UNIVERSIDAD DE ORIENTE
NÚCLEO DE SUCRE
ESCUELA DE CIENCIAS
DEPARTAMENTO DE QUÍMICA

ESTUDIO DE LA INTERACCIÓN ENTRE HIDROGELES DE POLIACRILAMIDA Y EXTRACTO DE *Syzygium cumini* COMO POSIBLE SENSOR COLORIMÉTRICO PARA MONITOREAR LA CALIDAD DEL PESCADO

BERUSKA GISSEL SUCRE MALAVÉ

TRABAJO DE GRADO PRESENTADO COMO REQUISITO PARCIAL PARA OPTAR AL TÍTULO DE LICENCIADO EN QUÍMICA

CUMANÁ, 2025

UNIVERSIDAD DE ORIENTE
NÚCLEO DE SUCRE
ESCUELA DE CIENCIAS
DEPARTAMENTO DE QUÍMICA

ESTUDIO DE LA INTERACCIÓN ENTRE HIDROGELES DE POLIACRILAMIDA Y EXTRACTO DE *Syzygium cumini* COMO POSIBLE SENSOR COLORIMÉTRICO PARA MONITOREAR LA CALIDAD DEL PESCADO

BERUSKA GISSEL SUCRE MALAVÉ

TRABAJO DE GRADO PRESENTADO COMO REQUISITO PARCIAL PARA OPTAR AL TÍTULO DE LICENCIADO EN QUÍMICA

CUMANÁ, 2025

ESTUDIO DE LA INTERACCIÓN ENTRE HIDROGELES DE POLIACRILAMIDA Y EXTRACTO DE *Syzygium cumini* COMO POSIBLE SENSOR COLORIMÉTRICO PARA MONITOREAR LA CALIDAD DEL PESCADO

APROBADO POR:

Profa. Rita Tenia, *Ph.D.*
Asesora

Prof. José Benítez, *Ph.D.*
Coasesor

Profa. Yvanovis Dasilva, *M.Sc.*
Jurado principal

Prof. Jesús Lezama, *Ph.D.*
Jurado principal

ÍNDICE

DEDICATORIA vi
AGRADECIMIENTOS vii
LISTA DE TABLAS viii
LISTA DE FIGURAS ix
LISTA DE ABREVIATURAS xi
RESUMEN xii
INTRODUCCIÓN 1
Hidrogeles 1
Antocianinas 6
Syzygium cumini (L.) 9
Sensores colorimétricos 11
METODOLOGÍA 15
Recolección e identificación del material vegetal 15
Obtención del extracto de la piel del fruto del *Syzygium cumini* 15
Análisis químico preliminar 16
Saponinas 16
Flavonoides 16
Polifenoles 16
Taninos 16
Glicósidos cardiotónicos 17
Glicósidos cianogénicos 17
Esteroles insaturados y triterpenos pentacíclicos 17
Metilencetonas 17
Fenilpropanoides 18
Cumarinas 18
Alcaloides 18
Antraquinonas 19
Síntesis de los hidrogeles 19
Determinación del grado de hinchamiento (%H) de los hidrogeles en agua y en solución de *S. cumini* 19
Determinación de los parámetros cinéticos de absorción de solución 20
Análisis Colorimétrico 20

Espectroscopia UV-visible de las antocianinas 21
Caracterización de hidrogeles y extracto mediante espectroscopia infrarroja con transformada de Fourier (FTIR) 21
Caracterización por microscopia óptica (MO) 21
Análisis Termogravimétrico 22
Aplicación del indicador en el pescado. 22
Aplicación detector de color RGB 23
RESULTADOS Y DISCUSIÓN 25
Rendimiento porcentual del extracto obtenido 25
Análisis químico preliminar 25
Caracterización por espectroscopia FTIR del extracto. 26
Grado de hinchamiento y cinética de absorción de los hidrogeles en agua y extracto de la piel del fruto de *S. cumini* 27
Mecanismo de transporte de agua y *S. cumini* hacia el interior del HG de PAAm. 30
Caracterización FTIR-ATR 31
Liberación o desorción del extracto de la piel del fruto del *S. cumini*. 34
Caracterización por microscopía óptica (MO) 39
Análisis Termogravimétrico (TGA) 42
Valoración colorimétrica 44
Espectroscopia UV-Visible 46
Aplicación del HG/*S. cumini* en el pescado 48
CONCLUSIONES 55
BIBLIOGRAFÍA 57
APÉNDICE A 62
APÉNDICE B 68
APÉNDICE C 74
HOJAS DE METADATOS 75

DEDICATORIA

A:

Dios, San Miguel Arcángel y Virgen del Valle por darme salud para lograr mis objetivos, por haberme dado la fuerza, paciencia y constancia para llegar hasta aquí y no desistir, además de su infinita bondad y amor.

Mi abuela Beatriz Malavé, mi ángel en el cielo, a quien Dios llamó un poco antes de yo terminar pero que siempre estuvo pendiente de mí y de mis avances, esto también es tuyo.

Mi madre Gisela Sucre, mi mejor ejemplo, mi mayor inspiración, por siempre confiar en mí, incluso cuando ni yo misma pensé que podría llegar hasta este momento, por decirme siempre que si lo podía lograr.

Mi hermana Oscarina Sucre, por ser un soporte y estar presente en cada momento, por darme la inspiración y motivación más grande, mis dos bebés.

Mis tías y demás familiares, en especial a Berenice, por estar siempre a mi disposición, ser un gran apoyo en este camino, por la confianza que me han brindado toda mi vida.

Mis amigas y hermanas Lourdes Márquez, Jhasnair Rodríguez, Mariaelsys Hernández y Carliannys Rodríguez, por saber decir las palabras necesarias para seguir adelante y culminar esta meta, con ustedes la vida universitaria fue más divertida.

Mis amigos Víctor Marcano, Emilio Tineo, Jorge Tononi y Carlos Núñez, la UDO nos hizo compañeros de clases, pero la vida nos volvió hermanos, gracias por el apoyo personal y académico, por siempre estar en cada momento. Carlos Bruzual y Jesús Liendo, por su cariño incondicional, por estar a mi lado acompañándome en cada paso e impulsándome diario.

AGRADECIMIENTOS

A:

La Universidad de Oriente, Núcleo de Sucre y el Departamento de Química por mi formación académica y profesional.

La Dra. Rita Tenía por darme la oportunidad de ser su tesista, y toda su paciencia, dedicación y conocimientos compartidos y a su familia, por abrirme las puertas de su casa para poder cumplir los objetivos propuestos.

El Dr. José Luis Benítez, por todo el apoyo, por su paciencia y compromiso como coasesor de este trabajo.

La Dra. Blanca Rojas, el Prof. Fernando Mago y el Lcdo. Emmanuel Bernal, por su contribución y orientación durante la realización de esta investigación.

La Universidad Politécnica Territorial del Oeste de Sucre "Clodosbaldo Russián" (UPTOS) por instalaciones prestadas, en especial a la Dra. Ileana Jiménez, al *M. Sc*. Alexander García y al *M. Sc*. Jhonny Ramos por su disposición, conocimientos brindados y por el respaldo en sus laboratorios.

El Instituto Venezolano de Investigaciones Científicas "Dr. Gabriel Chuchani" (IVIC), en especial al Dr. Edgar Catarí y la Lcda. Astrid Herrera, por los análisis de termogravimetría, y a la Lcda. Damarys Soto, por los análisis de espectroscopia de infrarrojo.

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Valores del exponente *n* de la ecuación de difusión de fluido para HG cilíndricos. _____ 4

Tabla 2. Sustituyentes de las antocianinas encontradas en la naturaleza. _____ 7

Tabla 3**.** Preparación de soluciones buffer (Ikan, 1991). _____ 21

Tabla 4. Rendimiento porcentual en la obtención del extracto._____ 25

Tabla 5. Análisis químico preliminar del extracto de la piel del fruto de *S. cumini.*___ 25

Tabla 6. Principales vibraciones de los compuestos presentes en el extracto de la piel del fruto del *S. cumini* _____ 27

Tabla 7. Parámetros cinéticos obtenidos a partir de la ecuación de Schott. _____ 30

Tabla 8. Valores obtenidos mediante la ecuación de difusión de fluidos para HG cilíndricos y la definición de Crank, para los sistemas HG/agua y HG/*S. cumini.* ____ 31

Tabla 9. Principales vibraciones de los enlaces del HG/agua y HG/*S. cumini* al 2 %__ 33

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Representación del hidrogel colapsado y expandido (Rodríguez, 2021). ____ 1

Figura 2. Representación gráfica de *lnF* vs *ln t* (Benítez, 2019). _____ 4

Figura 3. Formación de geles de poliacrilamida (PAAm) (Torres, 2018). _____ 5

Figura 4. Estructura básica del catión flavilio (Fennema, 1993) _____ 8

Figura 5. Aspectos botánicos de *Syzygium cumini* (L.) (a) imagen del árbol, (b) detalle de flores y estambres, (c) hojas, (d) fruto (color que varía entre blanco y púrpura oscuro), (e) fruto abierto con detalle para semilla (Milik y cols., 2017) _____ 10

Figura 6. Principales antocianinas del *Syzygium cumini* (Do Carmo y cols, 2017). ___ 11

Figura 7. Fruto de *S. cumini* estudiado. _____ 15

Figura 8. Esquema de la aplicación del HG/*S. cumini* como indicador colorimétrico para evaluar la calidad de una muestra de carne de filete de *S. sarda.* _____ 23

Figura 9. Estructura química de la cumarina. _____ 26

Figura 10. Espectro FTIR del extracto metanólico de la piel del fruto de *S. cumini* ___ 27

Figura 11. Variación del porcentaje de hinchamiento (%H) en función del tiempo de inmersión a temperatura ambiente (a)HG/agua, (b) HG/*S. cumini* 0,5 %v/v, (c) HG/*S. cumini* 1,0 %v/v, (d) HG/*S. cumini* 2,0 %v/v. _____ 28

Figura 12. Representación de la ecuación lineal de Schott para la cinética de hinchamiento de (a) HG/agua y los HG/*S. cumini* a (b) 0,5 %, (c) 1,0 % y (d) 2,0 %v/v29

Figura 13. Región lineal para las curvas de Ln *F* vs Ln *t* obtenidas de los datos de hinchamiento del HG/ *S. cumini* de concentraciones 0,5 %, 1,0 % y 2,0 % v/v. _____ 30

Figura 14. Espectros IR-ATR del HG/agua y el HG/*S. cumini* 2 %._____ 32

Figura 15. Espectros IR-ATR del (a) HG/agua y (b) HG/*S. cumini* al 1 %. _____ 34

Figura 16. Imágenes fotográficas del HG/*S. cumini* sumergido en agua durante 24 horas _____ 35

Figura 17. Variación de la masa con respecto al tiempo del HG/*S. cumini* sumergido en agua durante 24 horas a) HG/*S. cumini* 0,5 %, b) HG/*S. cumini* 1,0 % y c) HG/*S. cumini* 2,0 %._____ 36

Figura 18. Imágenes fotográficas del HG/*S. cumini* sumergido en agua antes, durante y después de 48 horas. _____ 37

Figura 19. Espectros IR-ATR del (a) HG/agua y (b) Xerogel cargado con *S. cumini* _ 38

Figura 20. Espectros IR-ATR del (a) HG/agua y (b) HG/*S. cumini* (hinchado) _____ 39

Figura 21. Micrografías obtenidas a una magnificación de 4x para los HG/agua. ____ 40

Figura 22. Micrografías obtenidas a una magnificación de 4x para los HG/ *S. cumini.* 41

Figura 23. Histogramas de los hidrogeles de PAAm en agua y extracto de la piel del fruto del de *S. cumini.* _____ 42

Figura 24. Termograma del HG/agua._____ 43

Figura 25. Termograma del HG/*S. cumini.* _____ 44

Figura 26. Variación de color del extracto de la piel del fruto del *S. cumini* a diferentes *p*H. _____ 45

Figura 27. Espectro de UV-Visible para la solución *S. cumini* (línea azul) en medio ácido *p*H 2 (línea roja). _____ 46

Figura 28. Espectro de UV-Visible para la solución *S. cumini* (línea azul) en medio ácido *p*H 4 (línea roja). _____ 47

Figura 29. Espectro de UV-Visible para la solución *S. cumini* (línea azul) en medio básico *p*H a 7 (línea morada). _____ 48

Figura 30. Espectro de UV-Visible para la solución *S. cumini* (línea azul) en medio ácido *p*H a 11 (línea verde) _____ 48

Figura 31. Representación fotográfica del pescado embalado con el sensor. _____ 50

Figura 32. Representación fotográfica del HG/agua aplicado A) día 0, B) día 10 y C) día 20. _____ 51

Figura 33. Representación fotográfica del sensor aplicado A) día 0, B) día 5, C) día 10, D) día 15 y E) día 20._____ 52

Figura 34. % sensibilidad (SRGB) del indicador vs tiempo._____ 54

LISTA DE ABREVIATURAS

HG	Hidrogel
PAAm	Poliacrilamida
HG/PAAm	Hidrogel de poliacrilamida
HG/*S. cumini*	Hidrogel de poliacrilamida cargado con *S. cumini*
HG/agua	Hidrogel de poliacrilamida cargado con agua
RGB	Rojo, verde y azul
MO	Microscopía Óptica
TGA	Análisis Termogravimétrico
DGT	Derivada Termogravimétrica

RESUMEN

El análisis químico preliminar del extracto metanólico de la piel del fruto del *S. cumini* obtenido por maceración, reveló la presencia de metabolitos como, polifenoles, flavonoides y cumarinas. En el espectro FTIR-ATR del hidrogel de poliacrilamida cargado con extracto se observaron señales características de la PAAm; así como también de las antocianinas presentes en el extracto: bandas en 3600 cm^{-1} y 3100 cm^{-1} correspondiente al estiramiento O-H de alcohol, indicando la presencia de fenoles y flavonoides; señal entre 1400 cm^{-1} y 1390 cm^{-1} atribuida a la flexión del enlace O-H del tipo R-OH y fenoles, indicando la presencia de compuestos como flavonoides, se observó una banda a 1650 cm^{-1} atribuible al estiramiento C=C del anillo aromático. El hinchamiento del HG de PAAm en agua y *S. cumini* siguió una cinética de 2do orden, que corresponde satisfactoriamente con el modelo de Schott. Se pudo apreciar que el HG de PAAm tomó la coloración del extracto del *S. cumini*, confirmando la interacción HG/extracto. En el análisis mediante microscopia óptica del HG/*S. cumini* se visualizó la coloración característica del extracto. El análisis termogravimétrico del HG/*S. cumini* indicó un proceso de degradación en múltiples etapas. En la primera fase, entre (40 y 103 °C) se observó una pérdida de masa del 5,2% debido a la pérdida de humedad. La segunda fase, entre (157 y 219 °C) presentó una reducción de masa del 6,1%, atribuida a la degradación de los hidroxilos laterales de las antocianinas. En la tercera fase, que abarca (219 a 323 °C) se registró una pérdida del 13% asociada a la descomposición de enlaces glicosídicos. El extracto mostró variaciones de colores en soluciones ácidas y básicas en la valoración colorimétrica, en soluciones ácidas predomina el catión flavilio, en aumento del pH va sufriendo desprotonación transformándose en anhidrobase, hasta que ocurre la apertura del anillo originando la estructura chalcona. El UV-visible del extracto mostró absorciones indicativas de compuestos fenólicos (285-290 nm). En solución ácida, se encontró desplazamientos de bandas (285 a 265nm) confirmando la presencia del catión flavilio. En soluciones básicas se observó desplazamientos de bandas (485 a 610 nm) correspondientes a la estructura anhidrobase. Se determinaron los diferentes colores del sensor utilizando la aplicación para detectar colores RGB (rojo, verde y azul) por sus siglas en inglés. Los resultados obtenidos por la aplicación RGB mostraron: a los 5 días un cambio de púrpura a violeta, indicando un pescado apto para el consumo; a los 10 días, la coloración se tornó malva, considerada aceptable; a los 15 días, el hidrogel/*S. cumini* adquirió una tonalidad gris, señalando descomposición del pescado. Finalmente, a los 20 días, el hidrogel presentó un tono verde-ébano, indicando descomposición avanzada por liberación de bases nitrogenadas del pescado. En este sentido el hidrogel/*S. cumini* se puede aplicar como un sensor para detectar la descomposición del pesado, gracias a su capacidad de reaccionar a los cambios químicos que ocurren durante el proceso de deterioro.

INTRODUCCIÓN

Hidrogeles

Los hidrogeles (HG) se pueden definir como materiales poliméricos entrecruzados química o físicamente en forma de red tridimensional de origen natural o sintético, que se hinchan en contacto con el agua formando materiales blandos y elásticos, y que retienen una fracción significativa de la misma en su estructura sin disolverse (Figura 1). Su suavidad y elasticidad en estado hidratado se asocian con la hidrofilicidad de los monómeros y la densidad de entrecruzamiento. Su principal propiedad se encuentra en su capacidad de absorción, que se manifiesta visualmente como un "hinchamiento" del material y que ocurre cuando se ponen en contacto con un disolvente compatible termodinámicamente, debido a la presencia en su estructura molecular de grupos afines al agua. (Fresneda y cols., 2016).

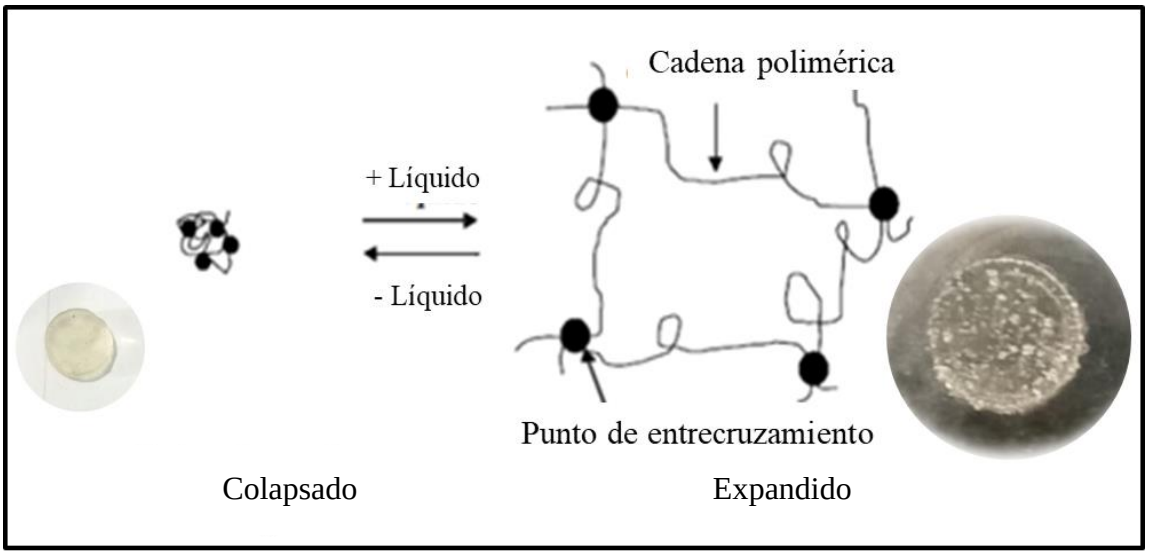


Figura 1. Representación del hidrogel colapsado y expandido (Rodríguez, 2021).

Cuando un HG se pone en un medio líquido se hincha hasta alcanzar el equilibrio, la capacidad de absorción de agua, determinada por el estado de equilibrio hinchado, se debe al balance que ocurre entre las fuerzas osmóticas, debidas al agua que entra en la

red, y las fuerzas que ejercen las cadenas poliméricas en oposición a esa expansión. El proceso de obtención del HG determina la capacidad de hinchamiento que este tendrá, dado que los espacios que se establezcan entre las redes poliméricas flexibles que se formen en dicho proceso determinará la cantidad de agua que el hidrogel pueda albergar (Arredondo, 2009).

Dentro de las propiedades que hacen útiles a los HG se encuentran: capacidad de absorción, cinética de hinchamiento, permeabilidad para disolver solutos, propiedades superficiales (por ejemplo adhesividad), características mecánicas y propiedades ópticas (Bucarito y cols., 2014).

En los últimos años, los HG han sido ampliamente utilizados gracias a su biocompatibilidad, biodegrabilidad, naturaleza inerte, buenas propiedades mecánicas, y resistencia química y térmica, siendo particularmente útiles para la liberación controlada de sustancias, entre las que se encuentran los fármacos, iones, y otros compuestos (Ramírez y cols., 2016)

La propiedad más característica de los HG y que los hace adecuados para cualquiera de sus aplicaciones es su capacidad de hinchamiento. Esta capacidad se puede expresar matemáticamente de la siguiente manera:

$$\%H=\left(\frac{m_t - m_0}{m_0}\right) \text{x } 100 \qquad \text{[Ec. 1]}$$

donde % H es el grado o índice de hinchamiento, m_t es la masa del HG a un tiempo t y m_0 es la masa del HG seco (Benítez y cols, 2015) .

En el estado deshidratado del HG se conoce como xerogel. En la matriz del HG, el contenido en agua aumenta desde el núcleo hacia la superficie, pudiendo distinguirse tres regiones: gomosa blanda (principalmente agua), gomosa relativamente dura (HG y

agua) y cristalina (principalmente HG). El grado de hinchamiento depende de la rapidez de relajación de las cadenas de polímero, que está condicionada por distintos factores como el tipo de polímero (grupos funcionales, carga iónica, carácter hidrófilo), el secado previo del HG, el tipo de entrecruzante, la densidad de entrecruzamiento y el tamaño de poro (Martínez, 2016).

Para dar una respuesta aproximada de la naturaleza de la difusión del agua en los HG, se aplica la ecuación 2, la cual es válida cuando las muestras de HG mantienen un espesor constante, es decir, en los primeros estadíos del hinchamiento (hasta el 60% del aumento de la masa del HG) (García y cols., 2003; Saraydin y Karadag, 2016).

$$F = k_d t^n \qquad \text{[Ec. 2]}$$

De la ecuación 2 se tiene que, *F* es la fracción de agua acumulada por el HG en un tiempo *t*, k_d es una constante relacionada con la estructura de la red macromolecular y la sustancia penetrante, y n es el exponente difusional, que es indicativo del mecanismo de transporte.

Se han reportado varias definiciones para *F*, la que más habitualmente se utiliza es la definición de Crank (1975), donde *F* viene dada por la siguiente expresión:

$$F = \left(\frac{m_t - m_0}{m_{eq}}\right) = \frac{m_w}{m_{eq}} \qquad \text{[Ec. 3]}$$

donde m_w es la masa de agua que se difunde en el HG en el tiempo *t*, m_{eq} es la masa de agua en el equilibrio.

Para su utilización práctica la ecuación 2 se expresa de la forma:

$$ln\, F = ln\, k_d + n\, ln\, t \qquad \text{[Ec. 4]}$$

donde la representación gráfica de *ln F* en función del *ln t*, genera una recta cuya ordenada es *ln* k_d y la pendiente es *n* (figura 2).

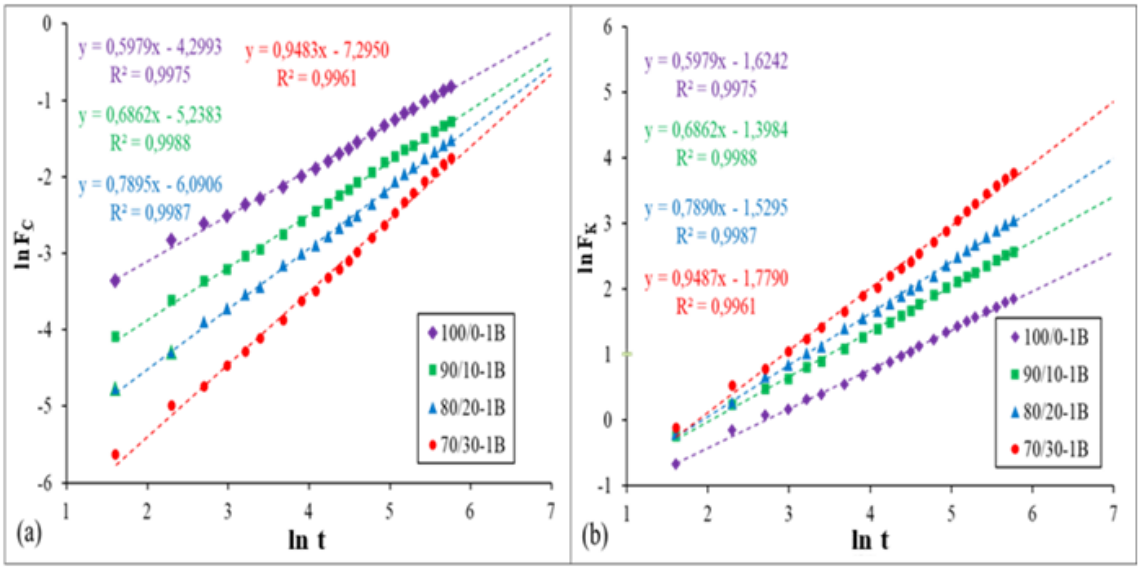


Figura 2. Representación gráfica de *lnF* vs *ln t* (Benítez, 2019).

Para pastillas cilíndricas, un valor de *n* cercano a 0,50 es indicativo de un mecanismo de transporte controlado por la difusión de Fick o caso I, donde la velocidad de difusión es mucho menor que la de relajación. (Tabla 1)

Tabla 1. Valores del exponente *n* de la ecuación de difusión de fluido para HG cilíndricos.

Cilíndrica	**Mecanismo de difusión**
n~0,5	Difusión Fickiana
0,5 < *n* < 1,0	Transporte anómalo
n =1	Transporte Caso-II

Cuando un valor de *n* esté entre 0,50 y 1,00 implica que el mecanismo de transporte presenta un comportamiento no Fickiano o anómalo, que surge de la contribución de los dos procesos concomitantes: el fenómeno de difusión simultáneamente acompañado por

la relajación viscoelástica de las cadenas del polímero. Cuando n = 1,00; el mecanismo de transporte es controlado por una difusión caso II, aquí la difusión es muy rápida en comparación con los procesos de relajación de las cadenas poliméricas (Benítez, 2019).

La síntesis de los hidrogeles ocurre a través de la polimerización por adición de compuestos insaturados (monómeros), que son activados a través de un iniciador (formador de radicales libres) y reticulado por medio de un agente entrecruzante (figura 3). La acrilamida es uno de los monómeros no ionizables más utilizados (Chacón, 2012). Ésta al ser un compuesto accesible y con propiedades hidrofílicas, es empleado como monómero base para la síntesis de diversos tipos de hidrogeles; dado que puede enriquecer las propiedades mecánicas de estos materiales (Katime y cols., 2004).

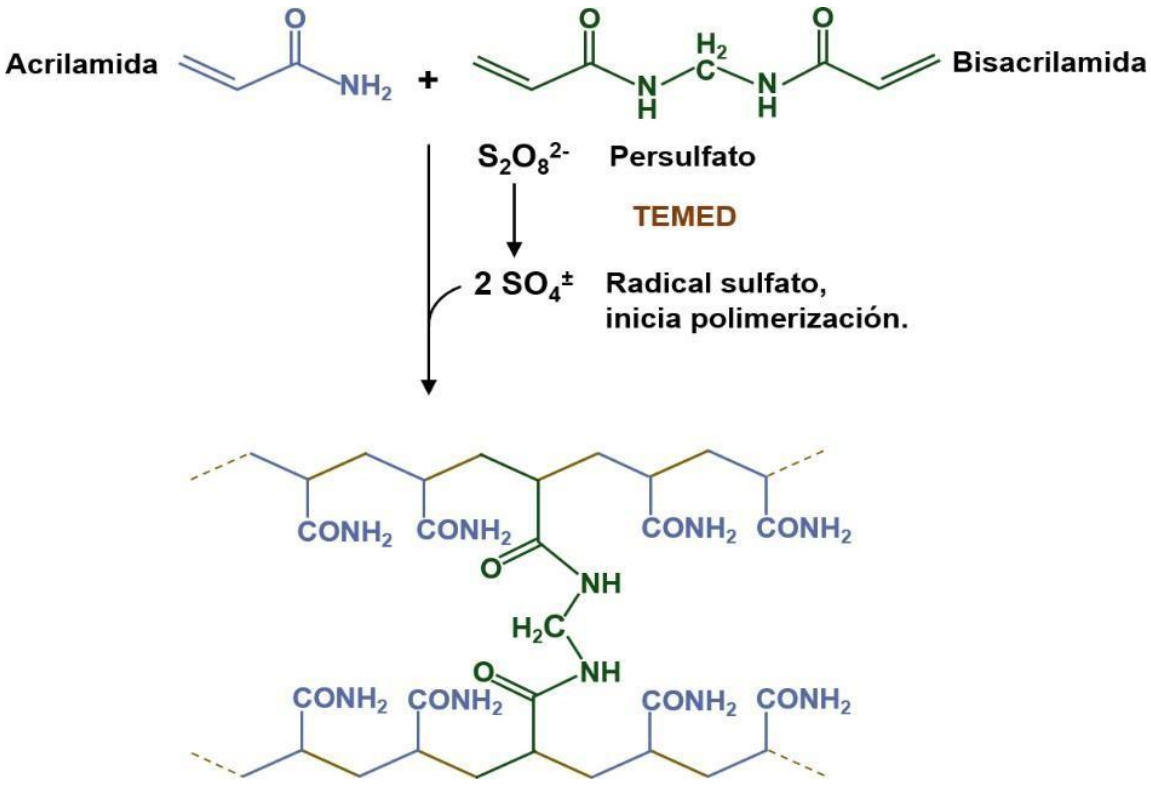


Figura 3. Formación de geles de poliacrilamida (PAAm) (Torres, 2018).

El polímero reticulado de PAAm, conserva su naturaleza hidrófila y puede absorber una gran cantidad de agua y aumentar su volumen. Algunas de las ventajas que presentan

estos HG son su transparencia y estabilidad en un amplio intervalo de *p*H, temperatura y fuerza iónica (Ortíz, 2006; Karadağ, 2001). Los HG derivados de acrilamida han sido muy útiles por sus propiedades físicas y químicas, y en consecuencia han sido investigados en aplicaciones donde su cambio de volumen responde a diferentes estímulos, de lo cual se ha derivado su denominación como "polímeros inteligentes". Estas aplicaciones incluyen dispositivos biomiméticos, biocatalizadores, sistemas de dosificación controlada de medicamentos y bioseparadores (Rodríguez, 2010). Los HG además de tener propiedades mecánicas, se les pueden agregar aditivos naturales debido a su compatibilidad. Estos compuestos se añaden con el objetivo de producir envases activos, que son aquellos capaces de interactuar con el producto envasados aumentando su vida útil y/o produciendo envases inteligentes los cuales se utilizan para monitorear alguna propiedad y transmitirla al consumidor (Roy y Rhim, 2020).

Antocianinas

Las antocianinas son un grupo de compuestos fenólicos que pertenecen a la familia de los flavonoides y son responsables de los tonos rojos, morados y azules de las frutas, flores y hojas de las plantas. Son pigmentos naturales, no tóxicos, solubles en agua y de fácil extracción, además de tener actividad antioxidante, son sensibles a los cambios en *p*H. Químicamente las antocianinas son glucósidos de las antocianidinas, es decir, están constituidas por una molécula de antocianidina, que es la aglicona, a la que se le une un azúcar por medio de un enlace β-glucosídico. Las antocianidinas son las responsables del color de las antocianinas y esta va a depender del número y orientación de los grupos hidroxilo y metoxilo de la molécula (Zhang y cols., 2018; Pourjavaher y cols., 2017). Incrementos en la hidroxilación producen desplazamientos hacia tonalidades azules, mientras que incrementos en las metoxilaciones producen coloraciones rojas (tabla 2) (Val, 2020).

Tabla 2. Sustituyentes de las antocianinas encontradas en la naturaleza.

Agliconas	**Sustitución**		**$\lambda_{máx.}$ (nm)**
	R_1	**R_2**	**Espectro visible**
Pelargonina	H	H	494 (naranja)
Cianidina	OH	H	506 (naranja-rojo)
Delfinidina	OH	OH	508 (azul-rojo)
Peonidina	OCH_3	H	506 (naranja-rojo)
Petunidina	OCH_3	OH	508 (azul-rojo)
Malvidina	OCH_3	OCH_3	510 (azul-rojo)

Todas las antocianinas se derivan de la estructura básica del catión flavilio (figura 4), también llamado 2-fenilbenzopirilio, el cual es deficiente de electrones y, por lo tanto, muy reactivo; y a su vez se presenta frecuentemente asociado a azúcares unidos a grupos hidroxilos OH^-. Las antocianinas que se encuentran en la naturaleza contienen varias antocianidinas o agliconas, pero sólo seis son comunes en los alimentos: cianidina, peonidina, pelargonidina, malvidina, delfinidina y petunidina, y son responsables de los cambios de color de los pigmentos, debido a que están sujetas a cambios estructurales cuando hay una variación de *p*H. La combinación de estas con diferentes unidades de azúcares genera aproximadamente 150 antocianinas. Los carbohidratos que comúnmente se encuentran son glucosa y ramnosa, seguidos de galactosa, xilosa y arabinosa, ocasionalmente, gentobiosa, rutinosa y soforosa. La extracción de las antocianinas de plantas o frutos se efectúa comúnmente usando metanol, etanol, dioxano, acetona, agua o mezclas de estos solventes. Hay algunos informes sobre el uso de antocianinas extraídas de varias plantas como indicadores de *p*H naturales (Zhang y cols., 2018; Pourjavaher y cols., 2017; Riaz y cols., 2019).

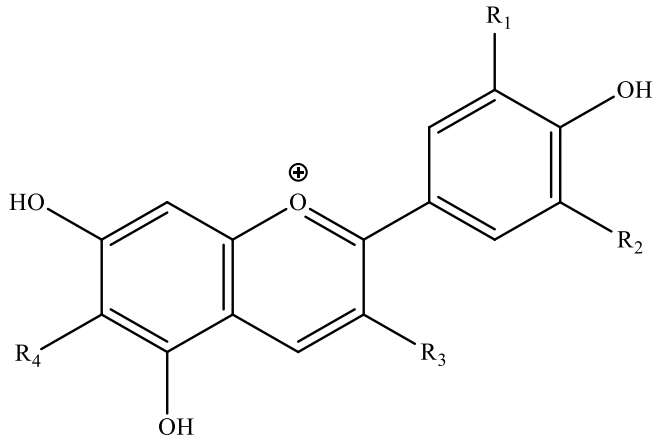


Figura 4. Estructura básica del catión flavilio (Fennema, 1993)

En medios acuosos fuertemente ácidos (*p*H=1), el catión flavilio de color rojo es la especie predominante. Las antocianinas no aciladas sólo son estables a valores de *p*H donde domina el catión flavilio. Entre valores de *p*H de 2 y 4, prevalece la especie inestable quinonoidal azul sin carga, y si el pH aumenta, la ionización de los grupos hidroxilo forma la especie inestable quinonoidal azul aniónica. Entre valores de *p*H 5 y 6, las antocianinas no aciladas son inestables y decolora rápidamente mediante hidratación en la posición 2 del esqueleto de antocianidina (pseudobase de carbinol y chalcona se forman estructuras) (Benherlal y Arumugban, 2007).

Las antocianinas, un colorante alimentario natural, son de gran interés en la tecnología de envasado hoy en día debido a sus propiedades “inteligentes” de cambio de color en función de los cambios de *p*H ambientales. Se han publicado numerosos estudios sobre películas de embalaje inteligente basadas en biopolímeros y antocianinas. La película de embalaje inteligente que responde al *p*H cambiando de color, puede facilitar la identificación visual del estado de la calidad del producto en tiempo real. Las propiedades de cambio de color sensibles al *p*H de las antocianinas se han utilizado ampliamente para la producción de películas indicadoras de color para varios tipos de aplicaciones de envasado de alimentos. Las películas indicadoras de color podrían ser muy beneficiosas para la evaluación de la seguridad y la calidad de los alimentos envasados en el lugar. Además, este tipo de películas de embalaje añadidas a pigmentos

naturales también exhiben una potente actividad antioxidante, que puede ser útil para prevenir el cambio de color o la oxidación de lípidos de los productos alimenticios envasados (Roy y Rhim, 2020).

***Syzygium cumini* (L.)**

Existe un gran número de fuentes ricas en contenido de antocianinas, siendo una de ellas la fruta *Syzygium cumini* (figura 5D), la cual exhibe color en un rango de *p*H muy amplio. *S. cumini* se conoce también como Jambolán y en el estado Sucre es conocido como uvero extranjero, pertenece a la familia de las mirtáceas, una de las más características de la flora brasileña, sin embargo es originaria de Asia tropical, concretamente de la India. El concentrado de fruta de *S. cumini* tiene una larga historia de uso para diversos fines medicinales y tiene un gran mercado para el tratamiento de la diarrea crónica y otros trastornos entéricos, incluido su uso como antimicrobiano (Veigas y cols., 2007). Debido al uso popular de hojas y frutos de *S. cumini* para ayudar en el tratamiento de la diabetes, se han evaluado las propiedades antioxidantes de extractos de diferentes partes de la planta. Por ejemplo, la semilla de los frutos de *S. cumini* mostró una alta actividad contra el anión superóxido y el radical hidroxilo en comparación con estándares, como la catequina y Trolox (Benherlal y Arumughan, 2007). Además, un extracto del fruto de *S. cumini* mostró efectos antiproliferativos y proapoptóticos contra las células de cáncer de mama, pero no contra las células mamarias normales.

En comparación con otras frutas, los extractos de *S. cumini* mostraron una alta actividad antioxidante inducida por el acetato de cobre en los liposomas, mientras que en el sistema β-caroteno-ácido linoleico, esta actividad fue intermedia. Estos efectos beneficiosos probablemente estén relacionados con la presencia de compuestos bioactivos, como los carotenoides y los compuestos fenólicos. Los frutos de *S. cumini* son pequeños, de 2 a 3 cm de largo, con forma ovoide de color rojo púrpura a negro en su madurez, el color oscuro que se atribuye a la presencia de antiocianinas (figura 5D y 5E) (Faria y cols., 2011).

Figura 5. Aspectos botánicos de *Syzygium cumini* (L.) (a) imagen del árbol, (b) detalle de flores y estambres, (c) hojas, (d) fruto (color que varía entre blanco y púrpura oscuro), (e) fruto abierto con detalle para semilla (Milik y cols., 2017)

En los reportes encontrados sobre la composición química de *S. cumini*, se observó la presencia de una amplia variedad de antocianidinas, entre las cuales destacan: delfinidina, cianidina, petunidina, peonidina, y malvidina, todos presentados como diglucósidos. El principal compuesto es la delfinidina 3,5-diglucósido, seguido de petunidina 3,5-diglucósido, malvidina 3,5-diglucósido, peonidina 3,5-diglucósido y cianidina 3,5-diglucósido (figura 6) (De Brito y cols., 2007). Las antocianinas, tienen la ventaja de una alta solubilidad en mezclas acuosas, impartiendo un color atractivo que facilita su incorporación en numerosas formulaciones acuosas alimentarias y no alimentarias, incluidas las farmacéuticas. La actividad antioxidante y la estabilidad relativamente alta de los pigmentos hacen de *S. cumini* una potencial fuente de antioxidantes, además de colorante natural (Veigas y cols., 2007).

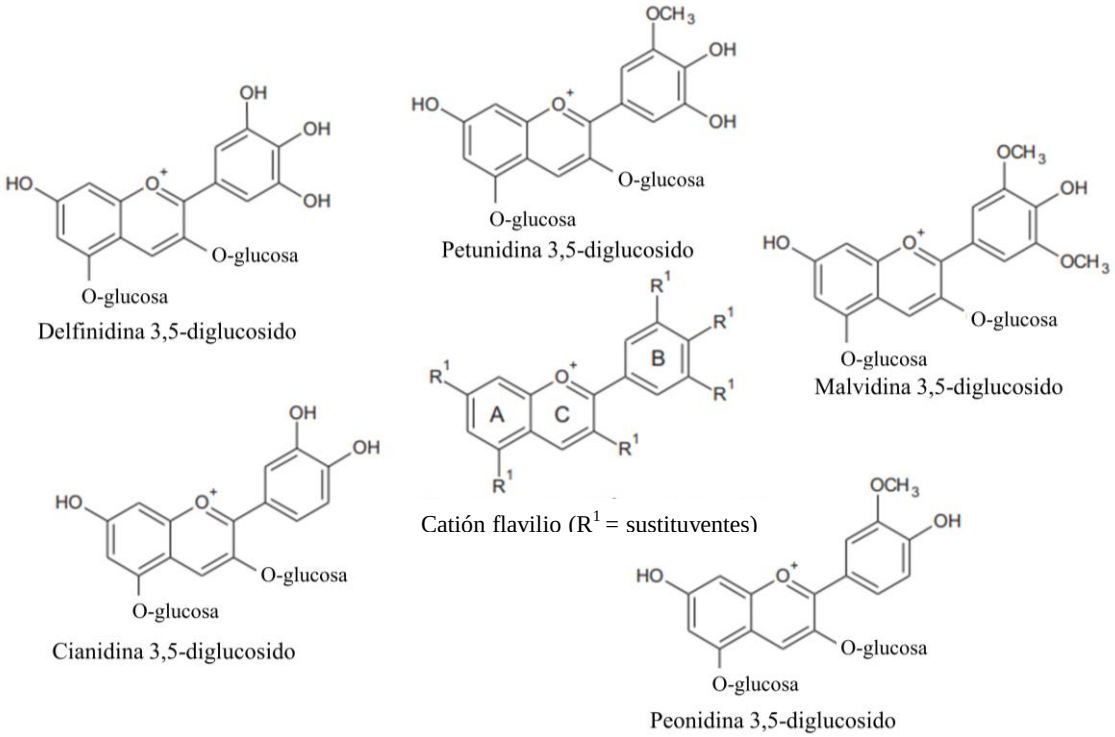


Figura 6. Principales antocianinas del *Syzygium cumini* (Do Carmo y cols, 2017).

Sensores colorimétricos

La función de cambio de color de las antocianinas que responde al *p*H es útil para fabricar sensores de embalaje inteligentes como indicadores de color. Los sensores químicos pueden ser clasificados de acuerdo con el mecanismo que les confiere la especificidad química. Entre todos los indicadores visuales, los sensores colorimétricos de *p*H basados en sustancias indicadoras ácido-base que pueden ser adsorbidas en la superficie de los materiales de soporte, o incluso ser inmovilizado químicamente sobre un soporte adecuado, tal como una matriz polimérica, reciben especial atención, ya que pueden presentar grandes variaciones de color. Se han realizado estudios recientes sobre películas indicadoras de color basadas en polímeros biodegradables y ecológicas incorporadas con antocianinas. Además, se revisaron estudios sobre el uso de películas de embalaje inteligentes para monitorear la frescura de alimentos como leche, carne y pescado (Roy y Rhim, 2020).

Los sensores y los sistemas inteligentes son la tecnología más prometedora e innovadora que puede informar a los consumidores sobre la frescura de los productos alimenticios durante todo su ciclo de vida (Jafarzadeh y cols., 2024). Una etiqueta de *p*H proporciona una respuesta de color confiable en relación con el entorno del empaque y puede utilizarse como un indicador para monitorear en tiempo real el grado de deterioro de alimentos perecederos, como los mariscos (Zhang y cols., 2020). De acuerdo con esta afirmación, un cambio en los valores de *p*H generalmente indica una variación en la frescura de los alimentos, lo que a su vez se traduce en una reducción de su vida útil.

Recientemente, con el surgimiento de la tecnología moderna y el énfasis en el bienestar humano y los niveles de vida, los consumidores necesitan cada vez más información sobre la procedencia de los alimentos, los atributos de calidad y la seguridad de los alimentos. El uso de ingredientes naturales con capacidad sensorial, dentro del envase inteligente, es uno de los criterios importantes que pueden impulsar la satisfacción del consumidor y, por tanto, sus opciones de compra (Oladzadabbasabadi y cols., 2022)

En la literatura se encuentran reportes sobre el desarrollo de sensores colorimétricos de *p*H, como Pourjavaher y colaboradores (2017) que desarrollaron y caracterizaron una etiqueta inteligente para el monitoreo de *p*H a base de nanofibras de celulosa bacteriana (BC) dopadas con antocianinas extraídas de col lombarda (*Brassica oleracea*). El análisis de FTIR reveló la interacción entre la membrana de BC y las antocianinas, encontrándose que la banda de absorción en 1650 cm^{-1} correspondiente a la vibración de estiramiento del anillo aromático C=C, dicha banda se vio potenciada con el aumento de la concentración de antocianinas. Además se encontró que la etiqueta que contenía antocianinas diluidas mostró una respuesta más clara a la variación del *p*H; por lo que, se concluyó que tiene potencial para ser utilizado como un indicador visual de las variaciones de *p*H durante el almacenamiento de alimentos envasados para un control económico del proceso de deterioro en alimentos perecederos, creado a partir de nanofibras de BC dopadas con antocianinas extraídas de col lombarda para monitorear el

*p*H de alimentos envasados.

En el año 2019, Moradi y colaboradores desarrollaron un indicador para la detección de *p*H basado en BC y antocianinas de *Daucus carota* (zanahoria negra) para monitorear la frescura y/o deterioro de la trucha arco iris y la carpa común en filete durante el almacenamiento a 4 °C. El análisis de FTIR evidenció que el ligero aumento en la intensidad de la banda de absorción alrededor de 1635 cm^{-1} puede atribuirse al estiramiento del anillo aromático C=C en el contenido de las antocianinas, probablemente relacionado con la incorporación de antocianinas en la matriz polimérica de BC. Por su parte, las variaciones de color, una característica clave de esta nueva etiqueta inteligente, pueden ayudar a distinguir completamente la tendencia de deterioro del pescado de forma idéntica según el proceso de deterioro, y los consumidores podría reconocer la frescura (color carmín profundo), mejor para comer (color rosa) y estado de deterioro (colores azul y caqui). Estos colores están relacionados a la pérdida de compuestos volátiles que contienen nitrógeno, como aminas biogénicas, NH_3, $(CH_3)_2NH$ y C_3H_9N que provocan el cambio en el *p*H de los productos.

Zhang y colaboradores (2018) desarrollaron una película indicadora basada en polímeros biodegradables incorporados con antocianinas de *Hibiscus sabdariffa* (flor de Jamaica) para monitorear la frescura de la carne de cerdo. Prepararon diferentes películas utilizando: almidón, alcohol polivinílico y quitosano. La espectroscopia FTIR mostró que cuando se adicionan las antocianinas de Jamaica a la matriz del polímero de las películas de almidón/alcohol polivinílico/antocianinas de Jamaica (SPR) aparece una banda débil en 1779 cm^{-1} que se atribuye al anillo de pirano correspondiente al flavonoide. Estos resultados indicaron que las antocianinas de Jamaica se inmovilizaron con éxito en la matriz de películas compuestas. Por lo tanto, los resultados muestran que las antocianinas de Jamaica son una materia prima ideal para películas indicadoras inteligentes y se pueden utilizar para desarrollar envases inteligentes que indiquen la frescura de productos cárnicos.

Considerando las propiedades ácido-base de los compuestos reportados en el extracto de

la piel del fruto del *S. cumini* y a los interesantes antecedentes sobre los flavonoides y demás sustancias bioactivas que se encuentran en el extracto, se propuso estudiar las interacciones que ocurren entre las antocianinas presentes en la piel del fruto del *S. cumini* y un hidrogel basado en PAAm. Además, al integrar estas antocianinas en un hidrogel basado en PAAm, se busca no solo mejorar la estabilidad y funcionalidad del sensor, sino también facilitar su aplicación práctica en entornos comerciales y domésticos. Este enfoque tiene como objetivo la elaboración de un sensor colorimétrico para la detección de grupos aminas, que son indicadores claves en el deterioro o descomposición del pescado. Al aprovechar las propiedades sensibles al *p*H de las antocianinas, el sensor podría ofrecer una respuesta visual clara ante la presencia de estas aminas, proporcionando así una herramienta efectiva y accesible para evaluar la frescura del pescado. Este desarrollo no solo contribuirá a la seguridad alimentaria, sino que también podría mejorar la confianza del consumidor en los productos del mar.

METODOLOGÍA

Recolección e identificación del material vegetal

Los frutos del *S. Cumini* (figura 7) fueron recolectados en el patio del Ambulatorio "Dr. Arquímedes Fuentes Serrano" ubicado en la Urb. Cumanagoto y en la Calle Buena Vista sector Quinta San José del municipio Sucre de la ciudad de Cumaná, estado Sucre, Venezuela.

Figura 7. Fruto de *S. cumini* estudiado.

Obtención del extracto de la piel del fruto del *Syzygium cumini*

La piel fresca del fruto de *S. cumini* se colocó en un envase de vidrio al cual se le agregó metanol, se almacenó durante 7 días para que ocurriera el proceso de extracción. Después de haber transcurrido el tiempo correspondiente se filtró y a la muestra se le agregó metanol nuevamente, este proceso se repitió hasta no observar ninguna coloración de la muestra. Una vez culminado este trabajo se eliminó el solvente a 60 °C por medio del rotaevaporador marca *Heindolph*, de esta manera se obtuvo el extracto crudo que luego fue utilizado en la realización de las pruebas químicas preliminares y demás estudios.

Análisis químico preliminar

Para detectar la posible presencia de las diferentes familias de compuestos en el extracto vegetal, se llevaron a cabo pruebas químicas específicas siguiendo los procedimientos que se encuentran a continuación (Murillo y Méndez, 2007):

Saponinas

En un tubo de ensayo se colocaron 0,5 g del extracto crudo y se le adicionaron 2 ml de agua destilada; agitándose vigorosamente durante 30 segundos. Un indicador característico de la presencia de saponinas, es la formación de una espuma persistente durante 30 minutos, en una zona de 3 a 15 cm por encima de la superficie del líquido.

Flavonoides

Una porción del extracto crudo se colocó en un tubo de ensayo y se le agregaron 2 ml de HCl concentrado y virutas de magnesio. Se considera el resultado positivo para flavonoides si se produce una coloración roja cuando se dejó reposar la reacción por unos 15 minutos.

Una gota del extracto crudo se colocó sobre un papel de filtro y se roció con una solución de NH_4Cl al 1 %m/v en etanol. La aparición de una mancha fluorescente amarilla bajo luz UV indica la presencia de flavonoides.

Polifenoles

Una porción del extracto fue disuelta con agua destilada, y se agregaron 4 gotas de una solución de $FeCl_3$ al 1 %m/v. la identificación de polifenoles se basa en la formación de complejos de coloración marrón oscuro o negro.

Taninos

Los taninos fueron identificados al tratar el extracto con una solución al 1 %m/v de gelatina en NaCl al 1 %m/v, donde la formación de un precipitado blanco es considerado

como un resultado positivo para la presencia de estos compuestos.

Glicósidos cardiotónicos

En un tubo de ensayo se disolvieron 0,5 g del extracto crudo en cloroformo y, luego se hizo reaccionar con una mezcla 50-50 recién preparada de $C_6H_3(NO_2)_2COOH$ (2 %m/v) y KOH (0,5 mol•l^{-1}). Se considera el resultado de esta prueba como positivo al aparecer una coloración azul o violeta.

Glicósidos cianogénicos

Al extracto crudo se le añadieron unas gotas de cloroformo y se calentó entre 50 °C y 70 °C en un tubo de ensayo. En la parte superior del tubo se colocó un papel de filtro, el cual se encontraba impregnado con una solución al 1 %m/v de $C_6H_2OH(NO_2)_3$ en Na_2CO_3 al 10 %m/v, para que los vapores liberados estuvieran en contacto con el papel de filtro. Una respuesta positiva a los compuestos cianogénicos se evidenciaría con una mancha rojo sobre el papel.

Esteroles insaturados y triterpenos pentacíclicos

Se pesaron 0,5 g del extracto crudo y se disolvieron en cloroformo, luego se hizo reaccionar con unas pocas gotas del reactivo Liebermann-Burchard (solución de anhídrido acético y cloroformo 1:1 a 0 °C, más dos gotas de ácido sulfúrico concentrado), recién preparado. Un cambio en la coloración azul a verde, indica la presencia de esteroles insaturados; sin embargo, al producirse una coloración violeta se considera positiva para triterpenos pentacíclicos.

Metilencetonas

Se disolvieron 0,5 g del extracto crudo en etanol y se trató con el reactivo de Baljet (mezcla de 1 g de ácido pícrico con 100 ml de etanol y 10 g de hidróxido de sodio con 100 ml de agua). Una coloración roja en la solución indica la presencia de metilencetonas.

Fenilpropanoides

Para la determinación de fenilpropanoides se utilizaron tres tubos de ensayo. El primer tubo fue rotulado como testigo, en el cual se añadió una pequeña porción del extracto disuelto en etanol; en el segundo tubo de ensayo se agregó la misma porción del extracto disolviéndolo en etanol y adicionando luego HCl 0,5 $mol \cdot l^{-1}$, solución acuosa de $NaNO_2$ al 10 %m/v y finalmente 3 gotas de una solución acuosa de NaOH 2 $mol \cdot l^{-1}$. El tercer tubo también fue preparado como testigo, con todos los reactivos sin el extracto crudo. Una solución rosada o púrpura es indicativa de la presencia de fenilpropanoides.

Cumarinas

Se pesaron aproximadamente 0,5 g del extracto crudo y se disolvieron en etanol, luego se agregó una solución de NaOH 0,5 $mol \cdot l^{-1}$. La prueba es considerada positiva al observar un cambio en la coloración a amarillo.

Se añadieron 0,5 g del extracto crudo en un tubo de ensayo y se disolvieron en etanol. En la parte superior de dicho recipiente se colocó un papel de filtro impregnado con una solución diluida de NaOH. Luego, se calentó el tubo en baño de María a 100 °C por varios minutos. El papel fue removido y examinado bajo luz UV, y una fluorescencia amarilla es indicativa de cumarinas.

Alcaloides

En un tubo de ensayo se colocaron 0,5 g del extracto crudo, se disolvieron en HCl 10 %v/v y la solución se agitó en un embudo de separación con cloroformo. La fase orgánica se conservó, mientras que la fase acuosa fue alcalinizada con NaOH al 10 %m/v y extraída con cloroformo. Las tres fases fueron analizadas para alcaloides, por separado, utilizando el reactivo de Dragendorff, un precipitado naranja rojizo da indicio de la presencia de alcaloides.

Antraquinonas

Se pesaron 0,5 g del extracto crudo y se extrajeron con una solución de KOH 0,5 mol•l^{-1}, se filtró, luego se acidificó con CH_3COOH concentrado y se agitó con C_6H_6. Una coloración roja en la capa orgánica al alcalinizarla con NH_4OH concentrado, es considerada como un resultado positivo para antraquinonas.

Síntesis de los hidrogeles

Para el proceso de síntesis del HG de PAAm, en un tubo de ensayo con 5 ml de agua destilada se agregaron 2,0 g de AAm, luego se le añadieron 0,02 g de N,N´-metilenbisacrilamida (agente entrecruzante) y 0,01 g de $(NH_4)S_2O_8$ (iniciador). La mezcla de reacción, se agitó para homogeneizar y se colocó en un baño de María a una temperatura de 60 $^{\circ}$C, donde permaneció por 3 h. Una vez terminada la polimerización, el gel se extrajo del tubo de ensayo, se cortó en forma de pastillas cilíndricas y se sumergieron en agua destilada durante más de una semana para eliminar los residuos solubles en agua. Posteriormente, se dejaron secar a temperatura ambiente hasta alcanzar una masa constante (xerogel).

Determinación del grado de hinchamiento (%H) de los hidrogeles en agua y en solución de *S. cumini*

Para la determinación del grado de hinchamiento de los hidrogeles se empleó la técnica de gravimetría a temperatura ambiente (Villarroel, 2009). Se sumergió 100 mg de una pastilla seca en un beaker con 70 ml de agua destilada o solución de *S. cumini*. A intervalos fijos de tiempo, se extrajo la pastilla, se secó cuidadosamente su superficie con un papel filtro, se pesó y se devolvió al beaker. Este procedimiento se repitió hasta que no se observó variación alguna de la masa con respecto al tiempo, en cada caso respectivamente. El grado de hinchamiento fue realizado por triplicado para cada uno de los hidrogeles sintetizados Con los datos obtenidos se realizó el estudio de la cinética de hinchamiento. El porcentaje de hidratación o índice de hinchamiento %H se determinó aplicando la ecuación 1.

De manera similar, se determinó el porcentaje de agua absorbida (%W) de la siguiente manera (Ec. 5).

$$\%W = \left(\frac{m_t - m_0}{m_t}\right) x100 \qquad \text{[Ec. 5]}$$

A partir de los valores obtenidos de %H calculados en función del tiempo, se lograron construir isotermas de absorción a temperatura ambiente (Katime, 2004).

Determinación de los parámetros cinéticos de absorción de solución

A partir de la data registrada durante la determinación del índice de hinchamiento, se pudo obtener los parámetros cinéticos de los hidrogeles. Schott (1992) propuso una ecuación cinética de segundo orden (Ec. 6), que describe con precisión la capacidad de absorción de los hidrogeles a largos periodos de tiempo y elevados porcentajes de hidratación:

$$\frac{t}{\%W} = \frac{1}{\%W_\infty} t + \frac{1}{k\,\%W_\infty^2} \qquad \text{[Ec. 6]}$$

donde $\%W$ es el porcentaje de agua a un tiempo *t*; $\%W_\infty$ es el porcentaje de agua cuando se alcanza el equilibrio y *k* es la constante de rapidez de absorción (Schott, 1992; Benítez y cols., 2015).

Análisis Colorimétrico

Los cambios de color de la solución de antocianinas se realizaron a diferentes soluciones de *p*H comprendido entre 2 y 14, preparando los buffer como se muestra en la tabla 3.

Tabla 3**.** Preparación de soluciones buffer (Ikan, 1991).

Nro de tubo	**0,1 mol•l^{-1} HCl**	**0,15 mol•l^{-1} KH_2PO_4**	**0,1515 mol•l^{-1} Na_2HPO_4**	***p*H**
1	9,5	0,5		2,1
2	-	10	-	4,7
3	-	9	1	5,9
4	-	7	3	6,5
5	-	5	5	6,8
6	-	3	7	7,2
7	-	1	9	7,7
8	-	-	10 %NaOH	14

Espectroscopia UV-visible de las antocianinas

La espectroscopia UV-Vis de las antocianinas se obtuvieron usando un espectrofotómetro UV-visible, mini 1240V *SHIMADZU*. Los espectros se midieron en soluciones de valores de *p*H de 2 y 14 en el rango de 400 nm a 1000 nm.

Caracterización de hidrogeles y extracto mediante espectroscopia infrarroja con transformada de Fourier (FTIR)

Para el análisis del extracto, la muestra fue disuelta en metanol, colocada en un portamuestra y llevada a un equipo marca *Pekin-Elmer*, modelo *Frontier*, donde se obtuvieron los espectros IR. Para el análisis de las pastillas secas, se colocaron directamente en el espectrofotómetro FTIR, con un accesorio de muestra universal ATR (*Attenuated Total Reflection* - Reflectancia Total Atenuada). Los espectros fueron obtenidos después de 24 barridos con una resolución de 2 cm^{-1}, para otros análisis se utilizó un equipo marca *Pelkin-Elmer* modelo *Spectrum 100* con un rango de 4000 cm^{-1} - 650 cm^{-1}.

Caracterización por microscopia óptica (MO)

Los hidrogeles se hidrataron (durante 1 hora), luego se cortaron cuidadosamente

pequeños fragmentos y se observaron sin procesamiento adicional en el microscopio óptico (MO) digital AIGO EV 5610 con aumento de 4x. Posteriormente, con el software de análisis gráfico *Digimizer* y utilizando una micrografía de escala con dimensiones conocida se logró estimar la superficie medida. Luego que se estableció el valor unitario se analizó cada micrografía por separado, trazando el contorno de cada poro manualmente.

Análisis Termogravimétrico

La estabilidad térmica fue evaluada en un equipo de análisis termogravimétrico (TGA) marca *Mettler Toledo* modelo 851 empleando muestras de masa aproximada de 10 mg y bajo atmósfera de nitrógeno, empleando un perfil de calentamiento de 30 a 800 °C. A partir de la primera derivada de las curvas de pérdida de masa vs temperatura, se obtuvieron los datos de temperatura de descomposición.

Aplicación del indicador en el pescado.

El experimento se llevó a cabo colocando el HG cargado con extracto de la piel del fruto de *S. cumini* al 0,5 % en una caja de embalaje que contiene 75 g del pescado *Sarda sarda* (cabaña blanca) (figura 8), el sensor se colocó en la tapa de la caja a 1 cm del pescado, la muestra se mantuvo a 1 °C durante 20 días. Se observó el cambio de la coloración del sensor durante el almacenamiento a varios días. Se determinaron los diferentes colores del sensor mediante la aplicación detector de color RGB y posteriormente se calculó el porcentaje de sensibilidad de los mismos.

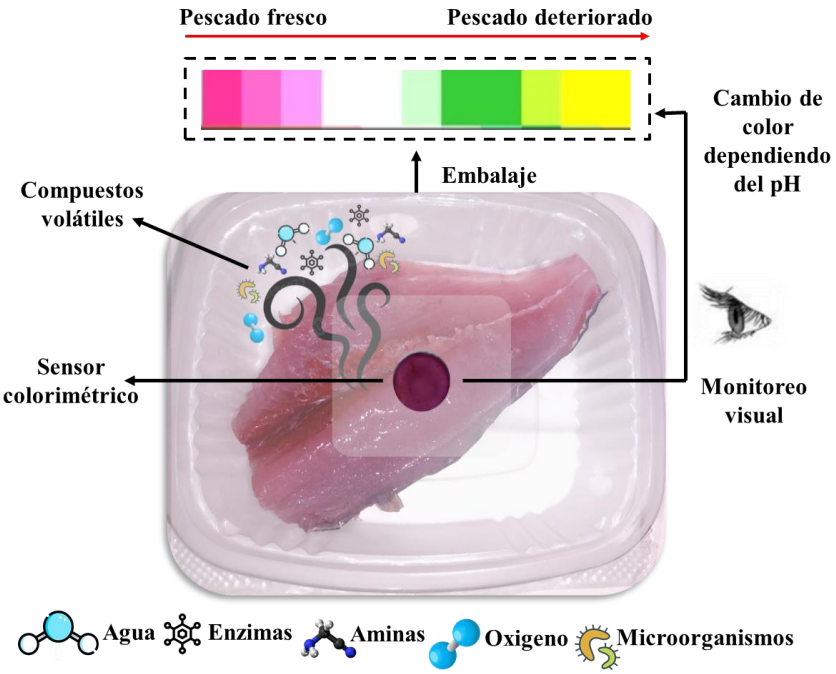


Figura 8. Esquema de la aplicación del HG/*S. cumini* como indicador colorimétrico para evaluar la calidad de una muestra de carne de filete de *S. sarda.*

Aplicación detector de color RGB

Hoy en día, casi todas las personas tienen un teléfono inteligente en el bolsillo y estos dispositivos son cada vez más potentes. La función de cámara de estos equipos es propiamente una de las características más populares. Están disponibles diferentes formatos para fotografías tomadas con teléfonos inteligentes; sin embargo, la mayoría de las cámaras dan una imagen JPEG de 8 bits que proporciona 256 variaciones para cada canal de color: rojo, verde y azul (RGB, por sus siglas en inglés) expresadas como un valor numérico entre 0 y 255 para cada color. Como se basa en el color reflejado, el blanco se expresa como 255, 255, 255 y el negro como 0, 0, 0. Cualquier color intermedio se puede expresar numéricamente como una "mezcla" RGB de los tres valores numéricos. Se pueden descargar aplicaciones gratuitas para procesar imágenes de la cámara del teléfono inteligente y extraer los valores numéricos del balance de color RGB, estos valores RGB se pueden usar para determinar la coloración de cualquier

objeto así como construir una curva de calibración y, por lo tanto, determinar concentraciones de muestras desconocidas (James y Honeychurch, 2023). Utilizando la cámara (64 MP, tamaño de sensor de 1/1,73") de un smartphone, modelo *Tecno Camon 16* con sistema operativo *Android 11*, se tomó fotografías del sensor coloreado en contacto con el pescado a los días (0, 5, 10, 15 y 20), tratando de mantener los ajustes ambientales (distancia y luz) lo más constantes posible entre las diferentes tomas, colocando un papel de filtro de fondo y el teléfono a 15 cm de distancia del mismo. Una vez tomadas las fotos se procedió a analizar mediante la aplicación los colores del sensor a diferentes días, al obtener los valores RGB se calculó el porcentaje de sensibilidad mediante la ecuación 7

$$S = \frac{\Delta R + \Delta G + \Delta B}{R_0 + G_0 + B_0} x100 \tag{7}$$

Que parte de la ecuación 8

$$\begin{aligned} \Delta R &= |R_0 - R_1| \\ \Delta G &= |G_0 - G_1| \\ \Delta B &= |B_0 - B_1| \end{aligned} \tag{8}$$

donde los valores para R_O fueron los parámetros iniciales de los HG/extracto y los valores R_1 fueron los parámetros obtenidos después de la exposición con los compuestos volátiles del pescado.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Rendimiento porcentual del extracto obtenido

Una vez realizada la extracción con metanol, se determinó el rendimiento porcentual de este proceso. Los resultados se muestran en la tabla 4, donde se puede observar que el rendimiento del extracto fue 32,49 %, lo cual indica que muchos de los compuestos que sintetizan las plantas son de naturaleza polar, comunes en el campo de los productos naturales, ya que las fuentes vivas tienen un alto contenido de agua. Para Castro y González (2003) condiciones de extracción adecuadas y el empleo de soluciones alcohólicas permiten la obtención de mejores porcentajes de rendimiento en un proceso de extracción.

Tabla 4. Rendimiento porcentual en la obtención del extracto.

Extracto natural	**Masa muestra (g)**	**Extracto crudo (g)**	**% Extracción (%m/m)**
Syzygium cumini	109,3501	35,5302	32,49

Análisis químico preliminar

En el análisis químico preliminar realizado al extracto del material vegetal que se muestra en la tabla 5, se detectaron los siguiente metabolitos:

Tabla 5. Análisis químico preliminar del extracto de la piel del fruto de *S. cumini.*

Familia de compuestos	***S. cumini***
Flavonoides	+
Polifenoles	+
Cumarinas	+

Los flavonoides son compuestos de baja masa molar que comparten un esqueleto básico de 15 carbonos (C6-C3-C6), formado por dos anillos de fenilos (A y B) ligados a través de un anillo C de pirano (heterocíclico) (figura 3) sin ser metabolitos primarios, se

encuentran casi en cualquier vegetal superior. Son compuestos antioxidantes y secuestradores de radicales libres (Marcano y Hasegawa, 2002).

En el extracto fueron detectados fenoles, estos metabolitos secundarios con estructuras polifenólicas, determinan la actividad antioxidante de las frutas debido a su capacidad para donar electrones y protones y neutralizar especies reactivas de oxígeno y nitrógeno (Zapata y cols., 2013).

Las cumarinas están ampliamente distribuidas en diferentes partes anatómicas de las plantas, son conocidas por su agradable olor a vainilla y se encuentran en frutas como el *S. cumini*, así como en semillas, raíces, cortezas y hojas. La estructura más sencilla, la cumarina misma (figura 9) (Marcano y Hasegawa, 2002).

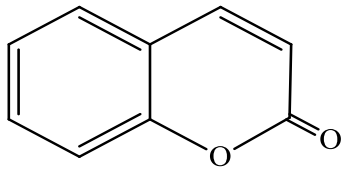


Figura 9. Estructura química de la cumarina.

Caracterización por espectroscopia FTIR del extracto.

Como se mencionó anteriormente, en el extracto de la muestra se detectaron metabolitos fenólicos como flavonoides y cumarinas. El espectro infrarrojo del extracto (figura 10) muestra, en general, señales que confirman la presencia de grupos funcionales correspondientes a los compuestos antes mencionados. La banda ancha e intensa entre 3600 cm^{-1} y 3100 cm^{-1} se relaciona con el estiramiento O-H de alcohol, esto también puede indicar la presencia de fenol y flavonoides; la señal entre 1400 cm^{-1} y 1390 cm^{-1} se atribuye a la flexión del enlace O-H del tipo R-OH y fenoles, indicando la presencia de compuestos como flavonoides. Además, las bandas a 1095 cm^{-1} y 1050 cm^{-1} corresponden al estiramiento C-O de fenoles y alcoholes primarios respectivamente. A 2983 cm^{-1} y 2890 cm^{-1} se encuentran las señales asignables al estiramiento C-H de alcanos; también se observa una banda pronunciada a 1650 cm^{-1} atribuible al

estiramiento C=C del anillo aromático (tabla 6), estas señales también están descritas por Melgar (2011) en su estudio sobre la obtención de un colorante natural a partir del fruto de *S. cumini* (cerezo beliceño) para ser utilizado como colorante en la industria textil.

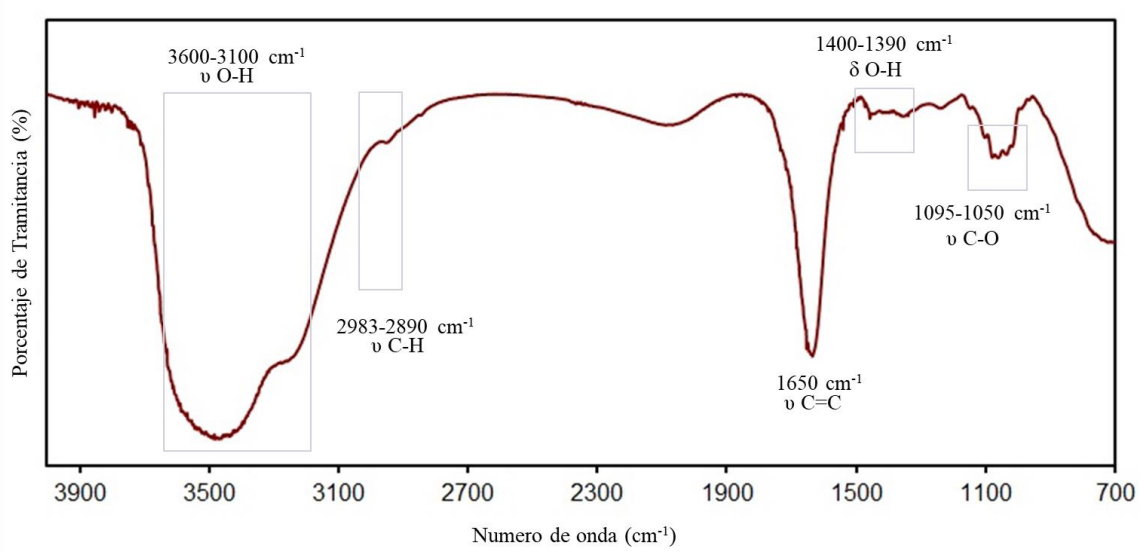


Figura 10. Espectro FTIR del extracto metanólico de la piel del fruto de *S. cumini*

Tabla 6. Principales vibraciones de los compuestos presentes en el extracto de la piel del fruto del *S. cumini*

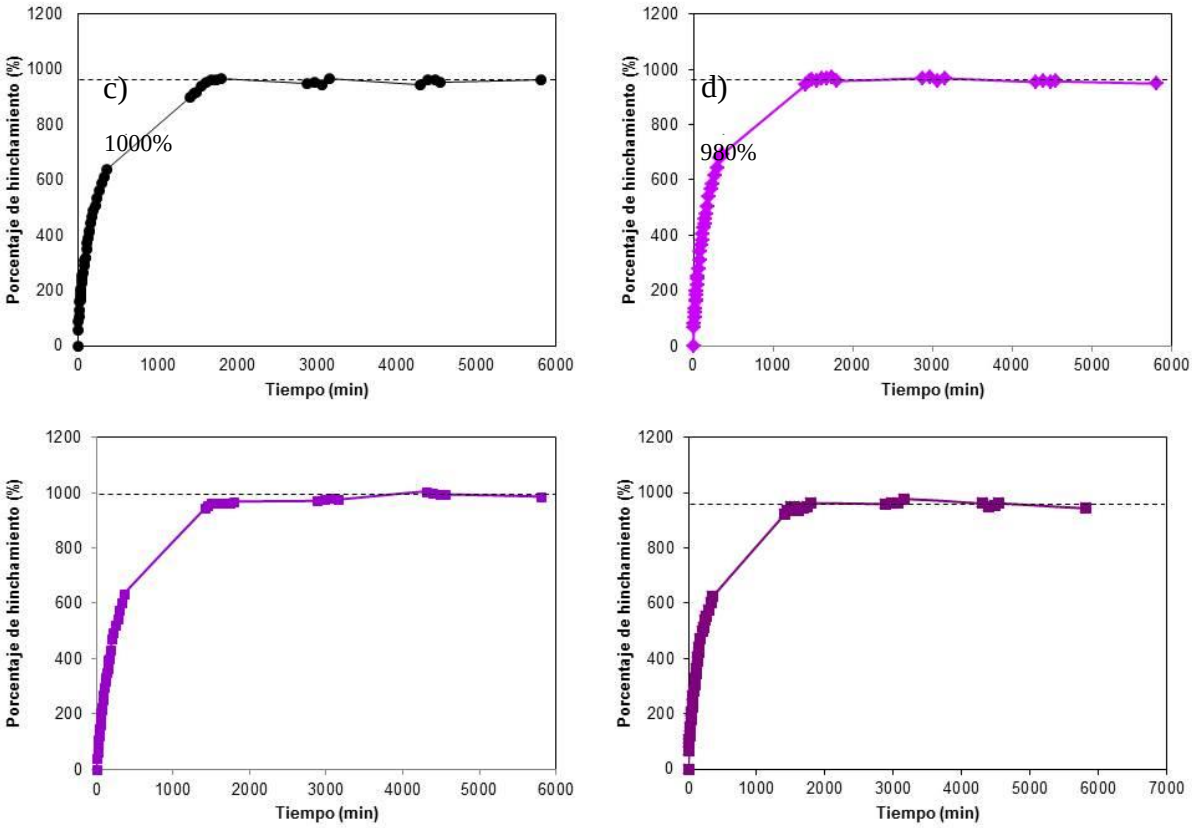
Frecuencia (cm-1)	Tipo de enlace	Grupo funcional
3600-3100	O-H	Alcoholes
2983-2890	C-H	Alcanos
1650	C=C	Anillo aromático
1400-1390	O-H	Fenoles
1095-1050	C-O	Fenoles y alcoholes

Grado de hinchamiento y cinética de absorción de los hidrogeles en agua y extracto de la piel del fruto de *S. cumini*

En la figura 11 se observan las curvas de hinchamiento (a) HG/agua, (b) HG/*S. cumini* al 0,5 %v/v (c) HG/*S. cumini* al 1,0 %v/v y (d) HG/*S. cumini* al 2,0 %v/v.

En todas las gráficas de la figura 11, se oberva que el hinchamiento inicial del HG fue

rápido (hasta los 1500 minutos). Esto podría explicarse por el hecho de que al principio habia una gran cantidad de espacio disponible, pero luego se hizo lento, debido a que los espacios disponibles se estaban saturando, hasta que se observa un equilibrio debido a la saturación de estos sitios del HG. Ademas, en los diferentes medios de hinchamiento, no se observa cambios aparentes en la capacidad de hinchamiento máximo del HG, aparentemente, a pesar de observarse un cambio de color en los hidrogeles colocados en el extracto. Por tanto, los compuestos presentes en el extracto no están influyendo, en



gran medida en la capacidad de hinchamiento del HG de PAAm.

Figura 11. Variación del porcentaje de hinchamiento (%H) en función del tiempo de inmersión a temperatura ambiente (a)HG/agua, (b) HG/*S. cumini* 0,5 %v/v, (c) HG/*S. cumini* 1,0 %v/v, (d) HG/*S. cumini* 2,0 %v/v.

Para los sistemas anteriores se representó el modelo cinético mediante la ecuación 5 para estudios de hinchamiento a largos períodos de tiempo, se graficó *t/W* en función del

tiempo, obteniéndose las curvas mostradas en la figura 12 para los sistemas HG/agua y HG/*S.* cumini a diferentes concentraciones.

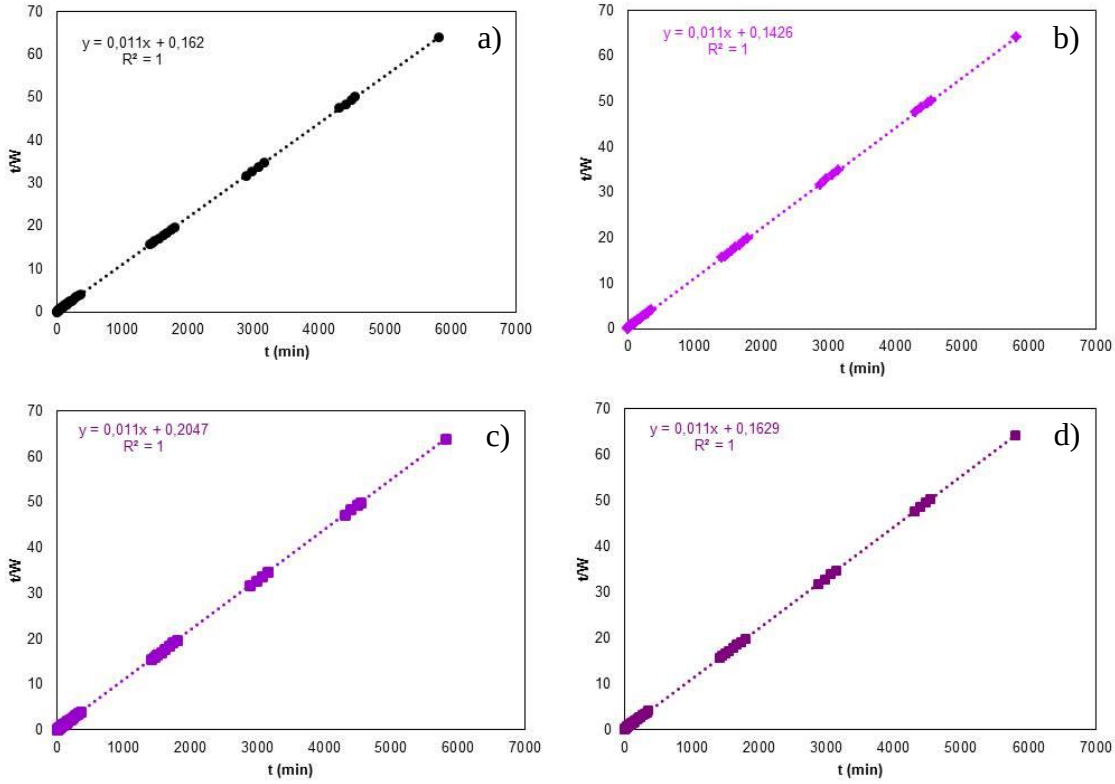


Figura 12. Representación de la ecuación lineal de Schott para la cinética de hinchamiento de (a) HG/agua y los HG/*S. cumini* a (b) 0,5 %, (c) 1,0 % y (d) 2,0 %v/v

En la tabla 7 se encuentran los resultados del estudio cinético. Los valores del porcentaje de solución absorbida en el equilibrio ($\%W_\infty$) al ser mayores de 90 % indican que el HG de PAAm tiene una elevada capacidad para absorber moléculas de agua y extracto. Los coeficientes de correlación lineal (R = 1) demuestran que el hinchamiento del HG sintetizado sigue una cinética de segundo orden, ajustándose al modelo matemático de la ecuación de Schott, esta precisión indica que los valores obtenidos para $\%W_\infty$ y k son confiables permitiendo describir el comportamiento cinético de los hidrogeles (Schott, 1992). El modelo de Schott, establece que el hinchamiento es un proceso generalmente dominado por la relajación de las cadenas más que por la difusión del solvente, por lo tanto, la constante k brinda conocimientos sobre el volumen libre que puede poseer el HG, "la relajación de las cadenas de polímero se vuelve difícil debido a la alta densidad

de entrecruzamiento en la red y esto produce un hinchamiento más bajo" (Bajpai y Col., 2001)

Tabla 7. Parámetros cinéticos obtenidos a partir de la ecuación de Schott.

Sistema	$\%W_\infty$	k x10^{-4} (min^{-1})
HG/agua	90,91	7,5
HG/*S. cumini* 0,5 %	90,91	8,5
HG/*S. cumini* 1 %	90,91	5,9
HG/*S. cumini* 2 %	90,91	7,4

Mecanismo de transporte de agua y *S. cumini* hacia el interior del HG de PAAm.

La difusión de moléculas depende de las propiedades físicas de la red del polímero y las interacciones entre los segmentos de polímero y las moléculas pequeñas. Utilizando la ecuación 4, y tomando en cuenta la definición de Crank para el parámetro *F*, se obtuvieron las curvas mostradas en la figura 13. Se observa que, las curvas obtenidas muestran una excelente correlación lineal para valores menores al 60 % de aumento en la masa del hidrogel.

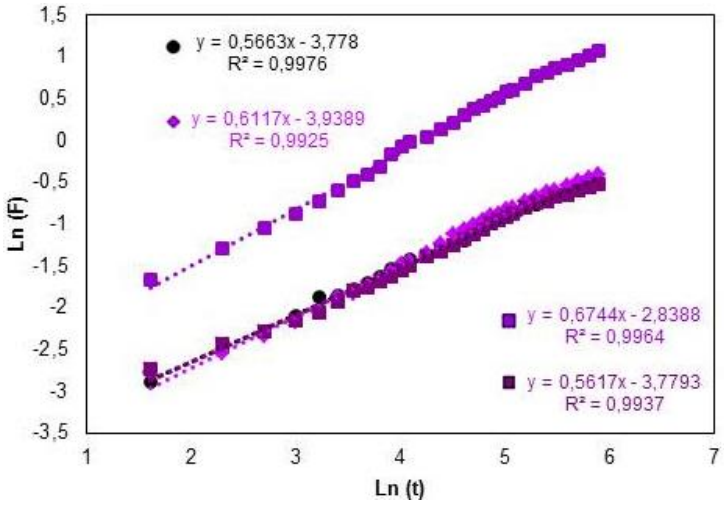


Figura 13. Región lineal para las curvas de Ln *F* vs Ln *t* obtenidas de los datos de hinchamiento del HG/ *S. cumini* de concentraciones 0,5 %, 1,0 % y 2,0 % v/v.

Los valores presentados en la tabla 8, nos muestran los parámetros cinéticos *n* y *k* para los sistemas HG/agua e HG/*S. cumini*, los valores obtenidos para *n*, están por encima de 0,5; lo que indica que el mecanismo de penetración de agua o solución es del tipo no Fickiano o anómalo. Esto quiere decir que los procesos de difusión y relajación de tensiones de las cadenas tienen lugar en el mismo orden de tiempos, de forma tal que el predominio de un proceso sobre el otro esté relacionado cuanto mayor sea la desviación con respecto al comportamiento Fickiano.

Tabla 8. Valores obtenidos mediante la ecuación de difusión de fluidos para HG cilíndricos y la definición de Crank, para los sistemas HG/agua y HG/*S. cumini*.

Sistema	***n***	***k* (min^{-1})**	**R^2**
HG/Agua	0,5663	0,0229	0,9976
HG/*S. cumini* 0,5%	0,6117	0,0195	0,9925
HG/*S. cumini* 1,0%	0,6744	0,0585	0,9964
HG/*S. cumini* 2,0%	0,5617	0,0228	0,9937

Los valores de *n* para los sistemas HG/agua (0,5663) y HG/*S. cumini* al 2,0 % (0,5617) se acercan al mecanismo de transporte controlado por la difusión de Fick, donde la velocidad de difusión es mucho menor que la de relajación, esto puede explicar como que el HG se hincha menos, las cadenas poliméricas tienden a relajarse para permitir la entrada del agua a la red. Por otro lado tenemos que los valores de *n* para los HG/*S. cumini* al 0,5 % (0,6117) y 1,0 % (0,6744) respectivamente, presenta una desviación hacia el mecanismo de transporte caso II, donde la difusión es más rápida en comparación con los procesos de relajación de las cadenas poliméricas, lo que quiere decir que el hidrogel se hincha un poco más rápido y el extracto interacciona con las cadenas del hidrogel.

Caracterización FTIR-ATR

Posterior al estudio del grado hinchamiento, los sistemas HG/extracto se dejaron secar a

temperatura ambiente, con la finalidad de analizarlos por FTIR. En la figura 14 se muestra los espectros FTIR-ATR del HG/agua y del HG/*S. cumini* al 2 %. Se observa el desplazamiento, aparición y desaparición de algunas señales.

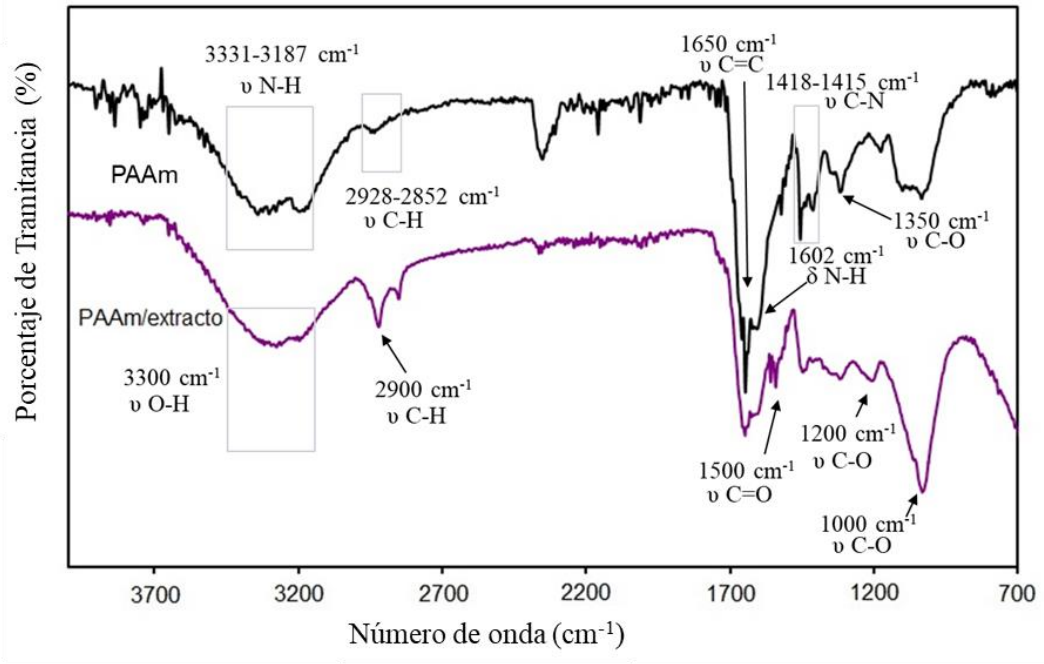


Figura 14. Espectros IR-ATR del HG/agua y el HG/*S. cumini* 2 %.

Debido a la mayor proporción inicial de PAAm en todas las matrices evaluadas, se aprecian en todos los espectros las bandas características de este polímero: entre 3331 cm^{-1} y 3187 cm^{-1} señales de las vibraciones de tensión asimétrica y simétrica de los enlaces N-H de las amidas, entre 2928 cm^{-1} y 2852 cm^{-1} picos de alargamiento de los enlaces C-H de los grupos $–CH_2–$, a 1650 cm^{-1} la banda correspondiente a los estiramientos de los enlaces C=O del grupo carbonilo de la amida, y la señal a 1602 cm^{-1} relacionada con las vibraciones de flexión simétrica en el plano de los enlaces N–H de la amida, entre 1418 cm^{-1} y 1415 cm^{-1} señales de tensión del enlace C-N en conjunto con la flexión del enlace N-H de amida III, en el rango 1350-1318 cm^{-1} tensión del grupo -CO. El espectro FTIR del HG/*S. cumini* (figura 14b) exhibió una banda ancha alrededor de

3300 cm^{-1} asignada al estiramiento de alcohol y grupo hidroxilo (OH). Esto también puede indicar la presencia de flavonoides. El pico agudo observado a 2900 cm^{-1} indica la presencia del grupo de los alcanos (C-H). La señal que se observa a 1500 cm^{-1} que teóricamente está dentro del rango de los C=O de las cetonas aromáticas (1475 cm^{-1}-1600 cm^{-1}); la señal que se encuentra alrededor de 1200 cm^{-1} indica la presencia de grupos fenoles (C-O) y una señal a 1000 cm^{-1} correspondiente al estiramiento (C-O) de alcoholes primarios. Señales resumidas en la tabla 9.

Tabla 9. Principales vibraciones de los enlaces del HG/agua y HG/*S. cumini* al 2 %

Movimiento Vibracional	HG/Agua (cm^{-1})	Movimiento Vibracional	HG/*S. cumini* (cm^{-1})
ν N-H	3331-3187	**ν O-H**	3300
ν –CH2–	2928-2852	**ν C-H**	2900
ν C=O	1650	**ν C=O**	1500
δ –NH	1602	**ν C-O**	1200
ν C-N	1418-1415	**ν C-O**	1000
ν C-O	1350-1318		

En la figura 15 se muestra el espectro FTIR-ATR del HG (a) y del HG/*S. cumini* al 1 % (b) realizados en el espectrofotómetro marca *Pelkin-Elmer* modelo *Spectrum 100*, en el espectro del HG de PAAm encontramos señales características de este polímero: en 3350 cm^{-1} señal de vibración de tensión asimétrica de los enlaces N-H de las amidas, en 2928 cm^{-1} estiramiento de los enlaces C-H de los grupos $–CH_2–$, a 1650 cm^{-1} la banda correspondiente a los estiramientos de los enlaces C=O del grupo carbonilo de la amida, en 1412 cm^{-1} tensión del enlace C-N. Para el HG/*S. cumini* al 1 % (figura 14b), además de las bandas referidas de la PAAm se evidenció la presencia del indicador mediante una banda ancha alrededor de 3300 cm^{-1} para resaltar la señal del estiramiento del enlace O-H de alcoholes, se observa un pico a 2900 cm^{-1} que indica la presencia del grupo de los alcanos (C-H). La señal que se observa a 1500 cm^{-1} de los C=O de las cetonas aromáticas, la señal que se encuentra alrededor de 1200 cm^{-1} indica la presencia de

grupos fenoles (C-O) y una señal a 1000 cm^{-1} correspondiente al estiramiento (C-O) de alcoholes, confirmando la presencia del indicador de *S. cumini* en el hidrogel (Melgar, 2011).

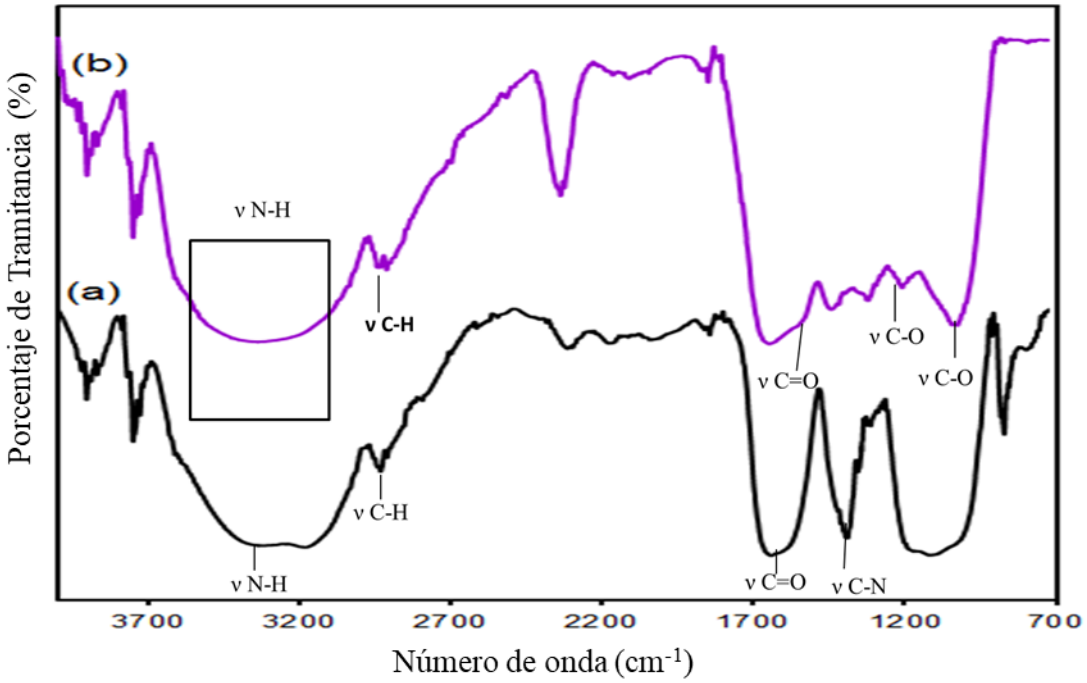


Figura 15. Espectros IR-ATR del (a) HG/agua y (b) HG/*S. cumini* al 1 %.

Liberación o desorción del extracto de la piel del fruto del *S. cumini*.

Durante más de cinco décadas el estudio de los HG ha experimentado un gran auge debido a sus potenciales aplicaciones en distintos campos científicos, los hidrogeles son sistemas que incrementan su volumen hasta alcanzar el equilibrio fisicoquímico, en respuesta a diferentes tipos de estímulos como la luz, fuerza iónica, temperatura, pH, campo eléctrico o concentración de disolvente. Este comportamiento característico sumado a su biocompatibilidad, biodegrabilidad, naturaleza inerte, propiedades mecánicas, resistencia química y térmica, permiten que sean utilizados en diversas aplicaciones científicas e industriales. De particular importancia es su utilización para la liberación controlada de sustancias en periodos de tiempo prolongados (Pinzón y cols.

2002).

En la figura 16 se muestra una representación fotográfica de la liberación del extracto del *S. cumini* a partir del xerogel cargado con el mismo, en un tiempo de 24 horas, el HG se sumergió en agua destilada desde un tiempo cero donde podemos observar su coloración, al transcurrir una hora podemos observar un incremento en el volumen del HG y que el extracto se va liberando inicialmente desde los bordes hacia el centro de éste, al pasar las 2 horas sigue el incremento del volumen del HG hasta alcanzar un equilibrio a las 4 horas, donde aún se puede apreciar una coloración en el centro del mismo, lo que nos indica aun la presencia del indicador dentro del HG.

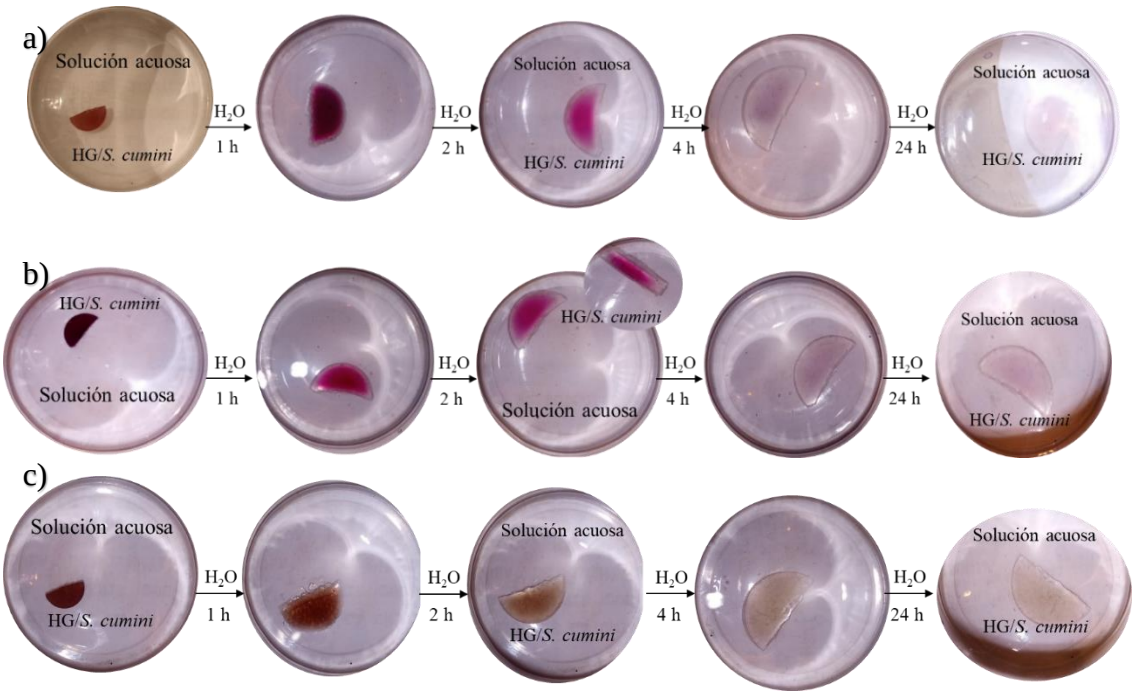


Figura 16. Imágenes fotográficas del HG/*S. cumini* sumergido en agua durante 24 horas a) HG/*S. cumini* 0,5 %, b) HG/*S. cumini* 1,0 % y c) HG/*S. cumini* 2,0 %.

En la figura 17 se observa la variación de la masa del HG/*S. cumini* sumergido a las diferentes horas, donde se puede apreciar que la variación de la masa ocurrió hasta las 4 horas, ya que ésta permaneció constante una vez transcurridas las 24 horas.

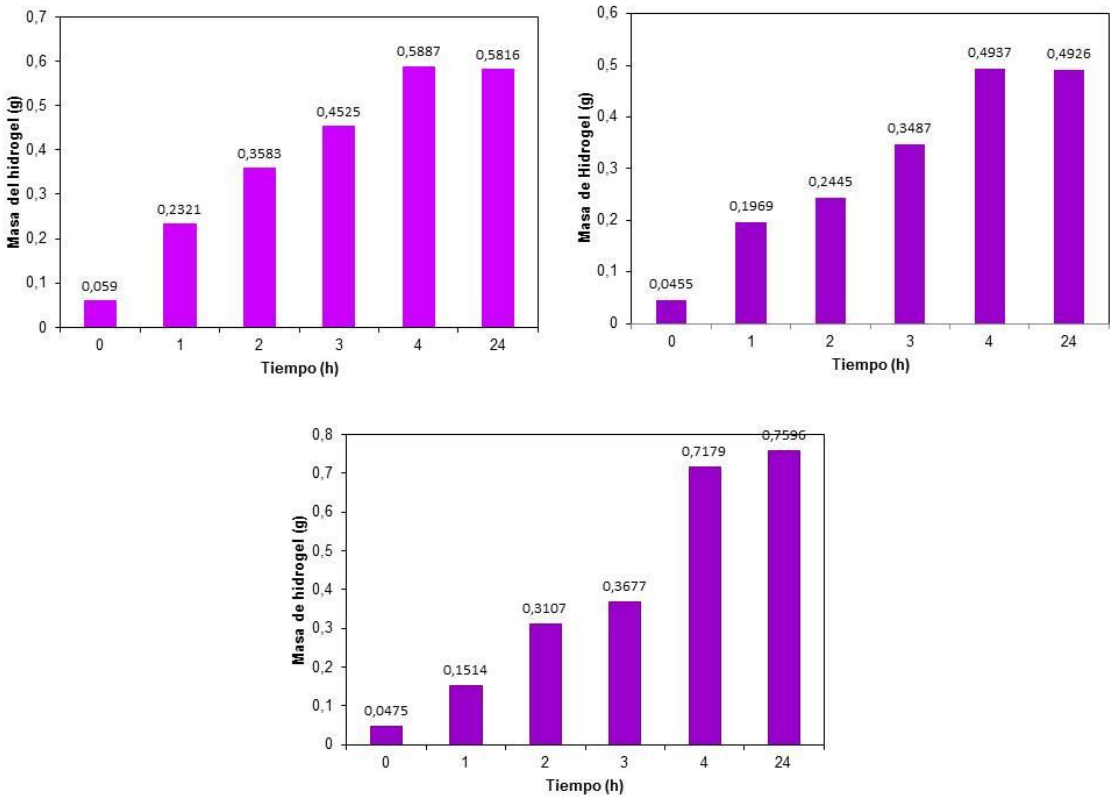


Figura 17. Variación de la masa con respecto al tiempo del HG/*S. cumini* sumergido en agua durante 24 horas a) HG/*S. cumini* 0,5 %, b) HG/*S. cumini* 1,0 % y c) HG/*S. cumini* 2,0 %.

Una vez realizado el proceso de desorción al HG/*S. cumini* (partiendo del estado xerogel) se procedió a realizar la desorción del extracto de *S. cumini* a un hidrogel hinchado, el cual se colocó en agua destilada, para evaluar su comportamiento. En la figura 18 se muestra una representación fotográfica de la liberación del extracto del HG/*S. cumini*, en un tiempo de 48 horas, inicialmente en un tiempo cero se puede observar el HG hidratado con el extracto, transcurridas 12 horas la intensidad de la coloración disminuye, hasta cumplidas las 48 horas se puede observar una leve coloración en el centro del hidrogel, de manera cualitativa se podría decir que transcurridas las 48 horas aún queda presencia del indicador dentro del HG.

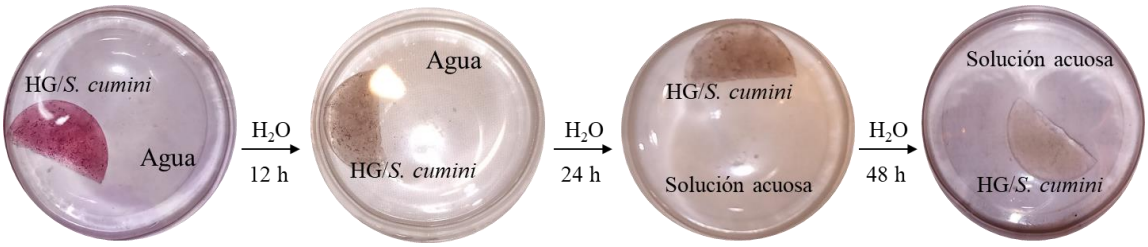


Figura 18. Imágenes fotográficas del HG/*S. cumini* sumergido en agua antes, durante y después de 48 horas.

La desorción o liberación del extracto del HG/*S. cumini* partiendo desde su estado de xerogel presentó un proceso de liberación significativamente más rápido, esto es debido a que al entrar en contacto con el agua destilada éste experimenta una hidratación más eficiente, su capacidad de absorción de líquidos facilita la liberación del extracto, acelerando el proceso en comparación con un HG que ya se encontraba hidratado.

Estos cambios observados en los HG/*S. cumini* es debido a que cuando un HG se pone en un medio líquido se hincha hasta alcanzar el equilibrio, que es el resultado del balance entre las fuerzas osmóticas originadas por el agua al entrar en la red macromolecular ejercidas por las cadenas de polímero que se oponen a esa expansión (Martínez, 2016).

Posterior al estudio de desorción, los HG se dejaron secar a temperatura ambiente y se procedió a analizar mediante espectroscopia FTIR-ATR.

En las figuras 19 y 20 se observa el espectro FTIR-ATR del hidrogel utilizado en la liberación del extracto de la piel del fruto del *S. cumini*, el cual tiene similitud con el espectro de la figura 15, sin embargo estableciendo una comparación entre estos se puede observar la desaparición de la banda a 1200 cm^{-1} correspondiente a los estiramientos C-O de fenoles y la banda que se encontraba alrededor de 1000 cm^{-1} correspondiente a alcoholes primarios, esto es debido a que estos grupos son relativamente más pequeños en comparación con los grupos aromáticos presentes en el

extracto, además se evidenció la aparición de la banda a 1650 cm^{-1} correspondiente a los estiramientos de los enlaces C=O del grupo carbonilo de la amida de la acrilamida, y se mantienen la banda ancha a 3300 cm^{-1} señal del estiramiento de los enlaces O-H de alcoholes, en 2900 cm^{-1} señal característica que indican la presencia de grupos C-H de alcanos, por lo que se puede decir que aun después del proceso de desorción, el HG conserva parte del extracto en su estructura.

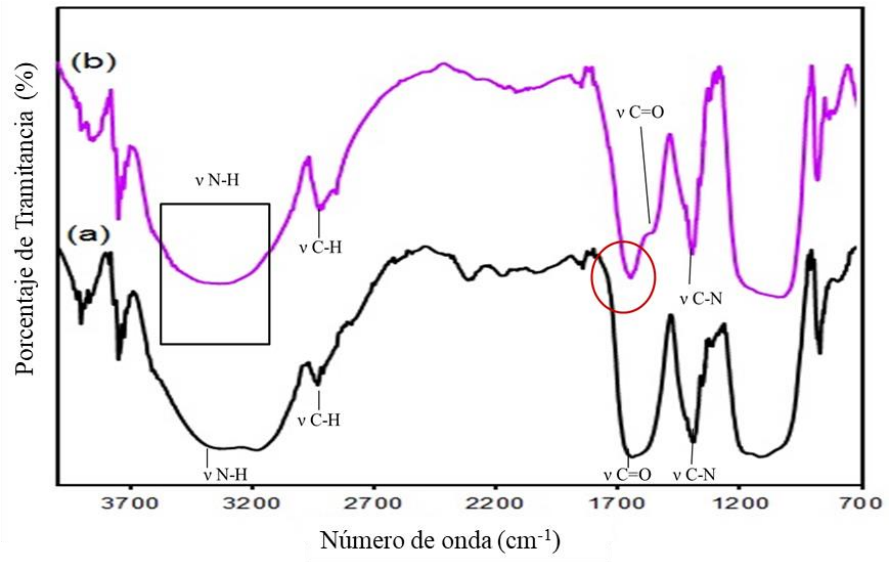


Figura 19. Espectros IR-ATR del (a) HG/agua y (b) Xerogel cargado con *S. cumini*

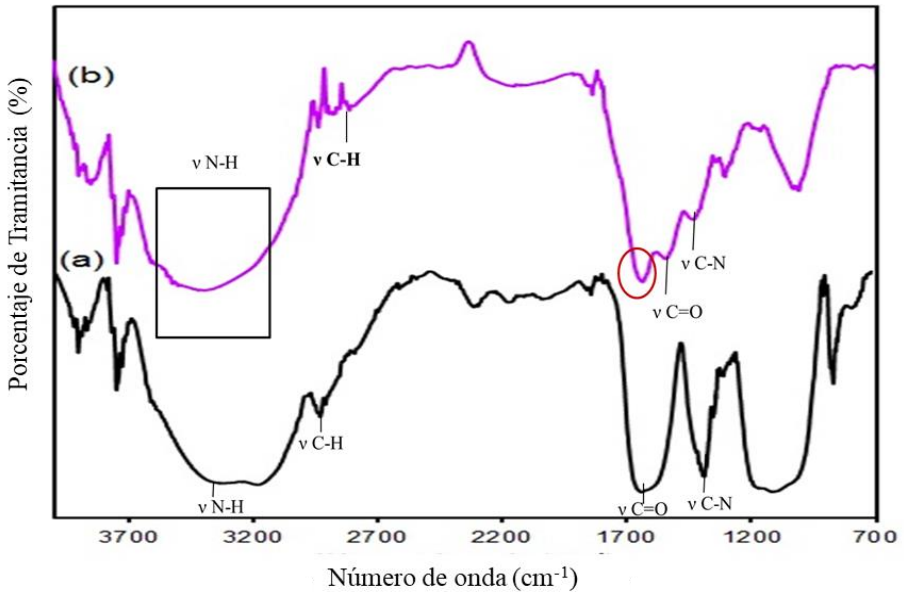


Figura 20. Espectros IR-ATR del (a) HG/agua y (b) HG/*S. cumini* (hinchado)

Caracterización por microscopía óptica (MO)

En la figura 21, se puede apreciar la morfología del HG de PAAm. Exhibe una estructura de poros abiertos y su histograma reflejó una frecuencia de poros desde 1 hasta 150 µm (figura 23). La interconexión de los poros le confiere al material la propiedad de capilaridad que le permite recibir una mayor cantidad de fluido, concordando esto con el grado de hinchamiento medido y reportado por estos hidrogeles (Moreno y cols. 2017).

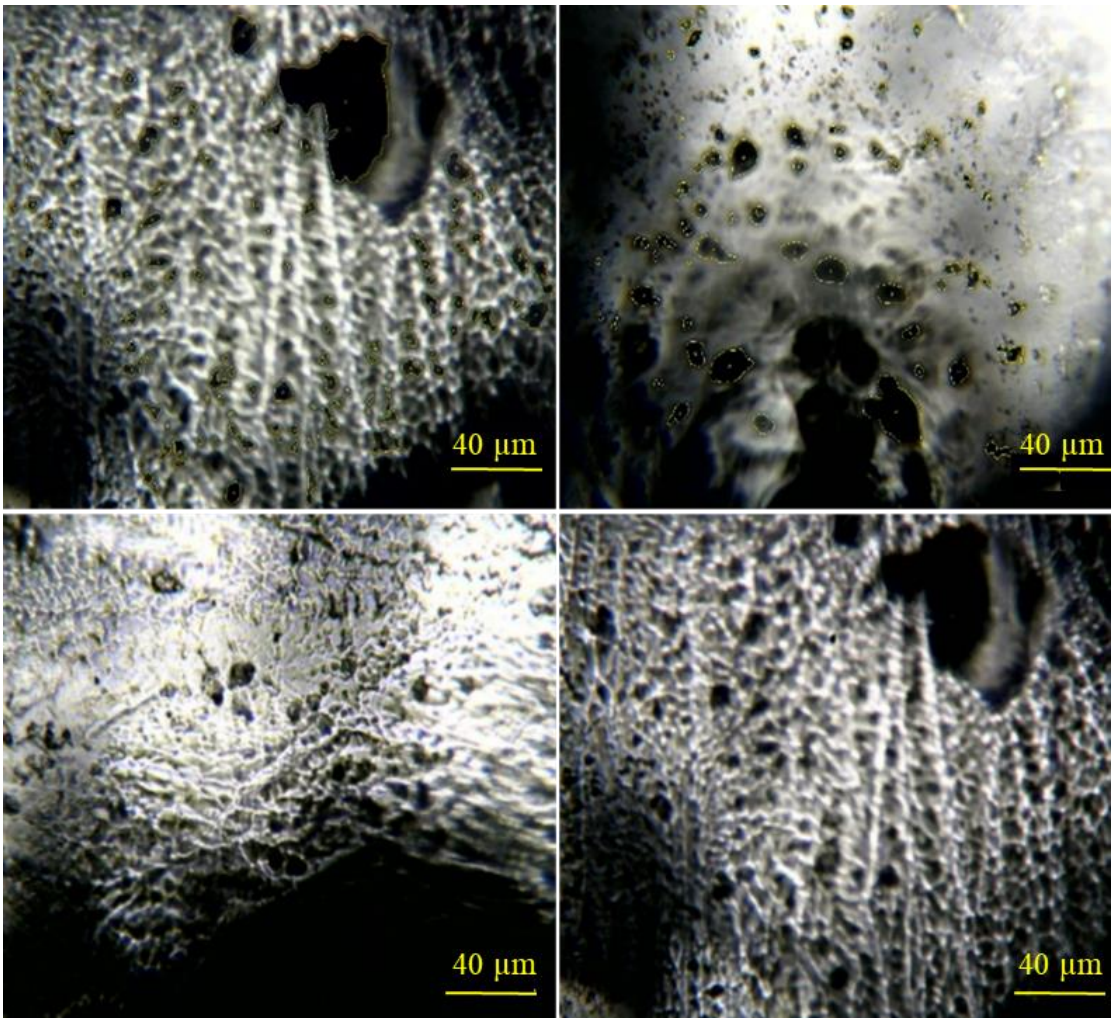


Figura 21. Micrografías obtenidas a una magnificación de 4x para los HG/agua.

En la figura 22, se encuentra la morfología del HG/*S. cumini,* el cual presenta una superficie esponjosa, con visualización de estructura de poros abiertos e interconectados, se puede apreciar la coloración morada proveniente de las antocianinas absorbidas, confirmando la interacción HG/extracto. La absorción de las antocianinas generó mayores tamaños de poros ampliando la distribución desde 120 a 180 µm (figura 23).

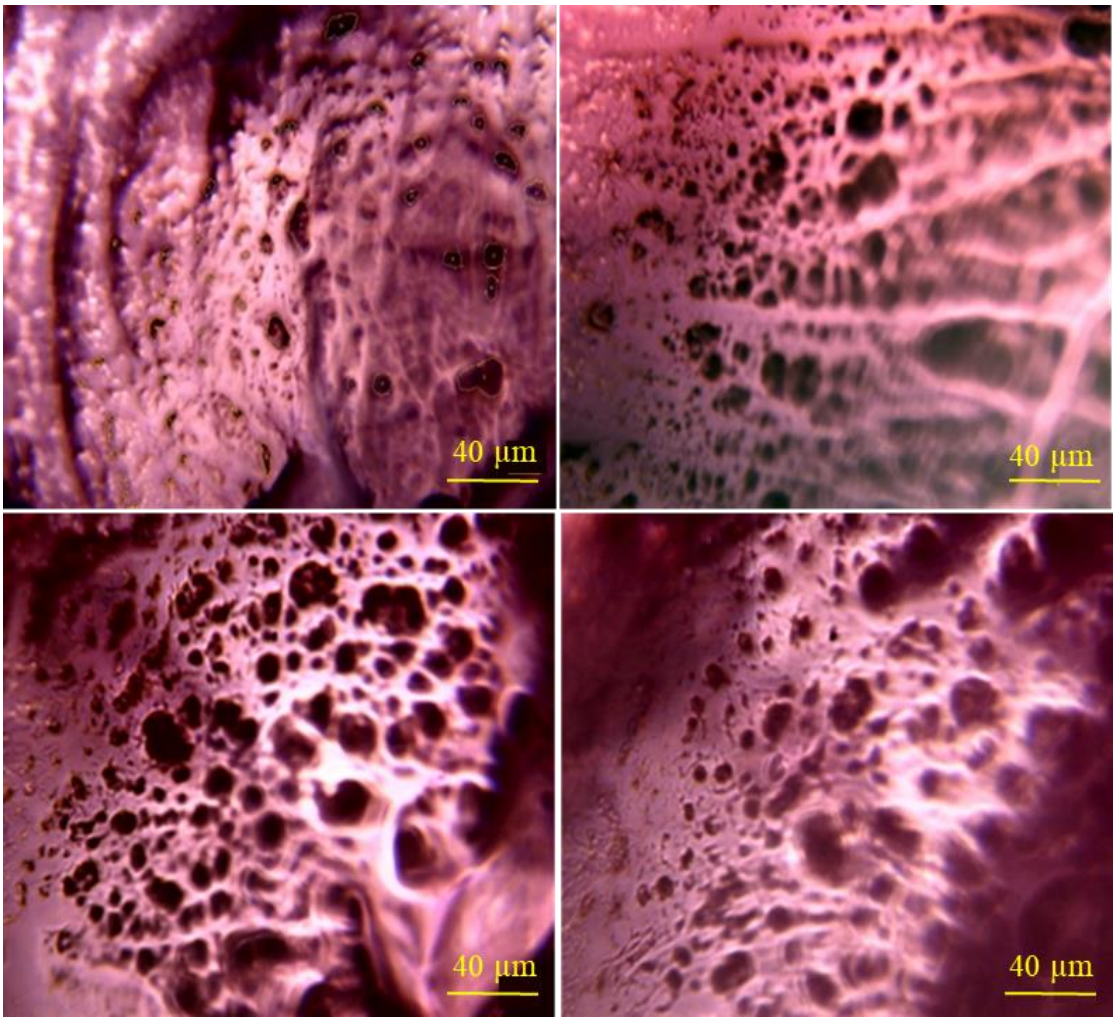


Figura 22. Micrografías obtenidas a una magnificación de 4x para los HG/ *S. cumini.*

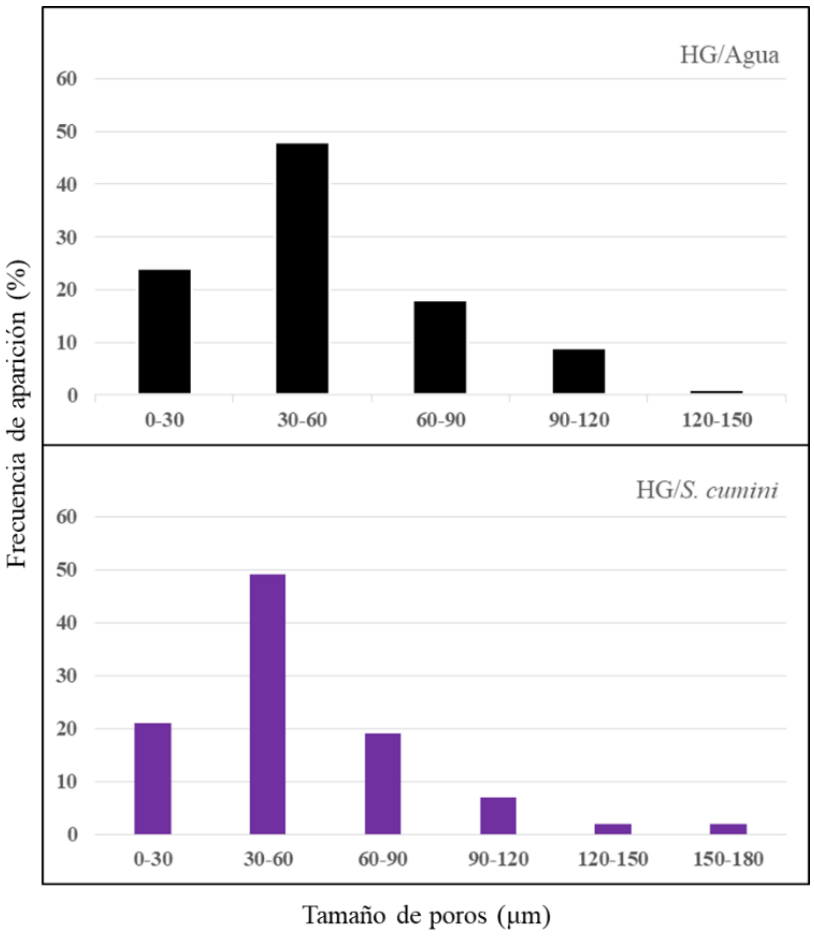


Figura 23. Histogramas de los hidrogeles de PAAm en agua y extracto de la piel del fruto del de *S. cumini.*

Análisis Termogravimétrico (TGA)

En las figuras 24 y 25 se observan los termogramas de los HG secos de PAAm/agua y PAAm/*S. cumini*, los datos del TGA indican un proceso de degradación de múltiples etapas. El TGA del HG/PAAm (figura 24) muestra una pérdida de masa en cuatro etapas. La primera etapa ocurre en el rango de 40 °C a 103 °C (pico de DTG 60 °C) debido a la pérdida de humedad, con una pérdida de masa de 6,5 %. La segunda etapa ocurre en el rango de 157 a 238 °C (pico de DTG 195 °C) debido a la desorción de agua en la superficie y en los poros del hidrogel con una pérdida de 8,9 %. La tercera etapa oscila entre 238 a 333 °C (pico de DTG 300 °C) y muestra aproximadamente una

pérdida de masa del 11,9 %, esto puede corresponder a la descomposición de los grupos laterales amida en forma de amoníaco y del reticulante. La cuarta etapa de pérdida de masa comienza a 333 °C y continúa hasta 472 °C (pico de DTG 390 °C) durante la cual hubo un 51 % de pérdida de peso debido a la degradación de la columna principal, resultados que se encuentran reportados por Ahmed y cols (2019).

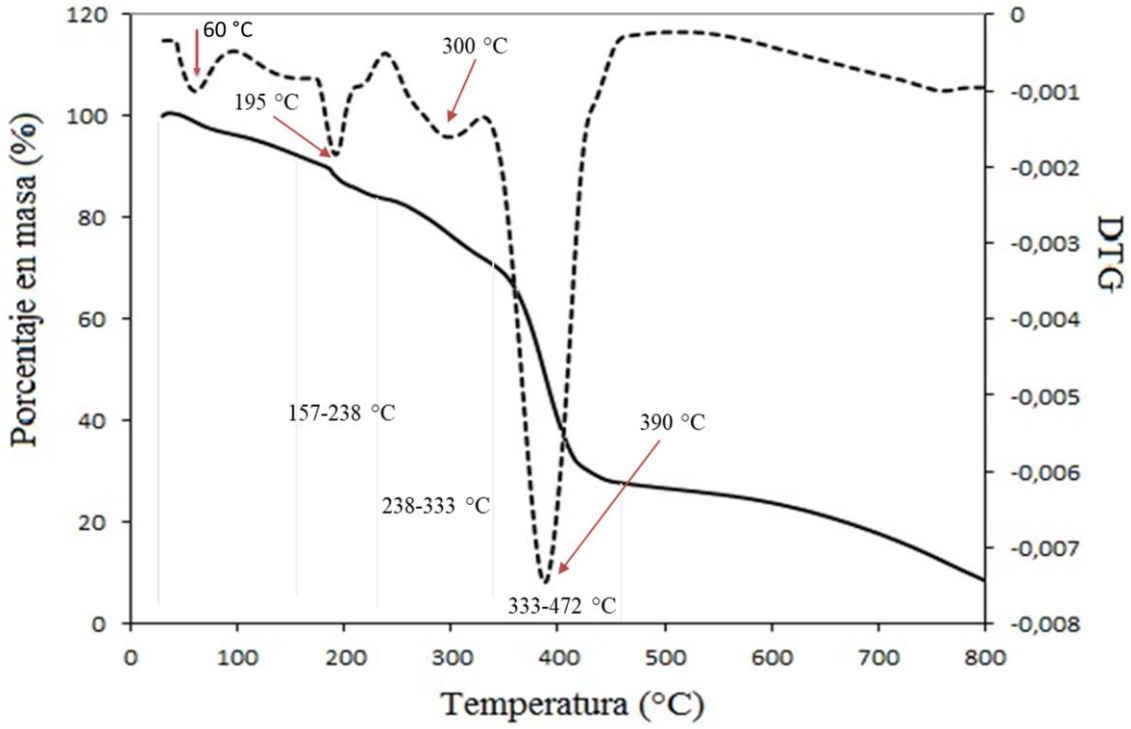


Figura 24. Termograma del HG/agua.

En el termograma del HG/*S. cumini* (figura 25). En la primera fase se produce la degradación, en el rango de temperatura de 40 a 103 °C (pico DTG a 65 °C), atribuido principalmente a la pérdida de humedad con una pérdida de masa de aproximadamente 5,2 %. La segunda fase, que ocurre entre 157 y 219 °C (pico DTG a 185 °C), es caracterizado por una reducción de masa del 6,1 %, puede ser atribuido principalmente a la degradación de los hidroxilos laterales presente en la estructura de las antocianinas. En la tercera fase se observa una pérdida de masa de 13 % en el rango de temperatura 219 y 323 °C (pico DTG a 282 °C), esta pérdida está asociada a la descomposición de

enlaces glicosídicos. Posteriormente, se observa la descomposición que corresponde a la degradación térmica del compuesto entre 323 y 478 °C (pico de DTG a 383 °C), con una pérdida de masa del 45,8 %, aproximadamente. Resultados similares se encuentran reportados por Nardo (2021).

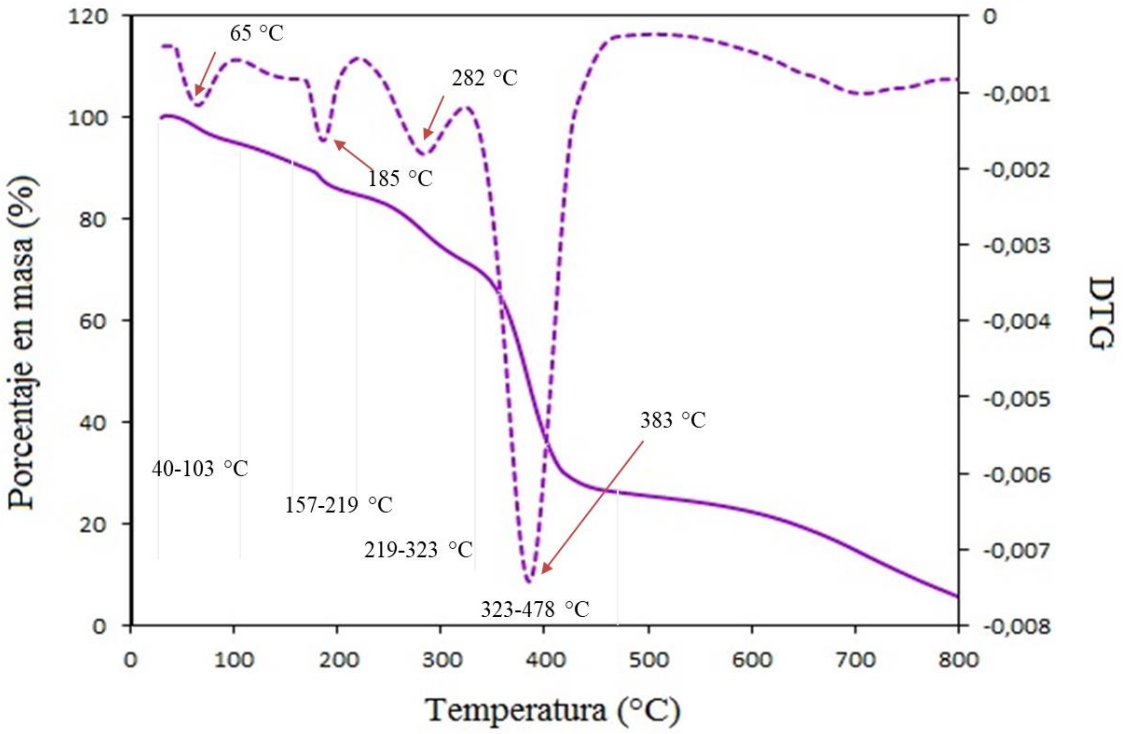


Figura 25. Termograma del HG/*S. cumini.*

Valoración colorimétrica

Las antocianinas abarcan toda la gama de pigmentos rojos, violetas y azules de las plantas. La profundización del color visible se produce por el aumento en el número de grupos hidroxilo, como lo ilustra el color rojo anaranjado de la pelargonidina, el rojo intenso de la cianidina y el rojo azulado de los derivados de la delfinidina. Los cambios de color que van del violeta al azul fueron notados por primera vez por Willstätter, quien observó que las antocianinas son rojas en condiciones ácidas, violetas en neutras y azules en condiciones alcalinas. El otro factor que controla la coloración de las flores es la coexistencia de varias antocianinas, por ejemplo malvidina y delfinidina (Ikan, 1991).

El cambio de color del pigmento es prominente a medida que el *p*H cambia de ácido a básico. Variaciones en el color de las antocianinas en respuesta al *p*H de la solución se observan en la figura 26.

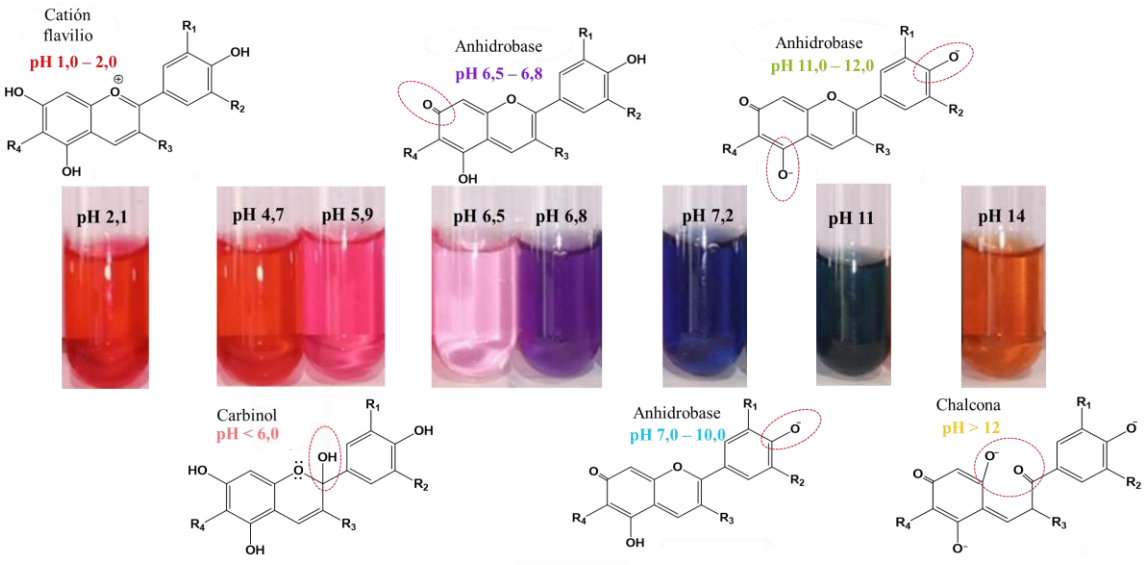


Figura 26. Variación de color del extracto de la piel del fruto del *S. cumini* a diferentes *p*H.

Se ha reportado que a *p*H 2, las antocianinas existen predominantemente en forma de catión flavilio, evidente en el color rojo de la solución. A *p*H 3-4, el color se vuelve rosado, lo que indica una deshidratación parcial de los cationes de flavilio, a medida que el *p*H aumenta de 5 a 6, se produce una competencia cinética y termodinámica entre la reacción de hidratación del catión flavilio y las reacciones de transferencia de protones relacionadas con su grupos hidroxilo ácidos (OH), mientras que la primera reacción da una pseudobase de carbinol incolora, las últimas reacciones forman bases quinonoidales exhibiendo una coloración púrpura (Guimarães y cols. 2012).

Cuando el extracto de antocianinas de los frutos del *S. cumini* entró en contacto con soluciones a *p*H 7 el extracto se volvió azulado y en soluciones de *p*H 8 y 9 se tornó

verde. Los cambios de color de *p*H 2 a 14 surgen de la inestabilidad de la estructura del catión flavilio en respuesta a alteraciones del *p*H (presencia de iones H^+ u OH^-). La adición de iones OH^- (base) interrumpe los dobles enlaces conjugados, lo que conduce a la absorción de fotones en rangos de longitud de onda más altos, lo que da como resultado colores como amarillo, azul, verde y morado, dependiendo del nivel de alcalinidad. A *p*H 14, se produce un cambio a amarillo, lo que indica que las antocianinas están dominadas por chalconas (figura 26) (Guimarães y cols. 2012).

Espectroscopia UV-Visible

El espectro UV del extracto acuoso de la piel del fruto del *S. cumini* mostró la presencia de dos máximos de absorción principales en la región de 285-290 nm debido a la presencia de compuestos fenólicos y un máximo de absorción alrededor de 545 nm, el cual debe corresponder a una pseudobase de carbinol (Sari y cols., 2011). Al adicionarle solución ácida *p*H 2 (figura 27) y pH 4 (figura 28), se observó un desplazamiento de la región de 285 nm a 265 nm y otro de 545 nm a 525 nm, debido a que en medio ácido los grupos hidroxilo del flavonoide pueden protonarse. Esta protonación aumenta la conjugación del sistema aromático, lo que significa que hay más enlaces dobles alternados en la estructura, confirmando la presencia del catión de flavilio, por lo que infiere el color rojo que tomó la solución (Mariselvam y cols., 2017).

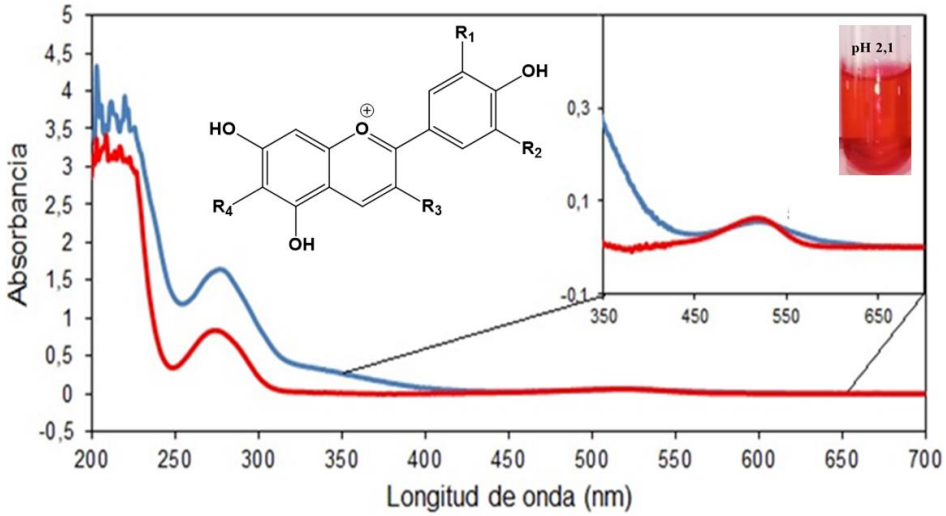


Figura 27. Espectro de UV-Visible para la solución *S. cumini* (línea azul) en medio

ácido *p*H 2 (línea roja).

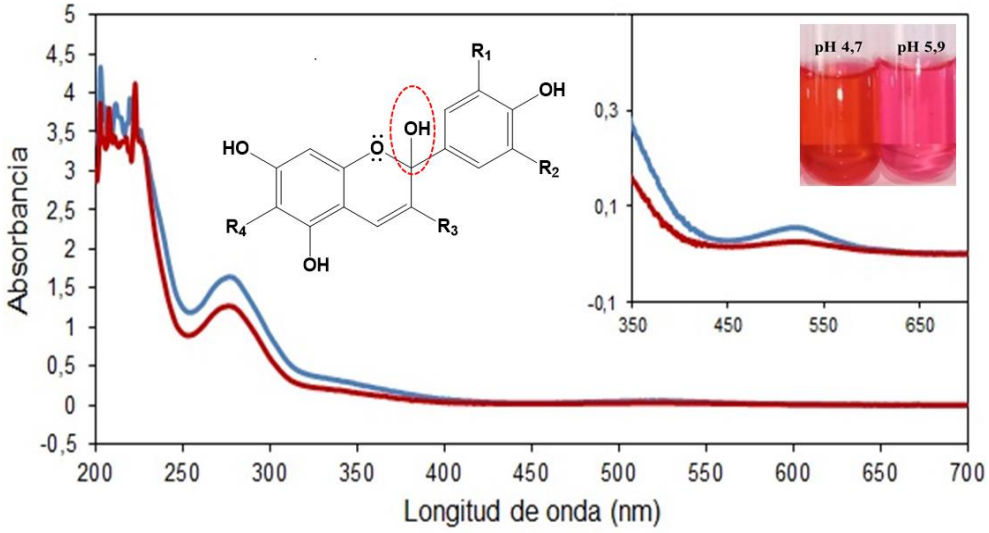


Figura 28. Espectro de UV-Visible para la solución *S. cumini* (línea azul) en medio ácido *p*H 4 (línea roja).

A *p*H 7, la estructura de carbinol se transformó en anhidrobase, lo que repercutió en un desplazamiento de las bandas hacia mayores longitudes de onda, de 485 nm a 610 nm (figura 29), cuando el medio fue básico, la estructura de carbinol va sufriendo ionización a medida que se eleva el *p*H, debido a la presencia de estructuras quinonoideas azules inestables (Sari y cols., 2012).

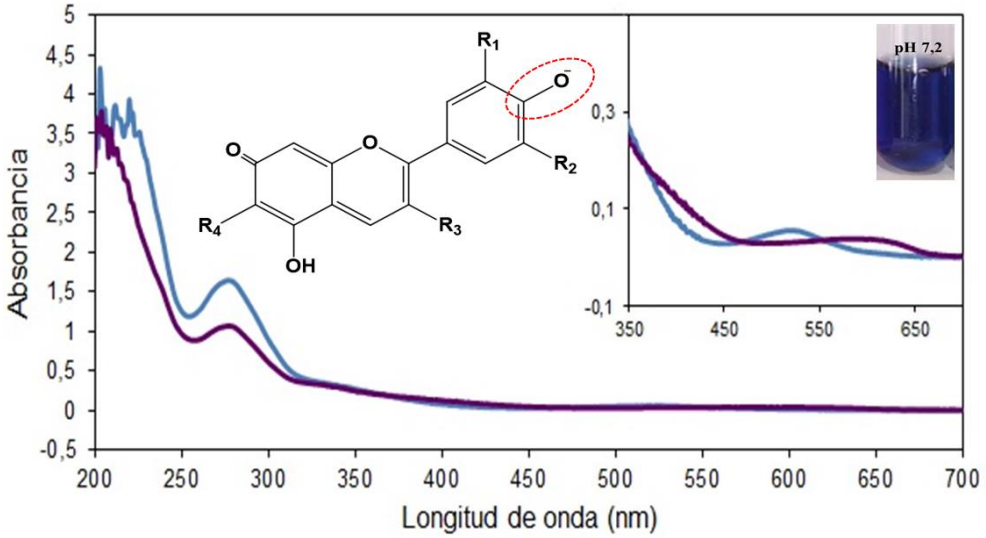


Figura 29. Espectro de UV-Visible para la solución *S. cumini* (línea azul) en medio básico *p*H a 7 (línea morada).

Cuando se aumenta el *p*H a 11 unidades la anhidrobase asume una coloración azul-verdosa, donde se puede observar una disminución de absorbancia de 510 nm a 400 nm (figura 30), debido a que en condiciones alcalinas, el flavonoide sufre desprotonación. Mientras que por encima de *p*H 12, la solución se vuelve amarilla debido a que se produce la apertura del anillo benzopirilio, dando origen a las estructuras llamadas chalconas (Guimarães y cols. 2012).

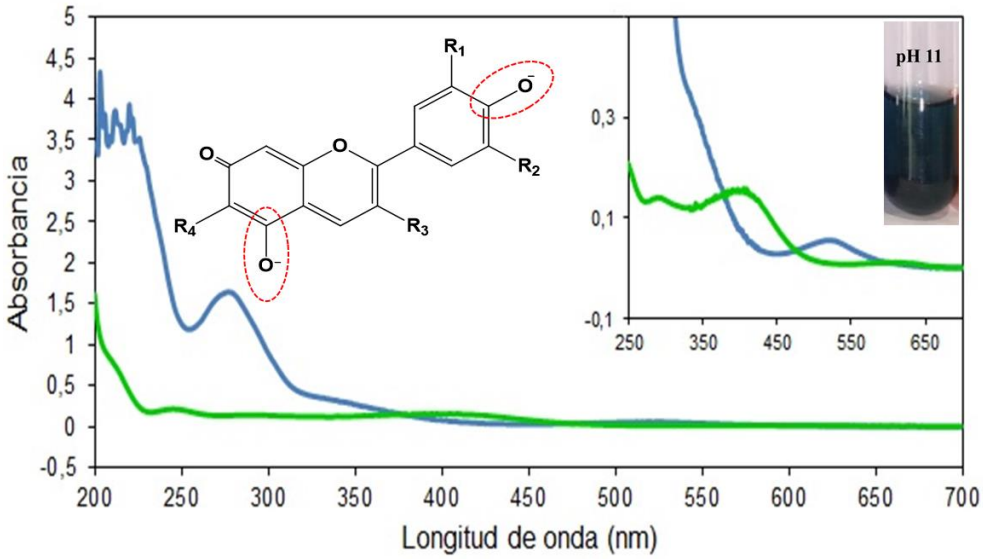


Figura 30. Espectro de UV-Visible para la solución *S. cumini* (línea azul) en medio ácido *p*H a 11 (línea verde)

Aplicación del HG/*S. cumini* en el pescado

Debido a su composición química y al hecho de que, inmediatamente después de su muerte, el pescado presenta un *p*H levemente ácido, se degrada con facilidad. El pescado se puede deteriorar por la acción de enzimas y microorganismos lo cual genera un *p*H relativamente elevado que implica la formación de compuestos volátiles (trimetilamina, bases nitrogenadas, entre otros) los que le confieren el mal olor al pescado, en su mayoría las sustancias como las aminas y bases nitrogenadas tienen la capacidad de reaccionar con las antocianinas, las cuales pueden presentar cambios de color en

respuesta a las variaciones en el *p*H (Pons, 2005).

En tal sentido, se propuso el modelo de un sensor colorimétrico a base de extracto de *S. cumini* para observar el cambio en la descomposición del pescado *S. sarda* (cabaña blanca), debido a la coloración púrpura intenso del indicador, el cuál en un ambiente ácido suele presentar una coloración rojiza, mientras que en el ambiente más básico suele aparecer la coloración verde o amarilla, así cuando las bases nitrogenadas del pescado alteran el *p*H del medio esto influiría en la estabilidad y coloración del sensor.

La coloración de los sensores se identificó mediante la aplicación RGB Color Detector, y los datos obtenidos mediante esta aplicación se utilizaron para calcular el % sensibilidad, según lo explicado en la metodología.

En la figura 31 se puede observar imágenes del pescado embalado con el sensor fabricado en los diferentes días, en los días 10 y 20 se colocó un HG/agua para observar su comportamiento en comparación con los HG/*S. cumini.*

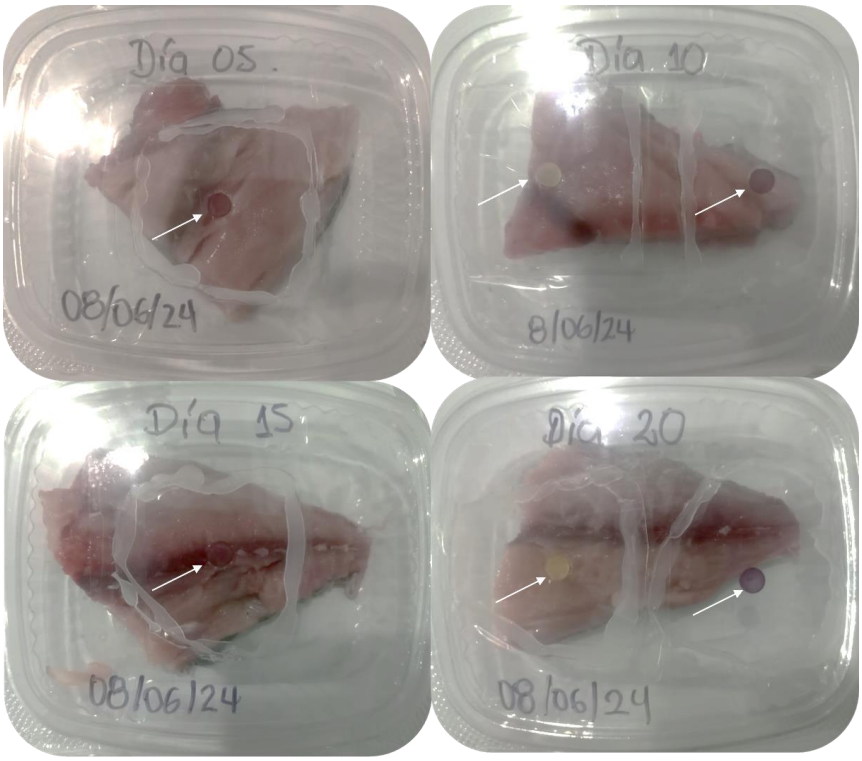


Figura 31. Representación fotográfica del pescado embalado con el sensor.

En la figura 32 se puede observar el comportamiento del sensor HG/agua adaptado a los embalajes de los días 10 y 20, como un procedimiento control. El sensor en el día 0 tenía una coloración amarilla grisácea (figura 32A), el cual pasa a una coloración gris al transcurrir los 10 días, hidratándose y aumentando su volumen debido a la humedad dentro del embalaje. El aumento del tamaño del sensor prosiguió para el día 20 obteniendo una coloración gris grullo (figura 32B). Esta evaluación del sensor HG/agua se llevó a cabo para comparar su comportamiento con respecto al sensor cargado con el extracto, se puede notar que no hubo una variación de color prominente a diferencia con el sensor HG/*S. cumini*.

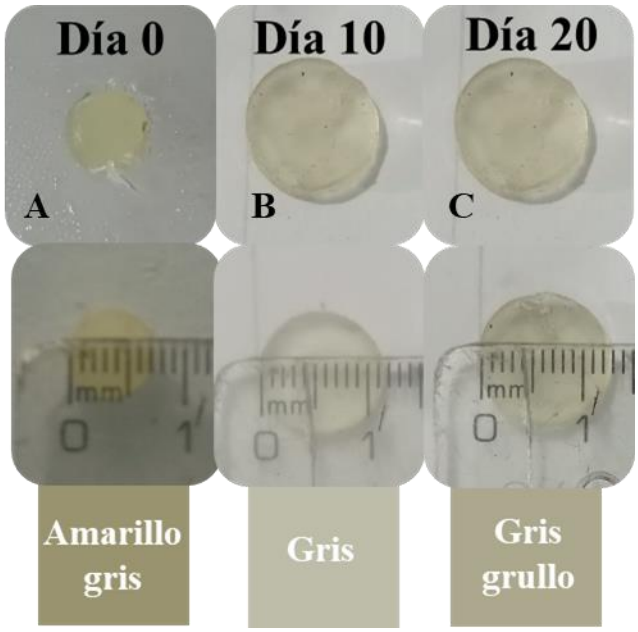


Figura 32. Representación fotográfica del HG/agua aplicado A) día 0, B) día 10 y C) día 20.

En la figura 33 podemos observar la variación de color del sensor colorimétrico desde el día 0 hasta el día 20. Inicialmente los sensores tenían una coloración púrpura (figura 33A), al transcurrir 5 días a 1 °C se observa que el HG tuvo una variación en la tonalidad de color pasando de púrpura a violeta (figura 33B). La tonalidad del sensor al día 5 es indicativo que el pescado en estudio es apto para el consumo, ya que la variación de color ha sido mínima, indicativo que el sensor conserva su *p*H inicial, encontrándose en la escala 5-6. Se aprecia también que debido a la humedad dentro del embalaje el HG se hidrató mostrando un aumento de tamaño.

Al cabo de los 10 días el HG obtuvo una coloración malva (figura 33C), igualmente aumentando su tamaño, esta tonalidad adquirida está en el rango aceptable y en el tope para hacer del pescado apto para el consumo, la variación de *p*H se ha incrementado pero sin salirse del rango (*p*H 6).

A los 15 días el HG obtuvo una coloración gris metal (figura 33D), la cual nos indica el inicio de la descomposición del pescado, y que no es apto para el consumo, esta

coloración entra en el rango de *p*H 7.

La coloración adquirida por el HG para el día 20 es una tonalidad ébano (figura 33E), cuyo color es una mezcla entre el marrón y el verde, indicando la descomposición del pescado, debido a la liberación de bases nitrogenadas, las cuales interaccionan con el indicador que se encuentra en el HG y proporcionan esa tonalidad percibida por el ojo humano y reflejando un *p*H según la escala de colores en valores 9-10.

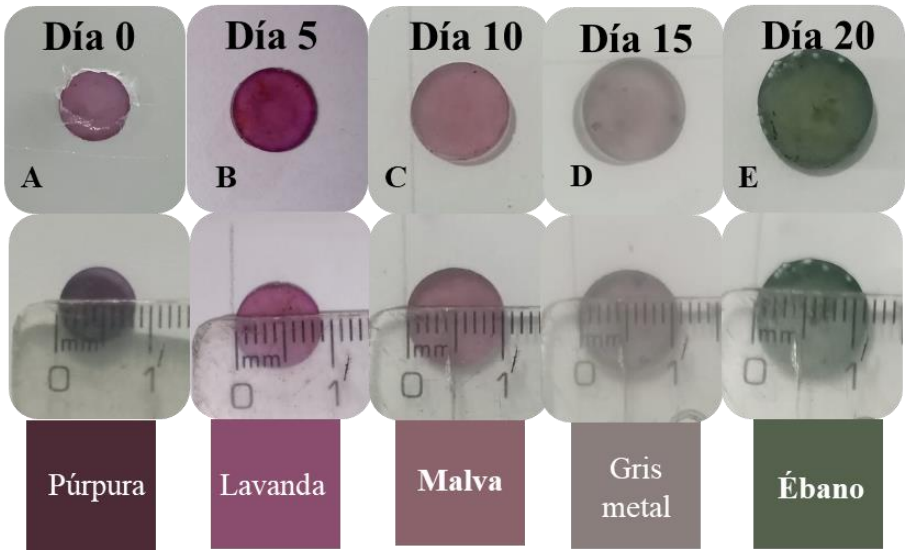


Figura 33. Representación fotográfica del sensor aplicado A) día 0, B) día 5, C) día 10, D) día 15 y E) día 20.

Las antocianinas son altamente inestables y muy susceptibles a la degradación. Su estabilidad se ve afectada por varios factores como el *p*H, la temperatura de almacenamiento, la estructura química, la concentración, la luz, el oxígeno, los disolventes, la presencia de enzimas, flavonoides, proteínas e iones metálicos. La estabilización química de las antocianinas es el foco principal de estudios recientes debido a sus abundantes y potenciales aplicaciones, sus efectos beneficiosos y su uso como alternativa a los colorantes artificiales (Zhai y cols., 2017). Se realizó la gráfica del % sensibilidad con respecto al tiempo para evaluar el cambio de color del indicador y determinar su comportamiento de respuesta a los compuestos nitrogenados volátiles,

que se generan durante el proceso de deterioro y se utiliza para evaluar la frescura de los alimentos ricos en proteínas (Moradi y cols. 2019).

El mecanismo de variación de color ocurrido en el indicador estaría relacionado con la formación de iones hidroxilo que afectan la estructura de las antocianinas e inducen cambios de color. El porcentaje de sensibilidad RGB del indicador alcanzó un punto máximo de 95 % al día 10 Debido a que la etiqueta inicialmente está respondiendo de manera óptima a los cambios químicos que indican la frescura del pescado. A medida que el tiempo avanza, el pescado empieza a descomponerse disminuyendo a un 47 % el porcentaje de sensibilidad para el día 20 y transformando la coloración del sensor de púrpura a verde. Este cambio de color en el sensor está asociado con la formación de aniones fenólicos de oxígeno. Se ha reportado que el amoníaco volátil (NH_3) se difunde inicialmente en el sensor para formar amoníaco hidratado ($NH_3 \bullet H_2O$) y luego se hidroliza para producir iones hidroxilo (OH^-) e iones de amonio (NH_4^+) como el siguiente proceso:

$$NH_3 + H_2O \rightarrow NH_4^+ + OH^-$$

Aquí, el NH_4^+ provoca un ambiente alcalino en la superficie de la película que induce un enlace entre los grupos hidroxilo fenólicos con OH^- para generar anión de oxígeno fenólico en la estructura (Ezati y Rhim, 2019). Por tal motivo disminuye el porcentaje de sensibilidad de las etiquetas En general es evidente la reacción de color del indicador, el cual tiene potencial para uso comercial en el envasado inteligente de alimentos proteicos.

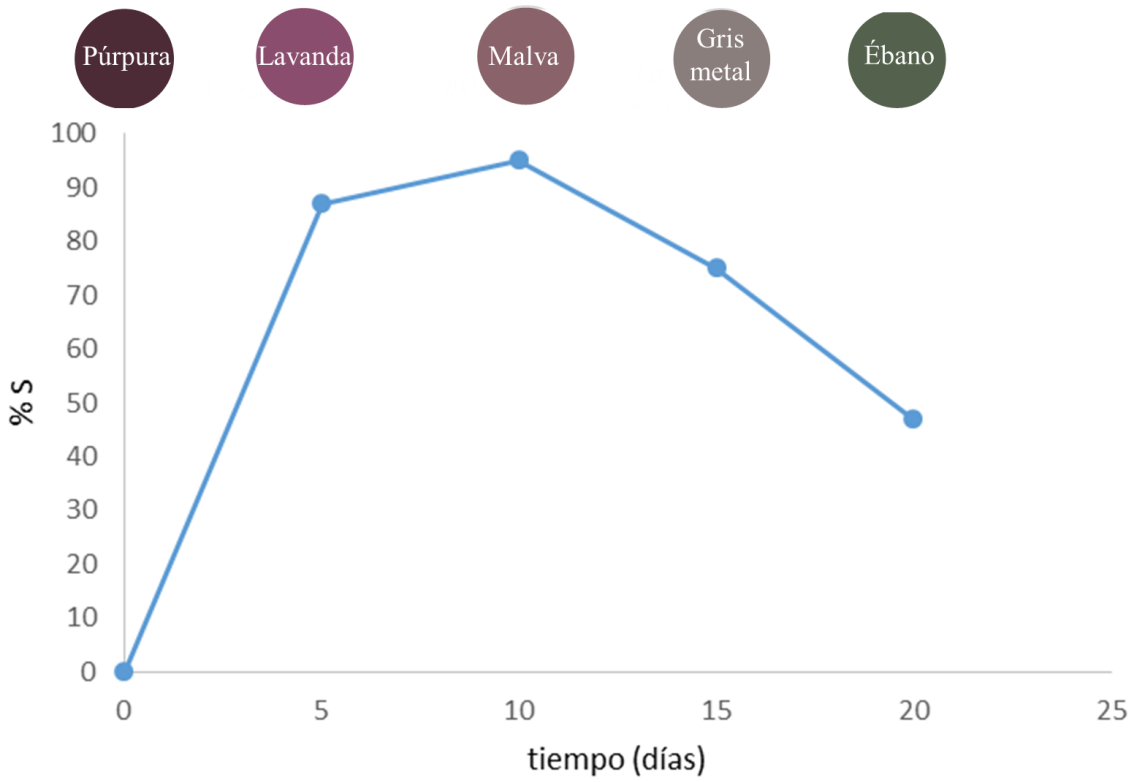


Figura 34. % sensibilidad (SRGB) del indicador vs tiempo.

CONCLUSIONES

El análisis químico preliminar realizado al extracto metanólico proveniente de la piel del fruto de *Syzygium cumini*, evidenció la presencia de metabolitos como polifenoles, flavonoides, y cumarinas.

La caracterización del extracto metanólico por espectroscopia FTIR confirmó la presencia de grupos funcionales pertenecientes a compuestos aromáticos, como polifenoles, flavonoides y cumarinas.

El hinchamiento del HG de PAAm en agua y *S. cumini* sigue una cinética de 2do orden, que corresponde satisfactoriamente con el modelo de Schott. Se pudo apreciar que el HG tomó la coloración del extracto de la piel del fruto del *S. cumini*.

El mecanismo de transporte para los sistemas HG/agua y HG/*S. cumini*, es del tipo no Fickiano o anómalo.

Mediante FTIR-ATR se identificaron los grupos funcionales presentes en los hidrogeles de PAAm y PAAm/*S. cumini.*

La valoración colorimétrica del extracto en soluciones ácidas y básicas, reveló cambios de color, debido a las estructuras de las antocianinas presentes en el extracto, visualizándose diferentes colores según la variación del *p*H.

La caracterización por espectroscopia FTIR-ATR de los HG/agua y HG/*S. cumini* confirma la interacción del extracto con el hidrogel, ya que se observó la aparición y desplazamiento de algunas señales de grupos funcionales en el espectro.

En el análisis mediante microscopia óptica del HG/*S. cumini* se observó una coloración rosa intenso representativa del extracto, indicando una distribución homogénea de los

compuestos bioactivos dentro de la matriz del hidrogel.

El análisis termogravimétrico del HG/*S. cumini* reveló importantes características sobre su composición y estabilidad térmica. Se observaron etapas de pérdida de masa que corresponden a la descomposición de compuestos clave, lo que indica una estabilidad moderada bajo condiciones térmicas específicas.

El extracto de la piel del fruto del *S. cumini* puede ser utilizado en envases inteligentes gracias a su capacidad para cambiar de color en un amplio rango de *p*H, lo que resulta extremadamente útil para monitorear el cambio en la calidad de los alimentos durante el almacenamiento.

BIBLIOGRAFÍA

Ahmed, I.; Ahmed, S.; Hamada E-W. y Mahamed, S. 2019. Synthesis of Poly(Acrylamide-Graft-Chitosan) Hydrogel: optimization of the grafting parameters and swelling studies. *American Journal of Polymer Science and Technology,* 5(2): 55-62.

Arredondo, A. y Londoño, M. 2009. Hidrogeles, Potenciales biomateriales para la liberación controlada de medicamentos. *Revista Ingeniería Biomédica*, *3*(5): 83-94.

Bajpai A. K., Rajpoot M. 2001. Release and Diffusion of Sulfamethoxazole Through Acrylamide-Based Hydrogel. *Journal of Applied Polymer Science*, 81, 1238-1247.

Benherlal, P. S., y Arumughan, C. 2007. Chemical composition and in vitro antioxidant studies on Syzygium cumini fruit. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *87*, 2560–2569.

Benitez, J. 2019. *Diseño de hidrogeles como herramienta para la absorción de metales presentes en aguas residuales y fuentes hidrotermales.* Tesis de Doctorado. Departamento de Química, Universidad de Oriente, Cumaná.

Benitez, J.; Velásquez, C. y Rojas, B. 2015. Cinética de absorción y transporte del agua en hidrogeles sintetizados a partir de acrilamida y anhídrido maleico. *Revista Latinoamericana de Metalurgia y Materiales. 35*(2): 242-253.

Bucarito, J.; Fuentes, M.; García, A.; Astudillo, L.; Barrios, E. y Rojas, B. 2014. Síntesis y uso de hidrogeles de poliacrilamida para la evaluación de metales biodisponibles en aguas intersticiales de los sedimentos del golfo de cariaco (Venezuela). *Revista Iberoamericana de Polímeros. 15*(1): 7-20.

Castro, M. y González, R. 2003 Comparación del contenido de compuestos fenólicos en la corteza de ocho especies de pino. *Madera y Bosques*. *9*(2): 41-49.

Chacón, C. 2012. *Síntesis de hidrogeles interpenetrados en base a acrilamida para la recuperación de metales en aguas*. Trabajo de grado. Coordinación de postgrado en Química, Universidad Simón Bolívar, Sartenejas.

Crank J. 1975. *The Mathematics of diffusion.* Segunda edición, Clarendon Press - Oxford.

De Brito, E.; Pessanha, M.; Elesbao, R.; Carkeet, C.; Clevidence, B. y Novotny, J. 2007. Anthocyanins Present in Selected Tropical Fruits: Acerola, Jambolão, Jussara, and Guajiru. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. *55*: 9389–9394.

Do Carmo, B.; Da Silva, R.; Santos, A. y Campos, R. 2017. Anthocyanins of Jambolao (*Syzygium cumini*): Extraction and pH-dependent color changes. *Journal of Food Science. 82*(10).

Ezati, P. y Rhim, J.-W. 2019. pH-responsive chitosan-based film incorporated with alizarin for intelligent packaging applications, *Food Hydrocolloids*.

Faria, A.; Marques, M. y Mercadante, A. 2011. Identification of bioactive compounds from jambolão (Syzygium cumini) and antioxidant capacity evaluation in different pH conditions. *Food Chemistry. 126*(4):1571-1578.

Fennema, O. 1993. Química de los Alimentos. Editorial Acribia, S.A. Zaragoza, España.

Fresnada, J. y Figueroa, C. 2016. *Utilización de hidrogeles como liberadores de fármacos. 18 Convención Científica de Ingeniería y Arquitectura.* Palacio de convenciones de la Habana.

García, D.; Escobar, J.; Noa, Y.; Bada, N. y Katime I. 2003. Influencia de la composición y de la temperatura sobre el proceso de hinchamiento en hidrogeles de poli (metacrilato de 2-hidroxietilo-co-ácido metacrílico). *Revista Iberoamericana de Polímeros*, *4*(3): 53-68.

Guimarães, W.; Ribeiro, M. y Antoniosi, N. 2012. Antocianinas em extratos vegetais: Aplicação en titulação ácido-base e identificaçãovia Cromatografía Líquida/Espectrometría de masas. *Química Nova, 35*(8): 1673-1679.

Ikan, R. 1991. Natural Products: A Laboratory Guide. Second edition. Department of Organic Chemistry. The Hebrew University of Jerusalem, Israel.

Jafarzadeh, S.; Nooshkam, M.; Zargar, M.; Garavand, F.; Ghosh, S.; Hadidi, M. y Forough, M. 2024. Green synthesis of nanomaterials for smart biopolymer packaging: challenges and outlooks. *Journal of Nanostructure in Chemistry. 14*:113-136.

James, H. y Honeychurch, K. 2023. Digital image colorimetry smartphone determination of acetaminophen. *Journal of Chemical Education.101*:187–196.

Karadağ, E.; Saraydin, D. y Güven, O. 2001. Radiation induced superabsorbent hydrogel acrylamide/itaconic acid copolymers. *Macromolecular Materials and Engineering*, *286*: 34-42.

Katime, I.; Katime, O. y Katime, D. 2004. *Los materiales inteligentes de este milenio: Los hidrogeles macromoleculares. Síntesis, propiedades y aplicaciones*. Servicio Editorial de la Universidad del País Vasco, Bilbao, España, 334 p.

Malik, S; Bezerra, E. y de Andrade, A. 2017. *Syzygium cumini* (L.) Skeels: Cardiometabolic Properties and Potential Tissue Culture-Based Improvement of Secondary Metabolites Production. *Springer International Publishing Switzerland* 9:231-250.

Marcano, D. y Hasegawa, M. 2002. *Fitoquímica Orgánica*. Segunda edición. Universidad Central de Venezuela. Consejo de Desarrollo Científico y Humanístico. Caracas, Venezuela.

Mariselvam, A.; Ranjitsingh, P.; Mosae, S.; Krishnamoorthy, R. y A Alshatwi, A. 2017. Eco friendly natural dyes from *Syzygium cumini* (L) (Jambolan) fruit seed endosperm and to preparation of antimicrobial fabric and their washing properties. *Fibers and Polymers 18*(3): 460-464.

Martínez, M. 2016. *Desarrollo y aplicaciones de hidrogeles para la administración y liberación modificada de fármacos.* Tesis de Doctorado. Departamento de Farmacia y Tecnología Farmacéutica y Parasitología, Facultad de Farmacia, Universidad de Valencia, España.

Melgar, J. 2011. *Propuesta para obtención de un colorante natural a partir del fruto de Syzygium cumini (cerezo beliceño) para ser utilizado como colorante en la industria textil.* Tesis de Grado. Facultad de Química y Farmacia. Universidad de El Salvador. El Salvador.

Moradi, M.; Tajik, H.; Almasi, H.; Forough, M. y Ezati, P. 2019. A novel pH-sensing indicator based on bacterial cellulose nanofibers and black carrot anthocyanins for monitoring fish freshness. *Carbohydrate Polymers. 115030:222.*

Moreno, R.; Penott, E.; Rojas de Gascue, B. y Müller, A. 2017. The effect of the solvent employed in the synthesis of hydrogels of poly(acrylamide-co-methyl methacrylate) on their structure, properties and possible biomedical applications. *European Polymer Journal*, 88: 148-160.

Murillo, E. y Méndez, J. 2007. Guía metodológica para la detección rápida de algunos metabolitos secundarios. Departamento de Química. Facultad de Ciencias. Universidad de Tolima, Colombia.

Nardo, F. 2021. *Extracción de compuestos antocianinicos de frutos de jambolan (Syzygium cumini L.) y su incorporación a fibras ultrafinas de zeína*. Tesis de Postgrado. Facultad de Agronomía “Eliseu Maciel”. Programa de Postgrado en Ciencia y Tecnología de los Alimentos, Universidad Federal de Pelotas, Brasil.

Nuñez, C. 2018. *Estudio de la absorción de extractos naturales, con características de indicadores ácido-base, por un hidrogel de uso comercial*. Trabajo de grado.

Departamento de Química, Universidad de Oriente, Cumaná.

Oladzadabbasabadi, N.; Mohammadi, A.; Ghasemlou, M.; Ariffin, F.; Singh, Z. y Al-Hassan, A. 2022. Natural anthocyanins: Sources, extraction, characterization, and suitability for smart packaging. *Food Packaging and Shelf Life. 33.*

Ortíz, E.; Cruz, R.; Gómez, J.; Mendoza, A. y Morales, A. 2006. Síntesis y caracterización de hidrogeles obtenidos a partir de acrilamida y metilcelulosa. *Revista Iberoamericana de Polímeros, 7*(4): 247-253.

Pinzón, N.; Espinoza, A.; Perilla, J.; Hernáez, E.; y Katime, I. 2002. Modelamiento del hinchamiento y difusión de solutos en hidrogeles. *Revista Iberoamericana de Polímeros,* 3(2): 38-54.

Pourjavaher, S.; Almasi, H.; Meshkini, S.; Pirsa, S. y Parandi, E. 2017. Development of a colorimetric pH indicator based on bacterial cellulose nanofibers and red cabbage (Brassica oleraceae) extract. *Carbohydrate Polymers, 156*: 193–201.

Pons, S.; 2005. *Estudio de alternativas para la evaluación de la frescura y la calidad del Boquerón (Engraulis encrasicholus) y sus derivados*. Tesis de Doctorado. Departamento de Nutrición y Bromatología. Facultad de Farmacia. Universitat de Barcelona. Barcelona.

Ramirez, A.; Benítez, J.; Astudillo, L. y Rojas, B. 2016. Materiales polímeros de tipo hidrogeles: revisión sobre su caracterización mediante FTIR, DSC, MEB y MET. *Revista Latinoamerina de Metalurgia y Materiales. 36*(2): 108-130.

Riaz, R.; Elsherif M.; Moreddu, R.; Rashid, I.; Hassan, M.; Yetisen, A. y Butt, H.; 2019. Anthocyanin-Functionalized Contact Lens Sensors for Ocular pH Monitoring. *ACS Omega.*

Rodríguez, T. 2021. *Síntesis de microgeles entrecruzados de N-isopropilacrilamida con ácido metacriloiloxi-o-benzoico para liberación de ácido salicílico*. Trabajo de grado. Facultad de Ciencias Químicas e Ingenierías. Universidad Autónoma de Baja California.

Rodríguez, R. 2010. *Estudio de polímeros hidrogeles sintetizados a partir de acrilamida, quitosano y diferentes ácidos*. Trabajo de grado. Departamento de Química, Universidad de Oriente, Cumaná.

Roy, S. y Rhim, J. 2020. Anthocyanin food colorant and its application in pH-responsive color change indicator films. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition.* 1-29.

Saraydin, D. y Karadağ, E. 2016. Radiation induced hydrogels: acrylamide/itaconic acid

and acrylamide/maleic acid copolymers for adsorption of heavy metal ions, dyes and biomolecules. *Dyes and biomolecules in polymer science: research advances, practical applications and educational aspects. Formatex Research Center, Badajoz, Spain*, 448-460.

Sari, P.; Hanny, C.; Sajuthi, D. y Supratman, U. 2011. Colour properties, stability, and free radical scavenging activity of jambolan (*Syzygium cumini*) fruit anthocyanins in a beverage model system: Natural and copigmented anthocyanins. *Food Chemistre 132*(4): 1908-1914.

Schott, H. 1992. Kinetics of swelling of polymers and their gels. *Journal of Pharmaceutical Sciences*, *81*(5): 467-470.

Torres, A. 2018. *Estudio de liberación controlada de amoxicilina, basado en sistemas de redes semi-interpenetradas formadas por poliacrilamida/almidón.* Trabajo de grado profesional práctica. Departamento de Ciencias Biológicas. Universidad de Sonora, México.

Val, Otilia. 2020. Estudio de sustancias naturales como indicadores de pH. Una propuesta didáctica. *An. Quím., 116* (2): 88-98.

Veigas, J.; Narayan, M.; Laxman, P. y Neelwarne, B. 2007. Chemical nature, stability and bioefficacies of anthocyanins from fruit peel of syzygium cumini Skeels. *Food Chemistry, 105*(2): 619-627.

Villarroel, H. 2009. *Estudio de los polimeros hidrogeles sintetizados a partir de acrilamida con el biopolimeropoli(3-hidroxibutirato) y el ácido acrílico.* Trabajo de grado. Departamento de Química, Universidad de Oriente, Cumaná.

Zhai, X.; Shi, J.; Zou, X.; Wang, S.; Jiang, C. y Zhang, J. 2017. Novel colorimetric f ilms based on starch/polyvinyl alcohol incorporated with roselle anthocyanins for f ish freshness monitoring. *Food Hydrocolloids*, *69*, 308–317.

Zapata, K.; Cortes, F. y Rojano, B. 2013. Polifenoles y Actividad Antioxidante del Fruto de Guayaba Agria *(Psidium araca) Inf. tecnol. 24*(5).

Zhang, J.; Zou, X.; Zhai, X.; Huang, X.; Jiang, C. y Holmes, M. 2018. Preparation of an intelligent pH film based on biodegradable polymers and roselle anthocyanins for monitoring pork freshness. *Food Chemistry*, *272*, 306–312.

APÉNDICES

APÉNDICE A

El porcentaje de hinchamiento fue determinado según la ecuación (1):

$$H(\%)=\left(\frac{m- m_0}{m_0}\right) x\ 100$$

Por lo tanto, para un tiempo de 5 min, el porcentaje de hinchamiento sería:

$$H(\%)=\left(\frac{0{,}1708- 0{,}109}{0{,}109}\right) x\ 100 = 56{,}7$$

El cálculo fue realizado del mismo modo para todos los casos.

Tabla A-1. Valores de las masas y porcentaje de hinchamiento de hidrogeles de PAAm en agua destilada.

Tiempo (min)	Masa 1 (g)	Masa 2 (g)	Masa 3 (g)	H1	H2	H3	Hprom
0	0,109	0,1077	0,11	0	0	0	0
5	0,1708	0,1692	0,1779	56,7	57,1	61,7	58,5
10	0,1955	0,2113	0,206	79,4	96,2	87,3	87,6
15	0,2224	0,2209	0,2318	104,0	105,1	110,7	106,6
20	0,2431	0,2493	0,2549	123,0	131,5	131,7	128,7
25	0,2803	0,2759	0,2943	157,2	156,2	167,5	160,3
30	0,2876	0,2819	0,2927	163,9	161,7	166,1	163,9
35	0,3037	0,3004	0,299	178,6	178,9	171,8	176,5
40	0,3238	0,3107	0,3203	197,1	188,5	191,2	192,2
45	0,3364	0,3233	0,3347	208,6	200,2	204,3	204,4
50	0,3607	0,3616	0,3499	230,9	235,7	218,1	228,3
55	0,3855	0,3623	0,3666	253,7	236,4	233,3	241,1
60	0,3888	0,3792	0,3861	256,7	252,1	251,0	253,3
70	0,3909	0,4034	0,3992	258,6	274,6	262,9	265,4
80	0,4203	0,426	0,4266	285,6	295,5	287,8	289,7
90	0,4436	0,442	0,4462	307,0	310,4	305,6	307,7
100	0,4564	0,4494	0,463	318,7	317,3	320,9	319,0
110	0,4857	0,4933	0,4875	345,6	358,0	343,2	348,9
120	0,5042	0,5214	0,5114	362,6	384,1	364,9	370,5
130	0,5251	0,5318	0,5403	381,7	393,8	391,2	388,9
140	0,5596	0,563	0,5522	413,4	422,7	402,0	412,7

150	0,5681	0,5549	0,5667	421,2	415,2	415,2	417,2

Continuación tabla A-1

160	0,582	0,6103	0,5796	433,9	466,7	426,9	442,5
180	0,6281	0,6112	0,613	476,2	467,5	457,3	467,0
200	0,6476	0,6403	0,642	494,1	494,5	483,6	490,8
220	0,6594	0,6619	0,6651	505,0	514,6	504,6	508,1
240	0,6865	0,6918	0,6916	529,8	542,3	528,7	533,6
270	0,7117	0,7315	0,7188	552,9	579,2	553,5	561,9
300	0,7481	0,754	0,7501	586,3	600,1	581,9	589,4
330	0,7732	0,7783	0,7771	609,4	622,7	606,5	612,8
360	0,8055	0,8015	0,8043	639,0	644,2	631,2	638,1
1415	1,0498	1,1254	1,089	863,1	944,9	890,0	899,4
1455	1,0616	1,1263	1,1173	873,9	945,8	915,7	911,8
1495	1,0538	1,1465	1,1199	866,8	964,5	918,1	916,5
1555	1,1121	1,1483	1,1318	920,3	966,2	928,9	938,5
1615	1,1331	1,1578	1,1487	939,5	975,0	944,3	952,9
1675	1,1394	1,1781	1,1479	945,3	993,9	943,5	960,9
1735	1,1509	1,1649	1,1569	955,9	981,6	951,7	963,1
1795	1,1733	1,1596	1,1497	976,4	976,7	945,2	966,1
2880	1,0811	1,1823	1,1676	891,8	997,8	961,5	950,4
2975	1,1181	1,1925	1,1307	925,8	1007,2	927,9	953,6
3065	1,073	1,1927	1,1503	884,4	1007,4	945,7	945,9
3155	1,0817	1,2188	1,1876	892,4	1031,7	979,6	967,9
4305	1,0691	1,2016	1,1451	880,8	1015,7	941,0	945,8
4395	1,1078	1,2029	1,1557	916,3	1016,9	950,6	961,3
4485	1,0865	1,2316	1,1469	896,8	1043,5	942,6	961,0
4545	1,089	1,2087	1,1404	899,1	1022,3	936,7	952,7
5810	1,0866	1,2251	1,1521	896,9	1037,5	947,4	960,6

Tabla A-2. Valores de las masas y porcentaje de hinchamiento de hidrogeles en solución de *S. cumini* 2,0% v/v.

Tiempo (min)	Masa 1 (g)	Masa 2 (g)	Masa 3 (g)	H1	H2	H3	Hprom
0	0,1036	0,1024	0,1022	0	0	0	0
5	0,1759	0,1743	0,1678	69,8	70,2	64,2	68,1
10	0,1981	0,1925	0,2041	91,2	88,0	99,7	93,0
15	0,2079	0,2125	0,2183	100,7	107,5	113,6	107,3
20	0,2222	0,2328	0,2291	114,5	127,3	124,2	122,0
25	0,2364	0,2433	0,2436	128,2	137,6	138,4	134,7
30	0,2461	0,2692	0,2655	137,5	162,9	159,8	153,4
35	0,2942	0,2815	0,2761	184,0	174,9	170,2	176,3
40	0,2851	0,2951	0,2936	175,2	188,2	187,3	183,6
45	0,2975	0,3113	0,3021	187,2	204,0	195,6	195,6
50	0,3001	0,3263	0,3163	189,7	218,7	209,5	205,9
55	0,3196	0,3458	0,3353	208,5	237,7	228,1	224,8
60	0,3353	0,3593	0,3446	223,6	250,9	237,2	237,2
70	0,3495	0,3863	0,3818	237,4	277,2	273,6	262,7
80	0,3754	0,4124	0,3895	262,4	302,7	281,1	282,1
90	0,4039	0,4331	0,4094	289,9	322,9	300,6	304,5
100	0,4173	0,4562	0,4367	302,8	345,5	327,3	325,2
110	0,4312	0,4764	0,4655	316,2	365,2	355,5	345,6
120	0,4536	0,5029	0,4726	337,8	391,1	362,4	363,8
130	0,4875	0,5283	0,4936	370,6	415,9	383,0	389,8
140	0,5057	0,5384	0,5106	388,1	425,8	399,6	404,5
150	0,5316	0,5508	0,5265	413,1	437,9	415,2	422,1
160	0,5251	0,5978	0,5454	406,9	483,8	433,7	441,4
180	0,5969	0,5955	0,5741	476,2	481,5	461,7	473,1
200	0,5992	0,6284	0,6172	478,4	513,7	503,9	498,7
220	0,6023	0,6522	0,6256	481,4	536,9	512,1	510,1
240	0,6338	0,6738	0,6562	511,8	558,0	542,1	537,3
270	0,6457	0,6879	0,6743	523,3	571,8	559,8	551,6
300	0,6879	0,7045	0,6923	564,0	588,0	577,4	576,5
330	0,6982	0,7426	0,722	573,9	625,2	606,5	601,9
360	0,7036	0,7792	0,7512	579,2	660,9	635,0	625,0
1415	1,0828	0,9795	1,0931	945,2	856,5	969,6	923,8
1455	1,0912	0,9887	1,1098	953,3	865,5	985,9	934,9
1495	1,0954	0,9946	1,1359	957,3	871,3	1011,4	946,7
1555	1,1052	0,9998	1,1281	966,8	876,4	1003,8	949,0
1615	1,0967	0,9799	1,1099	958,6	856,9	986,0	933,8
1675	1,1116	0,9919	1,1191	973,0	868,7	995,0	945,5

Continuación tabla A-2

1735	1,1337	0,9872	1,1129	994,3	864,1	988,9	949,1
1795	1,1367	0,9901	1,1441	997,2	866,9	1019,5	961,2
2880	1,1238	0,9737	1,1663	984,7	850,9	1041,2	958,9
2975	1,1488	0,9876	1,1342	1008,9	864,5	1009,8	961,0
3065	1,1331	0,9812	1,1578	993,7	858,2	1032,9	961,6
3155	1,1363	1,0202	1,1621	996,8	896,3	1037,1	976,7
4305	1,1564	0,9762	1,1352	1016,2	853,3	1010,8	960,1
4395	1,1383	0,9759	1,1233	998,7	853,0	999,1	950,3
4485	1,1353	0,9784	1,1283	995,8	855,5	1004,0	951,8
4545	1,1439	1,0032	1,1227	1004,2	879,7	998,5	960,8
5810	1,1272	0,9691	1,1192	988,0	846,4	995,1	943,2

Tabla A-3. Valores de las masas y porcentaje de hinchamiento de hidrogeles en solución de *S. cumini* 1,0% v/v.

Tiempo (min)	**Masa 1 (g)**	**Masa 2 (g)**	**H1**	**H2**	**Hprom**
0	0,1004	0,0999	0	0	0
5	0,1427	0,1398	42,1	39,9	41,0
10	0,1641	0,1563	63,4	56,5	60,0
15	0,1825	0,1724	81,8	72,6	77,2
20	0,1961	0,1863	95,3	86,5	90,9
25	0,2104	0,2006	109,6	100,8	105,2
30	0,2246	0,2152	123,7	115,4	119,6
35	0,2437	0,2259	142,7	126,1	134,4
40	0,2508	0,2411	149,8	141,3	145,6
45	0,2675	0,2553	166,4	155,6	161,0
50	0,2922	0,2778	191,0	178,1	184,6
55	0,3159	0,2938	214,6	194,1	204,4
60	0,3218	0,3116	220,5	211,9	216,2
70	0,3294	0,3231	228,1	223,4	225,8
80	0,3582	0,3422	256,8	242,5	249,7
90	0,3842	0,3585	282,7	258,9	270,8
100	0,4038	0,3903	302,2	290,7	296,4
110	0,4148	0,422	313,1	322,4	317,8
120	0,4412	0,4246	339,4	325,0	332,2
130	0,4549	0,4442	353,1	344,6	348,9
140	0,4658	0,4618	363,9	362,3	363,1
150	0,4939	0,4994	391,9	399,9	395,9
160	0,5062	0,4963	404,2	396,8	400,5

Continuación tabla A-3

180	0,5352	0,5263	433,1	426,8	429,9
200	0,5733	0,5721	471,0	472,7	471,8
220	0,5943	0,5918	491,9	492,4	492,2
240	0,6215	0,6222	519,0	522,8	520,9
270	0,6436	0,6479	541,0	548,5	544,8
300	0,6777	0,6731	575,0	573,8	574,4
330	0,7051	0,7025	602,3	603,2	602,7
360	0,7406	0,7309	637,6	631,6	634,6
1415	1,0485	1,0426	944,3	943,6	944,0
1455	1,0593	1,0496	955,1	950,7	952,9
1495	1,0678	1,0599	963,5	961,0	962,3
1555	1,0679	1,0598	963,6	960,9	962,3
1615	1,0673	1,0596	963,0	960,7	961,9
1675	1,0621	1,0688	957,9	969,9	963,9
1735	1,0688	1,0573	964,5	958,4	961,5
1795	1,0766	1,0619	972,3	963,0	967,6
2880	1,0813	1,0631	977,0	964,2	970,6
2975	1,0848	1,0681	980,5	969,2	974,8
3065	1,0965	1,0695	992,1	970,6	981,4
3155	1,0863	1,0685	982,0	969,6	975,8
4305	1,1197	1,0932	1015,2	994,3	1004,8
4395	1,1119	1,0835	1007,5	984,6	996,0
4485	1,1031	1,0831	998,7	984,2	991,4
4545	1,1121	1,0793	1007,7	980,4	994,0
5810	1,1025	1,0731	998,1	974,2	986,1

Tabla A-4. Valores de las masas y porcentaje de hinchamiento de hidrogeles en solución de *S. cumini* 0,5% v/v.

Tiempo (min)	**Masa 1 (g)**	**Masa 2 (g)**	**H1**	**H2**	**Hprom**
0	0,1013	0,0988	0	0	0
5	0,1742	0,1563	72,0	58,2	65,1
10	0,187	0,1767	84,6	78,8	81,7
15	0,2066	0,1955	103,9	97,9	100,9
20	0,2254	0,2135	122,5	116,1	119,3
25	0,2433	0,225	140,2	127,7	134,0
30	0,282	0,2436	178,4	146,6	162,5
35	0,2855	0,2493	181,8	152,3	167,1
40	0,3082	0,2626	204,2	165,8	185,0
		Continuación tabla A-4			
45	0,3205	0,2742	216,4	177,5	197,0

50	0,3421	0,2941	237,7	197,7	217,7
55	0,3839	0,2999	279,0	203,5	241,3
60	0,3868	0,3165	281,8	220,3	251,1
70	0,4126	0,3401	307,3	244,2	275,8
80	0,4379	0,3772	332,3	281,8	307,0
90	0,481	0,4033	374,8	308,2	341,5
100	0,4983	0,4254	391,9	330,6	361,2
110	0,5194	0,4461	412,7	351,5	382,1
120	0,5472	0,4587	440,2	364,3	402,2
130	0,5775	0,4783	470,1	384,1	427,1
140	0,5808	0,4981	473,3	404,1	438,7
150	0,6099	0,5098	502,1	416,0	459,0
160	0,6198	0,5307	511,8	437,1	474,5
180	0,6481	0,5629	539,8	469,7	504,8
200	0,6885	0,5895	579,7	496,7	538,2
220	0,7193	0,6184	610,1	525,9	568,0
240	0,7268	0,639	617,5	546,8	582,1
270	0,7649	0,6716	655,1	579,8	617,4
300	0,7858	0,7026	675,7	611,1	643,4
330	0,8279	0,7287	717,3	637,6	677,4
360	0,8378	0,7484	727,0	657,5	692,3
1415	1,0489	1,0433	935,4	956,0	945,7
1455	1,0738	1,0415	960,0	954,1	957,1
1495	1,0601	1,0681	946,5	981,1	963,8
1555	1,0576	1,0543	944,0	967,1	955,6
1615	1,0614	1,0687	947,8	981,7	964,7
1675	1,069	1,0642	955,3	977,1	966,2
1735	1,073	1,0671	959,2	980,1	969,6
1795	1,0569	1,0603	943,3	973,2	958,3
2880	1,0599	1,0759	946,3	989,0	967,6
2975	1,0611	1,0798	947,5	992,9	970,2
3065	1,0525	1,0631	939,0	976,0	957,5
3155	1,0662	1,0673	952,5	980,3	966,4
4305	1,0496	1,0593	936,1	972,2	954,1
4395	1,0503	1,0634	936,8	976,3	956,6
4485	1,0461	1,0642	932,7	977,1	954,9
4545	1,0453	1,0685	931,9	981,5	956,7
5810	1,0422	1,0545	928,8	967,3	948,1

APÉNDICE B

De manera similar se determinó porcentaje de solución absorbida (%W) según la ecuación (2):

$$\%W = \left(\frac{m_t - m_0}{m_t}\right) x100$$

Por lo tanto para un tiempo de 5 min, el porcentaje de solución absorbida sería:

$$\%W = \left(\frac{0{,}1708 - 0{,}109}{0{,}1708}\right) x100 = 36{,}2$$

El cálculo fue realizado del mismo modo para todos los casos.

Tabla B-1. Valores de las masas y porcentaje de solución absorbida de hidrogeles de PAAm en agua destilada.

Tiempo (min)	**Masa 1 (g)**	**Masa 2 (g)**	**Masa 3 (g)**	**%W1**	**%W2**	**%W3**	**%WPRO**
0	0,109	0,1077	0,11	0	0	0	0
5	0,1708	0,1692	0,1779	36,2	36,3	38,2	36,9
10	0,1955	0,2113	0,206	44,2	49,0	46,6	46,6
15	0,2224	0,2209	0,2318	51,0	51,2	52,5	51,6
20	0,2431	0,2493	0,2549	55,2	56,8	56,8	56,3
25	0,2803	0,2759	0,2943	61,1	61,0	62,6	61,6
30	0,2876	0,2819	0,2927	62,1	61,8	62,4	62,1
35	0,3037	0,3004	0,299	64,1	64,1	63,2	63,8
40	0,3238	0,3107	0,3203	66,3	65,3	65,7	65,8
45	0,3364	0,3233	0,3347	67,6	66,7	67,1	67,1
50	0,3607	0,3616	0,3499	69,8	70,2	68,6	69,5
55	0,3855	0,3623	0,3666	71,7	70,3	70,0	70,7
60	0,3888	0,3792	0,3861	72,0	71,6	71,5	71,7
70	0,3909	0,4034	0,3992	72,1	73,3	72,4	72,6
80	0,4203	0,426	0,4266	74,1	74,7	74,2	74,3
90	0,4436	0,442	0,4462	75,4	75,6	75,3	75,5
100	0,4564	0,4494	0,463	76,1	76,0	76,2	76,1
110	0,4857	0,4933	0,4875	77,6	78,2	77,4	77,7
120	0,5042	0,5214	0,5114	78,4	79,3	78,5	78,7
130	0,5251	0,5318	0,5403	79,2	79,7	79,6	79,5
140	0,5596	0,563	0,5522	80,5	80,9	80,1	80,5

Continuación tabla B-1

150	0,5681	0,5549	0,5667	80,8	80,6	80,6	80,7
160	0,582	0,6103	0,5796	81,3	82,4	81,0	81,5
180	0,6281	0,6112	0,613	82,6	82,4	82,1	82,4
200	0,6476	0,6403	0,642	83,2	83,2	82,9	83,1
220	0,6594	0,6619	0,6651	83,5	83,7	83,5	83,6
240	0,6865	0,6918	0,6916	84,1	84,4	84,1	84,2
270	0,7117	0,7315	0,7188	84,7	85,3	84,7	84,9
300	0,7481	0,754	0,7501	85,4	85,7	85,3	85,5
330	0,7732	0,7783	0,7771	85,9	86,2	85,8	86,0
360	0,8055	0,8015	0,8043	86,5	86,6	86,3	86,5
1415	1,0498	1,1254	1,089	89,6	90,4	89,9	90,0
1455	1,0616	1,1263	1,1173	89,7	90,4	90,2	90,1
1495	1,0538	1,1465	1,1199	89,7	90,6	90,2	90,1
1555	1,1121	1,1483	1,1318	90,2	90,6	90,3	90,4
1615	1,1331	1,1578	1,1487	90,4	90,7	90,4	90,5
1675	1,1394	1,1781	1,1479	90,4	90,9	90,4	90,6
1735	1,1509	1,1649	1,1569	90,5	90,8	90,5	90,6
1795	1,1733	1,1596	1,1497	90,7	90,7	90,4	90,6
2880	1,0811	1,1823	1,1676	89,9	90,9	90,6	90,5
2975	1,1181	1,1925	1,1307	90,3	91,0	90,3	90,5
3065	1,073	1,1927	1,1503	89,8	91,0	90,4	90,4
3155	1,0817	1,2188	1,1876	89,9	91,2	90,7	90,6
4305	1,0691	1,2016	1,1451	89,8	91,0	90,4	90,4
4395	1,1078	1,2029	1,1557	90,2	91,0	90,5	90,6
4485	1,0865	1,2316	1,1469	90,0	91,3	90,4	90,5
4545	1,089	1,2087	1,1404	90,0	91,1	90,4	90,5
5810	1,0866	1,2251	1,1521	90,0	91,2	90,5	90,5

Tabla B-2. Valores de las masas y porcentaje de solución absorbida de hidrogeles de PAAm en solución de *S. cumini* 2,0% v/v.

Tiempo (min)	**Masa 1 (g)**	**Masa 2 (g)**	**Masa 3 (g)**	**%W1**	**%W2**	**%W3**	**%WPRO**
0	0,1036	0,1024	0,1022	0	0	0	0
5	0,1759	0,1743	0,1678	41,1	41,3	39,1	40,5
10	0,1981	0,1925	0,2041	47,7	46,8	49,9	48,1
15	0,2079	0,2125	0,2183	50,2	51,8	53,2	51,7
20	0,2222	0,2328	0,2291	53,4	56,0	55,4	54,9
25	0,2364	0,2433	0,2436	56,2	57,9	58,0	57,4
30	0,2461	0,2692	0,2655	57,9	62,0	61,5	60,5
35	0,2942	0,2815	0,2761	64,8	63,6	63,0	63,8

Continuación tabla B-2

40	0,2851	0,2951	0,2936	63,7	65,3	65,2	64,7
45	0,2975	0,3113	0,3021	65,2	67,1	66,2	66,2
50	0,3001	0,3263	0,3163	65,5	68,6	67,7	67,3
55	0,3196	0,3458	0,3353	67,6	70,4	69,5	69,2
60	0,3353	0,3593	0,3446	69,1	71,5	70,3	70,3
70	0,3495	0,3863	0,3818	70,4	73,5	73,2	72,4
80	0,3754	0,4124	0,3895	72,4	75,2	73,8	73,8
90	0,4039	0,4331	0,4094	74,4	76,4	75,0	75,2
100	0,4173	0,4562	0,4367	75,2	77,6	76,6	76,4
110	0,4312	0,4764	0,4655	76,0	78,5	78,0	77,5
120	0,4536	0,5029	0,4726	77,2	79,6	78,4	78,4
130	0,4875	0,5283	0,4936	78,7	80,6	79,3	79,6
140	0,5057	0,5384	0,5106	79,5	81,0	80,0	80,2
150	0,5316	0,5508	0,5265	80,5	81,4	80,6	80,8
160	0,5251	0,5978	0,5454	80,3	82,9	81,3	81,5
180	0,5969	0,5955	0,5741	82,6	82,8	82,2	82,5
200	0,5992	0,6284	0,6172	82,7	83,7	83,4	83,3
220	0,6023	0,6522	0,6256	82,8	84,3	83,7	83,6
240	0,6338	0,6738	0,6562	83,7	84,8	84,4	84,3
270	0,6457	0,6879	0,6743	84,0	85,1	84,8	84,6
300	0,6879	0,7045	0,6923	84,9	85,5	85,2	85,2
330	0,6982	0,7426	0,722	85,2	86,2	85,8	85,7
360	0,7036	0,7792	0,7512	85,3	86,9	86,4	86,2
1415	1,0828	0,9795	1,0931	90,4	89,5	90,7	90,2
1455	1,0912	0,9887	1,1098	90,5	89,6	90,8	90,3
1495	1,0954	0,9946	1,1359	90,5	89,7	91,0	90,4
1555	1,1052	0,9998	1,1281	90,6	89,8	90,9	90,4
1615	1,0967	0,9799	1,1099	90,6	89,5	90,8	90,3
1675	1,1116	0,9919	1,1191	90,7	89,7	90,9	90,4
1735	1,1337	0,9872	1,1129	90,9	89,6	90,8	90,4
1795	1,1367	0,9901	1,1441	90,9	89,7	91,1	90,5
2880	1,1238	0,9737	1,1663	90,8	89,5	91,2	90,5
2975	1,1488	0,9876	1,1342	91,0	89,6	91,0	90,5
3065	1,1331	0,9812	1,1578	90,9	89,6	91,2	90,5
3155	1,1363	1,0202	1,1621	90,9	90,0	91,2	90,7
4305	1,1564	0,9762	1,1352	91,0	89,5	91,0	90,5
4395	1,1383	0,9759	1,1233	90,9	89,5	90,9	90,4
4485	1,1353	0,9784	1,1283	90,9	89,5	90,9	90,5
4545	1,1439	1,0032	1,1227	90,9	89,8	90,9	90,5
5810	1,1272	0,9691	1,1192	90,8	89,4	90,9	90,4

Tabla B-3. Valores de las masas y porcentaje de solución absorbida de hidrogeles de PAAm en solución de *S. cumini* 1,0% v/v.

Tiempo (min)	Masa 1 (g)	Masa 2 (g)	%W1	%W2	%WPRO
0	0,1004	0,0999	0	0	0
5	0,1427	0,1398	29,6	28,5	29,1
10	0,1641	0,1563	38,8	36,1	37,5
15	0,1825	0,1724	45,0	42,1	43,5
20	0,1961	0,1863	48,8	46,4	47,6
25	0,2104	0,2006	52,3	50,2	51,2
30	0,2246	0,2152	55,3	53,6	54,4
35	0,2437	0,2259	58,8	55,8	57,3
40	0,2508	0,2411	60,0	58,6	59,3
45	0,2675	0,2553	62,5	60,9	61,7
50	0,2922	0,2778	65,6	64,0	64,8
55	0,3159	0,2938	68,2	66,0	67,1
60	0,3218	0,3116	68,8	67,9	68,4
70	0,3294	0,3231	69,5	69,1	69,3
80	0,3582	0,3422	72,0	70,8	71,4
90	0,3842	0,3585	73,9	72,1	73,0
100	0,4038	0,3903	75,1	74,4	74,8
110	0,4148	0,422	75,8	76,3	76,1
120	0,4412	0,4246	77,2	76,5	76,9
130	0,4549	0,4442	77,9	77,5	77,7
140	0,4658	0,4618	78,4	78,4	78,4
150	0,4939	0,4994	79,7	80,0	79,8
160	0,5062	0,4963	80,2	79,9	80,0
180	0,5352	0,5263	81,2	81,0	81,1
200	0,5733	0,5721	82,5	82,5	82,5
220	0,5943	0,5918	83,1	83,1	83,1
240	0,6215	0,6222	83,8	83,9	83,9
270	0,6436	0,6479	84,4	84,6	84,5
300	0,6777	0,6731	85,2	85,2	85,2
330	0,7051	0,7025	85,8	85,8	85,8
360	0,7406	0,7309	86,4	86,3	86,4
1415	1,0485	1,0426	90,4	90,4	90,4
1455	1,0593	1,0496	90,5	90,5	90,5
1495	1,0678	1,0599	90,6	90,6	90,6
1555	1,0679	1,0598	90,6	90,6	90,6
1615	1,0673	1,0596	90,6	90,6	90,6
1675	1,0621	1,0688	90,5	90,7	90,6

Continuación tabla B-3					
1735	1,0688	1,0573	90,6	90,6	90,6
1795	1,0766	1,0619	90,7	90,6	90,6
2880	1,0813	1,0631	90,7	90,6	90,7
2975	1,0848	1,0681	90,7	90,6	90,7
3065	1,0965	1,0695	90,8	90,7	90,8
3155	1,0863	1,0685	90,8	90,7	90,7
4305	1,1197	1,0932	91,0	90,9	90,9
4395	1,1119	1,0835	91,0	90,8	90,9
4485	1,1031	1,0831	90,9	90,8	90,8
4545	1,1121	1,0793	91,0	90,7	90,9
5810	1,1025	1,0731	90,9	90,7	90,8

Tabla B-4. Valores de las masas y porcentaje de solución absorbida de hidrogeles de PAAm en solución de *S. cumini* 0,5% v/v.

Tiempo (min)	**Masa 1 (g)**	**Masa 2 (g)**	**%W1**	**%W2**	**%WPRO**
0	0,1013	0,0988	0	0	0
5	0,1742	0,1563	41,8	36,8	39,3
10	0,187	0,1767	45,8	44,1	45,0
15	0,2066	0,1955	51,0	49,5	50,2
20	0,2254	0,2135	55,1	53,7	54,4
25	0,2433	0,225	58,4	56,1	57,2
30	0,282	0,2436	64,1	59,4	61,8
35	0,2855	0,2493	64,5	60,4	62,4
40	0,3082	0,2626	67,1	62,4	64,8
45	0,3205	0,2742	68,4	64,0	66,2
50	0,3421	0,2941	70,4	66,4	68,4
55	0,3839	0,2999	73,6	67,1	70,3
60	0,3868	0,3165	73,8	68,8	71,3
70	0,4126	0,3401	75,4	70,9	73,2
80	0,4379	0,3772	76,9	73,8	75,3
90	0,481	0,4033	78,9	75,5	77,2
100	0,4983	0,4254	79,7	76,8	78,2
110	0,5194	0,4461	80,5	77,9	79,2
120	0,5472	0,4587	81,5	78,5	80,0
130	0,5775	0,4783	82,5	79,3	80,9
140	0,5808	0,4981	82,6	80,2	81,4
150	0,6099	0,5098	83,4	80,6	82,0
160	0,6198	0,5307	83,7	81,4	82,5

Continuación tabla B-4

180	0,6481	0,5629	84,4	82,4	83,4
200	0,6885	0,5895	85,3	83,2	84,3
220	0,7193	0,6184	85,9	84,0	85,0
240	0,7268	0,639	86,1	84,5	85,3
270	0,7649	0,6716	86,8	85,3	86,0
300	0,7858	0,7026	87,1	85,9	86,5
330	0,8279	0,7287	87,8	86,4	87,1
360	0,8378	0,7484	87,9	86,8	87,4
1415	1,0489	1,0433	90,3	90,5	90,4
1455	1,0738	1,0415	90,6	90,5	90,5
1495	1,0601	1,0681	90,4	90,7	90,6
1555	1,0576	1,0543	90,4	90,6	90,5
1615	1,0614	1,0687	90,5	90,8	90,6
1675	1,069	1,0642	90,5	90,7	90,6
1735	1,073	1,0671	90,6	90,7	90,7
1795	1,0569	1,0603	90,4	90,7	90,5
2880	1,0599	1,0759	90,4	90,8	90,6
2975	1,0611	1,0798	90,5	90,9	90,7
3065	1,0525	1,0631	90,4	90,7	90,5
3155	1,0662	1,0673	90,5	90,7	90,6
4305	1,0496	1,0593	90,3	90,7	90,5
4395	1,0503	1,0634	90,4	90,7	90,5
4485	1,0461	1,0642	90,3	90,7	90,5
4545	1,0453	1,0685	90,3	90,8	90,5
5810	1,0422	1,0545	90,3	90,6	90,5

APÉNDICE C

El porcentaje de sensibilidad RGB fue determinado según la ecuación (3):

$$S = \frac{\Delta R + \Delta G + \Delta B}{R_0 + G_0 + B_0} x100$$

Aplicando con anterioridad la ecuación (4)

$$\Delta R = |R_0 - R_1|$$
$$\Delta G = |G_0 - G_1|$$
$$\Delta B = |B_0 - B_1|$$

$R_0, G_0\ y\ B_0$ corresponden a los valores RGB del tono inicial purpura. Para los datos $R_1, G_1\ y\ B_1$ se utilizaron los valores RGB del color lavanda

R: 076,4
G: 043,4
B: 054.4

$$R_0 = |076{,}4 - 138{,}2| = 61{,}8$$
$$G_0 = |043{,}4 - 077{,}2| = 33{,}8$$
$$B_0 = |054{,}4 - 110{,}2| = 55{,}8$$

R: 138,2
G: 077,2
B: 110,2

Con los valores obtenidos calculamos el porcentaje de sensibilidad (*S*) para los 5 días (indicador lavanda)

$$S = \frac{61{,}8 + 33{,}8 + 55{,}8}{76{,}4 + 43{,}4 + 54{,}4} x100 = 87\ \%$$

Por lo tanto el S_{RBG} para el día 5 sería:

$$S_{RGB} = 87\%$$

De igual manera se aplicó para los sensores de los días monitoreados

R: 137,7
G: 097,7
B: 105,7

$S_{RGB} = 95\ \%$

R: 136,5
G: 126,0
B: 123,9

$S_{RGB} = 75\ \%$

R: 084,2
G: 096,7
B: 075,7

$S_{RGB} = 47\ \%$

HOJAS DE METADATOS

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 1/6

Título	Estudio de la interacción entre hidrogeles de poliacrilamida y extracto de *Syzygium cumini* como posible sensor colorimétrico para monitorear la calidad del pescado

Autor(es)

Apellidos y Nombres	**Código ORCID / e-mail**	
Sucre Malave Beruska Gissel	**ORCID**	
	e-mail	**beruskasucre92@gmail.com**
	e-mail	

Palabras o frases claves:

hidrogel
extractos naturales
hinchamiento

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 2/6

Líneas y sublíneas de investigación:

Área	Subárea
Ciencias	**Química**

RESUMEN

El análisis químico preliminar del extracto metanólico de la piel del fruto del *S. cumini* obtenido por maceración, reveló la presencia de metabolitos como, polifenoles, flavonoides y cumarinas. En el espectro FTIR-ATR del hidrogel de poliacrilamida cargado con extracto se observaron señales características de la PAAm; así como también de las antocianinas presentes en el extracto: bandas en 3600 cm^{-1} y 3100 cm^{-1} correspondiente al estiramiento O-H de alcohol, indicando la presencia de fenoles y flavonoides; señal entre 1400 cm^{-1} y 1390 cm^{-1} atribuida a la flexión del enlace O-H del tipo R-OH y fenoles, indicando la presencia de compuestos como flavonoides, se observó una banda a 1650 cm^{-1} atribuible al estiramiento C=C del anillo aromático. El hinchamiento del HG de PAAm en agua y *S. cumini* siguió una cinética de 2do orden, que corresponde satisfactoriamente con el modelo de Schott. Se pudo apreciar que el HG de PAAm tomó la coloración del extracto del *S. cumini*, confirmando la interacción HG/extracto. En el análisis mediante microscopia óptica del HG/*S. cumini* se visualizó la coloración característica del extracto. El análisis termogravimétrico del HG/*S. cumini* indicó un proceso de degradación en múltiples etapas. En la primera fase, entre (40 y 103 °C) se observó una pérdida de masa del 5,2% debido a la pérdida de humedad. La segunda fase, entre (157 y 219 °C) presentó una reducción de masa del 6,1%, atribuida a la degradación de los hidroxilos laterales de las antocianinas. En la tercera fase, que abarca (219 a 323 °C) se registró una pérdida del 13% asociada a la descomposición de enlaces glicosídicos. El extracto mostró variaciones de colores en soluciones ácidas y básicas en la valoración colorimétrica, en soluciones ácidas predomina el catión flavilio, en aumento del pH va sufriendo desprotonación transformándose en anhidrobase, hasta que ocurre la apertura del anillo originando la estructura chalcona. El UV-visible del extracto mostró absorciones indicativas de compuestos fenólicos (285-290 nm). En solución ácida, se encontró desplazamientos de bandas (285 a 265nm) confirmando la presencia del catión flavilio. En soluciones básicas se observó desplazamientos de bandas (485 a 610 nm) correspondientes a la estructura anhidrobase. Se determinaron los diferentes colores del sensor utilizando la aplicación para detectar colores RGB (rojo, verde y azul) por sus siglas en inglés. Los resultados obtenidos por la aplicación RGB mostraron: a los 5 días un cambio de púrpura a violeta, indicando un pescado apto para el consumo; a los 10 días, la coloración se tornó malva, considerada aceptable; a los 15 días, el hidrogel/*S. cumini* adquirió una tonalidad gris, señalando descomposición del pescado. Finalmente, a los 20 días, el hidrogel presentó un tono verde-ébano, indicando descomposición avanzada por liberación de bases nitrogenadas del pescado. En este sentido el hidrogel/*S. cumini* se puede aplicar como un sensor para detectar la descomposición del pesado, gracias a su capacidad de reaccionar a los cambios químicos que ocurren durante el proceso de deterioro

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 3/6

Contribuidores:

Apellidos y Nombres	ROL / Código ORCID / e-mail	
Tenía Rita	**ROL**	**CA** [ ] **AS** [x] **TU** [ ] **JU** [ ]
	ORCID	
	e-mail	**rtenia@gmail.com**
Lezama Jesús	**ROL**	**CA** [ ] **AS** [ ] **TU** [ ] **JU** [x]
	ORCID	
	e-mail	**jlezgar@gmail.com**
Dasilva Yvanovis	**ROL**	**CA** [ ] **AS** [ ] **TU** [ ] **JU** [x]
	ORCID	
	e-mail	**ynindasilva@yahoo.es**

Fecha de discusión y aprobación:

Año	**Mes**	**Día**
2025	**03**	**12**

Lenguaje: **SPA**

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 4/6

Archivo(s):

Nombre de archivo	Tipo MIME
NSUTTG_SMBG2025.doc	**Aplication/word**

Título o Grado asociado con el trabajo: Licenciatura en Química

Nivel Asociado con el Trabajo: Licenciatura

Área de Estudio: Química

Institución(es) que garantiza(n) el Título o grado: Universidad de Oriente

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 5/6

UNIVERSIDAD DE ORIENTE
CONSEJO UNIVERSITARIO
RECTORADO

CU Nº0975

Cumaná, 04 AGO 2009

Ciudadano
Prof. JESÚS MARTÍNEZ YÉPEZ
Vicerrector Académico
Universidad de Oriente
Su Despacho

Estimado Profesor Martínez:

Cumplo en notificarle que el Consejo Universitario, en Reunión Ordinaria celebrada en Centro de Convenciones de Cantaura, los días 28 y 29 de julio de 2009, conoció el punto de agenda "SOLICITUD DE AUTORIZACIÓN PARA PUBLICAR TODA LA PRODUCCIÓN INTELECTUAL DE LA UNIVERSIDAD DE ORIENTE EN EL REPOSITORIO INSTITUCIONAL DE LA UDO, SEGÚN VRAC Nº 696/2009".

Leído el oficio SIBI – 139/2009 de fecha 09-07-2009, suscrita por el Dr. Abul K. Bashirullah, Director de Bibliotecas, este Cuerpo Colegiado decidió, por unanimidad, autorizar la publicación de toda la producción intelectual de la Universidad de Oriente en el Repositorio en cuestión.

Comunicación que hago a usted a los fines consiguientes.

UNIVERSIDAD DE ORIENTE
SISTEMA DE BIBLIOTECA
RECIBIDO POR
FECHA 5/8/09 HORA 5:30

Cordialmente,

REPÚBLICA BOLIVARIANA DE VENEZUELA
UNIVERSIDAD DE ORIENTE
SECRETARÍA
CONSEJO UNIVERSITARIO

JUAN A. BOLAÑOS CURIEL
Secretario

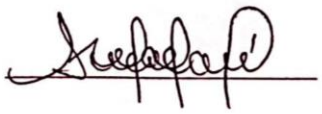
C.C: *Rectora, Vicerrectora Administrativa, Decanos de los Núcleos, Coordinador General de Administración, Director de Personal, Dirección de Finanzas, Dirección de Presupuesto, Contraloría Interna, Consultoría Jurídica, Director de Bibliotecas, Dirección de Publicaciones, Dirección de Computación, Coordinación de Teleinformática, Coordinación General de Postgrado.*

JABC/YGC/maruja

Apartado Correos 094 / Telfs: 4008042 - 4008044 / 8008045 Telefax: 4008043 / Cumaná - Venezuela

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 6/6

Articulo 41 del REGLAMENTO DE TRABAJO DE PREGRADO (vigente a partir del II Semestre 2009, según comunicación CU-034-2009): "Los trabajos de grados son de la exclusiva propiedad de la Universidad de Oriente, y solo podrá ser utilizados para otros fines con el consentimiento del Concejo de Núcleo respectivo, quien deberá participarlo previamente al Concejo Universitario, para su autorización".



AUTOR

TUTOR