

UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
ESCUELA DE PREGRADO

Memoria de Título

**EFECTO DE DISTINTOS SANITIZANTES SOBRE LA CARGA MICROBIANA
Y CALIDAD FUNCIONAL EN RÚCULA (*Eruca Sativa* Mill.) ALMACENADA
BAJO REFRIGERACIÓN.**

MANUEL ALEJANDRO ORELLANA GONZÁLEZ

Santiago, Chile

2011

UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
ESCUELA DE PREGRADO

Memoria de Título

**EFECTO DE DISTINTOS SANITIZANTES SOBRE LA CARGA MICROBIANA
Y CALIDAD FUNCIONAL EN RÚCULA (*Eruca Sativa* Mill.) ALMACENADA
BAJO REFRIGERACIÓN.**

**EFFECT OF DIFFERENT SANITIZERS ON MICROBIAL LOAD AND
FUNCTIONAL QUALITY IN ROCKET (*Eruca Sativa* Mill.) STORED UNDER
REFRIGERATION**

MANUEL ALEJANDRO ORELLANA GONZÁLEZ

Santiago, Chile

2011

UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
ESCUELA DE PREGRADO

**EFFECTO DE DISTINTOS SANITIZANTES SOBRE LA CARGA MICROBIANA
Y CALIDAD FUNCIONAL EN RÚCULA (*Eruca Sativa* Mill.) ALMACENADA
BAJO REFRIGERACIÓN**

Memoria para optar al título profesional de:
Ingeniero Agrónomo

MANUEL ALEJANDRO ORELLANA GONZÁLEZ

PROFESORES GUÍA	Calificaciones
Sr. Víctor Escalona C. Ingeniero Agrónomo, Dr.	7,0
Sr. Álvaro Peña N. Ingeniero Agrónomo, Dr.	6,8
PROFESORES EVALUADORES	
Sra. Carmen Prieto D. Ingeniero Agrónomo, Mg. Sc.	6,5
Sr. Hugo Nuñez K. Ingeniero Agrónomo, Mg. Sc.	6,5
COLABORADOR	
Srta. Andrea Hinojosa M. Bioquímico	

Santiago, Chile

2011

ÍNDICE

RESUMEN	1
ABSTRACT	2
ÍNDICE DE ABREVIATURAS	3
INTRODUCCIÓN	5
REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	8
Hipótesis.....	12
Objetivos.....	12
MATERIALES Y MÉTODOS	13
Lugar de estudio.....	13
Materia prima.....	13
Metodología.....	13
Procesamiento.....	13
Parámetros evaluados.....	16
Determinaciones físicas.....	16
Color.....	16
Determinaciones de la actividad metabólica.....	17
Tasa respiratoria.....	17
Atmósfera modificada.....	17
Determinaciones químicas.....	18
Contenido de fenoles totales.....	18
Actividad antioxidante total.....	19
Determinación calidad sensorial.....	20
Determinación calidad microbiológica.....	20
Diseño experimental.....	21
Análisis estadístico.....	21
Diseño de un envase para hojas de rúcula.....	22
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	25
Ensayo I	25
Tasa respiratoria.....	25
Atmósfera modificada pasiva.....	26
Color.....	27
Luminosidad.....	27
Croma.....	27

Tono.....	28
Análisis microbiológico.....	29
Aerobios mesófilos.....	29
Enterobacterias.....	30
Psicrófilos.....	31
Hongos y levaduras.....	32
Bacterias lácticas.....	32
Evaluación Sensorial.....	32
Apariencia.....	32
Intensidad de color.....	33
Turgencia.....	33
Sabores extraños.....	34
Conclusiones ensayo I.....	35
Ensayo II.....	36
Tasa respiratoria.....	36
Atmósfera modificada pasiva.....	37
Color.....	38
Luminosidad.....	38
Croma.....	39
Tono.....	39
Análisis microbiológico.....	40
Aerobios mesófilos.....	40
Enterobacterias.....	41
Psicrófilos.....	42
Hongos y levaduras.....	42
Bacterias lácticas.....	43
Evaluación Sensorial.....	43
Apariencia.....	43
Intensidad de color.....	44
Turgencia.....	44
Sabores extraños.....	44
Contenido de fenoles totales.....	44
Actividad antioxidante total.....	45
Conclusiones ensayo II.....	48
Conclusiones generales.....	49
BIBLIOGRAFÍA.....	50
ANEXO I.....	60
ANEXO II.....	61
ANEXO III.....	62
APÉNDICE I.....	63

APÉNDICE II.....	65
-------------------------	-----------

AGRADECIMIENTOS

Mi más sincero agradecimiento al proyecto “Technology Innovations Applied to Novel Fresh-cut Leaf Vegetables: Quality and Food Safety” (N°1090059, FONDECYT-CONICYT, Chile) por el financiamiento de esta memoria de título.

Agradezco al Centro de Estudios Postcosecha (CEPOC), por proporcionarme los equipos e implementos necesarios para llevar a cabo este trabajo y a los integrantes de éste: Andrea Hinojosa, Daniela Cárdenas y Alejandra Machuca quienes colaboraron en la realización de la presente memoria de título. También agradezco al Departamento de Agroindustria y Enología de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de Chile, especialmente a Rosa Figueroa.

A mi profesor guía Víctor Escalona, por su apoyo incondicional y valiosa orientación que sin duda enriqueció mi formación profesional.

A mi familia, especialmente mis padres, por su incesante apoyo y por darme la oportunidad de una formación profesional, y sin dudas por haberme inculcado principios y valores que han marcado mi vida.

A todos aquellos que me ayudaron a realizar la parte de evaluación sensorial de esta memoria, especialmente a mis amigos con los cuales logre entablar una amistad profunda.

Finalmente, quisiera expresar mi agradecimiento a la vida y a Dios, por haberme dado la oportunidad de haber estudiado esta carrera que me apasiona y por sobre todo, haber estudiado en la Universidad de Chile.

RESUMEN

La industria de productos frescos cortados ha experimentado un crecimiento debido al cambio de hábito alimenticio de los consumidores. Esto ha llevado a buscar nuevas estrategias dentro del procesamiento de los alimentos, lo que ha llevado a investigar alternativas al uso del hipoclorito de sodio, debido a que genera residuos tóxicos, por lo que se busca alternativas más amigables con el ser humano y con el medio ambiente.

El objetivo de este trabajo fue evaluar el efecto de tres sanitizantes alternativos al hipoclorito de sodio frente a los atributos organolépticos, calidad funcional y carga microbiana en rúcula almacenadas a 5° C. Se realizaron dos ensayos en los cuales se emplearon los siguientes tratamientos sanitizantes con sus respectivas dosis: dióxido de cloro (5 mg/L), clorito de sodio acidificado (500 mg/L) y ácido peroxiacético (50 mg/L). Posterior al lavado de las hojas de rúcula con los sanitizantes, las hojas fueron envasadas en atmósfera modificada pasiva, y se almacenaron a 5 °C durante 12 días. Se midieron parámetros de respiración, color, concentración de gases en las bolsas, análisis microbiológico y análisis sensorial.

El hipoclorito de sodio (100 mg/L) sigue siendo un sanitizante efectivo en disminuir las poblaciones microbianas, manteniendo una buena calidad sensorial. Por su parte el clorito de sodio acidificado (500 mg/L) resultó ser una opción eficaz en la reducción y control de aerobios mesófilos, enterobacterias y psicrófilos, sin embargo afectó de forma negativa la calidad sensorial. El dióxido de cloro (5 mg/L) no fue efectivo en la reducción de la carga microbiana ni en la mantención de la calidad sensorial de hojas de rúcula. El ácido peroxiacético (50 mg/L) no resultó ser eficiente en la reducción de los microorganismos, no obstante es aquel que preservó de mejor forma la calidad sensorial de las hojas de rúculas. La evolución del color verde en las hojas de rúcula tendió a disminuir en el tiempo en todos los tratamientos observándose un incremento del color amarillo en todos los tratamientos realizados. El uso de atmósfera modificada pasiva (AMP) fue efectivo para reducir la carga microbiológica y mantener la calidad sensorial en hojas de rúcula.

Palabras claves: sanitizantes alternativos al hipoclorito de sodio, carga microbiana, atmósfera modificada pasiva

ABSTRACT

Fresh cut products industry has grown due to the change in the habits of consumer. This has led them to look for new strategies in the process of food, and to investigate alternatives in the use of sodium hypochlorite, because it produces a toxic substance, that is why they seek more friendly alternatives to human beings and the environment.

The objective of this work was to evaluate the effect of three alternative sanitizers to sodium hypochlorite on sensory quality, functional quality, and microbial load in rocket leaves stored to 5°C. Two trials were done in which they use the following sanitizers treatments with their respective doses: Chlorine dioxide (5mg/L), acidified sodium chlorite (500 mg/L) and peroxyacetic acid (50 mg/L). After washing the rocket leaves were packed in a passive modified atmosphere and stored at 5°C during 12 days. Respiratory rate, gas concentration inside the bags, color and sensory change and microbial load were evaluated.

Sodium hypochlorite (100mg/L) is still an effective sanitizers in reducing the microbial population, keeping a good sensory quality. Acidified sodium chlorite (500 mg/L) proved to be an effective option in to reduce aerobic mesophiles, enterobacterias and psychrophiles, however decreases the sensory quality. Chlorine dioxide (5mg/L) did not affect the microbial growth and sensory attributes of the rocket leaves. Peroxyacetic acid (50 mg/L) did not prove effective in reducing microorganisms; nevertheless, is one that best preserved the sensory quality of the rocket leaves. The green color reduced in all treatments and observed an increase in the yellowing color in all treatments. The use of the passive modified atmosphere (MAP) was effective to reduced the microbial growth and keep sensory quality of rocket leaves stored.

Keywords: alternative sanitizers sodium hypochlorite, bacterial load, passive modified atmosphere

ÍNDICE DE ABREVIATURAS

AMP: atmósfera modificada pasiva

ANDEVA: análisis de varianza

APA: ácido peroxiacético

BP: bolsa perforada

CSA: clorito de sodio acidificado

CEPOC: Centro de Estudios Postcosecha de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de Chile

CO₂: dióxido de carbono

C₂H₄: etileno

DC: dióxido de cloro

EAM: envasado en atmósfera modificada

E. coli 0157:H7: *Escherichia coli* 0157:H7

EE.UU: Estados Unidos de América

EFSA: Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria

FAO: Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y Alimentación

FEDEFruta: Federación Gremial Nacional de Productores de Fruta

FIA: Fundación para la Innovación Agraria

FONDECYT: Fondo Nacional de Desarrollo Científico y Tecnológico

HS: hipoclorito de sodio

INDAP: Instituto de Desarrollo Agropecuario

ITC: isotiocianatos

MPF: productos mínimamente procesados en fresco

N₂: nitrógeno molecular

OMS: Organización Mundial de la Salud

O₂: oxígeno diatómico

PPO: polifenol oxidasa

ROS: especies reactivas de oxígeno

USDA: Departamento de Agricultura de los Estados Unidos

INTRODUCCIÓN

Durante los últimos 10 años ha surgido gran interés en los consumidores por las frutas y hortalizas mínimamente procesadas debido a su frescura y comodidad. Junto con la ampliación de períodos de vida útil, también son necesarios en este tipo de productos la seguridad alimentaria, el alto contenido de nutrientes y la buena calidad sensorial. Sin embargo, los daños físicos ocasionados durante su preparación provocan un aumento en la tasa respiratoria, cambios bioquímicos y descomposición microbiana, que pueden dar lugar a la degradación de color, textura y sabor del producto (Cantwell, 1996).

El término hortalizas mínimamente procesadas se aplica a cualquier vegetal que se ha alterado físicamente de su forma original, pero sigue en estado fresco (Gómez-López *et al.*, 2008). Las técnicas de mínimo proceso han surgido para hacer frente al reto de sustituir los métodos tradicionales de preservación, manteniendo al mismo tiempo la calidad funcional y sensorial (Ohlsson y Bengtsson, 2002).

Los productos mínimamente procesados en fresco (MPF) están sujetos a operaciones simples después de su cosecha, como la limpieza, el lavado, el corte y el embalaje (Degl'Innocenti *et al.*, 2007).

Estudios realizados por Gilbert (2000) y Ragaert *et al.*, (2004) sostienen que la industria de frutas y hortalizas MPF está en constante crecimiento debido principalmente a la tendencia por una alimentación más sana. Esto debido a que una parte importante de las vitaminas y minerales, indispensables en la dieta de cualquier persona, proviene del consumo de frutas y hortalizas (Klein, 1987).

La calidad higiénica de los productos MPF es de suma importancia ya que puede servir como vehículo para un sinnúmero de patógenos causantes de intoxicaciones (FIA, 2005). Los microorganismos alterantes de la calidad de los productos de origen vegetal pueden ser levaduras, hongos, bacterias (*Salmonella spp*, *Escherichia coli*) y virus (Hepatitis A) (FEDEFRUTA, 2009).

Chile presenta un consumo per cápita de 103 kg/habitante de hortalizas al año, cifra comparativamente superior con respecto a otros países. Sin embargo, los especialistas nacionales plantean que aún es necesario incrementar su consumo. En el caso de Chile existe producción hortícola en todas las regiones, concentrándose un 71% entre la V y VII regiones (INDAP, 2008).

La rúcula (*Eruca sativa* Mill.) es una hortaliza la cual aumentó su popularidad durante la década pasada. El producto se almacena refrigerado y en general tiene una vida útil de 1 a 2 semanas (Nielsen *et al.*, 2008). Esta hortaliza es conocida por su gusto amargo, pero también por su alto contenido de fitonutrientes promotores de la salud (Barillari *et al.*, 2005). Dentro de los fitonutrientes destacan vitamina C, fibra dietética, flavonoides y glucosinolatos (Crozier *et al.*, 1997; Barillari *et al.*, 2005), teniendo un rol importante en la salud humana ya que actúan sobre la actividad de los radicales libres y en la

inducción de genes que codifican enzimas anticancerígenas (Van Poppel *et al.*, 1999; Kaur y Kapoor, 2001). Por lo general, bajas concentraciones de O₂ y moderados a altos de CO₂ disminuyen la respiración y se reduce la tasa de deterioro del producto (Kader *et al.*, 1989). Por lo tanto, los productos MPF siempre se deben guardar a bajas temperaturas, además de controlar o modificar su atmósfera al mostrar esto un efecto beneficioso en el mantenimiento de la calidad, evitando la descomposición aeróbica e inhibiendo el desarrollo de microorganismos deteriorantes (Gorny, 1997). La mayor parte de sistemas de envasado en atmósfera modificada (EAM) son diseñados para una temperatura específica, y con películas con una permeabilidad adecuada a O₂, por tanto, una película plástica recomendada para una cierta temperatura y con una determinada permeabilidad a O₂ puede no ser efectiva para otra (Cameron *et al.*, 1995) considerándose entonces el EAM un complemento necesario a la refrigeración para reducir su tasa de deterioro y prolongar la vida útil de los productos MPF. El uso de este tipo de envasado implica la utilización de películas plásticas con permeabilidades selectivas no sólo al O₂ sino que también al CO₂, etileno (C₂H₄) y al vapor de agua, generándose en el interior del envase una modificación atmosférica como resultado de la respiración de los tejidos vegetales y la difusión de gas característica de la película (Kader, 2002b).

La industria de productos frescos cortados ha usado cloro como uno de los desinfectantes más eficaces para garantizar la seguridad de sus productos. Sin embargo, existe una tendencia a eliminar el cloro del proceso de desinfección debido a la preocupación sobre los riesgos ambientales y de salud asociados con la formación de compuestos halogenados cancerígenos derivados de la desinfección. Entre los principales agentes alternativos de desinfección empleados en los últimos años se encuentran el dióxido de cloro, el ozono, los ácidos orgánicos (ácido cítrico, láctico y acético), el ácido peroxiacético y el peróxido de hidrógeno (Ölmez y Kretzschmar, 2009).

El interés por el dióxido de cloro (DC) como sanitizante en hortalizas se debe a su eficacia, a que es menos propenso al deterioro en un bajo pH, a tener menor reactividad con la materia orgánica, y a su baja capacidad de reaccionar con amoníaco, ácido húmico y otros precursores orgánicos para formar trihalometanos y cloraminas nocivas (Singh *et al.*, 2002; Gómez-López *et al.*, 2009; Vandekinderen *et al.*, 2009a), además de ser un fuerte agente oxidante y tener una alta eficacia biocida (Singh *et al.*, 2002; Vandekinderen *et al.*, 2009a).

El clorito de sodio acidificado (CSA) es un antimicrobiano sumamente eficaz, de amplio espectro, que es producido disminuyendo el pH de una solución de clorito de sodio (NaClO₂) a un rango de 2,5 a 3,2 con cualquier ácido reconocido como seguro (por ejemplo ácido cítrico anhidro) (Warf y Kemp, 2001; Fan *et al.*, 2009; Herdt y Feng, 2009).

Por su parte, el ácido peroxiacético (APA) es conocido como un fuerte oxidante por lo cual, muestra una acción antimicrobiana contra un amplio rango de microorganismos de origen alimentario (Herdt y Feng, 2009; Vandekinderen *et al.*, 2009b) siendo su principal área de aplicación la industria del mínimo proceso (Artés *et al.*, 2009).

A inicios de la década de los 90, se comenzó a diversificar las especies a procesar para la elaboración de productos MPF en Chile (Berger, 2004). Es por esta razón, que es necesario investigar el uso de nuevos sanitizantes en la industria y las técnicas de atmósferas modificadas, con la finalidad de mejorar la calidad microbiológica de los productos MPF y así prolongar la vida útil del producto.

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

Varias organizaciones como la Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria (EFSA), la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y Alimentación (FAO), el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA), y la Organización Mundial de la Salud (OMS) recomiendan un mayor consumo de frutas y hortalizas (Allende *et al.*, 2006) debido a la protección que ofrecen contra enfermedades, tales como, cáncer, cataratas, enfermedades cardiovasculares entre otras (Del Caro *et al.*, 2004), ya que poseen distintos compuestos funcionales, entre los que destacan los antioxidantes, compuestos de distinta naturaleza química, que incluyen a las vitaminas C y E, polifenoles, carotenoides y terpenoides, entre otros (Bravo, 1998; Yen *et al.*, 2002; Hensley *et al.*, 2004; Stahl *et al.*, 2005). Debido a esto la Organización Mundial de la Salud sugiere una ingesta diaria de 400 g de verduras y frutas (Organización Mundial de la Salud, 1990), y se han generado diversas campañas para promover el consumo de hortalizas y frutas en los años noventa, como por ejemplo, el programa denominado cinco al día (Cox *et al.*, 1996).

Lo anteriormente señalado, ha provocado que la industria de productos MPF esté en constante crecimiento debido principalmente a la tendencia del consumidor por una alimentación más saludable y a su creciente interés en el papel de la alimentación para el mantenimiento del bienestar humano (Gilbert, 2000; Ragaert *et al.*, 2004). Por tanto los productos MPF surgieron para satisfacer a nuevos consumidores que demandan productos saludables, sabrosos y fáciles de preparar (Allende *et al.*, 2006).

Los productos mínimamente procesados en fresco, productos frescos cortados o de IV Gama, están sujetos a métodos de lavado, corte, y son tratados con agentes desinfectantes, para ser finalmente envasados y almacenados bajo condiciones de refrigeración (Mckellar *et al.*, 2004). En la cadena de producción de los productos MPF, el lavado o desinfección es la única operación donde la suciedad, residuos de plaguicidas, y los microorganismos responsables de la pérdida de la calidad y el deterioro pueden ser reducidos en algún grado (Sapers, 2003). Una de las principales características de este tipo de productos es el rápido deterioro en la calidad y en la vida útil de la materia prima, que se verá reducida en comparación a frutas y hortalizas que se mantengan en su estado original (Conesa *et al.*, 2007), debido a las heridas que sufren estos órganos durante las operaciones de procesamiento. La pérdida de integridad celular provocada después del corte genera la ruptura de compartimientos poniendo en contacto enzimas y sus sustratos, lo que genera el desarrollo de pardeamiento y la formación de metabolitos secundarios no deseados. Junto a esto, la senescencia se ve aumentada debido a un incremento en la actividad respiratoria y la emisión de etileno a causa del corte. Un aumento en la tasa respiratoria puede provocar una mayor pérdida de ácidos, azúcares y otros compuestos que determinan el sabor y la calidad funcional de los productos, además incrementa la demanda de O₂ obligando a emplear envases plásticos con una suficiente permeabilidad al O₂ para evitar así una condición anaeróbica (Escalona y Luchsinger, 2008).

Para solucionar todos estos efectos colaterales del procesamiento de frutas y hortalizas, la industria de productos MPF utiliza el envasado en atmósfera modificada (EAM), que se basa en la modificación de la atmósfera en el interior del envase, logrado por la interacción natural entre dos procesos, la respiración del producto y la transferencia de gases a través del embalaje, generando una atmósfera más rica en CO₂ y pobre en O₂. Esta atmósfera potencialmente puede reducir la tasa de respiración, la producción y sensibilidad al etileno, y por tanto, se reduce la oxidación (Gorris y Tauscher, 1999; Kader *et al.*, 1989; Salveit, 1997). También el uso de este tipo de atmósfera retarda la maduración y la senescencia, además reduce la susceptibilidad de los productos vegetales a los patógenos (Escalona *et al.*, 2007). Al disminuir la concentración de O₂ se inhiben o reducen las reacciones de pardeamiento, y al aumentar la concentración de CO₂ se inhibe la síntesis de la PPO que ha sido inducida como consecuencia del corte. El CO₂ previene el pardeamiento sobre los tejidos dañados, porque bloquea la formación de compuestos fenólicos e inhibe la actividad de la PPO. En general las concentraciones gaseosas recomendadas varían de 2 a 8 % de O₂ para evitar el pardeamiento y por tanto alargar la vida de conservación, mientras que las concentraciones óptimas de CO₂ varían entre 5 y 15 %. Adicionalmente, estas atmósferas reducen la emisión de etileno y el ablandamiento de los tejidos (Escalona y Luchsinger, 2008). Existen dos tipos de atmósfera modificada, por un lado está la atmósfera modificada pasiva que consiste en un envase plástico sellado herméticamente que puede obtener una atmósfera apropiada, cuando la permeabilidad de la película a los gases sea la correcta, por medio del consumo de O₂ y la producción de CO₂ originado por la respiración del órgano vegetal, y se usa principalmente en frutas como manzanas, cerezas (Remon *et al.*, 2000; Moodley *et al.*, 2002), en hortalizas como lechuga, zanahorias (Parkin y Schwobe, 1990; Fan *et al.*, 2003), en carne por ejemplo, carne de cerdo cocida; carne molida; filetes de pechuga de pavo, salchichas de cerdo cocidas (Nolan *et al.*, 1989; Ahn *et al.*, 2003), en pescado por ejemplo en salmón (Sivertsvik *et al.*, 2003), en quesos como en mozzarella (Maniar *et al.*, 1994; Eliot *et al.*, 1998), en avellanas (San Martín *et al.*, 2000), en camarones (Lopez-Caballero *et al.*, 2002), y en aceitunas (Stati *et al.*, 1994); y por otro lado está la atmósfera modificada activa la cual se puede realizar mediante un ligero vacío o por el reemplazo parcial de la atmósfera en el interior del envase con una mezcla gaseosa deseada o mediante la inyección de N₂. Esta mezcla puede ser adicionalmente ajustada mediante absorbedores de gases (O₂, CO₂ y C₂H₄) ubicados dentro del envase.

En los últimos años, la industria de productos MPF ha tenido un aumento en la demanda de ensaladas mixtas por parte del consumidor, lo que ha llevado a esta industria a incorporar nuevas especies de hortalizas para la elaboración de este tipo de ensaladas. La rúcula (*Eruca Sativa* Mill.) se ha incorporado como un componente de estas mezclas de ensaladas, utilizándose sus hojas, enteras o cortadas en pequeños trozos (Koukounaras *et al.*, 2008). Esta planta pertenece a la familia de las *Brassicaceae*, teniendo su origen en el Mediterráneo estando hoy distribuida en todo el mundo (Zenven y de Wet, 1984; Warwick y Francis, 1994). Al igual que otras hortalizas pertenecientes a esta familia, la rúcula contiene una serie de fitonutrientes que promueven la salud; entre ellos se encuentran los carotenoides, vitamina C, fibras, flavonoides y glucosinolatos (Steinmetz y Potter, 1991). Estos últimos, que contribuyen

al sabor y aroma de la planta, recientemente han despertado un gran interés por su papel que pueda desempeñar en el mantenimiento de la salud humana. Los glucosinatos son aniones orgánicos que contienen β -D-tioglucofuranosa y la aglicona es una oxima sulfatada (Fahey *et al.*, 2001). Estos compuestos tienen una estructura común, la que consta de una cadena lateral (R), con un esqueleto carbonado con distintos compuestos orgánicos como compuestos alifáticos, aromáticos y heteroaromáticos todos derivados de los aminoácidos de cadena larga por un alargamiento del proceso y por hidroxilación y oxidación (Hansen *et al.*, 1995).

La hidrólisis de los glucosinatos origina productos con actividad biológica con potencial antioxidante (Cruz *et al.*, 2006; Engelen-Eigles *et al.*, 2006), compuestos con características antifúngicas y antibacterianas (Chew, 1988; Drobnica *et al.*, 1967). En particular, muchos estudios asocian una reducción muy significativa del riesgo de cáncer con el aumento en el consumo de hortalizas (Van Popell *et al.*, 1999; Jeffery y Jarrel, 2001), y se ha pensado que los isotiocianatos (ITC), obtenidos a partir de la hidrólisis, catalizada por mirosinasa, de los glucosinatos (al masticar, cortar la hortaliza), son en gran parte responsable de la protección que ofrecen las hortalizas de esta familia (Zhang *et al.*, 1992; Fahey *et al.*, 1997).

Los antioxidantes son un grupo de sustancias las que, en muy bajas concentraciones, tienen la capacidad de retardar significativamente el proceso de oxidación molecular mediante su propia oxidación. Estas sustancias tienen una amplia gama de aplicaciones que van desde la industria del plástico hasta la de los alimentos (Vaya y Aviram, 2001). En los últimos años se ha generado un interés por el estudio de antioxidantes de origen natural, los cuales se encuentran en una gran variedad de alimentos (Kelawala y Ananthanarayan, 2004), ya que se ha demostrado una correlación entre la ingesta de este tipo de alimentos y la prevención del llamado estrés oxidativo que sufren todas las células del cuerpo. El daño más importante que producen los oxidantes acumulados es la modificación química de las estructuras del núcleo celular, siendo que en ésta se encuentran las funciones de reproducción y crecimiento, y el origen de los trastornos propios del envejecimiento (Norazaidah y Hainida, 2006).

Por otra parte, los fenoles, especialmente los flavonoides y los antocianos, muestran una gran capacidad para captar radicales libres causantes del estrés oxidativo, atribuyéndoseles a su vez un efecto beneficioso en la prevención de enfermedades tales como: cardiovasculares, circulatorias, cancerígenas y neurológicas. Poseen actividades anti-inflamatoria, antialérgica, antitrombótica, antimicrobiana y antineoplásica (Kuskoski *et al.*, 2005). Dentro de los radicales libres se encuentran las especies reactivas de oxígeno (ROS) que debido a su inestabilidad se comportan como agentes oxidantes. El daño oxidativo se relaciona con el origen y desarrollo de ciertas enfermedades multifactoriales de carácter crónico como enfermedades cardiovasculares, arteriosclerosis, cataratas y la inflamación crónica (Ali *et al.*, 2008). La ingesta de alimentos ricos en sustancias antioxidantes como vitaminas C y E, carotenoides o compuestos fenólicos, previene o disminuye el desarrollo de estas enfermedades. Se cree que la dieta aumenta la defensa antioxidante del organismo evitando el daño oxidativo. Los compuestos fenólicos son sustancias orgánicas ampliamente distribuidas en el reino vegetal. Se sintetizan como metabolitos secundarios con funciones de defensa, y son en gran medida responsables de las propiedades del color, la astringencia

y el flavor (sabor y aroma) de los vegetales. Se encuentran en las verduras y frutas. Su estructura química es propicia para secuestrar radicales libres (Kuskoski *et al.*, 2005). Uno de los procesos primordiales en el procesamiento de los productos MPF es la desinfección de la materia prima, ya que esta afecta la calidad, la seguridad y la vida útil del producto final (Zagory, 1999). El lavado está diseñado para eliminar la suciedad, residuos de plaguicidas, los microorganismos responsables de la pérdida de calidad y la eliminación de los contenidos celulares liberados durante el cortado o rayado que propician el crecimiento bacteriano (De Roever, 1999). El desinfectante más usado por la industria de productos frescos cortados es el hipoclorito de sodio, comúnmente llamado cloro (Seymour, 1999); es por lo general efectivo y comparativamente más económico frente a otros desinfectantes o sanitizantes (Suslow, 1997). Su efectividad contra los microorganismos depende de su pH, temperatura, concentración a emplear, cantidad de materia prima presente en el agua de lavado, tiempo de exposición de la materia prima al cloro y de la carga microbiana inicial (Boyette *et al.*, 1993). Sin embargo, el cloro puede reaccionar con los compuestos orgánicos de las hortalizas y/o frutas, generando compuestos cancerígenos tales como derivados halogenados, trihalometanos y ácidos haloacéticos (Hua y Reckhow, 2007; Singer, 1994), generando toxicidad comprobada al hígado y los riñones (Nieuwenhuijsen *et al.*, 2000). El uso de cloro también se asocia con la producción de grandes cantidades de aguas residuales con altos niveles de demanda biológica de oxígeno. Debido a estos riesgos sanitarios y ambientales que conllevan el uso de cloro, su utilización en la producción orgánica está prohibida en Europa. En algunos países europeos, el uso de cloro ha sido prohibido incluso para los productos convencionales. En realidad, existe una tendencia en la eliminación del hipoclorito de sodio en el proceso de desinfección (Ölmez y Kretschmar, 2009), por lo que, esta situación ha llevado a la industria de productos frescos cortados a la búsqueda de sanitizantes alternativos al hipoclorito de sodio, destacándose los ácidos orgánicos (ácido cítrico, ácido láctico, ácido acético), ácido peroxiacético, ácido ascórbico, dióxido de cloro, peróxido de hidrógeno y lactato de calcio principalmente (Artés *et al.*, 2009). Sin embargo existe poca información publicada sobre el efecto de los distintos sanitizantes químicos sobre los compuestos funcionales (vitamina, antioxidantes, etc.), por lo que se debe emplear sanitizantes que reduzcan efectivamente la población microbiana y a la vez no tengan efectos adversos sobre los fitonutrientes (Martínez-Sánchez *et al.*, 2006).

Existen trabajos señalados en la literatura en los cuales se verifica una disminución en la carga microbiana en hortalizas, como lechuga, rúcula, repollo y cilantro, utilizando sanitizantes alternativos al cloro. Martínez-Sánchez *et al.*, (2006) encontraron una disminución de 1 a 2 unidades logarítmicas en la carga microbiana de rúcula tratada con clorito de sodio acidificado (250 mg/L). En tanto que Singh *et al.*, (2002), quienes trabajaron con lechuga sometida a un lavado en 10 mg/L de dióxido de cloro líquido por 5 minutos se logró reducir las poblaciones de *E. coli* 0157:H7 en 1,2 unidades logarítmicas. Los autores Allende *et al.*, (2009) obtuvieron en recuentos de aerobios mesófilos una reducción entre 2 y 2,5 unidades logarítmicas en hojas cilantro, utilizando clorito de sodio acidificado en dosis de 250 mg/L y 500 mg/L. Por su parte Vandekinderen *et al.*, (2009c), realizaron lavados en repollo blanco utilizando ácido peroxiacético en dosis de 80 y 250 mg/L logrando ambas dosis reducir su carga microbiana, sin embargo la dosis de 80 mg/L fue la mejor evaluada, debido a que no afectó la calidad sensorial ni el contenido de nutrientes (vitamina C y E).

Hipótesis

Los tratamientos sanitizantes logran reducir los recuentos microbiológicos y afectan la calidad funcional de rúcula conservada bajo refrigeración en atmósfera modificada pasiva.

Objetivo

Determinar el efecto de distintos sanitizantes sobre atributos sensoriales, calidad funcional y carga microbiana en rúcula almacenada bajo refrigeración a 5° C por 12 días en atmósfera modificada pasiva.

MATERIALES Y MÉTODOS

Lugar de estudio

Los ensayos se realizaron en el Centro de Estudios Postcosecha (CEPOC) y en los laboratorios de Análisis Microbiológicos del Departamento de Agroindustria y Enología de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de Chile durante el año 2010. Esta memoria de título fue financiada por el proyecto Fondecyt número 1090059 “Technological Innovations Applied to Novel Minimally Fresh Processed Leaf Vegetables: Quality and Food Safety”

Materia prima

Se utilizaron hojas de rúcula, provenientes del huerto comercial Más Vida S.A. ubicado en camino a Lonquén, Comuna de Calera de Tango, Región Metropolitana. El cultivo se realizó en suelo, utilizando una siembra escalonada; mientras que en invierno se realiza en invernadero. En lo referente a la cosecha, está se realizó de manera manual, sin utilizar cuchillo, transcurriendo entre la siembra y la cosecha 30 días en verano, en cambio en invierno este lapso es entre 40 a 60 días realizándose la labor de cosecha diariamente utilizando como criterio de cosecha el tamaño de las hojas siendo de 10 cm aproximadamente. En este estudio se empleó rúcula cosechada en verano.

Metodología

Procesamiento

Una vez seleccionadas y caracterizadas las hojas de rúcula; se almacenaron a 0° C durante un día hasta su procesamiento. Desde las cámaras de almacenamiento se llevaron a la sala de manipulación y acondicionamiento limpia, y se trabajó con una temperatura de 8° C. Antes de procesar las hojas de rúcula, se lavaron con agua potable a 5° C por 5 minutos, con el fin de retirar cualquier material extraño y se eliminaron tallos lignificados o pocos tiernos empleando cuchillos de filo liso. Las características del agua potable fueron: pH 7,5; Cl libre = 0. Para determinar el pH se empleo un potenciómetro marca Hanna Instruments, modelo pH 21, Woonsocket, Rhode Island, EE.UU y para determinar el cloro libre del agua y de cada sanitizante se uso un medidor fotométrico de cloro marca Hanna Instruments, modelo HI 95771C, Woonsocket, Rhode Island, EE.UU. Se realizaron dos ensayos con la finalidad de corroborar los resultados obtenidos de los distintos parámetros a evaluar, ocupándose en dichos ensayos los siguientes sanitizantes:

- Hipoclorito de sodio (HS), (NaClO) (Cloro, Clorox).
- Dióxido de cloro (DC), (ClO₂) (Winzaclor-5, Winkler).

- Clorito de sodio acidificado (CSA), (Sigma- Aldrich), acidificado con ácido cítrico anhidro (RZBC) de pureza 99,97%.
- Ácido peroxiacético (AP), (Tsumani 100, Ecolab).

Posteriormente, la materia prima fue lavada por inmersión con los distintos tratamientos sanitizantes durante 3 minutos (Cuadro 1). Una muestra testigo fue sometida a un tratamiento con HS para comparar la eficacia de los sanitizantes alternativos al cloro. Las hortalizas se secaron por escurrimiento sobre una malla de acero inoxidable y se envasaron 50 g en bolsas plásticas PD-960 film de 26 x 20,7 cm (Sealed Air, CRYOVAC, Chile). Todas las bolsas fueron termoselladas empleando para tales efectos una máquina termoselladora Impulse Sealer Tew Equipment Co. La muestra testigo fue envasada en bolsa perforada (7 perforaciones de 7 mm diámetro) para simular las concentraciones de gases de una atmósfera de aire (< 1% CO₂, > 19% O₂) con una elevada humedad relativa. En los tratamientos restantes, al ser las bolsas selladas por calor se generó una atmósfera modificada pasiva (AMP).

La permeabilidad promedio del material al O₂ y CO₂ es 7000 mL m⁻² d⁻¹ y 21000 mL m⁻² d⁻¹, respectivamente. La velocidad de transmisión de vapor de agua del material es 1500 g m⁻² d⁻¹. Los datos anteriores fueron suministrados por el fabricante. Las hojas de rúcula se almacenaron por un período de 12 días a 5° C. Adicionalmente se seleccionaron tres frascos herméticos de un litro con 50 g de hojas de rúcula por cada tratamiento para medir la tasa respiratoria durante 12 días.

Cuadro 1. Tratamientos sanitizantes para hojas de rúcula.

Tratamiento	Sanitizante	Concentración (mg · L ⁻¹)	Envasado	pH Inicial	Cloro libre (mg · L ⁻¹)
1	Hipoclorito de sodio (testigo, HS)	100	BP	6,7	90
2	Hipoclorito de sodio (HS)	100	AMP	6,8	90
3	Dióxido de Cloro (DC)	5	AMP	7,4	17
4	Clorito de sodio acidificado (CSA)	500	AMP	3,4	500
5	Ácido peroxiacético (AP)	50	AMP	5,0	0

BP: Bolsa perforada.

AMP: Atmósfera modificada pasiva.

En la Figura 1 se observa el diagrama del procesamiento.

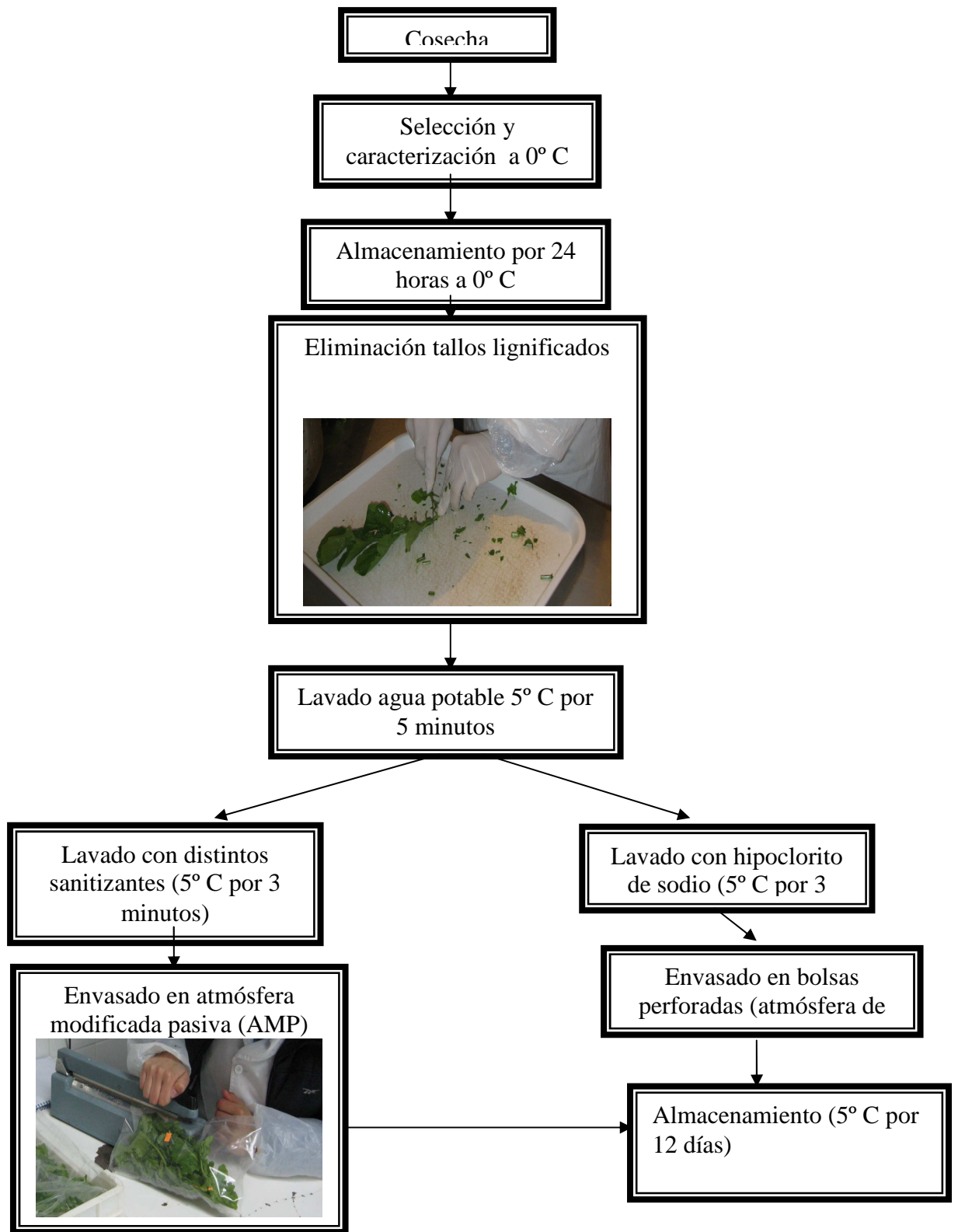


Figura 1. Diagrama flujo para el procesamiento de hojas de rúcula.

Parámetros evaluados


Determinaciones físicas

Color: El color de las hojas fue medido los días 1, 5, 8 y 12 empleándose para tales efectos un colorímetro compacto triestímulos Minolta CR-300 (Tokio, Japón) (Figura 2) con iluminante D65, un ángulo observador de 0° previamente calibrado con estándares de color utilizando el sistema CIE Lab (McGuire, 1992). Los valores de los parámetros se expresaron como luminosidad (L), croma (C *) y tono (Hue). El color fue medido en 10 hojas por cada repetición siempre apoyando éstas sobre una superficie negra para evitar interferencias de color.



Figura 2. Medición de color en hojas de rúcula.

Se realizó una escala de color con hojas de rúcula (Figura 3). Esta escala fue adaptada de Koukounaras *et al.*, (2007) y va desde 1 a 7 (1 = verde amarillo y 7 = verde oscuro). Para determinar esta escala se midió el color de 3 hojas representativas y se obtuvo un promedio. Aquellas hojas evaluadas con una puntuación de 3 se consideraron no aceptables para el consumidor.



	1	2	3	4	5	6	7
L:	60,8	56,8	51,9	47,6	46,4	39,1	37,2
C:	39,6	40,4	36,7	30,9	29,5	25,2	20,2
H:	108,4	115,1	121,4	124,2	125,0	128,0	129,1

Figura 3. Escala de color para hojas de rúcula.

Determinaciones de la actividad metabólica

Tasa respiratoria: La tasa respiratoria fue medida los días 0, 1, 5, 8 y 12 ocupándose el método estático (Kader, 2002a). Se colocaron 50 g de muestra en recipientes de vidrio de 1 L y fueron cerrados herméticamente, los frascos estaban provistos de un septum de silicona en su tapa, a través del cual se tomaron muestras gaseosas de 10 mL, con una jeringa de plástico tras 1 hora de cierre. La composición del espacio de cabeza fue monitoreado mediante el uso de un cromatógrafo de gases (CG Hewlett Packard, modelo 5890 serie II, California, EE.UU) (Figura 4). La tasa respiratoria se expresó como la producción de CO₂ (mL kg⁻¹ h⁻¹).



Figura 4. Medición de la tasa respiratoria.

Atmósfera modificada: Se determinó la evolución de la concentración de gases de CO₂ y O₂ al interior de la bolsa de plástico los días 1, 4, 8 y 12. Para realizar estas mediciones, se tomaron muestras gaseosas de 10 mL con una jeringa de plástico. Con el fin de no alterar la concentración de gases al interior de la bolsa, se selló el orificio generado por la toma de la muestra con un papel adhesivo. La muestra fue medida con la misma metodología utilizada para la tasa respiratoria, expresando los valores como porcentaje de O₂ y CO₂ (Figura 5).



Figura 5. Medición atmósfera modificada pasiva.

Determinaciones químicas

Las evaluaciones correspondientes a estos parámetros se realizaron los días 1, 6 y 12.

Contenido de fenoles totales: Para la preparación de los tejidos, se tomó 1 g de hojas de rúcula por repetición, éstas fueron homogenizadas con un Ultra – Turrax IKA (T18 Basic, Alemania) en una solución hidroalcohólica de 9 mL de MeOH/H₂O (1:1) (v/v) durante 2 minutos a 19243 g_N. Luego el homogenizado se centrifugó en una centrífuga (Hermle Labortechnik, Z326K, Alemania) durante 30 minutos a 10000 g_N. El sobrenadante se recuperó y se filtró con papel Watman n° 2 (Schleicher & Schuell, Inglaterra).

La determinación de fenoles totales se llevó a cabo según el método colorimétrico que utiliza el reactivo de Folin Ciocalteu (Singleton y Rossi, 1965), con algunas modificaciones. En un tubo previamente forrado en papel metálico, 500 µL de extracto de hojas de rúcula fueron mezclados con una solución (1:99) (v/v) de tartrato de sodio potasio 0,095 mol/L y carbonato de sodio 0,073 mol/L. Luego se agitó y se reservó por 15 min en condiciones ambientales. Posteriormente se agregó 1 mL de una solución de reactivo de Folin/H₂O 1:1 (v/v) se agitó y se reservó durante 1 h en condiciones de oscuridad. Se midió la absorbancia a 660 nm empleándose un espectrofotómetro (T70UV-Vis, PGI Instruments Ltd, AlmaPark, Woodway Lane, Reino Unido) (Figura 6), en modo fotometric utilizando un blanco de MeOH/H₂O 1:1 (v/v). Se preparó una curva de calibración en base a una solución madre de ácido gálico 0,06 M. Para finalizar los resultados fueron expresados como mg equivalentes de ácido gálico/g peso fresco.

Actividad antioxidante total: Para la preparación de los tejidos, se tomó 1 g de hojas de rúcula por repetición, las que fueron congeladas con nitrógeno líquido (Indura S.A.) y posteriormente molidas en un mortero hasta obtener un polvo fino. Luego se agregó 9 mL de una solución hidroalcohólica de C_2H_6O/H_2O (1:1) y se centrifugó en una centrífuga (Hermle Labortechnik, Z326K, Alemania) durante 30 minutos a $10000 g_N$. El sobrenadante se recuperó y se filtró con papel Whatman n° 2 (Schleicher & Schuell, Inglaterra).

La actividad antioxidante de las hojas se basa en la capacidad de reducción férrica con el reactivo TPTZ [2, 4, 6-(tri-(2-piridil-s-triazina))], el cuál en presencia de antioxidantes forma un complejo azul de máxima absorción a 593 nm (Benzie y Strain, 1996; Pulido *et al.*, 2000; Saura-Calixto y Goñi, 2006). Este método FRAP, se basa en la facultad de las hojas de rúcula de reducir el Fe^{+3} hasta la forma ferrosa Fe^{+2} .

En un tubo previamente forrado con papel metálico, se agregó 900 μL de una solución de trabajo compuesta por buffer acetato 300 mmol/L pH 3,5; solución acuosa de cloruro férrico hexohidratado 20 mmol/L y TPTZ [2, 4, 6-(tri-(2-piridil-s-triazina))] 10 mmol/L en ácido clorhídrico 0,2 M en una proporción 10:1:1. Luego se añadió con 80 μL de agua miliQ y posteriormente se agregaron 20 μL de extracto de hojas de rúcula. Se midió la absorbancia a 593 nm en un espectrofotómetro (T70 UV-Vis, PG Instruments Ltd, Alma Park, Woodway Lane, Reino Unido) (Figura 6), en modo Kinetics cada 15 segundos durante 4 min, utilizando un blanco en donde se reemplazó el extracto por agua miliQ. Se preparó una curva de calibración en base a una solución madre de Trolox 0,05 M. Los resultados fueron expresados como mg equivalentes de Trolox/g peso fresco.



Figura 6. Espectrofotómetro usado para medir parámetros funcionales.

Determinación calidad sensorial

La evaluación sensorial se llevó a cabo los días 1, 5, 8 y 12. Se utilizó el método de análisis descriptivo-cuantitativo, aplicado a un panel de 12 jueces semientrenados, usando una pauta no estructurada de 0 a 15 cm, donde fue evaluada la apariencia, intensidad de color, turgencia y presencia de sabores extraños (Figura 7). Las muestras fueron entregadas al azar en pocillos blancos según los tratamientos empleados. La pauta de evaluación se describe en el Anexo I. Los resultados se expresaron de acuerdo a Araya (2007) (Anexo II). En este estudio, la vida útil de las hojas de rúcula se determinó en función de las características visuales y gustativas, de acuerdo a la aceptabilidad del producto desde el punto de vista del consumidor (puntuación media sobre 7,5), siendo más relevante que el análisis estadístico.

Las muestras de rúcula proporcionadas a los evaluadores se obtuvieron de una muestra compuesta de las tres repeticiones de cada tratamiento.



Figura 7. Bandeja para cada evaluador.

Determinación calidad microbiológica

Se realizaron recuentos microbiológicos los días 1, 5, 8 y 12 llevándose a cabo en ambos ensayos recuentos de bacterias aerobias mesófilas, enterobacterias, bacterias lácticas, bacterias psicrófilas, hongos y levaduras. Se tomaron tres muestras por tratamiento, con 10 g cada una. Además el día del procesamiento se tomó una muestra de materia prima previo a realizar los lavados. A continuación se describen medios de cultivos y sus pH, temperaturas y tiempo de incubación (Cuadro 2). Para medir el pH se emplearon tiras medidoras de pH modelo pH- Fix 0-14 marca Macherey-Nagel (Alemania).

Cuadro 2. Condiciones de incubación de los distintos microorganismos analizados.

Microorganismos	Medio de cultivo ¹	pH	Tiempo de Incubación (días)	Temperatura (°C)
Aerobios mesófilos (RAM)	PCA	7,0	2	37
Bacterias psicrófilas	PCA	7,0	7	5
Enterobacterias	EMB	10,0	2	37
Hongos y levaduras	PD*	3,5	5	22
Bacterias lácticas	MRS**	5,0	3	37

¹ Medios de cultivos marca Merck (Alemania).

* El pH del medio de cultivo PD fue 5,6 acidificado con ácido láctico (1%).

** Incubado en cámara anaeróbica, sembrado en doble capa.

Los recuentos microbiológicos se expresaron como el logaritmo de la unidad formadora de colonia por g ($\log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$). Los aspectos microbiológicos fueron evaluados de acuerdo con la legislación Chilena para frutas y otros vegetales comestibles pre-elaborados listos para el consumo (Anexo III).

Diseño Experimental

El diseño experimental fue completamente al azar con cinco tratamientos y cada uno con tres repeticiones. La unidad experimental fue la bolsa con 50 g de hojas de rúcula.

Análisis estadístico

Los datos obtenidos fueron evaluados con un análisis de varianza (ANDEVA), y al existir diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre tratamientos, se aplicó el test de comparaciones múltiple de Tukey al 5%.

Todos los resultados fueron analizados estadísticamente mediante el programa estadístico Minitab Release 13.32.

Diseño de un envase para hojas de rúcula

Teniendo en cuenta la tasa respiratoria expresada en CO₂ emitido, la concentración de CO₂ esperada al interior del envase, la superficie conocida del envase y la masa del material vegetal utilizado, se aplicó la siguiente fórmula para calcular la permeabilidad al CO₂ que debiera tener la bolsa a utilizar, siguiendo el modelo planteado por Artés (1976, citado por Escalona, 2003):

$$RCO_2 \times M = S \times z \times CO_{2env} \times 1/24$$

$$z = \frac{RCO_2 \times M \times 24}{S \times CO_{2env}} \quad (1)$$

En donde:

RCO₂: actividad respiratoria CO₂ producido [mL/kg h]

M: masa del producto [kg]

S: superficie total del envase [m²]

CO_{2env}: concentración de CO₂ en el interior del envase [%]

1/24: conversión de horas a días [d/h]

z: permeabilidad al CO₂ de la película plástica [mL m⁻² d⁻¹]

Del mismo modo, considerando la tasa respiratoria expresada en O₂ emitido, la concentración de O₂ esperada al interior del envase, la superficie conocida del envase y la masa del material vegetal utilizado, se aplicó la siguiente fórmula para calcular la permeabilidad al O₂ que debiera tener la bolsa a utilizar, siguiendo el modelo planteado por Artés (1976, citado por Escalona, 2003):

$$RO_2 \times M = S \times y \times (0,21 - O_{2env}) \times 1/24$$

$$y = \frac{RO_2 \times M \times 24}{S \times (0,21 - O_{2env})} \quad (2)$$

Las hojas de rúcula están clasificadas por su tasa respiratoria en clase muy alta, ya que tienen valores que van desde 25,7 a 30,9 mL CO₂ kg⁻¹ h⁻¹ a 5 °C. Actualmente existe escasa información sobre la conservación de rúcula bajo envasado en atmósfera modificada. Sin embargo, en hortalizas de hoja como el perejil, espinaca y cilantro se recomiendan concentraciones de O₂ de 5 a 8 % y de CO₂ de 5 a 10 % (Kader, 2002b).

En este modelo se asumió un cociente respiratorio (CR) igual a la unidad. Se consideró como una concentración adecuada para mantener la calidad de las hojas de rúcula un 5% de O₂ y 5% de CO₂. Para los cálculos de permeabilidad se utilizó una tasa respiratoria de 31 mL CO₂ kg⁻¹ h⁻¹.

Se confeccionaron bolsas de 26 x 20,7 cm (0,05382 m²) para una cantidad de 50 g de hojas de rúcula por bolsa.

Cálculo de permeabilidad:

- Tasa respiratoria: 31 mL CO₂ kg⁻¹ h⁻¹
31 mL O₂ kg⁻¹ h⁻¹
- Concentración esperada CO₂: 5%
- Concentración esperada O₂: 5%
- Masa: 50 g
- Superficie envase: 0,05382 m²

I. Permeabilidad al CO₂:

Sustituyendo los datos en la fórmula (1) se obtiene:

$$z = \frac{31 \text{ [mL/kg h]} \times 0,05 \text{ [kg]} \times 24 \text{ [h/d]}}{0,05382 \text{ [m}^2\text{]} \times 0,05}$$

$$z = 13.824 \text{ mL m}^{-2} \text{ d}^{-1} \text{ CO}_2$$

II. Permeabilidad al O₂:

Sustituyendo los datos en la fórmula (2) se obtiene:

$$y = \frac{31 \text{ [mL/kg h]} \times 0,05 \text{ [kg]} \times 24 \text{ [h/d]}}{0,05382 \text{ [m}^2\text{]} \times (0,21 - 0,05)}$$

$$y = 4.320 \text{ mL m}^{-2} \text{ d}^{-1} \text{ O}_2$$

De acuerdo a estos resultados, se eligió la bolsa plástica modelo PD-960 film, que tiene una permeabilidad al O₂ y CO₂ de 7000 mL m⁻² d⁻¹ y 21000 mL m⁻² d⁻¹ respectivamente, ya que se encuentra en el rango de permeabilidad deseada para el envase de hojas de rucúla.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Ensayo I

1.1 Tasa respiratoria

En todos los tratamientos se observó una disminución significativa de la tasa respiratoria durante el almacenamiento (Figura 8) (Apéndice I, Cuadro1). La tasa respiratoria mostró diferencias significativas entre tratamientos tras 1 y 5 días del procesamiento (Apéndice I, Cuadro1), mientras que diferencias significativas en el tiempo se apreciaron en todos los tratamientos (Apéndice I, Cuadro1).

Inmediatamente tras el procesamiento se obtuvieron tasas más altas en AP (50 mg/L) y CSA (500 mg/L) con valores promedios de 72,0 y 69,3 mg CO₂ kg¹h⁻¹ respectivamente. Para HS (100 mg/L) y DC (5 mg/L) se obtuvieron tasas menores en un rango de 63 a 64 mg CO₂ kg¹h⁻¹ (Figura 9) (Apéndice I, Cuadro1).

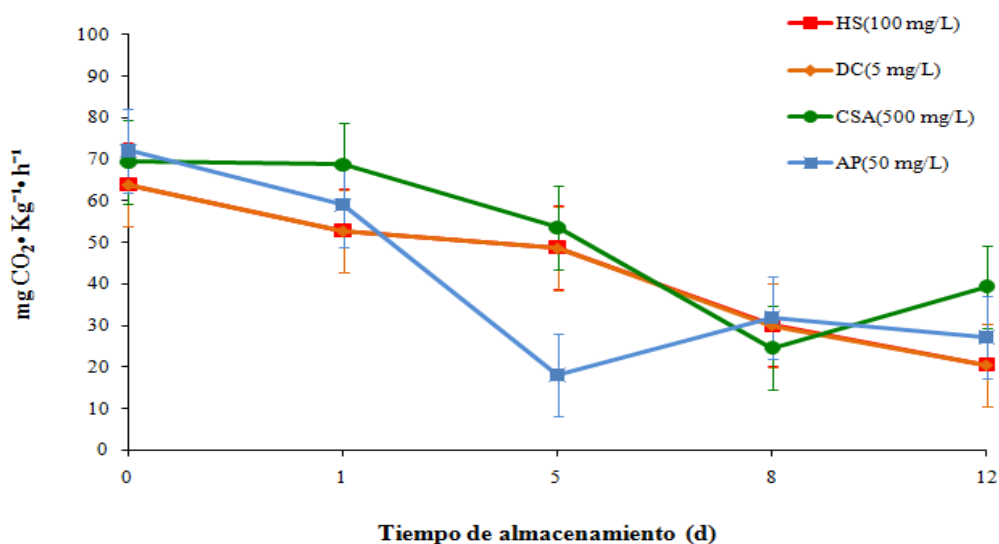


Figura 8. Evolución de la tasa respiratoria (mg CO₂ kg⁻¹ h⁻¹) en hojas de rúcula lavadas con diferentes sanitizantes y conservadas bajo atmósfera modificada por 12 días a 5 °C. Los valores son la media (n=3) ± error estándar. HS=hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP=ácido peroxiacético.

Durante el almacenamiento, AP (50 mg/L) obtuvo la mayor reducción de la tasa con 74,8 % entre el día 0 y 5. En el mismo período, los demás tratamientos, redujeron su tasa respiratoria entre 22,7 y 24,0 %. Se alcanzó un equilibrio luego de 8 días con valores des 24,5 a 31,8 mg CO₂ kg¹h⁻¹ (Figura 8).

Al transcurrir 12 días de almacenamiento, CSA (500 mg/L) y AP (50 mg/L) culminaron con valores de tasa respiratoria de 39,3 y 27,1 mg CO₂ kg¹h⁻¹ respectivamente, siendo

los más altos. Por otro lado, los valores de tasa respiratoria menores corresponden a HS (100 mg/L) y DC (5 mg/L) con un rango de 20 mg CO₂ kg⁻¹h⁻¹ (Apéndice I, Cuadro 1). Todos los tratamientos al final del periodo de almacenamiento obtuvieron una reducción de su tasa respiratoria que va desde 43,3 a 68,0 % respecto a los valores iniciales.

Estudios realizados por Del Nobile *et al.*, (2006) donde trabajaron con lechuga variedad Romana lavada con hipoclorito de sodio en dosis de 100 mg/L, sostienen que los tratamientos sanitizantes aplicados antes o después de las heridas provocadas en el procesamiento afectan la tasa respiratoria, por tanto, los valores elevados del día 0 se pueden deber a que los productos mínimamente procesados en fresco son tejidos vivos, que se mantienen de esta forma incluso después del procesamiento y de la aplicación de los tratamientos sanitizantes, lo que provocaría un aumento en la tasa respiratoria de los tejidos dañados (Laties, 1978). Según Salveit (2003, citado por Martínez-Sánchez, 2008) estos daños físicos inevitables pueden causar un estrés fisiológico sobre las hojas, tanto de forma inmediata como posterior.

1.2 Atmósfera modificada pasiva

El tratamiento HS (100 mg/L) envasado en bolsa perforada (BP), tuvo concentraciones de O₂ cercanas al 20 % y menores al 1 % para el CO₂ durante el almacenamiento (Figura 9).

Bajo atmósfera modificada los tratamientos aumentaron la concentración de CO₂ y disminuyeron la concentración de O₂ durante el almacenamiento. El CO₂ y O₂ lograron un cierto equilibrio el día 8 para todos los tratamientos con rangos de 2,7 a 10,2 % para CO₂ y 1,4 a 5,5 % para O₂ (Figura 9).

Los tratamientos obtuvieron diferencias significativas entre ellos y en el tiempo para las concentraciones de CO₂ y O₂ (Apéndice I, Cuadro 2). Para el día 1, los tratamientos lograron concentraciones bajo 2,3 % de CO₂. En el transcurso del almacenamiento los tratamientos incrementaron la concentración de CO₂ alcanzando los días 4 y 8 concentraciones de 8,3 y 10,2 % respectivamente. El día 12, el sanitizante que termina con la mayor concentración de CO₂ es AP (50 mg/L) con 7,2 % (Apéndice I, Cuadro 2) destacándose además, por ser aquel tratamiento que presentó los más altos niveles de CO₂ con respecto a los demás tratamientos, durante el almacenamiento. Estos resultados se respaldan por un estudio realizado por Martínez-Sánchez *et al.*, (2006) quienes trabajaron con rúcula tratada con hipoclorito de sodio (100 mg/L), clorito de sodio acidificado (250 mg/L) y ácido peroxiacético (100 mg/L) en el cual se señala que los diferentes tratamientos sanitizantes generaron una composición gaseosa similar, aunque se observaron pequeñas diferencias, posiblemente debido a la distinta respiración de las hojas de rúcula como consecuencia de la aplicación de estos tratamientos.

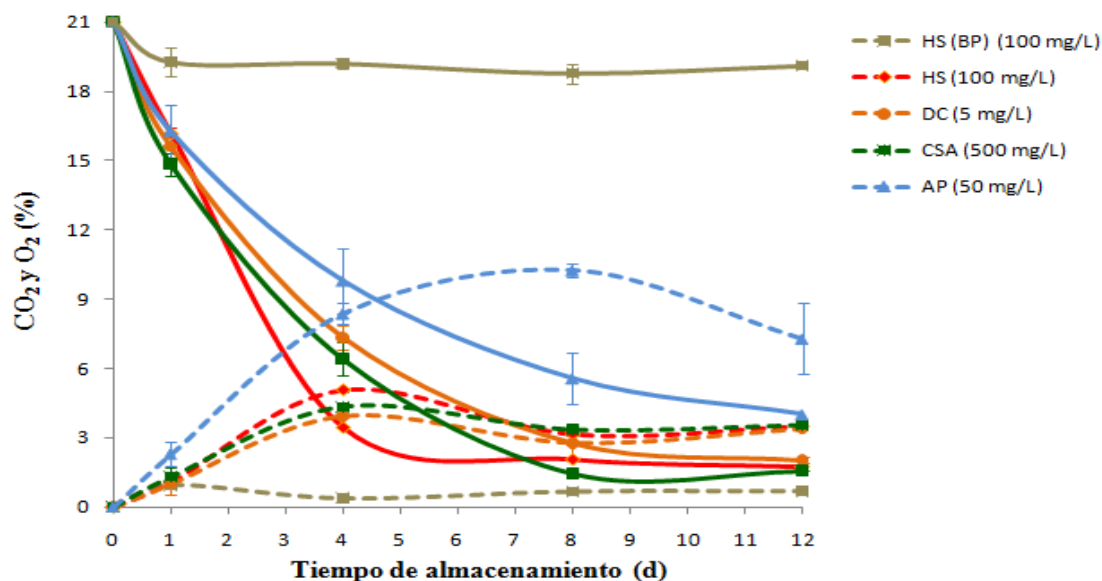


Figura 9. Evolución de la concentración CO₂ (----) y O₂ (—) en hojas de rúcula lavadas con distintos sanitizantes y conservadas bajo atmósfera modificada por 12 días a 5° C. Los valores son la media (n=3) ± error estándar. HS=hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP=ácido peroxiacético.

1.3 Color

Luminosidad: los tratamientos obtuvieron diferencias significativas entre ellos el día 5 tras el procesamiento, mientras que diferencias significativas en el tiempo se observaron en todos los tratamientos excepto AP (50 mg/L) (Cuadro 3).

En los tratamientos se observaron rangos de L para los día 1, 5 y 8 entre 43 y 45 unidades. Transcurridos los 12 días de almacenamiento, se obtuvieron rangos de L entre 40 y 43. Para el día 12, el tratamiento que obtuvo el mayor valor de L fue HS (100 mg/L) envasado en AMP con un valor de 42,6 mientras que CSA (500 mg/L) con 40,7 obtuvo el valor más bajo(Cuadro 3).

Al comparar los tratamientos con HS (100 mg/L), BP y AMP tuvieron rangos de L entre 43 a 45 unidades durante el almacenamiento. La reducción del valor de L entre el inicio y el final del almacenamiento, para la BP y AMP fue 3,7 y 3,1 % respectivamente. Por tanto, no existen diferencias entre la AMP y BP, debido a que la AMP no mejoró el color de las hojas de rúcula durante el almacenamiento.

Croma: en todos los tratamientos se observó un aumento en los valores de C*. Los tratamientos obtuvieron diferencias significativas entre ellos los días 5 y 12 luego del procesamiento, mientras que diferencias significativas en el tiempo se apreció en todos los tratamientos (Cuadro3).

Los días 1, 5 y 8 se obtuvieron valores de croma de 28 a 31 unidades, para obtenerse el día 12 valores en un rango de 44 a 48 unidades. Luego de los 12 días de

almacenamiento los tratamientos con mayores valores de C* fueron HS (100 mg/L) envasado en AMP y BP, junto con AP (50 mg/L), que finalizaron en un rango de 47 unidades, mientras que CSA (500 mg/L) con 44,5 unidades fue el tratamiento con el menor valor de C.

Tono: en todos los tratamientos se observó un aumento de este parámetro durante el almacenamiento, obteniéndose diferencias significativas en el tiempo en HS (100mg/L) envasado en BP y AMP, CSA (500 mg/L) y AP (50 mg/L)

Durante los días 1, 5 y 8 los tratamientos obtuvieron valores del orden de 122 a 124 unidades. Para el día 12 los tratamientos tuvieron un rango de 128 a 129 unidades, siendo CSA (500 mg/L) el mayor valor con 128,9. Por otro lado, DC (5 mg/L) fue el menor valor con 126,3.

Comparando los resultados obtenidos en el tratamiento HS (100 mg/L), se lograron valores similares al cabo de los 12 días de almacenamiento, ya que en ambos tipos de envases se logró un valor de 128 unidades (Cuadro 3).

De acuerdo a los datos obtenidos en la escala de color (Figura 3), todos los tratamientos están sobre la puntuación “3”, lo cual implica que tuvieron calidad aceptable. En el día 12, todos los tratamientos finalizaron sobre la puntuación “6” acercándose a la puntuación “7” o verde oscuro.

En un estudio realizado por Martínez-Sánchez *et al.*, (2006) en rúcula lavada con hipoclorito de sodio (100 mg/L), clorito de sodio acidificado (250 mg/L) y ácido peroxiacético (100 mg/L) obtuvieron una disminución del color verde, lo que no ocurrió en esta ocasión. En esta experiencia los valores de L experimentaron una leve disminución (respecto a los valores del día 1) con el paso del tiempo en tejidos fotosintéticos durante el almacenamiento, lo que se relaciona con un producto con color más oscuro lo que se contrapone a los resultados de un estudio llevado a cabo por Castañer *et al.*, (1999). En este ensayo no hubo una reducción del tono, por el contrario, éste aumento en todos los tratamientos, por lo que no hubo una baja de este parámetro en las hojas de rúcula, además no se incrementó el amarillo, lo cual contrasta con un estudio realizado por Gonçalves *et al.*, (2009).

En un trabajo realizado por Koukounaras *et al.*, (2007), observaron en hojas de rúcula almacenada a 10° C por 10 días un aumento significativo del amarillamiento, un aumento de L y croma, así como también una disminución del tono y del contenido de clorofilas. Esto no se vio reflejado en esta experiencia dado que L disminuyó, croma aumento y el tono también experimentó un aumento con el paso de los días. Las razones que puede explicar este resultado pueden ser que al existir una atmósfera baja en O₂ y concentraciones de CO₂ entre 3 y 5 % combinadas con bajas temperaturas de almacenamiento y humedad relativa alta, retrasan el amarillamiento en vegetales de hoja según lo señalado por Oms-Oliu *et al.*,(2009), y también debido a que la degradación de la clorofila se ve afectada por factores como la luz, temperatura, pH y oxígeno, lo que se manifiesta en un cambio de color (Barreiro y Sandoval, 2006).

Por tanto en todos los tratamientos se obtuvo un producto más oscuro (menor L) y con un aumento de verdor (mayor tono).

Cuadro 3. Evolución del color en los parámetros L, croma y tono de hojas de rúcula lavadas con diferentes sanitizantes almacenados por 12 días a 5° C.

Parámetro (50mg/L)	Días	Tratamientos				
		HS (100mg/L)*	HS (100mg/L)	DC (5mg/L)	CSA (500mg/L)	AP
L	1	43,9 AB a ^{1/}	43,9 AB a	43,0 AB a	43,7 B a	43,9 A a
	5	45,5 C b	44,3 AB ab	44,3 B ab	43,5 B a	44,2 A ab
	8	45,2 BC a	44,7 B a	44,3 B a	44,1 B a	43,7 A a
	12	42,3 A a	42,6 A a	42,1 A a	40,7 A a	41,2 A a
C*	1	30,4 A a	29,2 A a	28,6 A a	28,7 A a	29,8 A a
	5	30,7 A b	29,1 A ab	30,1 A ab	28,3 A a	29,1 A ab
	8	30,3 A a	30,5 A a	28,6 A a	28,0 A a	29,2 A a
	12	47,1 B ab	47,1 B ab	46,6 B ab	44,5 B a	47,9 B b
Hue	1	122,5 A a	123,0 A a	123,2 A a	123,1 A a	122,7 AB a
	5	122,6 A a	123,1 A a	122,9 A a	123,4 A a	123,7 B a
	8	122,3 A a	121,8 A a	123,4 A a	122,9 A a	122,3 A a
	12	128,1 B a	128,3 B a	126,3 A a	128,9 B a	128,3 C a

^{1/} Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$) según la prueba de Tukey. Letras mayúsculas comparan verticalmente y las letras minúsculas comparan horizontalmente

* Almacenamiento en bolsa perforada, el resto de los tratamientos almacenados en atmósfera modificada pasiva (AMP). HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

1.4 Análisis microbiológico

Aerobios mesófilos: la materia prima tuvo recuentos de aerobios mesófilos de $4,8 \log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$. En los tratamientos se observaron diferencias significativas en el tiempo (Apéndice I, Cuadro 3). El día 1, los tratamientos obtuvieron recuentos entre 2,1 y 2,3 $\log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$ excepto HS BP (100 mg/L) que obtuvo 2,6 $\log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$ (Figura 10). Los días 5 y 8 los recuentos de aerobios mesófilos estuvieron un rango de 3,0 a 4,5 $\log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$. Tras 12 días, HS (100 mg/L) envasado en BP, DC (5 mg/L) y AP (50 mg/L) presentaron los mayores valores por sobre 5,5 $\log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$ mientras que el menor recuento lo presentó CSA (500 mg/L) con 5 $\log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$. HS (100 mg/L) envasado en BP obtuvo 6,5 $\log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$, por tanto atmósfera como la lograda con HS (100 mg/L) envasado en AMP con 3,4% de CO₂ y 1,7 % de O₂ logró cierto efecto en la reducción de aerobios mesofilos. Estos resultados se asemejan a los obtenidos por Martínez-Sánchez (2008) llevado a cabo en crucíferas y por López-Gálvez *et al.*, (2010) en lechuga Iceberg cortadas y lavadas con hipoclorito de sodio (100 mg/L) y dióxido de cloro (3 mg/L) conservada por 10 días a 4 y 7 ° C.

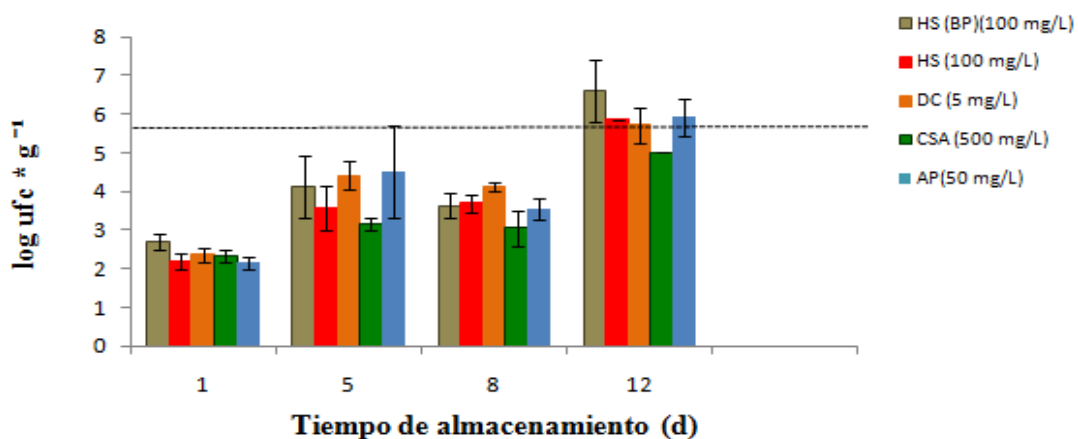


Figura 10. Recuentos de aerobios mesófilos en hojas de rúcula lavadas con distintos sanitizantes y conservadas bajo atmósfera modificada por 12 días a 5° C. Los valores son la media (n=3) ± error estándar. La línea horizontal punteada corresponde al límite máximo permitido por el Reglamento Sanitario de Alimentos (Ministerio de Salud, 1997). HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Las hojas de rúcula tratadas con CSA (500 mg/L) podrían ser almacenadas 12 días a 5° con recuentos permitidos inferiores al máximo.

Enterobacterias: la materia prima tuvo recuentos de 4,4 log ufc·g⁻¹. Los tratamientos obtuvieron diferencias significativas entre ellos los día 8 y 12 tras el procesamiento (Apéndice I, Cuadro 3), mientras que diferencias significativas en el tiempo se apreciaron en todos los tratamientos (Apéndice I, Cuadro 3). Los días 1 y 5 se obtuvo recuentos del orden 2 a 3,6 log ufc·g⁻¹ para luego obtenerse los días 8 y 12 recuentos en un rango 3,8 a 5,5 log ufc·g⁻¹. Luego de 12 días, CSA (500 mg/L) tuvo el recuento mayor con un valor de 5,5 log ufc·g⁻¹, mientras que HS (100 mg/L) envasado en BP y AMP, presentó los menores recuentos con 4,3 log ufc·g⁻¹ (Figura 11).

Al comparar los recuentos de HS (100 mg/L) envasado en BP y AMP, desde el día 1 al día 12 se obtuvieron menores recuentos de enterobacterias en HS (100 mg/L) envasado en AMP. Por tanto al ver y analizar el comportamiento de este tratamiento en sus dos formas de envasado, se confirma que el envasado en AMP mantiene de mejor manera la calidad microbiológica que el envasado en BP debido al efecto que ejercer la atmósfera modificada pasiva sobre la carga microbiológica.

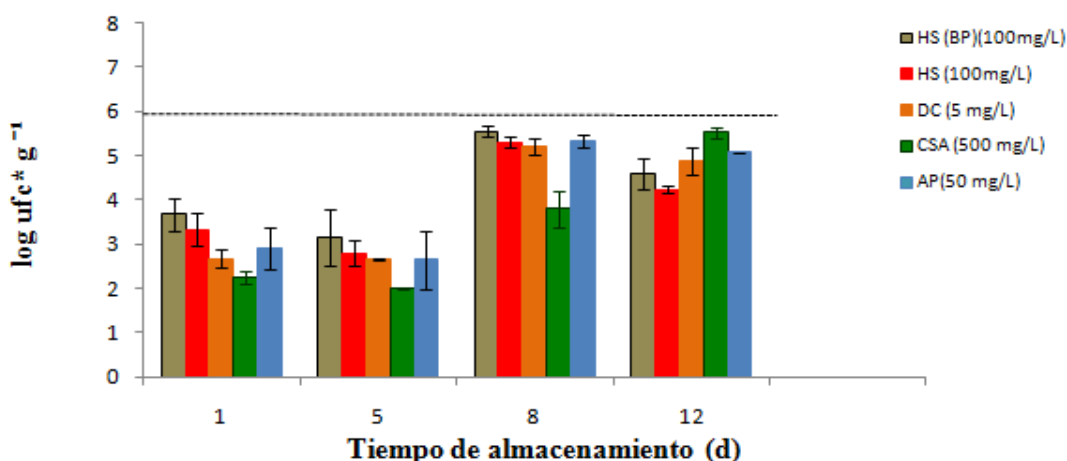


Figura 11. Recuentos de enterobacterias en hojas de rúcula lavadas con distintos sanitizantes y conservadas bajo atmósfera modificada por 12 días a 5° C. Los valores son la media (n=3) ± error estándar. La línea horizontal punteada corresponde al límite máximo permitido por el Reglamento Sanitario de Alimentos (Ministerio de Salud, 1997). HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Las hojas de rúculas tratadas con HS (100 mg/L) envasadas en AMP podrían ser almacenadas por 12 días a 5° C con recuentos permitidos inferiores al máximo.

Psicrófilos: la materia prima tuvo recuentos de 4,9 log ufc·g⁻¹. Los tratamientos obtuvieron diferencias significativas entre ellos los días 1, 8 y 12 tras el procesamiento (Apéndice I, Cuadro 3), mientras que diferencias significativas en el tiempo se observaron en todos los tratamientos excepto DC (5 mg/L) (Apéndice I, Cuadro 3). Los días 1 y 5 los recuentos de psicrófilos variaron de 3,8 a 5,1 log ufc·g⁻¹, para obtenerse los días 8 y 12, un rango de 2,5 a 6,3 log ufc·g⁻¹. Tras 12 días, CSA (500 mg/L) obtuvo 2,5 log ufc·g⁻¹, resultando ser el menor recuento obtenido (Figura 12). Estos resultados son similares a los obtenidos por Martínez-Sánchez *et al.*, (2006) quienes trabajaron con hojas de rúculas lavadas con hipoclorito de sodio (100 mg/L), clorito de sodio acidificado (250 mg/L) y ácido peroxiacético (100 mg/L), resultando ser clorito de sodio acidificado (250 mg/L) uno de los más eficaces para el control de psicrófilos.

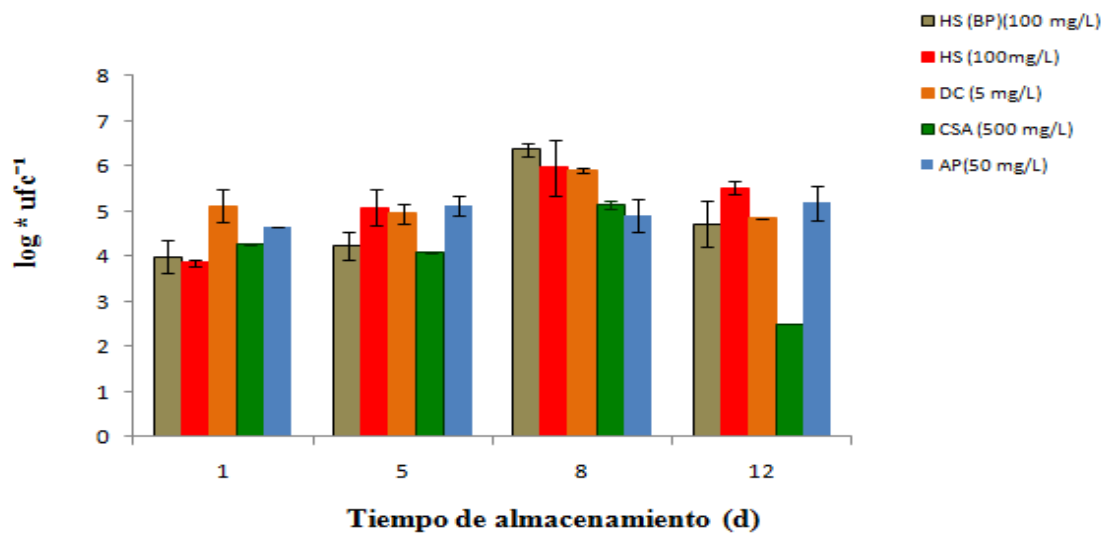


Figura 12. Recuentos de psicrófilos en hojas de rúcula lavadas con distintos sanitizantes y conservadas bajo atmósfera modificada por 12 días a 5° C. Los valores son la media (n=3) ± error estándar. HS=hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP=ácido peroxiacético.

Hongos y levaduras: la materia prima tuvo recuentos de hongos y levaduras de 2,2 log ufc·g⁻¹. Tras lavar las hojas de rucúla con los sanitizantes, se obtuvo una reducción de 0,3 a 1,2 unidades logarítmicas. A lo largo del período de conservación, los lavados efectuados no superaron las 3 unidades logarítmicas (datos no mostrados).

Bacterias lácticas: en este ensayo los recuentos de bacterias lácticas fueron siempre inferiores a 3,5 log ufc·g⁻¹ sin verse afectados por los tratamientos estudiados durante 12 días a 5 ° C (datos no mostrados).

1.5 Evaluación Sensorial

Apariencia: todos los tratamientos tuvieron una reducción de este atributo (Figura 13 A), observándose diferencias significativas entre tratamientos los días 5, 8 y 12 luego del procesamiento. El tiempo de conservación afectó la apariencia de las hojas, mostrando diferencias significativas durante el almacenamiento en todos los tratamientos salvo en AP (50 mg/L) (Apéndice I, Cuadro 4).

El día 1, los tratamientos fueron considerados como “buenos” y “muy buenos” (Anexo II), estando en un rango de 9,7 a 11,5 unidades siendo el tratamiento más alto HS (100 mg/L) envasado en BP. Para el día 5, los tratamientos HS (100 mg/L) envasado en BP y AMP, y DC (5 mg/L) fueron evaluados como “buenos”, mientras que CSA (500 mg/L) y AP (50 mg/L) se encontraron en el rango de “más que regular”. El día 8, HS (100 mg/L) envasado en BP y AMP, y DC (5 mg/L) tuvieron una puntuación de “más que regular”. En ese mismo período CSA (500 mg/L) y AP (50 mg/L) estuvieron bajo el límite de apariencia, es decir, bajo el rango 7,5 “menos que regular”. Luego 12 días,

todos los tratamientos estuvieron bajo el límite de apariencia, siendo AP (50 mg/L) el mejor tratamiento evaluado al tener un rango “menos que regular” con 6,8 unidades.

Intensidad de color: los tratamientos obtuvieron diferencias significativas en el tiempo en DC (5 mg/L) y CSA (500 mg/L) (Apéndice I, Cuadro 4). El día 1 (Figura 13 B), todos los tratamientos presentaron puntuaciones de “bueno” y “muy bueno”, siendo CSA (500 mg/L) el que consiguió la mayor puntuación. Para el día 5, DC (5 mg/L) fue evaluado como “muy bueno” con 11,7; los restantes tratamientos se encontraron en rango de “bueno”. En el día 8, los tratamientos tuvieron valores entre 9,2 y 9,8 teniendo el rango de “bueno”. Tras 12 días, AP (50 mg/L) fue el mejor tratamiento con 10,6 (“bueno”).

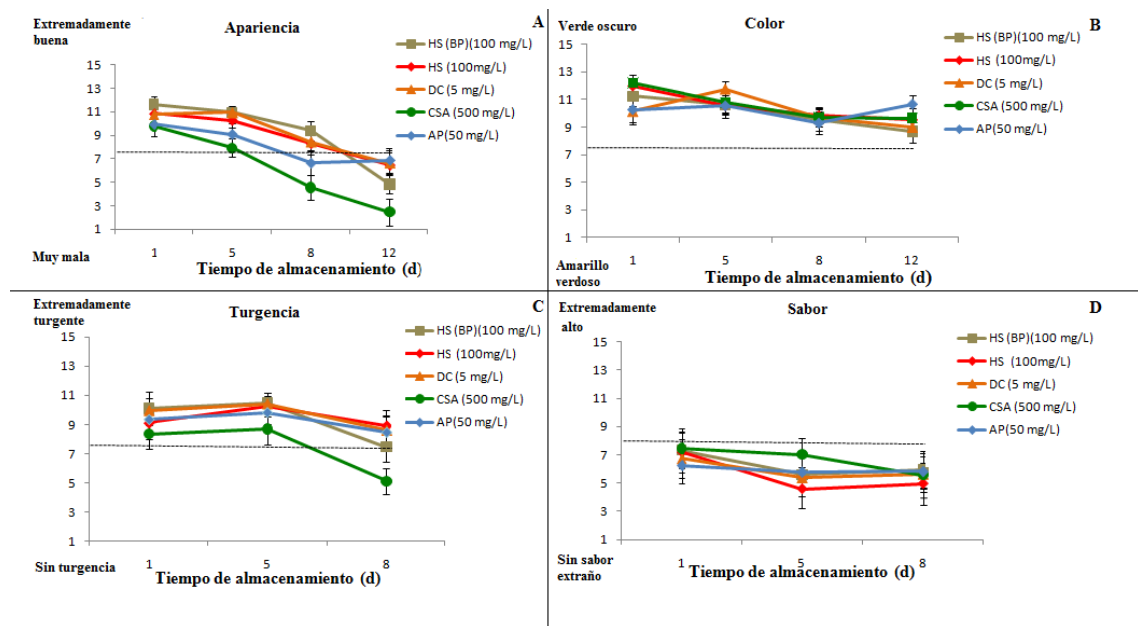


Figura 13. Efecto de diferentes sanitizantes en los atributos sensoriales medidos: Apariencia (A), Intensidad de Color (B), Turgencia (C) y Sabores extraños (D). Los valores son la media (n=12) ± error estándar. Línea punteada gráfica el límite de aceptabilidad establecido. HS=hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP=ácido peroxiacético.

Se desprende que durante todo el tiempo de conservación el color estuvo sobre la media aceptable, por lo que se entiende que el aspecto es factor importante que los consumidores tienen en consideración a la hora de adquirir un producto, jugando el color un papel fundamental en la elección de los alimentos, en su preferencia y por tanto en su aceptabilidad (Rico *et al.*, 2007).

Turgencia: todos los tratamientos con el paso del tiempo tuvieron una disminución de este atributo, observándose diferencias significativas en el tiempo en CSA (500 mg/L) (Apéndice I, Cuadro 4). En el día 1 y 5 (Figura 13 C), los tratamientos tuvieron valores de 8,3 (CSA 500 mg/L) a 10,4 (HS 100 mg/L envasado en BP). El día 8, HS (100 mg/L) envasado en AMP tuvo el más alto valor con 8,9. En la evaluación del día 12, se decidió omitir la degustación del panel semientrenado, debido a que los recuentos

microbiológicos de ese día superaban el límite legal dispuesto por el reglamento sanitario de los alimentos (Ministerio de Salud 1997).

Sabores extraños: todos los tratamientos experimentaron una disminución de este atributo (Figura 13 D). El día 1, AP (50 mg/L) fue el mejor tratamiento evaluado con un valor de 6,2. Para los días 5 y 8, el tratamiento mejor evaluado fue HS (100 mg/L) envasado en AMP estando por debajo de la puntuación 5, siendo además durante el tiempo de conservación mejor evaluado que HS BP. En la evaluación del día 12, se decidió omitir la degustación del panel semientrenado, debido a que los recuentos microbiológicos de ese día superaban el límite legal dispuesto por el reglamento sanitario de los alimentos (Ministerio de Salud 1997).

Dado que los sanitizantes no contribuyeron en gran medida a la aparición de sabores extraños, se puede atribuir la presencia de estos sabores a la condición de anaerobiosis, dado las bajas concentraciones de O₂ presente en los envases.

Ya que los sanitizantes empleados contribuyeron a mantener la calidad visual y gustativa de las hojas de rucúla, se puede decir que estos son eficaces en mantener estos atributos, por lo tanto, permitirán que éstos se prolonguen. Por tanto si un producto muestra una calidad visual no aceptable, un potencial consumidor no experimentará el resto de atributos principales como sabor, textura, olor ya que no comprará y por ende, no consumirá dicho producto (Martínez-Sánchez, 2008).

Conclusiones ensayo I

- Los tratamientos sanitizantes empleados en combinación con atmósfera modificada, fueron efectivos en la reducción de la carga microbiana inicial de la materia prima, resultando ser CSA (500 mg/L) el tratamiento alternativo al hipoclorito de sodio más efectivo, asegurando la vida útil por 8 días a 5° C.
- La atmósfera lograda en los envases, con concentraciones de 4 % para CO₂ y de 2 % para O₂ fue efectiva en reducir la carga microbiológica y para preservar la calidad sensorial de hojas de rúcula conservado a 5° C.
- El color de las hojas de rúcula se mantuvo por sobre el límite de aceptabilidad durante el período de almacenamiento. En cambio, la apariencia de las hojas resultó ser afectada por la aplicación de los tratamientos.

Ensayo II

2.1 Tasa respiratoria

En todos los tratamientos se observó una disminución significativa de la tasa respiratoria durante el almacenamiento. La tasa respiratoria mostró diferencias significativas entre tratamientos tras 0, 1 y 5 días del procesamiento (Apéndice II, Cuadro 1), mientras que diferencias significativas en el tiempo se apreciaron en todos los tratamientos (Apéndice II, Cuadro 1).

Inmediatamente tras el procesamiento se obtuvieron tasas más altas en CSA (500 mg/L) y AP (50 mg/L) con valores promedio de 86,4 y 80,7 mg CO₂ kg⁻¹ h⁻¹ respectivamente. Para HS (100 mg/L) y DC (5 mg/L) se obtuvieron tasas menores en un rango de 66 mg CO₂ kg⁻¹ h⁻¹ (Figura 14) (Apéndice II, Cuadro 1).

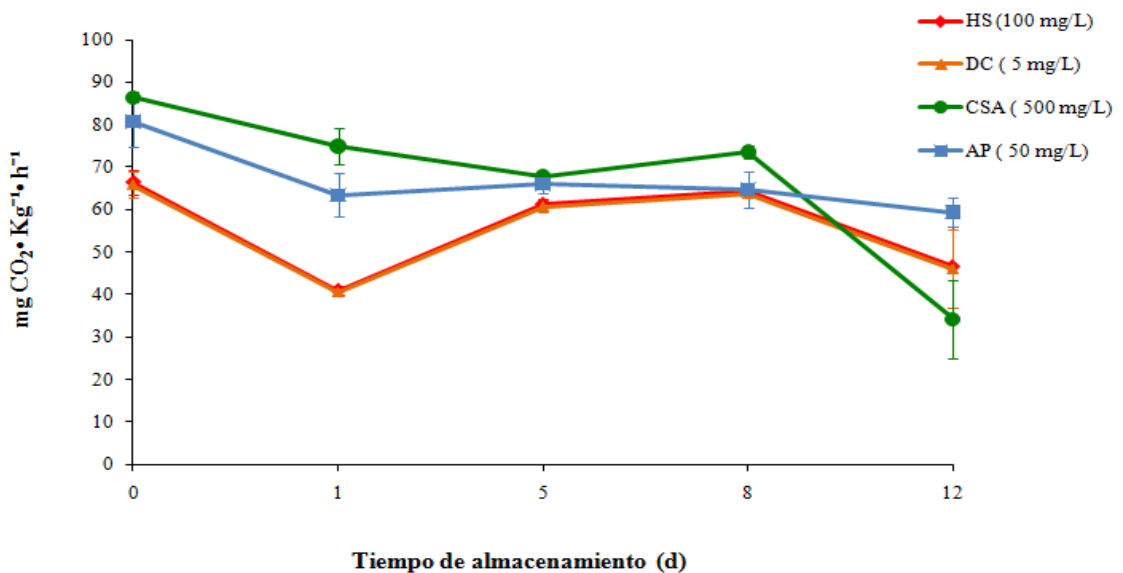


Figura 14. Evolución de la tasa respiratoria (mg CO₂ kg⁻¹ h⁻¹) en hojas de rúcula lavadas con diferentes sanitizantes y conservadas bajo atmósfera modificada por 12 días a 5 °C. Los valores son la media (n=3) ± error estándar. HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Durante el almacenamiento, HS (100 mg/L) y DC (5 mg/L) obtuvieron la mayor reducción de la tasa con 38,2 % entre el día 0 y 1. En el mismo período, los demás tratamientos redujeron su tasa respiratoria entre 21,4 y 13,1 %. Se alcanzó un equilibrio luego del día 5 con valores de 60,7 a 67,9 mg CO₂ kg⁻¹ h⁻¹ (Figura 14).

Al transcurrir los 12 días de almacenamiento, AP (50 mg/L) finalizó con 59,3 mg CO₂ kg⁻¹ h⁻¹ siendo el tratamiento con mayor tasa respiratoria, mientras que CSA (500 mg/L) terminó con 34,1 mg CO₂ kg⁻¹ h⁻¹ siendo el tratamiento con menor tasa (Apéndice II,

Cuadro 1). Los tratamientos tras el almacenamiento, obtuvieron una reducción de su tasa respiratoria que va desde 26,42 a 60,45 % respecto a los valores iniciales.

En todos los tratamientos se registró el valor más elevado el día 0, ocurriendo lo mismo que en la experiencia 1. Resultados similares observó Martínez-Sánchez (2008), donde los altos valores obtenidos el día del procesamiento (día 0), podrían ser el resultados de la aplicación de los distintos sanitizantes que causarían un estrés fisiológico a las hojas de rucúla. Por otro lado, Salveit (2003) sostiene que el procesamiento de las hojas implica algunas heridas físicas ya sea en el momento del corte en la cosecha, en el lavado y en el secado durante el proceso de preparación por lo que, estas lesiones físicas inevitables pueden causar una respuesta fisiológicas de los tejidos.

Este ensayo, a diferencias de la experiencia anterior, presentó niveles iniciales mayores de tasa respiratoria con valores de 65,8 a 86,4 mg CO₂ kg⁻¹ h⁻¹, mientras que en el ensayo 1 se registraron valores de 63,8 y 72,0 mg CO₂ kg⁻¹ h⁻¹. Tras 12 días de almacenamiento, se observó en el ensayo 1, que CSA (500 mg/L) obtuvo la mayor tasa respiratoria en cambio, en este segundo ensayo AP (50 mg/L) fue el tratamiento con mayor tasa respiratoria. La tasa respiratoria menor en el ensayo 1 la obtuvo DC (5 mg/L), mientras que en este ensayo fue CSA (500 mg/L).

Es de suma importancia disminuir la tasa respiratoria de frutas y hortalizas, dado que la velocidad de deterioro es proporcional a su velocidad respiratoria, por lo que sólo al lograr esta reducción se podrá alargar la vida útil (Kader, 2002b).

2.2 Atmósfera modificada pasiva

El tratamiento HS (100 mg/L) envasado en bolsa perforada (BP), tuvo concentraciones de O₂ cercanas al 20 % y menores al 1 % para el CO₂ durante el almacenamiento (Figura 15).

Bajo atmósfera modificada los tratamientos aumentaron la concentración de CO₂ y disminuyeron la concentración de O₂ durante el almacenamiento. El CO₂ y O₂ lograron un cierto equilibrio el día 4 en todos los tratamientos, con rangos para CO₂ de 11,6 a 14,2 % y para O₂ de 2,3 a 5,3 %.

Los tratamientos obtuvieron diferencias significativas entre ellos y en el tiempo para las concentraciones de CO₂ (Apéndice II, Cuadro 2) mientras que, para las concentraciones de O₂, los tratamientos obtuvieron diferencias significativas entre ellos el día 4 tras el procesamiento, y diferencias significativas en el tiempo se observaron en todos los tratamientos (Apéndice II, Cuadro 2).

En esta experiencia se logró un rápido aumento en la concentración de CO₂ alcanzando el día 4 estar por sobre el 10 % mientras que la concentración de O₂ disminuyó rápidamente en igual período, a valores de 2,3 a 5,3 %. Para el día 8 y 12, el CO₂ obtuvo rangos de concentración de 11 a 16 % (Apéndice II, Cuadro 2). El sanitizante que termina con la mayor concentración de CO₂ es AP (50 mg/L) con 13,0 % (Figura 15).

En ambos ensayos, resultó ser AP (50 mg/L) el tratamiento que alcanzó las concentraciones más elevadas de CO₂ durante el almacenamiento.

Debido a que no existe en la literatura información sobre las concentraciones ideales de CO₂ y O₂ para rúcula, se puede tomar como referencia al perejil, la espinaca y el cilantro, ya que se asemejan a las características de la rúcula requiriendo concentraciones de O₂ de 5 a 8 % y de CO₂ de 5 a 10 % (Kader, 2002b).

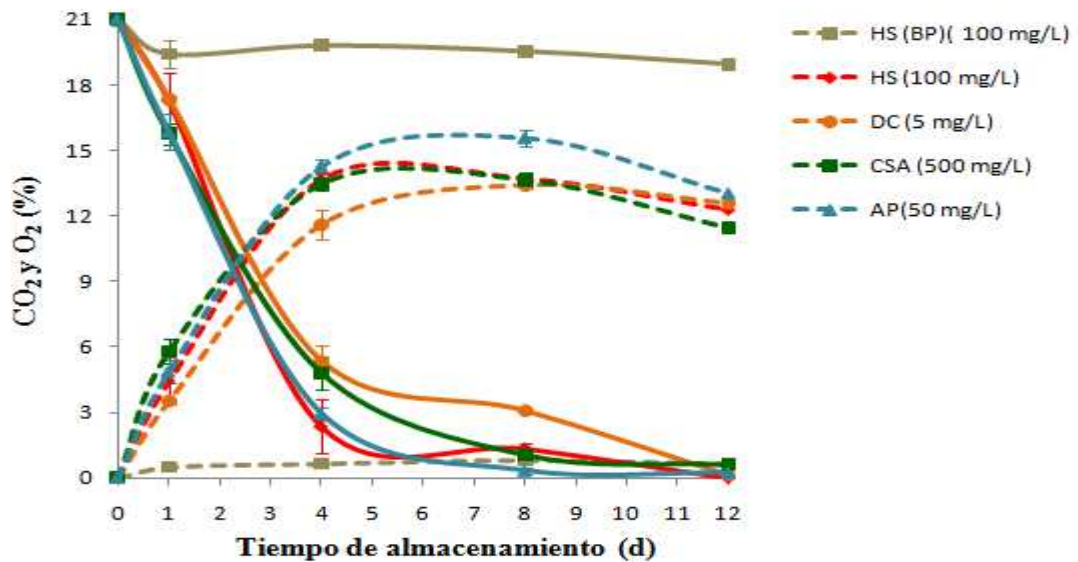


Figura 15. Evolución de la concentración CO₂ (----) y O₂ (—) en hojas de rúcula lavadas con distintos sanitizantes y conservadas bajo atmósfera modificada por 12 días a 5° C. Los valores son la media (n=3) ± error estándar. HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP=ácido peroxiacético.

2.3 Color

Luminosidad: los tratamientos obtuvieron diferencias significativas entre ellos el día 8 tras el procesamiento, mientras que diferencias significativas en el tiempo se observó en HS (100 mg/L) envasado en BP (Apéndice II, Cuadro 3) (Figura 16).

En los tratamientos se observaron rangos de L para los día 1, 5 y 12 de 40 a 44 unidades. Para el día 8, se obtuvieron valores de 40 a 46. El día 12, HS (100 mg/L) envasado en BP terminó con 44,8 siendo el más alto, mientras que CSA (500 mg/L) con 42,3 fue el tratamiento que alcanzó el menor valor de L (Apéndice II, Cuadro 3).

Al comparar los tratamientos con HS (100 mg/L), ambos tuvieron valores de L similares a la experiencia 1, estando en el rango de 42 a 45 unidades. Por lo que no hay, al igual que en el ensayo 1, diferencias entre los dos tipos de envases ya que, AMP no mejoró el color de las hojas de rúculas durante el almacenamiento.

Croma: los tratamientos obtuvieron diferencias significativas entre ellos los días 5, 8 y 12 tras el procesamiento mientras que, el tiempo de conservación afectó este parámetro observándose diferencias significativas en CSA (500 mg/L) (Apéndice II, Cuadro 3). Los valores de croma durante el almacenamiento tuvieron rangos de 24 a 31 unidades (Apéndice II, Cuadro 3).

Tono: en todos los tratamiento se observó una disminución de este parámetro durante el almacenamiento (Apéndice II, Cuadro 3) (Figura 16), observándose en los tratamientos diferencias significativas entre ellos los días 8 y 12 luego del procesamiento.

Durante el almacenamiento, este parámetro obtuvo valores de 119 a 124 unidades. Tras los 12 días, DC (5 mg/L) terminó con el mayor valor con 123,5 mientras que, HS (100 mg/L) envasado en BP fue el menor valor con 119,7 (Apéndice II, Cuadro 3).

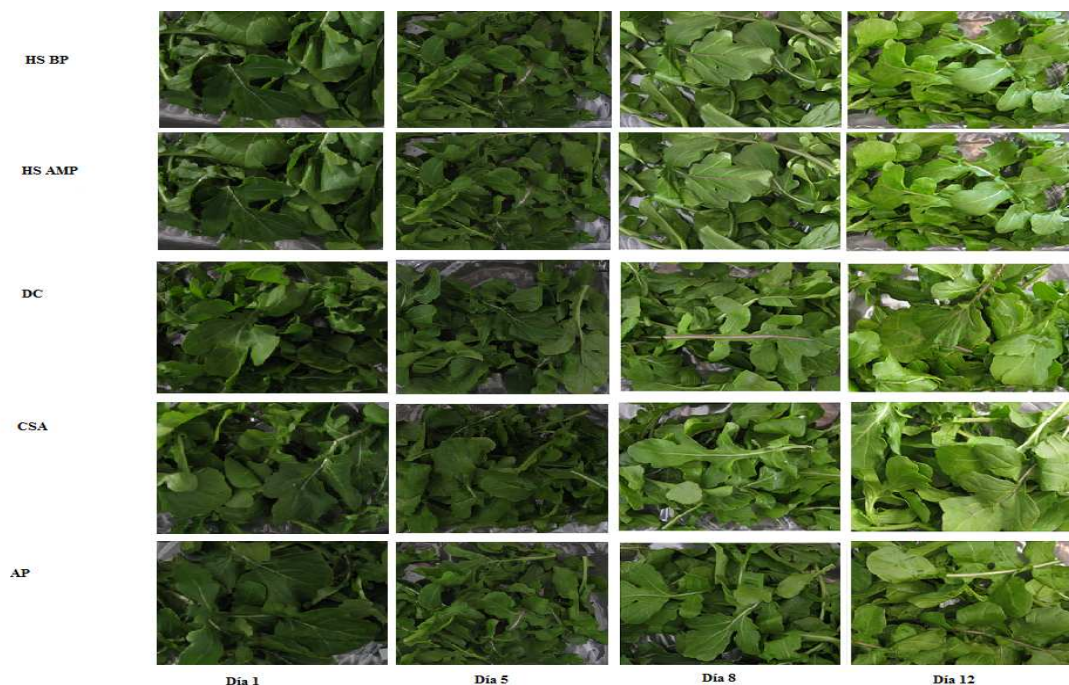


Figura 16. Evolución del color en hojas de rúcula MPF lavadas con distintos sanitizantes. HS=hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP=ácido peroxiacético.

Según la escala de color (Figura 3), todos los tratamientos están por sobre la puntuación “3” teniendo calidad aceptable para el consumidor. Para el día 12, los tratamientos terminan cerca de la puntuación “4”. En todos los tratamientos realizados, el parámetro L experimentó un aumento con el paso de los días, lo que provocó que las hojas de rúcula fueran más luminosas (menos oscuras), coincidiendo los resultados de este ensayo con Castañer *et al.*, (1999). Estos resultados son contrarios a lo que sucedió en el ensayo 1 donde el parámetro L disminuyó en todos los tratamientos. El tono disminuyó, por tanto hubo una baja de la intensidad del verdor (tono), incrementándose el amarillo tal como lo señala Gonçalves *et al.*, (2009).

Por tanto, el color verde tendió a disminuir, a diferencia del ensayo 1, en las hojas de rucúla sometidas a los distintos tratamientos de igual forma a lo experimentado por Martínez-Sánchez *et al.*, (2006) quienes trabajaron con rucúla lavada con hipoclorito de sodio (100 mg/L), clorito de sodio acidificado (250 mg/L) y ácido peroxiacético (100 mg/L). En un estudio de Loaiza y Cantwell (1997) realizado en cilantro conservado a 5° C por 14 días observaron una disminución del verdor (tono) mientras que L y croma aumentaban de valor. Los resultados de este segundo ensayo se avalan con la literatura citada, la cual señala que con el paso del tiempo comienza a surgir el amarillamiento de las hojas, con un aumento de L, croma y una disminución de tono.

2.4 Análisis microbiológico

Aerobios mesófilos: la materia prima tuvo recuentos de aerobios mesófilos de 5,5 log ufc·g⁻¹. En los tratamientos se observaron diferencias significativas entre ellos, mientras que diferencias significativas en el tiempo se observaron en todos los tratamientos excepto HS (100 mg/L) envasado en AMP (Apéndice II, Cuadro 4). Para el día 1, los tratamientos obtuvieron recuentos entre 2,2 y 4,3 log ufc·g⁻¹ excepto DC (5mg/L) que obtuvo 5,0 log ufc·g⁻¹. En el día 5, se obtuvieron recuentos en un rango de 3,0 a 4,1 log ufc·g⁻¹. El día 8, se alcanzaron valores de aerobios mesófilos de 4,0 a 5,5 log ufc·g⁻¹ excepto CSA (500 mg/L) que obtuvo 0 log ufc·g⁻¹. Tras 12 días, los recuentos estuvieron en un rango de 3,2 a 5,7 log ufc·g⁻¹, resultando con el menor recuento CSA (500mg/L) (Figura 17).

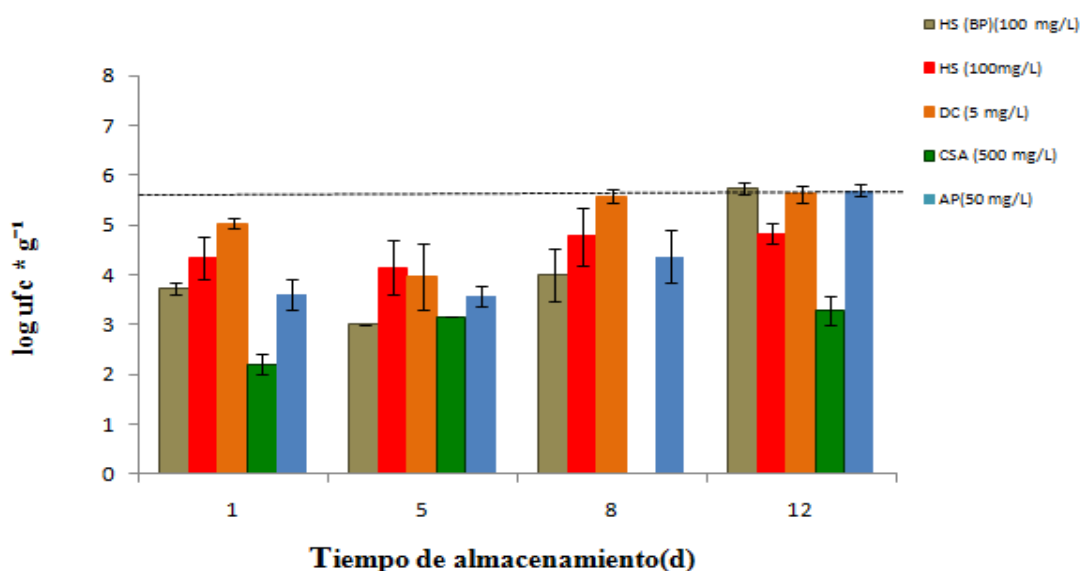


Figura 17. Recuentos de aerobios mesófilos en hojas de rucúla lavadas con distintos sanitizantes y conservadas bajo atmósfera modificada por 12 días a 5° C. Los valores son la media (n=3) ± error estándar. La línea horizontal punteada corresponde al límite máximo permitido por el Reglamento Sanitario de Alimentos (Ministerio de Salud, 1997). HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Estos resultados obtenidos son semejantes a un trabajo realizado por Martínez-Sánchez *et al.*, (2006) en el cual emplearon rúcula realizando lavados con hipoclorito de sodio (100 mg/L), clorito de sodio acidificado (250 mg/L) y ácido peroxiacético (100 mg/L) encontrando que todos sus lavados disminuyeron en aerobios mesófilos alrededor de una unidad logarítmica. También Lopez-Gálvez *et al.*, (2010) que trabajaron con lechuga MPF aplicándole lavados de hipoclorito de sodio (100 mg/L) y dióxido de cloro (3 mg/L), observaron reducciones iniciales en aerobios mesófilos en un rango de 1,3 a 1,7 unidades logarítmicas.

Al igual que en el ensayo 1, las hojas de rúcula tratadas con CSA (500 mg/L) podrían ser almacenadas 12 días a 5° con recuentos permitidos inferiores al máximo.

Enterobacterias: la materia prima tuvo recuentos de enterobacterias de 5 log ufc·g⁻¹. Los tratamientos obtuvieron diferencias significativas entre ellos, mientras que diferencias significativas en el tiempo se observaron en todos los tratamientos excepto HS (100 mg/L) envasado en AMP (Apéndice II, Cuadro 4). Los días 1 y 5 se lograron recuentos del orden de 2,7 a 4,5 log ufc·g⁻¹ siendo CSA (500 mg/L) el tratamiento que logró los valores más bajos con 0 y 2,7 log ufc·g⁻¹ en igual período. Los días 8 y 12 los recuentos de enterobacterias tuvieron un rango de 3,2 a 5,4 log ufc·g⁻¹, destacándose CSA (500 mg/L) por obtener los valores más bajos en igual período (Figura 18), lo que contrasta a los resultados del ensayo 1 donde HS (100 mg/L) envasado en AMP resultó ser el sanitizante más efectivo al cabo de los 12 días de almacenamiento.

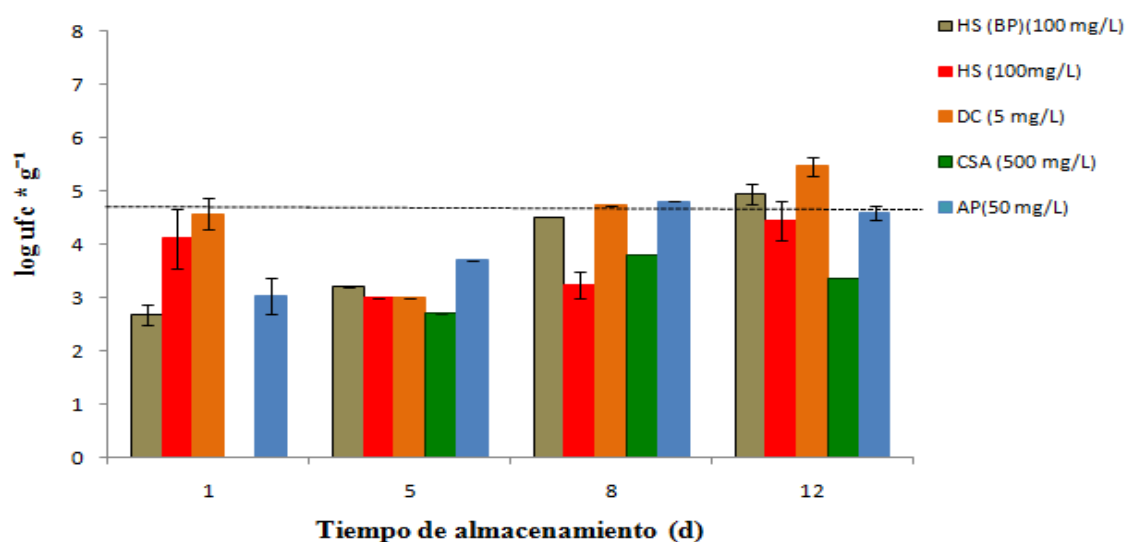


Figura 18. Recuentos de enterobacterias en hojas de rúcula lavadas con distintos sanitizantes y conservadas bajo atmósfera modificada por 12 días a 5° C. Los valores son la media (n=3) ± error estándar. La línea horizontal punteada corresponde al límite máximo permitido por el Reglamento Sanitario de Alimentos (Ministerio de Salud, 1997). HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Las hojas de rúculas tratadas con CSA (500 mg/L) podrían ser almacenadas por 12 días a 5° C con recuentos permitidos inferiores al máximo.

Psicrófilos: la materia prima tuvo recuentos de psicrófilos de $5,5 \log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$. Los tratamientos obtuvieron diferencias significativas entre ellos, mientras que el tiempo de conservación arrojó diferencias significativas en todos los tratamientos (Apéndice II, Cuadro 4). Para el día 1, HS (100 mg/L) envasado en BP obtuvo recuentos de psicrófilos de $0 \log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$ (Figura 20), estando los restantes tratamientos en un rango de 4,2 a $5,3 \log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$. Los días 5 y 8, se alcanzaron valores de 3,5 a $7,0 \log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$ siendo CSA (500 mg/L) el tratamiento que logró los menores recuentos en igual período. Tras 12 días, los recuentos estuvieron en un rango de 6 a $7 \log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$ excepto CSA (500 mg/L) que obtuvo $1,6 \log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$ (Figura 19). Esto concuerda con los resultados obtenidos en el ensayo 1, donde CSA (500 mg/L) fue el tratamiento que obtuvo el menor recuento de psicrófilos al cabo de los 12 días de almacenamiento, lo que se respalda con la literatura citada en dicho ensayo, donde Martínez-Sánchez *et al.*, (2006) trabajaron con hojas de rúcula lavada con distintos sanitizantes resultando ser clorito de sodio acidificado (250 mg/L) el más efectivo en reducir estos microorganismos.

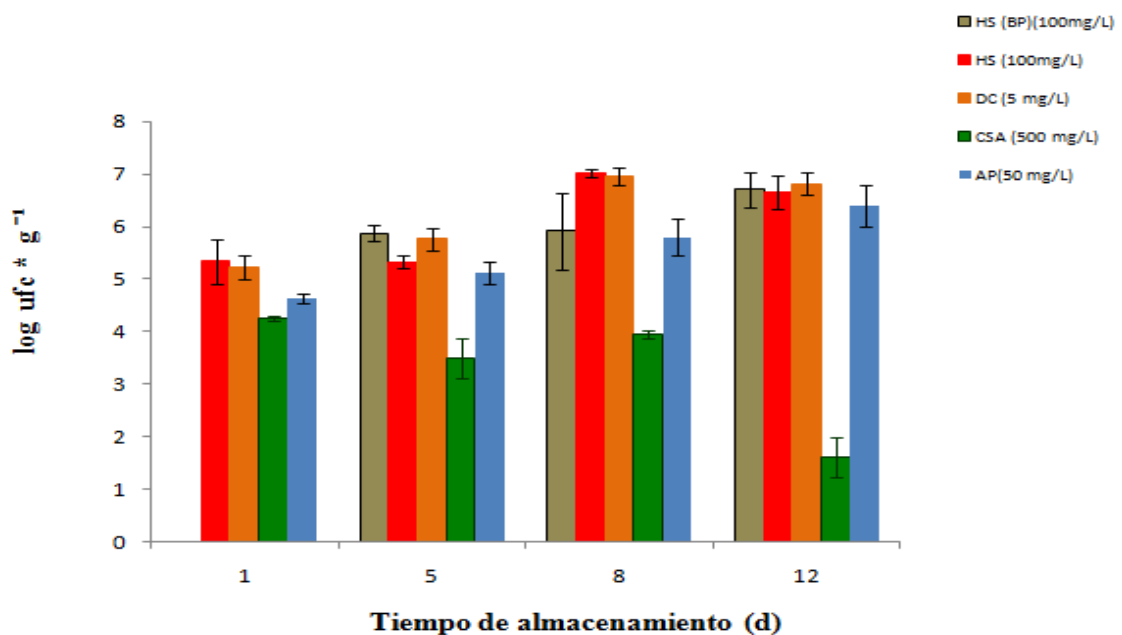


Figura 19. Recuentos de psicrófilos en hojas de rúcula lavadas con distintos sanitizantes y conservadas bajo atmósfera modificada por 12 días a 5° C. Los valores son la media ($n=3$) \pm error estándar. HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP=ácido peroxiacético.

Hongos y levaduras: la materia prima tuvo recuento de hongos y levaduras de $2 \log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$. Tras lavar las hojas de rúcula con los sanitizantes, se obtuvo una reducción de $0,52$ a $0,7 \log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$. A lo largo del período de conservación, los lavados efectuados no superaron las 3,4 unidades logarítmicas (datos no mostrados).

Bacterias lácticas: en esta experiencia los recuentos de bacterias lácticas fueron siempre inferiores a $3 \log \text{ufc} \cdot \text{g}^{-1}$ sin verse afectados por los tratamientos estudiados por 12 días a 5°C (datos no mostrados).

2.5 Evaluación Sensorial

Apariencia: todos los tratamientos tuvieron una reducción de este atributo (Figura 20 A), observándose diferencias significativas entre tratamientos los día 5, 8 y 12 tras el procesamiento. El tiempo de conservación afectó este atributo observándose diferencias significativas en todos los tratamientos excepto en AP (50 mg/L) (Apéndice II, Cuadro 5).

En el día 1, los tratamientos fueron considerados como “buenos” y “muy buenos” (Anexo II), estando en un rango de 11,3 a 12,2 unidades siendo HS (100 mg/L) envasado en BP y AP (50 mg/L) los más altos. Para el día 5, HS (100 mg/L) envasado en BP y AMP junto con AP (50 mg/L) fueron evaluados como “bueno” mientras que DC (5 mg/L) y CSA (500 mg/L) se encontraron en el rango de “más que regular”. El día 8, AP (50 mg/L) obtuvo el rango de “muy bueno” por otro lado, CSA (500 mg/L) logró un rango de “menos que regular”. Tras 12 días, DC (5 mg/L) y CSA (500 mg/L) obtuvieron un rango “deficientes” al obtener 3,0 y 3,3 unidades respectivamente, mientras AP (50 mg/L) obtuvo rango “más que regular” con 9,2 unidades, repitiéndose el resultado del ensayo 1, donde AP (50 mg/L) resultó ser el mejor tratamiento evaluado tras los 12 días de almacenamiento.

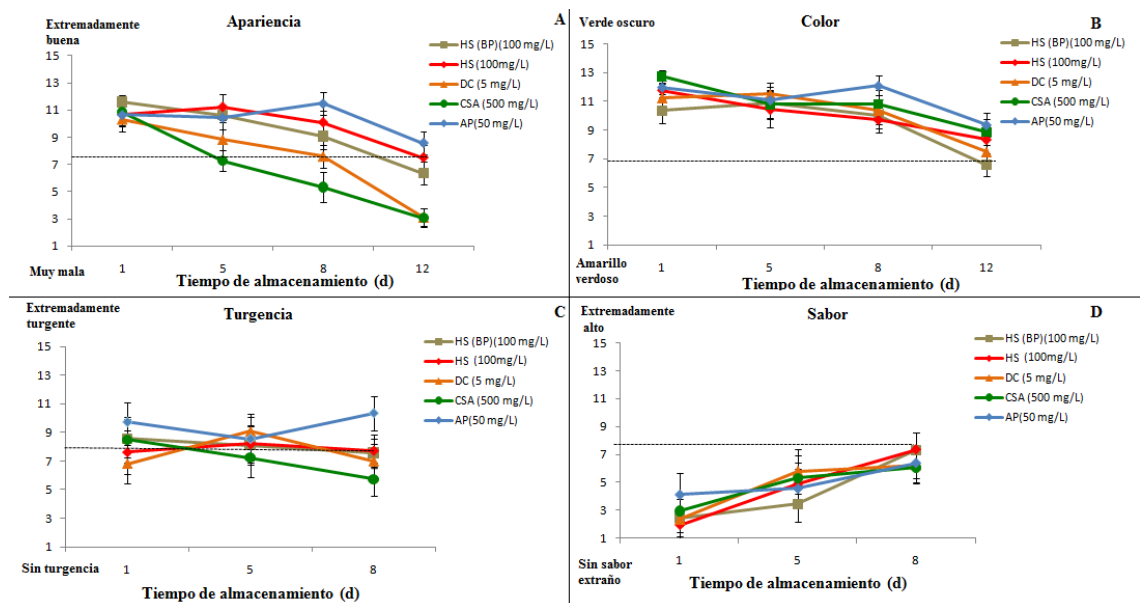


Figura 20. Efecto de diferentes sanitizantes en los atributos sensoriales medidos: Apariencia (A), Intensidad de Color (B), Turgencia (C) y Sabores extraños (D). Los valores son la media ($n=12$) \pm error estándar. Línea punteada grafica el límite de aceptabilidad establecido. HS=hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP=ácido peroxiacético.

Intensidad de color: los tratamientos obtuvieron diferencias significativas en el tiempo en HS (100 mg/L) envasado en BP y DC (5 mg/L) (Apéndice II, Cuadro 5). Durante los días 1 y 5 (Figura 20 B) los tratamientos tuvieron un rango “bueno” a “muy bueno” con valores de 10 a 13 unidades. Para el día 8 y 12, AP (50 mg/L) resultó ser el mejor tratamiento evaluado con un rango de “muy bueno” y “bueno” respectivamente. Al igual que en la experiencia 1, HS (100 mg/L) envasado en BP fue el peor tratamiento evaluado en cuanto a la intensidad de color (Figura 21 B).

Turgencia: los tratamientos obtuvieron diferencias significativas entre ellos el día 8 tras el procesamiento (Apéndice II, Cuadro 5). Para el día 1 y 5 (Figura 20 C) los tratamientos tuvieron valores de 7,3 a 9,1 unidades. Para el día 8, AP (50 mg/L) resultó ser el mejor tratamiento con 10 unidades. La evaluación del día 12, se decidió omitir la degustación del panel semientrenado, debido a que los recuentos microbiológicos de ese día superaban el límite legal dispuesto por el reglamento sanitario de los alimentos (Ministerio de Salud 1997).

Sabores extraños: todos los tratamientos experimentaron un aumento de este atributo (Figura 20 D), observándose diferencias significativas en el tiempo en HS (100 mg/L) envasado en BP y AMP (Apéndice II, Cuadro 5). Este atributo fue el mejor evaluado, ocurriendo la misma situación que en la experiencia 1, lo que implica que estuvo cercano a no presentar sabores extraños. Al momento de realizar esta experiencia, al panel semientrenado se le entregó una muestra de rucúla lavada sólo con agua potable, para así poder distinguir el sabor característico que posee esta hortaliza. Al igual que en el ensayo 1, en la evaluación del día 12, se decidió omitir la degustación del panel semientrenado, debido a que los recuentos microbiológicos de ese día superaban el límite legal dispuesto por el reglamento sanitario de los alimentos (Ministerio de Salud 1997).

2.6 Contenido de fenoles totales: la materia prima obtuvo un contenido de fenoles totales de 3,1 mg equivalentes de ácido gálico/g peso fresco. Los tratamientos obtuvieron diferencias significativas entre ellos el día 12 luego del procesamiento, mientras que el paso del tiempo arrojó diferencias significativas en HS (100mg/L) envasado en BP y CSA (500 mg/L) (Apéndice II, Cuadro 6). Para el día 1, los tratamientos obtuvieron valores en un rango de 1,8 a 2,7 mg equivalentes de ácido gálico/g peso fresco. En los días 6 y 12, los rangos de fenoles totales fluctuaron entre 2,7 y 3,6 mg equivalentes de ácido gálico/g peso fresco (Figura 21).

Al comparar los resultados de HS (100 mg/L) envasado en sus dos formas, no se observaron diferencias, dado que BP y AMP, obtienen similares valores de contenido de fenoles totales durante el almacenamiento, por lo que no hay un efecto de la atmósfera modificada pasiva sobre el contenido de fenoles totales en hojas de rúculas almacenadas por 12 días a 5° C.

Los resultados obtenidos por DC (5mg/L), CSA (500 mg/L) y AP (50 mg/L) permiten decir que no se aprecian diferencias, dado que obtuvieron valores semejantes durante el almacenamiento.

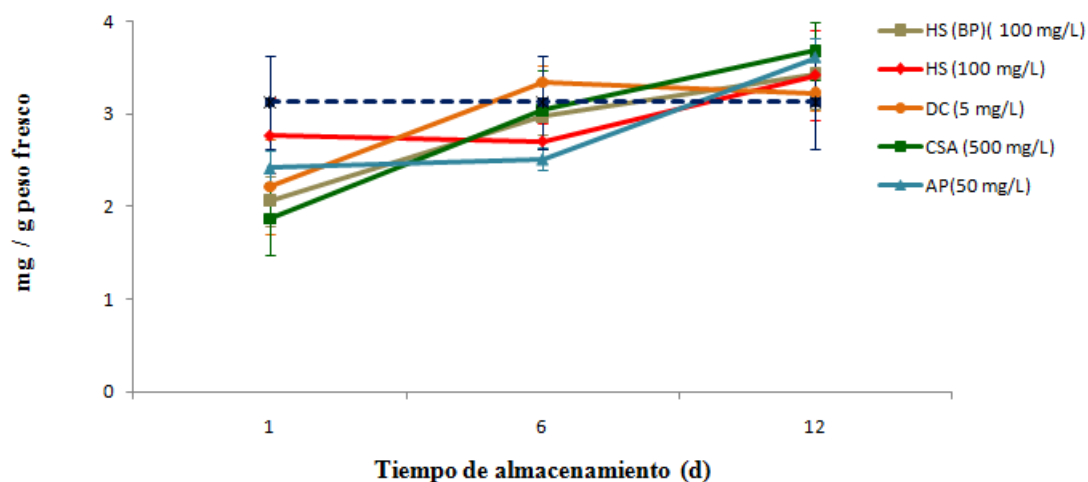


Figura 21. Efecto de diferentes sanitizantes en el contenido de fenoles totales en hojas de rúculas almacenados por 12 días a 5 ° C. Los valores son la media (n=3) ± error estándar. La línea horizontal punteada corresponde al contenido de fenoles totales de la materia prima previa al lavado. HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Existen pocos estudios donde se haya examinado el efecto de la conservación en atmósfera modificada sobre el contenido en compuestos funcionales de alimentos de IV Gama. En un estudio realizado por Gil *et al.*, (1999) observaron que la vitamina C se preservaba bien en condiciones óptimas de conservación en atmósfera modificada, tal y cómo se pudo ver en espinaca en IV Gama. En condiciones de conservación de hojas de rúcula bajo niveles muy reducidos de O₂ (≤ 1 %) o muy elevados de CO₂ (≥ 15 %) se observó el deterioro de la calidad sensorial y la pérdida de fenoles, vitamina C y glucosinolatos reduciéndose estos compuestos funcionales hasta en un 50 %, por lo tanto, diferentes condiciones en el almacenamiento pueden afectar la estabilidad de este tipo de compuestos (Martínez-Sánchez *et al.*, 2007). En un trabajo realizado por Martínez-Sánchez *et al.*, (2006) en el cual se utilizaron hojas de rúcula tratadas con hipoclorito de sodio (100 mg/L), clorito de sodio acidificado (250 mg/L) y ácido peroxiacético (100 mg/L) almacenadas a 4° C, se observó que el tratamiento que logró el mayor valor de fenoles total al cabo de 12 días fue ácido peroxiacético lo que concuerda con los resultados obtenidos en este ensayo.

Sin embargo, cuando los procesos empleados han sido optimizados para el procesado en fresco de frutas y hortalizas en IV Gama, el contenido en compuestos funcionales no se reduce. Un ejemplo de ello es la papa en IV Gama donde observamos que el contenido en vitamina C se mantuvo durante 6 días de conservación a 4°C, e incluso aumentó en la variedad Agria de temporada nueva (Tudela *et al.*, 2002).

2.7 Actividad antioxidante total: la materia prima obtuvo un valor de actividad antioxidante de 2,7 mg equivalentes de trolox/g peso fresco. Los tratamientos obtuvieron diferencias significativas entre ellos el día 1 luego del procesamiento, mientras que con el transcurso del tiempo se observaron diferencias significativas en todos los tratamientos excepto en DC (5 mg/L) (Apéndice II, Cuadro 7). Para el día 1 todos los tratamientos tuvieron valores de 0,8 a 1, 5 mg equivalentes de trolox/g peso

fresco, siendo DC (5mg/L) el tratamiento con el menor valor. El día 6, los tratamientos obtuvieron valores en un rango de 1,6 a 2,1 mg equivalentes de trolox/g peso fresco resultando ser los más altos durante el almacenamiento. Tras 12 días, se lograron valores de 0,3 a 0,5 mg equivalentes de trolox/g peso fresco, siendo DC (5 mg/L) y AP (50 mg/L) los tratamientos con los valores más altos (Figura 22).

Al comparar los resultados de HS (100 mg/L) envasado en sus dos formas, no se obtienen diferencias, por lo que al igual que en el caso del contenido de fenoles totales, no existe una diferencia entre BP y AMP, en la capacidad antioxidante total en hojas de rúculas almacenadas por 12 días a 5° C.

Los resultados generados por DC (5mg/L), CSA (500 mg/L) y AP (50 mg/L) permiten señalar, que no se observaron diferencias, debido a que se obtuvieron valores similares durante el almacenamiento.

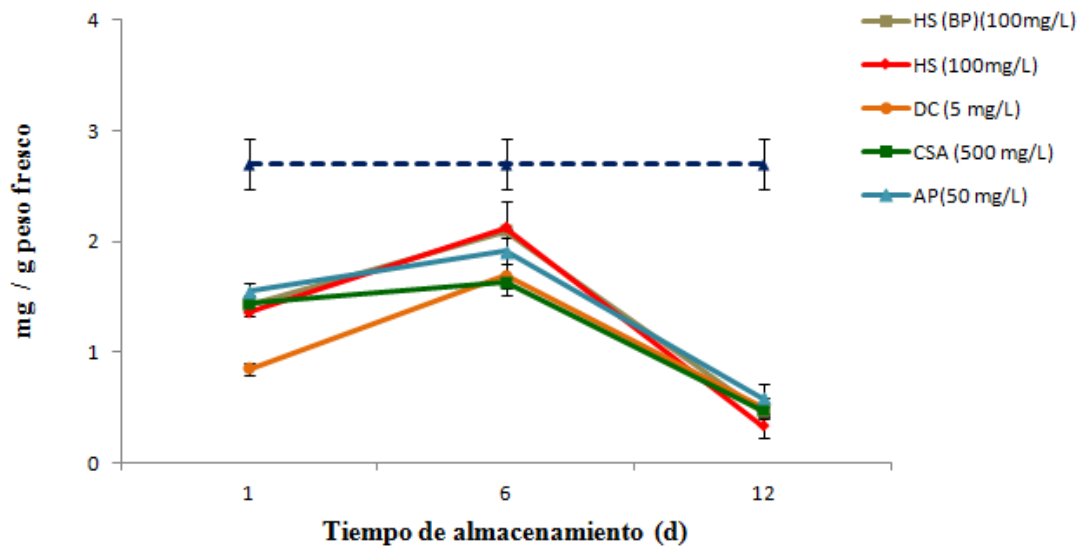


Figura 22. Efecto de diferentes sanitizantes en la actividad antioxidante total en hojas de rúcula almacenados por 12 días a 5 ° C. Los valores son la media (n=3) ± error estándar. La línea horizontal punteada corresponde a la actividad antioxidante total de la materia prima previa al lavado. HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP=ácido peroxiacético.

Heimler *et al.*, (2006) sostienen que existe una correlación entre el contenido de fenoles totales y la capacidad antioxidante en hojas de repollo y brócoli, lo que no se pudo corroborar en esta experiencia. Martínez-Sánchez *et al.*, (2006) utilizaron hipoclorito de sodio (100 mg/L), clorito de sodio acidificado (250 mg/L), ácido peroxiacético (100 mg/L), ácido láctico (20 mL/L), agua ozonizada(10 mg/L) en hojas de rucúla observando como resultado que el impacto de estos tratamientos sobre los compuestos funcionales (polifenoles, glucosinolatos y vitamina C) era mínimo tras el lavado, excepto el tratamiento sanitizante a base de ácido láctico, el cual redujo marcadamente el nivel de compuestos antioxidantes afectando además la calidad organoléptica de las

hojas de rucúla. Por otro lado, Degl'innocenti *et al.*, (2008) observaron en lechuga variedad Capitata, un “peak” de actividad antioxidante a las 24 horas de almacenamiento, para después ir disminuyendo, mientras que en hojas de rucúla se experimentó un rápido aumento de la actividad antioxidante luego de 3 horas de almacenamiento manteniéndose relativamente constante durante el tiempo de conservación, observándose una disminución transitoria a las 10 horas de conservación, lo que se contrapone a los resultados de esta experiencia en la cual se observó un leve aumento de actividad antioxidante a los 6 días (en todos los tratamientos) de conservación para luego disminuir hacia el final del período de almacenamiento.

Los resultados de los compuestos funcionales se deben en parte a las condiciones en las cuales se realizó esta experiencia, pero además hay que considerar que no sólo se pueden ver afectados los compuestos funcionales por las condiciones de almacenamiento sino que además los factores genéticos, factores de precosecha, estado fisiológico de la materia prima, operaciones de procesado (cortado, lavado, envasado) son pilares fundamentales que pueden afectar el contenido en compuestos funcionales de frutas y hortalizas en IV Gama (Gil *et al.*, 2007).

Conclusiones ensayo II

- El CSA (500mg/L) fue el sanitizante alternativo al hipoclorito de sodio más efectivo en la reducción de los microorganismos estudiados.
- La calidad sensorial durante el tiempo de almacenamiento, resultó ser afectada por todos los tratamientos sanitizantes empleados.
- Los tratamientos sanitizantes junto con la atmósfera modificada, no afectaron el contenido de compuestos funcionales durante 12 días a 5°C.

CONCLUSIONES GENERALES

En las hojas de rúculas almacenadas a 5° C se puede concluir:

- En ambos ensayos, la combinación entre los tratamientos sanitizantes y el uso de atmósfera modificada pasiva logró reducir la carga microbiana inicial preservando la calidad microbiológica y sensorial de las hojas de rucúla.
- El hipoclorito de sodio fue efectivo para reducir la carga microbiana y envasado en atmósfera modificada pasiva con concentraciones cercanas a 10 % CO₂ y 3 % O₂ logró ser eficaz en preservar la calidad microbiológica y sensorial de hojas de rucúla conservado a 5° C.
- El clorito de sodio acidificado fue una opción eficaz en la reducción de los microorganismos estudiados, sin embargo afectó la calidad sensorial de manera negativa en hojas de rucúla conservadas a 5° C.
- El ácido peroxiacético no fue eficiente en la reducción de los microorganismos estudiados, no obstante es aquel que preserva de mejor forma los atributos organolépticos de las hojas de rucúla conservadas a 5° C.
- El dióxido de cloro no fue efectivo en la reducción de la carga microbiana, por tanto, se podría realizar otra experiencia con una mayor dosis de este sanitizante, para verificar si es efectivo en la reducción de los microorganismos estudiados.
- Los tratamientos sanitizantes empleados junto con la atmósfera modificada pasiva, no generaron diferencias relevantes en la evolución de los compuestos funcionales en hojas de rucúla almacenadas a 5° C.
- Tomando en consideración los parámetros microbiológicos y sensoriales se puede concluir que las hojas de rucúla duran 8 días almacenadas a 5° C.

BIBLIOGRAFÍA.

Ahn H.J., C. Jo, J.W. Lee, J.H. Kim, K.H. Kim and M.W. Byun. 2003. Irradiación and modified atmosphere packaging effects on residual nitrite, ascorbic acid, nitrosomyoglobin, and color in sausage. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51: 1249-1253.

Ali, S.S., N. Kasoju, A. Luthra, A. Singh, H. Sharanabasava, A. Sahu and U. Bora. 2008. Indian medicinal herbs as sources of antioxidants. *Food Research International* 41: 1-15.

Allende, A., Y. Luo, J.L. McEvoy, F. Artés and C.Y. Wang, 2004. Microbial and quality changes in minimally processed baby spinach leaves stored under super atmospheric oxygen and modified atmosphere conditions. *Postharvest Biology and Technology* 33: 51-59.

Allende, A., F.A. Tomás-Barberán and M.I. Gil. 2006. Minimal processing for healthy traditional foods. *Trends in Food Science and Technology* 17: 513-519.

Allende, A., J. Mc Evoy, Y. Tao and Y. Luo. 2009. Antimicrobial effect of acidified sodium chlorite, sodium chlorite, sodium hypochlorite, and citric acid on *Escherichia coli* O157:H7 and natural microflora of fresh-cut cilantro. *Food Control* 20: 230-234.

Araya, E. 2007. Guía de Laboratorio curso: Evaluación Sensorial de los alimentos. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas Departamento de Agroindustria y Enología. 81p.

Artés, F., P. Gómez, E. Aguayo, V. Escalona and F. Artés-Hernández. 2009. Sustainable sanitation techniques for keeping quality and safety of fresh cut plant commodities. *Postharvest Biology and Technology* 51: 287-296.

Barillari, J., D. Canistro, M. Paolini, F. Ferroni, G.F. Pedulli, R. Iori, and L. Valgimigli. 2005. Direct antioxidant activity of purified glucoerucin, the dietary secondary metabolite contained in rocket (*Eruca sativa* Mill.) seeds and sprouts. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 53: 2475-2482.

Barreiro, J.A. y A.J. Sandoval, 2006. Operaciones de conservación de alimentos por bajas temperaturas. Ed. Equinoccio. Caracas Venezuela. 45p.

Benzie, I. F. F. and J. J. Strain. 1996. The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of antioxidant power: The FRAP assay. *Analytical Biochemistry* 239: 70-76.

Berger, H. 2004. Situación comercial, técnica y de innovación de los productos mínimamente procesados en el Gran Santiago, Chile. pp 25-30. En: Simposium "Estado actual del mercado de frutas y vegetales cortados en Iberoamérica". San José, Costa Rica. Abril 28-30, 2004. Universidad de Chile. Santiago, Chile.

- Bravo, L. 1998. Polyphenols: chemistry, dietary sources, metabolism and nutritional significance. *Nutrition Reviews* 56 (11): 317-33.
- Boyette, M., D. Ritchie, S. Carballo, S. Blankenship and D. Sanders. 1993. Chlorination and postharvest disease control. *HortTechnology* 3: 395-400.
- Cameron, A.C., P.C. Talasila, and D.W. Joles. 1995. Predicting film permeability needs for modified-atmosphere packaging of lightly processed fruits and vegetables. *HortScience* 30: 25-34.
- Cantwell, M., 1996. Fresh-cut biology and requirements. *Fresh-cut Products: Maintaining Quality and Safety*. Postharvest Horticulture Series. Postharvest Outreach Program. Department of Pomology, University of California, Davis. California, EEUU. 10: 7.2-7.7.
- Castañer, M., M.I. Gil, M.V. Ruiz, and F. Artés. 1999. Browning susceptibility of minimally processed Baby and Romaine lettuces. *European Food Research and Technology* 209: 52-56.
- Chew, F. S. 1988. Biological effects of glucosinolates. *Biologically Active Natural Products: Potential Use in Agriculture*. pp. 155–181. *In*: H. G. Cutler (Ed). American Chemical Society. Washington D.C, EEUU. 483p.
- Conesa, A., B.E. Verlinden, F. Artés-Hernández, B. Nicolai and F. Artés. 2007. Respiration rates of fresh-cut bell peppers under supertamospheric and low oxygen with or without high carbon dioxide. *Postharvest biology and technology* 45: 81-88.
- Cox, D.N., A.S. Anderson, S. McKellar, J. Reynolds, M.E.J. Lean and D.J. Mela. 1996. Vegetables and fruit: barriers and opportunities for greater consumption. *Nutrition and Food Science* 96(5): 44-47.
- Crozier, A., M.E.J. Lean, M.S. McDonald and C. Black. 1997. Quantitative analysis of the flavonoid content of commercial tomatoes, onions, lettuce and celery. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 45: 590-595.
- Cruz R.M., M.C. Vieira and C.L.M. Silva. 2006. Effect of heat and thermosonication treatments on peroxidase inactivation kinetics in watercress (*Nasturtium officinale*). *Journal of Food Engineering* 72: 8-15.
- Degl'Innocenti, E., B. Pardossi, F. Tognoni, and L. Guidi. 2007. Physiological basis of sensitivity to enzymatic browning in 'lettuce', 'escarole' and 'rocket salad' when stored as fresh-cut products. *Food Chemistry* 104: 209-215.
- Degl'Innocenti, E., A. Pardossi, M. Tattini and L. Guidi. 2008. Phenolic compounds and antioxidant power in minimally processed salad. *Journal of Food Biochemistry* 32: 642-653.

Del Caro, A., A. Piga, V. Vacca and M. Agabbio. 2004. Changes of flavonoids, vitamin C and antioxidant capacity in minimally processed citrus segments and juices during storage. *Food Chemistry* 84: 99-105.

Del Nobile, M.A., A. Baiano, A. Benedetto and L. Massignan. 2006. Respiration rate of minimally processed lettuce as affected by packaging. *Journal of Food Engineering* 74:60-69.

De Roever, C. 1999. Microbiological safety evaluations and recommendations on fresh produce. National Advisory Committee on Microbiological Criteria Foods (NACMCF). *Food Control* 9: 117-143.

Drobnica, L., M. Zemanova, P. Nemeč, K. Antos, P. Kristian, A. Stullerova, V. Knopková and P. Nemeč, Jr. 1967. Antifungal activity of isothiocyanates and related compounds. I. Naturally occurring isothiocyanates and their analogues. *Applied and Environmental Microbiology* 15: 701-709.

Eliot, S.C., J.C. Vuilleumard and J.P. Emond. 1998. Stability of Shredded Mozzarella Cheese under Modified Atmospheres. *Journal of Food Science* 63: 1075-1080.

Engelen-Eigles, G., G. Holden, J.D. Cohen and G. Gardner. 2006. The Effect of Temperature, Photoperiod, and Light Quality on Glucanasturtiin Concentration in Watercress (*Nasturtium officinale*). *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 54(2): 328-334.

Escalona, V.H. 2003. Innovaciones tecnológicas en la conservación y procesado en fresco de hinojo y colirrábano mediante refrigeración y modificación de la atmósfera. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Cartagena. Cartagena, España. 280p.

Escalona, V., L. Luchsinger y L.A. Lizana. 2008. Efecto del envasado en atmósfera modificada sobre la calidad y la conservación de frutas y hortalizas. *Revista Aconex* 98: 16-24.

Escalona, V y L. Luchsinger. 2008. Una revisión sobre frutas y hortalizas mínimamente procesadas en fresco. *Revista Aconex* 99: 23-28.

Fahey, J.W., Y. Zhang and P. Talalay. 1997. Broccoli sprouts: an exceptionally rich source of inducers of enzymes that protect against chemical carcinogens. *Proceedings of the National Academy of Science of the United States of America* 94: 10367-10372.

Fahey, J.W., A.T. Zalcmann and P. Talalay. 2001. The chemical diversity and distribution of glucosinolates and isothiocyanates among plants. *Phytochemistry* 56: 5-51.

Fan, X., P.M.A. Toivonen, K.T. Rajkowski and K.J.B. Sokorai. 2003. Warm water treatment in combination with modified atmosphere packaging reduces undesirable effects of irradiation on the quality of fresh-cut iceberg lettuce. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51: 1231-1236.

Fan, X., B. Annous, L. Keskinen and J. Mattheis. 2009. Use of chemical sanitizers to reduce microbial population and maintain quality of whole and fresh-cut cantaloupe. *Journal of Food Protection* 72: 2453-2460.

Francis, G.A. and D. O'Beirne. 2002. Effects of vegetable type and antimicrobial dipping on survival and growth of *Listeria innocua* and *E. coli*. *International Journal of Food Science and Technology* 37: 711-718.

FEDEFruta. 2009. Boletín Técnico Hortalizas N° 4, correspondiente a 2009. Nodo Frutícola, Región de Coquimbo. Disponible en: <http://www.fedefruta.cl/boletinesNodoCoquimbo/BTH4.pdf>. Leído el 25 Julio de 2009.

FIA. 2005. Boletín Trimestral N° 13, correspondiente a Enero de 2005. Santiago, Chile. 2p.

Gilbert, L.C. 2000. The functional food trend: What's next and what American think about eggs. *Journal of the American College of Nutrition* 19: 507-512.

Gil, M.I., F. Ferreres and F.A. Tomas-Barberan. 1999. Effect of postharvest storage and processing on antioxidant constituents (flavonoids and vitamin C) of fresh-cut spinach. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 47: 2213-2217.

Gil, M., A. Allende y A. Martínez-Sánchez. 2007. Factores que afectan al contenido de compuestos bioactivos en alimentos de iv gama. pp 716-725. In: V Congreso Iberoamericano de tecnología postcosecha y agroexportaciones. Cartagena, Murcia, España. Mayo 29-6 Junio, 2007. Universidad Politécnica de Cartagena. Murcia, España.

Gomez-Lopez, V., P. Ragaert, J. Debevere and F. Devlieghere. 2008. Decontamination methods to prolong the shelf-life of minimally processed vegetables, state-of the-art. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 48: 487-495.

Gómez-López, V.M., A. Rajakovic, P. Ragaert, N. Smigic and F. Devlieghere. 2009. Chlorine dioxide for minimally processed produce preservation: a review. *Trends in Food Science and Technology* 20:17-26.

Gonçalves, E.M., R.M.S. Cruz, M. Abreu, T.R.S. Brandao and C.L.M. Silva. 2009. Biochemical and colour changes of watercress (*Nasturtium officinale* R.Br.) during freezing and frozen storage. *Journal of Food Engineering* 93: 32-39.

Gorny, J.R. 1997. A summary of CA and MA requirements and recommendations for fresh-cut (minimally processed) fruits and vegetables. *Proceedings of Seventh International Controlled Atmosphere Research Conference*. University of California, Davis. California, EEUU 5: 30-66.

Gorris, L. and B. Tauscher. 1999. Quality and safety aspects of novel minimal processing technology. pp. 325-339. In: F.A.R. Oliveira and J.C. Oliveira (Eds).

Processing of foods: Quality optimisation and process assessment. New York, EEUU. 415p.

Hansen, M., P. Moller, H. Sorensen and M.C. de Trejo. 1995. Glucosinolates in broccoli stored under controlled atmosphere. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 120: 1069-1074.

Heimler, D., P. Vignolini, M.G. Dini, M.G, F.F. Vincieri and A. Romani. 2006. Antiradical activity and polyphenol composition of local *Brassicaceae* edible varieties. *Food Chemistry* 99: 464-469.

Herd, J. and H. Feng. 2009. Aqueous antimicrobial treatments to improve fresh and fresh-cut produce safety. pp. 169-190. *In: Fan, X., Niemira, B., Doona, C., Feeherry, E., and Gravani, B (Eds). Microbial Safety of Fresh Produce. Wiley- Blackwell, Chicago, EEUU. 446p.*

Hua, G. and D.A. Reckhow. 2007. Comparison of disinfection by product formation from chlorine and alternative disinfectants. *Water Research* 41: 1667-1678.

INDAP. 2008. Desarrollo de Mercados, Hortalizas y Chacras. Características generales de la cadena hortícola nacional. Disponible en: <http://www.indap.gob.cl/content/category/35/250/401/>. Leído el 20 de Julio de 2009.

Jeffery, E.H. and V. Jarrell. 2001. Cruciferous vegetables and cáncer prevention. pp. 169-192. *In: R.E.C Wildman (Ed). Handbook of Nutraceuticals and Functional Foods. CRC Press LLC. Florida, EEUU. 541p.*

Kader, A.A., D. Zagory and E. L. Kerbel. 1989. Modified atmosphere packaging of fruits and vegetables. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 28: 1-30.

Kader, A.A. 2002a. Methods of gas mixing, sampling and analysis. Postharvest technology of horticultural crops. pp. 145-148. *In: A. A. Kader (Ed). University of California, Davis. EE. UU. 537p.*

Kader, A.A. 2002b. Tecnología Postcosecha de cultivos Hortofrutícolas. Universidad de California, Davis. EEUU. 570p.

Kaur, C. and H.C. Kapoor. 2001. Antioxidants in fruits and vegetables-the millennium's health. *International Journal of Food Science and Technology* 36: 703-725.

Kelawala, N.S. and L. Ananthanarayan. 2004. Antioxidant activity of selected foodstuffs. *International Journal of Food Sciences and Nutrition* 55(6): 511-516.

Klein, B.P. 1987. Nutritional consequences of minimal processing on fruits and vegetables. *Journal of Food Quality* 10: 179-193.

- Koukounaras, A., A.S. Siomos and E. Sfakiotakis. 2007. Postharvest CO₂ and ethylene production and quality rocket (*Eruca sativa* Mill.) leaves as affected by leaf age and storage temperature. *Postharvest Biology and Technology* 46: 167-173.
- Koukounaras, A., A.S. Siomos and E. Sfakiotakis. 2008. Effects of degree of cutting and storage on atmosphere composition, metabolic activity and quality of rocket leaves under modified atmosphere packaging. *Journal of Food Quality* 33: 1-14.
- Kuskoski, E., A. Asuero, A. Troncoso, J. Manzini-Filho y R. Fett. 2005. Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Ciencia y Tecnología de Alimentos* 25(4): 726-732.
- Laties, G.G. 1978. The development and control of respiratory pathways in slices of plant storage tissues. pp. 421-466. *In* G. Kahl (Ed). *Biochemistry of wounded plant tissues*. Berlin, Alemania. 680p.
- Loaiza J. and M. Cantwell. 1997. Postharvest physiology and quality of cilantro (*Coriandrum sativum* L.). *HortScience* 32: 104-107.
- López-Caballero M.E., A. Gonçalves and M.L. Nunes. 2002. *European Food Research and Technology* 214: 192-197.
- López-Gálvez, F., A. Allende, M.V. Selma and M.I. Gil. 2009. Prevention of *Escherichia coli* cross-contamination by different commercial sanitizers during washing of fresh-cut lettuce. *International Journal of Food Microbiology* 133: 167-171.
- López-Gálvez, F., A. Allende, P. Truchado, A. Martínez-Sánchez, J.A. Tudela, M.V. Selma, M.I. Gil, 2010. Suitability of aqueous Chlorine dioxide versus Sodium hypochlorite as an effective sanitizer for preserving quality of fresh-cut lettuce while avoiding by-product formation. *Postharvest Biology and Technology* 55: 53-60.
- Maniar, A.B., J.E. Marcy, J.R. Bishop and S.E. Duncan. 1994. Modified atmosphere packaging to maintain direct-set cottage cheese quality. *Journal of Food Science* 59(6): 1305-1308.
- McGuire, R. 1992. Reporting of objective color measurements. *HortScience* 27: 1254-1255.
- McKellar, R., J. Odumeru, T. Zhou, A. D. Harrison, D.G. Mercer, J.C. Young, X. Lu, J. Boulter, P. Piyasena and S. Karr. 2004. Influence of a commercial warm chlorinated water treatment and packaging on the shelf-life of ready-to-use lettuce. *Food Research International* 37: 343-354.
- Martínez-Sánchez A., A. Allende, R.N. Bennett, F. Ferreres and M.I. Gil. 2006. Microbial, nutritional and sensory quality of rocket leaves as affected by different sanitizers. *Postharvest Biology and Technology* 42: 86-97.

Martínez-Sánchez, A., R. Llorach, M.I Gil and F. Ferreres. 2007. Characterization of polyphenols and antioxidant properties of five lettuce varieties and escarole. *Food Chemistry* 108: 1028-1038.

Martínez-Sánchez, A., 2008. Caracterización de compuestos bioactivos en crucíferas de uso en iv gama: aspectos relacionados con la fisiología y tecnología postrecolección. Tesis doctoral. Universidad Politécnica de Cartagena. Cartagena, España. 267p.

MINISTERIO DE SALUD PÚBLICA DE CHILE. 1997. Reglamento sanitario de los alimentos. Diario oficial 13 de mayo 1997. Decreto supremo 977. Actualizado en abril del 2009. Departamento de Asesoría Jurídica. Santiago. 150p.

Moodley R.S., R. Govinden and B. Odhav. 2002. The effect of modified atmospheres and packaging on patulin production in apples. *Journal of Food Protection* 65: 867-871.

Nielsen, T., B. Bergstrom and E. Borch. 2008. The origin of off-odours in packaged rucola (*Eruca sativa*). *Food Chemistry* 110: 96-105.

Nieuwenhuijsen, M.J., M.B. Toledano and P. Elliot. 2000. Uptake of chlorination disinfection by-products; a review and a discussion of its implications for exposure assessment in epidemiological studies. *Journal of Exposure Analysis and Environmental Epidemiology* 10: 586-599.

Nolan, N.L., J.A. Bowers and D.H. Kropf. 1989. Lipid oxidation and sensory analysis of cooked pork and turkey stored under modified atmospheres. *Journal of Food Science* 54: 846-849.

Ohlsson, T. and N. Bengtsson. 2002. Minimal processing technologies in the food industry. Woodhead publishing limited, Abington Hall, Cambridge, England. 282p.

Ölmez, H. and U. Kretzschmar. 2009. Potential alternative disinfection methods for organic fresh-cut industry for minimizing water consumption and environmental impact. *LWT - Food Science and Technology* 42: 686-693.

Oms-Oliu, G., M. Hertog, R., Soliva-Fortuny, O. Martín-Belloso and B.M. Nicolai. 2009. Recent developments in the use of modified atmosphere packaging for fresh cut fruits and vegetables. *Stewart Postharvest Review* 5: 1-11.

Parkin K.L. and M.A Schwobe. 1990. Effects of low temperature and modified atmosphere on sugar accumulation and chip color in potatoes (*Solanum tuberosum*). *Journal of Food Science* 55: 1341-1344.

Pulido, R., L. Bravo and F. Saura-Calixto. 2000. Antioxidant activity of dietary polyphenols as determined by a modified ferric reducing/antioxidant power assay. *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 48: 3396-3402.

- Ragaert, P., W. Verbeke, F. Devlieghere, and J. Debevere. 2004. Consumer perception and choice of minimally processed vegetables and packaged fruits. *Food Quality and Preference* 15: 259-270.
- Remón S., A. Ferrer, P. Marquina, J. Burgos and R. Oria. 2000. Use of modified atmospheres to prolong the postharvest life of Burlat cherries at two different degrees of ripeness. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 80: 1545-1552.
- Rico, D., A.B. Matín-Diana, J.M. Barat and C. Barry-Ryan. 2007. Extending and measuring the quality of fresh-cut fruit and vegetables: a review. *Trends in Food Science and Technology* 18: 373-386.
- Saltveit, M.E. Jr. 1997. A summary of CA and MA requirements and recommendations for harvested vegetables. *In* M.E. Saltveit (Ed). *Proceedings of the 7th international controlled atmosphere research conference*. University of California, Davis. California, EEUU. 4: 98-117.
- Saltveit, M.E., 2003. Fresh-cut vegetables. pp. 691–712. *In*: J.A Bartz and J.K. Brecht (Eds). *Postharvest Physiology and Pathology of Vegetables*. Marcel Dekker Inc, New York, EEUU. 816p.
- San Martin, M.B., T. Fernandez and A. Lopez. 200. *Proceedings of the Improving Postharvest Technologies of Fruits, Vegetables and Ornamentals*, International Institute of Refrigeration. Murcia, Spain. 304p.
- Sapers, G.M., 2003. Washing and sanitizing raw materials for minimally processed fruit and vegetable products. pp. 221–253. *In*: Novak, J.S., G.M Sapers, V. K Juneja. (Eds). *Microbial Safety of Minimally Processed Foods*. CRC Press, Washington DC, EEUU. 343p.
- Saura-Calixto, F. and I. Goñi. 2006. Antioxidant capacity of the Spanish Mediterranean diet. *Food Chemistry* 94: 442-47.
- Seymour, I.J. 1999. Review of current industry practice on fruit and vegetable decontamination. Review N° 14. Campden and Chorleywood Food Research Association Group, Gloucestershire, United King. 38p.
- Singer, P.C. 1994. Control of disinfection by-products in drinking water. *Journal of Environmental Engineering* 120(4): 727-744.
- Singh, N., R.K. Singh, A.K. Bhunia and R.L. Strohshine. 2002. Effect of inoculation and washing methods on the efficacy of different sanitizers against *Escherichia coli* O157:H7 on lettuce. *Food Microbiology* 19:183-193.
- Singleton, V.L. and J.A. Rossi. 1965. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture* 16:144-157.

- Sivertsvik, M., J.T. Rosnes and G.H. Kleiberg. 2003. Effect of Modified Atmosphere Packaging and Superchilled Storage on the Microbial and Sensory Quality of Atlantic Salmon (*Salmo salar*) Fillets. *Journal of Food Science* 68: 1467-1472.
- Stahl, W and H. Sies. 2005. Bioactivity and protective effects of natural carotenoids. *Biochemical and Biophysical Acts* 1740: 101-107.
- Stati M.B., D. Gerasopoulos, I. Metzidakis and A. Kiritsakis. 1994. *La Rivista Italiana delle Sostanze Grasse* 71: 235p.
- Steinmetz, K. A. and J.D. Potter. 1991. Vegetables, fruit, and cancer. II. Mechanisms. *Cancer Causes Control* 2: 427-442.
- Suslow, T., 1997. Postharvest chlorination: Basic properties and key points for effective disinfection. Agricultural and Natural Resources Department. University of California. Davis. California, EEUU: 987-1096.
- Tudela, J.A., J.C Espín and M.I. Gil. 2002. Vitamin C retention in fresh-cut potatoes. *Postharvest Biology and Technology* 26: 75-84.
- Vandekinderen, I., F. Devlieghere, B. De Meulenaer, P. Ragaert and J. Van Camp. 2009a. Decontamination strategies for fresh cut produce. *Stewart Postharvest Review* 4: 5: 1-8.
- Vandekinderen, I., F. Devlieghere, J. Van Camp, Q. Denon, S. Sánchez Alarcón, P. Ragaert and B. De Meulenaer. 2009b. Impact of a decontamination step with peroxyacetic acid on the shelf-life, sensory quality and nutrient content of grated carrots packed under equilibrium modified atmosphere and stored at 7° C. *Postharvest Biology and Technology* 54: 141-152.
- Vandekinderen, I., J. Van Camp, F. Devlieghere, K. Veramme, N. Bernaert, Q. Denon, P. Ragaert and B. De Meulenaer. 2009c. Effect of decontamination on the microbial load, the sensory quality and the nutrient retention of ready-to-eat white cabbage. *European Food Research and Technology* 229: 443-455.
- Van Poppel, G., D.T Verhoeven, H. Verhagen and R. A. Goldbohm. 1999. Brassica vegetables and cancer prevention. Epidemiology and mechanism. *Advances in Experimental Medicine and Biology* 472: 159-168.
- Vaya, J. and M. Aviram. 2001. Nutritional Antioxidants: Mechanisms of Action, Analyses of Activities and Medical Applications. *Current Medicinal Chemistry-Immunology, Endocrine and Metabolic Agents* 1: 99-117.
- Warf, C.C., and G.K. Kemp. 2001. The chemistry and mode of action of acidified sodium chlorite. Presented at Institute of Food Technologists, 2001 Annual Meeting. June 23-27. New Orleans, EEUU. 91p.

Warwick, S.I. and A. Francis. 1994. Guide to the wild germplasm of *Brassica* and allied crops. Part V. Life history and geographical data for wild species in the tribe *Brassicaceae* (*Cruciferae*). Centre for Land and Biological Resources Research, Agriculture Canada Research Branch Technical Bulletin, Ottawa, Canadá. 61p.

Watada, A.E. and L. Qui. 1999. Quality of fresh-cut produce. *Postharvest Biology and Technology* 15: 201-205.

World Health Organization Study Group. 1990. Diet, nutrition and the prevention of chronic disease. World Health Organization Technical Report Series 797. Geneva: World Health Organization. 203p.

Yen, G.C., P.D. Duh and H.L. Tsai. 2002. Antioxidant and pro-oxidant properties of ascorbic acid and gallic acid. *Food Chemistry* 79: 307-313.

Zagory, D. 1999. Effects of post-processing handling and packaging on microbial populations. *Postharvest Biology and Technology* 15: 313-321.

Zeven, A.C. and J.M.J de Wet. 1982. Dictionary of cultivated plants and their regions of diversity. 2nd ed. Centre for Agricultural Publishing and Documentation, Wageningen, Netherlands. 263p.

Zhang, Y., P. Talalay, C.G. Cho and G.H. Posner. 1992. A major inducer of anticarcinogenic protective enzymes from broccoli: isolation and elucidation of structure. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 89: 2399-2403.

ANEXO I

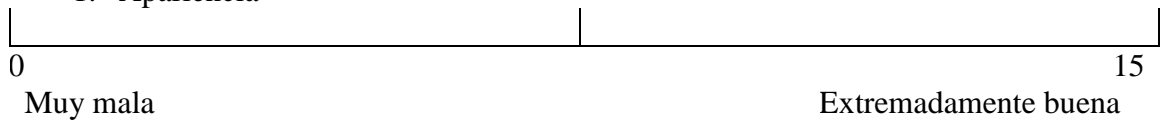
EVALUACIÓN DE CALIDAD PANEL ENTRENADO

Nombre:.....Fecha:.....

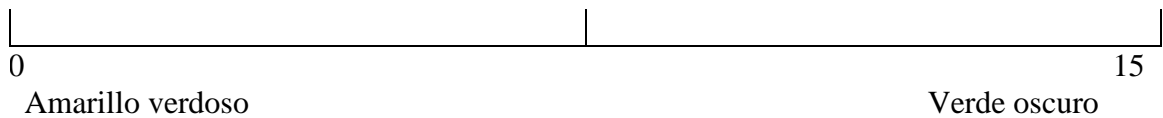
Muestra N° ____

Aspecto visual

1. Apariencia

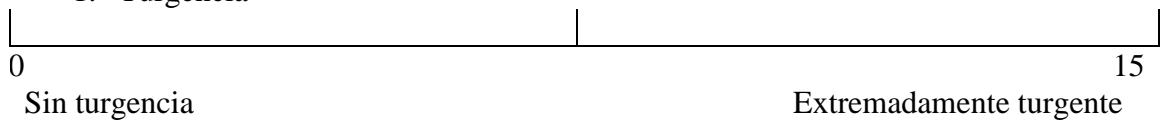


2. Intensidad color

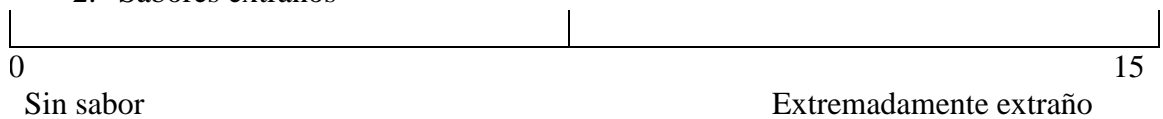


Aspecto gustativo

1. Turgencia



2. Sabores extraños



Comentarios: _____

ANEXO II

Interpretación de los datos obtenidos con la pauta no estructurada (0-15 cm)

Calidad Sensorial: Apariencia

0 – 1,75	Muy Mala
1,76 – 3,50	Mala
3,51 – 5,24	Deficiente
5,25 – 6,99	Menos que regular
7,00 – 7,99	Regular
8,00 – 9,75	Más que regular
9,76 – 11,50	Buena
11,51 – 13,25	Muy Buena
13,26 – 15,00	Excelente

Características visuales: Intensidad de Color

0 – 0,94	Negativo
0,95 – 1,88	Ordinario
1,89 – 3,75	Insuficiente
3,76 – 7,50	Suficiente
7,51 – 11,25	Bueno
11,26 – 13,13	Muy bueno
13,14 – 15	Excelente

Fuente: Guía de Laboratorio Curso: Evaluación Sensorial de los Alimentos

ANEXO III

Reglamento sanitario de los alimentos decreto n° 977/96, Ministerio de Salud. Frutas y otros vegetales comestibles pre-elaborados, listos para el consumo.

Parámetro	Plan de muestreo				Límite por gramo	
	Categoría	Clases	n	c	m	M
RAM	6	3	5	1	5×10^4 (4,69 log)	5×10^5 (5,69 log)
Enterobacteriaceas	6	3	5	1	5×10^3 (3,69 log)	5×10^4 (4,69 log)
E.coli	6	3	5	1	10	10^2
S.aureus	6	3	5	1	10	10^2
Salmonella en 25 g	10	2	5	0	0	---

n: número de muestras a ser examinadas; m: valor del parámetro microbiológico para el cual o por debajo del cual el alimento no representa un riesgo para la salud; c: número máximo de unidades de muestra que puede contener un número de microorganismos comprendidos entre “m” y “M” para que el alimento sea aceptable; M: valor del parámetro microbiológico por encima del cual el alimento representa un riesgo para la salud. **Grados de calidad:** “aceptable”: valores entre 0 y m; “medianamente aceptable”: valores entre m y M; “rechazable”: valores superiores a M. (Reglamento Sanitario de los Alimentos, Ministerio de Salud Pública, Chile, 1997).

APÉNDICE I

Ensayo I

Cuadro 1. Evolución de la tasa respiratoria ($\text{mL kg}^{-1} \text{h}^{-1}$) en hojas de rúcula lavadas con diferentes sanitizantes almacenados por 12 días a 5°C .

Respiración	Días	Tratamientos			
		HS (100mg/L)	DC (5mg/L)	CSA (500mg/L)	AP (50mg/L)
$\text{mL kg}^{-1} \text{h}^{-1}$	0	63,8 C a ^{1/}	63,8 C a	69,3 C a	72,0 C a
	1	52,8 BC a	52,6 C a	68,7 C b	58,9 BC ab
	5	48,7 BC b	48,5 BC b	53,6 B b	18,1 A a
	8	30,1 AB a	30,0 AB a	24,5 A a	31,8 AB a
	12	20,5 A a	20,4 A a	39,3 B a	27,1 A a

^{1/} Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$), según la prueba de Tukey. Letras mayúsculas comparan verticalmente y las letras minúsculas comparan horizontalmente. HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Cuadro 2. Evolución de la concentración de gases (O_2 y CO_2) en la atmósfera interna de los envases de hojas de rúcula lavadas con diferentes sanitizantes almacenados por 12 días a 5°C .

Atmosfera Modificada (%)	Días	Tratamientos			
		HS (100mg/L)	DC (5mg/L)	CSA (500mg/L)	AP (50mg/L)
CO_2	1	1,0 A a ^{1/}	1,0 A a	1,3 A ab	2,2 A b
	4	5,0 C a	3,9 B a	4,3 B a	8,3 B b
	8	3,1 B a	2,7 B a	3,3 B a	10,2 B b
	12	3,4 B ab	3,3 B a	3,5 B ab	7,2 B b
O_2	1	16,1 C c	15,6 C b	14,8 C a	16,2 C c
	4	3,4 B a	7,3 B bc	6,4 BC ab	9,7 B c
	8	2,0 A ab	2,7 A b	1,4 A a	5,5 AB b
	12	1,7 A ab	2,0 A bc	1,5 AB a	4,0 A c

^{1/} Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$), según la prueba de Tukey. Letras mayúsculas comparan verticalmente y las letras minúsculas comparan horizontalmente. HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Cuadro 3. Efecto de diferentes sanitizantes en la carga microbiana en hojas de rucúla almacenados por 12 días a 5° C.

Microorganismos (log ufc*g-1)	Días	Tratamientos				
		HS (100mg/L)*	HS (100mg/L)	DC (5mg/L)	CSA (500mg/L)	AP (50mg/L)
Aerobios mesófilos	1	2,6 A a ^{1/}	2,2 A a	2,3 A a	2,3 A a	2,1 A a
	5	4,1 A a	3,5 B a	4,4 B a	3,1 A a	4,5 BC a
	8	3,6 A a	3,6 B a	4,1 B a	3,0 A a	3,5 AB a
	12	6,5 B a	5,8 C a	5,7 C a	5,0 B a	5,9 C a
Enterobacterias	1	3,6 A a	3,3 AB a	2,6 A a	2,2 A a	2,9 A a
	5	3,1 A a	2,8 A a	2,6 A a	2,0 A a	2,6 A a
	8	5,5 B b	5,3 C b	5,2 B b	3,8 B a	5,3 B b
	12	4,3 AB a	4,3 BC a	4,8 B ab	5,5 C b	5,0 B ab
Psicrófilos	1	3,9 A ab	3,8 A a	5,1 A c	4,2 C abc	4,6 A bc
	5	4,4 A a	5,0 AB a	4,9 A a	4,0 B a	5,1 A a
	8	6,3 B b	5,9 B ab	5,9 A ab	5,1 D ab	4,9 A a
	12	4,7 AB b	5,5 B b	4,8 A b	2,5 A a	5,1 A b

^{1/} Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$), según la prueba de Tukey. Letras mayúsculas comparan verticalmente y las letras minúsculas comparan horizontalmente.

* Almacenamiento en bolsa perforada, el resto de los tratamientos almacenados en atmósfera modificada pasiva (MAP). HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Cuadro 4. Variación de la calidad sensorial en hojas de rucúla lavadas con diferentes sanitizantes almacenados por 12 días a 5° C.

	Días	Tratamientos				
		HS (100mg/L)*	HS (100mg/L)	DC (5mg/L)	CSA (500mg/L)	AP (50mg/L)
Apariencia	1	11,5 B a ^{1/}	10,0 B a	10,7 B a	9,7 B a	9,9 A a
	5	10,9 B c	10,2 B ab	10,9 B b	7,9 B a	9,0 A ab
	8	9,3 B b	8,3 AB b	8,4 AB b	4,5 A a	6,6 A ab
	12	5,3 A ab	6,4 A ab	6,8 A b	2,4 A a	6,8 A b
Intensidad de Color	1	11,2 A a	11,9 A a	10,1 AB a	12,2 B a	10,2 A a
	5	10,6 A a	10,5 A a	11,7 B a	10,7 AB a	10,5 A a
	8	9,5 A a	9,8 A a	9,6 AB a	9,7 AB a	9,2 A a
	12	8,6 A a	9,6 A a	9,0 A a	9,6 A a	10,6 A a
Turgencia	1	10,0 A a	9,1 A a	9,9 A a	8,3 B a	9,3 A a
	5	10,4 A a	10,2 A a	10,4 A a	8,6 B a	9,8 A a
	8	7,4 A a	8,9 A a	8,5 A a	5,1 A a	8,4 A a
Sabores extraños	1	7,3 A a	7,1 A a	6,7 A a	7,4 A a	6,2 A a
	5	5,6 A a	4,5 A a	5,3 A a	7,0 A a	5,7 A a
	8	5,9 A a	4,9 A a	5,6 A a	5,5 A a	5,8 A a

^{1/} Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$), según la prueba de Tukey. Letras mayúsculas comparan verticalmente y las letras minúsculas comparan horizontalmente.

* Almacenamiento en bolsa perforada, el resto de los tratamientos almacenados en atmósfera modificada pasiva (MAP). HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

APÉNDICE II

Ensayo II

Cuadro 1. Evolución de la tasa respiratoria ($\text{mL kg}^{-1} \text{h}^{-1}$) en hojas de rúcula lavadas con diferentes sanitizantes almacenados por 12 días a 5°C .

Respiración	Días	Tratamientos			
		HS (100mg/L)	DC (5mg/L)	CSA (500mg/L)	AP (50mg/L)
$\text{mL kg}^{-1} \text{h}^{-1}$	0	66,3 B a ^{1/}	65,8 B a	86,4 C b	80,7 B ab
	1	40,9 A a	40,6 A a	75,0 B b	63,4 AB b
	5	61,2 B ab	60,7 AB a	67,9 A c	65,9 AB bc
	8	64,2 B a	63,7 B a	73,5 B a	64,7 AB a
	12	46,5 A a	46,1 A a	34,1 A a	59,3 A a

^{1/} Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$), según la prueba de Tukey. Letras mayúsculas comparan verticalmente y las letras minúsculas comparan horizontalmente. HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Cuadro 2. Evolución de la concentración de gases (O_2 y CO_2) en la atmósfera interna de los envases de hojas de rúcula lavadas con diferentes sanitizantes almacenados por 12 días a 5°C .

Atmosfera Modificada (%)	Días	Tratamientos			
		HS (100mg/L)	DC (5mg/L)	CSA (500mg/L)	AP (50mg/L)
CO_2	1	4,4 A b ^{1/}	3,5 A a	5,8 A d	4,8 A c
	4	13,7 B b	11,6 A a	13,4 C ab	14,2 BC b
	8	13,7 B ab	13,4 B a	13,6 C a	15,5 C b
	12	12,3 B ab	12,5 B ab	11,4 B a	13,0 B b
O_2	1	17,2 C a	17,3 C a	15,7 C a	15,8 C a
	4	2,3 B a	5,3 B b	4,8 B ab	2,9 B ab
	8	1,3 B a	3,0 B a	1,0 A a	0,3 A a
	12	0,0 A a	0,1 A a	0,6 A a	0,2 A a

^{1/} Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$), según la prueba de Tukey. Letras mayúsculas comparan verticalmente y las letras minúsculas comparan horizontalmente. HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Cuadro 3. Variación de color en parámetros L, croma y hue en hojas de rúcula lavadas con diferentes sanitizantes almacenados por 12 días a 5° C.

Parámetro	Días	Tratamientos				
		HS (100mg/L)*	HS (100mg/L)	DC (5mg/L)	CSA (500mg/L)	AP (50mg/L)
L	1	42,1 A a ^{1/}	41,6 A a	42,5 A a	40,7 A a	42,5 A a
	5	44,0 AB a	42,2 A a	41,6 A a	40,3 A a	41,7 A a
	8	46,4 B b	43,4 A ab	43,6 A ab	40,4 A a	42,0 A a
	12	44,8 AB a	43,5 A a	43,5 A a	42,3 A a	42,7 A a
C*	1	27,5 A a	26,9 A a	28,6 A a	25,9 B a	27,3 A a
	5	28,7 A a	27,8 A a	28,3 A a	25,3 AB a	25,7 A a
	8	31,7 A b	29,6 A b	29,0 A b	24,4 A a	25,6 A a
	12	29,7 A b	27,8 A ab	28,8 A ab	25,7 AB a	26,0 A a
Hue	1	123,4 A a	123,1 A a	123,0 A a	123,1 A a	122,7 A a
	5	120,3 A a	122,2 A a	122,8 A a	124,2 A a	122,3 A a
	8	118,8 A a	121,7 A ab	122,5 A bc	123,8 A d	122,7 A cd
	12	119,7 A a	122,4 A ab	123,5 A b	122,8 A ab	123,4 A b

^{1/} Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$), según la prueba de Tukey. Letras mayúsculas comparan verticalmente y las letras minúsculas comparan horizontalmente.

* Almacenamiento en bolsa perforada, el resto de los tratamientos almacenados en atmósfera modificada pasiva (MAP). HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Cuadro 4. Efecto de diferentes sanitizantes en la carga microbiana en hojas de rúcula almacenados por 12 días a 5° C.

Microorganismos (log ufc*g-1)	Días	Tratamientos				
		HS (100mg/L)*	HS (100mg/L)	DC (5mg/L)	CSA (500mg/L)	AP (50mg/L)
Aerobios mesófilos	1	3,7 AB b ^{1/}	4,3 A bc	5,0 B c	2,2 A a	3,6 A b
	5	3,0 A a	4,1 A b	3,9 A ab	3,1 B ab	3,5 A ab
	8	4,0 B b	4,7 A bc	5,5 B c	0,0 A a	4,3 A bc
	12	5,7 C c	4,8 A b	5,6 B bc	3,2 B a	5,6 B bc
Enterobacterias	1	2,6 A b	4,1 A bc	4,5 B c	0,0 A a	3,0 A b
	5	3,2 A ab	3,0 A a	3,0 A a	2,7 B a	3,7 A b
	8	4,5 B bc	3,2 A a	4,7 BC c	3,8 C ab	4,8 B c
	12	4,9 B b	4,4 A ab	5,4 C b	3,3 BC a	4,6 B b
Psicrófilos	1	0,0 A a	5,3 A c	5,2 A bc	4,2 B b	4,6 A bc
	5	5,8 B b	5,3 A b	5,7 A b	3,5 AB a	5,1 AB b
	8	5,9 B b	7,0 B b	6,9 B b	3,9 AB a	5,8 AB b
	12	6,7 B b	6,6 B b	6,8 B b	1,6 A a	6,3 B b

^{1/} Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$), según la prueba de Tukey. Letras mayúsculas comparan verticalmente y las letras minúsculas comparan horizontalmente.

* Almacenamiento en bolsa perforada, el resto de los tratamientos almacenados en atmósfera modificada pasiva (MAP). HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Cuadro 5. Variación de la calidad sensorial en hojas de rúcula lavadas con diferentes sanitizantes almacenados por 12 días a 5° C.

	Días	Tratamientos				
		HS (100mg/L)*	HS (100mg/L)	DC (5mg/L)	CSA (500mg/L)	AP (50mg/L)
Apariencia	1	12,0 C a ^{1/}	11,4 A a	11,3 B a	11,4 C a	12,2 A a
	5	10,6 BC ab	11,2 A b	8,8 B ab	7,2 B a	10,4 A ab
	8	9,0 AB ab	9,6 A ab	7,9 B ab	6,2 AB a	11,2 A b
	12	6,3 A ab	8,0 A b	3,0 A a	3,3 A a	9,2 A b
Intensidad de Color	1	10,9 B a	12,1 A a	11,8 B a	12,8 A a	12,1 A a
	5	10,8 B a	10,4 A a	11,5 AB a	10,7 A a	11,0 A a
	8	10,0 AB a	9,3 A a	9,9 AB a	10,3 A a	12,0 A a
	12	6,7 A a	9,0 A a	8,1 A a	9,5 A a	9,9 A a
Turgencia	1	8,5 A a	7,3 A a	7,5 A a	7,6 A a	9,1 A a
	5	8,1 A a	8,2 A a	9,0 A a	7,2 A a	8,5 A a
	8	6,7 A ab	7,1 A ab	6,0 A ab	4,6 A a	10,0 A b
Sabores extraños	1	2,9 A a	2,2 A a	2,2 A a	3,4 A a	3,4 A a
	5	3,4 AB a	4,8 AB a	5,7 A a	5,3 A a	4,5 A a
	8	7,3 B a	7,3 B a	5,6 A a	6,9 A a	6,8 A a

^{1/} Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$), según la prueba de Tukey. Letras mayúsculas comparan verticalmente y las letras minúsculas comparar horizontalmente.

* Almacenamiento en bolsa perforada, el resto de los tratamientos almacenados en atmósfera modificada pasiva (MAP). HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Cuadro 6. Variación del contenido de fenoles totales en hojas de rúcula lavadas con diferentes sanitizantes almacenados por 12 días a 5° C.

Fenoles totales	Días	Tratamientos				
		HS (100mg/L)*	HS (100mg/L)	DC (5mg/L)	CSA (500mg/L)	AP (50mg/L)
mg EAG g⁻¹	1	2,0 A a ^{1/}	2,7 A a	2,2 A a	1,8 A a	2,4 A a
	6	2,9 AB a	2,7 A a	3,3 A a	3,0 AB a	2,5 A a
	12	3,4 B a	3,4 A a	3,2 A a	3,6 B a	3,6 A b

^{1/} Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$), según la prueba de Tukey. Letras mayúsculas comparan verticalmente y las letras minúsculas comparar horizontalmente.

* Almacenamiento en bolsa perforada, el resto de los tratamientos almacenados en atmósfera modificada pasiva (MAP). HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.

Cuadro 7. Variación de la actividad antioxidante total en hojas de rúcula lavadas con diferentes sanitizantes almacenados por 12 días a 5° C.

Capacidad antioxidante total	Días	Tratamientos				
		HS (100mg/L)*	HS (100mg/L)	DC (5mg/L)	CSA (500mg/L)	AP (50mg/L)
mg ET g ⁻¹	1	1,4 B b ^{1/}	1,3 B b	0,8 A a	1,4 B b	1,5 B b
	6	2,0 C a	2,1 C a	1,6 A a	1,6 B a	1,9 B a
	12	0,4 A a	0,3 A a	0,5 A a	0,4 A a	0,5 A a

^{1/} Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$), según la prueba de Tukey. Letras mayúsculas comparan verticalmente y las letras minúsculas comparan horizontalmente.

* Almacenamiento en bolsa perforada, el resto de los tratamientos almacenados en atmósfera modificada pasiva (MAP). HS= hipoclorito de sodio; DC=dióxido de cloro; CSA=clorito de sodio acidificado; AP= ácido peroxiacético.