



UNIVERSIDAD LAICA ELOY ALFARO DEMANABI

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE INGENIERIA AGROINDUSTRIAL

PROYECTO DE TESIS

TEMA:

Estudio comparativo de dos recubrimientos comestibles a base de biopolímeros y cinamaldehído en la conservación de pepino (*Cucumis sativus L.*).

AUTOR:

Cevallos Lino José Luis

e-mail: cevalloslinoj500@hotmail.com

MANTA – MANABI - ECUADOR

2017

CERTIFICACIÓN

Ing. José Luis Coloma Hurel, profesor de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, certifica que el egresado Cevallos Lino José Luis realizó la Tesis de Grado Titulada “Estudio comparativo de dos recubrimientos comestibles a base de biopolímeros y cinamaldehído en la conservación de pepino (*Cucumis sativus L.*)”, bajo la dirección del suscrito, habiendo cumplido con las disposiciones establecidas para el efecto.

Ing. José Luis Coloma. M.Sc.

DIRECTOR DE TESIS

UNIVERSIDAD LAICA “ELOY ALFARO” DE MANABÍ

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

TESIS DE GRADO

“Estudio comparativo de dos recubrimientos comestibles a base de biopolímeros y cinamaldehído en la conservación de pepino (*Cucumis sativus L.*)”.

Sometida a consideración del Honorable Consejo Directivo de la Facultad de Ciencias Agropecuarias como requisito para obtener el Título de:

INGENIERO AGROINDUSTRIAL.

Aprobado por la Comisión:

Ing. José Luis Coloma. M.Sc.

DIRECTOR DE TESIS

M.Sc. María Isabel Mantuano Cusme

MIEMBRO

Ph.D. Stalin Santacruz Terán.

MIEMBRO

M.Sc. Ángel Prado

MIEMBRO

DEDICATORIA

A Dios quien supo guiarme por buen camino, darme fuerzas para seguir adelante y no desmayar en los problemas que se presentaban, enseñándome a encarar adversidades sin perder nunca la dignidad ni desfallecer en el intento.

A mis padres quienes a lo largo de mi vida han velado por mi bienestar y educación siendo mi apoyo en todo momento, depositando su confianza en cada reto que se me presentaba sin dudar ni un solo momento.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Laica Eloy Alfaro de Manabí y a su facultad de Ciencias Agropecuaria, por las oportunidades y facilidades brindadas en el transcurso de mis estudios para optar el título de ingeniero Agroindustrial.

A Dios por que ha estado conmigo a cada paso que doy día a día, cuidándome y dándome fortaleza para continuar.

A mis padres quienes a lo largo de toda mi vida han apoyado y motivado mi formación académica.

A mis profesores (as) a quienes les debo gran parte de mis conocimientos, gracias a sus enseñanzas brindadas para un futuro competitivo y formándome como persona de bien.

A mi tutor el Ing. José Luis Coloma por toda la colaboración brindada durante la ejecución de esta tesis.

ÍNDICE

DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTO	vi
ÍNDICE	vii
RESUMEN	xi
SUMMARY.....	xii
I. ANTECEDENTES.....	13
OBJETIVOS.....	15
OBJETIVO GENERAL	15
OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	15
II. MARCO TEÓRICO	16
2.1. Generalidades del pepino (<i>Cucumis sativus L.</i>).....	16
2.2. Taxonomía de (<i>Cucumis sativus L.</i>).....	16
2.2.1 Origen.....	17
2.2.2 Características ecogeográficas	17
2.2.3 Hábitat	17
2.2.4 Suelo	18
2.2.5 Fruto.....	18
2.3. Generalidades de los recubrimientos comestibles.....	19
2.3.1 Propiedades de los recubrimientos	19
2.3.2 Tipos de recubrimientos	20
2.3.3 Películas a base de proteínas	20

2.3.4	Películas a base de polisacáridos.	20
2.4.	Generalidades del almidón.	21
2.4.1	Particularidades del gránulo de almidón.....	22
2.4.2	Constitución química del almidón.	22
2.5	Generalidades del quitosano.....	23
2.5.1	Propiedades físico – químicas.....	24
2.5.2	Propiedades antimicrobianas.	26
2.6.	Generalidades de los aceites esenciales	26
2.6.1	Mecanismo de acción antioxidante.....	28
2.6.2	Cinamaldehído	30
2.6.3	Actividad antimicrobiana.....	30
III.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	32
3.1	Ubicación geográfica.	32
3.2	Características del laboratorio.....	32
3.3	Factores en estudio.	32
3.3.1	Factor A: Tipos de Biopolímeros.	32
3.3.2	Factor B: Concentración de cinamaldehído.....	33
3.4	Tratamientos.....	33
3.5	Diseño experimental.	33
3.5.1	Características de las unidades experimentales	34
3.5.2	Análisis estadísticos.	34
3.5.3	Análisis funcional.....	34
3.5.4	Variables para la medición experimental.....	35
3.5.5	Materiales, equipos e insumos a utilizar	35

3.6 Metodología.....	36
3.6.1 Proceso de elaboración de films y aplicación en el fruto	37
3.6.2 Diagrama descriptivo del proceso	38
➤ Recepción de la materia prima.-	38
➤ Selección de los pepinos.-	38
➤ Desinfección.-.....	38
➤ Secado.-	38
➤ Elaboración de las soluciones de los tratamientos.-	38
➤ Inmersión.-	39
➤ Escurreido.-	39
➤ Secado.-	39
➤ Almacenado.-.....	39
3.6.3 Preparación de las soluciones de recubrimiento.	39
3.6.4 Análisis de determinación de pérdida fisiológica de peso	40
3.6.5 Determinación de pH.....	40
3.6.6 Acidez titulable (AT)	41
3.6.7 Sólidos solubles totales (SST).....	41
3.6.8 Textura instrumental.....	42
3.6.9 Índice de deterioro.....	42
3.7 Análisis microbiológico.....	43
3.8 Análisis sensorial	43
IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	43
4.1. Pérdida fisiológica de peso (PP).....	43
4.2. pH.....	46

4.3. Acidez titulable (AT)	48
4.4. Sólidos solubles totales (SST)	51
4.5. Textura instrumental	53
4.6. Índice de deterioro.....	56
4.7. Análisis microbiológico	57
4.8. Análisis sensorial	61
4.9 Análisis económico del mejor tratamiento.....	66
V CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.	67
Conclusiones	67
Recomendaciones.....	68
BIBLIOGRAFÍA	71

RESUMEN

En el presente trabajo se estudiaron recubrimientos comestibles a base de almidón de yuca y quitosano incorporándole (cinamaldehído) para la conservación de frutos de pepino. Las muestras fueron tratadas con recubrimientos de almidón y quitosano al 1% (p/v) y aceite esencial en diferentes concentraciones de 0,05% y 0,15% (v/v). Los pepinos fueron posteriormente almacenados a 10 °C a 80% de humedad relativa durante 21 días. Se evaluó sólidos solubles, acidez titulable, pH, firmeza, pérdida de peso, índice de deterioro cada 24 horas, mientras que los análisis microbiológicos se evaluaron cada 72 horas. Se determinó que el tratamiento T4 (quitosano 1% + cinamaldehido 0,15%) extendió la vida útil de los frutos de pepino en 8 días en comparación con las pepinos sin recubrimiento (control). Adicionalmente, se observó que los tratamientos presentaron mayor firmeza, menor índice de deterioro y menor pérdida de peso en comparación con el control. En relación al análisis microbiológico de mohos y levaduras, los resultados demuestran que los tratamientos T3 (quitosano 1% + cinamaldehido 0,05%), y T4 (quitosano 1% + cinamaldehido 0,15%) fueron estadísticamente diferentes ($p < 0.05$) a los otros tratamientos y al control durante los 21 días del periodo de almacenamiento. En referencia al análisis sensorial los catadores indicaron que las muestras del tratamiento T4 (quitosano 1% + cinamaldehido 0,15%) tuvieron mayor aceptación en cuanto a los parámetros analizados color, sabor y olor. Los resultados obtenidos en este estudio expresan la eficacia de los recubrimientos comestibles de quitosano con cinamaldehido como método de conservación poscosecha del pepino.

SUMMARY

In the present work edible coatings were studied a cassava starch base and chitosan incorporate cinnamaldehyde essential oil for the conservation of cucumber fruits. The samples were treated with starch and chitosan coatings 1% concentration (w / v) and essential oil in different concentrations of 0.05% and 0.15% (v / v). The cucumber fruits were stored at 10 ° C to 80% relative humidity for 21 days. Soluble solids, titratable acidity, pH, firmness, weight loss, deterioration index were evaluated every 24 hours, while microbiological analyzes were evaluated every 72 hours. It was determined that the T4 treatment (chitosan 1% + 0.15% cinnamaldehyde) extended the shelf life of cucumber fruits in 8 days compared to uncoated (control) cucumbers. Additionally, it was observed that the treatments samples had the highest firmness, lower index of deterioration and less weight loss in comparison with the control. In the microbiological analysis of molds and yeasts, the results show that T3, and T4 treatment were statistically different ($p < 0.05$) from the other treatments and control during the 21 days of the storage period. In reference to the sensorial analysis the tasters indicated that the samples of the T4 treatment had the greater acceptance in the analyzed color parameters, taste and smell. The results obtained in this study express the efficacy of the edible coatings of chitosan with cinnamaldehyde to preserve the chemical-chemical properties, as well as of microbiological control, in the postharvest period in cucumber fruits.

I. ANTECEDENTES

Se cree que el pepino es nativo de Asia y África, el mismo se utiliza para la alimentación humana desde hace 3000 años; se distribuyó por primera vez en la China, luego en Francia, Inglaterra y se propagó en Estados Unidos (Manual Agropecuario, 2002).

El cultivo de pepino (*Cucumis sativus*) en los últimos años se convirtió en uno de los rubros más cultivados, ocupa el cuarto lugar del grupo de las hortalizas a nivel mundial; destaca a China como uno de los más altos productores de este cultivo (Marín 2002).

En el Ecuador, se cultiva pepino en los valles secos y cálidos de la región interandina, zonas secas y sub-húmeda de la costa. Según datos de la FAO (2001) citado por Guerrero *et al.* (2004). Esta hortaliza tiene una superficie de siembra de 532 hectáreas en la provincia de Manabí, con rendimientos de 16,20 Tm/ha, (Muñoz, 2015). En el cantón Rocafuerte este cultivo registra en la actualidad 63 ha sembradas, con un rendimiento promedio de 6,40 Tm/ha^{1/}, y ha tenido un auge de producción durante los últimos años en el país, en donde su comercialización se destina preferente al mercado local y provincial, según lo indicado MAGAP- Portoviejo 2013, (Muñoz, 2015).

El cultivo de pepino es muy frecuente bajo condiciones de invernadero (Gálvez, 2004) no así cuando se cultiva en campo abierto, como tradicionalmente se realiza en la costa ecuatoriana. Esto provoca problemas específicamente de tipo fitosanitario, los que se incrementan con el aumento del ciclo vegetativo del cultivo y las malas labores de manejo.

El pepino sufre algunos problemas postcosecha como el ataque fúngico, el marchitamiento y la pérdida de turgencia causados por la pérdida de agua Siller *et*

al. (2004). La antracnosis causada por *Colletotrichum gloeosporioides* es considerada una de las enfermedades más importantes en frutos tropicales, dentro de los que se encuentra al pepino (Mulkay *et al.* 2012).

Un método para conservar el pepino en postcosecha podría ser la aplicación de película o cubierta comestible que consisten en una capa delgada que se preforma o forma directamente sobre la superficie de los productos vegetales como una envoltura protectora (Del-Valle, 2005). Se elaboran a partir de una gran variedad de proteínas (suero láctico, concentrados de proteína de soja), polisacáridos (almidones, derivados de celulosa, quitosano) y lípidos ya sea como componentes únicos o combinados (Phan, 2005) (Chillo, 2008); Esto, con la finalidad de mejorar las propiedades de barrera y mecánicas (Kester, 1986).

El mecanismo por el cual los recubrimientos conservan la calidad de frutas y vegetales es debido a que crean una barrera física a los gases, produciendo una atmósfera modificada ya que reducen la disponibilidad de O₂ e incrementan la concentración de CO₂ (Avena-Bustillos, 1997) (González-Aguilar, 2005). Los recubrimientos o películas comestibles pueden también ayudar a controlar la migración de la humedad, gases y lípidos (Guilbert S. B., 1996), contribuyendo así a prolongar la vida útil y a exaltar la calidad global de los alimentos (Franssen, 2003).

El uso de recubrimientos a través de ceras (encerado) es un método de conservación postcosecha aplicado al pepino; sin embargo, este método no controla enfermedades fúngicas, por lo que el desarrollo de películas y recubrimientos comestibles adicionados con aceites o extractos naturales aplicados a productos hortofrutícolas ha generado efectos positivos sobre el control del crecimiento microbiano y la conservación de características deseadas por los consumidores como firmeza, brillo (Quintero *et al.* 2010).

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Evaluar la conservación de pepino (*Cucumis sativus L.*) aplicando recubrimientos comestibles a base de biopolímeros y cinamaldehído.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar el tratamiento más eficaz en la conservación de frutos de pepino en base al crecimiento de hongos, cambios físico-químicos e índice de deterioro y análisis sensorial

- Estimar el costo del mejor tratamiento en estudio para la conservación de pepino basado en los costos de las materias primas

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Generalidades del pepino (*Cucumis sativus* L.).

Es una especie cultivada en diferentes zonas de la geografía mundial, sobre todo entre los 50° de latitud norte y los 30° de latitud sur, fundamentalmente en climas cálidos y no demasiado fríos. Debido a la amplia gama de altitudes en que *C. sativus* se cultiva tanto en continente americano como en el viejo mundo, da como resultado una gran diversidad morfológica de sus semillas y frutos (colores, formas, grosores y durabilidad de la cáscara del fruto), la existencia de variedades con ciclos de vida de diferente duración, así como la de numerosas variantes locales con características agronómicas sobresalientes (resistencia a enfermedades virales), que indican claramente la prominente variación genética de sus poblaciones, aunado a ello, la presencia de poblaciones silvestres de su antecesor *C. hardwickii* presente en las faldas del Himalaya en Asia, dan la pauta para el mejoramiento genético de esta especie (Bisognin, 2002; Krístková *et al.*, 2003).

2.2. Taxonomía de (*Cucumis sativus* L.).

REINO: *Plantae*

DIVISIÓN: *Magnoliophyta*

CLASE: *Magnoliopsida*

ORDEN: *Violales*

FAMILIA: *Cucurbitaceae*

GÉNERO: *Cucumis* L., 1753

ESPECIE: *sativus* L., 1753

SINÓNIMOS

Cucumis esculentus Salisb., 1796

Cucumis muricatus Willd., 1805

Cucumis sativus *chiar* Forssk., 1775

2.2.1 Origen

Asia y en particular la India es considerado el centro de origen del pepino, debido a la frecuente ocurrencia de especies silvestres de *Cucumis* con número cromosómico $n=7$, además de la existencia de vestigios del cultivo de hace 3000-4000 años, y aunque algunos autores señalan que el centro de origen es África tropical, la mayoría de los trabajos señalan un origen totalmente asiático (Bisognin, 2002; Krístková *et al.*, 2003).

2.2.2 Características ecogeográficas

Esta especie se cultiva primordialmente en zonas con climas cálidos, desde el nivel del mar a 1500 -2000 msnm (Nee, 1993).

2.2.3 Hábitat

Se encuentra en cultivares, agro sistemas y en huertos familiares, generalmente abarcando climas cálidos (Nee, 1993).

2.2.4 Suelo

El pepino puede cultivarse en cualquier tipo de suelo de estructura suelta, bien drenado y con suficiente materia orgánica. Es una planta medianamente tolerante a la salinidad (algo menos que el melón), de forma que si la concentración de sales en el suelo es demasiado elevada las plantas absorben con dificultad el agua de riego, el crecimiento es más lento, el tallo se debilita, las hojas son más pequeñas y de color oscuro y los frutos obtenidos serán torcidos. Si la concentración de sales es demasiado baja el resultado se invertirá, dando plantas más frondosas, que presentan mayor sensibilidad a diversas enfermedades. El pH óptimo oscila entre 5,5 y 7. Se reporta que esta planta germina entre 15 y 39°C, aunque su rango óptimo esta entre los 25 y 30°C (Izquierdo, 2003).

2.2.5 Fruto.-

Frutos de tamaño variable, cilíndrico u oblongo, tuberculado, al menos cuando joven, cáscara (epicarpo) con patrones de coloración variables, verde claro a verde oscuro cuando inmaduros, hasta amarillo a anaranjado al madurar, glabros, lisos o ásperos; pulpa (mesocarpo) abundante, carnoso, de coloración blanca a verde claro cuando inmaduro, a amarillo-acuoso cuando madura, sabor de ligeramente dulce a dulce (Nee, 1993; Krístková *et al.*, 2003).

Esta especie presenta diferentes épocas de fructificación con base a la región del cultivo y a la variedad cultivada. En México, durante la temporada primavera-verano inician de septiembre a octubre y en temporada otoño-invierno a partir de febrero (Nee, 1993; Krístková *et al.*, 2003).

En la temporada otoño-invierno la fructificación termina en el mes de mayo y durante la temporada primavera-verano en los meses de noviembre a diciembre (Nee, 1993; Krístková *et al.*, 2003).

Se tiene reportado que el número de frutos oscila entre 5 a 41 por planta, lo cual dependerá de la variante cultivada, del uso de reguladores hormonales y de las condiciones del medio ambiente (Cardoso, 2002).

Semillas 0.8-1.0 cm largo, 0.3-0.5 cm ancho, numerosas, ovado-elípticas, comprimidas (Nee, 1993; Krístková *et al.*, 2003).

Semillas blanquecinas a blanco-amarillento (Nee, 1993; Krístková *et al.*, 2003).

2.3. Generalidades de los recubrimientos comestibles.

Las películas y recubrimientos comestibles ofrecen ventajas como las propiedades barrera, biocompatibilidad y mejor apariencia estética (Han, 2000). En adición este tipo de materiales son afectados por parámetros como la formulación, la tecnología de formación de la película, las características del solvente y los aditivos (Gocho *et al.*, 2000; Gontard *et al.*, 1993).

2.3.1 Propiedades de los recubrimientos.

Según (Kester, 1986) los recubrimientos comestibles deben presentar ciertos requerimientos funcionales que permitan controlar o aminorar las causas de alteración de los alimentos a recubrir. Algunos de estos requerimientos, dependientes de la naturaleza del producto alimenticio al cual se aplica y de su principal mecanismo de deterioro son:

- Propiedades sensoriales: deben ser transparentes, no otorgar sabor y olor diferente al alimento y no ser detectados durante su consumo.
- Propiedades barrera: presentar una adecuada permeabilidad al vapor de agua y solutos y una permeabilidad selectiva a gases y volátiles.
- Deben estar libres de tóxicos y ser seguros para la salud.

- Deben requerir una tecnología simple para su elaboración.
- Las materias primas y el coste de producción del recubrimiento deben ser de bajo costo. Para que los recubrimientos comestibles sean funcionales y por tanto, óptimos, se deberá otorgar una especial importancia a la selección de los materiales que los forman, ya que sus propiedades están fuertemente afectadas por la naturaleza de sus componentes, composición y estructura final.

2.3.2 Tipos de recubrimientos

Los principales componentes de los recubrimientos comestibles son polisacáridos, proteínas, lípidos y resinas. Las formulaciones pueden incluir plastificantes y emulsificantes de distinta naturaleza química con el fin de mejorar las propiedades de los recubrimientos (Ribeiro *et al.*, 2007).

2.3.3 Películas a base de polisacáridos.

El desarrollo de recubrimientos a base de polisacáridos ha conllevado un incremento significativo en las clases de aplicaciones que pueden tener y la magnitud de productos que pueden ser tratados, ya que se logra extender la vida de anaquel de las frutas o vegetales mediante la permeabilidad selectiva de estos polímeros frente al O₂ y CO₂. Estos recubrimientos a base de polisacáridos pueden ser destinados a modificar la atmosfera interna de la fruta y de esta manera retardar la senescencia. (Rojas – Graü M., 2009).

A pesar de que algunas películas comestibles han sido aplicadas exitosamente a productos frescos, en otras aplicaciones afectaron adversamente la calidad. La modificación de la atmosfera interna mediante el uso de recubrimientos comestibles pueden incrementar desórdenes asociados con una alta concentración de CO₂ o una baja de O₂. (Ben – Yehoshua, 1969).

2.3. Generalidades del almidón.

El almidón es un carbohidrato de reserva, sintetizado y almacenado como fuente de energía en plantas superiores; además después de la celulosa, es el segundo hidrato de carbono más abundante en la biósfera. Aunque el contenido de almidón varía según la fuente de obtención, la más importante son los cereales (maíz, arroz, trigo) con un contenido de 30 – 80%, en leguminosas (fríjol, chícharo, haba) en un 25 – 50% y en tubérculos (papa, tapioca, yuca) representa un 60 – 90% de la materia seca (De Baere H., 1999) (Bello- Pérez, 1999) (Bernal L., 2006) (Biliaderis CG., 1991) (Búleon A., 1988).

El almidón es una materia prima con un amplio campo de aplicaciones que van desde la impartición de textura y consistencia en alimentos hasta la manufactura de papel, adhesivos y empaques biodegradables (Zhao J., 1994). Debido a que el almidón es el polisacárido más utilizado como ingrediente funcional (espesante, estabilizante y gelificante) en la industria alimentaria, es necesario buscar nuevas fuentes de extracción, ya que con una producción mundial de 48,5 millones de ton/año, existe una demanda insatisfecha del mismo (FAOSTAT., 2001).

De las calorías consumidas por los humanos, cerca del 70 al 80% provienen del almidón. Es la principal fuente de almacenamiento de energía en los vegetales, ya que se encuentra en grandes cantidades en las diversas variedades de plantas, como, por ejemplo, en los granos de cereales, los cuales contienen entre 60 y 75% de su peso seco de almidón, así como también, puede encontrarse en tubérculos, semillas de leguminosas y en algunas frutas, y su concentración varía con el estado de madurez de los mismos (Thomas H D., 1999).

De acuerdo a su fuente botánica pueden ser de diversa forma y tamaño, la forma puede ser redonda, elíptica, ovalada, lenticular o poligonal. El tamaño de los gránulos de almidón de arroz y amaranto son los más pequeños, con aproximadamente 1- 3 μm y los más grandes son los de papa y tapioca con un diámetros aproximado de 50- 100 μm . (Hoover, 2001.).

2.4.1 Particularidades del gránulo de almidón.

El gránulo de almidón consiste de dos estructuras poliméricas de glucosa denominadas amilosa y amilopectina, además lípidos, proteínas, agua e iones minerales que pueden encontrarse en la matriz del gránulo o formar complejos específicos con el polímero de almidón (Dziedzic, 2003.).

Las formas más comunes de estos gránulos son redondas, elípticas, ovals, lenticulares, poliédricas o poligonales e incluso pueden tener forma irregular (Tester R., 2004).

2.4.2 Constitución química del almidón.

De acuerdo con (Meneses J., 2007) el almidón es un polímero natural formado por gránulos con características particulares dependiendo de la fuente de procedencia, dichos gránulos poseen una estructura macromolecular ordenada en capas concéntricas, siendo las capas externas de amilopectina y las internas de amilosa. Estas últimas condicionan la propiedad del almidón, las cuales varían según el origen de éste. El 70% aproximadamente de la masa de un grano de almidón se considera amorfo y el 30% aproximadamente cristalino; en las zonas amorfas se localiza la mayor parte de la amilosa aunque también una fracción considerable de amilopectina, mientras que las zonas cristalinas están formadas por amilopectina (Swinkels J., 1996).

Químicamente el almidón consiste de dos polímeros de diferentes estructuras, amilosa y amilopectina. Las cantidades relativas de estos dos polímeros y su organización física dentro de la estructura granular, le confiere propiedades fisicoquímicas y funcionales características de los almidones. (Bello – Perez, 1995). El almidón está compuesto por dos macromoléculas: amilosa (15-30%) y amilopectina (70-85%) (Marín - Herbert E., 2013).

La amilosa (Anexo 3) consiste de cadenas largas plegadas en forma de hélice, constituida de moléculas de glucosa unidas por enlaces α - 1- 4 y α -1-6, siendo estos últimos los más frecuentes, este polímero a diferencia del primero se encuentran ramificado. Sus elementos fundamentales son cadenas lineales constituidas de 15 a 35 glucosas unidas por enlaces α - 1- 4. La amilopectina anexo 4 tiene un 5-6% de enlaces α -1-6 y está conformada de alrededor de 100.000 moléculas de glucosa (Mestres, 1996).

La amilosa es una molécula hidrofóbica y esta característica da como resultado un complejo al precipitarse con lípidos o el yodo. Las partes lineales de la amilopectina pueden formar también complejos con el yodo (Mestres, 1996). La estructura cristalina del almidón, se encuentran regida por la parte lineal de la amilopectina. (Mestres, 1996); (Svensson, 1995).

2.5 Generalidades del quitosano

De los biopolímeros, la quitina es el segundo biopolímero más abundante en la tierra después de la celulosa y se encuentra en fuentes como el exoesqueleto de los crustáceos, en la pared celular de los hongos y en otros recursos biológicos variados (Andrady, 2011). El quitosano es derivado de la quitina por desacetilación en presencia de una base alcalina. Es un copolímero que consiste de unidades β -(1-4)-2-acetamido-glucosa y β -(1-4)-2-amino –glucosa, siendo el último más del

80% por lo general. Los quitosanos son descritos en términos del grado de acetilación, el peso molecular, la viscosidad y la solubilidad. La importancia de este biopolímero está en sus propiedades antimicrobianas en conjunto con sus propiedades para formar películas (Fernandez-Saiz *et al.*, 2009, Muzzarelli, 2000).

Del quitosano y sus derivados se ha reportado interés por diversas áreas tales como las ciencias de los alimentos, la purificación del agua, la industria de pulpa y papel, farmacia y la medicina (Felse y Panda, 2000; Beverly *et al.*, 2008, Bernkop-Schnürch *et al.* 2006, Hu *et al.*, 2005, Mathew and Abraham, 2008, Perez-Gago *et al.*, 1999, Santos *et al.*, 2009 y Vargas *et al.*, 2006).

Sin embargo, las aplicaciones prácticas de quitosano se ven limitadas por su insolubilidad en agua a pH superior a 6. Varios derivados del quitosano han sido diseñados para superar este obstáculo (Muzzarelli *et al.*, 1988). Una de las maneras más populares para proporcionar un carácter hidrofílico de este polisacárido es a través de carboxilación.

2.5.1 Propiedades físico – químicas.

La quitosana tiene un contenido de nitrógeno (N) mayor al 7 % (Muzzarelli, 1977) y posee una distribución regular de los grupos aminos libres, que pueden ser protonados por ciertos ácidos cargándose positivamente lo que le confiere un comportamiento de polielectrolito (Glasser, 1997).

Este hecho permite explicar algunas propiedades de la quitosana como son: la habilidad de enlazarse con sustancias cargadas negativamente tales como lípidos, proteínas, colorantes, entre otras; así como su comportamiento como floculante, adherente y adsorbente, adicionales a las reacciones típicas de las aminas (Sugimoto, 1999; Crini, 2005). Una propiedad importante de la quitosana es su estructura rígida, caracterizada por numerosos enlaces por puentes de hidrógeno,

la cual le confiere una buena estabilidad térmica. De acuerdo a Sugimoto (1999), se descompone aproximadamente a 170 °C y se degrada antes de fundir, lo cual es característico de polisacáridos que poseen muchos enlaces por puentes de hidrógeno.

En cuanto al grado de acetilación se ha establecido, que la quitina con más de un 50 % de desacetilación debe ser considerada quitosana e incluso algunos investigadores la definen como tal con un grado de desacetilación superior al 60 %. Usualmente en el caso de las quitosanas el grado de desacetilación se encuentra comprendido entre 60-98 % (Harish *et al.*, 2007); sin embargo, también se ha reportado que para lograr una mayor actividad biológica, el contenido de los acetilos debe encontrarse alrededor de un 40 % (Muzzarelli, 1977).

Las diversas funciones reportadas sobre la quitosana están relacionadas principalmente con la presencia de los grupos aminos libres en cada residuo monomérico de su molécula (Rodríguez-Pedroso *et al.*, 2007). Estas funciones se atribuyen a las tres formas estructurales fundamentales en que se puede encontrar la molécula: la forma cristalina hidratada, la cristalina no hidratada y la no cristalina o amorfa (Rodríguez-Pedroso *et al.*, 2007). Ogawa y Yui (1993), encontraron que muestras de quitosana ricas en cristales anhidros no se disuelven con facilidad en disolventes tales como ácido acético en solución acuosa; asimismo reportan que los estudios de difracción de rayos x muestran que en una quitosana totalmente desacetilada prevalece la presencia de formas polimórficas hidratadas. A medida que disminuye la desacetilación aparecen en el patrón de rayos x las señales débiles que sugieren la presencia de pequeñas cantidades remanentes de alfa quitina y la aparición de cristales de quitosana no hidratados. En estudios de cristalinidad de la quitosana realizados también por Agüero *et al.* (1989), se obtuvieron resultados concordantes aplicando diferentes métodos analíticos tanto para muestras sólidas como para películas de quitosana.

2.5.2 Propiedades antimicrobianas.

La calidad y la seguridad son objetivos primordiales de la industria de los alimentos. Debido a la preferencia de los consumidores por alimentos frescos y mínimamente procesado (Pranoto, 2005), se han planteado nuevos desafíos. En particular, el control de enfermedades causadas por microorganismo (hongos, bacterias y levaduras) ha originado la búsqueda de nuevos compuestos que eviten la contaminación de los alimentos durante la manipulación y el almacenamiento (Badawy, 2009).

Shahidi *et al.* (1999) reportaron que una de las razones de las propiedades antimicrobianas del quitosano se debe a que este posee cargas positivas en su grupo amino, las cuales, interactúan con las cargas negativas de las membranas celulares de los microorganismos. Asimismo, Helander *et al.* (2001) observaron con microscopia electrónica que el quitosano se une a la parte exterior de la membrana de los microorganismos, destruyendo su función de barrera.

2.6. Generalidades de los aceites esenciales

Los aceites esenciales (AE, también llamados aceites volátiles o etéreos) son líquidos aceitosos aromáticos obtenidos de material vegetal (flores, botones, semillas, hojas, corteza, tronco, hierbas, frutas y raíces) (Burt, 2004). También se los define como sustancias que “constituyen las fracciones líquidas volátiles responsables del aroma de las plantas, y que tienen gran importancia en la industria cosmética (perfumes y aromatizantes), de alimentos (condimentos y saborizantes) y farmacéutica (saborizantes y principios activos)” (Martínez, 2003). Los aceites esenciales pueden obtenerse mediante sistemas de expresión (exprimir las frutas como en el caso de naranjas y cítricos), extracción (sistema tradicional con solventes orgánicos o con fluidos supercríticos) y destilación por arrastre con vapor. La diferencia en los perfiles organolépticos indica una

diferencia en la composición de los aceites, y ello también puede influenciar las propiedades antimicrobianas y antioxidantes (Burt, 2004).

Los aceites esenciales han demostrado poseer propiedades antimicrobianas que no sólo se limitan al efecto antibacterial sino que incluyen características antivirales, antimicóticos, antitoxigénicas, antiparasitarias e incluso insecticidas. Estas propiedades están relacionadas con la naturaleza de los AE en la planta, en la cual comúnmente hacen parte de factores preinfección (sustancias almacenadas en los tejidos vegetales listas para su expulsión ante el ataque de agentes patógenos en la planta; un símil a los antígenos del sistema inmune en los animales) (Burt, 2004; Shafiur, 2007). Como metabolitos secundarios, los AE están a su vez conformados por compuestos de diferente naturaleza, la mayoría de los cuales comprenden sustancias terpenoides junto con sustancias oxigenadas (alcoholes, ésteres, éteres, aldehídos y compuestos fenólicos) (Von-Humboldt, 2003). Los aceites esenciales pueden englobar más de 60 compuestos individuales, donde los componentes primarios aportan cerca del 85% del AE, y el resto sólo están presentes como trazas; generalmente el efecto antimicrobiano se atribuye a los compuestos fenólicos presentes en el aceite (Burt, 2004). El análisis composicional detallado se puede realizar mediante técnicas como la cromatografía de gases acoplada a un espectrómetro de masas o la espectroscopia de infrarrojo, aunque ésta última no posee el mismo grado de resolución que las anteriores y por tanto es más útil para la identificación de los principales grupos funcionales (Burt, 2004; Von-Humboldt, 2003).

La calidad de los aceites esenciales depende de varios factores inherentes a la planta y su manipulación, lo que hace que éstos compuestos no tengan una estandarización global. Básicamente estos factores que afectan la calidad final son las condiciones edáficas del cultivo (existencia y disponibilidad de nutrientes para las plantas), el régimen climático (luminosidad, temperatura, pluviosidad, vientos,

altitud), latitud (en algunas zonas o regiones latitudinales las plantas producen aceites esenciales en cantidades y calidades más convenientes), labores agrícolas (distancias de siembra, abonos, podas, asociaciones), prácticas poscosecha (lavado, secado, empaque, almacenamiento, transporte), métodos de extracción y procesos industriales de refinamiento (desterpenado, descerado, esterificación, hidratación, etc.) (Instituto de investigación para recursos biológicos “Alexander Von Humboldt”, 2003).

2.6.1 Mecanismo de acción antioxidante

No se tiene un mecanismo absoluto que explique la actividad antioxidante de los aceites esenciales, principalmente debido a que están conformados por una gran cantidad de compuestos de diferente naturaleza. Stashenko *et al* (2005) establecen que si bien el mecanismo de la acción antioxidante de los aceites esenciales no se conoce con toda certeza, la composición química inherente de los mismos establecerá las pautas para determinar los medios de la acción antioxidante o pro-antioxidante. Fotti *et al* (2003) establecen la actividad antioxidante del γ -terpineno (un componente de algunos aceites esenciales) como resultado de la capacidad de sus radicales para reaccionar con los radicales libres de ácidos grasos insaturados, de lo cual se infiere que en mayor o menor grado los compuestos del tipo monoterpenoide y/o sesquiterpenoide tienen capacidad antioxidante mediante el atrapamiento de intermediarios de radicales y consecuente bloqueo de la reacción en cadena típica de la oxidación lipídica. De igual modo, en otros estudios se ha mostrado una capacidad similar para atrapar radicales del tipo DPPH y ATBS por parte de aceites esenciales y sus componentes, especialmente aquellos de tipo fenólico (Stashenko, 2005). Las propiedades antioxidantes de los compuestos fenólicos, especialmente polifenoles, es conocida en el ámbito científico dada su capacidad para atrapar radicales libres y evitar su propagación en el medio. En efecto, la capacidad de un

antioxidante para reducir un radical como el DPPH depende en gran parte en su habilidad para donar protones (H⁺) lo que a su vez está directamente relacionado con el número de grupos hidroxilo dentro del compuesto fenólico. Estudios sobre potenciales de oxidación y reacciones redox entre polifenoles e iones de metales de transición han mostrado que una estructura del tipo o-dihidroxil es crucial en la eficiencia del sistema (Li, 2009; Rojas & Brewer, 2007).

Sin embargo, el mecanismo no dependerá exclusivamente de la interacción entre los compuestos fenólicos del aceite esencial y los radicales libres producidos durante el proceso de oxidación lipídica; sino que en él también intervienen las relaciones sinérgicas internas entre los componentes del aceite esencial y los efectos de otros componentes como proteínas, minerales y vitaminas (Bouhdid, 2008). Las investigaciones relacionadas con la aplicación in vivo del aceite esencial a fin de conseguir un efecto antioxidante en carnes crudas y productos procesados constituyen el punto de interés más relevante para este trabajo. Estévez *et al* (2006, 2007) realizaron una aplicación de aceites esenciales de romero y salvia sobre un derivado cárnico (paté de hígado de cerdo) comparando su efectividad con la de un antioxidante químico conocido: butil hidroxitolueno (BHT). Estévez & Cava (2006) analizaron la efectividad del aceite esencial de romero sobre la oxidación de proteínas y lípidos en diferentes tipos de salchichas. Bözkurt (2006) igualmente investigó los efectos de antioxidantes naturales (extracto de té verde y aceite esencial de *Timbra spicata*) en un tipo de salchicha turca fermentada, donde los aditivos naturales mostraron mayor efectividad para evitar el proceso de enranciamiento que el BHT.

2.6.2 Cinamaldehído

El cinamaldehído se caracteriza por ser el principal componente del aceite esencial obtenido de la corteza del árbol de canela, encontrándose en una proporción de 60 –70%. Este aldehído posee una estructura del tipo $C_6H_5CH=CHCHO$, caracterizada por la presencia de un anillo bencénico monosustituido, un grupo funcional aldehído y un enlace doble conjugado, que es el responsable de proporcionarle al compuesto una geometría plana.

2.6.3 Actividad antimicrobiana

El cinamaldehído puro posee actividad inhibitoria contra varias especies de hongos y bacterias, incluyendo muchas de relevancia en la industria de alimentos tales como *Salmonella spp*, *Escherichia coli O157H7*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Bacillus cereus* *Bacillus subtilis*, *Listeria monocytogenes* y *Staphylococcus spp* (Singh *et al.*, 2007, Friedman *et al.*, 2002, Al-Bayati y Muthanna 2009, Sanla-Ead *et al.*, 2011). Otros estudios han determinado la Concentración Mínima Inhibitoria (MIC) del aldehído, que es la concentración más baja a la que el compuesto inhibió los microorganismos, osciló entre 800 y 1200 ppm (Sanla-Ead *et al.*, 2011).

III. MATERIALES Y MÉTODOS.

3.1 Ubicación geográfica.

El presente experimento se realizó en el laboratorio de análisis y en el de procesamiento de frutas y hortalizas de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la ULEAM Manta ubicada a 0°, 57'12, 62", de latitud Sur y 80°, 44'45, 47"0, de latitud Oeste.

3.2 Características del laboratorio.

Temperatura: 25 °C

Humedad Relativa: 85%

3.3 Factores en estudio.

Este trabajo de investigación fue de tipo bifactorial, donde se evaluó el tipo de recubrimiento a base de biopolímeros (almidón de yuca y Quitosano), y concentración de cinamaldehído en la conservación de pepino con respecto a las variables físico-químicas y microbiológicas, en comparación con un testigo.

3.3.1 Factor A: Tipos de Biopolímeros.

A1: Almidón de yuca

A2: Quitosano

3.3.2 Factor B: Concentración de cinamaldehído.

B1: 0,05 %.

B2: 0,15%

3.4 Tratamientos.

En esta investigación se realizó cuatro tipos de tratamientos y un control que se detallan a continuación en la siguiente tabla.

Tabla 1. Proporciones de cada tratamiento utilizado para la conservación de pepino.

Tratamientos	Biopolímeros	Cinamaldehído
T1	Almidón de yuca (1% p/v)	0,05%
T2	Almidón de yuca (1% p/v)	0,15 %
T3	Quitosano (1% p/v)	0,05%
T4	Quitosano (1% p/v)	0,15%
Control	-	-

3.5 Diseño experimental.

Se utilizó el diseño de bloques completos al azar en arreglo bifactorial A x B+1 con 3 repeticiones respectivamente por cada tratamiento y se evaluaron los cambios físicos - químicos cada 24 horas, y los microbiológicos cada 72 horas durante 21 días de almacenamiento a una temperatura controlada de 10 °C.

3.5.1 Características de las unidades experimentales

Las unidades experimentales del presente estudio són 15 (2x2+1 con 3 repeticiones). Los ensayos experimentales fueron con y sin recubrimiento.

3.5.2 Análisis estadísticos.

Se realizó un análisis de varianza (ADEVA) ($P < 0,05$). Las medias de los tratamientos se analizaron de acuerdo al test de Fisher ($P < 0,05$) para determinar la diferencia estadística entre los tratamientos.

Tabla 2. Esquema de análisis de varianza.

F. de variación	G.L.
Total	14
Tratamientos	4
Biopolímero A	1
Cinamaldehído B	1
A x B	1
Control vs Resto	1
Error	10

3.5.3 Análisis funcional.

- Prueba de significación Fisher al 5%.
- Coeficiente de variación: $(\%)CV = \frac{\sqrt{CM\ ERROR}}{\bar{x}} \times 100$.

3.5.4 Variables para la medición experimental.

- ❖ Pérdida fisiológica de peso
- ❖ Textura instrumental
- ❖ Acidez titulable
- ❖ pH
- ❖ Sólidos solubles (° Brix)
- ❖ Índice de deterioro
- ❖ Análisis microbiológicos (recuento de mohos y levaduras)
- ❖ Análisis sensorial

3.5.5 Materiales, equipos e insumos a utilizar

❖ Equipos

- Cámara de almacenamiento 10 – 90 °C (SCI Finetech Co., Corea).
- Cámara de flujo laminar (BIOBASE, España)
- pH metro (Hanna HI 2221, Germany)
- Refractómetro (Atago PAL1, Japón)
- Balanza analítica (Sartorius SAR GD, USA)
- Agitador magnético 0 – 1200rpm y 0.05 – 540°C (Fisher Científica)
- Ultraturrax 30000 – 11000 RPM (Polytron, Suiza).
- Texturómetro 500 N (Shimadzu, Japón)

❖ Materiales

- Espátula
- Termómetro -10 a 360°C
- Vasos de precipitación 1000, 250, 100, 50 mL
- Balas magnéticas

❖ **Insumos**

- Frutos de pepino
- Cinamaldehido
- Quitosano
- Almidón de yuca
- Ácido acético (químicamente puro)
- Agua destilada
- NaOH 0,1N
- Fenoltaleína

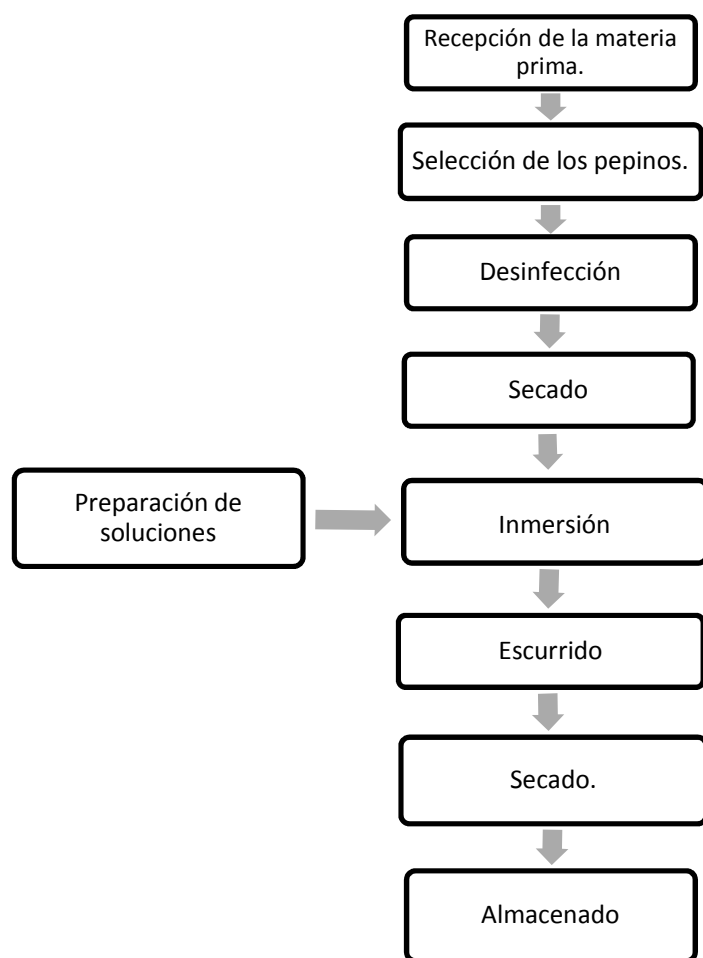
3.6 Metodología.

Los frutos de pepino fueron cosechados en el Cantón Rocafuerte, Manabí, en el sitio El Resbalón, en horas de la mañana, considerando su estado óptimo para ser recolectados. El tamaño de recolección fue lo más uniforme posible (20 cm de longitud promedio), los pepinos con mal formaciones y los que presentaban signos de maduración (color amarillento), se los desecho. Inmediatamente pasaron al laboratorio de análisis de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, se realizó tratamiento de desinfección, por inmersión en agua con Hipoclorito de sodio a 1% de concentración durante 2 minutos.

3.6.1 Proceso de elaboración de films y aplicación en el fruto

El proceso de elaboración de los films se detalla a continuación.

Figura 1: Diagrama de flujo de aplicación de films.



3.6.2 Diagrama descriptivo del proceso

- **Recepción de la materia prima.-** Se obtuvieron pepinos de buena calidad y de estado de madurez óptimo para la cosecha.

- **Selección de los pepinos.-** Se realizó un reconocimiento visual para inspeccionar las características de los pepinos (color, tamaño), para obtener muestras mayormente homogéneas con el fin de no incidir en el resultado.

- **Desinfección.-** Se realizó la desinfección sumergiendo los pepinos en una solución de hipoclorito de sodio a 1% de concentración durante 2 minutos.

- **Secado.-** Se dejó secar los pepinos durante 10 minutos a temperatura ambiente.

- **Elaboración de las soluciones de los tratamientos.-** Para los films de almidón de yuca se prepararon soluciones con los porcentajes correspondientes y se agitó con calentamiento hasta llegar a 90 °C y se dejó por 5 minutos, luego se dejó enfriar hasta llegar a una temperatura de 25 °C. para los films de quitosano se colocó el porcentaje requerido de quitosano en una solución al 1% de ácido acético v/v y se homogenizó por 20 minutos.

- **Inmersión.-** Se procedió a sumergir los pepinos en las soluciones de los tratamientos durante 1 minuto.
- **Escurredo.-** Se realizó el escurrido durante 1 minuto con el fin de eliminar el exceso de la solución de recubrimiento.
- **Secado.-** se dejó secar los pepinos durante 20 minutos, colocando 10 minutos de un lado y 10 minutos del otro lado.
- **Almacenado.-** se realizó el almacenamiento a 10 °C durante 21 días.

3.6.3 Preparación de las soluciones de recubrimiento.

3.6.3.1 Solución de almidón

El recubrimiento de almidón de yuca fue preparado de acuerdo a Santacruz *et al.* (2015): una solución de almidón de yuca al 1 % fue calentada a 90°C en donde permaneció por 5 minutos. Una vez que la solución alcanzó la temperatura ambiente se añadió 0,05% o 0,15% de cinamaldehído respectivamente para cada tratamiento. Finalmente la solución fue homogenizada con el ultraturrax (Polytron, Suiza) a 11000 rpm por 4 minutos. Los porcentajes indicados anteriormente corresponden a una relación peso/volumen.

3.6.3.2 Solución de quitosano

Este recubrimiento se lo preparó mediante una solución de quitosano al 1% (p/v) en solución de ácido cítrico al 1% (v/v). Se añadió 0,05% y 0,15% de

cinamaldehído respectivamente para cada tratamiento. Finalmente la solución se homogenizo mediante un ultraturrax (Polytron, Suiza) a 11000 rpm por 4 minutos de acuerdo al método propuesto por Santacruz *et al.* (2015). Los porcentajes indicados anteriormente corresponden a una relación peso/volumen.

3.6.4 Análisis de determinación de pérdida fisiológica de peso

Para determinar la pérdida de peso se registró el peso inicial y el peso final de los pepinos a lo largo de su almacenamiento mediante el uso de una balanza digital (Satorius, Alemania). Los resultados fueron expresados como porcentaje de pérdida de peso con respecto al peso inicial utilizando la siguiente ecuación (1) (González et al. 2008).

$$PP = \frac{P_i - P_f}{P_i} \times 100$$

Ecuación (1)

Dónde:

Pi = peso inicial de la muestra

Pf = peso final de la muestra

PP= pérdida de peso

3.6.5 Determinación de pH

Para la determinación del pH se utilizó el método potenciométrico, con electrodo de vidrio, según el método A.O.A.C 981,12 (A.O.A.C 1980).

3.6.6 Acidez titulable (AT)

La acidez titulable se determinó por triplicado con valoración con solución de NaOH 0,01 M de acuerdo al método de la AOAC (1984). Los resultados fueron reportados como porcentaje de ácido cítrico mediante la siguiente ecuación:

$$\% A = \frac{(V1)*(N)*(M)}{V2} \times 100$$

Ecuación (2)

Dónde:

A = Acidez expresada en porcentaje de ácido cítrico

V1 = Volumen gastado en mililitros de NaOH

N = Normalidad del hidróxido de sodio

M = Peso molecular del ácido usado como referencia

V2 = Volumen diluido de la muestra

3.6.7 Sólidos solubles totales (SST)

Se utilizaron aproximadamente 50 g de pulpa de pepino que fueron triturados utilizando una licuadora y posteriormente se realizó un proceso de filtrado en tela de lienzo. Con el jugo obtenido se analizó la cantidad de sólidos solubles utilizando un refractómetro digital (Atago, Japón), reportándose los resultados como ° Brix (AOAC 1990).

3.6.8 Textura instrumental

Para la medición de la firmeza se utilizaron 3 pepinos de control y 3 de cada tratamiento. El análisis de penetración se realizó a temperatura ambiente (aproximadamente 25 °C) mediante un texturómetro; Las medidas se realizaron en la misma sección de la fruta para todas las muestras. Los resultados fueron analizados mediante el software Trapezium x. Se utilizó una placa circular de 12 cm de diámetro y el ensayo de penetración se realizó con un punzón de 8 cm de longitud y 2 mm de diámetro a una velocidad 10 mm/min, con una penetración en la fruta de 30 mm. Los resultados se expresaron como la fuerza máxima (N) necesaria para penetrar en la pulpa del vegetal (Castro *et al.* 2015).

3.6.9 Índice de deterioro

Tres muestras del control y de cada tratamiento se evaluaron individualmente en los días 0, 3, 6, 9, 12,15, 18 y 21 de almacenamiento para detectar signos de deterioro, utilizando una escala hedónica de 6 puntos. Donde 1 corresponde a ninguna presencia de deterioro, 2 = presencia inicial, 3 = ligeramente, 4 = moderada, 5 = grave, y 6 = muy grave. Los resultados se expresaron como el índice de deterioro (ID), usando la fórmula $ID = (1n + 2n + 3n + 4n + 5n + 6n + 7n) / N - 1$, donde n es el número de muestras clasificadas en cualquier nivel de la escala hedónica y N es el total número de muestras analizadas, para cada día de muestreo. (González *et al.* 2008).

3.7 Análisis microbiológico

Los recuentos microbiológicos se realizaron los días 0, 3, 6, 9, 12, 15, 18 y 21 del período de almacenamiento. El conteo de mohos y levaduras se realizó de acuerdo con el método 997.02. (AOAC 2000).

3.8 Análisis sensorial

El análisis sensorial estuvo conformado por 30 catadores no entrenados, se realizó en los días 0, 15 y 21 de almacenamiento y se evaluó por medio de una escala hedónica de cinco puntos en donde: 1 representa me disgusta mucho, 2 me disgusta poco, 3 ni me gusta ni me disgusta, 4 representa me gusta poco, y 5 me gusta mucho. Los parámetros evaluados fueron respecto al sabor, color y aroma.

IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

4.1. Pérdida fisiológica de peso (PP).

Los datos observados en la (tabla 3), se muestra las diferencias estadísticas entre medias en la pérdida de peso de los tratamientos y el control. Se observa que el tratamiento T4 fue el que mostró el menor valor en la pérdida de peso a diferencia del testigo que mostró una mayor pérdida de peso durante los 21 días del periodo de almacenamiento.

Tabla 3. Pérdida de peso (%) en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.

Días	T1	T2	T3	T4	Testigo
1	0,56 ^c	0,58 ^c	0,43 ^b	0,20 ^a	1,00 ^d
2	1,23 ^b	1,26 ^c	1,20 ^a	0,25 ^b	2,80 ^d
3	1,32 ^d	1,29 ^c	1,22 ^b	0,26 ^a	2,99 ^e
4	1,40 ^c	1,49 ^d	1,25 ^b	0,28 ^a	3,40 ^e
5	2,00 ^b	2,12 ^c	1,97 ^b	1,20 ^a	4,50 ^d
6	2,24 ^c	2,35 ^d	2,00 ^b	1,33 ^a	6,00 ^e
7	2,45 ^c	2,86 ^d	2,16 ^b	1,57 ^a	6,44 ^e
8	3,11 ^c	3,36 ^d	2,80 ^b	2,02 ^a	7,67 ^e
9	3,77 ^c	4,16 ^d	3,05 ^b	2,20 ^a	8,90 ^e
10	4,98 ^c	5,73 ^d	3,41 ^b	2,70 ^a	9,33 ^e
11	5,00 ^c	5,94 ^d	4,44 ^b	3,11 ^a	10,12 ^e
12	5,34 ^c	6,46 ^d	5,15 ^b	3,54 ^a	10,55 ^e
13	5,98 ^c	6,55 ^d	5,49 ^b	3,99 ^a	11,23 ^e
14	6,13 ^c	7,77 ^d	5,87 ^b	4,34 ^a	11,58 ^e
15	6,50 ^c	8,00 ^d	5,94 ^b	4,66 ^a	11,90 ^e
16	6,91 ^c	8,85 ^d	6,03 ^b	4,94 ^a	13,30 ^e
17	7,37 ^c	9,13 ^d	6,13 ^b	5,15 ^a	13,45 ^e
18	8,28 ^c	9,96 ^d	6,32 ^b	5,35 ^a	14,32 ^e
19	8,80 ^c	10,45 ^d	6,39 ^b	5,41 ^a	15,45 ^e
20	9,88 ^c	10,50 ^d	6,73 ^b	5,86 ^a	16,00 ^e
21	9,90 ^c	10,83 ^d	7,09 ^b	6,06 ^a	16,78 ^e

Los valores corresponden a la media de 3 réplicas. Las letras en superíndices muestran las diferencias estadísticas por día ($\alpha = 0,05$).

La Tabla 3 muestra la evolución de la pérdida de peso de las muestras de control en comparación con los pepinos recubiertos a lo largo de los 21 días de almacenamiento a 10 °C. Los pepinos tratados con quitosano + cinamaldehído en concentraciones de 0,05% y 0,15%; T3 y T4 respectivamente, presentaron la menor pérdida de peso durante los 21 días de almacenamiento, siendo el T4 el que presentó la menor pérdida con un valor de 6,06%, seguido de los tratamientos T3; T1 y T2 con valores de 7,09%; 9,90%; 10,83% respectivamente. Durante el período de estudio, los pepinos de control presentaron la mayor pérdida en el peso con valores de 16,78%, siendo estas las pérdidas más altas registradas luego de 21 días del periodo de almacenamiento.

En base a los resultados se podría decir que la mayor pérdida de peso que evidenciaron las muestras de control se debió a una deshidratación del producto debido a los cambios fisiológicos y proceso de senescencia en el almacenamiento, al no estar recubierto no tiene una barrera de protección como la que se forma por la aplicación de recubrimientos comestibles a diferencia de las muestras de los tratamientos.

La menor pérdida de peso se observó en los pepinos tratados con recubrimiento (quitosano 1% + cinamaldehído 0,15%), este comportamiento se podría atribuir la capa superficial que se forma en el fruto recubierto, esta contribuye a la reducción del intercambio de gases reduciendo de esta manera la velocidad de respiración y por ende la pérdida de agua (Castro *et al.*, 2015).

Todos los tratamientos presentaron una disminución de peso a lo largo del almacenamiento, un efecto similar fue reportado por Trejo, *et al.* (2007) en su investigación sobre fresas conservadas con recubrimiento a base de gelatina y ácido acético, y afirman que las menores pérdidas de peso se produjeron en los tratamiento con relación al control. Un porcentaje de esta pérdida de peso pudo corresponder a la pérdida de agua que ocurre durante el proceso de respiración, como se reporta en zanahoria cortada y rallada (Izumi *et al.*, 1996).

Las pérdidas de peso en los frutos se incrementan como consecuencia de la transpiración después de la cosecha y significa una disminución de la calidad y aceptabilidad (Jiménez, Martínez & Cuquerella, 1983). Los procesos de almacenamiento prolongado, el pelado y cortado de la fruta, exponen los tejidos al medio ambiente y favorecen la evaporación del agua (Brecht, 1995).

Fias, (2003) menciona que la pérdida de peso en los alimentos es congruente con la tasa de transpiración, que representa a la difusión del H₂O y demás sustancias volátiles presentes en las frutas, por medio de la epidermis, esto como resultado del (proceso de respiración y transpiración) metabolismo, donde lo describe mediante la primera ley de Fick, que implanta que el flujo de un gas a través de una barrera de tejido es proporcional al gradiente de concentración. Otros autores presentan resultados donde se obtuvieron derivados de investigaciones realizadas con concentraciones de (0; 1; 2; y 3%) de almidón, estos presentaron pérdidas en el peso de 4.40, 4.26, 3.93 y 3.88% en papaya (Canto *et al.*, 2006) y valores de 16, 15, 13.5 y 9.5% en estudios de mango (Scanavaca *et al.*, 2007), (inversamente proporcional a la concentración del almidón); También se reportan pérdidas de peso en un 6.9% en frutas de aguacate (Sanchez-Aguilar *et al.*, 2008), 5% en tomate de mesa (Sothornvit *et al.*, 2007), 6.54% y 4.3% en muestras de frutos que fueron tratados con zeína (Zapata *et al.*, 2007).

4.2. pH

La tabla 4 muestra que existe diferencia significativa en el pH de los tratamientos y el control. Se observa que las muestras del control evidenciaron el mayor valor en pH a diferencia del tratamiento T3 que mostró un menor incremento en el pH durante los 21 días del periodo de almacenamiento.

Tabla 4. pH en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.

Días	T1	T2	T3	T4	Testigo
1	5,00 ^a	5,00 ^a	5,00 ^a	5,00 ^a	5,00 ^a
2	5,00 ^a	5,00 ^a	5,00 ^a	5,00 ^a	5,00 ^a
3	5,00 ^a	5,00 ^a	5,00 ^a	5,00 ^a	5,00 ^a
4	5,00 ^a	5,00 ^a	5,00 ^a	5,00 ^a	5,00 ^a
5	5,01 ^b	5,01 ^b	5,00 ^a	5,00 ^a	5,02 ^c
6	5,07 ^b	5,01 ^a	5,00 ^a	5,00 ^a	5,02 ^a
7	5,07 ^c	5,01 ^{ab}	5,00 ^a	5,00 ^a	5,02 ^b
8	5,10 ^b	5,05 ^{ab}	5,01 ^a	5,00 ^a	5,03 ^a
9	5,10 ^a	5,05 ^a	5,01 ^a	5,02 ^a	5,49 ^b
10	5,10 ^a	5,09 ^a	5,01 ^a	5,02 ^a	5,77 ^b
11	5,10 ^b	5,09 ^b	5,01 ^a	5,02 ^a	5,80 ^c
12	5,11 ^b	5,09 ^b	5,01 ^a	5,03 ^a	5,90 ^c
13	5,12 ^c	5,11 ^c	5,02 ^a	5,07 ^b	6,00 ^d
14	5,14 ^b	5,12 ^b	5,04 ^a	5,07 ^a	6,02 ^c
15	5,14 ^c	5,13 ^c	5,04 ^a	5,10 ^b	6,02 ^d
16	5,16 ^a	5,14 ^a	5,10 ^a	5,10 ^a	6,06 ^b
17	5,25 ^c	5,17 ^b	5,11 ^a	5,11 ^a	6,06 ^d
18	5,26 ^b	5,22 ^b	5,13 ^a	5,11 ^a	6,07 ^c
19	5,60 ^b	5,29 ^a	5,15 ^a	5,12 ^a	6,08 ^c
20	5,64 ^c	5,51 ^{bc}	5,21 ^{ab}	5,16 ^a	6,08 ^d
21	5,85 ^c	5,51 ^b	5,26 ^{ab}	5,19 ^a	6,08 ^c

Los valores corresponden a la media de 3 réplicas. Las letras en superíndices muestran las diferencias estadísticas por día ($\alpha = 0,05$).

En los resultados presentados en la tabla 4 se observó diferencia significativa ($P < 0,05$) en el pH de las pepinos del control en comparación con las muestras de los tratamientos (T1; T2; T3; T4), las muestras de los tratamientos T1 y T2 presentaron un incremento en el valor de pH a partir del día 5 y las muestras de los tratamientos T3 y T4 presentaron un incremento a partir del día 8 y 9 del periodo de almacenamiento, siendo las muestras del control las que reportaron un mayor pH iniciando con un valor de 5 para el día 0 y llegando a un pH de 6,08 para el día 21 de almacenamiento; a diferencia de las muestras del T4 que evidenciaron el menor valor mostrando un pH de 5 para el día 0 llegando a un pH de 5,19 para el día 21 de almacenamiento, seguidas de las muestras del T3; T2; y T1 con valores de 5,26; 5,51 y 5,85 respectivamente.

El aumento del pH en todos los tratamientos durante el almacenamiento podría explicarse por la disociación del ácido cítrico en el producto dando lugar a la formación de una sal básica por la presencia de sales presentes en el pepino. Los resultados obtenidos en este trabajo coinciden con lo expuesto por otros investigadores, (Han *et al.* 2004) en su trabajo sobre la aplicación de recubrimientos comestibles a base de quitosano y gelatina en fresas almacenadas en refrigeración y por (Trejo, Ramos & Pérez, 2007) en su investigación sobre fresas recubiertas a base de gelatina y ácido acético ambos trabajos reportaron incremento del pH en los frutos durante su almacenamiento.

4.3. Acidez titulable (AT)

La tabla 5 muestra las diferencias estadísticas entre tratamientos con respecto a la acidez titulable. En todos los casos se evidencia aumento en la acidez, sin embargo el aumento es más notorio en el testigo.

Tabla 5. Acidez titulable en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.

Días	T1	T2	T3	T4	Testigo
1	0,050 ^a	0,050 ^a	0,050 ^a	0,050 ^a	0,050 ^a
2	0,050 ^a	0,050 ^a	0,050 ^a	0,050 ^a	0,050 ^a
3	0,050 ^a	0,050 ^a	0,050 ^a	0,050 ^a	0,050 ^a
4	0,050 ^a	0,050 ^a	0,050 ^a	0,050 ^a	0,050 ^a
5	0,050 ^a	0,050 ^a	0,050 ^a	0,050 ^a	0,051 ^b
6	0,050 ^a	0,052 ^c	0,051 ^b	0,050 ^a	0,052 ^c
7	0,050 ^a	0,052 ^c	0,051 ^b	0,050 ^a	0,052 ^c
8	0,050 ^a	0,053 ^d	0,051 ^b	0,051 ^b	0,052 ^c
9	0,052 ^{ab}	0,053 ^b	0,051 ^a	0,051 ^a	0,052 ^{ab}
10	0,052 ^{ab}	0,053 ^c	0,051 ^a	0,051 ^a	0,052 ^{ab}
11	0,053 ^b	0,053 ^b	0,051 ^a	0,051 ^a	0,053 ^b
12	0,053 ^{bc}	0,053 ^{bc}	0,052 ^b	0,051 ^a	0,053 ^{bc}
13	0,053 ^b	0,053 ^b	0,052 ^{ab}	0,051 ^a	0,054 ^c
14	0,053 ^b	0,053 ^b	0,052 ^a	0,051 ^a	0,055 ^c
15	0,053 ^b	0,053 ^b	0,052 ^a	0,052 ^a	0,055 ^c
16	0,053 ^b	0,053 ^b	0,052 ^a	0,052 ^a	0,056 ^c
17	0,054 ^c	0,053 ^{ab}	0,052 ^a	0,052 ^a	0,057 ^d
18	0,054 ^b	0,055 ^c	0,052 ^a	0,052 ^a	0,057 ^d
19	0,056 ^b	0,055 ^b	0,052 ^a	0,052 ^a	0,059 ^c
20	0,056 ^{bc}	0,055 ^b	0,052 ^a	0,052 ^a	0,060 ^d
21	0,057 ^c	0,055 ^b	0,052 ^a	0,052 ^a	0,060 ^d

Los valores corresponden a la media de 3 réplicas. Las letras en superíndices muestran las diferencias estadísticas por día ($\alpha = 0,05$).

En los resultados presentados en la tabla 5 se observó diferencia significativa ($P < 0,05$) en el porcentaje de acidez de los pepinos del control en comparación con las muestras de los tratamientos a partir del día 5 de almacenamiento. En el día 21 se evidencio diferencias significativas entre T3 y T4 en comparación con las muestras de T1, T2 y el control, siendo las muestras de T3 y T4 las que mostraron un menor aumento en los valores de acidez mostrando valores de 0,050 % para el día 0, llegando al día 21 con valores de 0,052 %, mientras que las muestras T1 y T2 iniciaron con valores de 0,050 % en el día 0 llegando a presentar valores de 0,057 y 0,055 % respectivamente para el día 21 , mientras que las muestras de control iniciaron con 0,050 % en el día 0 llegando a 0,060 % en el día 21 de almacenamiento.

El aumento de la acidez en todos los tratamientos podría explicarse debido a la concentración de los ácidos orgánicos presentes en el pepino debido a la pérdida de peso que tuvo lugar a lo largo del almacenamiento. Similar comportamiento encontraron Bueno *et al.* (2005), en piña mínimamente procesada. *Rhatore et al.* (2009), asocian este comportamiento con la atmósfera modificada generada por los recubrimientos.

Cuando se crea una barrera de gases, un incremento en la presencia de algunos volátiles asociados con condiciones anaeróbicas puede ser inducido; es el caso de etanol y acetaldehído Quintero *et al.* (2010), estos resultados fueron detectados después de 2 semanas de almacenamiento en trozos de manzana tratados con recubrimientos de alginato y goma gellan (Rojas-Grau *et al.*, 2007). La producción de dichas sustancias se encuentra relacionada con fermentación anaerobia y detrimento en las propiedades sensoriales, y en especial con la pérdida de sabores en frutos mínimamente procesados, Rojas-Grau *et al.* (2008).

En contraste con los resultados obtenidos en el trabajo, la disminución de acidez titulable en frutas fueron reportados por otros autores; Figueroa *et al.* (2013). Rhatore *et al.* (2007), asocian este comportamiento a la atmósfera modificada generada por los recubrimientos que permite ralentizar el proceso metabólico en los frutos y en consecuencia, se retrasa la degradación enzimática del ácido cítrico o conversión del mismo en azúcar durante la maduración. Solon *et al.* (2005) afirman que la concentración de ácidos orgánicos tiende a disminuir en la mayoría de los frutos debido a la utilización de los mismos como sustrato respiratorio y como esqueletos de carbono, para la síntesis de nuevos compuestos. Pinto *et al.* (2006) señalan que la disminución de la acidez de las frutas se debe probablemente a la reducción de la actividad metabólica. En la investigación realizada por Restrepo & Aristizábal (2010) sobre la aplicación de recubrimientos a base de gel de penca de sábila y gelatina en fresas reportaron haber observado una disminución de acidez en sus tratamientos, además coinciden con los resultados del estudio hecho por (Trejo, Ramos & Pérez, 2007), sobre fresas recubiertas a base de gelatina y ácido acético en el que afirman que la acidez de los frutos disminuyó como consecuencia del tiempo de almacenamiento.

4.4. Sólidos solubles totales (SST)

El control fue el que mayor porcentaje de SST presento a diferencia del T1 que mostró un menor valor en el porcentaje de AT durante los 21 días del periodo de almacenamiento.

Tabla 6. STT en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.

Días	T1	T2	T3	T4	Testigo
1	3,00 ^a	3,00 ^a	3,00 ^a	3,00 ^a	3,00 ^a
2	3,00 ^a	3,00 ^a	3,00 ^a	3,00 ^a	3,00 ^a
3	3,00 ^a	3,00 ^a	3,00 ^a	3,00 ^a	3,00 ^a
4	3,00 ^a	3,00 ^a	3,15 ^b	3,00 ^a	3,30 ^b
5	3,00 ^a	3,00 ^a	3,26 ^b	3,00 ^{ab}	3,37 ^b
6	3,00 ^a	3,12 ^{ab}	3,26 ^{bc}	3,20 ^{abc}	3,40 ^c
7	3,11 ^a	3,18 ^{ab}	3,28 ^c	3,22 ^{bc}	3,43 ^d
8	3,13 ^a	3,24 ^{ab}	3,34 ^{bc}	3,28 ^{ab}	3,47 ^c
9	3,25 ^a	3,28 ^a	3,40 ^{ab}	3,33 ^{ab}	3,52 ^b
10	3,27 ^{ab}	3,64 ^b	3,41 ^{ab}	3,50 ^{ab}	3,55 ^{ab}
11	3,29 ^a	3,71 ^c	3,49 ^b	3,60 ^{bc}	3,57 ^{bc}
12	3,37 ^a	3,83 ^b	3,63 ^{ab}	3,83 ^b	3,60 ^{ab}
13	3,43 ^a	4,11 ^c	3,71 ^b	4,09 ^c	3,65 ^{ab}
14	3,52 ^a	4,28 ^c	4,00 ^c	4,20 ^c	3,72 ^b
15	3,60 ^a	4,54 ^c	4,37 ^c	4,48 ^c	4,10 ^b
16	3,64 ^a	4,56 ^{bc}	4,39 ^b	4,72 ^c	4,59 ^{bc}
17	3,89 ^a	4,64 ^{bc}	4,48 ^b	4,89 ^c	4,73 ^{bc}
18	4,15 ^a	4,79 ^{bc}	4,49 ^{ab}	4,93 ^c	5,06 ^c
19	4,41 ^a	4,86 ^b	4,55 ^a	5,25 ^c	5,74 ^d
20	4,77 ^b	5,00 ^c	4,62 ^a	5,45 ^d	6,47 ^e
21	5,27 ^b	5,34 ^{bc}	4,64 ^a	5,58 ^c	6,63 ^d

Los valores corresponden a la media de 3 réplicas. Las letras en superíndices muestran las diferencias estadísticas por día ($\alpha = 0,05$).

En el contenido de sólidos solubles totales (SST) se presentó variación significativa ($P \leq 0,05$) entre las muestras de control y las muestras de los tratamientos a partir del día 4 de almacenamiento a 10 °C. Se evidenció un aumento progresivo en el contenido de SST a lo largo del almacenamiento en todas las muestras (tabla 6). Los pepinos del tratamiento T4 y los del control

presentaron el contenido de SST más alto con valores de 3 % para el día 0 llegando a evidenciar valores de 5,58 % y 6,63 % respectivamente al llegar al día 21 del periodo de almacenamiento. Las muestras de los tratamientos T1, T2 y T3 presentaron los valores más bajos en (SST) iniciando con 3 % en el día 0 llegando a evidenciar valores de 5,27 %, 5,34 % y 4,64 % respectivamente, siendo las muestras del T3 los valores más bajos al llegar al día 21 de almacenamiento.

Todos los tratamientos presentaron un aumento de °Brix durante el periodo de almacenamiento, este comportamiento podría atribuirse posiblemente a la maduración de la fruta que está acompañada por cambios en los ácidos orgánicos.

En la etapa de la maduración el contenido de sólidos solubles totales (SST) tiende a aumentar (Santamaría-Basulto *et al.*, 2009). Este aumento se observó en las muestras control y de los tratamientos (Tabla 6). En los tratamientos el contenido de SST presentó un ligero aumento, a diferencia del control que presentó un aumento acelerado de °brix esta tendencia podría estar relacionada con el retardo del proceso de maduración en los frutos revestidos con película. Similar comportamiento fue observado por (Castricini, A. 2009) en muestras testigo de papaya recubierta con almidón de yuca a 3 % por igual período y almacenadas a temperatura ambiental y de refrigeración a 12 °C. En otro trabajo se reportó que el almidón de yuca, produjo una retención en el aumento de los sólidos solubles de los tomates. (Amaya, 2010).

4.5. Textura instrumental

La tabla 7 muestra que las muestras del tratamiento T4 evidenciaron mayor firmeza a diferencia del control que mostró menor valor en cuanto a firmeza después de 21 de almacenamiento.

Tabla 7. Textura en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.

Días	T1	T2	T3	T4	Testigo
1	17,51 ^a	17,51 ^a	17,51 ^a	17,51 ^a	17,51 ^a
2	17,39 ^c	17,24 ^a	17,49 ^d	17,49 ^d	17,36 ^b
3	17,36 ^b	17,23 ^a	17,37 ^b	17,40 ^c	17,22 ^a
4	17,30 ^c	16,97 ^a	17,34 ^d	17,38 ^e	17,19 ^b
5	17,22 ^c	16,76 ^a	17,25 ^d	17,34 ^e	17,08 ^b
6	17,20 ^d	16,68 ^a	17,05 ^c	17,25 ^e	17,03 ^b
7	16,41 ^b	16,61 ^c	17,01 ^d	17,19 ^e	16,31 ^a
8	16,26 ^b	16,31 ^c	16,70 ^d	17,10 ^e	15,77 ^a
9	16,21 ^b	16,27 ^c	16,54 ^d	16,79 ^e	12,70 ^a
10	16,17 ^b	16,25 ^c	16,26 ^c	16,66 ^d	11,17 ^a
11	16,12 ^b	16,14 ^b	16,21 ^c	16,39 ^d	10,82 ^a
12	14,07 ^b	14,66 ^c	16,13 ^d	16,24 ^e	10,14 ^a
13	14,00 ^b	14,29 ^c	15,94 ^d	16,13 ^e	9,88 ^a
14	13,10 ^b	14,06 ^c	15,79 ^d	16,04 ^e	9,85 ^a
15	12,12 ^b	13,74 ^c	15,15 ^d	15,72 ^e	8,82 ^a
16	10,96 ^b	12,84 ^c	15,00 ^d	15,68 ^e	7,92 ^a
17	10,37 ^b	12,23 ^c	14,82 ^d	15,10 ^e	7,51 ^a
18	8,86 ^b	11,02 ^c	14,56 ^d	14,96 ^e	6,18 ^a
19	7,52 ^b	10,60 ^c	13,30 ^d	14,56 ^e	5,83 ^a
20	6,19 ^b	9,89 ^c	13,10 ^d	14,13 ^e	5,45 ^a
21	5,66 ^b	8,44 ^c	12,25 ^d	13,84 ^e	4,98 ^a

Los valores corresponden a la media de 3 réplicas. Las letras en superíndices muestran las diferencias estadísticas por día ($\alpha = 0,05$).

En la tabla 7 se muestra el efecto significativo ($P < 0,05$) en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano en los cambios de firmeza durante 21 días de almacenamiento a 10 °C. La disminución en la fuerza de penetración fue más evidente en las muestras del control que pasaron de un valor de 17,51 N para el día 0 de estudio, hasta un valor de 4,98 N para el día 21, se observó que los tratamientos con quitosano T3 y T4 conservaron en mayor medida la firmeza iniciando con valores de 17,51 N en el día 0 llegando a 12,25 N y 13,84 N respectivamente para el día 21 de almacenamiento, mientras que las muestras tratadas con almidón T1 y T2 evidenciaron menor valores de firmeza mostrando valores de 5,67 N y 8,44 N al llegar al día 21 del periodo de almacenamiento.

Se observó que todos los tratamientos perdieron firmeza durante su almacenamiento, (Sakurai, & Nevis, 1997) mencionaron que la degradación de los componentes de la pared celular, específicamente de la pectina podría atribuirse a la acción de enzimas específicas tales como las pectinesterasa y la poligalacturonasas, que ocasionan el ablandamiento de los frutos y por ende la pérdida de textura. Debido a la degradación por hidrólisis de las paredes celulares durante la maduración, que afecta las fuerzas de cohesión que mantienen unas células unidas con otras y da paso a un ablandamiento del fruto y consecuente disminución de su resistencia a la penetración (Aldana, 2001).

La liberación de enzimas pectinolíticas y proteolíticas se inicia después de la senescencia debido a la rotura de la pared celular. Ambas enzimas difunden al interior del tejido y actúan sobre sus sustratos (pectina y proteínas), dañando así la estructura (Toivonen & Brummell, 2008).

Por otra parte, parece que el quitosano, en sí mismo, inhibe la actividad de las enzimas. Sin embargo, esta inhibición podría estar relacionada con los cambios fisiológicos inducidos por los tratamientos aplicados. Se ha observado que el quitosano es capaz de inactivar o inhibir varias enzimas que causan deterioro de frutas y verduras (Bhaskar-Reddy et al., 2000).

Es bien conocido que la pérdida de textura por efecto de la temperatura y los días de almacenamiento es debida a la hidrólisis de los componentes de la pared celular (Watada *et al.*, 1990; Agar *et al.*, 1999; Beaulieu & Gorny, 2002). La pérdida de firmeza durante la maduración, es consecuencia de la degradación de protopectinas insolubles a pectinas solubles gracias a la acción de la poligalacturonasa y la pectin metil esterasa (Blandón, 2012).

La firmeza interviene en la percepción de calidad y también se relaciona con la hidrólisis de los componentes en la pared celular, también con la pérdida de azúcares, pérdida de turgencia que se manifiesta por el debilitamiento de las paredes celulares, degradación del almidón y el posterior ablandamiento debido a la liberación del etileno y como consecuencia de la acción enzimática (Martínez-Hernández *et al.*, 2013).

4.6. Índice de deterioro

Los datos de la Figura 2 muestran los resultados del índice de deterioro. Estos resultados indican que los pepinos del testigo presentaron señales de deterioro a partir del día 7 de almacenamiento, aumentando el índice de deterioro hasta llegar al día 21 de almacenamiento, se evidenció más signos de ablandamiento del fruto y síntomas de degradación presentando valores de 4 en el día 12 y 13. Los valores más altos en índice de deterioro se evidenciaron a partir del día 15 hasta llegar al día 21 con valores de 5 y 6 respectivamente en las muestras del control (5 = deterioro grave, 6 = deterioro extremadamente grave). A diferencia de las pepinos recubiertos mantuvieron buenas características físicas hasta el día 11, presentando un ligero cambio hasta llegar al día 21 con un valores de 4,4,3 y 3 para los tratamientos T1, T2, T3 y T4 respectivamente. Las muestras tratadas con quitosano T3 y T4 evidenciaron el menor índice de deterioro mostrando valores de 3 en en la escala donde (3 = ligeramente) al llegar el día 21 de almacenamiento

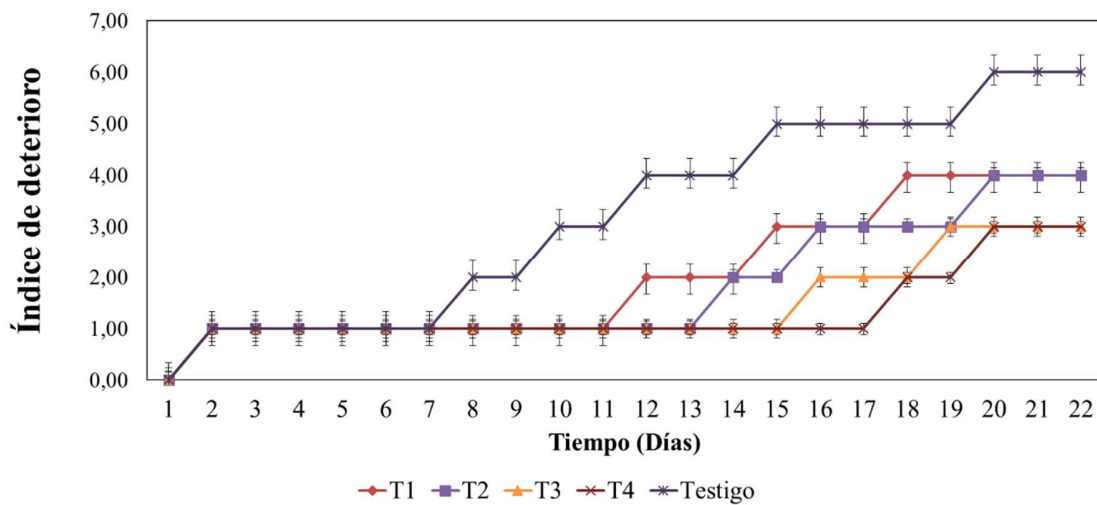


Figura 2. Índice de deterioro en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa. ♦ T1, ■ T2, ▲ T3, × T4, x Testigo.

Los tratamientos con quitosano presentaron menor ID al final del almacenamiento. Castro et al., 2015, determinó que al aumentar la concentración de quitosano disminuye el índice de deterioro en arilos de rambután.

Cuando existe aumento del deterioro esto podría estar relacionado con la pérdida de textura, pérdida fisiológica de peso, acompañada de la actividad microbiológica y el proceso de respiración de los frutos (Castro *et al.*, 2015). En este estudio se pudo demostrar que el recubrimiento a base de quitosano con la incorporación de cinamaldehído ayuda a disminuir el deterioro de los pepinos en la etapa de almacenamiento.

4.7. Análisis microbiológico

La tabla 8 muestra las diferencias estadísticas en el crecimiento de mohos y levaduras durante 21 días de almacenamiento. Se observa que las muestras del tratamiento T4 evidenciaron una menor presencia microbiana a diferencia del control que mostró mayor presencia microbiana a lo largo del almacenamiento.

Tabla 8. Recuento de mohos y levaduras (UFC/g) en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.

Tratamientos	Día 0	Día 3	Día 6	Día 9	Día 12	Día 15	Día 18	Día 21
T1	10,00 ^a	10,00 ^a	10,00 ^a	10,00 ^a	10,00 ^a	13,00 ^c	14,33 ^d	16,67 ^d
T2	10,00 ^a	10,00 ^a	10,00 ^a	10,00 ^a	10,00 ^a	11,00 ^a	12,00 ^c	13,67 ^c
T3	10,00 ^a	10,00 ^a	10,00 ^a	10,00 ^a	10,00 ^a	11,00 ^a	11,33 ^b	11,67 ^b
T4	10,00 ^a	10,00 ^a	10,00 ^a	10,00 ^a	10,00 ^a	10,33 ^b	10,67 ^a	10,33 ^a
TESTIGO	10,00 ^a	10,00 ^a	10,00 ^a	10,67 ^b	15,67 ^b	18,00 ^d	23,33 ^e	27,67 ^e

Los valores corresponden a la media de 3 réplicas. Las letras en superíndices distintas corresponden a valores estadísticamente diferentes tratamientos ($\alpha = 0,05$).

En la tabla 8 se puede observar el resultado de los recubrimientos en el crecimiento de mohos y levaduras en pepinos almacenados 21 días a 10 °C, estos resultados demuestran diferencia significativa ($P < 0.05$) entre los tratamientos y las muestras de control a partir del día 9, siendo los tratamientos más efectivos el tratamiento T3 y T4, con respecto la reducción en el crecimiento de hongos y levaduras al finalizar los 21 días del periodo de estudio, pasando de 10 UFC/g para el día 0 llegando a mostrar valores de 11,67 y 10,33 UFC/g respectivamente. Las muestras de control evidenciaron un aumento considerable en el desarrollo de mohos y levaduras pasando de 10 UFC/g en el día 0 hasta llegar a mostrar valores de 27 UFC/g al llegar al día 21 de almacenamiento a 10 °C. Estos resultados demuestran el poder inhibitorio del cinamaldehído en conjunto con la

película comestible de quitosano donde muestran su eficacia en el control de mohos y levaduras en frutos de pepino.

Estos resultados concuerdan con los obtenidos por (Ramírez, Aristizabal y Restrepo, 2013) en su estudio en moras de castilla indicaron que existió incremento de las CFU de hongos en relación al tiempo de almacenamiento.

Shahidi *et al.*, (1999) reportaron que una de las razones que justifican las propiedades antimicrobianas del quitosano es que éste posee cargas positivas en su grupo amino, las cuales, interactúan con las cargas negativas de las membranas celulares de los microorganismos. Asimismo, Helander *et al.*, (2001) observaron con microscopía electrónica que el quitosano se une a la parte exterior de la membrana de los microorganismos, destruyendo su función de barrera. Romanazzi *et al.*, (2006) informaron que el deterioro por hongos de las uvas puede ser inhibida al ser recubiertas con quitosano. Sin embargo, Hernández-Lauzardo *et al.* (2005) atribuyeron el efecto antimicrobiano del tratamiento de quitosano a una combinación de su actividad antimicrobiana y a la activación del mecanismo de defensa del fruto influenciado por la presencia de quitosano, mediante la activación de la enzima quitinasa y la síntesis de fitoalexinas y otros compuestos. Es así que uvas tratadas mostraron actividad de quitinasa y un aumento en la producción de fitoalexinas. Ruiz-Cruz *et al.*, (2010) reportaron que diferentes recubrimientos a base de quitosano y almidón redujeron el crecimiento de mesófilos (4 Log CFU/g) en melón fresco cortado. González-Aguilar *et al.*, (2005) reportaron que un recubrimiento de quitosano al 2 % redujo la población de mesófilos aerobios en 2 Log CFU/g en papaya fresca cortada, después de 14 días de almacenamiento a 5 °C con respecto al control. El-Ghaouth *et al.*, (1992) observaron que fresas contaminadas con *Rhizopus stolonifer* y *Botrytis cinerea* y posteriormente tratadas con recubrimientos de quitosano al 1.5 %, reducían hasta el 60 % de su deterioro durante 14 días de almacenamiento. Previamente se ha reportado que el peso molecular también es una característica importante para la actividad anti fúngica del quitosano. González-Aguilar *et al.*, (2009) evaluaron el

efecto de recubrimientos de quitosano de bajo, mediano y alto peso molecular, aplicado a papaya fresca cortada. Dichos autores encontraron que el recubrimiento de quitosano de mediano peso molecular fue el más efectivo a una concentración de 2 %, siendo capaz de suprimir el desarrollo de hongos hasta por 14 días de almacenamiento a 5 °C. Otros autores han evaluado el efecto de recubrimientos de quitosano en uvas, cerezas y manzanas con resultados antifúngicos muy similares (Romanazzi *et al.*, 2002; Assis & Pessoa, 2004).

Los aceites esenciales afectan etapas del desarrollo de los hongos como la germinación de esporas, formación de estructuras de penetración, desarrollo de micelio y esporulación. Por lo general, la germinación de esporas y el desarrollo micelial son utilizados en estudios *in vitro* para subsecuentes aplicaciones (Montes *et al.*, 2000).

Estudios desarrollados por otros autores (Baratta *et al.*, 1998; Belletti *et al.*, 2004; Chaisawadi *et al.*, 2005; Chanthaphon *et al.*, 2008; Sharma y Tripathi, 2008; Shukla *et al.*, 2000; Quintana *et al.*, 2010; Viuda *et al.*, 2008) demuestran actividad inhibitoria del crecimiento y/o germinación de hongos, realizando análisis anti fúngicos a diferentes condiciones, a partir de aceites esenciales de canela, orégano, mejorana, limoncillo, limón, mandarina, pomelo (*Citrus paradisi* L.) y naranja dulce. Algunos autores mencionan que un posible mecanismo de acción de los aceites sobre el crecimiento de los hongos es debido a los constituyentes con alta hidrofobicidad presentes en la célula, lo que ocasiona trastornos en la permeabilidad y en el transporte de iones y de otros compuestos, así como en la separación de componentes lipídicos de la membrana celular y la mitocondria (Quintana *et al.*, 2010). Manso *et al.*, 2013 indican que el aceite esencial de canela es un fuerte agente anti fúngico en comparación con otras sustancias.

4.8. Análisis sensorial

En las Figuras 3, 4 y 5 en cuanto al análisis sensorial de color los resultados indican que los miembros del panel de degustación indicaron que les gustaba más las muestras del testigo con 33%, seguido del tratamiento T3 con valores de 22% en el día 0 las cuales presentaron mejores características que los tratamientos T4, T2, T1, en el día 15 y 21 de análisis los catadores indicaron que el T4 presentaba mejor coloración con valores de 34% y 52% respectivamente. En la ponderación realizada a los datos obtenidos del análisis se evidencia una clara inclinación de los consumidores por las muestras tratadas con quitosano del tratamiento T4 seguidas de las muestras del tratamiento T3, en el caso de las muestras del control estas llegaron al día 21 con arrugamiento y una coloración amarillenta seguido de las muestras tratadas con almidón de yuca tratamiento T1 y T2 quienes también presentaron un color amarillo pero en menor proporción que el control.

Se podría atribuir estos resultados al estado en que llegaron los frutos de pepino al día 21, cabe mencionar que los consumidores siempre eligen un producto con mejores características visibles y estas características eran mejores y se evidenciaban en los tratamientos de quitosano.

En los análisis de sabor presentados en las figuras 6, 7 y 8 se muestra una clara tendencia de aceptación en el sabor en las muestras del control para el día 0 con valores de 39%, para el día 15 las muestras del T4 evidenciaron una mayor aceptación con 34% seguidas de las muestras de control con el 24%, en el día 21 con el 46% seguido de las muestras del T3 con el 26% de aceptación.

En cuanto al análisis de aroma en el día 0 las muestras de los tratamientos T4 y T3 obtuvieron el mayor porcentaje de aceptación con valores de 25% y 21% respectivamente, para el día 15 y 21 las muestras del T4 evidencio la mayor aceptación por parte de los catadores con el 29% y 50% de aceptación respectivamente.

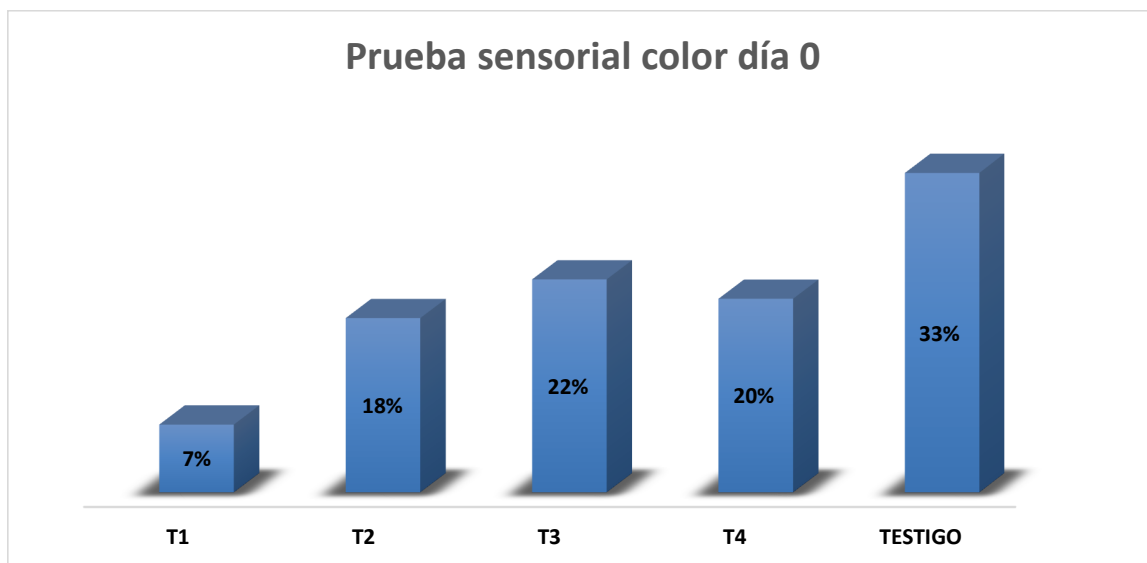


Figura 3. Prueba sensorial de color día 0 en pepinos recubiertos con almidón de yuca quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.

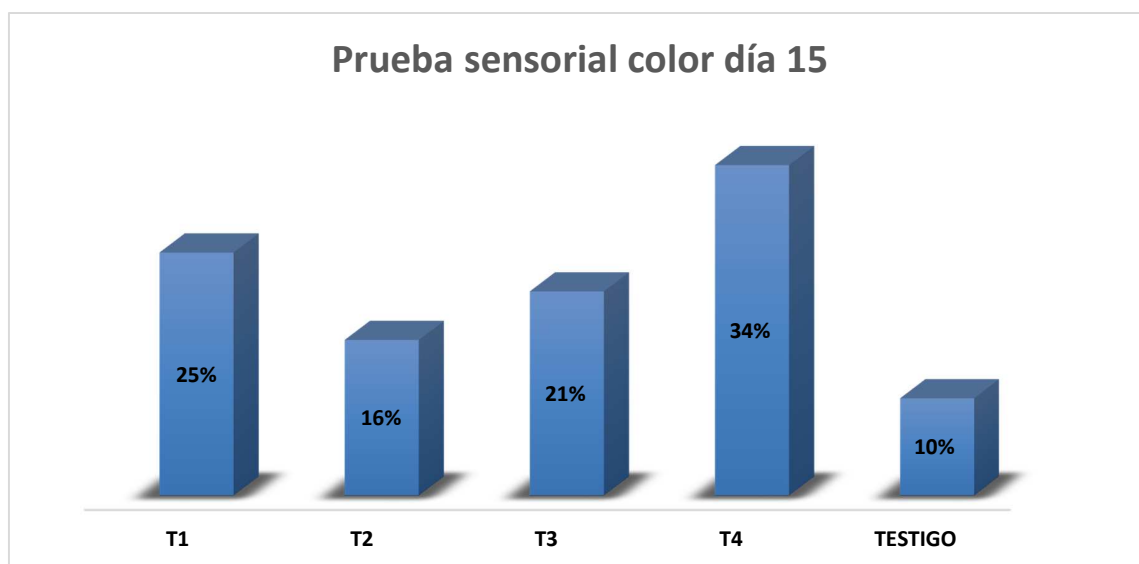


Figura 4. Prueba sensorial de color día 15 en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.

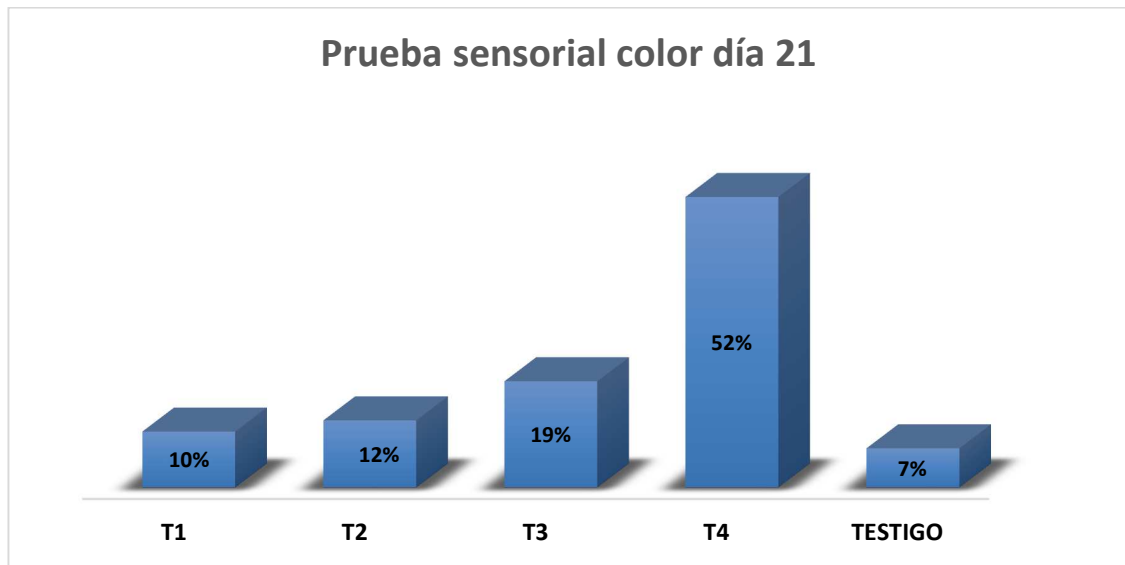


Figura 5. Prueba sensorial de color día 21 en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.



Figura 6. Prueba sensorial de sabor día 0 en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.

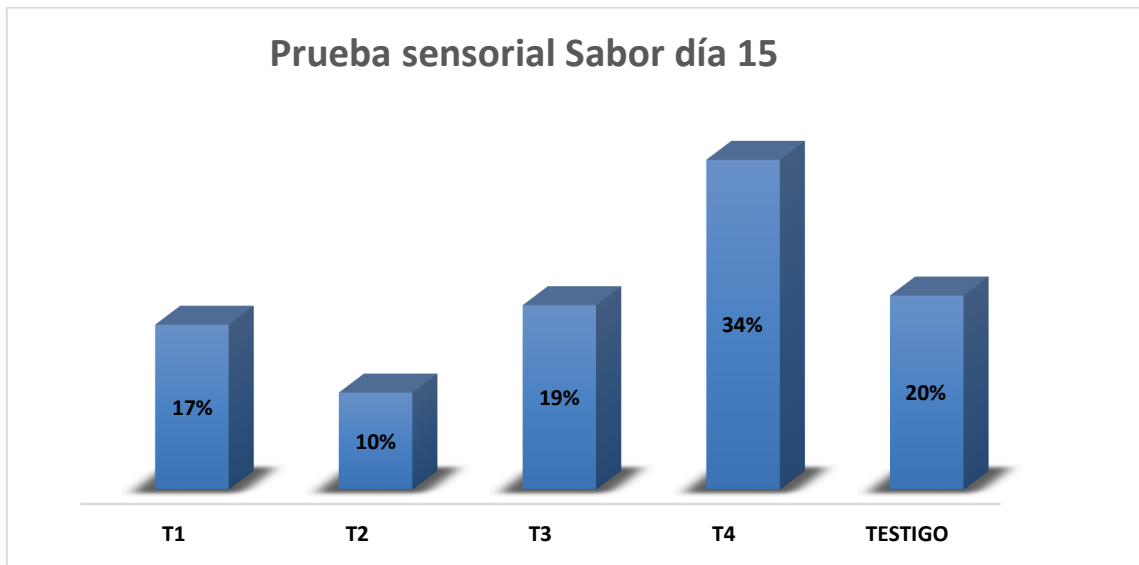


Figura 7. Prueba sensorial de sabor día 15 en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.

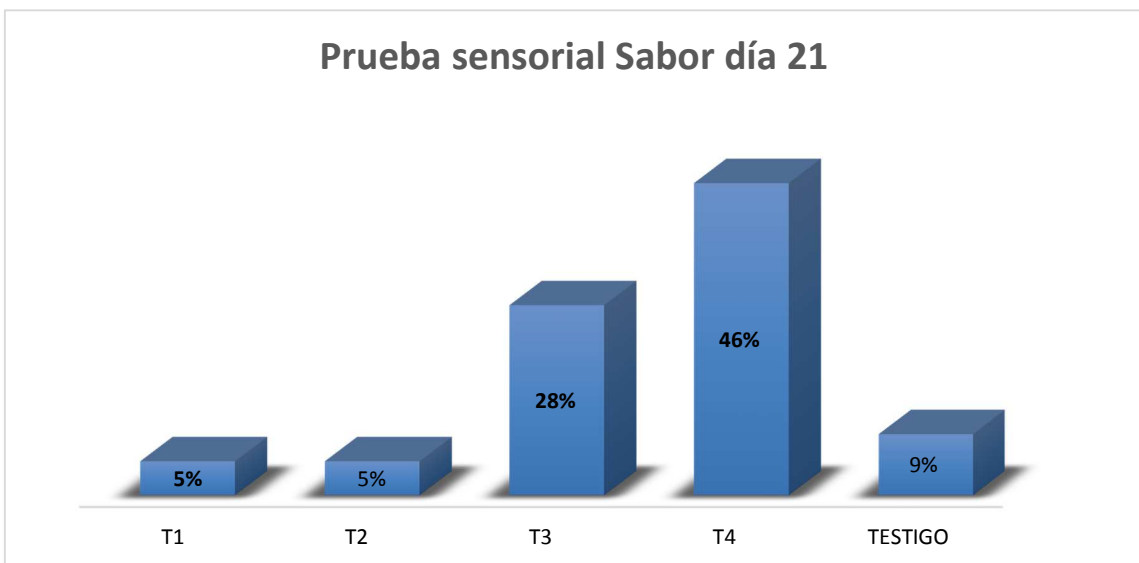


Figura 8. Prueba sensorial de Sabor día 21 en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.

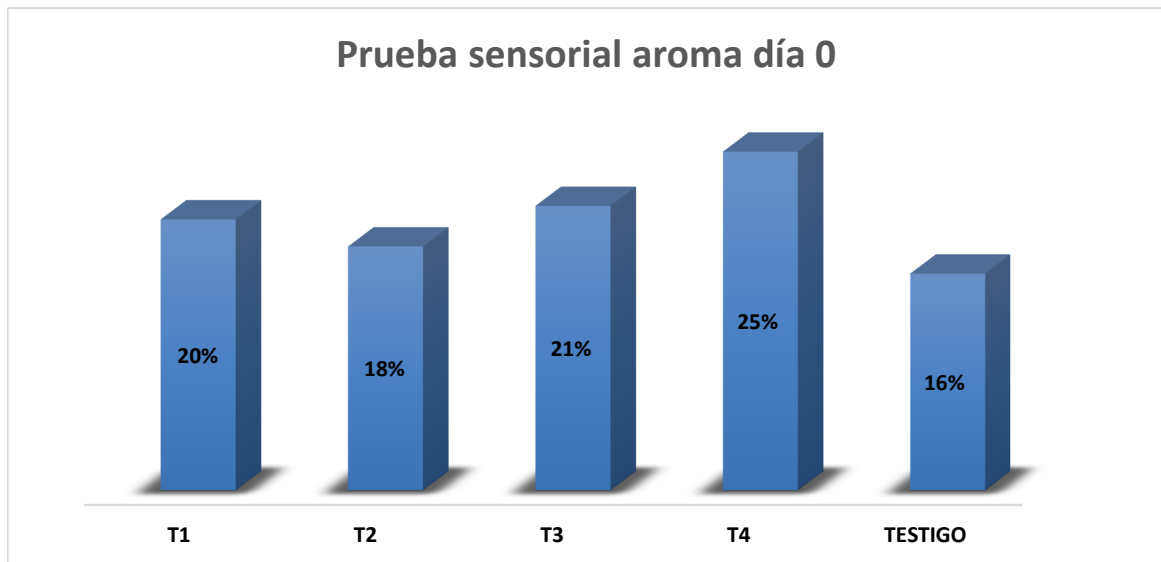


Figura 9. Prueba sensorial de aroma día 0 en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.

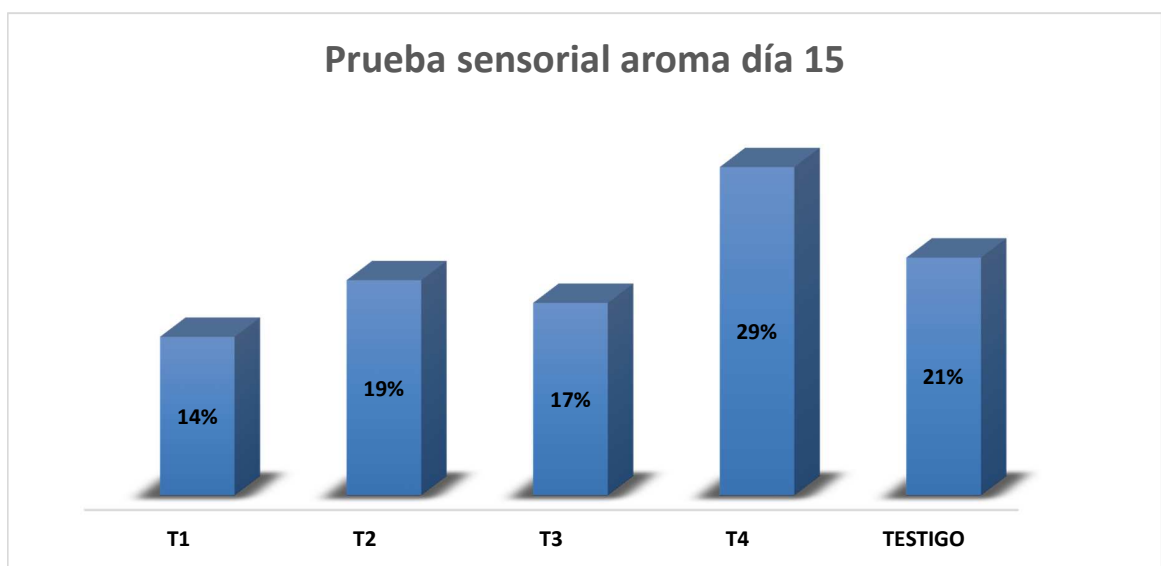


Figura 10. Prueba sensorial de aroma día 15 en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.

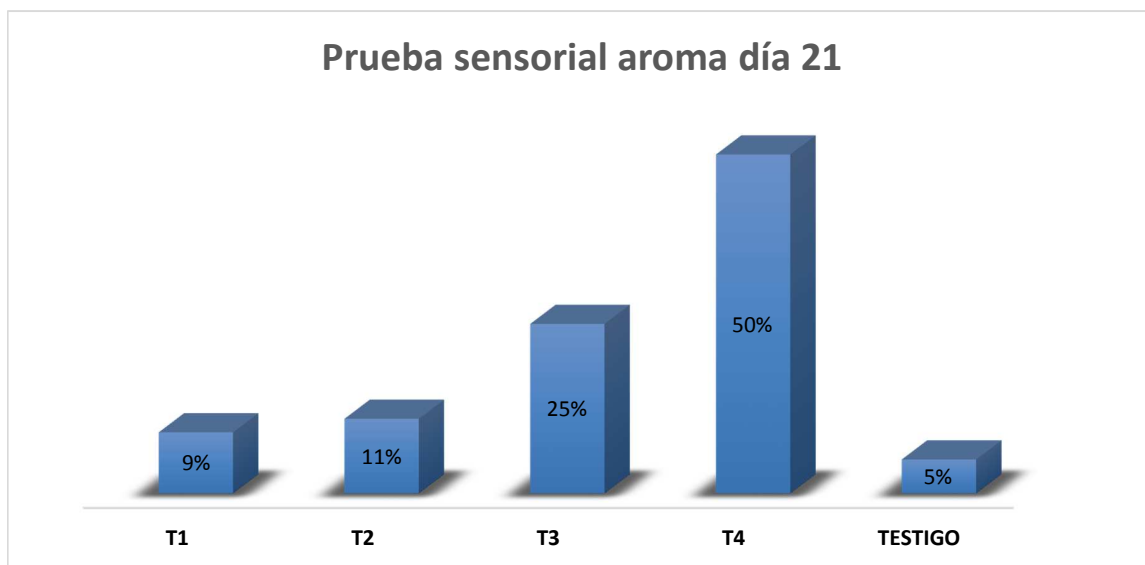


Figura 11. Prueba sensorial de aroma día 21 en pepinos recubiertos con almidón de yuca y quitosano adicionándole cinamaldehído, almacenados durante 21 días a 10 °C y 80% de humedad relativa.

4.9 Análisis económico del mejor tratamiento

Tabla 9. Costos de producción de un pepino recubierto con el mejor tratamiento reportado en los análisis realizados en la investigación.

Materia prima e insumos	Cantidad	Costo unitario	Valor x unidad	Total
Pepino	1	0,30	0,30	0,30
Quitosano	500 g	65,00	0,13	0,13
Cinamaldehído	100 mL	60,00	0,60	0,60
Precio final				\$ 1,03

Total pepinos usados en el tratamiento 80 unidades experimentales.

$$1,03/80 = \$ 0,012$$

En referencia a la tabla de costos de producción de una unidad experimental del mejor tratamiento T4, observamos que es conveniente desde el punto de vista económico y productivo el método de recubrir pepinos con películas de quitosano y cinamaldehído, debido a que no requiere de procesos costosos y generan buena rentabilidad al momento de alargar la vida de útil del producto en la etapa de almacenamiento, y por lo consiguiente mejora la apariencia y textura de la fruta, retrasa la maduración y reduce el ataque de microorganismos lo que para los productores es un gran beneficio económico.

V CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.

Conclusiones

- En la determinación del mejor tratamiento aplicado en la conservación de pepinos en poscosecha se concluye que el tratamiento T4 quitosano 1% + cinamaldehído 0,15% fue el mejor tratamiento para la conservación de este fruto, debido a que conserva sus características fisicoquímicas y organolépticas por mayor tiempo.
- Con respecto al análisis sensorial realizado se evidencia que los miembros del panel de catación eligieron las muestras tratadas con quitosano a pesar de tener un sabor característico, podría ser debido a sus mejores características organolépticas como color, olor y textura a diferencia de los otros tratamientos y el control.

- Microbiológicamente, se presentaron variaciones en función del tiempo de almacenamiento, incrementándose las CFU de mohos y levaduras en todos los tratamientos. Sin embargo, a través de la aplicación del recubrimiento se logró retardar su desarrollo y en mayor proporción en el tratamiento T4.
- Este trabajo muestra que la aplicación de recubrimientos comestibles a base de quitosano 1% y 0,15% de cinamaldehído en pepinos podría ser utilizado como una opción para contrarrestar las pérdidas y daños que sufre la fruta en la poscosecha, pudiéndose implementar como una nueva alternativa de comercialización que ayude a obtener mayores beneficios económicos a los productores y expendedores de esta fruta en nuestro país.
- En cuanto al costo de los tratamientos se concluye que es factible aplicar esta técnica de conservación en la poscosecha de pepino debido a que el costo generado en la aplicación es muy bajo en comparación a otras técnicas.

Recomendaciones

- Se recomienda utilizar algún agente que enmascare el sabor en cuanto a los recubrimientos de quitosano, debido a su sabor característico que le otorga al producto.
- Se debe de realizar comparaciones más amplias en cuanto a recubrimientos comestibles en pepinos, debido a que este fruto se consume

en ensaladas y salsas y es de vital importancia contar con un producto inocuo al momento de ser consumido.

BIBLIOGRAFÍA

- AGÜERO, G.; ARGUELLES, J.; PENICHE, C. 1989. Estudio de la cristalinidad. *Revista Cubana* 5: 25-32.
- Abdou, E. S., Nagy, K. S. A., Elsabee, M. Z., *Bioresour. Technol.* 99 (2007) 1359–1367.
- Al-Bayati, F. y M. Muthanna, 2009. Isolation, identification, and purification of cinnamaldehyde from *Cinnamomum zeylanicum* bark oil. An antibacterial study. *Pharmaceutical Biology*, 47(1) 61-66.
- AOAC (2000). AOAC Official Method 997.02. Yeast and Mold Counts in Foods. Dry Rehydratable Film Method (Petrifilm™ Method) (pp. 2). AOAC INTERNATIONAL.
- AOAC. (1990) Official Methods of Analysis. 15^a ed. Association of Official Analytical Chemists. Washington, DC, EEUU. 1298 pp.
- AOAC. (1984). Official methods of analysis of official analytical chemists international. 14th ed. Association of Official Analytical Chemists, Washington, DC.
- A.O.A.C. (1980). Official methods of Analysis. 16 th Edition. Association of official Analytical Chemists. Washington D.C; USA.
- Avena–Bustillos, R. K. (1997). Water vapour resistance of red delicious apples and celery sticks coated with edible caseinate–acetylated monoglyceride films. . *Journal of Food Science* , 62:351–354.
- Bhaskar-Reddy MV, Angers P, Castaigne F and Arul J, Chitosan effects on blackmold rot and pathogenic factors produced by *Alternaria alternata* in postharvest tomatoes. *J AmSoc Hort Sci* 125:742–747 (2000).
- Ben-Yehoshua, S. (1969). Gas exchange, transportation, and the commercial deterioration in storage of orange fruit. *J. Am. Soc. Hort. Sci.* 94, 524 – 528.
- Bernkop-Schnürch et al. 2006. Andreas Bernkop-Schnürch, Alexander H. Krauland, Davide Guggi. Thiolated chitosan microparticles: A vehicle for nasal peptide drug delivery. *International Journal of Pharmaceutics*, Volume 307, Issue 2,13 January 2006, Pp. 270-277.
- Beverly et al., 2008 R.L. Beverly, M.E. Janes, W. Prinyawiwatkula and H.K. No, Edible chitosan films on ready-to-eat roast beef for the control of *Listeria monocytogenes*, *Food Microbiology* 25 (2008), pp. 534–537.
- Bisognin, D. (2002). Origin and evolution of cultivated cucurbits. *Ciência Rural*, Volumen 32, Número 5.

- Bouhdid, S. et al., 2008. Antibacterial and antioxidants activities of *Origanum Compactum* essential oil. *African Journal of Biotechnology*. 7. No 1, 2008. pp. 1563-1570.
- Bozkurt, H., 2006. Hüseyin Bozkurt. Utilization of natural antioxidants: Green tea extract and *Thymbra spicata* oil in Turkish dry-fermented sausage. *Meat Science*, Volume 73, Issue 3, July 2006, Pp. 442-450.
- Bravo, P., Zambrano, J., Párraga, L., Muñoz, y Rivera, R. (2011). influencia de la densidad de siembra y la poda en el cultivo del pepino (*Cucumis sativus*). *EspamCiencia* 2(2):50-53.
- Burt, 2004 S. Burt, Essential oils: their antibacterial properties and potential applications in foods – a review, *Int. J. Food Microbiol.* 94 (2004), pp. 223–253.
- Bueno, S., J. C., Vilas Boas, E. V. D. B., Mônica Elisabeth, T. P., & Marques Pinheiro, A. C. (2005). Avaliação da qualidade do abacaxi “pérola” minimamente processado armazenado sob atmosfera modificada. *Ciência e Agrotecnologia*, 29(2), 353–361.
- Castro, M., K, Ziani., S, Santacruz. (2015). Conservación de arilos de rambután (*Nephelium lappaceum*) mediante recubrimientos comestibles de quitosano y aloe vera. *Alimentos, Ciencia e Ingeniería*, 23(2) 32-43.
- Chillo, S. F. (2008). Influence of glycerol and chitosan on tapioca starch-based edible film properties. . *J. Food Eng.* , 88: 159–168.
- CRINI, G. 2005. Recent developments in polysaccharide-based materials used as adsorbents in wastewater treatment. *Progress in Polymer Science* 30, 38-70.
- Coma, V., Martial-Giros, A., Garreau, S., Copinet, A., Salin, F., & Deschamps, A. (2002). Edible antimicrobial films based on chitosan matrix. *Journal of Food Sci.* 68 (2003) 2788–2792. *Science*, 67(3), 1162-1168.
- Cardoso, A. I. I. (2002). Avaliação de cultivares de pepino tipo caipira sob ambiente protegido em duas épocas de semeadura. *Bragantia* (Campinas), Volumen 61, Número 1.
- Cucumis sativus*. Royal Botanic Gardens, Kew [en línea] <http://www.kew.org/searchepic/summaryquery.do?searchAll=true&scientificName=Cucumis+sativus> , consulta: 2005
- Del-Valle, V. H.-M. (2005). Development of a cactus–mucilage edible coating (*Opuntia Picus indica*) and its application to extend strawberry (*Fragaria ananassa*) shelf–life. . *Food Chemistry* , 91:751–756.

- Durango, A. M., Soares, N.F.F., Andrade, N. J. Food Control 17 (2006) 336–341, (FOOD CONTROL).
- El Ghaouth, A., Ponnampalam, R., Castaigne, F., & Arul, J. (1992). Chitosan coating to extend the storage life of tomatoes. Hort-Science, 27(9), 1016-1018.
- Estévez et al., 2006. Mario Estévez, Ramón Cava. Effectiveness of rosemary essential oil as an inhibitor of lipid and protein oxidation: Contradictory effects in different types of frankfurters. Meat Science, Volume 72, Issue 2, February 2006, Pp. 348-355.
- Felse y Panda, 2000. Felse P. Arthur, T. Panda. Submerged culture production of chitinase by *Trichoderma harzianum* in stirred tank bioreactors – the influence of agitator speed . Biochemical Engineering Journal, Volume 4, Issue 2, January 2000, Pp. 115-120.
- Fernández-Saiz et al., 2009 P. Fernández-Saiz, J.M. Lagarón and M.J. Ocio, Optimization of the film-forming and storage conditions of chitosan as an antimicrobial agent, J. Agric. Food Chem. 57 (8) (2009), pp. 3298–3307.
- Franssen, L. R. (2003). Edible Coatings containing natural antimicrobials for processed foods. En S. Soller, Naturals antimicrobials for the minimal processing of foods. Boca Ratón, Florida: CRC Press , s/n.
- Friedman, M., P. Henika y R. Mandrell. 2002. Bactericidal Activities of Plant Essential Oils and Some of Their Isolated Constituents against *Campylobacter jejuni*, 18 *Escherichia coli*, *Listeria monocytogenes*, and *Salmonella enterica*. Journal of Food Protection, 65(10)1545-1560.
- Gálvez, H. 2004. El cultivo de pepino en invernadero. Manual de Producción Hortícola en Invernadero. 2ª ed. Castellanos. Intagri. Celaya. Mexico. p. 282-293.
- GLASSER, W. 1997. Preparation of N-acylglucosamine polymers from chitosan for chitin fibers and filaments. Canada Pat CA 2172232.
- González–Aguilar, G. M.–G.–V.–C.–Z. (2005). Cubiertas comestibles de quitosano. Una alternativa para prevenir el deterioro microbiano y conservar la calidad de papaya fresca cortada. Simposium nue , s/n.
- González-Aguilar, G.A., Valenzuela-Soto, E., Lizardi-Mendoza, J.L., Goycoolea, F., Martínez-Téllez, M., Villegas Ochoa, M.A., Monroy-Gracia, I.N. y Ayala-Zavala, J.F. (2008). Effect of chitosan coating in preserving deterioration and preserving the quality of fresh-cut papaya 'Maradol'. Journal of the Science of Food and Agriculture. 89: 15-23.
- Guerrero, F. R, Troya. M E, Romero. 2004. Estudio del potencial agroindustrial y de exportación para la producción de pepino en la Península de Santa

Elena y los recursos necesarios para su implantación. Disponible en:
<http://www.dspace.espol.edu.ec/bitstream/123456789/573/1/1065.pdf>.

Guilbert, S. B. (1996). Food packaging technology, Edible films and coatings. En G. Bureau y J.L. Multon, . New York: Wiley-VCH Inc: (Vol. 1, pp. 315-353).

Han, C., Zhao, Y., Leonard, S.W., Traber, M.G. Postharvest Biol. Tec. 33 (2004) 67–78.

Helander, I.M., Nurmiäho-Lassila, E.L., Ahvenainen, R., Rhoades, J. y Roller, S. 2001. Chitosan disrupts the barrier properties of the outer membrane of Gramnegative bacteria. Journal of Food Microbiology. 71:235-244.

Hernández, A.L.M., 2002. Uso potencial del quitosano y extractos vegetales en el control de *Colletotrichum gloeosporioides*, *Rhizopus stolonifer*, *Penicillium digitatum* y *Fusarium oxysporum* de la papaya (*Carica papaya*). MSc thesis, Centro de Desarrollo de Productos Bióticos-Instituto Politécnico Nacional. (Yautepec, Morelos, México).

InfoAgro: Pepino [en línea] <http://www.infoagro.com/hortalizas/pepino.htm>, consulta: 2005.

Izquierdo, H. (2003). Estudio de algunas hortalizas con importancia económica de la familia Cucurbitaceae. Temas de ciencia y tecnología, Volumen 21.

Kester, J. F. (1986). Edible films and coatings: A review. Food Technology , 40:47–59.

Krístkova, E. Lebeda, A. Vinter, V, y Blahousek O. (2003). Genetic resources of the genus *Cucumis* and their morphological description. Horticultural Science (Prague), Volumen 30, Número 1.

Li et al., 2009 Fang Tian, Bo Li, Baoping Ji, Jinhua Yang, Guizhi Zhang, Yang Chen, Yangchao Luo Antioxidant and antimicrobial activities of consecutive extracts from *Galla chinensis*: The polarity affects the bioactivities. Food Chemistry, Volume 113, Issue 1, 1 March 2009, Pages 173-179

López-Mata, M., Ruiz-Cruz, S., Navarro-Preciado, C., Ornelas-Paz, J., Estrada-Alvarado, M., Gassos-Ortega, L, y Rodrigo-García, J. (2012). Efecto de recubrimientos comestibles de quitosano en la reducción microbiana y conservación de la calidad de fresas. Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud. Vol. 14. (1): 33-43.

Manual Agropecuario, Biblioteca del Campo. 2002. Tecnologías orgánicas de la granja integral autosuficiente. Fundación Hogares Juveniles Campesinos, Colombia. p 711.

- Marín, C.D. 2002. Rendimiento y producción agrícola vegetal: Un análisis del entorno mundial (1997-1999) y de Venezuela (1988 – 2001). *Agroalim.* 15:49-73.
- Martinez N. Alejandro. Aceites esenciales. Universidad de Antioquia, Facultad de química farmaceutica. Medellin. 2003. Pg 34.
- Mathew and Abraham, 2008 S. Mathew and T.E. Abraham, Characterisation of ferulic acid incorporated starch–chitosan blend films, *Food Hydrocolloids* 22 (5) (2008), pp. 826–835.
- Meng, X., Li, B., Liu, J., Tian, S., 2008. Physiological responses and quality attributes of table grape fruit to chitosan preharvest spray and postharvest coating during storage. *Food Chem.* 106, 501-508.
- Mulkay T, Paumier A, González I, De la Paz N, López O, Nogueira A, Fajardo M. (2012). Actividad antifúngica de productos naturales sobre el crecimiento de *Colletotrichum gloeosporioides* causante de la antracnosis en frutales tropicales, *Instituto de investigaciones en fruticultura tropical*: 2-5.
- Muñoz N. 2015. Respuesta del cultivo de pepino (*Cucumis sativus* L.) a la nutrición química y orgánica bajo riego por goteo. Universidad de Guayaquil, facultad de Ciencias Agrarias. Tesis de Grado.
- Muzzarelli et al., 2000. Muzzarelli R. A. A., N. Frega, M. Miliani, C. Muzzarelli, M. Cartolari, 2000. Interactions of chitin, chitosan, N-lauryl chitosan and N-dimethylaminopropyl chitosan with olive oil. *Carbohydrate Polymers*, Volume 43, Issue 3, November 2000, Pp. 263-268.
- Muzzarelli, R. A. A. 1977. Enzymatic synthesis of chitin and chitosan. En: *Chitin*. Pergamon Press, Oxford University pp. 164-167.
- Nabeshima, E.H. y M.V.E Grossmann. 2001. Functional properties of pregelatinized and cross-linked cassava starch obtained by extrusion with sodium trimetaphosphate. *Carb. Polym.* 45:347-353.
- Nee, M. (1993). Cucurbitaceae A.L. Juss.. En: *Flora de Veracruz*. Fascículo 74. Instituto de Ecología A.C. y Universidad de California, Riverside. Xalapa.
- OGAWA, K.; YUI, T. 1993. Crystallinity of partially N-acetylated chitosans. *Bioscience Biotechnology and Biochemistry* 57: 1446-1469.
- Park, S.I., Daeschel, M.A., Zhao, Y. J. *Food Sci.* 69 (2004) 215–221, (*J FOOD SCI*).
- Paublo Javier Bravo Bravo, José Fernando Zambrano Bravo, Luis Enrique Párraga Muñoz, Rubén Darío Rivera Fernández. (2011). Influencia de la densidad de siembra y la poda en el cultivo del pepino (*Cucumis sativus*). *Espana Ciencia* 2 (2):50-53.

- Perez-Gago et al., 1999 M.B. Perez-Gago, P. Nadaud and J.M. Krochta, Water vapor permeability, solubility and tensile properties of heat-denatured versus native whey protein films, *Journal of Food Science* 64 (1999), pp. 1034–1037.
- Phan, T. D. (2005). Functional properties of edible agar-based and starch-based films for food quality preservation. *J. Agric. Food Chem.* , 53, 973–981.
- Quintero, C.J. P., Pascual, F.V. y Muños, H.A.J. (2010). Películas y recubrimientos comestibles: Importancia y tendencias recientes en la cadena hortofrutícola. *Revista Tumbaga*, 5, 93-118.
- Radley J. 1976. Examination and analysis of starch products. Applied Sciences Publishers LTD, London.
- Ribeiro, C., Vicente, A.A., Teixeira, J.A., Miranda, C. (2007). *Postharvest Biol. Tec.* 44, 63–70.
- Roblejo, L. (2009). Evaluación de la aplicación de coberturas de quitosana en la conservación de tomates. *Op. cit*, 67-70.
- Rodríguez-Sauceda, E, N. 2011. Uso de agentes antimicrobianos naturales en la conservación de frutas y hortalizas. *Ra Ximhai* Vol. 7, Número 1, enero - abril 2011.
- Rojas-Grau, M. A., Tapia, M. S., Rodriguez, F. J., Carmona, A. J., & Martin-Belloso, O. (2007). Alginate and gellan based edible coatings as support of antibrowning agents applied on fresh-cut Fuji apples. *Food Hydrocolloids*. 21, 118-127.
- Rojas-Grau, M. A., Tapia, M. S., Martin-Belloso, O. (2008). Using polysaccharide-based edible coating to maintain quality of fresh-cut Fuji apples. *LWT*. 41, 139-147.
- Rojas, M. C. and Brewer M. S. Effect of natural antioxidants on oxidative stability cooked, refrigerated beef and pork. *J. Food Science*. 72. No 4, 2007. pp. 282-288.
- Sánchez-Domínguez D (2008). Cambios citológicos y bioquímicos inducidos por el quitosano en el patosistema *Alternaria alternata* jitomate. PhD dissertation, National Polytechnic Institute, México.
- Santacruz S., Rivadeneira C., Castro M. (2015). Edible films based on starch and chitosan. Effect of starch source and concentration, plasticizer, surfactant's hydrophobic tail and mechanical treatment. *Food Hydrocolloid*, 49: 89-94.
- Santos et al., 2009 Yuki Shirotsaki, Kanji Tsuru, Satoshi Hayakawa, Akiyoshi Osaka, Maria Ascensão Lopes, José Domingos Santos, Maria Adelina Costa, Maria Helena Fernandes. Physical, chemical and in vitro biological

- profile of chitosan hybrid membrane as a function of organosiloxane concentration. *Acta Biomaterialia*, Volume 5, Issue 1, January 2009, Pp. 346-355.
- Sanla-Ead, N., A. Jangchud, V. Chonhenchob y P. Suppakul. 2011. Antimicrobial Activity of Cinnamaldehyde and Eugenol and Their Activity after Incorporation into Cellulose-based Packaging Films. *Packaging Technology and Science*, 25, 7-17.
- Shahidi, F., Arachchi, J. y Jeon, Y. 1999. Food application of chitin and chitosans. *Trends in Food Science and Technology*. 10(2): 37-51.
- Shafiur Rahman 2007, M. Manual de conservación de los alimentos. Ed. Acribia. Zaragoza. 2007.
- Siller C J H 2000. Análisis de la Horticultura en México. *Productores de Hortalizas* 9 (19); 8-12.
- Sívoli, L., E. Pérez, P. Rodríguez y M.B. Raymúndez. 2005. Cambios en la estructura granular durante el proceso de modificación química (fosfatado-acetilado) del almidón de yuca analizados por microscopía óptica y electrónica. *Acta Microsc.*14(1-2): 5-9.
- Stachenko, E. et al. Evaluación de la actividad antioxidante de aceites esenciales en emulsiones degradadas por radiación ultravioleta. *Revista colombiana de química*. V. 34 No 1, 2005. pp. 43-55.
- SUGIMOTO K. 1999. Preparation and characterization of chitin and chitosan derivates. *Carbohydrate Polymers* 36: 49-59.
- Toivonen PMA and Brummell DA. (2008). Biochemical bases of appearance and texture changes in fresh-cut fruit and vegetables. *Postharvest Biol Technol* 48:1–14.
- Valera, A., Materano, W., Maffei, M., Quintero, I., & Zambrano, J. (2011). Uso de recubrimientos comestibles y baja temperatura para mantener la calidad de frutos de mango 'Bocado'durante el almacenamiento. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 28(1): 600-608.
- Vargas et al., 2006 M. Vargas, A. Albors, A. Chiralt and C. González-Martinez, Quality of cold-stored strawberries as affected by chitosan–oleic acid edible coatings, *Postharvest Biology and Technology* 41 (2006), pp. 164–171.
- Viuda M, Ruiz Y, Fernández J, Pérez J. 2008. Antifungal activity of lemon (*Citrus lemon* L.), mandarin (*Citrus reticulata* L.), grapefruit (*Citrus paradisi* L.) and orange (*Citrus sinensis* L.) essential oils. *Food Control* 19 (12): 1130-1138.
- Whistler, R., J. BeMiller y E. Paschall. 1984. *Starch, chemistry and technology*. Second edition. Academic Press, Orlando, USA. pp.313-314.

Anexos

Clasificación de los tratamientos y el testigo

