



**Universitat de les
Illes Balears**

Facultad de Ciencias

Memoria del Trabajo de Fin de Grado

Aplicación de un film comestible al fruto *Ficus carica* var. Mission. Evaluación de las propiedades físico-químicas de los polisacáridos que forman las paredes celulares durante el almacenamiento

Maria del Carme Molinas Sastre

Grado de Química

Año académico 2015-16

DNI del alumno: 41570432W

Trabajo tutelado por Antoni Femenia Marroig
Departamento de Química

S'autoritza la Universitat a incloure aquest treball en el Repositori Institucional per a la seva consulta en accés obert i difusió en línia, amb finalitats exclusivament acadèmiques i d'investigació	Autor		Tutor	
	Sí	No	Sí	No
	X		X	

Palabras clave del trabajo:

película comestible, *Ficus carica*, fibra alimentaria, pectinas, propiedades funcionales

Índice

INTRODUCCIÓN.....	5
1.1. Ficus carica	5
1.2. Conservación de alimentos	5
1.3. Fibra alimentaria	8
1.4. Polisacáridos de la pared celular	9
1.5. Polisacáridos estructurales	9
1.6. Polisacáridos matriciales	10
1.7. Propiedades funcionales	11
OBJETIVOS.....	12
MATERIALES Y MÉTODOS	12
3.1. Materia prima	12
3.2. Preparación y aplicación de la película o film comestible.....	13
3.3. Almacenamiento	13
3.4. Microscopía Electrónica de Barrido	14
3.5. Residuo insoluble en alcohol (AIR).....	14
3.6. Análisis de azúcares.....	15
3.7. Propiedades funcionales	16
3.8. Análisis estadístico	17
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	17
4.1. Morfología del fruto: apariencia de la película	17
4.2. Residuo insoluble en alcohol.....	18
4.3. Fibra alimentaria: polisacáridos de la pared celular	18
4.4. Polisacáridos estructurales	20
4.5. Polisacáridos matriciales	21
4.6. Propiedades funcionales	25
CONCLUSIONES.....	27
BIBLIOGRAFÍA.....	29

RESUMEN

En el presente trabajo se evaluaron los principales efectos debidos a la aplicación de una película comestible, formada por alginato de sodio, aloe vera y aceite de oliva, sobre las propiedades físico-químicas de los polisacáridos que forman las paredes celulares de higos (*Ficus carica* var. Misión) durante su almacenamiento. Para ello, dos grupos de muestras de higo (con y sin película) se almacenaron durante diferentes períodos de tiempo a 6 °C (0, 3, 6, 9, 12 y 15 días) más 3 días, en cada caso, a 25 °C con el fin de simular las condiciones comerciales de almacenamiento.

Se preparó el residuo insoluble en alcohol de las diferentes muestras con el fin de determinar tanto la composición química de los principales polisacáridos como las propiedades funcionales relacionadas con estos polímeros. Las muestras de higo se caracterizaron por una elevada presencia de ácido galacturónico, indicativo de un elevado contenido de pectinas y, a su vez, de un alto porcentaje de fibra soluble (>60%). Otros azúcares como la glucosa, xilosa, arabinosa y galactosa también se detectaron en cantidades importantes. Durante el almacenamiento, se apreció un notable descenso de la cantidad total de polisacáridos que forman la pared celular. Este descenso, se debió principalmente a las pectinas, y en particular a la degradación del ácido galacturónico, tanto en las muestras con recubrimiento como en las muestras control. La degradación de otros polímeros como la celulosa y las hemicelulosas fue muy reducida en todas las muestras.

Por otra parte, es interesante destacar que la galactosa, un monosacárido característico de las ramificaciones de las pectinas, y cuya degradación se asocia con la maduración de los frutos, solo se degradó en las muestras de higo almacenadas sin recubrimiento. Este resultado sugiere que la película resultó beneficiosa al tener la capacidad de ralentizar la maduración de las muestras, prolongando, así, la vida útil de los frutos almacenados con recubrimiento.

Estas pequeñas modificaciones en la composición química de los polisacáridos tuvieron una gran repercusión en las propiedades funcionales, especialmente con las relacionadas con el proceso de hidratación, en particular el hinchamiento y la capacidad de retención de agua. Así, los polisacáridos de las muestras recubiertas con el film presentaron valores significativamente superiores a los de las respectivas muestras control (sin película) durante todo el período de almacenamiento evaluado.

1. INTRODUCCIÓN

1.1. *Ficus carica*

La dieta mediterránea se caracteriza por un elevado consumo de frutas y hortalizas, las cuales presentan elevados contenidos en diferentes compuestos bioactivos los cuales proporcionan numerosos beneficios para la salud. El higo (*Ficus carica*) es un fruto muy apreciado que forma parte esta dieta, siendo además, uno de los primeros frutos en ser cultivados en la región Mediterránea. A lo largo de la historia, los higos, cosechados durante el verano, han sido aceptados como símbolo de una vida longeva (Caliskan, 2015).

Una de las características importantes de este fruto es su elevado contenido en fibra alimentaria (~3-6%), así como en sacarosa, azúcares simples y en diferentes elementos minerales, tales como el K, Ca, Mg, Fe, Cu y Mn, presentando además un bajo contenido en grasas (0.3%) y la ausencia de Na y colesterol. Actualmente, se conocen más de 59 metabolitos presentes en el higo, a los cuales se les atribuye la protección contra diferentes enfermedades (Caliskan, 2015).

A lo largo del tiempo se formaron una gran cantidad de variedades de higo; más de un millar han sido estudiadas en el mundo, y se tiene constancia de la existencia de más de 160 variedades sólo en las Islas Baleares (Pons, 2012). La variedad de higo, objeto de estudio en este trabajo, denominada Mission, proviene de la variedad mallorquina “albacor de molla vermella”. Fray Juniper Serra introdujo esta variedad en San Francisco, la cual posteriormente se extendió por toda California, hibridándola hasta conseguir una higuera mejorada. Es, por tanto, una variedad propia de los Estados Unidos, también conocida como franciscana, en honor a los misioneros franciscanos mallorquines (Pons, 2012).

Desde un punto de vista comercial, el higo deshidratado es probablemente el más popular debido a que presenta un mayor periodo de vida útil (Solomon et al., 2006). No obstante, cabe destacar el gran aprecio por el higo en estado fresco. Se trata de un fruto perecedero y climatérico, con una vida útil bastante reducida, de 7 a 10 días, motivo por el cual se hace necesaria la búsqueda de nuevas formas de almacenamiento que permitan extender el periodo de conservación del fruto sin que disminuya su calidad nutricional y organoléptica (Cantín et al., 2011).

1.2. Conservación de alimentos

Actualmente, el consumidor tiende a demandar un producto sano, natural y listo para su consumo, de forma que en los últimos años, los frutos mínimamente procesados han ganado mucho interés. Este motivo, junto con el incremento de la demanda a nivel global, provoca la necesidad de intentar aumentar el periodo de vida útil de estos alimentos, limitado por la degradación de los componentes celulares, los cuales inducen reacciones químicas y bioquímicas relacionadas con los cambios de color, la pérdida de textura o la oxidación de vitaminas y otros compuestos (Benítez et al., 2015).

A lo largo de los últimos años, el uso de fungicidas ha sido el método más importante para combatir el decaimiento de los frutos frescos. Sin embargo, esta metodología presenta graves inconvenientes como la existencia de residuos de los pesticidas en los alimentos o la resistencia de los agentes patógenos, lo cual ha provocado la necesidad de desarrollar nuevos métodos alternativos de conservación (Hernandez-Munoz et al., 2008).

Así, por ejemplo, el revestimiento con lípidos es una técnica que se ha utilizado durante siglos para proteger a los alimentos y prevenir la pérdida de humedad (Galus and Kadzińska, 2015). Ejemplos de este tipo de tratamiento son la utilización de cera de parafina, cera de carnauba o de sistemas

emulsificados basados en aceite y agua para el recubrimiento de diferentes frutas y hortalizas frescas (Cagri et al., 2004).

Otro de los métodos utilizados para el almacenamiento de frutas y hortalizas es el uso de atmósferas modificadas con niveles óptimos de O₂ y CO₂, así como el paso de aire frío con alta humedad o el recubrimiento del fruto con sales de calcio (Stover et al., 2007).

Además, el almacenamiento en bolsas de polietileno, el control de la atmósfera y la temperatura, el uso de radiación ionizante, reguladores del crecimiento de plantas o el uso de productos químicos como el hipoclorito de sodio o el 1-metilciclopropano (1-MCP) han permitido mejorar la calidad del fruto, así como aumentar la vida útil y retener el valor nutricional de diferentes frutas (Özkaya et al., 2016; Roller y Seedhar, 2002; Mastromatteo et al., 2011).

Además de los métodos citados, otra forma relativamente novedosa que permite extender el período de vida útil de frutas y hortalizas, se basa en la utilización de películas o films comestibles, dadas las múltiples ventajas que presenta el uso de este tipo de recubrimientos (Abugoch et al., 2016).

1.2.1. Aplicación de películas comestibles

Uno de los mayores desafíos para la Industria alimentaria moderna se fundamenta en la reducción de los aditivos químicos convencionales en los procesos de producción alimentaria. De ahí que la alternativa basada en el uso de productos naturales esté recibiendo una gran atención ya que, además, muchos de estos compuestos presentan propiedades funcionales adicionales (Wang et al., 2015).

Una película o film comestible se define como un empaquetamiento primario fabricado a partir de componentes comestibles. Una fina capa del material comestible puede cubrir directamente el alimento y puede ser utilizada como envoltorio sin modificar la composición original del producto (Galus y Kadzińska, 2015).

Las películas comestibles actúan a modo de barrera contra la humedad y los gases permeables, minimizando así la tasa de respiración, la transpiración, la proliferación microbiana y la deshidratación del fruto, preservando, por tanto, su calidad organoléptica (Bourtoom y Chinnan, 2008). Además, las películas comestibles presentan ventajas añadidas como la biocompatibilidad, la apariencia estética, la inocuidad, el ser no contaminantes y, en general, su bajo coste (Elsabee y Abdou, 2013).

1.2.2. Componentes de la película o film

La mayoría de películas comestibles están formadas por una matriz hidrofílica, compuesta por polisacáridos o componentes de naturaleza proteica, y una fracción lipídica. Las principales proteínas usadas en películas comestibles son el colágeno, la gelatina, la caseína, la proteína de suero de leche, la zeína de maíz o el gluten de trigo. Entre los polisacáridos más comúnmente utilizados se encuentran el alginato, el quitosano, las pectinas, el almidón, la hidroximetilcelulosa y la hidroxipropilmetilcelulosa. Dependiendo de las sustancias que forman la película, esta va a presentar determinadas propiedades mecánicas durante su manejo y procesamiento, así como un determinado funcionamiento como barrera frente al O₂, CO₂ y H₂O (Benítez et al., 2015; Galus y Kadzińska, 2015).

La composición de las películas puede ser muy variada; en la **tabla 1** se recogen algunos datos de composición junto con los principales efectos observados durante su aplicación en diferentes productos alimentarios.

Tabla 1: Revisión bibliográfica de los principales efectos observados producto de la aplicación de películas comestibles en diferentes productos alimentarios.

Composición de la película	Producto	Período (días)	Temperatura (°C)	Principales efectos observados	Referencia
Quitosano	Fresa	7	10	Retraso de la maduración y la contaminación por hongos. Aumento de la aceptación visual y del valor nutricional.	Hernandez-Munoz et al. (2008)
Sacarosa-poliéster	Pera	60	4	Mantenimiento de la integridad de la membrana celular y de la firmeza.	Zhou et al. (2011)
Aloe vera	Kiwi	7	4 ± 1	Reducción de la tasa de respiración y de la despolimerización de las pectinas	Benítez et al. (2013)
Aloe vera	Melocotón y ciruela	6	20	Disminución de la producción de etileno y de la pérdida de peso. Retraso de la maduración.	Guillén et al. (2013)
Aloe vera	Granada	12	3	Retención de la firmeza, aumento del contenido total de fenólicos y reducción de hongos y moho. Aumento del sabor, olor, textura, color y de la decisión de compra.	Martínez-Romero et al. (2013)
Quitosano, pectina y cinamaldehído	Melón	9	4	Reducción de la actividad microbiana.	Martiñon et al. (2014)
Alginato y citronela	Piña	16	10 ± 1	Reducción de moho.	Azaraksh et al. (2014)
Goma arábiga	Mango	28 / 5	6 ± 1 / 25 ± 2	Disminución de la degradación del fruto, de los cambios de color. Mantenimiento de la firmeza, acidez total y ácido ascórbico. Protección de la estructura de las mitocondrias.	Khaliq et al. (2015)
Puré de zanahoria, quitosano, almidón	Zanahoria	12	5	Reducción de la senectud, reducción del deterioro de la calidad exterior y mejora de la conservación del contenido total de carotenoides.	Wang et al. (2015)
Aloe vera, ácido ascórbico	Fresa	18	1	Reducción de la contaminación microbiana y aumento de la concentración de Vitamina C.	Sogvar et al. (2016)
Proteína de quinoa, quitosano y aceite de girasol	Arándanos	32	4	Reducción del crecimiento de mohos.	Abugoch et al. (2016)

Uno de los componentes más utilizados para la elaboración de películas comestibles es el gel de Aloe vera (Serrano et al., 2006). Diversos autores han observado como las películas obtenidas a partir del gel de Aloe vera son capaces de reducir, en gran medida, tanto el deterioro microbiano como la pérdida de peso, la producción de etileno y la despolimerización de las pectinas, incrementando, a su vez, las características sensoriales de los diferentes productos (Martínez-Romero et al., 2013; Benítez et al., 2015; Guillén et al., 2013). Jasso de Rodríguez et al. (2005) expuso que la capacidad antimicrobiana del gel de Aloe vera es debida a la presencia de aloína, siendo este componente uno de los principales compuestos fenólicos de la planta Aloe Vera (Guillén et al., 2013). Estas propiedades hacen del gel de Aloe vera un material excepcional para la preparación de películas comestibles.

Por otra parte, el alginato, un polisacárido procedente de las paredes celulares de las algas marinas, es capaz de constituir una matriz estructural, la cual permite obtener recubrimientos homogéneos y transparentes. Las películas basadas en alginato se caracterizan por poseer una excelente permeabilidad a la humedad y a los gases, lo cual permite retrasar la deshidratación del fruto y disminuir la actividad respiratoria. No obstante, dichas películas están limitadas por la baja solubilidad del alginato en agua y por sus propiedades mecánicas moderadas (Benítez et al., 2013 y 2015).

Por último, los aceites vegetales, dada su naturaleza hidrofóbica, mejoran tanto las propiedades de barrera frente al paso de la humedad como las propiedades mecánicas de la película. Igualmente, los aceites vegetales exhiben nula toxicidad y nula volatilidad en comparación con algunas ceras y parafinas, además de ser una valiosa fuente de ácidos grasos poli-insaturados (García et al., 2000).

1.3.Fibra alimentaria

La pared celular de los vegetales es considerada la mayor fuente de fibra alimentaria de la dieta humana (Schafer et al., 2016). La fibra alimentaria o dietética se definió en un principio como el material procedente de las células de origen vegetal, presente en nuestra dieta, resistente al proceso de hidrólisis llevado a cabo por las enzimas del aparato digestivo humano. Más adelante se aceptó la definición de fibra alimentaria como todo el conjunto de polisacáridos y lignina presentes en la dieta que no son digeridos por las secreciones endógenas del sistema digestivo humano (Trowell et al., 1976).

La composición de la fibra dietética es de utilidad para elaborar las tablas de composición química de los alimentos. Sin embargo, los valores obtenidos para el contenido total de fibra carecen de pleno significado, ya que no ofrecen ningún tipo de información sobre la arquitectura de la pared celular en los distintos tipos de tejidos celulares, no tiene en cuenta los diferentes tipos de enlace existentes entre los componentes de la pared celular, como tampoco los efectos que el procesado, el almacenamiento o la maduración pueden ejercer sobre las propiedades, la composición y la estructura de los polímeros característicos de la pared celular (Asp, 2004; Rodríguez et al., 2006).

El gran interés que han despertado los alimentos ricos en fibra alimentaria está asociado a las propiedades físico químicas propias de sus componentes. La fibra influye en diversas acciones fisiológicas que los alimentos ejercen en el aparato digestivo, como la sensación de saciedad, la digestión y absorción de diferentes nutrientes (ácidos grasos, lípidos, colesterol, etc.), la regulación del tránsito intestinal, la prevención de la obesidad, la reducción del riesgo de padecer enfermedades cardiovasculares, la reducción de riesgo de sufrir cáncer de colon, etc. (Slavin, 2005) Tales efectos fisiológicos dependen no solo de la cantidad sino también de la calidad de la fibra alimentaria consumida (Schafer et al., 2016).

1.4. Polisacáridos de la pared celular

La pared celular es una matriz compleja de polisacáridos que proporciona el soporte y la fuerza esencial para la supervivencia de la célula (Ochoa-Villarreal et al., 2012), la cual contribuye decisivamente a la textura de los vegetales debido a que proporciona turgencia dado a su elasticidad y resistencia mecánica (Jarvis, 2011). Los cambios químicos en los polímeros de las paredes celulares alteran su funcionalidad y, por tanto, la firmeza del fruto (Basanta et al., 2013). Por tanto, la cuantificación de estos compuestos permite proporcionar una idea del estado del fruto (Owino et al., 2004).

Entre los principales polímeros que forman las paredes celulares primarias de frutas y hortalizas se pueden distinguir dos tipos principales de polisacáridos: los estructurales, formados principalmente por celulosa, y los matriciales, formados por hemicelulosas y pectinas. Estos polisacáridos, a su vez, están caracterizados por los diferentes tipos de monosacáridos que los forman y por la naturaleza del enlace entre ellos (Elleuch et al., 2011; Tejada-Ortigoza et al., 2015). La lignina, por otra parte, se encuentra mayoritariamente en las células que han desarrollado paredes celulares secundarias (Aboughe-Angone et al., 2008). En la **figura 1** se puede observar la estructura de la pared celular formada por los mencionados polisacáridos.

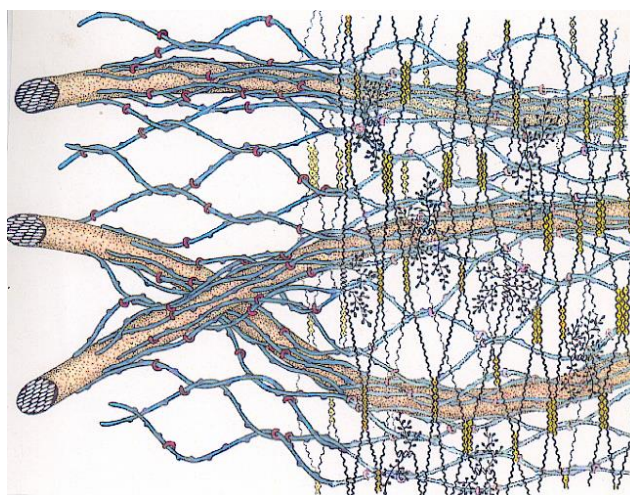


Figura 1: Modelo estructural para la pared celular primaria de las plantas (Carpita y Gibeaut, 1993).

1.5. Polisacáridos estructurales

En las paredes primarias de los vegetales, la celulosa es el principal polisacárido encargado de proporcionar la estructura básica de la pared celular de los diferentes tejidos presentes en cada producto.

1.5.1. Celulosa

La celulosa, además de ser la sustancia orgánica más abundante en la naturaleza, es el principal componente estructural de las paredes celulares de frutas y hortalizas, la cual proporciona soporte a la planta gracias a la formación de microfibras (Ochoa-Villarreal et al., 2012; Burton et al., 2010). La celulosa es un polímero lineal no ramificado formado únicamente por unidades de D-glucosa unidas entre sí mediante el enlace glucosídico $\beta(1\rightarrow4)$. Las cadenas de celulosa se enlazan a otras mediante enlaces de hidrógeno o fuerzas de Van der Waals, dado lugar a la formación de microfibrillas (Ochoa-Villarreal et al., 2012).

La configuración ecuatorial de los grupos hidroxilo en la molécula de celulosa, junto a la inversión de los residuos individuales como consecuencia de la disposición β , permite que las moléculas de

celulosa presenten una gran cantidad de enlaces por puente de hidrógeno, tanto intra como intermoleculares, motivo por el cual la celulosa presenta una alta insolubilidad en agua e incluso en muchos disolventes no acuosos (Elleuch et al., 2011).

1.6. Polisacáridos matriciales

Los polisacáridos matriciales, en la mayor parte de frutas y hortalizas, están formados por hemicelulosas y pectinas. Estos polímeros forman la matriz de la pared celular, es decir, la solución en la cual se hallan inmersos los polisacáridos de carácter estructural, principalmente la celulosa.

1.6.1. Hemicelulosas

Las hemicelulosas también forman un grupo de polisacáridos muy abundante en las plantas. Los diferentes polímeros hemicelulósicos cuentan con una amplia variedad de monosacáridos en función del origen y del tipo de polímero (Sun et al., 2000).

Scheller y Ulvskov (2010) revisaron la estructura y biosíntesis de las hemicelulosas, concluyendo que este grupo de polisacáridos se caracteriza por una estructura formada principalmente por unidades de glucosa, xylosa y/o manosa unidas mediante enlaces β -(1 \rightarrow 4). De ahí que, las hemicelulosas, pueden ser consideradas como cadenas de heteropolisacáridos con ramificaciones cortas, constituidas por diferentes unidades de azúcares (Gabrielii et al., 2000). Estas cadenas están usualmente asociadas con otros componentes de la pared celular tales como la celulosa, las proteínas, la lignina y los compuestos fenólicos, mediante enlaces covalentes o puentes de hidrógeno, y mediante interacciones iónicas e hidrofóbicas (Sun et al., 2000).

Dependiendo de su origen biológico, se pueden encontrar diferentes estructuras de hemicelulosas. Las diferentes clases de hemicelulosas son nombradas de acuerdo a la unidad principal de azúcar, y a la forma de la cadena principal de estas, unidos por los enlaces β -(1 \rightarrow 4) (Polizeli et al., 2005). Se ha observado que en el caso de frutas y hortalizas, las principales clases de hemicelulosas están formadas principalmente por xiloglucanos, y en menor medida por mananos y xilanos (Derriche y Berrahmoune, 2007; Ebringerová et al., 2005). En general, las hemicelulosas, al igual que la celulosa, presentan una elevada insolubilidad en agua (Davidson y McDonald 1998).

1.6.2. Pectinas

Las sustancias pécticas o pectinas son polisacáridos caracterizados por la presencia de unidades de ácido galacturónico (**Figura 2**), aunque también pueden incluir moléculas de otros monosacáridos, como la ramnosa, arabinosa y galactosa. Probablemente es el tipo de polisacárido más complejo que forma las paredes celulares de las plantas. Ello es debido a las diferencias entre los tipos de células de los tejidos, las diferencias entre especies y los cambios asociados al desarrollo de las células (Willats et al., 2006; Yapo, 2011).

Los principales tipos de polisacáridos pécticos son los denominados homogalacturanos y los ramnogalacturanos. Los homogalacturanos consisten en largas cadenas lineales de residuos de ácido galacturónico unidos mediante enlaces α -(1 \rightarrow 4), que pueden estar parcialmente metilesterificados o acetilados. Por otra parte, los ramnogalacturanos se caracterizan por la presencia de unidades de ramnosa intercaladas en la cadena principal de ácido galacturónico. Las cadenas laterales, unidas a la posición C4 de la ramnosa, están principalmente constituidas por arabinosa y galactosa (Yapo, 2011).

El ácido galacturónico puede presentar el grupo ácido esterificado mediante un grupo metilo, siendo el porcentaje de unidades que lo presentan lo que se conoce como grado de metil-esterificación. Este porcentaje está asociado a determinadas funciones específicas de la pared

celular. El grado de metil-esterificación suele aumentar durante el proceso de maduración, influyendo en las propiedades funcionales (González-Centeno et al., 2010).

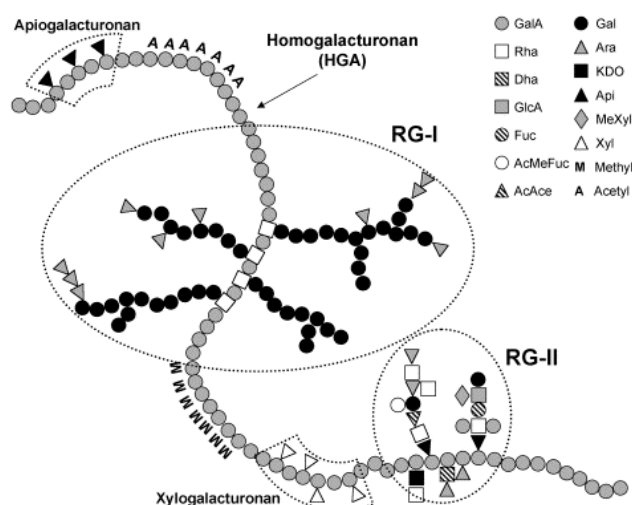


Figura 2: Estructura básica de las pectinas (Pérez et al., 2003).

Las pectinas, en general son relativamente solubles en agua y, de hecho, se clasifican dentro de la fracción denominada fibra soluble (Davidson y McDonald 1998). La fibra alimentaria, dependiendo de su solubilidad, posee diferentes características. Así, la fibra soluble se caracteriza por su capacidad de incrementar la viscosidad y reducir la reacción glucémica y el colesterol del plasma (Abdul-Hamid y Luan, 2000). Por otra parte, la fibra insoluble se caracteriza por su porosidad, baja densidad y su habilidad en incrementar el peso fecal y en disminuir el tránsito intestinal (Olson, 1987).

1.7. Propiedades funcionales

La fibra alimentaria posee características físico-químicas y tecnológicas de interés para la industria alimentaria, influyendo en las propiedades funcionales del producto (Tejada-Ortigoza et al., 2015).

Las propiedades funcionales más importantes relacionadas con los polisacáridos de la pared celular son el hinchamiento (Sw), la capacidad de retención de agua (WRC) y la capacidad de adsorción de lípidos (FAC). Estas propiedades juegan un papel importante en la regulación del flujo digestivo, la disponibilidad de nutrientes, la viscosidad y la mezcla del bolo alimenticio (Elleuch et al., 2011).

1.7.1. Capacidad de hinchamiento

La Sw se define como la tasa de volumen ocupada cuando la muestra se sumerge en un exceso de agua en relación al peso real de la muestra, en unidades de mL/g (Raghavendra et al., 2004). Esta propiedad indica la capacidad de hincharse de la muestra a medida que el agua es absorbida. Una elevada Sw del alimento ha sido asociada con la reducción del colesterol en sangre (Elleuch et al., 2011).

1.7.2. Capacidad de retención de agua

La WRC se define como la cantidad de agua que permanece en la fibra hidratada después de la aplicación de una fuerza externa en un proceso de centrifugación (Raghavendra et al., 2004).

Valores elevados de esta propiedad han sido relacionados con polisacáridos para los cuales el agua es un buen disolvente, es decir, polímeros capaces de retener agua mediante puentes de hidrógeno, como por ejemplo las pectinas (Basanta et al., 2013).

Un aumento de la WRC provoca un aumento del volumen de las heces y por lo tanto, de la velocidad de tránsito y de la capacidad de fermentar la fibra, provocando el crecimiento de la microflora intestinal y la adsorción de sales biliares, colesterol y cationes. Además, una alta WRC del alimento puede provocar también una reducción de la glucosa en sangre (Elleuch et al., 2011).

1.7.3. Capacidad de adsorción de aceite

La FAC se define como la capacidad de adsorber lípidos tras un proceso de centrifugación. La capacidad de retención de moléculas orgánicas como los ácidos grasos determina, en concreto, la cantidad de lípidos que quedan adsorbidos en la superficie de los polisacáridos que forman la fibra alimentaria, y por tanto, no son digeridas en el intestino. La fibra dietética que presenta una elevada FAC permite la estabilización de productos con elevado contenido en grasa (Elleuch et al., 2011).

2. OBJETIVOS

El presente trabajo de fin de grado se enmarca dentro de un proyecto de colaboración que se lleva a cabo entre el grupo de Ingeniería Agroalimentaria del Departamento de Química de la Universitat de les Illes Balears y el grupo de Investigación en Alimentos del Departamento de Química de la Universidad Autónoma Coahuila (Saltillo, Coahuila, México).

El objetivo general del proyecto se basa en evaluar los efectos de la aplicación de un film comestible, de naturaleza polimérica, sobre la calidad del higo (*Ficus carica*, var. Mission) durante el almacenamiento.

En este contexto, el **objetivo general** del presente trabajo de fin de grado consiste en **evaluar los efectos de la aplicación del film comestible sobre las propiedades físico-químicas de los polisacáridos que forman las paredes celulares durante el almacenamiento de los frutos.**

Para alcanzar el objetivo general propuesto se han planteado los siguientes objetivos concretos:

- Realizar la extracción de los polisacáridos de la pared celular de los frutos a partir de la obtención del residuo insoluble en alcohol.
- Caracterizar los principales tipos de polisacáridos de la pared celular mediante cromatografía de gases y espectroscopia infrarroja.
- Evaluar las principales propiedades funcionales relacionadas con los polisacáridos como son el hinchamiento, la capacidad de retención de agua y capacidad de adsorción de aceite.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Materia prima

Las muestras utilizadas en el presente trabajo fueron higos frescos (*Ficus carica*) de la variedad Mission. Los frutos fueron cosechados durante los meses de agosto y septiembre de 2014, en el Estado de Durango, México. Para el estudio, se seleccionaron frutos libres de daños y sin contaminación microbiana. Antes de proceder al procesado y almacenamiento de los frutos, estos fueron lavados con una solución de hipoclorito de sodio al 0.02%.

3.2. Preparación y aplicación de la película o film comestible.

El film de alginato-aloe vera-aceite de oliva (AAA) se preparó a partir de la dispersión de 1.3 g de alginato de sodio en 100 mL de agua destilada a 65 °C, manteniendo la solución en agitación magnética durante 20 min. Durante el proceso de agitación, se adicionaron 2.5 g de glicerol, 1 g de lecitina de soja y 0.6 g de monoesterato de propilenglicol. A continuación, se adicionó gel de aloe vera (al 10%) y la mezcla se homogeneizó a 18,000 rpm durante 3 min. En el siguiente paso se añadió aceite de oliva (al 15%) y la disolución resultante se homogeneizó con Ultra Turrax T18 (IKA Works, Inc, Wilmington, EUA) a 18,000 rpm durante 9 min, para favorecer la formación de la emulsión. A continuación se sometió la emulsión, durante 10 min, a vacío parcial (0.08 MPa) para eliminar el aire atrapado. Seguidamente, 4 g de la emulsión del film se introdujo en placas Petri (con un diámetro de 90 mm), las cuales fueron inmersas en una disolución de CaCl₂ al 0.5% durante 2 min. Finalmente, antes de su utilización, las películas AAA se secaron a 20 °C durante 2 min.

Una vez preparado el film comestible, los higos se dividieron en dos grupos. El primer grupo se almacenó sin película y se usó como control durante todo el estudio. El segundo grupo se sumergió en el film AAA durante 30 s. Posteriormente, los higos recubiertos con el film AAA en forma de emulsión se introdujeron en una disolución de CaCl₂ al 0.5% y se secaron a temperatura ambiente con aire circulando a 5 m·s⁻¹ durante 30 min.

El resultado de la aplicación de la película se puede observar en la **figura 3**. La **figura 3A** muestra una sección transversal de la muestra control sin recubrimiento y en la **figura 3B** la muestra recubierta con el film AAA sobre su superficie exterior.

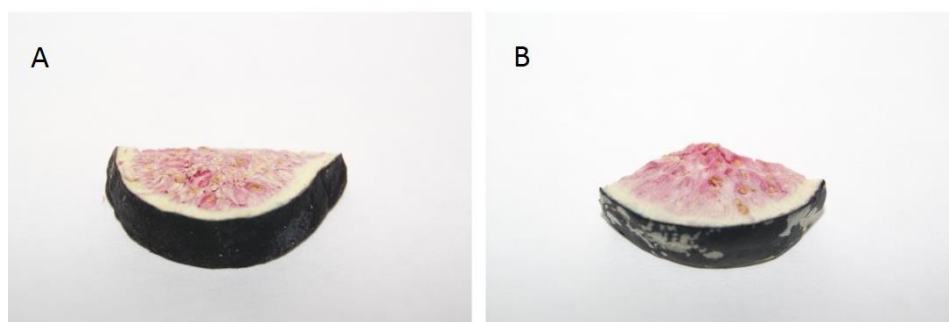


Figura 3: Muestra de higo control (A) y muestra de higo recubierto con la película AAA (B).

El desarrollo y la aplicación de la película AAA, así como la toma de muestras durante el almacenamiento, fueron llevados a cabo en la Universidad Autónoma de Coahuila (Saltillo, México).

3.3. Almacenamiento

Las muestras (control y con película) fueron almacenadas a 6 °C durante 0, 3, 6, 9, 12 y 15 días. Seguidamente todas ellas fueron almacenadas durante 3 días a 25 °C, con el objetivo de simular las condiciones comerciales. Además, se tomó una muestra de higo fresco a tiempo 0, como referencia. En la **figura 4** se puede observar la nomenclatura utilizada para designar cada una de las diferentes muestras.

Para cada uno de los tiempos considerados, las muestras fueron troceadas y liofilizadas mediante un liofilizador a escala laboratorio Labconco Freezone Triad Cascade Benchtop (Labconco, Kansas City). Una vez liofilizadas y antes de proceder a su análisis, las muestras fueron homogeneizadas a un tamaño de partícula inferior a los 0.5 mm.

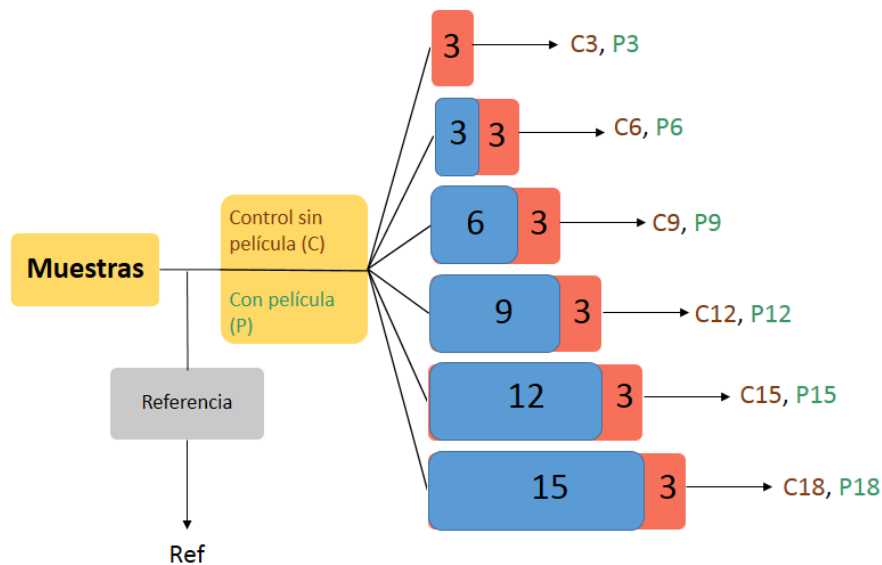


Figura 4: Esquema general del almacenamiento de higos con y sin recubrimiento. En azul, número de días de almacenamiento a 6 °C y en rojo, número de días de almacenamiento a 25 °C.

3.4. Microscopía Electrónica de Barrido

La microscopía electrónica de barrido (SEM) fue utilizada para observar la presencia de la película, adherida sobre la superficie de los frutos, y poder estimar su grosor. Para ello, se realizaron micrografías del fruto con y sin la aplicación de la película comestible.

Las micrografías fueron obtenidas con un microscopio electrónico de barrido Hitachi S-3400N (Japón) con un voltaje de aceleración de 10 kV. Las muestras de higo liofilizadas se observaron directamente, sin tratamiento adicional, bajo una presión de 40 Pa.

3.5. Residuo insoluble en alcohol (AIR)

Dado que, de acuerdo con la bibliografía consultada (Owino et al., 2004; Viuda-Martos et al., 2015), las muestras de higo se encuentran prácticamente libres de la presencia de almidón, se utilizó como material de partida para el estudio de los polisacáridos de la pared celular el denominado residuo insoluble en alcohol (AIR).

El AIR de las diferentes muestras tratadas fue obtenido mediante el método propuesto por Femenia et al. (1998). Aproximadamente 10 g de cada una de las muestras de higo liofilizado fueron mezcladas con etanol 96% y agua hasta obtener una concentración final del 85%, y homogeneizados durante 3 min a 13,000 rpm mediante un Ultra Turrax T25 (IKA Works, Inc, Wilmington, EUA). Posteriormente, la mezcla se llevó a ebullición durante 5 min, con el objetivo de inactivar los diferentes enzimas que provocan la degradación de los polisacáridos de la pared celular. Una vez transcurrido este tiempo la muestra fue homogeneizada nuevamente durante 2 min a 13,000 rpm y llevada a ebullición durante 1 min. Posteriormente, la mezcla fue filtrada mediante un filtro de fibra de vidrio libre de celulosa (Whatman GF-C) y el filtrado suspendido nuevamente en etanol al 85 % (v/v). La mezcla fue homogeneizada y llevada a ebullición, ambos procesos durante 1 min, y filtrada posteriormente. El proceso anterior se repitió una vez más sustituyendo el etanol al 85% por etanol absoluto. Finalmente, la muestra fue lavada con acetona y llevada a sequedad durante 24 h. El rendimiento de AIR fue expresado en gramos de AIR por cada 100 g de muestra liofilizada.

3.6. Análisis de azúcares

Los azúcares, unidades básicas de los diferentes tipos de polisacáridos que forman las paredes celulares del higo, fueron liberados mediante un proceso de hidrólisis tal y como lo describieron Rodríguez-González et al. (2011).

Para cada una de las muestras, se pesaron aproximadamente unos 5 mg, se mezclaron con H_2SO_4 12M y se incubaron a temperatura ambiente durante 3 h, produciéndose así la solubilización de las microfibras de celulosa. A continuación se adicionaron 2.2 mL de agua destilada (H_2SO_4 1M) y las muestras se hidrolizaron en un bloque seco a 100 °C durante 2.5 h. En el caso de la determinación de los ácidos urónicos, el proceso de hidrólisis fue similar, aunque con la diferencia que la fase de incubación con H_2SO_4 1M sólo se llevó a cabo durante 1 h. Finalmente, para la determinación de la glucosa no celulósica, se repitió el proceso de hidrólisis omitiendo la incubación con H_2SO_4 12M.

3.6.1. Determinación de azúcares neutros

Una vez que las muestras fueron hidrolizadas, a cada una de ellas se les añadió una cantidad conocida de 2-deoxyglucosa (200 µg) como patrón interno, con el objetivo de determinar de forma cuantitativa la presencia de unidades de ramnosa, fucosa, arabinosa, xilosa, manosa, galactosa y glucosa.

Seguidamente, las muestras fueron neutralizadas con NH_3 al 25%, y mezcladas con NH_3 3 M que contenía NaBH_4 como agente reductor, así se consigue la rotura de los ciclos que presentan los azúcares en su estructura y su paso a alditoles por reducción del grupo aldehído a alcohol. Posteriormente, las muestras fueron incubadas durante 1 h a 30 °C. Una vez enfriadas se añadió ácido acético glacial, 1-metil-imidazol, como catalizador, y anhídrido acético, homogeneizando e incubando a 30 °C durante 30 min. De esta forma se consigue el paso a alditol acetatos, compuestos detectables mediante cromatografía de gases. Estos compuestos fueron extraídos mediante CH_2Cl_2 . La fase orgánica, que contiene los alditol acetatos, fue separada mediante centrifugación, y se eliminó la fase acuosa por aspiración. Posteriormente, el CH_2Cl_2 fue evaporado con una corriente de argón a 40 °C.

Los azúcares neutros, derivatizados y convertidos en sus correspondientes alditol acetatos, fueron separados isotérmicamente a 220 °C mediante cromatografía de gases. La columna capilar utilizada fue una columna DB-225 (J&W Scientific, Folsom, CA, USA) de 30 m de largo con un diámetro interno y un grosor de film de 0.25 mm y 0.15 µm, respectivamente. Se utilizó He como gas portador con un caudal de 0.8 mL/min. La temperatura del inyector y el detector FID se programaron a 230 °C y 240 °C, respectivamente.

3.6.2. Cuantificación de ácidos urónicos

El contenido de ácidos urónicos de las pectinas extraídas se determinó utilizando el método colorimétrico descrito por Blumenkrantz y Asboe-Hansen (1973). El ácido galacturónico disuelto en ácido benzoico saturado fue utilizado como patrón para la obtención de la recta de calibrado.

Para el calibrado se tomaron tubos de ensayo, previamente congelados en un baño de agua-hielo, que contenían 3 mL de una disolución 50 mM de borato de sodio en H_2SO_4 concentrado, a los cuales se les añadieron 0.5 mL de las disoluciones estándar de ácido galacturónico y se incubaron durante 10 min a 100 °C. Seguidamente, se introdujeron, durante 2 min, en un baño de agua-hielo y se les añadió 100 µL de una disolución de m-fenilfenol (al 0.15% en peso en NaOH al 0.5% en peso como disolvente), a todos los tubos excepto a los blancos, ya que este compuesto reacciona con el grupo ácido de la molécula de ácido galacturónico dando un tonalidad rosada a la disolución.

Pasados unos 30 min se leyó la absorbancia de cada uno de los tubos con un espectrofotómetro UV visible modelo UV-2401 PC Shimadzu y se obtuvo la recta de calibrado a 520 nm.

Para la determinación de los ácidos urónicos presentes en las diferentes muestras se procedió de forma análoga, introduciendo 0.5 mL de hidrolizado de cada una de las muestras en lugar de la solución estándar de ácido galacturónico. La determinación de la absorbancia permitió, a partir de la recta de calibrado, obtener la cuantificación de los ácidos urónicos presentes en cada una de las muestras. Todas las determinaciones se realizaron por cuadruplicado.

3.6.3. Grado de metilesterificación (DME) de las pectinas.

El DME de los polisacáridos pécticos se analizó mediante espectroscopia infrarroja (FTIR) siguiendo la metodología descrita por Manrique y Lajolo (2002) y Pappas et al. (2004).

Para ello, se mezclaron unos 5 mg de AIR con unos 10 mg de KBr. Se hizo una pastilla con la ayuda de la prensa hidráulica y se analizó por FTIR utilizando un instrumento Bruker Tensor 27 (Massachusetts, USA) de resolución 4 cm⁻¹. De esta forma se obtuvo el espectro con las diferentes bandas que presenta la muestra.

El DME se determinó de acuerdo a las ecuaciones propuestas por Pappas et al. (2004):

$$DME = 124.7R + 2.2013$$

$$R = \frac{A_{1740}}{[A_{1740} + A_{1630}]}$$

Donde A_{1740} y A_{1630} representan las intensidades de absorbancia de las bandas a 1740 cm⁻¹ y 1630 cm⁻¹, respectivamente. Los espectros de todas las muestras se realizaron por duplicado.

3.7. Propiedades funcionales

Las principales propiedades relacionadas con el proceso de hidratación (el hinchamiento y la capacidad de retención de agua), así como, la capacidad de adsorción de aceite, fueron determinadas utilizando la metodología descrita por Rodríguez-González et al. (2011) para todas las muestras de AIR obtenidas a partir de las muestras de higo liofilizadas.

3.7.1. Hinchamiento (Sw)

Para determinar el Sw de las muestras se pesaron unos 200 mg de AIR y se introdujeron en una probeta junto con 10 ml de buffer de fosfato de sodio (1 M, pH 6.2) durante un período de 24 h con el fin de que la suspensión alcanzara el equilibrio. Pasado el período estipulado se midió el volumen de la fibra hinchada, expresando el resultado como mL/g de fibra.

3.7.2. Capacidad de retención de agua (WRC)

Para determinar la WRC se pesaron aproximadamente 200 mg de AIR y se suspendieron durante 24 h en 10 ml de buffer de fosfato de sodio (1M, pH 6.2). Pasado este tiempo se sometió la suspensión a un proceso de centrifugación a 1,750g durante 25 min. Las dos fases, sólida y líquida, se separaron por decantación y se pesó la parte sólida correspondiente a la fibra con el agua retenida. La diferencia de peso inicial de la fibra seca y el peso final de la fibra hinchada es la cantidad de agua retenida que se expresó como g de agua/ g de fibra.

3.7.3. Capacidad de adsorción de aceite (FAC)

Para determinar la FAC se trabajó con muestras de ~200 mg de AIR las cuales se mezclaron con 5 ml de aceite de girasol y se dejaron reposar durante 24 h. Transcurridas las 24 h se centrifugó a

1,750g durante 20 min. El exceso de aceite sobrenadante se decantó y se pesó la parte sólida que contiene el aceite retenido. El resultado se expresó en g de aceite/ g de fibra.

3.8. Análisis estadístico

Los resultados fueron analizados mediante un análisis de varianza multifactorial, usando un test Fisher LSD con un valor de significancia 0.05. Para ello se utilizó el programa informático de cálculo NCSS 2007.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En este apartado se presentan y discuten los resultados más relevantes obtenidos relativos a la morfología del fruto, la obtención de los residuos insolubles en alcohol y las propiedades físico-químicas de la fibra alimentaria, profundizando en los principales tipos de polisacáridos que forman las paredes celulares (celulosa, hemicelulosas y pectinas) de los frutos, así como en las propiedades funcionales relacionadas con estos polímeros (hinchamiento, capacidad de retención de agua y capacidad de adsorción de lípidos). Los análisis se llevaron a cabo, tanto para los frutos recubiertos con película como para los frutos sin película (controles) durante un período de almacenamiento de 18 días.

4.1. Morfología del fruto: apariencia de la película

Las características morfológicas de los higos fueron observadas mediante Microscopía Electrónica de Barrido (**figura 5**).

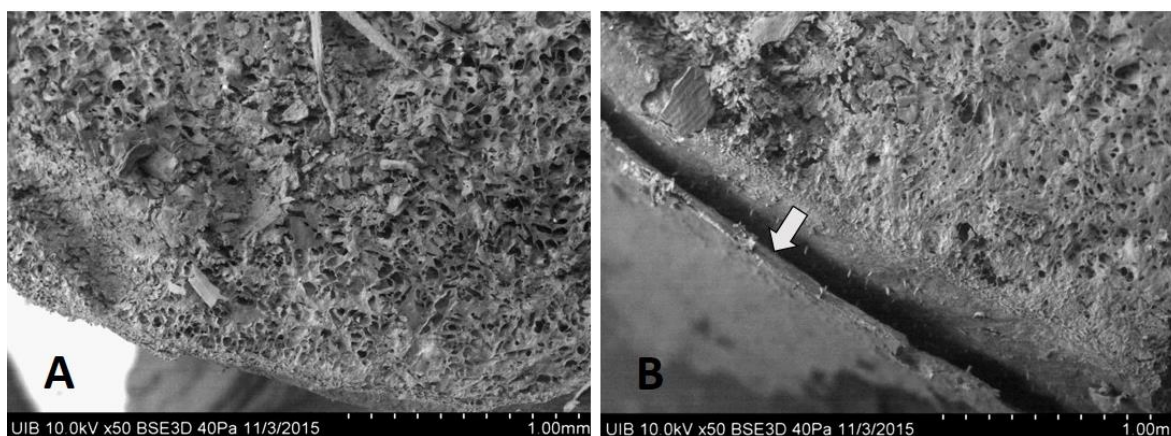


Figura 5: Microscopía SEM correspondientes a muestras de higo: control (A), y muestra de higo recubierta con la película (B).

En las microfotografías de cortes transversales de los frutos de higo deshidratados se puede observar una superficie heterogénea con la presencia de poros que corresponden a las células del fruto. En la **figura 5a** se observa la apariencia de un fruto control sin recubrimiento, mientras que en la **figura 5b** se puede apreciar la película de aspecto rugoso, la cual presenta un grosor aproximado de entre 0.5 y 0.7 mm. La presencia de aire entre la película y el fruto que se aprecia en la imagen es debida al proceso de deshidratación posterior al corte.

Esta técnica también fue utilizada por Abugoch et al., (2016) quienes observaron como la superficie de la película formada por quinoa, quitosano y aceite de girasol presentaba un aspecto heterogéneo y rugoso.

4.2. Residuo insoluble en alcohol (AIR)

En esta fase del trabajo se obtuvieron los AIRs de las diferentes muestras con la finalidad de determinar a partir de este material, no solo la composición de los diferentes polisacáridos que forman la pared celular, sino también las propiedades funcionales derivadas de estos compuestos.

El rendimiento de los AIRs correspondiente a las diferentes muestras de higo analizadas durante el período de almacenamiento puede observarse en la **figura 6**. Así, para el rendimiento de los AIRs correspondientes a las muestras de higo sin película, los valores se situaron entre un 26 y un 30 % de la materia seca, y entre un 27 y un 29 % en el caso de las muestras a las cuales se les aplicó la película. No obstante, no se observaron diferencias significativas ($p > 0.05$) en el rendimiento de los AIRs, durante el periodo de almacenamiento, para ninguna de las muestras de higo analizadas, con o sin recubrimiento.

Resultados similares también fueron observados en otros frutos como la papaya (Sañudo-Barajas et al., 2009), en los cuales no se observaron variaciones significativas durante el almacenamiento a $20 \pm 2^\circ\text{C}$ llevado a cabo durante 8 días. Sin embargo, Owino et al. (2004), quienes evaluaron la composición de los polisacáridos de la pared celular en frutos de higo, observaron como el rendimiento de los AIRs disminuía ligeramente con el tiempo de almacenamiento del fruto.

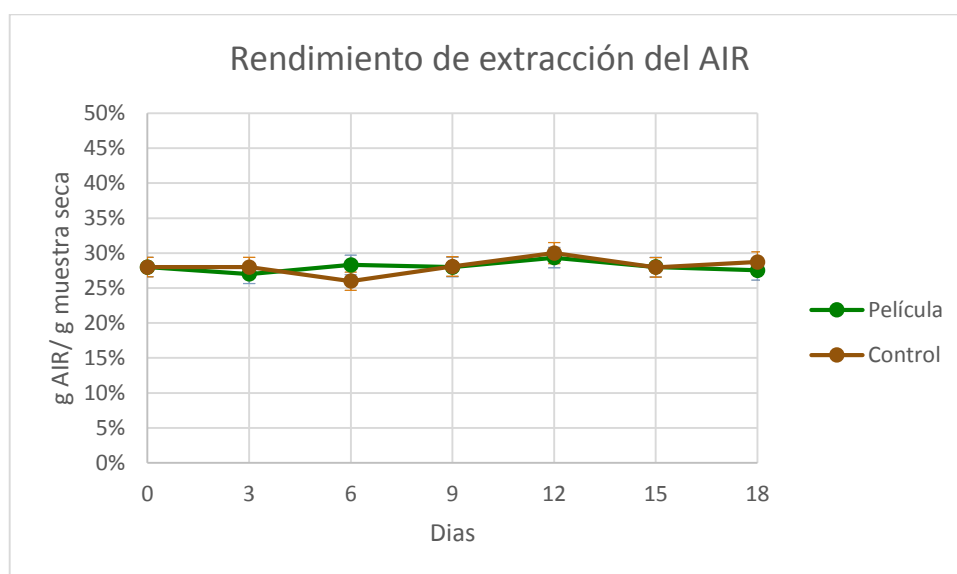


Figura 6: Rendimiento de los AIRs de las muestras de higo con y sin película (control) durante el almacenamiento.

4.3. Fibra alimentaria: polisacáridos de la pared celular

El AIR de las muestras en las cuales no hay presencia de almidón, tal como es el caso de los higos (Owino et al., 2004), contiene los polisacáridos de la pared celular que son los componentes básicos de la fracción denominada fibra alimentaria. De hecho, en este estudio, la fibra alimentaria se considera que está formada íntegramente por los polisacáridos que forman las paredes celulares del fruto.

El contenido de los azúcares, unidades básicas que componen los diferentes polisacáridos presentes en el AIR de las muestras de higo se muestra en la **Tabla 2**.

Como puede observarse, los ácidos urónicos, principalmente ácido galacturónico (Femenia et al., 1999) fue el azúcar más abundante en todas las muestras de higo, seguido por la glucosa. También se detectaron cantidades relativamente importantes de xilosa, arabinosa y galactosa en este orden, además de pequeñas cantidades de manosa, ramnosa y fucosa.

Los ácidos urónicos y la glucosa también fueron los azúcares predominantes en las muestras de higo estudiadas por Owino et al. (2004). Sin embargo, estos autores detectaron mayores cantidades de galactosa que las detectadas en este estudio, lo cual podría ser debido a las diferentes variedades de higo analizadas.

Tabla 2: Composición de carbohidratos del AIR de las muestras de higo, con y sin film, durante el periodo de almacenamiento (expresado en % molar).

	% molar							
	Rha	Fuc	Ara	Xyl	Man	Gal	Glc	UA
Ref	1.3±0.1	0.4±0.0	5.8±0.3	8.3±0.4	2.1±0.1	3.9±0.2	22.3±1.2	55.8±2.7
C3	1.4±0.1	0.5±0.0	6.6±0.3	8.5±0.4	2.0±0.1	4.2±0.2	25.3±1.3	51.5±2.5
C6	1.5±0.1	0.4±0.0	7.4±0.3	8.9±0.5	2.4±0.1	4.2±0.2	28.3±1.4	46.9±2.4
C9	1.5±0.1	0.5±0.0	6.5±0.3	9.5±0.5	2.7±0.1	4.1±0.2	29.8±1.5	45.5±2.2
C12	1.5±0.1	0.5±0.0	6.4±0.3	9.3±0.5	2.5±0.1	4.3±0.2	31.6±1.6	43.8±2.2
C15	1.5±0.1	0.6±0.0	7.0±0.4	9.6±0.5	2.6±0.1	4.3±0.2	31.3±1.6	43.1±2.2
C18	1.5±0.1	0.6±0.0	7.2±0.4	9.4±0.5	2.6±0.1	4.3±0.2	31.2±1.5	43.1±2.2
P3	1.1±0.1	0.4±0.0	6.6±0.3	8.6±0.4	2.1±0.1	4.2±0.2	25.0±1.3	52.1±2.5
P6	1.2±0.1	0.4±0.0	6.6±0.3	8.4±0.4	2.4±0.1	4.6±0.2	28.7±1.4	47.6±2.4
P9	1.4±0.1	0.5±0.0	6.9±0.3	8.8±0.4	2.5±0.1	4.7±0.2	29.6±1.5	45.7±2.3
P12	1.5±0.1	0.5±0.0	7.0±0.4	8.4±0.4	2.8±0.1	4.8±0.2	30.3±1.5	44.8±2.2
P15	1.4±0.1	0.5±0.0	7.0±0.3	9.3±0.4	2.8±0.1	4.9±0.2	29.2±1.5	45.0±2.2
P18	1.4±0.1	0.5±0.0	7.3±0.4	8.8±0.4	2.6±0.1	5.0±0.2	29.3±1.5	45.0±2.2

Rha: ramnosa, Fuc: Fucosa, Ara: Arabinosa, Xyl: xilosa, Man: manosa, Gal: galactosa, Glc: glucosa y UA: ácidos urónicos.

A partir de la suma de las cantidades individuales de cada azúcar presente en el AIR se pudo determinar el contenido total de polisacáridos presentes en el AIR (**figura 7**). La cantidad total de polisacáridos para las muestras de higo recubiertas con película se situó en un rango comprendido entre 440 y 613 mg/g AIR, mientras que para las muestras control el rango estuvo comprendido entre 412 y 613 mg/g AIR, experimentando en ambos casos un claro descenso durante el periodo de almacenamiento, siendo algo menor en el caso de las muestras protegidas por la película.

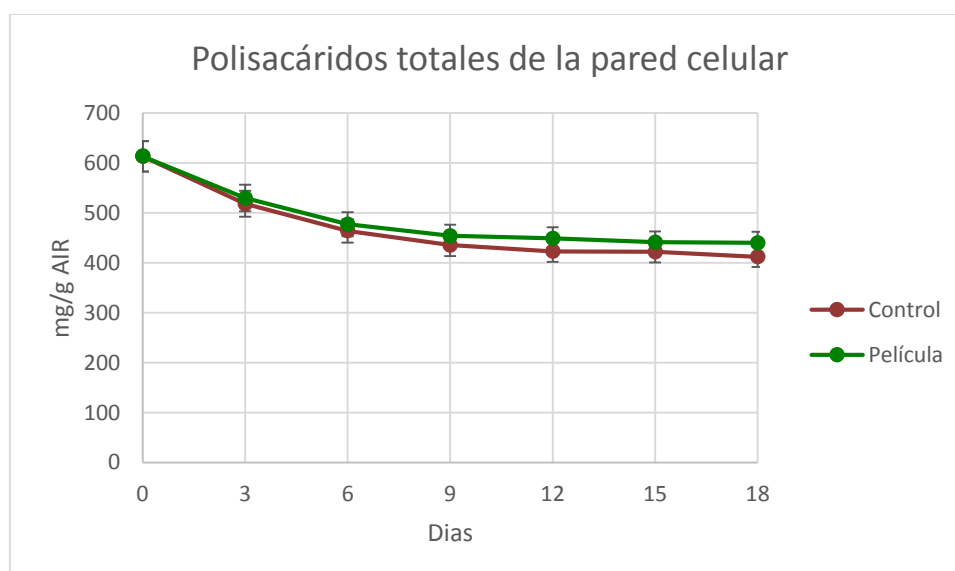


Figura 7: Contenido total de polisacáridos de la pared celular de las muestras de higo, con y sin film, durante el almacenamiento en condiciones comerciales.

Los valores obtenidos en este estudio, expresados en base seca, se situarían en un rango comprendido entre 12.5 y 18.4 g fibra/100 g materia seca. Niveles similares de fibra alimentaria

han sido observados por Viuda-Martos et al. (2015) en subproductos de higo de piel y pulpa de distintas variedades. Estos autores obtuvieron, para la variedad *colar*, entre 16.9 y 18.7 g fibra/100 g materia seca, y para la variedad *cuello de dama* entre 14.6 y 17.6 g fibra/100 g materia seca.

Los altos niveles de fibra alimentaria presente en las muestras higo probablemente tienen una relación directa con los efectos beneficiosos para la salud que estos frutos presentan, como por ejemplo la capacidad de mejorar la tolerancia a la glucosa y la respuesta de la insulina, de reducir la hipertensión, de contribuir a la salud gastrointestinal y de prevenir diversos tipos de cáncer, como el cáncer de colon (Viuda-Martos et al., 2015).

A partir de la determinación de las diferentes unidades básicas que forman los principales tipos de polisacáridos presentes en las paredes celulares de los higos también fue posible cuantificar la presencia individual de los diferentes grupos de polisacáridos presentes en las diferentes muestras de higo durante el almacenamiento. En general, se observó la predominancia de celulosa, como polímero estructural, y de hemicelulosas y pectinas como principales polímeros matriciales.

4.4. Polisacáridos estructurales

4.4.1. Celulosa

La celulosa, polisacárido formado únicamente por unidades de glucosa, fue el principal polímero estructural presente en las paredes celulares de los higos.

En la **figura 8**, se puede observar una muy ligera disminución del contenido total de celulosa, tanto para las muestras de higo con película como para las muestras control, a lo largo del período de almacenamiento. En concreto, el contenido de celulosa se redujo desde 130 hasta 119 mg/g AIR para las muestras con película, y desde 130 hasta 114 mg/g AIR para las muestras control. No obstante, las diferencias entre las diferentes muestras no fueron significativas ($p > 0.05$). La escasa disminución de los niveles de celulosa podría estar asociada con su naturaleza cristalina, la cual proporciona a la molécula un alto grado de resistencia a la degradación (Zhou et al., 2011).

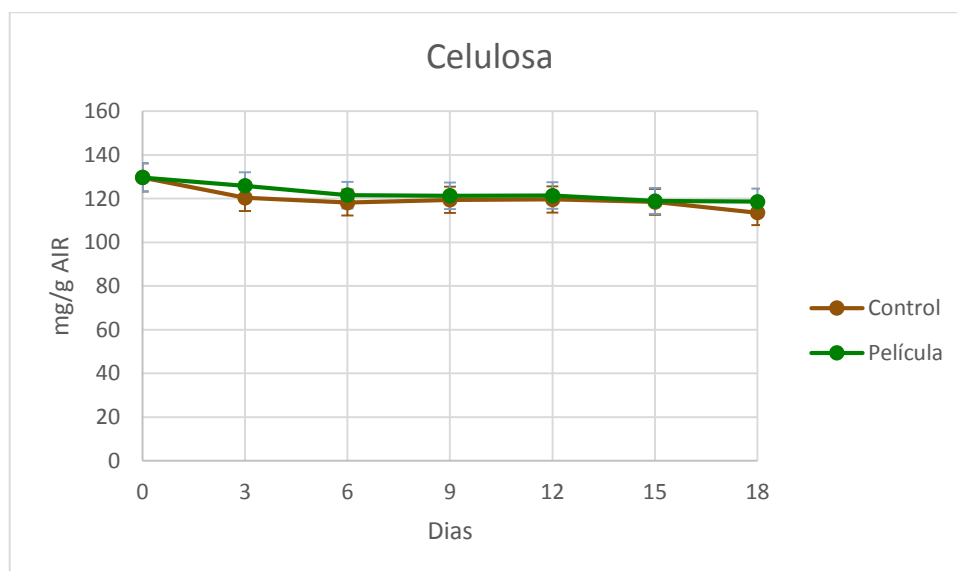


Figura 8: Contenido de celulosa de las muestras de higo, con y sin film, durante el almacenamiento en condiciones comerciales.

El estudio de otras variedades de higo realizado por Viuda-Martos et al. (2015) permite realizar una comparación de los niveles de celulosa con la variedad objeto de estudio. De este modo, en la variedad de higo de cuello de dama se obtuvieron resultados similares, con un valor de 140 mg de celulosa /g de AIR, mientras que en la variedad colar, el contenido de glucosa fue algo superior (184 mg de celulosa /g de AIR).

4.5. Polisacáridos matriciales

4.5.1. Hemicelulosas

El contenido total de hemicelulosas durante el período de almacenamiento, correspondiente a las muestras de higo con y sin película, aparece representado en la **figura 9**.

Este conjunto de polisacáridos, formado principalmente por xiloglucanos, mananos y, en menor medida, xilanos, fue el menos abundante en todas las muestras de higo. Durante el período de almacenamiento evaluado, no se observaron diferencias significativas en el contenido total de hemicelulosas presente entre las muestras recubiertas con película y las muestras control ($p>0.05$). Como puede observarse en la **figura 9**, para ambos tipos de muestras se produjo un descenso durante los 6 primeros días de almacenamiento, pasando de 70 a 58 mg/g AIR y manteniendo valores próximos a este valor hasta el final del almacenamiento.

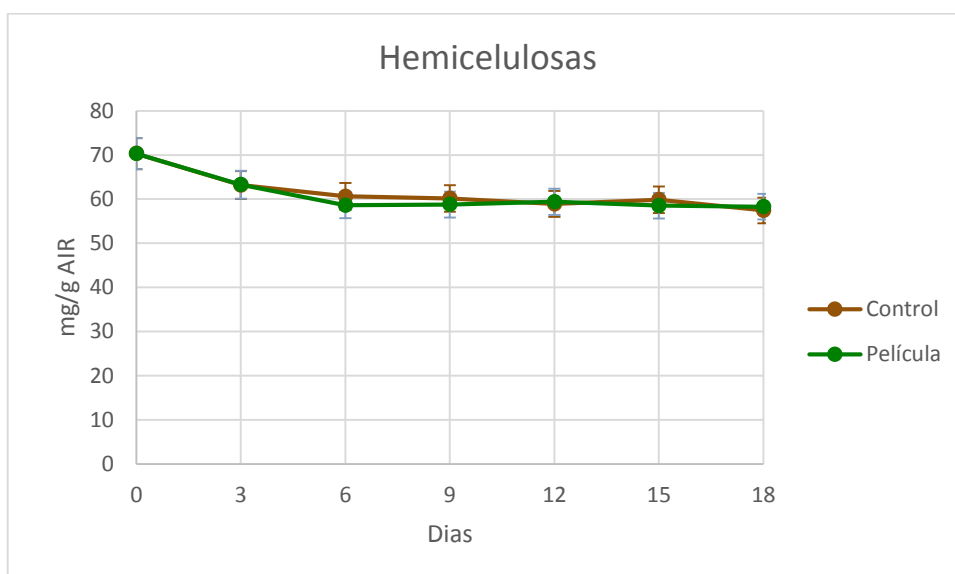


Figura 9. Contenido de hemicelulosas de las muestras de higo, con y sin película, durante el almacenamiento en condiciones comerciales.

Los principales azúcares que forman los polisacáridos hemicelulósicos son la xilosa, la glucosa (no celulósica), la manosa, y en menor medida la fucosa. En la **figura 10** puede observarse el comportamiento individual de cada uno de estos azúcares durante el período de almacenamiento. En el caso de la xilosa, el cual fue el componente mayoritario, en la **figura 10A** puede observarse, para ambos tipos de muestras de higo, una significativa disminución desde 41 hasta 32 mg/g AIR durante los primeros 6 días de almacenamiento, lo cual podría indicar una cierta degradación de los xiloglucanos.

La glucosa no celulósica, por otra parte, no presenta diferencias significativas respecto al período de almacenamiento y tampoco respecto a la aplicación de la película ($p>0.05$). Como puede observarse en la **figura 10B**, los niveles se mantuvieron prácticamente constantes entre 13 y 14 mg/g AIR.

La manosa, indicativo de la presencia de mananos, presentó una ligera disminución durante el período inicial para ambos tipos de muestra, siendo más acentuada en el caso de las muestras control que en las muestras con película durante los últimos días de almacenaje (**Figura 10C**), aunque, en general, las variaciones fueron mínimas. De ese modo en las muestras recubiertas con película los valores oscilaron entre 11 y 13 mg/g AIR y en las muestras control entre 10 y 13 mg/g AIR.

En la **figura 10D**, finalmente, se puede observar que el contenido de fucosa, azúcar característico de los xiloglucanos, no presentó variaciones significativas en relación a la aplicación de la película ni al estado de maduración ($p>0.05$). Los valores se mantuvieron prácticamente constantes en torno a los 2 mg/g AIR.

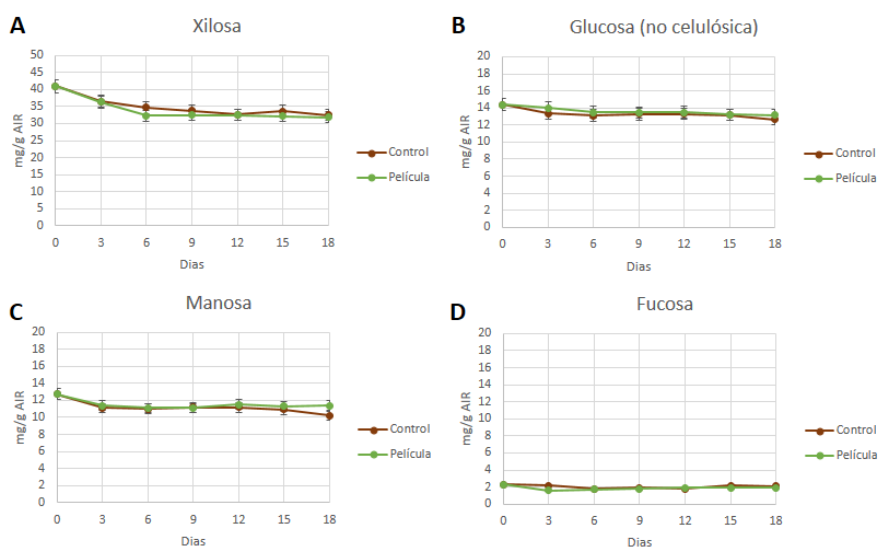


Figura 10: Composición de xilosa, glucosa (no celulósica), manosa y fucosa de la fibra dietética; principales componentes de las hemicelulosas.

Zhou et al (2011), en un estudio realizado con peras, observaron una disminución en los niveles de hemicelulosa cercanos al 27%, en el caso de las muestras con película, y del 42% en el caso de las muestras control, aunque cabe señalar que el citado estudio, el almacenamiento se realizó durante 60 días a 4 °C.

4.5.2. Pectinas

En todas las muestras de higo analizadas, las pectinas fueron el grupo de polisacáridos predominante. Los polisacáridos pécticos estuvieron formados principalmente por ácidos urónicos (ácido galacturónico) y, en menor medida, por unidades de ramnosa, arabinosa y galactosa.

El contenido de pectinas está asociado a la fibra soluble, la cual presenta efectos beneficiosos para la salud debido a sus efectos hipoglucémicos y hipocolesterolémicos. El porcentaje de fibra soluble obtenido en las muestras de higo se encuentra situado entre un 60 y un 70%, dependiendo del tiempo de almacenamiento del fruto. Otros estudios de higo han permitido obtener porcentajes de fibra soluble entorno al 50% (Owino et al., 2014; Viuda-Martos et al., 2015). En cualquier caso, estos porcentajes son elevados en comparación con otros frutos como la fresa (30.4%), la manzana (28.1%) o la piña (17.8%), siendo sólo similares al mango (50%). Este hecho justifica que el higo sea un fruto muy apreciado y que tenga numerosos efectos beneficiosos para la salud (Ramulu y Udayasekhara Rao, 2003).

El contenido total de pectinas durante el período de almacenamiento, correspondiente a las muestras de higo con y sin película, aparece representado en la **figura 11**. Durante todo el almacenamiento se observó una clara disminución de los niveles de pectina, desde 413 mg/g AIR hasta 263 mg/g AIR, en el caso de las muestras recubiertas con película, y hasta 241 mg/g AIR, en el caso de las muestras control. Además, a partir del día 12 de almacenamiento se apreciaron diferencias significativas ($p<0.05$) entre las muestras control y las muestras recubiertas con película. En este sentido es interesante destacar el trabajo de Benítez et al., (2013), con muestras de kiwi, en el cual también observaron una menor degradación de pectinas para las muestras

recubiertas con película en comparación con las muestras control, a partir del día 11 de almacenamiento.

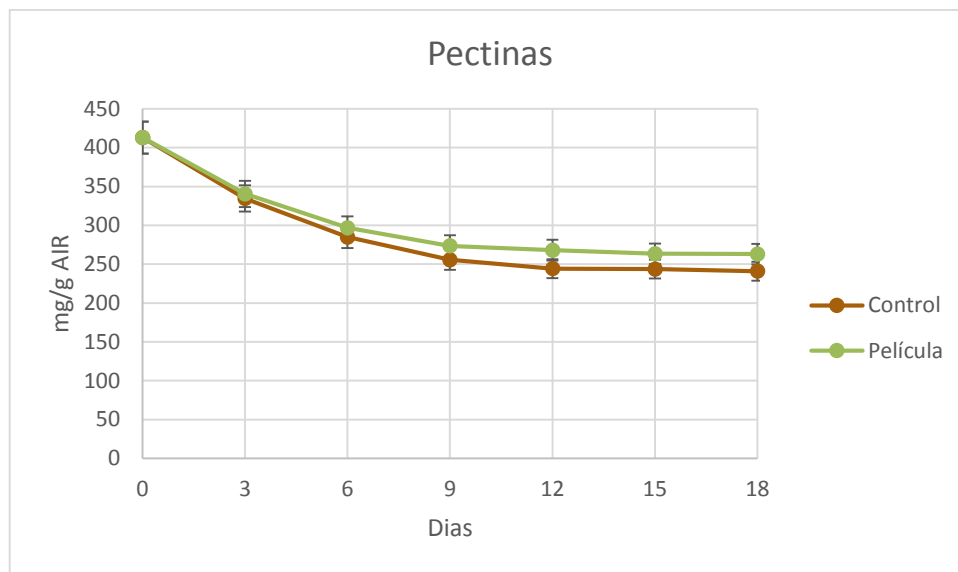


Figura 11: *Contenido de pectina de las muestras de higo, con y sin film, durante el almacenamiento en condiciones comerciales.*

En la **figura 12** puede observarse el comportamiento individual de cada uno de los principales azúcares que forman parte de las pectinas, durante el período de almacenamiento.

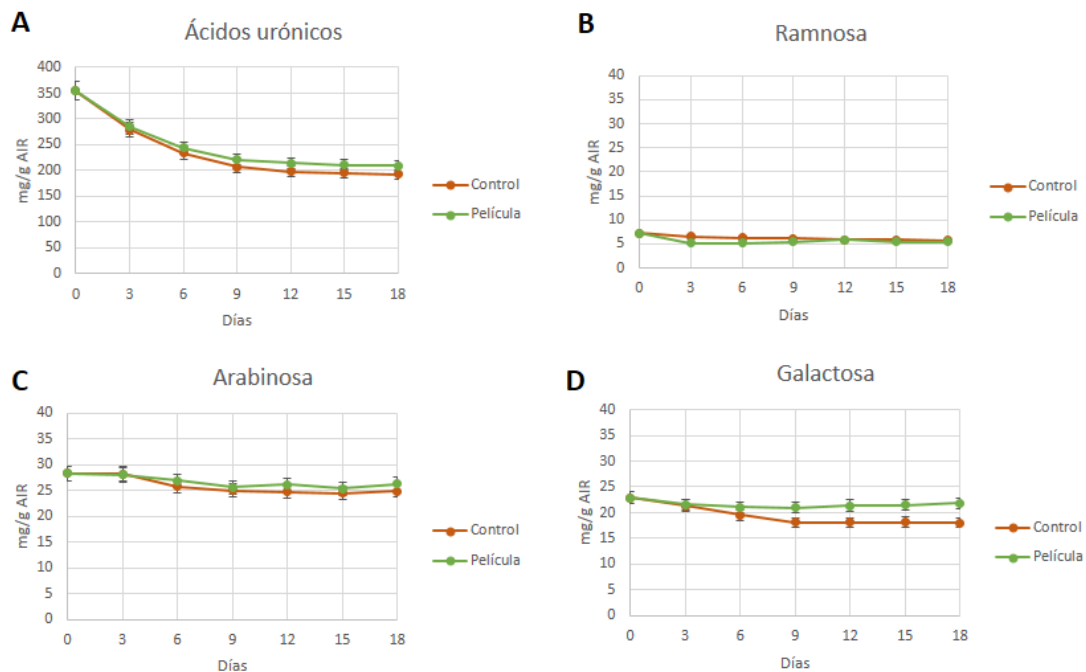


Figura 12: *Composición de ácidos urónicos, ramnosa, arabinosa y galactosa de la fibra dietética; principales componentes de las pectinas.*

El componente mayoritario, los ácidos urónicos, aparece representado en la **figura 12A**. Se observa una disminución del contenido de ácidos urónicos respecto al periodo de almacenamiento, desde

355 hasta 209 mg/g AIR en el caso de las muestras recubiertas con película y desde 355 hasta 192 mg/g AIR en el caso de las muestras control. Sin embargo, aunque los valores medios fueron superiores para las muestras recubiertas con la película AAA, no se observaron diferencias significativas ($p>0,05$) con los valores de las muestras control, durante el período de almacenamiento evaluado.

El componente minoritario de las pectinas, la ramnosa, aparece representado en la **figura 12B**. En este caso, no se observaron diferencias significativas de los niveles de ramnosa respecto al estado de maduración ni tampoco respecto a la aplicación de la película ($p>0,05$), manteniendo los niveles constantes sobre ~ 7 mg/g AIR.

El contenido de los azúcares característicos de las ramificaciones de las pectinas, la arabinosa y la galactosa, durante el almacenamiento aparecen representados en las **figuras 12C y 12D**, respectivamente.

En el caso de la arabinosa, los valores oscilaron entre 25 y 28 mg/g de AIR y no se observaron variaciones significativas durante el período de almacenamiento, ni tampoco respecto a la aplicación de la película ($p>0,05$).

Por el contrario, en el caso de la galactosa, sí se apreciaron diferencias significativas entre las muestras con película y las muestras control, en particular a partir del noveno día de almacenamiento ($p<0,05$). De ese modo, en las muestras recubiertas con película los valores se mantuvieron entre los 22 y 23 mg/g AIR, mientras que en las muestras control se observó una disminución desde 23 hasta 18 mg/g AIR.

Los resultados indican que la aplicación del film atenuó la degradación de la galactosa. Diferentes autores han observado como la galactosa es el monómero más afectado durante el proceso de maduración de diferentes frutos durante el almacenamiento (Cárdenas-Coronel et al., 2016; Redgwell et al., 1992 y 1997; Sañudo-Barajas et al., 2009). Por tanto, en este sentido el film AAA permitió ralentizar el proceso de maduración lo cual puede repercutir en un aumento del período de vida útil del fruto.

4.5.2.1. Grado de metilesterificación (DME)

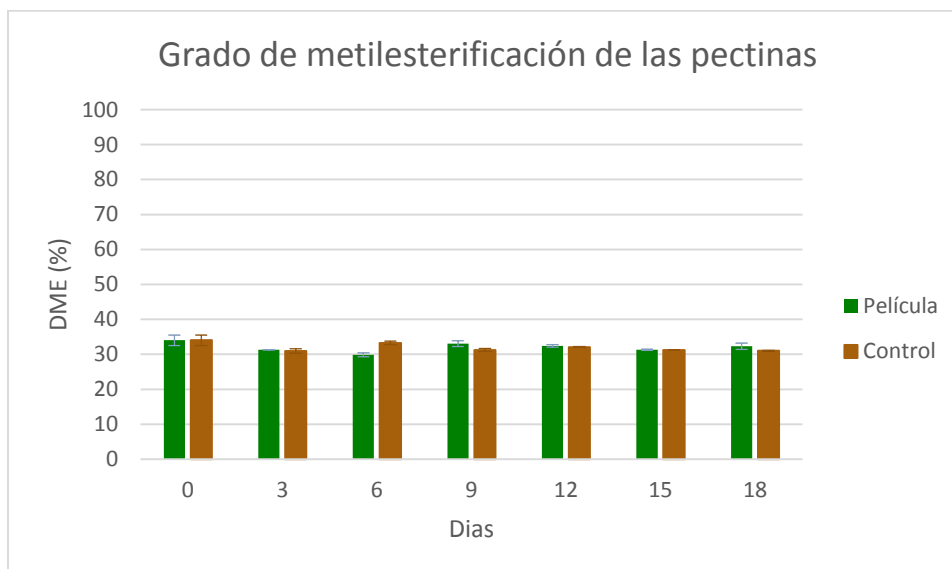


Figura 13: Grado de metilesterificación de las pectinas de higo durante el almacenamiento.

El DME de las pectinas aparece representado en la **figura 13**. Tal como se puede observar, el DME no presentó variaciones significativas ($p>0,05$) en función del estado de maduración ni tampoco

por el efecto de la aplicación de la película. En general, las pectinas de higo se podrían clasificar como pectinas de bajo DME, con valores que se situaron entre un 30 y un 34 %.

En general, aunque la aplicación de la película no produjo cambios importantes en la celulosa y tampoco en las hemicelulosas que forman la pared celular de los higos, sí se observaron cambios significativos en las pectinas, en particular, en el caso de las cadenas laterales formadas por galactosa. Estos pequeños cambios pueden verse reflejados tanto en la funcionalidad como en la calidad nutricional de las preparaciones de fibra alimentaria obtenida a partir de estos frutos.

4.6. Propiedades funcionales

Jarvis (2011) expuso que las propiedades de los materiales ricos en paredes celulares, dependen principalmente no solo del tipo de polisacáridos presentes, sino también de la forma en que éstos se encuentran enlazados entre sí para formar la estructura tridimensional de la pared celular. Así mismo, el procesamiento mecánico, químico, térmico y/o enzimático, así como los cambios que tiene lugar durante la maduración y el almacenamiento de los frutos pueden modificar las propiedades funcionales de los polisacáridos de la pared celular (Benítez et al., 2011).

Con el objetivo de evaluar el efecto de la aplicación del film sobre los polisacáridos que conforman la pared celular del higo durante su almacenamiento, se determinaron para las diferentes muestras de higo, propiedades que afectan al proceso de hidratación, como el hinchamiento y la capacidad de retención de agua, así como una propiedad que afecta a la capacidad de retener moléculas orgánicas como es la capacidad de adsorción de aceite.

4.6.1. Capacidad de hinchamiento (Sw)

La Sw del AIR de los higos, cubiertos y no cubiertos, durante el almacenamiento se muestra en la **figura 14**. Esta propiedad indica la cantidad de agua que es capaz de absorber el fruto por g de AIR. Tal como se puede observar, durante todo el período de almacenamiento, las muestras recubiertas con película presentaron una Sw mayor que las muestras control. En concreto, en el caso de las muestras con el film AAA, la Sw osciló entre ~30 y ~38 mL/g AIR, mientras que en las muestras control descendió hasta los 25 mL/g AIR.

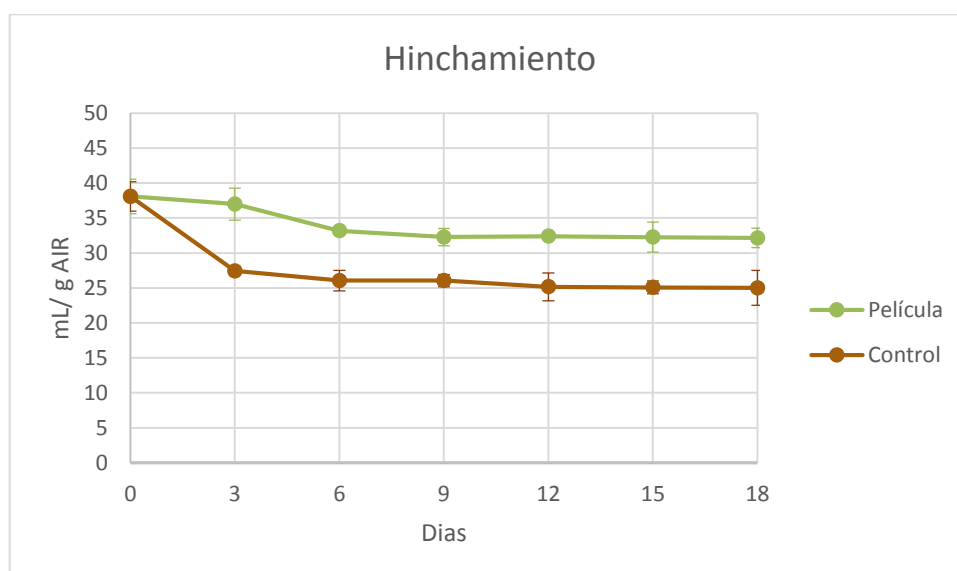


Figura 14: Hinchamiento de las muestras de higo, con y sin film, durante el almacenamiento

Resultados similares han sido observados para fibra alimentaria procedente de diferentes matrices, tales como coco (Raghavendra et al., 2006), cebolla (Benítez et al., 2011), ciruela (Kosmala et al., 2013) y fruta de la pasión (albedo) (López-Vargas et al., 2013). Diversos autores han sugerido que la

Sw de la fibra podría estar relacionada con la disminución de los niveles de colesterol en sangre (Elleuch et al., 2011; Rodríguez-González et al., 2011; Trinidad et al., 2006), lo cual indica que la película podría resultar beneficiosa al atenuar la disminución de esta capacidad.

4.6.2. Capacidad de retención de agua (WRC)

La WRC, a diferencia del hinchamiento, indica la cantidad de agua que permanece ligada a los polisacáridos después de la aplicación de una fuerza externa, normalmente en un proceso de centrifugación.

En la **figura 15** se muestra la WRC para las diferentes muestras de higo durante el almacenamiento. Al igual que la Sw, la WRC presentó valores superiores para los frutos recubiertos con la película durante todo el almacenamiento ($p < 0.05$). En las muestras cubiertas con la película AAA, este parámetro aumentó desde ~10 hasta ~12 g/g AIR, mientras que en las muestras control lo hizo desde ~9 hasta ~11 g/g AIR durante el tiempo de almacenamiento.

Resultados similares de la WRC han sido obtenidos por Viuda-Martos et al. (2015) en el subproducto pulverizado procedente de otras variedades de higo, *cuello dama* y *colar*, las cuales presentaron una capacidad de retención de agua inferior a ~5 g/g de materia seca. También se han encontrado resultados similares en otros frutos, como son la fruta de la pasión (13.00 g/g AIR) y el melocotón (~12.1 g/g AIR) (Grigelmo-Miguel et al., 1999; López-Vargas et al., 2013).

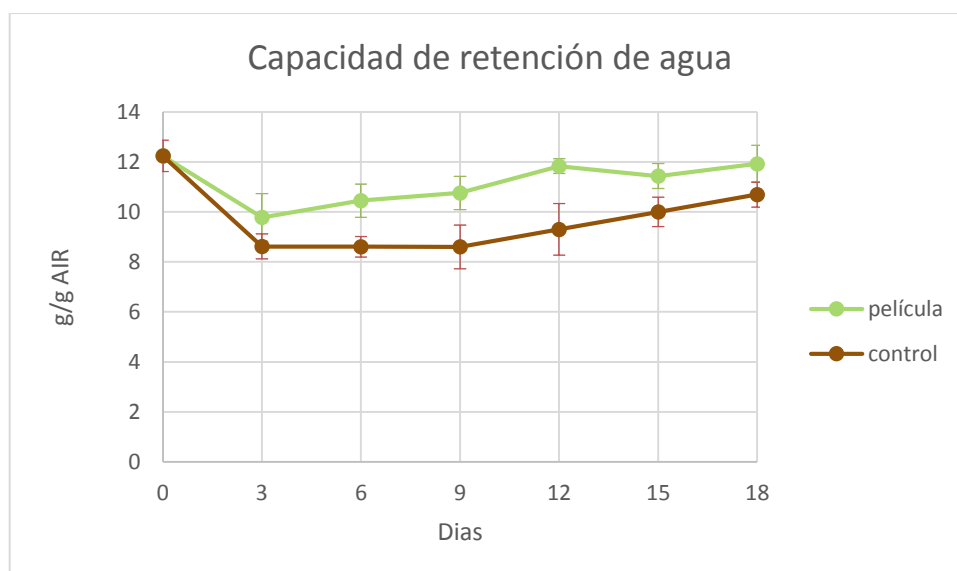


Figura 15: Capacidad de retención de agua de las muestras de higo, con y sin film, durante el almacenamiento en condiciones comerciales.

4.6.3. Capacidad de adsorción de aceite

En la **figura 16** se pueden observar los resultados correspondientes a la FAC, para las muestras con y sin película, durante el almacenamiento. En este gráfico se puede observar como la aplicación de la película no afectó significativamente a la FAC de la fibra de higo ($P > 0.05$). Los valores de esta propiedad oscilaron entre 4.7 y 6.6 g aceite/g AIR. Viuda-Martos et al. (2015) observaron como el concentrado de fibra procedente de las variedades de higo *cuello de dama* y *colar* era capaz de adsorber entre 0.8 y 0.9 g aceite /g muestra seca para los subproductos de la piel y la pulpa.

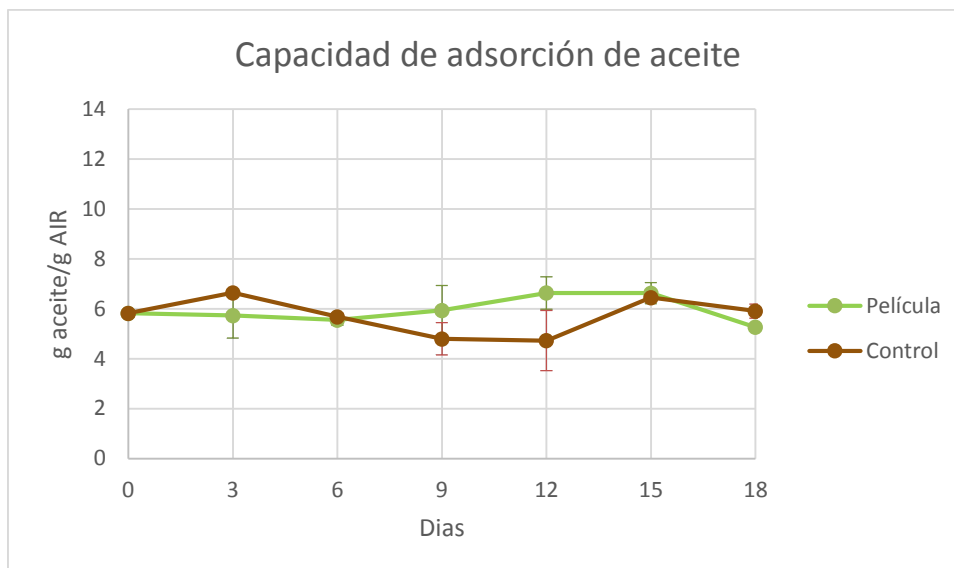


Figura 16: Capacidad de adsorción de aceite de las muestras de higo, con y sin film, durante el almacenamiento en condiciones comerciales.

Valores de la FAC similares han sido observados para la fibra de naranja, procedente de la piel (6.5 g/g AIR) y de la pulpa (3.7 g/g AIR)(Garau et al., 2007) y de subproductos de diferentes variedades de uva (4.7 – 7.7 g/g AIR)(González-Centeno et al., 2010). Diversos autores sugieren que la eficiencia de la fibra para captar moléculas orgánicas podría ser un factor clave la reducción de los niveles de colesterol en la sangre y de otros compuestos tóxicos, así como en la carcinogénesis (Elleuch et al., 2011).

5. CONCLUSIONES

A partir del estudio realizado, se detallan a continuación las conclusiones más relevantes que pueden extraerse a partir de la experimentación realizada:

- El fruto de higo resultó ser no solo una excelente fuente de fibra alimentaria (12-18 g fibra/100 muestra seca) sino también una fuente de fibra soluble importante (>60% fibra soluble), debido principalmente a su alto contenido en pectinas.
- Los monómeros predominantes en todas las muestras de higo fueron los ácidos urónicos, seguidos de la glucosa, la xilosa, la arabinosa y la galactosa, en este orden. Otros azúcares como la manosa, la ramnosa y la fucosa también estuvieron presentes en pequeñas cantidades.
- Los niveles de celulosa se mantuvieron prácticamente constantes durante todo el periodo de almacenamiento, del mismo modo que las hemicelulosas, las cuales sólo disminuyeron durante los 6 primeros días de almacenamiento. La aplicación de la película, por otra parte, no afectó de forma significativa a los niveles de estos polisacáridos presentes en las muestras.
- El contenido de polisacáridos totales, sin embargo, presentó una disminución con el periodo de almacenamiento, algo más acentuada en el caso de las muestras control que en las muestras con película. Dicha disminución se pudo atribuir al polisacárido predominante

en todas las muestras, las pectinas, las cuales presentaron a su vez, un perfil similar al de su componente mayoritario, los ácidos urónicos.

- En particular, la galactosa, un monómero cuya degradación está asociada con el proceso de maduración del fruto, presentó una notable disminución durante el periodo de almacenamiento, sólo para las muestras que no presentaban recubrimiento.
- Estos pequeños cambios en la composición de los polisacáridos influyó de modo importante en las propiedades funcionales, en particular las relacionadas con la hidratación, presentando las muestras recubiertas con película una mayor capacidad de hinchamiento y una capacidad de retención de agua más elevada durante todo el período de almacenamiento evaluado.

Los resultados obtenidos en este trabajo, focalizados en los principales efectos de la aplicación de la película sobre los polisacáridos de las paredes celulares de los higos durante su almacenamiento, reflejan los aspectos positivos que presenta este método de conservación del fruto, ya que no solo se ralentiza el proceso de maduración del fruto, sino que también se preserva la funcionalidad de la fibra alimentaria derivada de los higos. Por tanto, se puede concluir que la aplicación de la película de alginato-aloe-aceite resulta beneficiosa al tener la capacidad de aumentar el período de vida útil del fruto, e incluso por su posible repercusión en los potenciales efectos beneficiosos sobre la salud al preservar la calidad de la fibra alimentaria.

BIBLIOGRAFÍA

- Abdul-Hamid, A., & Luan, Y. S. (2000). Functional properties of dietary fibre prepared from defatted rice bran. *Food Chemistry*, 68(1), 15-19.
- Abughe-Angone, S., Nguema-Ona, E., Ghosh, P., Lerouge, P., Ishii, T., Ray, B., Driouich, A., 2008. Cell wall carbohydrates from fruit pulp of *Argania spinosa*: structural analysis of pectin and xyloglucan polysaccharides. *Carbohydrate Research* 343, 67-72.
- Abugoch, L., Tapia, C., Plasencia, D., Pastor, A., Castro-Mandujano, O., Lopez, L., Escalona, V.H., 2016. Shelf-life of fresh blueberries coated with quinoa protein/chitosan/sunflower oil edible film. *Journal of the science of food and agriculture* 96, 619-626.
- Asp, N.G., 2004. Definition and analysis of dietary fibre in the context of food carbohydrates, In: Van Der Kamp, J.W. (Ed.), *Dietary Fibre: Bio-active Carbohydrates for Food and Feed*. Wageningen Academic Publishers.
- Azaraksh, N., Osman, A., Ghazali, H.M., Tan, C.P., Mohd Adzahan, N., 2014. Lemongrass essential oil incorporated into alginate-based edible coating for shelf-life extension and quality retention of fresh-cut pineapple. *Postharvest Biology and Technology* 88, 1-7.
- Basanta, M.F., de Escalada Pla, M.F., Stortz, C.A., Rojas, A.M., 2013. Chemical and functional properties of cell wall polymers from two cherry varieties at two developmental stages. *Carbohydrate polymers* 92, 830-841.
- Benítez, S., Achaerandio, I., Pujolà, M., Sepulcre, F., 2015. Aloe vera as an alternative to traditional edible coatings used in fresh-cut fruits: A case of study with kiwifruit slices. *LWT - Food Science and Technology* 61, 184-193.
- Benítez, S., Achaerandio, I., Sepulcre, F., Pujolà, M., 2013. Aloe vera based edible coatings improve the quality of minimally processed 'Hayward' kiwifruit. *Postharvest Biology and Technology* 81, 29-36.
- Benítez, V., Mollá, E., Martín-Cabrejas, M.A., Aguilera, Y., López-Andréu, F.J., Esteban, R.M., 2011. Effect of sterilisation on dietary fibre and physicochemical properties of onion by-products. *Food Chemistry* 127, 501-507.
- Blumenkrantz, N., & Asboe-Hansen, G. (1973). New method for quantitative determination of uronic acids. *Anal Biochem*, 54(2), 484-489.
- Bourtoom, T., Chinnan, M.S., 2008. Preparation and properties of rice starch–chitosan blend biodegradable film. *LWT - Food Science and Technology* 41, 1633-1641.
- Burton, R.A., Gidley, M.J., Fincher, G.B., 2010. Heterogeneity in the chemistry, structure and function of plant cell walls. *Nat Chem Biol* 6, 724-732.
- Cagri, A., Ustunol, Z., Ryser, E.T., 2004. Antimicrobial Edible Films and Coatings. *Journal of Food Protection* 67, 833-848.
- Caliskan, O., 2015. Chapter 56 - Mediterranean Figs (*Ficus carica* L.) *Functional Food Properties A2 - Watson, Victor R. Preedy/Ronald Ross, The Mediterranean Diet*. Academic Press, San Diego, pp. 629-637.
- Cantín, C.M., Palou, L., Bremer, V., Michailides, T.J., Crisosto, C.H., 2011. Evaluation of the use of sulfur dioxide to reduce postharvest losses on dark and green figs. *Postharvest Biology and Technology* 59, 150-158.
- Cárdenas-Coronel, W.G., Carrillo-López, A., Vélez De La Rocha, R., Labavitch, J.M., Báez-Sañudo, M.A., Heredia, J.B., Zazueta-Morales, J.J., Vega-García, M.O., Sañudo-Barajas, J.A., 2016. Biochemistry and Cell Wall Changes Associated with Noni (*Morinda citrifolia* L.) Fruit Ripening. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 64, 302-309.
- Carpita, N. C., & Gibeaut, D. M. (1993). Structural models of primary cell walls in flowering plants: consistency of molecular structure with the physical properties of the walls during growth. *The Plant Journal*, 3(1), 1-30.
- Davidson, M. H., & McDonald, A. Fiber: Forms and functions. *Nutrition Research*, 18(4), 617-624.

- Derriche, R., Berrahmoune, K.S., 2007. Valorisation of olive oil cake by extraction of hemicelluloses. *Journal of Food Engineering* 78, 1149-1154.
- Ebringerová, A., Hromádková, Z., Heinze, T., 2005. Hemicellulose In: Heinze, T. (Ed.), *Polysaccharides I: Structure, Characterization and Use*. Springer Berlin Heidelberg, pp. 1-67.
- Elleuch, M., Bedigian, D., Roiseux, O., Besbes, S., Blecker, C., Attia, H., 2011. Dietary fibre and fibre-rich by-products of food processing: Characterisation, technological functionality and commercial applications: A review. *Food Chemistry* 124, 411-421.
- Elsabee, M.Z., Abdou, E.S., 2013. Chitosan based edible films and coatings: a review. *Materials science & engineering. C, Materials for biological applications* 33, 1819-1841.
- Femenia, A., Garosi, P., Roberts, K., Waldron, K.W., Selvendran, R.R., Robertson, J.A., 1998. Tissue-related changes in methyl-esterification of pectic polysaccharides in cauliflower (*Brassica oleracea* L. var. botrytis) stems. *Planta* 205, 438-444.
- Femenia, A., Waldron, K.W., Robertson, J.A., Selvendran, R.R., 1999. Compositional and structural modification of the cell wall of cauliflower (*Brassica oleracea* L. var botrytis) during tissue development and plant maturation. *Carbohydrate polymers* 39, 101-108.
- Gabriellii, I., Gatenholm, P., Glasser, W.G., Jain, R.K., Kenne, L., 2000. Separation, characterization and hydrogel-formation of hemicellulose from aspen wood. *Carbohydrate Polymers* 43, 367-374.
- Galus, S., Kadzińska, J., 2015. Food applications of emulsion-based edible films and coatings. *Trends in Food Science & Technology* 45, 273-283.
- Garau, M. C., Simal, S., Rosselló, C., & Femenia, A. (2007). Effect of air-drying temperature on physico-chemical properties of dietary fibre and antioxidant capacity of orange (*Citrus aurantium* v. Canoneta) by-products. *Food Chemistry*, 104(3), 1014-1024.
- García, M.A., Martino, M.N., Zaritzky, N.E., 2000. Lipid Addition to Improve Barrier Properties of Edible Starch-based Films and Coatings. *Journal of Food Science* 65, 941-944.
- González-Centeno, M.R., Rosselló, C., Simal, S., Garau, M.C., López, F., Femenia, A., 2010. Physico-chemical properties of cell wall materials obtained from ten grape varieties and their byproducts: grape pomaces and stems. *LWT - Food Science and Technology* 43, 1580-1586.
- Grigelmo-Miguel, N., Gorinstein, S., Martín-Belloso, O., 1999. Characterisation of peach dietary fibre concentrate as a food ingredient. *Food Chemistry* 65, 175-181.
- Guillén, F., Díaz-Mula, H.M., Zapata, P.J., Valero, D., Serrano, M., Castillo, S., Martínez-Romero, D., 2013. Aloe arborescens and Aloe vera gels as coatings in delaying postharvest ripening in peach and plum fruit. *Postharvest Biology and Technology* 83, 54-57.
- Hernandez-Munoz, P., Almenar, E., Valle, V.D., Velez, D., Gavara, R., 2008. Effect of chitosan coating combined with postharvest calcium treatment on strawberry (*Fragaria x ananassa*) quality during refrigerated storage. *Food Chem* 110, 428-435.
- Jarvis, M.C., 2011. Plant cell walls: Supramolecular assemblies. *Food Hydrocolloids* 25, 257-262.
- Jasso de Rodríguez, D., Hernández-Castillo, D., Rodríguez-García, R., Angulo-Sánchez, J.L., 2005. Antifungal activity in vitro of Aloe vera pulp and liquid fraction against plant pathogenic fungi. *Industrial Crops and Products* 21, 81-87.
- Khaliq, G., Muda Mohamed, M.T., Ali, A., Ding, P., Ghazali, H.M., 2015. Effect of gum arabic coating combined with calcium chloride on physico-chemical and qualitative properties of mango (*Mangifera indica* L.) fruit during low temperature storage. *Scientia Horticulturae* 190, 187-194.
- Kosmala, M., Milala, J., Kołodziejczyk, K., Markowski, J., Zbrzeźniak, M., Renard, C.M.G.C., 2013. Dietary fiber and cell wall polysaccharides from plum (*Prunus domestica* L.) fruit, juice and pomace: Comparison of composition and functional properties for three plum varieties. *Food Research International* 54, 1787-1794.
- López-Vargas, J.H., Fernández-López, J., Pérez-Álvarez, J.A., Viuda-Martos, M., 2013. Chemical, physico-chemical, technological, antibacterial and antioxidant properties of dietary fiber powder obtained from

yellow passion fruit (*Passiflora edulis* var. *flavicarpa*) co-products. *Food Research International* 51, 756-763.

Manrique, G. D., & Lajolo, F. M. (2002). FT-IR spectroscopy as a tool for measuring degree of methyl esterification in pectins isolated from ripening papaya fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 25(1), 99-107.

Martínez-Romero, D., Castillo, S., Guillén, F., Díaz-Mula, H.M., Zapata, P.J., Valero, D., Serrano, M., 2013. Aloe vera gel coating maintains quality and safety of ready-to-eat pomegranate arils. *Postharvest Biology and Technology* 86, 107-112.

Martiñon, M.E., Moreira, R.G., Castell-Perez, M.E., Gomes, C., 2014. Development of a multilayered antimicrobial edible coating for shelf-life extension of fresh-cut cantaloupe (*Cucumis melo* L.) stored at 4 °C. *LWT - Food Science and Technology* 56, 341-350.

Mastromatteo, M., Mastromatteo, M., Conte, A., Del Nobile, M.A., 2011. Combined effect of active coating and MAP to prolong the shelf life of minimally processed kiwifruit (*Actinidia deliciosa* cv. Hayward). *Food Research International* 44, 1224-1230.

Ochoa-Villarreal, M., Aispuro-Hernández, E., Vargas-Arispuro, I., ngel, M., 2012. Plant Cell Wall Polymers: Function, Structure and Biological Activity of Their Derivatives.

Olson, A., Gray, G., & Chiu, M. (1987). Chemistry and analysis of soluble dietary fiber. *Food technology (USA)*.

Owino, W.O., Nakano, R., Kubo, Y., Inaba, A., 2004. Alterations in cell wall polysaccharides during ripening in distinct anatomical tissue regions of the fig (*Ficus carica* L.) fruit. *Postharvest Biology and Technology* 32, 67-77.

Özkaya, O., Yildirim, D., Dündar, Ö., Tükel, S.S., 2016. Effects of 1-methylcyclopropene (1-MCP) and modified atmosphere packaging on postharvest storage quality of nectarine fruit. *Scientia Horticulturae* 198, 454-461.

Pappas, C.S., Malovikova, A., Hromadkova, Z., Tarantilis, P.A., Ebringerova, A., Polissiou, M.G., 2004. Determination of the degree of esterification of pectinates with decyl and benzyl ester groups by diffuse reflectance infrared Fourier transform spectroscopy (DRIFTS) and curve-fitting deconvolution method. *Carbohydrate Polymers* 56, 465-469.

Pérez, S., Rodríguez-Carvajal, M. A., & Doco, T. (2003). A complex plant cell wall polysaccharide: rhamnogalacturonan II. A structure in quest of a function. *Biochimie*, 85(1–2), 109-121.

Polizeli, M.L.T.M., Rizzatti, A.C.S., Monti, R., Terenzi, H.F., Jorge, J.A., Amorim, D.S., 2005. Xylanases from fungi: properties and industrial applications. *Applied Microbiology and Biotechnology* 67, 577-591.

Pons, M. (2012). *Las higueras en las Islas Baleares, Mallorca (España)*.

Raghavendra, S.N., Ramachandra Swamy, S.R., Rastogi, N.K., Raghavarao, K.S.M.S., Kumar, S., Tharanathan, R.N., 2006. Grinding characteristics and hydration properties of coconut residue: A source of dietary fiber. *Journal of Food Engineering* 72, 281-286.

Raghavendra, S.N., Rastogi, N.K., Raghavarao, K.S.M.S., Tharanathan, R.N., 2004. Dietary fiber from coconut residue: effects of different treatments and particle size on the hydration properties. *European Food Research and Technology* 218, 563-567.

Ramulu, P., Udayasekhara Rao, P., 2003. Total, insoluble and soluble dietary fiber contents of Indian fruits. *Journal of Food Composition and Analysis* 16, 677-685.

Redgwell, J.R., Fischer, M., Kendal, E., MacRae, A.E., 1997. Galactose loss and fruit ripening: high-molecular-weight arabinogalactans in the pectic polysaccharides of fruit cell walls. *Planta* 203, 174-181.

Redgwell, R.J., Melton, L.D., Brasch, D.J., 1992. Cell Wall Dissolution in Ripening Kiwifruit (*Actinidia deliciosa*): Solubilization of the Pectic Polymers. *Plant Physiology* 98, 71-81.

Rodríguez, R., Jiménez, A., Fernández-Bolaños, J., Guillén, R., Heredia, A., 2006. Dietary fibre from vegetable products as source of functional ingredients. *Trends in Food Science & Technology* 17, 3-15.

- Rodríguez-González, V.M., Femenia, A., González-Laredo, R.F., Rocha-Guzmán, N.E., Gallegos-Infante, J.A., Candelas-Cadillo, M.G., Ramírez-Baca, P., Simal, S., Rosselló, C., 2011. Effects of pasteurization on bioactive polysaccharide acemannan and cell wall polymers from *Aloe barbadensis* Miller. *Carbohydrate Polymers* 86, 1675-1683.
- Roller, S., Seedhar, P., 2002. Carvacrol and cinnamic acid inhibit microbial growth in fresh-cut melon and kiwifruit at 4° and 8° C. *Letters in Applied Microbiology* 35, 390-394.
- Sañudo-Barajas, J.A., Labavitch, J., Greve, C., Osuna-Enciso, T., Muy-Rangel, D., Siller-Cepeda, J., 2009. Cell wall disassembly during papaya softening: Role of ethylene in changes in composition, pectin-derived oligomers (PDOs) production and wall hydrolases. *Postharvest Biology and Technology* 51, 158-167.
- Schafer, J., Wagner, S., Trierweiler, B., Bunzel, M., 2016. Characterization of Cell Wall Components and Their Modifications during Postharvest Storage of *Asparagus officinalis* L.: Storage-Related Changes in Dietary Fiber Composition. *Journal of agricultural and food chemistry* 64, 478-486.
- Scheller, H.V., Ulvskov, P., 2010. Hemicelluloses. *Annual Review of Plant Biology* 61, 263-289.
- Serrano, M., Valverde, J.M., Guillén, F., Castillo, S., Martínez-Romero, D., Valero, D., 2006. Use of Aloe vera Gel Coating Preserves the Functional Properties of Table Grapes. *Journal of agricultural and food chemistry* 54, 3882-3886.
- Slavin, J.L., 2005. Dietary fiber and body weight. *Nutrition* 21, 411-418.
- Sogvar, O.B., Koushesh Saba, M., Emamifar, A., 2016. Aloe vera and ascorbic acid coatings maintain postharvest quality and reduce microbial load of strawberry fruit. *Postharvest Biology and Technology* 114, 29-35.
- Solomon, A., Golubowicz, S., Yablouicz, Z., Grossman, S., Bergman, M., Gottlieb, H.E., Altman, A., Kerem, Z., Flaishman, M.A., 2006. Antioxidant Activities and Anthocyanin Content of Fresh Fruits of Common Fig (*Ficus carica* L.). *Journal of agricultural and food chemistry* 54, 7717-7723.
- Stover, E., Aradhya, M., Ferguson, L., Crisosto, C.H., 2007. The Fig: Overview of an Ancient Fruit. *HortScience* 42, 1083-1087.
- Sun, Fang, J.M., Tomkinson, J., 2000. Characterization and Esterification of Hemicelluloses from Rye Straw. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 48, 1247-1252.
- Tejada-Ortigoza, V., Garcia-Amezquita, L.E., Serna-Saldívar, S.O., Welte-Chanes, J., 2015. Advances in the Functional Characterization and Extraction Processes of Dietary Fiber. *Food Engineering Reviews*.
- Trinidad, T.P., Mallillin, A.C., Valdez, D.H., Loyola, A.S., Askali-Mercado, F.C., Castillo, J.C., Encabo, R.R., Masa, D.B., Maglaya, A.S., Chua, M.T., 2006. Dietary fiber from coconut flour: A functional food. *Innovative Food Science & Emerging Technologies* 7, 309-317.
- Trowell, H., Southgate, D.T., Wolever, T.S., Leeds, A., Gassull, M., Jenkins, D.A., 1976. Dietary Fibre Redefined. *The Lancet* 307, 967.
- Viuda-Martos, M., Barber, X., Pérez-Álvarez, J.A., Fernández-López, J., 2015. Assessment of chemical, physico-chemical, techno-functional and antioxidant properties of fig (*Ficus carica* L.) powder co-products. *Industrial Crops and Products* 69, 472-479.
- Wang, X., Kong, D., Ma, Z., Zhao, R., 2015a. Effect of carrot puree edible films on quality preservation of fresh-cut carrots. *Irish Journal of Agricultural and Food Research* 54, 64-71.
- Willats, W.G.T., Knox, J.P., Mikkelsen, J.D., 2006. Pectin: new insights into an old polymer are starting to gel. *Trends Food Science Technology* 17, 97-104.
- Yapo, B.M., 2011. Pectic substances: From simple pectic polysaccharides to complex pectins—A new hypothetical model. *Carbohydrate Polymers* 86, 373-385.
- Zhou, R., Li, Y., Yan, L., Xie, J., 2011. Effect of edible coatings on enzymes, cell-membrane integrity, and cell-wall constituents in relation to brittleness and firmness of Huanghua pears (*Pyrus pyrifolia* Nakai, cv. Huanghua) during storage. *Food Chemistry* 124, 569-575.