

UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA
FACULTAD DE AGRONOMÍA

CONSERVACIÓN POSCOSECHA DE HOJAS DE RÚCULA Y MIZUNA
PROVENIENTE DE UN CULTIVO DE PRODUCCIÓN ORGÁNICA

por

Ana Valeria GONZÁLEZ FRAMIL
Bruno PANCINI FONTES

TESIS presentada como uno de
los requisitos para obtener el
título de Ingeniero Agrónomo.

MONTEVIDEO
URUGUAY
2021

Tesis aprobada por:

Director: -----
Ing. Agr. Dra. Fernanda Zaccari

Ing. Agr. Dra. Ana Cecilia Silveira

Ing. Agr. Dra. Joanna Lado

Fecha: 16 de diciembre de 2021

Autores: -----
Ana Valeria González Framil

Bruno Pancini Fontes

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar a nuestras familias y amigos por el apoyo incondicional durante estos años de estudio, muchas gracias a ellos.

A la Facultad de Agronomía por brindarnos el espacio y los conocimientos para nuestra formación como profesionales.

Especialmente a Fernanda Zaccari, nuestra tutora, por el apoyo constante para la realización de la tesis.

A Ana Silveira y Olga Pascual, por la ayuda y disposición brindada durante la etapa de laboratorio.

A los hermanos Bentancur que nos brindaron el material vegetal para realizar el ensayo.

TABLA DE CONTENIDO

	Página
PÁGINA DE APROBACIÓN.....	II
AGRADECIMIENTOS.....	III
LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES.....	VI
1. <u>INTRODUCCIÓN</u>	1
2. <u>REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA</u>	3
2.1 GENERALIDADES.....	3
2.2 MANEJO EN POSCOSECHA DE HORTALIZAS DE HOJA.....	4
2.2.1 <u>Cosecha</u>	5
2.2.2 <u>Poscosecha</u>	5
2.3 PROCESOS BIOLÓGICOS Y FÍSICOS RELEVANTES EN POSCOSECHA.....	6
2.3.1 <u>Respiración</u>	7
2.3.2 <u>Producción de etileno</u>	7
2.3.3 <u>Estado de madurez de la hoja</u>	8
2.3.4 <u>Deshidratación</u>	8
2.4 ATRIBUTOS DE CALIDAD, COMPUESTOS BIOACTIVOS Y DE INTERÉS NUTRICIONAL.....	9
2.4.1 <u>Color</u>	9
2.4.2 <u>Sólidos solubles totales (SST)</u>	10
2.4.3 <u>Materia seca (MS)</u>	10
2.4.4 <u>pH y acidez titulable</u>	11
2.4.5 <u>Clorofila</u>	11
2.4.6 <u>Carotenoides</u>	12
2.4.7 <u>Polifenoles</u>	12
2.4.8 <u>Capacidad antioxidante</u>	13
2.5 HIPÓTESIS.....	14
3. <u>MATERIALES Y MÉTODOS</u>	15
3.1 VARIABLES DETERMINADAS.....	17
3.1.1 <u>Aspecto general</u>	17
3.1.2 <u>Pérdida de peso</u>	18
3.1.3 <u>Color</u>	19
3.1.4 <u>Sólidos solubles totales (SST)</u>	19
3.1.5 <u>Materia seca (MS)</u>	20
3.1.6 <u>Polifenoles totales (PT)</u>	20
3.1.7 <u>Capacidad antioxidante (CAT)</u>	21
3.1.8 <u>Clorofilas y carotenoides totales</u>	22
3.2 ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	23

4. <u>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</u>	24
4.1 ASPECTO GENERAL.....	24
4.2 PÉRDIDA DE PESO	27
4.3 COLOR	31
4.4 SÓLIDOS SOLUBLES TOTALES (SST).....	39
4.5 MATERIA SECA (MS).....	42
4.6 POLIFENOLES TOTALES (PT).....	45
4.7 CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL (CAT).....	49
4.8 CLOROFILAS Y CAROTENOIDES TOTALES	54
4.8.1 <u>Clorofila</u>	54
4.8.2 <u>Carotenoides totales</u>	58
5. <u>CONCLUSIONES</u>	63
6. <u>RESUMEN</u>	65
7. <u>SUMMARY</u>	66
8. <u>BIBLIOGRAFÍA</u>	67

LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES

Cuadro No.	Página
1. Tiempo (h), temperatura (°C) y humedad relativa (%) del aire en cosecha y traslado de las muestras hasta el laboratorio	15
2. Descripción de las categorías de la escala visual utilizada para evaluar el aspecto general de las muestras de rúcula y mizuna	18
3. Luminosidad (L*), tono (°) y croma de las hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado	32
4. Luminosidad (L*), tono (°) y croma de las hojas de rúcula en vida mostrador en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado.....	33
5. Luminosidad (L*), tono (°) y croma de las hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado.....	36
6. Luminosidad (L*), tono (°) y croma de las hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado	37
7. Capacidad antioxidante total (mg AGE g PF ⁻¹) de hojas de rúcula según método ABTS, FRAP y DPPH durante el almacenamiento refrigerado.....	50
8. Capacidad antioxidante total (mg AGE g PF ⁻¹) de hojas de rúcula según método ABTS, FRAP y DPPH en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado	51
9. Capacidad antioxidante total (mg AGE g PF ⁻¹) de hojas de mizuna según método ABTS, FRAP y DPPH durante el almacenamiento refrigerado.....	52
10. Capacidad antioxidante total (mg AGE g PF ⁻¹) de hojas de mizuna según método ABTS, FRAP y DPPH en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado.....	53
Figura No.	
1. Cosecha de rúcula	15
2. Mojado de muestras.....	16
3. Escala visual del color de las hojas de rúcula	19
4. Aspecto general de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado	24
5. Aspecto general de hojas de rúcula en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado	25
6. Aspecto general de hojas de mizuna durante el	

almacenamiento refrigerado.....	26
7. Aspecto general de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado	27
8. Pérdida de peso (%) de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado.....	28
9. Pérdida de peso (%) de hojas de rúcula en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado	29
10. Pérdida de peso (%) de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado.....	30
11. Lámina de hoja de mizuna y rúcula	30
12. Pérdida de peso (%) de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado	31
13. Color visual de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado.....	34
14. Color visual de hojas de rúcula en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado	34
15. Color visual de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado.....	38
16. Color visual de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado	38
17. Sólidos solubles totales (°Brix) de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado.....	39
18. Sólidos solubles totales (°Brix) de hojas de rúcula en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado.....	40
19. Sólidos solubles totales (°Brix) de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado.....	41
20. Sólidos solubles totales (°Brix) de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado.....	42
21. Materia seca (%) de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado.....	43
22. Materia seca (%) de hojas de rúcula vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado	43
23. Materia seca (%) de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado.....	44
24. Materia seca (%) de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado	45
25. Contenido de polifenoles totales (mg AGE g PF ⁻¹) en hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado	46
26. Contenido de polifenoles totales (mg AGE g PF ⁻¹) de hojas de rúcula en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado.....	47
27. Contenido de polifenoles totales (mg AGE g PF ⁻¹) de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado	48

28. Contenido de polifenoles totales (mg AGE g PF ⁻¹) de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado.....	49
29. Clorofila a, clorofila b y clorofila total de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado.....	54
30. Clorofila a, clorofila b y clorofila total de hojas de rúcula en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado.....	55
31. Clorofila a, clorofila b y clorofila total de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado.....	56
32. Clorofila a, clorofila b y clorofila total de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado.....	57
33. Carotenoides totales (mg AGE g PF ⁻¹) de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado.....	59
34. Carotenoides totales (mg AGE g PF ⁻¹) de hojas de rúcula en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado.....	60
35. Carotenoides totales (mg AGE g PF ⁻¹) de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado.....	61
36. Carotenoides totales (mg AGE g PF ⁻¹) de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado.....	62

1. INTRODUCCIÓN

Las pérdidas de alimentos en el mundo han tomado gran relevancia, debido a que muchos de los alimentos producidos no llegan a ser consumidos y se pierde tanto el alimento en sí como valiosos recursos que fueron utilizados para su producción. Se estima que las pérdidas globales de alimentos para el consumo humano son aproximadamente el 30 % de lo producido. En los países desarrollados las pérdidas que se dan principalmente en la venta minorista, para las frutas y hortalizas frescas estarían entre el 5 al 25 % de la producción. En los países en desarrollo la mayor parte de las pérdidas se adjudican al mal manejo en poscosecha de los productos vegetales y alcanzan valores del 20 a 50 % (FAO, 2012). En Uruguay, aproximadamente el 10 % de los alimentos para el consumo humano se pierde o desperdicia, correspondiéndose de este total un 12 % a las frutas y hortalizas. En las frutas y hortalizas se estima que el 75 % de las pérdidas se generan en las etapas de producción (30 %) y durante la poscosecha (45 %, FAO, 2017).

En los últimos años se ha incrementado la diversidad de especies de hortalizas de hoja que se comercializan y consumen en Uruguay. Entre las hortalizas de hoja se registran en el mercado la venta de lechuga, acelga, espinaca, escarola, menta, romero, orégano, tomillo, albahaca, perejil, cilantro, ciboulette, alcaucil, berro, mostaza, mizuna y rúcula, que son comercializadas a granel y/o envasadas en bolsas. Las hortalizas de hoja son en general productos muy perecederos, presentan elevadas tasas de respiración y deshidratación, perdiendo rápidamente sus atributos de calidad visual como la turgencia, el color y apareciendo otros defectos como las pudriciones (Kader, 2007). Las hojas de brassicas, como rúcula (*Eruca sp.*) y mizuna (*Brassica rapa subsp. nipposinica*) han sido incorporadas en sistemas de producción nacional de hortalizas de hojas. Al mismo tiempo, algunos productores y operadores del mercado¹ mencionan que son productos que deterioran muy rápidamente su calidad teniendo una vida útil de no más de 2 a 3 días y dependiente de la época del año. En las estaciones del año con mayor temperatura el deterioro de la calidad de las hortalizas de hojas es mayor. Sin embargo, no hay a la fecha trabajos de investigación locales sobre el comportamiento de estas dos hortalizas durante la poscosecha.

El objetivo general de este trabajo fue caracterizar y cuantificar los principales problemas en la calidad de las hojas de rúcula y mizuna durante aproximadamente 1 mes de conservación poscosecha, a través de la evaluación de atributos físicos y químicos que incluyen compuestos bioactivos,

¹ Daniel Bentancur (Cooperativa Punto Verde), Pablo Pacheco (Unidad Agroalimentaria Metropolitana). 2020. Com. personal.

y determinar la vida útil de las mismas en almacenamiento refrigerado (SC) y en vida mostrador (VM).

Los objetivos específicos fueron caracterizar la evolución de la calidad de las hojas por el aspecto general, la pérdida de peso, el color, el contenido de sólidos solubles totales, materia seca, polifenoles totales, capacidad antioxidante total, clorofilas y carotenoides durante la conservación en cámara (4 °C y 90 % HR) y luego de 3 o 4 días de vida mostrador.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 GENERALIDADES

La producción de hortalizas de hoja en Uruguay se localiza principalmente en Montevideo Rural, Canelones y cinturones hortícolas asociados a capitales departamentales y otras ciudades importantes. La cercanía a mercados responde a la alta perecibilidad de estos productos (Galván y Rodríguez 1998, MGAP. DIEA 2020).

El consumo promedio de frutas y hortalizas frescas en Uruguay es de 311 g por día por persona, mientras que la OMS recomienda consumir al menos 400 g por día por persona (excluyendo los tubérculos), para mantenerse saludable y reducir el riesgo de enfermedades no transmisibles (MM, 2019). En lo que se refiere a las hortalizas de hoja, el consumo de lechuga en Uruguay es de 3 kg por persona por año. Sin embargo, no se encontró información sobre el consumo de otras hortalizas de hoja (Observatorio Granjero, 2014).

Dentro de la familia *Brassicaceae* (crucíferas) se encuentran 338 géneros y más de 3700 especies distribuidas alrededor del mundo (Al-Shehbaz et al., 2006). Esta familia se destaca por poseer especies utilizadas en la producción de aceites, productos hortícolas y condimentos desde hace cientos de años, por esto su gran importancia a nivel económico y social (Warwick, 2011). A nivel nutricional las crucíferas aportan principalmente carbohidratos y vitaminas destacándose entre ellas las vitaminas A y C (Dixon 2007, Ramírez et al. 2020). También presentan otro tipo de compuestos no nutritivos como lo son los compuestos azufrados, que le dan su sabor y olor característico, además de aportar a estas plantas propiedades alelopáticas y fungicidas. Entre los compuestos bioactivos presentes en las *Brassicaceae* se destacan los glucosinolatos y compuestos fenólicos (flavonoides y ácidos hidroxicinámicos), de gran interés para la salud humana debido a su capacidad antioxidante (Dixon 2007, Martínez-Ballesta et al. 2013, Ramírez et al. 2020). Sumado a esto, hay investigaciones que afirman que el consumo de las crucíferas previene diferentes tipos de cáncer, enfermedades metabólicas y cardiovasculares (Martínez-Ballesta et al. 2013, Pedreros 2016, Ramírez et al. 2020).

La rúcula (*Eruca* sp.) y la mizuna (*Brassica rapa* subsp. *nipposinica*), pertenecen a la familia *Brassicaceae*. La rúcula, originaria del Mediterráneo, es una planta anual de la cual se consumen sus hojas verdes por su particular aroma y sabor. Presenta un gran aporte nutricional y de antioxidantes debido a su contenido de vitamina A y C, ácido fólico, calcio, carotenoides, flavonoides y glucosinolatos (Martínez-Sánchez et al. 2006, Manchali et al., citados por Baeza

et al. 2015). La mizuna, de origen centroasiático también presenta propiedades antioxidantes y antiinflamatorias, las cuales son beneficiosas para la salud humana (Park et al., 2020).

En el Mercado Modelo, en el período comprendido entre los años 2014-2019, ingresaron en promedio 15.826 toneladas de hortalizas de hoja, mientras que en el 2020 ingresaron 113 toneladas de rúcula correspondiéndose al 0,3 % del volumen total de frutas y hortalizas. Al mismo tiempo, el volumen de la mizuna que ingresa al mercado mayorista es menor que la rúcula, registrándose semanalmente su precio junto a hortalizas calificadas como aromáticas (MM 2019, 2020).

2.2 MANEJO EN POSCOSECHA DE HORTALIZAS DE HOJA

Se estima que en países en vías de desarrollo las pérdidas desde cosecha hasta el consumidor final son de 40 % por el mal manejo poscosecha. Esto se debe a que las condiciones de cosecha, lavado, desinfección, empaque, almacenamiento y transporte en la mayor parte de estos sistemas de producción no son las más adecuadas para maximizar la vida útil de estas hortalizas (FAO, 2012).

En un trabajo realizado en hortalizas de hojas en la región de Rosario (Argentina) se contabilizaron las pérdidas de lechuga en dos etapas del manejo luego de la cosecha, que representaron el 40,25 %. El 21,2 % se dio desde la cosecha a la comercialización siendo las causas principales hojas rotas, quemadas y deshidratadas y el 19,05 % restante se produjo desde la llegada al minorista hasta 24 h posteriores a la llegada al comercio. En esta última etapa las causas de deterioro fueron deshidratación y presencia de hojas rotas (Mondino et al., 2007).

La vida útil de las hortalizas puede verse afectada por las condiciones de manejo durante el cultivo, desde la selección de la variedad ya que esta determina la conservación potencial de los productos (Kader, 2007). Por otra parte, las condiciones agroecológicas óptimas (disponibilidad de agua, radiación y temperatura) durante el desarrollo del cultivo juegan un rol importante ya que generan una mayor conservación (Chiesa, 2010). La fertilización también tiene un efecto sobre la poscosecha, encontrándose en lechuga que el incremento en las dosis de fósforo y nitrógeno reducen la conservación poscosecha (Hoque et al., citados por Chiesa, 2010).

2.2.1 Cosecha

Se recomienda que la cosecha de los productos se realice en su estado óptimo de madurez ya que este influye en la calidad poscosecha del mismo, sumado a que las cosechas antes o después de madurez pueden provocar cambios nutricionales en los cultivos (Luna, 2012). En las hortalizas de hoja existen diferentes índices de madurez, aunque el más utilizado es el tamaño de las hojas (Kays 1999, Cantwell y Kasmire 2007). La cosecha de muchas especies de hortalizas de hoja en Uruguay se realiza manualmente. Para este tipo de cosecha se recomienda cosechar varias hojas a la vez, lo cual estimula el rebrote de la planta y evita el engrosamiento del tallo produciendo que la planta se vuelva más amarga (Rivera, 2015).

Otras recomendaciones que inciden sobre la conservación del vegetal son cosechar en horas de la noche o temprano en la mañana cuando la temperatura ambiente es menor, no cosechar hojas dañadas, luego de la cosecha mojar las hojas para eliminar la mayor parte de impurezas posibles y al mismo tiempo bajar la temperatura del vegetal previo a su almacenamiento en cámara frigorífica (Feippe 2003, Artés Calero et al. 2015).

2.2.2 Poscosecha

Luego de la cosecha, es imprescindible la reducción de la temperatura de los productos (eliminar el calor de campo), lo más rápido posible, lo que se consigue a través de un proceso denominado preenfriamiento (Torregrosa, 2020). El objetivo de esta práctica es disminuir la actividad metabólica de los vegetales, ya que las bajas temperaturas ralentizan procesos fisiológicos, como la respiración y producción de etileno, así como procesos físicos y patológicos (Inestroza-Lizardo et al. 2016, Torregrosa 2020). La disminución de la temperatura debe ir acompañada con la reducción del tiempo en el que se realiza el preenfriamiento (Inestroza-Lizardo et al., 2016).

Existen diferentes sistemas de preenfriamiento, los mismos pueden ser mediante agua, aire forzado, vacío, hielo o cámara frigorífica. El enfriamiento por agua, similar al utilizado en este trabajo, consta de rociar o sumergir los productos con agua a bajas temperaturas, incluso menores a las necesarias para el almacenamiento (Inestroza-Lizardo et al., 2016). El agua tiene gran capacidad refrigerante, y al circular una corriente de agua fría uniformemente sobre el vegetal caliente, su temperatura superficial llega casi inmediatamente a igualarse a la temperatura del agua (Villamizar y Ospina, 1995). Este proceso es más rápido que el preenfriamiento por aire y cámara frigorífica (Torregrosa, 2020). Para su utilización es importante tener en cuenta la calidad microbiológica del agua (Inestroza-Lizardo et al., 2016).

Luego del preenfriamiento en el vegetal se debe trasladar inmediatamente a una cámara frigorífica para su posterior conservación. Las condiciones dentro de la cámara deben ser estables y debe respetarse la temperatura mínima biológica del vegetal para no producir daños por frío. Para las hortalizas de hoja la temperatura de conservación óptima es 0 °C (Kader, 2007). Para lograr una refrigeración efectiva es necesario contar con una adecuada circulación del aire dentro de la cámara para remover el calor de los productos y mantener la temperatura homogénea (Villamizar y Ospina, 1995).

Las pérdidas de agua por deshidratación es una de las principales causas de deterioro en la conservación de hortalizas de hojas, no solo por la pérdida de peso, sino también porque produce marchitamiento, ablandamiento, pérdida de textura y calidad nutricional en las hojas (Kader 2007, Ortiz Mackinson et al. 2014). Se pueden disminuir manteniendo temperaturas bajas y humedad relativa óptima, que en el caso de las hortalizas de hoja, se encuentran en el rango de 95-99,9 % HR (Villamizar y Ospina 1995, Kader 2007, Artés Calero et al. 2015).

Otro problema de importancia en la pérdida de calidad de hortalizas de hoja es el amarillamiento de las mismas, causado por la degradación de la clorofila (Koukounaras et al., 2007). También es importante la pérdida por manipuleo de los productos, que provocan daños físicos y fisiológicos en los vegetales (Ortiz Mackinson et al., 2014).

Por otra parte, en conjunto con el almacenamiento refrigerado, para prolongar la conservación de los productos vegetales, existen otras técnicas como la conservación en atmósfera controlada y modificada. En estos casos al control de la temperatura y humedad se le suma el control de los gases como oxígeno (O₂) y dióxido de carbono (CO₂) con el fin de generar una atmósfera de composición diferente a la del aire (Kader, 2007). Hortalizas de hoja como la espinaca retrasan el amarillamiento con concentraciones de 7-10 % O₂ y 5-10 % CO₂ (Suslow y Cantwell, 1998). Otras como cilantro, perejil y albahaca obtienen menores pérdidas poscosecha con bajas concentraciones de O₂ (1-5 %) y alto CO₂ (5-15 %, Mitcham et al., 2001).

2.3 PROCESOS BIOLÓGICOS Y FÍSICOS RELEVANTES EN POSCOSECHA

Durante la poscosecha existen procesos biológicos y físicos que causan deterioro de la calidad. Dentro de los primeros se encuentran la respiración, la producción de etileno y los procesos de senescencia, mientras

que la deshidratación es el proceso físico de mayor importancia (Kader 2007, Marrero Domínguez 2019).

2.3.1 Respiración

La respiración es un proceso donde se da principalmente la oxidación de los carbohidratos y ácidos orgánicos, y en menor medida la de lípidos y proteínas. En este proceso se obtiene dióxido de carbono (CO_2) y agua (H_2O) y la energía liberada es almacenada como ATP, la cual es utilizada por el vegetal para crecimiento, mantenimiento y procesos de reparación (Ribas-Carbó et al., 2013).

Luego de cosechadas las hortalizas continúan respirando, la tasa a la que lo hacen es un indicador de su actividad metabólica y es proporcional a la velocidad de deterioro de estas, debido a que durante la poscosecha no pueden reemplazar las reservas utilizadas en el proceso. Las hortalizas de hoja tienen una alta actividad metabólica ya que se encuentran en activo crecimiento, sumado a esto cuentan con escasas reservas en sus tejidos lo que responde a su alta perecibilidad (Kader, 2007).

La tasa respiratoria está influenciada por factores ambientales en el entorno del vegetal, entre los que se destaca la temperatura, ya que incrementos en la misma entre 5 y 30 °C genera que la respiración aumente de forma exponencial. A temperaturas por debajo de 5 °C las membranas pierden fluidez por lo que la respiración es menor, mientras que a temperaturas por encima de 40 °C la respiración se ve limitada por la disponibilidad de oxígeno (Ribas-Carbó et al., 2013). A modo de ejemplo, la tasa respiratoria de rúcula y otras crucíferas a 0 °C es de 5 mL CO_2 $\text{kg}^{-1}\text{h}^{-1}$, mientras que a 10 °C aumenta a 30 mL CO_2 $\text{kg}^{-1}\text{h}^{-1}$ (Kader, 2007).

2.3.2 Producción de etileno

El etileno (C_2H_4) es un compuesto orgánico producido por todos los tejidos que afecta los procesos fisiológicos vegetales en concentraciones muy bajas (Kader, 2007). Es un regulador del crecimiento y desarrollo vegetal, que actúa en todas las etapas, incluso después de la cosecha, siendo muchas veces perjudicial en esta última etapa ya que acelera la senescencia y reduce la vida mostrador de los productos hortifrutícolas. En algunos casos puede ser utilizado para acelerar la maduración (Reid, 2007).

La producción de C_2H_4 de las hortalizas depende de la especie y de su estado de madurez. Aumenta por factores que provocan estrés en la planta como daños físicos, incidencia de enfermedades, estrés hídrico y aumentos de

la temperatura (hasta 30 °C). Por otra parte, el almacenamiento de las hortalizas a temperaturas cercanas a 0 °C enlentece la velocidad de producción de C₂H₄ (Kader, 2007). Yoplac et al. (2013) determinaron una reducción de la producción de C₂H₄ en hojas de rúcula (0,9 a 0,5 µL C₂H₄ kg⁻¹ h⁻¹) al cuarto día de almacenamiento a 5 °C.

Las hortalizas de hoja se ven afectadas negativamente por el C₂H₄, ya que estimula la senescencia. Entre los procesos que se observan en el envejecimiento de las hojas se destacan las pérdidas de clorofila y el consecuente amarillamiento, que producen un aumento de la susceptibilidad al desarrollo de patógenos y la consecuente pérdida de calidad comercial. Por otra parte, en algunas hortalizas de hojas, como lechuga, se produce pardeamiento debido a que el C₂H₄ provoca la muerte de algunas células (Reid, 2007). Sin embargo, las tasas de producción de C₂H₄ de estas hortalizas son muy bajas, menores a 0,1 µL C₂H₄ kg⁻¹ h⁻¹, por lo que en algunos casos su nivel endógeno no es capaz de afectar la poscosecha de las hortalizas de hoja (Able et al. 2005, Kader 2007, Koukounaras et al. 2007).

2.3.3 Estado de madurez de la hoja

El estado de madurez de los vegetales es de importancia al momento de su cosecha, ya que determinará su vida útil. Durante la maduración se producen cambios que afectan a la calidad comercial de los productos, tales como cambios en la respiración, aroma, apariencia física, susceptibilidad a enfermedades y cambios en la composición (IICA, s.f.).

La senescencia es la última etapa en la vida del vegetal, la cual por una serie de procesos culmina con la muerte de la planta o de algunos de sus órganos y es una importante causa de pérdidas económicas en hortalizas de hoja debido a que su principal síntoma es el amarillamiento de las mismas (Guiamet, 2005). El proceso de senescencia es acelerado por aumentos en la temperatura y la síntesis del C₂H₄, por lo que es importante el rápido enfriamiento de las hojas en la cosecha para enlentecer la senescencia (Kader, 2007).

2.3.4 Deshidratación

La deshidratación es la pérdida de agua de la planta en forma de vapor, que se puede dar a través de estomas, lenticelas y cutícula (Carballo, 2003). Es un proceso de difusión, y está dada por un gradiente de presión de vapor entre el interior del vegetal y el ambiente. Si el interior de las hortalizas se encuentra saturado de vapor de agua, mientras que a la misma temperatura el aire que la

rodea se encuentra menos saturado, se genera un movimiento de vapor desde el vegetal hacia el ambiente (FAO, 1987).

Las hortalizas de hoja presentan un alto contenido de agua, hasta 95 % de su peso total (Wills et al., citados por Ortiz Mackinson et al., 2014). La pérdida de agua en los vegetales provoca deterioro de la calidad comercial, ya que produce marchitamientos, pérdida de textura, pérdida de peso, pérdida de crocancia y turgencia, entre otros (Kader, 2007). Pérdidas de peso del 3 al 6 % causan marchitamiento y pérdida de calidad debido a la pérdida de turgencia (FAO 1987, Nunes et al. 2009).

La deshidratación depende de factores ambientales como la temperatura, humedad relativa y la velocidad de circulación del aire. La temperatura genera un efecto en la presión de vapor, donde a mayor temperatura la presión de vapor dentro del vegetal aumenta, provocando un mayor gradiente de presión de vapor con el ambiente. Una baja humedad relativa indica una baja presión de vapor en el aire con respecto a la máxima, provocando una mayor diferencia de presión de vapor con el vegetal y una mayor pérdida de agua. Por lo que manteniendo estas variables del ambiente cercanas al óptimo (0 °C y 95-98 % HR) se pueden lograr menores pérdidas de peso (Carballo 2003, Kader 2007). Con respecto a la velocidad del aire cuanto más rápido se mueve el mismo más rápidamente pierde agua el vegetal (Blandón, 2012).

La deshidratación también es afectada por factores del vegetal, como la variedad o especie ya que cada producto presenta su propia velocidad de deshidratación debido a características anatómicas relacionadas con el espesor y permeabilidad de la cutícula, presencia y distribución de estomas. Por otra parte, cuanto mayor es la relación superficie/volumen mayor es la deshidratación. La sanidad es otro factor que afecta la velocidad de deshidratación, a menor cantidad de heridas menor será la misma. Por último la edad o estado de madurez, ya que vegetales más jóvenes presentan mayor velocidad de deshidratación (Carballo 2003, Kader 2007).

2.4 ATRIBUTOS DE CALIDAD, COMPUESTOS BIOACTIVOS Y DE INTERÉS NUTRICIONAL

2.4.1 Color

El color es el principal atributo de calidad de los vegetales. El color verde característico de las hortalizas de hoja se debe a la presencia de clorofila y puede asociarse con su calidad nutricional (Kader 2007, García-Pomar y Gutiérrez-Contreras 2015). Las hojas de rúcula se caracterizan por poseer un

color verde brillante (Torales et al., 2010). Se ha comprobado que ciertos cambios de color, como amarillamiento de las hojas, causan rechazo en los consumidores (Ruelas-Chacón et al. 2013, Mathias-Rettig y Ah-Hen 2014).

El color puede ser determinado instrumentalmente con el sistema CIE $L^*a^*b^*$. Dentro de este sistema el parámetro L^* corresponde con la luminosidad y toma valores desde el 0 (opaco) al 100 (luminoso). El aumento de la luminosidad de las hortalizas de hoja se asocia a un producto más claro, dado por un avance en el estado de madurez (Castañer et al. 1999, Domínguez Soto et al. 2011). Las coordenadas a^* indican colores desde el rojo (+a) hasta el verde (-a), mientras que las coordenadas b^* indican color amarillo (+b) y azul (-b, Domínguez Soto et al., 2011).

2.4.2 Sólidos solubles totales (SST)

El contenido de SST del jugo de los vegetales está dado principalmente por azúcares y en menor proporción por ácidos orgánicos. Por lo tanto, los SST determinado en °Brix indica el contenido aproximado de azúcares del vegetal, lo cual puede ser considerado un indicador de calidad organoléptica (Yanes Nodal, 2018).

Según Monteiro Sigrist (2002) las hojas de rúcula al momento de cosecha presentaron un contenido de SST de 3,3 °Brix. Otras hortalizas de hoja como lechuga y espinaca presentan valores de SST de 2 °Brix. Estos valores son bajos si se compara con frutas como el melón el cual oscila entre 12 y 15 °Brix (Monge-Pérez y Loría-Coto, 2017).

2.4.3 Materia seca (MS)

Las hortalizas en general poseen entre 10 y 20 % de MS, el resto es agua (Vilaplana Batalla, 2004), incluso las hortalizas de hoja pueden contener aún mayor porcentaje de agua con un 5 % de materia seca (Wills et al., citados por Ortiz Mackinson et al., 2014).

Al estar compuestas casi en su totalidad por agua, para su conservación poscosecha se debe hacer énfasis en disminuir la deshidratación al máximo posible ya que, luego de la cosecha las hojas no pueden reponer el agua a partir de la tierra, por lo que la pérdida de la misma se transforma en un problema causando pérdidas de peso y turgencia (IICA, s.f.).

2.4.4 pH y acidez titulable

El pH es una unidad de medida que indica el grado de acidez de una solución. Un estudio realizado determinó que el pH de hojas de rúcula cultivadas en un sistema convencional fue de 5,68 (Vasconcelos et al., 2010). En otro ensayo realizado por Torales et al. (2010) se observó que el pH de hojas de rúcula no tuvo variaciones durante el almacenamiento a 6°C.

La acidez titulable es la cantidad total de ácido que hay en una solución determinada por titulación, utilizando como titulante una solución estándar de hidróxido de sodio (NaOH).

Según Vasconcelos et al. (2010) las hojas de rúcula presentaron una acidez titulable de 0,37 g de ácido málico cada 100 g de tejido. Por otra parte, en el ensayo de Torales et al. (2010) la acidez de las hojas de rúcula tuvo una leve disminución al final del almacenamiento refrigerado a 6°C, pasando de valores de 0,05 a valores de 0,03 g ácido cítrico/ 100 g de tejido fresco luego de 15 días.

2.4.5 Clorofila

La clorofila es el pigmento verde que caracteriza a las hojas de los vegetales y permite la realización de la fotosíntesis. Es un compuesto con beneficios para la salud ya que posee propiedades anticancerígenas, antioxidantes y energizantes (Ruíz Santiago et al., 2019). La molécula de clorofila es un tetrapirrol con un átomo central de magnesio esterificado con fitol. Los pigmentos más importantes son la clorofila *a* y *b*, y se encuentran en los vegetales en una relación 3:1 (López 2014, Acuña et al. 2017).

La senescencia en la hoja comienza con la ruptura de los cloroplastos, donde se encuentran los compuestos clorofílicos. La degradación de la clorofila es desencadenada por la clorofilasa, que separa la cadena de fitol de la molécula. Una quelatasa separa la molécula de magnesio y el tetrapirrol se abre debido a una enzima dioxigenasa. Al descender el contenido de clorofila con el tiempo, la clorofila *a* lo hace más rápidamente que la clorofila *b* (Fleck 1983, Quesada y Valpuesta 2013).

La pérdida de estos pigmentos provoca que se desenmascaren otros pigmentos como los carotenoides ubicados también en los cloroplastos. Los carotenoides, dependiendo de la estructura molecular pigmentan el vegetal en tonos de color que van desde el amarillo al rojo. Estos pueden continuar aumentando o degradándose dependiendo del órgano del vegetal y/o de la especie (Quesada y Valpuesta, 2013).

Según Gutiérrez et al. (2017) las hojas de rúcula al inicio del almacenamiento poseían 0,984 mg clorofila total g PF⁻¹ descendiendo a 0,712 mg clorofila total g PF⁻¹ luego de 12 días a 5 °C. Por otra parte, las hojas de mizuna en cosecha presentaron un contenido de clorofila total de 0,095 mg g PF⁻¹ (Tomás-Callejas et al., 2010).

2.4.6 Carotenoides

Los carotenoides son pigmentos vegetales, cuya función es captar energía lumínica y transferirla a las clorofilas, se encuentran en una relación 3-4:1 (clorofila:carotenoides). Son tetraterpenoides liposolubles, y existen dos grupos, los del tipo hidrocarburo denominados carotenos (por ejemplo licopeno) y los oxigenados denominados xantofilas (por ejemplo luteína). Le confieren a los vegetales colores amarillos, anaranjados y rojizos. El contenido de los mismos aumenta durante la maduración, pero también se vuelven más visibles debido a la pérdida de clorofila (Meléndez-Martínez et al. 2004a, Vitale et al. 2010).

Las brassicas son fuente importante de carotenoides, siendo los predominantes el β-caroteno y la luteína (Fernández-León et al. 2011, Ramírez et al. 2020). Las hortalizas verdes como la rúcula son fuente importante de estos compuestos, el nivel de luteína es mucho mayor en hojas de color verde oscuro que claro (Días et al., 2017).

Los carotenoides son importantes para la salud humana ya que algunos de ellos como el β-caroteno tienen actividad como provitamina A, la cual se obtiene a través de la dieta. Tiene gran importancia en la prevención de enfermedades como cataratas, cáncer, aterosclerosis, entre otras. Presentan propiedades antioxidantes, y protegen la piel y retina de los rayos UV (Meléndez-Martínez et al. 2004b, Ramírez et al. 2020).

Gutiérrez et al. (2017) cuantificaron en la rúcula al momento de cosecha 0,244 mg carotenoides g PF⁻¹ disminuyendo luego de 12 días de almacenamiento a 5 °C hasta 0,159 mg carotenoides g PF⁻¹.

2.4.7 Polifenoles

Los polifenoles son metabolitos secundarios de los vegetales, cuya estructura se caracteriza por la presencia de uno o varios anillos fenólicos. Existen diferentes tipos de compuestos fenólicos y su contenido varía según la especie, órgano de la planta, estado de madurez y condiciones de almacenamiento. Son los encargados de proporcionar algunos colores como las

antocianinas y flavonoles, y otros como los taninos y eugenol proporcionan aromas, o el sabor amargo de algunos cítricos (García Martínez et al., 2015).

Los polifenoles son los antioxidantes más abundantes en frutas y vegetales. Además de esta capacidad antioxidante poseen propiedades anticancerígenas, antiinflamatorias, antimicrobianas (Valencia-Avilés et al. 2017, Ramírez et al. 2020).

Según Martínez-Sánchez et al. (2006), Yoplac (2012) el contenido de polifenoles totales de hojas de rúcula el primer día de almacenamiento fue de 1,39 y 1,9 mg AGE g PF⁻¹, respectivamente, mientras que en las hojas de mizuna se cuantificó de 0,24 mg AGE g PF⁻¹ (Tomás-Callejas et al., 2011).

2.4.8 Capacidad antioxidante

Como se mencionó anteriormente, los carotenoides y polifenoles presentan capacidad antioxidante total (CAT), que confiere beneficios para la salud ya que contrarrestan los efectos nocivos de los radicales libres en el organismo, provenientes de la oxidación de lípidos, proteínas y ácidos nucleicos. El cuerpo humano es incapaz de neutralizar los radicales libres a los cuales se expone día a día, por lo que se deben consumir alimentos con capacidad antioxidante, como lo son la rúcula y mizuna entre otras hortalizas (Gutiérrez et al., 2007). Otros compuestos con capacidad antioxidante proveniente de la dieta son la vitamina C y E (Avello y Suwalsky 2006, Viveros-Pérez et al. 2018).

Existen diferentes métodos para determinar la CAT. Los más utilizados son el poder de reducción antioxidante del ion férrico (FRAP) y otros que se basan en la captación de radicales libres como la inhibición del 2, ácido 2'-azino-bis-3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic (ABTS), 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH) y la capacidad de absorción de radicales de oxígeno (ORAC). Al evaluar la CAT de una muestra es de conveniencia utilizar más de un método que se basen en distintos fundamentos (Pérez-Giménez y Saura-Calixto, 2007).

Para hojas de rúcula, se encontraron valores de CAT de 0,48 mg Trolox g PF⁻¹ (Yoplac et al., 2013) y 2,9 mg Trolox g PF⁻¹ (Gutiérrez et al., 2017) medido a través del método DPPH al inicio del almacenamiento. Estos autores también encontraron que durante el periodo de almacenamiento (12 días a 5°C) no hubo variación en la CAT determinada a través del método DPPH. Sin embargo en el ensayo de Yoplac et al. (2013), donde las hojas fueron almacenadas durante 10 días a 5 °C, hubo un aumento de la CAT de 0,48 a 0,78 mg Trolox g PF⁻¹ al final del almacenamiento. A modo de comparación el brócoli (*Brassica oleracea* var. *italica*) y el coliflor (*Brassica oleracea* var.

botrytis) presentaron una CAT de 1,6 y 0,97 mg Trolox g PF⁻¹ respectivamente determinado por la inhibición del radical DPPH (López, 2017). Por otra parte, hojas de mizuna presentaron al inicio del almacenamiento 0,767 mg de ácido ascórbico equivalente (AAE) g PF⁻¹ también determinada a través del método de DPPH (Tomás-Callejas et al., 2011).

En un ensayo donde la CAT fue determinada a través del método FRAP al inicio del almacenamiento, su valor fue de aproximadamente 1,2 mg Trolox g PF⁻¹ disminuyendo hacia el final del almacenamiento (10 días, Yoplac, 2012).

En cuanto a la determinación de la CAT a través del método ABTS, según Flores-Córdova et al. (2015) al inicio del almacenamiento las hojas de rúcula presentaron 3,6 mg AAE g PF⁻¹, el cual se mantuvo durante 15 días. Utilizando el método ABTS otros alimentos como la guayaba (*Psidium guajava*) y la uva (*Vitis vinifera*) presentaron una CAT de 1,2 y 1,61 mg AAE g PF⁻¹ respectivamente (Kuskoski et al., 2005).

2.5 HIPÓTESIS

En este trabajo se plantea como hipótesis que la realización de un manejo de poscosecha en el cual inmediato a la cosecha de hojas de rúcula y mizuna se mantengan la humedad relativa y temperatura lo más cercana al óptimo recomendado disminuiría la pérdida de calidad de las hojas y se extendería la vida útil de las mismas sin afectar propiedades de interés nutricional.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

Las especies utilizadas fueron rúcula (*Eruca sativa*) y mizuna (*Brassica rapa* subsp. *nipposinica*), obtenidas en un sistema de producción orgánica bajo invernáculo ubicado en la zona de San Bautista, Canelones. Ambas especies fueron cosechadas manualmente el 19 de septiembre de 2020 entre la hora 8:00 y 8:30 AM, cortando las hojas en la base de la planta con un cuchillo (Figura 1 y Cuadro 1). Ambas especies fueron cosechadas 30 días post trasplante correspondiendo a la primera cosecha de cada cultivo. Se colocaron las hojas en cajones de plástico calado en todas sus caras y fueron llevadas al galpón donde se las mojó con agua de pozo para minimizar la deshidratación (Figura 2).



Figura No. 1. Cosecha de rúcula

Cuadro No. 1. Tiempo (h), temperatura (°C) y humedad relativa (%) del aire en cosecha y traslado de las muestras hasta el laboratorio

	Cosecha	Traslado
Tiempo (h)	0,5	1
Temperatura (°C)	17,05 ± 0,19	16,70 ± 0,15
Humedad relativa (%)	50,75 ± 1,93	71,23 ± 5,96



Figura No. 2. Mojado de muestras

Las muestras de rúcula y mizuna fueron transportadas colocando bolsas de gel refrigerante y hielo en torno a los envases para impedir el incremento de la temperatura. Posteriormente fueron trasladadas 58 km desde el lugar de cosecha hasta el Laboratorio de Poscosecha de la Facultad de Agronomía (Montevideo, Uruguay) donde se instaló el ensayo. La temperatura de las hojas dentro del cajón al llegar al Laboratorio de Poscosecha fue de 9 °C, y las muestras fueron mojadas con agua potable a 5 °C, con el objetivo de bajar su temperatura. Luego se procedió a dejar las hojas de rúcula y mizuna en los cajones por una hora dentro de una cámara de frío ($3,8 \pm 0,3$ °C y $86,9 \pm 4,7$ % HR). Posteriormente en el laboratorio ambos materiales vegetales fueron

seleccionados visualmente, descartando hojas por defectos físicos, fisiológicos y/o patológicos.

Las hojas de rúcula y de mizuna se colocaron en bolsas de polipropileno 16 cm x 30 cm, identificadas con etiquetas, con un contenido neto de $50 \text{ g} \pm 5 \text{ g}$ cada una, siendo esta la unidad de muestreo. Todas las muestras fueron llevadas a la cámara de frío mencionada anteriormente.

En este estudio se evaluaron nueve tiempos de almacenamiento en cámara de frío (0, 3, 6, 9, 12, 16, 20, 24, 27 días) y ocho momentos de vida mostrador luego de 3 o 4 días de la salida de la cámara de frío (0+3, 3+3, 6+3, 9+3, 12+4, 16+4, 20+4, 24+3 días). La vida mostrador (VM) se realizó en las condiciones ambientales del laboratorio ($20 \pm 3 \text{ }^\circ\text{C}$ y $75 \pm 5 \text{ \% HR}$).

3.1 VARIABLES DETERMINADAS

En cada momento del almacenamiento, inmediato a la salida de la cámara y al final de la vida mostrador, se determinaron las variables: aspecto general, pérdida de peso, color, sólidos solubles totales y el contenido de materia seca. Además se guardaron en el congelador muestras de cada momento de salida de cámara y final de la vida mostrador para determinar el contenido de polifenoles totales, clorofilas y carotenoides totales, y la capacidad antioxidante total. Para cada momento analizado se seleccionaron al azar tres muestras (bolsas) en las que se realizaron todas las determinaciones.

3.1.1 Aspecto general

El aspecto general de las muestras de rúcula y mizuna se determinó con una escala visual construida con cinco categorías (muy malo, malo, aceptable, bueno, muy bueno), según se detalla en el siguiente cuadro.

Cuadro No. 2. Descripción de las categorías de la escala visual utilizada para evaluar el aspecto general de las muestras de rúcula y mizuna

Aspecto general	Color	Turgencia	Hongos, pudriciones, olor desagradable	Agua libre en la bolsa
Muy bueno	5	5	5	5
Bueno	4	4	4	4
Aceptable	3	3	3	3
Malo	2	2	2	2
Muy malo	1	1	1	1

La evaluación del aspecto general de toda la muestra (bolsa) fue realizada en tres muestras al azar, para cada momento y tipo de almacenamiento, después de pesar la muestra y previo a realizar cualquier otra determinación.

3.1.2 Pérdida de peso

Se determinó el peso de las muestras en una balanza digital (Ohaus, Scout™ Pro SP602, EUA). Para las hojas conservadas en cámara se tomó el peso de todas las muestras al inicio del ensayo (P_i). Posteriormente se tomó el peso de 3 muestras al azar a salida de cámara de cada momento evaluado (P_f). Para el ensayo en vida mostrador se tomó el peso de 3 muestras al azar a la salida de cámara (P_i) y al finalizar la vida mostrador (P_f), para cada momento evaluado.

La pérdida de peso para cada tipo de conservación se calculó con la siguiente fórmula y se expresó como porcentaje del peso fresco (%):

$$\text{Pérdida de peso (\%)} = (P_i - P_f) * 100 / P_i$$

donde: P_i peso inicial y P_f peso final.

3.1.3 Color

El color de las hojas fue determinado con una escala visual e instrumentalmente.

Para la determinación del color instrumental se utilizó un colorímetro (PCE-TCR 200, España) con iluminante D65 y ángulo observador 10, utilizando el sistema del espacio tridimensional CIE L*a*b* donde L* es la luminosidad del color (0 opaco, 100 luminoso), a* (+a rojo, -a verde) y b* (+b amarillo, -b azul). Además se calculó el croma y el tono con las siguientes fórmulas en base a McGuire (1992):

$$\text{Croma} = (a^2 + b^2)^{1/2}$$

$$\text{Tono} = \tan^{-1} b/a$$

Para la determinación del color visual se construyó una escala con hojas de rúcula con cinco categorías como se muestra en la Figura 3. Esta misma escala fue utilizada para la evaluación del color en mizuna debido a la falta de material para construir la misma.



Figura No. 3. Escala visual del color de las hojas de rúcula

Para la determinación del color instrumental se utilizaron 10 hojas al azar de cada repetición, realizando la medición sobre el haz esquivando nervaduras y daños físicos visibles, utilizando un fondo negro para evitar interferencias de color. En cambio, el color visual se determinó observando todas las hojas de la bolsa (rúcula \bar{x} =21 hojas, mizuna \bar{x} =26 hojas).

3.1.4 Sólidos solubles totales (SST)

El contenido de SST se midió por refractometría en el jugo de 3 a 5 hojas por repetición, obtenido con un extrusor de ajo doméstico. Se utilizó un refractómetro digital (Atago, PAL-1 Japón), expresando el resultado en grados Brix (°Brix). La determinación se realizó por duplicado para cada repetición.

3.1.5 Materia Seca (MS)

El contenido de materia seca (MS) se determinó por duplicado para cada repetición en aproximadamente 5 g de muestra fresca pesada en una balanza de precisión. El material fresco fue colocado dentro de una estufa (HAS-T50, China) por 72 horas a 80 °C. Posteriormente se prosiguió al pesado de las muestras secas, en la balanza anteriormente mencionada, y se registró su peso para realizar el cálculo correspondiente al porcentaje de materia seca con la siguiente ecuación:

$$MS (\%) = \text{peso seco} * 100 / \text{peso fresco}.$$

3.1.6 Polifenoles Totales (PT)

Para la determinación del contenido de polifenoles totales (PT) se realizó una extracción utilizando 0,5 g de muestra congelada y se homogeneizó con 3 mL de una solución de metanol (Merck, Alemania) y agua destilada [70:30, v:v] en un homogeneizador (Scientz, XHF-D, China) a 10.000 rpm durante 25 s. Los tubos con la extracción se mantuvieron en oscuridad y frío (5 °C), agitándose a los 30 y a los 60 min en un agitador tipo vórtex (Ningbo Hinotek Technology Co., Ltd, QL-866, China). Posteriormente fueron centrifugados durante 10 min a 4 °C a una velocidad de 15.000 xg (Thermo Scientific, Sorvall™ ST 16R, Alemania). Se extrajo el sobrenadante y este extracto se diluyó al 50 % con la solución metanólica de extracción.

La determinación de los PT se realizó según Waterhouse (2002) con algunas modificaciones. Se mezclaron 20 µL de la dilución, 30 µL del reactivo de Folín-Ciocalteau [1 N] (Merck, Alemania) y 200 µL de una solución de carbonato de sodio e hidróxido de sodio [2 % Na₂CO₃ + 0,4 % NaOH]. La mezcla se mantuvo en oscuridad y a temperatura ambiente durante 1 h, e inmediatamente se midió su absorbancia a longitud de onda de 765 nm en un espectrofotómetro (ThermoScientific, Multiskan sky, Alemania). La curva de calibración se realizó utilizando ácido gálico (AG) (Sigma Aldrich, Alemania), en concentraciones de 11,6, 23,2, 46,4, 69,6, 92,8 y 116,0 mg AG/L donde $y = 4,47E-3 x + 0,089$ ($R^2 = 0,987$). Los resultados fueron expresados como mg de ácido gálico equivalente por gramo de peso fresco (mg AGE g PF⁻¹).

Todos los análisis fueron realizados por triplicado con dos repeticiones analíticas.

3.1.7 Capacidad antioxidante (CAT)

La CAT se determinó en rúcula y mizuna mediante tres métodos, inhibición del catión 2,2'- azinobis 3-etilbenzotiazolina-6-sulfonato (ABTS^{•+}), el reactivo 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH) y el poder antioxidante de reducción férrica (FRAP). En todos los casos se utilizó para medir la CAT el mismo extracto metanólico obtenido y descrito anteriormente para los polifenoles totales.

La determinación de la CAT a través del método ABTS se realizó en base a Arnao et al. (2001). Se utilizó una solución madre de reactivo 7 mM de 2,2'- azinobis-3-etil-benzo-tiazolina-6-ácido sulfónico (ABTS^{•+}) y persulfato de potasio (K₂S₂O₈) 2,45 mM incubando por 12 a 16 h en oscuridad y temperatura ambiente. A partir de la solución madre se preparó la solución ABTS^{•+} de trabajo para lo cual se diluyó con metanol:agua [70:30, v:v] hasta obtener una absorbancia de $0,7 \pm 0,01$ nm a 734 nm. Para la determinación se utilizó una dilución metanólica del extracto [20: 80, v:v]. Se realizó una mezcla de 10 µL de extracto diluido y 190 µL de ABTS^{•+}. Se mantuvo en oscuridad, a temperatura ambiente 30 min y se midió la absorbancia a 734 nm.

Para la determinación de la CAT a través del método DPPH y FRAP se utilizó el extracto diluido al 50 %.

La CAT utilizando el reactivo DPPH se determinó según Brand-Williams et al. (1995). Se preparó una solución madre de 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo y metanol (Merck, Alemania) con una concentración de 0,557 mM. Luego se diluyó con metanol para conformar la solución de trabajo hasta obtener una absorbancia de $1,1 \pm 0,02$ nm a 515 nm. La reacción consistió en agregar a 21 µL del extracto 194 µL de la solución de trabajo de DPPH. Se mantuvo en oscuridad y a temperatura ambiente durante 1 h y se midió su absorbancia a 515 nm.

El procedimiento para determinar la CAT por el método FRAP fue el propuesto por Benzie y Strain (1996). Para la preparación de la solución madre se preparó el buffer acetato de sodio (C₂H₃NaO₂) 300 M a pH 3,6 conformado por acetato de sodio trihidratado (C₂H₃NaO₂. 3H₂O) y ácido acético glacial (C₂H₄O₂). Luego se obtuvo una solución de 2,4,6-tripiridil-s-triazina (TPTZ) 10 mM y ácido clorhídrico (HCl) 40 mM. Por último, se preparó una solución 20 mM de cloruro de hierro (FeCl₃). Las soluciones fueron mezcladas en una relación 10 buffer C₂H₃NaO₂: 1 TPTZ: 1 FeCl₃ (v:v:v) y colocados a un baño con agitación (Thermo Fisher TSGP-10, EUA) a 37 °C y en oscuridad durante 2 h. Todos los reactivos utilizados fueron de Sigma-Aldrich (EUA). La reacción consistió en añadir a 10 µL del extracto diluido al 50 %, 190 µL de FRAP. Se

mantuvo en oscuridad y a temperatura ambiente durante 30 min e inmediatamente se midió su absorbancia a 593 nm y 25 °C.

Para cada método se realizó una curva estándar con ácido ascórbico (AA) (Sigma-Aldrich, EUA), en concentraciones de 14,6, 29,2, 58,4, 87,6, 116,8 y 146 mg AA/L. Para el método ABTS se obtuvieron las siguientes curvas con sus respectivos coeficientes de correlación: $y = -4,4 \cdot 10^{-3} x + 0,662$ ($R^2 = 0,97$), $y = -4,34 \cdot 10^{-3} x + 0,721$ ($R^2 = 0,99$), $y = -4,06 \cdot 10^{-3} x + 0,689$ ($R^2 = 0,97$). Para el método DPPH la curva obtenida fue $y = -6,77 \cdot 10^{-3} x + 1,14$ ($R^2 = 0,98$). En el método FRAP la curva de calibración fue la siguiente $y = 6,18 \cdot 10^{-3} x + 0,23$ ($R^2 = 0,99$).

Los resultados obtenidos para la CAT en los tres métodos empleados fueron expresados como mg de ácido ascórbico equivalente por g de peso fresco (mg AAE g PF^{-1}). Los análisis se realizaron por triplicado con dos repeticiones analíticas y fueron medidos en el espectrofotómetro ya mencionado para determinar los PT.

3.1.8 Clorofilas y carotenoides totales

Para la determinación de clorofila a y clorofila b, y carotenoides totales se realizó una extracción utilizando 0,2 g de muestra congelada, la cual se homogeneizó en 15 mL de una solución de acetona:agua [80:20] con 1g/L de butilhidroxitolueno (BHT) a 10.000 rpm durante 10 s. Los tubos con la extracción se mantuvieron en oscuridad a 4 °C durante 1 h, agitándose con el agitador tipo vórtex ya mencionado a los 30 min. Posteriormente se centrifugaron a 10.500 rpm durante 10 min a 4 °C. Se extrajo el sobrenadante para la determinación de las clorofilas y los carotenoides.

Se midió la absorbancia del sobrenadante en longitud de onda de 663, 646 y 470 nm para determinar el contenido de clorofila a, clorofila b y los carotenoides totales respectivamente, en un espectrofotómetro (Unico, S-2150, EUA). Se utilizaron las siguientes ecuaciones planteadas por Lichtenthaler y Wellburn (1983) para determinar el contenido de clorofilas a (*Cl_a*), clorofila b (*Cl_b*) y carotenoides totales (*Car x + c*):

$$\begin{aligned} Cl_a &= 12,21 Abs_{663} - 2,81 Abs_{646} \\ Cl_b &= 20,13 Abs_{646} - 5,03 Abs_{663} \\ Car\ x + c &= 1000 Abs_{470} - 3,27 Ca - 104 Cb / 229 \end{aligned}$$

Los resultados fueron expresados como mg de clorofila a, clorofila b y carotenoides totales por gramo de peso fresco (mg g PF^{-1}).

3.2 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

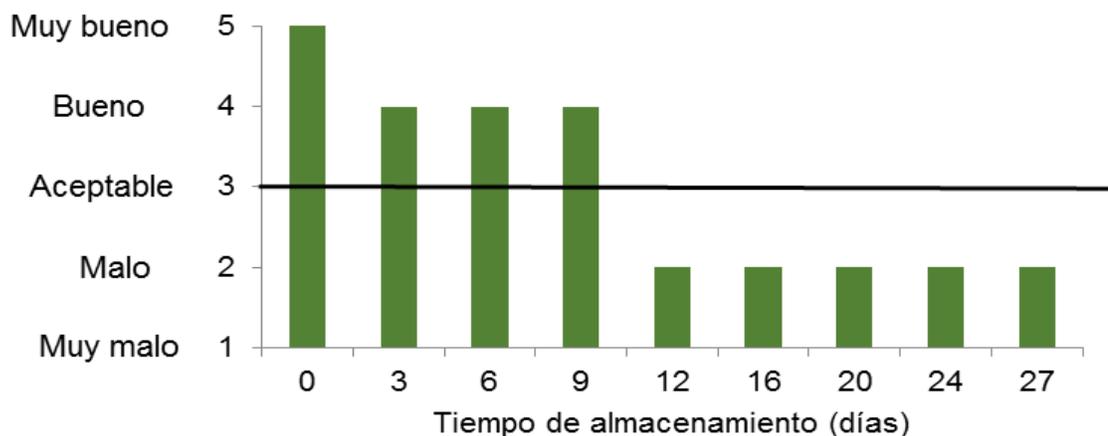
Para cada especie, rúcula y mizuna, se utilizó un diseño de parcelas completas al azar (DCA) para cada tipo de conservación (almacenamiento en cámara y vida mostrador). Se evaluaron nueve tiempos de almacenamiento para la conservación en cámara (0, 3, 6, 9, 12, 16, 20, 24, 27 días) y ocho momentos para 3 o 4 días de vida mostrador (0+3, 3+3, 6+3, 9+3, 12+4, 16+4, 20+4, 24+3 días), con 3 repeticiones para cada tiempo de almacenamiento y vida mostrador estudiado. La unidad experimental fue cada bolsa conteniendo cada una 50 ± 5 g de rúcula o mizuna.

Los datos obtenidos en cada especie y para cada variable se analizaron con un análisis de varianza (ANAVA $p \leq 0,05$) y cuando correspondió se compararon las medias con test de Tukey ($p \leq 0,05$). Las variables evaluadas con escala visual como el aspecto general y el color de las muestras fueron analizadas con estadística descriptiva calculando la moda. En todos los casos los datos se procesaron en el programa estadístico InfoStat/libre versión 2020.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 ASPECTO GENERAL

Las hojas de rúcula a la salida de cámara perdieron atributos de calidad a partir de 12 días de conservación en cámara, lo cual coincide con lo reportado para hojas de rúcula y lechuga conservadas a 5 °C (Allende y Artés 2003, Gutiérrez et al. 2015) (Figura 4). Las principales causas de pérdida fueron en primera instancia la deshidratación seguida por el amarillamiento de las hojas.

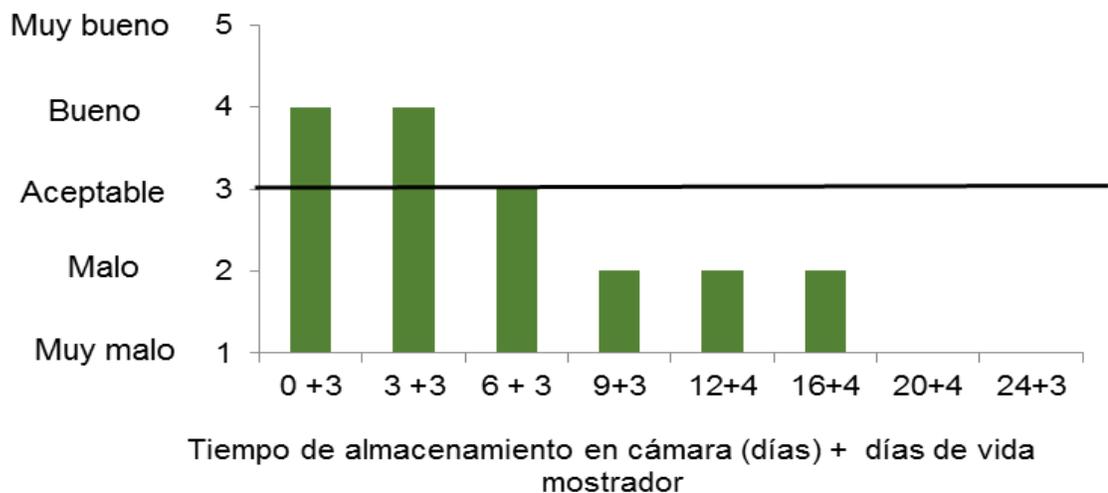


Los valores son moda (n=3).

Figura No. 4. Aspecto general de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado

Luego de 9 días conservadas en cámara más 3 días en vida mostrador las hojas de rúcula perdieron su calidad, presentando un aspecto general malo (Figura 5). A diferencia de lo que ocurrió con la conservación refrigerada en este caso, la principal causa de pérdida de calidad fue el amarillamiento de las hojas, seguida por la deshidratación. Esto puede deberse a que en vida mostrador las hojas de rúcula se encuentran expuestas a mayor temperatura, la cual es el principal factor de pérdida de calidad en hortalizas frescas (Koukounaras et al., 2007). El aumento de la temperatura provoca un aumento de la respiración en vegetales y en consecuencia menor conservación de los mismos (Rahman, 2007). El incremento en la actividad metabólica genera una rápida senescencia de los tejidos del vegetal que se evidencia en el amarillamiento de las hojas, causada por la degradación de la clorofila. En hojas

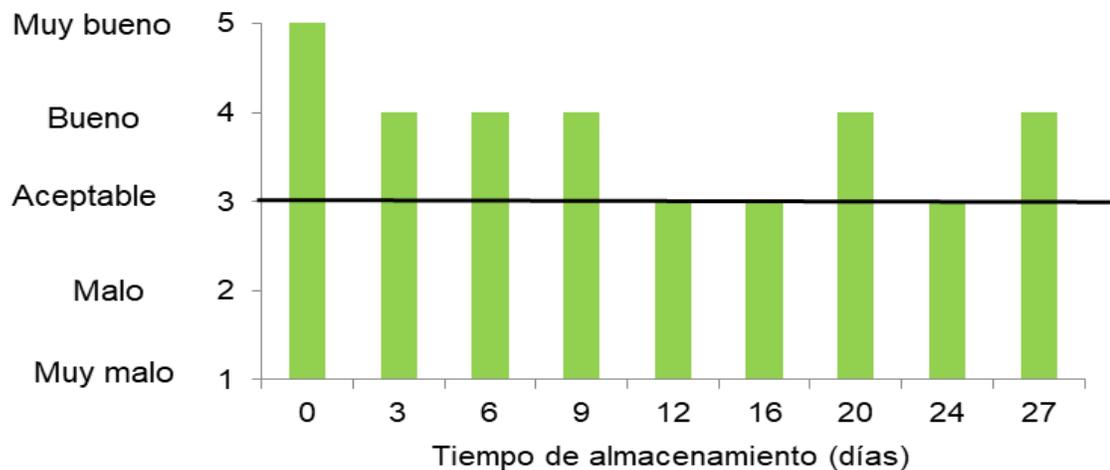
de rúcula conservadas a 0, 5 y 10 °C se observó que a mayor temperatura el amarillamiento de las hojas comienza a ser visible antes en el almacenamiento (Koukounaras et al. 2007, Gutiérrez et al. 2015). Esto puede explicar en el presente trabajo que la principal causa de descarte en las condiciones de vida mostrador fue el amarillamiento de las hojas mientras que inmediato a la salida de cámara este defecto fue la segunda causa de pérdida de calidad comercial.



Los valores son moda (n=3).

Figura No. 5. Aspecto general de hojas de rúcula en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

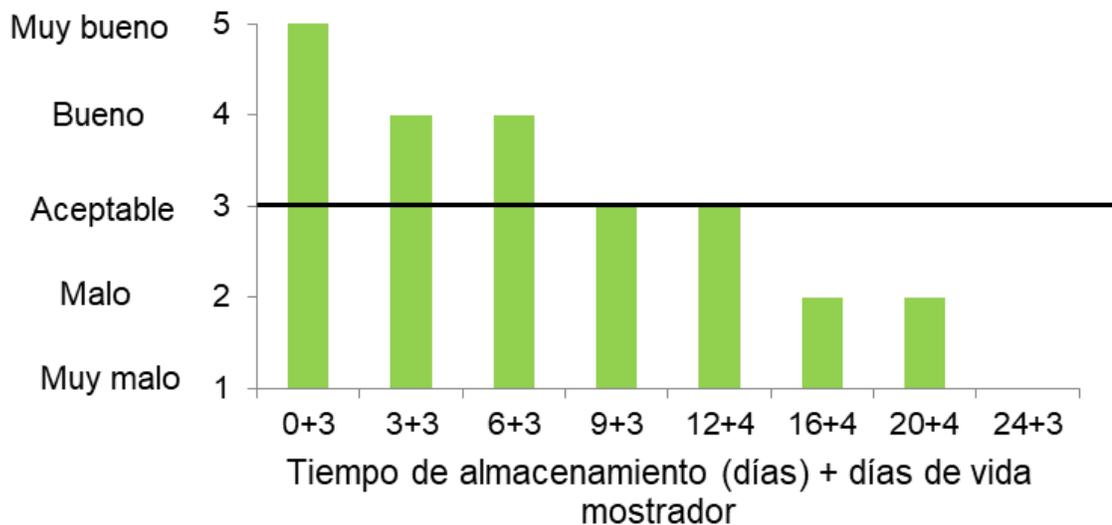
La mizuna almacenada en cámara mantuvo su calidad aceptable (valor 3 de la escala) durante todo el almacenamiento (Figura 6). La disminución de la calidad estuvo dada por la deshidratación, ya que no se observó amarillamiento de las hojas en ningún momento de la salida cámara. En un ensayo realizado por Tomás-Callejas et al. (2010) la vida útil de hojas de mizuna a 5°C fue de 11 días, contrastando este resultado con lo sucedido en el presente ensayo, donde la vida útil de la mizuna almacenada a 4°C fue de 27 días. Esto se puede deber a que en el ensayo de Tomás-Callejas et al. (2010) se utilizó enfriamiento por aire forzado y no se utilizó ningún tipo de embalaje durante el mismo, lo que puede causar pérdidas excesivas de agua en los productos (Inestroza-Lizardo et al., 2016).



Los valores son moda (n=3).

Figura No. 6. Aspecto general de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado

Las hojas de mizuna en vida mostrador (3 o 4 días) evidenciaron pérdidas de calidad luego de haber sido conservadas en cámara por 9 o más días, siendo más evidente el deterioro luego de 16 o más días. El deterioro de la calidad se debió principalmente a la presencia de olores desagradables dentro de la bolsa, posiblemente causados por pudriciones bacterianas y hongos ya que se veían los signos correspondientes (Figura 7). El desarrollo de bacterias y hongos puede estar dado por altas temperaturas que provocan un aumento exponencial en el crecimiento de los microorganismos (Bataller-Venta et al., 2010). Al mismo tiempo, las altas temperaturas aumentan la senescencia y el deterioro fisiológico provocando que las hojas estén más susceptibles al ataque de patógenos. Adicionalmente, la mayor edad de las hojas al momento que se observa el deterioro podría ser una causa del aumento de la susceptibilidad de los tejidos de las hojas al ataque de microorganismos (Kader, 2007).

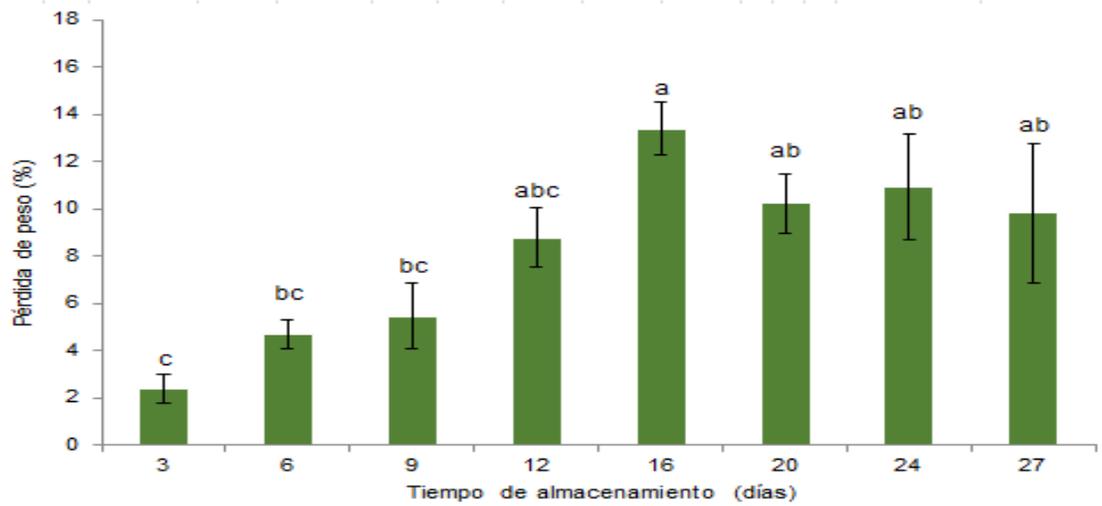


Los valores son moda (n=3).

Figura No. 7. Aspecto general de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

4.2 PÉRDIDA DE PESO

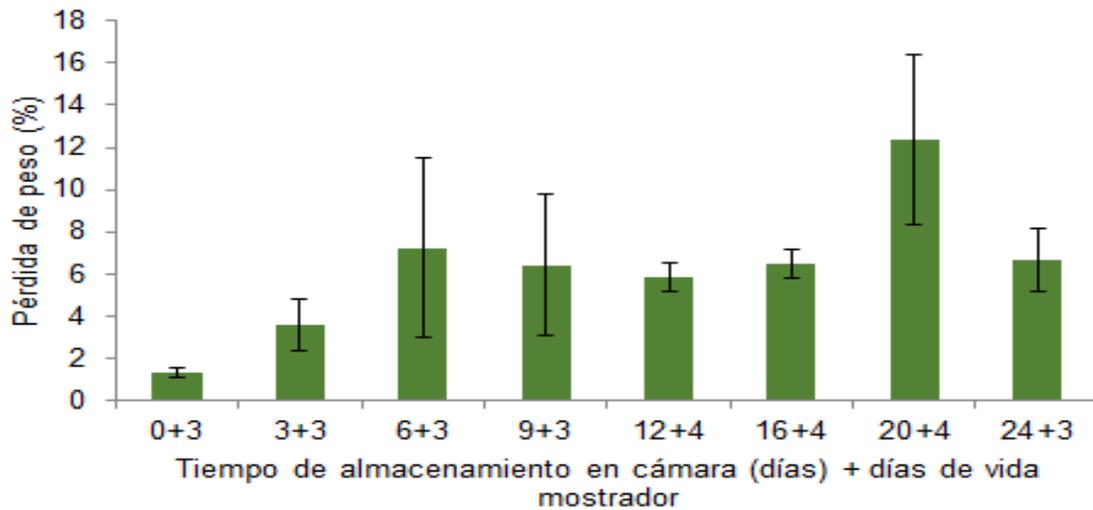
A la salida de cámara, las hojas de rúcula y mizuna perdieron peso durante todos los momentos del almacenamiento. Hasta el día 9 la pérdida de peso de las hojas de rúcula se encontraba en el rango de 2 a 5,5 % en valor absoluto sin evidenciarse pérdidas de calidad. Sin embargo, al día 12 de almacenamiento con 9 % de pérdida de peso se observaron pérdidas de calidad comercial por este motivo (Figura 8). Para otras hortalizas de hoja como lechuga y espinaca se ha reportado que la pérdida de agua máxima permitida sin reducirse la calidad comercial se encuentra entre 3 y 5 %. Lechugas almacenadas en cámara a 5 °C y 73,6 % HR, en bolsas abiertas, perdieron 5 % de su peso en menos de una semana y 5 a 10 % entre el día 5 y 15 del almacenamiento, estos resultados coinciden con los obtenidos en el presente trabajo (Quirós, 2016).



Los valores son medias ($n=3$) \pm EE. Letras diferentes indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

Figura No. 8. Pérdida de peso (%) de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado

En las condiciones de vida mostrador, las hojas de rúcula no presentaron diferencias estadísticas en la pérdida de peso luego de 3 o 4 días posteriores a la salida de cámara en ninguno de los momentos evaluados (Figura 9). La pérdida de peso promedio en las condiciones de vida mostrador fue 6 %. Cuando las hortalizas de hoja son almacenadas a temperaturas elevadas y baja humedad relativa, la diferencia de presión de vapor con el ambiente aumenta y en consecuencia se incrementa la deshidratación del vegetal (Romero Tejeda et al., 2015).

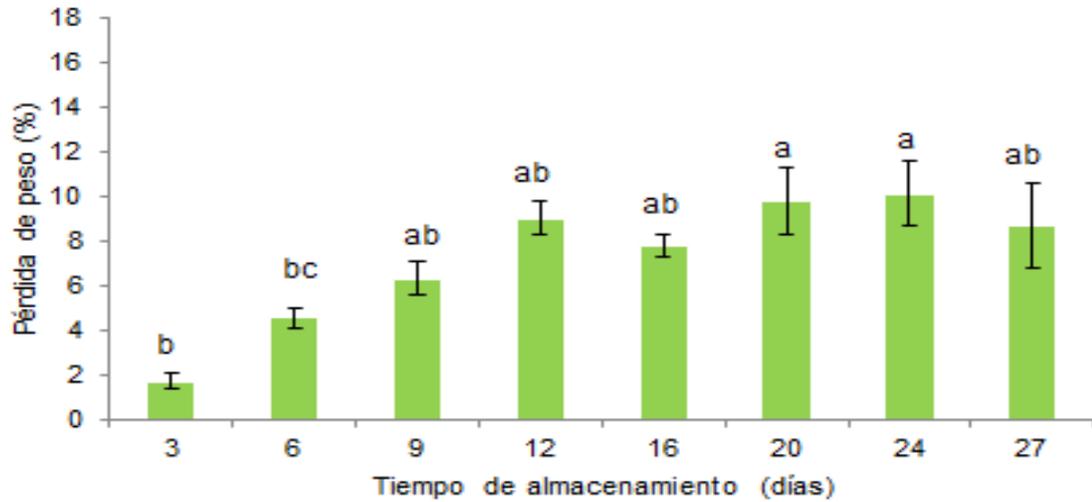


Los valores son medias (n=3) \pm EE. Ausencia de letras indican que no hay diferencias estadísticas (Tukey \geq 0,05).

Figura No. 9. Pérdida de peso (%) de hojas de rúcula en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

Las hojas de mizuna conservadas en cámara presentaron dos etapas en cuanto a la pérdida de peso (Figura 10). En la primera etapa, desde el día 3 al 12, la pérdida de peso aumentó hasta alcanzar un valor de 9 % en valor absoluto. En la segunda etapa, desde el día 12 al 27, la pérdida de peso se estabilizó en este valor. Si bien para el período estudiado la pérdida de peso de la mizuna conservada en cámara se comportó de igual manera que la rúcula, la mizuna mantuvo siempre por encima del valor aceptable (escala 3) en cuanto a su aspecto general. Este comportamiento en el que la pérdida de peso se estabiliza podría estar dado porque la capa de cera cubre las grietas y penetra la capa de cutina disminuyendo la permeabilidad del vegetal (Lara et al., 2014). La permeabilidad de la cutícula tiene un importante papel en la pérdida de agua durante el ciclo de cultivo y la poscosecha, la misma está explicada principalmente por el componente de cera y varía según la especie, la temperatura y la humedad relativa. Por lo tanto, las características diferenciales de las hojas de cada especie vinculada a la relación área/volumen y probablemente a la estructura y composición de cada epidermis podrían ser las responsables de las diferencias observadas. Las hojas de mizuna son hendidas, con menor superficie de lámina y nervaduras más gruesas que las hojas lobadas de rúcula (Figura 11). La diferencia en superficie de la lámina de las hojas proporciona una menor superficie transpirante para mizuna. Las hojas de mizuna tienen además una mayor relación de superficie de lámina/nervadura

que la rúcula. Al mismo tiempo, para un mismo peso de hojas en cada muestra (50 ± 5 g) se necesitan más hojas en mizuna ($\bar{x}=26$) que en rúcula ($\bar{x}=21$).



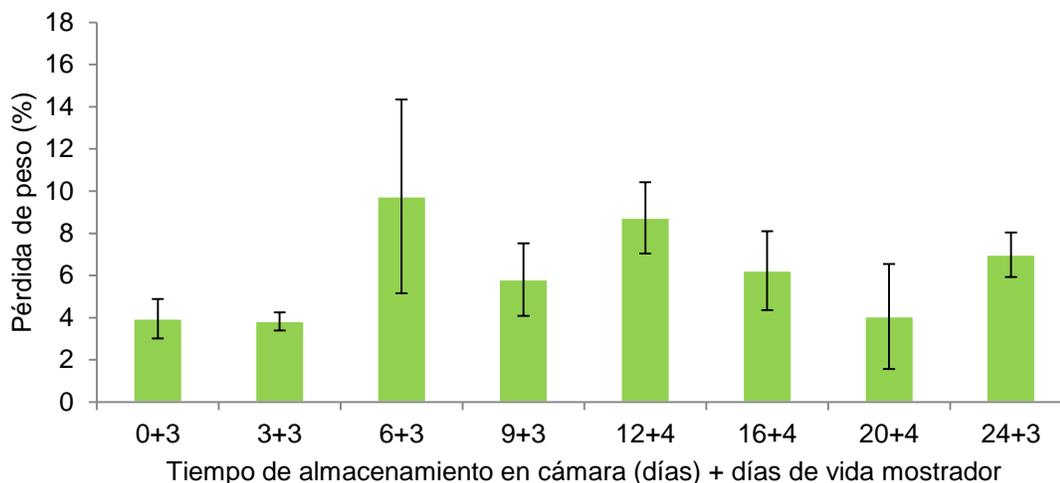
Los valores son medias ($n=3$) \pm EE. Letras diferentes indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

Figura No. 10. Pérdida de peso (%) de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado



Figura No. 11. Lámina de hoja de mizuna y rúcula

Como fue descrito anteriormente, las hojas de mizuna en las condiciones de vida mostrador presentaron el mismo comportamiento que las hojas de rúcula (Figura 9). Luego de 3 o 4 días de vida mostrador la pérdida de peso fue 6 % promedio durante el almacenamiento (Figura 12).



Los valores son medias ($n=3$) \pm EE. Ausencia de letras indican que no hay diferencias estadísticas (Tukey $\geq 0,05$).

Figura No. 12. Pérdida de peso (%) de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

4.3 COLOR

Las variables del color de las hojas de rúcula almacenadas en cámara tuvieron valores de luminosidad (L^*) entre 40 y 53, de croma entre 28 y 40 y de tono entre 109 y 120°. La luminosidad y el tono del color se mantuvieron hasta el día 16 de almacenamiento en cámara mientras que el croma hasta el día 20 (Cuadro 3).

Cuadro No. 3. Luminosidad (L*), tono (°) y croma de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado

TA (días)	L*	Tono (°)	Croma
0	40,34 ± 0,40 c	119,89 ± 0,31 a	30,58 ± 0,54 c
3	42,24 ± 0,67 c	118,78 ± 0,35 a	28,98 ± 0,96 c
6	43,35 ± 0,59 c	118,02 ± 0,26 a	31,74 ± 0,67 bc
9	44,8 ± 0,88 bc	118,33 ± 0,45 a	30,59 ± 0,87 c
12	43,3 ± 0,84 c	117,72 ± 0,42 a	30,38 ± 0,98 c
16	42,9 ± 0,99 c	116,54 ± 0,61 ab	31,97 ± 1,00 bc
20	48,71 ± 1,15 ab	113,54 ± 0,84 bc	36,54 ± 1,23 ab
24	50,85 ± 1,49 a	112,77 ± 1,30 c	37,58 ± 1,58 a
27	53,09 ± 1,83 a	109,09 ± 1,61 d	39,86 ± 1,66 a

Los valores son medias ± E.E. Letras diferentes en la misma variable indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

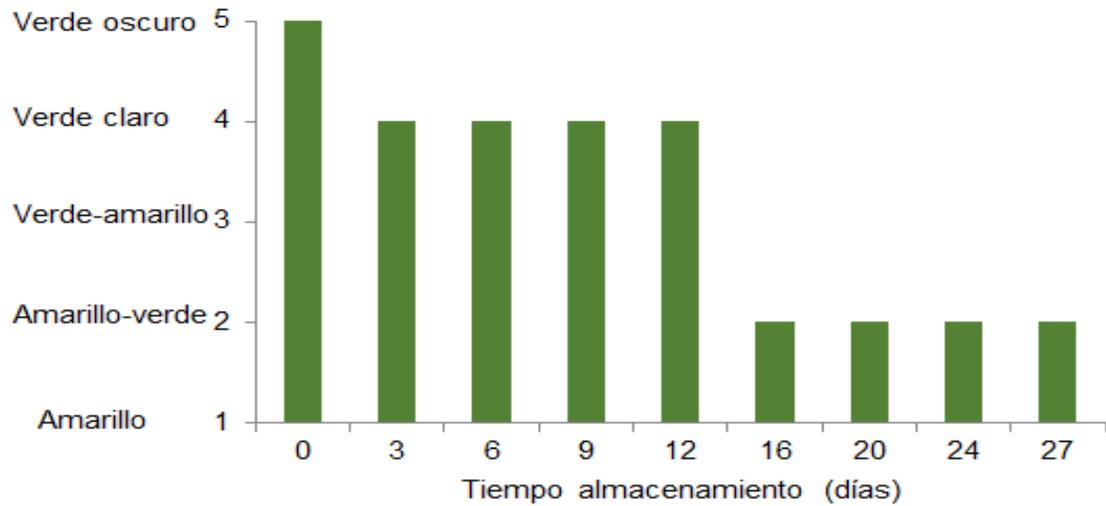
En vida mostrador las hojas presentaron un aumento en la luminosidad (L*) y del croma, y una disminución del tono a partir del sexto día de salida de cámara y 3 días en vida mostrador (Cuadro 4). Al final del almacenamiento, en ambos ensayos, las hojas de rúcula tuvieron una mayor luminosidad, mayor saturación y menor tono (más amarillo).

Cuadro No. 4. Luminosidad (L*), tono (°) y croma de hojas de rúcula en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

TA (días)	L*	Tono (°)	Croma
0+3	42,67 ± 0,52 c	118,79 ± 0,33 a	29,15 ± 0,76 e
3+3	45,47 ± 0,91 bc	116,49 ± 0,45 ab	33,25 ± 0,96 de
6+3	50,99 ± 1,46 ab	113,02 ± 1,04 bc	38,21 ± 1,40 cd
9+3	51,65 ± 1,37 ab	112,11 ± 1,19 bc	39,12 ± 1,26 bcd
12+4	54,52 ± 1,80 a	109,36 ± 1,43 c	40,84 ± 1,66 abc
16+4	54,35 ± 1,89 a	107,83 ± 1,79 c	41,07 ± 1,73 abc
20+4	54,81 ± 1,67 a	105,11 ± 1,91 c	41,41 ± 1,85 ab
24+3	55,05 ± 1,51 a	106,84 ± 1,64 c	41,85 ± 1,26 a

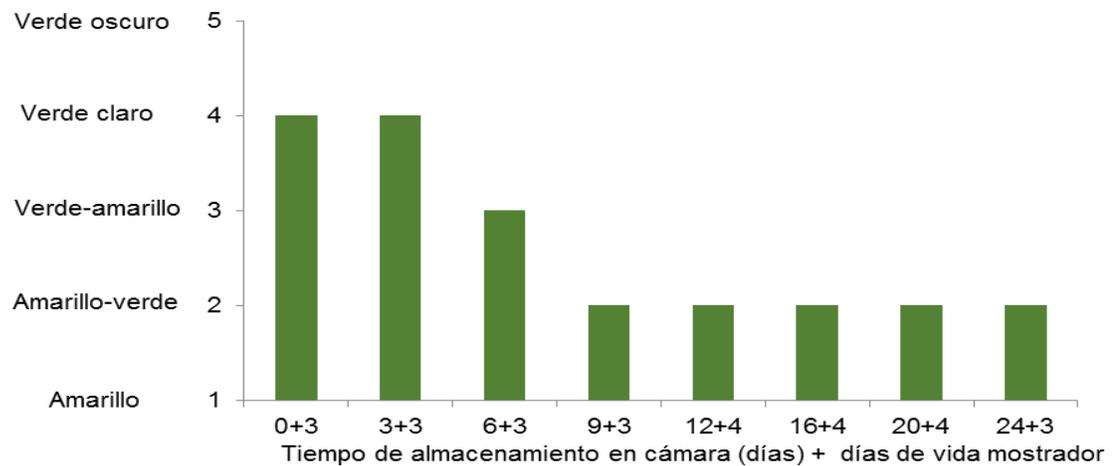
Los valores son medias ± E.E. Letras diferentes en la misma variable indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

Estos resultados coinciden con los obtenidos en la evaluación con la escala visual, donde se observa que en los primeros 12 días de almacenamiento en cámara predominan los colores verde oscuro y claro, mientras que a partir del día 16 predominan los colores amarillos-verdosos (Figura 13). En hojas de rúcula conservadas a 5 °C también se presentaron colores entre verde y verde-amarillo en la escala de color al día 12 del almacenamiento (Rodríguez et al., 2015). Sin embargo, luego del sexto día de almacenamiento más 3 o 4 días en vida mostrador comenzaron a predominar los colores amarillo-verdoso (Figura 14).



Los valores son moda (n=3).

Figura No. 13. Color visual de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado



Los valores son moda (n=3)

Figura No. 14. Color visual de hojas de rúcula en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

Al igual que los resultados obtenidos en este ensayo, hojas de rúcula almacenadas a 10 °C durante 10 días tuvieron aumentos en el valor de L* y croma, y una disminución en el valor del tono (Koukounaras et al., 2007). El

aumento en el parámetro L^* se encuentra relacionado a un producto más claro, debido al amarillamiento de las hojas por la degradación de la clorofila durante la senescencia foliar (Castañer et al., 1999). La disminución del tono también se debe al aumento del color amarillo de las hojas, valores de tono cercanos a 90° indican un color amarillo y a 180° color verde (Gonçalves et al. 2009, Romero Tejeda et al. 2015).

Las hojas en el ensayo de vida mostrador presentaron un incremento de la luminosidad y del croma y una disminución del tono más rápido con respecto al ensayo en salida de cámara, lo mismo sucede en la evaluación visual del color donde se observaron en vida mostrador colores amarillos en menor tiempo que en el ensayo almacenado en cámara. Esto se debe a que las altas temperaturas provocan una mayor tasa de deterioro de los vegetales ya que aumentan la actividad enzimática, expresándose principalmente por el amarilleo de las hojas, causado por la degradación de la clorofila (Koukounaras et al., 2007). En algunos vegetales el C_2H_4 es responsable del amarillamiento de las hojas. Sin embargo en hojas de rúcula Koukounaras et al. (2007) comprobaron que la mayor producción de C_2H_4 no fue acompañada de una mayor degradación de la clorofila.

Las hojas de mizuna durante el almacenamiento en cámara presentaron mínimas diferencias de color, coincidiendo con lo observado en el aspecto general y color visual. Si bien se observaron diferencias estadísticas en las variables del color L^* y croma, el tono se mantuvo constante correspondiendo al color verde (Cuadro 5).

Cuadro No. 5. Luminosidad (L*), tono (°hue) y croma de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado

TA (días)	L*	Tono (°hue)	Croma
0	43,14 ± 0,42 ab	120,97 ± 0,35 a	31,06 ± 0,74 a
3	42,72 ± 0,36 a	120,,64 ± 0,18 a	27,55 ± 0,37 b
6	43,43 ± 0,51 ab	120,19 ± 0,31 a	29,62 ± 0,62 ab
9	44,63 ± 0,42 abc	120,25 ± 0,27 a	30,1 ± 0,43 ab
12	43,8 ± 0,59 abc	119,95 ± 0,25 a	28,96 ± 0,61ab
16	44,29 ± 0,63 abc	125,71 ± 4,45 a	27,7 ± 1,13 b
20	44,51 ± 0,50 abc	119,75 ± 0,22 a	29,37 ± 0,53 ab
24	44,8 ± 0,33 bc	120,02 ± 0,20 a	28,98 ± 0,40 ab
27	45,79 ± 0,33 c	119,5 ± 0,22 a	29,42 ± 0,44 ab

Los valores son medias ± E.E. Letras diferentes en la misma variable indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

Para el almacenamiento en vida mostrador, las variables del color de las hojas de mizuna también presentaron pequeños cambios y de igual forma que las almacenadas en cámara mantuvieron el tono de color verde (Cuadro 6).

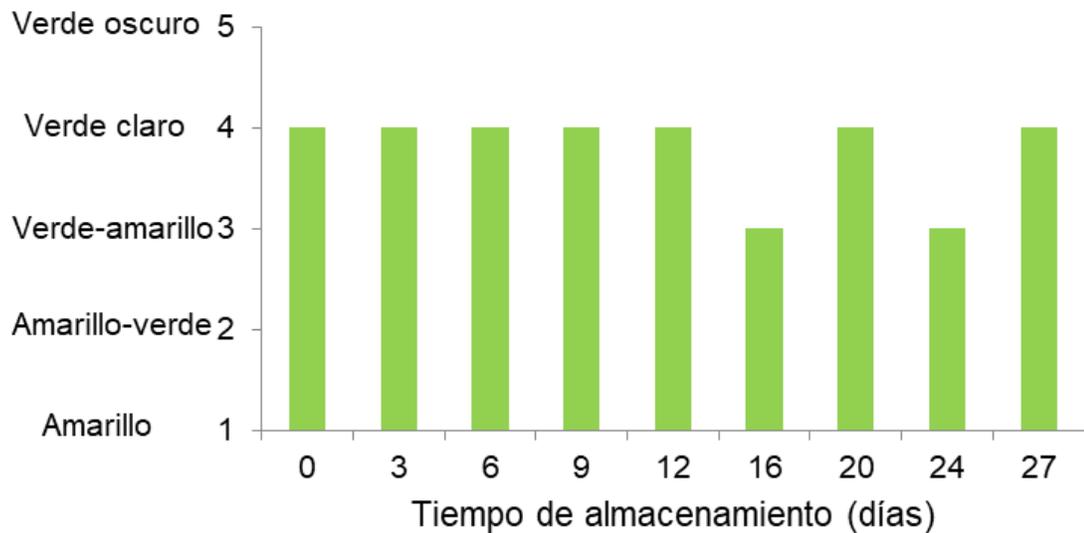
Cuadro No. 6. Luminosidad (L*), tono (°hue) y croma de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

TA (días)	L*	Tono (°hue)	Croma
0+3	43,77 ± 0,58 e	120,64 ± 0,36 a	27,34 ± 0,76 e
3+3	44,38 ± 0,57 de	118,88± 0,43 bc	31,52 ± 0,85 bc
6+3	47,56 ± 0,31 bc	119,1 ± 0,19 bc	32,23 ± 0,33 cd
9+3	46,28 ± 0,59 cd	120,15 ± 0,28 ab	29,55 ± 0,61 de
12+4	50,1 ± 0,44 a	116,75 ± 0,25 c	34,18 ± 0,60 a
16+4	47,96 ± 0,53 abc	117,66 ± 0,23 b	31,03 ± 0,62 ab
20+4	48,7 ± 0,48 ab	116,94± 0,28 bc	31,7± 0,64 a
24+3	46,92 ± 0,41bc	118,3 ± 0,25 ab	29,83 ± 0,75 bc

Los valores son medias ± E.E. Letras diferentes en la misma variable indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

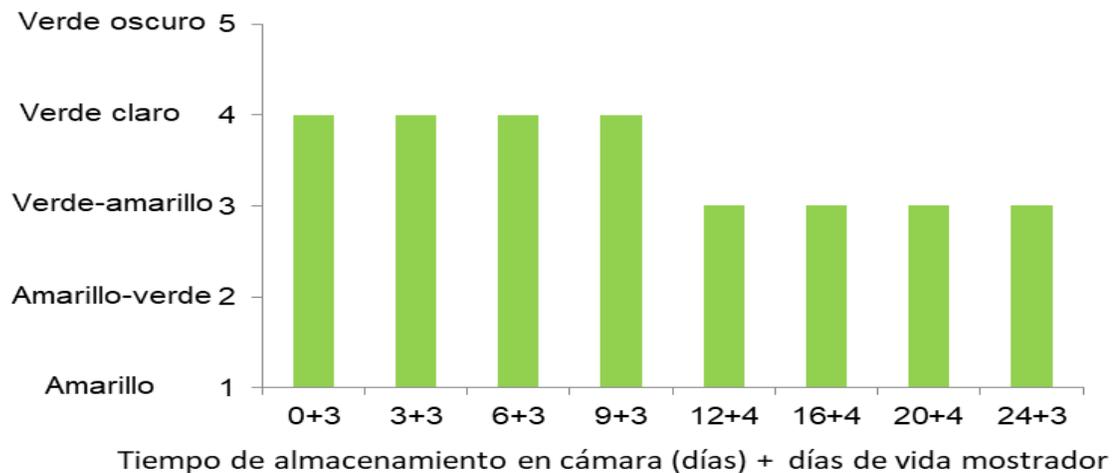
En cuanto a la evaluación visual, los colores predominantes fueron verde claro y verde-amarillento, y no se tornaron de color amarillo o amarillo verdoso en ningún momento de salida de cámara o en vida mostrador (Figuras 15 y 16).

Estos resultados pueden estar dados por un menor contenido de enzimas para la degradación de las clorofilas, o que la temperatura de activación de estas sea mayor que la que se dio durante el ensayo en vida mostrador. También es posible que sea necesario un período mayor a tres días en estas condiciones para lograr cambios visibles en el color. En este sentido en mizuna hay mucho por investigar ya que no hay información bibliográfica que lo constate.



Los valores son moda (n=3).

Figura No. 15. Color visual de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado

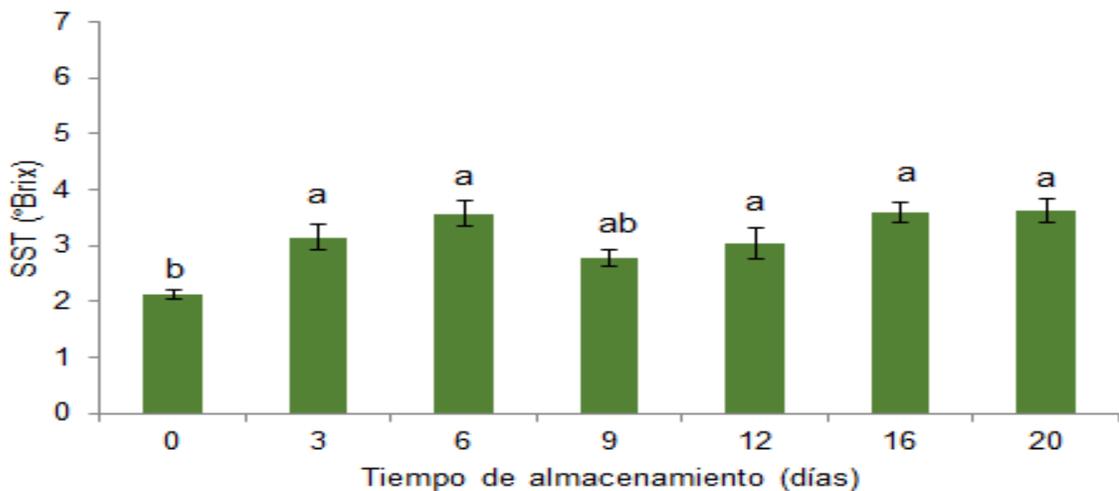


Los valores son moda (n=3).

Figura No. 16. Color visual de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

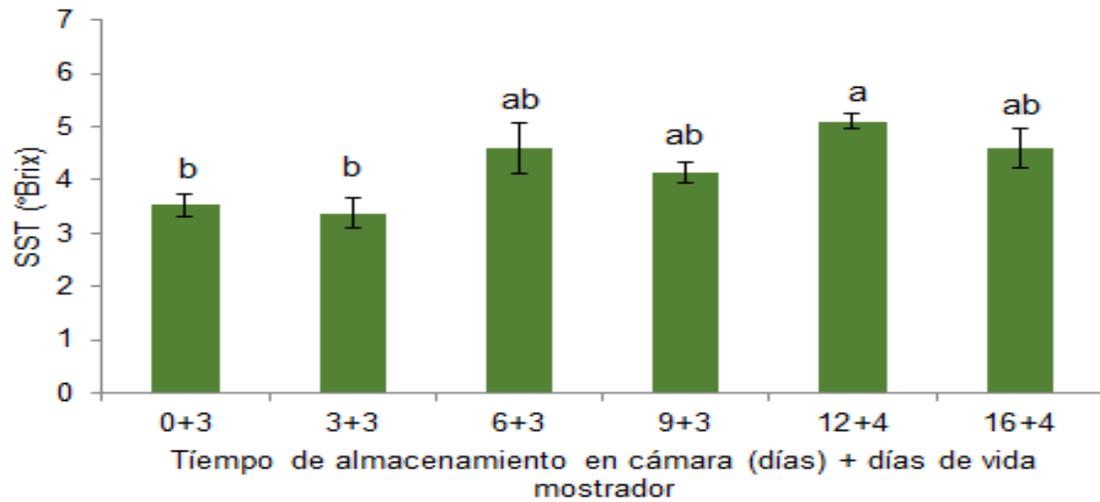
4.4 SÓLIDOS SOLUBLES TOTALES (SST)

Las hojas de rúcula presentaron durante el almacenamiento en cámara valores de 2 a 3,6 °Brix (Figura 17). En hojas de rúcula almacenadas a 5 °C y 85-95 % HR durante 14 días se obtuvieron valores de SST de 3,3 y 3,7 °Brix a lo largo del almacenamiento, similar a lo obtenido en este ensayo (Monteiro Sigrist, 2002). El aumento de los SST a lo largo del almacenamiento es común en los vegetales y está dado por cambios metabólicos, como la degradación de compuestos complejos a más simples y la pérdida de agua (Andrade Oliveira, 2015). Esto queda evidenciado aún más en el ensayo en condiciones de vida mostrador, donde el valor de SST a lo largo del período de almacenamiento varió de 3,38 a 5,10 °Brix (Figura 18).



Los valores son medias ($n=3$) \pm E.E. Letras diferentes indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

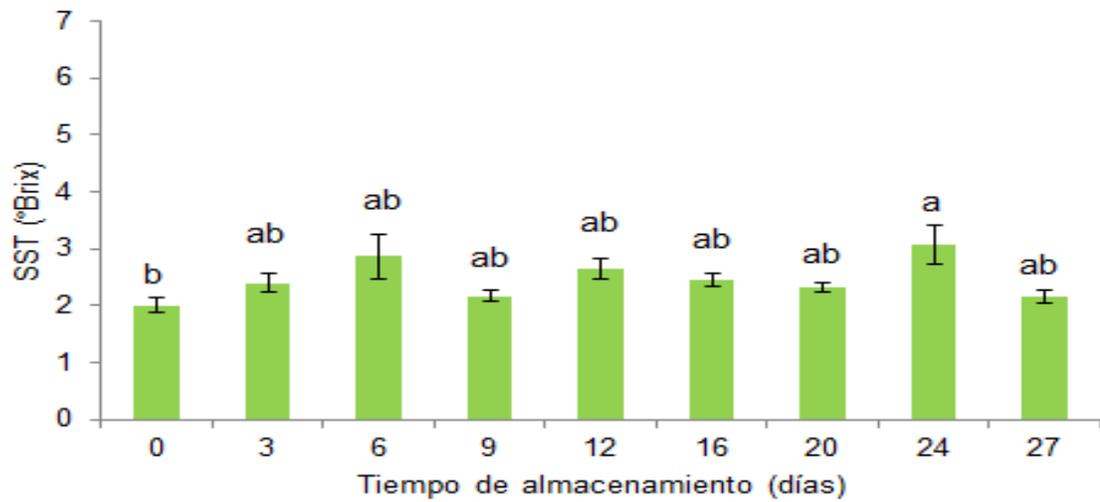
Figura No. 17. Sólidos solubles totales (°Brix) de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado



Los valores son medias ($n=3$) \pm E.E. Letras diferentes indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

Figura No. 18. Sólidos solubles totales (°Brix) de hojas de rúcula en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

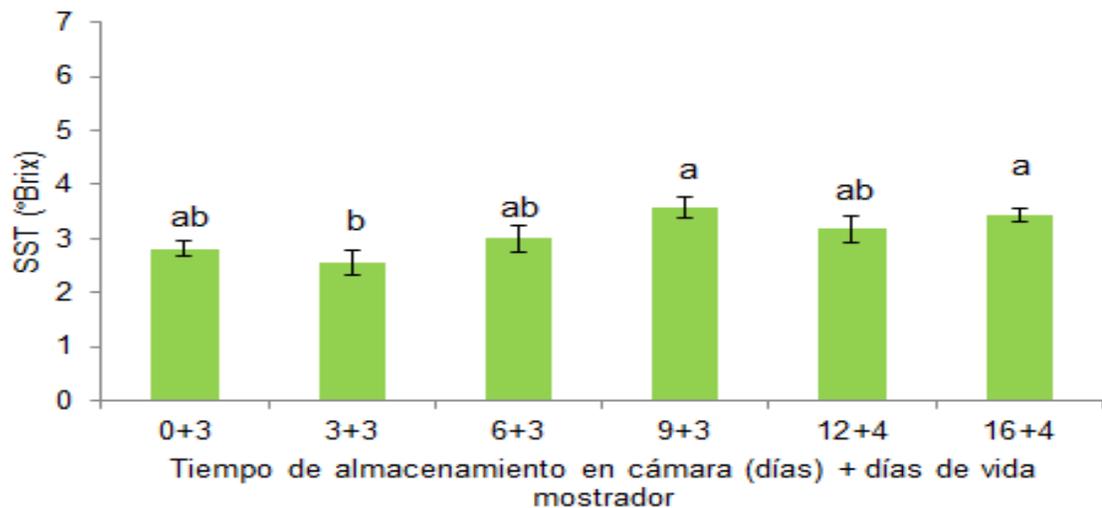
Las hojas de mizuna a la salida de cámara presentaron valores de SST en un rango de 2 a 3 °Brix (Figura 19). Los valores se mantuvieron durante el periodo de almacenamiento con pequeñas variaciones posiblemente causadas por la variación poblacional. Estos valores de SST son bajos si se compara con otros vegetales como la sandía (11,9 °Brix), melón (11,2 °Brix) y morrón rojo (8,1°Brix), pero coinciden con los niveles reportados para otras hortalizas de hoja como espinaca y lechuga (2 °Brix, Domene y Rodríguez 2014, Chuquitarco 2014).



Los valores son medias ($n=3$) \pm E.E. Letras diferentes indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

Figura No. 19. Sólidos solubles totales (°Brix) de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado

En las condiciones del ensayo de vida mostrador, los niveles de SST presentaron un valor absoluto promedio mayor con respecto al ensayo en salida de cámara, con valores en el rango de 2,5 a 3,6 °Brix (Figura 20). Este comportamiento coincide con lo sucedido en el ensayo de hojas de rúcula y puede deberse a una mayor deshidratación de estas hojas, provocando una mayor concentración de los mismos (Narvaez y Restrepo, 2003).

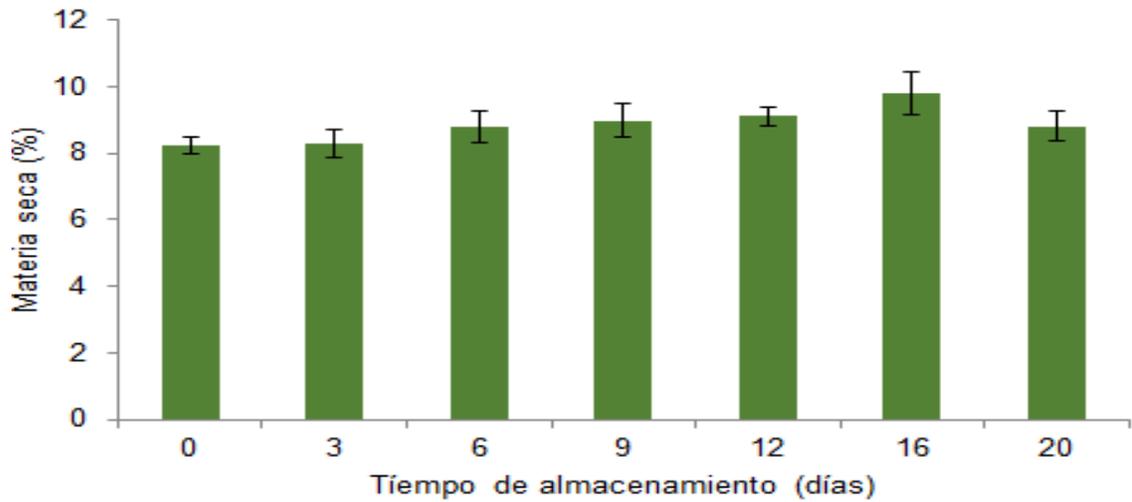


Los valores son medias (n=3) ± E.E. Letras diferentes indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

Figura No. 20. Sólidos solubles totales (°Brix) de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

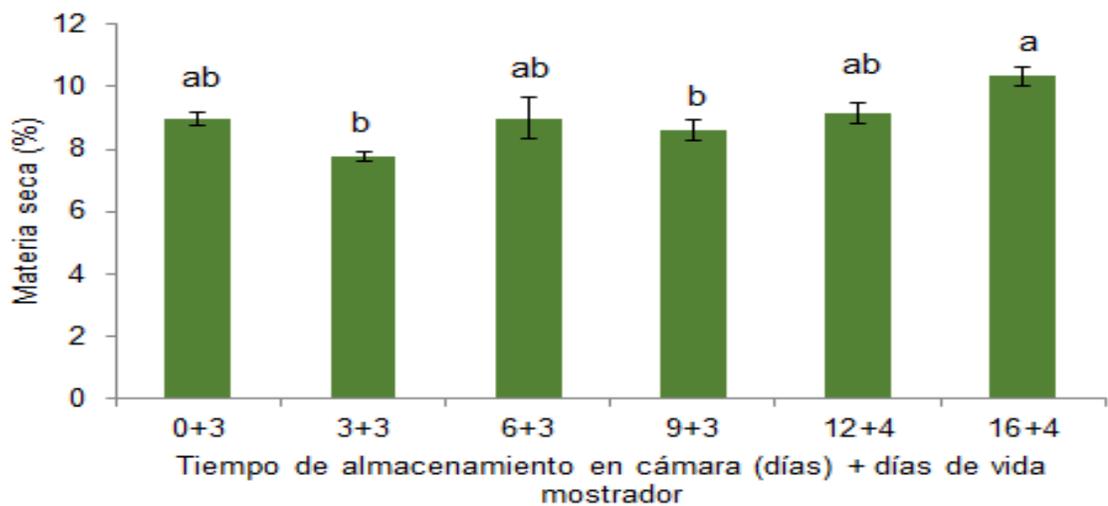
4.5 MATERIA SECA (MS)

El contenido de MS de las hojas de rúcula fue en promedio 8,8 %, no encontrándose diferencias estadísticas entre los momentos de almacenamiento evaluados (Figura 21). Para el almacenamiento en vida mostrador se observaron pequeñas diferencias constatándose valores entre 8,98 - 10,33 % (Figura 22).



Los valores son medias ($n=3$) \pm E.E. Ausencia de letras indican que no hay diferencias estadísticas (Tukey $\geq 0,05$).

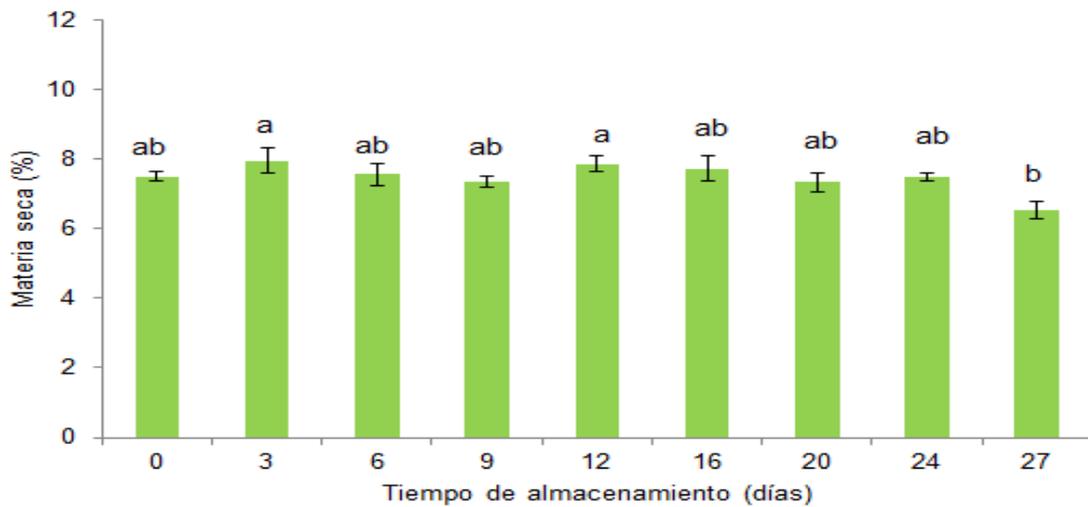
Figura No. 21. Materia seca (%) de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado



Los valores son medias ($n=3$) \pm E.E. Letras diferentes indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

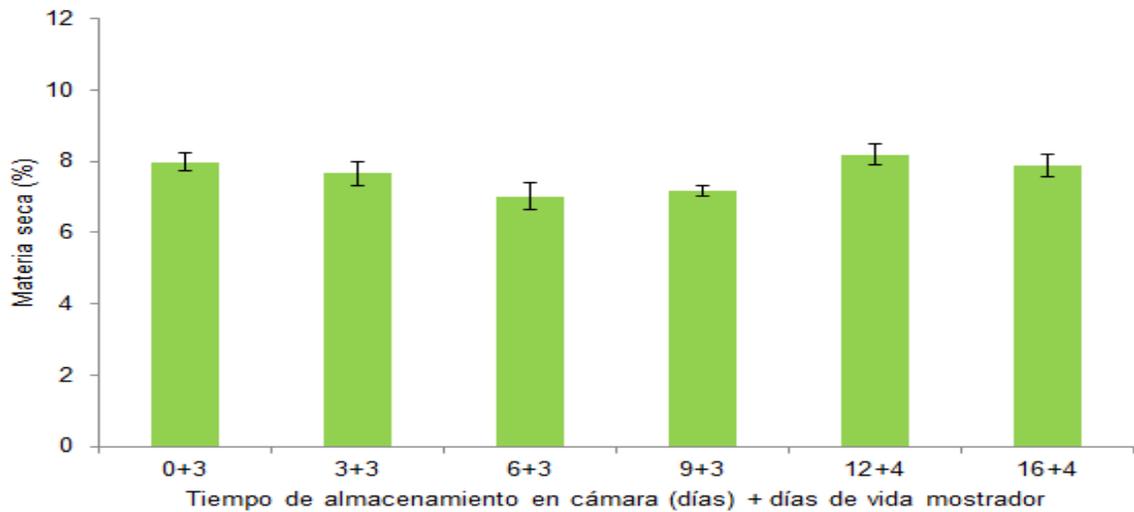
Figura No. 22. Materia seca (%) de hojas de rúcula en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

En las hojas de mizuna, el contenido de MS durante el almacenamiento en cámara fue en promedio de 7,5 % (Figura 23), mientras que, en vida mostrador tuvieron un contenido promedio de 7,6 %, sin diferencias estadísticas entre los diferentes momentos de almacenamiento (Figura 24).



Los valores son medias ($n=3$) \pm E.E. Letras diferentes indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

Figura No. 23. Materia seca (%) de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado



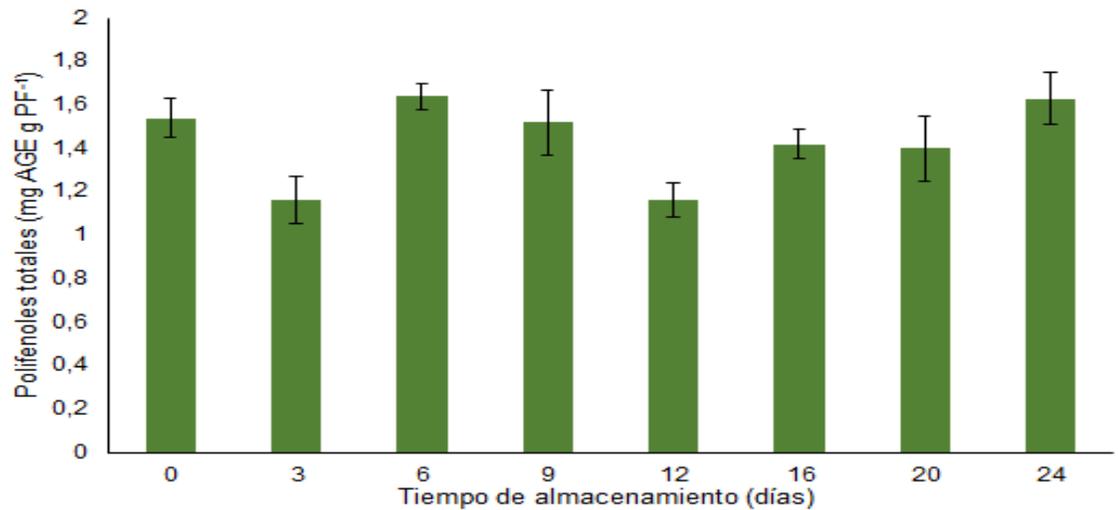
Los valores son medias ($n=3$) \pm E.E. Ausencia de letras indican que no hay diferencias estadísticas (Tukey $\geq 0,05$).

Figura No. 24. Materia seca (%) de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

Los resultados para ambas especies fueron similares a lo reportado por otros autores, donde se constató que las hortalizas de hoja presentan un alto contenido de agua, con un 5 % de materia seca (Wills et al., citados por Ortiz Mackinson et al., 2014).

4.6 POLIFENOLES TOTALES (PT)

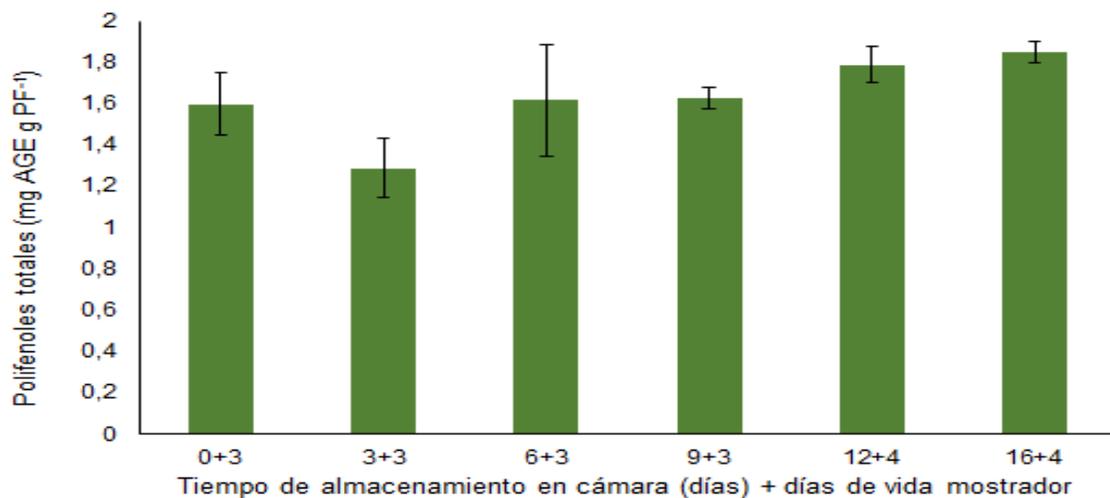
El contenido de polifenoles totales (PT) en rúcula fue de 1,1 a 1,64 mg AGE g PF⁻¹ durante el almacenamiento en cámara (Figura 25). Martínez-Sánchez et al. (2006), Yoplac (2012) obtuvieron resultados similares reportando valores entre 1,1 a 1,9 mg AGE g PF⁻¹ rúcula almacenada a 5 °C durante 10 días y 1,09 a 1,37 mg AGE g PF⁻¹ a 4°C durante 15 días respectivamente.



Los valores son medias ($n=3$) \pm E.E. Ausencia de letras indican que no hay diferencias estadísticas (Tukey $\geq 0,05$).

Figura No. 25. Contenido de polifenoles totales (mg AGE g PF⁻¹) en hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado

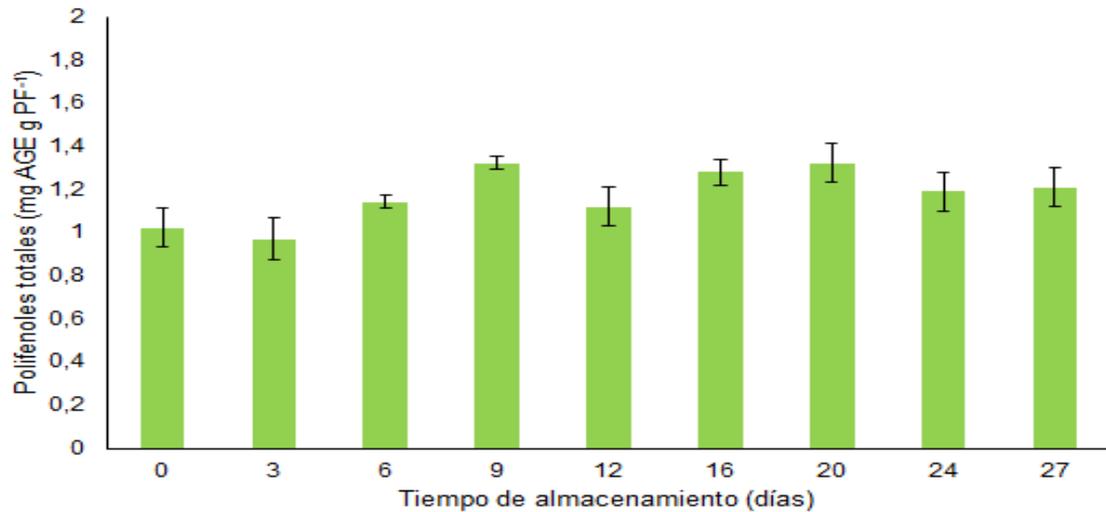
En vida mostrador (3 o 4 días) el contenido de PT fue en promedio de 1,6 mg AGE g PF⁻¹ no observándose diferencias estadísticas entre los diferentes tiempos de almacenamiento en cámara evaluados (Figura 26). Esto indica que el contenido de PT en vida mostrador fue independiente del tiempo de almacenamiento en cámara para el período estudiado.



Los valores son medias ($n=3$) \pm E.E. Ausencia de letras indican que no hay diferencias estadísticas (Tukey $\geq 0,05$).

Figura No. 26. Contenido de polifenoles totales (mg AGE g PF^{-1}) de hojas de rúcula en vida mostrador durante el almacenamiento refrigerado

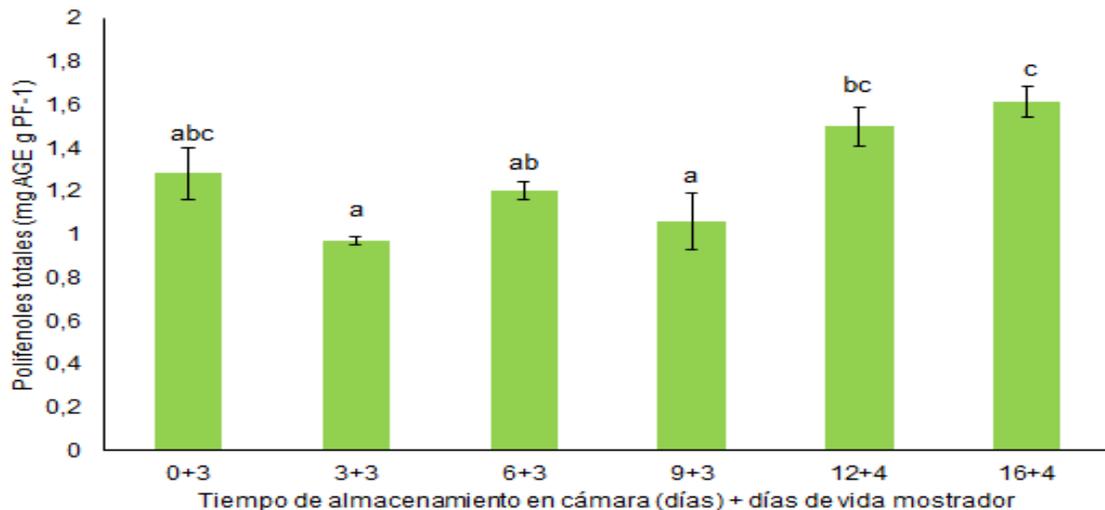
Las hojas de mizuna presentaron un contenido de PT promedio de $1,2 \text{ mg AGE g PF}^{-1}$, sin diferencias estadísticas en los diferentes momentos de salida de cámara (Figura 27). Estos resultados concuerdan con los obtenidos por Tomas-Callejas et al. (2010) quienes reportaron la retención de polifenoles totales en mizuna almacenada 11 días a 5°C .



Los valores son medias ($n=3$) \pm E.E. Ausencia de letras indican que no hay diferencias estadísticas (Tukey $\geq 0,05$).

Figura No. 27. Contenido de polifenoles totales (mg AGE g PF⁻¹) de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado

En vida mostrador hubo variaciones en todos los momentos de almacenamiento, obteniéndose valores entre 1,1 mg AGE g PF⁻¹ y 1,6 mg AGE g PF⁻¹ (Figura 28). En brócoli conservado bajo refrigeración con film se encontró que el contenido de PT presentó fluctuaciones durante el almacenamiento, pero se mantuvo el nivel inicial, al igual que en el presente ensayo. Sin embargo, cuando el brócoli fue conservado sin cubierta los PT aumentaron con el tiempo del almacenamiento debido a una concentración de los mismos por la deshidratación (Cedeño Pinos, 2016). Es posible que las hojas de rúcula y mizuna conservadas en bolsa redujera la deshidratación contribuyendo a que el contenido de PT se mantuviera durante todo el periodo del almacenamiento.



Los valores son medias (n=3) ± E.E. Letras diferentes indican diferencias estadísticas (Tukey p ≤ 0,05).

Figura No. 28. Contenido de polifenoles totales (mg AGE g PF⁻¹) de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

4.7 CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL (CAT)

La CAT en hojas de rúcula al momento de cosecha determinada por tres métodos fue en promedio 1,24; 0,48 y 0,88 mg AAE g PF⁻¹ para los métodos ABTS, FRAP y DPPH respectivamente (Cuadro 7). En los tres métodos si bien se presentaron diferencias estadísticas no hubo un marcado efecto del almacenamiento.

En hojas de rúcula almacenadas en bolsas perforadas a 5 °C durante 9 días la CAT determinada a través del método DPPH disminuyó con el almacenamiento, lo que coincide con lo sucedido en este ensayo hasta el día 16 (Luna Inca, 2014). Sin embargo, Gutiérrez et al. (2017) analizando hojas de rúcula almacenadas durante 12 días a 5 °C no encontraron diferencias al evaluarla por el método del radical DPPH. En otro estudio donde se determinó a través del método ABTS se obtuvo un valor de 3,6 mg AAE g PF⁻¹, duplicando el valor obtenido en este trabajo (Flores-Córdova et al., 2015).

Cuadro No. 7. Capacidad antioxidante total (mg AAE g PF⁻¹) de hojas de rúcula según método ABTS, FRAP y DPPH durante el almacenamiento refrigerado

TA (días)	ABTS (mg AAE g PF ⁻¹)	FRAP (mg AAE g PF ⁻¹)	DPPH (mg AAE g PF ⁻¹)
0	1,24 ± 0,14 bc	0,48 ± 0,04 ab	0,88 ± 0,02 a
3	0,99 ± 0,09 c	0,63 ± 0,09 a	0,70 ± 0,04 bc
6	1,12 ± 0,11 bc	0,59 ± 0,02 a	0,66 ± 0,02 bc
9	1,57 ± 0,12 ab	0,45 ± 0,04 ab	0,58 ± 0,05 bc
12	0,99 ± 0,04 c	0,43 ± 0,04 ab	0,59 ± 0,03 bc
16	1,16 ± 0,08 bc	0,36 ± 0,05 b	0,56 ± 0,04 c
20	1,42 ± 0,08 bc	0,35 ± 0,04 b	0,75 ± 0,06 ab
24	1,85 ± 0,08 a	0,48 ± 0,04 ab	0,68 ± 0,03 bc

Los valores son medias (n=3) ± EE. Letras diferentes en la misma variable indican diferencias estadísticas (Tukey p ≤ 0,05).

Al igual que en el ensayo en salida de cámara, en vida mostrador la CAT medida a través del método DPPH y ABTS presentó diferencias estadísticas entre los momentos del almacenamiento. Sin embargo, estas diferencias no marcaron un patrón de comportamiento muy definido (Cuadro 8). La CAT medida a través del método FRAP fue independiente del tiempo de almacenamiento.

Cuadro No. 8. Capacidad antioxidante total (mg AAE g PF⁻¹) de hojas de rúcula según métodos ABTS, FRAP y DPPH en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

TA (días)	ABTS (mg AAE g PF⁻¹)	FRAP (mg AAE g PF⁻¹)	DPPH (mg AAE g PF⁻¹)
0+3	0,55 ± 0,15 c	0,37 ± 0,05 a	0,53 ± 0,04 b
3+3	0,87 ± 0,15 bc	0,34 ± 0,04 a	0,79 ± 0,13 ab
6+3	1,03 ± 0,15 bc	0,39 ± 0,02 a	0,76 ± 0,06 ab
9+3	1,03 ± 0,15 bc	0,38 ± 0,02 a	0,91 ± 0,01 a
12+4	1,60 ± 0,12 a	0,45 ± 0,01 a	0,67 ± 0,06 ab
16+4	1,40 ± 0,15 ab	0,38 ± 0,03 a	0,79 ± 0,05 ab

Los valores son medias (n=3) ± EE. Letras diferentes en la misma variable indican diferencias estadísticas (Tukey p ≤ 0,05).

La CAT de hojas de mizuna el día de cosecha medida a través del método DPPH fue de 0,90 mg AAE g PF⁻¹ tal como se muestra en el Cuadro 9, y fue similar a lo obtenido por Tomás-Callejas et al. (2011). Sin embargo, mientras estos autores observaron un aumento en las hojas almacenadas durante 11 días a 5 °C, en el presente trabajo tendió.

Los valores obtenidos con los métodos FRAP y ABTS también tendieron a mantenerse durante todo el período de almacenamiento en cámara.

Cuadro No. 9. Capacidad antioxidante total (mg AAE g PF⁻¹) de hojas de mizuna según método ABTS, FRAP y DPPH durante el almacenamiento refrigerado

TA (días)	ABTS (mg AAE g PF ⁻¹)	FRAP (mg AAE g PF ⁻¹)	DPPH (mg AAE g PF ⁻¹)
0	1,57 ± 0,20 b	0,82 ± 0,12 ab	0,9 ± 0,09 ab
3	1,59 ± 0,26 ab	0,62 ± 0,14 b	0,77 ± 0,08 b
6	1,38 ± 0,18 b	0,92 ± 0,03 ab	0,99 ± 0,07 ab
9	2,52 ± 0,39 a	0,99 ± 0,03 ab	1,17 ± 0,02 a
12	1,17 ± 0,04 b	0,92 ± 0,04 ab	1,04 ± 0,04 ab
16	1,67 ± 0,20 ab	0,97 ± 0,03 ab	1,09 ± 0,05 a
20	1,63 ± 0,08 ab	1,19 ± 0,08 a	1,14 ± 0,01 a
24	2,00 ± 0,11 ab	0,93 ± 0,09 ab	1,13 ± 0,06 a
27	1,63 ± 0,15 ab	0,99 ± 0,09 ab	1,01 ± 0,08 ab

Los valores son medias (n=3) ± EE. Letras diferentes en la misma variable indican diferencias estadísticas (Tukey p ≤ 0,05).

La misma tendencia se observó en el ensayo con vida mostrador, por lo que se puede decir que la CAT de la mizuna no tiene gran dependencia con respecto al tiempo de almacenamiento evaluado en este ensayo (Cuadro 10).

Cuadro No. 10. Capacidad antioxidante total (mg AAE g PF⁻¹) de hojas de mizuna según métodos ABTS, FRAP y DPPH durante el almacenamiento refrigerado

TA (días)	ABTS (mg AAE g PF ⁻¹)	FRAP (mg AAE g PF ⁻¹)	DPPH (mg AAE g PF ⁻¹)
0+3	0,77 ± 0,24 ab	1,13 ± 0,10 ab	1,1 ± 0,06 abc
3+3	0,16 ± 0,07 b	0,81 ± 0,04 b	0,86 ± 0,05 c
6+3	0,55 ± 0,06 ab	1,02 ± 0,03 ab	0,96 ± 0,04 bc
9+3	0,21 ± 0,09 b	0,85 ± 0,14 b	1,01 ± 0,09 abc
12+4	1,07 ± 0,19 a	1,35 ± 0,07 a	1,26 ± 0,06 a
16+4	0,73 ± 0,20 ab	1,38 ± 0,10 a	1,17 ± 0,07 ab

Los valores son medias (n=3) ± EE. Letras diferentes en la misma variable indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

En hierbas la CAT determinada a través del método DPPH se correlaciona con el contenido de polifenoles (Oroian y Escriche, 2015). Sin embargo, este método es muy sensible ya que es capaz de reaccionar con otros radicales y su resultado también puede estar explicado por otros antioxidantes hidrofílicos como antocianinas, taninos, betalaínas, entre otros. Por otra parte, el método ABTS es capaz de cuantificar la CAT de compuestos hidrofílicos y lipofílicos, dependiendo del extracto utilizado, por lo que es probable que en el presente, realizado con metanol, los compuestos que expliquen la CAT sean lipofílicos como carotenoides, antocianinas, flavonoides y ácidos fenólicos, vitaminas lipofílicas entre otros (Floegel et al. 2011, Pichardo 2019). Por último, el potencial reductor del método FRAP está asociado principalmente al contenido de compuestos fenólicos como el ácido sináptico el cual es el principal ácido hidroxicinámico presente en la rúcula, pero se ha demostrado que no es aplicable para detectar todos los antioxidantes (Benítez-Estrada et al. 2020, Ramírez et al. 2020). Esto puede explicar en parte los resultados obtenidos con valores menores al utilizar el método FRAP.

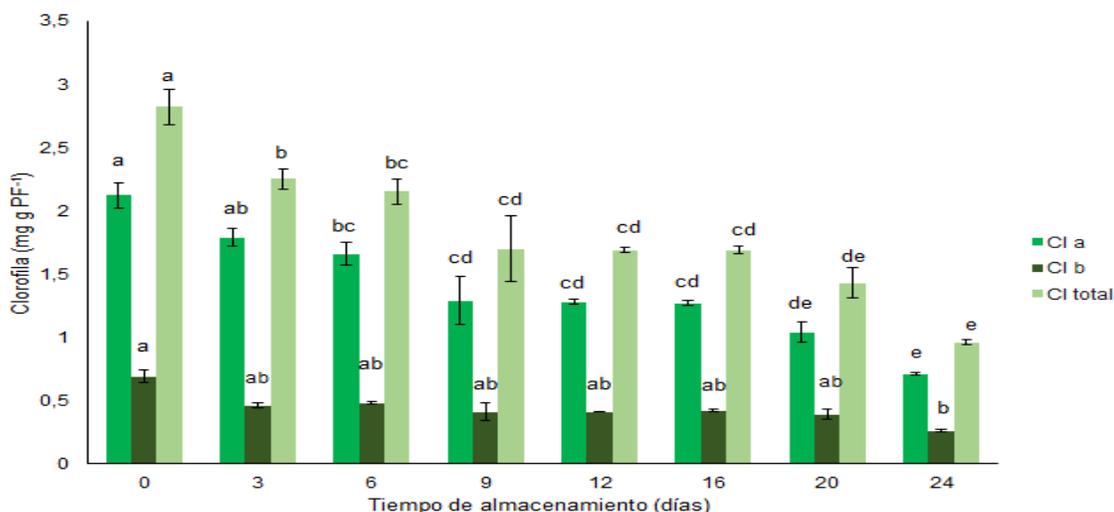
En otras frutas y hortalizas como arándanos se reportaron valores de 4,76 y 3,83 mg AAE g PF⁻¹ medidos a través del método ABTS y DPPH respectivamente, considerándose una de las frutas con mayor CAT (Floegel et al. 2011, Vázquez-Castillas et al. 2012). Mientras que, la lechuga los valores

reportados fueron de 0,69 y 0,43 mg AAE g PF⁻¹, determinada con los métodos ABTS y DPPH respectivamente, siendo menores a los de rúcula y mizuna (Floegel et al., 2011).

4.8 CLOROFILA Y CAROTENOIDES TOTALES

4.8.1 Clorofila

El contenido de clorofila en las hojas de rúcula fue cuantificado en un 75 % de clorofila *a* y 25 % de clorofila *b*. Tanto para las hojas de rúcula como para las de mizuna se puede observar que la clorofila total está explicada mayormente por la clorofila *a*. Los resultados son coincidentes con los encontrados por otros autores, quienes reportaron a la clorofila *a* y *b* como las predominantes en una relación 3:1 (López 2014, Acuña et al. 2017, Ruíz Santiago et al. 2019). El contenido inicial de clorofila total fue de 2,82 mg g PF⁻¹, siendo superior a lo encontrado en hojas de rúcula cortadas y lavadas donde el valor inicial fue 0,98 mg g PF⁻¹ (Gutiérrez et al., 2017). Como se observa en la Figura 29, el contenido de clorofila total (mg g PF⁻¹) disminuyó con el tiempo, evidenciándose una clara diferencia entre el primer momento de almacenamiento y el último. La degradación de la clorofila comienza con la ruptura de los cloroplastos, proceso que está relacionado a la senescencia de la célula vegetal (Guamet, 2005).

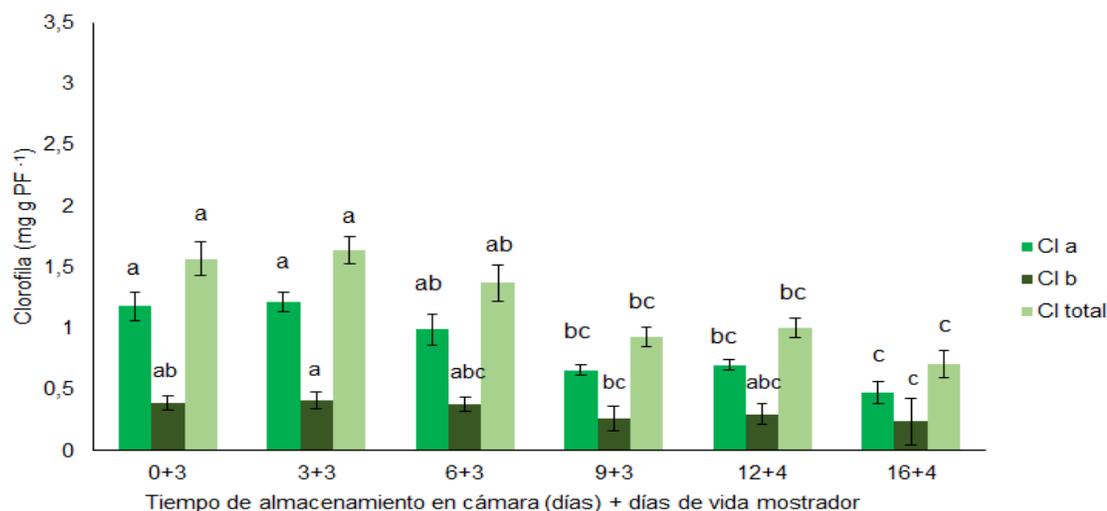


Los valores son medias (n=3) ± E.E. Letras diferentes dentro de la misma variable indican diferencias estadísticas (Tukey p ≤ 0,05).

Figura No. 29. Clorofila *a*, clorofila *b* y clorofila total de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado

En vida mostrador (3 días) para el momento inicial sin almacenamiento refrigerado el contenido de clorofila total fue de 1,57 mg g PF⁻¹ manteniéndose sin diferencias hasta los 6 días (Figura 30). A partir de 9 días de almacenamiento en vida mostrador (9+3) hubo una mayor degradación de clorofila con respecto al primer momento de almacenamiento. Los resultados son coincidentes con lo observado en el color evaluado a través de la escala visual predominando el color amarillo-verde en las hojas de rúcula (Figura 14). En vida mostrador hubo una relación promedio 2,5:1 de clorofila a y b, respectivamente.

En el ensayo en salida de cámara las hojas presentaron un mayor contenido de clorofila con respecto a vida mostrador, esto pudo deberse a que el almacenamiento en frío retrasa el envejecimiento celular. A modo de ejemplo en un trabajo realizado en albahaca (*Ocimum basilicum*) almacenada a 0, 5, 7 y 20 °C durante 16 días se demostró que todos los tratamientos presentaron mayor contenido de clorofila que el tratamiento con mayor temperatura (20 °C, Núñez-López et al., 2012).

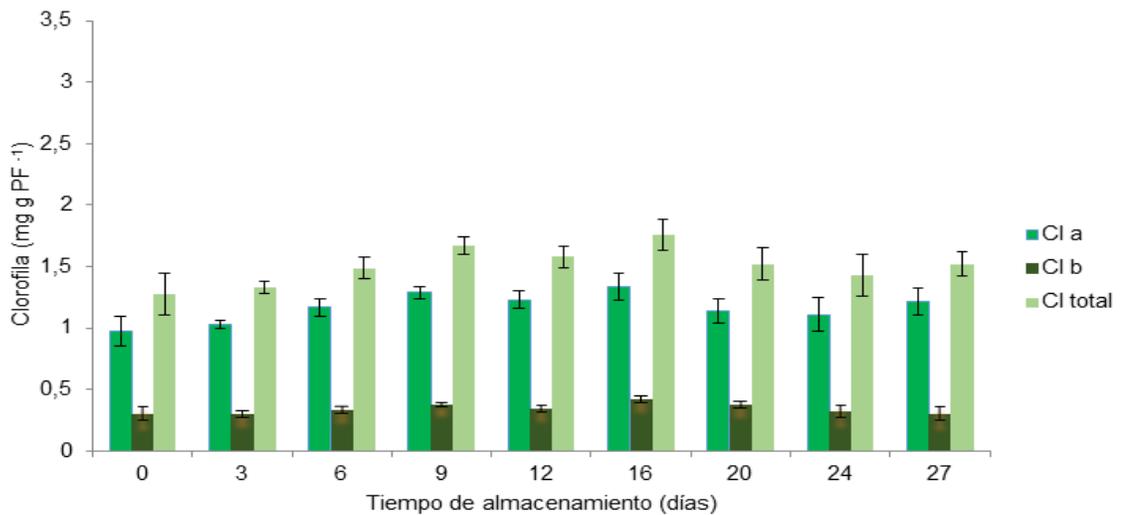


Los valores son medias (n=3) ± E.E. Letras diferentes dentro de la misma variable indican diferencias estadísticas (Tukey p ≤ 0,05).

Figura No. 30. Clorofila a, clorofila b y clorofila total de hojas de rúcula en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

En mizuna, el contenido inicial de clorofila total fue de 1,28 mg g PF⁻¹, muy diferente a lo reportado por Tomás-Callejas et al. (2010), donde el

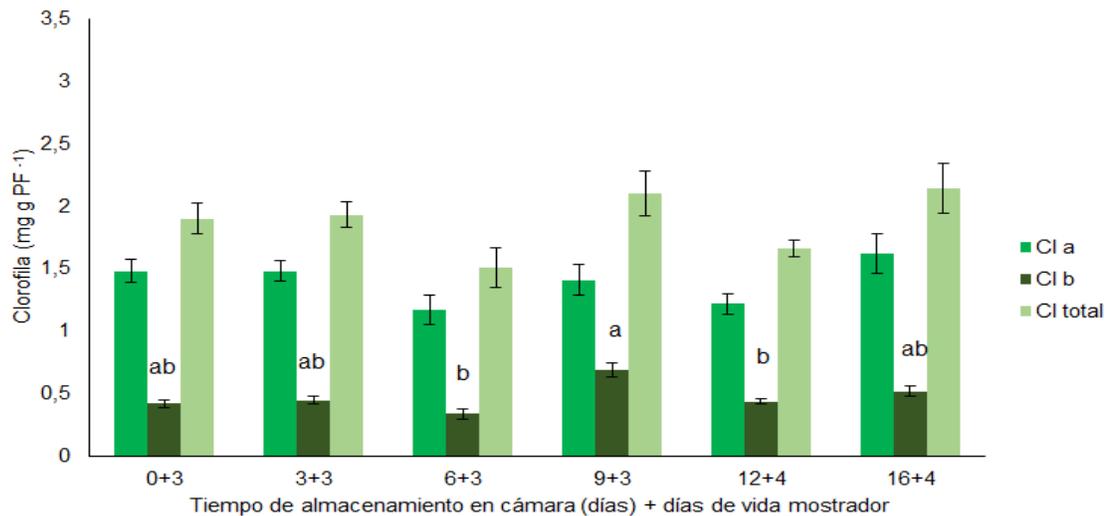
contenido de clorofila inicial fue de $0,095 \text{ mg g PF}^{-1}$. En este ensayo no se encontraron diferencias estadísticas a lo largo de todo el periodo de almacenamiento (Figura 31). Esto concuerda con lo observado en la evaluación de color visual e instrumental de las hojas de mizuna, donde se constató que se mantuvo el tono verde de las hojas durante todo el período del almacenamiento (Figura 15 y Cuadro 5).



Los valores son medias ($n=3$) \pm E.E. Ausencia de letras indican que no hay diferencias estadísticas (Tukey $\geq 0,05$).

Figura No. 31. Clorofila *a*, clorofila *b* y clorofila total de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado

En cuanto al ensayo en vida mostrador la clorofila total y clorofila *a* se mantuvieron sin diferencias durante todo el período estudiado, mientras que la clorofila *b* presentó pequeñas diferencias (Figura 32). Aquí la relación promedio de clorofila *a* y *b* fue de 3,5:1. De igual manera los niveles de clorofila similares a lo largo del periodo del almacenamiento coincidieron con los tonos verdes que mostró la mizuna durante todo el estudio (Figura 16).



Los valores son medias (n=3) ± E.E. Letras diferentes dentro de la misma variable indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$). Ausencia de letras de letras dentro de la misma variable indican que no hay diferencias estadísticas (Tukey $\geq 0,05$).

Figura No. 32. Clorofila a, clorofila b y clorofila total de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

Tanto durante el almacenamiento en cámara como al final de cada vida mostrador las hojas de mizuna mantuvieron niveles de clorofila que no llegaron a causar el amarillamiento de las hojas, lo cual se constató en la evaluación del color visual e instrumental. Este comportamiento, pudo estar dado por una menor cantidad de enzimas para la degradación de las clorofilas o por una baja tasa respiratoria del vegetal, que en consecuencia disminuyó la actividad enzimática. En este sentido Martínez-Sánchez et al. (2008) obtuvieron para mizuna que bajas temperaturas (4 °C) en cámara disminuyeron la tasa respiratoria mientras que se duplicó a 12 °C. La mizuna mantuvo durante 10 días similar tasa de respiración en el almacenamiento a 12 °C mientras que la rúcula la incrementó 3,5 veces (Martínez-Sánchez et al., 2008). El menor efecto de la temperatura en la tasa de respiración de las hojas de mizuna pudo en parte explicar el mantenimiento de color en tonos verdes, aún en las condiciones de vida mostrador.

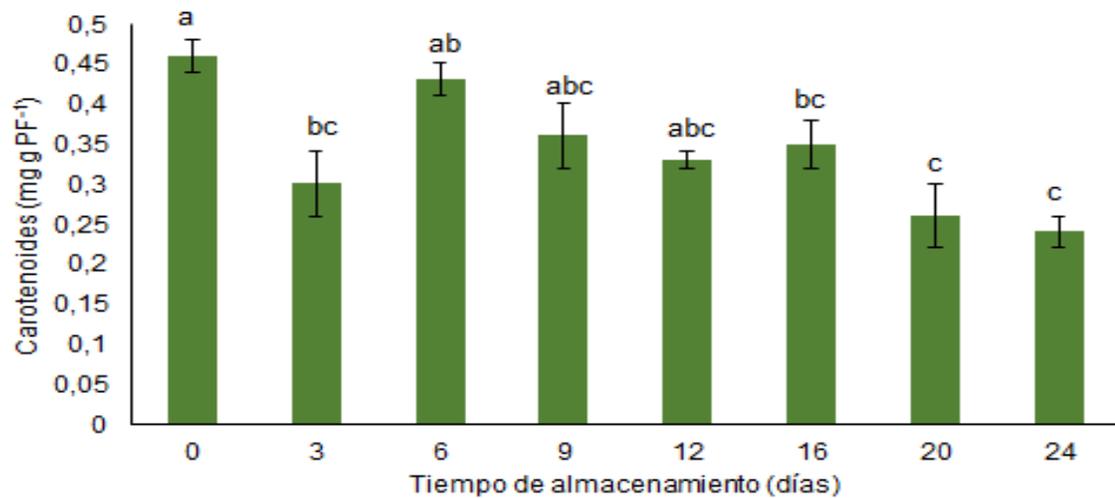
Si bien podría pensarse que la preservación de las clorofilas podría estar dada por una baja producción de C_2H_4 a bajas temperaturas, se sabe que este no es responsable del amarillamiento en algunas brassicas, ya que en hojas de rúcula y pak choy (*Brassica rapa* var. *chinensis*), se ha comprobado que el aumento en la producción de C_2H_4 no provoca un mayor amarillamiento de las hojas (Able et al. 2005, Koukounaras et al. 2007).

Otra hipótesis que pueda explicar el mantenimiento del nivel de clorofilas en la mizuna es que tenga una baja producción de ácido jasmónico, el cual es responsable de la actividad clorofilasa en muchos vegetales. Por otra parte, las clorofilasas se encuentran en las membranas que envuelven a los cloroplastos, es decir que sin la ruptura de estas no pueden acceder al sustrato para degradarlo. En base a esto se puede pensar que por algún mecanismo que se desconoce en la mizuna no se esté generando la ruptura de las membranas de los cloroplastos y por esto las clorofilas no se degraden (Costa, 2005).

Debido a que no se logró identificar con exactitud cuál es el motivo del no amarillamiento de las hojas, sería conveniente seguir investigando para determinar las causas que en mizuna no lo desencadenan o lo hacen a menor velocidad.

4.8.2 Carotenoides totales

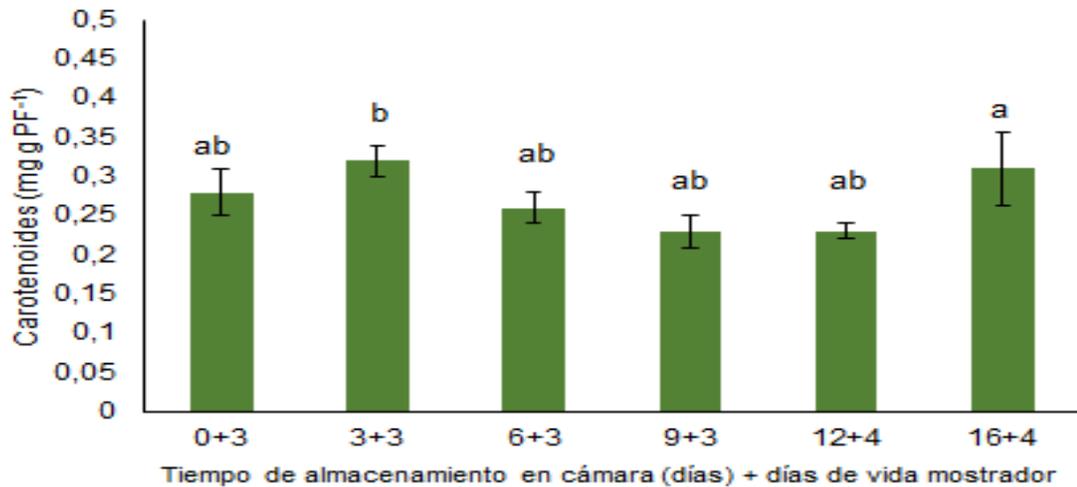
El contenido inicial de carotenoides de las hojas de rúcula fue de 0,46 mg g PF⁻¹, mientras que Gutiérrez et al. (2017) reportaron en rúcula un contenido inicial de 0,24 mg g PF⁻¹. Los carotenoides en las hojas de rúcula presentaron un comportamiento similar a la clorofila total durante el almacenamiento, esto puede estar dado porque los carotenoides se encuentran en todos los tejidos fotosintéticos junto a las clorofilas (Meléndez-Martínez et al., 2004a). La síntesis de los carotenoides se da en la membrana que rodea al cloroplasto y no en las membranas interiores que contienen la clorofila (Markwell et al., 2019).



Los valores son medias ($n=3$) \pm E.E. Letras diferentes indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

Figura No. 33. Carotenoides totales (mg g PF^{-1}) de hojas de rúcula durante el almacenamiento refrigerado

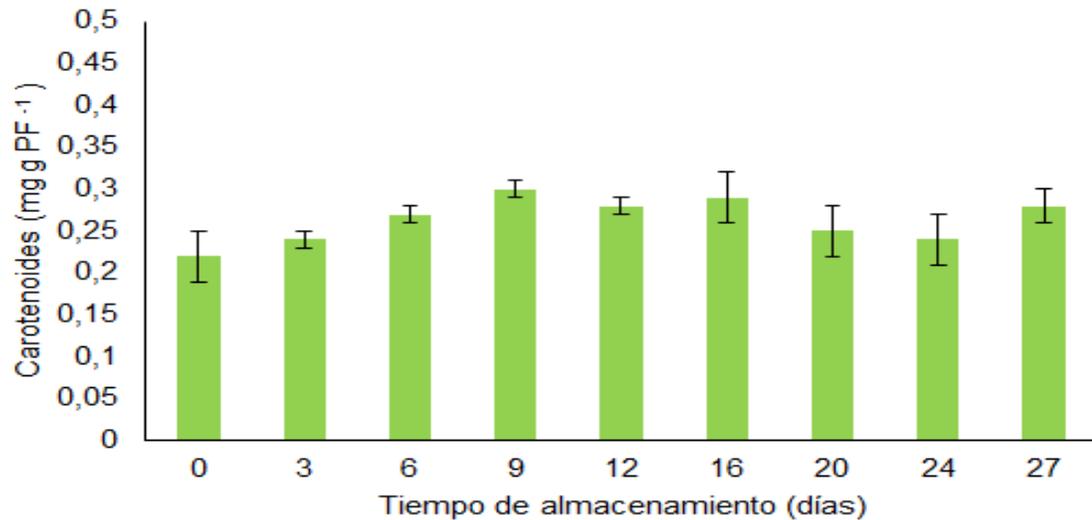
En vida mostrador los valores para carotenoides en hojas de rúcula fueron similares en todos los momentos estudiados, indicando que hubo un mínimo efecto del tiempo de conservación refrigerada ($5\text{ }^{\circ}\text{C}$) sobre el contenido de carotenoides totales en el presente trabajo.



Los valores son medias (n=3) ± E.E. Letras diferentes indican diferencias estadísticas (Tukey $p \leq 0,05$).

Figura No. 34. Carotenoides totales (mg g PF⁻¹) de hojas de rúcula en vida mostrador durante el almacenamiento refrigerado

En las hojas de mizuna conservadas en cámara, el contenido de carotenoides totales fue en promedio 0,3 mg g PF⁻¹ y también se comportaron de forma similar a lo observado en el contenido de clorofila total, no siendo afectados por el tiempo de almacenamiento (Figuras 31 y 35).

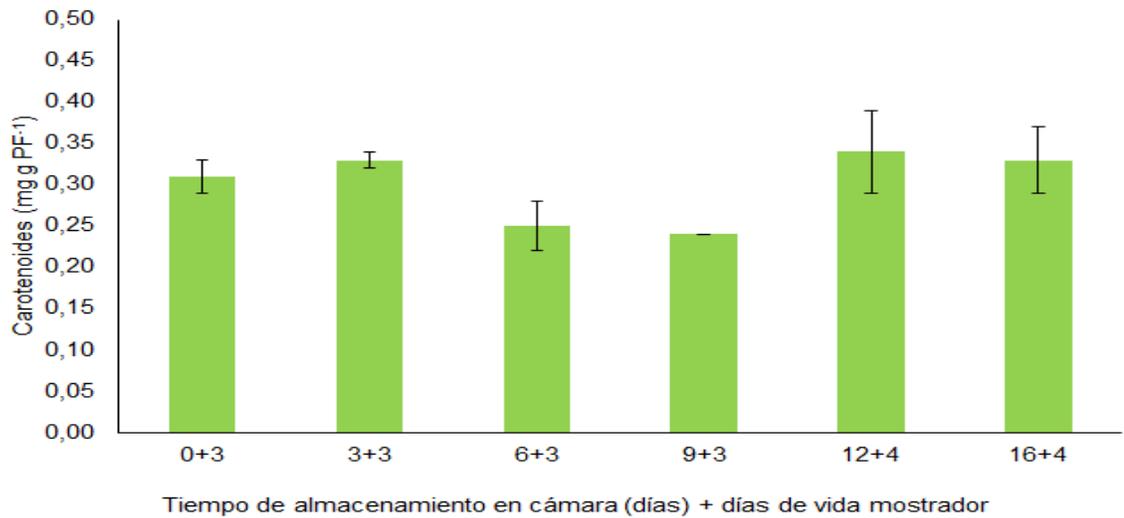


Los valores son medias ($n=3$) \pm E.E. Ausencia de letras indican que no hay diferencias estadísticas (Tukey $\geq 0,05$).

Figura No. 35. Carotenoides totales (mg g PF⁻¹) de hojas de mizuna durante el almacenamiento refrigerado

En vida mostrador las hojas de mizuna al igual que las de rúcula presentaron valores sin diferencias estadísticas en todos los momentos estudiados, por lo que no habría efecto del tiempo de almacenamiento. Esto puede estar explicado porque los productos vegetales que contienen antioxidantes conservan mejor los carotenoides y por tanto su color (Meléndez-Martínez et al., 2004a).

Tanto la rúcula como la mizuna son vegetales que presentan alto contenido de carotenoides totales, comparado con otros, caracterizados por poseer una gran fuente de carotenos como la zanahoria, cuyo contenido es 0,12 mg g PF⁻¹, según Beltrán et al. (2012).



Los valores son medias (n=3) ± E.E. Ausencia de letras indica que no hay diferencias estadísticas no significativo (Tukey ≥ 0,05).

Figura No. 36. Carotenoides totales (mg g PF⁻¹) de hojas de mizuna en vida mostrador luego del almacenamiento refrigerado

5. CONCLUSIONES

Las hojas de rúcula mantuvieron su calidad comercial hasta los nueve días almacenadas en las condiciones de cámara. Sin embargo, para mantener la calidad durante tres días en vida mostrador las hojas de rúcula deben ser almacenadas en cámara como máximo hasta seis días. Las principales causas de deterioro encontradas a la salida de la cámara y en vida mostrador fueron la deshidratación y el amarillamiento de las hojas. El contenido de clorofila disminuyó durante todo el almacenamiento. Sin embargo, el tono de color verde se mantuvo por encima del nivel de aceptación durante 12 días de conservación en cámara.

Las hojas de mizuna mantuvieron su calidad comercial durante todo el período de almacenamiento en cámara. Para mantener su calidad comercial por 3 o 4 días en mostrador la misma se puede almacenar en cámara como máximo 12 días, siendo la principal causa de descarte el olor desagradable. El contenido de clorofila y carotenoides, al igual que los tonos verdes por encima del aceptable, se mantuvieron durante todo el período evaluado para ambas condiciones de almacenamiento.

Tanto en cámara como en vida mostrador la mizuna presentó un mayor periodo de conservación de la calidad que la rúcula.

La pérdida de peso de ambas especies aumentó desde el inicio del almacenamiento en cámara, con un promedio de 9 %. En vida mostrador las pérdidas de peso en ambas especies fueron de 6 %. El contenido de polifenoles totales no se modificó por el tiempo de almacenamiento y se mantuvo hasta los 27 días de conservación refrigerada.

Tanto para las hojas de rúcula como para las de mizuna la CAT mantuvo valores similares en los distintos momentos de conservación para cada método en particular. Profundizar en identificar los compuestos químicos que hacen a la CAT contribuiría a una mejor caracterización por sus aportes en antioxidantes de estas hortalizas de hoja en poscosecha.

Con una rápida reducción de la temperatura de las hojas cercana a la óptima y el mantenimiento de la misma junto a la humedad relativa durante la conservación, se logró duplicar y triplicar la vida útil de estas hortalizas respecto a lo mencionado por productores y operadores de la UAM.

La caracterización en poscosecha realizada en hojas de rúcula y mizuna proveniente de un sistema de producción orgánica es un primer aporte

al conocimiento del potencial de conservación de la calidad y de algunos compuestos bioactivos en estas hortalizas de hojas en Uruguay.

6. RESUMEN

La rúcula (*Eruca* sp.) al igual que la mizuna (*Brassica rapa* subsp. *nipposinica*) pertenecen a la familia de las crucíferas. Ambas poseen un gran valor nutricional y propiedades beneficiosas para la salud humana, pero al tratarse de hortalizas de hoja son productos muy perecederos, por lo que prolongar su vida poscosecha manteniendo sus propiedades disminuiría las pérdidas y haría más eficiente la comercialización. Las muestras fueron obtenidas en un sistema de producción orgánica bajo invernáculo ubicado en la zona de San Bautista, Canelones, y los ensayos fueron realizados en el laboratorio de poscosecha de la Facultad de Agronomía (Montevideo, Uruguay). Las hojas fueron puestas en bolsas de polipropileno y se evaluaron nueve momentos de almacenamiento en cámara de frío (0, 3, 6, 9, 12, 16, 20, 24, 27 días) y ocho momentos de vida mostrador luego de 3 o 4 días de la salida de la cámara de frío (0+3, 3+3, 6+3, 9+3, 12+4, 16+4, 20+4, 24+3 días). Las variables determinadas fueron, pérdida de peso, aspecto general, color, sólidos solubles totales, materia seca, polifenoles totales, capacidad antioxidante total, clorofilas y carotenoides. Las hojas de rúcula mantuvieron su aspecto general durante 9 días de conservación en cámara y 6+3 días de vida mostrador. Mientras que las hojas de mizuna lo mantuvieron durante 27 días de almacenamiento refrigerado y 12+4 días en vida mostrador. Variables como materia seca, sólidos solubles totales, polifenoles totales y capacidad antioxidante no fueron claramente afectadas por el tiempo de almacenamiento. El contenido de clorofila de las hojas de mizuna se mantuvo durante el almacenamiento, no así en las hojas de rúcula que se amarillaron con el paso del tiempo.

Palabras clave: *Eruca* sp.; *Brassica rapa*; Calidad; Vida útil; Almacenamiento.

7. SUMMARY

Arugula (*Eruca sp.*) and mizuna (*Brassica rapa subsp. Nipposinica*), two leafy vegetables belonging to the family *cruciferae*, are characterized for its great nutritional value and beneficial properties for human health. However, they are highly perishable products. Prolong its post-harvest life while maintaining their quality would reduce economic losses during commercialization and make the whole process more efficient. Leaves of both plants were collected from a greenhouse organic production system located at San Bautista, Canelones. At day 0 leaf samples were placed into polypropylene bags and stored in a walk-in fridge at 3.8 °C during nine different moments (0, 3, 6, 9, 12, 16, 20, 24, 27 days). Once samples were removed from the fridge were exposed to eight different moments of shelf life starting 3 or 4 days after removal (0 + 3, 3 + 3, 6 + 3, 9 + 3, 12 + 4, 16 + 4, 20 + 4, 24 + 3 days). At each moment was measured and/or determined: weight loss, general appearance, color, total soluble solids, *dry* matter, total polyphenols, total antioxidant capacity, and chlorophylls and carotenoids content. All required tests were performed at the post-harvest laboratory of the Agronomy School (Montevideo, Uruguay). General appearance of arugula leaves remained as acceptable after 9 days in cold storage, or 6 + 3 days of shelf life. Meanwhile, mizuna leaves general appearance remained as acceptable after 27 days in cold storage, or 12 + 4 days of shelf life. Dry matter, total soluble solids, polyphenols and antioxidant capacity were not affected by the storage time. Chlorophyll content of the mizuna leaves showed no fluctuations during the whole storage period, in contrast with arugula leaves that experienced yellowing over time.

Key words: *Eruca sp.*; *Brassica rapa*; Quality; Shelf life; Storage.

8. BIBLIOGRAFÍA

1. Able, A. J.; Sing Wong, L.; Prasad, A.; O'Hare, T. J. 2005. The physiology of senescence in detached pak choy leaves (*Brassica rapa var chinensis*) during storage at different temperatures. *Postharvest Biology and Technology*. 35(3):271-278.
2. Acuña, R.; Jara, C.; Ah Hen, K.; Mathias, K. 2017. Contenido y estabilidad de clorofilas y carotenoides en el zumo de lechuga (*Lactuca sativa L.*). *Agro Sur*. 45(3):11-20.
3. Allende, A.; Artés, F. 2003. Combined ultraviolet-C and modified atmosphere packaging treatments for reducing microbial growth of fresh processed lettuce. *LWT- Food Science and Technology*. 36(8):779-786.
4. Al-Shehbaz, I. A.; Beilstein, M. A.; Kellogg, E. A. 2006. Systematics and phylogeny of the Brassicaceae (Cruciferae): an overview. *Plant Systematics and Evolution*. no. 259:89-120.
5. Andrade Oliveira, M. J. 2015. Qualidade física, química e físico-química de rúcula orgânica em função do período de colheita e armazenamento. Tesis Maestría en Agronomía: Fitotecnia. Mossoró, Brasil. Universidad Federal Rural do Semi-Árido. 47 p.
6. Arnao, M. B.; Cano, A.; Acosta, M. 2001. The hydrophilic and lipophilic contribution to total antioxidant activity. *Food Chemistry*. 73:239-244.
7. Artés Calero, F.; Artés Hernández, F.; Aguayo Giménez, E.; Gómez Di Marco, P. 2015. Cálculos frigoríficos en industrias pequeñas y artesanales de productos mínimamente procesados de IV y V gama. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 16(2):152-157.
8. Avello, M.; Suwalsky, M. 2006. Radicales libres, antioxidantes naturales y mecanismos de protección. *Atenea*. 494(2):161-172.
9. Baeza, A.; Silveira, A. C.; Escalona, V. 2015. Empleo de radiación UV-C como método de desinfección para la elaboración de rúcula (*Eruca Sativa Mill.*) mínimamente procesada. *Agrociencia (Uruguay)*. 19(2):26-35.

10. Bataller-Venta, M.; Santa Cruz-Broche, S.; García-Pérez, M. A. 2010. El ozono: una alternativa sustentable en el tratamiento poscosecha de frutas y hortalizas. *Revista CENIC Ciencias Biológicas*. 41(3):155-164.
11. Beltrán, B.; Estévez, R.; Cuadrado, C.; Jiménez, S.; Olmedilla Alonso, B. 2012. Base de datos de carotenoides para valoración de la ingesta dietética de carotenos, xantofilas, y de vitamina A: utilización en un estudio comparativo del estado nutricional en vitamina A de adultos jóvenes. *Nutrición Hospitalaria*. 27(4):1334-1343.
12. Benítez-Estrada, A.; Villanueva-Sánchez, J.; González-Rosendo, G.; Alcántar-Rodríguez, V.; Puga-Díaz, R.; Quintero-Gutiérrez, R. 2020. Determinación de la capacidad antioxidante total de alimentos y plasma humano por fotoquimioluminiscencia: correlación con ensayos fluorométricos (ORAC) y espectrofotométricos (FRAP). *TIP Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*. 23:1-9.
13. Benzie, I. F. F.; Strain, J. J. 1996. The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of "Antioxidant Power": The FRAP assay. *Analytical Biochemistry*. no. 239:70-76.
14. Blandón, S. 2012. Fisiología de poscosecha. (en línea). Corrientes, Argentina, Universidad Nacional del Nordeste. 24 p. Consultado 12 ago. 2021. Disponible en <http://exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/Fisiologiaposcosecha.pdf>
15. Brand-Williams, W.; Cuvelier, M. E.; Berset, C. 1995. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT-Food Science and Technology*. 28(1):25-30.
16. Cantwell, M.; Kasmire, R. 2007. Sistema de manejo poscosecha: hortalizas de hoja, tallo y flor. *In*: Kader, A. ed. *Tecnología poscosecha de cultivos hortofrutícolas*. 3^a. ed. Davis, California, Universidad de California. Centro de Información e Investigación en Tecnología Postcosecha. s.p.
17. Carballo, S. 2003. Fisiología de la respiración y transpiración de frutas y hortalizas. *In*: Seminario Actualización Técnica en Fisiología y Manejo Postcosecha de Frutas y Hortalizas (2003, Las Brujas). Trabajos presentados. Montevideo, INIA. s.p.

18. Castañer, M.; Gil, M. I.; Ruíz, M. V.; Artés, F. 1999. Browning susceptibility of minimally processed Baby and Romaine lettuces. *European Food Research and Technology*. 209:52-56.
19. Cedeño Pinos, C. 2016. Efecto del almacenamiento y envasado sobre las características y calidad funcional del brócoli (*Brassica oleracea*, L.). Tesis Grado en Ciencias y Tecnología de Alimentos. Orihuela, España. Universidad Miguel Hernández de Elche. Escuela Politécnica Superior de Orihuela. 58 p.
20. Chiesa, A. 2010. Factores precosecha y poscosecha que inciden en la calidad de la lechuga. *Horticultura Argentina*. 29(68):28-32.
21. Chuquitarco, M. 2014. Aplicación de aceites esenciales de orégano (*Origanum vulgare*) y tomillo (*Thymus vulgaris*) en cuatro tipos de hortalizas: col de repollo (*Brassica oleracea* var. capitata cv. bronco), col morada (*Brassica oleracea* var. capitata f. rubra), lechuga Iceberg tipo Salinas (*Lactuca sativa* var. capitata) y espinaca (*Spinacia oleracea*) para disminuir la carga microbiológica patógena. Tesis Ing. Alimentos. Ambato, Ecuador. Universidad Técnica de Ambato. Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos. 206 p.
22. Costa, L. 2005. Análisis de la senescencia postcosecha de brócoli: Efecto de la aplicación de tratamientos físicos. Tesis de Doctorado. La Plata, Argentina. Universidad de La Plata. Facultad de Ciencias Exactas. Departamento de Química. 204 p.
23. Días, M. G.; Olmedilla-Alonso, B.; Hornero-Méndez, D.; Mercadante, A. Z.; Osorio, C.; Vargas-Murga, L.; Meléndez-Martínez, A. 2017. Tabla de contenido en carotenoides de alimentos Iberoamericanos. In: Meléndez-Martínez, A.; Gómez-Gómez, L.; Olmedilla-Alonso, B.; Hornero-Méndez, D.; Pérez-Gálvez, A. eds. *Carotenoides en agroalimentación y salud*. Ciudad de México, D. F., Terracota. cap. 18, pp. 354-429.
24. Dixon, G. R. 2007. *Vegetable brassicas and related crucifers*. Wallingford, UK, CABI. 327 p.
25. Domene, M.; Rodríguez, M. 2014. Parámetros de calidad interna de hortalizas y frutas en la industria agroalimentaria. (en línea). Madrid, España, Fundación Cajamar. 18 p. (Fichas de

Transferencia no. 5). Consultado 17 ago. 2021. Disponible en <https://www.cajamar.es/storage/documents/005-calidad-interna-1410512030-cc718.pdf>

26. Domínguez Soto, J. M.; Román Gutiérrez, A. M.; Prieto García, F.; Acevedo Sandoval, O. 2011. Sistema de notación Munsell y CIELab como herramienta para evaluación de color en suelos. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 3(1):141-155.
27. FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, IT). 1987. Manual para el mejoramiento del manejo postcosecha de frutas y hortalizas. Santiago de Chile. pt. 1, 100 p. (Serie Tecnología Postcosecha no. 6).
28. _____. 2012. Pérdidas y desperdicios de alimentos en el mundo: alcance, causas y prevención. *In: Save Food! (2011, Düsseldorf). Trabajos presentados*. Roma, s.e. pp. 1-33.
29. _____. 2017. Estimación de pérdidas y desperdicios de alimentos en el Uruguay: alcance y causas. (en línea). Montevideo, s.e. 115 p. Consultado 25 feb. 2021. Disponible en [http://www.fao.org/fileadmin/user_upload/FAO-countries/Uruguay/docs/INFORME_FINAL -
_Estimacion_de_p%C3%A9rdidas_y_desperdicio_de_alimentos_en_Uruguay.pdf](http://www.fao.org/fileadmin/user_upload/FAO-countries/Uruguay/docs/INFORME_FINAL_-_Estimacion_de_p%C3%A9rdidas_y_desperdicio_de_alimentos_en_Uruguay.pdf)
30. Feippe, A. 2003. Factores de precosecha y cosecha que afectan la calidad de frutas y hortalizas. *In: Seminario Actualización Técnica en Fisiología y Manejo Postcosecha de Frutas y Hortalizas (2003, Las Brujas). Trabajos presentados*. Montevideo, INIA. s.p.
31. Fernández-León, M. F.; Fernández-León, A. M.; Lozano Ruíz, M.; Ayuso Yuste, M. C.; González García, J. A.; González-Gómez, D. 2011. Antioxidantes naturales y capacidad antioxidantes en Brassicas. *In: Jornadas del Grupo de Horticultura (12^{as}, 2011, Bajadoz). Memorias*. s.n.t. pp. 191-194.
32. Firpo, I.; Rotondo, R.; Ferrato, J.; Grasso, R.; Trevisan, A.; Rodríguez, M. 2012. Incidencia del ambiente y la revitalización en las pérdidas poscosecha de hortalizas de hoja, fruto y raíz. *Ciencias Agronómicas*. 20(12):7-13.

33. Fleck, I. 1983. Estudios bioquímicos y fisiológicos de la senescencia foliar en hordeum y triticum. Tesis Dr. en Biología. Barcelona, España. Universidad de Barcelona. Facultad de Biología. 205 p.
34. Floegel, A.; Kim, D.; Chung, S.; Koo, S.; Chun, O. 2011. Comparison of ABTS/DPPH assays to measure antioxidant capacity in popular antioxidant-rich US foods. *Journal of Food Composition and Analysis*. 24(7):1043-1048.
35. Flores-Córdova, M. A.; Martínez-Damián, M. T.; Rodríguez-Pérez, J. E.; Nieto-Ángel, D.; Colinas-León, M. T.; Martínez Solís, J. 2015. Efecto del jugo de brócoli y cambios químicos en la inhibición de *Alternaria* en arúgula mínimamente procesada. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 6(6):1163-1176.
36. Galván, G.; Rodríguez, J. 1998. Cultivos de hoja: lechuga, generalidades y fisiología. Progreso, Universidad de la República. Facultad de Agronomía. Unidad de Horticultura. s.p.
37. García Martínez, E.; Fernández Segovia, I.; Fuentes López, A. 2015. Determinación de polifenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu. (en línea). Valencia, Universitat Politècnica de Valencia. s.p. Consultado 02 mar. 2021. Disponible en <https://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/52056/Garcia%20Mart%C3%adnez%20et%20al.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
38. García-Pomar, J. L.; Gutiérrez-Contretas, R. 2015. Fluorescencia roja de la clorofila. *Óptica Pura y Aplicada*. 48(2):93-97.
39. Gonçalves, E. M.; Cruz, R. M. S.; Abreu, M.; Brandão, T. R. S.; Silva, C. L. M. 2009. Biochemical and colours changes of watercress (*Nasturtium officinale R. Br.*) during freezing and frozen storage. *Journal of Food Engineering*. 93(1):32-39.
40. Guiamet, J. 2005. La senescencia foliar: incógnitas del desmantelamiento celular. (en línea). s.n.t. s.p. Consultado 01 mar. 2021. Disponible en <http://listas.exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/Senescencia%20foliar.pdf>
41. Gutiérrez, A.; Ledesma, L.; García, I.; Grajales, O. 2007. Capacidad antioxidante total en alimentos convencionales y regionales de Chiapas, México. *Revista Cubana de Salud Pública*. 33(1):p. irr.

42. Gutiérrez, D. R.; Char, C.; Escalona, V. H.; Chaves, A. R.; Rodríguez, S. del C. 2015. Application of UV-C radiation in the conservation of minimally processed rocket (*Eruca sativa Mill.*). Journal of Food Processing and Preservation. 39:3117-3127.
43. _____; Lemos, L.; Rodríguez, S. 2017. Efecto combinado UV-C y envasado con atmósfera modificada pasiva en la conservación de rúcula (*Eruca sativa*) cortada IV Gama. Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha. 18(2):145-152.
44. IICA (Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, CR). s.f. Poscosecha y buenas prácticas de producción orientadas a la agricultura familiar: fisiología y bioquímica de poscosecha. (en línea). San José. 8 p. Consultado 31 may. 2021. Disponible en <http://mfiles.iica.int/CTL/CPC/LEC/M2.pdf>
45. Inestroza-Lizardo, C.; Voigt, V.; Muniz, A. C.; Gómez-Gómez, H. 2016. Métodos de enfriamiento aplicables a frutas y hortalizas enteras y mínimamente procesadas. Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha. 17(2):149-161.
46. Kader, A. A. 2007. Biología y tecnología postcosecha: un panorama. In: Kader, A. ed. Tecnología postcosecha de cultivos hortofrutícolas. 3^a. ed. Davis, California, Universidad de California. Centro de Información e Investigación en Tecnología Postcosecha. pp. 43-54.
47. Kays, S. 1999. Preharvest factors affecting appearance. Postharvest Biology and Technology. 15:233-247.
48. Koukounaras, A.; Siomos, A. S.; Sfakiotakis, E. 2007. Postharvest CO₂ and ethylene production and quality of rocket (*Eruca sativa Mill.*) leaves as affected by leaf age and storage temperature. Postharvest Biology and Technology. 46:167-173.
49. Kuskoski, E. M.; Asuero, A. G.; Troncoso, A. M.; Mancini-Filho, J.; Fett, R. 2005. Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. Ciência e Tecnologia de Alimentos. 25(4):726-732.

50. Lara, I.; Beige, B.; Goulao, L. 2014. The fruit cycle as a modulator of postharvest quality. *Postharvest Biology and Technology*. 87:103-112.
51. Lichtenthaler, H. K.; Wellburn, A. R. 1983. Determination of total carotenoids and chlorophylls a and b of leaf extracts in different solvents. *Biochemical Society Transactions*. 11(5):591-592.
52. López, A. 2014. Calidad y autenticidad de pimiento (*Capsicum annum L.*) y lechuga (*Lactuca sativa L.*) cultivados bajo sistemas de producción sostenibles. Tesis Doctoral. Murcia, España. Universidad de Murcia. Facultad de Veterinaria. 177 p.
53. _____. 2017. Efecto de diferentes métodos de cocción en el contenido de compuestos fenólicos y la actividad antioxidante en brócoli (*Brassica oleracea var. Itálica*) y coliflor (*Brassica oleracea var. Botrytis*). Tesis Maestría en Ciencias Nutrición. Monterrey, México. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Salud Pública y Nutrición. 79 p.
54. Luna, M. C. 2012. Influencia de los factores pre y postcosecha en la calidad de la lechuga IV gama. Tesis Dr. Murcia, España. Universidad de Murcia. Facultad de Veterinaria. 277 p.
55. Luna Inca, R. I. 2014. Efecto combinado de la luz UV-C y envases activos con antimicrobianos naturales sobre hojas de rúcula “baby” (*Eruca sativa*). Tesis Magíster en Ciencias Agropecuarias. Santiago, Chile. Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Agronómicas, Escuela de Postgrado. 135 p.
56. McGuire, R. G. 1992. Reporting of objective color measurements. *HortScience*. 27(12):1254-1255.
57. Markwell, J.; Namuth, D.; Hernández-Ríos, I. 2019. Los pigmentos vegetales y la fotosíntesis. (en línea). Lincoln, Nebraska, Plant and Soil Sciences eLibrary. s.p. Consultado 19 abr. 2021. Disponible en <https://passel2.unl.edu/view/lesson/ae42848963d4>
58. Marrero Domínguez, A. 2019. Bases fisiológicas de la poscosecha. (en línea). In: Conesa Domínguez, C.; López Galarza, S.; Papasseit i Totosaus, P.; Namesny Vallespir, A. eds. Tecnología poscosecha: cítricos y cultivos emergentes en la Comunidad Valenciana. Valencia, Especialistes en Serveis per a la Producció Editorial.

502 p. Consultado 4 may. 2021. Disponible en https://issuu.com/horticulturaposcosecha/docs/1.3_marrero_antonio

59. Martínez-Ballesta, M. C.; Moreno, D. A.; Carvajal, M. 2013. The physiological importance of glucosinolates on plant response to abiotic stress in brassica. *International Journal of Molecular Science*. 14(6):11607-11625.
60. Martínez-Sánchez, A.; Allende, A.; Bennett, R. N.; Ferreres, F.; Gil, M. I. 2006. Microbial, nutrition and sensory quality of rocket leaves as affected by different sanitizers. *Postharvest Biology and Technology*. 42:86-97.
61. _____.; _____.; Cortés-Galera, Y.; Gil, M. I. 2008. Respiration rate response of four baby leaf Brassica species to cutting at harvest and fresh-cut washing. *Postharvest Biology and Technology*. 47(3):382-388.
62. Mathias-Rettig, K.; Ah-Hen, K. 2014. El color en los alimentos un criterio de calidad medible. *Agro Sur*. 42(2):57-66.
63. Meléndez-Martínez, A. J.; Vicario, I. M.; Heredia, F. J. 2004a. Estabilidad de los pigmentos carotenoides en los alimentos. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*. 54(2):209-215.
64. _____.; _____.; _____. 2004b. Importancia nutricional de los pigmentos carotenoides. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*. 54(2):149-155.
65. MGAP. DIEA (Ministerio de Ganadería Agricultura y Pesca. Dirección de Investigación Estadísticas Agropecuarias, UY). 2020. Anuario estadístico agropecuario 2020. (en línea). Montevideo, Uruguay. 268 p. Consultado 10 oct. 2021. Disponible en <https://www.gub.uy/ministerio-ganaderia-agricultura-pesca/datos-y-estadisticas/estadisticas/anuario-estadistico-agropecuario-2020>
66. Mitcham, E.; Crisosto, C.; Kader, A. 2001. Herbs (Fresh culinary): recommendations for maintaining postharvest quality. (en línea). Davis, University of California. s.p. (Produce facts sheet) Consultado 5 may. 2021. Disponible en http://postharvest.ucdavis.edu/Commodity_Resources/Fact_Sheets/Datastores/Vegetables_English/?uid=17&ds=799

67. MM (Mercado Modelo, UY). 2019. Anuario estadístico 2019. (en línea). Montevideo, Uruguay. 70 p. Consultado 26 may. 2021. Disponible en [http://uam.com.uy/images/DESARROLLO_COMERCIAL/InformeAnual/Anuario Estad%C3%ADstico Mercado Modelo 2019.pdf](http://uam.com.uy/images/DESARROLLO_COMERCIAL/InformeAnual/Anuario_Estad%C3%ADstico_Mercado_Modelo_2019.pdf)
68. _____. 2020. Anuario estadístico 2020. (en línea). Montevideo, Uruguay. 59 p. Consultado 26 may. 2021. Disponible en [http://uam.com.uy/images/DESARROLLO_COMERCIAL/InformeAnual/Anuario Estad%C3%ADstico Mercado Modelo 2020 Observatorio Granjero.pdf](http://uam.com.uy/images/DESARROLLO_COMERCIAL/InformeAnual/Anuario_Estad%C3%ADstico_Mercado_Modelo_2020_Observatorio_Granjero.pdf)
69. Mondino, M. C.; Ferrato, J.; Firpo, I.; Rotondo, R.; Ortiz Mackinson., M.; Grasso, R.; Calani, P.; Longo, A. 2007. Pérdidas poscosecha de lechuga, en la Región de Rosario, Argentina. *Horticultura Argentina*. 26(60):17-24.
70. Monge-Pérez, J. E.; Loría-Coto, M. 2017. Producción de melón en invernadero: comparación agronómica entre tipos de melón. *Revista Posgrado y Sociedad*. 15(2):79-100.
71. Monteiro Sigríst, J. M. 2002. Estudios fisiológicos e tecnológicos de couve-flor e rúcula minimamente processadas. Tesis Dr. en Agronomía. Sao Paulo, Brasil. Universidad de Sao Paulo. Escuela Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz". 112 p.
72. Narvaez, C.; Restrepo, P. 2003. Efecto del almacenamiento de uva caimaroná (*Pourouma cecropiifolia*) a diferentes temperaturas sobre los sólidos solubles y la actividad de catalasa. *Revista Colombiana de Química*. 32(2):81-91.
73. Nunes, M. C.; Emond, J. P.; Rauth, M.; Dea, S.; Chau, K. V. 2009. Environmental conditions encountered during typical consumer retail display affect fruit and vegetable quality and waste. *Postharvest Biology and Technology*. 51:232-241.
74. Núñez-López, V.; Martínez-Damián, M.; Colinas-Leñon, M. 2012. Fisiología poscosecha de albahaca (*Occimum basilicum* L.) con y sin acolchado. *Revista Chapingo, Serie Horticultura*. 18(3):307-315.
75. Observatorio Granjero. 2014. Lechuga: producción y comercio en el Uruguay. (en línea). Montevideo. s.p. Consultado 3 may. 2021.

Disponible en
http://www.mercadomodelo.net/c/document_library/get_file?uuid=10e77dd1-a851-4b60-b7e3-d59785a353ea&groupId=42766#:~:text=Seg%C3%BAAn%20estimaciones%20realizadas%20por%20el,el%20consumo%20de%20los%20Uruguayos

76. Oroian, M.; Escriche, R. 2015. Antioxidants: characterization, natural sources, extraction and analysis. *Food Research International*. 74:10-36.
77. Ortiz Mackinson, M.; Rotondo, R.; Grasso, R.; Calani, P.; Mondino, C.; Firpo, I.; Cosolito, P. 2014. Evaluación de alternativas de manejo poscosecha en hortalizas de hoja sobre las pérdidas a nivel minorista. *Revista FAVE- Ciencias Agrarias*. 13(1-2):41-54.
78. Park, H. C.; Bong, S. J.; Lim, C. J.; Kim, J. K.; Park, S. U. 2020. Transcriptome analysis and metabolic profiling of green and red mizuna (*Brassica rapa L. var. japonica*). *Foods* 9(8):p. irr.
79. Pedreros, N. 2016. Beneficios del consumo de las crucíferas en la salud humana. (en línea). Bogotá, Colombia, Universidad Nacional de Colombia. Departamento de Nutrición Humana. 19 p. (Avances en nutrición clínica adultos). Consultado 25 feb. 2021. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/316273005_Beneficios_d_el_consumo_de_cruciferas_en_la_salud_humana_-_Benefits_of_Cruciferous_vegetables_consumption_on_human_health
80. Pérez-Giménez, J.; Saura-Calixto, F. 2007. Metodología para la evaluación de capacidad antioxidante en frutas y hortalizas. In: Congreso Iberoamericano de Tecnología Poscosecha y Agroexportaciones (5°. , 2007, Cartagena). Trabajos presentados. Cartagena, Universidad Politécnica de Cartagena. pp. 1150 - 1160.
81. Pichardo, F. 2019. Obtención de pigmentos bioactivos a partir de col morada (*Brassica oleracea var capitata*) y evaluación de su aplicación en un producto alimenticio. Tesis Licenciada en Biotecnología. Ciudad de México, México. Universidad Autónoma del Estado de México. Facultad de Ciencias. 89 p.

82. Quesada, M. A.; Valpuesta, V. 2013. Senescencia y abscisión. In: Azcón-Bieto, J.; Talón, M. eds. Fundamentos de fisiología vegetal. 2ª. ed. Barcelona, Universidad de Barcelona. pp. 569-576.
83. Quirós, J. 2016. Dinámica de la pérdida de peso en hortalizas de hoja durante el almacenamiento. Licenciatura en Ingeniería Agrícola. Ciudad Universitaria Rodrigo Facio, Costa Rica. Universidad de Costa Rica. Facultad de Ingeniería. 135 p.
84. Rahaman, M. 2007. Handbook of Food Preservation. 2nd. ed. Boca Ratón, CRC. 1068 p.
85. Ramírez, D.; Abellán-Victorio, A.; Beretta, V.; Camargo, A.; Moreno D. A. 2020. Functional ingredients from *Brassicaceae* species: overview and perspectives. International Journal of Molecular Sciences. 21(6):1998 - 2029.
86. Reid, M. 2007. El etileno en la tecnología postcosecha. In: Kader, A. ed. Tecnología postcosecha de cultivos hortofrutícolas. 3ª. ed. Davis, California, Universidad de California, Centro de Información e Investigación en Tecnología Postcosecha. pp. 175-190.
87. Ribas-Carbó, M.; Flórez-Sarasa, I. D.; González-Meler, M. A. 2013. La respiración de las plantas. In: Azcón-Bieto, J.; Talón, M. eds. Fundamentos de fisiología vegetal. 2ª. ed. Madrid, McGraw-Hill Interamericana de España. pp. 265- 285.
88. Rivera, M. 2015. Cosecha y poscosecha de hortalizas: guía para aprovechar un huerto orgánico y saludable. (en línea). Madrid, Fundación Alternativas. 25 p. Consultado 3 may. 2021. Disponible en https://alternativascc.org/wp-content/uploads/2018/05/cosecha-y-postcosecha_web.pdf
89. Rodríguez, S.; Generoso, S.; Gutiérrez, D.; Questa, A. 2015. Aplicación del análisis sensorial en la evaluación de la calidad de productos frescos cortados. Simiente. 85(3-4):21-38.
90. Romero Tejeda, M. de la L.; Martínez Damián, M. T.; Rodríguez Pérez, J. E.; Colinas León, M. T.; Martínez, J. 2015. Cambios en la calidad poscosecha de salvia (*Salvia officinalis*) almacenada bajo condiciones de frigoconservación. Revista Facultad de Ciencias Agrarias UNCUIYO. 47(2):53-69.

91. Ruelas-Chacón, X.; Reyes-Vega, M de la L.; Valdivia-Urdiales, B.; Contrera-Esquivel, J. C.; Montañez-Saenz, J. C.; Aguilera-Carbó, A. F.; Peralta-Rodríguez, R. D. 2013. Conservación de frutas y hortalizas frescas y mínimamente procesadas con recubrimientos comestibles. *Revista Científica de la Universidad Autónoma de Coahuila*. 5(9):31-37.
92. Ruíz Santiago, F.; Ruíz Velázquez, J.; Hernández Becerra, J.; García Jiménez, R.; Valadez Villarreal, A. 2019. Extracción y cuantificación de clorofila en hojas comestibles del estado de Tabasco. *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos*. 4:891-896.
93. Suslow, T.; Cantwell, M. 1998. Spinach: recommendations for maintaining postharvest quality. (en línea). Davis, University of California. s.p. (Produce fact sheet). Consultado 5 may. 2021. Disponible en http://postharvest.ucdavis.edu/Commodity_Resources/Fact_Sheets/Datastores/Vegetables_English/?uid=32&ds=799
94. Tomás-Callejas, A.; Martínez-Hernández, G. B.; Spooren, R.; Artés, F.; Artés-Hernández, F. 2010. La desinfección con agua electrolizada preserva la calidad microbiológica, nutritiva y sensorial de brotes de mizuna mínimamente procesados en fresco. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 11(2):204-213.
95. _____.; _____.; Artés, F.; Artés-Hernández, F. 2011. Neutral and acidic electrolyzed water as emergent sanitizers for fresh-cut mizuna baby leaves. *Postharvest Biology and Technology*. 59:298-306.
96. Torales, A. C.; Chaves, A.; Rodríguez, S. del C. 2010. Cambios en la calidad de rúcula mínimamente procesada: efectos de distintos envases. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 11(2):196-203.
97. Torregrosa, L. 2020. Reducción de las pérdidas postcosecha: el preenfriamiento. (en línea). Lleida, Especialistes en Serveis per a la Producció. 16 p. Consultado 4 may. 2021. Disponible en https://issuu.com/horticulturaposcosecha/docs/el_preenfriamiento_para_reducir_las_perdidas_posco

98. Valencia-Avilés, E.; Ignacio-Figueroa, I.; Sosa-Martínez, E.; Bartolomé-Camacho, M. C.; Martínez-Flores, H. E.; García-Pérez, M. E. 2017. Polifenoles: propiedades antioxidantes y toxicológicas. *Revista de la Facultad de Ciencias Químicas*. no. 16:15-29.
99. Vasconcelos, R. de L.; Freitas, M de P. N.; Brunini, M. A. 2010. Características físico-químicas da rúcula cv. cultivada produzida no sistema convencional e no *baby leaf*. *Nucleus*. 8(2):7-14.
100. Vázquez-Castilla, S.; Guillén-Bejarano, R.; Jaramillo-Carmona, S.; Jiménez-Araujo, A.; Rodríguez-Arcos, R. 2012. Funcionalidad de distintas variedades de arándanos. Sevilla, CSIC. Instituto de la Grasa. Departamento de Biotecnología de Alimentos. s.p.
101. Vilaplana Batalla, M. 2004. Verduras y hortalizas: fuentes naturales de antioxidantes. *Ámbito farmacéutico*. *Offarm*. 23(2):120-132.
102. Villamizar, F.; Ospina, J. 1995. Frutas y hortalizas: manejo tecnológico postcosecha. Santafé de Bogotá, SENA. 84 p.
103. Vitale, A. A.; Bernatene, E. A.; Pomilio, A. B. 2010. Carotenoides en quimiopreención: Licopeno. *Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana*. 44(2):195-238.
104. Viveros-Pérez, L. D.; Guzmán-Ceferino, J.; de la Cruz-Leiva, M. C.; Duran-Mendoza, T.; González-de la Cruz, J. U.; López-Ramos, R. G.; del Pérez-Sánchez, C.; Hernández-Ocuna, L. 2018. Actividad antioxidante y evaluación sensorial de un sazónador a base de tres hortalizas. *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos*. 3:508-514.
105. Warwick, S. I. 2011. Brassicaceae in Agriculture. *In*: Schmidt, R.; Bancroft, I. eds. *Genetics and Genomics of the Brassicaceae*. New York, Springer. cap. 9, pp. 33 - 65.
106. Waterhouse, A. L. 2002. Determination of total phenolics. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*. no. 6:p. irr.
107. Yanes Nodal, V. 2018. Correlación existente entre el contenido de sólidos solubles totales y grado de acidez con las longitudes de ondas obtenidas mediante espectroscopia Vis/NIR en la poscosecha del cultivo de frutabomba (*Carica papaya L.*). Trabajo diploma Ing. Agrónomo. Santa Clara, Cuba. Universidad Central

“Marta Abreu” de Las Villas. Facultad de Ciencias Agropecuarias.
51 p.

108. Yoplac, I. 2012. Efecto de radiación UV-C y atmósferas modificadas activas sobre la calidad microbiológica y funcional de rúcula. Tesis Magíster en Ciencias Agropecuarias. Santiago, Chile. Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Agronómicas. Escuela de Postgrado. 145 p.
109. _____.; Char, C.; Hinojosa, A.; Obando, J.; Escalona, V. 2013. Efecto de la radiación UV-C y atmósfera modificada activa sobre la calidad funcional de rúcula lista para consumo. Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha. 14(2):245-251.