autónoma del Personal Académico de la UNAM por el apoyo financiero a través de la Cátedra “ALBERTO URBINA DEL RASO” para la realización de esta tesis así como para su impresión. Esta tesis se realizó a lo largo del semestre 2011-2.

Asimismo, se agradece al Programa de Apoyo a Proyectos para la Innovación y Mejoramiento de la Enseñanza, PAPIIME, de la Dirección General de Asuntos del Personal Académico, DGAPA, de la UNAM por el proyecto PE101709 “Apoyo a la enseñanza experimental de las asignaturas terminales de las carreras que se imparten en la Facultad de Química de la UNAM” ya que la alumna cursó la asignatura terminal “Laboratorio de Desarrollo Experimental de Alimentos” y se usaron parte de los fondos asignados para la adquisición complementaria de reactivos.

A la Doctora María del Carmen Durán Domínguez de Bazúa por permitirme formar parte de su equipo de trabajo, por su asesoría y apoyo.

DEDICATORIAS

A mis hermanos Daniel Alejandro y Diego por enseñarme lo maravilloso que ES ser niño y compartir su infancia

A Ulises García por su amor, tolerancia y alegría

A mis amigos Brenda Fabiola Preciado, Alberto Vázquez, Griselda Lara y Ángela Sánchez

A mis amigos de la Facultad de Química Tomás Guerrero, Moisés Luna, Magaly Mares, Estela Hernández, Ana Rosa García, Ulises Nava, Rubí Elizalde, Luis, Sergio San Juan, Lucía Carmona, Blanca Garnica, Tania Ortiz y muchas más que llevo en mi corazón

En especial a José Luis Osornio, quien me enseñó a ser fuerte y nunca dejarme vencer ante las adversidades y a Iván Muñoz, quien me enseñó a sonreír en momentos difíciles

ABREVIATURAS

AA	Ácido ascórbico
AALPUM	Asociación Agrícola Local de Productores de Uva de Mesa (México)
CC	Cefalotórax y exoesqueleto de camarón
CONAFRE	Consejo Nacional de la Fresa (México)
CPD	Cefalotórax y exoesqueleto parcialmente desproteinizados
DGAPA	Dirección General de Asuntos del Personal Académico de la UNAM
FAO	Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, por sus siglas en inglés (<i>Food and Agriculture Organization</i>)
INEGI	Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (actualmente Instituto Nacional de Estadística y Geografía) (México)
IR	Infrarrojo
MAC-141©	Disolvente metanol-agua-cloruro de calcio, relación molar 1:4:1
PAPIME	Proyectos para la Innovación y Mejoramiento de la Enseñanza de la UNAM
SAGARPA	Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (México)
SIAP	Sistema de Información Agroalimentaria y Pesquera (México)
SST	Sólidos solubles totales
IUPAC	Unión Internacional de Química Pura y Aplicada, por sus siglas en inglés (<i>International Union of Pure and Applied Chemistry</i>)
UNAM	Universidad Nacional Autónoma de México

VOCABULARIO

Alimento perecedero	Alimento que, por su composición, características fisicoquímicas y biológicas, puede tener alteraciones de diversa naturaleza en un tiempo determinado y, por lo tanto, exige condiciones especiales de proceso, conservación, almacenamiento, transporte y expendio.
Anfifílico	Moléculas que tienen afinidad por el agua, hidrófila, y también por la grasa, lipófila.
Antifúngicos	Son sustancias naturales o sintéticas que pueden evitar o inhibir el desarrollo de algunos hongos.
Antimicrobianos, agentes	Son sustancias que inhiben el desarrollo de microorganismos como bacterias, hongos, parásitos, etc.
Astaxantina	Pigmento de color rojo presente en forma natural en algunos seres vivos como la langosta, el camarón, los cangrejos, etc.
Bioactividad	Material que induce a una actividad biológica específica.
Biocompatibilidad	Es la habilidad de un material de actuar con una adecuada respuesta al huésped, en una aplicación específica
Biodegradable	Sustancia que se descompone o desintegra con relativa rapidez en compuestos simples por alguna forma de vida como: bacterias, hongos, gusanos e insectos.
Biopolímero	Compuestos con alta masa molecular que pueden extraerse de una materia prima natural. Su principal característica es que pueden degradarse en el medio ambiente como lo hace la materia orgánica proveniente de seres vivos.
Cefalotórax	Del griego κεφαλή, cabeza, y θώραξ, pecho, parte del cuerpo de los crustáceos y arácnidos que está formada por la unión de la cabeza y el tórax.

Celulosa	Polisacárido compuesto de moléculas de glucosa; es pues un homopolisacárido.
Citosol	El citosol (también denominado hialoplasma o matriz citoplasmática aunque cada vez más en desuso), representa el medio líquido interno del citoplasma, que llena todos los espacios fuera de los organelos. <i>No se considera pues parte del citosol el contenido del lumen de los compartimentos separados por membrana.</i> El término fluido intracelular se refiere a todos los fluidos del interior de una célula, tanto del citosol como el fluido del interior de todos los organelos membranosos incluido el núcleo. El citosol es el principal compartimento fluido de la célula, comprendiendo más del 50% del volumen celular. El citosol es la “sopa” dentro del cual los diferentes orgánulos celulares residen y donde tiene lugar la mayoría del metabolismo .
Control	Lote de frutas sin recubrimiento. Usado en esta investigación.
Desacetilación	Es el proceso de eliminación de los grupos acetilo en la molécula de quitina con hidróxido de sodio y temperaturas de hasta 100°C.
Emulsión	Sistema de dos fases que consta de dos líquidos parcialmente miscibles, uno de los cuales es dispersado en el otro en forma de glóbulos. La fase dispersa, discontinua es el líquido desintegrado en glóbulos. El líquido circundante es la fase continua.
Enzima	Proteína catalizadora producida en el interior de un organismo vivo que acelera reacciones químicas específicas.
Epidermis	Capa más externa de células de un organismo. Sus células suelen ser aplanadas y no dejan espacios intercelulares.
mEq	Miliequivalentes

Esporulación	La esporulación o esporogénesis consiste en un proceso de diferenciación celular para llegar a la producción de células reproductivas dispersivas de resistencia llamadas esporas. Este proceso ocurre en hongos, amebas, líquenes, algunos tipos de bacterias, protozoos esporofitos, entre otros.
Exoesqueleto	Esqueleto externo continuo que recubre toda la superficie de los animales del filo artrópodos (arácnidos, insectos, crustáceos y otros grupos relacionados), donde cumple una función protectora, de respiración y otra mecánica, proporcionando el sostén necesario para la eficacia del aparato muscular. En las arañas, por ejemplo, está cubierto por una capa quitinosa muy resistente.
Fosfolípido	Son sustancias casi exclusivas de las membranas celulares, están compuestas por una molécula de glicerol, ácidos grasos esterificados y una molécula de ácido fosfórico, son moléculas de carácter anfifílico.
Hortofrutícola	Se refiere a la cosecha de frutas y hortalizas.
Metabolismo	Es un conjunto integrado de reacciones químicas que tienen lugar en el organismo mediante el cual se obtiene energía para realizar las funciones biológicas.
Micelio	Masa de hifas que constituye el cuerpo vegetativo de un hongo.
Organelo	Los organelos son estructuras que se encuentran dentro de la célula las cuales desarrollan una serie de mecanismos fisiológicos y bioquímicas, los cuales permiten a la célula respirar, “comer” etc.

Osmo- deshidratación	Fenómeno de difusión de líquidos o gases, a través de una sustancia permeable para alguno de los dos. Es el flujo neto de agua a través de una membrana semipermeable, inducida por una diferencia de concentraciones de soluto. Una membrana semipermeable permite el paso de agua y otras sustancias de bajo masa molecular y no las de alto peso moléculas como el azúcar
Patógeno	Microorganismo capaz de causar enfermedad a su huésped (humano, animal, vegetal, etc.).
Permeabilidad	Propiedad de una membrana que permite el paso de algunas sustancias.
Podredumbre	Descomposición, deterioro, pudrición de materia orgánica.
Polietileno	Polímero preparado a partir de etileno (eteno químicamente). Se emplea en la fabricación de envases, tuberías, recubrimientos, etc.
Policatiónico	Molécula con gran número de iones positivos.
Polifenol oxidasa	La polifenol oxidasa es una enzima óxido-reductasa de importancia en productos vegetales ya que está relacionada con el oscurecimiento enzimático que ocurre durante el almacenamiento o durante el procesamiento industrial.
Polímero	Son macromoléculas (generalmente orgánicas) formadas por la unión de moléculas más pequeñas llamadas monómeros.
Polisacárido	Son hidratos de carbono, carbohidratos coloquialmente, que se pueden hidrolizar dando muchas unidades de monosacáridos; son polímeros naturales de los carbohidratos, por ejemplo: celulosa, quitina, almidón.

Postcosecha	Es el tratamiento del producto cosechado (fruto, flor, hoja, bulbo, etc.) hasta llegar al consumidor final o a la unidad de procesamiento si es considerado como materia prima. Manejo, almacenamiento, conservación, empaqueo y transporte de productos agrícolas, como su nombre lo indica posteriormente al periodo de cosecha.
Quitina	Es un polímero de N-acetilglucosamina enlazada por unión β -(1-4). Se encuentra en crustáceos, exoesqueleto de artrópodos, etc., y en las paredes celulares de hongos.
Quitosana	Es un polímero β -(1-4) de monómeros de 2-amino-2-desoxi- β -D-glucosa. Se obtiene de la quitina desacetilada. En algunas referencias se le denomina quitosano o quitosan o quitosán. En esta tesis se le denominará quitosana siguiendo la nomenclatura química para las gomas (con sufijo -ana).
Resinas	La resina es una secreción orgánica que producen muchas plantas, particularmente los árboles del tipo conífera. Es muy valorada por sus propiedades químicas y sus usos asociados, como por ejemplo la producción de barnices, adhesivos y aditivos alimentarios.
Sonicación	Es la aplicación de ultrasonidos a una suspensión. La intensa agitación producida destruye las membranas celulares. Dependiendo de la frecuencia, intensidad y energía aplicada, se pueden destruir asimismo las estructuras subcelulares e incluso solubilizar complejos proteicos. Se aplica en frío para evitar el sobrecalentamiento que podría provocar la desnaturalización de las proteínas u otros biopolímeros.

ÍNDICE

		Página
RESUMEN		1
1.	Problemática	2
	1.1. Justificación	4
	1.2. Objetivos	6
	1.3. Metas	7
	1.4. Alcances	7
2.	Marco teórico	8
	2.1. Quitina y quitosana	8
	2.2. Actividad antifúngica	10
	2.3. Fresas (<i>Fragaria x ananassa</i>)	13
	2.3.1. Zonas y regiones productoras	16
	2.3.2. Composición química de la fresa	17
	2.3.3. Pérdidas postcosecha	17
	2.4. Uvas (<i>Vitis vinifera</i> L.)	18
	2.4.1. Zonas y regiones productoras	22
	2.4.2. Composición química de la uva	22
	2.4.3. Pérdidas postcosecha	23
3.	Metodología	25
4.	Resultados	28
	4.1. Determinación de pH en uva y fresa. Cambios observados	28
	4.2. Determinación del % de acidez en uva y fresa. Cambios observados	30
	4.3. Determinación de sólidos solubles totales medidos en uva y fresa. Cambios observados	32

	4.4. Determinación de vitamina C en uva y fresa. Cambios observados	34
	4.5. Determinación de la pérdida de humedad en uva y fresa. Cambios observados	36
5.	Discusión	38
	Estado de madurez de los frutos para la aplicación de biopelículas de quitina y quitosana	38
	5.1. Efecto de la aplicación de biopelículas de quitina y quitosana en frutos lisos (uva, <i>Vitis vinífera</i> , L.) y rugoso (fresa, <i>Fragaria x ananassa</i>), sobre los parámetros fisicoquímicos de pH, acidez, sólidos solubles, pérdida de humedad y contenido de vitamina C	40
	5.1.1. Determinación de pH en uva y fresa	40
	5.1.2. Acidez	42
	5.1.3. Sólidos solubles totales (SST), medidos en uva y fresa	44
	5.1.4. Vitamina C	46
	5.1.5. Pérdida de masa	47
	5.1.6. Inspección visual de microorganismos	49
6.	Conclusiones y recomendaciones	55
	6.1. Conclusiones	55
	6.2. Recomendaciones	56
	Anexo 1. Análisis de varianza de los datos experimentales	57
	Bibliografía	62

Listado de Tablas, Figuras, Gráficos		Página
Tabla 2.1.	Empleo como recubrimiento, actividad antimicrobiana y antifúngica de la quitina y la quitosana	11-12
Tabla 2.2.	Composición química y aporte nutricio de la fresa (por cada 100g) (Osborne, 1993)	17
Tabla 2.3	Composición nutritiva de la uva por cada 100g de porción comestible (Pérez, 1992)	23
Tabla 4.1.	Características físicas y microbiológicas de las uvas tratadas durante su almacenamiento (Velázquez-Solís, 2010)	50
Tabla 4.2.	Características físicas y microbiológicas de las fresas tratadas durante su almacenamiento (Ortega-Granados, 2010)	52
Figura 2.1.	Estructura química de la quitina y la quitosana	9
Figura 2.2.	Fresas (<i>Fragaria x ananassa</i>)(http://conafresa.com/index.php?option=comcontent&task=view&id=67&Itemid=203)	14
Figura 2.3.	Principales entidades productoras de fresa en México (Baja California, 39%; Guanajuato, 9%; México, 3%; Michoacán, 43%; otros, 6%) (SAGARPA, 2009)	16
Figura 2.4.	Uva (<i>Vitis vinifera</i> , L.) (http://www.piagetti.it/grape.htm)	19
Figura 3.1.	Diagrama de bloques de la obtención de mezclas de quitina y quitosana por método de química verde	25
Figura 3.2.	Diagrama de bloques de la aplicación de biopelículas de quitina y quitosana en frutos lisos (uva, <i>Vitis vinifera</i> L.) y rugoso (fresa, <i>Fragaria x ananassa</i>) y su comparación	26-27
Gráfico 4.1.1.	Cambio en el pH medido durante 12 días en las diferentes biopelículas aplicadas a uvas (Velázquez-Solís, 2010)	28
Gráfico 4.1.2.	Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencias significativas entre los	28

	valores de pH en uva. a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Velázquez-Solís, 2010)	
Gráfico 4.1.3.	Cambio de pH medido durante 7 días en las diferentes biopelículas aplicadas a las fresas (Ortega-Granados, 2010)	29
Gráfico 4.1.4.	Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencias significativas entre los valores de pH en fresa. a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Ortega-Granados, 2010)	29
Gráfico 4.2.1.	Comparación en el cambio % de acidez medido durante 12 días en los diferentes tratamientos con biopelícula de quitina, quitosana y control aplicados a uvas (Velázquez-Solís, 2010)	30
Gráfico 4.2.2.	Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencia significativa entre los valores de % de acidez aplicado a uvas a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Velázquez-Solís, 2010)	30
Gráfico 4.2.3.	Comparación en el cambio % de acidez medido durante 7 días en los diferentes tratamientos con biopelícula de quitina, quitosana y control aplicados a fresas (Ortega-Granados, 2010)	31
Gráfico 4.2.4.	Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencia significativa entre los valores de % de acidez aplicado a fresas a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Ortega-Granados, 2010)	31

Gráfico 4.3.1.	Comparación en el cambio de los % de sólidos solubles totales (SST) por 12 días de los diferentes tratamientos con biopelículas de quitina y quitosana aplicados a uvas (Velázquez-Solís, 2010)	32
Gráfico 4.3.2.	Comparación tratamientos de quitina y quitosana, para la determinación de diferencias significativas entre los valores de % de sólidos solubles totales (SST) en uvas. a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Velázquez-Solís, 2010)	32
Gráfico 4.3.3.	Comparación en el cambio de % de sólidos solubles totales (SST) por 7 días de los diferentes tratamientos con biopelículas de quitina y quitosana aplicados a fresas (Ortega-Granados, 2010)	33
Gráfico 4.3.4.	Comparación tratamientos de quitina y quitosana, para la determinación de diferencias significativas entre los valores de por ciento de sólidos solubles totales (%SST) en fresas. a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Ortega-Granados, 2010)	33
Gráfico 4.4.1.	Comparación en la concentración de vitamina C medida durante 12 días en los diferentes tratamientos con biopelícula de quitina, quitosana y control aplicado a uvas (Velázquez-Solís, 2010)	34
Gráfico 4.4.2.	Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencias significativas entre los valores de vitamina C aplicada a uvas a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Velázquez-Solís, 2010)	34

Gráfico 4.4.3.	Comparación en la concentración de vitamina C medida durante 7 días en los diferentes tratamientos con biopelícula de quitina, quitosana y aplicado a fresas (Ortega-Granados, 2010)	35
Gráfico 4.4.4.	Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencias significativas entre los valores de vitamina C aplicada a fresas a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Ortega-Granados, 2010)	35
Gráfico 4.5.1.	Comparación de la pérdida de humedad medida durante 12 días en los diferentes tratamientos con biopelículas de quitina, quitosana y control aplicados a uvas (Velázquez-Solís, 2010)	36
Gráfico 4.5.2.	Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencias significativas entre los valores de pérdida de humedad aplicados a uvas a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Velázquez-Solís, 2010)	36
Gráfico 4.5.3.	Comparación de la pérdida de humedad medida durante 7 días en los diferentes tratamientos con biopelículas de quitina, quitosana y aplicados a fresas (Ortega-Granados, 2010)	37
Gráfico 4.5.4.	Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencias significativas entre los valores de pérdida de humedad aplicados a fresas a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Ortega-Granados, 2010)	37

RESUMEN

El objetivo de este estudio fue determinar las diferencias en la eficiencia de los recubrimientos de quitina extraída de exoesqueleto y cefalotórax de camarón por métodos ecológicos y quitosana comercial (0.5, 1.0, 1.5, 2.0 %), aplicado a frutos lisos (uva, *Vitis vinifera* L.) y rugosos (fresa, *Fragaria x ananassa*) para alargar su vida útil y mantener su calidad medida como acidez, pH, sólidos solubles totales (SST), grados Brix y contenido de humedad. Se realizó una evaluación de las propiedades físicas y químicas de los frutos para su selección. Con base en sus características físicas se seleccionaron lotes homogéneos, a los cuales se les aplicaron biopelículas de quitosana en diferentes concentraciones (0.5, 1.0, 1.5, 2.0%), quitina y un control. Para la fresa se consideró la homogeneidad en masa, maduración (color rojo) y daño físico no visible; para la uva se determinaron °Bx y tomando uvas con un promedio de °Bx mayor a 16. Se realizó una comparación estadística de los resultados obtenidos de la aplicación de biopelícula de quitina y quitosana a frutos para la determinación de diferencias significativas ($p < 0.05$), con un análisis de varianza andeva (*anova* en inglés) empleando el programa Statgraphics Plus v. 5.1, analizando los parámetros de pH, acidez, sólidos solubles totales (SST) y vitamina C para uvas (*Vitis vinifera* L.) y fresas (*Fragaria x ananassa*). Los resultados obtenidos indican que la aplicación de la biopelícula de quitina disminuye significativamente ($p < 0.05$) la pérdida de humedad mientras que la biopelícula de quitosana al 2.0% fue la que presentó una mejora en las características físicas de la fresa como brillo, firmeza y textura, mejorando también la retención de agua y disminuyendo la pérdida de % de sólidos solubles totales (SST). Las biopelículas de quitina y quitosana aplicadas a los lotes de uva no mostraron tener efecto antifúngico y no hubo mejora en cuanto a las características físicas como textura, brillo y firmeza. Sin embargo, la biopelícula de quitina disminuye la pérdida de vitamina C en uvas.

Palabras clave: Aprovechamiento integral, residuos de crustáceos, recubrimientos, frutas frescas, quitina, quitosana, química verde

CAPÍTULO 1.

PROBLEMÁTICA

En los últimos años se ha hecho cada vez más indispensable el uso de tecnologías menos agresivas para el medio ambiente y las tecnologías empleadas para los alimentos no son la excepción. Hoy en día se busca que los alimentos perecederos lleguen al consumidor con la menor cantidad posible, tanto de plaguicidas o pesticidas como de conservadores químicos que pudieran ser nocivos para la salud.

Las investigaciones de nuevas tecnologías han permitido que en algunos de los alimentos esto se logre mediante el uso de recubrimientos y biopelículas obtenidas a partir de subproductos naturales que logren sustituir en un futuro el uso de aditivos sintéticos para el alargamiento de su vida de anaquel y quizá de los pesticidas empleados después de las cosechas.

En los alimentos perecederos se han buscado opciones para alargar la vida de anaquel. La aplicación de biopelículas de quitina y quitosana ha sido evaluada como una opción para este propósito. Diversos autores han publicado el uso de biopelículas de quitosana aplicado a productos hortofrutícolas con efectos benéficos en el control de enfermedades postcosecha.

Un ejemplo lo representan las fresas a las que se les ha aplicado una biopelícula de 1.5% de quitosana disuelta en agua acidulada y gluconato de calcio, que inhibió el crecimiento del hongo *Botrytis cinerea*, el cual fue inoculado durante un lapso dado de almacenamiento (Hernández-Muñoz et al., 2008). En jitomate¹, la

¹ Jitomate es el nombre del fruto rojo *Lycopersicon esculentum* originario de México. Planta solanácea. Del náhuatl *xictli* ombligo y *tómatl* tomate, tomate con ombligo. Martínez lista al menos 20 variedades de esta planta solanácea. El tomate verde es otra especie de fruto muy usado para suavizar el sabor del chile y nunca se transforma en rojo sino amarillo. Destaca *Physalis angulata* L. que es el más comúnmente usado (Cabrera, 2002). Por tanto, debiera

aplicación de quitosana retrasa el desarrollo de la pudrición blanda ocasionada por *Rhizopus stolonifer* (Bautista-Baños y Bravo-Luna, 2004).

La aplicación de quitosana en concentraciones de 0.5 y 1.0 % en solución acuosa acidulada con ácido acético glacial (0.5% v/v), en combinación con 10 y 20% de etanol, respectivamente, mostró una reducción en la respiración de las uvas, con 0.5% de quitosana en solución acuosa acidulada en combinación con etanol mostró mejores resultados en la reducción del moho gris causado por *Botrytis cinerea*. Según los autores, dichos tratamientos no fueron tóxicos (Romanazzi et al., 2007). En la aplicación de quitosana a las uvas con una concentración de 1.0% se obtuvo una mayor reducción de la enfermedad causada por *Botrytis cinerea* (Romanazzi et al., 2002).

En ciruelas mexicanas se aplicó quitosana en concentraciones de 0.5, 1.0, 1.5, 2.0 y 2.5% en solución acuosa acidulada con ácido acético (2 mL/100 mL agua destilada), almacenándolas a 12, 15 y 27°C en donde se observó que los niveles de infección más bajos fueron las tratadas con quitosana al 2.0 y 2.5% a 12°C, donde los principales microorganismos aislados fueron *Fusarium spp*, seguidos por *Colletotrichum gloeosporioides*, *Penicillium digitatum* y *Rhizopus stonifer*. Las ciruelas tratadas reportaron un aumento en los sólidos solubles totales (SST) y pérdida de humedad, siendo mayor en los frutos sin quitosana (Bautista-Baños et al., 2006); entre otros artículos reportados.

Por otra parte, la quitina se ha empleado en la reducción del oscurecimiento no deseado (por actividad enzimática de la polifenol oxidasa) en rodajas de plátano, en donde se encontró que la quitina ayuda a la disminución de dicho oscurecimiento (Waliszewski et al., 2002).

usarse SIEMPRE jitomate para la variedad roja y no tomate que es el nombre genérico de más de 25 diferentes frutos y que, para diferenciarse entre ellos llevan diferentes prefijos (xaltomate, miltomate, etc.)

1.1. JUSTIFICACIÓN

Los alimentos vegetales han desarrollado mecanismos naturales para protegerse del ataque de microorganismos en general, los cuales están dados en parámetros intrínsecos tales como el valor de pH, la humedad, el contenido nutricional y la producción de sustancias antimicrobianas naturales, como por ejemplo los flavonoides se ubican principalmente en las hojas y en el exterior de las plantas, apareciendo sólo rastros de ellos en las partes de la planta por encima de la superficie del suelo. En la uva, estas moléculas se localizan en la piel, especialmente en las células epidérmicas y en las pepitas. Su cantidad y tipo depende principalmente de la variedad de la vid, del clima, del terreno y de las prácticas de cultivo.

La aplicación de ceras sobre la superficie de los frutos es una práctica habitual en el manejo postcosecha de los frutos. Normalmente, se emplean emulsiones acuosas de ceras y resinas (Ratón, 2004; Salvador et al., 2003). La composición de estos recubrimientos influye sobre el comportamiento fisiológico del fruto, modificando la permeabilidad del vapor de agua y los gases de respiración O₂ y CO₂ pudiendo afectar el aroma y sabor del fruto (Cuquerella et al., 1988). Actualmente, los recubrimientos contienen polietileno junto con alguna resina o cera natural. El interés creciente de los consumidores por evitar compuestos sintéticos aplicados a frutos frescos hace necesaria la introducción de productos naturales que sirven de alternativa para conseguir una calidad aceptable en la comercialización de fruta (Galletta et al., 2005; Salvador et al., 2003).

Estudios recientes proponen desarrollar aplicaciones de recubrimientos naturales como la quitina que se desecha en la actualidad por la industria camaronera en forma de exoesqueleto y cefalotórax de camarón (CC). Actualmente, la quitina se extrae de una forma ambientalmente amigable, en los Laboratorios 301, 302 y 303 del Edificio E-3 de la Facultad de Química de la UNAM, utilizando cefalotórax y exoesqueletos parcialmente desproteinizados (CPD) mezclados con un disolvente

de metanol-agua-cloruro de calcio en una relación molar 1:4:1 (MAC-141©), pudiendo obtener la quitina en su forma líquida (Flores-Ortega y col., 2004).

Se propone en el proyecto global de investigación la aplicación directa de quitina en fase líquida como recubrimiento de frutos frescos para su conservación. Así mismo, se propone hacer la comparación con quitosana grado reactivo analítico en concentraciones de 0.5, 1, 1.5, 2%, ya que la quitosana, por ser más soluble, se ha venido empleando para recubrimientos de frutos, en especial de uvas, fresas, mandarinas, papayas y otras frutas tropicales, como ya se mencionó (Asgar, 2008; Domínguez et al., 2003; Salvador et al., 2003).

Hoy en día hay pocos estudios que reporten la aplicación de quitina² en productos hortofrutícolas debido a su insolubilidad en agua, solventes orgánicos y soluciones diluidas ácidas o básicas (Gacén, 1996). Waliszewski y colaboradores (2002) reportaron el uso de quitina en concentraciones de 0.01, 0.05 y 0.1% m/v aplicado a rodajas de plátano en condiciones de osmodeshidratación, encontrando que la quitina al 0.01% m/v ayuda a prevenir oscurecimiento no deseado causado por acción de la oxidación del oxígeno del aire.

En esta investigación global se probará la utilidad de estos recubrimientos en dos tipos de frutos, uno liso, la uva, *Vitis vinífera* L. (Velázquez-Solís, 2010) y otro rugoso, la fresa, *Fragaria x ananassa* (Ortega-Granados, 2010), con la finalidad de medir parámetros fisicoquímicos, comparar las diferentes biopelículas y midiendo la eficiencia de éstas en ambos frutos, los cuales tienen características físicas y morfológicas distintas. Esta comparación servirá para determinar si la aplicación de estas biopelículas resulta benéfica para alargar la vida útil de ambos frutos y con ello proponerlo como un método más en la conservación para su tratamiento

² La quitina es insoluble en muchos solventes comunes y por ello casi no ha sido empleada. Esta investigación se basa en el desarrollo de un disolvente inocuo obtenido a partir de una mezcla de metanol-agua-cloruro de calcio, MAC ©©, para mantener la quitina en solución y poder aplicarla sobre los alimentos, en este caso las uvas y las fresas. La información sobre la metodología de obtención de la mezcla está en la literatura (Flores-Ortega y col., 2004; Sarabia-Bañuelos, 2011)

postcosecha, ya que esa biopelícula no es dañina ni agresiva con el ambiente y es de fácil aplicación.

1.2. OBJETIVOS

Los objetivos de esta investigación fueron:

General

- Determinar la eficiencia, medida mediante parámetros fisicoquímicos como acidez, pH, sólidos solubles totales, vitamina C y contenido de humedad, de recubrimientos de soluciones de quitina y de quitosana grado analítico (0.5, 1.0, 1.5, 2.0 %) aplicados a frutos lisos (uva, *Vitis vinifera* L.) y rugosos (fresa, *Fragaria x ananassa*).

Específicos

- Determinar algunos parámetros fisicoquímicos, como el % de acidez, el valor de pH, el % de sólidos solubles totales SST, el contenido de vitamina C y la pérdida de humedad correlacionándolos con el deterioro visual (subjetivo) durante su almacenamiento a temperatura ambiente ($20\pm 2^{\circ}\text{C}$).
- Extraer quitina de manera experimental a partir de cefalotórax y exoesqueleto parcialmente desproteínizado (CPD) obtenido en mercados de mariscos para su aplicación en forma de biopelícula sobre las uvas y las fresas modificando el proceso de extracción con la adición de la operación unitaria de sonicación promoviendo la desacetilación parcial de la quitina (Sarabia-Bañuelos, 2011).

1.3. METAS

Para alcanzar los objetivos planteados, se establecieron las siguientes metas:

Estudio del efecto de la adición de biopelículas de quitina extraída experimentalmente de exoesqueletos y cefalotórax de camarón por métodos ecológicos mediante la utilización del disolvente metanol-agua-cloruro de calcio, en una relación molar 1:4:1 (MAC-141©) más sonicación de acuerdo con lo establecido en la literatura (Sarabia-Bañuelos, 2011), mediante la determinación de diferentes parámetros en un lapso dado de vida de anaquel, controlando para ello la preparación de los reactivos y la estandarización de los lotes de uvas y fresas y evaluando estadísticamente los resultados de los dos tipos de fruta, lisa y rugosa.

Estudio del efecto de la adición de biopelículas de quitosana Sigma grado analítico disuelta en soluciones acuosas aciduladas con ácido acético, mediante la determinación de diferentes parámetros en un lapso dado de vida de anaquel, controlando para ello la preparación de los reactivos y la estandarización de los lotes de uvas y fresas y evaluando estadísticamente los resultados de los dos tipos de fruta, lisa y rugosa.

1.4. ALCANCES

No se consideraron estudios microbiológicos. Solamente se evaluaron visualmente los frutos para ver si presentaban zonas de desarrollo de hongos microscópicos.

CAPÍTULO 2. MARCO TEÓRICO

2.1. Quitina y quitosana

La explotación de camarón en México ocupa el cuarto lugar dentro de las industrias pesqueras de mayor producción, lo que genera un problema de contaminación ya que las fracciones no comestibles del camarón, exoesqueleto y cefalotórax, representan un gran desperdicio en esta industria (García-Gómez et al., 2005). Esto implica un desperdicio de aproximadamente 30 a 50% de la masa total de cada organismo que se desecha en altamar, puertos o tiraderos municipales.

La cáscara o exoesqueleto y la cabeza o cefalotórax de camarón están formados en su mayoría por proteínas, carbonato de calcio y quitina. También tienen, en menor cantidad, grasas y el pigmento llamado astaxantina (Flores-Ortega, 2008). Se calcula que hay entre 14 y 27% de quitina en esos subproductos de camarón secos (Flores-Ortega, 2004).

La quitina fue descubierta en 1811 por Braconot, al aislar un material nitrogenado en sus estudios sobre la química de los hongos. Rouget descubrió en 1859 que el tratamiento de la quitina con una solución concentrada de hidróxido de potasio a ebullición la modificaba transformándola en un compuesto soluble en soluciones de ácidos diluidos, más tarde designado como quitosano³ por Hoppe-Seiler (Gacén, 1996).

³ La quitosana, también conocida como *quitosano*, *quitosán*, *quitosan*, es una goma derivada sintéticamente de la quitina por desacetilación. De acuerdo con la nomenclatura química, los nombres de las gomas tienen como prefijo el compuesto del que se originan y como sufijo la terminación -ana. Ejemplos de esta forma de nombrar a estos compuestos son la dextrana, la xantana, la pululana, etc. Siendo una goma derivada de la quitina, debiera haberse llamado quitana pero, por motivos históricos se le ha llamado quitosana, palabra que será usada en este documento

El nombre químico de la quitina es poli- α -(1,4)-N-acetil-D-glucosamina. Es un polímero similar al de la celulosa. En la Figura 2.1a se presenta la estructura de este polisacárido.

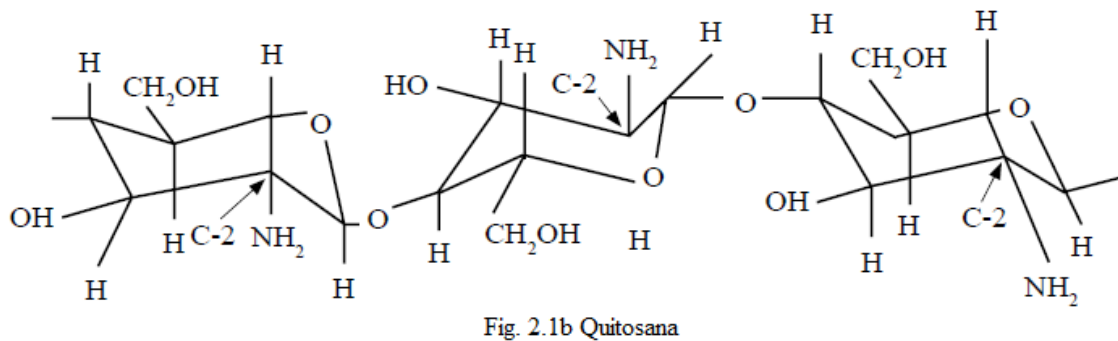
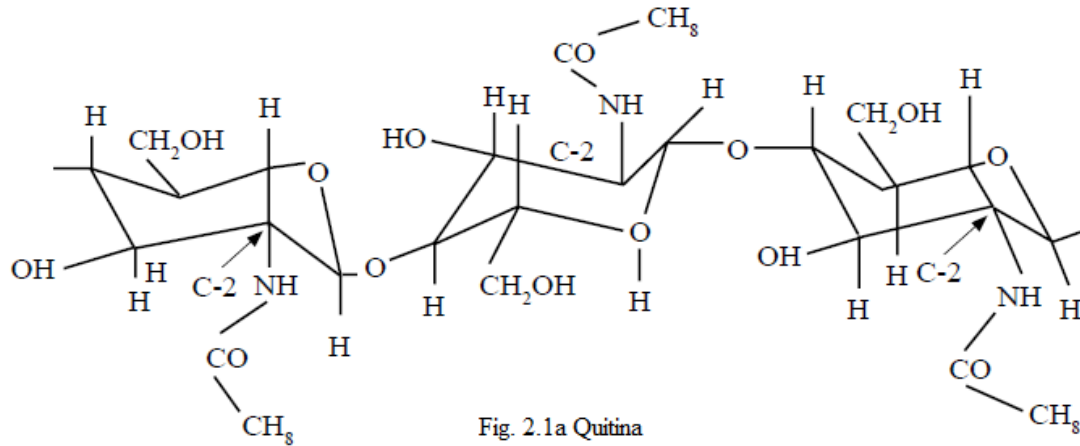


Figura 2.1. Estructura química de la quitina y la quitosana

La quitosana, Figura 2.1b, no se presenta como tal en la naturaleza sino que se obtiene de la quitina. Es un polímero lineal de alta masa⁴ molecular,

⁴ El **peso**, en física, es la medida de la fuerza que ejerce la gravedad sobre la masa de un cuerpo. Normalmente, se considera respecto de la fuerza de gravedad terrestre. El peso depende de la intensidad del campo gravitatorio, de la posición relativa de los cuerpos y de la masa de los mismos. La **masa** es una propiedad característica de los cuerpos: La cantidad de materia y no depende de la intensidad del campo gravitatorio, ni de su posición en el espacio. Por ejemplo, una persona de 60 kg de **masa**, pesa 60 **kg-fuerza** en la superficie de la Tierra; pero, la misma persona, en la superficie de la Luna pesaría sólo unos 10 kg-fuerza; sin embargo, su masa

biodegradable, formado por N-acetil-D-glucosamina unidos por enlaces β -(1,4), cuya denominación química, según la IUPAC es 2-amino-2-desoxi-D-glucopiranososa (D-glucosaminaGlcN) y 2-acetamida-2-desoxi-D-glucopiranososa-N-acetil-gluco-amina.

La quitosana es la que más se emplea en las industrias de medicina, cosmetología, alimentaria y agrícola (Bautista-Baños y Bravo-Luna, 2004) justamente por ser más soluble que la quitina. Se caracteriza biológicamente por su biocompatibilidad (polímero natural no tóxico, biodegradable a los componentes normales del cuerpo) y por su bioactividad (aceleración de la curación de las heridas, disminución del colesterol, estimulante del sistema inmune) (Gacén, 1996).

Los usos de la quitosana han aumentado en áreas relacionadas con la agricultura, ya que son empleadas para el recubrimiento de frutos y vegetales, en donde se ha observado una disminución en las pérdidas de transpiración, la carga microbiana permanece baja o se ve inhibida por la quitosana y se activan los mecanismos de defensa de los productos hortofrutícolas.

2.2. Actividad antifúngica

La actividad antifúngica de la quitosana ha sido reportada en varios estudios, en los que se señala que se inhibe el desarrollo de hongos causantes de enfermedades postcosecha, manifestándose esta inhibición en el crecimiento micelial, en la esporulación o en ambos estados de desarrollo. La quitosana se adhiere a la membrana plasmática de los hongos gracias a sus interacciones electrostáticas entre las cargas positivas de la quitosana y las cargas negativas de los fosfolípidos formadores de la membrana. Una vez adherida causa filtración a

seguirá siendo de 60 kg. Las unidades de **peso** y **masa** tienen una larga historia compartida, en parte porque su diferencia no fue bien entendida cuando dichas unidades comenzaron a utilizarse. Cotidianamente, el término "peso" se utiliza a menudo **erróneamente** como sinónimo de masa. La unidad de masa del SI es el kilogramo, kg

través de ella hasta llegar al citosol de la célula *lisando*⁵ las células (Ramos-García et al., 2010).

La aplicación de quitosana como recubrimiento y sus propiedades antifúngicas se ha estudiado ampliamente y se ha aplicado en una gran diversidad de hongos, que afectan al desarrollo de frutos y hortalizas produciendo pérdidas importantes en las cosechas. En la Tabla 2.1 se presenta un resumen de los estudios más sobresalientes en cuanto a la aplicación de quitina y quitosana como control de enfermedades pre y postcosecha de alimentos perecederos.

De acuerdo con la Tabla 2.1, se muestran algunas de las aplicaciones más relevantes de estudios realizados en los últimos años acerca del uso de recubrimientos de quitosana en productos hortofrutícolas y uno solo de quitina. En ellos se observa que, para el caso específico de la quitina, su aplicación como recubrimiento no ha sido explotado, pues al ser un polímero que es totalmente insoluble en comparación con la quitosana se ve limitado su uso.

Tabla 2.1. Empleo como recubrimiento, actividad antimicrobiana y antifúngica de la quitina y la quitosana

Polímero en soluciones acuosas aciduladas	Efectos	Alimento	Referencia
Quitosana en concentración 0.5, 1.0 y 2.0%	Reducción de la respiración Inhibe: <i>Botrytis cinerea</i> , <i>Penicillium digitatum</i>	Uva de mesa	Romanazzi et al., 2007
1.5% Quitosana 1.0%Quitosana+0.5% gluconato de calcio	Inhibe el desarrollo del hongo durante el almacenamiento, disminución en la tasa de respiración La adición de calcio a la solución de quitosana al 1% aumentó la firmeza del fruto Inhibe: <i>Botrytis cinerea</i>	Fresa	Hernández-Muñoz et al., 2008

⁵ El verbo *lisar* no existe. Solamente la palabra lisis, del griego λύσις, solución, de una sustancia por rotura de sus enlaces químicos

Tabla 2.1. Empleo como recubrimiento, actividad antimicrobiana y antifúngica de la quitina y la quitosana (Continuación)

Polímero en soluciones acuosas aciduladas	Efectos	Alimento	Referencia
Quitosana 1.0%	Reducción significativa de la infección. Aumento significativo de la actividad de la fenilalanina amonio-liasa (PAL) Inhibe : <i>Botrytis cinerea</i>	Uva de mesa	Romanazzi et al., 2002
Quitosana en concentraciones de 0.5, 1.0 y 2.0%	La tasa de respiración, pérdida de firmeza y el cambio de color se inhibió de manera eficiente durante el almacenamiento por la capa de quitosana. La concentración al 2% fue la más efectiva Inhibe: <i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	Mango	Zhu et al., 2008
Concentraciones de quitosana al 1.0,1.5, 2.0% de alta, mediana y baja masa molecular	La aplicación de biopelículas de quitosana retrasó el desarrollo de la pudrición blanda aunque no hubo diferencia en la actividad antifúngica entre las concentraciones de quitosana aplicada Inhibe: <i>Rhizopus stolonifer</i>	Tomate (jitomate)	Bautista-Baños y Bravo-Luna, 2004
Quitosana en concentraciones de 0.4-2.0%	Durazno: reducción en el área de lesión; pera japonesa: menor porcentaje de infección en frutos tratados (0.4%); kiwi: reducción en la pudrición (1%) Inhibe : <i>Botrytis cinerea</i>	Durazno, pera japonesa y kiwi	Du et al., 1997
Quitosana en concentraciones de 0.6 y 1.25%	Podría ser una alternativa en el uso de ceras de polietileno ya que mantiene mejor firmeza en la fruta	Mandarina	Salvador et al., 2003
Quitina en concentraciones de 0.01, 0.05 y 0.1% m/m	La quitina al 0.01% m/v ayuda a prevenir oscurecimiento no deseado por acción de la oxidación durante la osmo-deshidratación de las rebanadas de fruta	Banana (plátano tipo Tabasco)	Waliszewski et al., 2002

En el único estudio encontrado sobre el uso de quitina en frutas, realizado por Waliszewski y colaboradores (2002), los autores aplicaron la quitina en concentraciones de 0.01, 0.05 y 0.1% m/m en jarabes a rodajas de plátano para evitar la oxidación que ocasiona el oscurecimiento no deseado y, además, se estudió su aplicación como método de conservación, encontrando que la quitina ayuda significativamente con la reducción del fenómeno de oscurecimiento y alarga su vida útil.

La quitosana sí ha tenido una mayor cantidad de aplicaciones en diferentes áreas como la agricultura, industria de alimentos, en empaques, cosmetología, medicina, entre otras, debido a sus características de solubilidad y a su capacidad de formar biopelículas (Flores-Ortega, 2004).

La quitosana se ha empleado durante el manejo pre- y postcosecha para la conservación de frutos como jitomate, durazno, pera, kiwi, mandarina, fresa, uva de mesa, entre otros (Tabla 2.1). En la mayoría de los artículos citados reportan que la quitosana ha mejorado la calidad de los frutos y, además, ha logrado inhibir el desarrollo de hongos patógenos mediante la inducción de factores de respuesta del huésped.

De acuerdo con esta investigación se pondrá énfasis en la utilización de la quitina pues ha tenido muy poca aplicación en el área de alimentos. La comparación se hará con un control (frutas sin película) y con quitosana grado analítico (Sigma) disuelta en agua destilada acidulada con ácido acético, aplicada como biopelícula de dos frutos, uno rugoso, la fresa (*Fragaria x ananassa*, L) y otro liso, la uva (*Vitis vinífera* L).

2.3. Fresas (*Fragaria x ananassa*)

Las fresas, desde el punto de vista botánico, se ubican en la familia *Rosaceae*, subfamilia Rosídeas, género *Fragaria* y especie *Fragaria* sp. Sus nombres más

comunes son fresa o frutilla en español, *fragans* en latín, *strawberry* en inglés y *Erdbeere* en alemán. La planta de fresón es de tipo herbáceo y perenne, de tallos rastreros nudosos y con estolones; hojas grandes trifoliadas y frutos de color rojo muy aromáticos (CONAFRE, 2007).

El fruto maduro tiene hasta 5 cm de diámetro. Posee forma achatada, globulosa, cónica alargada, cónica alargada de cuello, en cuña alargada y en cuña corta. Su color puede ser rosado, carmín, rojo o púrpura (Figura 2.1). El fruto comestible, denominado botánicamente *eterio*, es un fruto falso, producto del engrosamiento del receptáculo floral, sobre ese falso fruto o frutilla se encuentran gran cantidad de semillas pequeñas, que son los frutos verdaderos llamados aquenios. Los aquenios, llamados vulgarmente semillas, son frutos secos indehiscentes, unisemillados de aproximadamente 1mm de largo que se encuentran insertados en la superficie del receptáculo o en pequeñas depresiones mas o menos profundas denominadas criptas de los aquenios. Pueden ser amarillos, rojos, verdes o marrón. Un fruto mediano tiene de 150 a 200 aquenios, pudiendo llegar hasta los 400 en los frutos de gran tamaño (CONAFRE, 2007).



Figura 2.2. Fresas (*Fragaria x ananassa*)
(http://conafresa.com/index.php?option=com_content&task=view&id=67&Itemid=203)

La fresa es un fruto no climatérico⁶ que se cultiva después de 30 a 40 días de la floración. Su vida útil es de 2 a 3 días después de la cosecha y de 4 a 5 días almacenadas en refrigeración. Este fruto posee una epidermis muy delgada y frágil que lo hace ser muy susceptible al daño mecánico durante la cosecha y el almacenamiento. Sin embargo, las pérdidas postcosecha se deben principalmente a la podredumbre gris causada por infección de *Botrytis cinerea* generando daños en la fresa tales como: pérdida de firmeza, color y sabor desagradables, que conducen a la disminución de la vida útil (Thompson, 2003). La plaga de *Botrytis* ataca a todas las partes de la planta, pero los mayores daños se producen en los frutos llegando a destruir en casos graves hasta el 60-70% de estos. Los frutos son atacados tanto si están aún verdes, como en la fase de maduración, como en los contenedores después de su recolección hasta el momento del consumo siempre que esté presente un micelio sobre algún fruto (Branzanti, 1989).

Para preservar la calidad de la fresa y extender su vida de anaquel, pueden utilizarse diversos métodos, como atmósferas modificadas, las cuales se consiguen comúnmente mediante el envasado en biopelículas plásticas; la refrigeración y el recubrimiento a base de proteínas, polisacáridos y lípidos, cuyo fin es inhibir la migración de humedad, oxígeno y dióxido de carbono de los frutos, disminuyendo el ataque fúngico y la pérdida de masa.

⁶ Según el proceso de maduración (en la maduración se produce un proceso acelerado de respiración dependiente del oxígeno molecular, que se denomina subida climatérica y sirve para clasificarlas):

- **Frutas climatéricas**, aquellas que sufren bruscamente la subida climatérica. Entre las frutas climatéricas se tienen: manzana, pera, plátano, chabacano, melón, durazno y chirimoya. Estas frutas sufren una maduración brusca y grandes cambios de color, textura y composición. Normalmente se recolectan en estado preclimatérico, y se almacenan en condiciones controladas para que la maduración no tenga lugar hasta el momento de sacarlas al mercado
- **Frutas no climatéricas**, las que presentan una subida climatérica lentamente y de forma atenuada. Entre las no climatéricas están: naranja, limón, mandarina, piña, uva y fresa. Estas frutas maduran de forma lenta y no tienen cambios bruscos en su aspecto y composición. Algunas de ellas presentan mayor contenido de almidón. La recolección se hace después de la maduración porque si se hace cuando están verdes luego no maduran, sólo se ponen blandas

Es un fruto originario de las zonas montañosas de Europa, Asia y América del Norte. Económicamente es un fruto muy importante para México ya que ocupa el quinto lugar a nivel mundial en cuanto a la producción y exportación, siendo Estados Unidos y España los principales productores (FAO, 2006).

2.3.1 Zonas y regiones productoras

México registró en 2008 una superficie cultivada de fresa de 6 mil 171ha, obteniéndose una producción de 208 mil 932 t, por lo que alcanzó un rendimiento promedio de 33.86 t/ha y un valor de 1 millón 482 mil 824 pesos según el INEGI en su publicación “El sector alimentario en México 2009” (INEGI, 2009).

En México existen doce estados en los que se produce fresa. Estos estados son: Aguascalientes, Chihuahua, Durango, Jalisco, Morelos, Nayarit y Querétaro. Aunque las principales entidades productoras de esta frutilla son Baja California, Guanajuato, Estado de México y Michoacán (Figura 2.2). Michoacán es el primer estado productor de fresa en el país, pues se considera que esta entidad participa con el 51% de la superficie sembrada, el 55% de cosecha y el 52% de la producción total del país en el ciclo otoño-invierno, mientras que en el ciclo primavera-verano el principal productor es Guanajuato (SAGARPA, 2009).

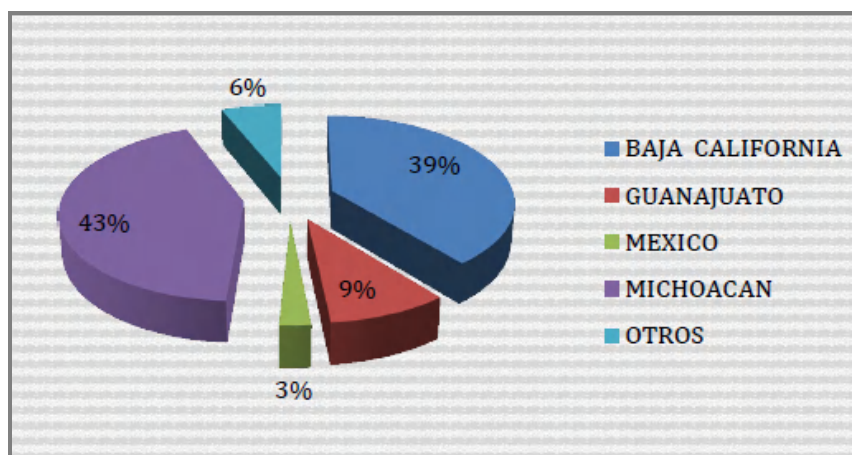


Figura 2.3. Principales entidades productoras de fresa en México (Baja California, 39%; Guanajuato, 9%; México, 3%; Michoacán, 43%; otros, 6%) (SAGARPA, 2009)

2.3.2 Composición química de la fresa

La fresa es un fruto que aporta pocas kilocalorías ya que su componente principal es el agua y el segundo más abundante son los hidratos de carbono (fructosa, glucosa y xilitol) (Tabla 2.2). Aporta fibra y en lo que se refiere a otros nutrientes y compuestos orgánicos, resalta su importante contenido de vitamina C y, en menor proporción, su contenido de vitamina E y los flavonoides, pigmentos vegetales que le confieren a la fresa su color característico. Su pH oscila entre 3.0-3.5 cuando está fresca (Osborne, 1993).

Tabla 2.2. Composición química y aporte nutricio de la fresa (por cada 100 g)
(Osborne, 1993)

Valor energético, kcal	27
Porción comestible, %	0.95
Agua, g	89.5
Hidratos de carbono, g	6
Azúcares totales, mg	6
Proteína, g	0.8
Nitrógeno total, g	0.13
Almidón, g	0
Vitamina C, mg	77
Vitamina E, mg	0.2
Vitamina B6, mg	0.06

2.3.3 Pérdidas postcosecha

La recolección es manual, debido a que la fruta es altamente perecedera, debe cosecharse cada tres días y manejarse con mucho cuidado. Se debe empezar a manejar la fruta desde antes de su formación y su desarrollo, para que llegue en buenas condiciones a la cosecha. A partir del momento de la cosecha, se inicia otro proceso de gran importancia, como es el de seleccionar la fruta, empacarla,

transportarla y almacenarla adecuadamente. Una fruta de fresa cosechada en plena maduración y mantenida a temperatura ambiente, se deteriora en un 80% en sólo 8 horas. La selección de la fruta se hace de acuerdo con el mercado al que se dirige, lo mismo que el empaque. Estas labores se inician en el momento de la cosecha, cuando se separan las frutas de acuerdo con la calidad y se empacan en el mismo lugar (SAGARPA, 2009).

Las enfermedades producidas por hongos son las principales causas de las pérdidas postcosecha en los frutos y la fresa no es la excepción. La principal pérdida en la fresa es causada por *Botrytis cinerea*⁷, que puede desarrollarse incluso a temperaturas de 0°C, aunque con una menor velocidad y que genera daños al color, textura y firmeza del fruto, Los daños mecánicos y malas condiciones de humedad y temperatura durante el transporte aumentan significativamente dichas pérdidas.

La degradación de los pigmentos causada por el incremento de la actividad de la polifenoloxidasa como resultado de un estrés fisiológico producido por la pérdida de masa, podría contribuir al desarrollo del pardeamiento superficial del fruto durante el almacenaje. La manipulación adecuada de las fresas reduce la pérdida de masa durante el manejo postcosecha, como las operaciones de preenfriamiento, embalaje adecuado y almacenamiento en condiciones óptimas de temperatura y humedad relativa. Éstas deberían contribuir al mantenimiento de color durante el traslado y venta al menudeo.

2.4. Uvas (*Vitis vinífera* L.)

La vid es una planta dicotiledónea. Pertenece a la familia de las *vitaceae*, género *vitis*, especie *vinífera*. La vid es una planta perenne y posee un periodo vegetativo

⁷ *Botrytis cinerea* produce un moho de coloración grisáceo sobre los tejidos afectados. De ahí su denominación coloquial de podredumbre gris y con frecuencia su patogenicidad va seguida de un cambio hacia una invasión agresiva del fruto recolectado. Para su desarrollo necesita una elevada humedad relativa (la óptima es del 95%), mientras que las temperaturas bajas (4-23°C) favorecen su proliferación (Pérez-Guillén y Ramos-López, 2006)

con cosechas anuales, empezando a producir a partir del tercer año de instalada, con alturas de 1 o 2 metros (Fig. 2.4). Sus hojas son de forma variable, pero siempre lobuladas y ligeramente dentadas, su color varía en tonalidad de verde, dependiendo de la variedad, es un arbusto trepador, con ramas cilíndricas, tiene flores pequeñas y poco aparentes, son de color verdoso. El fruto (la uva) es una baya ovalada o redonda que puede contener varias semillas (Del Solar et al., 2002).



Figura 2.4. Uva (*Vitis vinifera*, L.) (<http://www.piagetti.it/grape.htm>)

El fruto se compone de 88% de pulpa, 8% de hollejo y 4% de semillas, las funciones del jugo son hidratar sostener y nutrir al fruto. El fruto está constituido por el hollejo o cáscara, brinda protección y aroma característico a cada especie. La pulpa, que es jugosa e incolora, se compone principalmente de azúcares y ácidos.

El sabor de la uva puede modificarse por los factores de clima y suelo. Las semillas se localizan al centro de la pulpa, generalmente son dos en cada fruto y principalmente contienen ácidos grasos. Sin embargo existen uvas que no poseen semillas, se denominan uvas apirenas o uvas castradas. Este aspecto resulta benéfico para la elaboración del vino ya que al ser estrujadas no se contamina el mosto de grasas y resinas, lo cual favorece su sabor (Pérez, 1992).

La baya (pericarpio) está constituida por tres componentes principales: a) epicarpio o biopelícula; b) mesocarpio o pulpa; y c) endocarpio o pared interna de la pulpa (Pérez, 1992).

La piel o biopelícula forma un conjunto heterogéneo constituido por cutícula o epidermis, de aproximadamente 2-4 micrómetros de espesor, la piel envuelve al fruto y actúa de la misma forma que un recubrimiento elástico, distendiéndose a medida que va creciendo la uva. La cutícula está recubierta por finas granulaciones de purina, compuesta por plaquetas hidrófobas de cera traslapada, cera que consiste químicamente de ácido oleoico y cera blanda constituida por una mezcla compleja de compuestos orgánicos de alcoholes grasos como componentes mayores (Del Solar et al., 2002).

El color de su piel es diferente según las variedades, pudiendo lucir tonos verdosos, rojizos, púrpuras, azulados o amarillentos, es muy susceptible a podredumbre en postcosecha causada por hongos, entre los cuales figura *Botrytis cinerea* como el más importante. Según la FAO (2006), México se encuentra entre los primeros lugares de exportación de la uva ocupando el número 7 en la lista.

La uva (frutos de *Vitis vinifera* L.) procede del Asia Menor, específicamente del sur del Cáucaso, parte de Rusia, Irán y la India. La historia de la uva acompaña el desarrollo de la civilización occidental y, de ahí, que existan numerosas escrituras antiguas que así lo atestiguan. La generación de vino es quizá el principal uso que

se le ha dado a través del tiempo; sin embargo, su sabor delicioso y su alto contenido de azúcar han permitido que se consuma en fresco o como pasa. El origen de la vid en el continente americano, y específicamente en México, se remonta a la época colonial, ya que la vid europea fue traída por Cristóbal Colón durante su segundo viaje, en el año de 1493, aunque ya algunos tipos de vides silvestres eran aprovechadas rudimentariamente, principalmente las especies *Vitis rupestris*, *Vitis labrusca* y *Vitis barlandieri* (INIFAP-SAGARPA, 2011).

El cultivo de la uva en México tiene como primer antecedente histórico a las ordenanzas dictadas en el año de 1524 por Hernán Cortés, en las que decretaba plantar vid, aunque fueran de las nativas, para luego injertarlas con las europeas. De esta manera, la producción de uva es una clara muestra del proceso de mestizaje, que se realizó en México con la llegada de los españoles (INIFAP-SAGARPA, 2011).

Se puede considerar que fue durante la década de los treinta del siglo XX, cuando se inicia la explotación comercial de la uva, llevada a cabo por los mineros de origen europeo que se establecieron en el valle de Santo Tomás. Ellos descubrieron plantas y equipo abandonado, que fue reparado, fundando así, en el año de 1938, la primera vinícola del país: “Bodegas de Santo Tomás” (Anónimo, 1996).

Como ya se mencionó, más del 90% de la producción de uvas a nivel mundial pertenece a la especie vinífera. Se consumen frescas o como uva pasa y se utilizan en gran porcentaje para la industria (Pérez, 1992).

Las uvas de mesa son las más utilizadas para el consumo fresco. Deben reunir ciertas características que las haga aptas para esta propuesta y así, deben tener un aspecto agradable y una buena calidad gustativa. Entre las características más importantes a considerar en las uvas de mesa destacan: tamaño y aspecto del racimo, tamaño y aspecto de las bayas, color de las bayas, uniformidad del color

de los racimos, época de maduración, presencia o no de semillas, entre otros (Pérez, 1992).

2.4.1. Zonas y regiones productoras

La zona vitivinícola mexicana está ubicada entre los 22° y 23° latitud Norte, en el centro norte del país. Los suelos son muy arcillosos, de mediana a poca profundidad en su mayoría, con gran capacidad de retención de humedad, lo que constituye un aspecto altamente favorable para el desarrollo de las viñas.

Tradicionalmente los estados que producen uva son: Baja California Sur, Chihuahua, Durango, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, Morelos, Nuevo León, Puebla, Querétaro y San Luis Potosí, Sinaloa y sólo cinco concentran el 95 por ciento de la superficie cosechada: Sonora, Baja California, Zacatecas, Aguascalientes y Coahuila (AALPUM, 2009)

En el 2010, el INEGI en su publicación “El sector alimentario en México 2009” informa que la superficie sembrada fue de 28 190 ha, la superficie cosechada fue de 26547 ha y el valor de la producción agrícola nacional por cultivo de uva fue de 3 459 430 miles de pesos. Los países a los que se exporta uva de México son: Alemania, Bélgica, Canadá, Cuba, Dinamarca, Eslovenia, España, Estados Unidos, Francia, Holanda, Inglaterra, entre otros.

2.4.2. Composición química de la uva

La uva está formada por un 70-80% de agua, el porcentaje restante corresponde a sólidos disueltos que incluyen azúcares. Se ha reportado que los azúcares en uvas son principalmente glucosa y fructosa. En la uva madura oscilan entre el 12 al 26% en masa. Se encuentran otros azúcares en menor proporción, tales como: inositol y pentosas. También se encuentran presentes los ácidos málico y tartárico, que representan el 90% del total de ácidos orgánicos, el pH de la uva fresca es de

3.45 aproximadamente. Los taninos también forman parte de la composición de ésta y algunos minerales, que están presentes en trazas, como son: Aluminio, boro, cobre, hierro, manganeso, rubidio y sodio. En la Tabla 2.3 se muestra la composición de la uva de mesa.

2.4.3. Pérdidas postcosecha

El mayor número de enfermedades de la vid las originan los hongos mientras que las más difíciles por controlar son las producidas por virus (Pérez, 1992).

Tabla 2.3. Composición nutritiva de la uva por cada 100 g de porción comestible (Pérez, 1992)

Valor energético, kcal	67
Agua, %	84.14
Hidratos de carbono, g	17.3
Proteínas, g	0.6
Grasa g	0.3
Vitamina A, UI ⁸	100
Vitamina C, mg	4
Niacina B3, mg	0.3
Vitamina B1, mg	0.05
Riboflavina Vitamina B2, mg	0.03
Potasio, mg	173
Fósforo, mg	20
Calcio, mg	12
Sodio, mg	3
Hierro, mg	0.4

⁸ **Unidad Internacional (UI)** es una unidad de medida de la cantidad de una sustancia, basada en su actividad biológica mediada (o sus efectos). Es usada para vitaminas, hormonas, algunas drogas, vacunas, productos sanguíneos y sustancias biológicamente activas similares. La definición precisa de 1 UI difiere de una sustancia a otra y es establecida por acuerdo internacional. El Comité de Estandarización Biológica de la Organización Mundial de la Salud proporciona una preparación de referencia de una sustancia determinada

La podredumbre gris causada por *Botrytis cinerea* es una de las conocidas afecta en cantidad y calidad de la cosecha. La plaga botrytis sobrevive durante el invierno formando unas estructuras gruesas y oscuras, llamadas esclerocios, visibles sobre los sarmientos, siendo más abundantes hacia la extremidad que en su base (Pérez, 1992).

Cuando llega la primavera con condiciones de humedad adecuada, se producen las conidias (esporas) que son diseminadas por el viento, las que al alcanzar órganos verdes de la cepa los contaminan, siempre que se encuentren mojados (Pérez, 1992).

La infección de botrytis está ligada a la humedad y a la temperatura, su humedad relativa es superior al 92% y se puede desarrollar aún en temperaturas de refrigeración.

En los brotes aparecen manchas alargadas color marrón que se oscurecen al final de la vegetación, apareciendo en los sarmientos manchas negruzcas alargadas sobre un fondo blanquecino (Pérez, 1992).

CAPÍTULO 3. METODOLOGÍA

En los diagramas de las Figuras 3.1 y 3.2 se presentan los bloques que esquematizan la metodología empleada en esta investigación.

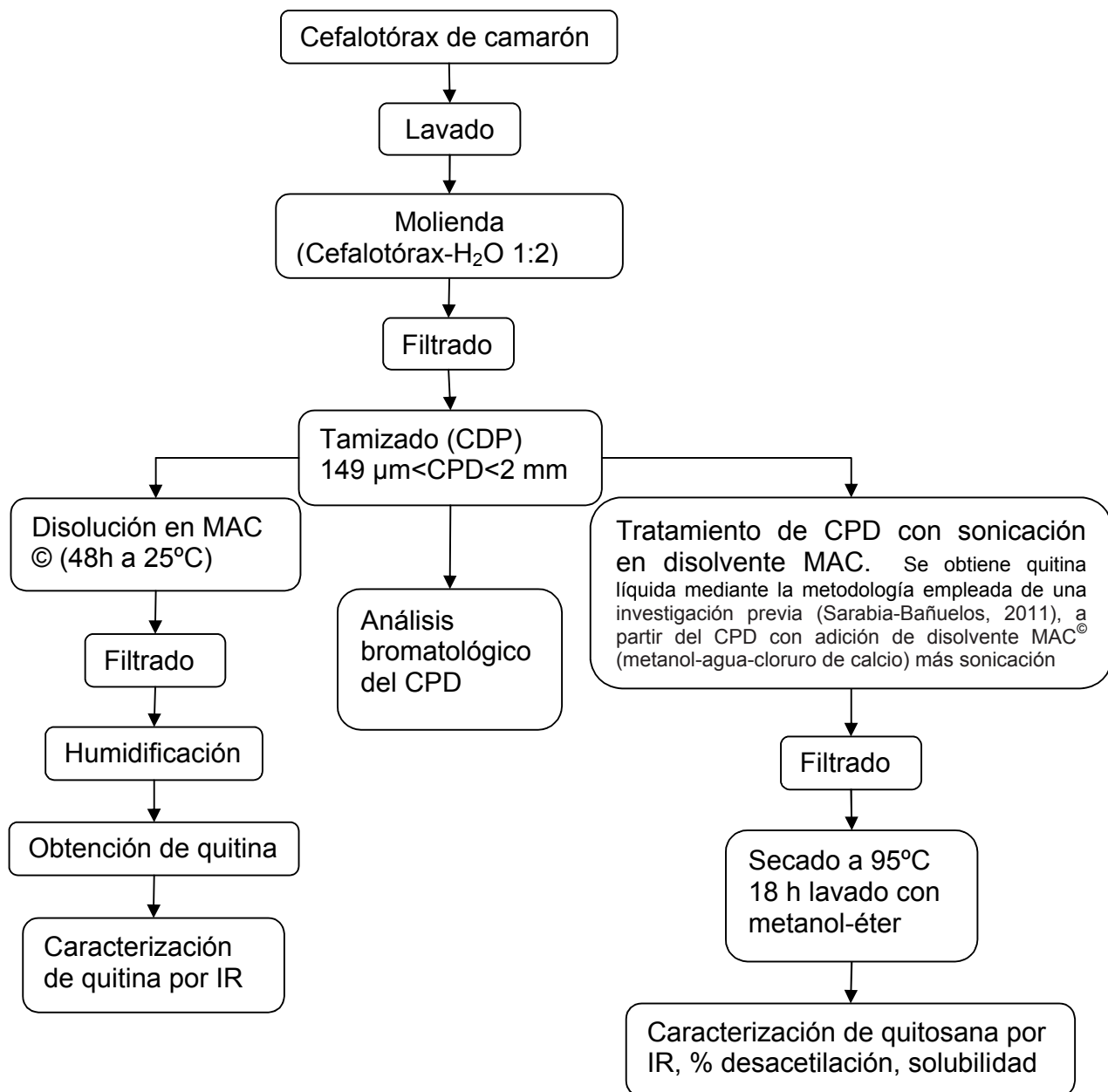


Figura 3.1. Diagrama de bloques de la obtención de mezclas de quitina y quitosana por el método de química verde

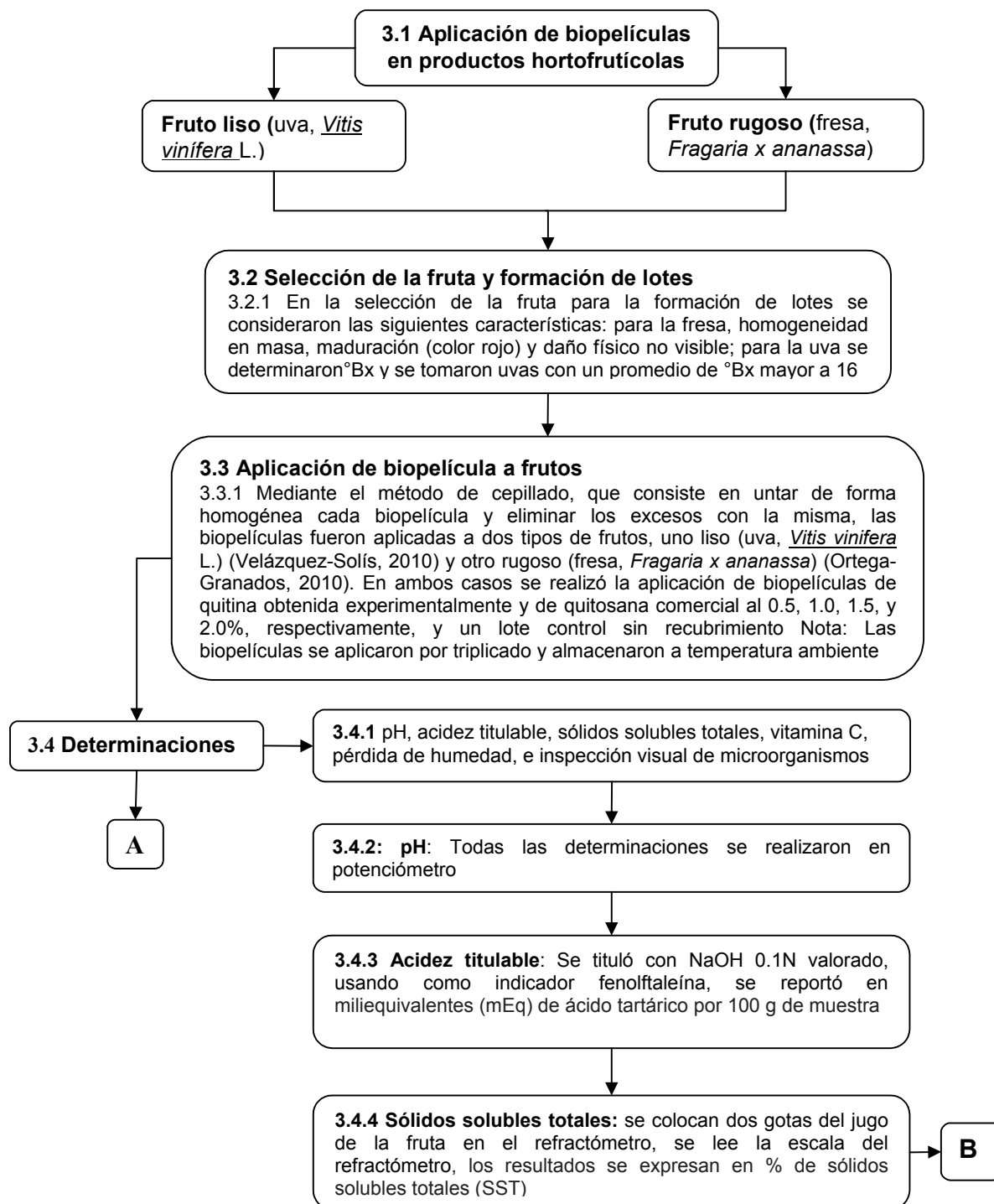


Figura 3.2. Diagrama de bloques de la aplicación de biopelículas de quitina y quitosana en frutos lisos (uva, *Vitis vinifera* L.) y rugoso (fresa, *Fragaria x ananassa*) y su comparación

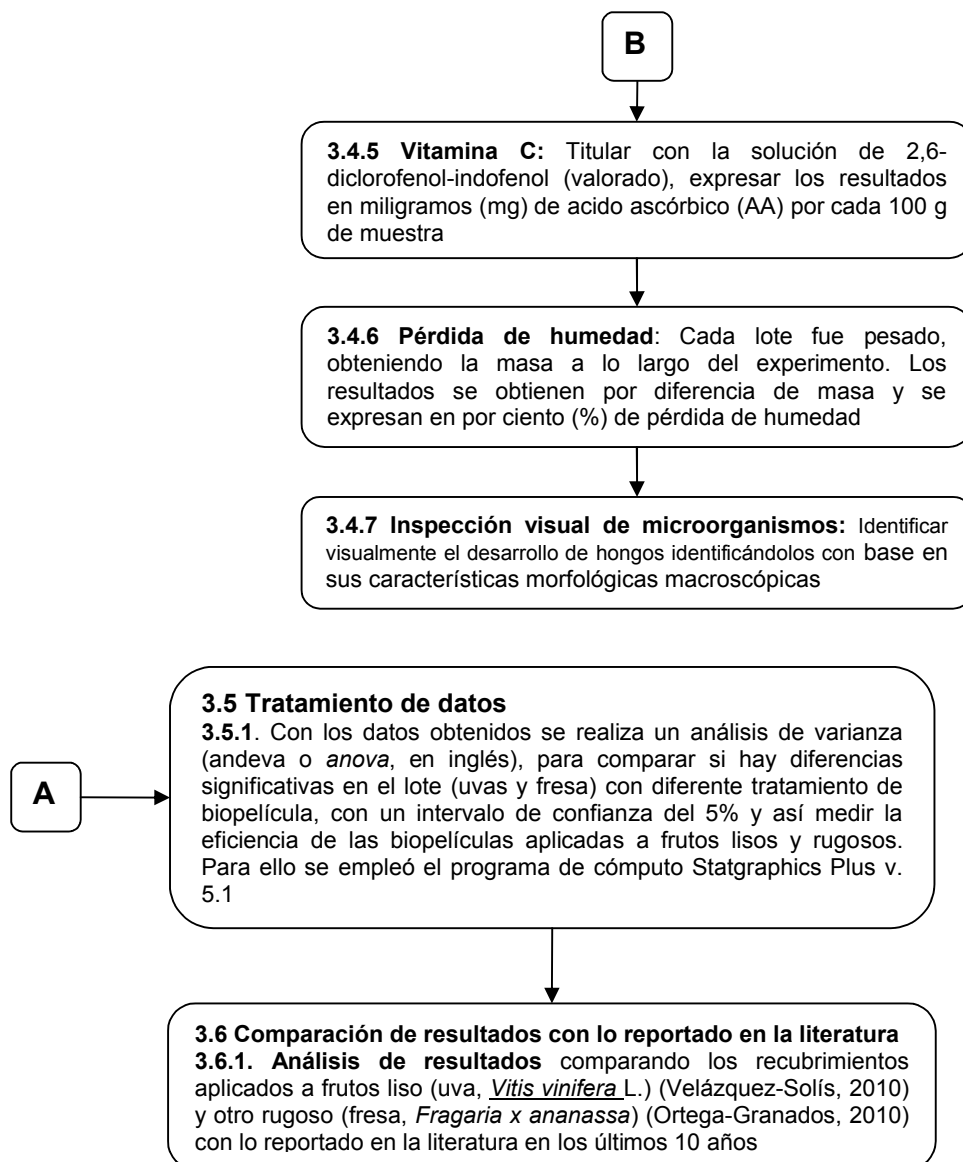


Fig. 3.2. (Continuación) Diagrama de bloques de la aplicación de biopelículas de quitina y quitosana en frutos liso (uva, *Vitis vinifera* L.) y rugoso (fresa, *Fragaria x ananassa*) y su comparación

CAPÍTULO 4.

RESULTADOS

4.1. Determinación de pH en uva y fresa. Cambios observados

En los Gráficos 4.1.1 a 4.1.4 se presentan los resultados obtenidos para los valores de pH de los lotes de los dos frutos estudiados. El lote denominado control es el que no tuvo recubrimiento para las dos frutas.

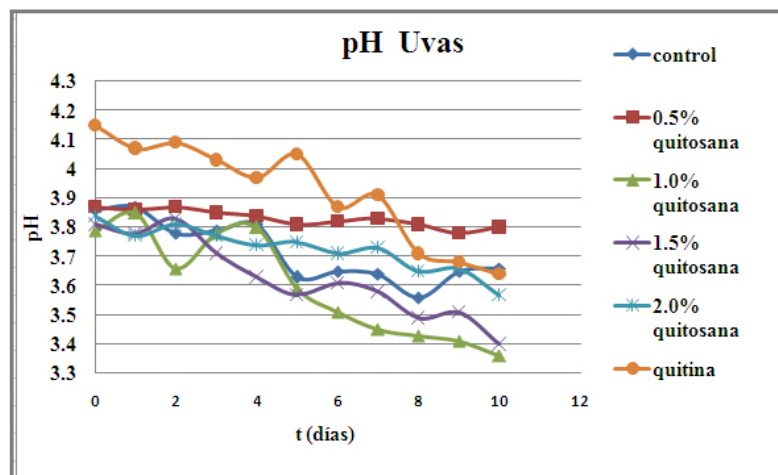


Gráfico 4.1.1. Cambio en el pH medido durante 12 días en las diferentes biopelículas aplicadas a uvas (Velázquez-Solís, 2010)

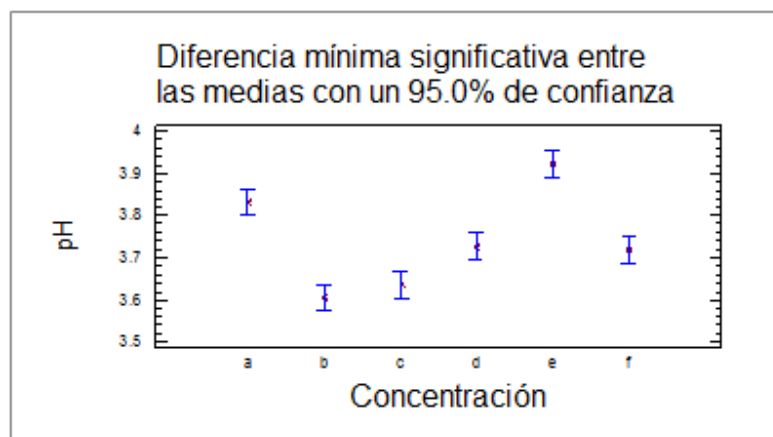


Gráfico 4.1.2. Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencias significativas entre los valores de pH en uva. a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Velázquez-Solís, 2010)

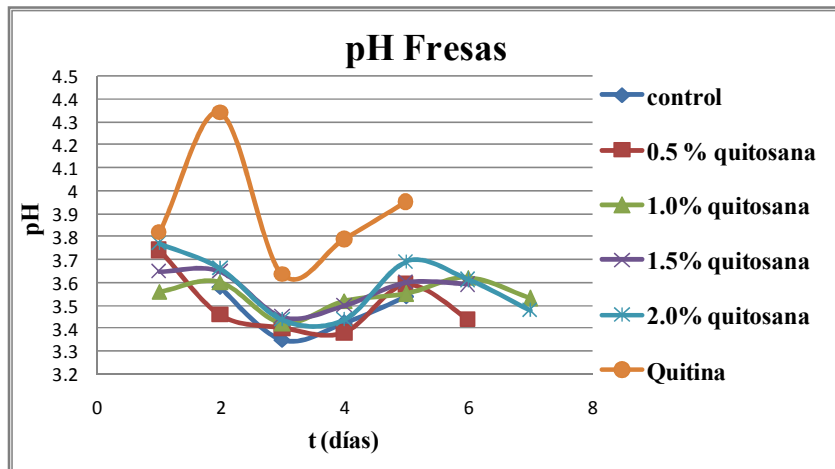


Gráfico 4.1.3. Cambio de pH medido durante 7 días en las diferentes biopelículas aplicadas a las fresas (Ortega-Granados, 2010)

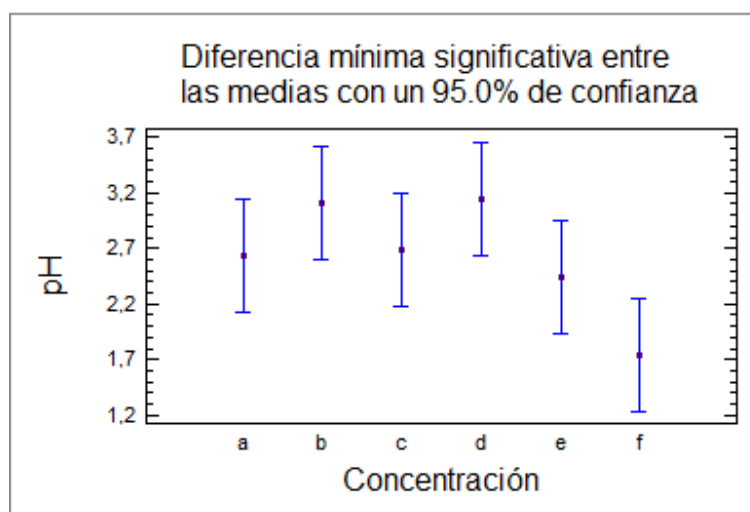


Gráfico 4.1.4. Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencias significativas entre los valores de pH en fresa. a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Ortega-Granados, 2010)

En el Anexo 1 se presentan los resultados de los análisis de varianza, andeva (*anova* en inglés) de las comparaciones realizadas.

4.2. Determinación del % de acidez en uva y fresa. Cambios observados

En los Gráficos 4.2.1 a 4.2.4 se presentan los resultados obtenidos para los valores de % de acidez de los lotes de los dos frutos estudiados.

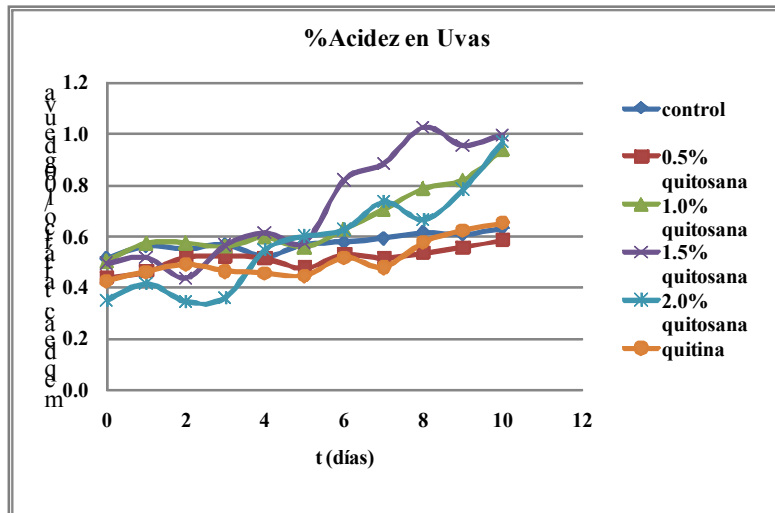


Gráfico 4.2.1. Comparación en el cambio % de acidez medido durante 12 días en los diferentes tratamientos con biopelícula de quitina, quitosana y control aplicados a uvas (Velázquez-Solís, 2010)

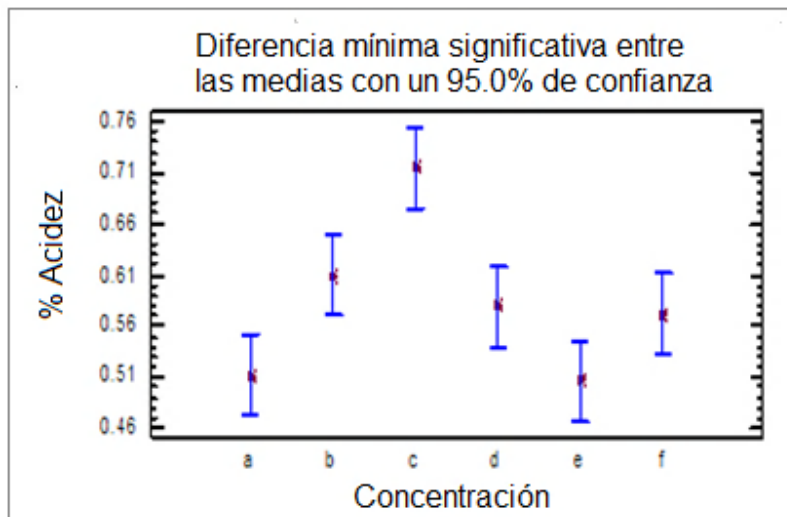


Gráfico 4.2.2. Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencia significativa entre los valores de % de acidez aplicado a uvas a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Velázquez-Solís, 2010)

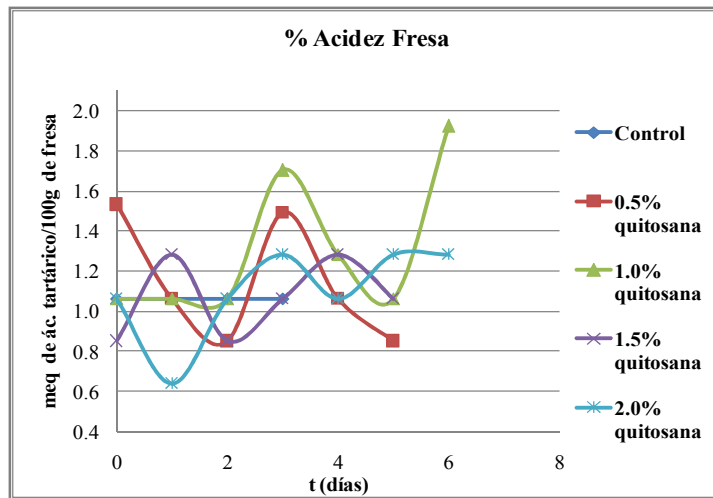


Gráfico 4.2.3. Comparación en el cambio % de acidez medido durante 7 días en los diferentes tratamientos con biopelícula de quitina, quitosana y control aplicados a fresas (Ortega-Granados, 2010)

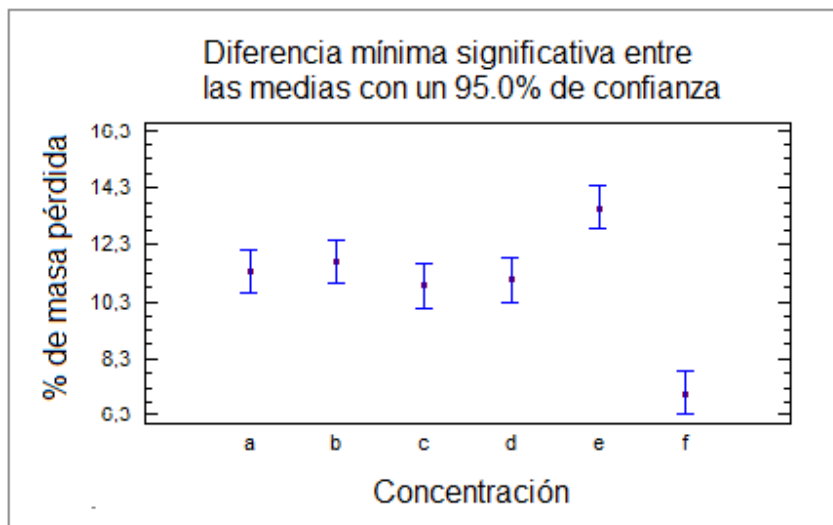


Gráfico 4.2.4. Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencia significativa entre los valores de % de acidez aplicado a fresas a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Ortega-Granados, 2010)

En el Anexo 1 se presentan los resultados de los análisis de varianza, andeva (*anova* en inglés) de las comparaciones realizadas.

4.3. Determinación de sólidos solubles totales medidos en uva y fresa. Cambios observados

En los Gráficos 4.3.1 a 4.3.4 se presentan los resultados obtenidos para los valores de sólidos solubles totales de los lotes de los dos frutos estudiados.

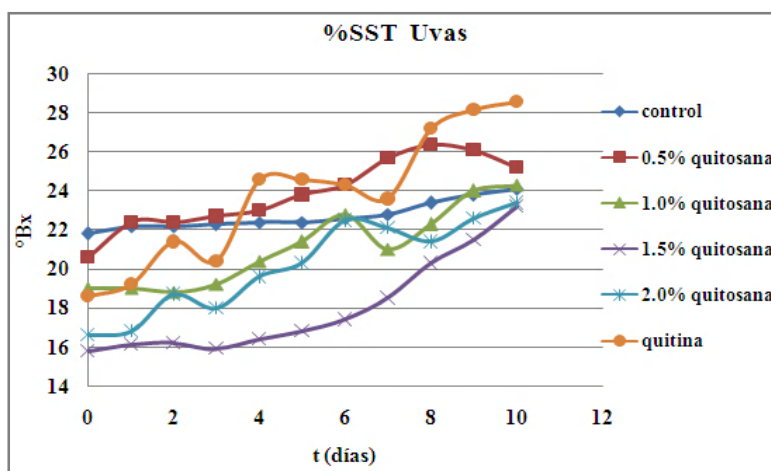


Gráfico 4.3.1. Comparación en el cambio de los % de sólidos solubles totales (SST) por 12 días de los diferentes tratamientos con biopelículas de quitina y quitosana aplicados a uvas (Velázquez-Solís, 2010)

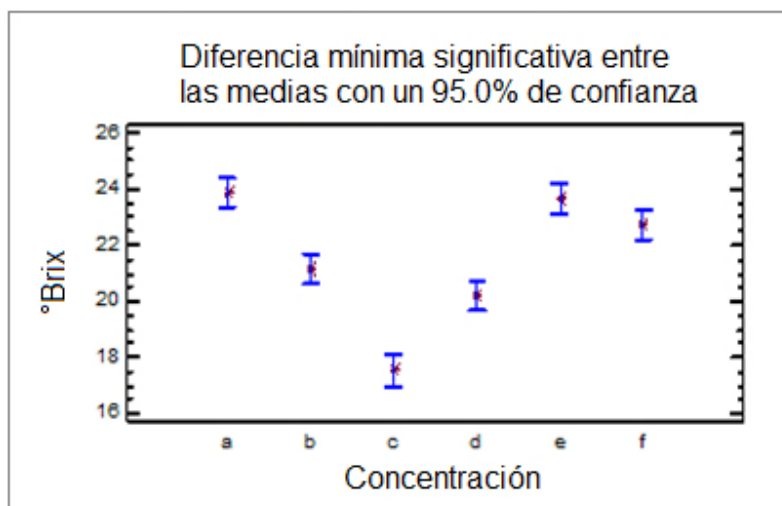


Gráfico 4.3.2. Comparación tratamientos de quitina y quitosana, para la determinación de diferencias significativas entre los valores de % de sólidos solubles totales (SST) en uvas. a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Velázquez-Solís, 2010)

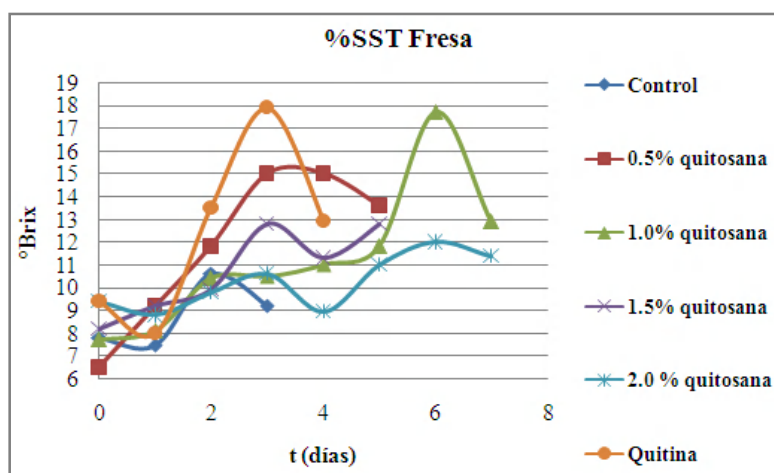


Gráfico 4.3.3. Comparación en el cambio de % sólidos solubles totales (SST) por 7 días de los diferentes tratamientos con biopelículas de quitina y quitosana aplicados a fresas (Ortega-Granados, 2010)

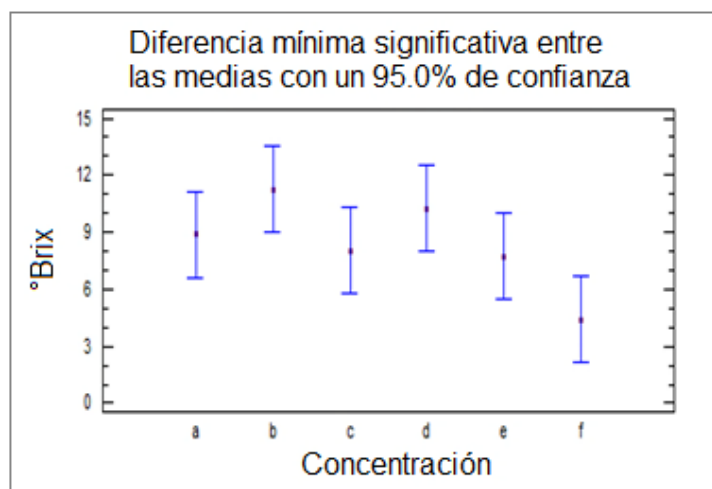


Gráfico 4.3.4. Comparación tratamientos de quitina y quitosana, para la determinación de diferencias significativas entre los valores de %de sólidos solubles totales (SST) en fresas. a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Ortega-Granados, 2010)

En el Anexo 1 se presentan los resultados de los análisis de varianza, andeva (*anova* en inglés) de las comparaciones realizadas.

4.4. Determinación de vitamina C en uva y fresa. Cambios observados

En los Gráficos 4.4.1 a 4.4.4 se presentan los resultados obtenidos para los valores de vitamina C de los lotes de los dos frutos estudiados.

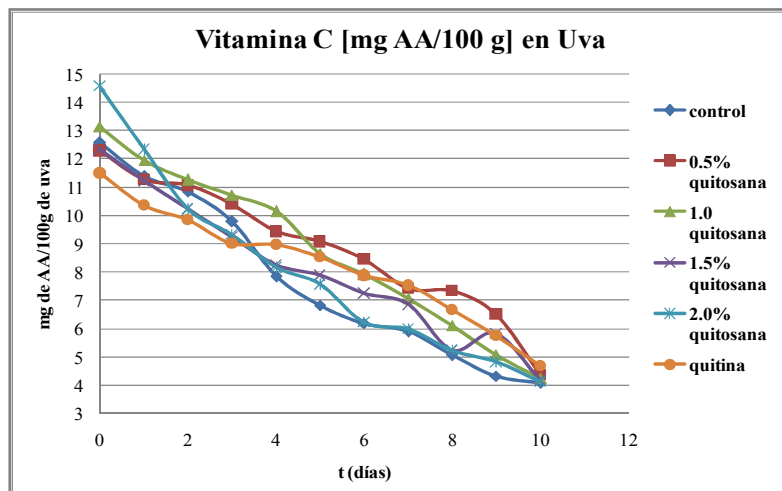


Gráfico 4.4.1. Comparación en la concentración de vitamina C medida durante 12 días en los diferentes tratamientos con biopelícula de quitina, quitosana y control aplicado a uvas (Velázquez-Solís, 2010)

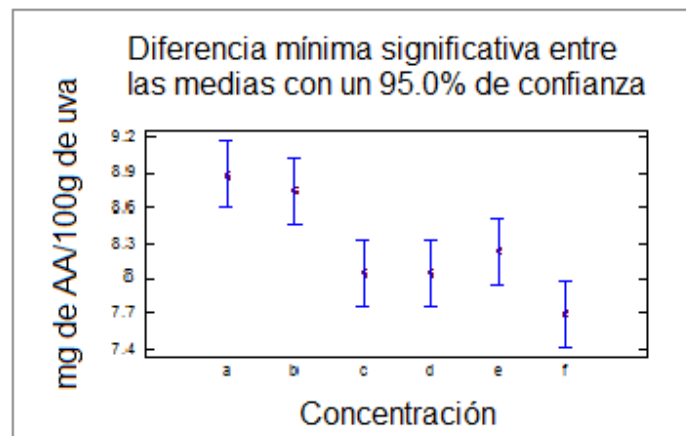


Gráfico 4.4.2. Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencias significativas entre los valores de vitamina C aplicada a uvas a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Velázquez-Solís, 2010)

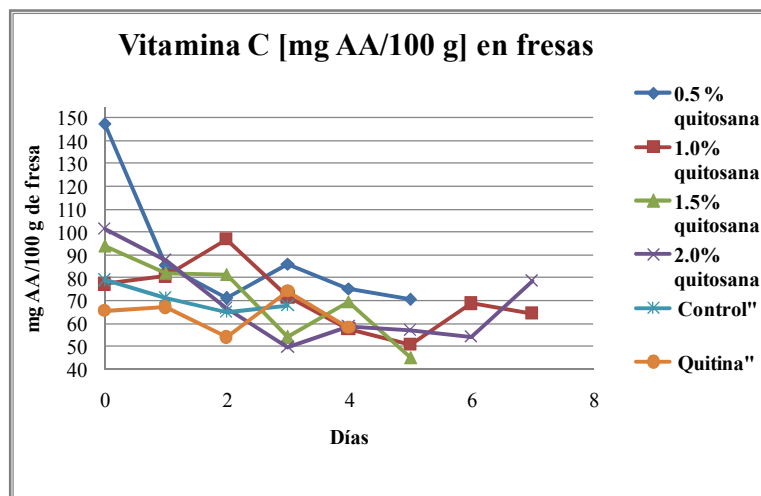


Gráfico 4.4.3 Comparación en la concentración de vitamina C medida durante 7 días en los diferentes tratamientos con biopelícula de quitina, quitosana y aplicado a fresas (Ortega-Granados, 2010)

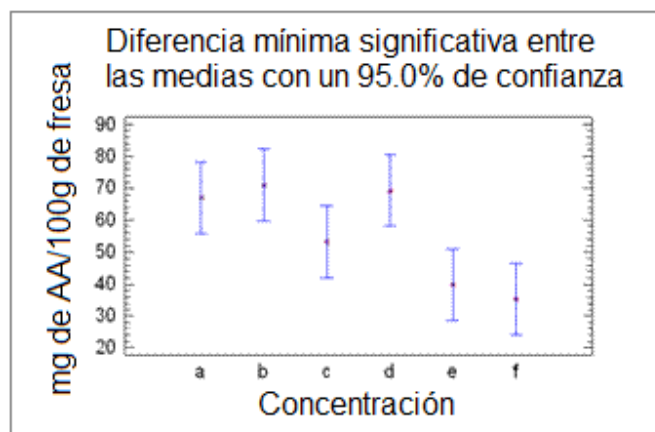


Gráfico 4.4.4. Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencias significativas entre los valores de vitamina C aplicada a fresas a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Ortega-Granados, 2010)

En el Anexo 1 se presentan los resultados de los análisis de varianza, andeva (*anova* en inglés) de las comparaciones realizadas.

4.5. Determinación de la pérdida de humedad en uva y fresa. Cambios observados

En los Gráficos 4.5.1 a 4.5.4 se presentan los resultados obtenidos para los valores de la pérdida de humedad de los lotes de los dos frutos estudiados

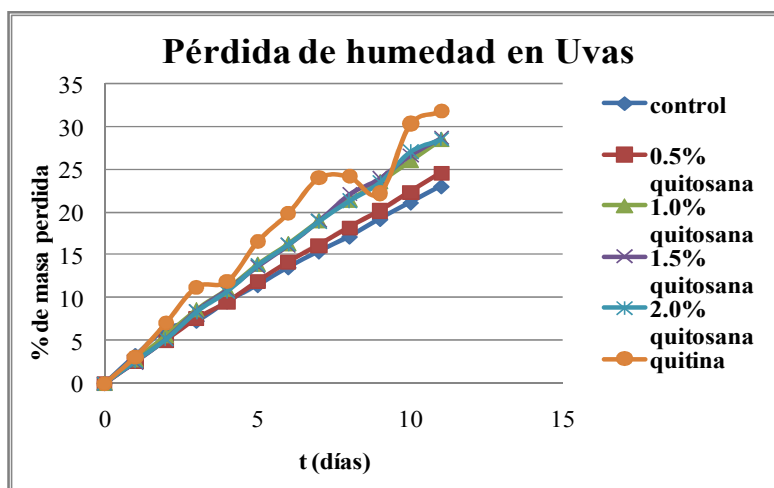


Gráfico 4.5.1 Comparación de la pérdida de humedad medida durante 12 días en los diferentes tratamientos con biopelículas de quitina, quitosana y control aplicados a uvas (Velázquez-Solís, 2010)

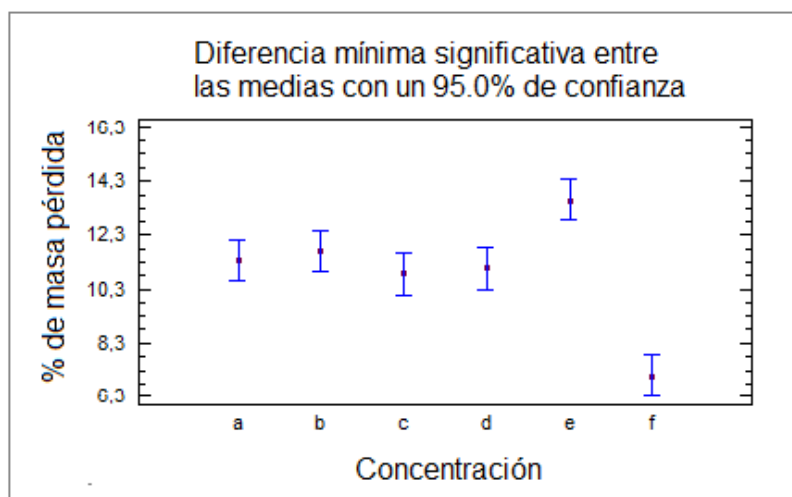


Gráfico 4.5.2. Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencias significativas entre los valores de pérdida de humedad aplicados a uvas a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Velázquez-Solís, 2010)

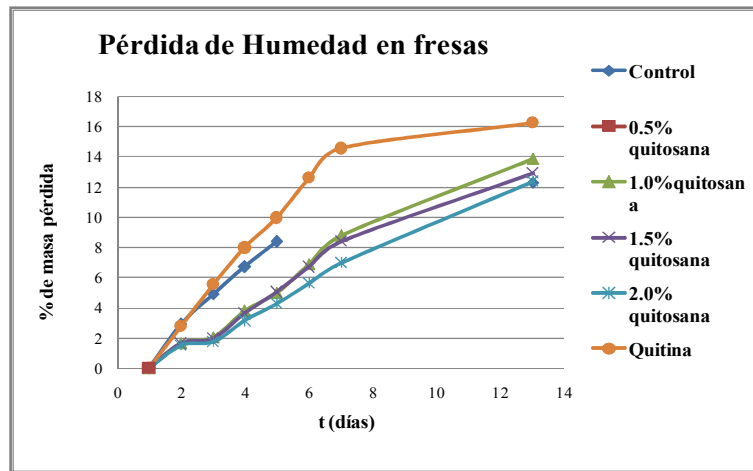


Gráfico 4.5.3 Comparación de la pérdida de humedad medida durante 7 días en los diferentes tratamientos con biopelículas de quitina, quitosana y aplicados a fresas (Ortega-Granados, 2010)

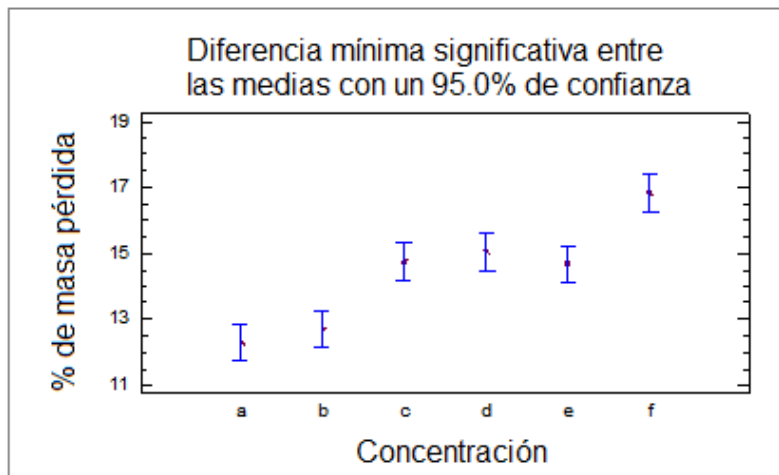


Gráfico 4.5.4. Comparación de los tratamientos de quitina y quitosana para la determinación de diferencias significativas entre los valores de pérdida de humedad aplicados a fresas a) quitosana 0.5%, b) quitosana 1%, c) quitosana 1.5%, d) quitosana 2%, e) quitina, f) control (Ortega-Granados, 2010)

En el Anexo 1 se presentan los resultados de los análisis de varianza, andeva (*anova* en inglés) de las comparaciones realizadas.

CAPÍTULO 5.

DISCUSIÓN

Estado de madurez de los frutos para la aplicación de biopelículas de quitina y quitosana

El estado de madurez de las frutas empleadas para la elaboración de este estudio fue de suma importancia ya que esto repercute directamente en la calidad.

La madurez de la frutas está ligada a complejas modificaciones físicas y químicas, a lo largo de la maduración. Los frutos aumentan de tamaño y masa y esto depende esencialmente del aporte de nutrientes y agua de la planta y del suelo donde se cultivó. La madurez se define como *“Aquel estado en el cual un fruto ha alcanzado un estado de desarrollo suficiente para que, después de la cosecha y manejo postcosecha (incluyendo la maduración, cuando sea requerida), su calidad sea al menos, la mínima aceptable para el consumidor final”*. La madurez de consumo sería el estado de desarrollo en el que el fruto ha alcanzado su máxima calidad estética y sensorial que lo hacen apto para el consumo humano inmediato (Bósquez-M., 2010).

La calidad de las frutas depende de aspectos físicos como son el tamaño, color, aroma, forma y carencia de presencia microbiana. Para lograr una mayor calidad es necesario cosechar un producto en su estado óptimo de madurez, que esté sano y realizar un procedimiento de recolección adecuado además de la aplicación de nuevas tecnologías que permita conservar las frutas de acuerdo con su potencial.

Los azúcares son uno de los constituyentes más importantes, desde el punto de vista fisiológico en los frutos ya que su contenido es usado como indicador de su madurez (González y Andrades, 1995).

Durante el proceso de maduración, la uva sufre varios cambios. Primero se engrosa el fruto debido a la acumulación de agua que, en ocasiones, llega a reventar la piel si el año es muy lluvioso. También se produce una acumulación de azúcares, sobre todo glucosa y fructosa, que marcarán el correcto desarrollo de la maduración. La cantidad de azúcar que se forma durante esta fase está muy condicionada por la luz que recibe la planta; cuantas más horas de sol, mayor es la duración de la fotosíntesis y la producción de azúcares (Gimferrer, 2011).

La madurez en la fresa es cuando ésta ha alcanzado su punto máximo de crecimiento físico y ha acumulado los suficientes nutrientes para que, una vez cosechada pueda continuar su proceso de maduración y alcance su madurez de consumo. Las fresas se deben cosechar cuando presenten como máximo el 50% de su superficie un color rojo tenue o rosa (NMX-FF-062-SCFI-2002).

Las biopelículas o cubiertas comestibles consisten en una capa delgada que se preforma o forma directamente sobre la superficie de los productos vegetales como una envoltura protectora. Las biopelículas tienen la propiedad de funcionar como barrera de gases y también barrera mecánica. El mecanismo por el cual los frutos conservan la calidad es debido a que crean una barrera física a los gases, produciendo una atmósfera modificada ya que reducen la disponibilidad de O_2 e incrementan la concentración de CO_2 .

Los recubrimientos hechos a base de polisacáridos han sido los más empleados para recubrir frutos y esto es debido a sus propiedades mecánicas de adherencia y flexibilidad en la superficie de los productos hortofrutícolas (Ramos-García et al., 2010)

En general la aplicación de la quitosana ocasiona que la maduración de los productos tratados se retrase ya que los niveles de producción de O_2 , CO_2 y/o etileno, hormona natural que induce a la maduración de los frutos, se reducen. El

uso de quitosana previene la pérdida de agua por efecto de la transpiración y por tanto retarda la senescencia, también favorece la pérdida de la firmeza y comúnmente el contenido de sólidos solubles totales (SST) aumenta (Bautista-Baños et al., 2006).

Hernández-Lauzardo y colaboradores (2005) mencionan que la quitosana permite prolongar la vida media de los frutos ya que forma una capa semipermeable que regula el intercambio de gases y reduce la pérdida de transpiración. También resaltan las propiedades de la quitosana en el control de enfermedades postcosecha, pues su uso se atribuye a tres características esenciales: la propiedad de formar biopelículas que protegen la superficie de los frutos, regulando el intercambio de gases y la humedad; la actividad fungicida y la capacidad para inducir una respuesta de resistencia en los tejidos vegetales.

A continuación se discuten con estas bases, los resultados presentados en el capítulo anterior.

5.1. Efecto de la aplicación de biopelículas de quitina y quitosana en frutos lisos (uva, *Vitis vinífera*, L.) y rugoso (fresa, *Fragaria x ananassa*), sobre los parámetros fisicoquímicos de pH, acidez, sólidos solubles, pérdida de humedad y contenido de vitamina C

5.1.1. Determinación de pH en uva y fresa

En los resultados obtenidos por Velázquez-Solís (2010) en su investigación sobre biopelículas aplicadas a lotes de uvas se encontró que, con la biopelícula de quitosana de 0.5%, hubo una menor variación del pH con un comportamiento lineal (Gráfico 4.1.1). Los lotes con las biopelículas de 1.0 y 1.5% de quitosana, mostraron valores de pH que fueron disminuyendo a medida que aumentó el tiempo de anaquel, mientras que con el lote de quitina se presentó una caída drástica de pH que, posteriormente, se mantuvo (Gráfico 4.1.1). En el análisis de

varianza (Tabla A-1 Anexo 1), aplicado con un nivel de significancia del 5% y el análisis de medias (Gráfico 4.1.2) ($p < 0.05$), se encontró que sí existe diferencia significativa entre las muestras. Solamente las muestras que tenían recubrimiento de soluciones de 1% de quitosana no fueron diferentes con respecto a las de quitina y quitosana al 1.5 y 2%, respectivamente. Entre todas las otras concentraciones se encontraron diferencias significativas.

El Gráfico 4.1.3 muestra los resultados de pH obtenidos por Ortega-Granados (2010) para fresas. Se observa que la aplicación de biopelículas de quitosana no altera el pH de la fresa fresca pues sus valores están dentro del intervalo 3.0-3.5 reportado para esta fruta por Osborne (1993). Sin embargo, la aplicación de la biopelícula de quitina sí alteró drásticamente sus características. Se tuvo un incremento de pH al inicio de la aplicación (día 1). La biopelícula tenía un pH inicial de 6.85. Flores-Ortega (2004) explican que el complejo resultante proteína-quitina mejora considerablemente la estabilidad y confiere a la estructura dureza, rigidez y resistencia para la hidrólisis enzimática, la N-acetilglucosamida y la quitina pueden reaccionar con α -aminoácidos, especialmente tirosina, péptidos y proteína cuticular, para dar complejos estables y disociables a cambios de pH altos.

El análisis de varianza (Tabla A-2 Anexo 1), aplicado con un nivel de significancia del 5% y el análisis de medias (Gráfico 4.1.4) indicó que sí existen diferencias significativas entre las muestras. Las diferencias se encontraron con el control, el cual no tenía recubrimiento. Con el recubrimiento de quitina se dio, al inicio, un aumento del valor de pH. Luego, siguió el comportamiento de los otros lotes con biopelículas. Estos resultados son comparables con un estudio realizado por Hernández-Muñoz et al. (2008) en donde estos investigadores encontraron que el pH de las fresas sin recubrimiento almacenadas a 10°C y 70 \pm 5% de H_r (humedad relativa) aumentó ligeramente, mientras que en los frutos con recubrimientos no hubieron diferencias significativas ($p < 0.05$).

La biopelícula de quitina conserva los frutos de acuerdo con sus componentes para el caso del fruto rugoso (fresa, *Fragaria x ananassa*). La biopelícula está en contacto con los compuestos superficiales presentes en la fresa como tirosina, péptidos y proteínas, pues no posee una epidermis tan gruesa como la de la uva y, por lo tanto, la biopelícula de quitina sí le confirió firmeza al fruto.

En cambio, la biopelícula de quitina en frutos lisos (uva, *Vitis vinífera, L.*) dió cambios a la textura haciendo que perdiera la lisura. Mientras que la quitosana presenta variaciones mínimas del pH y en ambos lotes de frutos se sigue la misma tendencia con la aplicación de quitosana, esa disminución del pH se da como consecuencia directa del aumento del contenido de ácidos en el fruto, punto que se verá a continuación.

5.1.2. Acidez

La acidez y el pH de los frutos van de la mano, ya que cuando aumenta la cantidad de ácidos presente en el fruto el valor de pH disminuye y viceversa.

La acidez y el sabor de las frutas dependen de la relación azúcar-ácidos presentes. Los ácidos son también una reserva energética de los frutos por lo que se espera que la concentración disminuya en la etapa máxima metabólica, durante su maduración.

La composición ácida de la baya de uva presenta una fuerte heterogeneidad dependiendo del sitio de donde se coseche. La acidez total es mayor en la pulpa que en el hollejo, debido a la formación de sales a partir de los ácidos presentes en la piel de la baya (González y Andrades, 1995).

El aumento en la acidez de los lotes de uva se ve afectado por la pérdida de agua y, por lo tanto, tienen una mayor concentración de ácidos. De ahí la disminución del pH. Los lotes con biopelículas al 1.0, 1.5 y 2.0% de quitosana presentaron

valores más altos de acidez (Gráfico 4.2.1). En la biopelícula de quitina no aumentó su acidez y esto puede ser por la interacción del disolvente MAC® empleado para disolver la quitina, el cual contiene cloruro de calcio que es higroscópico, siendo capaz de extraer ácidos disueltos en agua, los cuales se volatilizaron al ser expuestos al ambiente. Además, inicialmente, su concentración de ácidos fue baja. El análisis de varianza aplicado al % de acidez (Tabla A-3 Anexo 1) con un nivel de significancia del 5% y el análisis de medias (Gráfico 4.2.2) ($p < 0.05$) permitieron encontrar que sí existen diferencias significativas entre las muestras de quitosana al 1% con respecto al control y de las muestras con biopelículas de quitina y quitosana al 1.5 y 2.0%.

Del 70-90% de los ácidos predominantes en la uva, se tienen el ácido tartárico y el málico y, en menor proporción, los ácidos cítrico, succínico, fórmico, acético, ascórbico, glicólico, entre otros. Durante el ensayo, las uvas tuvieron una pérdida de humedad significativa por lo que aumentó la concentración de ácidos y, por consecuencia, disminuyeron los valores del pH (Pérez, 1992).

La fresa posee ácidos orgánicos tales como cítrico, málico, oxálico y tartárico que son los responsables del pH de la fresa. Un aumento o disminución de estos provocan variaciones de pH en este fruto (Pérez-Guillén, 2006).

En la acidez titulable, reportada por Ortega-Granados (2010), el análisis de varianza (Tabla A-4 Anexo 1) aplicado con un nivel de significancia del 5% y en el análisis de medias (Gráfico 4.2.4), dieron como resultado diferencias significativas entre los recubrimientos de 0.5, 1.0 y 2.0% de quitosana con respecto al control sin biopelícula. También, la película de 1% de quitosana fue diferente con respecto a la de quitina. El Gráfico 4.2.3 muestra claramente las diferencias de acidez de cada una de las biopelículas aplicadas. Estos valores se encuentran por encima de los que reportan Cordenunsi et al. (2003) al estudiar diferentes cultivares de fresas (Dover, Toyonoka, Campineiro y Mazi), cuyos porcentajes de acidez titulable se encuentran entre 0.6 y 0.7%. En investigaciones realizadas por

Montero et al. (1996) para fresas, describen que se presenta una disminución del valor de pH y un aumento de acidez atribuibles a la maduración de la fruta de 24 a 41 días en fase de desarrollo. Por ello, al comenzar la maduración de la fruta, ésta sufre cambios en el pH, en la acidez titulable, en la textura y en la masa hasta alcanzar un grado de deterioro mayor que limita su comercialización.

Estudios realizados por El Ghaouth et al. (1991) sobre la aplicación de quitosana a fresas mostraron un efecto de reducción de la cantidad de CO₂ y etileno lo que retrasó la maduración del fruto y generó un aumento en la acidez titulable. Esto indica un equilibrio en la proporción azúcar-ácido, ya que a medida que madura el fruto aumenta la cantidad de azúcares por efecto de la reducción de ácidos orgánicos.

5.1.3. Sólidos solubles totales (SST) medidos en uva y fresa

Los principales azúcares de la uva son la glucosa y la fructosa. El contenido de azúcares y sólidos solubles aumenta con el estado de maduración coincidiendo su máximo con la masa máxima del fruto, después aumentan con la postmaduración del fruto en el que disminuye su masa debido a la pérdida de agua por transpiración (Gimferrer, 2011).

En la determinación de los sólidos solubles totales (SST) de los lotes de uva se encontró una relación con la pérdida de agua, como era esperado, ya que a medida que ésta disminuye aumenta la concentración de sólidos solubles totales (SST).

En el lote con biopelícula de quitina se encontró una menor cantidad de sólidos solubles totales (SST) pues la pérdida de agua también fue menor para las uvas (Gráfico 4.3.1). Con el análisis de varianza (Tabla A-5 Anexo 1) aplicado con un nivel de significancia del 5% y el análisis de medias (Gráfico 4.3.2), permitieron encontrar que sí existe diferencia significativa entre las muestras del control y las

de quitosana al 0.5, 1.0, 1.5 y 2.0% con respecto a las muestras de quitina producida en el laboratorio.

El % de sólidos totales (SST) en las fresas aumentó para todos los lotes, justamente provocado por la pérdida de humedad, como se aprecia en el Gráfico 4.3.3. A estos resultados se les aplicó un análisis de varianza (Tabla A-6 Anexo 1) ($p < 0.05$).

Se aprecia que sí hay diferencias significativas en las biopelículas de 1.0 y 2.0% de quitosana con respecto al control (Gráfico 4.3.4). Las biopelículas de 1.0 y 2.0% de quitosana protegen a la fruta del aumento de sólidos totales, porque ayuda a la disminución de la pérdida de humedad a lo largo del experimento.

La disminución de sólidos solubles totales en la fresa control fue estudiado por Cordenunsi y colaboradores (2003) quienes proponen que la invertasa genera una mayor actividad metabólica, que podría explicar el consumo de sacarosa por el tejido. Se observó que las biopelículas de 1.0 y 2.0% retardaban la actividad enzimática, generando estabilidad en la fruta.

Los cambios durante la maduración de los frutos son consecuencia de la degradación de hidratos de carbono, principalmente de la fibra, los componentes principales de la fibra son pectina y hemicelulosa, la piel de la fruta es la que posee mayor concentración de esta. Los componentes de la fibra son responsables de la firmeza de los frutos, incrementan su dulzura y demeritan la textura como consecuencia de la hidrólisis de estos componentes.

Bautista-Baños y colaboradores (2006) reportaron aumento del contenido en el % de sólidos solubles totales (SST) con el aumento de temperaturas de almacenamiento en la aplicación de biopelículas de quitosana en ciruela mexicana. Ellos proponen la aplicación de la biopelícula con diferentes

temperaturas de almacenamiento siendo la mejor la de 12°C con una concentración de quitosana de 2.5%.

5.1.4. Vitamina C

Las uvas y las fresas son una fuente importante de vitamina C. Además, la vitamina C tiene una acción antioxidante. La vitamina C interviene en la formación de colágeno, huesos, dientes, glóbulos rojos, favorece la absorción de hierro de los alimentos y la resistencia a las infecciones (Baduí-Dergal, 1999).

La pérdida de vitamina C en la uva no tiene relación con el fenómeno de transpiración de la fruta. Según Hernández-Lauzardo y colaboradores (2005), la disminución se debe a que a temperatura ambiente y en presencia de luz se degrada fácilmente (es sensible a la luz y se oxida). A pesar de que la quitosana tiene propiedades antioxidantes se da esta disminución.

Las uvas tratadas no mostraron un patrón definido para poder considerar que su uso tiene una influencia en la protección de la vitamina C. Los lotes con la biopelícula de quitina mostraron una menor velocidad de deterioro. El análisis de varianza (Tabla A-7 Anexo 1) aplicado a las muestras de vitamina C con un nivel de significancia del 5% y el análisis de medias (Gráfico 4.4.2) permitieron encontrar que no existen diferencias significativas entre las muestras.

El Gráfico 4.4.3 muestra el comportamiento de la cantidad de vitamina C en los diferentes lotes de fresa con las biopelículas aplicadas. Ortega-Granados (2010) menciona que va disminuyendo. Asimismo señala que los recubrimientos de quitosana son estadísticamente diferentes de los del lote de quitina obtenida experimentalmente y del control sin biopelícula ($p < 0.05$). Derossi y colaboradores (2010) mencionan que hay una disminución del ácido ascórbico en función del tiempo en fresas. Aunque hay una cierta dispersión en los datos, es claro que sí hay reducción del contenido de vitamina C medido como ácido ascórbico en los diferentes lotes.

En estos recubrimientos, los resultados no son los esperados con respecto a la comparación hecha con la literatura (Hernández-Muñoz et al., 2008). Al aplicar un análisis de varianza (Tabla A-8 Anexo 1) con un nivel de significancia del 5% y el análisis de medias (Gráfico 4.4.4) se encontró que existen diferencias significativas con los recubrimientos de 1.0 y 2.0% de quitosana con respecto al control ya que los recubrimientos tienden a reducir la degradación de la vitamina C.

5.1.5. Pérdida de masa

El agua en los frutos se pierde principalmente en estado de vapor a través de la piel. El agua dentro de los frutos se encuentra como agua ligada y agua libre. El agua ligada es aquella porción de agua de un alimento que no congela a -20°C (5%), ya que está fuertemente unida al alimento por puentes de hidrógeno. Está físicamente atrapada en una matriz muy viscosa que no le permite movilidad ni difusión y, por lo tanto, no está disponible. Por otro lado, el agua libre o agua congelable es la que se volatiliza fácilmente, se pierde en el calentamiento, se congela primero y es responsable de la actividad de agua (95%). Es la menos fuertemente ligada, es utilizable como solvente, es congelable, permite que ocurran reacciones químicas y microbianas, tiene propiedades semejantes a las del agua de una solución salina diluida y la entalpía de vaporización es similar a la del agua pura (Baduí-Dergal, 1999).

Por tanto, la pérdida de agua está relacionada con la temperatura y tiempo de almacenamiento y, entre mayor sea el valor de estas variables, la pérdida de agua lo será también.

La pérdida de humedad en las uvas fue gradual y directamente proporcional al tiempo de almacenamiento, ya que a medida que aumenta el tiempo de almacenamiento, también aumentó la pérdida de masa. Si bien las biopelículas son semipermeables y disminuyen la cantidad de O_2 que está en contacto con la

fruta, no elimina el contacto por completo (Bautista-Baños et al., 2004, 2006). Es por esto que diversos autores manifiestan que las biopelículas de quitosana aplicadas a frutos u hortalizas mejoran con el almacenamiento en atmósferas controladas (Agulló et al., 2003; Hernández-Muñoz et al., 2008).

Ortega-Granados (2010) también reportó que la aplicación de biopelículas en fresas logra que se tenga una menor pérdida de masa cuando las concentraciones de quitosana comercial están al 2%, como se muestra en la Gráfica 5.5.3, mientras que las fresas control fueron las que tuvieron una mayor pérdida de masa. El análisis de varianza (Tabla A-10 Anexo 1) de los datos de muestras de vitamina C ($p < 0.05$) y su análisis de medias (Gráfico 5.4.4) señalan que sí existe diferencia significativa entre las muestras: las diferencias se encontraron entre los recubrimientos de 0.5, 1.0, 1.5% de quitosana, quitina y el control, los cuales difieren del recubrimiento al 2.0% de quitosana, el cual mostró una menor pérdida de masa. Algunas investigaciones (Bautista-Baños et al., 2005) mencionan que la quitosana forma biopelículas semipermeables en los frutos y que ocasiona que la maduración de los frutos se retrase ya que la producción de O_2/CO_2 /etileno se reduce. También retarda la pérdida de agua por efectos de la transpiración y retardando, por lo tanto, la senescencia (Bautista-Baños et al., 2003; Bautista-Baños y Bravo-Luna, 2004). Devlieghere et al. (2004) observaron que el recubrimiento de fresas con soluciones de quitosana tiene efectos benéficos notables a partir del cuarto día, en la preservación del fruto debido a la disminución en la pérdida de masa por transpiración y que la respiración disminuye lentamente aunque al inicio muestre un aumento; también, según estos autores, mejora la textura y no se pierden las características sensoriales de la fresa. Lárez-Velásquez (2008) menciona que los aspectos que deben considerarse en la preservación de frutas y verduras mediante el uso de recubrimientos de quitosana son (a) tipo de quitosana a emplear (grado de acetilación, masa molecular, procedencia); (b) ácido usado para preparar las soluciones; (c) pH del medio; (d) temperatura de almacenamiento y (e) presencia de otros componentes como azúcares, sales y proteínas. Du y colaboradores (1997) encontraron que el mejor

recubrimiento en duraznos fue de 2.0% de quitosana. Este fruto producía menor cantidad de etileno, generando madurez más lenta.

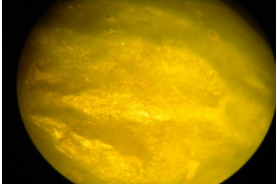
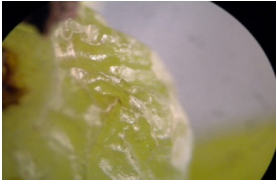
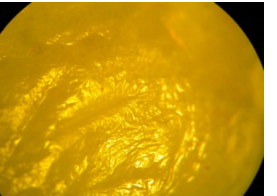
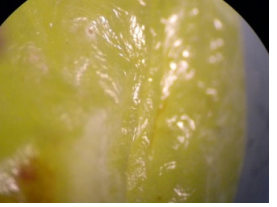

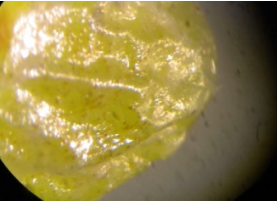
5.1.6. Inspección visual de microorganismos

En los resultados obtenidos por Velázquez-Solís (2010), se encontró que en las uvas no se aprecia contaminación por hongos pero las características físicas con recubrimientos no fueron las deseadas y no se puede comparar con lo reportado en la literatura por Romanazzi et al. (2007), siendo este artículo el que más se acerca a la investigación realizada, ya que en esta investigación se comprobó la inhibición de *Botrytis cinerea* inoculado intencionalmente a racimos de uva con biopelículas de quitosana en concentraciones de 0.5 y 1.0% en combinación con 10 o 20% de etanol respectivamente, los cuales mostraron una reducción en la respiración en las uvas. Con 0.5% de quitosana en combinación con etanol se encontraron los mejores resultados para la reducción del moho gris. Dichos tratamientos no fueron tóxicos. En este estudio (Velázquez-Solís, 2010), al no haber presencia de hongos en el control no se puede afirmar que los recubrimientos inhiban a microorganismos.

En la Tabla 4.1 se muestran las características de las uvas tratadas durante el almacenamiento.

El desarrollo de microorganismos no se presentó en uvas a pesar de que la literatura reporta que se ha logrado inhibir microorganismos patógenos que causan enfermedades en la uva como *Botrytis cinerea* que causa el moho gris y grandes pérdidas en la industria vitivinícola como lo han reportado Romanazzi y colaboradores (2002). Las enfermedades causadas por *Botrytis cinerea* ocasionan grandes pérdidas de uva en el campo y son un obstáculo para su transporte a largas distancias y almacenamiento, pues el patógeno es capaz de desarrollarse a bajas temperaturas.

Tabla 4.1. Características físicas y microbiológicas de las uvas tratadas durante su almacenamiento (Velázquez-Solís, 2010)

Tipo de biopelícula	Observaciones	Figuras
Control	A partir del día 11 las uvas control presentan resequeidad y arrugas pronunciadas, con un 23% de masa perdida	
Quitosana al 0.5%	A partir del día 11 las uvas presentan resequeidad y arrugas más pronunciadas con un 24.6% de masa perdida	
Quitosana al 1.0%	A partir del día 11 las uvas presentan resequeidad y arrugas con un 28.5% de masa perdida	
Quitosana al 1.5%	A partir del día 11 las uvas presentan arrugas muy pronunciadas y forman pliegues, colapsa la cáscara de la fruta con un 28.7% de masa perdida	
Quitosana al 2.0%	A partir del día 11 las uvas ppresenta resequeidad y arrugas más pronunciadas y marcadas con un 28.5% de masa perdida	
Quitina	A partir del día 11 las uvas presentan humedad y arrugas más pronunciadas y marcadas con un 32% de masa perdida	

Esto reduce el tiempo de almacenamiento y su comercialización. Asimismo, estos autores mencionan que los racimos tratados con la quitosana inoculados con *Botrytis cinerea* mostraron un porcentaje reducido de los racimos infectados y menor diámetro de la lesión. Mayores concentraciones de quitosana han demostrado una mayor reducción de la enfermedad.


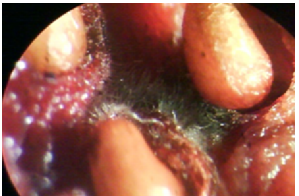
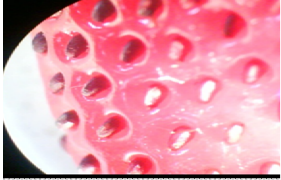

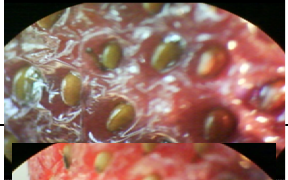
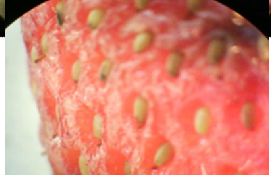
La inspección visual en la fresa, fruto rugoso, mostró que durante el almacenamiento a temperatura ambiente ($20\pm 2^{\circ}\text{C}$), éstas desarrollaron el moho causando daño en la superficie.

A continuación se presentan en la Tabla 4.2 la información obtenida por Ortega-Granados (2010) sobre las características de las fresas con los diferentes tratamientos durante el almacenamiento.

La biopelícula de quitosana al 2.0% aplicada a fresa no mostró contaminación por hongos y, además, ayudó a disminuir la pérdida de agua, así como a la mejora de la apariencia física, especialmente en los primeros días, porque le confería brillo.

Estudios recientes (Hernández-Muñoz et al., 2008) reportaron que la aplicación de biopelículas de quitosana afecta al desarrollo de hongos en la fruta. Una concentración de 1.5% inhibe el crecimiento de hongos durante el período de almacenamiento, mientras que la incidencia de hongos se observó en biopelículas del 1.0% de quitosana. Bautista-Baños y colaboradores (2004) reportaron que, a partir de concentraciones de quitosana de 1.5%, se reduce hasta en un 50% del desarrollo de hongos y retarda el crecimiento micelar, la esporulación y la morfología del conidio de *Fusarium*, *Penicillium* y *Rizhopus*. Lárez-Velásquez (2008) reporta que la actividad fungicida del polímero de quitosana se ha asociado a su carácter catiónico.

Tabla 4.2. Características físicas y microbiológicas de las fresas tratadas durante su almacenamiento (Ortega-Granados, 2010)

Tipo de Biopelícula	Observaciones	Figuras
Control	A partir del día 3 la fruta presentó daño físico, contaminación microbiana por hongos, arrugamiento con pérdida de humedad del 47.63%	
Quitosana al 0.5%	A partir del día 3 la fruta presentó daño físico y contaminación microbiana por hongos, arrugamiento en un 30% con una pérdida de humedad del 29.21%	
Quitosana al 1.0%	A partir del día 6 la fruta presentó una buena apariencia con una pérdida de humedad del 20%	
Quitosana al 1.5%	A partir del día 6 la fruta presentó daño físico con crecimiento de hongo y pérdida de humedad del 40%	
Quitosana al 2.0%	A partir del día 6 la fruta presentó obscurecimiento, aunque con superficie brillante, 25% de arrugamiento con una pérdida de humedad del 40%	
Quitina	A partir del día 6 hay presencia de arrugamiento superficial en fresa, sin contaminación microbiana con una humedad en la fruta del 31.01%	

La interacción de los grupos amino libres, cargados positivamente en medio ácido, con los residuos negativos de las macromoléculas expuestas en la pared de los hongos cambian la permeabilidad de la membrana plasmática con la consecuente alteración de sus principales funciones.

Como se mencionó al inicio de este documento, los principales microorganismos que afectan directamente a la fruta son: (a) Podredumbre gris por *Botrytis cinerea*, (b) podredumbre coriácea (*Phytophthora cactorum*) y (c) podredumbre por *Rhizopus* (Frazier y Westhoff, 1993). *Botrytis cinerea* y *Rhizopus sp.* son los dos hongos más frecuentes en fresas y uvas responsables de su pudrición (Park y col., 2005).

El problema del disolvente MAC141© usado para disolver la quitina obtenida experimentalmente a partir de exoesqueletos y cefalotórax de camarón es que no se eliminó completamente de las quitinas disueltas y como es higroscópico, al empezar a absorber la humedad atmosférica hace que el Ca residual precipite formando pequeños grumos blancos que, aunque no causan ningún problema nutricional ni toxicológico, son extraños para los consumidores potenciales. Esta parte deberá estudiarse a futuro para garantizar que todo el disolvente MAC-141© se elimine completamente de la quitina disuelta.

Como se mencionó antes, Romanazzi y colaboradores (2007) dicen que la aplicación de quitosana en concentraciones de 0.5 y 1.0% en combinación con 10 o 20% de etanol, respectivamente, permitieron una reducción en la respiración en las uvas. El etanol y tratamientos térmicos sinérgicamente disminuyeron la germinación de microorganismos patógenos incluyendo a *B. cinérea* el cual se redujo significativamente en la etapa postcosecha y durante su almacenamiento.

Finalmente, Bautista-Baños y Bravo-Luna (2004) reportaron que en jitomates tratados con quitosana se observó un menor desarrollo de *Rhizopus* en comparación con aquellos sin tratamiento.

Los resultados de estas investigaciones indican que hay todavía muchas interrogantes al respecto del uso de las biopelículas de quitina y aún de las de quitosana que parecieran ya estar muy estudiadas pero no dan los resultados que plantean otros investigadores. Esto abre horizontes para continuar con esta investigación.

CAPÍTULO 6.

6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

6.1. CONCLUSIONES

De acuerdo con el objetivo de esta investigación: Determinar las diferencias en la eficiencia de los recubrimientos de quitina y quitosana (0.5, 1.0, 1.5, 2.0 %) aplicado a frutos lisos (uva, *Vitis vinifera* L.) y rugosos (fresa, *Fragaria x ananassa*) para mantener su calidad medida como acidez, pH, sólidos solubles totales, vitamina C y contenido de humedad haciendo una búsqueda bibliográfica que explique los resultados obtenidos, a continuación se dan las conclusiones derivadas de ella.

- Dentro de las biopelículas control, la de quitosana al 2.0% fue la que presentó una mejora en las características físicas de la fresa como brillo, firmeza y textura, mejorando también la retención de agua y disminuyendo la pérdida de % de sólidos solubles totales (SST) por efecto de la transpiración y, por consiguiente, disminuyendo las pérdidas de masa de la fruta, según lo observado en esta investigación. La aplicación de esta biopelícula podría ayudar a alargar la vida de anaquel de la fresa.
- La biopelícula de quitina aplicada a las fresas disminuye significativamente ($p < 0.05$) la pérdida de humedad, mantiene el valor de pH relativamente constante así como la acidez y retarda la actividad metabólica de la fruta. Tiene el inconveniente de que si hay alta humedad relativa en el ambiente, el componente de calcio residual proveniente del disolvente MAC141© empieza a precipitarse en forma de grumos blancos que alteran la apariencia. Esto deberá estudiarse en investigaciones subsecuentes.

- Las biopelículas de quitina y quitosana aplicadas a los lotes de uva no mostraron mejora alguna en cuanto a las características físicas como textura, brillo y firmeza y, por lo tanto, no sirvieron como un método que ayude a alargar su vida de anaquel. Algo interesante, la biopelícula de quitina disminuye la pérdida de vitamina C. El deterioro de la apariencia de las uvas con la aplicación de biopelículas fue considerable, probablemente porque al ser lisa su superficie las arrugas provocadas por la ósmosis es más visible que en las fresas. No se encontró ningún reporte en la literatura que soportara estos resultados.
- En las biopelículas de quitina y quitosana aplicadas a los lotes de uva no se observó su efecto antifúngico reportado en la literatura ya que ninguno de los lotes incluyendo los que no tenía recubrimiento presentaron desarrollo de hongos.
- Puede concluirse que la aplicación de biopelículas tuvo mejores resultados en frutos rugosos (fresa, *Fragaria x ananassa*), que en frutos lisos.

6.2. RECOMENDACIONES

- Fomentar el estudio del uso de biopelículas comestibles y biodegradables como método de conservación y de prevención de enfermedades de los productos hortofrutícolas.
- Estudiar la combinación de la aplicación de biopelículas de quitina y quitosana con métodos de refrigeración para incrementar la vida útil de los productos hortofrutícolas.
- Realizar evaluaciones sensoriales para determinar si las biopelículas afectan los atributos como sabor, aroma, textura y color de las frutas recubiertas.

Anexo 1. Análisis de varianza de los datos experimentales

Tabla A-1. Análisis de varianza para el pH para un lote de uvas con recubrimientos de quitosana comercial (0.5, 1.0, 1.5 y 2.0%) en solución acuosa, quitina experimental y un control a temperatura ambiente (25°C).

Fuente	Suma de cuadrados	G.L.	Cuadrado medio	Cociente F	Valor P
Efectos principales					
Tratamiento	0.8014	5	0.1603	29.12	0.0
Días	0.7117	10	0.0712	12.93	0.0
Residuos	0.2752	50	0.0055		
Total (Corregido)	1.7884	65			

Tabla A-2. Análisis de varianza para el pH para un lote de fresas con recubrimientos de quitosana comercial (0.5, 1.0, 1.5 y 2.0%) en solución acuosa, quitina experimental y un control a temperatura ambiente (25°C).

Fuente	Suma de cuadrados	G.L.	Cuadrado medio	Cociente F	Valor P
Efectos principales					
Tratamiento	10.5081	5	2.1016	2.10	0.0884
Días	78.0729	7	11.1533	11.15	0.0
Residuos	34.9972	35	0.9999		
Total (Corregido)	123.578	47			

Tabla A-3. Análisis de varianza para el porcentaje de acidez titulable para un lote de uva con recubrimientos de quitosana comercial (0.5, 1.0, 1.5 y 2.0%) en solución acuosa, quitina experimental y un control a temperatura ambiente (25°C)

Fuente	Suma de cuadrados	G.L.	Cuadrado medio	Cociente F	Valor P
Efectos principales					
Tratamiento	0.3621	5	0.0642	7.71	0.0
Días	0.6196	10	0.0619	7.44	0.0
Residuos	0.4164	50	0.0083		
Total (Corregido)	1.3570	65			

Tabla A-4. Análisis de varianza para el porcentaje de acidez titulable para un lote de fresas con recubrimientos de quitosana comercial (0.5, 1.0, 1.5 y 2.0%) en solución acuosa, quitina experimental y un control a temperatura ambiente (25°C)

Fuente	Suma de cuadrados	G.L.	Cuadrado medio	Cociente F	Valor P
Efectos principales					
Tratamiento	0.04254	5	0.0085	2.46	0.0555
Días	0.04150	6	0.0069	2.00	0.0969
Residuos	0.1038	30	0.0034		
Total (Corregido)	0.1878	41			

Tabla A-5. Análisis de varianza para los % de sólidos solubles totales (SST) para un lote de uvas con recubrimientos de quitosana comercial (0.5, 1.0, 1.5 y 2.0%) en solución acuosa, quitina experimental y un control a temperatura ambiente (25°C)

Fuente	Suma de cuadrados	G.L.	Cuadrado medio	Cociente F	Valor P
Efectos principales					
Tratamiento	326.113	5	65.223	42.66	0.0
Días	272.103	10	27.2103	17.80	0.0
Residuos	76.4482	50	1.5289		
Total (Corregido)	674.664	65			

Tabla A-6. Análisis de varianza para los % de sólidos solubles totales (SST) para un lote de fresas con recubrimientos de quitosana comercial (0.5, 1.0, 1.5 y 2.0%) en solución acuosa, quitina experimental y un control a temperatura ambiente (25°C)

Fuente	Suma de cuadrados	G.L.	Cuadrado medio	Cociente F	Valor P
Efectos principales					
Tratamiento	228.593	5	45.7186	2.30	0.0656
Días	348.385	7	49.7693	2.51	0.0337
Residuos	695.025	35	19.8579		
Total (Corregido)	1272.0	47			

Tabla A-7. Análisis de varianza para vitamina C para un lote de uvas con recubrimientos de quitosana comercial (0.5, 1.0, 1.5 y 2.0%) en solución acuosa, quitina experimental y un control a temperatura ambiente (25°C)

Fuente	Suma de cuadrados	G.L.	Cuadrado medio	Cociente F	Valor P
Efectos principales					
Tratamiento	11.1642	5	2.2328	5.0	0.0009
Días	422.07	10	42.207	94.44	0.0
Residuos	22.345	50	0.4469		
Total (Corregido)	455.579	65			

Tabla A-8. Análisis de varianza para vitamina C para un lote de fresas con recubrimientos de quitosana comercial (0.5, 1.0, 1.5 y 2.0%) en solución acuosa, quitina experimental y un control a temperatura ambiente (25°C)

Fuente	Suma de cuadrados	G.L.	Cuadrado medio	Cociente F	Valor P
Efectos principales					
Tratamiento	9732.77	5	1946.55	3.97	0.0059
Días	30196.8	7	4313.82	8.81	0.0
Residuos	17145.3	35	489.865		
Total (Corregido)	57074.8	47			

Tabla A-9. Análisis de varianza para el porcentaje de pérdida de humedad para un lote de uva con recubrimientos de quitosana comercial (0.5, 1.0, 1.5 y 2.0%) en solución acuosa, quitina experimental y un control a temperatura ambiente (25°C)

Fuente	Suma de cuadrados	G.L.	Cuadrado medio	Cociente F	Valor P
Efectos principales					
Tratamiento	147.685	5	29.5371	12.14	0.0
Días	3606.0	10	360.60	148.26	0.0
Residuos	121.61	50	2.4322		
Total (Corregido)	3875	65			

Tabla A-10. Análisis de varianza para el porcentaje de pérdida de humedad para un lote de fresas con recubrimientos de quitosana comercial (0.5, 1.0, 1.5 y 2.0%) en solución acuosa, quitina experimental y un control a temperatura ambiente (25°C)

Fuente	Suma de cuadrados	G.L.	Cuadrado medio	Cociente F	Valor P
Efectos principales					
Tratamiento	3343.07	5	668.614	9.18	0.0
Días	35866.6	7	5123.8	70.36	0.0
Residuos	2548.82	35	72.8234		
Total (Corregido)	41758.5	47			

BIBLIOGRAFÍA

- AALPUM. 2009. Estudio de demanda de uva de mesa mexicana en tres países miembros de la unión europea, y de exploración del mercado de Nueva Zelandia. SAGARPA. México D.F.
- Agulló, E., Rodríguez, M. S., Ramos, V., Albertengo, L. 2003. Present and future role of chitin and chitosan in food. *Macromolecular Bioscience*. 3(10):521-530.
- Anónimo. 1996. Dos perfiles de la producción frutícola en Sonora: La uva para mesa y la uva pasa. *Claridades Agropecuarias*, 37 (Septiembre). México.
- Asgar, A. W. 2008. Novel edible coating for tropical fruits as an alternative to synthetic fungicide. School of Biosciences. The University of Nottingham Malaysia Campus. Redes Internacionales: <http://www.itfnet.org/gfruit/Slides/ISCTE%202008/Novel%20Edible%20Coating%20for%20Tropical20Fruits%20as%20an%20Alternative%20to%20Synthetic%20Fungicide.pdf>
- Baduí-Dergal, S. 1999. Química de los alimentos. Pearson Educación. México D.F., México.
- Bautista-Baños, S., Bravo-Luna, L. 2004. Evaluación del quitosano en el desarrollo de la pudrición blanda del tomate durante el almacenamiento. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 6(001):63-67.
- Bautista-Baños, S., Hernández-L., M., Bósquez-M., E., Wilson, C. 2003. Effect of the chitosan and plant extracts on growth of *Colletotrichum gloeosporioides*, anthracnose levels and quality of papaya fruit. *Crop Protection*. 22:1087-1092.
- Bautista-Baños, S., Hernández-López, M., Bosquez-Molina, E. 2004. Growth inhibition of selected fungi by chitosan and plant extracts. *Revista Mexicana de Fitopatología / Mexican Journal of Phytopathology*. 22(002):178-186.
- Bautista-Baños, S., Hernández, L. M., Guillén, S. D., Alia, T. I. 2006. Influencia del recubrimiento de quitosano y la temperatura de almacenamiento en la calidad postcosecha y niveles de infección en la ciruela mexicana. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 7(002):114-121.

- Bautista-Baños, S., Henández, L. A., Velázquez del Valle, M. G., Bósquez-M., E., Sánchez, D. D. 2005. Quitosano: una alternativa natural para reducir microorganismo postcosecha y mantener la vida de anaquel de productos hortofrutícolas. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 7(001):1-6.
- Bósquez-M., E. 2010. Aplicación de parámetros de calidad y madurez y calidad. Pub. UAM. México D.F. México.
- Branzanti, E. C. 1989. *La fresa*. Editorial Mundi-Prensa. Madrid, España.
- Cabrera, L. 2002. Diccionario de aztequismos. Editorial Colofón S.A. México D.F. México.
- CONAFRE. 2007. Consejo Nacional de la Fresa, A.C. Plan rector. Revisado, actualizado y validado por el Comité Nacional del Sistema Producto Fresa, SAGARPA. Zamora, Michoacán, México.
- Cordenunsi, B. R., Nascimento, J. R. O., Lajlo, F.M. 2003. *Physico-chemical changes related to quality of five strawberry fruit cultivars during cool-storage*. *Food Chemistry*. 83:167-173.
- Cuquerella, J., Mateos, M., Del Río, M.A., Navarro, P., Cervera, L. 1988. Influencia de distintos recubrimientos en el intercambio gaseoso, transpiración y alteraciones fisiológicas en la postrecolección de naranjas "Valencia". *Maduración y Post-Recolección*. 88:118-126.
- Del Solar, D. C., Irrázaval, M. P., Soza, P. J., Depallens, L. D., Esquivel, M. J. 2002. Resonancia magnética (SCANNER-MRI) en cv Thompson *Vitis vinífera* L. "seedless" como posible técnica para evaluar condición postcosecha. *PHAROS Ciencia, Arte y Tecnología*. 9(2):29-64.
- Derossi, A., Pilli, T., Fiore, A. G. 2010. Vitamin C kinetic degradation of strawberry juice stored under non-isothermal conditions. *Food Science and Technology*. 43:590-595.
- Devlieghere, F., Vermeulen, A., Debevere, J. 2004. Chitosan: Antimicrobial activity, interactions with food components and applicability as a coating on fruit and vegetables. *Food Microbiology*. 21:703-714.

- Domínguez, E., Cortés, V., Ávila, R.M., Olvera, L., Vernon, J., Bózquez, E., Domínguez, J. 2003. Aumento de la vida postcosecha del limón mexicano (*Citrus aurantifolia* Swingle) producido en Apatzingán, Mich., mediante el uso de recubrimientos naturales a diferentes temperaturas de almacenamiento. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 5(002):128-133.
- Du, J., Gemma, H., Iwahori, S. 1997. Effects of chitosan coating on the storage of peach, Japanese pear, and kiwifruit. *Journal of the Japanese Society for Horticultural Science*. 66(1):15–22.
- El Ghaouth, A., Arul, J., Ponnampalam, R., Boulet, M. 1991. Chitosan coating effect on storability and quality of fresh strawberries. *Journal of Food Science*. 56:1618-1620.
- FAO. 2006. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Página electrónica. Dirección:
- Flores-Ortega, R. A., Barrera-Rodríguez, S., Durán-Domínguez-de-Bazúa, M. C. 2004. Extracción ecológica de quitina y subproductos. Patente Núm. 264482. Solicitud de Registro: Octubre 1, 2004, Facultad de Química, UNAM. Otorgada el 12 de febrero de 2009. Instituto Mexicano de la Propiedad Industrial. México D.F., México.
- Flores-Ortega, R.A. 2008. Obtención y caracterización de esponja de quitina a partir de cefalotórax de camarón. Tesis de Doctorado. Programa de Maestría y Doctorado en Ciencias Químicas. UNAM, México D.F., México.
- Flores-Ortega, R.A. 2004. Bioplástico de quitina: Formación de películas de quitina a partir de desechos de camarón por métodos ecológicos. Tesis de Maestría. Programa de Maestría y Doctorado en Ciencias Químicas. UNAM, México D.F., México.
- Frazier, W.C., Westhoff, D.C. 1993. Microbiología de los alimentos. 4a Edición. ISBN 84-200-0734-X Editorial Acribia, S. A. Pp. 276-284. Zaragoza, España.
- Gacén, J. 1996. Quitina y quitosana. Nuevos materiales textiles. *Boletín Interter (U.P.C.)*. 110:67-71.

- Galiotta, G., Harte, F., Molinari, D., Capdevielle, R., Diano, W. 2005. Aumento de la vida postcosecha de tomate usando una biopelícula de proteína de suero de leche. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 6(002):117-123.
- García-Gómez, R. S., Pedroza-Islas, R., Durán-Domínguez, C. 2005. Premio a "Estancias Cortas" intersemestrales de estudiantes de bachillerato. "Obtención de pigmentos carotenoides provenientes del cefalotórax de camarón mediante su extracción con aceite comestible y su aplicación como complementos alimenticios". UNAM. México D.F., México.
- Gimferrer, M. N. 2011. *EROSKI CONSUMER*. Redes internacionales. Dirección electrónica: <http://www.consumer.es/seguridad-alimentaria/ciencia-y-tecnologia/2009/09/28/188232.php>
- González, S. J., Andrades, R. M. 1995. Influencia climática en la maduración de la uva: Estudio de cultivar de La Rioja y de Madrid. *Zubia Monográfico*. 7:79-103.
- Hernández-Lauzardo, A. N., Bautista-B., S., Velázquez-del-Valle, G. M., Rodríguez, A. S., Corona, R. M., Solano, N. A. 2005. Potencial del quitosano en el control de enfermedades postcosecha. *Revista Mexicana de Fitología*. 23(002):198-205.
- Hernández-Muñoz, P., Almenar, E., Del Valle, V., Vélez, D., Gavara, R. 2008. Effect of chitosan coating combined with postharvest calcium treatment on strawberry (*Fragaria x ananassa*) quality during refrigerated storage postharvest shelf life extension of strawberries using a biodegradable package. *Food Chemistry*. 110(2):428-435.
- INEGI. 2009. El sector alimentario en México 2009. Pub. Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (actualmente Instituto nacional de Estadística y Geografía). México D.F., México.
- INIFAP-SAGARPA. 2011. Redes Internacionales. Dirección electrónica: www.agromapas.inifap.gob.mx

- Lárez-Velásquez, C. 2008. Algunas potencialidades de la quitina y el quitosano para usos relacionados con la agricultura en Latinoamérica. *Revista UDO Agrícola*. 8(1):1-22.
- Montero, T. M., Mollá, E. M., Esteban, R. M., López-Andréu, F. J. 1996. Quality attributes of strawberry during ripening. *Scientia Horticulturae*. 65:239-250.
- NMX-FF-062-SCFI-2002. Productos alimenticios no industrializados para consumo humano - fruta fresca - Fresa (*Fragaria x ananassa*, Dutch).
- Ortega-Granados, J. 2010. "Aprovechamiento integral de residuos de crustáceos". Aplicación de un biopolímero funcional quitina/quitosana para el recubrimiento y protección de productos perecederos, caso: fresa (*Fragaria x ananassa*). *Estancia Estudiantil*. Facultad de Química, UNAM. México D.F., México.
- Osborne, D. R. 1993. *Análisis de los nutrientes de los alimentos*. Ed. Acribia, Zaragoza, España.
- Park, S., Stan, S. D., Daeschel, M. A., Zhao, Y. 2005. Antifungal coatings on fresh strawberries (*Fragaria x ananassa*) to control mold growth during cold storage. *Journal of Food Science*. 70(4):202–207.
- Pérez, C. F. 1992. *La uva de mesa*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España.
- Pérez-Guillén, C.K., Ramos-López, K. 2006. Efecto de la aplicación de un recubrimiento comestible a base de gelatina en la calidad de fresa (*Fragaria vesca* L.) almacenada en refrigeración. Tesis profesional (Ingeniería de alimentos). UNAM. Facultad de Estudios Profesionales Cuautitlán. Cuautitlán Izcalli, Mex., México.
- Ramos-García, M., Bautista-B., S., Barrera-N., L., Bósquez-M., E., Alía, T. I., Estrada, C. M. 2010. Compuestos antimicrobianos adicionados en recubrimientos comestibles para su uso en productos hortofrutícolas. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 28(1):44-57.
- Ratón, T. D. 2004. Acción perjudicial de las levaduras sobre los alimentos. *Revista Cubana de Salud Pública*. 30(Julio-Septiembre):3-10.
- Romanazzi, G., Milokota, G. F., Santini, M., Landi, L., Karabulut, O., Smilanick, J. 2007. Advances in the use of chitosan to control postharvest decay of table

- grapes. En *Proceedings of COST 924 "Novel Approaches for the Control of Postharvest Diseases and Disorders"*. Pp. 327-334. Bologna, Italia.
- Romanazzi, G., Nigro, F., Di Venere, D., Salerno, M. 2002. Effects of pre- and postharvest chitosan treatments to control storage grey mold of table grapes. *Journal of Food Science*. 67(5):1862-1867.
- SAGARPA. 2009. Principales entidades productoras de fresa en México. Redes internacionales: www.sagarpa.gob.mx
- Salvador, A., Cuquerella, J., Monterde, A. 2003. Efecto del quitosano aplicado como recubrimiento en mandarinas "fortune". *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 5(002):122-127.
- Sarabia-Bañuelos, P. 2011. Aprovechamiento integral de los residuos de crustáceos: obtención de quitina y quitosana del cefalotórax de camarón por métodos ecológicos. Tesis de Maestría en Ciencias Químicas. Programa de Maestría y Doctorado en Ciencias Químicas. UNAM. México D.F., México.
- Thompson, A. K. 2003. Almacenamiento en atmosferas controladas de frutas y hortalizas. (A. Ibarz, Trad.). Ed. Acribia. Zaragoza, España.
- Velázquez-Solís, J. 2010. Estudio de quitina/quitosana para uso como conservador de uvas. *Estancia Estudiantil*. Facultad de Química, UNAM. México D.F., México.
- Waliszewski, K.N., Pardio, V.T., Ramírez, M. 2002. Effect of chitin on color during osmotic dehydration of banana slices. *Drying Technology*. 20(3):719-726.
- Zhu, X., Wang, Q., Cao, J., Jiang, W. 2008. Effects of chitosan coating on postharvest quality of mango (*Mangifera indica* L. CV. tainong) fruits. *Journal of Food Processing and Preservation*. 32:770-784.

Bibliografía complementaria no citada en el texto

- Boqué, R., Maroto, A. 2010. El análisis de la varianza (ANOVA). 1. Comparación de múltiples poblaciones. Redes Internacionales: <http://www.quimica.urv.es/quimio/general/anovacast.pdf>
- Cáceres, I., Mulkay, T., Rodríguez, J., Paumier, A. 2000. Conservación de productos hortofrutícolas. *Instituto de Investigaciones En Fruticultura Tropical*. 1-19.
- Cañipa, A., Durán, M., Escobedo, G., García, R. (1994). Aprovechamiento integral de cefalotórax de camarón. Serie "Tecnologías más limpias". Vol. 3, UNAM, PIQAyQA. ISBN 968-36-4104-0. México. D. F., México.
- Cheah, L., Page, B., Sheperd, R. 1997. Chitosan coating for inhibition of sclerotinia rot of carrots. *Journal of Crop and Horticultural Science*. 25:89-92.
- García, R. J., Tobón, Q. J., Bringas, T. E., Mercado, R. J., Luchsinger, L. L., Báez, S. R. 2007. Daños y desórdenes fisiológicos en uva de mesa sonorenses después de preenfriamiento y almacenamiento. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 8:88-100.
- Jiang Y., Li Y. 2001. Effects of chitosan coating on postharvest life and quality of longan fruit. *Food Chemistry*. 73:139-143.
- Janisiewicz, W. J., Korsten, L. 2002. Biological control of postharvest. *Phytopathol*. 40:411-441.
- Lárez-Velásquez, C. 2006. Quitina y quitosano: materiales del pasado para el presente y el futuro. *Avances en Química*. 2(1):15-21.
- Muñoz D. K., Bravo M. K., Zapata O. P., Lodoño L. J., 2007. Caracterización preliminar del enzima polifenol oxidasa en frutas tropicales: implicaciones en su proceso de industrialización. *Scientia et Technica*. 33:161-164.
- Ramos-García, M. L.; Bautista-Baños, S., Barrera-Necha, L. L., Bósquez-Molina, E., Alía-Tejagal, I., Estrada-Carrillo, M. 2010. Compuestos antimicrobianos adicionados en recubrimientos comestibles para uso en productos hortofrutícolas. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 28(1):44-57.

- Rivero, M. L., Quiroga, M. I. 2008. Biofungicida de precosecha: una alternativa al uso del dióxido de azufre en postcosecha de uva de mesa *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 9(1):72-80.
- Rodríguez-Pedroso, A. T., Ramírez-Arrebato, M.A., Rivera-Gonzalez, D., Bosquez-Molina, E., Barrera-Necha, L. L.; Bautista-Baños, S. 2009. Propiedades químico-estructurales y actividad biológica de la quitosana en microorganismos fitopatógenos. *Revista Chapingo. Serie horticultura*. 15(3):307-317.
- Romanazzi, G. 2010. Chitosan treatment for the control of postharvest decay of table grapes, strawberries and sweet cherries. En *Fresh Produce. Global Science Books*. 4:111-115.
- Singh, R., Sharma, R. R., Tyagi, S. K. 2007. Pre-harvest foliar application of calcium and boron influences physiological disorders, fruit yield and quality of strawberry (*Fragaria x ananassa* Duch.). *Scientia Horticulture*. 112:215-220.
- Statgraphics. 2010. Statpoint Technologies, Inc. Redes internacionales: <http://www.statgraphics.com/>.
- Xianghong-Meng, Shiping-Tian. 2009. Effects of preharvest application of antagonistic yeast combined with chitosan on decay and quality of harvested table grape fruit. *J. Sci. Food Agric*. 89:1838–1842.