



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD

FRUTICULTURA

**CARACTERIZACIÓN
MORFOLÓGICA, BIOQUÍMICA Y
POSTCOSECHA DE GRUPOS
VARIETALES DE *Sechium edule*
(Jacq.) Sw**

EDGAR ADRIAN RIVERA PONCE

T E S I S
PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, ESTADO DE MÉXICO, MÉXICO

2022



COLEGIO DE POSTGRADUADOS


INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

La presente tesis titulada: **Caracterización morfológica, bioquímica y postcosecha de grupos varietales de *Sechium edule* (Jacq.) Sw.**, realizada por el estudiante: **Edgar Adrian Rivera Ponce**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS
RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD
FRUTICULTURA

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERA


Dra. Ma. de Lourdes C. Arévalo Galarza

ASESOR


Dr. Ramón Marcos Soto Hernández

ASESORA


M.C. Cecilia García Osorio

ASESOR


Dr. Jorge Cadena Iñiguez

Montecillo, Texcoco, Estado de México, México, agosto de 2022

CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA, BIOQUÍMICA Y POSTCOSECHA DE GRUPOS VARIETALES DE *Sechium edule* (Jacq.) Sw

Edgar Adrian Rivera Ponce, M.C.
Colegio de Postgraduados, 2022

RESUMEN

Los frutos de chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw) presentan una amplia diversidad fenotípica con diferentes tamaños, colores, formas y densidad de espinas, además las diferencias bioquímicas como el contenido de metabolitos secundarios, pigmentos, Azúcares y sólidos solubles totales, provocan diferencias de sabor entre y dentro de los diferentes grupos varietales. A pesar de la gran variedad, solo los grupos *virens levis* y *nigrum spinosum* se comercializan tanto en el mercado nacional como en el internacional, provocando el desplazamiento del resto de los grupos haciéndolos susceptibles a desaparecer. Por ello con el fin de promover el uso y consumo de los grupos varietales de chayote menos conocidos, conservar los recursos fitogenéticos y tener elementos para realizar mejoramiento genético, en este trabajo se presentan los resultados de caracterización morfológica (tamaño, peso, forma, color, estomas), bioquímica (clorofila, carotenoides, Azúcares totales, acidez titulable, sólidos solubles totales) y comportamiento postcosecha (pérdida de peso y calidad comercial, afectaciones como hongos, viviparismo, ampollas y oxidación) de 10 grupos varietales de chayote. Los frutos de las variedades *albus* se caracterizan por tener color amarillo, sabor dulce y mayor contenido de Azúcares y SST; mientras el grupo *v. levis* tiene la epidermis glabra verde claro y sabor neutro; los grupos *nigrum* tienen un mayor contenido de pigmentos y la epidermis verde oscuro. Dentro de estas, las variedades *a. levis gigante* y *n. maxima* presentan características postcosecha interesantes, ya que tienen una pérdida de peso lenta. Por otro lado, los tratamientos con auxinas y 1-MCP reducen la pérdida de peso, el viviparismo y los daños por frío en los frutos, mientras el uso de películas plásticas reduce las pérdidas de peso y menor oxidación de los frutos.

Palabras clave: Grupos varietales, Mejoramiento Genético, Calidad Comercial, Manejo Postcosecha, Auxinas, 1-MCP

MORPHOLOGICAL, BIOCHEMICAL AND POSTHARVEST CHARACTERIZATION OF VARIETAL GROUPS OF *Sechium edule* (Jacq.) Sw

Edgar Adrian Rivera Ponce, M.C.
Colegio de Postgraduados, 2022

ABSTRACT

Mexico has the greatest biological diversity of chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw) in the world. The fruits present a wide phenotypic diversity with different sizes, colors, shapes and density of spines, in addition to biochemical differences such as the content of secondary metabolites, pigments, sugars and total soluble solids, resulting in flavor differences between and within the different groups. Despite the great variety, only the groups *virens levis* and *nigrum spinosum* are commercialized both in the national and international markets, displacing the rest of the groups, placed them in risk of disappearing. Therefore, in order to promote the use and consumption of lesser-known chayote varietal groups, preserve plant genetic resources and have elements for plant breeding, this paper presents the results of morphological characterization (size, weight, shape, color, stomata), biochemistry (chlorophyll, carotenoids, total sugars, titratable acidity, total soluble solids) and postharvest behavior (weight loss and commercial quality, affectations such as fungi, viviparism, blisters and oxidation) of 10 varietal groups of chayote. The results showed that the fruits of the *albus* varieties are characterized by having a yellow color, a sweet taste and a higher content of sugars and TSS; while the *virens levis* group has light green glabrous epidermis and a neutral taste. On the other hand, the *nigrum* groups have a higher content of pigments and a dark green epidermis. Treatments with auxins and 1-MCP reduce weight loss, viviparity and chilling damage in fruits, while the use of plastic films reduces weight loss and reduced the oxidation of the fruits.

Key words: Varietal groups, plant breeding, comercial quality, postharvest management auxins, 1-MCP

AGRADECIMIENTOS Y DEDICATORIA

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por otorgarme el financiamiento para realizar mis estudios de Maestría.

Al Colegio de Postgraduados Campus Montecillo y a la Línea de Generación y Aplicación del Conocimiento LGAC: “Desarrollo de productos frutícola y ornamental, con valor nutracéutico y sin riesgo para la salud humana” del Programa en Recursos Genéticos y Productividad - Fruticultura por permitirme usar las instalaciones y brindar apoyo económico para realizar esta investigación.

A los miembros de mi Consejo Particular, a la Dra. Ma. de Lourdes Arévalo Galarza por confiar en mí, darme la oportunidad de unirme a su equipo de trabajo y ser la guía en esta investigación, a la M.C. Cecilia García Osorio por brindarme su apoyo, orientación, motivación, paciencia y amistad, al Dr. Ramón Marcos Soto Hernández y al Dr. Jorge Cadena Íñiguez por su tiempo y colaboración en este proyecto. Todas sus enseñanzas han abonado a mi crecimiento personal y profesional, gracias totales.

Todos y cada uno de mis logros te los dedico a ti Jonue, tú eres mi motor y mi más grande inspiración. Para Keni, por compartir conmigo este viaje y brindarme tu apoyo incondicional en todo momento.

Para mi mamá y mis abuelos por brindarme su apoyo, su guía y educarme con valores. A todos ustedes, los amo inmensamente.

CONTENIDO

RESUMEN	iii
ABSTRACT	iv
AGRADECIMIENTOS Y DEDICATORIA.....	v
LISTA DE CUADROS.....	viii
LISTA DE FIGURAS.....	xiii
INTRODUCCIÓN GENERAL.....	1
CAPITULO I. CARACTERIZACIÓN MORFOLOGICA Y BIOQUÍMICA DE LOS GRUPOS VARIETALES DE CHAYOTE [<i>Sechium edule</i> (Jacq.) Sw]	3
1.1 RESUMEN	3
1.2 ABSTRACT	4
1.3 INTRODUCCIÓN	5
1.4 MATERIALES Y MÉTODOS	7
1.5 RESULTADOS Y DISCUSIÓN	11
1.6 CONCLUSIONES	50
CAPITULO II. COMPORTAMIENTO POSTCOSECHA DE FRUTOS DE LOS DIFERENTES GRUPO VARIETALES DE CHAYOTE [<i>Sechium edule</i> (Jacq.) Sw]	51
2.1 RESUMEN	51
2.2 ABSTRACT	52
2.3 INTRODUCCIÓN	53
2.4 MATERIALES Y MÉTODOS	55
2.5 RESULTADOS Y DISCUSIÓN	58
2.6 CONCLUSIONES	131
CAPÍTULO III. CARACTERÍSTICAS Y MANEJO POSCOSECHA DE VARIETALES DE CHAYOTE AMARILLO (<i>Sechium edule</i> var. <i>albus</i>)	132
3.1 RESUMEN	132
3.2 ABSTRACT	133
3.3 INTRODUCCIÓN	134
3.4 MATERIALES Y MÉTODOS	136
3.5 RESULTADOS Y DISCUSIÓN	142

3.6 CONCLUSIONES	159
CAPITULO IV. COMPOSICIÓN FITOQUÍMICA Y USO POTENCIAL DEL JUGO DE <i>Sechium compositum</i> y <i>Sechium edule</i> H-387	160
4.1 RESUMEN	160
4.2 ABSTRACT	161
4.3 INTRODUCCIÓN	162
4.4 MATERIALES Y METODOS	164
4.5. RESULTADOS Y DISCUSION	167
4.6 CONCLUSIONES	182
CONCLUSIONES GENERALES	183
LITERATURA CITADA.....	185

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Caracterización estomática de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus minor</i> número de células epidérmicas (media \pm error estándar, n=20), tamaño y número de estomas (media \pm error estándar, n= 30).	12
Cuadro 2. Valores de los espectros de color del fruto <i>Sechium edule</i> var. <i>albus minor</i> (media \pm error estándar, n=20).....	12
Cuadro 3. Caracterización fisicoquímica de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum minor</i> (media \pm error estándar, n= 9).....	12
Cuadro 4. Caracterización estomática de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus levis</i> , número de células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y numero de estomas (media \pm error estándar, n= 30).	13
Cuadro 5. Valores de los espectros de color de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus levis</i> (media \pm error estándar, n=20).....	14
Cuadro 6. Caracterización fisicoquímica de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus levis</i> (media \pm error estándar, n= 9).....	14
Cuadro 7. Caracterización estomática de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus dulcis</i> número de células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y numero de estomas (media \pm error estándar, n= 30).	15
Cuadro 8. Valores de los espectros de color de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus dulcis</i> (media \pm error estándar, n=20).....	16
Cuadro 9. Caracterización fisicoquímica de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus dulcis</i> (media \pm error estándar, n= 9).....	16
Cuadro 10. Caracterización estomática de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus spinosum</i> número de células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y numero de estomas (media \pm error estándar, n= 30).	17
Cuadro 11. Valores de los espectros de color de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus spinosum</i> (media \pm error estándar, n=20).	17
Cuadro 12. Caracterización fisicoquímica de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus spinosum</i> (media \pm error estándar, n= 9).....	17

Cuadro 13. Caracterización estomática del fruto <i>Sechium edule</i> var. <i>albus levis gigante</i> número de células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y numero de estomas (media \pm error estándar, n= 30).	19
Cuadro 14. Valores de los espectros de color del fruto <i>Sechium edule</i> var. <i>albus levis gigante</i> (media \pm error estándar, n=20).....	19
Cuadro 15. Caracterización fisicoquímica del fruto <i>Sechium edule</i> var. <i>albus levis gigante</i> (media \pm error estándar, n= 9).	19
Cuadro 16. Caracterización estomática dentro del grupo <i>Sechium edule</i> var. <i>virens levis</i> número de células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y número de estomas (media \pm error estándar, n= 30).	21
Cuadro 17. Valores de los espectros de color dentro del grupo <i>Sechium edule</i> var. <i>virens levis</i> (media \pm error estándar, n=20).	21
Cuadro 18. Caracterización fisicoquímica dentro del grupo <i>Sechium edule</i> var. <i>virens levis</i> (media \pm error estándar, n= 9).	22
Cuadro 19. Caracterización estomática de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum minor</i> número de células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y numero de estomas (media \pm error estándar, n= 30).	23
Cuadro 20. Valores de los espectros de color de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum minor</i> (media \pm error estándar, n=20).....	24
Cuadro 21. Caracterización fisicoquímica de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum minor</i> (media \pm error estándar, n= 9).....	24
Cuadro 22. Caracterización estomática dentro del grupo <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum spinosum</i> , células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y numero de estomas (media \pm error estándar, n= 30).	26
Cuadro 23. Valores de los espectros de color dentro del grupo <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum spinosum</i> (media \pm error estándar, n= 9).....	26
Cuadro 24. Caracterización fisicoquímica dentro del grupo <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum spinosum</i> (media \pm error estándar, n= 9).....	27
Cuadro 25. Caracterización estomática dentro de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum xalapensis</i> , células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y numero de estomas (media \pm error estándar, n= 30).	29

Cuadro 26. Valores de los espectros de color dentro de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum</i> <i>xalapensis</i> (media \pm error estándar, n= 20).....	30
Cuadro 27. Caracterización fisicoquímica dentro de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum</i> <i>xalapensis</i> (n= 9 \pm error estándar).....	30
Cuadro 28. Caracterización estomática del fruto <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum</i> <i>maxima</i> (número de células epidérmicas n= 20 \pm error estándar, tamaño y numero de estomas n= 30 \pm error estándar).	32
Cuadro 29. Valores de los espectros de color de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum</i> <i>maxima</i> (n=20 \pm error estándar).....	32
Cuadro 30. Caracterización fisicoquímica del fruto <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum</i> <i>maxima</i> (n= 9 \pm error estándar).....	32
Cuadro 31. Caracterización fisicoquímica de 10 grupos varietales de <i>Sechium edule</i> (Jacq) Sw (media \pm error estándar, n= 9).....	34
Cuadro 32. Valores de los espectros de color de los diez grupos varietales de <i>Sechium edule</i> (Jacq) Sw. (media \pm error estándar, n= 20).	35
Cuadro 33. Caracterización estomática de diez grupos varietales de <i>Sechium edule</i> (Jacq) Sw. (células epidérmicas n= 20 \pm error estándar, tamaño y numero de estomas n= 30 \pm error estándar).	36
Cuadro 34. proporción acumulada para los tres primeros componentes principales de análisis bioquímico y morfológico de 10 grupos varietales de <i>Sechium edule</i> (Jacq) Sw.....	38
Cuadro 35. Valor de importancia estadística para los tres componentes principales de las variables bioquímicas (Humedad, Clorofila a, clorofila b, carotenoides y Azúcares totales) y morfológicas (índice estomático e índice de color) de diez grupos varietales de <i>Sechium edule</i> (Jacq.) Sw.....	39
Cuadro 36. Índice de color de los niveles de oxidación de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis gigante</i> (media \pm error estándar).	61
Cuadro 37. Caracterización de los niveles de deshidratación y oxidación de <i>S. edule</i> var. <i>albus minor</i> (n= 10 \pm error estándar).	80

Cuadro 38. Pérdida de peso (%), incidencia de hongos (%) y viviparismo de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus minor</i> almacenado por dos semanas a 8.7°C y 95% HR (n= 10 ± error estándar).	81
Cuadro 39. Caracterización de los niveles de oxidación de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis</i> (n= 10 ± error estándar).	85
Cuadro 40. Pérdida de peso (%), incidencia de hongos (%) y viviparismo en <i>S. edule</i> var. <i>albus levis</i> almacenado por tres semanas a 8.7°C y 95% HR (n = 8 ± error estándar).	86
Cuadro 41. Caracterización de los niveles de oxidación de <i>S. edule</i> var. <i>albus dulcis</i> (n= 10 ± error estándar).	92
Cuadro 42. Pérdida de peso (%), incidencia de hongos (%) y viviparismo en <i>S. edule</i> var. <i>albus dulcis</i> almacenado por dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR (n = 10 ± error estándar).	93
Cuadro 43. Caracterización de los niveles de oxidación de <i>S. edule</i> var. <i>albus spinosum</i> (n= 10 ± error estándar).	98
Cuadro 44. Pérdida de peso (%), incidencia de hongos (%) y viviparismo en el morfotipo A de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> almacenado por tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR (n = 9 ± error estándar).	103
Cuadro 45. Pérdida de peso (%), incidencia de hongos (%) y viviparismo del morfotipo B de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> almacenado por dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR (n= 10 ± error estándar).	108
Cuadro 46. Pérdida de peso (%), incidencia de hongos (%) y viviparismo de <i>S. edule</i> var. <i>nigrum minor</i> a la salida de refrigeración (dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR) (n = 10 ± error estándar).	112
Cuadro 47. Pérdida de peso (%) de 10 grupos varietales de <i>S. edule</i> (Jacq) Sw. a los días 3, 5, 8, 12 y 14 de almacenamiento a temperatura ambiente (21 °C y 70 % HR).	117
Cuadro 48. Hongos causantes de enfermedades postcosecha en grupos varietales de <i>S. edule</i> , (Jacq.) Sw. identificación de hongos, frutos con síntomas (%) y tipo de almacenamiento.	122

Cuadro 49. Aplicación de tratamientos a frutos de <i>a. levis</i> , <i>a. minor</i> , <i>a. dulcis</i> y <i>a. spinosum</i>	137
Cuadro 50. Aplicación de tratamientos a frutos de <i>a. levis</i> , <i>a. minor</i> , <i>a. dulcis</i> , <i>a. albus gigante</i> y <i>a. spinosum</i>	139
Cuadro 51. Contenido de cucubitacinas (D, I, B, E y total) en jugo, sobrenadante y sedimento de <i>S. compositum</i> y <i>S. edule</i> H-387.....	169
Cuadro 52. Contenido de flavonoides en jugo, sobrenadante y sedimento de <i>S. compositum</i> y <i>S. edule</i> H-387.	173
Cuadro 53. Contenido de ácidos fenólicos en jugo, sobrenadante y sedimento de <i>S. compositum</i> y <i>S. edule</i> H-387.	174
Cuadro 54. Contenido de saponinas en jugo, sobrenadante y sedimento de <i>S. compositum</i> y <i>S. edule</i> H-387	177
Cuadro 56. Pérdida de peso (%) de las fresas a los días 3, 5, 7, 9, 11, 13 y 15 de almacenamiento a 4 °C (media ± error estándar, n = 4).....	180

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Variación en color, forma y tamaño de frutos de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus minor</i> . Barra de escala = 3 cm.....	11
Figura 2. Estomas de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus minor</i> . A: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 40X, B: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 10X.	11
Figura 3. Variación en color, forma y tamaño de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus levis</i> . Barra de escala = 5 cm.	13
Figura 4. Estomas de frutos en variedades de frutos de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus levis</i> . A: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 40X, B: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 10X.....	13
Figura 5. Variación en color, forma y tamaño de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus dulcis</i> . Barra de escala = 5 cm.	15
Figura 6. Estomas de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus dulcis</i> . A: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 40X, B: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 10X	15
Figura 7. Variación en color, forma y tamaño de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus spinosum</i> . Barra de escala = 5 cm.	16
Figura 8. Estomas de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus spinosum</i> . A: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 40X, B: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 10X.	17
Figura 9. Variación en color, forma y tamaño de frutos de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus levis gigante</i> . Barra de escala = 5 cm.....	18
Figura 10. Estomas de frutos de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus levis gigante</i> . A: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 40X, B: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 10X.....	18
Figura 11. Variación en color, forma y tamaño de morfotipos A y B de <i>Sechium edule</i> var. <i>virens levis</i> . Barra de escala = 5 cm.	20
Figura 12. Estomas de <i>Sechium edule</i> var. <i>virens levis</i> , donde: A) Morfotipo A y B) Morfotipo B. Las micrografías se obtuvieron con microscopía óptica a 40X.....	20

Figura 13. Estomas de <i>Sechium edule</i> var. <i>virens levis</i> , donde: A) Morfotipo A y B) Morfotipo B. Las micrografías se obtuvieron con microscopía óptica a 10X.	21
Figura 14. Variación en color, forma y tamaño de frutos de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum minor</i> . Barra de escala = 3 cm.	23
Figura 15. Estomas de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum minor</i> . A: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 40X, B: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 10X.	23
Figura 16. Variación en color, forma y tamaño de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum spinosum</i> . Barra de escala = 5 cm.	25
Figura 17. Estomas de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum spinosum</i> , donde: A) Morfotipo B y B) Morfotipo E. Las micrografías se obtuvieron con microscopía óptica a 40X.	25
Figura 18. Estomas de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum spinosum</i> , donde: A) Morfotipo C y B) Morfotipo F. Las micrografías se obtuvieron con microscopía óptica a 10X.	26
Figura 19. Dendrograma de agrupamiento de seis morfotipos de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum spinosum</i> , con base en características bioquímicas y morfológicas.	27
Figura 20. Variación en color, forma y tamaño de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum xalapensis</i> . Barra de escala = 5 cm.	28
Figura 21. Estomas de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum xalapensis</i> , donde: A) Morfotipo B y B) Morfotipo C. Las micrografías se obtuvieron con microscopía óptica a 40X.	29
Figura 22. Estomas de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum xalapensis</i> , donde: A) Morfotipo C y B) Morfotipo A. Las micrografías se obtuvieron con microscopía óptica a 10X.	29
Figura 23. Dendrograma de agrupamiento de 3 variedades de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum xalapensis</i> , con base en características bioquímicas y morfológicas.	30

Figura 24. Variación en color, forma y tamaño de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum maxima</i> . Barra de escala = 5 cm.	31
Figura 25. Estomas de frutos de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum maxima</i> . A: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 40X, B: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 10X.	32
Figura 26. Interacción pérdida de peso y tamaño de estomas en 10 grupos varietales de chayote (<i>Sechium edule</i> Jacq. Sw)	37
Figura 27. Dendrograma de agrupamiento de diez grupos varietales de <i>Sechium edule</i> (Jacq) Sw., con base en características bioquímicas y morfológicas.	38
Figura 28. Ordenación de 10 grupos varietales de <i>Sechium edule</i> (Jacq) Sw., con base en los tres componentes principales. A. Componentes 1 y 2, B. Componentes 1 y 3.	40
Figura 29. Correlación entre el contenido de clorofilas y carotenoides totales con el índice de color de los grupos varietales de <i>Sechium edule</i> (Jacq) Sw (n =99).	42
Figura 30. Evaluación de la calidad de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis gigante</i> almacenado por dos semanas a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y calidad comercial, B. nivel de oxidación y viviparismo (media ± error estándar, n = 7).	59
Figura 31. Relación entre los principales factores que afectan la calidad comercial de <i>S. edule</i> var <i>albus levis gigante</i>	60
Figura 32. Escala de evaluación de la oxidación de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis gigante</i> . Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.	61
Figura 33. Afectaciones por hongos en <i>S. edule</i> var. <i>albus levis gigante</i> , almacenado dos semanas a 21°C y 70% HR, A-B: afectaciones causadas por <i>Phoma</i> sp., C-D: afectaciones de ampollas causadas por <i>Colletotrichum</i> sp.	61
Figura 34. Frutos de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis gigante</i> , almacenados a 21 °C y 75 % HR, A: Día 0 después de cosecha, B: Día 7 después de cosecha	

(izquierda: Testigo, derecha: 1-MCP), C: Día 14 después de cosecha (izquierda: Testigo, derecha: 2,4-D).....	62
Figura 35. Escala de calificación del viviparismo en las variedades de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis gigante</i> . Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.....	62
Figura 36. Evaluación de la calidad de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum maxima</i> , almacenado por dos semanas a 21°C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y calidad. B. Nivel de ampollas y viviparismo (n = 11 ± error estándar).....	63
Figura 37. Relación entre los principales factores que afectan la calidad comercial de <i>S. edule</i> var <i>n. maxima</i>	64
Figura 38. Frutos de <i>S. edule</i> var. <i>nigrum maxima</i> , almacenados a 21 °C y 70 % HR, A: Día 0 después de cosecha, B: Día 7 después de cosecha (izquierda: Testigo, derecha: 1-MCP), C: Día 14 después de cosecha (izquierda: Testigo, derecha: 2,4-D).....	65
Figura 39. Afectaciones en <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum maxima</i> , almacenado dos semanas a 21°C y 70% HR, A. Afectaciones por hongos. B. Deshidratación evidente y pérdida de color en los frutos.	66
Figura 40. Escala de calificación del viviparismo en las variedades de <i>S. edule</i> var. <i>nigrum maxima</i> . Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.....	66
Figura 41. Escala de evaluación de la presencia de ampollas en <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum maxima</i> . Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada y 3 = grave.	67
Figura 42. Evaluación de la calidad de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum spinosum</i> , almacenado por dos semanas a 21°C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y pérdida de calidad comercial. B. Nivel de oxidación y viviparismo (media ± error estándar, n = 30).....	68
Figura 43. Frutos de <i>S. edule</i> var. <i>nigrum spinosum</i> , almacenados a 21 °C y 70 % HR, A: De arriba abajo: Día 0 después de cosecha, Día 7 después de cosecha, Día 14 después de cosecha. Morfotipos A - F.	69

Figura 44. Relación entre los principales factores que afectan la calidad comercial de <i>S. edule</i> var <i>nigrum spinosum</i>	70
Figura 45. Deshidratación evidente en <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum spinosum</i> debido a la rápida pérdida de peso. Almacenados por dos semanas a 21°C y 70% HR.....	70
Figura 46. Escala de evaluación de la oxidación de <i>S. edule</i> var. <i>n. spinosum</i> . Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.	71
Figura 47. Afectaciones por oxidación de los distintos morfotipos de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum spinosum</i>	71
Figura 48. Escala de calificación del viviparismo en las variedades de <i>S. edule</i> var. <i>nigrum spinosum</i> . Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.....	72
Figura 49. Afectaciones por viviparismo de los distintos morfotipos de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum spinosum</i>	72
Figura 50. Síntomas por hongos en <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum spinosum</i> , almacenado a 21 °C y 70% HR, A: ampollas por <i>Colletotrichum</i> sp. en el morfotipo F, B: <i>Phoma</i> sp., C: <i>Colletotrichum</i> sp., <i>Fusarium</i> sp., <i>Phoma</i> sp., <i>Alternaria</i> sp. y <i>Aspergillus niger</i> en los morfotipos A y C.	73
Figura 51. Evaluación de la calidad de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum xalapensis</i> , almacenado por dos semanas a 21°C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y pérdida de calidad comercial. B. Nivel de viviparismo (n = 30 ± error estándar).	74
Figura 52. Frutos de <i>S. edule</i> var. <i>nigrum xalapensis</i> , almacenados a 21 °C y 70 % HR, De arriba abajo: Día 0 después de cosecha, Día 7 después de cosecha, Día 14 después de cosecha.....	75
Figura 53. Apariencia visual por la deshidratación y oxidación de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum xalapensis</i> . Almacenados por dos semanas a 21°C y 70% HR	76
Figura 54. Escala de calificación del viviparismo en las variedades de <i>S. edule</i> var. <i>nigrum xalapensis</i> . Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.....	76

Figura 55. Afectaciones por viviparismo de los distintos morfotipos de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum xalapensis</i>	77
Figura 56. Afectaciones por hongos en frutos de <i>S. edule</i> var. <i>nigrum xalapensis</i> , almacenado por dos semanas a 21 °C y 70% HR, 1. Ampollas causadas por <i>Colletotrichum</i> sp., 2. Síntomas causadas por <i>Phoma</i> sp., <i>Colletotrichum</i> sp., <i>Fusarium</i> sp., <i>Alternaria</i> sp. y <i>Aspergillus niger</i>	77
Figura 57. Evaluación de la calidad de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus minor</i> , almacenados por 14 días a 21 °C y 70% HR, A. Pérdida de peso y calidad, B. Pérdida de peso y nivel de deshidratación (n = 10 ± error estándar).	79
Figura 58. Evaluación de la deshidratación evidente de <i>S. edule</i> var. <i>albus minor</i> . Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.	79
Figura 59. Apariencia de los frutos de <i>S. edule</i> var. <i>albus minor</i> almacenados a 21 °C y 70% HR, A. 0 días después de cosecha, B. 7 días después de cosecha, C. 14 días después de cosecha.	80
Figura 60. Evaluación de la apariencia de <i>S. edule</i> var <i>albus minor</i> después de almacenarse dos semanas a 8.7°C y 95% HR, Nivel de deshidratación: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa (n = 10).....	81
Figura 61. Apariencia de <i>S. edule</i> var. <i>albus minor</i> después de almacenarse dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR, a. Testigo, b. 1-MCP (600 nL L-1), c. 2,4-D (1 mM), d. calcio (2 %), e. calcio (2 %) más 2,4-D (1 mM).	82
Figura 62. Evaluación de la calidad de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis</i> , almacenados por 14 días a 21 °C y 70% HR, A. Pérdida de peso y calidad comercial, B. Nivel de oxidación y viviparismo (n = 8 ± error estándar).....	83
Figura 63. Relación entre los principales factores que afectan la calidad comercial de <i>S. edule</i> var <i>albus levis</i>	84
Figura 64. Evaluación de la oxidación de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis</i> . Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.	84
Figura 65. Escala de calificación del viviparismo en las variedades de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis</i> . Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.....	85

Figura 66. Apariencia de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis</i> almacenado a 21 °C y 70% HR, A. Día 0 después de cosecha, B. Día 7 después de cosecha, C. Día 14 después de cosecha.	85
Figura 67. Evaluación del daño por frio de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis</i> . Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.	86
Figura 68. Apariencia visual de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis</i> , después de almacenarse tres semanas a 8.7°C y 95% HR. Nivel de daños por frio: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa (n = 8).	87
Figura 69. Aspecto visual de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> después de almacenarse tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR, a. testigo, b. 1-MCP, c. 2,4-D, d. Calcio, e. Calcio más 2,4-D.	88
Figura 70. Afectaciones por hongos en <i>S. edule</i> var. <i>albus levis</i> , almacenado tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR.	89
Figura 71. Evaluación de la calidad de <i>S. edule</i> var. <i>albus dulcis</i> , almacenados por 14 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y calidad, B Nivel de oxidación y viviparismo (n = 10 ± error estándar).	90
Figura 72. Relación entre los principales factores que afectan la calidad comercial de <i>S. edule</i> var <i>albus dulcis</i>	91
Figura 73. Evaluación de la oxidación de <i>S. edule</i> var. <i>albus dulcis</i> . Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.	91
Figura 74. Escala de calificación del viviparismo en las variedades de <i>S. edule</i> var. <i>albus dulcis</i> . Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.	92
Figura 75. Apariencia de <i>S. edule</i> var <i>albus dulcis</i> almacenados a 21 °C y 70% HR, a. Día 0 después de cosecha, b. Día 7 después de cosecha, c. Día 14 después de cosecha.	92
Figura 76. Evaluación del daño por frio de <i>S. edule</i> var. <i>albus dulcis</i> . Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.	93
Figura 77. Apariencia visual de <i>S. edule</i> var. <i>albus dulcis</i> , después de almacenarse tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR, Nivel de daños por frio: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa (n = 10).	94

Figura 78. Aspecto visual de <i>Sechium edule</i> var. <i>albus dulcis</i> después de almacenarse tres semanas a 8.7°C y 95% HR. a) testigo, b) 1-MCP, c) 2,4-D, d) Calcio, e) Calcio + 2,4-D.....	95
Figura 79. Afectaciones por hongos en <i>S. edule</i> var. <i>albus dulcis</i> , almacenado tres semanas a 8.6 °C y 95% HR, A. ampollas por <i>Colletotrichum</i> sp., B. Pústulas, C. Síntomas causados por <i>Phoma</i> sp.	96
Figura 80. Evaluación de la calidad de <i>S. edule</i> var. <i>albus spinosum</i> , almacenados por 14 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y calidad, B. Nivel de oxidación y viviparismo (n = 11 ± error estándar).....	97
Figura 81. Relación entre los principales factores que afectan la calidad comercial de <i>S. edule</i> var <i>albus spinosum</i>	98
Figura 82. Evaluación de la oxidación de <i>S. edule</i> var. <i>albus spinosum</i> . Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.	99
Figura 83. Escala de calificación del viviparismo en las variedades de <i>S. edule</i> var. <i>albus spinosum</i> . Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.....	99
Figura 84. Apariencia de <i>S. edule</i> var <i>albus spinosum</i> almacenados a 21 °C y 70 % HR, A. Día 0 después de cosecha, B. Día 7 después de cosecha, C. Día 14 después de cosecha.....	99
Figura 85. Evaluación de la calidad del morfotipo A de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> , almacenados por 14 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y calidad, B. Nivel de oxidación y viviparismo (n = 11 ± error estándar).	100
Figura 86. Relación entre los principales factores que afectan la calidad comercial de <i>S. edule</i> var <i>virens levis</i> (A).....	101
Figura 87. Escala de calificación del viviparismo del grupo varietal <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> . Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.....	101
Figura 88. Escala de evaluación de la presencia de ampollas en el morfotipo A de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> . Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada y 3 = grave.	102

Figura 89. Apariencia del morfotipo A de <i>S. edule</i> var <i>virens levis</i> almacenados a 21 °C y 70 % HR, A. Día 0 después de cosecha, B. Día 7 después de cosecha, C. Día 14 después de cosecha.	102
Figura 90. Afectaciones por hongos en el morfotipo A de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> , almacenado tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR	102
Figura 91. Evaluación del daño por frio en el morfotipo A de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> almacenado tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR, Nivel de daño por frio: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.	103
Figura 92. Apariencia visual del morfotipo A de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> , a la salida de almacenamiento por tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR, A. Testigo, B. 1-MCP, C. 2,4-D, D. Calcio, E. Calcio más 2,4-D.....	104
Figura 93. Apariencia visual del morfotipo A de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> , después de almacenarse tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR, Nivel de daños por frio: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa (n = 9).....	105
Figura 94. Afectaciones por hongos en el morfotipo A de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> , almacenado tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR	105
Figura 95. Pérdida de peso y calidad comercial del morfotipo B de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> , almacenados dos semanas a 21°C y 70 % HR (n = 10 ± error estándar).	106
Figura 96. Evaluación de la deshidratación evidente del morfotipo B de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> . Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa. .	107
Figura 97. Apariencia del morfotipo B de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> almacenados a 21 °C y 70 % HR, A. día 0 después de cosecha, B. día 7 después de cosecha, C. día 14 después de cosecha.....	107
Figura 98. Apariencia visual del morfotipo B de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> , después de almacenarse dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR, Nivel de deshidratación: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.....	108
Figura 99. Apariencia visual del morfotipo B de <i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i> . a) Testigo b) 1-MCP c) 2,4-D d) Calcio e) Calcio + 2,4-D, a la izquierda: salida de almacenamiento dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR, a la derecha: 3 días a 21°C y 70 % HR después de la refrigeración	109

Figura 100. Evaluación de la calidad de <i>S. edule</i> var. <i>nigrum minor</i> , almacenados por 14 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y calidad comercial, B. Nivel de deshidratación evidente y viviparismo (n = 10 ± error estándar).	110
Figura 101. Evaluación de la deshidratación evidente del morfotipo B de <i>S. edule</i> var. <i>nigrum minor</i> . Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.	111
Figura 102. Escala de calificación del viviparismo del grupo varietal <i>S. edule</i> var. <i>nigrum minor</i> . Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.....	111
Figura 103. Apariencia de <i>S. edule</i> var. <i>nigrum minor</i> almacenado a 21 °C y 70 % HR, a. día 0 después de cosecha, b. día 7 después de cosecha, c. día 14 después de cosecha.....	111
Figura 104. Apariencia y nivel de deshidratación de <i>Sechium edule</i> var. <i>nigrum minor</i> , almacenado dos semanas a 8.7 °C y 95% HR. Nivel: 0= ninguna, 1= leve, 2= moderada y 3= severa. n=10.	113
Figura 105. Afectaciones por hongos en <i>S. edule</i> var. <i>nigrum minor</i> , almacenado dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR.	113
Figura 106. Apariencia visual de <i>S. edule</i> var. <i>nigrum minor</i> a la salida de almacenamiento dos semanas a 8.7 °C y 95 % H.R, A. Testigo, B. 1-MCP, C. 2,4-D, D. Calcio, E. Calcio + 2,4-D.	114
Figura 107. Mapa jerárquico de los problemas postcosecha que afectan la calidad de 10 grupos varietales de <i>Sechium edule</i> (Jacq.) Sw.....	115
Figura 108 Evolución del viviparismo en frutos de <i>S. edule</i> (Jacq) Sw. a los días 0, 3, 5 y 7 de almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR. A. n. xalapensis, B. n. maxima, C. v. levis, D. n. spinosum.	124
Figura 109. Actividad de α -amilasa en frutos de <i>S. edule</i> (Jacq) Sw. var. v. levis, n. maxima, n. xalapensis y n. spinosum a los días 0, 3, 5 y 7 de almacenamiento a a 18.8 °C y 59.43 % HR.	125
Figura 110. Grupos varietales de <i>S. edule</i> (Jacq) Sw. var. <i>albus</i> . a) <i>minor</i> ; b) <i>levis</i> ; c) <i>dulcis</i> ; d) <i>spinosum</i> ; e) <i>levis gigante</i>	136

Figura 111. Evaluación de la calidad de <i>S. edule</i> var. <i>albus minor</i> , almacenados por 8 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso, B. Nivel de deshidratación, C. Índice de color (media ± error estándar, n = 40).....	142
Figura 112. Efecto de los tratamiento en la apariencia de <i>S. edule</i> var. <i>albus minor</i> almacenados a 21 °C y 70 % HR, a los días 1,3, 6 y 8 después de cosecha.....	143
Figura 113. Evaluación de la calidad de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis</i> , almacenados por 8 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso, B. Nivel de viviparismo, C. Índice de oxidación (media ± error estándar, n = 40).....	144
Figura 114. Efecto de los tratamientos en la apariencia de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis</i> almacenados a 21 °C y 70 % HR, a los días 3, 6, 10 y 18 después de cosecha.....	144
Figura 115. Evaluación de la calidad de <i>S. edule</i> var. <i>albus dulcis</i> , almacenados por 8 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso, B. Nivel de viviparismo, C. Índice de oxidación (media ± error estándar, n = 8).....	145
Figura 116. Efecto de los tratamiento en la apariencia de <i>S. edule</i> var. <i>albus dulcis</i> almacenados a 21 °C y 70 % HR, a los días 1, 8, 14 y 18 después de cosecha.....	145
Figura 117. Evaluación de la calidad de <i>S. edule</i> var. <i>albus spinosum</i> , almacenados por 18 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso, B. Nivel de viviparismo, C. Índice de oxidación, D. Índice de color (media ± error estándar, n = 11).	146
Figura 118. Efecto de los tratamiento en la apariencia de <i>S. edule</i> var. <i>albus spinosum</i> almacenados a 21 °C y 70 % HR, a los días 3,6, 8,11, 14 y 18 después de cosecha.	147
Figura 119. Evaluación de la calidad de <i>S. edule</i> var. <i>albus minor</i> , almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 5 dias. A. Pérdida de peso, B. Nivel de deshidratación (media ± error estándar, n = 11).	148

Figura 120. Efecto de los tratamiento en la apariencia de <i>S. edule</i> var. <i>albus minor</i> almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 5 días.	148
Figura 121. Efecto de los tratamiento en la apariencia de <i>S. edule</i> var. <i>albus dulcis</i> almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 10 días.	149
Figura 122. Evaluación de la calidad de <i>S. edule</i> var. <i>albus dulcis</i> , almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 5 días. A. Pérdida de peso, B. Nivel de oxidación (media ± error estándar, n = 10).....	150
Figura 123. Evaluación de la calidad de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis gigante</i> , almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 5 días. A. Pérdida de peso, B. Nivel de oxidación (media ± error estándar, n = 6).	150
Figura 124. Efecto de los tratamiento en la apariencia de <i>S. edule</i> var. <i>albus levis gigante</i> almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 14 días.	151
Figura 125. Evaluación de la calidad de <i>S. edule</i> var. <i>albus spinosum</i> , almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 12 días. A. Pérdida de peso, B. Nivel de oxidación, C. Nivel de viviparismo (media ± error estándar).	152
Figura 126. Efecto de los tratamiento en la apariencia de <i>S. edule</i> var. <i>albus spinosum</i> almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 14 días. A. Testigo, B. Ácidos, C. Recubrimiento, D. Película, E. Recubrimiento más ácidos.	153
Figura 127. Efecto de los tratamientos la actividad enzimática relacionada con la oxidación del exocarpo de <i>S. edule</i> var. <i>albus spinosum</i> almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 14 días. A. Polifenol oxidasa, B. Peroxidasa, C. Catalasa.....	155

Figura 128. Efecto de los tratamientos en el contenido de fenoles totales y la permeabilidad de membrana con la oxidación del exocarpo de <i>S. edule</i> var. <i>albus spinosum</i> almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR.....	157
Figura 129. Formación de espuma en las distintas fases del jugo Arriba: <i>S. compositum</i> , Abajo: <i>S. edule</i> H-387. Donde: SB: JC: Jugo Completo, Sobrenadante, SD: Sedimento.....	175
Figura 130. Prueba positiva de Fehling para todas las muestras. Donde: JC. Jugo completo, SB: Sobrenante, SD: Sedimento, De izquierda a derecha: control negativo, control positivo, <i>S. compositum</i> (x3), <i>S. edule</i> H-387 (x3).	176
Figura 131. Afectaciones por recubrimientos en chayote (<i>S. edule</i> var. <i>virens levis</i>). A. CMC 1 % + Cera 0.5 %, B. CMC 1% + cera de abeja 1.0 % (Refrigeración), C. CMC 2 %, D. Cera comercial (Clarity® PHS).....	179
Figura 132. Apariencia de fresas al día nueve de almacenamiento a 4 °C, tratadas con recubrimiento comestible: T0: Testigo sin recubrir; T1: RC; T2: RC + SB 0.5 %; T3: RC + SB 1.0 %; T4: RC + SB 2.0 %; T5: RC + JC 0.5 %; T6: RC + JC 1.0 %; T7: RC + JC 2.0 %; T8: SD 0.5 % y T9: RC + SD 1.0 % y T10: RC + SD 2.0 %2	181

INTRODUCCIÓN GENERAL

Las especies del género *Sechium*, pertenecen a la familia Cucurbitaceae, son plantas endémicas de México y Centroamérica, comúnmente llamadas como “chayotes”. En este género se encuentran diez especies, ocho son silvestres y solo dos cultivadas (*S. tacaco* y *S. edule*) (Lira *et al.*, 1999). México cuenta con la mayor diversidad de chayotes del Mundo, el uso más importante es el alimentario y el fruto es el principal órgano de consumo, aunque toda la planta puede ser utilizada con este fin. En 2019 se produjeron 195,191.52 toneladas, siendo Veracruz, Michoacán y Jalisco los principales Estados productores (SIAP, 2022), y actualmente el chayote se considera como un cultivo no tradicional de exportación (Arévalo-Galarza *et al.*, 2011).

Recientemente, el chayote ha llamado la atención por sus propiedades nutricionales debido a su bajo contenido calórico (19 Kcal 100 g⁻¹), rico en minerales como potasio, calcio, fósforo y magnesio y aminoácidos esenciales como la valina, leucina, isoleucina, fenilalanina, treonina, lisina, arginina e histidina (Vieira *et al.*, 2019). Además, se han reconocido las propiedades funcionales y benéficas para la salud, por el tipo y contenido de metabolitos secundarios presentes en los frutos, como cucurbitacinas B, D, E e I (Salazar *et al.*, 2017) y más de 26 compuestos fenólicos como ácidos: gálico, clorogénico, vainillico, ácido *p*-hidroxibenzoico, cafeico y *p*-cumárico, principalmente (Díaz *et al.*, 2019; Castro *et al.*, 2015; Aguiñiga *et al.*, 2019), asimismo se han identificado cuatro flavonoles (rutina, mirecetina, quercetina y galangina), dos dihidrochalconas (floreína y florizidina) y una flavanona (naringenina) (Cadena *et al.*, 2019).

La diversidad genética dentro del complejo de *Sechium* junto a los procesos de domesticación y adaptación ambiental han causado una amplia variedad de formas, tamaños, presencia o no de espinas, colores y composición bioquímica de los frutos (Avendaño- Arrazate *et al.*, 2012). Sin embargo, a pesar de esta riqueza, solo los grupos varietales *virens levis* y *nigrum spinosum* se comercializan y distribuyen a gran escala, lo que ha provocado que las poblaciones de los demás grupos hayan disminuido y se encuentren en riesgo de desaparecer. De hecho, existe poca información sobre las características morfológicas y bioquímicas postcosecha de estos grupos varietales. Por lo anterior, en esta investigación se estudiaron 10 grupos varietales de chayote, para conocer las características distintivas y con potencial de atraer la atención de los

consumidores, al mismo tiempo se describió el comportamiento postcosecha y se evaluaron diferentes tratamientos con el fin de conservar la calidad y reducir la incidencia de los problemas característicos de cada grupo varietal. Este trabajo tuvo la finalidad de dar a conocer el potencial de estos grupos varietales y promover su cultivo y comercialización, a fin de rescatarlos y conservar la variabilidad de estos recursos fitogenéticos de gran importancia para el país.

CAPITULO I. CARACTERIZACIÓN MORFOLOGICA Y BIOQUÍMICA DE LOS GRUPOS VARIETALES DE CHAYOTE [*Sechium edule* (Jacq.) Sw]

1.1 RESUMEN

México es centro de origen y domesticación del chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.] (Cucurbitaceae), y cuenta con la mayor diversidad biológica en el mundo, y a partir de su distribución geográfica y plasticidad se ha generado una amplia diversidad biológica creando un complejo intraespecífico. Los caracteres morfológicos, tales como el color, forma, tamaño, sabor y espinas facilitan su distinción visual como grupos varietales. Las características bioquímicas, tales como el contenido de pigmentos, terpenos, flavonoides, Azúcares y sólidos solubles, que explican la diversidad de sabor entre los grupos varietales. Los grupos *virens levis* y *nigrum spinosum* son los tipos de mayor comercialización nacional y de exportación; sin embargo, falta realizar estudios para los demás grupos varietales. En este capítulo se presentan los resultados de caracterización morfológica y bioquímica de 10 grupos varietales de *S. edule*, con el fin de identificar atributos que resulten atractivos a los consumidores y fomentar la aceptabilidad comercial de variedades y morfotipos menos conocidos, además de contribuir al conocimiento para el futuro mejoramiento genético de las variedades que promueva su uso y conservación. Grupos varietales como *a. levis*, *a. dulcis*, y algunos morfotipos de *n. xalapensis*, al ser pequeños resultan más fácil de manejar por los consumidores; los grupos *nigrum* pueden promoverse por su mayor cantidad de compuestos antioxidantes como clorofilas y carotenos. Por su parte, los grupos *albus* la principal característica es el sabor dulce y mayor contenido de azúcar y SST de la pulpa.

Palabras claves: Grupos varietales, caracterización, clasificación

1.2 ABSTRACT

Mexico is the center of origin and domestication of chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.] (Cucurbitaceae), and has the greatest biological diversity in the world, and from its geographical distribution and plasticity, a wide biological diversity has been generated, creating an intraspecific complex. Morphological characters, such as color, shape, size, flavor and spines, facilitate their visual distinction as varietal groups. The biochemical characteristics, such as the content of pigments, terpenes, flavonoids, sugars and soluble solids, that explain the diversity of flavor between the varietal groups. The *virens levis* and *nigrum spinosum* groups are the types with the highest national and export sales; however, studies are needed for the other varietal groups. This chapter presents the results of morphological and biochemical characterization of 10 varietal groups of *S. edule*, in order to identify attributes that are attractive to consumers and promote the commercial acceptability of lesser-known varieties and morphotypes, in addition to contributing to the knowledge for the future genetic improvement of the varieties that promotes their use and conservation. Varietal groups such as *a. levis*, *a. dulcis*, and some morphotypes of *n. xalapensis*, being small, they are easier to handle by consumers; nigrum groups can be promoted by their higher amount of antioxidant compounds such as chlorophylls and carotenes. On the other hand, the main characteristic of the *albus* groups is the sweet taste and higher content of sugar and SST of the pulp.

Keywords: varietal groups, characterization, classification

1.3 INTRODUCCIÓN

El género *Sechium* P. Br. cuenta con 11 especies de las cuales nueve son silvestres y dos son cultivadas (*S. tacaco* y *S. edule*) (Lira,1996). Existe una amplia variabilidad dentro del complejo de *Sechium* de México, pero es posible distinguir diferentes grupos varietales con base en el tamaño, color, forma y ausencia o presencia de espinas (Avendaño-Arrazate *et al.*, 2012; Castro *et al.* 2015; Cadena-Iñiguez *et al.*, 2021).

El chayote comestible [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.] (Cucurbitaceae) tiene su centro de origen es México y Centroamérica, donde se ha cultivado desde la época precolombina, y actualmente se cultiva en muchas regiones tropicales y subtropicales del mundo (Barrera-Guzmán *et al.*, 2021). México cuenta con la mayor diversidad biológica de chayotes del mundo, donde tiene importancia social, económica, cultural y ambiental. El valor comercial del chayote es sobresaliente, debido a la alta productividad, el valor comercial y la generación de empleo en las zonas productoras (Avendaño-Arrazate *et al.*, 2010). Según datos del SIAP, en 2019 México tuvo una producción de 195,191.52 t, en donde Veracruz produjo el 85 % del total, seguido de Michoacán, Jalisco y San Luis Potosí.

Las variaciones fenotípicas y químicas dentro y entre las poblaciones de la misma especie pueden darse en la morfología de los frutos, flores, racimos, hojas y semillas (Vafae *et al.*, 2017). Estas pueden explicarse mediante procesos de microevolución, donde la combinación de la plasticidad genética, la deriva fenotípica y factores ambientales dan como resultado fenotipos con características morfológicas y químicas específicas (Poljak *et al.*, 2021). Hernández-Salinas *et al.* (2019) consideran que estas variaciones están asociadas al proceso de domesticación, ya que los productores se enfocan en la selección de frutos con determinadas características como la productividad de la planta, tamaño del fruto, calidad, contenido y color de la pulpa. La amplia diversidad fenotípica de las poblaciones revela la riqueza genética de las especies, esta variabilidad es importante para el aprovechamiento adecuado y la conservación de las especies (Daničić *et al.*, 2018).

En los últimos años, el consumo de alimentos registra una tendencia hacia la dieta en frutas, hortalizas, y un incremento en la demanda de alimento que contengan

compuestos bioactivos naturales, los cuales tienen un papel fisiológico ya que poseen propiedades antioxidantes, antifúngicas, antiinflamatorias, antidiabética, anticancerígenas y antibacterianas (Banwo *et al.*, 2021). Las cucurbitáceas son una fuente importante de polifenoles, taninos, cucurbitacinas, carotenoides, terpenoides y saponinas, además son buena fuente de proteínas, fibra dietética, minerales y vitaminas. (Rolink y Olas, 2020). Otros aspectos fundamentales en la preferencia de los consumidores y la aceptabilidad comercial de los frutos han marcado la importancia de los parámetros externos, tales como la apariencia visual, la madurez, tamaño (longitud y diámetro), peso, color de la epidermis y la ausencia de defectos como magulladuras o enfermedades y los factores internos de calidad como la textura, los nutrientes, el sabor y la ausencia de defectos (Mohd Ali *et al.*, 2017).

En el caso de los grupos varietales comestibles de *S. edule*, a pesar de su gran diversidad, la mayoría se comercializa en mercados locales, mientras que solo los grupos *virens levis* y *nigrum spinosum* se comercializan en el mercado nacional e internacional, siendo el chayote liso (*virens levis*) el de mayor demanda (Avendaño-Arrazate, 2018). Debido a lo anterior, la mayor parte de las investigaciones se han realizado en el grupo varietal *virens levis* mientras en los demás grupos la información es escasa. Con base en los planteamientos anteriores, el objetivo general de este estudio fue realizar la caracterización morfológica y bioquímica de diferentes grupos varietales de chayote para fomentar la comercialización, consumo, mejoramiento genético y favorezca su conservación.

1.4 MATERIALES Y MÉTODOS

Material Vegetal

Los frutos de chayote de *S. edule* var. *nigrum minor*, *virens levis*, *albus levis*, *albus dulcis*, *albus minor*, *albus levis gigante*, *nigrum xalapensis*, *nigrum spinosum* y *albus spinosum* fueron cosechados del Banco Nacional de Germoplasma de *Sechium edule* en México (BANGESe) localizado en Veracruz, México (19°08'48''N y 97°57' 00''O). El tipo de vegetación es bosque nuboso de montaña (altitud de 1340 m), con temperatura media anual de 19-22 °C, 85-90 % de humedad relativa y precipitación media anual de 2250 mm. Los suelos son luvisol vítrico, ricos en materia orgánica, bajos en calcio y altos en nutrientes de hierro, manganeso y zinc, con fertilidad moderada, textura gruesa y fragmentos de vidrio volcánico (pH 4.3-6.5).

Las plantas crecieron en las mismas condiciones de riego y nutrición. La cosecha se realizó en septiembre, en madurez hortícola (18 ± 2 d después de la antesis) (Cadena-Iñiguez *et al.*, 2011), eligiendo frutos sin daños físicos o plagas aparentes. Posteriormente, los frutos se transportaron al laboratorio de Fruticultura del Colegio de Postgraduados (COLPOS) campus Montecillo para los análisis.

Variables evaluadas

Tamaño y Forma. La forma del fruto se determinó mediante la observación visual global, entre las formas: piriforme, alargada, redonda y ovoide. Para el tamaño, se midió el largo desde la hendidura hasta el ápice, el ancho y el grosor se midieron en la región ecuatorial, el resultado se reportó en cm, obtenido mediante un vernier digital (Castro *et al.*, 2015).

Peso. Se determinó mediante una balanza digital (Setra® modelo SI-2000S, EE.UU.) con precisión de 0.01 g (Valcárcel *et al.*, 2018).

Tamaño de Estomas, Frecuencia e Índice Estomático. Para esto, se siguió el método de impresiones epidérmicas no destructiva (Wu y Zhao, 2017). Los frutos se lavaron y limpiaron con acetona al 80 % (v/v), se colocó una gota de esmalte de uñas sobre 1 cm² de la epidermis y se dejó secar para obtener una impresión positiva, la cual fue observada en un microscopio óptico.

Para determinar el tamaño de estomas se midió la longitud de las células oclusivas. Se realizaron n=30 mediciones en fotografías a 40X, el tamaño se expresó en μm . El número de estomas se determinó tomando n=30 fotografías al azar de impresiones de la región ecuatorial de 3 frutos diferentes con el objetivo 10X. Lo anterior representó un área de 1.552 mm^2 . El número de células epidérmicas se determinó tomando n=20 fotografías al azar de impresiones de tres frutos diferentes observadas a 40X, las cuales representaron un área de 0.094 mm^2 . Para la medición del tamaño y conteo de estomas y células se utilizó el software ImageJ®. El cálculo de índice estomático se realizó según Salisbury (1928), que estable lo siguiente:

$$I = (S / E + S) \times 100$$

Donde:

I= índice estomático, S= número de estomas por unidad de área, E= número de células epidérmicas por la misma unidad de área

Color de Fruto. Se midió con un colorímetro (3NH TECHNOLOGY CO., LTD, modelo NR20XE, China). Se tomaron valores de luminosidad (L= 0: oscuro, 100: blanco), a^* (valor negativo: verde, valor positivo: rojo) y b^* (valor negativo: azul, valor positivo: amarillo), realizando mediciones en el área ecuatorial de n=20 frutos por variedad. El color se expresó como Luminosidad, a^* , b^* , Hue ($\tan^{-1} (b^* / a^*)$) y Chroma ($a^{*2} + b^{*2}$)^{1/2} con estos dato se calculó el Índice de color (Zhou *et al.*, 2010).

$$\text{Índice de color (IC}^*) = \frac{a \times 1000}{L \times b}$$

Contenido de Clorofila y Carotenoides. Se tomaron 2 g de la epidermis del fruto, se colocaron en un frasco con tapa, se agregaron 10 mL de acetona al 80 % (v / v) y se almacenaron en condiciones de oscuridad por 24 h a temperatura ambiente. Después, el extracto se midió a tres longitudes de onda 470, 646 y 663 nm en un espectrofotómetro UV (Thermo Scientific™, modelo GENESYS™ 10UV). Las concentraciones se expresaron como mg g^{-1} en peso fresco, considerando las siguientes ecuaciones (Lichtenthaler, 1987):

$$\text{Clorofila a: } C_a = (12.25 * A_{663} - 2.79 * A_{646})$$

Clorofila b: $C_b = (21.50 * A_{646} - 5.10 * A_{663})$

Clorofila Total: $C_{a+b} = (7.15 * A_{663.2} + 18.71 * A_{646.8})$

Carotenoides Totales: $C_{x+c} = \frac{1000 * A_{470} - 1.82 * C_a - 8.52 * C_b}{198}$

Acidez Titulable. Se determinó mediante el método volumétrico de la AOAC (1990) para esto se maceraron 3 g del fruto (pericarpio y mesocarpio) con 30 mL de agua destilada, se tituló con NaOH 0.1 N, utilizando fenolftaleína como indicador. El resultado se expresó como porcentaje de ácido cítrico.

Sólidos Solubles Totales (TSS). Se extrajo jugo del mesocarpio de los fruto y se determinó directamente, el contenido de TSS con un refractómetro digital (Atago PAL-1®, Japón), el resultado se expresó como ° Brix. (Khan *et al.*, 2022)

Azúcares Totales. Para esto se siguió lo descrito por Dubois *et al.* (1956). Brevemente, se tomaron 5 g de pulpa de los frutos, se picaron finamente y colocaron en un matraz con adición de 60 mL de etanol al 80 % (v/v). Posteriormente, las muestras se concentraron en ebullición lenta en una parrilla de agitación magnética hasta obtener un volumen aproximado de 10 mL, la solución se decantó y el sobrenadante se guardó para el análisis. Se realizó una dilución sobrenadante/agua destilada (1:100), se toman 0.3 mL de la solución diluida, se agregaron 0.3 mL de fenol al 5 % (v / v) y 1.5 mL de ácido sulfúrico concentrado 95 % (v/v), posteriormente se midió la absorbancia a 490 nm en un espectrofotómetro UV (Thermo Scientific™, modelo GENESYS™ 10UV). Se realizaron nueve repeticiones por variedad y el resultado se expresó como porcentaje de Azúcares totales. Se elaboró una curva de calibración, utilizando como estándar glucosa al 95 % (p / v).

$$\text{Azúcares totales} = \frac{y - 0.0271}{0.0091}$$

Contenido de Humedad. Se tomaron rodajas de 1 cm de espesor del centro de los frutos sin epidermis ni semilla y se colocaron en una estufa mecánica de convección (Imperial V mechanical and gravity convention, E.E. U.U.) a 70°C hasta obtener un peso seco constante (Ramírez-Rodas *et al.*, 2021). El resultado se expresó como porcentaje de humedad, obtenido mediante la siguiente ecuación:

$$\text{Humedad (\%)} = \frac{\text{Peso inicial} - \text{Peso seco constante}}{\text{Peso inicial}} \times 100$$

Análisis Estadístico. Los datos se expresaron como media \pm error estándar. Los valores de color se midieron en 20 frutos diferentes. Para las variables de acidez, Azúcares totales, SST, clorofilas y carotenoides, se realizaron nueve repeticiones. Para la caracterización estomática y medición del tamaño de estomas se realizaron 30 repeticiones, mientras para el conteo de células epidérmicas se realizaron 20 repeticiones. En los grupos varietales *v. levis*, *n. spinosum* y *n. xalapensis* que contenían más de un morfotipo se agregaron los valores mínimos y máximos de las variables analizadas con el fin de mostrar la variabilidad que existe dentro de un mismo grupo. Los análisis se realizaron por Kruskal-Wallis ($\alpha=0.05$) mediante el software R (versión 4.0.2).

La variación bioquímica y morfológica se estudió a través del análisis de componentes principales (ACP), que permite la estructuración de datos multivariados de una población y determinar las características bioquímicas y morfológicas que más aportan a la variabilidad. Se utilizaron las medias de las variables: humedad, clorofila a, clorofila b, carotenoides, SST, acidez titulable, Azúcares y los índices de color y estomático. Además, se generó un dendrograma mediante el agrupamiento por enlazamiento completo, con base en las características morfológicas y bioquímicas de los frutos. Para esto se utilizaron las paqueterías `ade4` y `cluster.datasets` del software R (versión 4.0.2).

1.5 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Sechium edule var. *albus minor*

La forma es semiesférica, sin presencia de surcos y con hendidura basal es muy superficial. El fruto es muy pequeño de 23.44 g y con un tamaño de 3.05 a 4.27 cm de largo, 2.71 a 3.85 cm de ancho y de 2.46 a 3.77 cm de grosor en la parte ecuatorial, la semilla tiene un tamaño de 2.05 cm de largo y 1.69 cm de ancho (**Figura 1**). El índice estomático es de 0.504 %, con un promedio de 11.30 estomas / mm², 28.70 µm de largo (**Cuadro 1**) (**Figura 2**). La epidermis del fruto es glabra amarillo cremoso (**Cuadro 2**), con mesocarpio blanco. Al igual que en otras variedades de *albus*, tampoco se detectó contenido de clorofilas ni carotenoides en la epidermis. La pulpa es de baja acidez (0.14 %) y contenido de humedad de 90.97 %. Comparada con otras variedades de chayote, el contenido de Azúcares totales y SST es ligeramente más alto con 2.38 y 5.42 % de °Bx, respectivamente (**Cuadro 3**).



Figura 1. Variación en color, forma y tamaño de frutos de *Sechium edule* var. *albus minor*. Barra de escala = 3 cm.

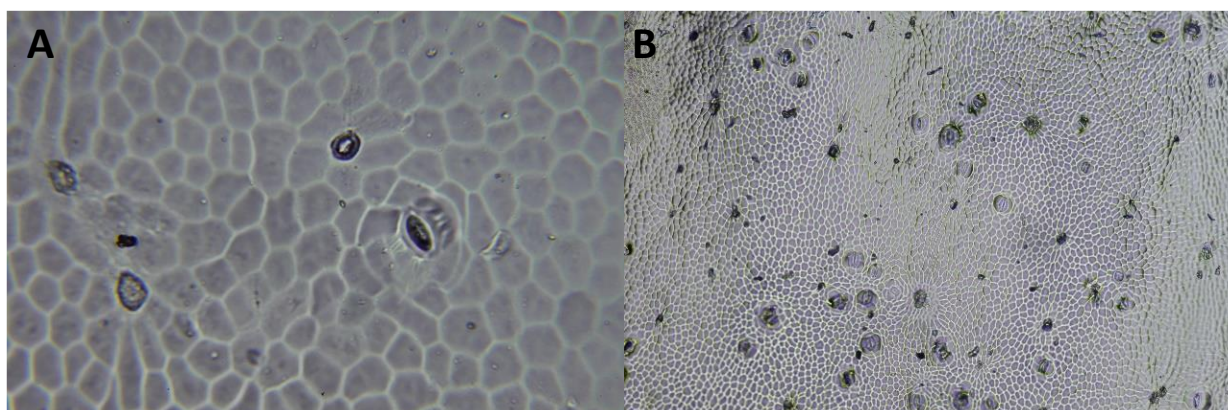


Figura 2. Estomas de *Sechium edule* var. *albus minor*. A: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 40X, B: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 10X.

Cuadro 1. Caracterización estomática de *Sechium edule* var. *albus minor* número de células epidérmicas (media \pm error estándar, n=20), tamaño y número de estomas (media \pm error estándar, n= 30).

Tamaño de estomas (μm)	Frecuencia de estomas (estomas / mm^2)	Frecuencia de células epidérmicas (células / mm^2)	Índice estomático (%)	Pérdida de peso (%) día 7
28.70 \pm 0.72	11.30 \pm 1.36	2228.72 \pm 45.78	0.504	20.46

Cuadro 2. Valores de los espectros de color del fruto *Sechium edule* var. *albus minor* (media \pm error estándar, n=20).

L	a*	b*	Chroma	Hue	Índice
99.99 \pm 0.00	-0.78 \pm 0.40	44.39 \pm 1.71	45.07 \pm 1.84	91.05 \pm 0.52	-0.184 \pm .099

Cuadro 3. Caracterización fisicoquímica de *Sechium edule* var. *nigrum minor* (media \pm error estándar, n= 9).

Peso fresco (g)	Humedad (%)	Pigmentos (mg g^{-1} p.f.)				SST ($^{\circ}\text{Bx}$)	Acidez titulable (%)	Azúcares totales (%)
		C_a	C_b	C_a+C_b	C_{x+c}			
23.44 \pm 0.64	90.97 \pm 0.48	0.001 \pm 0.00	ND	0.001 \pm 0.00	ND	5.42 \pm 0.10	0.14 \pm 0.00	2.38 \pm 0.12

Sechium edule* var. *albus levis

La forma del fruto es periforme, tiene cinco surcos no muy marcados y hendidura basal marcada. El fruto es pequeño con un peso de 114.37 g y un tamaño de 5.77 a 8.50 cm de largo, 5.30 a 6.93 cm de ancho y de 4.76 a 5.89 cm de grosor en la parte ecuatorial, la semilla tiene un tamaño promedio de 3.52 cm de largo y 2.85 cm de ancho (**Figura 3**). El índice estomático (0.190) es muy bajo comparado con otras variedades, con un promedio de 6.89 estomas / mm^2 y un tamaño de 29.47 μm de largo (**Cuadro 4**) (**Figura 4**). La epidermis es glabra, de color amarillo cremoso (**Cuadro 5**), con mesocarpio blanco. Al igual que en otras variedades de *albus*, tampoco se detectaron clorofilas ni carotenoides en la epidermis. La pulpa es de baja acidez (0.11 %) y el contenido de humedad es de 91.99 %. El contenido de Azúcares y SST oscila de 2.39% y 5.26 $^{\circ}\text{Bx}$, y

es ligeramente alto comparado con otras variedades de chayote de epidermis color verde (Cuadro 6).



Figura 3. Variación en color, forma y tamaño de *Sechium edule* var. *albus levis*. Barra de escala = 5 cm.

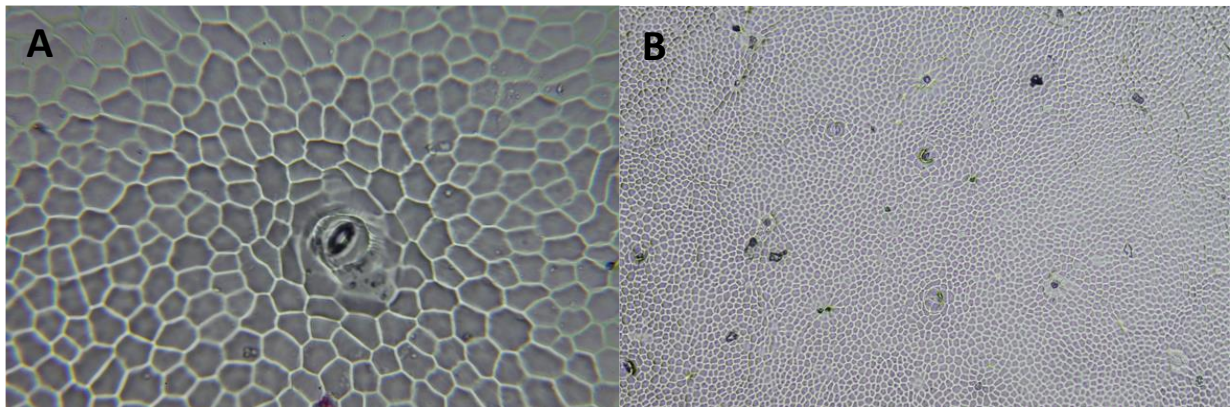


Figura 4. Estomas de frutos en variedades de frutos de *Sechium edule* var. *albus levis*. A: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 40X, B: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 10X.

Cuadro 4. Caracterización estomática de *Sechium edule* var. *albus levis*, número de células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y número de estomas (media \pm error estándar, n= 30).

Tamaño de estomas (μm)	Frecuencia de estomas (estomas / mm^2)	Frecuencia de células epidérmicas (células / mm^2)	Índice estomático (%)	Pérdida de peso (%) día 7
29.47 \pm 0.812	6.89 \pm 0.495	3612.77 \pm 118.469	0.190	10.23

Cuadro 5. Valores de los espectros de color de *Sechium edule* var. *albus levis* (media \pm error estándar, n=20).

L	a*	b*	Chroma	Hue	Índice
99.99 \pm 0.00	-3.447 \pm 0.60	41.757 \pm 2.03	42.034 \pm 1.98	95.588 \pm 1.09	-0.987 \pm 0.19

Cuadro 6. Caracterización fisicoquímica de *Sechium edule* var. *albus levis* (media \pm error estándar, n= 9).

Peso fresco (g)	Humedad (%)	Pigmentos (mg g ⁻¹ p.f.)				SST (°Bx)	Acidez titulable (%)	Azúcares totales (%)
		C _a	C _b	C _a +C _b	C _{x+c}			
114.37 \pm 11.30	91.99 \pm 0.18	ND	ND	ND	ND	5.26 \pm 0.104	0.11 \pm 0.004	2.39 \pm 020

Sechium edule* var. *albus dulcis

La forma de los frutos es periforme, con cinco surcos y hendidura basal no muy marcadas, algunos frutos de la variedad tienen una densidad media o baja de espinas. El fruto es mediano con un peso de 87.20 g de y un tamaño de 7.74 a 9.56 cm de largo, 4.17 a 5.28 cm de ancho y de 3.62 a 4.48 cm de grosor en la parte ecuatorial, la semilla tiene un tamaño promedio de 3.50 cm de largo y 1.76 cm de ancho (**Figura 5**). El índice estomático es de 0.444, con un promedio de 19.52 estomas / mm² y un tamaño de 28.80 μ m de largo (**Cuadro 7**) (**Figura 6**). El color de la epidermis es amarillo crema, con mesocarpio blanco (**Cuadro 8**). Al igual que en otras variedades de *albus*, tampoco se detectaron clorofilas a y b ni carotenoides en la epidermis. La pulpa tiene una acidez baja (0.18 %), aunque es la más alta de las variedades mientras la humedad (81.23 %) es la más baja. El contenido de Azúcares y SST es alto de 2.55 % y 5.56 °Bx respectivamente (**Cuadro 9**).



Figura 5. Variación en color, forma y tamaño de *Sechium edule* var. *albus dulcis*. Barra de escala = 5 cm.

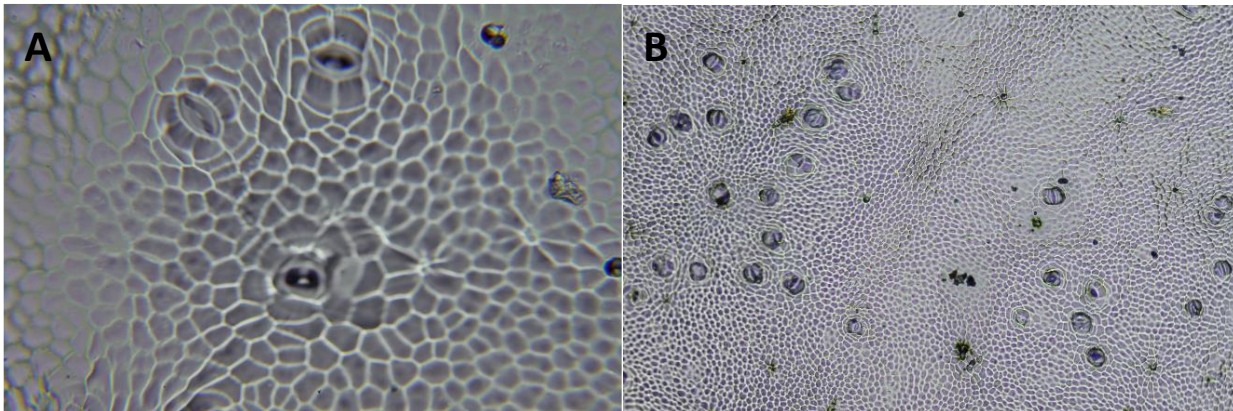


Figura 6. Estomas de *Sechium edule* var. *albus dulcis*. A: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 40X, B: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 10X

Cuadro 7. Caracterización estomática de *Sechium edule* var. *albus dulcis* número de células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y numero de estomas (media \pm error estándar, n= 30).

Tamaño de estomas (μm)	Frecuencia de estomas (estomas / mm^2)	Frecuencia de células epidérmicas (células / mm^2)	Índice estomático (%)	Pérdida de peso (%) día 7
28.804 \pm 0.789	19.523 \pm 1.035	4371.80 \pm 188.750	0.444	10.78

Cuadro 8. Valores de los espectros de color de *Sechium edule* var. *albus dulcis* (media \pm error estándar, n=20).

L	a*	b*	Chroma	Hue	Índice
99.990 \pm 0.00	0.526 \pm 0.24	49.624 \pm 1.15	49.638 \pm 1.14	89.44 \pm 0.32	0.088 \pm 0.056

Cuadro 9. Caracterización fisicoquímica de *Sechium edule* var. *albus dulcis* (media \pm error estándar, n= 9).

Peso fresco (g)	Humedad (%)	Pigmentos (mg g ⁻¹ p.f.)				SST (°Bx)	Acidez titulable (%)	Azúcares totales (%)
		C _a	C _b	C _a +C _b	C _{x+c}			
87.20 \pm 1.74	81.23 \pm 0.78	ND	ND	ND	0.001 \pm 0.00	5.56 \pm 0.16	0.18 \pm 0.007	2.55 \pm 0.28

Sechium edule* var. *albus spinosum

La forma de los frutos es redonda, presenta una alta densidad de espinas y hendidura basal no muy marcadas. El fruto es mediano con un peso de 214.08 g de y un tamaño de 7.30 a 7.90 cm de largo, 6.70 a 7.70 cm de ancho y de 6.3 a 7.20 cm de grosor en la parte ecuatorial (**Figura 7**). El índice estomático es muy bajo de 0.142, con un promedio de 5.73 estomas / mm² y un tamaño de 31.44 μ m de largo (**Cuadro 10**) (**Figura 8**). El color de la epidermis es amarillo crema, con mesocarpio blanco (**Cuadro 11**). Al igual que en otras variedades de *albus*, el contenido de clorofilas y carotenoides en la epidermis es muy bajo. La pulpa tiene una acidez baja (0.14 %), mientras la humedad (90.82 %). El contenido de Azúcares y SST es alto de 2.58 % y 5.02 °Bx respectivamente (**Cuadro 12**).



Figura 7. Variación en color, forma y tamaño de *Sechium edule* var. *albus spinosum*. Barra de escala = 5 cm.

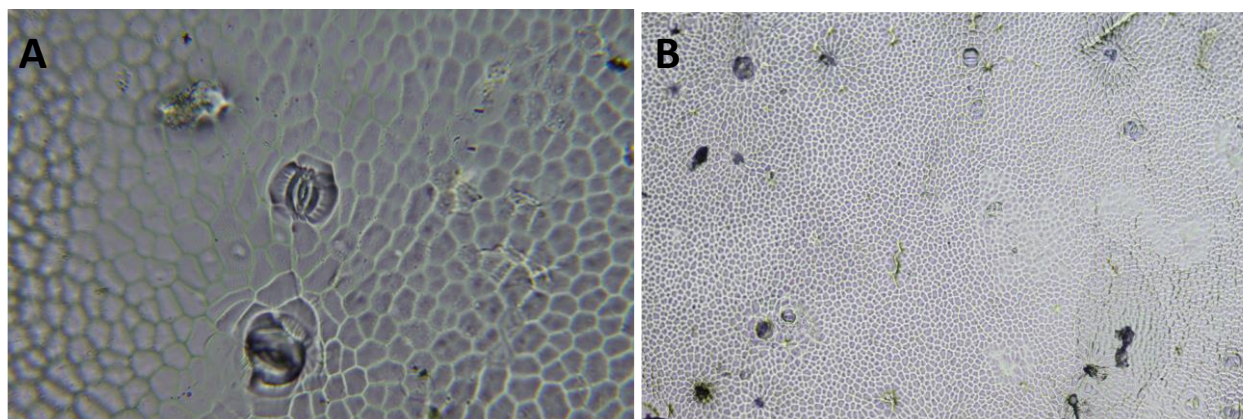


Figura 8. Estomas de *Sechium edule* var. *albus spinosum*. A: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 40X, B: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 10X.

Cuadro 10. Caracterización estomática de *Sechium edule* var. *albus spinosum* número de células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y número de estomas (media \pm error estándar, n= 30).

Tamaño de estomas (μm)	Frecuencia de estomas (estomas / mm^2)	Frecuencia de células epidérmicas (células / mm^2)	Índice estomático (%)	Pérdida de peso (%) día 7
31.44 \pm 0.921	5.73 \pm 0.54	4017.29 \pm 65.70	0.142	15.19

Cuadro 11. Valores de los espectros de color de *Sechium edule* var. *albus spinosum* (media \pm error estándar, n=20).

L	a*	b*	Chroma	Hue	Índice
89.223 \pm 0.691	2.585 \pm 0.307	38.808 \pm 0.391	38.916 \pm 0.398	86.23 \pm 0.439	0.744 \pm 0.087

Cuadro 12. Caracterización fisicoquímica de *Sechium edule* var. *albus spinosum* (media \pm error estándar, n= 9).

Peso fresco (g)	Humedad (%)	Pigmentos (mg g^{-1} p.f.)				SST ($^{\circ}\text{Bx}$)	Acidez titulable (%)	Azúcares totales (%)
		C_a	C_b	C_a+C_b	C_{x+c}			
214.08 \pm 6.579	90.82 \pm 0.19	0.001 \pm 0.000	ND	0.001 \pm 0.000	0.001 \pm 0.000	5.02 \pm 0.300	0.14 \pm 0.004	2.58 \pm 0.15

Sechium edule* var. *albus levis gigante

La forma del fruto es periforme, con presencia de surcos no muy marcados y hendidura basal muy marcada. El fruto es grande con un peso promedio de 415.32 g, con un tamaño de 10.14 a 13.16 cm de largo, 8.05 a 10.08 de ancho y de 7.06 a 8.59 cm de grosor en la parte ecuatorial, la semilla tiene un tamaño promedio de 5.12 cm de largo y 3.44 cm de ancho. (**Figura 9**). El índice estomático es bajo de 0.248, con un promedio de 17.35 estomas / mm², de 24.00 μm de largo (**Cuadro 13**) (**Figura 10**). La epidermis es glabra de color amarillo cremoso (**Cuadro 14**), con mesocarpio blanco. No se detectaron carotenoides en la epidermis y el contenido de clorofila total es muy bajo (0.001 mg g⁻¹). La pulpa es de baja acidez (0.11 %), y es menor comparada con otras variedades. La humedad es de 93.02 %. El contenido de Azúcares y SST es de 1.51% y 5.18°Bx respectivamente (**Cuadro 15**).



Figura 9. Variación en color, forma y tamaño de frutos de *Sechium edule* var. *albus levis gigante*. Barra de escala = 5 cm

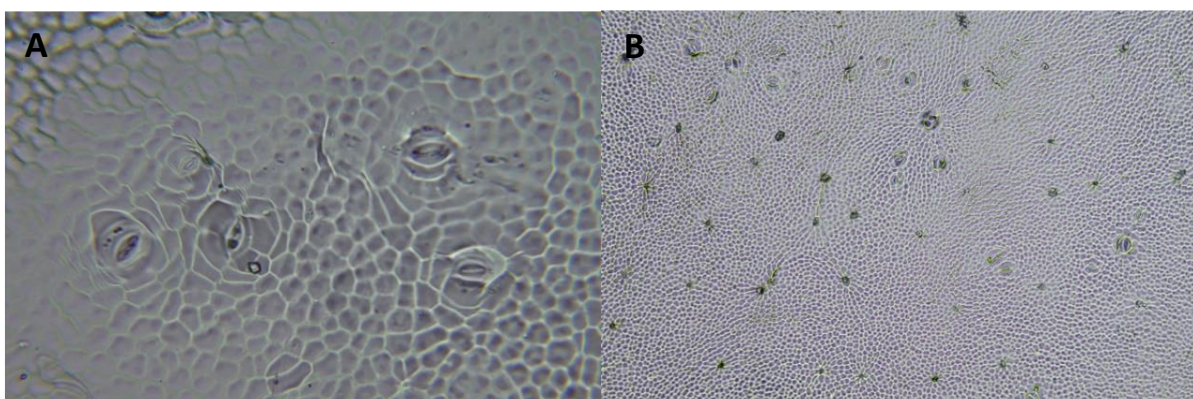


Figura 10. Estomas de frutos de *Sechium edule* var. *albus levis gigante*. A: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 40X, B: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 10X.

Cuadro 13. Caracterización estomática del fruto *Sechium edule* var. *albus levis gigante* número de células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y número de estomas (media \pm error estándar, n= 30).

Tamaño de estomas (μm)	Frecuencia de estomas (estomas / mm^2)	Frecuencia de células epidérmicas (células / mm^2)	Índice estomático (%)	Pérdida de peso (%) día 7
24.00 \pm 0.67	17.35 \pm 0.54	6968.62 \pm 151.60	0.248	5.69

Cuadro 14. Valores de los espectros de color del fruto *Sechium edule* var. *albus levis gigante* (media \pm error estándar, n=20).

L	a*	b*	Chroma	Hue	Índice
99.99 \pm 0.00	-3.846 \pm 0.585	39.071 \pm 1.517	39.367 \pm 1.478	96.051 \pm 1.017	-1.071 \pm 0.181

Cuadro 15. Caracterización fisicoquímica del fruto *Sechium edule* var. *albus levis gigante* (media \pm error estándar, n= 9).

Peso fresco (g)	Humedad (%)	Pigmentos (mg g^{-1} p.f.)				SST ($^{\circ}\text{Bx}$)	Acidez titulable (%)	Azúcares totales (%)
		C _a	C _b	C _a +C _b	C _{x+c}			
415.32 \pm 21.13	93.02 \pm 0.19	0.001 \pm 0.00	ND	0.001 \pm 0.00	ND	5.18 \pm 0.237	0.11 \pm 0.005	1.51 \pm 0.05

Sechium edule* var. *virens levis

Se caracterizaron dos morfotipos de esta variedad A-B, caracterizada por tener la epidermis glabra de color verde claro y brillante. La forma de los frutos es periforme con cinco surcos no muy marcados y hendidura basal marcada. El tamaño es variable ya que el morfotipo B es pequeño con un peso de 95.72 g y un tamaño de 7.68 a 10.30 cm de largo, 4.71 a 6.97 cm de ancho y de 4.18 a 5.35 cm de grosor en la parte ecuatorial, mientras que el morfotipo A es grande con un peso de 339.71 g y un tamaño de 10.33 a 12.50 cm de largo, 6.27 a 8.80 cm de ancho y de 5.80 a 7.56 cm de grosor (**Figura 11**). El índice estomático es bajo de 0.380, con un promedio de 16.71 estomas / mm^2 y 22.14 μm de largo, el índice es mayor en el morfotipo A (0.491) que en el B (0.235), con una frecuencia y el tamaño de estomas de 24.36 estomas / mm^2 y 26.83 estomas / mm^2

respectivamente, mientras que el morfotipo B tiene 9.06 estomas / mm² y 17.45 estomas / mm² (**Cuadro 16**) (**Figura 12-13**). El color de la epidermis en ambos morfotipos es verde claro (**Cuadro 17**), con mesocarpio verde claro. El contenido total de clorofilas en la epidermis es de 0.033 mg g⁻¹, predominando la clorofila a (0.023 mg g⁻¹) sobre la b (0.010 mg g⁻¹), mientras el contenido de carotenoides es bajo (0.005 mg g⁻¹), el contenido de clorofilas totales es mayor en el morfotipo A (0.047 mg g⁻¹) que en el B (0.022 mg g⁻¹), estas diferencias también se reflejan en el color más intenso del morfotipo A. La variedad tiene 0.13 % de acidez, 95.34 % de humedad, 2.17 % de Azúcares y 4.82 °Bx. El contenido de acidez y humedad, son mayores en el morfotipo A (0.14 % y 96.31 %) que en el B (0.12 % y 94.41 %), mientras los Azúcares totales y SST son superiores en el morfotipo B (2.49 % y 5.38 °Bx) que en el A (1.86 % y 4.35 °Bx) (**Cuadro 18**).



Figura 11. Variación en color, forma y tamaño de morfotipos A y B de *Sechium edule* var. *virens levis*. Barra de escala = 5 cm.

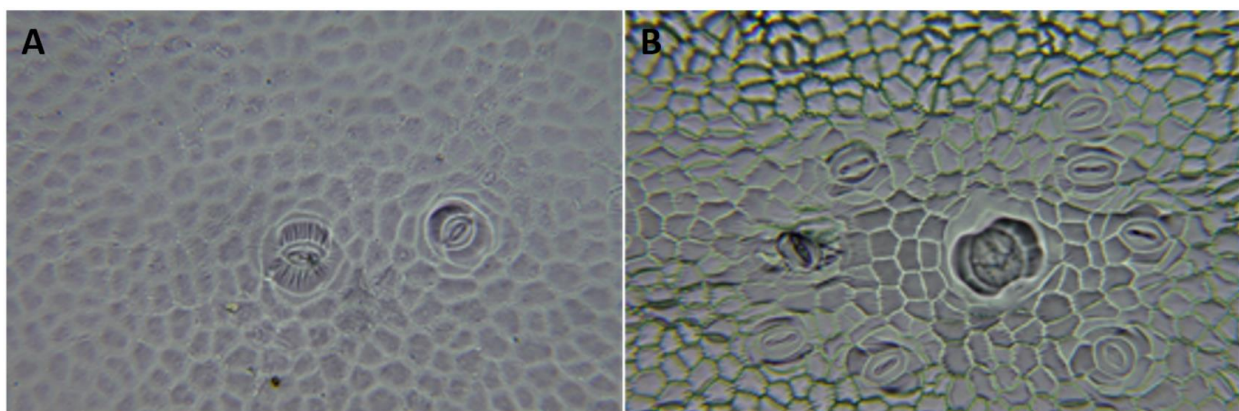


Figura 12. Estomas de *Sechium edule* var. *virens levis*, donde: A) Morfotipo A y B) Morfotipo B. Las micrografías se obtuvieron con microscopía óptica a 40X.

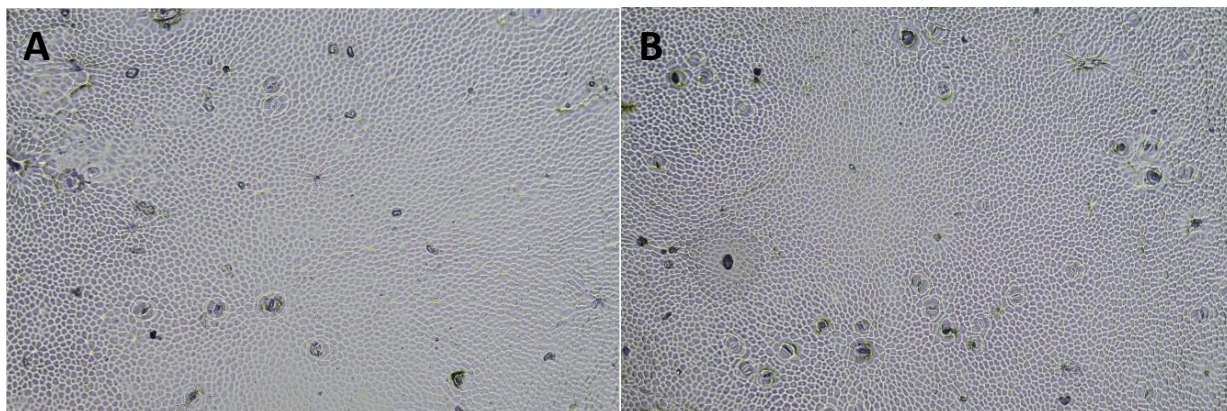


Figura 13. Estomas de *Sechium edule* var. *virens levis*, donde: A) Morfotipo A y B) Morfotipo B. Las micrografías se obtuvieron con microscopía óptica a 10X.

Cuadro 16. Caracterización estomática dentro del grupo *Sechium edule* var. *virens levis* número de células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y número de estomas (media \pm error estándar, n= 30).

Valor	Tamaño de estomas (μm)	Frecuencia de estomas (estomas / mm^2)	Frecuencia de células epidérmicas (células / mm^2)	Índice estomático (%)	Pérdida de peso (%) día 7
Mín.	17.45	9.06	3834.04	0.235	6.22
Máx.	26.83	24.36	4935.10	0.491	17.58
Medía	22.14 \pm 0.983	16.71 \pm 1.55	4384.57 \pm 182.43	0.380	11.50

Cuadro 17. Valores de los espectros de color dentro del grupo *Sechium edule* var. *virens levis* (media \pm error estándar, n=20).

Valor	L	a*	b*	Chroma	Hue	Índice
Mín.	81.082	-21.113	47.620	50.049	107.890	-5.463
Máx.	87.017	-15.320	53.550	57.950	114.750	-3.363
Medía	83.36 \pm 1.065	-19.44 \pm 0.559	49.00 \pm 0.507	52.75 \pm 0.526	111.63 \pm 0.585	-4.79 \pm 0.173

Cuadro 18. Caracterización fisicoquímica dentro del grupo *Sechium edule* var. *virens levis* (media \pm error estándar, n= 9).

Valor	Peso fresco (g)	Humedad (%)	Pigmentos (mg g ⁻¹ p.f.)				SST (°Bx)	Acidez titulable (%)	Azúcares totales (%)
			C _a	C _b	C _a +C _b	C _{x+c}			
Mín.	95.72	94.41	0.016	0.006	0.022	0.004	4.35	0.12	1.86
Máx.	339.71	96.31	0.034	0.013	0.047	0.009	5.38	0.14	2.49
Medía	197.56	95.34	0.023	0.010	0.033	0.005	4.82	0.13	2.17
	\pm 21.28	\pm 0.025	\pm 0.003	\pm 0.001	\pm 0.004	\pm 0.001	\pm 0.216	\pm 0.005	\pm 0.15

Sechium edule* var. *nigrum minor

La forma del fruto es piriforme ligeramente alargada, no presenta surcos y la hendidura basal es muy superficial. El fruto es muy pequeño con un peso de 36.15 g y un tamaño de 5.02 a 7.18 cm de largo, 3.04 a 4.59 de ancho y de 3.04 a 4.07 cm de grosor en la parte ecuatorial, la semilla tiene un tamaño promedio de 2.71 cm de largo y 1.69 cm de ancho (**Figura 14**). El índice estomático es bajo de 0.272, con un promedio de 7.23 estomas / mm² y un largo de estoma de 28.03 μ m (**Cuadro 19**) (**Figura 15**). La epidermis del fruto glabra, verde oscuro (**Cuadro 20**), con mesocarpio verde claro, en algunas mediciones no se alcanzó a cubrir el haz del colorímetro debido a que el fruto es pequeño, lo que pudo ocasionar pequeños errores sistémicos en las mediciones, esto se presentó solo en este fruto, obteniendo resultados tendiendo ligeramente a tonalidades verde claro, cuando la epidermis es verde oscura. La epidermis tiene un contenido total de clorofila de 0.227 mg g⁻¹, predominando la clorofila a (0.151 mg g⁻¹) sobre la b (0.076 mg g⁻¹), con 0.044 mg g⁻¹ de carotenoides. La pulpa tiene baja acidez (0.16 %) y contenido de humedad de 90.58 %, bajo comparado con otras variedades de chayote. El contenido de Azúcares y SST es de 2.25% y 5.44 respectivamente (**Cuadro 21**).



Figura 14. Variación en color, forma y tamaño de frutos de *Sechium edule* var. *nigrum minor*. Barra de escala = 3 cm.

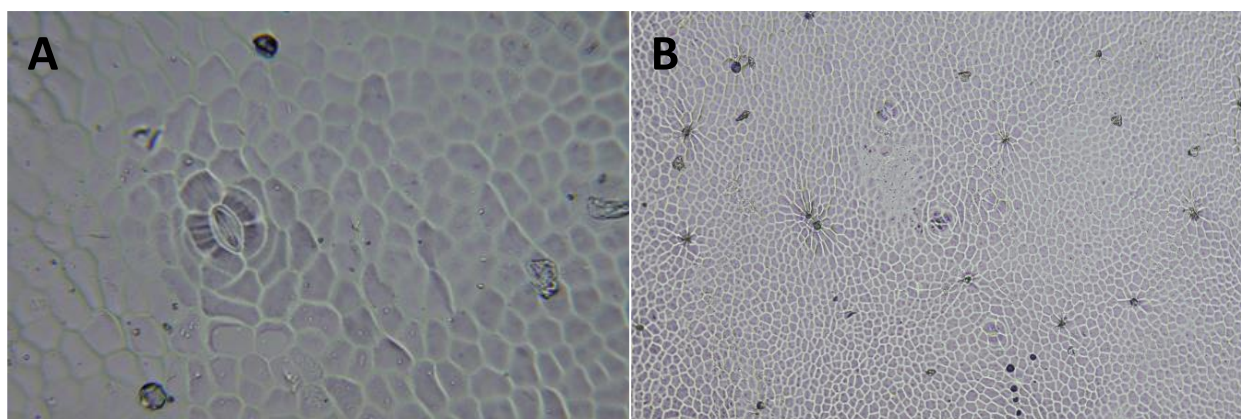


Figura 15. Estomas de *Sechium edule* var. *nigrum minor*. A: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 40X, B: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 10X.

Cuadro 19. Caracterización estomática de *Sechium edule* var. *nigrum minor* número de células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y numero de estomas (media \pm error estándar, n= 30).

Tamaño de estomas (μm)	Frecuencia (estomas / mm^2)	Frecuencia células ($\text{células} / \text{mm}^2$)	Índice estomático (%)	Pérdida de peso (%) día 7
28.03 \pm 0.85	7.23 \pm 0.60	2652.13 \pm 115.48	0.272	16.66

Cuadro 20. Valores de los espectros de color de *Sechium edule* var. *nigrum minor* (media \pm error estándar, n=20).

L	a*	b*	Chroma	Hue	Índice
50.65 \pm 0.81	-9.47 \pm 0.45	21.368 \pm 0.67	23.75 \pm 0.74	113.43 \pm 0.73	-8.87 \pm 0.44

Cuadro 21. Caracterización fisicoquímica de *Sechium edule* var. *nigrum minor* (media \pm error estándar, n= 9).

Peso fresco (g)	Humedad (%)	Pigmentos (mg g ⁻¹ p.f.)				SST (°Bx)	Acidez titulable (%)	Azúcares totales (%)
		C _a	C _b	C _a +C _b	C _{x+c}			
36.15 \pm 1.67	90.58 \pm 0.37	0.151 \pm 0.011	0.076 \pm 0.006	0.227 \pm 0.016	0.044 \pm 0.002	5.44 \pm 0.104	0.16 \pm 0.004	2.25 \pm 0.15

Sechium edule* var. *nigrum spinosum

Se describieron seis morfotipos A-F de esta variedad, caracterizada por la presencia de espinas y tonalidades verde opaco. La forma predominante es periforme ligeramente alargada; sin embargo, el morfotipo D es semiesférico. Los frutos tienen surcos no muy marcados y hendidura basal pronunciada. El tamaño de los frutos es variado, el morfotipo F es pequeño, con un peso de 96.06 g y tamaño de 7.62 cm de largo, 4.84 cm de ancho y de 4.15 cm de grosor en la parte ecuatorial mientras el morfotipo A es grande tiene un peso 506.10 g y tamaño de 15.82 cm de largo, 8.94 cm de ancho y de 5.70 cm de grosor. Los morfotipos B, C, D y E presentan una alta densidad de espinas mientras el A y D una densidad media y el F una densidad baja (**Figura 16**). El índice estomático promedio de la variedad es de 0.579, con una densidad de 24.66 estomas / mm² y 35.24 μ m de largo. Sin embargo, el morfotipo E tiene un índice de 0.934 mientras que el morfotipo A tiene un índice de 0.346, la mayor densidad de estomas la tiene el morfotipo D con 31.57 estomas / mm², la menor en el F con 13.40 estomas / mm², el tamaño del estoma es menor en el morfotipo C con 27.08 μ m de largo y mayor en el E con 37.81 μ m de largo (**Cuadro 22**) (**Figura 17-18**). El color de la epidermis va de verde claro como en los morfotipos A, C-F a verde oscuro como el morfotipo B (**Cuadro 23**), este morfotipo es el más comercializado y conocido de este grupo varietal, el mesocarpio es verde claro en todos los morfotipos.



Figura 16. Variación en color, forma y tamaño de *Sechium edule* var. *nigrum spinosum*. Barra de escala = 5 cm.

El contenido total de clorofilas en la epidermis es de 0.068 mg g^{-1} , predominando la clorofila a (0.046 mg g^{-1}) sobre la b (0.022 mg g^{-1}), con 0.013 mg g^{-1} de carotenoides, el contenido de clorofilas del morfotipo B (0.165 mg g^{-1}) es hasta 10 veces mayor al del resto de los morfotipos, esto se refleja en las diferencias de color entre el morfotipo B y el resto. La pulpa tiene una baja acidez (0.12%), y similar entre los morfotipos. La humedad es de 93.86% , siendo ligeramente mayor en el morfotipo B (95.18%) y menor en el E (92.70%). El contenido de Azúcares totales de 2.34% , es mayor en el morfotipo B (2.58%) y menor en el C y E con 1.81% en ambos. El contenido de SST de la variedad es $5.05 \text{ }^\circ\text{Bx}$, teniendo el morfotipo F el mayor ($5.96 \text{ }^\circ\text{Bx}$) y el B el menor ($4.52 \text{ }^\circ\text{Bx}$) (**Cuadro 24**).

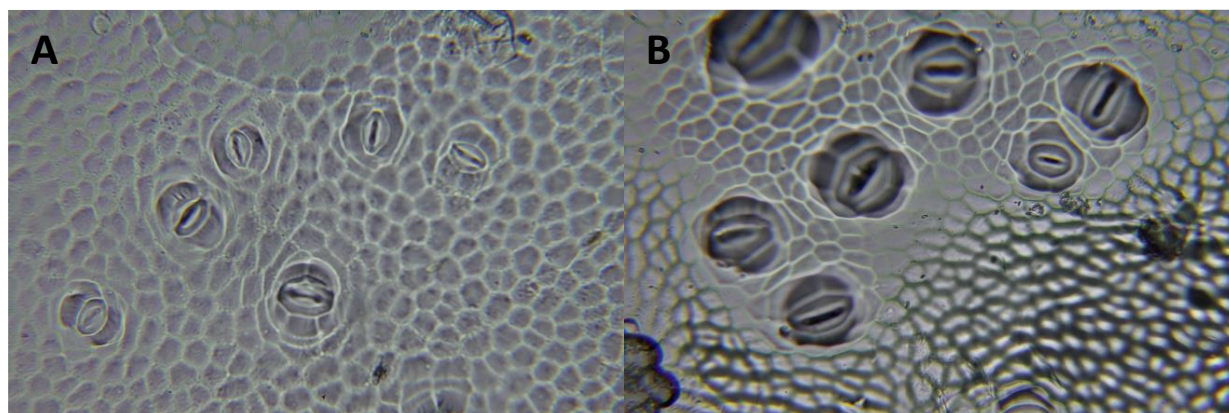


Figura 17. Estomas de *Sechium edule* var. *nigrum spinosum*, donde: A) Morfotipo B y B) Morfotipo E. Las micrografías se obtuvieron con microscopía óptica a 40X.

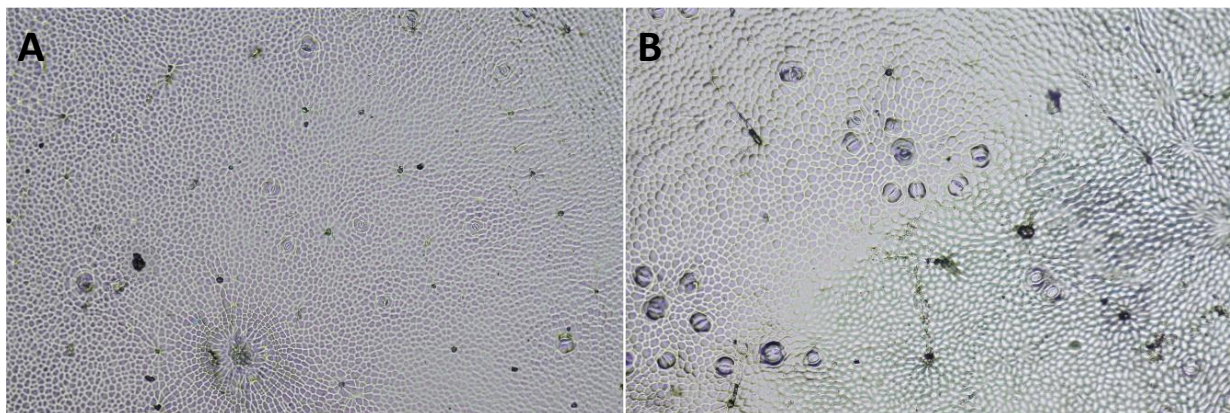


Figura 18. Estomas de *Sechium edule* var. *nigrum spinosum*, donde: A) Morfotipo C y B) Morfotipo F. Las micrografías se obtuvieron con microscopía óptica a 10X.

Cuadro 22. Caracterización estomática dentro del grupo *Sechium edule* var. *nigrum spinosum*, células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y número de estomas (media \pm error estándar, n= 30).

Valor	Tamaño de estomas (μm)	Frecuencia de estomas (estomas / mm^2)	Frecuencia de células epidérmicas (células / mm^2)	Índice estomático (%)	Pérdida de peso (%) día 7
Mín.	27.088	13.40	2741.48	0.346	8.64
Máx.	37.814	44.10	6046.09	0.934	11.00
Medía	35.240 \pm 0.759	24.66 \pm 1.928	4232.45 \pm 230.00	0.579	10.16

Cuadro 23. Valores de los espectros de color dentro del grupo *Sechium edule* var. *nigrum spinosum* (media \pm error estándar, n= 9).

Valor	L	a*	b*	Chroma	Hue	Índice
Mín.	39.265	-16.576	22.467	24.036	104.531	-9.683
Máx.	83.830	-8.514	47.267	48.740	110.742	-3.682
Medía	67.889 \pm 3.718	-13.716 \pm 0.819	40.889 \pm 2.199	43.037 \pm 2.268	108.660 \pm 0.906	-5.553 \pm 0.538

Cuadro 24. Caracterización fisicoquímica dentro del grupo *Sechium edule* var. *nigrum spinosum* (media \pm error estándar, n= 9).

Valor	Peso fresco (g)	Humedad (%)	Pigmentos (mg g ⁻¹ p.f.)				SST (°Bx)	Acidez titulable (%)	Azúcares totales (%)
			C _a	C _b	C _a +C _b	C _{x+c}			
Mín.	84.89	92.70	0.010	0.004	0.015	0.003	4.52	0.10	1.81
Máx.	681.92	95.18	0.109	0.055	0.165	0.032	5.96	0.14	2.58
Medía	310 \pm 33.59	93.86 \pm 0.020	0.046 \pm 0.011	0.022 \pm 0.006	0.068 \pm 0.017	0.013 \pm 0.003	5.05 \pm 0.283	0.12 \pm 0.004	2.34 \pm 0.13

El dendrograma (**Figura 19**) permitió la agrupación de los morfotipos del grupo varietal *nigrum spinosum* en tres grupos, en el grupo I están los morfotipos A y B lo cuales tienen mayor tamaño y peso, forma piriforme, mayor contenido de humedad y Azúcares y bajos índices estomáticos, en el grupo II están los morfotipos C y D de tamaño y peso medio, con color verde claro, contenido de pigmentos y Azúcares medio y con altos índices estomáticos. Por su parte, en el grupo III están los morfotipos E y F de peso y tamaño pequeño, con menor contenido de pigmentos, mayor contenido de SST y un índice de color ligeramente mayor comparado con el resto de morfotipos.

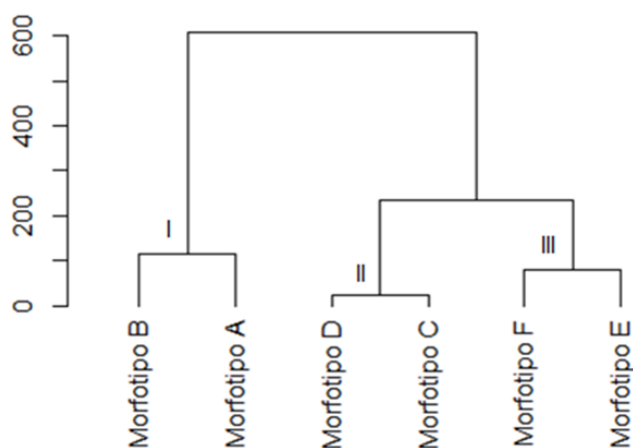


Figura 19. Dendrograma de agrupamiento de seis morfotipos de *Sechium edule* var. *nigrum spinosum*, con base en características bioquímicas y morfológicas.

Sechium edule* var. *nigrum xalapensis

Se describieron tres morfotipos A-C de la variedad. La forma es piriforme alargada, la epidermis es glabra, con cinco surcos y hendidura basal marcada. El tamaño de los frutos es variado, el morfotipo C es pequeño de 7.27 a 10.75 cm de largo, 5.69 a 6.86 cm de ancho y de 4.93 a 5.94 cm de grosor en la parte ecuatorial en promedio mientras el morfotipo A es grande de 12.28 a 15.99 cm de largo, 7.47 a 8.85 cm de ancho y de 5.95 a 7.78 cm de grosor (**Figura 20**). El índice estomático promedio de la variedad es de 0.666, con una densidad de 23.50 estomas / mm² y 32.48 µm de largo. Sin embargo, el morfotipo C tiene un índice mayor (0.982) mientras que el morfotipo B tiene un índice menor (0.397), la mayor densidad de estomas la tiene el morfotipo C con 36.03 estomas / mm², la menor en el B con 15.59 estomas / mm², el tamaño del estoma es menor en el morfotipo A con 28.29 µm de largo y mayor en el C con 35.47 µm de largo (**Cuadro 25**) (**Figura 21-22**). La epidermis del fruto es verde oscuro, siendo más intenso en el morfotipo B, el mesocarpio es verde claro (**Cuadro 26**). En promedio, el contenido total de clorofilas en la epidermis de 0.166 mg g⁻¹, predominando la clorofila a (0.111 mg g⁻¹) sobre la b (0.055 mg g⁻¹), con 0.030 mg g⁻¹ de carotenoides, el contenido de clorofilas totales del morfotipo B (0.152 mg g⁻¹) es mayor y el del morfotipo A es el menor (0.132 mg g⁻¹) esto se refleja en las diferencias de color entre los frutos. La pulpa tiene una baja acidez (0.14 %), siendo ligeramente superior en el morfotipo C con 0.16 %. La humedad es de 92.14 %, mayor en el morfotipo A (95.74 %) y menor en el C (86.65 %). El contenido de Azúcares totales de 1.76 %, es mayor en el morfotipo B (1.90 %) y menor en el C (1.68 %). El contenido de SST de 5.01 °Bx (**Cuadro 27**).

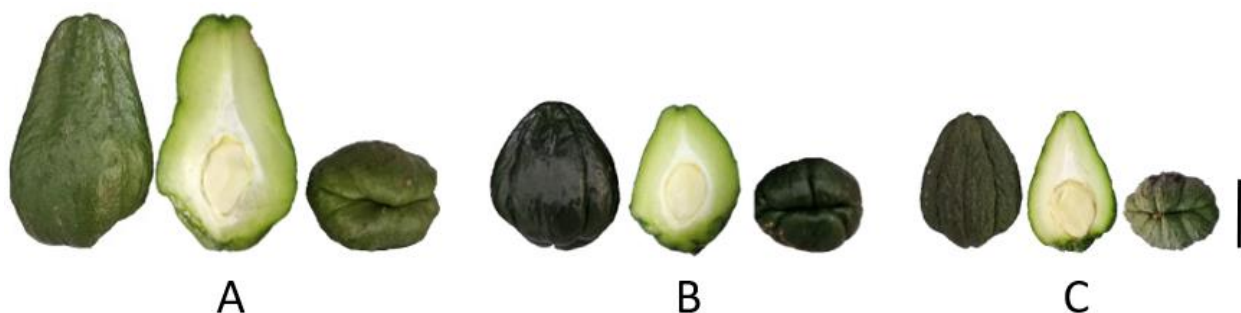


Figura 20. Variación en color, forma y tamaño de *Sechium edule* var. *nigrum xalapensis*. Barra de escala = 5 cm.

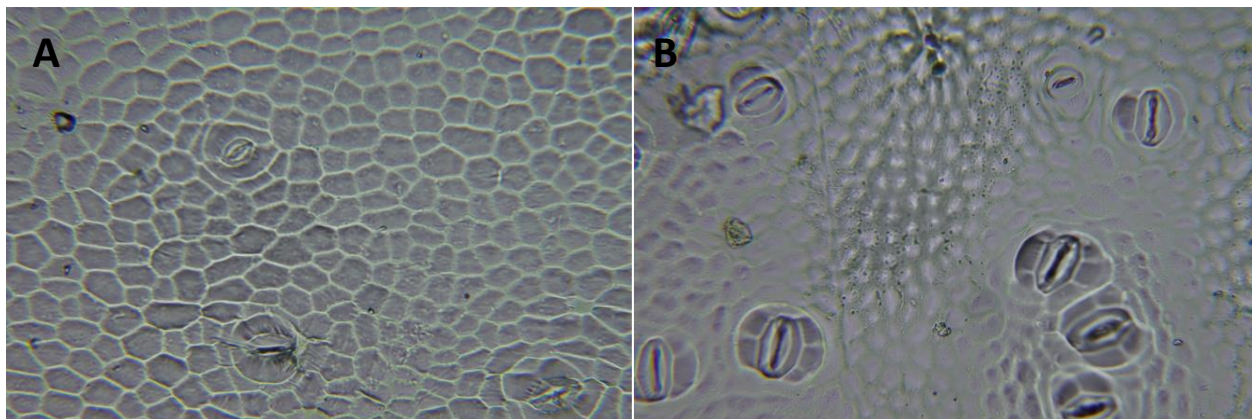


Figura 21. Estomas de *Sechium edule* var. *nigrum xalapensis*, donde: A) Morfotipo B y B) Morfotipo C. Las micrografías se obtuvieron con microscopía óptica a 40X.

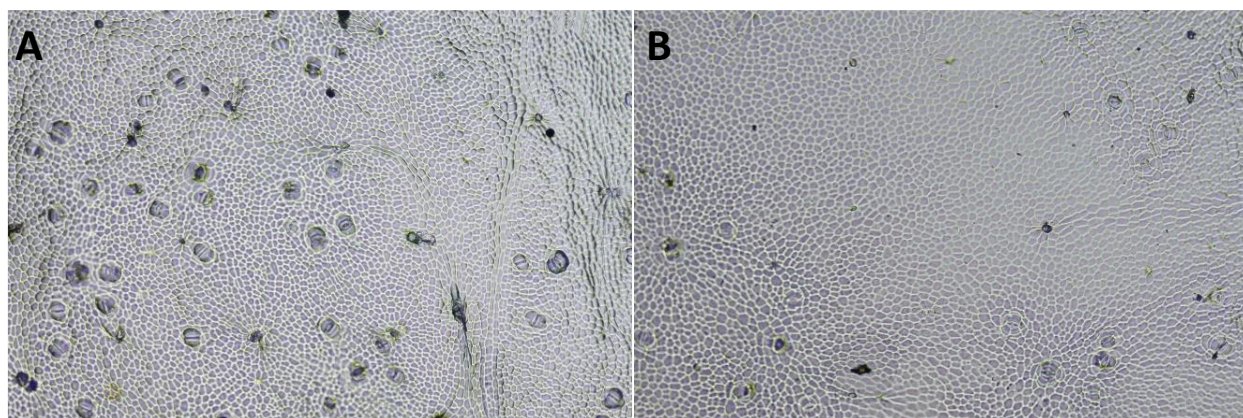


Figura 22. Estomas de *Sechium edule* var. *nigrum xalapensis*, donde: A) Morfotipo C y B) Morfotipo A. Las micrografías se obtuvieron con microscopía óptica a 10X.

Cuadro 25. Caracterización estomática dentro de *Sechium edule* var. *nigrum xalapensis*, células epidérmicas (media \pm error estándar, n= 20), tamaño y numero de estomas (media \pm error estándar, n= 30).

Valor	Tamaño de estomas (μm)	Frecuencia de estomas (estomas / mm^2)	Frecuencia de células epidérmicas (células / mm^2)	Índice estomático (%)	Pérdida de peso (%) día 7
Mín.	28.29	15.59	2986.32	0.397	8.06
Máx.	35.47	36.03	3911.85	0.983	9.53
Medía	32.476 \pm 0.756	23.50 \pm 1.878	3503.19 \pm 114.43	0.666	8.56

Cuadro 26. Valores de los espectros de color dentro de *Sechium edule* var. *nigrum xalapensis* (media \pm error estándar, n= 20).

Valor	L	a*	b*	Chroma	Hue	Índice
Mín.	38.357	-12.215	12.745	14.238	111.241	-12.741
Máx.	49.216	-6.317	24.557	27.421	116.035	-9.382
Medía	44.378 \pm 1.114	-9.273 \pm 0.537	19.247 \pm 1.090	21.370 \pm 1.200	115.743 \pm 0.447	-11.080 \pm 0.416

Cuadro 27. Caracterización fisicoquímica dentro de *Sechium edule* var. *nigrum xalapensis* (n= 9 \pm error estándar).

Valor	Peso fresco (g)	Humedad (%)	Pigmentos (mg g ⁻¹ p.f.)				SST (°Bx)	Acidez titulable (%)	Azúcares totales (%)
			C _a	C _b	C _a +C _b	C _{x+c}			
Mín.	126.46	86.65	0.063	0.063	0.063	0.063	4.49	0.13	1.68
Máx.	466.56	95.74	0.163	0.163	0.163	0.163	5.70	0.16	1.90
Medía	252.16 \pm 16.61	92.14 \pm 1.31	0.111 \pm 0.010	0.055 \pm 0.006	0.166 \pm 0.016	0.030 \pm 0.003	5.01 \pm 0.276	0.14 \pm 0.005	1.76 \pm 0.12

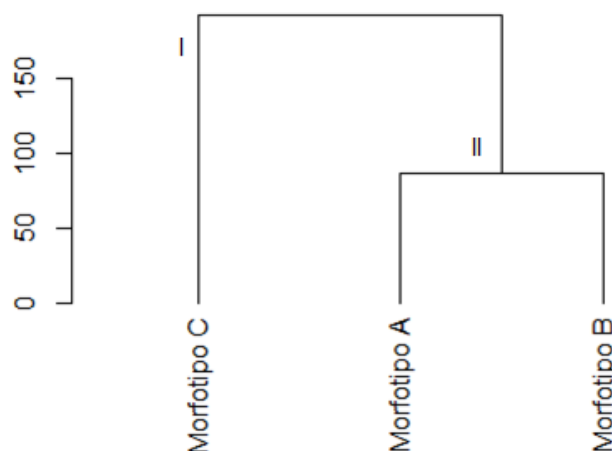


Figura 23. Dendrograma de agrupamiento de 3 variedades de *Sechium edule* var. *nigrum xalapensis*, con base en características bioquímicas y morfológicas.

El dendrograma (**Figura 23**) permitió la agrupación de los morfotipos del grupo varietal *n. xalapensis* en 2 grupos, el grupo I lo representa el morfotipo C que se caracteriza por tener un menor tamaño, peso y humedad y mayor contenido de SST y acidez titulable y

un índice estomático alto, mientras el grupo II está formado por los morfotipos A y B, que se caracterizan por mayor humedad y menor cantidad de SST y acidez titulable y ligeramente bajo índice estomático y de color.

Sechium edule var. nigrum maxima

La forma del fruto es periforme muy alargada y estrecha con cinco surcos marcados y hendidura basal marcada, el tamaño es grande de 12.35 a 15.99 cm de largo, 7.47 a 8.45 cm de ancho y de 6.00 a 7.78 cm de grosor en la parte ecuatorial, la semilla mide en promedio 4.94 cm de largo y 2.74 cm de ancho (**Figura 24**). El índice estomático es bajo de 0.632, con un promedio de 39.26 estomas / mm², de 27.30 µm de largo (**Cuadro 28**) (**Figura 25**). El color de la epidermis es verde oscuro (**Cuadro 29**), con mesocarpio verde claro. La epidermis tiene un contenido total de clorofila de 0.149 mg g⁻¹, predominando la clorofila a (0.097 mg g⁻¹) sobre la b (0.052 mg g⁻¹), con 0.023 mg g⁻¹ de carotenoides. La pulpa tiene una acidez baja (0.10 %) y contenido de humedad de 96.25 %, ligeramente alto comparado con otras variedades de chayote. El contenido de Azúcares y SST es de 2.20 % y 4.78 °Bx respectivamente (**Cuadro 30**).

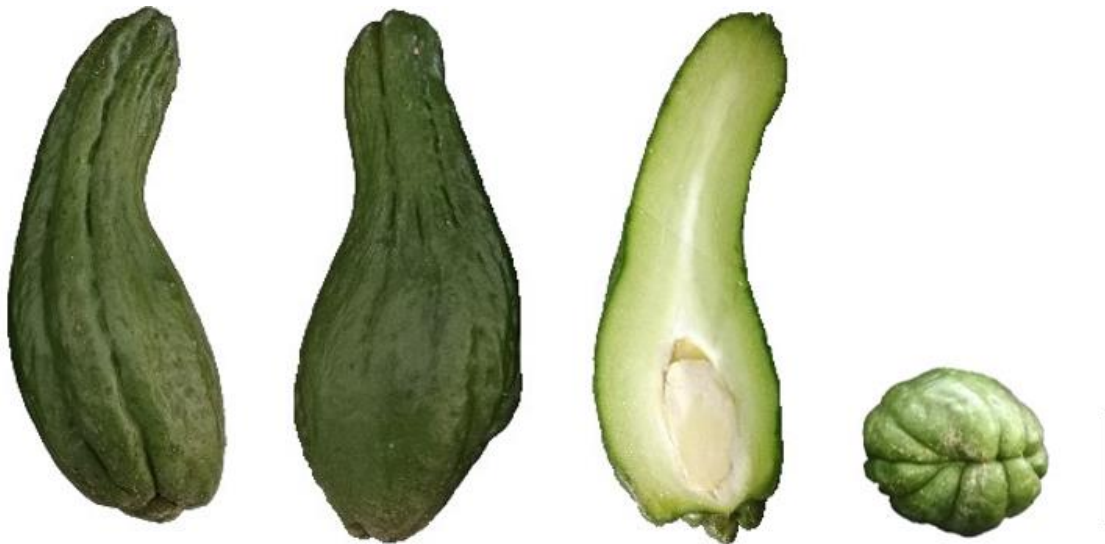


Figura 24. Variación en color, forma y tamaño de *Sechium edule var. nigrum maxima*. Barra de escala = 5 cm.

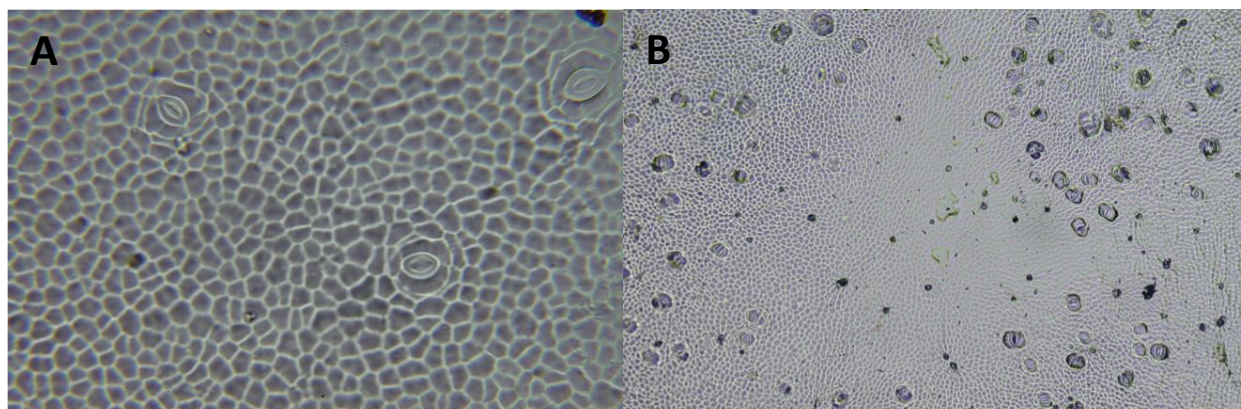


Figura 25. Estomas de frutos de *Sechium edule* var. *nigrum maxima*. A: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 40X, B: micrografía obtenida bajo microscopía óptica a 10X.

Cuadro 28. Caracterización estomática del fruto *Sechium edule* var. *nigrum maxima* (número de células epidérmicas $n= 20 \pm$ error estándar, tamaño y numero de estomas $n= 30 \pm$ error estándar).

Tamaño de estomas (μm)	Frecuencia de estomas (estomas / mm^2)	Frecuencia de células epidérmicas (células / mm^2)	Índice estomático (%)	Pérdida de peso (%) día 7
27.303 ± 0.714	39.261 ± 1.826	6173.936 ± 171.592	0.632	7.33

Cuadro 29. Valores de los espectros de color de *Sechium edule* var. *nigrum maxima* ($n=20 \pm$ error estándar).

L	a*	b*	Chroma	Hue	Índice
8.562 ± 2.361	-13.892 ± 0.319	26.390 ± 0.657	29.834 ± 0.728	117.783 ± 0.161	-14.322 ± 3.893

Cuadro 30. Caracterización fisicoquímica del fruto *Sechium edule* var. *nigrum maxima* ($n= 9 \pm$ error estándar).

Peso fresco (g)	Humedad (%)	Pigmentos (mg g^{-1} p.f.)				SST ($^{\circ}\text{Bx}$)	Acidez titulable (%)	Azúcares totales (%)
		C_a	C_b	C_a+C_b	C_{x+c}			
511.316 ± 13.82	96.25 ± 0.18	0.097 ± 0.006	0.051 ± 0.003	0.149 ± 0.009	0.023 ± 0.003	4.78 ± 0.110	0.10 ± 0.004	2.20 ± 0.09

De acuerdo con el **Cuadro 31**, existen diferencias significativas en las variables bioquímicas entre los grupos varietales ($\alpha=0.05$). La variedad *n. maxima* tiene los frutos más grandes y pesados (511.32 g) mientras *a. minor* son los menores (23.44 g), el morfotipo A de *v. levis* es el más comercializado, con un peso promedio de 339.71 g. El mayor contenido de humedad lo tiene *n. maxima* con 96.25 %, el cual es similar a *v. levis*, el menor contenido de humedad lo tiene *a. dulcis* con 87.2 %. En general, en las variedades *albus* el contenido de pigmentos es muy bajo o nulo (0.001 mg g^{-1}), mientras las variedades *nigrum* tienen significativamente mayor contenido pigmentos comparados con *v. levis*. La acidez titulable es similar entre los grupos varietales, sin embargo, *a. dulcis* tiene una acidez titulable significativamente mayor con 0.18 %. La cantidad de SST es mayor en la variedad *a. dulcis* y menor en *v. levis* y *n. maxima*, mientras los Azúcares son mayor en el *a. dulcis* y menor en *a. levis gigante*.

En el chayote, los grupos varietales *albus* de color amarillo tienen un índice de color entre -1.071 y 0.744, el grupo varietal *virens levis* de color verde claro un índice de -4.793 y las variedades *nigrum* son de color verde oscuro con índice entre -14.322 y -8.87. Con esto, mientras más oscuro y verde sea el color de la epidermis el índice de color será más negativo y con colores amarillo claro e intenso, el índice será mayor, cercanos a 0 (**Cuadro 32**).

En promedio, el mayor índice estomático lo tiene *n. xalapensis* con 0.666 % y *n. maxima* con 0.632 % mientras los menores índices los tiene *a. levis* 0.190 y *a. spinosum* con 0.140 %, respectivamente. La mayor frecuencia de estomas la tiene *n. maxima* con 39.26 estomas / mm^2 y la menor *a. spinosum*, *a. levis* y *n. minor* con 5.73, 6.89 y 7.23 estomas / mm^2 , respectivamente. El grupo varietal *n. spinosum* tiene significativamente los estomas de mayor tamaño con 35.24 μm mientras *virens levis* tiene el menor 22.14 μm (**Cuadro 33**), sin embargo, como se puede apreciar en la **Figura 26** no existe una relación directa entre la pérdida de peso y el tamaño de estomas.

Cuadro 31. Caracterización fisicoquímica de 10 grupos varietales de *Sechium edule* (Jacq) Sw (media \pm error estándar, n=9).

Grupo Varietal	Peso fresco (g)	Humedad (%)	Pigmentos (mg g ⁻¹ p.f.)				SST (°Bx)	AT (% ac. cítrico)	Azúcares Totales (%)
			C _a	C _b	C _a +C _b	C _{x+c}			
<i>a. minor</i>	23.44 \pm 0.64	90.97 ^{bc} \pm 0.48	0.001 ^a \pm 0.0	ND	0.001 \pm 0.0	ND	5.42 ^{bc} \pm 0.106	0.14 ^{bc} \pm 0.004	2.38 ^c \pm 0.12
<i>a. levis</i>	114.37 \pm 11.30	91.99 ^{bcd} \pm 0.18	ND	ND	ND	0.000 ^a \pm 0.001	5.26 ^{abc} \pm 0.104	0.11 ^{ab} \pm 0.004	2.39 ^c \pm 0.20
<i>a. dulcis</i>	87.20 \pm 1.74	81.23 ^a \pm 0.78	ND	ND	ND	0.001 ^a \pm 0.0	5.56 ^c \pm 0.160	0.18 ^e \pm 0.007	2.55 ^c \pm 0.28
<i>a. spinosum</i>	214.08 \pm 6.58	90.82 ^{ab} \pm 0.19	0.001 ^a \pm 0.000	ND	0.001 \pm 0.0	0.001 ^{ab} \pm 0.0	5.02 ^{abc} \pm 0.30	0.14 ^{cd} \pm 0.004	2.51 ^c \pm 0.10
<i>a. levis gigante</i>	415.32 \pm 21.13	93.02 ^{cde} \pm 0.19	0.001 ^a \pm 0.000	ND	0.001 \pm 0.0	ND	5.18 ^{abc} \pm 0.237	0.11 ^{ab} \pm 0.005	1.51 ^a \pm 0.05
<i>v. levis</i>	197.56 \pm 21.28	95.34 ^{ef} \pm 0.025	0.023 ^b \pm 0.003	0.010 ^b \pm 0.001	0.033 \pm 0.004	0.005 ^{bc} \pm 0.001	4.82 ^a \pm 0.216	0.13 \pm 0.005	2.17 ^{bc} \pm 0.15
<i>n. minor</i>	36.15 \pm 1.67	90.58 ^{ab} \pm 0.37	0.151 ^c \pm 0.011	0.076 ^c \pm 0.006	0.227 \pm 0.016	0.044 ^d \pm 0.002	5.44 ^{bc} \pm 0.104	0.16 ^{de} \pm 0.004	2.25 ^c \pm 0.15
<i>n. siposum</i>	310 \pm 33.59	93.86 ^{def} \pm 0.020	0.046 ^b \pm 0.011	0.022 ^b \pm 0.006	0.068 \pm 0.017	0.013 ^c \pm 0.003	5.05 ^{abc} \pm 0.283	0.12 ^{bc} \pm 0.004	2.34 ^c \pm 0.13
<i>n. xalapensis</i>	252.16 \pm 16.61	92.14 ^{cde} \pm 1.31	0.111 ^{bc} \pm 0.010	0.055 ^{bc} \pm 0.006	0.166 \pm 0.016	0.030 ^{cd} \pm 0.003	5.01 ^{ab} \pm 0.276	0.14 ^{cd} \pm 0.005	1.76 ^{ab} \pm 0.12
<i>n. maxima</i>	511.32 \pm 13.82	96.25 ^f \pm 0.18	0.097 ^{bc} \pm 0.006	0.051 ^{bc} \pm 0.003	0.149 \pm 0.009	0.023 ^{cd} \pm 0.003	4.78 ^a \pm 0.11	0.10 ^a \pm 0.004	2.20 ^{bc} \pm 0.09
Medía	227.47	91.62	0.043	0.021	0.065	0.012	5.11	0.13	2.21
CV (%)	74.56	4.50	130.80	134.05	131.83	133.39	5.13	18.43	14.95

*Donde: C_a= Clorofila a, C_b= Clorofila b, C_a +C_b= Clorofila total, C_{x+c}= Carotenoides totales. **Las letras diferentes indican diferencia significativa entre las variedades (Kruskall-Wallis, $\alpha=0.05$).

Cuadro 32. Valores de los espectros de color de los diez grupos varietales de *Sechium edule* (Jacq) Sw. (media \pm error estándar, n= 20).

Grupo Varietal	Color	L	a*	b*	Chroma	Hue	Índice de color
<i>a. minor</i>	Amarillo cremoso	99.990 \pm 0.0	-0.782 \pm 0.407	44.390 \pm 1.719	45.074 \pm 1.846	91.053 \pm 0.525	-0.184 \pm 0.099
<i>a. levis</i>	Amarillo cremoso	99.99 \pm 0.0	-3.447 \pm 0.60	41.757 \pm 2.04	42.034 \pm 1.98	95.588 \pm 1.099	-0.987 \pm 0.195
<i>a. dulcis</i>	Amarillo cremoso	99.990 \pm 0.0	0.526 \pm 0.24	49.624 \pm 1.15	49.638 \pm 1.145	89.44 \pm 0.318	0.088 \pm 0.056
<i>a. spinosum</i>	Amarillo cremoso	89.223 \pm 0.691	2.585 \pm 0.31	38.808 \pm 0.39	38.916 \pm 0.398	86.23 \pm 0.439	0.744 \pm 0.087
<i>a. levis gigante</i>	Amarillo cremoso	99.99 \pm 0.0	-3.846 \pm 0.58	39.071 \pm 1.52	39.367 \pm 1.478	96.051 \pm 1.017	-1.071 \pm 0.181
<i>v. levis</i>	Verde claro	83.36 \pm 1.06	-19.437 \pm 0.56	49.000 \pm 0.517	52.747 \pm 0.526	111.626 \pm 0.585	-4.793 \pm 0.173
<i>n. minor</i>	Verde oscuro	50.65 \pm 0.81	-9.47 \pm 0.45	21.368 \pm 0.67	23.75 \pm 0.74	113.43 \pm 0.73	-8.87 \pm 0.44
<i>n. spinosum</i>	Verde claro / oscuro	67.889 \pm 3.718	-13.716 \pm 0.819	40.889 \pm 2.199	43.037 \pm 2.268	108.660 \pm 0.906	-5.553 \pm 0.538
<i>n. xalapensis</i>	Verde oscuro	44.378 \pm 1.114	-9.273 \pm 0.537	19.247 \pm 1.090	21.370 \pm 1.200	115.743 \pm 0.447	-11.080 \pm 0.416
<i>n. maxima</i>	Verde oscuro	8.562 \pm 2.361	-13.892 \pm 0.319	26.390 \pm 0.657	29.834 \pm 0.728	117.783 \pm 0.161	-14.322 \pm 3.893

Cuadro 33. Caracterización estomática de diez grupos varietales de *Sechium edule* (Jacq) Sw. (células epidérmicas n= 20 ± error estándar, tamaño y número de estomas n= 30 ± error estándar).

Grupo varietal	Tamaño de estomas (µm)	Frecuencia de estomas (estomas / mm ²)	Frecuencia de células epidérmicas (células / mm ²)	Índice estomático (%)
<i>a. minor</i>	28.70 ^{bc} ± 0.726	11.30 ^b ± 1.368	2228.72 ^a ± 45.78	0.504
<i>a. levis</i>	29.475 ^{bc} ± 0.812	6.89 ^{ab} ± 0.495	3612.77 ^{bc} ± 118.47	0.190
<i>a. dulcis</i>	28.804 ^{bc} ± 0.789	19.52 ^{cd} ± 1.035	4371.80 ^{cd} ± 188.75	0.444
<i>a. spinosum</i>	31.44 ^{cd} ± 0.921	5.73 ^a ± 0.540	4017.29 ^{bcd} ± 65.70	0.142
<i>a. levis gigante</i>	24.01 ^a ± 0.670	17.35 ^{cd} ± 0.54	6968.62 ^e ± 151.60	0.248
<i>v. levis</i>	22.14 ^a ± 0.983	16.71 ^c ± 1.55	4384.57 ^d ± 182.43	0.380
<i>n. minor</i>	28.03 ^b ± 0.850	7.23 ^{ab} ± 0.60	2652.13 ^a ± 115.48	0.272
<i>n. spinosum</i>	35.24 ^e ± 0.759	24.66 ^d ± 1.928	4232.45 ^{bcd} ± 230.00	0.579
<i>n. xalapensis</i>	32.47 ^{de} ± 0.756	23.50 ^{cd} ± 1.878	3503.19 ^b ± 114.43	0.666
<i>n. maxima</i>	27.30 ^b ± 0.714	39.26 ^e ± 1.826	6173.94 ^e ± 171.59	0.632
Medía	28.76	17.21	4214.55	0.406

*Las letras diferentes indican diferencia significativa entre las variedades (Kruskall-Wallis, α=0.05).

De acuerdo con el dendrograma (**Figura 27**), se formaron dos grandes divisiones, por un lado, las variedades de color verde claro-oscuro y por otro lado las variedades albus de color amarillo. Además, el dendrograma permitió la agrupación de las variedades en 4 grupos y 6 subgrupos de acuerdo con las características de bioquímicas (humedad, clorofila a, clorofila b, carotenoides, SST, Azúcares totales y acidez, también características morfológicas como la forma, índice de color e índice estomático).

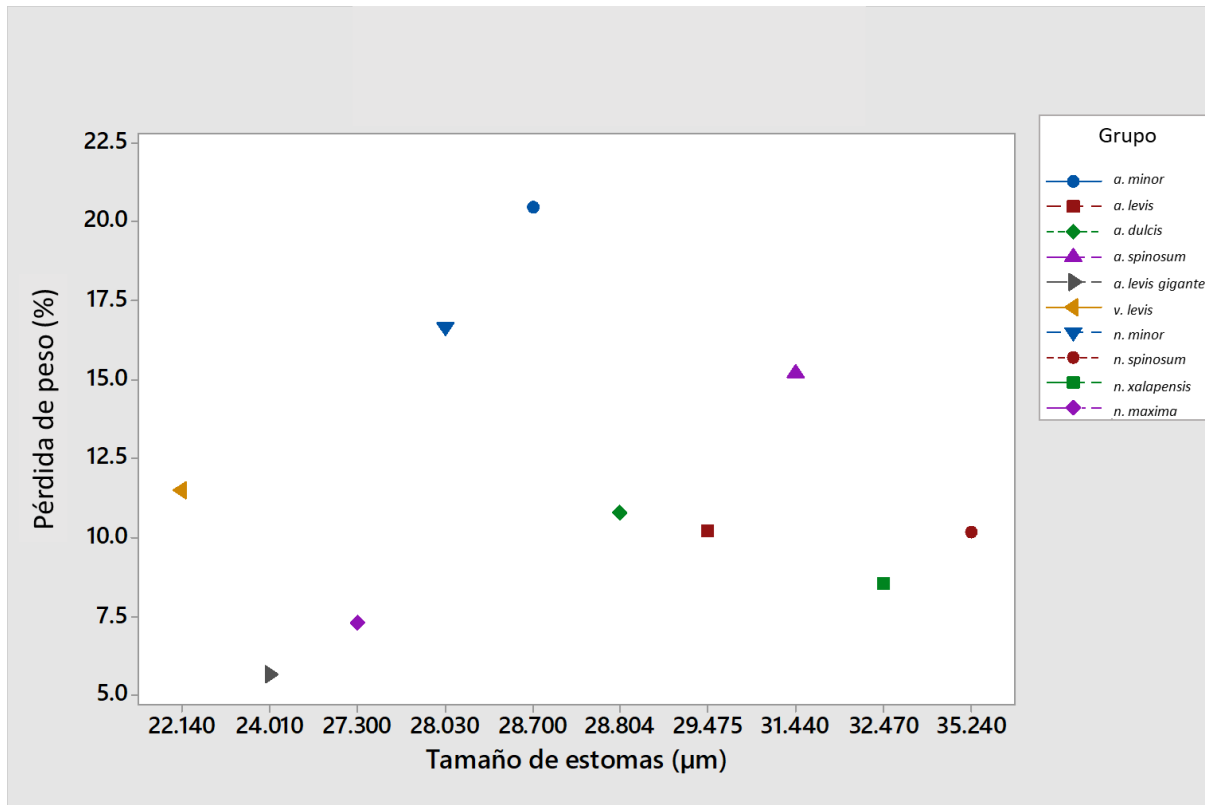


Figura 26. Interacción pérdida de peso y tamaño de estomas en 10 grupos varietales de chayote (*Sechium edule* Jacq. Sw)

En el grupo I está únicamente el grupo varietal *n. maxima* de tamaño muy grande y forma muy alargada, con el menor índice de color, acidez y SST y el mayor contenido de humedad. El grupo II lo integran las variedades *v. levis*, *n. minor*, *n. spinosum* y *n. xalapensis*, en promedio son grandes, con forma periforme, de color verde claro y oscuro, con índice de color bajo, mayor contenido de pigmentos y contenido de humedad e índice estomático medios-altos. En el grupo II, se puede observar a *albus dulcis*, el cual a diferencia de los otros grupos de *albus* por tener la menor humedad, forma periforme ligeramente alargada y tiene el mayor contenido de SST y acidez. Finalmente, en el grupo IV se ubican las variedades *a. levis gigante*, *a. levis*, *a. spinosum* y *a. minor*, caracterizados por el color amarillo cremoso e índice de color cercano al 0.0, contenido de humedad medio, pocos pigmentos, el mayor contenido de SST y Azúcares, además de bajos índice estomático.

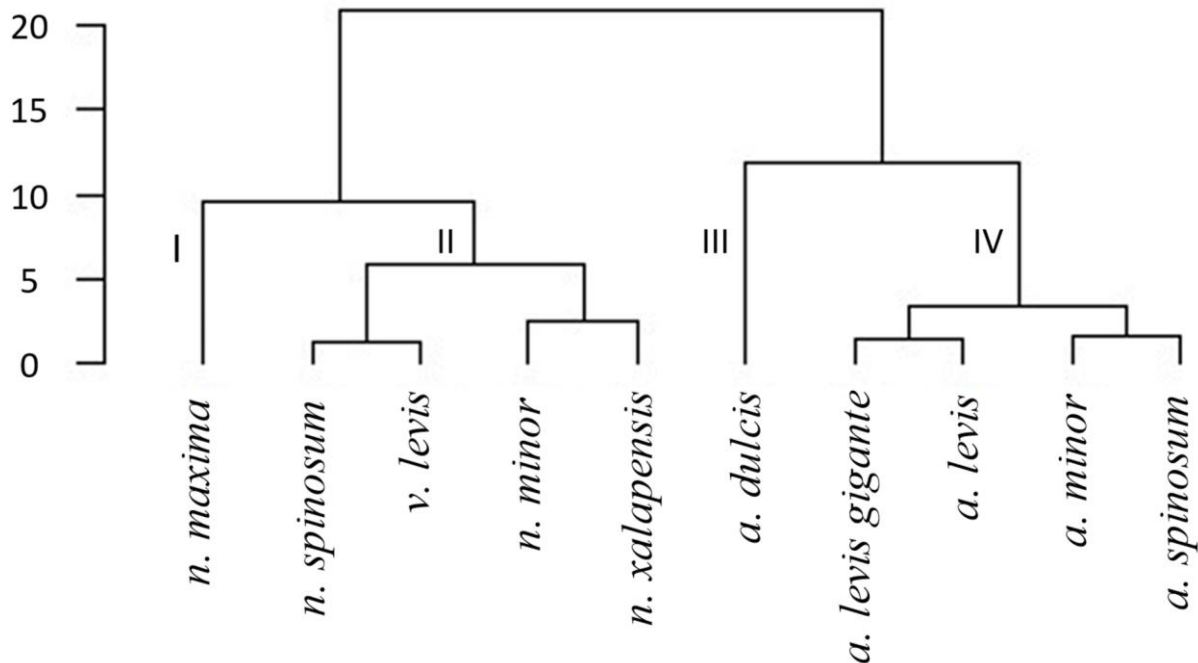


Figura 27. Dendrograma de agrupamiento de diez grupos varietales de *Sechium edule* (Jacq) Sw., con base en características bioquímicas y morfológicas.

El análisis estadístico mostró que los primeros tres componentes principales explican el 82.72 % de la variación (**Cuadro 34**). Las variables más importantes en la caracterización de los grupos varietales son para el componente principal 1 (CP1): La clorofila a, carotenoides totales y el índice de color. Para el componente principal 2 (CP2): Humedad y Azúcares totales, mientras en el componente 3 (CP3): clorofila b, e índice estomático (**Cuadro 35**). Existen correlaciones fuertes entre el contenido de Ca con los carotenoides y el índice de color (99.11 y -87.37 %, respectivamente), y entre la humedad y la acidez (-78.58 y -83.26 %, respectivamente).

Cuadro 34. proporción acumulada para los tres primeros componentes principales de análisis bioquímico y morfológico de 10 grupos varietales de *Sechium edule* (Jacq) Sw.

	PC1	PC2	PC3
Desviación estándar	1.9012	1.1131	0.9680
Proporción de varianza	0.5164	0.1770	0.1339
Proporción acumulada	0.5164	0.6934	0.8272

Cuadro 35. Valor de importancia estadística para los tres componentes principales de las variables bioquímicas (Humedad, Clorofila a, clorofila b, carotenoides y Azúcares totales) y morfológicas (índice estomático e índice de color) de diez grupos varietales de *Sechium edule* (Jacq.) Sw.

Variable	CP1	CP2	CP3
Humedad	0.2714363	-0.56852985	0.27998128
Ca	0.4812242	0.16892978	-0.36250664
Cb	0.3130696	0.25202624	0.52950742
Carotenoides	0.4594654	0.22602198	-0.41070662
Azúcares	-0.1733013	0.72486298	0.17970109
Índice de Color	-0.5004742	0.02470336	0.05358209
Índice estomático	0.3242172	0.08715952	0.55315265

La **Figura 28** se muestra la dispersión de los ecotipos en componentes principales con base en características morfológicas y bioquímicas. En el CP1 sobresalen el índice de color, los carotenoides y la Clorofila a, que permitieron separar las variedades *albus* de color amarillo cremoso de las variedades *nigrum* y *virens* de color verde oscuro y claro, mientras en el CP2 el contenido de humedad separó a *a. dulcis* y el contenido de Azúcares totales separó a *a. levis gigante* de las variedades *albus*. Aunque la clorofila b no tiene una carga estadística significativa por estar en el CP3, permiten la separación de *n. spinosum* y *n. minor* de los grupos varietales *nigrum* por tener menor y mayor contenido, respectivamente.

En las cucurbitáceas, los rasgos de calidad importantes para la aceptación del consumidor son: el peso, el tamaño, la forma, el color, el sabor dulce, la acidez, el aroma y la composición nutricional (Kyriacou *et al.*, 2018). Sin embargo, estas variables se desean en distinta percepción (cantidad) dependiendo la especie de cucurbitácea y el uso final de estas, ya que algunas son consumidas en fresco y otras procesadas. Por ejemplo, en algunas variedades de pepino (*Cucumis sativus* L.), se consideran de mejor calidad aquellos frutos de color verde intenso, mayor longitud, diámetro y peso, y con un contenido de SST de 3.0 °Bx, siendo rechazados aquellos frutos con deformaciones y daños (Chacón-Padilla y Monge-Pérez, 2017a, 2017b). En otras cucurbitáceas como el

melón, es deseable un contenido de SST mayor a 10.53 °Brix, que permita una mayor relación SST/acidez (Abraham-Juárez *et al.*, 2018).

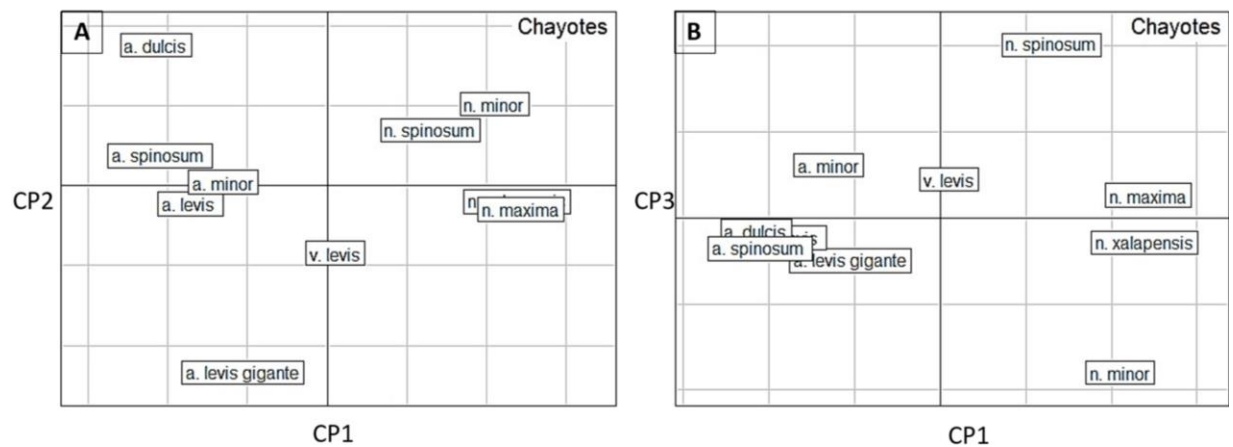


Figura 28. Ordenación de 10 grupos varietales de *Sechium edule* (Jacq) Sw., con base en los tres componentes principales. A. Componentes 1 y 2, B. Componentes 1 y 3.

En el chayote, además del tamaño y peso uniforme, otras características importantes son la presencia o ausencia de espinas y el color del exocarpo (Montecinos-Pedro *et al.*, 2019). Los complejos varietales de *S. edule* se han diversificado a lo largo del tiempo debido a la adaptación a diferentes condiciones ambientales (González-Santos *et al.*, 2017) y a los procesos de selección natural y artificial de la especie (Barrera-Guzmán *et al.*, 2021). Sin embargo, los frutos se pueden clasificar con base a características contrastantes como el color (amarillo, verde claro y verde oscuro), el sabor (dulce, neutro y amargo) y forma (periforme, redondas y alargadas) (Iñiguez-Luna *et al.*, 2021). La forma más frecuente de las variedades de chayote estudiadas es la periforme (Verma *et al.*, 2017), en menor medida encontramos las formas redonda y piriforme alargada, solo los ecotipos *n. spinosum*, *a. spinosum* y *a. dulcis* tienen presencia de espinas, al igual que en el pepino, el color y la densidad de espinas en el chayote son importantes atributos de calidad (Gebretsadik *et al.*, 2021).

En promedio, podemos clasificar las variedades de chayote como: muy grande (*n. maxima*), mediano a grande (*v. levis*, *a. levis gigante*, *n. spinosum*, *n. xalapensis*), mediano (*a. spinosum*, *a. dulcis*), pequeño (*a. levis*) y muy pequeño (*a. minor*, *n. minor*), el peso de las variedades puede ser desde los 23.44 g de *a. minor* hasta los 511.32 g de

n. maxima, actualmente, en México la variedad más comercializada es *v. levis*, la cual se exporta con un peso aproximado de 310 g (Ramírez-Rodas *et al.*, 2021).

Es importante resaltar que el riego y la fertilización adecuada de los cultivos de cucurbitáceas afectan el tamaño que los frutos, por ejemplo las aspersiones foliares de 0.075 mM de ácido salicílico cada días durante todo el periodo de cultivo, aumentaron en 13.34 % la longitud y en 7.27 % el diámetro de los frutos de pepino (Preciado-Rangel *et al.*, 2019), así mismo la aplicación de 120:100:150 kg ha⁻¹ de nitrógeno: fósforo: potasio más 40 kg N ha⁻¹ y riego por goteo durante la temporada de crecimiento puede aumentar hasta 15.78 % el peso de los frutos de melón (Rolbiecki *et al.*, 2021).

El color de la epidermis es una de las características más importantes, la cantidad de clorofila y carotenoides presentes se correlacionan con el color de los frutos (Conesa *et al.*, 2019). En este estudio, el contenido de clorofila total y carotenoides en la epidermis del chayote tiene una correlación fuerte negativa con del índice de color, con un R² de 0.92 y 0.86, respectivamente, es decir, a medida que el contenido de clorofilas y carotenoides aumenta el índice de color disminuye (**Figura 29**).

En promedio, el mayor índice estomático lo tiene *n. xalapensis* con 0.666 % y *n. maxima* con 0.632 % mientras los menores índices los tiene *a. levis* 0.190 y *a. spinosum* con 0.140 %, respectivamente. La mayor frecuencia de estomas la tiene *n. maxima* con 39.26 estomas / mm² y la menor *a. spinosum*, *a. levis* y *n. minor* con 5.73, 6.89 y 7.23 estomas / mm², respectivamente. El grupo varietal *n. spinosum* tiene significativamente los estomas de mayor tamaño con 35.24 µm mientras *virens levis* tiene el menor 22.14 µm (**Cuadro 33**), sin embargo, como se puede apreciar en la figura 26 no existe una relación directa entre la pérdida de peso y el tamaño de estomas.

En cucurbitáceas como el pepino, los genes *CsHEMA*, *CsGSA*, *CsHEMB*, *CsCHLM*, *CsPORB* y *CsMYB36* están involucrados en la regulación la formación de clorofila y carotenoides, cuales influyen en el color de la epidermis (Hao *et al.*, 2018). De acuerdo con Anzhen *et al.*, (2021), la *HCAR* (7-hidroximetil clorofila a reductasa) junto con *CHL1* (Clorofilasa-1) intervienen en la síntesis de Clorofila *a* mientras la betacaroteno hidroxilasa (*CHY2*) influye en la biosíntesis de carotenoides en el chayote. En la regulación de los pigmentos es probable que participen también otros genes como

NCED2 (9-cis-epoxicarotenoide dioxigenasa) y ZEP (zeaxantina epoxidasa), esto es importante ya que la síntesis e hidrólisis de pigmentos y cambios en el color pueden influir en el sabor.

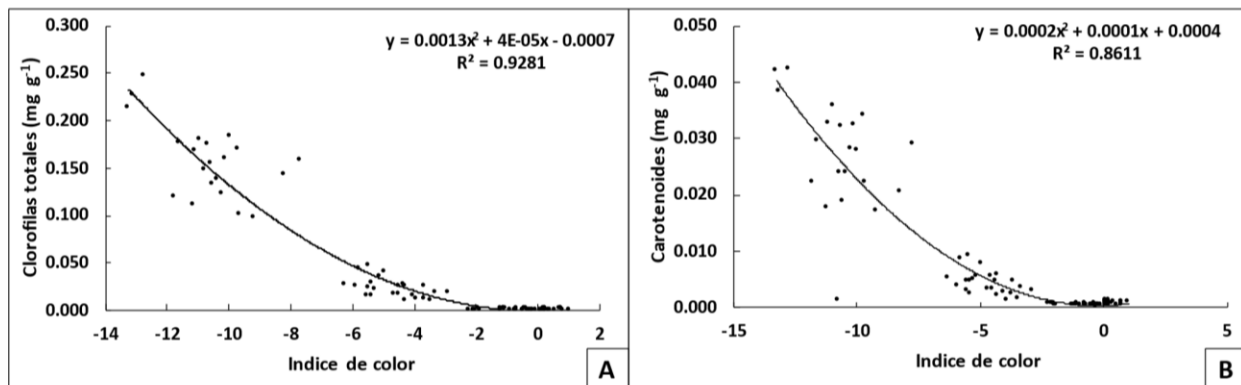


Figura 29. Correlación entre el contenido de clorofilas y carotenoides totales con el índice de color de los grupos varietales de *Sechium edule* (Jacq) Sw (n =99).

Las clorofilas *a* y *b* son los principales pigmentos fotosintéticos, sin embargo, la función de los carotenoides en la fotosíntesis también es importante ya que pueden absorber luz en longitudes donde las clorofilas no pueden (400–550 nm) y dan fotoprotección a los tejidos en condiciones de demasiada luz (Hashimoto *et al.*, 2016). Las variedades de color verde claro y oscuro (*virens levis* y *nigrum*) contienen los tres pigmentos, siendo la cantidad de *Ca* es mayor que la de *Cb* mientras en las variedades *albus* el contenido de estos pigmentos fue muy bajo. La cantidad de *Ca*, *Cb* y la proporción *a/b* varía de acuerdo con las condiciones ambientales, la época de año y la hora del día, ya que en condiciones de mayor intensidad de luz la cantidad de *Ca* es mayor mientras que a menor intensidad de luz el contenido de *Cb* aumenta y afecta la relación *a/b* de los tejidos (Cambrón-Sandoval *et al.*, 2011).

La mayor cantidad de clorofilas y carotenoides totales lo tiene *n. minor* con 0.227 y 0.044 mg g⁻¹ respectivamente, mientras las variedades *albus* tienen el menor (0.000 - 0.000 mg g⁻¹), el contenido de clorofilas y carotenoides totales tienen un R² de 0.97 y la cantidad de *Ca* con *Cb* una correlación de 0.98. El contenido de pigmentos es similar a lo reportado por Ramírez-Rodas *et al.*, (2021) quienes obtuvieron un contenido de clorofila total de 0.030 mg g⁻¹ en el morfotipo A de *v. levis*, 0.19 mg g⁻¹ para *n. xalapensis* y 0.18 mg g⁻¹ para *n. spinosum* en este estudio se obtuvieron 0.037, 0.166 y 0.165 mg g⁻¹,

respectivamente para esos morfotipos y variedades. El exocarpo de otras cucurbitáceas como el calabacín (*Cucurbita pepo*) puede contener de 0.038 a 2.602 mg g⁻¹ de Clorofila *a* y de 0.151 a 2.168 mg g⁻¹ de *Cb* (Blanco-Díaz *et al.*, 2015) mientras el melón (*Cucumis melo* L.) contiene 0.0012 mg g⁻¹ de *Ca* y 0.0011 mg g⁻¹ de *Cb* (Vadera *et al.*, 2021).

La baja acidez es una característica de la cucurbitáceas, ya que frutos como el melón (*Cucumis melo* L.) tienen 0.11 % (Koh *et al.*, 2017), el pepino (*Cucumis sativa* L.) 0.098 % y la sandía (*Citrullus lanatus*) con 0.096 % (Olayinka y Etejere, 2018). En el chayote la acidez también es baja de 0.13 % en promedio, siendo muy similar entre las variedades, siendo *a. dulcis* la mayor con 0.18 % y *n. maxima* la menor con 0.10 %, Riviello-Flores *et al.*, (2018) determinaron una acidez de 0.085 y 0.10 % para jugos de *v. levis* y *n. spinosum*, respectivamente, cantidades ligeramente más bajas a las obtenidas en este estudio.

El sabor dulce depende de la composición y contenido de Azúcares en las frutas, la glucosa, fructosa y sacarosa son los principales Azúcares en los frutos de cucurbitáceas, en la calabaza (*Cucurbita maxima* Linn.) estos Azúcares representan el 43.89, 31.82 y 24.29 % del total, respectivamente (Wang *et al.*, 2020). En el melón, la selección de variedades busca características como el aumento de Azúcares y SST (Andrade *et al.*, 2021). El contenido de Azúcares totales en los frutos de los grupos varietales de chayote varía de 1.51 a 2.55 %, muy baja si se compara con el melón que contiene entre 3.85 y 8.5 % (Rolbiecki *et al.*, 2021), la calabaza entre 9.39 y 10.49 % (Amin *et al.*, 2019), la sandía entre 7.27 a 11.38 % (Bianchi *et al.*, 2018) y similar a pepino que contiene entre 2.87 a 4.72 % (Quian *et al.*, 2018). En general, las variedades *albus* tienen significativamente mayor contenido de Azúcares totales con excepción de *a. levis gigante* que tuvo el menor (1.51 %). Verma *et al.*, (2017) caracterizaron 74 variedades de chayote, los cuales contenían de 1.09 a 2.94 % de Azúcares totales, estos valores son similares a los obtenidos para los 10 grupos varietales en este estudio.

La cantidad de SST son un importante factor de calidad, ya que a mayor contenido de SST la vida de anaquel puede ser más larga, debido a que las reservas mantienen la intensidad respiratoria. Por ejemplo, el incremento de 8.8 % en materia seca y 5.4% en el contenido de SST en el pepino tuvo mayor vida de anaquel (Valverde-Miranda *et al.*,

2021). Se considera que los chayotes verdes tienen un sabor neutro mientras los amarillos tienen sabor ligeramente dulce (Iñiguez-Luna *et al.*, 2021), más del 90% de los SST en este fruto está constituido por la fructosa y glucosa (Cadena-Iñiguez, 2005). En promedio, el chayote tiene 5.11 °Bx, en general los *albus* tienen significativamente mayor cantidad de SST, de los cuales *a. dulcis* tiene el mayor con 5.56 °Bx mientras *n. maxima* tiene la menor con 4.78 °Bx. Dimitrovski *et al.*, (2020) analizaron un morfotipo de *a. spinosum* y determinaron un contenido de 2.10 °Bx, esto es menor al 5.02 °Bx obtenido para el *a. spinosum* de este estudio. La diferencia en el contenido de SST entre los grupos varietales de chayote puede atribuirse a las características genéticas, condiciones ambientales de la región donde se cultiva (precipitación, temperatura, humedad relativa y la radiación) que pueden afectar el contenido de SST de los frutos (García-Muñoz *et al.*, 2021). El contenido de SST en el chayote es ligeramente mayor que los del pepino que contiene de 3.0 a 4.0 °Bx (Valverde-Miranda *et al.*, 2021) o el calabacín con 3.76 °Bx (Kusumiyati *et al.*, 2021), pero menores que los de la sandía que contiene de 8.2 a 10.0 °Bx (Attavar *et al.*, 2020) o el melón con 9.28 a 12.53 °Bx (Huang *et al.*, 2017).

Los frutos y hortalizas frescas son altamente perecederas debido al alto contenido de agua y al metabolismo activo que conservan después de la cosecha (Mahajan *et al.*, 2017), la alta humedad provoca que los tejidos sean más blandos, facilitando el crecimiento y desarrollo de enfermedades causadas por microorganismos entre el tiempo de cosecha y el consumo de las frutas (Singh y Sharma, 2018). En promedio, el chayote tiene una humedad de 91.62 %, el mayor contenido lo tienen *n. maxima* con 96.25 %, *v. levis* con 95.34 %, y algunos morfotipos de *n. spinosum* y *n. xalapensis* con cantidades superiores al 95.00 %, el menor contenido lo tiene *a. dulcis* con 81.23 %. La humedad de las variedades analizadas es muy similar al 93.27 % del chayote fresco (Islam *et al.*, 2018) y al 93.69 - 94.56 % para *n. espinoso* (Montecinos-Pedro *et al.*, 2019). Dimitrovski *et al.* (2020), determinaron un contenido de humedad de 94.76 % para un morfotipo de *a. spinosum*, esta cantidad es mayor al 90.82 % del morfotipo de este estudio. La humedad del chayote es muy próxima a las de otras cucurbitáceas como el pepino que contiene de 95.10 a 96.26 % (Abbey *et al.*, 2017; Valverde-Miranda *et al.*, 2021) y la sandía con un contenido de 90.35 a 92.41 % (Li *et al.*, 2020), pero es mayor al de la

calabaza (*Cucurbita moschata*) con 85.34 % (Quintana *et al.*, 2018) y el melón serpiente (*Cucumis melo* var. *flexuosus*) con 76.20 % (Jahanbakhshi, 2018).

La presencia y densidad de las estomas en la epidermis de los frutos sugieren un papel importante en el intercambio de gases, con potencial de asimilar CO₂ y enfriamiento evaporativo, optimizando la fotosíntesis y regulando la temperatura interna (Simkin *et al.*, 2019). Las funciones estomáticas del fruto también están relacionadas con la absorción de nutrientes, por ejemplo en arándano (*Vaccinium corymbosum* L.), la acumulación de elementos como el calcio en los frutos, ocurre durante el crecimiento temprano, cuando las bayas transpiran de manera activa, ya que el transporte de Ca por el xilema es impulsado por la transpiración (Yang *et al.*, 2020). También se ha relacionado la frecuencia y tamaño de los estomas de la superficie de frutos con problemas fisiológicos, como el rajado de frutos en frutos de jujube (*Ziziphus jujuba* Mill.) (Li *et al.*, 2019), ya que los estomas de la epidermis pueden permitir la absorción de agua, una de las causas del rajado de frutos como la cereza (*Prunus cerasus*), la manzana (*Malus domestica*), la granada (*Punica granatum*) y el lichi (*Litchi chinensis*) (Khadivi-Khub, 2014). Además, los estomas juegan un papel primordial en la pérdida de agua por transpiración y son la puerta de entrada para las infecciones causadas por patógenos (Fanourakis *et al.*, 2020). Al inicio del crecimiento de frutos, la cantidad de estomas por unidad de área es mayor, sin embargo, la densidad estomática disminuye a medida que el fruto se expande, llegando incluso a perder la funcionalidad al cubrirse de ceras cuticulares (Yang *et al.*, 2020).

El tamaño, la apertura y cierre de los estomas y el índice estomático está influenciado por las condiciones ambientales donde se desarrollan los cultivos, como la concentración de CO₂ y la temperatura (Habermann *et al.*, 2019). Además de las regulaciones externas del desarrollo y función estomática, también existen señales endógenas como las fitohormonas, por ejemplo, las aplicaciones de jasmonato de metilo redujeron la densidad e índice estomático en *Arabidopsis thaliana* (Han *et al.*, 2018), otros reguladores como los brasinoesteroides, auxinas y ácido abscísico también afectan el desarrollo estomático (Qi y Torii, 2018). También, las proteasas participan en la regulación sobre el desarrollo y el ajuste de la apertura de los estomas, esta regulación es fundamental para las

adaptaciones fisiológicas de las plantas al estrés biótico y abiótico (Fanourakis *et al.*, 2020).

Aunque existen pocos estudios de los estomas en frutos en comparación con otros tejidos, Blake y Lenz (1989) mencionan que los estomas en la epidermis de los frutos están presentes en menor proporción (10-100 veces) que en la epidermis abaxial de las hojas de la misma especie. Los frutos con alta frecuencia de estomas y clorofila pueden ser órganos fuente de energía, por ejemplo, Sui *et al.*, (2017) demostraron que el área superficial del pepino es comparable al de una hoja y puede contribuir un 9.4 % de la fijación de carbono necesarios para su crecimiento. En el pepino, la frecuencia estomática del fruto es solo el 1.58 y el 0.91 % de las frecuencias de las superficies superior e inferior de las hojas, respectivamente (Sui *et al.*, 2017). En este estudio, la frecuencia estomática de la epidermis del chayote varía entre 5.73 y 39.26 estomas / mm² y que de acuerdo con lo reportado por Inamdar *et al.*, (2019) representaría el 5.42 y el 21.34 % de la frecuencia estomática de la epidermis inferior y superior de las hojas de la planta del chayote respectivamente. La presencia de clorofilas y estomas en el chayote sugiere que estos al igual que los frutos de pepino tienen la capacidad de realizar fotosíntesis, aunque no existen estudios de las características y su contribución al crecimiento mediante la asimilación de carbono.

Se determinó una frecuencia estomática promedio para el chayote de 17.21 estomas / mm². En 2021, Ramírez-Rodas *et al.* (2021), determinaron frecuencias estomáticas de 26.43 para *v. levis*, 27.13 para *n. xalapensis* y 36.84 para *n. spinosum*, en este estudio se obtuvieron esas entre 9.06 y 24.36 para los morfotipos de *v. levis*, de 13.40 a 44.11 para los morfotipos de *n. spinosum* y de 15.69 a 36.03 para los morfotipos de *n. xalapensis*.

Si comparamos específicamente el morfotipo de *v. levis* estudiado por Ramírez-Rodas *et al.* (2021) el valor determinado en este estudio de 24.36 es muy parecido, pero menor a 40 estomas / mm² obtenido por Cadena-Iñiguez *et al.* (2006). Se ha demostrado la presencia de estomas en otros frutos como los arándanos con frecuencias de 5 a 108 (Yang *et al.*, 2020), la nectarina con 16.70 (Gibert *et al.*, 2010), y de 20 a 30 estomas /mm² en el pepino (van Meeteren y Aliniaiefard, 2016).

El promedio de índice estomático del chayote es de 0.406 %, la mayor medía lo tiene *n. xalapensis* con 0.666 % y la menor es 0.142 % de *a. spinosum*, aunque algunos morfotipos de *n. xalapensis* y *n. spinosum* pueden alcanzar valores mayores a 0.90 %. Los estomas son de tipo ciclocítico y un tamaño promedio de 28.76 μm , siendo muy similares entre las variedades, pero *n. spinosum* tiene significativamente los estomas más grandes de 35.24 μm , mientras que *v. levis* con 22.14 μm el de menor tamaño.

El comportamiento de los estomas es importante durante la comercialización de frutas y hortalizas, las condiciones de almacenamiento pueden provocar la apertura de los estomas y con ello la pérdida de agua y deshidratación del fruto. Por ejemplo Laurin *et al.*, (2006) mostraron que ambientes a baja presión provocan una mejor difusión de CO_2 intracelular, provocando la apertura de los estomas de la epidermis de frutos de pepino, con mayor pérdida de agua, además el cambio del almacenamiento a 71 kPa a presión normal (101 kPa) provocó que los estomas permanecieran abiertos durante este último, por lo que el tiempo de comercialización es menor. Así mismo, los estomas están relacionados con la inocuidad, ya que la aglomeración de bacterias como la *Salmonella* sucede cerca de la apertura estomatal (van Meeteren y Aliniaiefard, 2016).

Si bien existen diferencias en el índice, frecuencia y tamaño estomático de las variedades estudiadas, se sabe que los valores de índice estomático son específicos para una especie cultivada en un entorno determinado, ambientes con altos niveles de CO_2 y luz alteran el índice estomático. Por estas razones es muy difícil utilizar el índice estomático como un parámetro de identificación (Casson y Gray, 2008).

A pesar de cultivarse en muchas partes del mundo el chayote se considera como un cultivo tropical subutilizado, los metabolitos como saponinas, fenoles, flavonoides, esteroides, taninos, terpenoides y cumarinas pueden prevenir enfermedades crónicas, síndromes metabólicos, alta presión sanguínea y diabetes. Puede llegar a tener una importante cantidad de minerales, hasta 27.89 mg kg^{-1} de calcio y 10.67 mg kg^{-1} de hierro además, los nutrientes pueden servir como un complemento para las comidas y ayudar en la buena salud (Premkumar, 2016). Todas las variedades tienen características que pueden resultar atractivas a los consumidores. El color intenso de las variedades *nigrum* es la característica distintiva y con potencial de ser aprovechada comercialmente, ya que

tienen un mayor contenido de pigmentos (clorofilas y carotenoides), asociados con beneficios a la salud por sus actividades biológicas como antioxidantes, antidiabetes, antiobesidad, hepatoprotector y anticancerígenos (Mohd Hassan *et al.*, 2019). Existe un incremento en la demanda y consumo de alimentos con pigmentos naturales, en el mejoramiento genético generalmente se busca un aumento en la intensidad de color, ya que además de los beneficios a la salud de los consumidores lo relacionan con un mejor sabor y calidad (Sharma *et al.*, 2021).

Además de las clorofilas y carotenoides, el chayote es rico en flavonoides como la rutina, florizidina, miricetina, quercetina, floretina, naringenina y galangina. Al mismo tiempo, tiene un importante contenido de cucurbitacinas (Cu) D, I, B y E). Por ejemplo, la variedades *n. xalapensis* tiene 13.44, 5.60 y 0.62 mg g⁻¹ de Cu D, I y B, respectivamente, mientras la variedad *v. levis* posee 0.23 mg g⁻¹ de rutina y 1.09 mg g⁻¹ de miricetina (Iñiguez-Luna *et al.*, 2021). En el chayote el aumento en la cantidad de componentes bioactivos puede darse por el cruzamiento genético con variedades silvestres. El caso de la variedad Perla negra, cruza de *amarus silvestrys* y *n. minor*, con 3.25 g 100 g⁻¹ de cucurbitacinas y 1.5 g 100 g⁻¹ de flavonoides, cuyo extracto tiene inhibición sobre la línea celular de cáncer HeLa, con un valor de IC₅₀ de 1.85 µg mL⁻¹, por lo que el mejoramiento genético puede mejorar el rendimiento, la composición química y los componentes con actividad biológica del chayote (Salazar-Aguilar *et al.*, 2017). Debido a la gran cantidad de compuestos bioactivos, el chayote puede ser aprovechado con fines nutricionales, nutracéuticos y cosméticos (Díaz-de Cerio *et al.*, 2019).

Los morfotipos y variedades grandes como *n. maxima*, *a. levis* gigante, el morfotipo A de *v. levis* y los morfotipos A y B de *n. spinosum* puede ser utilizados con fines industriales y de transformación. El chayote puede ser una fuente para la obtención de pectina de alta masa molar 2.47×10^6 g mol⁻¹, obteniendo rendimientos del 6.19 % con excelentes propiedades como la capacidad de retención de agua de 3.14 y 3.73 de capacidad de retención de aceite, así mismo tiene una gran capacidad de disolución, lo que la hace atractiva para aplicaciones en alimentos, cosméticos y fármacos (Ke *et al.*, 2020), cuando se utiliza el exocarpo para extraer pectina el rendimiento es de 22.10 %, la cual cumple con normatividad de calidad (Puspitasari *et al.*, 2020).

En las variedades tipo *albus*, la mayor cantidad de SST, Azúcares y el sabor dulce es la característica para aprovechar, como la incorporación a alimentos dulces o postres, por ejemplo en la India se investigó la incorporación del chayote a un alimento dulce tradicional llamado dodol (Arief *et al.*, 2021). Recientemente, se ha investigado la elaboración y utilización de harina de chayote, la cual puede ser utilizada para formular diversos alimentos como pastas o galletas, aprovechando características propias del fruto y el incremento en la demanda de consumidores de productos libres de gluten (González *et al.*, 2017; Pineda-Vargar *et al.*, 2020; Sakung *et al.*, 2020).

Si bien el uso del chayote es principalmente como verdura cocida, el desarrollo de productos industrializados a base de chayote permitirá dar valor agregado al cultivo y reducir las pérdidas postcosecha (Taynath *et al.*, 2020; Arief *et al.*, 2021). Como estrategia comercial para promover el consumo de todas las variedades, se deben aprovechar tendencias de consumo como la protección al ambiente y en la salud de los consumidores, por ejemplo, en algunas regiones más del 60 % de la producción de chayote es orgánica (Deguine *et al* 2020), lo que permitiría acceder a nuevos mercados como la Unión Europea y el aumento de ingresos económicos a los productores.

1.6 CONCLUSIONES

Existe una gran diversidad de formas, tamaños, colores y características bioquímicas entre y dentro los diez grupos varietales de *S. edule*, siendo tres categorías principales: Categoría 1: *albus* de color amarillo, con bajo contenido de pigmentos y alto contenido de SST y Azúcares. Dentro de esta categoría *a. levis gigante* se distingue por ser grande y tener la menor cantidad de SST y Azúcares totales; *a. dulcis* tiene menor contenido de humedad y densidad media de espinas; *a. minor* es un fruto muy pequeño, *a. levis* y *a. spinosum* son frutos pequeños y medianos con bajo índice estomático, pero este último presenta una alta densidad de espinas.

Categoría 2: *virens levis* de epidermis lisa, sabor neutro y color verde claro y brillante, el morfotipo A es un fruto grande con mayor tamaño y frecuencia estomática, mientras el morfotipo B es un fruto pequeño con bajo índice estomático. Por otro lado, en la Categoría 3: están los grupos *nigrum*, caracterizados por tener epidermis de verde oscuro y alto contenido de pigmentos. Dentro de esta categoría, *n. maxima* se distingue porque los frutos son muy grandes y con forma periforme alargada; los morfotipos de *n. spinosum* tienen distinta densidad de espinas y posee el mayor tamaño de estomas; los morfotipos *n. xalapensis* pueden ser grandes o pequeños con alto índice estomático; *n. minor* es un fruto muy pequeño con alto contenido de pigmentos. Si bien, *v. levis* y *n. spinosum* son las variedades más distribuidas y comercializadas, todos los grupos poseen características diferenciales que pueden ser atractivas para distintos usos en el mercado.

CAPITULO II. COMPORTAMIENTO POSTCOSECHA DE FRUTOS DE LOS DIFERENTES GRUPO VARIETALES DE CHAYOTE [*Sechium edule* (Jacq.) Sw]

2.1 RESUMEN

El chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw] es un fruto no tradicional de exportación, generalmente se cosecha en madurez hortícola (18 ± 2 d después de la antesis), en este estado tienen como características la firmeza y el color intenso. Los defectos de calidad del fruto más comunes son el viviparismo, manchas, falta de color o brillo, daños físicos por rozaduras, quemaduras de sol y fricción, defectos en la forma, tamaño inadecuado, pérdida de peso, incidencia de enfermedades y arrugamiento de la epidermis y daños por frío. A escala comercial únicamente son conocidos los grupos varietales *v. levis* y *n. spinosum*, por lo anterior el objetivo de este estudio es caracterizar el comportamiento postcosecha y los principales problemas de diez grupos varietales de chayote del Banco Nacional de Germoplasma de *Sechium edule* en México (BANGESe), la aplicación de 4-diclorofenoxiacético (2,4-D) 1 mM en *n. maxima* mostró efectos benéficos durante el almacenamiento a temperatura ambiente. Por otro lado, los tratamientos con de 600 nL L⁻¹ de 1-metilciclopropano (1-MCP) y 2,4-D conservaron mejor la calidad durante el almacenamiento en refrigeración de los grupos *a. minor*, *a. levis*, *a. dulcis* y *v. levis*, mientras el tratamiento con Calcio (2 %) no tuvo efectos benéficos y en algunos casos resultó contraproducente.

Palabras clave: 1-MCP, 2,4-D, daño por frío, viviparismo, calidad comercial, pérdida de peso.

2.2 ABSTRACT

Chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw) is a non-traditional fruit for export, it is harvested at horticultural maturity (18 ± 2 d after anthesis), in this stage firmness and intense color are the main characteristics. The most common quality defects of the fruit are viviparism, spots, lack of color or brightness, physical damage due to chafing, sunburn and friction, shape defects, inadequate size, weight loss, incidence of diseases, wrinkles of the epidermis and chilling injury. Only the varietal groups *v. levis* and *n. spinosum* are known on a commercial scale. Therefore, the objective of this study is to characterize the postharvest behavior and the main problems of 10 varietal groups of chayote from the National Germplasm Bank of *Sechium edule* in Mexico (BANGESe). The application of 4-dichlorophenoxyacetic (2,4-D) 1 mM on *n. maxima* showed beneficial effects during storage at room temperature. On the other hand, the treatments with 600 nL L⁻¹ of 1-methylcyclopropane (1-MCP) and 2,4-D preserved better the quality during cold storage of groups *a. minor*, *a. levis*, *a. dulcis* and *v. levis*, while treatment with calcium (2%) had not beneficial effects and in some cases provoke damage.

Keywords: 1-MCP, 2,4-D, chilling injury, viviparism, commercial quality, weight loss.

2.3 INTRODUCCIÓN

La vida útil de las cucurbitáceas después de la cosecha es corta, a temperatura ambiente el pepino (*Cucumis sativus* L.) pierde calidad en un periodo de 6 a 10 días, siendo la deshidratación y la pérdida del color verde intenso las principales causas de deterioro (Patel y Panigrahi, 2019). En las mismas condiciones, el calabacín (*Cucurbita pepo* L.) tiene una vida de anaquel de 2 a 3 días a temperatura ambiente, siendo la pérdida de firmeza y la deshidratación de la epidermis las causas de deterioro (Kannaujia *et al.*, 2019). En el chayote la vida de anaquel también es corta, debido a la pérdida de peso, incidencia de hongos y germinación se la semilla al interior del fruto (viviparismo) (Avendaño-Arrazate *et al.*, 2010)

La refrigeración es un método efectivo para mantener la calidad después de la cosecha, ya que reduce el metabolismo, pérdida de agua, tasa respiratoria y producción de etileno. Sin embargo, el almacenamiento a baja temperatura puede provocar efectos adversos, como daños por frío, aunque la temperatura de almacenamiento óptima para estos cultivos puede ser entre 0 y 13 °C (Zainalabidin *et al.*, 2019). La refrigeración es más efectiva cuando se combina con otros tratamientos postcosecha. En general, el 1-metilciclopropeno (1-MCP) es una opción para prolongar la vida de anaquel de frutos, aún en los frutos no climatéricos ya que retrasan la senescencia, la degradación de clorofila, y mitiga algunos trastornos fisiológicos (Li *et al.*, 2016). Por ejemplo, cerezas (*Prunus avium* L.) tratadas con 1 $\mu\text{L L}^{-1}$ de 1-MCP durante 24 h redujo en un 15 % la descomposición a los 30 días de almacenamiento a 1 °C y 90 % HR (Serradilla *et al.*, 2019). En la mora de castilla (*Rubus glaucus*) la aplicación de 3 $\mu\text{L L}^{-1}$ de 1-MCP durante 6 h, redujo cerca de 50 % la pérdida de peso de los frutos a los 9 días de almacenamiento a 1°C (Guzmán *et al.*, 2018).

La aplicación de tratamientos con Calcio (Ca), han mostrado efectos favorables en mantener la calidad de los frutos, la pared celular contiene entre el 60 y 75 % del total de Ca^{++} , por lo cual ayuda a mantener la integridad de la membrana y la dureza de los tejidos. Se sabe, que el Ca participa en la formación de enlaces pectina-Calcio esenciales para mantener la estructura celular, asimismo el Ca regula la actividad de enzimas relacionadas con la degradación de la pared celular como celulasas, pectinesterasas,

poligalacturonasas y β -galactosidasas. Además que actúa como un mensajero secundario en la señalización con el etileno, auxinas, giberelinas y ácido abscísico (Gao *et al.*, 2019). La aplicación de 2 % de cloruro de calcio redujo a más de la mitad la pérdida de peso en fresa y (*Fragaria x ananassa*. cv. *Red Dream*) y más de tres veces en frutos de frambuesa (*Rubus Idaeus* L. cv. *Killarney*), cuando se almacenaron por 8 días (0°C y 95 % HR) (Turmanidze *et al.*, 2019). En níspero (*Eriobotrya japonica* L.) las inmersiones de frutos de en CaCl₂ (6 %) redujeron la pérdida de peso en un 79.33 % con relación al testigo, y también se redujo más de la mitad el oscurecimiento externo, cuando estos se almacenaron a 30 °C por 5 días (Hussain *et al.*, 2021)

Se ha informado que la aplicación exógena de auxinas puede retrasar la maduración y senescencia de los frutos después de la cosecha, en fresa la inyección de 100 μ L de auxinas (ácido índole-3-acético: IAA) a 1 mM, retrasó la degradación de la pared celular mediante la inhibición de genes que codifican la pectatoliasa, β -D-xilosidasas, endoglucanasas y β -galactosidasa (Chen *et al.*, 2016). Así mismo, la aplicación de 2, 4-diclorofenoxiacético (2,4-D) al 0.45 mM en tomate Cherry (*Solanum lycopersicum* L.), redujo un 53.71 % el pico de producción máxima de etileno impidió la degradación de clorofila y aumentó la acumulación de volátiles como el fenilacetaldehído, 2-feniletanol y el benzoato de metilo (Wu *et al.*, 2018)

Con base en lo anterior, en este capítulo se describe el efecto de tratamientos como 1-MCP, calcio y auxinas en la calidad y manejo postcosecha en frutos de diez grupos varietales de *S. edule*.

2.4 MATERIALES Y MÉTODOS

Material Vegetal

Los frutos de chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.] var. *n. minor*, *v. levis*, *a. levis*, *a. dulcis*, *a. minor*, *a. levis gigante*, *n. xalapensis*, *n. spinosum* y *a. spinosum* fueron cosechados del BANGESe ubicado en Huatusco, Veracruz, México. Las plantas crecieron en las mismas condiciones de riego y fertilización. La cosecha se realizó en septiembre, en madurez hortícola (18 ± 2 d después de la antesis), eligiendo frutos sin daños físicos o plagas aparentes. Posteriormente, los frutos se transportaron al laboratorio de fruticultura del Colegio de Postgraduados (COLPOS) campus Montecillo para los análisis.

Experimento 1. Caracterización Postcosecha y Efecto de las Auxinas en el Almacenamiento a Temperatura Ambiente.

Los frutos de las variedades *a. levis gigante*, *n. spinosum*, *n. xalapensis* y *n. maxima*, se lavaron con una solución de hipoclorito de sodio al 1% y se secaron a temperatura ambiente. La aplicación de 2,4-D se realizó sumergiendo los frutos durante 15 min a 45 °C en una solución a 1 mM y en agua (testigo). Los frutos se almacenaron a 21 °C y 70 % HR. La caracterización postcosecha de cada variedad se realizó en estas condiciones de almacenamiento.

Experimento 2. Efecto de 1-MCP, Auxinas, Calcio y Calcio más Auxinas en el Almacenamiento en Refrigeración.

Los frutos de las variedades *n. minor*, *v. levis* (morfortipo A y B), *a. levis*, *a. dulcis* y *a. minor*, se lavaron con una solución de hipoclorito de sodio al 1% y se secaron a temperatura ambiente. Los tratamientos consistieron en inmersiones de los frutos por 15 min a 45°C en las siguientes soluciones: agua (testigo), 2,4-D (1 mM), calcio 2 % (p / v) y calcio 2 % (p / v) más 2,4-D (1 mM). La aplicación de 1-MCP, se realizó colocando los frutos en una caja de acrílico sellada y dejando un vial con 1-MCP a una concentración de 600 nL L⁻¹, por un tiempo de exposición de 24 h a temperatura ambiente. Las variedades *n. minor*, *v. levis* (morfortipo A) y *a. minor* se almacenaron dos semanas, mientras las variedades *a. levis*, *a. dulcis* y *v. levis* (morfortipo B) se almacenaron por tres semanas, las condiciones fueron a 8.7°C y 95% HR.

Variables Analizadas

Pérdida de Peso. La pérdida de peso se determinó a la salida de refrigeración con ayuda de una balanza digital con una sensibilidad de 0.01 g, los resultados se expresaron como porcentaje de pérdida de peso con respecto al peso inicial del fruto fresco, mediante la siguiente ecuación (Suseno *et al.*, 2014):

$$\text{Pérdida de peso (\%)} = \frac{\text{Peso inicial} - \text{Peso final}}{\text{Peso inicial}} \times 100$$

Escalas de Calidad

La evaluación se realizó durante los 14 días de almacenamiento a temperatura ambiente (21 °C y 75%HR) y a la salida de refrigeración, mediante escalas basadas en lo descrito por Ramírez-Rodas *et al.* (2021):

Evaluación de la deshidratación evidente. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa. Utilizada para los grupos varietales: *nigrum minor*, *virens levis* (morfotipo A) y *albus minor*.

Evaluación del viviparismo. Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta. Utilizada para los grupos varietales: *nigrum minor*, *virens levis*, *albus levis*, *albus dulcis*, *albus levis gigante*, *nigrum spinosum*, *nigrum xalapensis* y *nigrum maxima*.

Evaluación de la oxidación. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa. Utilizada para los grupos varietales: *albus levis gigante*, *albus levis*, *albus dulcis* y *nigrum spinosum*.

Evaluación de presencia de ampollas. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada y 3 = severa. Utilizada para los grupos varietales: *virens levis* y var. *nigrum maxima*.

Evaluación de daños por frío. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada y 3 = severa. Utilizada para los grupos varietales: *virens levis*, *albus levis* y *albus dulcis*.

Pérdida de Calidad Comercial

Se consideró que los frutos perdieron calidad comercial cuando el fruto tenía una pérdida de peso superior al 10 %, deshidratación evidente, presencia de viviparismo (nivel 1), oxidación medía de epidermis y espinas (nivel 2), afectación medía por ampollas (nivel 2), frutos con daños por y afectaciones por hongos.

Actividad Enzimática

Se determinó la actividad de α -amilasa en los grupos varietales *v. levis*, *n. maxima*, *n. xalapensis* y *n. spinosum*. Para esto se utilizó el kit Alpha-amylase SD (Megazyme, Reino Unido, Wicklow, Irlanda), siguiendo las instrucciones recomendadas por el fabricante. Las muestras se tomaron de la parte basal del fruto y terminal de la semilla, la cual en estudios previos mostro la mayor actividad enzimática, el tejido se liofilizó y posteriormente se molio finamente para su análisis, los resultados se presentaron como Unidades de amilasa SD g^{-1} de tejido seco.

Diseño Experimental

Se evaluó el efecto del 1-MCP, 2,4-D y el calcio en el manejo postcosecha. Se utilizó Kruskal-Wallis ($\alpha=0.05$) para analizar la pérdida de peso a la salida de refrigeración (8.7 °C y 95% HR) y durante el almacenamiento a temperatura ambiente (21 °C y 75 % HR), mediante el software R (versión 4.0.2).

El mapa de jerárquico de los problemas postcosecha de las variedades se realizó utilizando la librería el paquete Pheatmap del software R (versión 4.0.2). Las variables utilizadas fueron: pérdida de peso, oxidación, afectaciones por hongos, ampollas, viviparismo y deshidratación evidente.

2.5 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El fruto de chayote se cosecha en madurez hortícola a los 18 ± 2 días después de anthesis (Aung *et al.*, 1996; Cadena *et al.*, 2007), cuando aún no ha alcanzado el desarrollo total, pero tiene las características óptimas para el consumo, debido a esto, no se tienen cambios significativos en la composición como la acidez o los SST durante el almacenamiento, aunque también puede cosecharse en madurez fisiológica, con una mayor acumulación de almidón, en este estado pueden presentar estrías, como en *n. xalapensis* (Arévalo-Galarza *et al.*, 2011). Se han establecido algunos requerimientos para determinar la calidad de los frutos como el color del exocarpo, la presencia de espinas, el tamaño y el peso uniforme, sin presencia de enfermedades ni defectos (Cadena-Iñiguez *et al.*, 2007; Montecinos-Pedro *et al.*, 2019).

Experimento I. Caracterización postcosecha y efecto del 2,4-D en el almacenamiento a temperatura ambiente

Sechium edule var. albus levis gigante

Por causa del viviparismo, la incidencia de hongos, la oxidación de la epidermis y la pérdida de peso, en el día 9 el 50 % de los frutos sin tratar pierden calidad comercial y al día 13 el 100 % la ha perdido, la vida de anaquel en promedio es de 9 a 10 días para el testigo, y de 8 a 9 para el tratamiento con 2,4-D, perdiendo el 100 % de los frutos calidad en el día 12. La pérdida de peso es lenta comparada con otras variedades, ya que ocurre entre el 12-13 d en el testigo, la aplicación de 2,4-D redujo la pérdida de peso, pero no hay diferencias significativas entre el tratamiento y el testigo durante los días de almacenamiento. De acuerdo con la **Figura 30**, la aplicación de 2,4-D no tuvo efectos significativos manteniendo la calidad de los frutos, pero si aumentó el viviparismo a pareció 3 d antes y no tuvo efecto benéfico en el nivel de oxidación. La relación entre los principales problemas se presenta en la **Figura 31**.

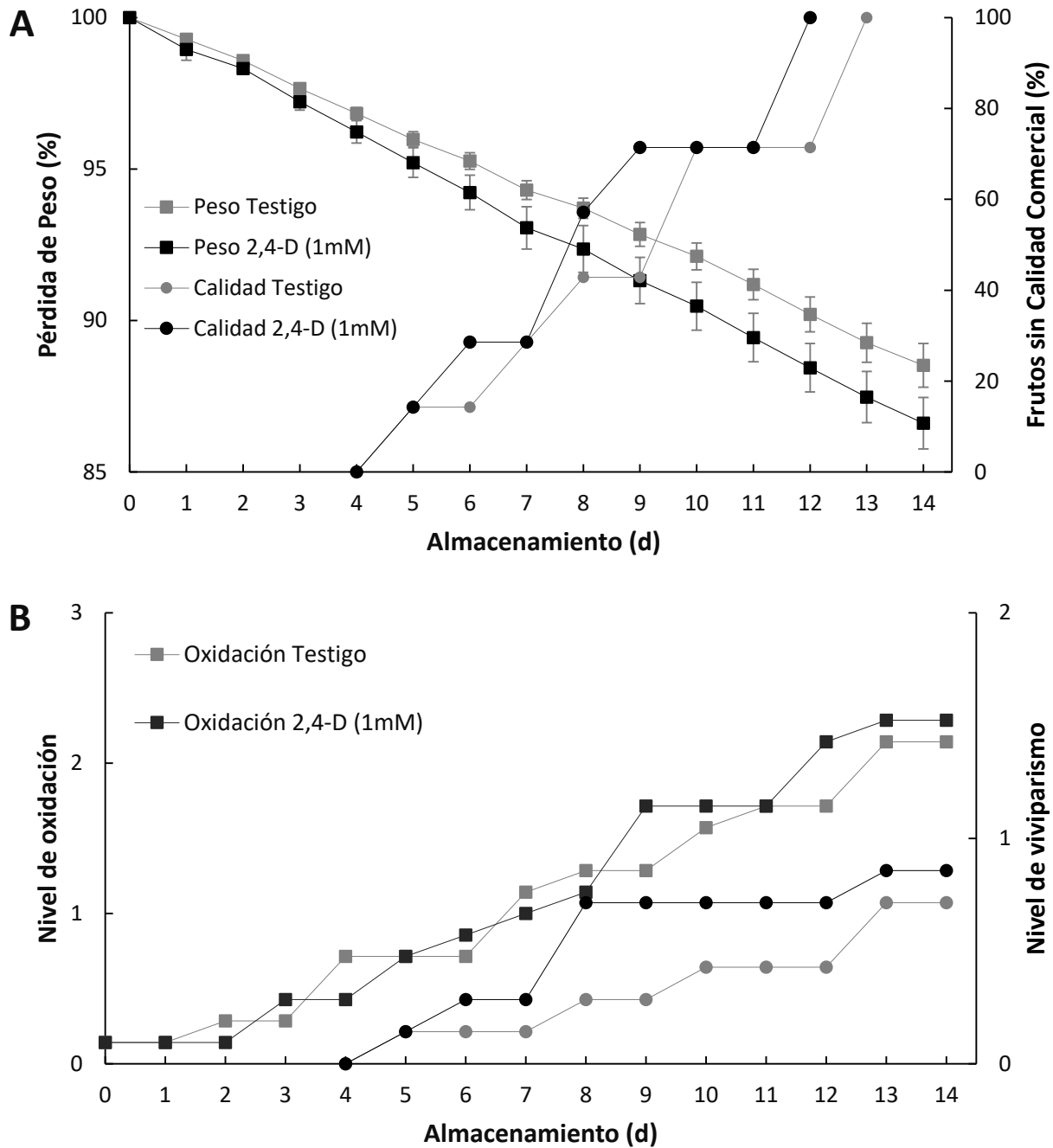


Figura 30. Evaluación de la calidad de *S. edule* var. *albus levis gigante* almacenado por dos semanas a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y calidad comercial, B. nivel de oxidación y viviparismo (media ± error estándar, n = 7).

Uno de los principales problemas postcosecha es la oxidación del fruto, provocando la aparición de manchas amarillas oscuras y que el fruto pierda rápidamente el color amarillo inicial. De acuerdo con la **Figura 32** y el **Cuadro 36**, se consideró la pérdida de calidad comercial a partir del nivel 2 de oxidación, debido a que al momento de la cosecha

el fruto puede presentar el nivel 0 y 1. La variedad también es altamente susceptible a ampollas causadas por *Colletotrichum* sp., lo que incrementa la oxidación del fruto a partir del 6 d, las ampollas pueden presentarse como manchas cafés y amarillas pequeñas o de gran tamaño (**Figura 33; C-D**). Además, los daños físicos como golpes, roces con otros frutos y fricción con el empaque o contenedores, incrementan rápidamente el amarillamiento de la epidermis, provocando la pérdida de calidad comercial (**Figura 34**).

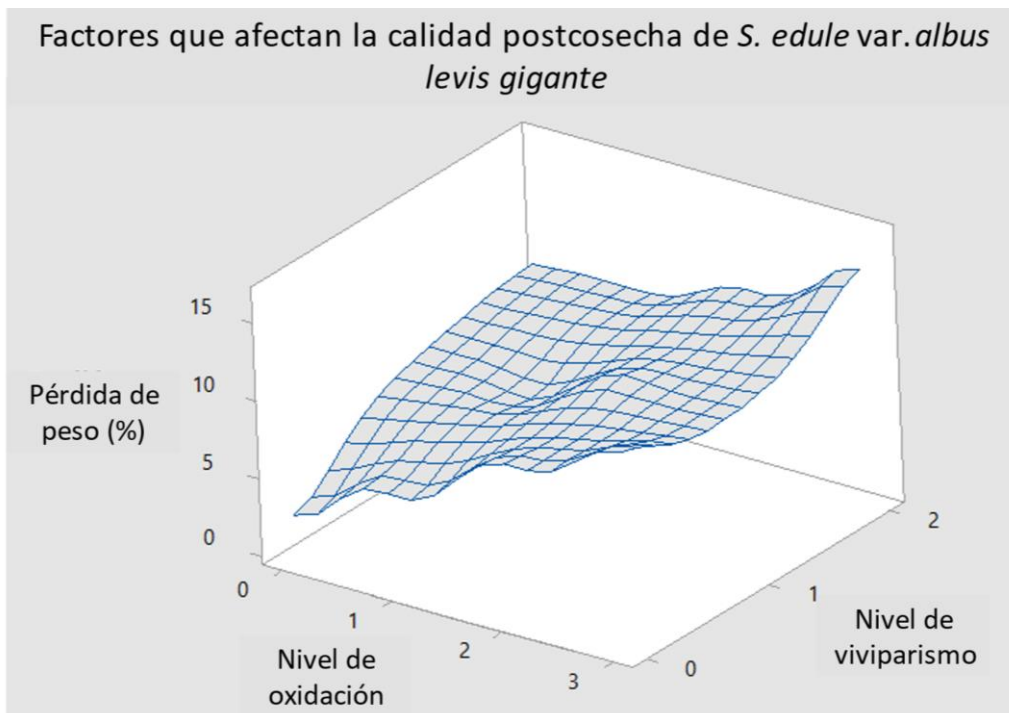


Figura 31. Relación entre los principales factores que afectan la calidad comercial de *S. edule* var *albus levis gigante*.

El viviparismo es importante ya que se presenta en un 42.86 % en ambos frutos, en promedio se presenta al 6 día en los frutos tratados con 2,4-D y al 9 día en el testigo (**Figura 35**). Mientras las infecciones por hongos se dan en un 28.57 % en ambos tratamientos, se identificó la presencia de *Phoma* sp. que se manifestó con la presencia de depresiones café oscuro con presencia de escaso micelio blanco en la superficie, los síntomas aparecieron a partir del 7 día (**Figura 33; A-B**).

Cuadro 36. Índice de color de los niveles de oxidación de *S. edule* var. *albus levis gigante* (media \pm error estándar).

Nivel de oxidación	Evaluación	Índice de color	Oxidación de epidermis (%)
0	Ninguna	-2.085 ± 0.061	0
1	Leve	-0.725 ± 0.040	< 10
2	Moderada	0.072 ± 0.040	< 25
3	Severa	1.025 ± 0.086	> 25



Figura 32. Escala de evaluación de la oxidación de *S. edule* var. *albus levis gigante*. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.



Figura 33. Afectaciones por hongos en *S. edule* var. *albus levis gigante*, almacenado dos semanas a 21°C y 70% HR, A-B: afectaciones causadas por *Phoma* sp., C-D: afectaciones de ampollas causadas por *Colletotrichum* sp.



Figura 34. Frutos de *S. edule* var. *albus levis gigante*, almacenados a 21 °C y 75 % HR, A: Día 0 después de cosecha, B: Día 7 después de cosecha (izquierda: Testigo, derecha: 1-MCP), C: Día 14 después de cosecha (izquierda: Testigo, derecha: 2,4-D).



Figura 35. Escala de calificación del viviparismo en las variedades de *S. edule* var. *albus levis gigante*. Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.

Sechium edule* var. *nigrum maxima

La vida de anaquel promedio del testigo es de 9 días, perdiendo el 100 % de los frutos la calidad al día 11. Por su parte, en los frutos tratados con 2,4-D la pérdida de calidad en promedio se da a los 10 días, perdiendo el 100 % de frutos la calidad al día 13. Si se compara con otras variedades, la pérdida de peso es lenta, sucede en promedio entre el día 10 y 11 en el testigo, la aplicación de 2,4-D redujo la pérdida de peso de manera

significativa a partir del 8 día de almacenamiento, retrasando en promedio la pérdida de peso 1 día, es decir esta sucede del día 11 al 12 (**Figura 36**). Durante la postcosecha el fruto sufre afectaciones por ampollas, viviparismo, incidencia de hongos, deshidratación evidente y pérdida de peso, afectando la calidad comercial (**Figura 37-38**).

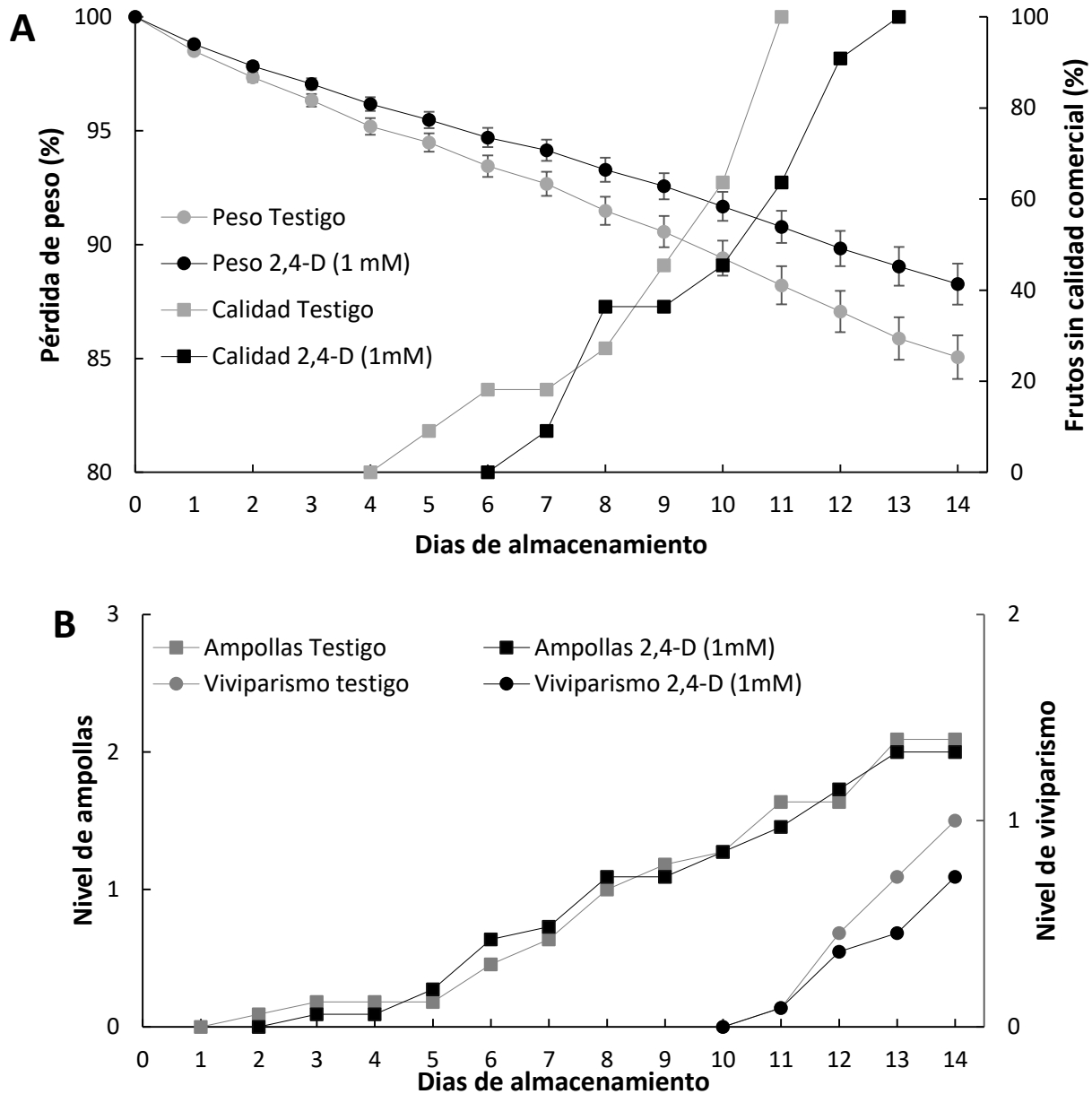


Figura 36. Evaluación de la calidad de *Sechium edule* var. *nigrum maxima*, almacenado por dos semanas a 21°C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y calidad. B. Nivel de ampollas y viviparismo (n = 11 ± error estándar).

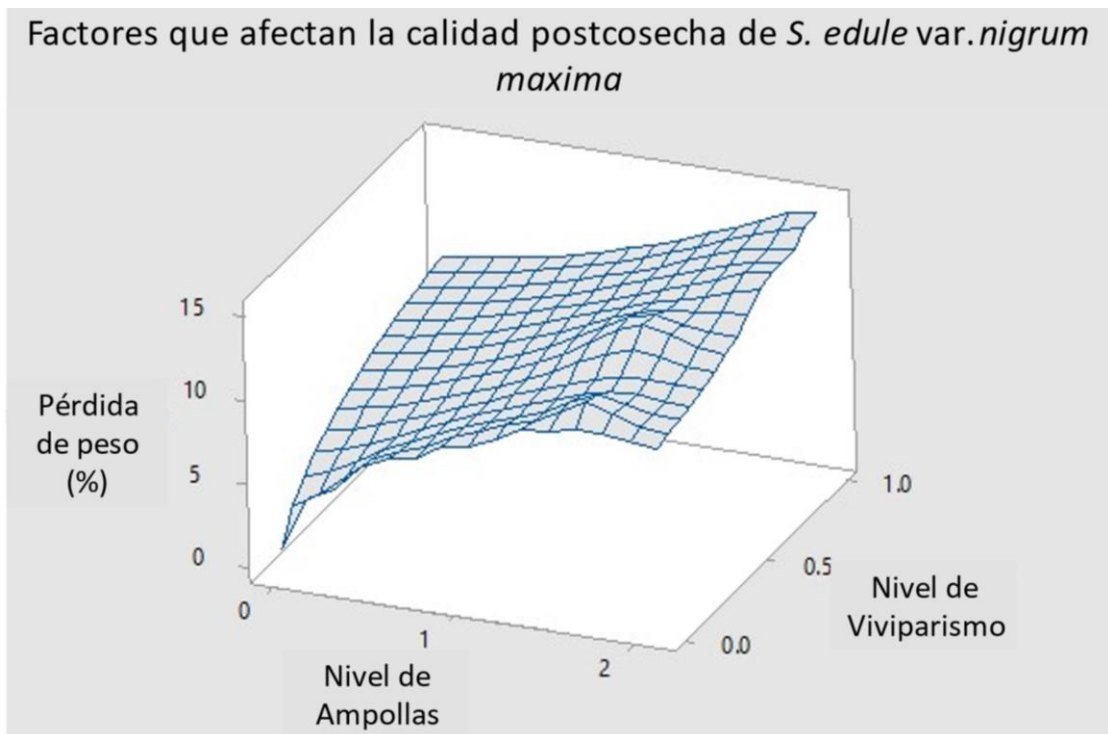


Figura 37. Relación entre los principales factores que afectan la calidad comercial de *S. edule* var *n. maxima*.

Se considera crítica una pérdida de peso superior al 10 % ya que causa deshidratación evidente, sobre todo en la parte superior del frutos, aunque esta se oculta con los surcos de los frutos, además se da la pérdida de la intensidad del color afectando la aceptabilidad comercial de la variedad (**Figura 38-39**). El viviparismo se presenta en un 54.55 % en el testigo y un 45.45 % en el 2,4-D, en ambos tratamientos el viviparismo aparece en el día 12, generalmente aparece una vez que el fruto tiene un pérdida de peso mayor a 10 % y afectaciones fuertes por ampollas, es decir, el viviparismo aparece en un nivel alto, pero no se presenta tan rápido como en otros grupos varietales (**Figura 40**). Las afectaciones por hongos se presentaron en un 18.18% en ambos tratamientos, los síntomas de la infección son pudriciones acuosas café oscuro o claro con crecimiento de abundante micelio hialino sobre la superficie dañada, los síntomas iniciales de la infección aparecen a partir del día 5 en el testigo, estos síntomas son similares a los causados por *Phoma* sp. en otras variedades (**Figura 39**). Otro problema que presenta esta variedad son las ampollas provocadas por *Colletotichum* sp., el fruto es altamente susceptible, ya que este síntoma se presentó en el 100 % de los frutos de ambos

tratamientos. Aplicación de 2,4-D redujo levemente el nivel de afectación, pero no redujo la cantidad de frutos afectados (**Figura 41**).



Figura 38. Frutos de *S. edule* var. *nigrum maxima*, almacenados a 21 °C y 70 % HR, A: Día 0 después de cosecha, B: Día 7 después de cosecha (izquierda: Testigo, derecha: 1-MCP), C: Día 14 después de cosecha (izquierda: Testigo, derecha: 2,4-D).



Figura 39. Afectaciones en *Sechium edule* var. *nigrum maxima*, almacenado dos semanas a 21°C y 70% HR, A. Afectaciones por hongos. B. Deshidratación evidente y pérdida de color en los frutos.



Figura 40. Escala de calificación del viviparismo en las variedades de *S. edule* var. *nigrum maxima*. Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.



Figura 41. Escala de evaluación de la presencia de ampollas en *Sechium edule* var. *nigrum maxima*. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada y 3 = grave.

Sechium edule* var. *nigrum spinosum

La vida de anaquel promedio en el testigo es de 6 a 7 días, perdiendo el 100 % de frutos calidad comercial en el día 10. Por su parte, los frutos tratados con 2,4-D perdieron calidad en promedio al día 7, perdiendo la totalidad de los frutos calidad en el día 11. El principal problema es la rápida pérdida de peso (>10 %), esta ocurre entre el día 7 y 8 como promedio tanto en el testigo como en los tratados con 2,4-D, no existiendo diferencias significativas entre los tratamientos durante el almacenamiento (**A; Figura 42**). Durante la postcosecha el fruto sufre viviparismo, incidencia de hongos, afectaciones por ampollas, oxidación de espinas, deshidratación evidente y pérdida de peso, afectando la calidad comercial (**Figura 43-44**).

Debido a la rápida pérdida de peso, los morfotipos A, D y F muestran indicios de deshidratación a partir del quinto día, en los demás morfotipos la mayor densidad de espinas ocultan visualmente esta afectación (**Figura 45**). La oxidación del fruto inicia en las espinas y provoca que el fruto adquiera tonalidades amarillas, gris o café, este problema se presenta en todos los morfotipos a partir del día 4, siendo los morfotipos A, B y E los más afectados (**Figura 46 - 47**). Aunque este problema afecta

considerablemente la apariencia visual del fruto, las afectaciones más severas aparecen después que el fruto perdió calidad por la pérdida de peso, el 2,4-D redujo muy levemente la oxidación de las espinas (**B; Figura 42**).

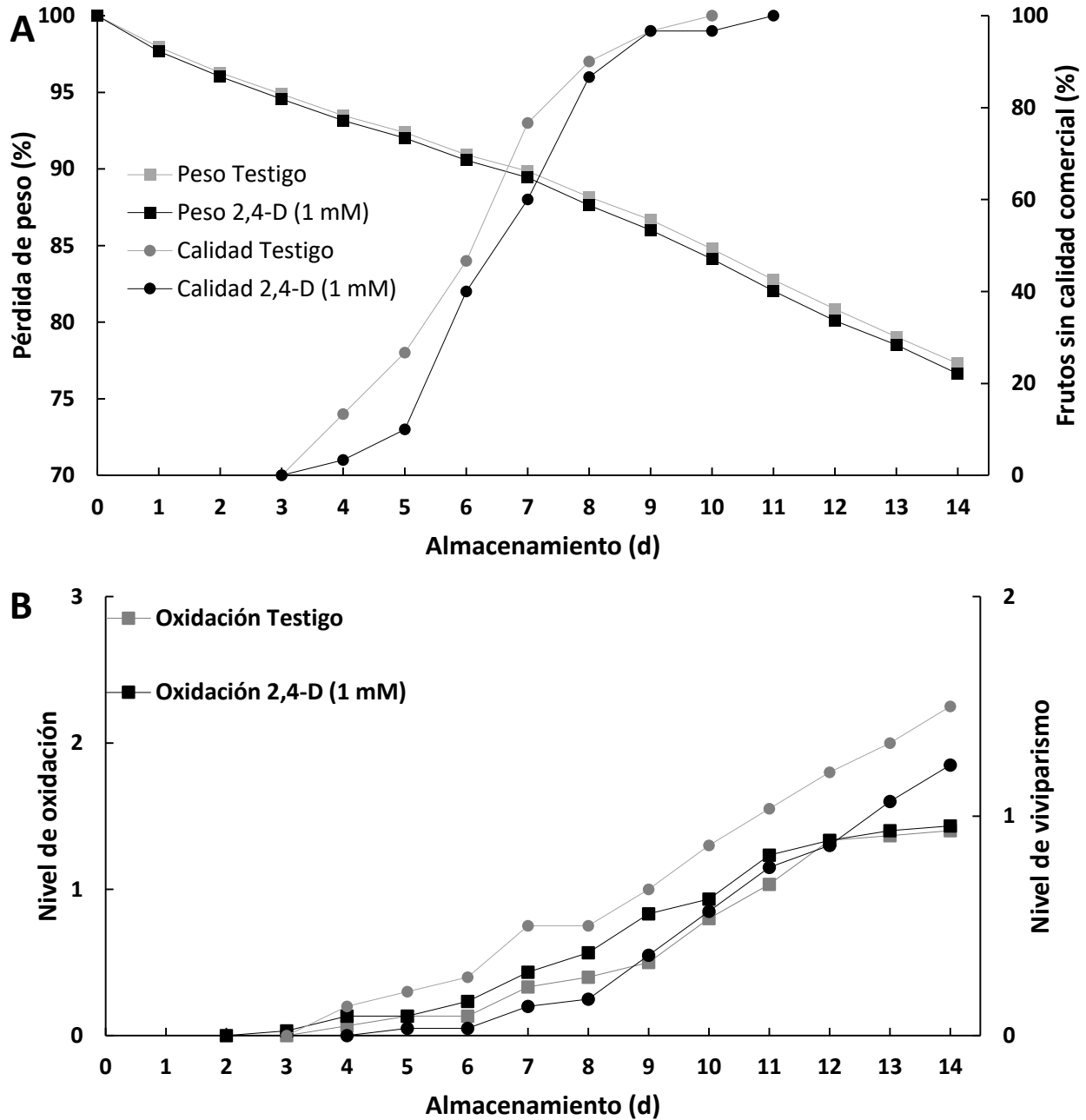


Figura 42. Evaluación de la calidad de *Sechium edule* var. *nigrum spinosum*, almacenado por dos semanas a 21°C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y pérdida de calidad comercial. B. Nivel de oxidación y viviparismo (media \pm error estándar, n = 30).

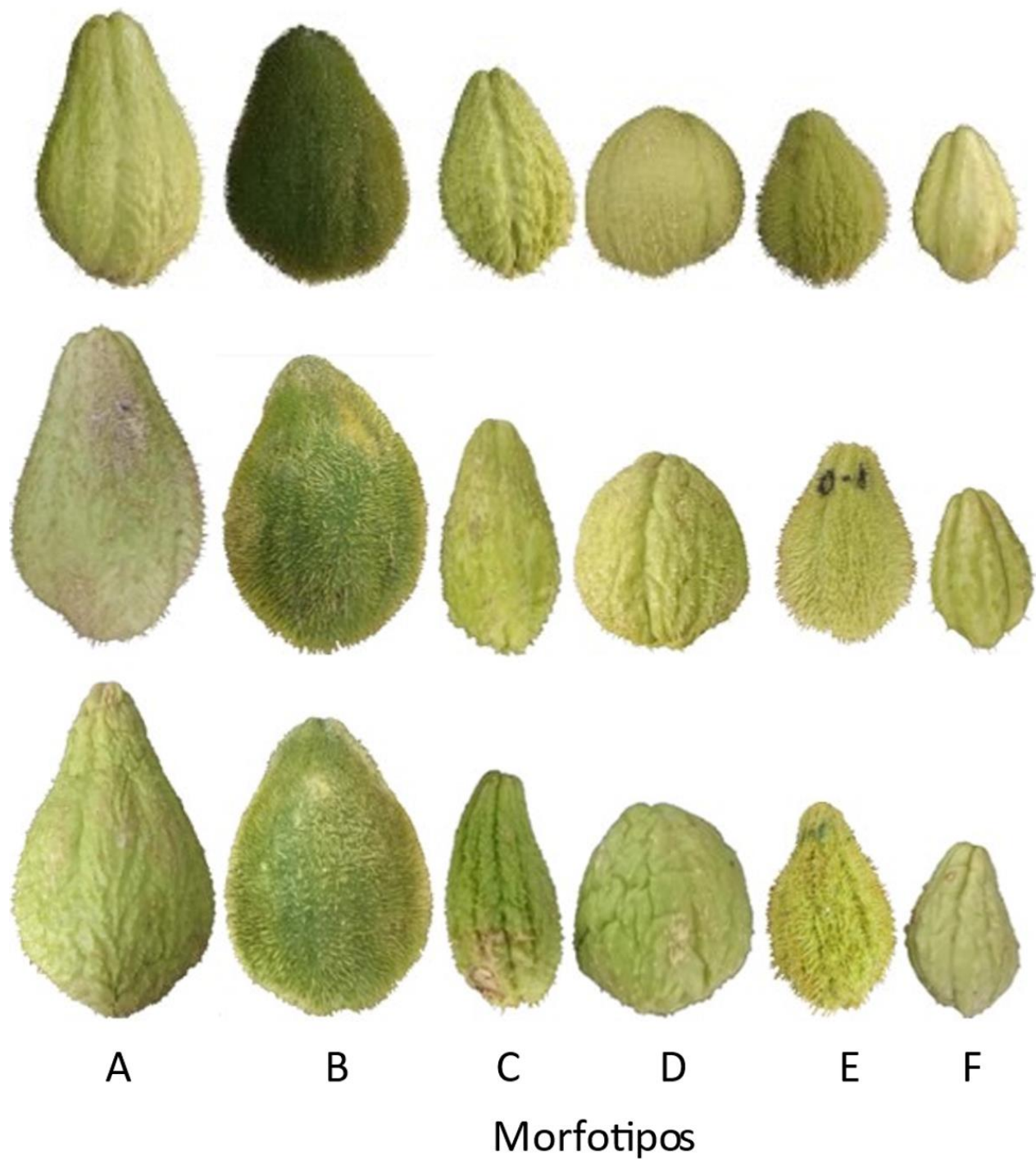


Figura 43. Frutos de *S. edule* var. *nigrum spinosum*, almacenados a 21 °C y 70 % HR, A: De arriba abajo: Día 0 después de cosecha, Día 7 después de cosecha, Día 14 después de cosecha. Morfotipos A - F.

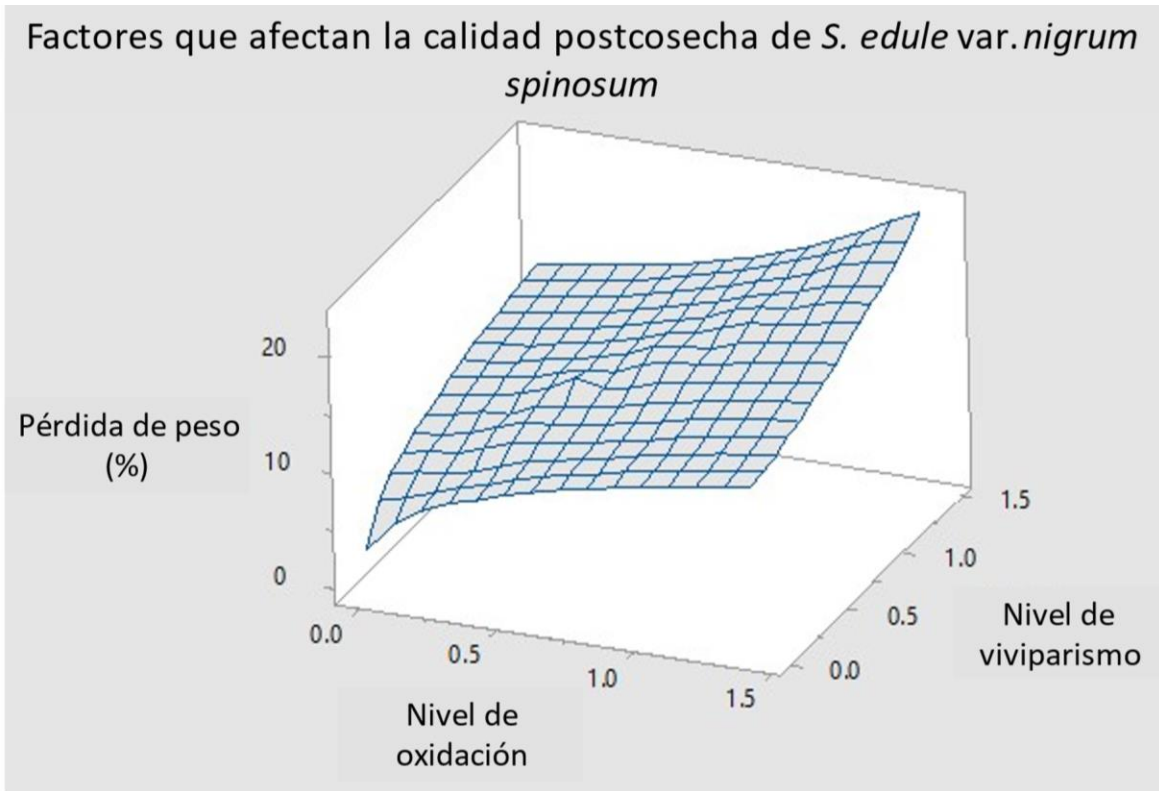


Figura 44. Relación entre los principales factores que afectan la calidad comercial de *S. edule* var *nigrum spinosum*.



Figura 45. Deshidratación evidente en *Sechium edule* var. *nigrum spinosum* debido a la rápida pérdida de peso. Almacenados por dos semanas a 21°C y 70% HR



Figura 46. Escala de evaluación de la oxidación de *S. edule* var. *n. spinosum*. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.

El viviparismo es un problema importante, ya que ocurre en todos los morfotipos de la variedad (**Figura 48 - 49**), se presentó en un 83.33 % en ambos tratamientos y aparece como promedio entre el día 8 y 9 en testigo, aunque la apertura basal puede aparecer a partir del día 4. Por otro lado, la aplicación de 2,4-D logró retrasar la aparición del viviparismo, a pareciendo como promedio en el día 10, y las primeras aperturas basales aparecieron en el día 5, asimismo la exposición total de la semilla fue más lenta en comparación con el testigo (**B; Figura 42**). El fruto también sufre daño al entrar en contacto con las espinas de otro fruto o con las paredes del contenedor donde se almacena.



Figura 47. Afectaciones por oxidación de los distintos morfotipos de *Sechium edule* var. *nigrum spinosum*.

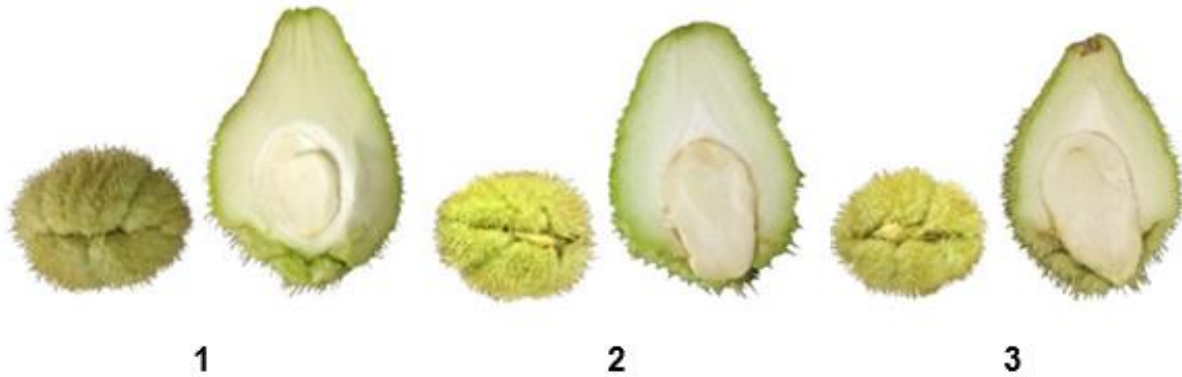


Figura 48. Escala de calificación del viviparismo en las variedades de *S. edule* var. *nigrum spinosum*. Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.

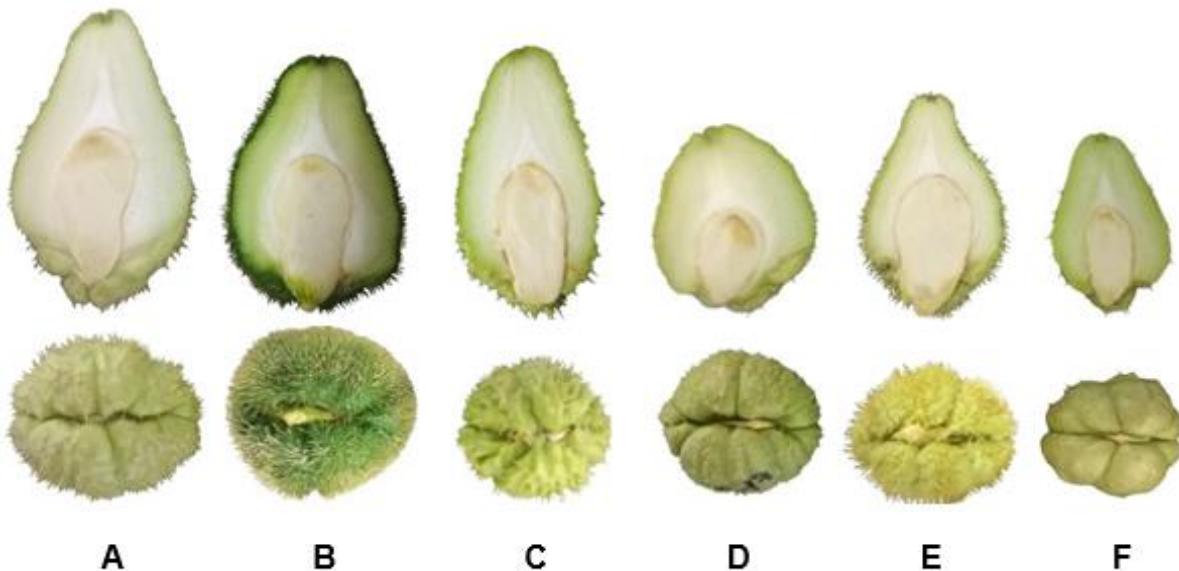


Figura 49. Afectaciones por viviparismo de los distintos morfotipos de *Sechium edule* var. *nigrum spinosum*.

El morfotipo F es altamente susceptible a las ampollas causadas por *Colletotrichum* sp. afectando al 73 % de los frutos testigo y un 46.60 % a los frutos tratados con 2,4-D, estas lesiones se aprecian en menor grado en el morfotipo A y en el resto de los morfotipos la alta densidad de espinas oculta visualmente esta afectación. La incidencia de hongos se presentó en un 10 % en el testigo y en un 23.33 % en los tratados con 2,4-D *Phoma* sp. en el morfotipo F causa depresiones café con presencia de micelio hialino en la epidermis dañada, mientras en el morfotipo A se presentaron pudriciones acuosas y depresiones

café con manchas negras con presencia de micelio hialino, en estos tejidos se encontró la presencia de una amplia variedad de hongos como *Colletotrichum* sp., *Fusarium* sp., *Phoma* sp., *Alternaria* sp. y *Aspergillus niger* (**Figura 50**). Las afectaciones por hongos son visibles a partir del día 7 tanto en el testigo como los frutos tratados con 2,4-D, siendo más susceptibles los morfotipos A y C.



Figura 50. Síntomas por hongos en *Sechium edule* var. *nigrum spinosum*, almacenado a 21 °C y 70% HR, A: ampollas por *Colletotrichum* sp. en el morfotipo F, B: *Phoma* sp., C: *Colletotrichum* sp., *Fusarium* sp., *Phoma* sp., *Alternaria* sp. y *Aspergillus niger* en los morfotipos A y C.

Sechium edule* var. *nigrum xalapensis

La vida de anaquel promedio del testigo es de 8 a 9 días, perdiendo el 100 % de los frutos calidad comercial en el día 14. Por su parte, los frutos tratados con 2,4-D conservan la calidad por un promedio de 6 a 7 días, perdiendo el total de los frutos calidad en el día 12. La aplicación de 2,4-D aceleró la pérdida de calidad postcosecha y el único beneficio fue la ligera reducción de viviparismo. Uno de los principales problemas es la pérdida de peso que ocurre en promedio en el día 9, no existen diferencias significativas en la pérdida de peso entre el tratamiento y el testigo durante el almacenamiento (**Figura 51**). El viviparismo, la pérdida de peso, incidencia de hongos y la deshidratación evidente son los problemas que se presentaron durante el almacenamiento, provocando la pérdida de calidad comercial del fruto (**Figura 52**).

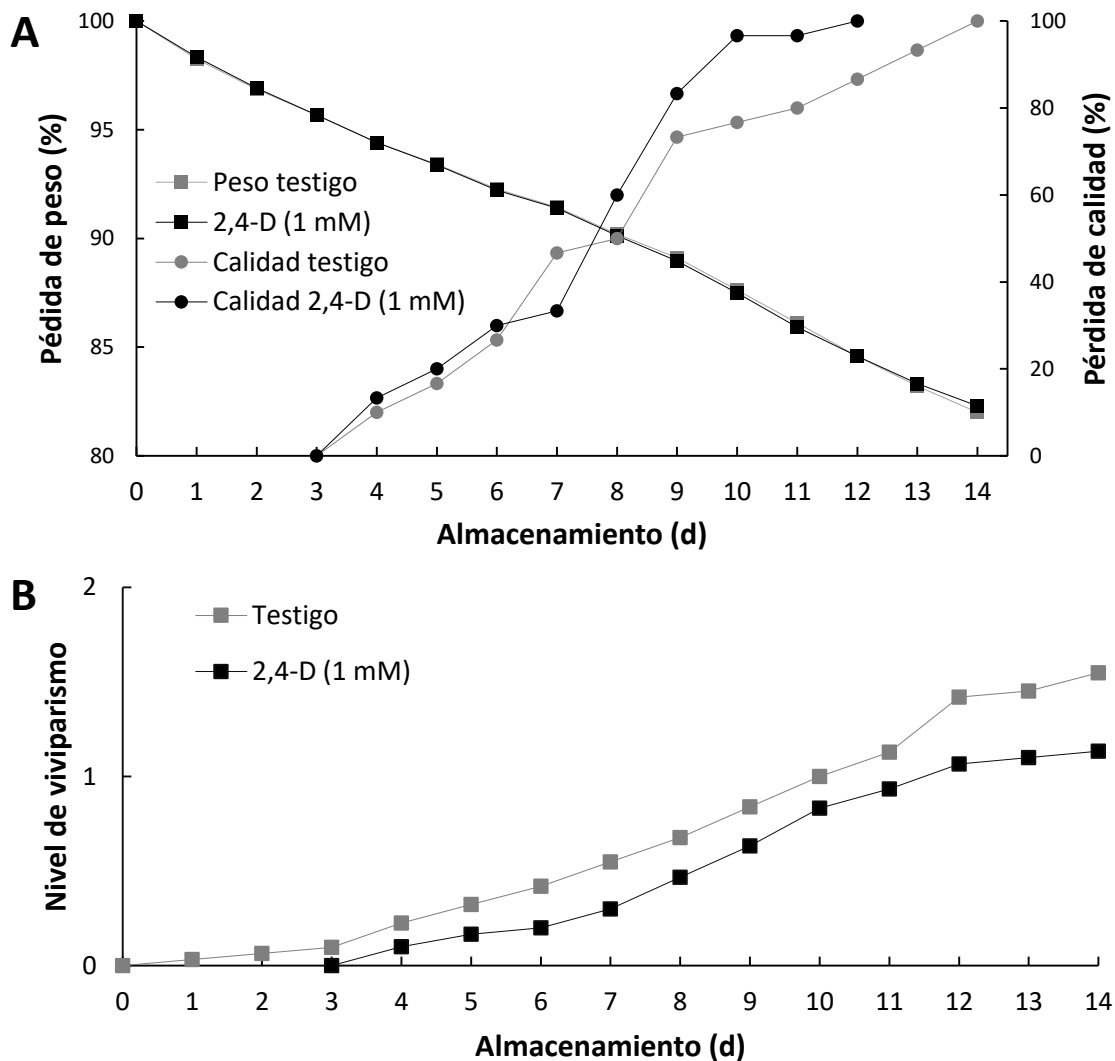


Figura 51. Evaluación de la calidad de *Sechium edule* var. *nigrum xalapensis*, almacenado por dos semanas a 21°C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y pérdida de calidad comercial. B. Nivel de viviparismo (n = 30 ± error estándar).

Aunque la pérdida de peso ocurre en promedio al día 9, puede provocar deshidratación evidente desde el día 6, este problema se aprecia en todos los morfotipos, sobre todo en la parte apical de los frutos, pero los surcos del morfotipo C ocultan medianamente este problema, por lo cual se considera crítica cuando la pérdida de peso es mayor a 10 %. Por otro lado, los frutos también sufren ligeras oxidaciones de la epidermis, que se ven reflejadas como manchas cafés y amarillas, siendo más susceptibles a estas afectaciones el A y B, este problema es visible a partir del día 5 y se incrementan por las rozaduras y fricción con otros frutos, pero se vuelven importantes después que el fruto

ha perdido calidad comercial por pérdida de peso, por lo que no es uno de los principales problemas (**Figura 53**).



Figura 52. Frutos de *S. edule* var. *nigrum xalapensis*, almacenados a 21 °C y 70 % HR, De arriba abajo: Día 0 después de cosecha, Día 7 después de cosecha, Día 14 después de cosecha.

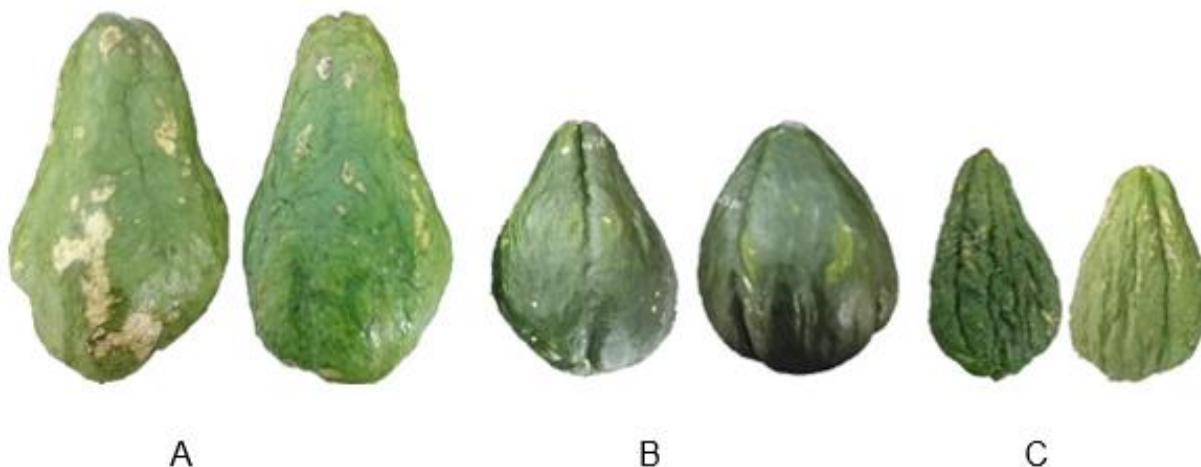


Figura 53. Apariencia visual por la deshidratación y oxidación de *Sechium edule* var. *nigrum xalapensis*. Almacenados por dos semanas a 21°C y 70% HR

El viviparismo es importante, ya que ocurre en todos los morfotipos de la variedad (**Figura 54-55**), siendo especialmente susceptibles los morfotipos B y C, en los frutos con 2,4-D se presentó en un 63.33 % mientras en el testigo en un 60.00 %, la apertura basal sucede como promedio al 8 d, si bien no hubo diferencias en la cantidad de frutos con viviparismo ni en el día de aparición, si se observa diferencia en el nivel, ya que la exposición de la semilla completa en el testigo fue más rápida que en el 2,4-D, apareciendo los primeros 3 días después (**Figura 51**).



Figura 54. Escala de calificación del viviparismo en las variedades de *S. edule* var. *nigrum xalapensis*. Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.



Figura 55. Afectaciones por viviparismo de los distintos morfotipos de *Sechium edule* var. *nigrum xalapensis*.

Las afectaciones por hongos se presentaron solo en el morfotipo A en un 3.33% en el testigo y 10% en 2,4-D, el síntoma se presentó como pudriciones acuosas y depresiones café oscuro con presencia de micelio blanco en la superficie, es similar a las afectaciones causadas por *Phoma* sp., *Colletotrichum* sp., *Fusarium* sp., *Phoma* sp., *Alternaria* sp. y *Aspergillus niger* en otros grupos varietales. Las afectaciones por ampollas causadas por *Colletotrichum* sp. se presentaron únicamente en el morfotipo A en un 36.66% de los frutos, sin evidencia de pústulas en el resto (**Figura 56**).



Figura 56. Afectaciones por hongos en frutos de *S. edule* var. *nigrum xalapensis*, almacenado por dos semanas a 21 °C y 70% HR, 1. Ampollas causadas por *Colletotrichum* sp., 2. Síntomas causadas por *Phoma* sp., *Colletotrichum* sp., *Fusarium* sp., *Alternaria* sp. y *Aspergillus niger*.

La aplicación de 2,4-D no tuvo efectos significativos en la pérdida de peso en la mayoría de los grupos, excepto en *n. maxima* a partir del día 8, la pérdida de calidad comercial se aceleró en los grupos *albus levis gigante* y *n. xalapensis*, mientras se alargó la vida de anaquel en los grupos varietales *n. spinosum* y *n. maxima*. La cantidad de frutos con viviparismo solo se redujo en *n. maxima*, además se retrasó apertura basal en *n. xalapensis* y *n. spinosum*, es decir, el viviparismo apareció días después en comparación con el testigo. Aunque también se dio un leve incremento en las infecciones por hongos en las variedades *n. spinosum* y *n. xalapensis*.

Experimento II. Caracterización postcosecha y efecto del 1-MCP, 2,4-D y calcio en el almacenamiento en refrigeración.

Sechium edule var. albus minor

A temperatura ambiente (21°C y 70 % HR) la vida de anaquel promedio es de 2 d. La rápida pérdida de peso es el principal problema, los frutos muestran indicios de deshidratación a partir del 1 d y cuando se tienen pérdidas superiores al 10% se presenta una deshidratación evidente, y para el día tres, el 100 % de los frutos ha perdido (**Figura 57**) la calidad comercial debido a esta causa. No se presentó viviparismo ni infecciones por hongos en los 14 d de almacenamiento, pero a medida que incrementa la deshidratación también aparecen oxidaciones en el fruto, las áreas deshidratadas se oxidan de manera que al igual que las otras variedades *albus*, este fruto también sufre amarillamientos (**Cuadro 37**), sin embargo, esto aparece después de la deshidratación, pues las oxidaciones se concentran en las arrugas de la epidermis causadas por la pérdida de peso, por lo cual el principal problema a solucionar es la deshidratación (**Figura 58 - 59**).

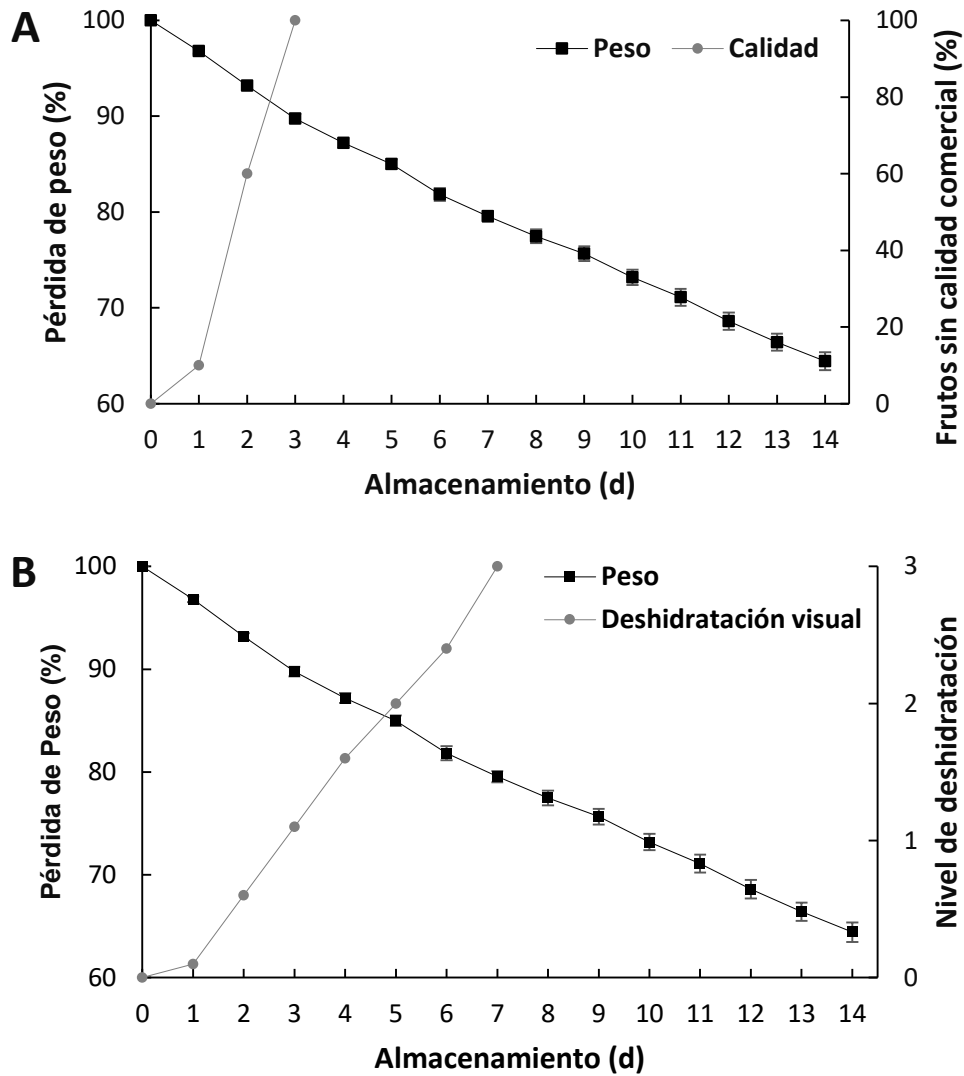


Figura 57. Evaluación de la calidad de *Sechium edule* var. *albus minor*, almacenados por 14 días a 21 °C y 70% HR, A. Pérdida de peso y calidad, B. Pérdida de peso y nivel de deshidratación (n = 10 ± error estándar).



Figura 58. Evaluación de la deshidratación evidente de *S. edule* var. *albus minor*. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.

Cuadro 37. Caracterización de los niveles de deshidratación y oxidación de *S. edule* var. *albus minor* (n= 10 ± error estándar).

Nivel de deshidratación	Evaluación	Índice de color
0	Ninguna	-2.17 ± 0.101
1	Leve	-0.886 ± 0.097
2	Moderada	0.274 ± 0.055
3	Severa	1.296 ± 0.073



Figura 59. Apariencia de los frutos de *S. edule* var. *albus minor* almacenados a 21 °C y 70% HR, A. 0 días después de cosecha, B. 7 días después de cosecha, C. 14 días después de cosecha.

De acuerdo con el **Cuadro 37**, a la salida de refrigeración todos los tratamientos tuvieron una pérdida de peso mayor a 10%. Sin embargo, los frutos tratados con 1-MCP y 2,4-D perdieron significativamente menor peso en comparación con el testigo. Al igual que en los frutos almacenados a temperatura ambiente, tampoco se presentaron infecciones por hongos ni viviparismo, lo que confirma la baja incidencia de estas afectaciones en la variedad. La menor pérdida de peso en los tratamientos 1-MCP y 2,4-D, se refleja en una menor deshidratación visual, de acuerdo con la escala propuesta y por ello en un menor amarillamiento causado por la oxidación (**Figura 60 - 61**).

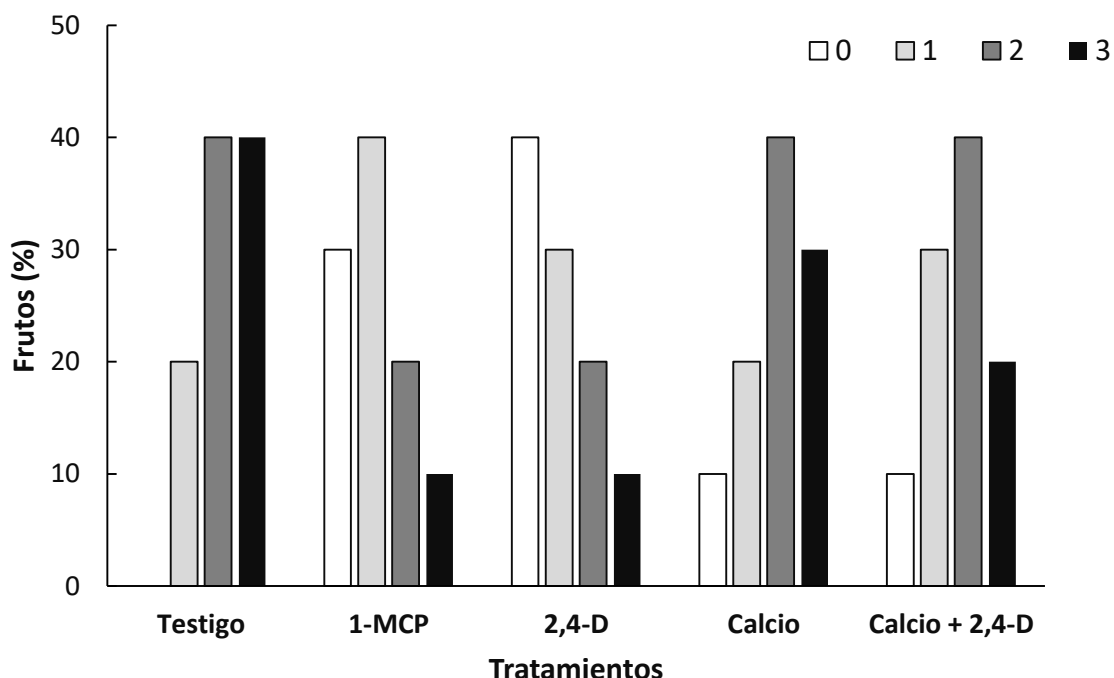


Figura 60. Evaluación de la apariencia de *S. edule* var *albus minor* después de almacenarse dos semanas a 8.7°C y 95% HR, Nivel de deshidratación: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa (n = 10).

Cuadro 38. Pérdida de peso (%), incidencia de hongos (%) y viviparismo de *Sechium edule* var. *albus minor* almacenado por dos semanas a 8.7°C y 95% HR (n= 10 ± error estándar).

Tratamiento	Pérdida de Peso (%)	Incidencia de Hongos (%)	Viviparismo (%)
Testigo	18.99 ± 0.819 ^c	0	0
1-MCP (600 nL L ⁻¹)	13.52 ± 0.600 ^a	0	0
2,4-D (1 mM)	14.54 ± 1.109 ^{ab}	0	0
Calcio (2 %)	17.52 ± 0.974 ^{bc}	0	0
Calcio (2 %) más 2,4-D (1 mM)	16.23 ± 0.999 ^{bc}	0	0

* Las letras diferentes son significativamente diferentes (Kruskall-Wallis, α=0.05)

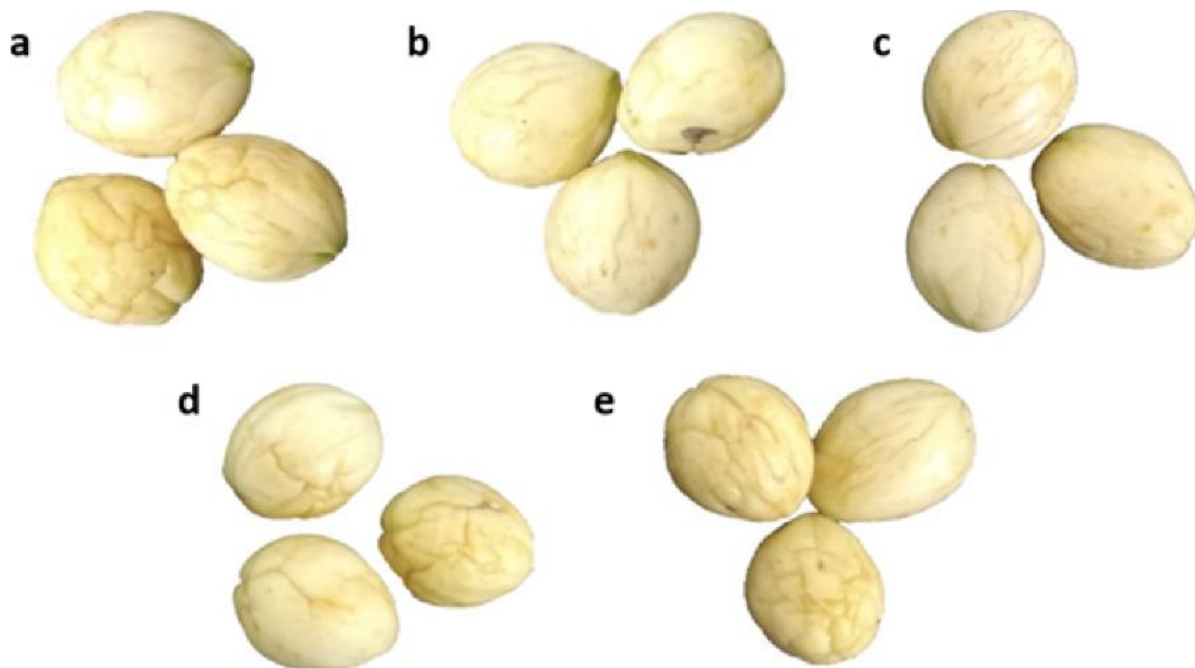


Figura 61. Apariencia de *S. edule* var. *albus minor* después de almacenarse dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR, a. Testigo, b. 1-MCP (600 nL L-1), c. 2,4-D (1 mM), d. calcio (2 %), e. calcio (2 %) más 2,4-D (1 mM).

Sechium edule* var. *albus levis

A temperatura ambiente (21°C y 70 % HR), la vida de anaquel del fruto es de 6-7 d, perdiendo el 100 % de los frutos calidad en el día 10 (**Figura 62**). Los principales problemas son la pérdida de peso (> 10 %) la cual sucede en promedio entre el día 7 y 8 y la oxidación de la epidermis del fruto que provoca la aparición de manchas de color amarillo oscuro, causando que se pierda rápidamente el color amarillo cremoso inicial. De acuerdo con el **Cuadro 39** y la **Figura 63- 64**, se consideró que el fruto pierde calidad a partir del nivel 2 de oxidación, ya que al momento de la cosecha el fruto puede presentar el nivel 0 y 1, la oxidación se intensifica debido a daños físicos como la fricción y manipulación de los frutos.

Durante el almacenamiento el viviparismo se presentó en un 25 %, este porcentaje es bajo comparado con otras variedades de chayote, pero es un importante problema de calidad ya que se presenta como promedio en el día 8, pudiendo presentar abertura basal desde el día 6 (**Figura 65**).

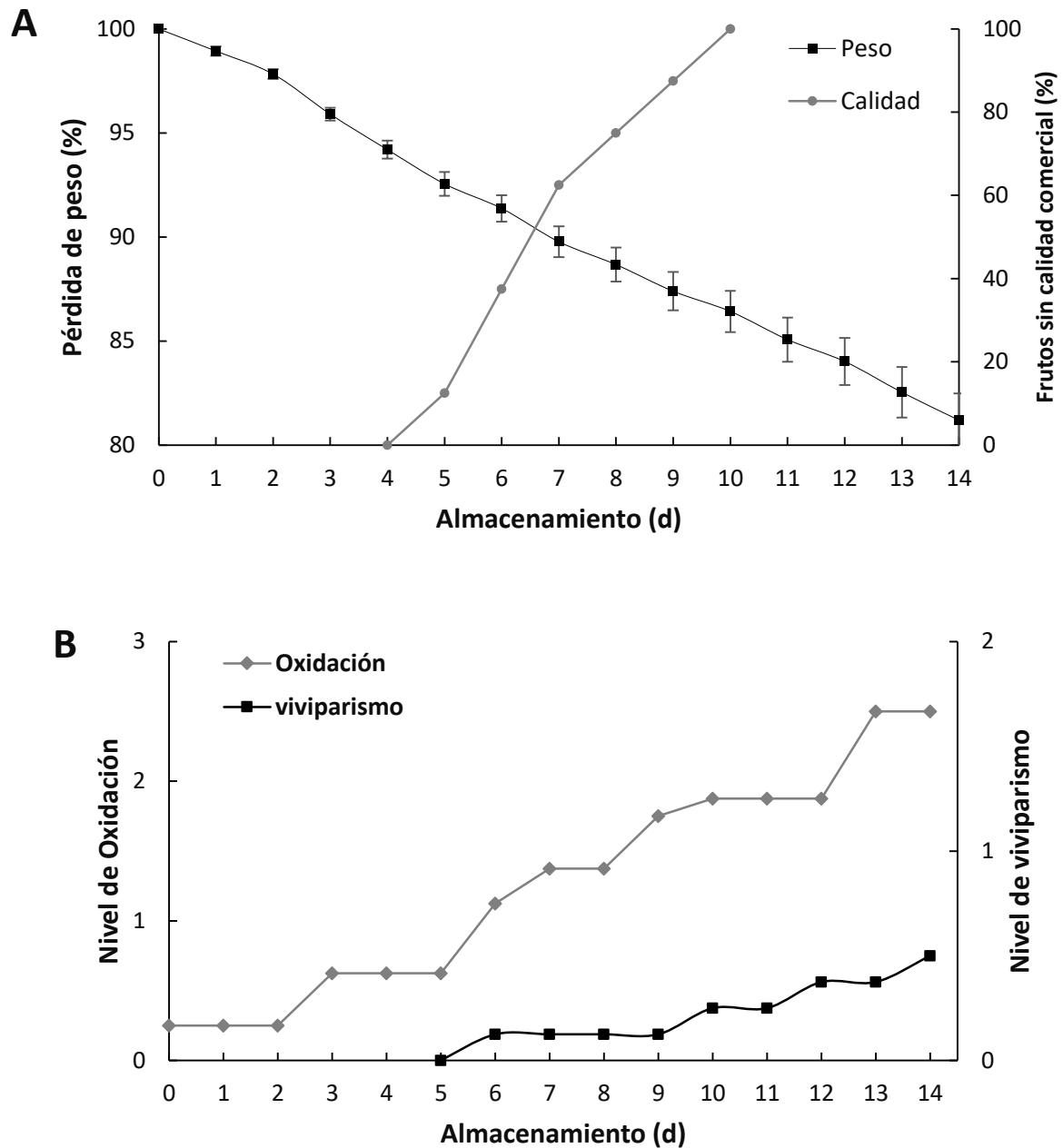


Figura 62. Evaluación de la calidad de *S. edule* var. *albus levis*, almacenados por 14 días a 21 °C y 70% HR, A. Pérdida de peso y calidad comercial, B. Nivel de oxidación y viviparismo (n = 8 ± error estándar).

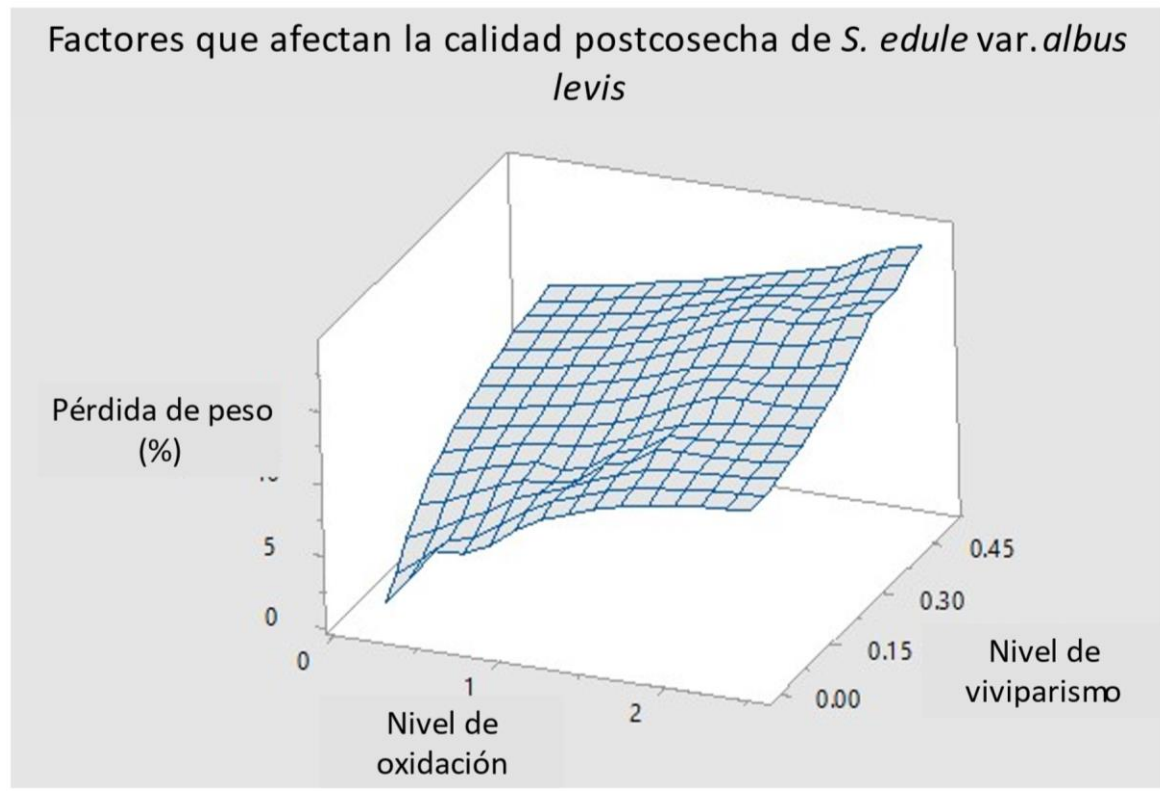


Figura 63. Relación entre los principales factores que afectan la calidad comercial de *S. edule* var *albus levis*



Figura 64. Evaluación de la oxidación de *S. edule* var. *albus levis*. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.

La pérdida de peso se considera crítica cuando es mayor a 10 %, debido a que puede provocar deshidratación evidente de la epidermis, pero estos arrugamientos se presentan generalmente después de la oxidación del fruto. Por otro lado, los frutos no fueron afectados por hongos ni tampoco se observan ampollas durante el almacenamiento a temperatura ambiente (**Figura 66**).

Cuadro 39. Caracterización de los niveles de oxidación de *S. edule* var. *albus levis* (n= 10 ± error estándar).

Nivel	Evaluación	Índice de color	Epidermis del fruto oxidada (%)
0	Ninguna	-1.832 ± 0.165	0
1	Leve	-0.855 ± 0.062	< 10
2	Moderada	0.313 ± 0.037	< 25
3	Severa	1.476 ± 0.134	> 25



Figura 65. Escala de calificación del viviparismo en las variedades de *S. edule* var. *albus levis*. Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.

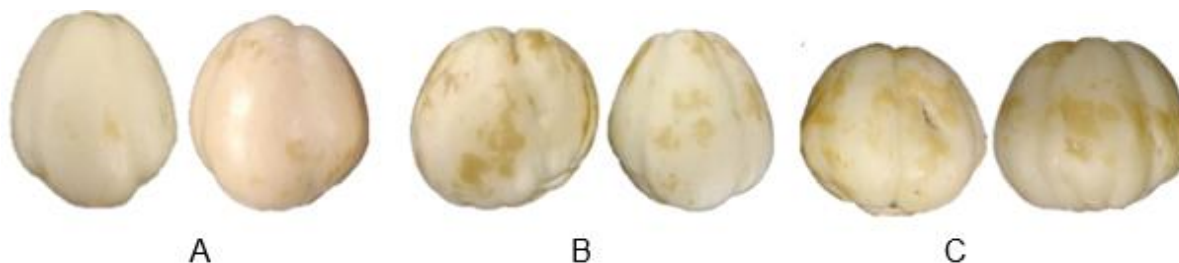


Figura 66. Apariencia de *S. edule* var. *albus levis* almacenado a 21 °C y 70% HR, A. Día 0 después de cosecha, B. Día 7 después de cosecha, C. Día 14 después de cosecha.

Con el fin de prolongar la vida de anaquel, se aplicaron los siguientes tratamientos: 1-MCP (600 nL L⁻¹), 2,4-D (1 mM), calcio (2 %), calcio (2 %) más 2,4-D (1 mM) y frutos testigo sin tratamiento, los frutos se almacenaron por tres semanas a 8.7°C y 95 % HR De acuerdo con el **Cuadro 40**, a la salida de refrigeración, todos los tratamientos tuvieron

una pérdida de peso mayor a 10%, no hubo diferencias significativas entre ellos. Además de la elevada pérdida peso elevada, los frutos tuvieron daños por frío que se evaluaron con base en el oscurecimiento de la epidermis de los frutos (**Figura 67**).

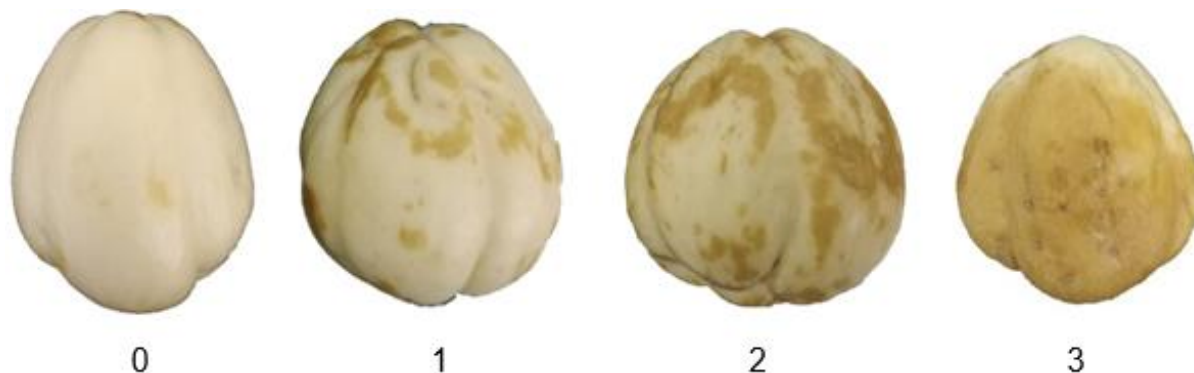


Figura 67. Evaluación del daño por frío de *S. edule* var. *albus levis*. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.

Cuadro 40. Pérdida de peso (%), incidencia de hongos (%) y viviparismo en *S. edule* var. *albus levis* almacenado por tres semanas a 8.7°C y 95% HR (n = 8 ± error estándar).

Tratamiento	Pérdida de Peso (%)	Incidencia de Hongos (%)	Viviparismo (%)
Testigo	14.34 ± 1.62 ^a	0	0
1-MCP (600 nL L ⁻¹)	11.36 ± 0.91 ^a	12.5	0
2,4-D (1 mM)	12.54 ± 1.56 ^a	25	0
Calcio (2 %)	15.13 ± 0.78 ^a	0	0
Calcio (2 %) más 2,4-D (1 mM)	14.39 ± 1.10 ^a	0	0

*Las letras diferentes son significativamente diferentes (Kruskall-Wallis, $\alpha=0.05$)

Aunque no hubo diferencias significativas en la pérdida de peso, si se observa un menor daño por frío en aquellos tratamientos que tuvieron una menor pérdida de peso como el 1-MCP y el 2,4-D, teniendo las mayores afectaciones el tratamiento con calcio y el testigo (**Figura 68 - 69**).

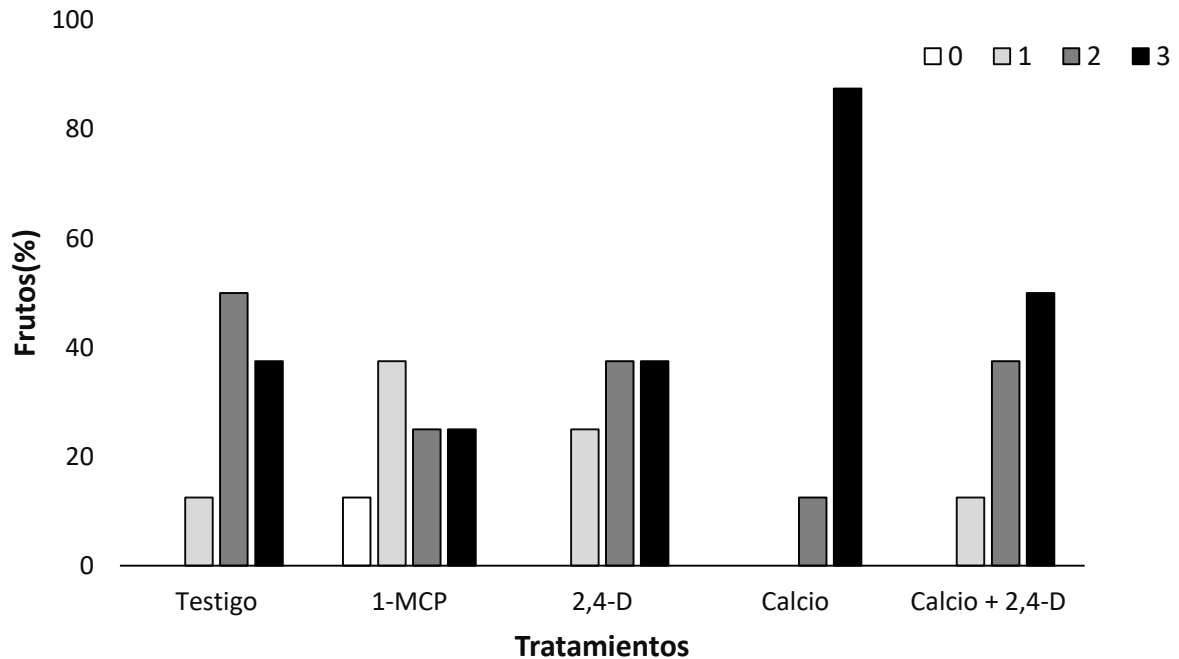


Figura 68. Apariencia visual de *S. edule* var. *albus levis*, después de almacenarse tres semanas a 8.7°C y 95% HR. Nivel de daños por frío: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa (n = 8).

A la salida de refrigeración no se presentó viviparismo en ninguno de los tratamientos, lo que confirma la baja incidencia de esta afectación en la variedad. Las afectaciones por hongo se dieron en 25 % en el 2,4-D y en 12.5 % en el 1-MCP, sin evidencia en los otros tratamientos y testigo, los síntomas fueron depresiones café con presencia de micelio hialino en la superficie dañada, en todos los casos estas lesiones se ubicaron en la hendidura basal de los frutos, probablemente causados por la variedad de hongos como: *Phoma* sp. que se encontraron en otros grupos varietales (**Figura 70**). Contrario a otras variedades, no se presentaron ampollas causadas por *Colletotrichum* sp ni en el almacenamiento a condiciones ambientales ni en la refrigeración.

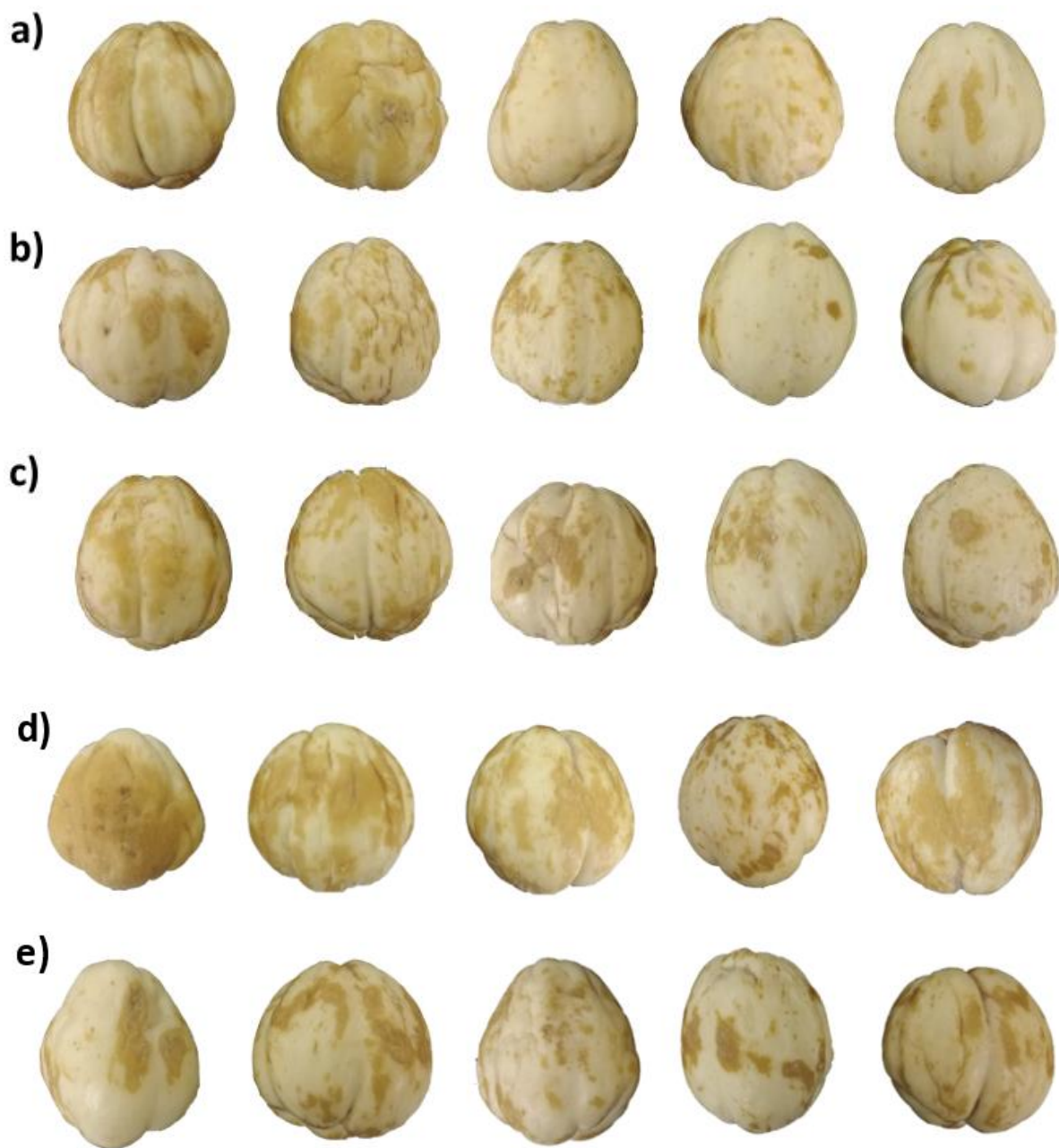


Figura 69. Aspecto visual de *S. edule* var. *virens levis* después de almacenarse tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR, a. testigo, b. 1-MCP, c. 2,4-D, d. Calcio, e. Calcio más 2,4-D.



Figura 70. Afectaciones por hongos en *S. edule* var. *albus levis*, almacenado tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR

Sechium edule* var. *albus dulcis

A temperatura ambiente (21°C Y 70 % HR), la vida de anaquel promedio del fruto es de 7 días, perdiendo el 100 % de los frutos calidad comercial para el día 9 (**Figura 71**). Los principales problemas son la rápida pérdida de peso (> 10 %) que sucede entre el día 7 y 8, y el amarillamiento de la epidermis provocada por la oxidación del fruto, causadas por los golpes mecánicos, la fricción y el roce con otros frutos, ya que estos presentan una baja densidad de espinas. Además, al igual que en el grupo varietal *albus levis gigante* las ampollas ocasionadas por *Colletotrichum* sp. incrementan el amarillamiento por oxidación, provocando que el fruto pierda rápidamente el color amarillo cremoso inicial, de acuerdo con la **Figura 72-73** y el **Cuadro 41** se consideró que el fruto pierde calidad comercial a partir del nivel 2 de la escala de oxidación propuesta, debido a que el nivel 1 puede ocurrir desde la cosecha, este nivel de oxidación sucede del día 6 al 12.

El viviparismo es importante, ya que se presenta en el 50 % de los frutos, como promedio se presenta entre el día 8 y 9, pero puede aparecer desde el día 6 (**Figura 74**). Se considera crítica una pérdida de peso superior al 10 %, ya que esto provoca la deshidratación evidente del fruto, este problema se presenta con mayor frecuencia en aquellos frutos de menor tamaño. No se presentaron afectaciones por hongos diferentes a las ampollas, pero algunos frutos tuvieron pústulas blancas con halo café al rededor (**Figura 70**).

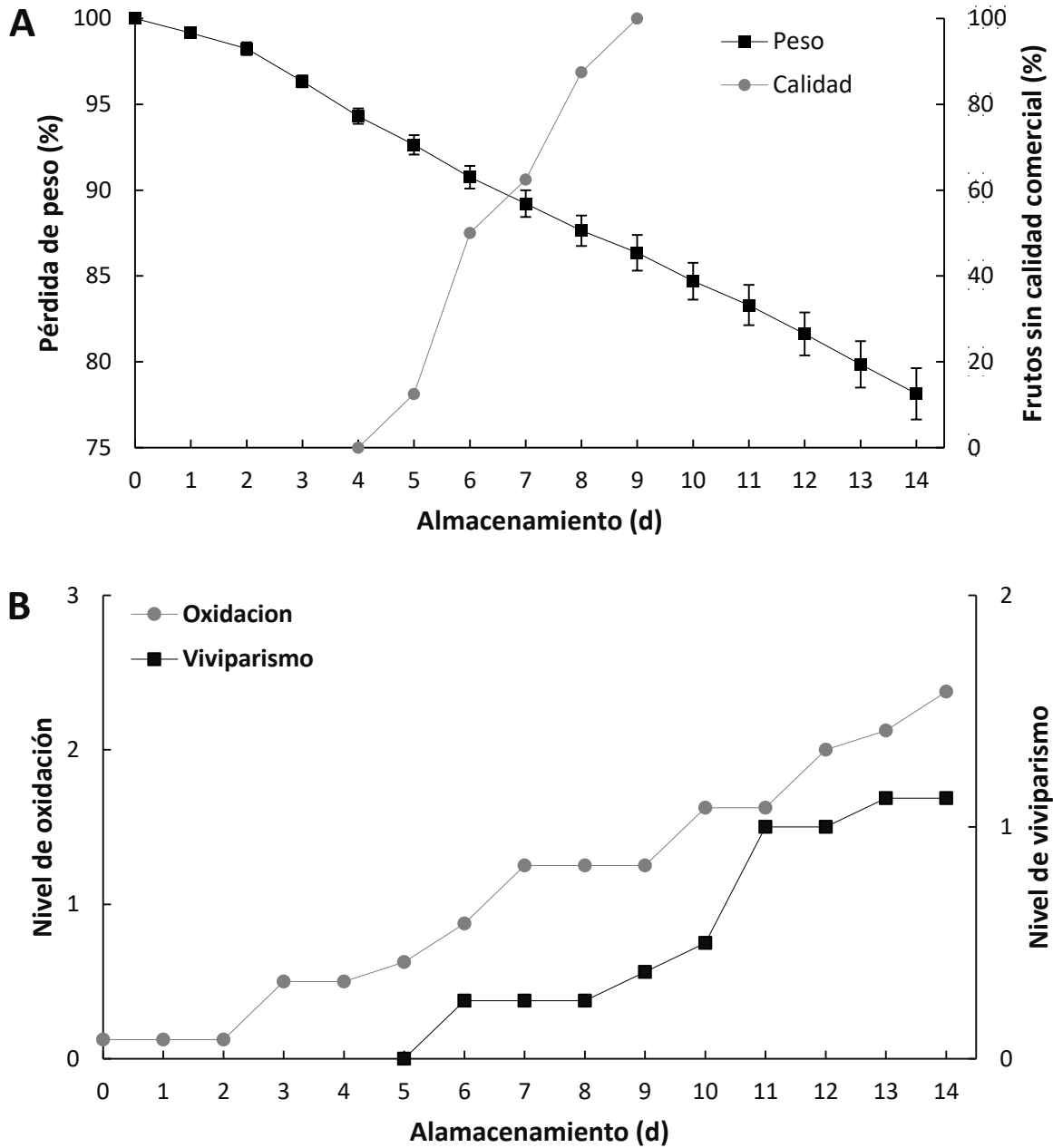


Figura 71. Evaluación de la calidad de *S. edule* var. *albus dulcis*, almacenados por 14 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y calidad, B Nivel de oxidación y viviparismo (n = 10 ± error estándar).

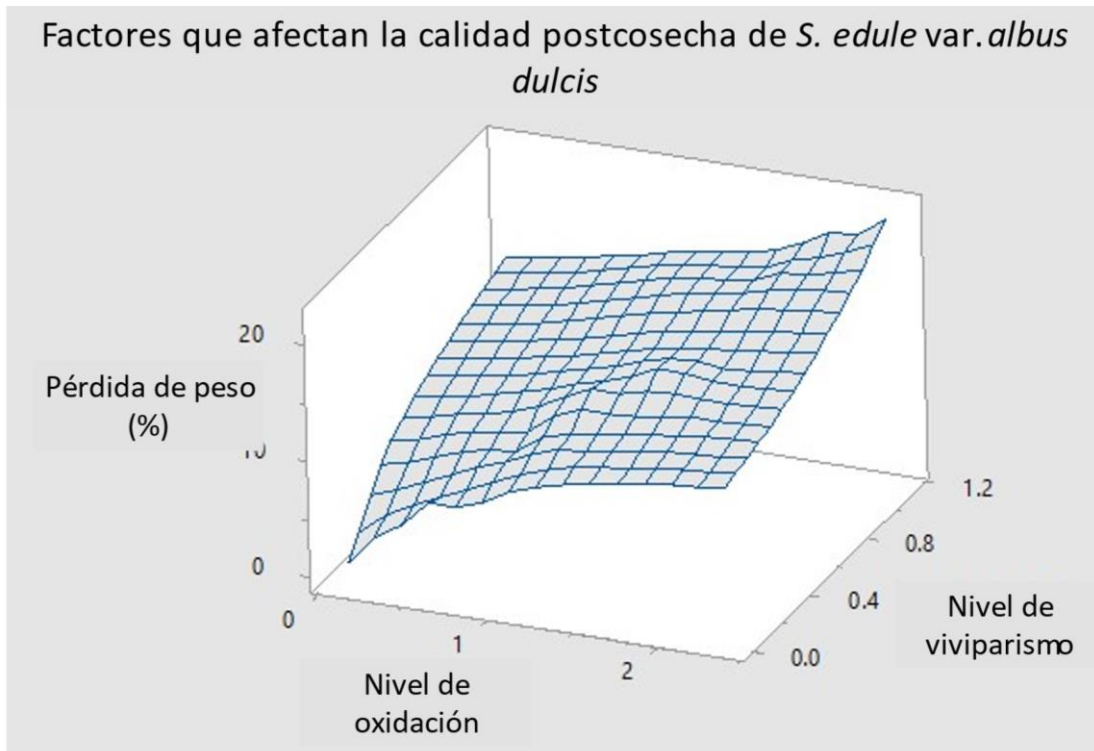


Figura 72. Relación entre los principales factores que afectan la calidad comercial de *S. edule* var. *albus dulcis*.



Figura 73. Evaluación de la oxidación de *S. edule* var. *albus dulcis*. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.

Cuadro 41. Caracterización de los niveles de oxidación de *S. edule* var. *albus dulcis* (n= 10 ± error estándar).

Nivel	Evaluación	Índice de color	Epidermis del fruto oxidada (%)
0	Ninguna	-1.973 ± 0.080	0
1	Leve	-0.822 ± 0.089	< 10
2	Moderada	0.308 ± 0.100	< 25
3	Severa	1.328 ± 0.139	> 25



Figura 74. Escala de calificación del viviparismo en las variedades de *S. edule* var. *albus dulcis*. Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.

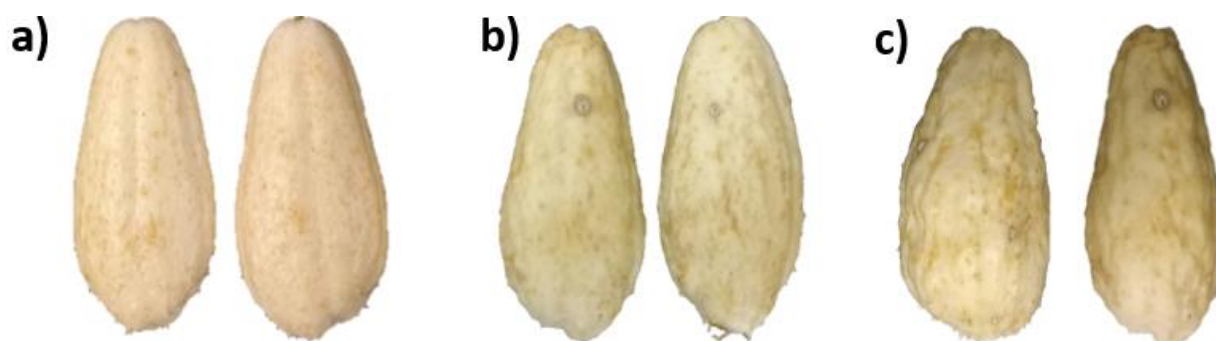


Figura 75. Apariencia de *S. edule* var *albus dulcis* almacenados a 21 °C y 70% HR, a. Día 0 después de cosecha, b. Día 7 después de cosecha, c. Día 14 después de cosecha.

Con el fin de prolongar la vida de anaquel, se aplicaron los siguientes tratamientos: 1-MCP (600 nL L⁻¹), 2,4-D (1 mM), calcio (2 %), calcio (2 %) más 2,4-D (1 mM) y frutos testigo sin tratamiento, los frutos se almacenaron por tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR. De acuerdo con el **Cuadro 42**, a la salida de refrigeración todos los tratamientos tuvieron una pérdida de peso mayor a 10 %, sin embargo, los frutos tratados con 1-MCP y 2,4-D perdieron significativamente menos peso comparado con el resto de los tratamientos y el testigo. Además de la elevada pérdida de peso, los frutos presentaron síntomas de oscurecimiento de la epidermis debido a daños por frío, evaluados con base en el porcentaje de epidermis dañada de los frutos (**Figura 76**).

Cuadro 42. Pérdida de peso (%), incidencia de hongos (%) y viviparismo en *S. edule* var. *albus dulcis* almacenado por dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR (n = 10 ± error estándar).

Tratamiento	Pérdida de Peso (%)	Incidencia de Hongos (%)	Viviparismo (%)
Testigo	17.91 ± 1.324 ^b	0	0
1-MCP (600 nL L ⁻¹)	14.40 ± 0.598 ^a	0	0
2,4-D (1 mM)	13.67 ± 0.850 ^a	10	30
Calcio (2 %)	15.69 ± 1.340 ^{ab}	0	30
Calcio (2 %) más 2,4-D (1 mM)	17.58 ± 0.728 ^b	10	10

*Las letras diferentes son significativamente diferentes (Kruskall-Wallis, $\alpha=0.05$)



Figura 76. Evaluación del daño por frío de *S. edule* var. *albus dulcis*. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.

Además de reducir significativamente la pérdida de peso, se observó un menor daño por frío en los frutos tratados con 1-MCP y 2,4-D, por su parte los tratamientos con calcio y calcio más 2,4-D solo redujeron levemente el nivel de daño, comparado con el testigo que fue muy afectado (**Figura 77 - 78**).

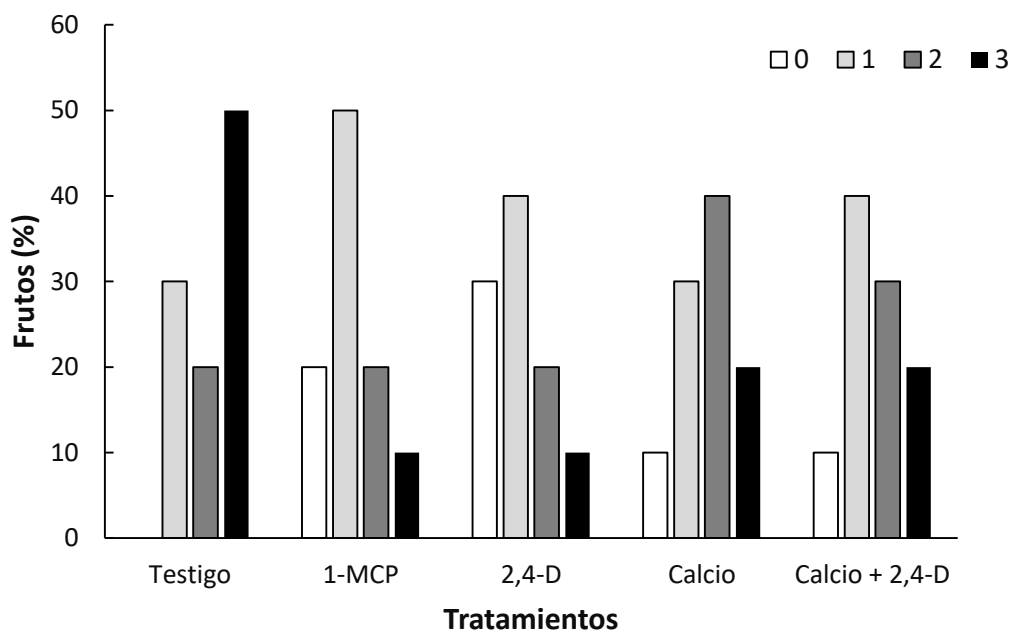


Figura 77. Apariencia visual de *S. edule* var. *albus dulcis*, después de almacenarse tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR, Nivel de daños por frío: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa (n = 10).

A la salida de refrigeración, el viviparismo se presentó en el tratamiento con 2,4-D y calcio en 30 % y en el calcio más 2,4-D en 10 %, no presentándose en el resto de los tratamientos, esto confirma que el viviparismo es un problema importante en este grupo varietal. Contrario al almacenamiento a condiciones ambientales, a la salida de refrigeración, las afectaciones por hongos se presentaron solo en los tratamientos con 2,4-D y calcio más 2,4-D en un 10%, los síntomas fueron depresiones tonalidad café con crecimiento de escaso micelio negro y blanco en las áreas de la epidermis afectada, se detectó la presencia de *Phoma* sp., en otros frutos se observaron pústulas con pudriciones café y amarillo con un halo blanco en medio. Además el fruto tuvo alta incidencia de ampollas causadas por *Colletotrichum* sp. (**figura 79**).

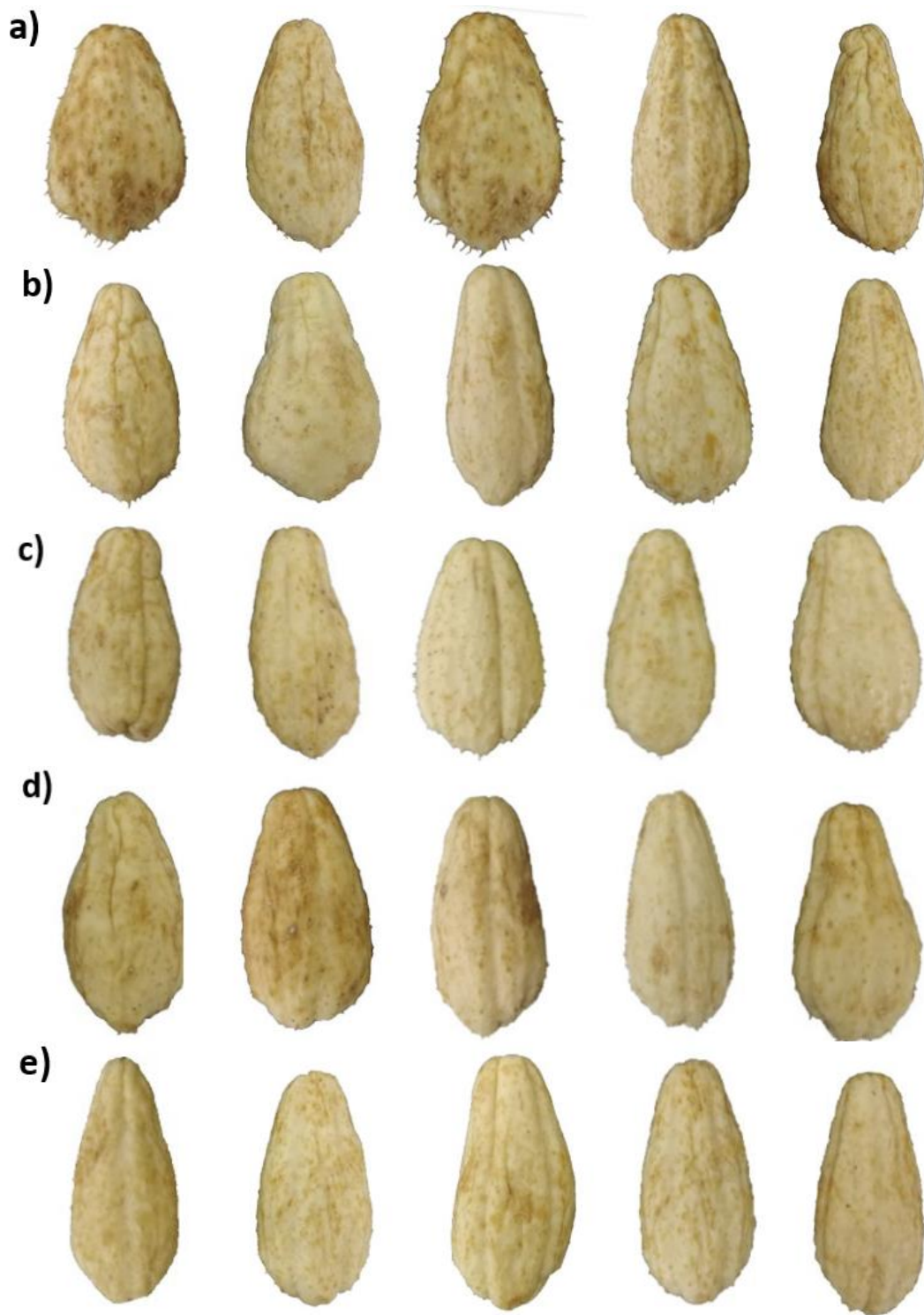


Figura 78. Aspecto visual de *Sechium edule* var. *albus dulcis* después de almacenarse tres semanas a 8.7°C y 95% HR. a) testigo, b) 1-MCP, c) 2,4-D, d) Calcio, e) Calcio + 2,4-D.



Figura 79. Afectaciones por hongos en *S. edule* var. *albus dulcis*, almacenado tres semanas a 8.6 °C y 95% HR, A. ampollas por *Colletotrichum* sp., B. Pústulas, C. Síntomas causados por *Phoma* sp.

Sechium edule* var. *albus spinosum

A temperatura ambiente (21°C Y 70 % HR), la vida de anaquel promedio del fruto es de 6 a 7 días, perdiendo el 100 % de los frutos calidad comercial para el día 9 (**Figura 80**). El principal problema es la rápida pérdida de peso (> 10 %) que sucede entre el día 6 y 7, otro problema importante es el amarillamiento de la epidermis provocada por la oxidación del fruto, causadas por los golpes mecánicos, la fricción y el roce con otros frutos, ya que estos presentan una alta densidad de espinas, provocando que el fruto pierda rápidamente el color amarillo cremoso inicial. De acuerdo con la **Figura 81-82** y el **Cuadro 43** se consideró que el fruto pierde calidad comercial a partir del nivel 2 de la escala de oxidación propuesta, debido a que el nivel 1 puede ocurrir desde la cosecha, este nivel de oxidación sucede a partir del día 6 después de cosecha.

El viviparismo es alto ya que se presenta en un 72.72 % (**Figura 83**), como promedio en el día 10, sin embargo es importante ya que las primeras aberturas basales suceden a partir del día 3. Por otro lado, no se detectaron síntomas de infecciones por hongos o ampollas, se consideró crítica un pérdida de peso mayor al 10 %, debido a que se presenta en los frutos una deshidratación evidente, la cual inicia en las espinas y posteriormente la formación de arrugas en la epidermis (**Figura 84**).

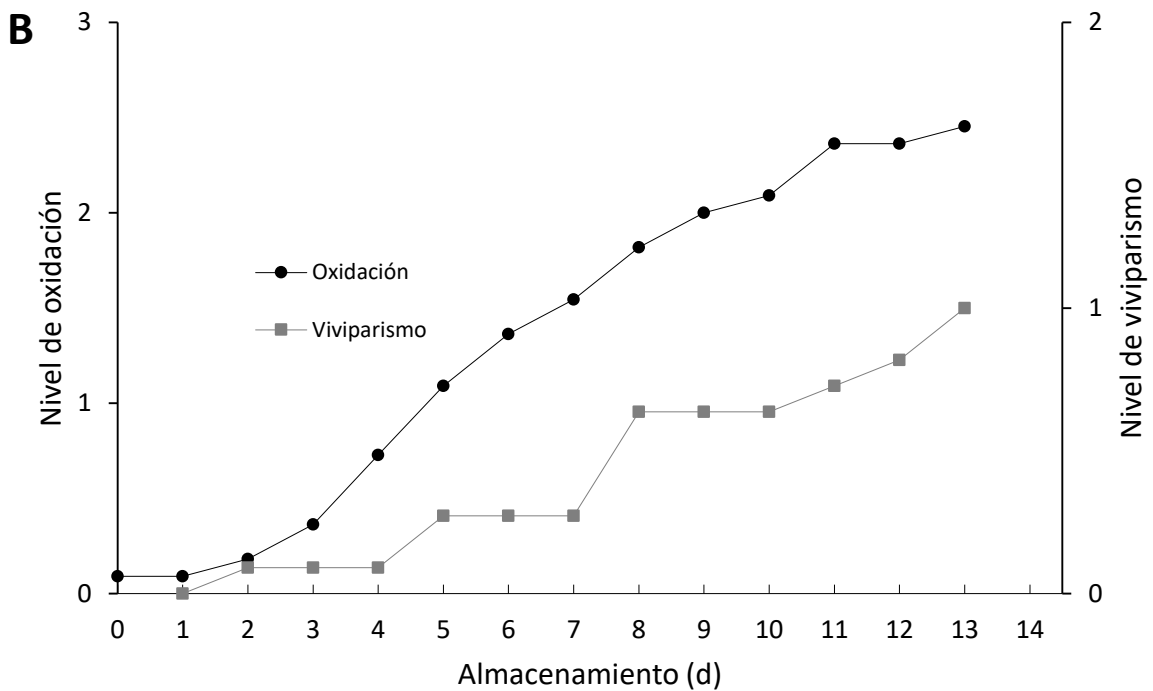
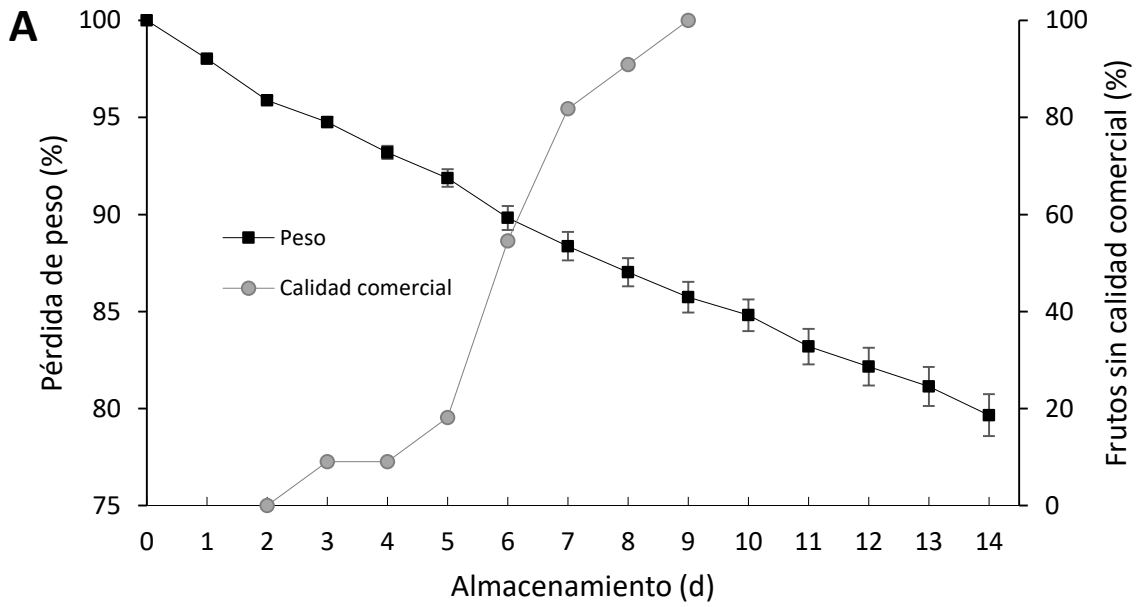


Figura 80. Evaluación de la calidad de *S. edule* var. *albus spinosum*, almacenados por 14 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y calidad, B. Nivel de oxidación y viviparismo (n = 11 ± error estándar).

Factores que afectan la calidad postcosecha de *S. edule* var. *albus dulcis*

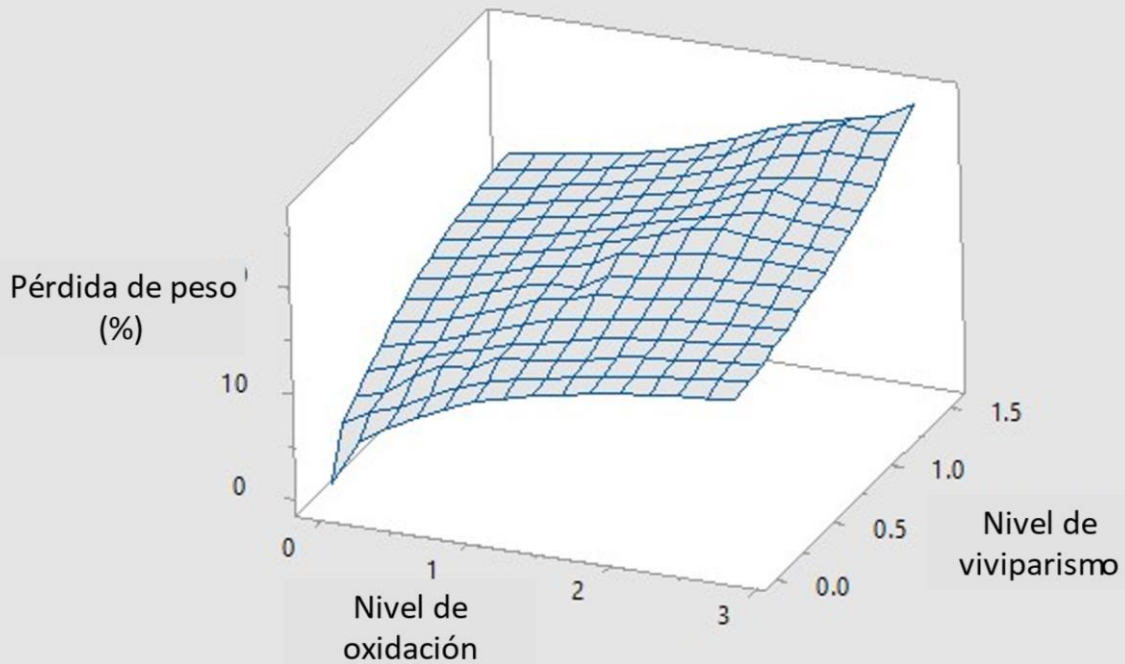


Figura 81. Relación entre los principales factores que afectan la calidad comercial de *S. edule* var *albus spinosum*.

Cuadro 43. Caracterización de los niveles de oxidación de *S. edule* var. *albus spinosum* (n= 10 ± error estándar).

Nivel	Evaluación	Índice de color	Epidermis del fruto oxidada (%)
0	Ninguna	0.341 ± 0.034	0
1	Leve	1.303 ± 0.068	< 10
2	Moderada	2.156 ± 0.101	< 25
3	Severa	4.285 ± 0.203	> 25



Figura 82. Evaluación de la oxidación de *S. edule* var. *albus spinosum*. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.



Figura 83. Escala de calificación del viviparismo en las variedades de *S. edule* var. *albus spinosum*. Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.

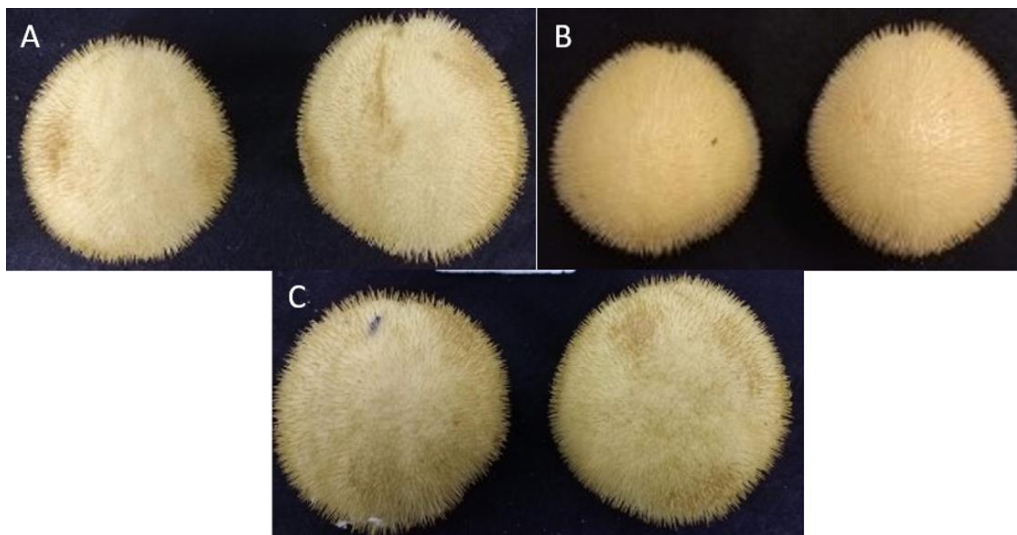


Figura 84. Apariencia de *S. edule* var *albus spinosum* almacenados a 21 °C y 70 % HR, A. Día 0 después de cosecha, B. Día 7 después de cosecha, C. Día 14 después de cosecha.

Sechium edule var. *virens levis*

Debido a la importancia comercial de este grupo varietal se caracterizaron por separado los morfotipos A y B. Cuando se almacena a temperatura ambiente (21°C y 70% HR) el morfotipo A tiene una vida de anaquel promedio de 10 días, perdiendo el 100 % de los frutos calidad comercial en el día 12. La pérdida de peso (mayor a 10 %) es lenta en comparación con otros grupos varietales, ya que es sucede en promedio entre el día 11 y 12 (Figura 85).

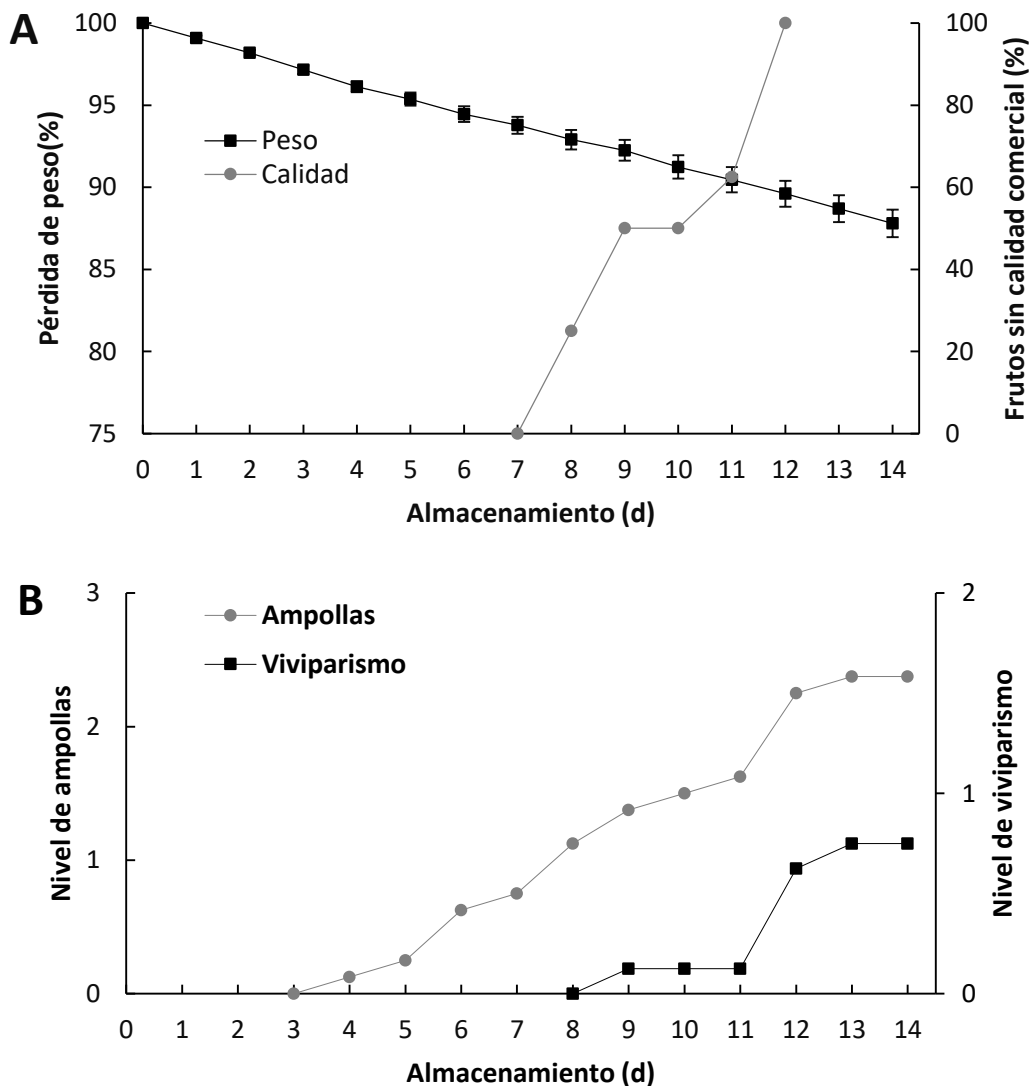


Figura 85. Evaluación de la calidad del morfotipo A de *S. edule* var. *virens levis*, almacenados por 14 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y calidad, B. Nivel de oxidación y viviparismo (n = 11 ± error estándar).

Este morfotipo es altamente susceptible al viviparismo y a las ampollas causadas por *Colletotrichum* sp (**Figuras 86 - 88**), el viviparismo se presenta en el 62.5 % de los frutos y la apertura basal puede presentarse a partir del día 9. Por su parte, las ampollas se presentan en el 100 % de los frutos, afectando seriamente la calidad comercial a partir del día 8. Además de esto, los frutos sufren de oxidación, provocando la aparición de manchas amarillas oscuras y cafés en la epidermis, estos son los principales problemas que afectan la calidad comercial (**Figura 89**).

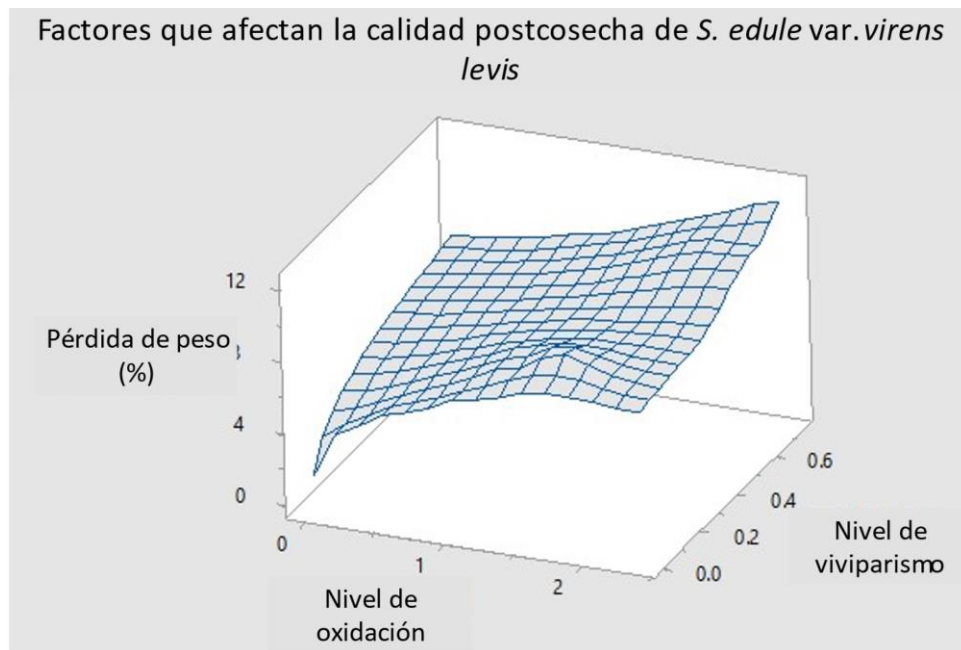


Figura 86. Relación entre los principales factores que afectan la calidad comercial de *S. edule* var *virens levis* (A).



Figura 87. Escala de calificación del viviparismo del grupo varietal *S. edule* var. *virens levis*. Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.



Figura 88. Escala de evaluación de la presencia de ampollas en el morfotipo A de *S. edule* var. *virens levis*. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada y 3 = grave.



Figura 89. Apariencia del morfotipo A de *S. edule* var *virens levis* almacenados a 21 °C y 70 % HR, A. Día 0 después de cosecha, B. Día 7 después de cosecha, C. Día 14 después de cosecha.

Las afectaciones por hongos se presentaron en el 12.5 % de los frutos, los síntomas fueron depresiones café en la epidermis del fruto con presencia de micelio negro y blanco en el tejido afectado se identificó la presencia de *Colletotrichum* sp., *Phoma* sp. y *Alternaria* sp. (**Figura 90**).



Figura 90. Afectaciones por hongos en el morfotipo A de *S. edule* var. *virens levis*, almacenado tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR

Se aplicaron los siguientes tratamientos: 1-MCP (600 nL L⁻¹), 2,4-D (1 mM), calcio (2 %), calcio (2 %) más 2,4-D (1 mM) y frutos testigo sin tratamiento, posteriormente se almacenaron tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR De acuerdo con el **Cuadro 44**, a la salida de refrigeración, el tratamiento con 1-MCP perdió significativamente menor peso, con una pérdida de 6.62 % mientras el testigo tuvo una pérdida mayor al 10 %. Por otro lado, todos los tratamientos sufrieron daños por frio (**Figura 91**). Sin embargo, las diferencias en la pérdida de peso de los tratamientos se ven reflejadas de manera visual en los frutos, ya que los tratamientos que perdieron menor peso también tienen un menor nivel de daños por frio (**Figura 92 - 93**).

Cuadro 44. Pérdida de peso (%), incidencia de hongos (%) y viviparismo en el morfotipo A de *S. edule* var. *virens levis* almacenado por tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR (n = 9 ± error estándar).

Tratamiento	Pérdida de Peso (%)	Incidencia de Hongos (%)	Viviparismo (%)
Testigo	10.22 ± 0.59 ^b	11.11	0
1-MCP (600 nL L ⁻¹)	6.62 ± 0.32 ^a	22.22	0
2,4-D (1 mM)	7.71 ± 0.57 ^{ab}	0	0
Calcio (2 %)	9.92 ± 0.86 ^b	33.33	0
Calcio (2 %) más 2,4-D (1 mM)	7.99 ± 0.63 ^{ab}	11.11	0

Las letras diferentes son significativamente diferentes (Kruskall-Wallis, α=0.05)



Figura 91. Evaluación del daño por frio en el morfotipo A de *S. edule* var. *virens levis* almacenado tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR, Nivel de daño por frio: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.

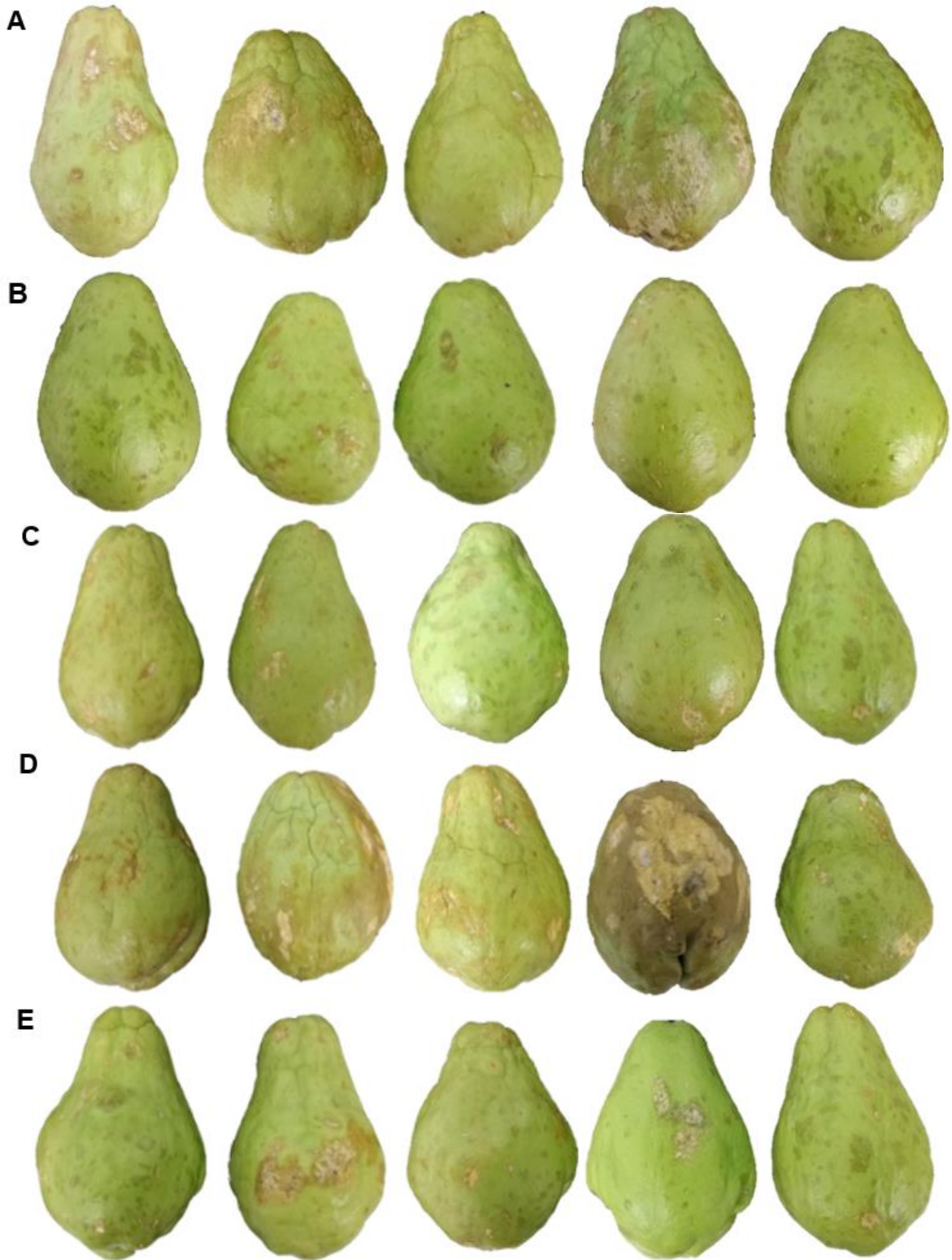


Figura 92. Apariencia visual del morfotipo A de *S. edule* var. *virens levis*, a la salida de almacenamiento por tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR, A. Testigo, B. 1-MCP, C. 2,4-D, D. Calcio, E. Calcio más 2,4-D.

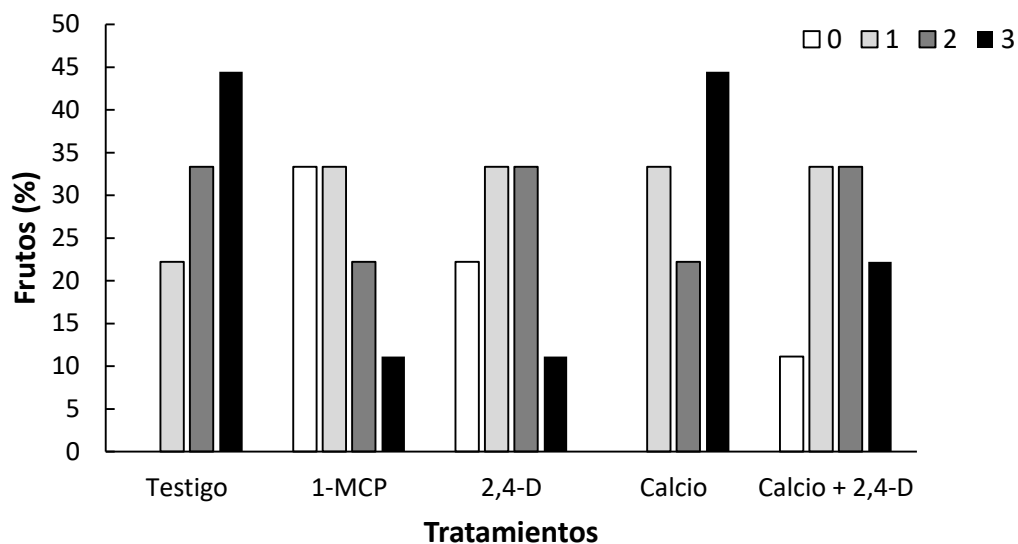


Figura 93. Apariencia visual del morfotipo A de *S. edule* var. *virens levis*, después de almacenarse tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR, Nivel de daños por frío: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa (n = 9).



Figura 94. Afectaciones por hongos en el morfotipo A de *S. edule* var. *virens levis*, almacenado tres semanas a 8.7 °C y 95 % HR

No se observó viviparismo a la salida de refrigeración, pero si afectaciones por hongos en un 33.33% en el calcio, 22.00% en el 1-MCP y 11.11% en el testigo y calcio más 2,4-D, sin afectaciones en el 2,4-D (**Cuadro 44**), los síntomas se presentaron como pudriciones y depresiones de color café claro y oscuro con presencia de micelio hialino y pequeños abultamientos de micelio negro sobre la epidermis afectada, en estas áreas de identifico la presencia de *Colletotrichum* sp., *Phoma* sp., *Alternaria* sp y *Epicoccum* sp. (**Figura 94**). Al igual que con el almacenamiento a temperatura ambiente a la salida de refrigeración los frutos fueron altamente susceptibles a ampollas, con presencia en

todos los tratamientos, incrementándose rápidamente las afectaciones después de la salida de refrigeración.

Por otro lado, el morfotipo B cuando es almacenado a temperatura ambiente (21 °C y 70 % HR) tiene una vida de anaquel promedio de entre 4 y 5 días, perdiendo el 100 % de los frutos calidad comercial en el día 7 (**Figura 95**).

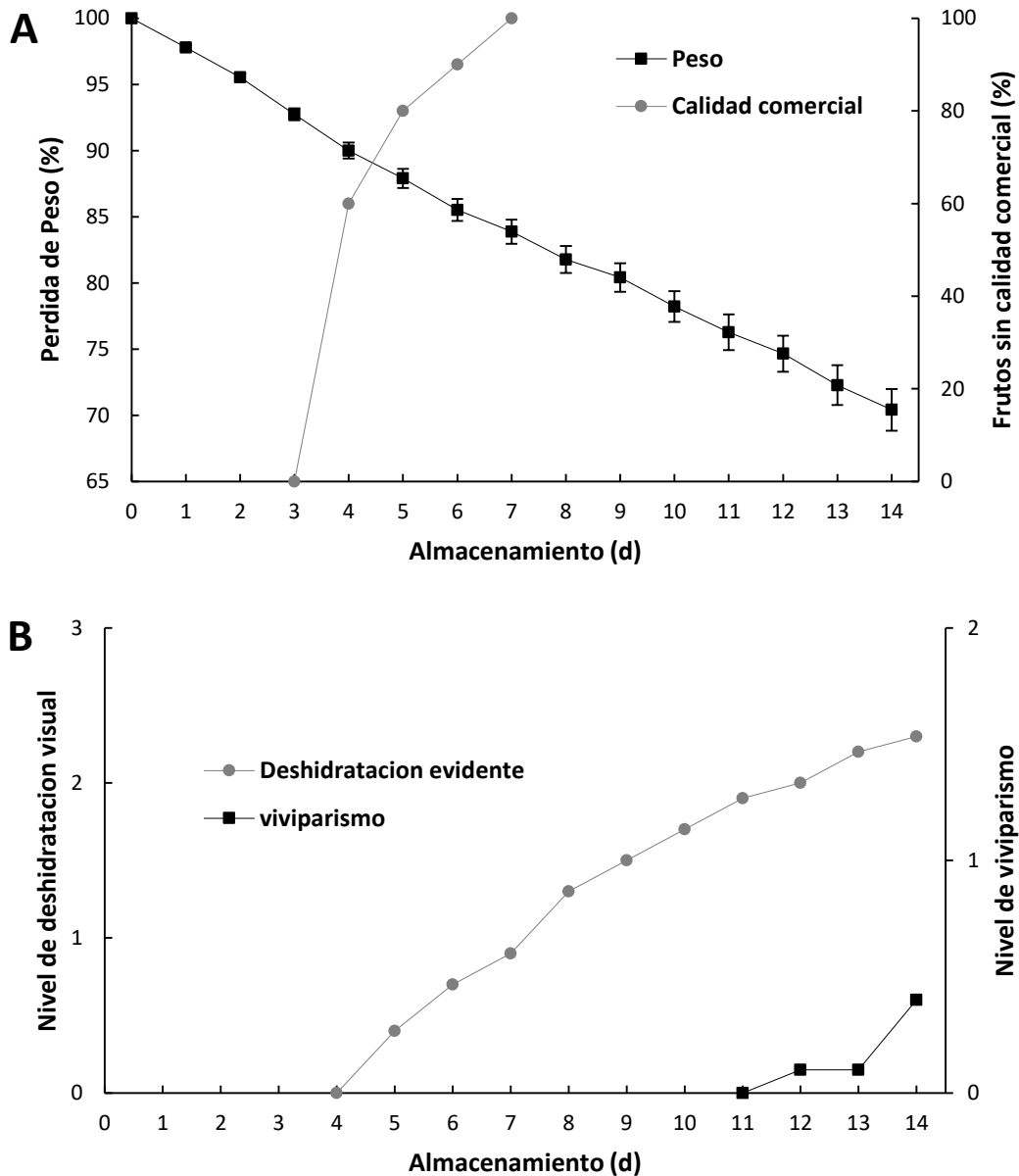


Figura 95. Pérdida de peso y calidad comercial del morfotipo B de *S. edule* var. *virens levis*, almacenados dos semanas a 21°C y 70 % HR (n = 10 ± error estándar).

Contrario al morfotipo A, la pérdida de peso en estos frutos es muy rápida, se considera crítica una pérdida de peso superior al 10 % ya que el fruto muestra una deshidratación evidente (**Figura 96**) a partir del 4 día después de cosecha, siendo este el principal problema postcosecha del morfotipo. El viviparismo sucede en un 20%, pero se presenta ya que los frutos han perdido calidad comercial por la evidente deshidratación y la pérdida de peso. Las afectaciones por ampollas son el problema más importante en el morfotipo A, apareciendo en el 100% de los frutos, sin embargo, en este morfotipo solo afectó al 10%, por otro lado, no se presentaron afectaciones por hongos durante el almacenamiento (**Figura 97**).



Figura 96. Evaluación de la deshidratación evidente del morfotipo B de *S. edule* var. *virens levis*. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.



Figura 97. Apariencia del morfotipo B de *S. edule* var. *virens levis* almacenados a 21 °C y 70 % HR, A. día 0 después de cosecha, B. día 7 después de cosecha, C. día 14 después de cosecha.

Los frutos del morfotipo B se almacenaron por dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR con los mismos tratamientos que el morfotipo A. De acuerdo con el **Cuadro 45**, a la salida de refrigeración, los tratamientos con 1-MCP y 2,4-D perdieron significativamente menor peso comparado con el resto de los tratamientos y el testigo, siendo el 1-MCP el único que logró tener una pérdida de peso menor al 10% a la salida de refrigeración.

Cuadro 45. Pérdida de peso (%), incidencia de hongos (%) y viviparismo del morfotipo B de *S. edule* var. *virens levis* almacenado por dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR (n= 10 ± error estándar).

Tratamiento	Pérdida de Peso (%)	Incidencia de Hongos (%)	Viviparismo (%)
Testigo	13.29 ± 0.55 ^{cd}	0	0
1-MCP (600 nL L ⁻¹)	9.25 ± 0.50 ^a	0	0
2,4-D (1 mM)	10.82 ± 0.38 ^{ab}	0	0
Calcio (2 %)	14.68 ± 0.97 ^d	0	0
Calcio (2 %) más 2,4-D (1 mM)	11.96 ± 0.53 ^{bc}	0	0

Las letras diferentes son significativamente diferentes (Kruskall-Wallis, $\alpha=0.05$)

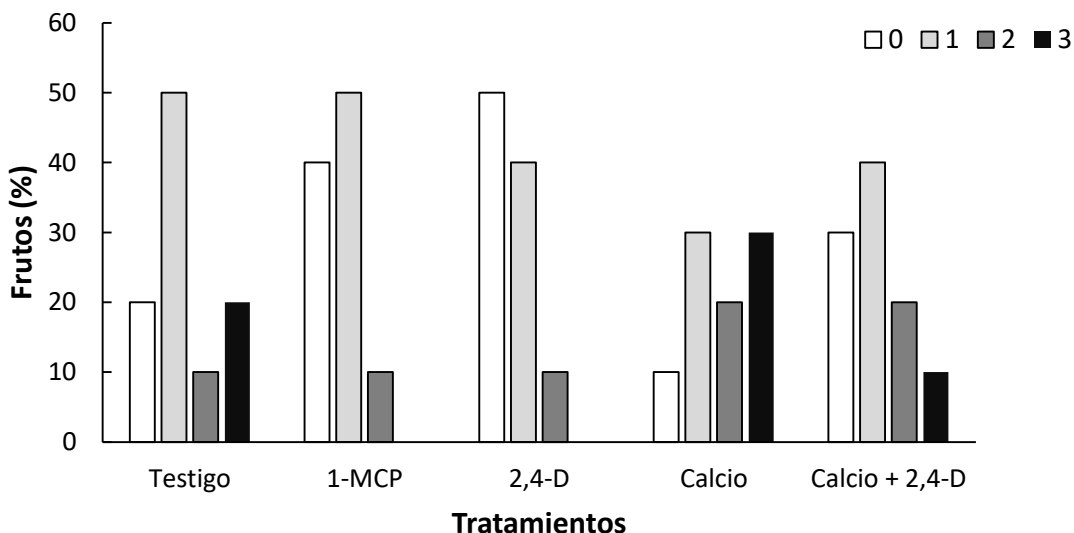


Figura 98. Apariencia visual del morfotipo B de *S. edule* var. *virens levis*, después de almacenarse dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR, Nivel de deshidratación: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.

Las diferencias en la pérdida de peso entre los tratamientos se ven reflejadas de manera visual en los frutos, ya que los tratamientos que perdieron menor peso también tienen una mejor apariencia con menor evidencia de deshidratación (**Figura 98 - 99**). Sin embargo, después de la salida de refrigeración todos los tratamientos sufrieron un rápido deterioro visual (**Figura 99**). No se observaron afectaciones por hongo ni viviparismo en este morfotipo.

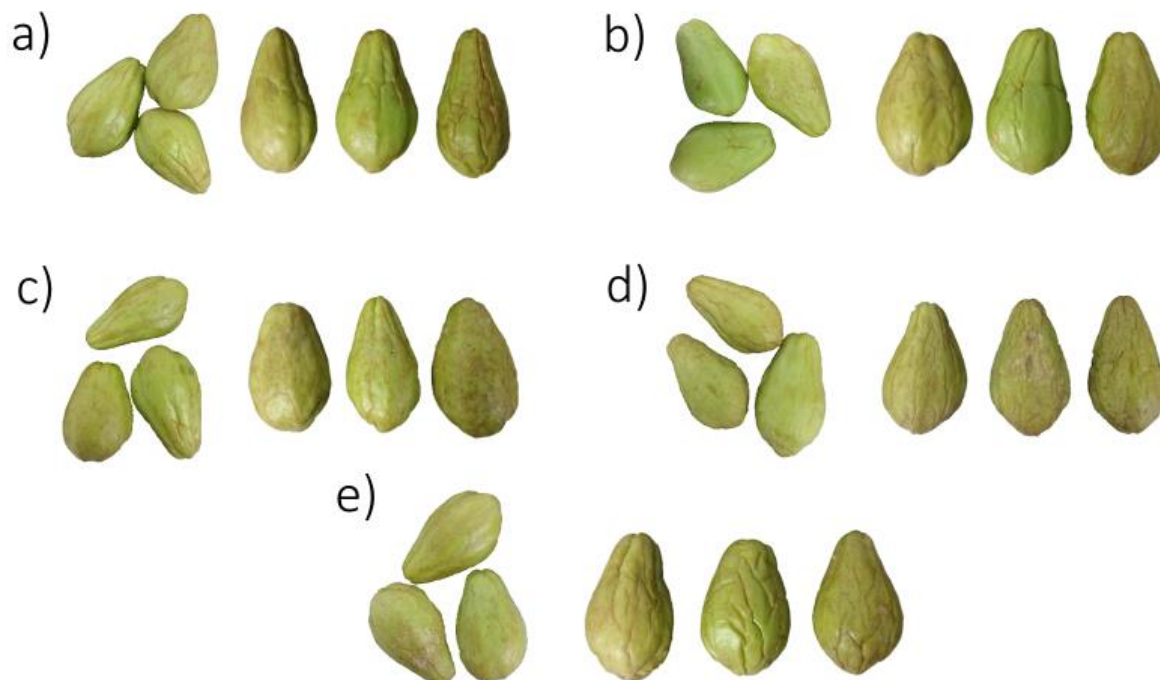


Figura 99. Apariencia visual del morfotipo B de *S. edule* var. *virens levis*. a) Testigo b) 1-MCP c) 2,4-D d) Calcio e) Calcio + 2,4-D, a la izquierda: salida de almacenamiento dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR, a la derecha: 3 días a 21°C y 70 % HR después de la refrigeración

Sechium edule* var. *nigrum minor

A temperatura ambiente (21 °C y 70 % HR) la vida de anaquel promedio es de 3 a 4 días, perdiendo totalmente la calidad comercial al 5 día, siendo la rápida pérdida de peso es el principal problema, Los frutos muestran indicios de deshidratación a partir del segundo día (**Figura 100**) y cuando tienen pérdidas de peso superiores al 10 %, se presenta una deshidratación evidente (**Figura 101**).

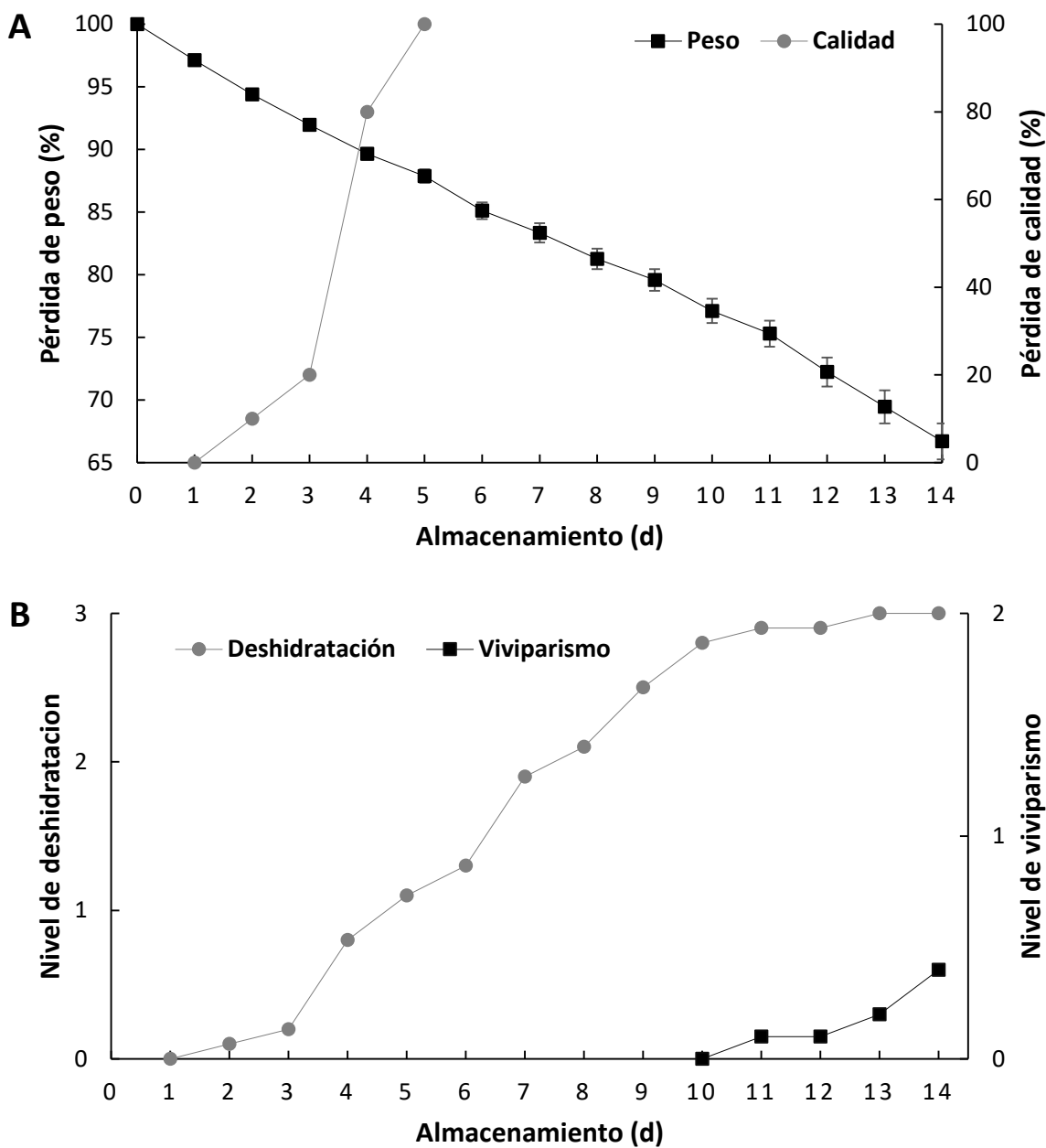


Figura 100. Evaluación de la calidad de *S. edule* var. *nigrum minor*, almacenados por 14 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso y calidad comercial, B. Nivel de deshidratación evidente y viviparismo (n = 10 ± error estándar).

El viviparismo ocurre en un 20 % y como promedio aparece en el día 13, presentándose una vez que los frutos han perdido calidad debido a la deshidratación, por lo que no representa un problema importante como en otras variedades (**Figura 102**). No se observaron afectaciones por hongos en los frutos almacenados en condiciones

ambientales, pero a partir del 2 d también se observa una rápida disminución en la intensidad y brillo del color verde oscuro del fruto (**Figura 103**).



Figura 101. Evaluación de la deshidratación evidente del morfotipo B de *S. edule* var. *nigrum minor*. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa.

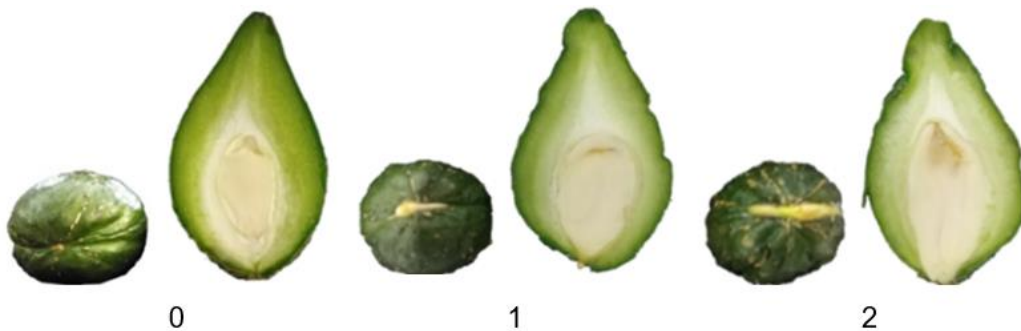


Figura 102. Escala de calificación del viviparismo del grupo varietal *S. edule* var. *nigrum minor*. Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta.



Figura 103. Apariencia de *S. edule* var. *nigrum minor* almacenado a 21 °C y 70 % HR, a. día 0 después de cosecha, b. día 7 después de cosecha, c. día 14 después de cosecha.

Con el fin de prolongar la vida de anaquel, se aplicaron los siguientes tratamientos: 1-MCP (600 nL L⁻¹), 2,4-D (1 mM), calcio (2 %), calcio (2 %) más 2,4-D (1 mM) y frutos testigo sin tratamiento, los frutos se almacenaron por dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR. De acuerdo con el **cuadro 46**, a la salida de refrigeración, todos los tratamientos tuvieron una pérdida de peso mayor a 10 %. Pero, los chayotes tratados con 1-MCP y calcio más 2,4-D, perdieron significativamente menor peso en comparación con el testigo. El 1-MCP es el mejor tratamiento, ya que además de una menor pérdida de peso, también se observa en una mejor apariencia, con un menor nivel de deshidratación visual, seguido del calcio + 2,4-D. Por otro lado, el calcio tuvo pérdida de peso y deshidratación visual igual al testigo (**Figura 104**).

Cuadro 46. Pérdida de peso (%), incidencia de hongos (%) y viviparismo de *S. edule* var. *nigrum minor* a la salida de refrigeración (dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR) (n = 10 ± error estándar).

Tratamiento	Pérdida de Peso (%)	Incidencia de Hongos (%)	Viviparismo (%)
Testigo	17.20 ± 0.77 ^c	0	0
1-MCP (600 nL L ⁻¹)	10.97 ± 0.76 ^a	0	0
2,4-D (1 mM)	15.54 ± 2.31 _{bc}	20	0
Calcio (2 %)	15.02 ± 1.11 _{bc}	30	0
Calcio (2 %) más 2,4-D (1 mM)	12.48 ± 1.43 _{ab}	0	0

*Las letras diferentes son significativamente diferentes (Kruskall-Wallis, $\alpha=0.05$)

En ninguno de los tratamientos se presentó viviparismo, esto confirma que el problema más importante es la deshidratación de los frutos. Sin embargo, contrario a los frutos almacenados a temperatura ambiente donde no se presentaron afectaciones por hongos, en el almacenamiento en refrigeración la incidencia se presentó en un 20 y 30 % en los tratamientos con 2,4-D y calcio respectivamente. El síntoma se presentó como crecimiento de micelio hialino sobre la epidermis, el cual puede llegar a cubrir el fruto en su totalidad, se detectó la presencia de *Colletotrichum* sp. y *Fusarium* sp. (**Figura 105**). Al igual que en el almacenamiento a temperatura ambiente el fruto perdió gran cantidad

de peso, que se reflejó en deshidratación evidente, confirmándose que es el principal problema para resolver para la comercialización (**Figura 106**)

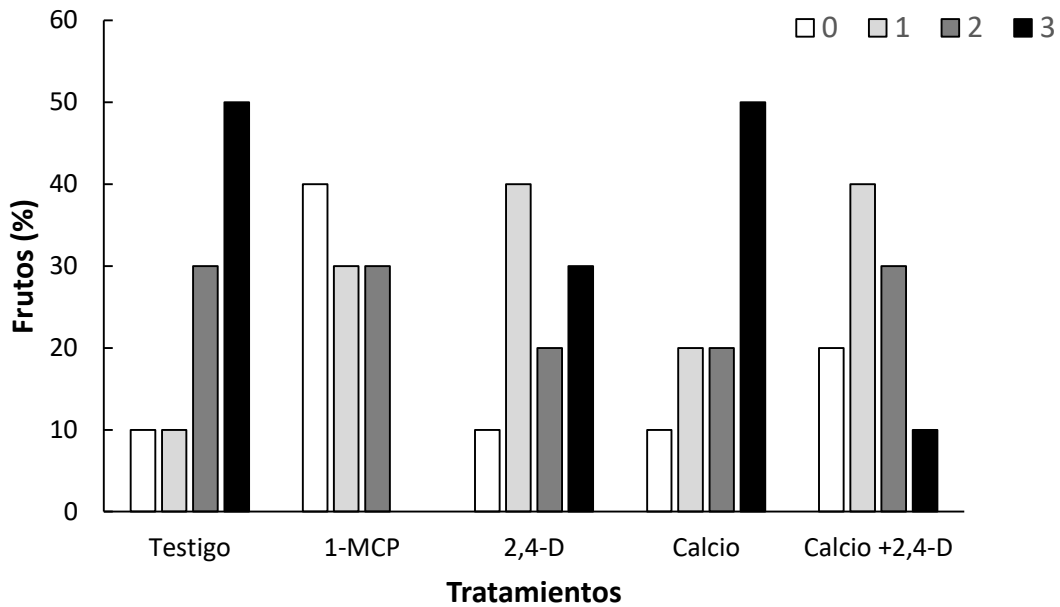


Figura 104. Apariencia y nivel de deshidratación de *Sechium edule* var. *nigrum minor*, almacenado dos semanas a 8.7 °C y 95% HR. Nivel: 0= ninguna, 1= leve, 2= moderada y 3= severa. n=10.



Figura 105. Afectaciones por hongos en *S. edule* var. *nigrum minor*, almacenado dos semanas a 8.7 °C y 95 % HR.

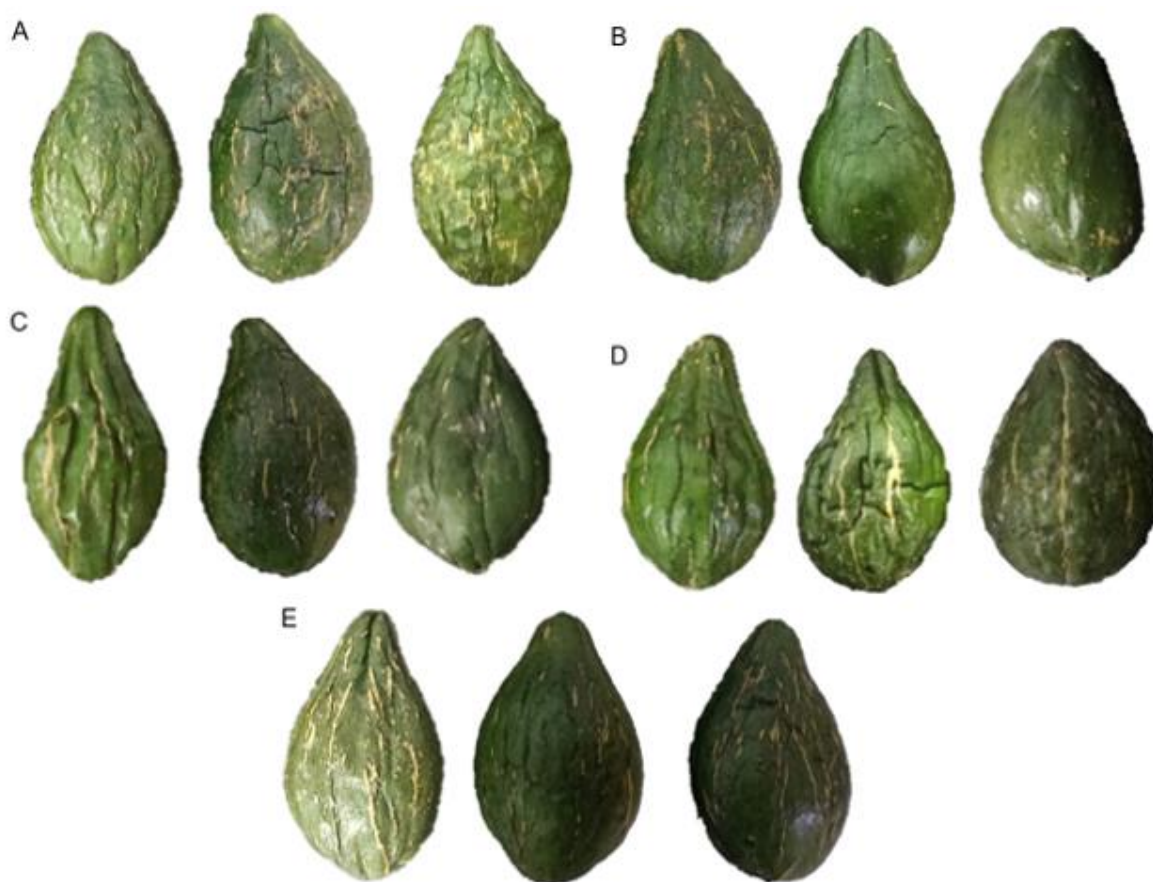


Figura 106. Apariencia visual de *S. edule* var. *nigrum minor* a la salida de almacenamiento dos semanas a 8.7 °C y 95 % H.R, A. Testigo, B. 1-MCP, C. 2,4-D, D. Calcio, E. Calcio + 2,4-D.

Debido al alto contenido de humedad que contienen, la vida de anaquel de la mayoría de las cucurbitáceas es muy corta. Cuando se almacenan a temperatura ambiente el pepino (*Cucumis sativus*) solo conserva la calidad comercial de 5 a 7 días (Patel y Panigrahi, 2019), mientras la calabaza amarga (*Momordica charantia* L.) tiene una vida de anaquel de 4 a 5 días en las mismas condiciones (Salas *et al.*, 2015). Aunque hay otras como la calabaza dulce (*Cucurbita pepo* L. subsp. *texana* (Scheele) Filov) puede tener una vida de anaquel larga, de más de 2.5 meses (chalupowicz *et al.*, 2018). Por otro lado, según lo determinado en este estudio el chayote tiene una vida de anaquel que va desde los 2 días como en el grupo varietal *a. minor* hasta los 10 en el caso de *v. levis*, lo anterior tomando en cuenta como pérdida de calidad comercial: la pérdida de peso superior al 10 %, la presencia de viviparismo, el arrugamiento por deshidratación, oxidación y las afectaciones por hongos y ampollas. Esto concuerda con algunos autores

que mencionan que el chayote fresco no puede almacenarse por más de 6 o 7 días a condiciones ambientales normales (Islam *et al.*, 2018). Sin embargo, Gutiérrez-Torres *et al.*, (2019) determinaron una vida de anaquel de tres semanas para el grupo varietal *virens levis* cuando se almacenó a 27 °C.

El chayote es un fruto no climatérico, con una intensidad respiratoria entre 6 y 8.6 mL kg⁻¹ h⁻¹ de CO₂ cuando se almacena a temperatura ambiente (Cadena-Iñiguez *et al.*, 2006), debido a este comportamiento no presenta cambios significativos en la composición durante el almacenamiento (Montecinos-Pedro *et al.*, 2019). De acuerdo con la **Figura 107**, se agrupan las variedades de acuerdo con los principales problemas postcosecha que afecten la calidad comercial de los frutos durante el almacenamiento a temperatura ambiente, las variedades *a. minor* y *n. minor*, son similares debido a la pérdida de peso y la deshidratación evidente de los frutos. Las variedades *a. levis*, *a. dulcis*, *a. levis gigante*, *a. spinosum* sufren oxidación del exocarpo. Los frutos de *n. xalapensis* y *n. spinosum* son parecidos por la gran presencia de viviparismo y afectaciones por hongos, mientras las variedades *v. levis* y *n. maxima* son altamente susceptible a las ampollas y el viviparismo.

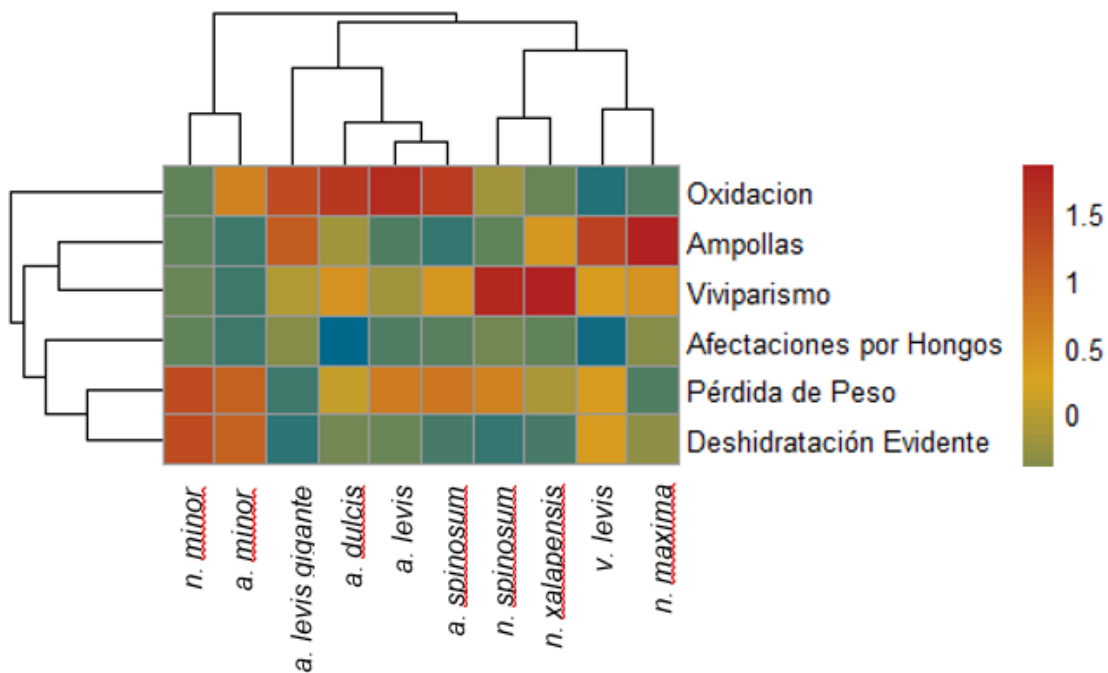


Figura 107. Mapa jerárquico de los problemas postcosecha que afectan la calidad de 10 grupos varietales de *Sechium edule* (Jacq.) Sw.

De acuerdo con lo anterior, una de las opciones para el manejo postcosecha de *a. minor* y *n. minor* que sufren una rápida pérdida de peso y deshidratación, podría ser la utilización de atmosferas modificadas (AM), la utilización de bolsas de polipropileno para almacenar pepino a 22 °C permitió conservar la calidad más de 10 días la vida de anaquel comparación con los pepinos sin empacar, donde los frutos estaban arrugados y decolorados, ya que estos perdieron 3 veces más peso (Owoyemi *et al.*, 2021), esta tecnología se aplica de manera practica en frutos de tamaño similar a estos genotipos, por ejemplo en algunas variedades de fresas la utilización de bolsas de polietileno de baja densidad semipermeable redujeron hasta más de 50 % la pérdida de peso después de 15 días de almacenamiento a 4°C y entre 90 - 95 % HR, Además alargó la vida de anaquel 3 días en comparación con las fresas almacenadas sin AM (Kahramanoğlu, 2019).

La pérdida de peso es uno de los principales problemas del manejo postcosecha del chayote, en todos los casos esta aumentó significativamente durante el almacenamiento. De acuerdo con el **Cuadro 47**, los grupos varietales *a. minor*, *n. minor* y el morfotipo B de *v. levis* muestran alta pérdida de peso mayor a 2 % por día, también los grupos en *n. spinosum* y *a. dulcis* registran una pérdida importante, mientras *a. levis gigante*, *n. maxima* y el morfotipo A de *v. levis*, tienen una pérdida baja menor al 1 % diaria.

La pérdida de peso durante el almacenamiento del chayote en general es muy alta, perdiendo entre el 6.29 y 22.53 % en el día 8 y entre 11.48 y 35.57 % al día 14 (**Cuadro 47**). La pérdida de peso de la mayoría de genotipos es mayor al de otras frutas no climatéricas como la mandarina (*Citrus reticulata* Blanco) pierden 10.68 y 13.68 % a los 7 y 14 días de almacenamiento (18 °C y 52 % RH) (Barsha *et al.*, 2021), las tunas (*Opuntia Ficus-indica* (L.) Mill.) registraron una pérdida de 6.11 y 7.03 % a los días 7 y 14 de almacenamiento (18.83 °C y 84.60 % HR) (Shumye Adilu *et al.*, 2020) y las piñas (*Ananus comosus*) perdieron 5.4, 10.63, 16.60 % a los días 5, 10 y 15 días, respectivamente almacenadas a 25 °C y 65 % HR (Basumatary *et al.*, 2021). Las cucurbitáceas pueden tener una rápida pérdida de peso, algunas variedades de calabacín (*Cucurbita pepo* L.) pueden perder más del 8 % a los 7 días de almacenamiento a 21.1 °C y 95 % HR (Grisales *et al.*, 2020), pero otras como la calabaza (*Cucurbita maxima*) tiene una baja pérdida de peso, llegando solo a 2.33 % a los 42 días

de almacenamiento a 23 °C y 45 % HR, Márquez-Cardozo *et al.*, (2021) atribuyeron la baja pérdida a la alta firmeza de la cascara del fruto, teniendo una barrera natural contra el deterioro.

Cuadro 47. Pérdida de peso (%) de 10 grupos varietales de *S. edule* (Jacq) Sw. a los días 3, 5, 8, 12 y 14 de almacenamiento a temperatura ambiente (21 °C y 70 % HR).

Grupo varietal	Días después de cosecha					Pérdida diaria	Nivel
	3	5	8	12	14		
<i>n. minor</i>	8.03 ± 0.26 ^b	12.13 ± 0.53 ^b	18.73 ± 0.82 ^b	27.76 ± 1.16 ^{ab}	33.30 ± 1.44 ^{ab}	2.38 ± 0.13	Alta
<i>a. levis gigante</i>	2.34 ± 0.15 ^f	4.02 ± 0.25 ^f	6.29 ± 0.34 ^f	9.80 ± 0.57 ^f	11.48 ± 0.72 ^f	0.82 ± 0.03	Baja
<i>n. spinosum</i>	5.12 ± 0.18 ^{cd}	7.62 ± 0.26 ^{cd}	11.84 ± 0.38 ^c	19.14 ± 0.63 ^c	22.70 ± 0.71 ^c	1.62 ± 0.08	Medía
<i>n. xalapensis</i>	4.33 ± 0.20 ^{cde}	6.59 ± 0.31 ^{cd}	9.80 ± 0.49 ^{cd}	15.42 ± 0.83 ^{cd}	18.00 ± 0.90 ^{cd}	1.29 ± 0.06	Medía
<i>a. levis</i>	4.10 ± 0.30 ^{cde}	7.45 ± 0.57 ^{cd}	11.33 ± 0.82 ^{cd}	15.99 ± 1.13 ^{cd}	18.81 ± 1.29 ^{cd}	1.34 ± 0.08	Medía
<i>a. dulcis</i>	3.67 ± 0.35 ^{def}	7.36 ± 0.57 ^{cde}	12.36 ± 0.89 ^{cde}	18.37 ± 1.25 ^{cde}	21.87 ± 1.49 ^{cde}	1.56 ± 0.09	Medía
<i>n. maxima</i>	3.66 ± 0.28 ^{def}	5.51 ± 0.41 ^{def}	8.52 ± 0.62 ^{def}	12.94 ± 0.90 ^{def}	14.95 ± 0.96 ^{def}	1.07 ± 0.06	Baja
<i>a. minor</i>	10.24 ± 0.47 ^a	15.01 ± 0.50 ^a	22.53 ± 0.71 ^a	31.39 ± 0.91 ^a	35.57 ± 0.95 ^a	2.54 ± 0.15	Alta
<i>a. spinosum</i>	5.24 ± 0.27 ^c	8.12 ± 0.45 ^c	12.97 ± 0.73 ^c	17.84 ± 0.97 ^c	20.34 ± 1.08 ^c	1.45 ± 0.10	Medía
<i>v. levis (B)</i>	7.25 ± 0.45 ^b	12.10 ± 0.71 ^b	18.23 ± 1.01 ^b	25.34 ± 1.36 ^b	29.58 ± 1.58 ^b	2.11 ± 0.11	Alta
<i>v. levis (A)</i>	2.84 ± 0.26 ^{ef}	4.63 ± 0.40 ^{ef}	7.09 ± 0.59 ^{ef}	10.39 ± 0.79 ^{ef}	12.19 ± 0.84 ^{ef}	0.87 ± 0.3	Baja

Las letras diferentes indican diferencias significativas ($\alpha=0.05$)

Es complicado determinar el porcentaje de pérdida de peso exacto a la cual los frutos pierden calidad para ser comercializados. Por lo general se considera que un frutos pierde comerciabilidad con una pérdida de peso mayor al 8 %, aunque algunos autores mencionan que una pérdida peso superior al 4 % en las tunas provocan el ablandamiento de las frutas (Andreu-Coll *et al.*, 2021). Por otro lado, las cucurbitáceas como el melón (*Cucumis melo* L. var. *reticulatus*) pierde entre 6.97 y 8.43 % a los 15 días de almacenamiento a 25 °C y 50 % HR, sin embargo con este porcentaje de pérdida de

peso, se presentaron ablandamientos en los frutos por lo que no eran comercializables, en este caso se considera que los frutos pueden perder comerciabilidad a partir del 5 % de pérdida de peso (Tilahun *et al.*, 2019), Díaz-Pérez *et al.*, (2019) determinaron que cuando el pepino pierde entre el 5 y 6 % del peso inicial pierde en 50 % la probabilidad de ser comercializado y cuando pierde más del 10 % se pierde la totalmente probabilidad de ser comercializado (Díaz-Pérez *et al.*, 2019). Otros estudios indican que el límite de comerciabilidad es una pérdida mayor al 7 % durante el almacenamiento debido a los cambios en la apariencia (Olufunmilayo y Uzoma, 2016). En este estudio se consideró crítica una pérdida mayor al 10 % del peso inicial ya que la mayoría de los grupos varietales en este nivel muestran indicios de deshidratación evidente como arrugamiento, marchitamiento, deshidratación y oxidación de la epidermis, aunque en los genotipos *a. minor*, *n. minor* y el morfotipo B de *v. levis* pueden presentar estas afectaciones con una pérdida de peso mayor al 5 o 7 %.

La pérdida de peso es causada por procesos metabólicos como la respiración y por la transpiración causada por el déficit de vapor de agua entre el interior y el exterior del fruto, siendo el segundo el de mayor importancia (Hahn-Schlam *et al.*, 2019). El agua es el componente principal del chayote, siendo un indicador importante de la frescura. Una vez que el fruto se cosecha se pierde la fuente de renovación de agua que se pierde por la transpiración, con esto se inicia el estrés hídrico en la postcosecha de los frutos. La pérdida de agua tiene como resultado la reducción del peso vendible y deterioro de la calidad como apariencia, textura y nutricional, provocando pérdidas económicas. La pérdida de humedad del fruto se atribuye principalmente por los estomas, las células epidérmicas, las lenticelas, los tricomas y posibles daños en el fruto que ocurren a la cosecha (Paul y Pandey, 2014). Se considera que los frutos de mayor tamaño pierden menos peso que aquellas de menor tamaño debido a la mayor relación área superficial / volumen o área superficial / masa (Lufu *et al.*, 2020), esto concuerda con lo obtenido en este estudio donde los grupos varietales como *n. maxima*, *a. levis gigante* y el morfotipo A de *v. levis* pierden significativamente menor peso por día que aquellas que son más pequeñas como *n. minor* y *a. minor*.

La temperatura y la humedad relativa a la que se almacenan los frutos, son los factores más importantes que influyen en la pérdida de peso. Bai *et al.*, (2019) mencionan que

clamshells modificados con un aumento de 5.4 % en la HR que contenían frutos pequeños como cerezas, fresas, lichis y arándanos pueden reducir en promedio 2.6 veces la pérdida de peso en comparación con clamshells normales. Asimismo, los clamshells almacenados a 19 - 25 °C perdieron significativamente más peso que los almacenados a 0 - 6 °C. Esto concuerda con lo obtenido en este estudio, donde los chayotes se almacenaron a 21 °C y 70 % HR, en estas condiciones a los 14 días de almacenamiento *a. minor*, *n. minor* y el morfotipo B de *v. levis* perdieron 35.57, 33.30 y 29.58 % respectivamente, mientras que cuando fueron almacenados a 8.7 °C y 95 % HR, al mismo tiempo de almacenamiento tuvieron una pérdida notoriamente menor, de 17.20, 18.99 y 13.39 % respectivamente. El aumento en la temperatura de almacenamiento provoca el incremento del déficit de potencial hídrico entre el fruto y el ambiente, aumenta la permeabilidad de las barreras naturales de los frutos y se acelera la respiración, provocando una mayor pérdida de peso en comparación con aquellos frutos almacenados a baja temperatura (Lufu *et al.*, 2020).

En estudios anteriores de chayote, la mayor frecuencia de estomas en la epidermis de los frutos se relacionó con una mayor pérdida de peso (Ramírez-Rodas *et al.*, 2021), en el presente estudio no se encontró relación entre la frecuencia, el índice o el tamaño de estomas con la pérdida de peso durante el almacenamiento. Esto puede deberse a que además de la cantidad de estomas de la epidermis, la rapidez de apertura y cierre estomatal también influyen en la pérdida de agua (Wagner *et al.*, 2021), ya que los estomas regulan la transpiración y con ello la pérdida de humedad (Fanourakis *et al.*, 2020), la pérdida de peso podría reducirse al reducir la transpiración y respiración mediante el cierre de estomas (Rokaya *et al.*, 2016). Con base en lo anterior, la diferencia en la rapidez de cierre de estomas de las distintas variedades puede tener mayor efecto en la pérdida de peso que la frecuencia o el tamaño estomático, sin embargo esta variable no fue analizada en este estudio.

Los grupos albus se caracterizan por sufrir oxidación de la epidermis, aunque se da junto a otros problemas como el viviparismo y la pérdida de peso durante el almacenamiento. Para solucionar el problema del deterioro del color en estas variedades, podemos aplicar tratamientos postcosecha como productos antioxidantes que ayuden a mantener el color. Por ejemplo la aplicación de melatonina (0.4 mM) en litchi (*Litchi chinensis* Sonn.) logró

mantener el color en los frutos desde los 2 días de almacenamiento a 25 °C y 85-90 % HR, esto se logró debido a que se aumentó la concentración de melatonina endógena en 60.3 %, lo que retrasó la degradación de fenoles totales, flavonoides y antocianinas, y Además redujo la actividad de la polifenol oxidasa y peroxidasa durante los primeros 6 días, estas enzimas están relacionadas con el oscurecimiento del pericarpio (Zhang *et al.*, 2018). Los ácidos también han sido utilizados para contrarrestar el oscurecimiento de frutos, Ali *et al.*, (2021) encontraron que las inmersiones de litchi durante 5 min en una solución de 40 mmol L⁻¹ de ácido ascórbico y 2 mmol L⁻¹ de ácido oxálico, redujeron el índice de pardeamiento, Además la combinación de estos ácidos logró alargar la vida de anaquel de los frutos en 25 % cuando se almacenaron a 5 °C y 90 % HR.

La incidencia de hongos afectó principalmente a los frutos de *n. maxima*, *n. spinosum*, *n. xalapensis* y *v. levis*, las infecciones por hongos pueden darse desde el campo hasta el almacenamiento, algunos como *Colletotrichum* infectan en campo y provocan efectos no deseados durante la postcosecha, sin embargo se deben establecer controles para prevenir las infecciones a lo largo de toda la cadena de suministro de los frutos desde los campos hasta el consumidor (Sellito *et al.*, 2021). Las buenas prácticas agrícolas como la aplicación correcta de plaguicidas, fertilizantes y el riego, el manejo de la huerta como podas y acolchados, Además de mantener una buena higiene durante la cosecha de los frutos no solo impide las infecciones por hongos que producen pudriciones en los frutos, sino que Además evita el crecimiento de bacterias patógenas para el hombre como la *Salmonella* y la *E. coli*. (Lenzi *et al.*, 2021), importante puesto que la inocuidad es uno de los aspectos de calidad más demandados por los consumidores en la actualidad.

Las ampollas o vejigas afectaron de manera importante a los genotipos *v. levis*, *a. levis gigante*, *n. maxima* y *a. dulcis*, Romero-Velázquez *et al.*, (2014) mencionan que este desorden puede presentarse después de la primer semana de almacenamiento, explicaron que la formación de ampollas puede deberse a que los frutos que se cosechan en periodos de lluvia intensas y por ello la presión de las células es alta, una vez cosechado y al almacenarse bajo condiciones de baja humedad se presenta una diferencia de presión de vapor de agua entre el fruto y el ambiente, la cual puede romper a estructura celular y generar las ampollas. Si bien esto puede explicar la alta formación

de ampollas de los frutos de este estudio que se cosecharon época de alta precipitación y el posterior almacenamiento a baja temperatura (70 % HR), no explica la formación de ampollas en los frutos almacenados en refrigeración a 95 % HR. Generalmente se acepta que las ampollas son causadas por *Colletotrichum gloeosporoides* (Avendaño-Azarrate *et al.*, 2010), pero también se ha asociado con la presencia de *Mycovellosiella cucurbiticola*, que provoca la formación de ronchas de aspecto húmedo sobre la superficie del fruto incrementándose también durante épocas lluviosas (Sáenz y Valverde, 1896; Gamboa, 2005), en esta investigación se identificó la presencia de *Colletotrichum* sp. en algunos frutos afectados por ampollas y otros síntomas como *a. levis gigante*.

El ataque de *Colletotrichum* sp. puede presentarse en el campo, almacenamiento, transporte y mercado, Romero-Velázquez *et al.*, (2015) señalan que las infecciones del chayote por hongos como *F. oxysporum* y *F. solani* pueden darse al trasladar inóculos desde el campo de cultivo a los sitios de empaque. Por otro lado, algunas especies del género *Colletotrichum* sp. pueden tener una etapa de inactividad dentro de las plantas, después de la infección inicial. Es decir este hongo puede vivir como endófito, viviendo dentro de las células sin causar daños (De silva *et al.*, 2017), debido a esto las infecciones pueden darse en campo y presentar los síntomas iniciales durante la postcosecha, ya que la maduración induce el ablandamiento de los tejidos, lo que provoca que haya menos barreras mecánicas para la infección y diseminación de los hongos. Los síntomas que se presentaron en general fueron pudriciones café con crecimiento de micelio en los tejidos.

La cosecha de los frutos se realizó en septiembre, en 2021 en este mes se presentó una alta precipitación y temperatura en el estado de Veracruz con 218.3 mm y 24.7 °C como promedio respectivamente (CONAGUA, 2022). Esto podría explicar alto porcentaje de infecciones por hongos como pudriciones y elevada presencia de ampollas en algunos grupos varietales, Rodríguez-Larramendi *et al.*, (2019) señalan que en épocas de lluvias las infecciones por hongos aumentan en el cultivo del chayote y debe incrementarse el nivel de control de plagas y enfermedades por parte de los productores. Los síntomas por infección de hongos o enfermedades postcosecha provocan el rechazo inmediato de los frutos por parte de los consumidores, de acuerdo con el **Cuadro 48** todos los grupos varietales con excepción de *a. minor* y *a. spinosum* presentaron problemas por hongos.

En algunos casos los síntomas fueron causados por una variedad de hongos, los más comunes fueron los géneros *Colletotrichum* sp. y *Phoma* sp.

Cuadro 48. Hongos causantes de enfermedades postcosecha en grupos varietales de *S. edule*, (Jacq.) Sw. identificación de hongos, frutos con síntomas (%) y tipo de almacenamiento.

Grupo varietal	Hongo identificado	Frutos con síntomas (%)	Tipo de almacenamiento
<i>a. levis gigante</i>	<i>Phoma</i> sp.	28.57	Ambiente
	<i>Colletotrichum</i> sp	100.0	Ambiente
<i>n. maxima</i>	<i>Phoma</i> sp.	18.18	Ambiente
	<i>Colletotrichum</i> sp.	100.0	Ambiente
<i>n. spinosum</i>	<i>Colletotrichum</i> sp. <i>Fusarium</i> sp. <i>Phoma</i> sp. <i>Alternaria</i> sp. <i>Aspergillus niger</i>	23.3	Ambiente
<i>n. xalapensis</i>	<i>Phoma</i> sp. <i>Colletotrichum</i> sp. <i>Fusarium</i> sp. <i>Phoma</i> sp. <i>Alternaria</i> sp. <i>Aspergillus niger</i>	36.6 % de los frutos del morfotipo A	Ambiente
<i>a. levis</i>	<i>Phoma</i> sp	Hasta en el 25	Refrigeración
<i>a. dulcis</i>	<i>Phoma</i> sp	10.0	Ambiente y Refrigeración
	<i>Colletotrichum</i> sp.	100.0	
<i>v. levis</i> (morfotipo A)	<i>Colletotrichum</i> sp. <i>Phoma</i> sp. <i>Alternaria</i> sp <i>Epicoccum</i> sp.	33.3	Ambiente y Refrigeración
<i>n. minor</i>	<i>Colletotrichum</i> sp. <i>Fusarium</i> sp	30.0	Refrigeración

Otro de los problemas importantes en el manejo del chayote es el viviparismo, esto es la germinación de las semillas cuando los frutos aún están adheridos a la planta, es un problema importante debido a que se reduce la palatabilidad y la comerciabilidad, ya que se considera que los frutos tienen calidad inadecuada cuando se observa germinación de la semilla (Cota-Sánchez, 2018). Otras Cucurbitáceas como la calabaza botella

(*Lagenaria siceraria* (Molina) Standley) también presenta viviparismo, el cual se incrementa hasta el 97.84 % accesiones en épocas de fuertes lluvias (N´Gaza *et al.*, 2019), de esta manera al igual que en las infecciones por hongos, el viviparismo puede verse incrementado por la época de cosecha.

La actividad de alfa amilasa durante el desarrollo de frutos de kiwi (*Actinidia deliciosa*) aumenta a medida que se sintetiza el almidón, manteniéndose estable durante la postcosecha y disminuyendo la actividad hasta cinco veces cuando el fruto está completamente maduro y se ha hidrolizado el almidón a Azúcares (Wegrzyn y MacRae, 1995). La germinación prematura es muy importante en *n. spinosum*, *n. maxima*, *n. xalapensis* y *v. levis* (**Figura 108**), en la mayoría de las variedades el fruto de chayote se cosecha en madurez hortícola por lo cual los tejidos están inmaduros, en *v. levis* el embrión tiene un desarrollo cercano al 25 % cuando es cosechado, pero este sigue creciendo hasta completar el desarrollo y los cotiledones maduren (Ramírez-Rodas *et al.*, 2022), algunas variedades como *n. xalapensis* y *n. maxima* se cosechan en madurez fisiológica con un mayor contenido de almidón, cuando la semilla esta fisiológica y morfológicamente completa se inicia la germinación con el crecimiento del eje embrionario desde los cotiledones, lo que ocasiona la apertura de la testa y con ello del fruto (Ramírez-Rodas *et al.*, 2022).

Durante la germinación, la principal fuente de energía proviene de la degradación de almidón, la α -amilasa degrada el almidón formando α -maltosa y α -glucosa, se sabe que la expresión de genes relacionados con α -amilasa se activan en presencia de ácido giberélico y se regula negativamente con la presencia de Azúcares en el embrión (Damaris *et al.*, 2019). Durante los primeros tres días de almacenamiento la actividad de α -amilasa se mantuvo constante en *n. maxima* y *v. levis*, se redujo en *n. spinosum* e incrementó significativamente en *n. xalapensis*. A partir del día 3 la actividad incrementa de manera a medida que se incrementa el viviparismo. Curiosamente la actividad en *n. xalapensis* que en el día 3 fue el que presentó el mayor incremento, se redujo en el día 5 y 7 (**Figura 109**), este grupo varietal es el que mayor susceptibilidad a viviparismo tiene, apareciendo a partir del día 1 de almacenamiento

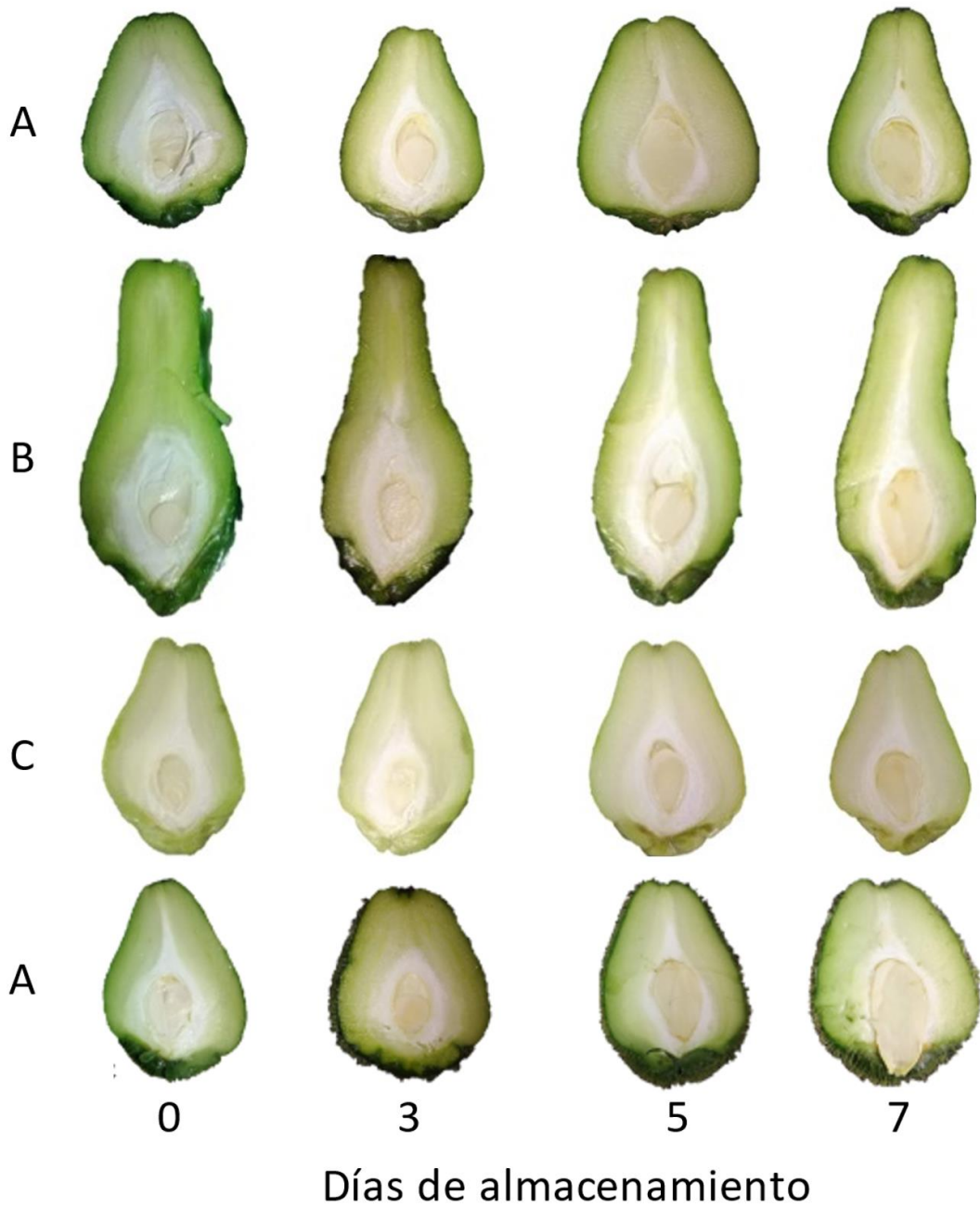


Figura 108 Evolución del viviparismo en frutos de *S. edule* (Jacq) Sw. a los días 0, 3, 5 y 7 de almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR. A. n. xalapensis, B. n. maxima, C. v. levis, D. n. spinosum.

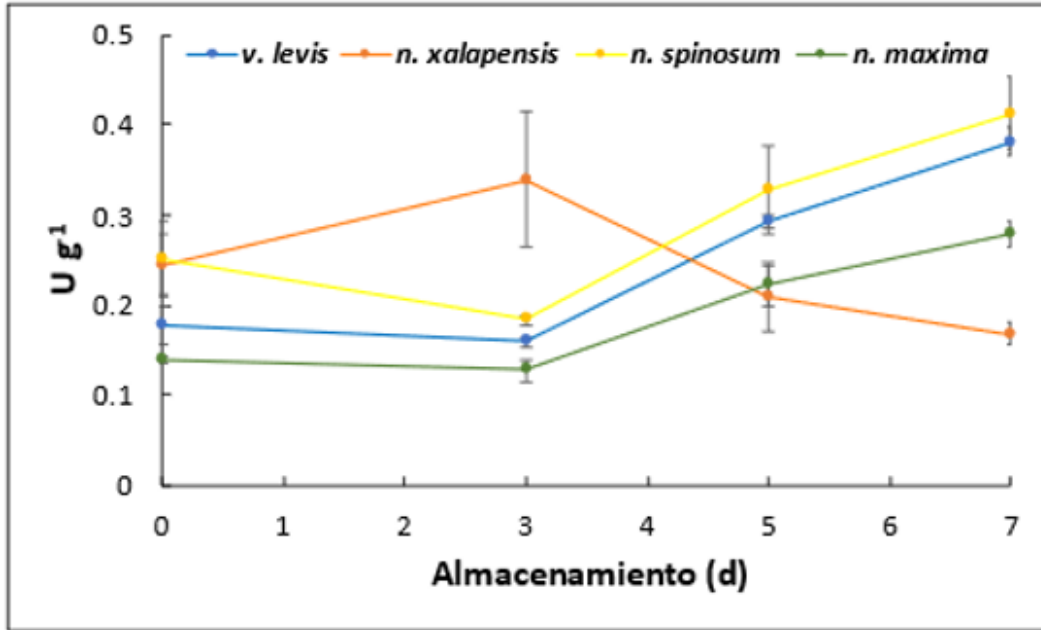


Figura 109. Actividad de α -amilasa en frutos de *S. edule* (Jacq) Sw. var. *v. levis*, *n. maxima*, *n. xalapensis* y *n. spinosum* a los días 0, 3, 5 y 7 de almacenamiento a a 18.8 °C y 59.43 % HR.

Las fitohormonas están involucradas en la regulación del viviparismo en las plantas, por ejemplo el ácido abscísico (ABA) es necesario para establecer la latencia en las semillas, de esta manera durante el desarrollo embrionario el nivel de esta hormona es el más bajo, es decir el ABA es un regulador negativo del viviparismo (Hong *et al.*, 2018), al mismo tiempo durante la germinación se los genes relacionados con síntesis de giberelinas (GA) se regulan a la alza, estas dos hormonas son las más importantes para la regulación de la latencia y germinación de las semillas (Wang *et al.*, 2021). Por otro lado, las enzimas también juegan un papel esencial en la germinación de las semillas, ya que durante este proceso la actividad enzimática aumenta, el incremento en la actividad de la α -amilasa permite la hidrólisis del almidón almacenado para proporcionar la energía necesaria para la germinación (Guzmán-Ortiz *et al.*, 2018), al iniciar este proceso también aumenta la actividad de enzimas relacionadas con el metabolismo de degradación de la pared celular como la α -galactosidasa, β -1,3-glucanasa y la poligalacturonasas (Lara-Núñez *et al.*, 2015), Sangui *et al.*, (2019) que durante la germinación de la soya existe un incremento de la actividad de genes relacionados con la pared celular, donde enzimas como la endotransglucosilasa de xiloglucano que cataliza

la movilización de cadenas de xiloglucano de hemicelulosa, debilita las microfibrillas de celulosa y permite la protrusión de la radícula. De igual manera, el aumento en la actividad de α -amilasa se relaciona con un incremento en la producción de etileno, la aplicación de exógena de etileno (4.5×10^{-8} M), aceleró la germinación más del doble y aumentó la actividad de α -amilasa en semillas de *Amaranthus caudatus* (Białecka KVpczynski, 2003). En este sentido, la aplicación de 200 μ M de metil jasmonato logró reducir 40% la germinación de semillas de maíz (*Zea mays*) debido a que disminuye 60% actividad de α -amilasa y un decremento casi 5 veces en la producción de etileno (Norastehnia *et al.*, 2007).

Todo lo anterior explica la efectividad del 1-MCP en la reducción del viviparismo. También, puede reducirse mediante la aplicación exógena de reguladores, en este estudio el 2,4-D (auxina) logró reducir y retrasar la aparición de la germinación en los frutos. Si bien el 2,4-D es tóxico y su uso es limitado, los resultados indican que las auxinas pueden utilizarse como tratamiento para mantener la calidad de los frutos y la aplicación postcosecha podría ser una opción para el control de viviparismo, siempre respetando el intervalo de seguridad adecuado para evitar la residualidad en el consumo de los frutos. Además existen otras fitohormonas que podrían utilizarse, por ejemplo la presencia de ácido abscísico (ABA), se relaciona con la prolongación de la dormancia y la inhibición del viviparismo en frutos de tomate (Yao *et al.*, 2020). El mejoramiento genético podría ser una opción, sin embargo los frutos que pudieran presentar germinación tardía como *amarus sylvestris*, son extremadamente amargo, por lo que podría afectar el sabor y con ello la aceptabilidad comercial del fruto.

En el almacenamiento a temperatura ambiente, la aplicación de 2,4-D (1 mM), tuvo efecto significativo en la reducción de la pérdida de peso a partir del día 8 en *n. maxima*, esto es importante ya que la pérdida de peso en esta variedad es lenta, no observándose algún efecto significativo en el resto de los genotipos. La cantidad de frutos con viviparismo solo se redujo en *n. maxima*, pero es importante notar que se retrasó apertura basal en *n. xalapensis* y *n. spinosum*, es decir, el viviparismo apareció días después en comparación con el testigo.

El 2,4-D es un regulador del crecimiento vegetal similar a la auxina, se ha reportado que la inmersión de naranja valencia en 2,4-D (500 ppm) logro reducir 7.5 veces la incidencia de pudrición, reduciendo la tasa de respiración a partir del día 8, esto se debe a que las naranjas mantuvieron un nivel de auxinas alta después de la aplicación, y redujo significativamente la producción de etileno, manteniendo baja la actividad metabólica de la fruta (Ma *et al.*, 2014). El tratamiento con 2,4-D pudo reducir el nivel de etileno, provocando el retraso en la germinación y la reducción del número de chayotes germinados, El-Maarouf-Bouteau *et al.*, (2014) demostraron que la presencia de etileno (100 ppm) mejora la germinación de las semillas de girasol hasta un 60 %, ya que provoca la generación de especies reactivas de oxígeno (ROS), las cuales participan como compuestos de señalización en la fisiología de las semillas. Además, la aplicación de auxinas exógenas (IAA 1 mM) en la postcosecha de las fresas, retrasó la degradación de la pectina y componentes de la pared celular, ya que suprimió genes que codifican la pectato liasa, β -D-xilosidasa, endoglucanasa, β -galactosidasa, endo-1,3- β -glucosidasa, endo-1,3(4)- β -glucanasa (Chen *et al.*, 2016). Esto también ayudaría a reducir el nivel de viviparismo por la aplicación de 2,4-D en los grupos varietales, ya que como se mencionó anteriormente en la germinación se da un incremento en la actividad enzimática relacionada con la degradación celular, que podría verse reducida por la aplicación de auxinas exógenas.

El daño por frio es un problema importante, ya que reduce la calidad durante la comercialización de frutas y hortalizas. En las cucurbitáceas el daño por frio es un problema común, ya que son muy sensibles, temperaturas menores a 10 °C suelen provocar daños en cultivos tropicales y subtropicales, Mohsen (2019) determinó que el pepino sufre daños por frio a partir de 12 días de almacenamiento a 5 °C, mientras el melón Hami (*Cucumis melo* var. *reticulatus* Naud.) sufre daños por frio a partir de 14 días de almacenamiento a 3 °C (Wang *et al.*, 2018), el calabacín (*Cucurbita pepo* L.) también es altamente sensible mostrando síntomas a partir del día 3 de almacenamiento a 1 °C (Yao *et al.*, 2018).

En este estudio, el almacenamiento a 8.7 °C y 95 % HR por tres semanas provocó daños por frio en los grupos varietales *a. levis*, *a. dulcis* y el morfotipo A de *v. levis*, esto concuerda con anteriores estudios que sugieren que temperaturas de 7 °C pueden

provocar daños por frío (Cadena-Iñiguez *et al.* 2006; Ramírez-Rodas *et al.*, 2021). Sin embargo, Gutiérrez *et al.*, (2019) reportan que los chayotes almacenados a 8 °C pueden mantener la calidad y esta temperatura una buena opción para mantener la vida de anaquel. Los síntomas de daños por frío se manifiestan por manchas de color café oscuro en la superficie también ligeros hundimientos, se hicieron más evidentes cuando se transfirieron a temperatura ambiente. En los genotipos *a. minor*, *n. minor* y el morfotipo B de *v. levis*, almacenados en las mismas condiciones pero por dos semanas se registró una gran pérdida de peso y la aparición de deshidratación evidente como arrugamientos en la epidermis, más no hubo evidencia de daños por frío como aparición de manchas, esto confirma que estos genotipos el principal problema a resolver es la rápida pérdida de peso.

El daño por frío en las frutas está asociado con el incremento de especies reactivas de oxígeno (ROS), la acumulación de ROS provoca la peroxidación de los lípidos, causando daños en la membrana celular (Hao *et al.*, 2019). La composición de la membrana plasmática de las células de los frutos está relacionada con la tolerancia al frío. La cantidad de ácidos grasos insaturados influye en la fluidez de la membrana cuando esta se expone al frío, ya que a baja temperatura, los ácidos grasos saturados solidifican más fácil que los ácidos grasos insaturados. Los cambios en fluidez de la membrana provocan cambios bioquímicos traducción de señales como la fuga de iones, estrés oxidativo y el desequilibrio energético (Liang *et al.*, 2020).

En la mayoría de las variedades de chayote, el 1-MCP redujo significativamente la pérdida de peso, el nivel de deshidratación visual y los daños por frío. El 1-MCP es un inhibidor de la actividad del etileno, que no solo actúa a nivel de recepción sino que también es un inhibidor competitivo, ya que se une al sitio activo de la aminociclopropano-1-carboxilato (ACO), formando un complejo enzima-inhibidor, esto debido a la similitud estructural entre el 1-MCP y el ácido 1-aminociclopropano-1-carboxílico, precursor inmediato de la biosíntesis de etileno (Balaguera-López *et al.*, 2021). La reducción del daño por frío y la conservación del peso por el 1-MCP también puede explicarse también por el mantenimiento de la pared celular, ya que Lin *et al.*, (2018) demostraron que aplicaciones de 1.2 $\mu\text{L L}^{-1}$ de 1-MCP por 12 h, retrasó el ablandamiento de la ciruela, ya que reduce la actividad de las enzimas que degradan la pared celular como:

pectinesterasa, poligalacturonasa, celulasa y β -galactosidasa, evitando su desmontaje. Además del fortalecimiento de la pared celular, el 1-MCP estimuló los mecanismos de tolerancia al estrés, ya que mantiene una mayor actividad del sistema antioxidante enzimático como la superóxido dismutasa, la catalasa, la ascorbato peroxidasa y la glutatión reductasa, reduciendo el daño por frío en la ciruela (Zhang *et al.*, 2020a). Al mismo tiempo, el 1-MCP ayudó a mantener el color de las frutas y la cantidad de pigmentos como la clorofila (Lv *et al.*, 2020).

En anteriores investigaciones se ha reportado que el 1-MCP reduce el daño por frío, por ejemplo en frutos como el caqui (*Diospyros kaki*) la aplicación de $\mu\text{L L}^{-1}$ durante 24 h previno y retrasó el oscurecimiento de la pulpa (Li *et al.*, 2018). Además, el 1-MCP tiene efecto en la reducción de la pérdida de peso en el kiwi (*Actinidía aruguta*) cuando se trata con $20 \mu\text{L L}^{-1}$ durante 16 h a $10 \text{ }^\circ\text{C}$ y es almacenado a $1 \pm 0,5 \text{ }^\circ\text{C}$ y 75 a 80 % de HR (Lim *et al.*, 2016) y en el pimiento verde (*Capsicum annuum* L.) tratado con $1 \mu\text{L L}^{-1}$ almacenados 12 días a $20 \text{ }^\circ\text{C}$ (Du *et al.*, 2021). También es útil combinado con otros tratamientos, en el durazno la aplicación de $1 \mu\text{L L}^{-1}$ combinado con un recubrimiento de *Aloe arborescens* logró reducir la pérdida de peso después de 14 días de almacenamiento a $1 \text{ }^\circ\text{C}$ (Sortino *et al.*, 2020).

En general, el tratamiento con calcio (2 %) fue el peor debido a que en general presentaron una mayor nivel de daño por frío y mayor pérdida de peso, en algunos genotipo incluso peor que el control. Esto contrasta con anteriores estudios donde el calcio ayuda a mitigar el daño por frío, ya que los tratamientos con Ca aumentan el contenido de calcio en el citoplasma manteniendo la integridad de la membrana plasmática y mejorando la tolerancia al estrés por frío. Li *et al.* (2020) encontraron que la inmersión en 1% de CaCl_2 reduce en 50% el daño por frío en el níspero (*Eriobotrya japonica* L. cv. 'Changhong') debido a que mantiene la integridad de la membrana evitando la fuga de iones y mejorando la actividad de enzimas del metabolismo energético como la adenosina trifosfatasa, la succínico deshidrogenasa y la citocromo c oxidasa. Asimismo, las inmersiones en 4% de CaCl_2 también ayudaron a mantener la firmeza, reducir el índice de daños por frío y reducir significativamente la pérdida de peso en frutos de banano (Elbagoury *et al.*, 2020). Sin embargo, en este caso el calcio no tuvo efecto benéfico significativo para reducir la pérdida de peso o el nivel de daño por frío.

El tratamiento con 2,4-D fue después del 1-MCP el mejor tratamiento para evitar la pérdida de peso y el daño por frío. La síntesis y concentración de auxina en las plantas está relacionada con la tolerancia a condiciones ambientales que provocan estrés abiótico (Bielach *et al.*, 2017), el estrés por frío induce una mayor producción de auxina en plantas de pepino, reduciendo el índice de daño por frío, mediante la disminución de la fuga de electrolitos y el estrés oxidativo causado por ROS al aumentar la actividad enzimática antioxidante (Zhang *et al.*, 2020b), asimismo Zhang *et al.* (2020c) mencionan que al actividad de algunos genes que involucrados en la regulación de auxinas necesarios para la tolerancia al estrés, se ven regulados a la alza durante el almacenamiento en refrigeración del arándano (*Vaccinium corymbosum* 'Duke'), Además como se mencionó anteriormente la aplicación de auxina exógena como tratamiento postcosecha, ayudó a reducir significativamente la producción de etileno en frutos de tomate (Wu *et al.*, 2018), Además la aplicación de 2,4-D (0.45 mM) retrasó el ablandamiento de las frutas, regulando significativamente a la baja los genes que codifican para enzimas de degradación celular como la poligalacturonasa, la pectinesterasa, la β -xilosidasa, la pectatoliasa y la expansina (Li *et al.*, 2016). Por todo lo anterior, la aplicación de 2,4-D pudo haber incrementado el nivel de la concentración de auxina interna en el chayote, provocando una reducción en la pérdida de peso y en el nivel de daño por frío. Por otro lado el tratamiento con Calcio más 2,4-D solo tuvo efecto positivo en la reducción de peso en *n. minor* y redujo ligeramente el daño por frío en el morfotipo A de *v. levis*, los posibles efectos benéficos del 2,4-D pudo verse reducido por el calcio, que el general el tratamiento con calcio afectó la calidad de los frutos. Figueroa *et al.*, (2012) mencionan que la combinación de calcio (2 %) más auxina (naftaleno acético 1 mM) reduce significativamente más la expresión de genes como poligalacturonasa, pectato liasa y endoglucanasa involucrados en la degradación de la pared celular en comparación con los tratamientos con calcio o auxinas por separado, pero no hay diferencias significativas en la conservación de la firmeza.

2.6 CONCLUSIONES

Los frutos de las variedades *a. minor* y *n. minor* presentan una rápida pérdida de peso y deshidratación evidente poco tiempo después de la cosecha, los frutos de *a. levis*, *a. dulcis*, *a. levis gigante*, *a. spinosum* presentan un problema de oxidación del exocarpio. Por su parte, *n. xalapensis* y *n. spinosum* tienden a presentar una germinación temprana de la semilla y una alta aceptabilidad al ataque de hongos. Los frutos de *v. levis* y *n. maxima* son altamente susceptible a las ampollas y al viviparismo. La aplicación de 2,4-D (1 Mm) logró reducir la pérdida de peso de manera significativa en el genotipo *n. maxima* durante el almacenamiento a temperatura ambiente (21°C y 70% HR). Además, se redujo el número de frutos germinados y se retrasó la germinación en los grupos *n. maxima*, *n. spinosum* y *n. xalapensis*. El 1-MCP logro reducir los daños por frío, la pérdida de peso y la deshidratación evidente en el almacenamiento en refrigeración (8.7 °C y 95 % HR) de los grupos *a. dulcis*, *a. minor*, *n. minor* y *v. levis*. Las auxinas pueden utilizarse como un tratamiento precosecha mientras que 1-MCP puede utilizarse como tratamiento postcosecha para conservar la calidad durante la comercialización de los distintos grupos varietales de *S. edule*.

CAPÍTULO III. CARACTERÍSTICAS Y MANEJO POSCOSECHA DE VARIEDADES DE CHAYOTE AMARILLO (*Sechium edule* var. *albus*)

3.1 RESUMEN

Los grupos varietales *albus* (*a. levis*, *a. levis gigante*, *a. spinosum*, *a. minor* y *a. dulcis*) se caracterizan por el color amarillo del exocarpo y por ser de sabor dulce. Estas variedades se distribuyen por pocas regiones de México, además no son cultivadas a gran escala, lo que pone a estos recursos fitogenéticos en riesgo de desaparecer. Actualmente, existen pocos estudios en estas variedades, por lo que no se conocen alternativas para el manejo postcosecha, en ensayos previos se observó que estos frutos son susceptibles a la oxidación del exocarpo, pero pueden presentarse otros problemas como viviparismo, afectaciones por hongo y rápida pérdida de peso. Se probaron tratamientos con 1-MCP (600 nL L⁻¹), ácido oxálico (2 mM), ac. ascórbico (1.0 %) más ac. cítrico (0.2 %), recubrimiento (Clarity® PHS) y película (polietileno perforado y polipropileno), se midió el efecto en la pérdida de peso, nivel de oscurecimiento, nivel de viviparismo, actividad de polifenol oxidasa (PFO), peroxidasa (POD), catalasa (CAT), fenoles totales y permeabilidad de membrana durante el almacenamiento a temperatura ambiente y en refrigeración. Los resultados indican que las películas y los recubrimientos pueden reducir significativamente la pérdida de peso, el nivel de oxidación de los frutos mientras los tratamientos con ácidos afectaron la pérdida de calidad comercial, acelerando el oscurecimiento de los frutos.

Palabras clave: oscurecimiento, viviparismo, actividad enzimática

3.2 ABSTRACT

The albus varietal groups (*a. levis*, *a. levis giant*, *a. spinosum*, *a. minor* and *a. dulcis*) are characterized by the yellow color of the exocarp and for being sweet. These varieties are distributed in few regions of Mexico, and they are also not cultivated on a large scale, which puts these plant genetic resources at risk of disappearing. Currently, there are few studies on these varieties, so there are no known alternatives for postharvest handling. In previous trials, it was observed that these fruits are susceptible to oxidation of the exocarp, but other problems such as viviparism, fungal damage and rapid growth can occur. weightloss. Treatments with 1-MCP (600 nL L⁻¹), oxalic acid (2 mM), ac. ascorbic (1.0 %) plus ac. citrus (0.2 %), coating (Clarity® PHS) and film (perforated polyethylene and polypropylene), the effect on weight loss, level of darkening, level of viviparism, activity of polyphenol oxidase (PFO), peroxidase (POD) was measured, catalase (CAT), total phenols and membrane permeability during storage at room temperature and refrigeration. The results indicate that the films and coatings can significantly reduce the weight loss, the oxidation level of the fruits while the acid treatments affected the loss of commercial quality, accelerating the darkening of the fruits.

Keywords: browning, viviparity, enzymatic activity

3.3 INTRODUCCIÓN

Existe una gran diversidad de frutos de *Sechium edule* (Jacq) Sw. con características morfológicas distintivas como la forma, tamaño, peso, densidad de espinas, color y la cantidad y profundidad de los surcos (Jain *et al.*, 2017). Actualmente, se aceptan 12 grupos varietales distintos con base en la variación intraespecífica de las características morfológicas, bioquímicas y genéticas (Iñiguez-Luna *et al.*, 2021), dentro de estos se encuentran las variedades *albus* como *a. minor*, *a. levis*, *a. levis gigante*, *a. dulcis* y *a. spinosum*, la cuales se distinguen por el color amarillo del exocarpo y el sabor dulce de la pulpa, pero también existen diferencias entre ellas, por ejemplo los frutos de *a. minor* son muy pequeños mientras los de *a. levis gigante* son muy grandes, por su parte solo *a. dulcis* y *a. spinosum* presentan espinas, presentando mayor densidad y tamaño las de este último.

Además de las propiedades reconocidas de los frutos de chayote como bajo contenido calorico y alto contenido de fibra, aminoácidos y minerales, los frutos de las variedades *albus* contienen una mayor cantidad de solidos solubles (7.21 - 8.08 °Bx) y ácido ascórbico (0.0742 - 0.0782 mg g⁻¹), en comparación con otras variedades como *virens levis* (5.14 °Bx, 6.76 mg g⁻¹) (Cadena-Iñiguez *et al.* 2011). Asimismo, poseen una cantidad importante de compuestos bioactivos como cucurbitacinas y flavonoides, por ejemplo la cantidad de cucurbitacinas en *a. minor* (16.16 mg g⁻¹) es mayor al de *virens levis* (5.61 mg g⁻¹) (Iñiguez-Luna *et al.*, 2021b), estos compuestos son muy importantes debido a que poseen propiedades benéficas a para la salud (Salazar-Aguilar *et al.*, 2017; Gavia-García *et al.*, 2020).

Estas variedades solo se encuentran en pocas regiones de México, su localización se restringe a zonas con una altitud entre 1160 y 2398 m y solo en los estados de Veracruz, Puebla, Hidalgo y Oaxaca, esto aunado a que actualmente no se comercializan y cultivan a gran escala de manera comercial, las hace muy susceptibles a la pérdida genética. Por ejemplo, se estima que para el 2050 *a. dulcis* perderá más del 50 % de su distribución actual debido al cambio climático como sequías y aumento de la temperatura (González-Santos *et al.*, 2017). Además, en las zonas de cultivo han sido sustituidos por variedades las más comercializadas como *virens levis* y *nigrum spinosum*.

Lo anterior hace que sea importante promover el cultivo y consumo de estas variedades. Sin embargo, existe información sobre el comportamiento y el manejo postcosecha de los frutos de estos grupos varietales, en ensayos anteriores (Capítulo II) se determinó que estos frutos son muy susceptibles a sufrir oxidación del exocarpo debido a la presencia de ampollas y los golpes o roces durante el almacenamiento y distribución, lo que provoca que pierdan rápidamente el color amarillo característico de los *albus*. Asimismo, existen otros problemas, por ejemplo *a. minor* antes de la oxidación del exocarpo pierde peso rápidamente provocando la deshidratación visual del fruto, y en otros grupos como *a. spinosum* y *a. dulcis* son importantes otros problemas como viviparismo y el ataque de hongos.

El color es uno de los atributos de calidad más importantes, los consumidores prefieren frutos de color uniforme (Ceschi *et al.*, 2018)., debido a que el color y brillo de la epidermis es un indicativo con la frescura de los frutos (Lewers *et al.*, 2020). En las cucurbitáceas el oscurecimiento de los frutos se debe principalmente a un incremento en la actividad de polifenol oxidasa (PPO) y peroxidasa (POD) (Liu *et al.*, 2018). En este sentido, se sabe que la actividad enzimática de PPO y POD, se inhibe en medios ácidos (Zhou *et al.*, 2020). Dicho lo anterior, los tratamientos con los ácidos oxálico (Ali *et al.*, 2020), ascórbico (Azam *et al.*, 2020), cítrico (Tsouvaltzis and Brecht, 2017) y la combinación de ácidos con recubrimientos comestibles (Liu *et al.*, 2016) y atmosferas modificadas (AM) (Ali *et al.*, 2021) se han utilizado para retrasar el oscurecimiento de frutos frescos y mínimamente procesados con resultados prometedores.

Por lo anterior todo lo anterior, en esta investigación se describe el efecto de tratamientos con 1-metilciclopropeno (1-MCP), ácido ascórbico, ácido oxálico, ácido cítrico, recubrimientos y AM en la reducción de los principales problemas postcosecha como oxidación del exocarpo, pérdida de peso, deshidratación de la epidermis, viviparismo y pudriciones de los grupos varietales amarillos (*albus*) almacenados a temperatura ambiente y refrigeración. Con el fin de encontrar alternativas de manejo postcosecha y mantener la calidad comercial de los frutos.

3.4 MATERIALES Y MÉTODOS

Material Vegetal

Los frutos de chayote de *S. edule* var. *albus levis*, *albus dulcis*, *albus minor*, *albus levis gigante*, y *albus spinosum* (**Figura 103**) fueron cosechados del Banco Nacional de Germoplasma de *Sechium edule* en México (BANGESe) localizado en Veracruz, México (19°08'48''N y 97°57' 00''O). El tipo de vegetación es bosque nuboso de montaña (altitud de 1340 m), con temperatura media anual de 19-22 °C, 85-90 % de humedad relativa y precipitación media anual de 2250 mm. Los suelos son luvisol vítrico, ricos en materia orgánica, bajos en calcio y altos en nutrientes de hierro, manganeso y zinc, con fertilidad moderada, textura gruesa y fragmentos de vidrio volcánico (pH 4.3-6.5).

Las plantas crecieron en las mismas condiciones de riego y nutrición. La cosecha se realizó en octubre y noviembre, en madurez hortícola (18 ± 2 d después de la antesis) (Cadena-Iñiguez *et al.*, 2011), eligiendo frutos sin daños físicos o plagas aparentes. Posteriormente, los frutos se transportaron al laboratorio de Fruticultura del Colegio de Postgraduados (COLPOS) campus Montecillo para los análisis.

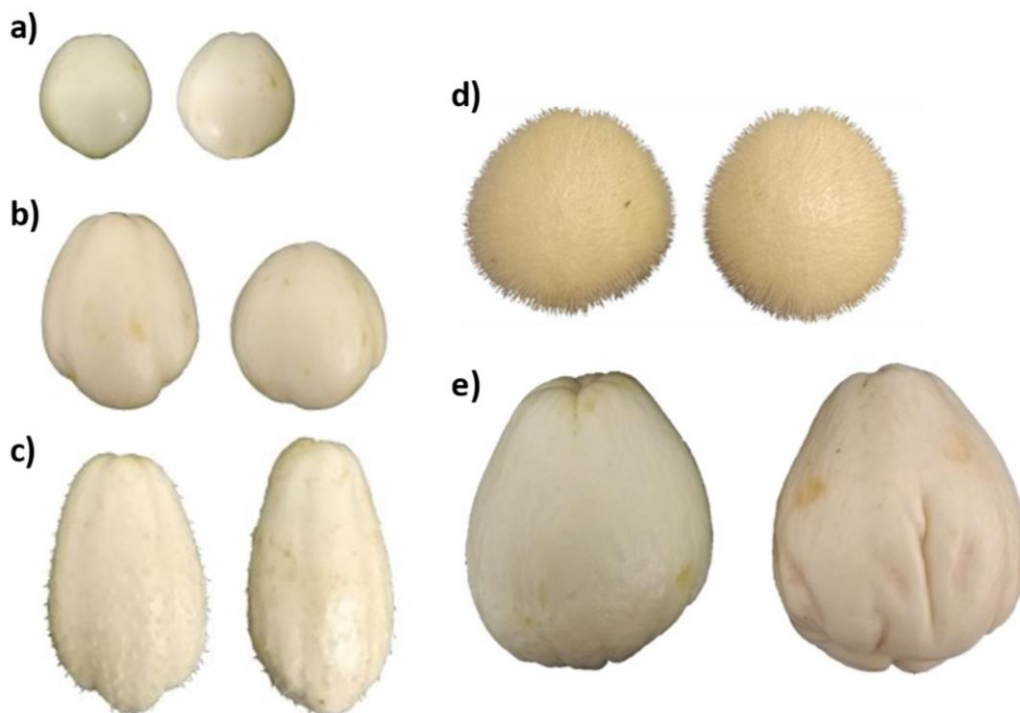


Figura 110. Grupos varietales de *S. edule* (Jacq) Sw. var *albus*. a) *minor*; b) *levis*; c) *dulcis*; d) *spinosum*; e) *levis gigante*.

Experimento 1. Almacenamiento a Condiciones Ambientales

Aplicación de Tratamientos. Los frutos se lavaron con una solución de hipoclorito de sodio al 1% y se secaron a temperatura ambiente. El 1-MCP se aplicó colocando los frutos en una caja de acrílico sellada y dejando un vial con 1-MCP a una concentración de 600 nL L⁻¹, por un tiempo de exposición de 5 h a temperatura ambiente. Para la aplicación de ácido oxálico, los frutos se sumergieron en una solución a una concentración de 2 mM por 15 min. Por su parte, el recubrimiento de la marca Clarity® PHS, se colocó por *espray* directamente en los frutos, dejándolo secar a temperatura ambiente. También se utilizó una combinación de ácido oxálico 2 mM con recubrimiento aplicado como se describió anteriormente. Posteriormente, los frutos se almacenaron a 21 °C y 70 % HR. La aplicación de tratamientos dependió de la cantidad de frutos y grupos varietales disponibles, esto se detalla en el **Cuadro 49**, en todos los casos se utilizaron frutos sin tratamiento como testigo.

Cuadro 49. Aplicación de tratamientos a frutos de *a. levis*, *a. minor*, *a. dulcis* y *a. spinosum*.

Grupo Varietal	Tratamiento Aplicado			
	1-MCP (600 nL L ⁻¹)	Recubrimiento	ác. Oxálico (2 mM)	Recubrimiento más ác. Oxálico (2 mM)
<i>a. levis</i>	x		x	
<i>a. minor</i>	x	x	x	x
<i>a. dulcis</i>	x		x	
<i>a. spinosum</i>	x	x	x	

Variables analizadas

Pérdida de Peso. La pérdida de peso se determinó a la salida de refrigeración con ayuda de una balanza digital con una sensibilidad de 0.01 g, los resultados se expresaron como porcentaje de pérdida de peso con respecto al peso inicial del fruto fresco (Suseno *et al.*, 2014), mediante la siguiente ecuación:

$$\text{Pérdida de peso (\%)} = \frac{\text{Peso inicial} - \text{Peso final}}{\text{Peso inicial}} \times 100$$

Cambios de Color. Se midió con un colorímetro (3NH TECHNOLOGY CO., LTD, modelo NR20XE, China). Se tomaron valores de luminosidad (L= 0: oscuro, 100: blanco), a* (valor negativo: verde, valor positivo: rojo) y b* (valor negativo: azul, valor positivo: amarillo), realizando mediciones en el área ecuatorial de los frutos. El color se expresó como índice de color (IC*) (Zhou *et al.*, 2010), calculándolo mediante la siguiente ecuación:

$$\text{Índice de color (IC*)} = \frac{a \times 1000}{L \times b}$$

Evaluación de la Calidad Comercial

Para esto se utilizaron las escalas desarrolladas en el **capítulo II**, con base en lo propuesto por Ramírez-Rodas *et al.* (2021). Las cuales consistieron en lo siguiente:

Evaluación de la deshidratación evidente. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa. Utilizada para *albus minor*.

Evaluación del viviparismo. Nivel: 0 = sin presencia de semilla, 1 = semilla visible y apertura basal y 2 = semilla completamente expuesta. Para *albus levis gigante*, *albus levis*, *albus dulcis* y *nigrum spinosum*.

Evaluación de la oxidación. Nivel: 0 = ninguna, 1 = leve, 2 = moderada, 3 = severa. Utilizada para: *albus levis gigante*, *albus levis*, *albus dulcis* y *nigrum spinosum*.

Pérdida de Calidad Comercial. Se consideró que los frutos perdieron calidad comercial cuando el fruto tenía una pérdida de peso superior al 10 %, deshidratación evidente, presencia de viviparismo, oxidación media de epidermis y espinas, afectación media por ampollas, frutos con daños por y afectaciones por hongos.

Experimento 2. Almacenamiento en Refrigeración

La aplicación de tratamientos consistió en los siguiente: el recubrimiento de la marca Clarity® PHS se colocó por *espray* directamente en los frutos, posteriormente se dejaron secar a temperatura ambiente. Para la aplicación de ácidos, los frutos se sumergieron por 5 min en una solución que contenía la combinación de ácido cítrico al 0.2 % (p / v) más ácido ascórbico 1 % (p / v). Por su parte, la película utilizada fue polietileno

perforado. También, se utilizó la combinación de los tratamientos con ácido más recubrimiento y ácidos más película. Como testigo, se utilizaron frutos sin tratamiento. Los frutos se almacenaron en refrigeración (12.8 °C y 94 % HR) por 7 días, después los frutos se colocaron a temperatura ambiente (18.8 °C y 59.43 % HR) simulando las condiciones de comercialización. La aplicación de tratamientos dependió de la cantidad de frutos y grupos varietales disponibles, esto se detalla en el **Cuadro 50**, en todos los casos se utilizaron frutos sin tratamiento como testigo.

Cuadro 50. Aplicación de tratamientos a frutos de *a. levis*, *a. minor*, *a. dulcis*, *a. albus gigante* y *a. spinosum*.

Grupo Varietal	Tratamiento Aplicado				
	Cítrico (0.2 %) más ascórbico (1 %)	Recubrimiento	Película	Recubrimiento + ácidos	Película + ácidos
<i>a. levis</i>				x	x
<i>a. minor</i>	x	x	x	x	X
<i>a. dulcis</i>				x	x
<i>a. spinosum</i>	x	x	x	x	x
<i>a. levis gigante</i>				x	x

VARIABLES ANALIZADAS

Al igual que en el almacenamiento a temperatura ambiente se evaluaron las siguientes variables: pérdida de peso, los cambios de color y las escalas de evaluación de la deshidratación evidente, el viviparismo, la oxidación y la pérdida de calidad comercial (Ramírez-Rodas *et al.*, 2021).

Solo en el caso de *a. spinosum*, se analizaron también:

ACTIVIDAD ENZIMÁTICA

Todas se determinaron a partir de polvo de acetona, preparado de acuerdo a lo descrito por Alia-Tejacal *et al.* (2005) con ligeras modificaciones. Brevemente, 8 g de pericarpio más 16 mL de acetona fría (-4 °C) grado reactivo, se homogenizaron en una licuadora por 1 min; el macerado se filtró, el proceso se repitió dos veces más y se dejó secar a

temperatura ambiente (21 °C). Posteriormente, el polvo de acetona se conservó en congelación a -4 °C.

Polifenol Oxidasa (PFO). Se evaluó mediante el método propuesto por Lamikanra, (1995) con modificaciones. La enzima se extrajo a partir de 0.2 g de polvo de acetona con 5 mL de Tris-HCl frío (100 mM, pH 7.1) que contenía 1 % de polivinil pirrolidona (PVP). Se mezclaron en un vortex durante 30 s; posteriormente la mezcla se centrifugó por 20 min a 10 000 g a 4 °C. El sobrenadante se utilizó para evaluar el cambio de absorbancia a 420 nm en el espectrofotómetro. Para el ensayo de la actividad enzimática se mezclaron 3 mL de catecol 60 mM disuelto en un amortiguador Tris-HCl (100 mM, pH 7.1) y 0.2 mL del sobrenadante. Los ensayos se realizaron a temperatura a 19 °C. La actividad enzimática se reporta como U g⁻¹ de peso fresco, donde una unidad de actividad enzimática es igual a la formación de 1 μmol de *o*-benzoquinona min⁻¹.

Peroxidasa (POD). La extracción de POD fue similar a PFO y el ensayo se hizo de acuerdo con el método Flurkey and Jen, (1978), con las siguientes modificaciones: la mezcla de ensayo tuvo un volumen total de 3 mL, de los cuales 2.6 mL fueron del amortiguador Tris-HCl (100 mM, pH 7.1), 0.25 mL de guayacol 0.1 M, 0.1 mL de peróxido de hidrógeno 0.25 % y 0.05 mL del sobrenadante; se determinó el cambio de absorbancia a 470 nm en 3 min. La actividad enzimática se reporta como U g⁻¹ de peso fresco, donde una unidad de actividad enzimática es igual a la formación de 1 μmol de tetraguaicol min⁻¹. Los ensayos se hicieron a temperatura ambiente (19 °C).

Catalasa (CAT). Para la extracción se mezclaron 0.15 g de polvo de acetona con 5 mL de Tris HCl (0.1 M, pH 8.5) en frío que contenía 1 % de PVP, en un vortex por 30 s. La mezcla se centrifugó a 12000 g por 30 min a 4 °C. La actividad CAT se evaluó mediante el método descrito por (Martínez-Damián *et al.*, 2013), para esto se mezclaron en una celda 3 mL de amortiguador Tris-HCl (10 mM, pH 8.5) y 0.1 mL de peróxido de hidrógeno 0.88 % en 100 mM de Tris-HCl. La reacción se inició al adicionar 0.1 mL del sobrenadante y se observó el cambio en absorbancia a 240 nm, y la actividad enzimática. La actividad enzimática se reporta como U g⁻¹ de peso fresco, donde una unidad de actividad enzimática es igual a la descomposición de 1 μmol de H₂O₂ min⁻¹. Los ensayos se hicieron a temperatura ambiente (19 °C).

Fenoles totales

Se siguió la metodología de Singleton *et al.* (1999), para esto se pesó 1 g de pericarpio, se maceraron con 10 mL de metanol 80 % (v / v), enseguida se colocó el macerado en viales de 20 mL y se colocaron a 6 stir por 15 min a temperatura ambiente. Posteriormente, se centrifugan a 5000 rpm por 50 min en tubos de polipropileno y se recupera el sobrenadante. Para el desarrollo de color, en tubos de 10 mL se colocaron 40 μ L de sobrenadante, 1.56 mL de agua destilada, 0.1 mL de Folin Cicalteou 1 N, después de 3 min se agregaron 0.3 mL de Carbonato de Sodio 20 % (p / v) y se deja reposar por 60 min a temperatura ambiente y en oscuridad. Las muestras se leyeron a 765 nm en un espectrofotómetro UV (Thermo Scientific™, modelo GENESYS™ 10UV). Para la cuantificación se elaboró una curva de calibración usando ácido gálico como estándar.

Permeabilidad de membrana

Se evaluó midiendo la fuga de iones de los discos de pericarpio del chayote de acuerdo a lo descrito por Qu *et al.* (2009), para esto se extrajeron discos de epidermis de la región ecuatorial del fruto con un tamaño de 1 cm de diámetro y 4 mm de espesor. Los discos se lavaron tres veces con agua desionizada y luego se dejaron secar. Posteriormente, se colocaron 3 discos en tubo de centrífuga de plástico que contenía 30 ml de manitol 0.2 M y se midió el peso del tubo. Después de agitar durante 2 horas a temperatura ambiente, se midió la conductividad con un conductímetro digital. Enseguida, los tubos se calentaron hasta hervir durante 5 min, se enfriaron a temperatura ambiente y se completaron hasta su peso inicial con manitol 0.2 M para medir la conductividad total. La fuga de iones relativa se expresó como porcentaje de la conductividad total.

Análisis Estadístico

Para la pérdida de peso, se utilizó un diseño completamente al azar y se realizó un análisis de varianza (ANOVA) y comparación múltiple de medias (Tukey, $\alpha = 0.05$) mediante el software R (versión 4.0.2).

3.5 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Experimento 1. Almacenamiento en Condiciones Ambientales

S. edule var. *albus minor*

La pérdida de peso aumentó significativamente durante el almacenamiento, *a. minor* es la variedad de *albus* con mayor pérdida de peso diaria, mayor al 2 %. Los tratamientos con recubrimiento y recubrimiento más ácido oxálico redujeron significativamente la pérdida de peso de los frutos, mientras los frutos tratados con ácido oxálico perdieron mayor peso que el testigo, esto también se reflejó en un aumento en la deshidratación evidente de estos frutos (**Figura 111**). De la misma manera, aunque no hubo diferencias en la pérdida de peso entre el recubrimiento y el recubrimiento más ac. oxálico, el segundo aumentó el nivel de deshidratación y con ello el índice de color de los frutos (**Figura 112**).

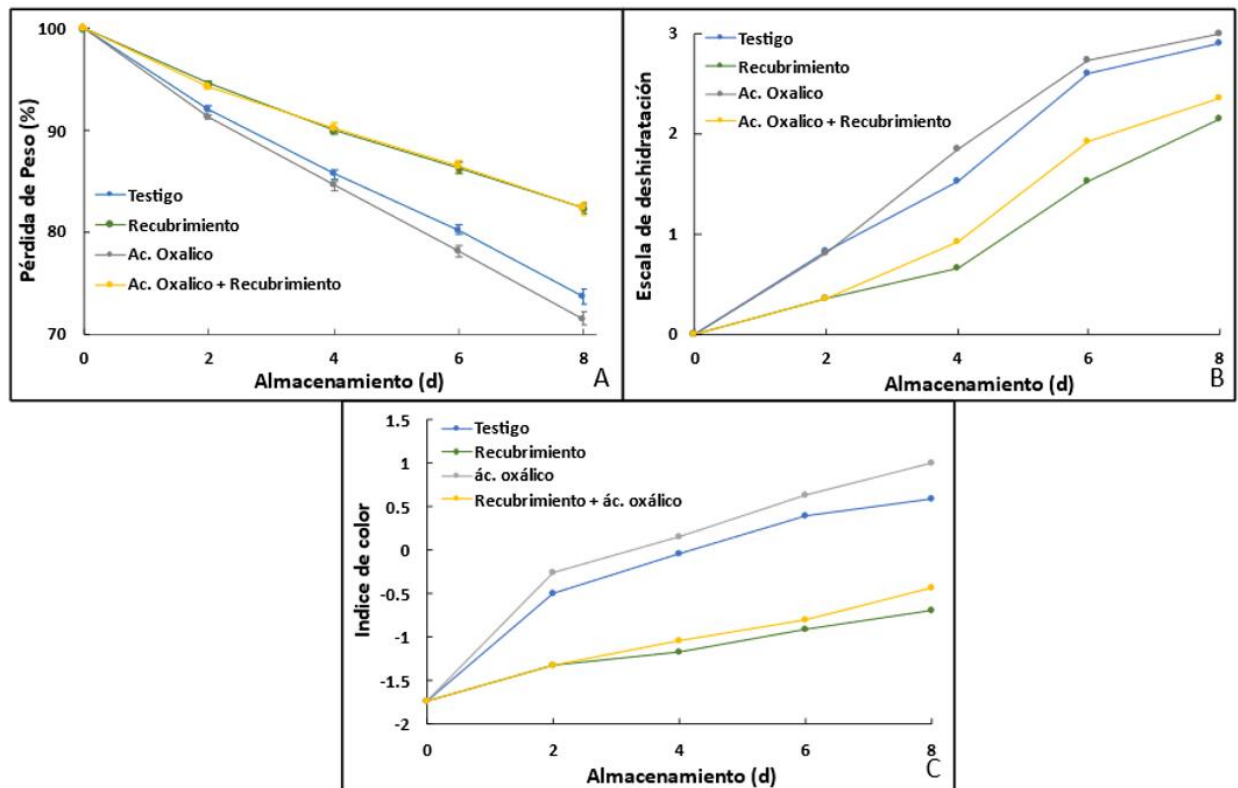


Figura 111. Evaluación de la calidad de *S. edule* var. *albus minor*, almacenados por 8 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso, B. Nivel deshidratación, C. Índice de color (media \pm error estándar, n = 40).

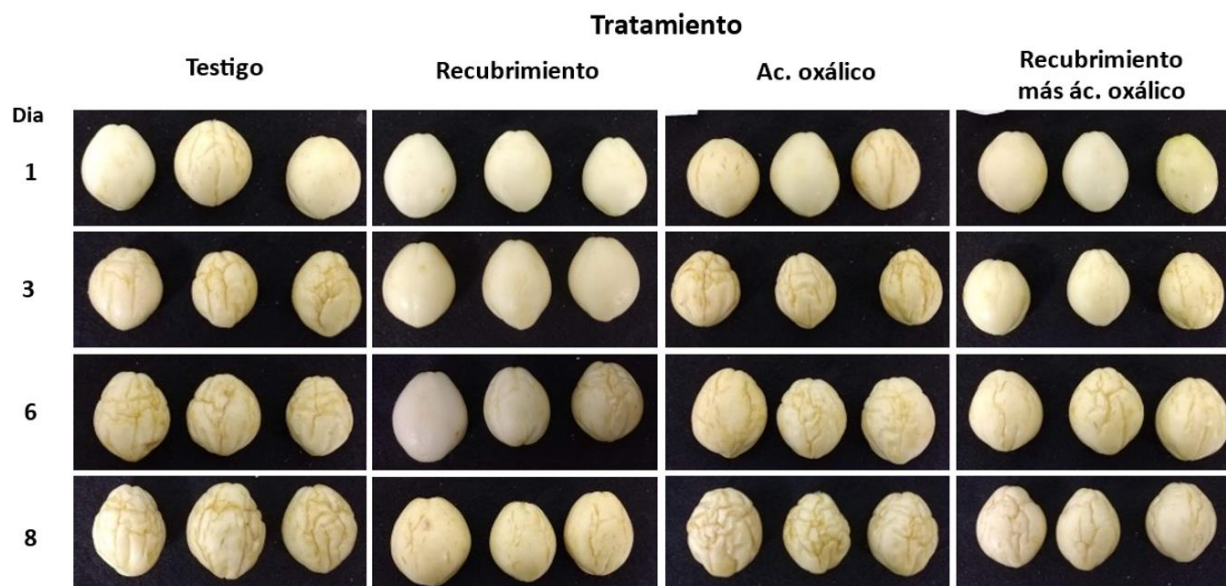


Figura 112. Efecto de los tratamiento en la apariencia de *S. edule* var. *albus minor* almacenados a 21 °C y 70 % HR, a los días 1,3, 6 y 8 después de cosecha.

S. edule* var. *albus levis* y var. *albus dulcis

En *a. levis* el 1-MCP y el ácido oxálico aumentaron significativamente la pérdida de peso de los frutos, esto se reflejó ligeramente en un mayor nivel de oxidación (**Figura 113**). Sin embargo, se retrasó levemente el nivel de viviparismo durante el almacenamiento, ya que en el testigo este inició en el día 7 mientras en los dos tratamientos inicio en el día 9 (**Figura 114**). Del mismo modo, en frutos de *a. dulcis* el tratamiento con ácido oxálico aumentó significativamente la pérdida de peso a partir del día 1 de almacenamiento lo que de igual manera aumentó el nivel de oxidación de los frutos. Por su parte, aunque en este grupo varietal el 1-MCP redujo la pérdida de peso, esta reducción no fue significativa en comparación con el testigo (**Figura 115**), sin embargo si redujo ligeramente el nivel de oxidación de la epidermis. Curiosamente, contrario a lo esperado el viviparismo se presentó 4 días antes en el tratamiento con 1-MCP que en el testigo (**Figura 116**). Por todo lo anterior podemos concluir que en estos dos grupos varietales los tratamientos afectaron la calidad de los frutos, perdiendo calidad antes que el testigo.

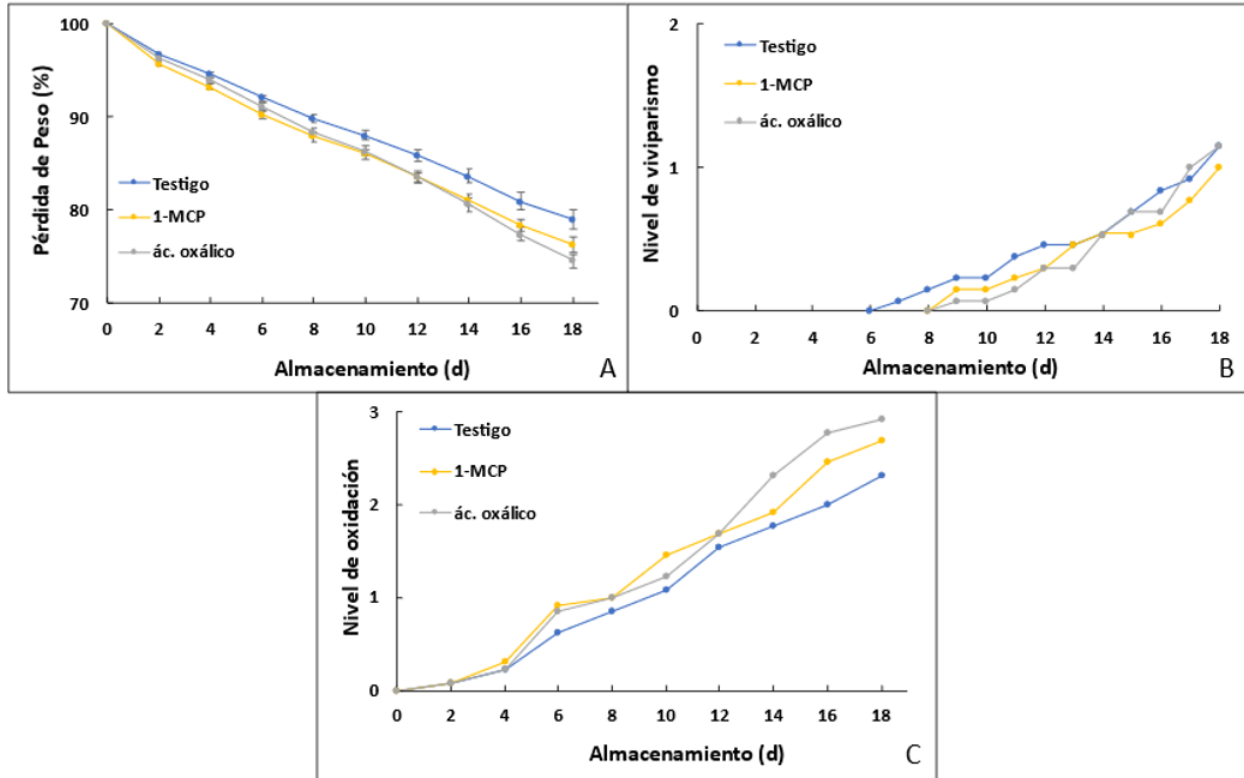


Figura 113. Evaluación de la calidad de *S. edule* var. *albus levis*, almacenados por 8 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso, B. Nivel de viviparismo, C. Índice de oxidación (media ± error estándar, n = 40).

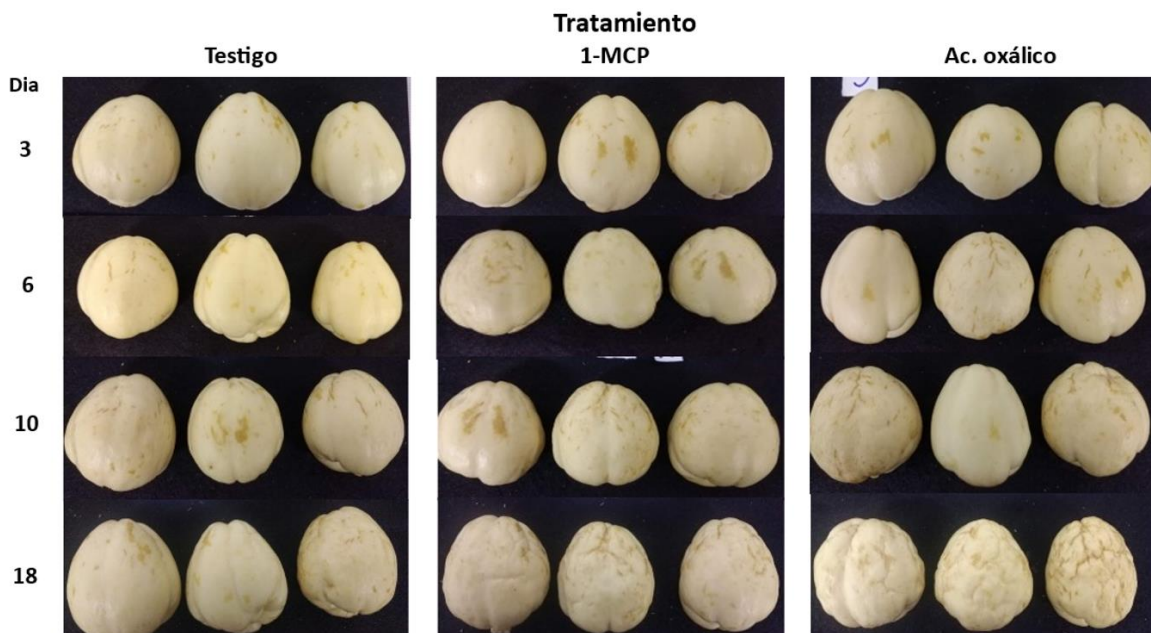


Figura 114. Efecto de los tratamientos en la apariencia de *S. edule* var. *albus levis* almacenados a 21 °C y 70 % HR, a los días 3, 6, 10 y 18 después de cosecha.

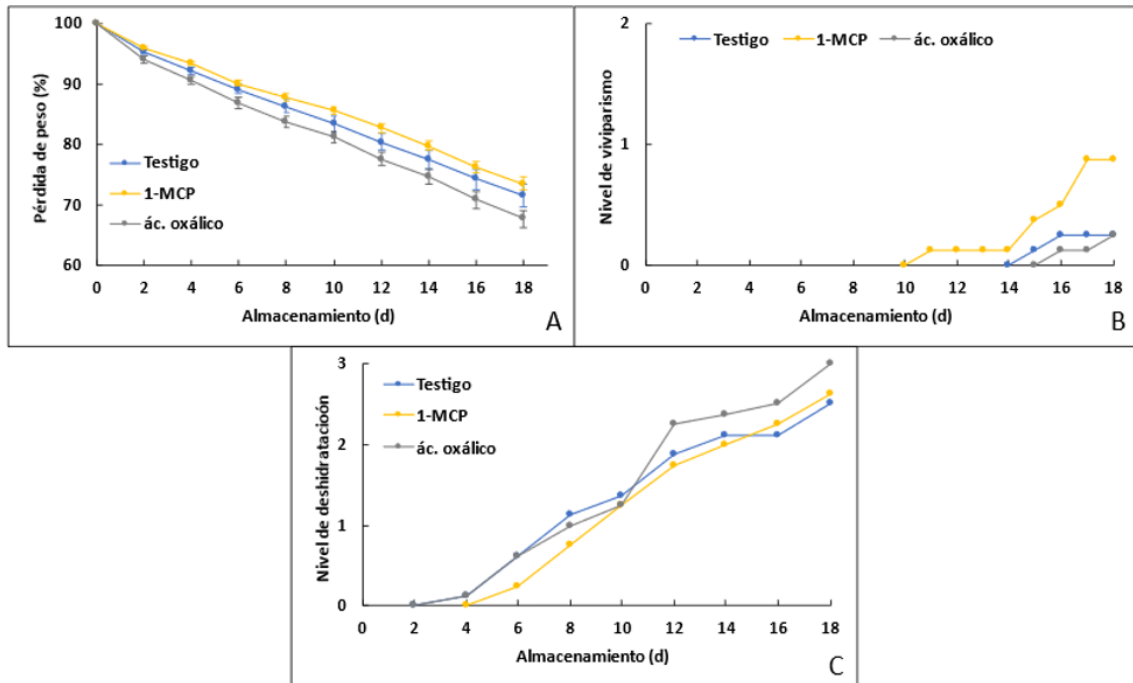


Figura 115. Evaluación de la calidad de *S. edule* var. *albus dulcis*, almacenados por 8 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso, B. Nivel de viviparismo, C. Índice de oxidación (media \pm error estándar, n = 8).

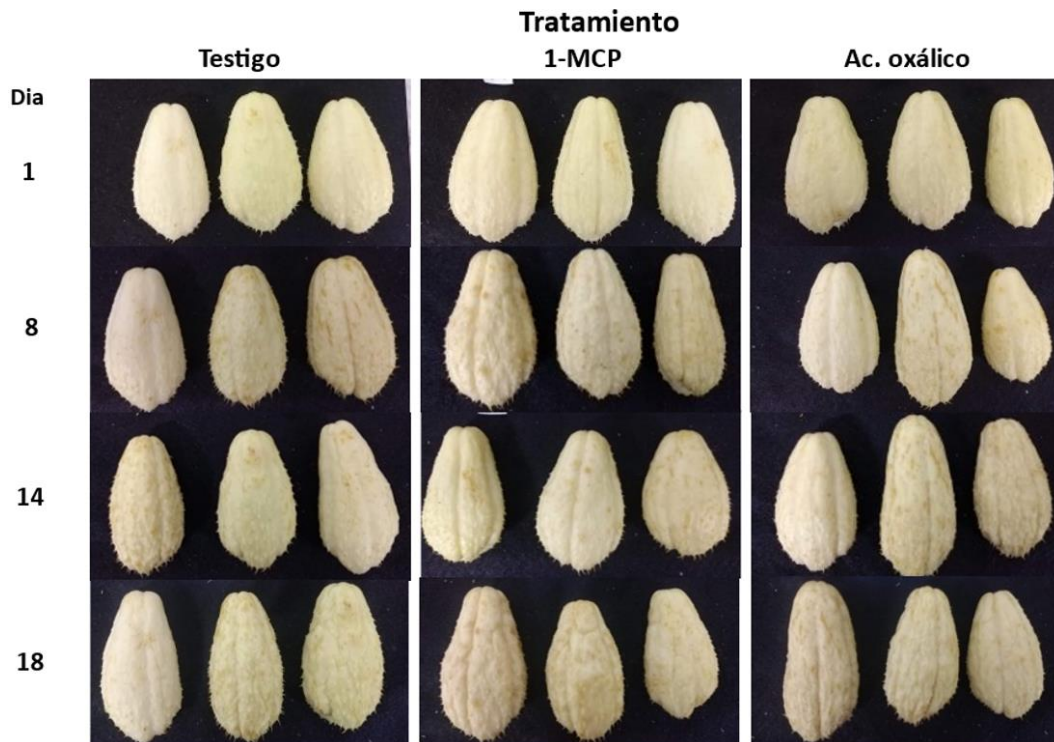


Figura 116. Efecto de los tratamiento en la apariencia de *S. edule* var. *albus dulcis* almacenados a 21 °C y 70 % HR, a los días 1, 8, 14 y 18 después de cosecha

S. edule var. *albus spinosum*

El recubrimiento logró reducir significativamente la pérdida de peso a partir del día 1 de almacenamiento. Por su parte, los frutos tratados con ácido oxálico perdieron mayor peso que el testigo. No hubo diferencias significativas en la pérdida de peso entre el 1-MCP y el testigo. El recubrimiento fue el mejor tratamiento para reducir la oxidación y el ácido oxálico el peor, de igual manera esto se refleja en el índice de color de los frutos. Por otro lado, todos los tratamientos lograron reducir el viviparismo de los frutos, vale la pena resaltar que el mayor efecto lo tuvo el 1-MCP retrasando el inicio de la germinación 14 días en comparación con el testigo (**Figura 117**). Todo lo anterior se reflejó en una mejor apariencia en los frutos con recubrimiento debido a que este permitió reducir el oscurecimiento, por el contrario los frutos tratados con ácido oxálico se oscurecieron más rápido que el testigo durante el almacenamiento (**Figura 118**).

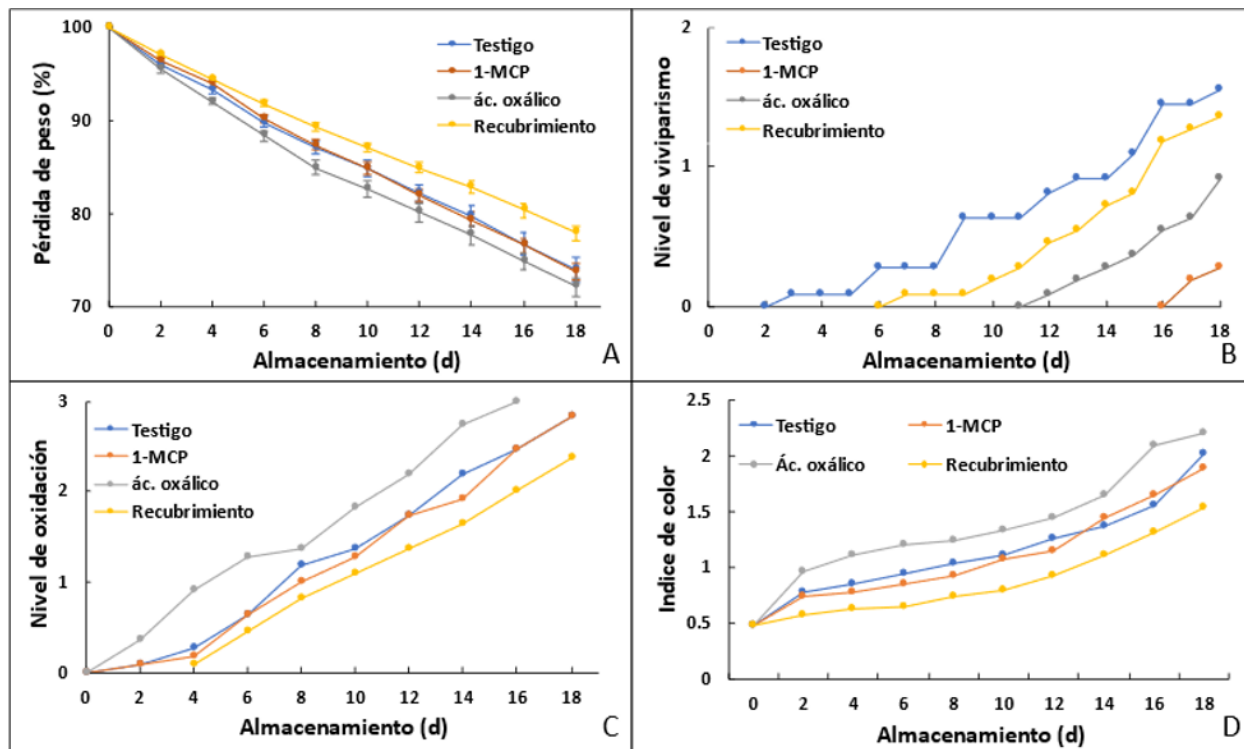


Figura 117. Evaluación de la calidad de *S. edule* var. *albus spinosum*, almacenados por 18 días a 21 °C y 70 % HR, A. Pérdida de peso, B. Nivel de viviparismo, C. Índice de oxidación, D. Índice de color (media \pm error estándar, n = 11).

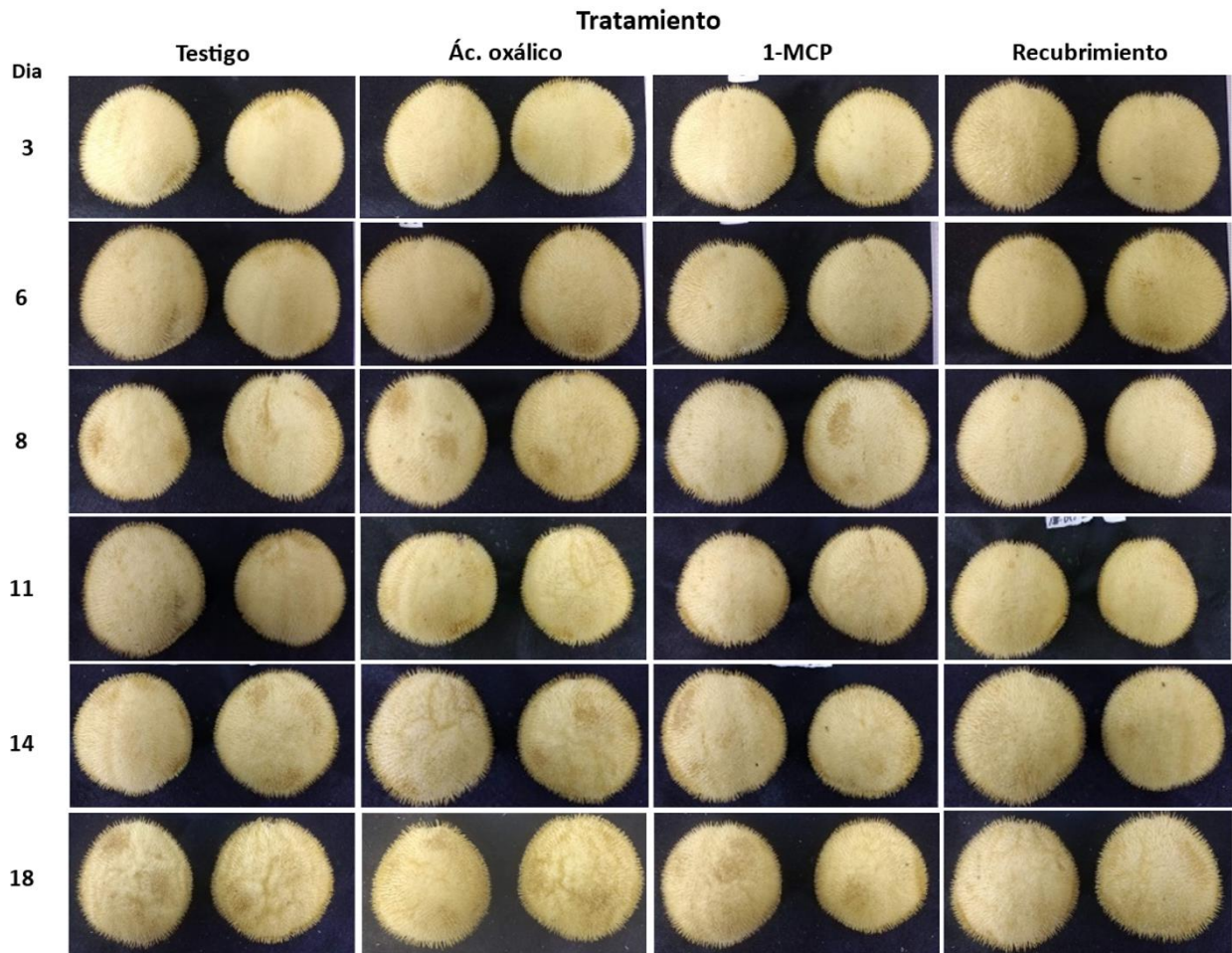


Figura 118. Efecto de los tratamiento en la apariencia de *S. edule* var. *albus spinosum* almacenados a 21 °C y 70 % HR, a los días 3,6, 8,11, 14 y 18 después de cosecha.

Experimento 1. Almacenamiento en Condiciones de Refrigeración

S. edule var. *albus minor*

La película redujo significativamente la pérdida de peso tanto a la salida de refrigeración como durante el almacenamiento a condiciones ambientales, sorpresivamente los frutos con recubrimiento perdieron más peso que el testigo a la salida de refrigeración, pero la redujeron durante el almacenamiento al ambiente (**Figura 119**). La película es más efectiva para reducir la pérdida de peso que el recubrimiento, en este ultimo los frutos perdieron el 10 % al día 2 de almacenamiento a condiciones ambientales (**Figura 120**). Sin embargo a partir del día 6 inició el crecimiento de hongos dentro de la película, lo que ocasiona lo pérdida de calidad comercial en este tratamiento.

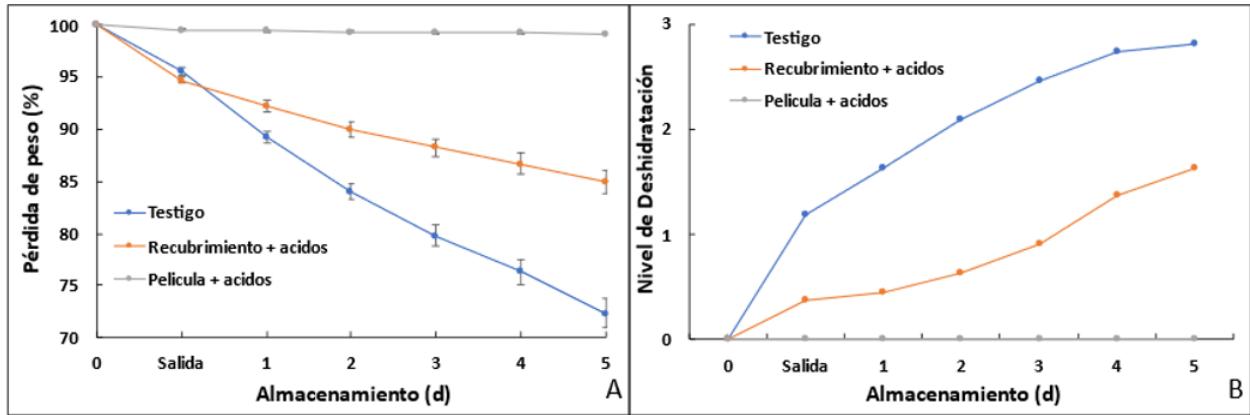


Figura 119. Evaluación de la calidad de *S. edule* var. *albus minor*, almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 5 días. A. Pérdida de peso, B. Nivel de deshidratación (media \pm error estándar, n = 11).

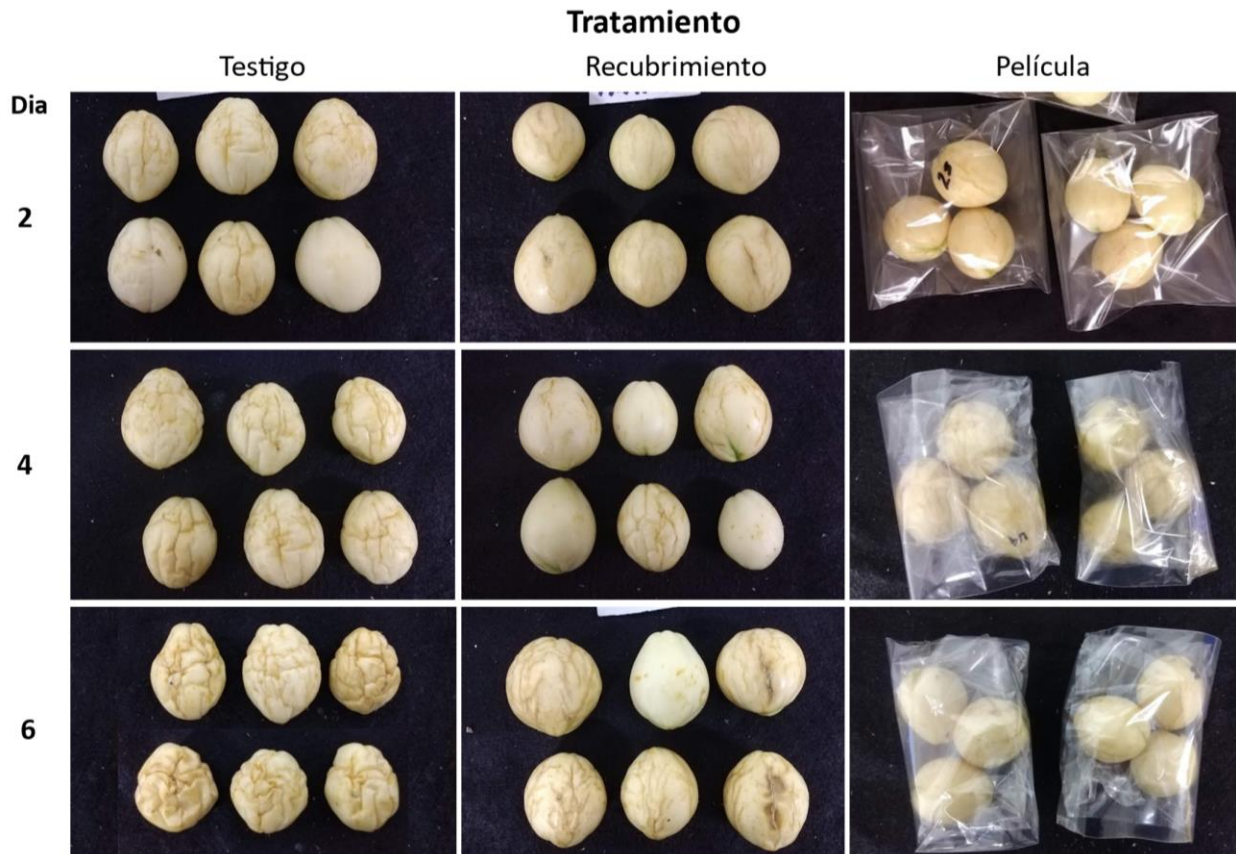


Figura 120. Efecto de los tratamiento en la apariencia de *S. edule* var. *albus minor* almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 5 días.

S. edule var albus dulcis

La película redujo el nivel de oxidación durante todo el almacenamiento, en esta variable no hubo diferencias significativa entre el recubrimiento y los ácidos. Después del día 10 iniciaron las afectaciones por hongo en las película (**Figura 121**). De la misma manera, la película redujo significativamente la pérdida de peso durante la refrigeración y durante el almacenamiento a condiciones ambientales, aunque el recubrimiento también redujo la pérdida de peso, esta diferencia no fue significativa (**Figura 122**).

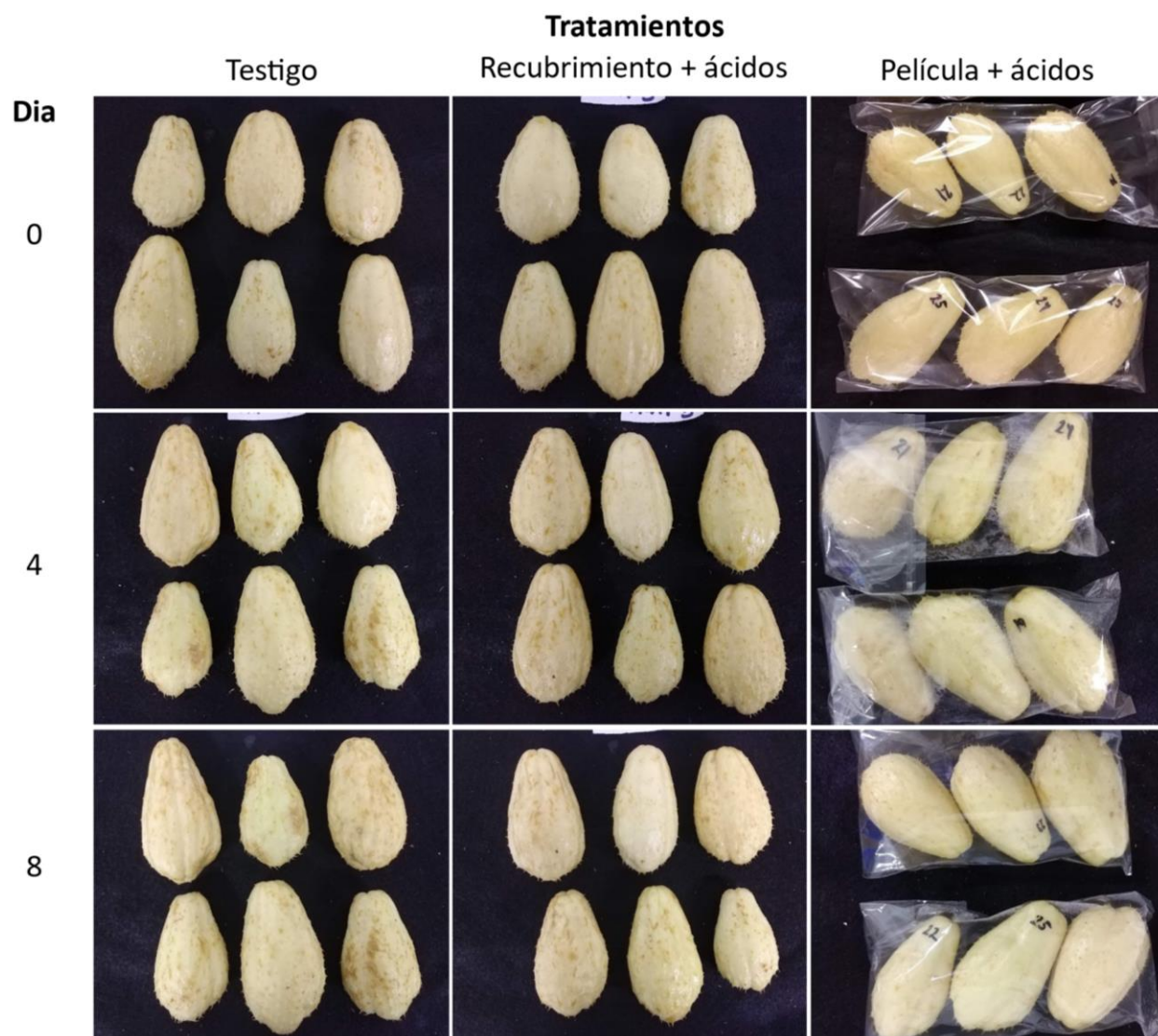


Figura 121. Efecto de los tratamiento en la apariencia de *S. edule var. albus dulcis* almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 10 días.

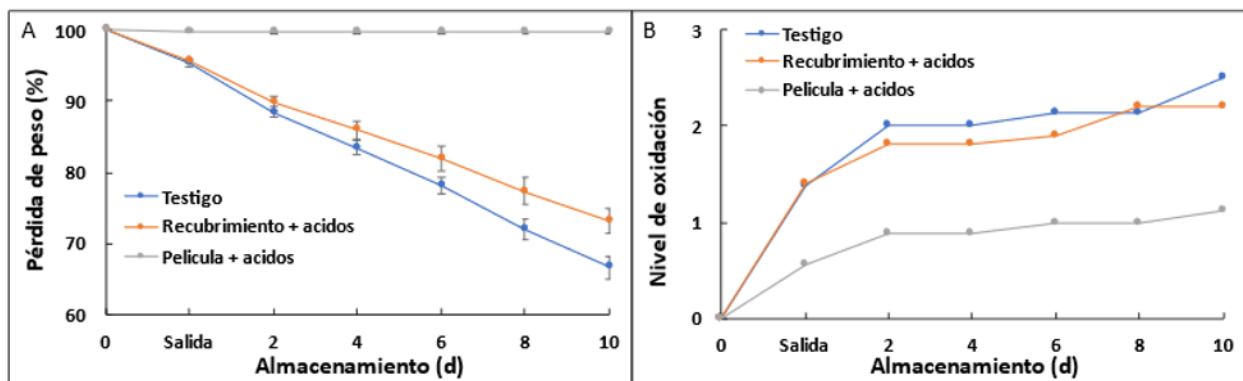


Figura 122. Evaluación de la calidad de *S. edule* var. *albus dulcis*, almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 5 días. A. Pérdida de peso, B. Nivel de oxidación (media ± error estándar, n = 10).

S. edule var *albus levis gigante*

La película redujo significativamente la pérdida de peso desde la salida de refrigeración, el recubrimiento no la redujo significativamente (**Figura 123**). Por otro lado, ambos tratamientos redujeron el nivel de oxidación, a partir del día 2 de almacenamiento a condiciones ambientales, ya que a la salida de refrigeración no hubo diferencias notorias (**Figura 124**). No se presentó viviparismo durante el almacenamiento.

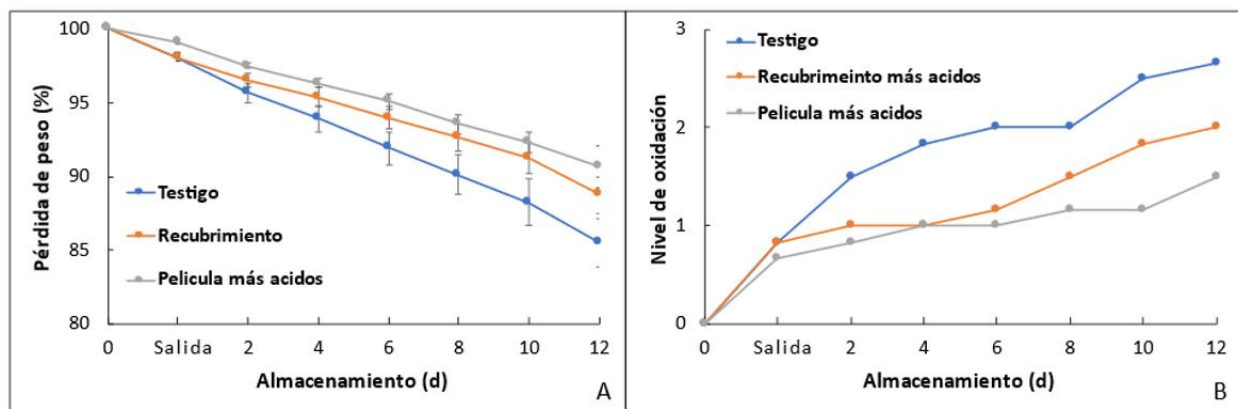


Figura 123. Evaluación de la calidad de *S. edule* var. *albus levis gigante*, almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 5 días. A. Pérdida de peso, B. Nivel de oxidación (media ± error estándar, n = 6).

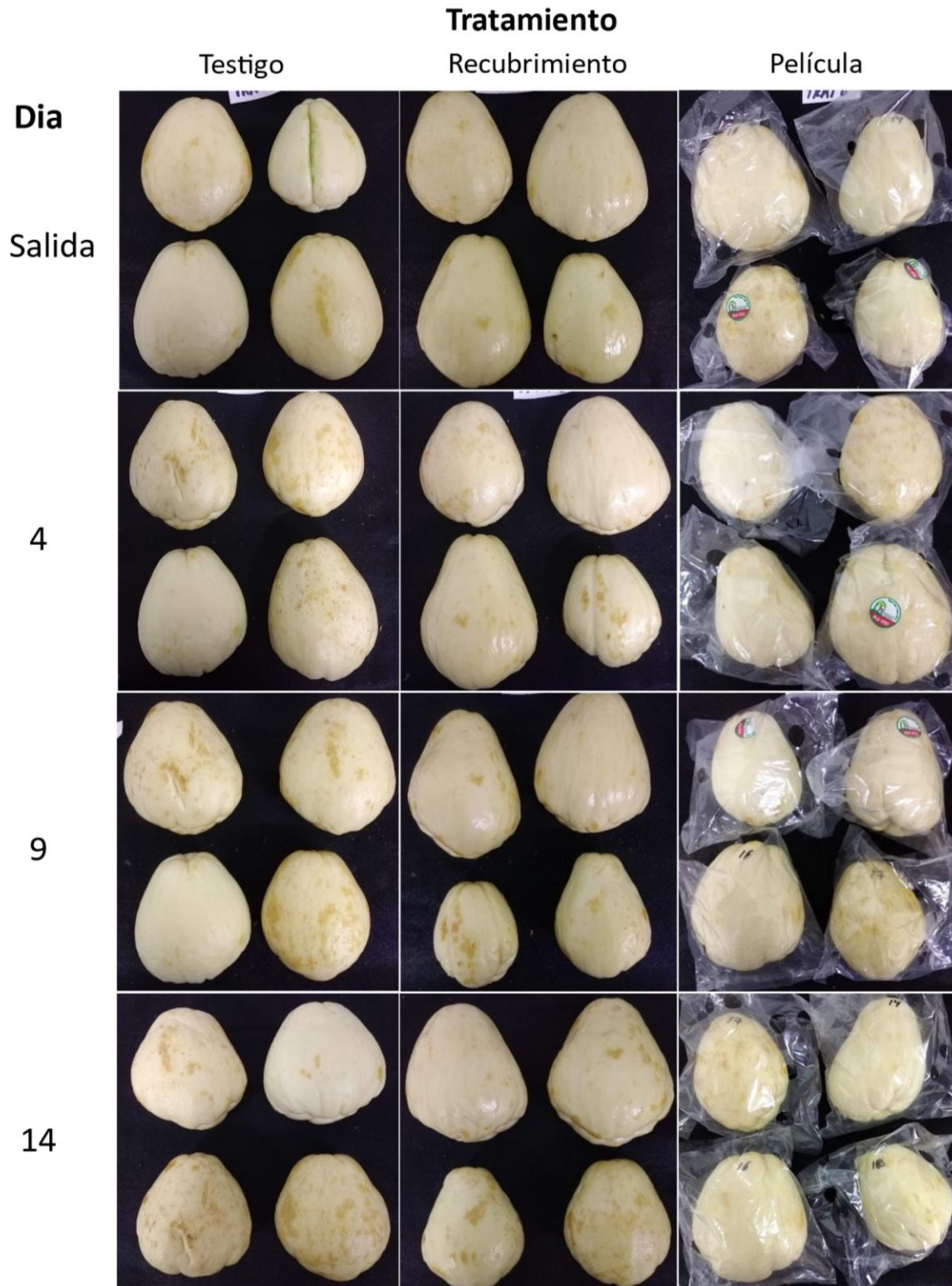


Figura 124. Efecto de los tratamiento en la apariencia de *S. edule* var. *albus levis gigante* almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 14 días.

S. edule* var *albus spinosum

El tratamiento con la película y la película más ácidos redujeron significativamente la pérdida de peso desde la salida de refrigeración, por su parte el recubrimiento y recubrimiento más ácidos no tuvo efecto significativo en la pérdida de peso. Por otro lado, el tratamiento con ácidos aumento significativamente la pérdida de peso a partir de la salida de refrigeración y durante todo el almacenamiento a condiciones ambientales. A partir del día 8 todos los tratamientos redujeron el nivel de viviparismo, siendo los mejores la película más ácidos y el recubrimiento (**Figura 125**). De igual manera, el recubrimiento, la películas y la combinación de ambos con ácidos redujeron la oxidación de los frutos mientras la aplicación con ácidos aumentó el nivel de oxidación durante todo el almacenamiento (**Figura 126**)

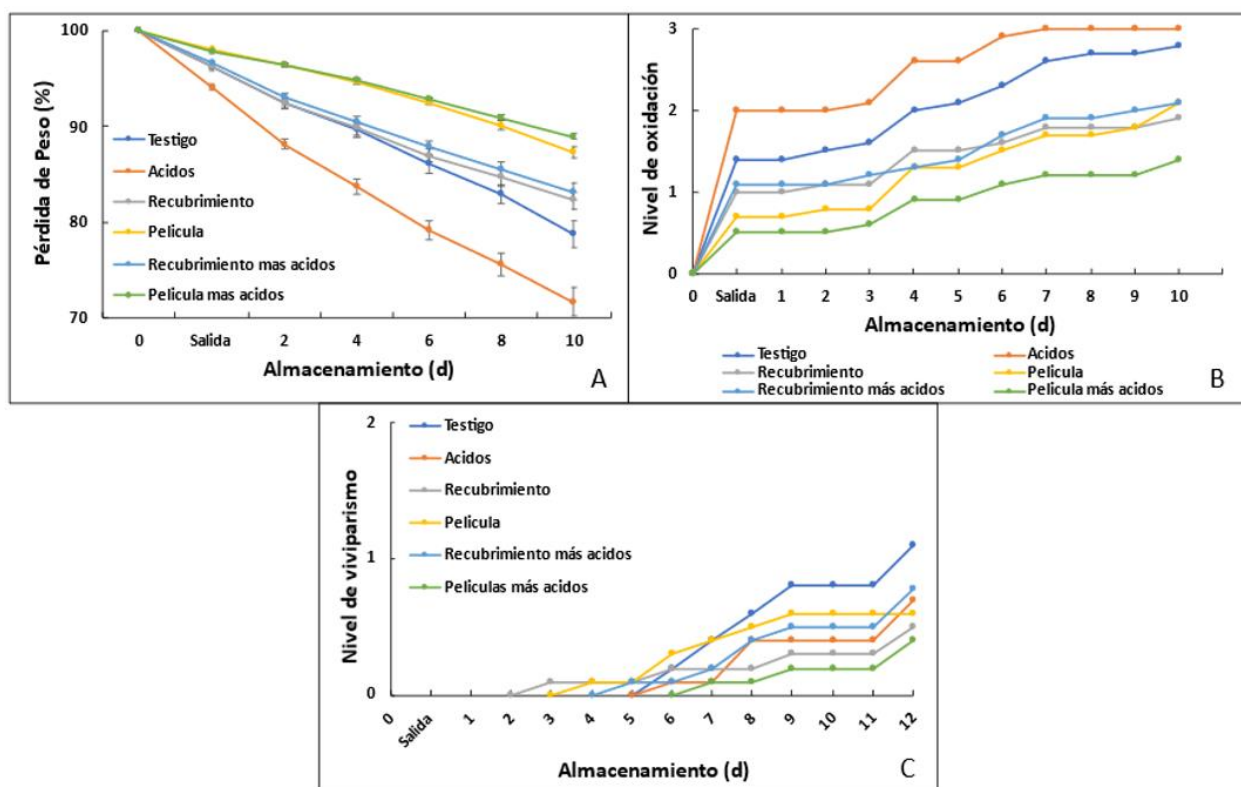


Figura 125. Evaluación de la calidad de *S. edule* var. *albus spinosum*, almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 12 días. A. Pérdida de peso, B. Nivel de oxidación, C. Nivel de viviparismo (media ± error estándar).

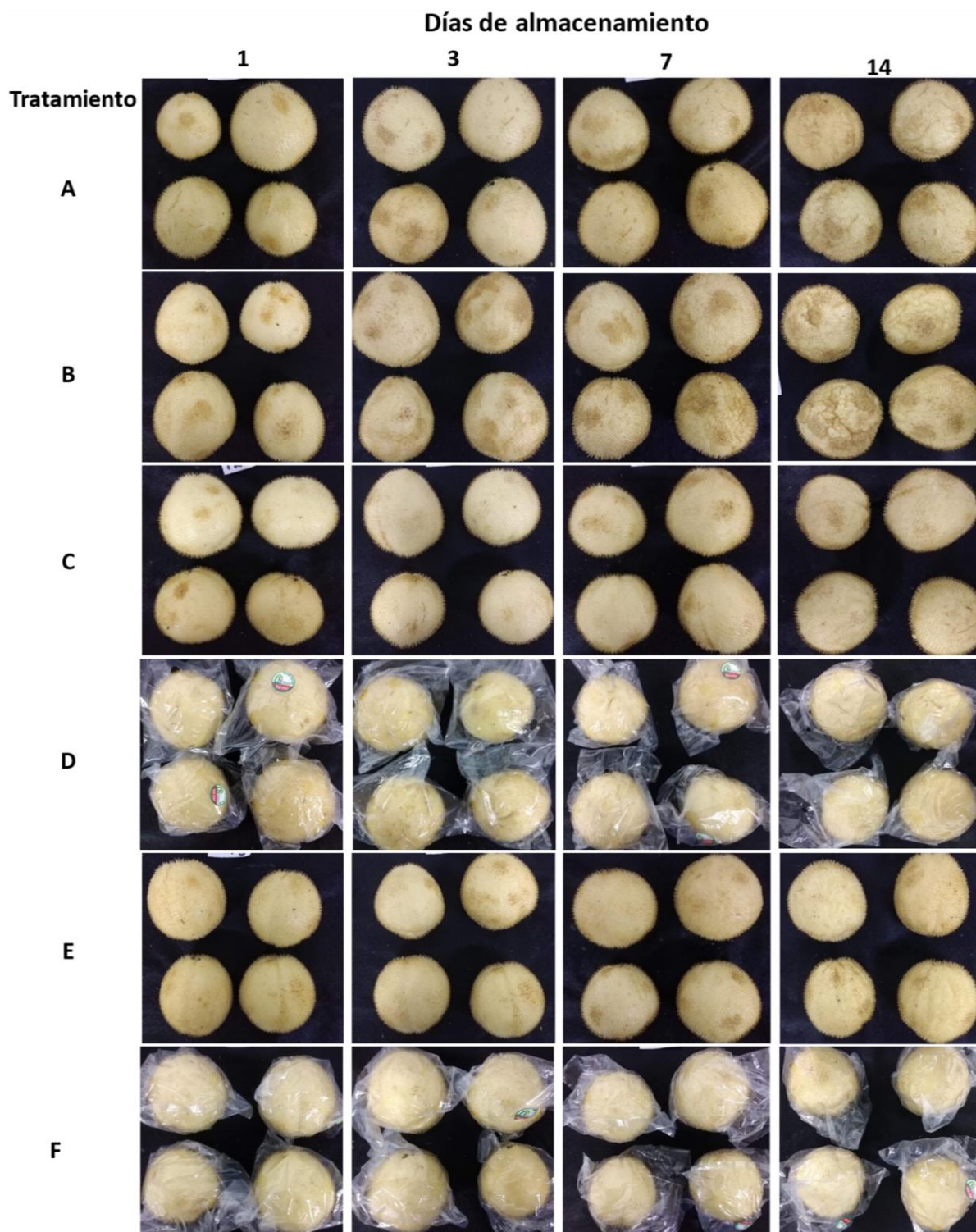


Figura 126. Efecto de los tratamiento en la apariencia de *S. edule* var. *albus spinosum* almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 14 días. A. Testigo, B. Ácidos, C. Recubrimiento, D. Película, E. Recubrimiento más ácidos.

El oscurecimiento en frutos se relaciona con un incremento en la actividad de la polifenol oxidasa, estas enzimas actúan sobre los compuestos fenólicos (Siddiqui *et al.*, 2021) formando compuestos llamados quinonas, las cuales al polimerizarse forman coloraciones marrones en los frutos. En el caso de *a. spinosum*, la actividad de Polifenol oxidasa incrementa durante el almacenamiento desde la salida de refrigeración hasta el día 5 de almacenamiento a condiciones ambientales, en este día la película y el recubrimiento reducen significativamente la actividad de esta enzima, en el día 7 la actividad baja para el tratamiento con ácidos y testigo mientras se mantiene o incrementa en el resto de los tratamientos (**Figura 127**).

Por otro lado, la actividad de Peroxidasa se relaciona con un aumento en la peroxidación de lípidos que provoca la desestabilización de la membrana (Ali *et al.*, 2016), en litchi la peroxidación aumenta a más del doble en el almacenamiento a 4 °C y 70 % a la par que la actividad se incrementó más de tres veces, esto se relacionó con el aumento del oscurecimiento del pericarpio (Chen *et al.*, 2014). En este estudio, la actividad aumentó en todos los tratamiento a la salida de refrigeración, la actividad fue significativamente más baja en el tratamiento de la película más ácidos, curiosamente la película sola que fue uno de los mejores tratamientos para reducir el nivel de oxidación, presentó la mayor actividad, aunque esta no fue significativamente diferente al resto de los tratamientos. En el día 3 a condiciones ambientales, la actividad de POX disminuyó en todos los tratamientos excepto la película más ácidos. Para el día 5, la actividad incrementa en el tratamiento con ácidos y el testigo, mientras relativamente se mantiene en el resto de los tratamientos. Por último, en el día 7 se observó un incremento en la actividad del tratamiento con ácidos y el testigo (**Figura 127**). El oscurecimiento se acrecienta por una disminución en la actividad de enzimas antioxidantes como la catalasa (CAT) (He *et al.*, 2021), la alta actividad de esta enzima provoca la hidrólisis de H₂O₂ y una mayor capacidad de eliminar ROS, evitando la peroxidación de lípidos (Li *et al.*, 2019). La actividad de catalasa aumentó ligeramente a la salida de refrigeración, excepto en el testigo y los ácidos, a partir del día 3 desciende la actividad en todos los tratamientos, siendo muy similar entre los tratamientos y menor en el testigo y los ácidos en el día 7 (**Figura 127**). Durante el almacenamiento en frío, la actividad de PFO Y POD suele

umentar, sin embargo a 12.8 °C no se desarrollaron los daños por frio como en los frutos almacenados a 8.7 °C.

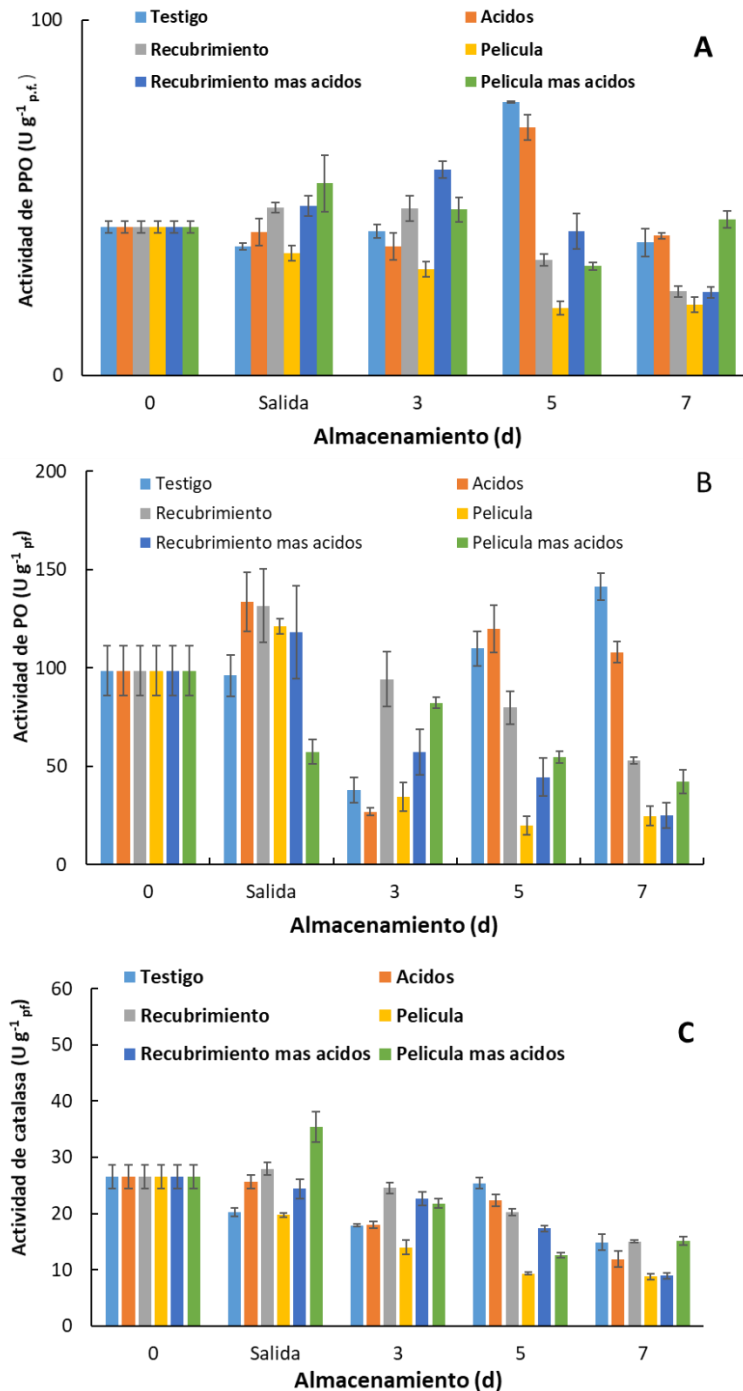


Figura 127. Efecto de los tratamientos la actividad enzimática relacionada con la oxidación del exocarpo de *S. edule* var. *albus spinosum* almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR por 14 días. A. Polifenol oxidasa, B. Peroxidasa, C. Catalasa.

El contenido de fenoles totales incremento durante el almacenamiento en refrigeración, aunque siempre fueron mayores en el tratamiento con ácidos, la diferencia no es significativas al resto de tratamientos, después de la salida de refrigeración se ve una disminución sostenida en el contenido de fenoles totales (**Figura 128**). De igual manera, en papaya se determinó que a los 7 días de almacenamiento a 12 °C se aumentó más de tres veces la cantidad de fenoles y se reduce sostenidamente durante el resto de almacenamiento hasta los 21 días (Maringgal *et al.*, 2021). El incremento de fenoles a la salida de refrigeración puede deberse a que durante el almacenamiento postcosecha el estrés provocado por el ambiente como los cambios de temperatura, luz y los golpes pueden incrementar el contenido de metabolitos secundarios en distintos órganos de las plantas (Cisneros-Zevallos, 2006), mientras la disminución sostenida durante el almacenamiento puede deberse a que se utilizan como sustratos en el incremento de la actividad de la PFO y POD. En los tratamientos como la película, recubrimiento y la combinación con ácidos, que redujeron significativamente el nivel de oxidación, se pudo presentar un incremento en la actividad de la la ascorbato peroxidasa y la superóxido dismutasa, las cuales son secuestrantes enzimáticos de ROS, sin embargo no se determinaron estas variables en este ensayo.

Como ya se mencionó anteriormente, el oscurecimiento del pericarpio y pulpa de los frutos, también se debe existe a una la alteración en la permeabilidad de membrana de las células ocasionada por la peroxidación de los fosfolípidos causados por la presencia y el incremento de especies reactivas de oxígeno (ROS) (Lin *et al.*, 2017). La fuga de iones incrementó durante el almacenamiento a temperatura ambiente, llegando a ser cerca de 40 % mayor en el tratamiento con ácidos y testigo en comparación con el resto de los tratamientos (**Figura 128**). Se sabe que la PFO se ubica en los cloroplastos mientras los fenoles se localizan en las vacuolas, por lo tanto para que la enzima se encuentra físicamente separada de sus sustratos. Sin embargo, durante la postcosecha se presenta la descompartimentación celular que permite la unión enzima-sustrato e incrementando la producción de quinonas (Boeckx *et al.*, 2015), este fenómeno se refleja en el aumento en la liberación de iones durante el almacenamiento (**Figura 128**).

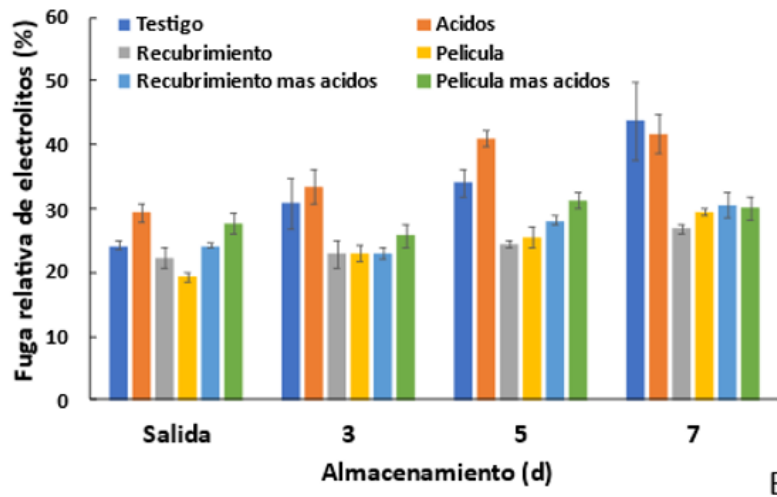
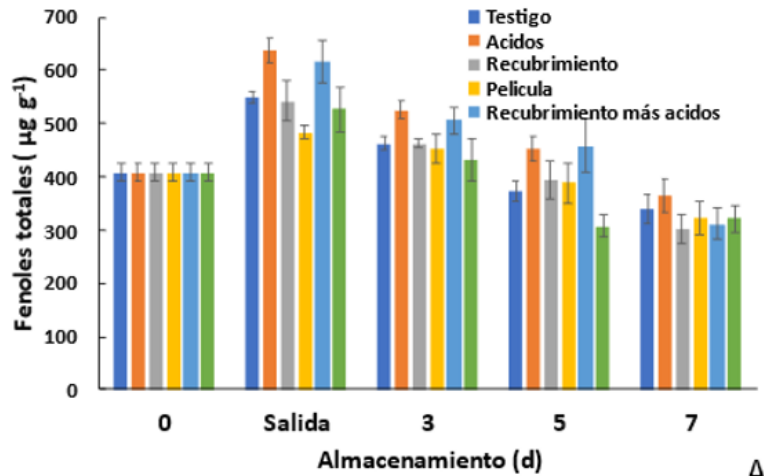


Figura 128. Efecto de los tratamientos en el contenido de fenoles totales y la permeabilidad de membrana con la oxidación del exocarpo de *S. edule* var. *albus spinosum* almacenados por una semana a 12.8 °C y 94 % HR, seguido del almacenamiento a 18.8 °C y 59.43 % HR

Las películas y recubrimientos fueron los tratamientos más eficaces para mantener la calidad de los frutos. Se sabe que las atmósferas modificadas (AM) pueden reducir la actividad de PFO, la expresión de genes relacionados con su síntesis y por lo tanto el nivel de oscurecimiento fue menor en peras (*Pyrus bretschneideri* Rehd) (Cheng *et al.*, 2015). Además, las AM reducen el nivel de oxígeno, el cual es necesario para la oxidación de compuestos fenólicos por la PFO y POD.

En anteriores estudios se ha demostrado que la aplicación de ácidos disminuía el oscurecimiento de frutas frescas y mínimamente procesadas. Por ejemplo, la inmersión

de rodajas de loto (*Nelumbo nucifera* Gaertn.) en una solución con ácido oxálico (10 mM L⁻¹) permitió disminuir la fuga de iones, la producción de peróxido y la actividad de PFO y POD, y al mismo tiempo aumentaba la actividad de catalasa y super oxido dismutasa durante el almacenamiento por 5 días a 20 °C (Ali *et al.*, 2019). Sin embargo tanto el tratamiento con ácido oxálico (2 mM) y ác. ascórbico (1 %) más ac. cítrico (0.2 %) afectaron la calidad de los frutos de todos los grupos *albus* utilizados provocando un mayor nivel de oscurecimiento y en algunos casos la pérdida de peso significativamente más alta. Esto pudo deberse a que la concentración de ácidos provocó estrés en la epidermis de chayote afectando el metabolismo de los frutos y provocando la pérdida prematura de la calidad. Esto se redujo cuando se combinaron con los recubrimientos y las películas.

Contrario a otras investigaciones donde el 1-MCP fue eficaz para retrasar la pérdida de peso y el viviparismo del chayote. La aplicación en variedades *albus* no tuvo efectos significativos, esto pudo deberse a que el tiempo de exposición fue de 5 h, menor a la utilizada en otros estudios, aunque se utilizó la misma concentración (600 nL L⁻¹). El tiempo de exposición influye en la eficacia del 1-MCP para prolongar la vida de anaquel, Zhang *et al.* (2020) demostraron que aplicaciones múltiples de 1-MCP (0.25 y 1 µL L⁻¹) los días 0, 5, 10, 15 y 20 días de almacenamiento a 0 °C Y 90-95 % HR, reducen la pérdida de peso, firmeza y el daño por frío mejor que una sola aplicación de 1-MCP hecha al inicio del almacenamiento (1 µL L⁻¹). Además, algunos estudios han reportado que el 1-MCP (1 µL L⁻¹) aumenta el oscurecimiento en manzana (Ma *et al.*, 2015), probablemente ocasionado por un desorden metabólico en los frutos.

3.6 CONCLUSIONES

Se comprobó que el principal problema de *a. levis*, *a. dulcis*, *a. levis gigante* y *a. spinosum* es la oxidación del exocarpo, mientras *a. minor* es la velocidad de pérdida de peso. La temperatura a 12.8 °C no provocó daños por frío, pero se muestra que son más sensibles a daño por frío que los frutos más comercializados como *virens levis* y *nigrum spinosum*. en los frutos de *albus*. El uso de películas y recubrimientos puede prolongar la vida de anaquel debido a que reduce la pérdida de peso y el oscurecimiento del pericarpio del chayote. Por otro lado, la aplicación de ácidos como oxálico, ascórbico y cítrico dañan la epidermis provocando el oscurecimiento y mayor pérdida de peso.

CAPITULO IV. COMPOSICIÓN FITOQUÍMICA Y USO POTENCIAL DEL JUGO DE *Sechium compositum* y *Sechium edule* H-387

4.1 RESUMEN

Los chayotes silvestres como *S. compositum* y *S. edule* H-387, se encuentran en riesgo de desaparecer debido a que no tienen las características demandadas por el mercado, ya que estos son muy amargos y son eliminados para evitar el cruzamiento con variedades comercialmente más importantes como *v. levis* y *n. spinosum*, la búsqueda de usos potenciales para estos frutos permitirá rescatar estos recursos fitogenéticos de gran importancia para el país. Por lo anterior, en esta investigación se analizó mediante HPLC la composición Fitoquímica del jugo, sobrenadante y sedimento además se desarrolló un recubrimiento con la incorporación de distintas concentraciones del as fases, con el fin de aprovechar las propiedades bioactivas de los metabolitos secundarios, como las cucurbitaciones, flavonoides, saponinas y ácidos fenólicos. El recubrimiento logró reducir significativamente la pérdida de peso en fresas y previno el crecimiento de hongos y mejorando la apariencia de los frutos. Además, la incorporación del recubrimiento no afectó el sabor de las fresas debido a que la concentración utilizada fue muy baja. Este uso potencial como antimicrobiano de los frutos silvestres, permitirá promover el uso y conservación es estos recursos.

Palabras clave: compuestos fitoquímicos, saponinas, películas comestibles

4.2 ABSTRACT

Wild chayotes such as *S. compositum* and *S. edule* H-387, are at risk of disappearing because they do not have the characteristics demanded by the market, since they are very bitter and are eliminated to avoid crossing with commercially more popular varieties. Important as *v. levis* and *n. spinosum*, the search for potential uses for these fruits will allow us to rescue these phytochemical resources of great importance for the country. Therefore, in this research, the phytochemical composition of the juice, supernatant and sediment was analyzed by HPLC, and a coating was also developed with the incorporation of different concentrations of the phases, in order to take advantage of the bioactive properties of the secondary metabolites, such as cucurbits, flavonoids, saponins and phenolic acids. The coating was able to significantly reduce weight loss in strawberries and prevent fungal growth and improve the appearance of the fruits. In addition, the incorporation of the coating did not affect the flavor of the strawberries because the concentration used was very low. This potential use of wild fruits as an antimicrobial will promote the use and conservation of these resources.

Keywords: phytochemicals, saponins, edible coatings

4.3 INTRODUCCIÓN

Las frutas y hortalizas frescas son altamente perecederas debido al elevado contenido de agua que poseen, esto causa que sean muy susceptibles a patógenos y que conserven una alta actividad metabólica durante la postcosecha, lo anterior provoca el rápido deterioro físico y bioquímico como ablandamientos, cambios de color y pudriciones. En este sentido, los recubrimientos comestibles (RC) son capas finas que se forman en la superficie de frutas y hortalizas por inmersión, rocío, lubricación o cepillado de soluciones formadoras, con el fin de prolongar la vida útil de los productos (Kocira *et al.*, 2021), estos han demostrado prevenir la descomposición microbiana y enzimática, los daños físicos, los cambios de textura y la pérdida de peso. Además, tienen la ventaja de no ser tóxicos, ser biodegradables, de bajo costo y de fácil uso y fabricación (Nayak *et al.*, 2019).

Los RC representan una alternativa a la contaminación provocada por el uso excesivo de los plásticos convencionales, porque a que al igual que el envasado en atmósferas modificadas, proporcionan una barrera a la humedad y a los gases. La pectina y la carboximetilcelulosa (CMC) son compuestos comúnmente utilizados como soluciones formadoras debido a que son buenos portadores de ingredientes activos (Panahirad *et al.*, 2021) como antioxidantes, antimicrobianos, saborizantes y colorantes (Galus *et al.*, 2020; Ribeiro *et al.*, 2021). Recientemente, la adición de extractos de plantas y frutos con alto contenido de metabolitos secundarios (MS) ha mejorado las propiedades funcionales de los RC.

Los MS se sintetizan a partir de varias rutas bioquímicas en respuesta a tensiones ambientales como la radiación solar, la temperatura, el estrés hídrico, la fertilidad y salinidad del suelo (Yang *et al.*, 2018). Son compuestos de diferente naturaleza química, principalmente: aceites esenciales, ácidos orgánicos, alcaloides, carotenos, fenoles, flavonoides, glucósidos, taninos, terpenos y saponinas. Todos estos compuestos tienen en común la cualidad del sabor amargo (Waizel-Bucay and Waizel-Haiat, 2019). En este sentido, aunque el uso principal de las Cucurbitáceas es el alimentario, muchas especies de esta familia se han utilizado tradicionalmente por sus efectos terapéuticos debido a

que contienen una gran variedad de fitoquímicos, en especial las silvestres o amargas (Mukherjee *et al.*, 2022).

México cuenta con la mayor diversidad de especies de chayote, en este género (*Sechium*) se encuentran diez especies, de las cuales ocho son silvestres y solo dos son cultivadas. Se sabe que comparados con las variedades domesticadas, los frutos silvestres de chayote sintetizan una mayor cantidad de metabolitos secundarios como cucurbitacinas (Cu), ácidos fenólicos, flavonoides y saponinas (Vieira *et al.*, 2019; Iñiguez-Luna *et al.*, 2021). Recientemente, estos compuestos se han investigado y utilizado debido a que tienen efectos benéficos en la salud humana como antihipertensiva (Lombardo-Earl *et al.*, 2014), hipolipidémica (Yang *et al.*, 2015), antioxidante (Loizzo *et al.*, 2016; Daulay *et al.*, 2021; Wahyuningtyas *et al.*, 2021), antihiper glucémica (Gavia-García *et al.*, 2020), antimicrobiana (Kaushik *et al.*, 2013), nefroprotector (Mumtaz *et al.*, 2013), genécticoprotector (Metral *et al.*, 2018), cardioprotector (Neeraja *et al.*, 2015), antidiabética, antiobesidad (Veronika and Siahaan, 2021), antiulceroso (Sateesh *et al.*, 2012), hepatoprotector (Trejo-Moreno *et al.*, 2018), antiinflamatorio (Rosado-Pérez *et al.*, 2019) y anticancerígena (Salazar-Aguilar *et al.*, 2017), entre otras (Vieira *et al.*, 2019).

A pesar de esto, actualmente los chayotes como *S. compositum* y *S. edule* H-387 (*S. edule* var. *virens levis* x *S. edule* var. *amarus sylvestris*) son subutilizados y no se aprovechan plenamente. De hecho, las poblaciones silvestres han disminuido drásticamente debido a que no tienen las características demandadas por el mercado, ya que estos son muy amargos y son eliminados para evitar el cruzamiento con variedades comercialmente más importantes como *virens levis* y *nigrum spinosum* (Avendaño-Arrazate *et al.*, 2018). Por esta razón, es necesaria la caracterización fitoquímica de los frutos silvestres y el desarrollo de nuevas alternativas de uso práctico para estas variedades, con el fin de rescatar, conservar y promover estos recursos fitogenéticos de gran importancia para México.

4.4 MATERIALES Y METODOS

Material Vegetal

Los frutos de *S. compositum* y H-387, se cosecharon en madurez fisiológica (18 ± 2 d después de la antesis) en el Banco Nacional de Germoplasma de *Sechium edule* (BANGESe) ubicado en Huatusco Veracruz, México. Posteriormente, los frutos se lavaron y desinfectaron con solución de hipoclorito de sodio (1 %) por 3 min, se enjuagaron dos veces con agua destilada y los frutos se congelaron hasta la realización de los análisis.

Extracción del jugo y Obtención de las fases

Después de descongelar, los frutos se cortaron en trozos pequeños, se molieron y el jugo obtenido se filtró con manta cielo. El jugo filtrado se centrifuga a 2150 g por 10 min, de aquí se obtuvieron las 3 fases diferentes a analizar de cada fruto por separado: Jugo completo (JC), sobrenadante (SB) y sedimento (SD).

Los análisis de composición fitoquímica de las fases JC y SB se realizaron de manera directa, para el análisis del SD en un tubo de ensayo se colocó 1 g de muestra y se agregaron 2 mL de metanol grado HPLC 100% (v / v), la mezcla se agito y se dio en un baño con ultrasonido por intervalos de 10 min con 5 min de descanso, esto se repitió 3 veces. Posteriormente, los tubos se centrifugaron a 2150 g por 5 min, y se tomaron alícuotas del sobrenadante para la realización de los análisis.

Identificación de Compuestos Fitoquímicos

Cucurbitacinas. El análisis se realizó por triplicado en un cromatógrafo de líquidos Infinity serie 1220 de Agilent Technologies (St. Clara, CA, EE. UU.). Se siguió el método descrito por Aguiñiga-Sánchez *et al.* (2017). Brevemente, se utilizó una columna Symmetry Shield RP18 de Waters (Milford, MA, EE. UU.) (250 × 4.4 mm; tamaño de partícula de 5 µm). La elución isocrática se llevó a cabo con una fase móvil agua: metanol: acetonitrilo (50: 30: 20; v / v / v) suministrado al caudal de 1 mL min⁻¹ a 25 °C. El volumen de inyección de la muestra fue de 20 µL, la longitud de onda de detección es de 235 nm, los

estándares de referencia empleados fueron: cucurbitacina B (CuB), cucurbitacina D (CuD), cucurbitacina E (CuE) y cucurbitacina I (CuI).

Flavonoides y Ácidos Fenólicos. Ambos se determinaron siguiendo a Aguiñiga-Sánchez *et al.* (2017) con algunas variaciones, se utilizó un cromatógrafo de líquidos Infinity serie 1220 de Agilent Technologies (St. Clara, CA, EE. UU.) equipado con un inyector automático modelo 1200 y un detector de arreglo de diodos modelo 1100. Se utilizó una columna Hypersil ODS (125 x 40 mm) Hewlett Packard. La fase móvil fue A) H₂O a pH 2.5 con TFA (ácido trifluoroacético) y (B) ACN (acetonitrilo). El análisis fue por gradiente: 15 a 35 % B de 0.1 a 20 min, 35% B de 20 a 25 min, la velocidad de flujo fue de 1 mL min⁻¹ a una temperatura de 30 °C y el detector se ajustó a 254, 280, 330 y 365 nm. También se programó el detector para obtener los espectros de absorción de cada uno de los componentes de las muestras con los espectros de los estándares. Los estándares (Sigma-Aldrich, USA) de flavonoides fueron: rutina, morina, quercetina, catequina, heperidina, florizina, naringenina, floretina, apigenina, miricetina, kaempferol e isorhamnetina. Por su parte, los estándares de ácidos fenólicos fueron: protocatecuico, p-hidroxibenzoico, vainilico, cafeíco, resorcílico, 3,5 di-hidroxibenzoico, gálico, siríngico, p-cumárico, clorogénico, sinápico, ferúlico y romarínico.

Saponinas. La identificación cualitativa de saponinas se basó en una reacción colorimétrica, en un tubo de ensayo a 0.5 mL de muestra se agregaron 0.5 mL de reactivo de Fehling y 0.5 mL de carbonato de sodio al 5 %, posteriormente la mezcla se hirvió por 30 min. En las pruebas positivas se formó un precipitado rosa, como control positivo se utilizó 10 mg de zacate chi-chi (*Calea zacatechichi*) y como control negativo se utilizaron 0.5 mL de reactivo de Fehling y 0.5 mL de carbonato de sodio al 5 %. Por otro lado, la cuantificación de saponinas totales se realizó de acuerdo a Makkar *et al.* (2007) con ligeras modificaciones, a 20 µL de muestra se agregan 80 µL de agua destilada, 1 mL de ácido sulfúrico al 72 % (v / v) y 100 µL de vainillina al 8 % (en etanol absoluto). La mezcla se calentó a 60 °C por 20 min, después se leyó la absorbancia a 544 nm. Se construyó una curva de calibración con saponina de soya. Debido a la alta concentración de saponina el JC y SD se diluyó 1:10 con metanol al 80 % (v / v), mientras para el SD la dilución fue 1:5.

Elaboración de Recubrimientos

Se elaboraron distintos recubrimientos mediante una dispersión de matriz polisacárida de CMC y pectina (0.5, 1.0, 1.5 y 2.0 %), plastificante (glicerol 1 %) y emulsificante (Tween 80 0.5 %). Como tratamientos, esta matriz se mezcló con distintas concentraciones (0.0, 0.5, 1.0 y 2.0 %) de JC, SB y SD de *S. compositum*. Se utilizaron frutos de fresa (*Fragaria x ananassa* Duch.) y chayote (*S. edule var virens levis*), el recubrimiento se aplicó por inmersión en la mezcla elaborada, y los frutos se dejaron secar a temperatura ambiente. Como tratamiento control se utilizaron frutos sin recubrimientos.

Pérdida de Peso. Se determinó cada 24 h con ayuda de una balanza digital (Setra® MODELO I-2000S, USA) con una sensibilidad de 0.01 g, los resultados se expresaron como porcentaje de pérdida de peso con respecto al peso inicial del fruto fresco (Suseno *et al.*, 2014), mediante la siguiente ecuación:

$$\text{Pérdida de peso (\%)} = \frac{\text{Peso inicial} - \text{Peso final}}{\text{Peso inicial}} \times 100$$

Análisis Estadístico

Las concentraciones de los metabolitos secundarios se reportaron como las medias \pm error estándar. Para la pérdida de peso, se utilizó un diseño completamente al azar y se realizó un análisis de varianza (ANOVA) y comparación múltiple de medias (Tukey, $\alpha = 0.05$) mediante el software R (versión 4.0.2).

4.5. RESULTADOS Y DISCUSION

Los diferentes morfotipos y especies de chayote han mostrado tener actividad funcional con aplicaciones farmacológicas, cosméticas, nutricionales o industriales. Cadena-Iñiguez *et al.* (2013) demostraron que los extractos de chayotes poseen actividad anticancerígena sobre células de carcinoma de cuello uterino humano (HeLa), fibrosarcoma de pulmón de ratón (L929) y leucemia de macrófagos de ratón (P388). Sin embargo, la cantidad de MS y la actividad funcional no es igual entre los diferentes grupos varietales, por ejemplo, mientras *nigrum spinosum* muestra alta actividad antiproliferativa contra LP29 y P388, *virens levis* lo hace con las células HeLa y P388, por su parte *albus minor* tiene efecto importante sobre las células HeLa y P388, pero no con L929. Con el fin de aprovechar estas diferencias se han desarrollado híbridos como *S. edule* H-387, esto debido a que chayotes silvestres como *S. compositum* y *S. chinantlense*, los cuales generalmente presentan una mayor cantidad de MS, pueden cruzarse con variedades *S. edule* generando descendencias fértiles (Iñiguez-Luna *et al.*, 2021a).

Identificación de Compuestos Fitoquímicos

En estudios anteriores se demostró que el extracto de *S. compositum* tiene cualidades anticancerígenas, reduciendo la proliferación de células HeLa más 95 % y alrededor de 80 % la de L929 a una concentración de 10 µg / mL (Aguñiga-Sanchez *et al.*, 2022). Por su parte, el extracto de *S. edule* H-387 es capaz de inducir selectivamente la apoptosis de células leucémicas como macrófagos (P388), monocíticas (J774) y mielomonocítica (WEHI-3) con valores de IC₅₀ de 1.3, 0.6 y 0.5 µg·mL⁻¹, respectivamente. Pero la apoptosis es selectiva, ya que no se induce en células normales (Aguñiga-Sánchez *et al.*, 2015). También, el extracto ha demostrado tener propiedades antioxidantes con un IC₅₀ de 0.88 mg / mL y reduce los niveles de producción de citocinas proinflamatorias como la TNFα, INFγ e IL-6, mientras aumenta la actividad de citocinas antiinflamatorias como la IL-10, con dosis de extracto de 250 a 1000 mg / kg (Aguñiga-Sánchez *et al.*, 2020)

Cucurbitacinas

Las Cucurbitacinas son triterpenos tetracíclicos, los triterpenoides son sintetizados a partir de 2,3-oxidoescualeno a través de la ruta del mevalonato, la mayoría se presenta como glicósidos triterpénicos (Thimmappa *et al.*, 2014). La estructura característica es el esqueleto tetracíclico de cucurbitano, el cual tiene 30 átomos de carbono con sustituciones de oxígeno en distintas posiciones, esto genera una diversidad de cucurbitacinas, las cuales se clasifican en 12 grupos diferentes desde la cucurbitacina A hasta la T. Estos compuestos se presentan con mayor frecuencia como glúcidos y están presentes principalmente en la familia de las Cucurbitáceas (Soto-Hernández *et al.*, 2015; Jing *et al.*, 2020), como los géneros *Cucumis* (Luo *et al.*, 2020), *Cucurbita* (Brzozowski *et al.*, 2019), *Citrullus* (Ponsankar *et al.*, 2020), *Momordica* (Ramalhte *et al.*, 2022) y *Sechium* (Aguñiga-Sánchez *et al.*, 2020(Montesano *et al.*, 2018)). Aunque también se han identificado estos compuestos en otras familias plantas.

Recientemente, las cucurbitacinas se han investigado debido a que al igual que otros compuestos naturales, poseen propiedades benéficas a la salud humana como antioxidantes, antiinflamatorios, anticancerígenas, antiobesidad, antidiabéticas, antiulcerosas, antihepatitis, antihiperoglucémicos antimutagénicas, antimicrobianas y antivirales (Montesano *et al.*, 2018; Attar *et al.*, 2022).

Tanto *S. compositum* como *S. edule* H-387 son chayotes amargos, por lo que no son cultivados de manera comercial. Se considera que las cucurbitacinas son los compuestos responsables del amargor en las Cucurbitáceas, estos compuestos se relacionan el estrés por factores ambientales y con la defensa de las plantas contra el ataque de los herbívoros o plagas (Eguiarte *et al.*, 2018). Sin embargo, los frutos amargos no son aceptados por los consumidores, por lo que no es deseable una alta cantidad de estos compuestos en las variedades comerciales (Gong *et al.*, 2021). De este modo, la domesticación ha llevado a la pérdida de fenotipos amargos silvestres, ya que estos frutos se consideran indeseables y de poco valor económico.

La CuE y sus derivados se consideran como los principales compuestos en los frutos de sandía amarga (Gong *et al.*, 2021), esto concuerda con lo obtenido por Kim *et al.* (2018)

quienes en encontraron una correlación entre el amargor de las sandias (*Citrullus* spp.) y el contenido de glucósidos de CuE. No obstante, en el pepino la CuC se considera como el principal compuesto causante del amargo (Horie *et al.*, 2007; Qing *et al.*, 2022). De acuerdo con el **Cuadro 51**, en las distintas fases del jugo analizadas la Cul es la que se encuentra en mayor cantidad, por ejemplo la cantidad de Cul representa el 58.30 y 53.02% del total de cucurbitacinas presentes en el SB de *S. compositum* y H-387, respectivamente.

Cuadro 51. Contenido de cucurbitacinas (D, I, B, E y total) en jugo, sobrenadante y sedimento de *S. compositum* y *S. edule* H-387.

Muestra	Contenido de Cucurbitacinas (mg kg ⁻¹)				
	Cu D	Cu I	Cu B	Cu E	Total
<i>Compositum</i> SB	25.70	48.89	0.34	8.93	83.86
<i>Compositum</i> JC	12.06	6.53	0.63	2.75	21.96
<i>Compositum</i> SD	10.86	0.70	0.38	41.26	53.19
H-387 SB	24.01	37.17	0.53	8.38	70.10
H-387 JC	9.98	6.11	0.66	3.13	19.88
H-387 SD	4.34	0.79	0.09	26.80	32.02

*Donde: SB: Sobrenadante, JC: Jugo Completo, SD: Sedimento

La cantidad de cucurbitacinas totales es mayor en todas las fases del jugo de *compositum* que en H-387. En ambos casos el sobrenadante retiene la mayor cantidad de estos compuestos, pero estas concentraciones son inferiores a los 872.75 g kg⁻¹ (Gordillo-Salinas *et al.* 2022) y 1748.45 g kg⁻¹ (Ramirez-Rodas *et al.*, 2021) de cucurbitacinas determinados en el sobrenadante de *S. compositum*, en las dos investigaciones la Cul también es la que se encuentra en mayor proporción. En otras especies y variedades se ha detectado que la CuD es la más importante, en el extracto etanólico de *virens levis* con 395.48 mg 100 g⁻¹, seguido de la CuE con 3.25 mg 100 g⁻¹, mientras la Cul y CuB se detectaron en 0.33 y 0.16 mg 100 g⁻¹, respectivamente (Riviello-Flores *et al.*, 2018). Lo anterior concuerda con lo obtenido por Salazar-Aguilar *et al.* (2017) quienes determinaron que la CuD es la de mayor concentración, seguida de CuB, CuE y Cul en las distintas fracciones del extracto metanólico de *S. edule* var. Perla Negra.

Por su parte, Aguiñiga-Sánchez *et al.* (2020) encontraron que el extracto metanólico de *S. edule* var. *nigrum spinosum* contiene principalmente CuB con 1.008 mg g⁻¹, mientras de la CuD solo se encontraba en 0.127 mg g⁻¹ y la Cul solo se detectó en trazas de la con 0.013 mg g⁻¹.

La cantidad y el tipo de cucurbitacinas varían entre las distintas variedades y especies de chayote. Además, existen diferencias entre accesiones de las mismas variedades. Por ejemplo, entre dos accesiones de *S. compositum* la concentración de cucurbitacinas puede variar de 3.00 a 8.35 mg g⁻¹ p.s. para CuD, de 4.70 a 17.47 para Cul, de 1.96 a 4.37 mg g⁻¹ para CuB y no se detectó la presencia de CuE (Iñiguez-Luna *et al.*, 2021b). Es importante subrayar que en el caso del chayote la combinación de gran diversidad de fitoquímicos puede provocar el sabor amargo de estas dos especies, no solo el contenido de cucurbitacinas como se menciona en la mayoría de estudios de cucurbitáceas. De hecho Iñiguez-Luna *et al.* (2021b) encontraron un mayor contenido de algunas cucurbitacinas en variedades cultivadas que en las silvestres o consideradas amargas.

La selección de frutos menos amargos durante la domesticación han ocurrido mutaciones provocando que los genes que regulan la biosíntesis de compuestos amargos como las cucurbitacinas no se expresen o disminuyan su función (Zhou *et al.*, 2016). En las cucurbitacinas como el pepino, los genes *Bt* y *Bf* son genes relacionados con el sabor amargo del fruto y de la hoja respectivamente, estos genes codifican oxidoscualeno ciclasa que participa en la síntesis de cucurbitacinas C, dicha expresión se presenta en mayor medida en los frutos silvestres (Che and Zhang, 2019), aunque los genes para la biosíntesis de cucurbitacinas se conservan en todas las especies tanto cultivadas como silvestres (Renner *et al.*, 2021). En el chayote no existe información metabolómica sobre la diferencia de expresión de genes relacionadas con el sabor amargo en frutos entre las especies silvestres y las cultivadas, sin embargo, el contenido de cucurbitacinas, flavonoides y ácidos fenólicos es superior en las especies silvestres amargas.

Existe un contenido diferencial de MS entre los órganos de la planta. Por ejemplo, se ha detectado que la concentración de cucurbitacinas en la sandía silvestre (*Cucumis africanus*) es mayor en los frutos con relación a las hojas, raíces y tallos, con solo el 94, 70 y 67 %, respectivamente del contenido en los frutos (Shadung and Mashela, 2016).

Sin embargo, en el melón (*Cucumis melo* var. *makuwa* Makino) el contenido de CuB es hasta 4 veces mayor en las raíces que en el fruto, además los zarcillos también pueden tener una mayor cantidad de compuestos que el fruto (Luo *et al.*, 2020). En el chayote, los estudios de metabolitos secundarios usualmente se han centrado en el análisis de los frutos, por lo que existe poca información de la concentración de cucurbitacinas y otros compuestos en los distintos órganos de la planta. No obstante, Loizzo *et al.* (2016) estudiaron distintas partes de la planta de chayote y determinaron que las hojas contenían 52.65% más compuestos fenólicos que el fruto. Del mismo modo, el contenido de flavonoides también fue mayor en los extractos de hojas con 67.2 mg EQ g⁻¹, comparado con los 23.3 mg EQ g⁻¹ encontrados en el fruto. Por lo anterior, podría aprovecharse de manera integral la planta de chayote silvestre para la extracción de MS bioactivos, del mismo modo al ser una planta perene, todo el año se tendría acceso a la fuente potenciando la utilización farmacéutica, cosmética e industrial.

Flavonoides y Ácidos Fenólicos

Si bien las cucurbitacinas son consideradas como compuestos bioactivos más importantes en la familia de Cucurbitáceas, en esta familia también existe una cantidad importante de Compuestos Fenólicos (CF), los cuales confieren actividades biológicas importantes (Madala *et al.*, 2016; Mester *et al.*, 2019) debido a sus propiedades antiinflamatorias, antibacterianas, antivirales, anticancerígenas, antienvjecimiento, cardioprotectoras, antidiabéticas y antioxidantes (Rahman *et al.*, 2022).

Los CF son formados por el metabolismo de los fenilpropanoides, mediante precursores sintetizados mediante la vía del ácido shikímico y la vía del acetato. La característica principal es que contienen al menos un anillo aromático con uno o más sustituciones de grupos hidroxilos en su estructura (Vuolo *et al.*, 2019). Estos compuestos se pueden clasificar en dos grandes grupos: los flavonoides y los no flavonoides, aunque pueden existir otras clasificaciones con base en el número de anillos aromáticos o la estructura de carbón (Santana-Gálvez and Jacobo-Velázquez, 2017).

La característica principal de los flavonoides es que contienen dos anillos de fenilo unidos por un anillo de pirano heterocíclico, estos compuestos son considerados como los CF más bioactivos. Por su parte, los ácidos fenólicos son los compuestos más importantes

del grupo no flavonoides, la característica distintiva es su estructura, la cual contiene un solo grupo fenilo sustituido por un grupo carboxílico y uno o más grupos OH (de la Rosa *et al.*, 2019).

Los compuestos fenólicos también se asocian al sabor amargo (Camargo and Schwember, 2019), aunque no todos tienen esta cualidad (Johnson and Mitchell, 2018). Por ejemplo, el ácido clorogénico y caféico dan la astringencia, el amargor y la acidez al café (Aree, 2019), de igual forma el ácido protocatecuico está relacionado con el aumento de amargor en frutos secos de azufaifo (*Zizyphus jujuba* cv. Junzao) (Pu *et al.*, 2018). Al mismo tiempo, la formación de quercetina por hidrólisis de rutina se asoció al sabor amargo en harina de trigo serraceno (*Fagopyrum tataricum* Gaertn.) (Suzuki *et al.*, 2014).

El sedimento contiene más de dos veces la cantidad de flavonoides que las otras dos fases, mientras la cantidad presentes en el sobrenadante y jugo completo es muy similar, la rutina y la quercetina y apigenina son los más importantes, por otro lado no se detectó la presencia de morina, catequina, heperidina, florizina, naringenina, floretina y miricetina (**Cuadro 52**). En otras variedades de chayote se han identificado cuatro flavonoles (rutina, miricetina, quercetina y galangina), dos dihidrocalconas (floretina y florizidina) y una flavanona (naringenina) (Riviello-Flores *et al.*, 2018).

La cantidad es inferior a las determinadas en investigaciones anteriores. En dos morfotipos de *S. compositum* analizados por Iñiguez-Luna *et al.* (2021b), se determinaron rutina (0.48 – 1.20 mg g⁻¹), florizidina (0.00 – 0.11 mg g⁻¹), miricetina (0.19 – 1.46 mg g⁻¹), quercetina (0.03 – 0.21 mg g⁻¹), naringenina (0.56 – 1.59 mg g⁻¹), floretina (1.42 – 2.19 mg g⁻¹) y galangina (5.80 – 12.32 mg g⁻¹). Por su parte, Gordillo-Salinas *et al.* (2022) analizaron el sobrenadante de jugo centrifugado de *S. compositum* encontrando la presencia de los siguientes flavonoides 62.70 mg kg⁻¹ de rutina, 85.45 mg kg⁻¹ de florizina, 145.82 mg kg⁻¹ de mirecetina, 15.37 mg kg⁻¹ de quercitina, 137.61 mg kg⁻¹ de naringenina, 25.44 mg kg⁻¹ de floretina y 4.08 mg kg⁻¹ de galangina. Mientras en jugo centrifugado de *S. compositum* también se detectaron 62.70 de rutina mg kg⁻¹, 85.46 mg kg⁻¹ de florizina, 145.83 mg kg⁻¹ de mirecetina, 15.37 mg kg⁻¹ de quercetina, 182.70 mg kg⁻¹ de naringenina, 25.44 mg kg⁻¹ de floretina y 4.08 mg kg⁻¹ de galangina (Ramírez-Rodas *et al.*, 2021).

Cuadro 52. Contenido de flavonoides en jugo, sobrenadante y sedimento de *S. compositum* y *S. edule* H-387.

Muestra	Contenido de flavonoides (mg kg ⁻¹)					
	Kaempferol	Isorhamnetina	Apigenina	Rutina	Quercetina	Total
<i>Compositum</i> SB	0.00	0.00	4.49	5.02	8.24	17.75
<i>Compositum</i> JC	0.00	0.00	4.59	5.06	5.18	14.83
<i>Compositum</i> SD	16.31	0.00	9.54	14.60	9.89	50.34
H-387 SB	4.64	0.00	4.53	6.76	5.23	21.16
H-387 JC	4.59	0.00	4.43	6.77	5.53	21.33
H-387 SD	9.69	9.04	9.09	9.74	10.13	47.70

*Donde: SB: Sobrenadante, JC: Jugo Completo, SD: Sedimento

El contenido de compuestos fenólicos en de extracto metanólico de frutos de *Sechium* H-387 es de 36.18 mg EAG g⁻¹. De los cuales, galangina, floretina, naringenina y rutina en concentraciones de 21.940, 4.616, 3.304 y 1.273 mg g⁻¹, respectivamente. Mientras la florizina, miricetina, quercetina y apigenina se encontraron en cantidades menores con 0.016, 0.889, 0.005 y 0.362 mg g⁻¹, respectivamente (Aguñiga-Sánchez *et al.*, 2020).

Se identificaron 11 ácidos fenólicos, siendo muy similares entre las 3 fases de los dos jugos, pero H-387 tiene mayor concentración en todas las fases (**Cuadro 53**). El ácido el rosmárico no se identificó, mientras el gálico y siríngico son los más importantes. Para el sobrenadante de *S. compositum* se habían encontrado el ácido gálico (115.44 - 115.72 mg kg⁻¹) y el clorogénico (451.20 - 452.68 mg kg⁻¹) eran los que se encontraban en mayor proporción (Ramírez-Rodas *et al.*, 2021; Gordillo-Salinas *et al.*, 2022). Por otro lado, en *S. edule* H-387 los principales ácidos fenólicos encontrados fueron los ácidos clorogénico, cafeico, vainilico e *p*-hidroxibenzoico con 4.224, 0.187, 0.087 y 0.084 mg g⁻¹ y también se encontraron en menor cantidad 0.056 mg g⁻¹ de ácido gálico, 0.016 mg g⁻¹ de siríngico, 0.064 mg g⁻¹ de ferúlico y 0.029 mg g⁻¹ de *p*-cúmarico (Aguñiga-Sánchez *et al.*, 2020). Además de ácidos fenólicos y flavonoides, en otros estudios se ha

determinado la presencia de 778.66 mg de taninos en 100 g de la cascara de chayote (Bellur Nagarajaiah and Prakash, 2015).

Cuadro 53. Contenido de ácidos fenólicos en jugo, sobrenadante y sedimento de *S. compositum* y *S. edule* H-387.

Muestra	Contenido de ácidos fenólicos (mg kg ⁻¹)											
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	Total
Compositum SB	20.36	1.15	8.95	0.49	2.60	26.00	4.48	2.47	3.02	11.07	38.79	119.38
Compositum JC	7.17	1.16	8.98	0.51	2.60	22.23	4.51	2.46	1.96	10.69	36.79	99.04
Compositum SD	3.91	0.00	0.00	0.00	4.56	16.08	8.26	4.73	1.29	12.79	52.28	103.91
H-387 SB	8.39	1.04	7.55	5.87	2.35	69.47	4.29	2.39	2.30	7.34	30.57	141.55
H-387 JC	9.04	1.04	7.54	6.56	2.25	72.41	4.35	2.38	2.51	7.58	30.97	146.62
H-387 SD	0.99	2.50	15.96	0.69	4.52	27.54	8.53	5.25	0.69	7.26	49.70	123.62

*Donde: SB: Sobrenadante, JC: Jugo Completo, SD: Sedimento, 1= Clorogénico, 2= Ferúlico, 3= Protocatecuico, 4= Vainillico, 5= 3,5-DiOHbenzoico, 6= Gálico, 7= *p*-Cumarico, 8= Sinapico, 9= *p*-hidroxibenzoico 10= β - resorcilico, 11= Siríngico.

Saponinas

Las saponinas son compuestos anfifílicos formados por una parte hidrofílica con uno o más Azúcares (Lorent *et al.*, 2014) y una parte hidrofóbica que puede ser esteroidal (Upadhyay *et al.*, 2018) o triterpénica (Zhao and Li, 2018). Las saponinas tienen propiedades antifúngicas, antiinflamatorias, antioxidante (Ahumada *et al.*, 2016). Algunas especies de Cucurbitaceas tienen una importante presencia de saponinas, por ejemplo en el extracto etanólico del jaboncillo de campo (*Cucumis dipsaceus*) las saponinas representan el 73.5 %, esta planta es utilizada por sus propiedades como: como surfactante, espumante, antiinflamatorio y hepatoprotector (Velásquez *et al.*, 2021). De la misma manera, en especies del género *Momordica* se han encontrado 19 saponinas

entre glucósidos terpénicos y triterpenoides (Ramabulana *et al.*, 2021). La presencia de saponinas también es asociada con el sabor amargo (El Hazzam *et al.*, 2020).

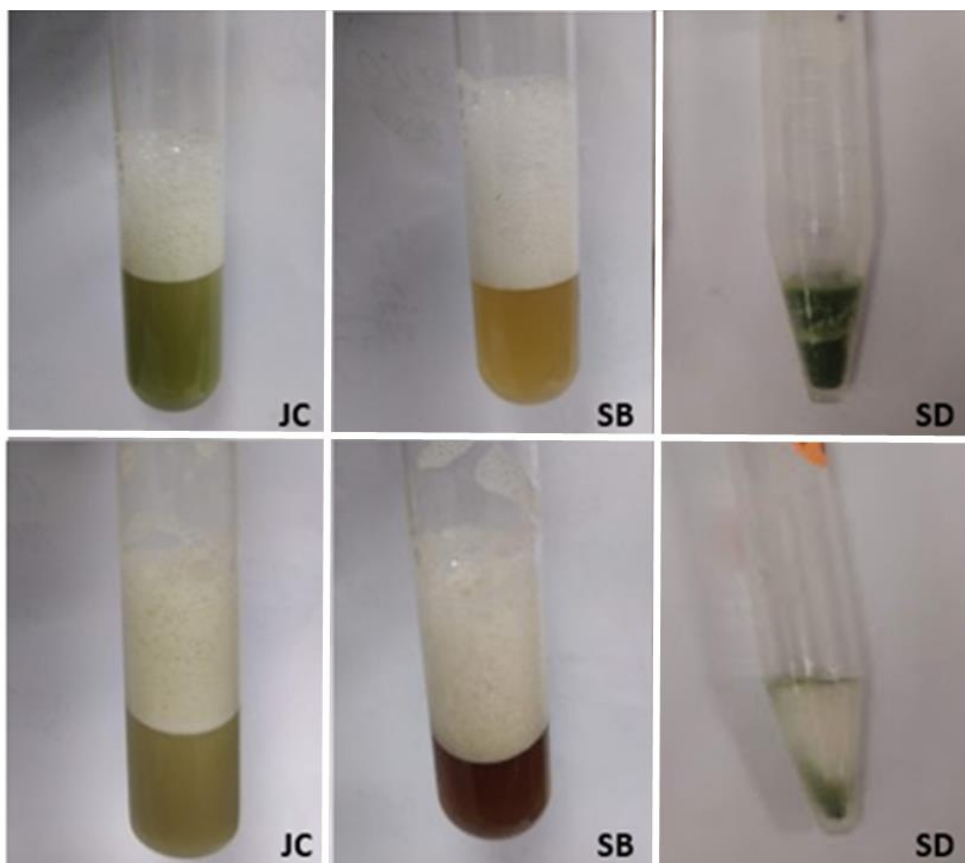


Figura 129. Formación de espuma en las distintas fases del jugo Arriba: *S. compositum*, Abajo: *S. edule* H-387. Donde: SB: JC: Jugo Completo, Sobrenadante, SD: Sedimento.

La formación de espuma es una característica de presencia de saponinas, tanto el jugo como el sobrenadante presentan esta característica de manera notoria, en el sobrenadante esto puede estar asociada al residuo blanco formado en fondo del tubo de centrifuga (**Figura 129**). De igual manera, todas las fases dieron positivo a la prueba de saponinas con el reactivo de Fehling y carbonato de sodio (**Figura 130**). De hecho, la coloración intensa de las muestras es un indicativo de que la cantidad puede ser alta, en el caso del sedimento la coloración es diferente debido a que al igual que para el análisis en HPLC previamente se diluyó en metanol al 80 %.

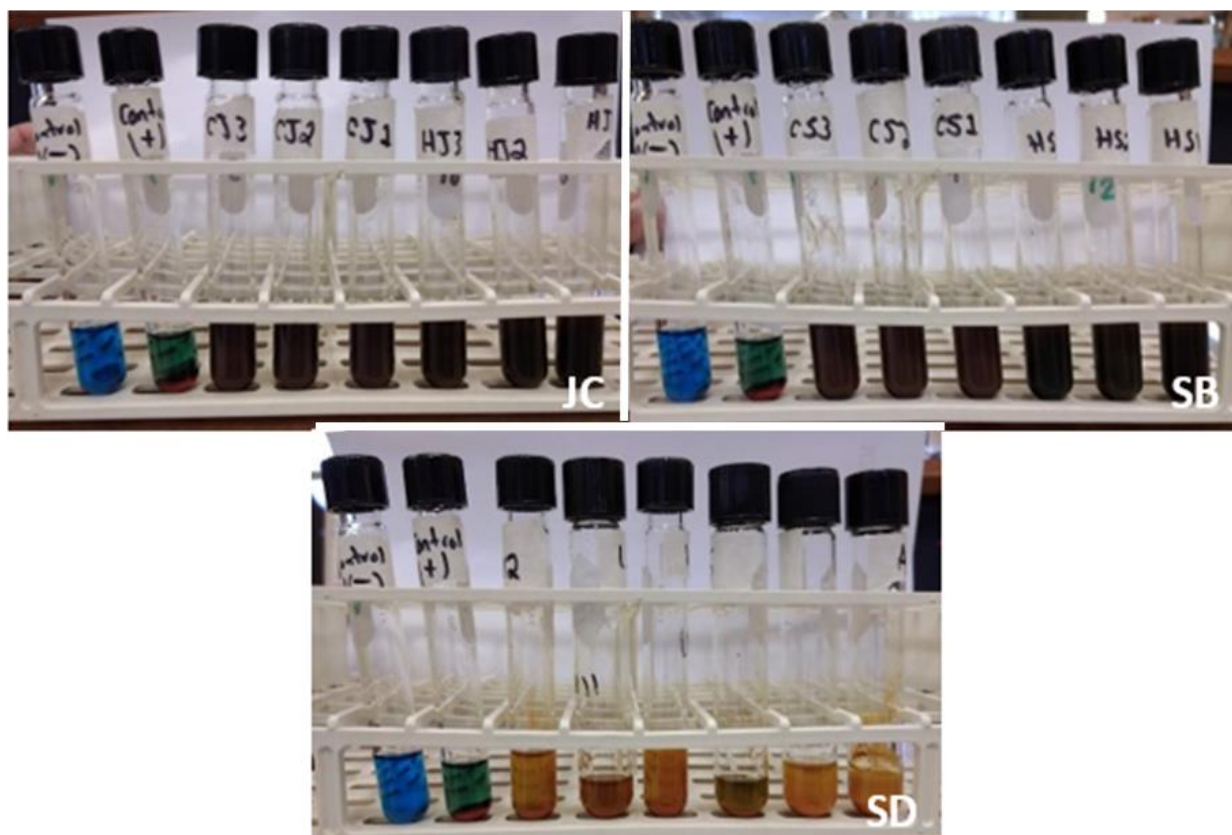


Figura 130. Prueba positiva de Fehling para todas las muestras. Donde: JC. Jugo completo, SB: Sobrenante, SD: Sedimento, De izquierda a derecha: control negativo, control positivo, *S. compositum* (x3), *S. edule* H-387 (x3).

Anteriormente se había detectado la presencia de saponinas en frutos (Marliana *et al.*, 2005) y raíces de chayote (Hernández-Carlos *et al.*, 2009). En frutos y hojas de *Sechium pitteri* (Cogn.) C. Jeffrey y *S. talamancense* (Wunderlin) C. Jeffrey se han identificado 6 saponinas llamadas tacacosidos A1, A2, B1, B2, B3 y C (Castro *et al.*, 1997). Se construyó una curva de calibración con un $R^2 = 0.9589$ con el fin de cuantificar las saponinas en las muestras, en anteriores investigaciones menciona que centrifugación ayuda a eliminar las saponinas, sin embargo la concentración en el sobrenadante fue entre 72.98 y 84.79 % más que en el jugo (**Cuadro 54**).

En recientes investigaciones la cuantificación de cucurbitacinas y compuestos fenólicos, se ha priorizado en chayote ya que estos compuestos tienen efectos benéficos a la salud humana. Sin embargo, en esta investigación el contenido de saponinas fue muy superior al de cucurbitacinas, flavonoides y ácidos fenólicos en todas las fases de los jugos. Por

lo cual es importante investigar si estas propiedades funcionales pueden atribuirse también a las saponinas presentes en las especies de *Sechium*.

Cuadro 54. Contenido de saponinas en jugo, sobrenadante y sedimento de *S. compositum* y *S. edule* H-387

Espece	Fase	Contenido de Saponinas (mg kg ⁻¹)
<i>S. compositum</i>	Jugo completo	4660.07
	Sobrenadante	8611.17
	Sedimento	7553.12
<i>S. edule</i> H-387	Jugo	7068.59
	Sobrenadante	12227.60
	Sedimento	4729.81

Hasta cierto punto, las diferencias fitoquímicas pueden deberse a las diferentes condiciones de crecimiento, no obstante ambos frutos crecieron en condiciones de cultivo similares, por lo cual las diferencias pueden deberse a sus características genéticas. Es decir, *S. compositum* es un fruto amargo con alta cantidad de MS, mientras que *S. edule* H-387 es un híbrido, mientras uno de los padres es *v. levis* con un sabor neutro, el otro es *S. edule var. amarus silvestrys* con un sabor amargo, por lo cual el contenido de compuestos es una combinación de los progenitores. La composición en el tipo y cantidad de compuestos bioquímicos presentes en el chayote puede variar significativamente dependiendo de la especie y biotipo analizada (Cadena-Iñiguez *et al.*, 2019), también la región geográfica, el clima, y las condiciones de crecimiento influyen en la composición fitoquímica de las plantas (Fidrianny *et al.*, 2016; Hidalgo *et al.*, 2016). Por ejemplo, la biosíntesis de cucurbitacinas se modifica en respuesta a las condiciones ambientales, prueba de ello es que el estrés por sequía provocó un incremento en la acumulación de CuI y CuE en algunas variedades de la calabaza de botella (*Lagenaria siceraria* (Molina) Standl.) (Mashilo *et al.*, 2018). Por otro lado, la radiación UV-C por 40 min a frutos de calabaza amarga (*Momordica charantia* L.) provocó un aumento del 95

% en la cantidad de fenoles totales durante el almacenamiento postcosecha (Prajapati *et al.*, 2021).

El método y sustancia de extracción también influyen en la determinación de la cantidad de fitoquímicos en el chayote, en 2018 Riviello-Flores *et al.* (2018) encontraron variaciones en la cantidad de cucurbitacinas y flavonoides entre los extractos etanólicos y metanólicos de los grupos varietales *n. spinosum* y *v. levis* encontradas. Por su parte, Ramírez-Rodas *et al.* (2021) determinaron que la concentración de metabolitos encontrada es mayor en el jugo que en los extractos metanólicos de los frutos.

Recubrimientos

Se probaron diferentes soluciones formadoras de recubrimiento, tales como: carboximetilcelulosa (CMC), pectina, Aloe vera, almidón, agar, cera de carnauba y una cera comercial (Clarity® PHS). De estas se eligió la CMC como la que proporcionaba las mejores características. De igual manera los RC se probaron en distintos frutos como: limones, naranjas, chayotes y fresas. En este capítulo solo se presentan los resultados más sobresalientes.

Chayotes verde liso (*S. edule* var. *virens levis*)

El exocarpo del chayote es muy sensible y puede sufrir afectaciones por la capa de los distintos recubrimientos como deshidratación, hundimiento, oscurecimiento enzimático y pudriciones antes que los frutos testigo (sin recubrimiento) (**Figura 131**). No se logró desarrollar un RC que mejorara las características postcosecha de los chayotes. El recubrimiento a base de CMC (1%) es la que dio mejores resultados como un mejor brillo en el fruto, pero no tuvo efecto en la reducción de la pérdida de peso de los frutos, a partir del día 5 de almacenamiento (21 °C, 70 % HR) el recubrimiento a base de CMC se desintegraba debido a la rápida deshidratación, así mismo en el almacenamiento en refrigeración los frutos estaban pegajosos por el ablandamiento de la capa probablemente causado por la alta humedad. En este sentido, se sabe que los RC a base de compuestos hidrofílicos tienen alta permeabilidad de vapor, por lo que son afectados por ambientes de HR altas reduciendo la integridad del recubrimiento (Kumar *et al.*, 2022).

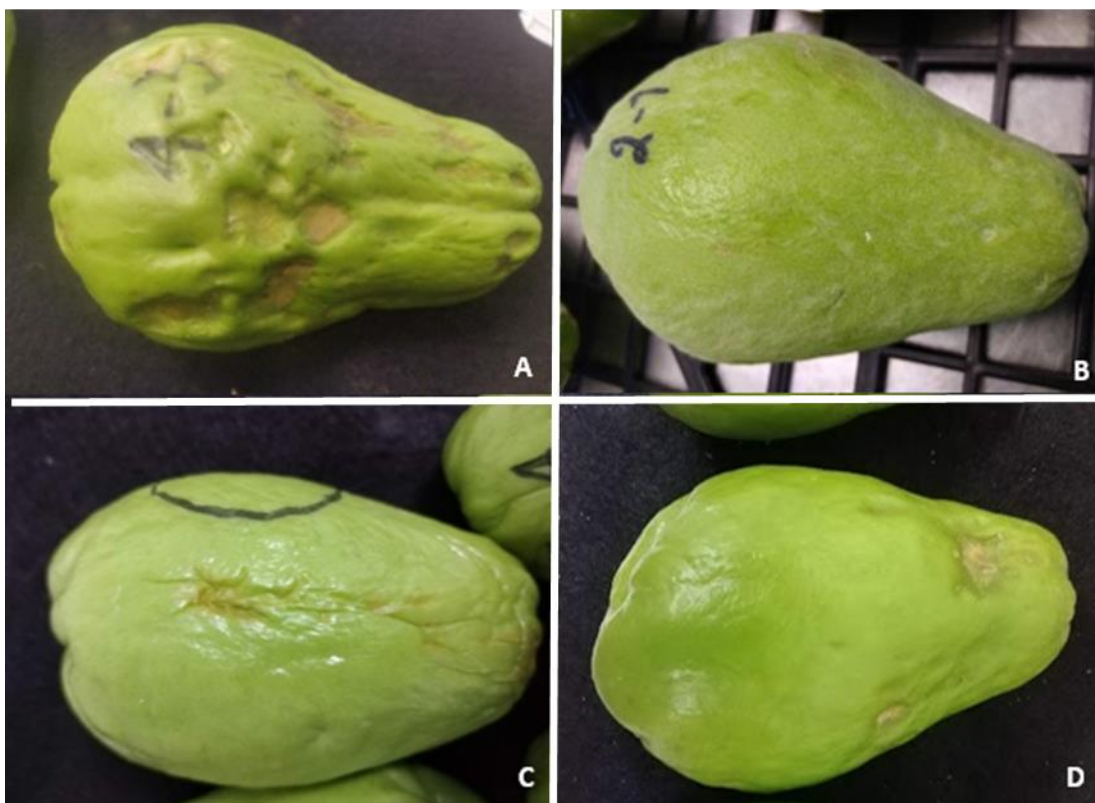


Figura 131. Afectaciones por recubrimientos en chayote (*S. edule* var. *virens levis*). A. CMC 1 % + Cera 0.5 %, B. CMC 1% + cera de abeja 1.0 % (Refrigeración), C. CMC 2 %, D. Cera comercial (Clarity® PHS).

Por lo anterior, se probó la incorporación y el uso de componentes lipídicos como la cera de abeja y de carnauba, pero esto provocó que los frutos se vieran más opacos y la pudriciones aparecieran antes. En otros estudios también se concluyó que los recubrimientos a base de productos hidrofílicos como la goma guar y goma laca pueden afectar la apariencia de los chayotes debido a los desprendimientos durante el almacenamiento y la cera comercial provocó que se acelerara la pudrición de los frutos (Torres *et al.*, 2019).

Fresas (*Fragaria* × *ananassa*)

En los frutos de fresa el recubrimiento a base de CMC y CMC + fases del jugo tuvieron efecto significativo en la pérdida de peso y mejoraron las características postcosecha durante el almacenamiento en refrigeración a 4 °C. Para el ensayo se probaron todas las

fases de jugo (SB, JC, SD) pero únicamente de *S. compositum* (**Cuadro 56**). Previamente se realizaron pruebas preliminares con CMC y CMC más cera, resultando mejores los que tenían solo CMC.

Cuadro 55. Pérdida de peso (%) de las fresas a los días 3, 5, 7, 9, 11, 13 y 15 de almacenamiento a 4 °C (media ± error estándar, n = 4).

Tratamiento	Días de almacenamiento						
	3	5	7	9	11	13	15
Testigo	2.12 ± 0.09	4.86 ± 0.19	6.30 ± 0.22	7.40 ± 0.26	8.55 ± ± 0.33	9.74 ± 0.43	11.05 ± ± 0.63
RC	0.97 ± 0.02	3.10 ± 0.10	4.08 ± 0.13	4.96 ± 0.18	5.96 ± 0.20	6.85 ± 0.27	8.23 ± 0.26
RC + SB 0.5 %	0.95 ± 0.06	2.87 ± 0.17	3.61 ± 0.34	4.60 ± 0.30	5.64 ± 0.35	6.65 ± 0.43	7.79 ± 0.51
RC + SB 1.0 %	1.11 ± 0.17	3.32 ± 0.56	4.41 ± 0.68	5.43 ± 0.83	6.56 ± 1.01	7.58 ± 1.09	8.78 ± 1.30
RC + SB 2.0 %	1.32 ± 0.15	3.30 ± 0.20	4.63 ± 0.15	5.75 ± 0.20	7.13 ± 0.32	8.40 ± 0.46	9.55 ± 0.39
RC + JC 0.5 %	1.29 ± 0.13	3.92 ± 0.33	5.16 ± 0.45	6.29 ± 0.58	7.69 ± 0.73	9.05 ± 0.85	10.49 ± ± 1.01
RC + JC 1.0 %	0.87 ± 0.02	2.75 ± 0.09	3.73 ± 0.12	4.62 ± 0.15	5.58 ± 0.17	6.47 ± 0.18	7.58 ± 0.20
RC + JC 2.0 %	0.89 ± 0.02	2.79 ± 0.04	3.81 ± 0.07	4.78 ± 0.07	5.84 ± 0.06	6.85 ± 0.08	8.20 ± 0.06
RC + SD 0.5 %	0.94 ± 0.03	3.00 ± 0.09	4.07 ± 0.13	4.99 ± 0.16	5.90 ± 0.16	6.87 ± 0.20	8.12 ± 0.24
RC + SD 1.0 %	0.81 ± 0.05	2.65 ± 0.16	3.58 ± 0.21	4.53 ± 0.26	5.53 ± 0.28	6.45 ± 0.34	7.72 ± 0.37
RC + SD 2.0 %	1.09 ± 0.04	3.43 ± 0.100	4.63 ± 0.134	5.70 ± 0.159	6.91 ± 0.177	7.94 ± 0.197	9.32 ± 0.201

*Donde: RC: Recubrimiento comestible, SB: Sobrenadante, JC: Jugo completo, SD: Sedimento.

El efecto de los tratamientos sobre el aspecto visual de los frutos fue: Testigo < RC +SD < RC < RC+ JC < RC +SB, a pesar de que los jugos son amargos, el recubrimiento no afectó el sabor de las fresas debido a que la concentración utilizada es muy baja. Las frutas recubiertas conservaron mejor firmeza, esto fue evidente debido a que en los empaques con frutas sin recubrir el mayor ablandamiento se notó con la presencia de jugo partir del día 3 de almacenamiento. Esto puede deberse a la reducción de los

procesos metabólicos en los frutos tratados, se ha informado que los RC a base CMC con extractos de moringa (*Moringa 181leífera* Lam.) reducen casi 65 % la producción de etileno y 35 % la tasa de respiración, con lo cual se redujo hasta 68 % la pérdida de peso del aguacate (*Persea americana* Mill.) (Tesfay *et al.*, 2017).

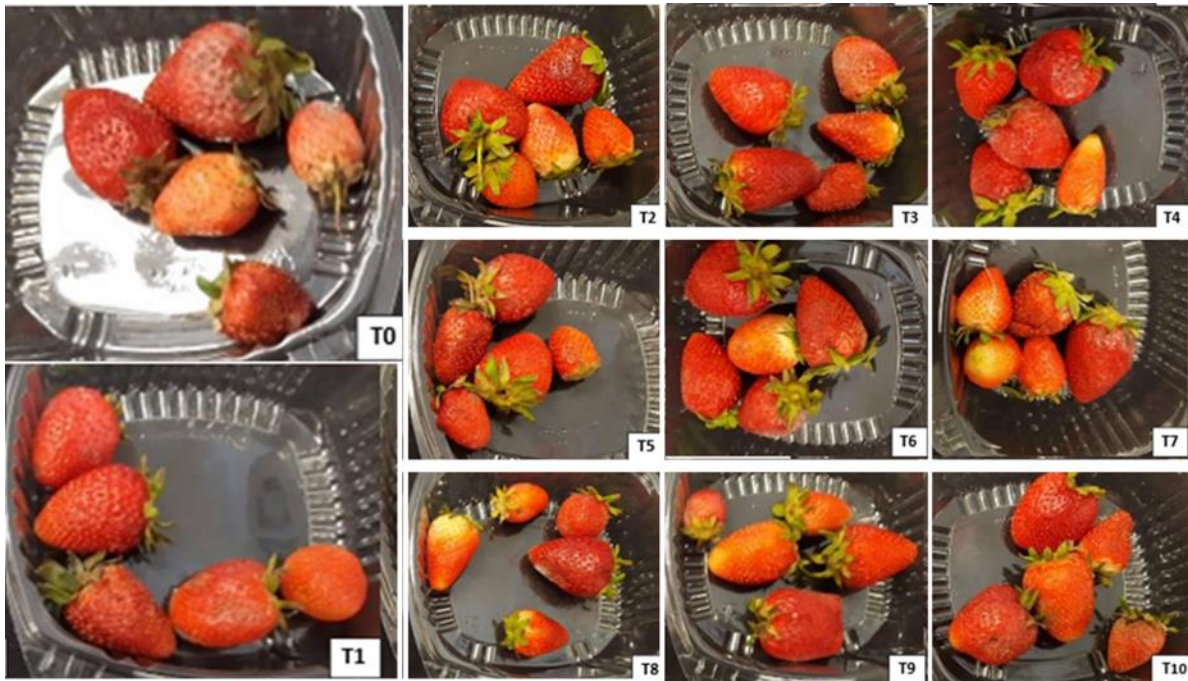


Figura 132. Apariencia de fresas al día nueve de almacenamiento a 4 °C, tratadas con recubrimiento comestible: T0: Testigo sin recubrir; T1: RC; T2: RC + SB 0.5 %; T3: RC + SB 1.0 %; T4: RC + SB 2.0 %; T5: RC + JC 0.5 %; T6: RC + JC 1.0 %; T7: RC + JC 2.0 %; T8: SD 0.5 % y T9: RC + SD 1.0 % y T10: RC + SD 2.0 %2

Los frutos recubiertos conservaron mejor color y brillo, además el pedúnculo mostraba menos deshidratación que el testigo sin recubrir, pero los tratamientos 9, 10 y 11 que contenían SD, lucían menos brillantes que los que contenían SB y JC (**Figura 132**). Tanto la CMC como la CMC + las fases del jugo redujeron la incidencia de hongos en los frutos. Los metabolitos presentes en el chayote como las cucurbitaciones, los ácidos fenólicos y las saponinas tienen efectos antimicrobianos. De hecho, se ha reportado el efecto fungistático de jugos de *S. compositum*, ensayos *in vitro* las concentraciones de 1 % de jugo inhiben 94.87 el crecimiento micelial y 100 % la germinación de esporas de *Botrytis cinerea* (Gordillo-Salinas *et al.*, 2022).

4.6 CONCLUSIONES

El jugo de *S. compositum* contiene gran cantidad y diversidad de metabolitos secundarios, que adicionados a una matriz de recubrimiento comestible puede mejorar sus propiedades antifúngicas, reducir la pérdida de peso y prolongar la vida de anaquel de frutas y hortalizas, lo que plantea una alternativa para el uso y aprovechamiento de los frutos de chayote silvestres. Sin embargo se requiere mayor investigación referente a la matriz a la que se le adicionará el jugo de chayote, con el fin de mejorar las propiedades de barrera de la cubierta y reducir las pérdidas de peso y mejorar la apariencia de los frutos.

CONCLUSIONES GENERALES

1. Se distinguen dos grandes divisiones, por un lado los chayotes *albus* de epidermis amarilla, bajo contenido de pigmentos, mayor contenido de SST, azúcares totales y de sabor dulce. Por otro lado, los chayotes *virens levis* y *nigrum* de color verde claro y oscuro, con mayor cantidad de pigmentos y sabor neutro.
2. Los frutos de *n. maxima* son los más grandes, pesados y con la mayor frecuencia estomática. Por su parte, *a. dulcis* tiene el mayor contenido de SST, azúcares y la menor humedad. Los grupos varietales pequeños como *a. minor* y *n. minor* tienen la menor frecuencia estomática.
3. Los grupos varietales como *a. minor* y *n. minor* tienen alta pérdida de peso, mientras que *albus levis gigante*, *nigrum maxima* y algunos morfotipos de *nigrum spinosum* y *xalapensis* tienen menor pérdida de peso y con mayor potencial de vida de anaquel.
4. El viviparismo afecta a los grupos *n. maxima*, *n. spinosum*, *n. xalapensis* y *v. levis*. Por otro lado, las principales afectaciones por hongo las tuvieron *n. spinosum*, *n. maxima* y *n. xalapensis*.
5. El almacenamiento a 8.7 °C provocó daños por frío en los frutos, por esta razón aunque *v. levis* se comercializa a 7 °C, el almacenamiento del resto de grupos varietales debe ser a temperaturas mayores a 10 °C
6. El 1-MCP reduce significativamente la pérdida de peso, el viviparismo y el daño por frío de los grupos varietales *v. levis*, *a. dulcis*, *a. levis*, *n. minor* y *a. minor*.
7. La aplicación de auxinas como el 2,4-D reduce significativamente la pérdida de peso y retrasa el viviparismo en las variedades *n. maxima*, *n. xalapensis* y *n. spinosum*, si bien el uso del 2,4-D en postcosecha está restringido, las auxinas pueden aplicarse en tratamientos precosecha con el fin de prolongar la vida de anaquel de los frutos, siendo este un tema que deberá investigarse
8. Las películas plásticas y los recubrimientos a base de cera permitieron reducir el nivel de oscurecimiento y la pérdida de peso de los grupos varietales *albus*. Por otra parte, la epidermis del chayote es muy sensible y la aplicación de ácidos como oxálico, cítrico y

ascórbico provocó un mayor oscurecimiento y pérdida de peso, por lo cual no es recomendable su aplicación.

9. El recubrimiento a base de CMC reduce significativamente la pérdida de peso en frutos de fresa. La incorporación de distintas fases del jugo de chayote *S. compositum* y el híbrido 387 al recubrimiento redujo el crecimiento de hongos en los frutos, esto se debe a que poseen una gran cantidad y diversidad de metabolitos secundarios, destacándose las cucurbitacinas, saponinas y compuestos fenólicos.

LITERATURA CITADA

- Abbey, B.W., N. Nwachoko, and G.N. Ikiroma. 2017. Nutritional Value of Cucumber Cultivated in Three Selected States of Nigeria. *Biochem Anal Biochem* 6: 328. [10.4172/2161-1009.1000328](https://doi.org/10.4172/2161-1009.1000328)
- Abraham-Juárez, M.R., I. Espitia-Vázquez, R. Guzmán-Mendoza, V. Olalde-Portugal, G. M. Ruiz-Aguilar, J.L. García-Hernández, L. Herrera-Isidrón, and H.G. Núñez-Paleniús. 2018. Desarrollo, rendimiento y calidad del fruto de melón (*Cucumis melo* L.) de plantas inoculadas con cepas mexicanas de *Bacillus subtilis* (EHRENBERG). *Agrociencia* 52: 91-102.
- Aguiñiga-Sánchez, I., J. Cadena-Iñiguez, E. Santiago-Osorio, G. Gómez-García, V.M. Mendoza-Núñez, J. Rosado-Pérez, M. Ruíz-Ramos, V.M. Cisneros-Solano, E. Ledesma-Martínez, A. Delgado-Bordonave, and R.M. Soto-Hernández. 2017. Chemical analyses and in vitro and in vivo toxicity of fruit methanol extract of *Sechium edule* var. *nigrum spinosum*. *Pharmaceutical Biology* 55:1638–1645. <https://doi.org/10.1080/13880209.2017.1316746>
- Aguiñiga-Sánchez, I., M.L. Arevalo-Galarza, J. Cadena-Iñiguez, L. Ruiz-Posadas, E. Santiago-Osorio, R.M. Soto-Hernández, and V.M. Cisneros-Solano. 2022. Científicos mexicanos descubren que el extracto de *Sechium chinantlese* y *Sechium compositum* tiene altas posibilidades de sanar el cáncer. *Agro-Divulgación* 2.
- Aguiñiga-Sánchez, I., R.M. Soto-Hernández, J. Cadena-Iñiguez, L.M. Ruíz-Posadas, J.D. Cadena-Zamudio, A.K. González-Ugarte, B. Weiss Steider, and E. Santiago-Osorio. 2015. Fruit Extract from A *Sechium edule* Hybrid Induce Apoptosis in Leukaemic Cell Lines but not in Normal Cells. *Nutrition and Cancer* 67:250–257. <https://doi.org/10.1080/01635581.2015.989370>
- Aguiñiga-Sánchez, I., R.M. Soto-Hernández, J. Cadena-Iñiguez, M. Suwalsky, J.R. Colina, I. Castillo, J. Rosado-Pérez, V.M. Mendoza-Núñez, and E. Santiago-Osorio. 2020. Phytochemical Analysis and Antioxidant and Anti-Inflammatory Capacity of the Extracts of Fruits of the *Sechium* Hybrid. *Molecules* 25:4637. <https://doi.org/10.3390/molecules25204637>
- Ahumada, A., A. Ortega, D. Chito, and R. Benítez. 2016. Saponinas de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.): un subproducto con alto potencial biológico. *Revista Colombiana de Ciencias Químico - Farmacéuticas* 45:438–469. <https://doi.org/10.15446/rcciquifa.v45n3.62043>
- Ali, S., A. Sattar Khan, A. Ullah Malik, R. Anwar, M. Akbar Anjum, A. Nawaz, M. Shafique, and S. Naz. 2021. Combined application of ascorbic and oxalic acids delays postharvest browning of litchi fruits under controlled atmosphere conditions. *Food Chem* 350: 129277. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.129277>
- Ali, S., A.S, Khan, M.A. Anjum, A. Nawaz, S. Naz, S. Ejaz, and S., Hussain. 2020. Effect of postharvest oxalic acid application on enzymatic browning and quality of lotus (*Nelumbo nucifera* Gaertn.) root slices. *Food Chem* 312:126051. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.126051>

- Ali, S., A.S. Khan, and A.U. Malik. 2016. Postharvest I -cysteine application delayed pericarp browning, suppressed lipid peroxidation and maintained antioxidative activities of litchi fruit. *Postharvest Biology and Technology* 121:135–142. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2016.07.015>
- Alia-Tejacal, I., M.T. Colinas-León, and R.M. Soto-Hernández. 2005. Daños por frío en zapote mamey (*Pouteria sapota* (jacq.) h. e. moore and stearn). ii. cambios en fenoles totales y actividad enzimática. *Rev. Fitotec. Mex.* 28:25–25. <https://doi.org/10.35196/rfm.2005.1.25>
- Amin, M. Z., T. Islam, M.R. Uddin, M.J. Uddin, M.M. Rahman, and M.A. Satter. 2019. Comparative study on nutrient contents in the different parts of indigenous and hybrid varieties of pumpkin (*Cucurbita maxima* Linn.). *Heliyon* 5(9):e02462. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2019.e02462>
- Andrade, I. S., C.A.F. Melo, G.H. Nunes, I.S.A. Holanda, L.C. Grangeiro, and R.X. Corrêa. 2021. Phenotypic variability, diversity and genetic-population structure in melon (*Cucumis melo* L.) Associated with total soluble solids. *Scientia Horticulturae* 278:109844. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109844>
- Andreu-Coll, L., M.E. Garcia-Pastor, D. Valero, A. Amoros, M.S. Almansa, P. Legua, and F. Hernandez. 2021. Influence of Storage on Physiological Properties, Chemical Composition, and Bioactive Compounds on Cactus Pear Fruit (*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.). *Agriculture* 11(1): 62. <https://doi.org/10.3390/agriculture11010062>
- AOAC. 1990. *Methods of analysis*. 15th ed. Vol. II. Association of Official Analytical Chemist. Washington D.C. pp 918-919.
- Aree, T., 2019. Understanding structures and thermodynamics of β -cyclodextrin encapsulation of chlorogenic, caffeic and quinic acids: Implications for enriching antioxidant capacity and masking bitterness in coffee. *Food Chemistry* 293: 550–560. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.04.084>
- Arévalo-Galarza, M.L.C., J. Cadena-Iñiguez, S.D. Romero-Velázquez, y B. Tlalpan-Bolaños. 2011. GISem: Rescatando y Aprovechando los Recursos Fitogenéticos de Mesoamérica Volumen 3: Chayote: Manejo Postcosecha. México. 29 p.
- Arief, R.W., Soraya, R.D Tambunan, and R. Asnawi. 2021. Diversify the processing of chayote (*Sechium edule*) into dodol to increase its added value. *IOP Conference Series Earth and Environmental Science* 807(3):032048. DOI: [10.1088/1755-1315/807/3/032048](https://doi.org/10.1088/1755-1315/807/3/032048)
- Attar, U.A., S.G. Ghane, N.S. Chavan, and P.D. Shiragave. 2022. Simultaneous detection of anticancer compounds (Cucurbitacin I, B and E) and some pharmacological properties of Indian Blastania species. *South African Journal of Botany* 147:871–881. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2022.03.019>
- Attavar, A., L. Tymon, P. Perkins-Veazie and C.A. Miles. 2020. Cucurbitaceae Germplasm Resistance to *Verticillium* Wilt and Grafting Compatibility with Watermelon. *HortScience* 55(2):141–148. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI14631-19>

- Aung LH, Harris CM, Rij RE and Brown JW. 1996. Postharvest storage temperature and film wrap effects on quality of chayote, *Sechium edule* (Jacq.) Sw. J. Hort Science 71: 297-304. <https://doi.org/10.1080/14620316.1996.11515408>
- Avendaño-Arrazate, C.H., J. Cadena-Iñiguez J., M.L.C. Arévalo-Galarza, E. Campos-Rojas, V.M. Cisneros-Solano, and J.F. Aguirre-Medina. 2010. Las variedades del chayote mexicano, recurso ancestral con potencial de comercialización. Grupo Interdisciplinario de Investigación en *Sechium edule* en México. México. 88 p.
- Avendaño-Arrazate, C.H., J. Cadena-Iñiguez, M.L.C. Arévalo-Galarza, V.M. Cisneros-Solano, J.F. Aguirre-Medina, E. Moreno-Pérez, M. Cortés-Cruz, C.R. Castillo-Martínez, and P. Ramírez-Vallejo. 2012. Variación genética en el complejo infraespecífico de chayote evaluada mediante sistemas isoenzimáticos. Pesquisa Agropecuaria Brasileira 47(2):244-252. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2012000200013>
- Avendaño-Arrazate, C.H., J. Cadena-Iñiguez, M.L.C. Arévalo-Galarza, V.M. Cisneros-Solano, F.J. Morales-Flores, and L.M. Ruiz-Posadas. 2014. Mejoramiento genético participativo en chayote. AgroProductividad 7(6):30-39.
- Avendaño-Arrazate, C.H., J. Cadena-Iñiguez, V.M. Cisneros-Solano, Y.C. Ramírez-Rodas, and G.B. Mejía-Montoya. 2018. Variación morfológica a nivel inter e infraespecífico en *Sechium* spp. AgroProductividad 10(9):58-63.
- Azam, M., L. Hameed, R. Qadri, S. Ejaz, A. Aslam, M.I. Khan, J. Shen, J. Zhang, M. Nafees, I. Ahmad, M.A. Ghani, J. Chen, and N. Anjum. 2020. Postharvest ascorbic acid application maintained physiological and antioxidant responses of Guava (*Psidium guajava* L.) at ambient storage. Food Sci. Technol. 41:748–754. <https://doi.org/10.1590/fst.19820>
- Bai, J., E. Baldwin, E. Tsantili, A. Plotto, X. Sun, L. Wang, M. Kafkaletou, Z. Wang, J. Narciso, W. Zhao, S. Xu, C. Seaverf, and W. Yang. 2019. Modified humidity clamshells to reduce moisture loss and extend storage life of small fruits. Food Packaging and Shelf Life 22:100376. <https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2019.100376>
- Balaguera-López, H. E., Espinal-Ruiz, M., Rodríguez-Nieto, J. M., Herrera-Arévalo, A., & Zacarías, L. (2021). 1-Methylcyclopropene inhibits ethylene perception and biosynthesis: A theoretical and experimental study on cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.) fruits. Postharvest Biology and Technology. 174, 111467. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2021.111467>
- Banwo, K., A.O. Olojede, A.T. Adesulu-Dahunsi, D.K. Verma, M. Thakur, S. Tripathy, S. Singh, A.R. Patel, A.K. Gupta, C.N. Aguilar, and G.L. 2021. Functional importance of bioactive compounds of foods with Potential Health Benefits: A review on recent trends. Food Bioscience 43:101320. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2021.101320>
- Barrera-Guzman, L.A., J.P. Legari-Solano, J. Cadena-Iñiguez, and J. Sahagun-Catellanos. 2021. Phylogenetic relationships among Mexican species of the genus *Sechium* (Cucurbitaceae). Turk J Bot 45:302-314. [10.3906/bot-2007-18](https://doi.org/10.3906/bot-2007-18)

- Barsha, D.C., M. Singh, P. Khanal, M. Pandey, and R. Pathak. 2021. Effect of Different Edible Coatings on Postharvest Quality of Mandarin Orange (*Citrus reticulata* Blanco). *Agro Bali: Agricultural Journal* 4(2):136-144. DOI: [10.37637/ab.v4i2.695](https://doi.org/10.37637/ab.v4i2.695)
- Basumatary, I.B., A. Mukherjee, V. Katiyar, S. Kumar, and J. Dutta. 2021. Chitosan-Based Antimicrobial Coating for Improving Postharvest Shelf Life of Pineapple. *Coatings* 11(11):1366. <https://doi.org/10.3390/coatings11111366>
- Bellur Nagarajaiah, S. and J. Prakash. 2015. Chemical Composition and Bioactive Potential of Dehydrated Peels of *Benincasa hispida*, *Luffa acutangula*, and *Sechium edule*. *Journal of Herbs, Spices & Medicinal Plants* 21:193–202. <https://doi.org/10.1080/10496475.2014.940437>
- Białecka, B. and J. KVpczynski. 2003. Regulation of α -amylase activity in *Amaranthus caudatus* seeds by methyl jasmonate, gibberellin A3, benzyladenine and ethylene. *Plant Growth Regulation* 39: 51–56. <https://doi.org/10.1023/A:1021801504749>
- Bianchi, G., A. Rizzolo, M. Grassi, L. Provenzi, and R. Lo Scalzo. 2018. External maturity indicators, carotenoid and sugar compositions and volatile patterns in “Cuoredolce®” and “Rugby” mini-watermelon (*Citrullus lanatus* (Thunb) Matsumura & Nakai) varieties in relation of ripening degree at harvest. *Postharvest Biology and Technology* 136:1–11. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2017.09.00>
- Bielach, A., M. Hrtany, and V.B. Tognetti. 2017. Plants under Stress: Involvement of Auxin and Cytokinin. *Int. J. Mol. Sci.* 18(7):1427. <https://doi.org/10.3390/ijms18071427>
- Blanco-Díaz, M. T., R. Font, D. Martínez-Valdivieso, and M. Del Río-Celestino. 2015. Diversity of natural pigments and phytochemical compounds from exocarp and mesocarp of 27 *Cucurbita pepo* accessions. *Scientia Horticulturae* 197:357–365. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.064>
- Blanke, M. M. and F. Lenz. 1989. Fruit photosynthesis. *Plant, Cell and Environment* 12(1):31–46. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.1989.tb01914.x>
- Boeckx, T., A.L. Winters, K.J. Webb, and A.H. Kingston-Smith. 2015. Polyphenol oxidase in leaves: is there any significance to the chloroplastic localization? *Journal of Experimental Botany* 66(12):3571–3579. doi:10.1093/jxb/erv141
- Brzozowski, L.J., M. Mazourek, and A.A. Agrawal. 2019. Mechanisms of Resistance to Insect Herbivores in Isolated Breeding Lineages of *Cucurbita pepo*. *J Chem Ecol* 45:313–325. <https://doi.org/10.1007/s10886-019-01046-8>
- Cadena-Iñiguez J., L. Arévalo-Galarza, L.M. Ruiz-Posadas, J.F. Aguirre-Medina, M. Soto-Hernández, M. Luna-Cavazos, and H.A. Zavaleta-Mancera. 2006. Quality evaluation and influence of 1-MCP on *Sechium edule* (Jacq.) Sw. fruit during postharvest. *Postharvest Biology and Technology* 40:170–176. [10.1002/9781119158042.ch47](https://doi.org/10.1002/9781119158042.ch47)
- Cadena-Iñiguez J., L. Arévalo-Galarza, L.M. Ruiz-Posadas, J.F. Aguirre-Medina, M. Soto-Hernández, M. Luna-Cavazos, H.A. Zavaleta-Mancera. 2006. Quality evaluation

- and influence of 1-MCP on *Sechium edule* (Jacq.) Sw. fruit during postharvest. *Postharvest Biology and Technology* 40:170–176. [10.1016/j.postharvbio.2005.12.013](https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2005.12.013)
- Cadena-Iñiguez J., M. Soto-Hernández, M.L.C. Arévalo-Galarza, C.H. Avendaño-Arrazate, J.F. AguirreMedina, and L.M. Ruíz-Posadas. 2011. Caracterización bioquímica de variedades domesticadas de chayote *Sechium edule* (Jacq.) Sw. Comparadas con parientes silvestres. *Revista Chapingo Serie Horticultura XVII* (2):45-55
- Cadena-Iñiguez J., M.L. Arévalo-Galarza, C.H. Avendaño-Arrazate, M. Soto-Hernandez, L.M. Ruiz-Posada, E. Santiago-Osorio, M. Acosta-Ramos, V.M. Cisneros-Solano, J.F. Aguirre-Medina, and D. Ochoa-Martinez. 2007. Production, genetics, postharvest management and pharmacological characteristics of *Sechium edule* (Jacq.) Sw. *Fresh Produce* 1: 41-53.
- Cadena-Iñiguez, J. Caracterización Morfoestructural, Fisiológica, Química y Genética de Diferentes Tipos de Chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw) Tesis Doctorado en Ciencias, Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo. Texcoco, Estado de México. 137 p. <http://colposdigital.colpos.mx:8080/jspui/>. (2005)
- Cadena-Iñiguez, J., Arévalo, GML, Ruiz, PLM, Aguirre, MJF, Soto, HM, et al. (2006). Evaluación de la calidad e influencia del 1-MCP en frutos de *Sechium edule* durante la postcosecha. *Biología y tecnología postcosecha* 40(2):170-176
- Cadena-Iñiguez, J., Arévalo-Galarza, L., Soto-Hernández, M., Avendaño-Arrazate, C., Ruiz-Posadas, L., Santiago-Osorio, E., Ramos, M., Cisneros, V., Aguirre-Medina, J. (2007). Production, genetics, postharvest management and pharmacological characteristics of *Sechium edule* (Jacq.) Sw. *Fresh Produce* pp.41-53.
- Cadena-Iñiguez, J., M. Soto-Hernández, A. Torres-Salas, I. Aguiñiga, L. Ruiz-Posadas, A. Rivera-Martínez, C. Avendaño-Arrazate, E. Santiago-Osorio. 2013. The antiproliferative effect of chayote varieties (*Sechium edule* (Jacq.) Sw.) on tumour cell lines. *Journal of medicinal plant research* 7:455–460. <https://doi.org/10.5897/JMPR12.866>
- Cadena-Iñiguez, J., M.L. Arévalo-Galarza; M.R. Soto-Hernández; L. Ruiz-Posadas. 2018. Reorientación del sistema de producción y comercialización de chayote. *Agro Productividad* 9(7):75-76.
- Cadena-Iñiguez, J., M.L. Riviello-Flores, M.R. Marcos Soto-Hernández, L.M Ruiz-Posadas, F.C. Gómez-Merino, I. Aguiñiga Sanchez, M.L. Arévalo-Galarza. 2019. Functionally active metabolites in two cultivars of chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Swartz). *Acta Hortic.* 231–238. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2019.1256.32>
- Cadena-Iñiguez, J., M.L.C. Arévalo-Galarza, C.H. Avendaño-Arrazate, L.M. Ruiz-Posadas, and J.F. Aguirre-Medina. 2021. Desarrollo y transferencia de la variedad vegetal de chayote [*Sechium edule* (Jacq) Sw.] var. *virens levis* “CAMPIÑA”. *Agro-Divulgación* 1(1). <https://doi.org/10.54767/ad.v1i2.31>

- Cadena-Iñiguez, J., R.M. Soto-Hernández, M.L. Arévalo-Galarza, C.H. Avendaño-Arrazate, J.F. Aguirre-Medina, and L.M. Ruiz-Posadas. 2011. Caracterización bioquímica de variedades domesticadas de chayote *Sechium edule* (Jacq.) Sw. comparadas con parientes silvestres. *Rev. Chapingo Ser. Hortic.* 17:45–55.
- Camargo, A.C., and A.R. Schwember. 2019. Phenolic-driven sensory changes in functional foods. *Journal of Food Bioactives* 5:6–7. <https://doi.org/10.31665/JFB.2019.5173>
- Cambrón-Sandoval, V.H., M.L. España-Boquera, N.M. Sánchez-Vargas, C. Sáenz-Romero, J.J. Vargas-Hernández, and Y. Herrerías-Diego. 2011. Producción de clorofila en *Pinus pseudostrobus* en etapas juveniles bajo diferentes ambientes de desarrollo. *Revista Chapingo serie ciencias forestales y del ambiente* 17(2):253-260. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2010.09.077>
- Casson S. and J.E. Gray. 2008. Influence of environmental factors on stomatal development. *New Phytologist* 178(1):9-23. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2007.02351.x>
- Castro, J.M., A.M. Toledo, B. Rodríguez, A. Perdono, E.M. Rodríguez-Rodríguez, and C. Díaz. 2015. Caracterización morfológica y composición química de chayotas (*Sechium edule*) cultivadas en las Islas Canarias (España). *Archivos latinoamericanos de nutrición* 65:245-253.
- Castro, V.H., E. Ramirez, G.A. Mora, Y. Iwase, T. Nagao, H. Okabe, H. Matsunaga, M. Katano, and M., Mori. 1997. Structures and antiproliferative activity of saponins from *Sechium pittieri* and *S. talamancense*. *Chem Pharm Bull (Tokyo)* 45:349–358. <https://doi.org/10.1248/cpb.45.349>
- Ceschi, S., M. Canavari, and A. Castellini. 2018. Consumer's Preference and Willingness to Pay for Apple Attributes: A Choice Experiment in Large Retail Outlets in Bologna (Italy). *J. Int. Food Agribus. Mark.* 30:305–322. <https://doi.org/10.1080/08974438.2017.1413614>
- Chacón-Padilla, K., and J.E. Monge-Pérez. 2017. Evaluación de rendimiento y calidad de seis genotipos de pepino de frutos largos (*Cucumis sativus* L.) cultivados bajo invernadero en Costa Rica, durante la época seca. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas* 10(2):323–332. <https://doi.org/10.17584/rcch.2016v10i2.5069>
- Chalupowicz, D., S. Alkalai-Tuvia, M. Zaaroor-Presman, and E. Fallik. 2018. The Potential Use of Hot Water Rinsing and Brushing Technology to Extend Storability and Shelf Life of Sweet Acorn Squash (*Cucurbita pepo* L.). *Horticulturae* 4(3):19. <https://doi.org/10.3390/horticulturae4030019>
- Che, G., and X. Zhang. 2019. Molecular basis of cucumber fruit domestication. *Current Opinion in Plant Biology, Growth and development* 47:38–46. <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2018.08.006>

- Chen, J., L. Mao, W. Lu, T. Ying, and Z. Luo. 2016. Transcriptome profiling of postharvest strawberry fruit in response to exogenous auxin and abscisic acid. *Planta* 243:183–197. <https://doi.org/10.1007/s00425-015-2402-5>
- Chen, W., Z. Zhang, Y. Shen, X. Duan, and Y. Jiang. 2014. Effect of Tea Polyphenols on Lipid Peroxidation and Antioxidant Activity of Litchi (*Litchi chinensis* Sonn.) Fruit during Cold Storage. *Molecules* 19(10):16837-16850. <https://doi.org/10.3390/molecules191016837>
- Cheng, Y., L. Liu, G. Zhao, C. Shen, H. Yan, J. Guan, and K. Yang. 2015. The effects of modified atmosphere packaging on core browning and the expression patterns of PPO and PAL genes in “Yali” pears during cold storage. *LWT - Food Science and Technology* 60(2):1243–1248. doi:10.1016/j.lwt.2014.09.005
- Cisneros-Zevallos, L. 2003. The Use of Controlled Postharvest Abiotic Stresses as a Tool for Enhancing the Nutraceutical Content and Adding-Value of Fresh Fruits and Vegetables. *Journal of Food Science* 68(5):1560–1565. doi:10.1111/j.1365-2621.2003.tb12291.x
- CONAGUA. 2022. Comisión Nacional del Agua. Disponible en: <https://smn.conagua.gob.mx/es/climatologia/temperaturas-y-lluvias/resumenes-mensuales-de-temperaturas-y-lluvias> (Fecha de consulta 24 de marzo de 2022)
- Conesa, A., F.C. Manera, J.M. Brotons, J.C. Fernández-Zapata, I. Simón, IS. Simón-Grao, M. Alfosea-Simon, J.K Martinez-Nicolas, J.M. Valverde, and F. García-Sánchez. 2019. Changes in the content of chlorophylls and carotenoids in the rind of Fino 49 lemons during maturation and their relationship with parameters from the CIELAB color space. *Scientia Horticulturae* 243:252–260. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.08.030>
- Cota-Sánchez, H.J. 2018. Precocious Germination (Vivipary) in Tomato: A Link to Economic Loss?. *Proc. Natl. Acad. Sci., India, Sect. B Biol. Sci.* 88:1443–1451. <https://doi.org/10.1007/s40011-017-0878-4>
- Damaris, R.N., Z. Lin, P. Yang, and D. He. 2019. The Rice Alpha-Amylase, Conserved Regulator of Seed Maturation and Germination. *International Journal of Molecular Sciences*. 2019; 20(2):450. <https://doi.org/10.3390/ijms20020450>
- Daničić, V., B.I. Kovačević, and D. Ballian. 2018. Variability in fruit morphology of European sweet chestnut (*Castanea sativa* Mill.) in natural populations in Bosnia and Herzegovina. *Šumarski list* 142(9-10):528-528. <https://doi.org/10.31298/sl.142.9-10.7>
- Daulay, A.S., R.A. Ridwanto, Syahputra, and A. Nafitri. 2021. Antioxidant Activity Test of Chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Swartz) Ethanol Extract using DPPH Method. *J. Phys.: Conf. Ser.* 1819:012035. <https://doi.org/10.1088/1742-6596/1819/1/012035>
- de la Rosa, L.A., J.O. Moreno-Escamilla, J. Rodrigo-García, and E. Alvarez-Parrilla. 2019. Chapter 12 - Phenolic Compounds, in: Yahia, E.M. (Ed.), *Postharvest Physiology and Biochemistry of Fruits and Vegetables*. Woodhead Publishing, pp. 253–271. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813278-4.00012-9>

- De Silva, D., P.W. Crous, P.K. Ades, K.D. Hyde, and P.W.J. Taylor. 2017. Lifestyles of *Colletotrichum* species and implications for plant biosecurity. *Fungal Biology Reviews* 31:155-168. <https://doi.org/10.1016/j.fbr.2017.05.001>
- Deguine, J.P., T. Atiama-Nurbel, L. Vanhuffel, and C. Cresson. 2019. Recent advances in organic cultivation of chayote (*Sechium edule*) in Reunion Island. *Organic Agriculture* 10:135-143. <https://doi.org/10.1007/s13165-019-00255-5>
- Díaz-de Cerio, E., V. Verardo, A. Fernández-Gutiérrez, and A.M. Gómez-Caravaca. 2019. New insight into phenolic composition of chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw.). *Food Chemistry* 295:514-519. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.05.146>
- Díaz-Pérez, M., A. Carreño-Ortega, J.A. Salinas-Andújar, and A.J. Callejón-Ferre. 2019. Application of Logistic Regression Models for the Marketability of Cucumber Cultivars. *Agronomy* 9(1):17. <https://doi.org/10.3390/agronomy9010017>
- Dimitrovski, T., D. Andreevska, D. Andov, N. Gjorgovska, and V. Levkov. 2020. Some quality properties of tropical cucurbits chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw.), bitter melon (*Momordica charantia* L.) and kiwano (*Cucumis metuliferus* E. Mey) produced in the temperate climate conditions of north Macedonia. *Journal of Mountain Agriculture on the Balkans* 23(3):234-246
- Du, Y., Jin, T., Zhao, H., Han, C., Sun, F., Chen, Q., Yue, F., Luo, z., & Fu, M. 2021. Synergistic inhibitory effect of 1-methylcyclopropene (1-MCP) and chlorine dioxide (ClO₂) treatment on chlorophyll degradation of green pepper fruit during storage. *Postharvest Biology and Technology*, 171, 111363. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2020.111363>
- Eguiarte, L.E., H.S. Hernández-Rosales, J. Barrera-Redondo, G. Castellanos-Morales, L.M. Paredes-Torres, G.S. Vega, K.Y. Ruiz-Mondragón, A. Vázquez-Lobo, S. Montes-Hernández, E. Aguirre-Planter, V. Souza, and R. Lira. 2018. Domesticación, diversidad y recursos genéticos y genómicos de México: El caso de las calabazas. *TIP Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas* 21:85–101. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2018.0.159>
- El Hazzam, K., J. Hafsa, M. Sobeh, M. Mhada, M. Taourirte, K. El Kacimi, A. Yasri. 2020. An Insight into Saponins from Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd): A Review. *Molecules* 25:1059. <https://doi.org/10.3390/molecules25051059>
- Elbagoury, M. M., Turoop, L., Runo, S., & Sila, D. N. 2020. Regulatory influences of methyl jasmonate and calcium chloride on chilling injury of banana fruit during cold storage and ripening. *Food Science & Nutrition* 9(2):929–942. <https://doi.org/10.1002/fsn3.2058>
- El-Maarouf-Bouteau, H., Y. Sajjad, J. Bazin, N. Langlade, S.M. Cristescu, S. Balzergue, E. Baudouin, and C. Bailly. 2014. Reactive oxygen species, abscisic acid and ethylene interact to regulate sunflower seed germination. *Plant, Cell & Environment* 38(2):364–374. <https://doi.org/10.1111/pce.12371>

- Fanourakis, D., N. Nikoloudakis, P. Pappi, E. Markakis, G. Doupis, S.N. Charova, C. Delis, and G. Tsaniklidis. 2020. The role of proteases in determining stomatal development and tuning pore aperture: A Review. *Plants* 9(3):340. <https://doi.org/10.3390/plants9030340>
- Fidrianny, I., Kevin, and R. Hartati. 2016. Evaluation of antioxidant activities of fruit extracts of chayote (*Sechium edule* [jacq.] Swartz) grown in different sites in java - indonesia. *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research* 270–275.
- Figuroa, C. R., M.C. Opazo, P. Vera, O. Arriagada, M. Díaz, and M. Moya-León. 2012. Effect of postharvest treatment of calcium and auxin on cell wall composition and expression of cell wall-modifying genes in the Chilean strawberry (*Fragaria chiloensis*) fruit. *Food Chemistry* 132(4):2014–2022. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.12.041>
- Flurkey, W.H., and J.J. Jen. 1978. Peroxidase and Polyphenol Oxidase Activities in Developing Peaches. *J. Food Sci.* 43:1826–1828. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1978.tb07424.x>
- Fu, A., Q. Wang, M.J. Mu, L. Ma, C. Wen, X. Zhao, L. Gao, J. Li, K. Shi, Y. Wang, X. Zhang, X. Zhang, F. Wang, D. Grierson, and J. Zuo. 2021. Combined genomic, transcriptomic, and metabolomic analyses provide insights into chayote (*Sechium edule*) evolution and fruit development, *Horticulture Research* 8:(35), <https://doi.org/10.1038/s41438-021-00487-1>
- Galus, S., E.A. Arik Kibar, M. Gniewosz, and K. Kraśniewska. 2020. Novel Materials in the Preparation of Edible Films and Coatings—A Review. *Coatings* 10:674. <https://doi.org/10.3390/coatings10070674>
- Gamboa, W. 2005. Propagación agroecológica, una opción para el desarrollo del cultivo del chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw.). San José, Costa Rica. Universidad Autónoma de Costa Rica. 219 p.
- Gao, Q., Xiong, T., Li, X., Chen, W., and X., Zhu. 2019. Calcium and calcium sensors in fruit development and ripening. *Scientia Horticulturae* 253:412–421. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.04.069>
- García-Muñoz, M. C., J.C. Henao-Rojas, J. M. Moreno-Rodríguez, B.L. Botina-Azain, and Y. Romero-Barrera. 2021. Effect of rootstock and environmental factors on fruit quality of Persian lime (*Citrus latifolia* Tanaka) grown in tropical regions. *Journal of Food Composition and Analysis* 103:104081. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2021.104081>
- Gavia-García, G., J. Rosado-Pérez, I. Aguiñiga-Sánchez, E. Santiago-Osorio, and V.M. Mendoza-Núñez. 2020. Effect of *Sechium edule* var. *nigrum spinosum* (Chayote) on Telomerase Levels and Antioxidant Capacity in Older Adults with Metabolic Syndrome. *Antioxidants* 9:634. <https://doi.org/10.3390/antiox9070634>
- Gavia-García, G., J. Rosado-Pérez, I. Aguiñiga-Sánchez, E. Santiago-Osorio, and V.M. Mendoza-Núñez. 2020. Effect of *Sechium edule* var. *nigrum spinosum* (Chayote) on

- Telomerase Levels and Antioxidant Capacity in Older Adults with Metabolic Syndrome. *Antioxidants* 9:634. <https://doi.org/10.3390/antiox9070634>
- Gebretsadik, K., X. Qiu, S. Dong, H. Miao, and K. Bo. 2021. Molecular research progress and improvement approach of fruit quality traits in cucumber. *Theor Appl Genet* 134:3535–3552. <https://doi.org/10.1007/s00122-021-03895-y>
- Gibert, C., M. Génard, G. Vercambre, and F. Lescourret. 2010. Quantification and modelling of the stomatal, cuticular and crack components of peach fruit surface conductance. *Functional Plant Biology* 37(3):264-274. <https://doi.org/10.1071/FP09118>
- Gong, C., H. Zhu, X. Lu, D. Yang, S. Zhao, M.J. Umer, N. He, P. Yuan, M. Anees, W. Diao, M.O. Kaseb, and W. Liu. 2021. An integrated transcriptome and metabolome approach reveals the accumulation of taste-related metabolites and gene regulatory networks during watermelon fruit development. *Planta* 254:35. <https://doi.org/10.1007/s00425-021-03680-7>
- Gonzales, L., J.P. Hernández, and N. Guemes-Vera. 2017. Chayotextle (*Sechium edule*), posible ingrediente en la elaboración de los productos libres de gluten. *Boletín de Ciencias Agropecuarias del ICAP* 3(5). <https://doi.org/10.29057/icap.v3i5.2065>
- González-Santos, R., J. Cadena-Iñiguez, F.J. Morales-Flores, V.M. Ruiz-Viera, and J. Pimentel-López. 2017. Prediction of the effects of climate change on *Sechium edule* (Jacq.) Swartz varietal groups in Mexico. *Genet Resour Crop Evol* 64:791–804. DOI <https://doi.org/10.1007/s10722-016-0401-4>
- Gordillo-Salinas, L.S., M.L. Arévalo-Galarza, Y.C. Ramírez-Rodas, B. Tlapal-Bolaños, A. Villegas-Monter, and J Cadena-Iñiguez. 2022. In vitro antifungal activity of wild chayote fruit juice (*Sechium compositum*) on *Botrytis cinerea*. *Acta Hortic.* 185–190. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2022.1340.29>
- Grisales, N.Y., J.C. Henao-Rojas, L.M. Quintero, G. Franco, and J. Jaramillo. 2020. Influencia de las condiciones de almacenamiento sobre la calidad de Calabacín (*Cucurbita pepo* L.) en Antioquia – Colombia. *Rev. Iberoamericana de Tecnología Postcosecha* 21(1).
- Gutiérrez-Torres, J.A., R. Núñez-Pastrana, O.R. Leyva-Ovalle, H. Ortiz-Laurel, A. Contreras-Oliva, M. López-Espíndola, and J.A. Herrera-Corredor. 2019. Determinación de la vida útil sensorial en chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw.) de exportación con cuatro recubrimientos comerciales almacenado a temperatura ambiente y refrigeración. *Agroproductividad* 12(6): 57-62. DOI: <https://doi.org/10.32854/agrop.v0i0.359>
- Guzmán, T.M., Cuenca, K., y E., Tacuri. 2018. Caracterización de la postcosecha de la mora de castilla (*Rubus glaucus*) tratada con 1-metilciclopropeno. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias* 27(1):66-75.
- Guzmán-Ortiz, F. A., J. Castro-Rosas, C.A. Gómez-Aldapa, R. Mora-Escobedo, A. Rojas-León, M.L. Rodríguez-Marín, R.N. Falfan-Cortes, and A.D. Román-Gutiérrez. 2018.

- Enzyme activity during germination of different cereals: A review. *Food Reviews International* 35(3):177-200. <https://doi.org/10.1080/87559129.2018.1514623>
- Habermann, E., E.A. Días de Oliveira, D.R. Contin, J.A.B. San Martin, L. Curtarelli, M.A. González-Meler, and C.A. Martínez. 2019. Stomatal Development and Conductance of a Tropical Forage Legume Are Regulated by Elevated [CO₂] Under Moderate Warming. *Frontiers in Plant Science*, 10. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.00609>
- Hahn-Schlam, F., S. Valle-Guadarrama, and T. Jenkins. 2019. Robotic cactus pear cryocauterization increases storage life. *Postharvest Biology and Technology* 147:132–138. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2018.09.014>
- Han, X., Y. Hu, Y. Zhang, Y. Jiang, X. Chen, X., and D. Yu. 2018. Jasmonate Negatively Regulates Stomatal Development in *Arabidopsis cotyledons*. Article Navigation. *Plant Physiology* 176(4):2871–2885. <https://doi.org/10.1104/pp.17.00444>
- Hao, J., Li, X., Xu, G., Huo, Y., & Yang, H. 2019. Exogenous progesterone treatment alleviates chilling injury in postharvest banana fruit associated with induction of alternative oxidase and antioxidant defense. *Food Chemistry* 286:329-337. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.02.027>
- Hao, N., Y. Du, H. Li, C. Wang, S. Gong S. Zhou, and T. Wu. 2018. CsMYB36 is involved in the formation of yellow green peel in cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Theor Appl Genet* 131:1659–1669. <https://doi.org/10.1007/s00122-018-3105-7>
- Hashimoto H., C. Urugami, and R.J. Cogdell. 2016. Carotenoids and Photosynthesis. In: Stange C. (eds) *Carotenoids in Nature. Subcellular Biochemistry*, vol 79. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-39126-7_4
- He, M., Y. Wu, M. Hong, Z. Yun, T. Li, and Y. Jiang. 2021. α -Lipoic acid treatment alleviates postharvest pericarp browning of litchi fruit by regulating antioxidant ability and energy metabolism. *Postharvest Biol. Technol.* 180:111629. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2021.111629>
- Hernández-Carlos, B., M. Carmona-Pineda, C. Villanueva-Cañongo, J.F. López-Olguín, A. Aragón-García, and P. Joseph-Nathan. 2009. New saponins from *Sechium mexicanum*. *Magnetic Resonance in Chemistry* 47:994–1003. <https://doi.org/10.1002/mrc.2487>
- Hernández-Salinas, G., A. Soto-Estrada, E. García-Pérez, A. Pérez-Vázquez, M. Rocandio-Rodríguez, and L. Córdova-Téllez. 2019. Variación morfológica *in situ* de *Carica papaya* L. nativa de México. *Revista fitotecnia mexicana* 42(1):47-55.
- Hidalgo, M.J., D.C. Fechner, E.J. Marchevsky, and R.G. Pellerano. 2016. Determining the geographical origin of *Sechium edule* fruits by multielement analysis and advanced chemometric techniques. *Food Chemistry* 210:228–234. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.04.120>
- Hong, L., W. Su, Y. Zhang, C. Ye, Y. Shen, and Q. Li. 2018. Transcriptome profiling during mangrove viviparity in response to abscisic acid. *Sci Rep* 8:770. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-19236-x>

- Horie, H., H. Ito, K. Ippoushi, K. Azuma, Y. Sakata, and I. Igarashi. 2007. Cucurbitacin C—Bitter Principle in Cucumber Plants. *Japan Agricultural Research Quarterly: JARQ* 41:65–68. <https://doi.org/10.6090/jarq.41.65>
- Hussain, S., Hussaing, Z., Khadija, F., Salik, M.R., Ali, M., Hyak, A., and G. Mustafa. 2021. Postharvest Calcium Chloride Application Maintains Shelf Life and Quality of Loquat (*Eriobotrya japonica* L.) Fruit. *J. Hortic. Sci. Technol.*4(1):1-6. <https://doi.org/10.46653/jhst2141001>
- Inamdar, J. A., M. Gangadhara, and K.N. Shenoy. 2019. Structure, Ontogeny, Organographic Distribution, and Taxonomic Significance of Trichomes And Stomata In The Cucurbitaceae. *Biology and Utilization of the Cucurbitaceae*, edited by Charles Jeffrey, Ithaca, NY: Cornell University Press, pp. 209-224. <https://doi.org/10.7591/9781501745447-019>
- Iñiguez-Luna M.I., J. Cadena-Iñiguez, M. Cortés-Cruz, F.J. Morales-Flores, K.N. Watanabe, R. Machida-Hirano, R.M. Soto-Hernández, and C.H. Avendaño-Arrazate. 2021. Variabilidad genética en *Sechium* spp. (Cucurbitaceae). *Agrociencia* 55:611-626. <https://orcid.org/0000-0002-6427-0646>
- Iñiguez-Luna M.I., J. Cadena-Iñiguez, R.M. Soto-Hernández, F.J. Morales-Flores, M. Cortés-Cruz, K.N. Watanabe, R. Machida-Hirano, and J. Cadena-Zamudio. 2021. Bioprospecting of *Sechium* spp. varieties for the selection of characters with pharmacological activity. *Sci Rep* 11: 6185. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-85676-7>
- Iñiguez-Luna, M.I., J. Cadena-Iñiguez, M. Cortés-Cruz-, F.J. Morales-Flores, K. N. Watanabe, R. Machida-Hirano, R.M. Soto-Hernández, and C.H. Avendaño-Arrazate. 2021a. Genetic variability in *Sechium* spp. (Cucurbitaceae) evaluated with aflp markers. *Agrociencia* 55, 611–626. <https://doi.org/10.47163/agrociencia.v55i7.2607>
- Iñiguez-Luna, M.I., J. Cadena-Iñiguez, M. Cortés-Cruz-, F.J. Morales-Flores, K. N. Watanabe, R. Machida-Hirano, R.M. Soto-Hernández, and C.H. Avendaño-Arrazate. 2021a. Genetic variability in *Sechium* spp. (Cucurbitaceae) evaluated with aflp markers. *Agrociencia* 55:611–626. <https://doi.org/10.47163/agrociencia.v55i7.2607>
- Iñiguez-Luna, M.I., J. Cadena-Iñiguez, R.M. Soto-Hernández, F.J. Morales-Flores, M. Cortes-Cruz, K.N. Watanabe. 2021b. Natural Bioactive Compounds of *Sechium* spp. for Therapeutic and Nutraceutical Supplements. *Front. Plant Sci.* 12. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.772389>
- Islam, S., A. Kumar, K.K. Dash, and S. Alom. 2018. Physicochemical analysis and nutritional properties of fresh, osmo-dehydrated and dried chayote (*Sechium edule* L.). *Journal of Postharvest Technology* 06(2):49-56
- Jahanbakhshi, A. 2018. Determination of some engineering properties of snake melon (*Cucumis melo* var. *flexuosus*) fruit. *AgricEngInt: CIGR Journal* 20(1):171-176.

- Jain, J.R., B. Timsina, K.B. Satyan, and S.H. Manohar. 2017. A comparative assessment of morphological and molecular diversity among *Sechium edule* (Jacq.) Sw. accessions in India. *3 Biotech* 7, 1–8. <https://doi.org/10.1007/s13205-017-0726-5>
- Jing, S., H. Zou, Z. Wu, L. Ren, T. Zhang, J. Zhang, and Z. Wei. 2020. Cucurbitacins: Bioactivities and synergistic effect with small-molecule drugs. *Journal of Functional Foods* 72:104042. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2020.104042>
- Johnson, R.L., Mitchell, A.E., 2018. Reducing Phenolics Related to Bitterness in Table Olives. *Journal of Food Quality* 2018, e3193185. <https://doi.org/10.1155/2018/3193185>
- Kahramanoğlu, İ. 2019. Effects of lemongrass oil application and modified atmosphere packaging on the postharvest life and quality of strawberry fruits. *Scientia Horticulturae* 256:108527. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.05.054>
- Kannaujia, P.K., Asrey, R., Singh, A.K., and E., Varghese. 2019. Effect of gum arabic and fruwash coatings on postharvest quality of summer squash (*Cucurbita pepo*). *Indian Journal of Agricultural Sciences* 89 (10):1604–1608.
- Kaushik, K., K. Dhananjaya, K. Ravikumar, and H. Mallesha. 2013. Antibacterial activity of *Sechium edule* (Jacq.) Swartz against gram negative food borne bacteria. *Pelagia Research Library* 4(2):259–261.
- Ke, J., G. Jiang, G. Shen, H. Wu, Y. Liu, and Z. Zhang. 2020. Optimization, characterization and rheological behavior study of pectin extracted from chayote (*Sechium edule*) using ultrasound assisted method. *International Journal of Biological Macromolecules*. 147:688-698. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2020.01.055>
- Khadivi-Khub, A. 2014. Physiological and genetic factors influencing fruit cracking. *Acta Physiol Plant* 37, 1718. <https://doi.org/10.1007/s11738-014-1718-2>
- Khan, M.M.; M.H. Al-Haddabi, M.T. Akram, M.A. Khan, A.A. Farooque, and S.A. Siddiqi. 2022. Assessment of Non-Conventional Irrigation Water in Greenhouse Cucumber (*Cucumis sativus*) Production. *Sustainability*, 14:257. <https://doi.org/10.3390/su14010257>
- Kim, Y.-C., D. Choi, C. Zhang, H. Liu, and S. Lee. 2018. Profiling cucurbitacins from diverse watermelons (*Citrullus* spp.). *Hortic. Environ. Biotechnol.* 59:557–566. <https://doi.org/10.1007/s13580-018-0066-3>
- Kocira, A., K. Kozłowicz, K. Panasiewicz, M. Staniak, E. Szpunar-Krok, and P. Horthyńska, P., 2021. Polysaccharides as edible films and coatings: characteristics and influence on fruit and vegetable quality—A Review. *Agronomy* 11:813. <https://doi.org/10.3390/agronomy11050813>
- Koh, P. C., M.A. Noranizan, Z. A. Nur Hanani, R. Karim, and S.Z. Rosli. 2017. Application of edible coatings and repetitive pulsed light for shelf-life extension of fresh-cut cantaloupe (*Cucumis melo* L. *reticulatus* cv. *Glamour*). *Postharvest Biology and Technology*, 129:64–78. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2017.03.003>

- Kumar, L., D. Ramakanth, K. Akhila, and K.K. Gaikwad. 2022. Edible films and coatings for food packaging applications: a review. *Environ Chem Lett* 20:875–900. <https://doi.org/10.1007/s10311-021-01339-z>
- Kusumiyati, Y. Hadiwijaya, I.E. Putri, and A.A. Munawar. 2021. Multi-product calibration model for soluble solids and water content quantification in Cucurbitaceae family, using visible/near-infrared spectroscopy. *Heliyon* 7(8): E07677. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2021.e07677>
- Kyriacou, M. C., D.I. Leskovar, G. Colla, and Y. Roupael. 2018. Watermelon and melon fruit quality: The genotypic and agro-environmental factors implicated. *Scientia Horticulturae* 234:393–408. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.01.032>
- Lamikanra, O., 1995. Enzymatic Browning of Muscadine Grape Products, in: *Enzymatic Browning and Its Prevention*, ACS Symposium Series. American Chemical Society, pp. 166–177. <https://doi.org/10.1021/bk-1995-0600.ch013>
- Lara-Núñez, A., J.L. Ventura-Gallegos, A.L. Anaya, and R. Cruz-Ortega. 2015. Phytotoxicity of *Sicyos deppei* during tomato germination and its effects on the role of ABA and cell wall enzymes. *Botanical Sciences* 93(4):771-781. <https://doi.org/10.17129/botsci.186>
- Laurin, É., M.C.N. Nunes, J.P. Émond, and J.K. Brecht. 2006. Residual effect of low-pressure stress during simulated air transport on Beit Alpha-type cucumbers: Stomata behavior. *Postharvest Biology and Technology* 41(2):121–127. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2005.09.012>
- Lenzi, A., M. Marvasi, and A. Baldi. 2021. Agronomic practices to limit pre- and post-harvest contamination and proliferation of human pathogenic Enterobacteriaceae in vegetable produce. *Food Control* 119:107486. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2020.107486>
- Lewers, K.S., M.J. Newell, E. Park, and Y. Luo. 2020. Consumer preference and physiochemical analyses of fresh strawberries from ten cultivars. *Int. J. Fruit Sci.* 20:733–756. <https://doi.org/10.1080/15538362.2020.1768617>
- Li, H., A. James, X. He, M. Zhang, Q. Cai, and Y. Wang. 2019. Effect of hypobaric treatment on the quality and reactive oxygen species metabolism of blueberry fruit at storage. *CyTA - Journal of Food*, 17(1):937–948. <https://doi.org/10.1080/19476337.2019.1674925>
- Li, J., F. Wan, W. Guo, J. Huang, Z. Dai, and Y. Wang. 2020. Influence of α - and γ -Fe₂O₃ Nanoparticles on Watermelon (*Citrullus lanatus*) Physiology and Fruit Quality. *Water Air Soil Pollut* 231, 143. <https://doi.org/10.1007/s11270-020-04511-3>
- Li, J., Han, Y., Hu, M., Jin, M., & Rao, J. 2018. Oxalic acid and 1-methylcyclopropene alleviate chilling injury of “Youhou” sweet persimmon during cold storage. *Postharvest Biology and Technology* 137:134–141. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2017.11.021>

- Li, J., X. Tao, L. Li, L. Mao, Z. Luo, Z.U. Khan, and T. Ying. 2016. Comprehensive RNA-seq analysis on the regulation of tomato ripening by exogenous auxin. PLOS ONE 11(5):e0156453. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0156453>
- Li, L., Lichter, A., Chalupowicz, D., Gamrasni, D., Goldberg, T., Nerya, O., Ben-Arie, R., & Porat, R. 2016. Effects of the ethylene-action inhibitor 1-methylcyclopropene on postharvest quality of non-climacteric fruit crops. Postharvest Biology and Technology 111:322–329. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2015.09.031>
- Li, N., L. Fu, Y. Song, J. Li, X.X. Xue, S. Li, and L. Li. 2019. Water entry in jujube fruit and its relationship with cracking. Acta Physiol Plant 41:162. <https://doi.org/10.1007/s11738-019-2954-2>
- Li, Z., Wang, L., Xie, B., Hu, S., Zheng, Y., & Jin, P. 2020. Effects of exogenous calcium and calcium chelant on cold tolerance of postharvest loquat fruit. Scientia Horticulturae, 269, 109391. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109391>
- Liang, S., Kuang, J., Ji, S., Chen, Q., Deng, W., Min, T., Shan, W., Chen J., & Lu, W. 2020. The membrane lipid metabolism in horticultural products suffering chilling injury. Food Quality and Safety. 4(1):9–14. <https://doi.org/10.1093/fqsafe/fyaa001>
- Lichtenthaler, H. K. 1987. Chlorophylls and carotenoids: pigments of photosynthetic biomembranes. Methods in Enzymology 148:350-382.
- Lim, S., Han, S. H., Kim, J., Lee, H. J., Lee, J. G., & Lee, E. J. (2016). Inhibition of hardy kiwifruit (*Actinidia arguta*) ripening by 1-methylcyclopropene during cold storage and anticancer properties of the fruit extract. Food Chemistry, 190, 150–157. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.05.085>
- Lin, Y., Lin, Y., Lin, H., Lin, M., Li, H., Yuan, F. Chen, Y. Xiao, J. 2018. Effects of paper containing 1-MCP postharvest treatment on the disassembly of cell wall polysaccharides and softening in Younai plum fruit during storage. Food Chemistry, 264, 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.05.031>
- Lin, Y., Y. Lin, H. Lin, M.A. Ritenour, J. Shi, S. Zhang, Y. Chen, and H. Wang. 2017. Hydrogen peroxide-induced pericarp browning of harvested longan fruit in association with energy metabolism. Food Chem. 225:31–36. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.12.088>
- Lira-Saade, R. 1996. Chayote. *Sechium edule* Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops 8. Institute of Plant Genetics and Crop Plant Research, Gatersleben/International Plant Genetic Resources Institute, Rome, Italy 57 p.
- Liu, K., J. Liu, H. Li, C. Yuan, J. Zhong, and Y. Chen. 2016. Influence of postharvest citric acid and chitosan coating treatment on ripening attributes and expression of cell wall related genes in cherimoya (*Annona cherimola* Mill.) fruit. Sci. Hortic. 198:1–11. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.11.008>

- Liu, S., A. Murtaza, Y. Liu, W. Hu, X. Xu, and S. Pan. 2018. Catalytic and Structural Characterization of a Browning-Related Protein in Oriental Sweet Melon (*Cucumis Melo* var. *Makuwa Makino*). *Front. Chem.* 6. [10.3389/fchem.2018.00354](https://doi.org/10.3389/fchem.2018.00354)
- Loizzo, M.R., M. Bonesi, F. Menichini, M.C. Tenuta, M. Leporini, and R. Tundis. 2016. Antioxidant and Carbohydrate-Hydrolysing Enzymes Potential of *Sechium edule* (Jacq.) Swartz (Cucurbitaceae) Peel, Leaves and Pulp Fresh and Processed. *Plant Foods Hum Nutr* 71:381–387. <https://doi.org/10.1007/s11130-016-0571-4>
- Lombardo-Earl, G., R. Roman-Ramos, A. Zamilpa, M. Herrera-Ruiz, G. Rosas-Salgado, J. Tortoriello, and E. Jiménez-Ferrer. 2014. Extracts and Fractions from Edible Roots of *Sechium edule* (Jacq.) Sw. with Antihypertensive Activity. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine* 2014:e594326. <https://doi.org/10.1155/2014/594326>
- Lorent, J.H., J. Quetin-Leclercq, and M. Mingeot-Leclercq. 2014. The amphiphilic nature of saponins and their effects on artificial and biological membranes and potential consequences for red blood and cancer cells. *Org. Biomol. Chem.* 12:8803–8822. <https://doi.org/10.1039/C4OB01652A>
- Lufu, R., A. Ambaw, and U.L. Opara. 2020. Water loss of fresh fruit: Influencing pre-harvest, harvest and postharvest factors. *Scientia Horticulturae* 272:109519. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109519>
- Luo, F., Q. Li, L. Yu, C. Wang, and H. Qi. 2020. High concentrations of CPPU promotes cucurbitacin B accumulation in melon (*Cucumis melo* var. *makuwa Makino*) fruit by inducing transcription factor CmBt. *Plant Physiology and Biochemistry* 154:770–781. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2020.05.033>
- Lv, J., Zhang, M., Bai, L., Han, X., Ge, Y., Wang, W., & Li, J. 2019. Effects of 1-methylcyclopropene (1-MCP) on the expression of genes involved in the chlorophyll degradation pathway of apple fruit during storage. *Food Chemistry*, 125707. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.125707>
- Ma, Q., Y. Ding, J. Chang, X. Sun, L. Zhang, Q. Wei, Y. Cheng, L. Cheng, and X. Deng. 2013. Comprehensive insights on how 2,4-dichlorophenoxyacetic acid retards senescence in post-harvest citrus fruits using transcriptomic and proteomic approaches. *Journal of Experimental Botany* 65(1):61–74. <https://doi.org/10.1093/jxb/ert344>
- Ma, Y., X. Lu, J.F. Nock, and C.B. Watkins. 2015. Peroxidase and polyphenoloxidase activities in relation to flesh browning of stem-end and calyx-end tissues of “Empire” apples during controlled atmosphere storage. *Postharvest Biology and Technology* 108: 1–7. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2015.05.002>
- Madala, N.E., L. Piater, I. Dubery, and P. Steenkamp. 2016. Distribution patterns of flavonoids from three *Momordica* species by ultra-high performance liquid chromatography quadrupole time of flight mass spectrometry: a metabolomic profiling approach. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 26:507–513. <https://doi.org/10.1016/j.bjp.2016.03.009>

- Mahajan, P. V., O.J. Caleb, M.I. Gil, H. Izumi, G. Colelli, C.B. Watkins, and M. Zude. 2017. Quality and safety of fresh horticultural commodities: Recent advances and future perspectives. *Food Packaging and Shelf Life* 14:2–11. <https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2017.08.001>
- Makkar, H.P.S., P. Siddhuraju, and K. Becker. 2007. Saponins, in: Makkar, H.P.S., Siddhuraju, P., Becker, K. (Eds.), *Plant Secondary Metabolites, Methods in Molecular Biology*™. Humana Press, Totowa, NJ, pp. 93–100. https://doi.org/10.1007/978-1-59745-425-4_16
- Maringgal, B., N. Hashim, I.S. Mohamed Amin Tawakkal, M.T.M. Mohamed, M.H. Hamzah, and M. Mohd Ali. 2021. Effect of *Kelulut* Honey Nanoparticles Coating on the Changes of Respiration Rate, Ascorbic Acid, and Total Phenolic Content of Papaya (*Carica papaya* L.) during Cold Storage. *Foods* 10(2):432. <https://doi.org/10.3390/foods10020432>
- Marliana, S.D., V. Suryanti, and S. Suyono. 2005. The phytochemical screenings and thin layer chromatography analysis of chemical compounds in ethanol extract of labu siam fruit (*Sechium edule* Jacq. Swartz.). *Asian Journal of Natural Product Biochemistry* 3: 26–31. <https://doi.org/10.13057/biofar/f030106>
- Márquez-Cardoso, C.J., D. Molina-Hernández, B.L. Caballero-Gutiérrez, H.J. Ciro-Velásquez, D.A. Restrepo-Molina, and G. Correa-Londoño. 2021. Physical, physiological, physicochemical and nutritional characterization of pumpkin (*Cucurbita maxima*) in postharvest stage cultivated in Antioquia-Colombia. *Rev. Fac. Nac. Agron.* 79(3): 9735-9744. <https://doi.org/10.15446/rfnam.v74n3.90820>
- Martínez-Damián, M.T., O. Cruz-Álvarez, M.T.B. Colinas-León, J.E. Rodríguez-Pérez, and S. Ramírez-Ramírez. 2013. Actividad enzimática y capacidad antioxidante en menta (*Mentha piperita* L.) almacenada bajo refrigeración. *Agron. Mesoam.* 24:57. <https://doi.org/10.15517/am.v24i1.9641>
- Mashilo, J., A.O. Odindo, H.A. Shimelis, P. Musenge, S.Z. Tesfay, and L.S. Magwaza. 2018. Photosynthetic response of bottle gourd [*Lagenaria siceraria* (Molina) Standl.] to drought stress: Relationship between cucurbitacins accumulation and drought tolerance. *Scientia Horticulturae* 231:133–143. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.12.027>
- Megías, Z., S. Manzano, C. Martínez, A. García, E. Aguado, D. Garrido, M.M. Rebosollo, J.L. Valenzuela, and M. Jamilena. 2018. Breeding for postharvest cold tolerance in zucchini squash. *Acta Horticulturae* 1194:357–362. [10.17660/ActaHortic.2018.1194.51](https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2018.1194.51)
- Mester, M.G., Condrat, Zdremtan, and Diaconescu. 2019. Phenolic profile and antioxidant activity of some species of the cucurbitaceae family. 19th International Multidisciplinary Scientific GeoConference SGEM 2019 19:845–852. <https://doi.org/10.5593/sgem2019/6.1/S25.109>
- Metral, E., W. Rachidi, O. Damour, F. Demarne, and N. Bechetoille. 2018. Long-term Genoprotection Effect of *Sechium edule* Fruit Extract Against UVA Irradiation in

Keratinocytes. Photochemistry and Photobiology 94:343–350.
<https://doi.org/10.1111/php.12854>

Mohd Ali, M., N. Hashim, S.K. Bejo, and R. Shamsudin. 2017. Rapid and nondestructive techniques for internal and external quality evaluation of watermelons: A review. *Scientia Horticulturae* 225:689-699. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.08.012>

Mohd Hassan, N., N.A. Yusof, A.F. Yahaya, N.N. Mohd Rozali, and R. Othman. 2019. Carotenoids of Capsicum Fruits: Pigment Profile and Health-Promoting Functional Attributes. *Antioxidants* 8(10):469. <https://doi.org/10.3390/antiox8100469>

Mohsen, E.M.S. 2019. Effect of Some Postharvest Treatments on Reducing Chilling Injury of Cucumber Fruits during Cold Storage. *Annals of Agric. Sci.* 57(2):455-468. DOI: [10.21608/ASSJM.2019.44926](https://doi.org/10.21608/ASSJM.2019.44926)

Montecinos-Pedro, L.A., M.L. Arevalo-Galarza, C. Garcia-Osorio, J. Cadena-Iñiguez, and M.E. Ramirez-Guzman. 2019. Postharvest quality of squash fruits stored at low temperature. *Rev. Mex. Cienc. Agric.* 10(5): 1157- 1166.

Montecinos-Pedro, L.A., M.L. Arévalo-Galarza, C. García-Osorio, J. Cadena-Iñiguez, y M.E. Ramírez-Guzmán. 2019. Postharvest quality of squash fruits stored at low temperature. *Rev. Mex. Cienc. Agríc.* 10(5):1157-1166.

Montesano, D., G. Rocchetti, P. Putnik, and L. Lucini. 2018. Bioactive profile of pumpkin: an overview on terpenoids and their health-promoting properties. *Current Opinion in Food Science, Foodomics Technologies 2018 * Innovations in Food Science* 22:81–87. <https://doi.org/10.1016/j.cofs.2018.02.003>

Mukherjee, P.K., S. Singha, A. Kar, J. Chanda, S. Banerjee, B. Dasgupta, P.K. Haldar, P.K., and N. Sharma. 2022. Therapeutic importance of Cucurbitaceae: A medicinally important family. *Journal of Ethnopharmacology* 282:114599. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2021.114599>

Mumtaz, S.M.F., S. Paul, and A.K. Bag. 2013. Effect of *Sechium edule* on chemical induced kidney damage in experimental animals. *Bangladesh Journal of Pharmacology* 8:28–35. <https://doi.org/10.3329/bjp.v8i1.12982>

N'Gaza, A. L. F., K.L. Kouassi, K.K. Koffi, K. Kouakou, J.P. Baudoin, and B.I.A. Zoro. 2019. Prevalence and variation of viviparous germination with respect to fruit maturation in the bottle gourd *Lagenaria siceraria* (Molina) Standley (Cucurbitaceae). *Heliyon*, 5(10): e02584. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2019.e02584>

Nayak, S.L., S. Sethi, R.R. Sharma, and U. Prajapati. 2019. Active Edible Coatings for Fresh Fruits and Vegetables, in: Gutiérrez, T.J. (Ed.), *Polymers for Agri-Food Applications*. Springer International Publishing, Cham, pp. 417–432. https://doi.org/10.1007/978-3-030-19416-1_21

Neeraja, K., R. Debnath, and S.M. Firdous. 2015. Cardioprotective activity of fruits of *Sechium edule*. *Bangladesh Journal of Pharmacology* 10:125–130. <https://doi.org/10.3329/bjp.v10i1.21329>

- Newstrom, L. E. 2019. 12. Origin and Evolution of Chayote, *Sechium edule*. Biology and Utilization of the Cucurbitaceae, 141–149. <https://doi.org/10.7591/9781501745447-014>
- Norastehnia, A., R. H. Sajedi, and M. Nojavan-Asghari. 2007. Inhibitory effects of methyl jasmonate on seed germination in maize (*Zea mays*): effect on α -amylase activity and ethylene production. *Gen. Appl. Plant Physiology* 33(1-2):13-23
- Olayinka, B.U. and E.O. Etejere. 2018. Proximate and Chemical Compositions of Watermelon (*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum and Nakai cv Red and Cucumber (*Cucumis sativus* L. cv Pipino). *IFRJ* 25(3):1060-1066.
- Olufunmilayo, S. O., and O. Uzoma. 2016. Postharvest physicochemical properties of cucumber fruits (*Cucumis sativus* L) treated with chitosan-lemon grass extracts under different storage durations. *African Journal of Biotechnology* 15(50):2758–2766. DOI: [10.5897/AJB2016.15561](https://doi.org/10.5897/AJB2016.15561)
- Owoyemi, A., R. Porat, and V. Rodov. 2021. Effects of compostable packaging and perforation rates on cucumber quality during extended shelf life and simulated farm-to-fork supply-chain conditions. *Foods* 10(2):471. <https://doi.org/10.3390/foods10020471>
- Panahirad, S., M. Dadpour, S.H. Peighambardoust, M. Soltanzadeh, B. Gullón, K. Alirezalu, and J.M. Lorenzo. 2021. Applications of carboxymethyl cellulose- and pectin-based active edible coatings in preservation of fruits and vegetables: A review. *Trends in Food Science & Technology* 110:663–673. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.02.025>
- Panahirad, S., R. Naghshiband-Hassani, S. Bergin, R. Katam, and N. Mahna. 2020. Improvement of Postharvest Quality of Plum (*Prunus domestica* L.) Using Polysaccharide-Based Edible Coatings. *Plants* 9:1148. <https://doi.org/10.3390/plants9091148>
- Patel, C. and J. Panigrahi. 2019. Starch glucose coating-induced postharvest shelf-life extension of cucumber. *Food Chemistry* 288: 208-214. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.02.123>
- Paul, V., and R. Pandey. 2014. Role of internal atmosphere on fruit ripening and storability- a review. *J Food Sci Technol* 51:1223–1250. <https://doi.org/10.1007/s13197-011-0583-x>
- Pineda-Vargas, A., A.M. Mejia-Doria, and A.L. Duque-Cifuentes. 2020. Evaluation of the drying effect on some properties of chayote flour *Sechium edule* (Jacq.) Sw. *Dyna rev. fac. nac. minas* 87(214):191-195. <https://doi.org/10.15446/dyna.v87n214.72947>
- Poljak, I., N. Vahčić, Z. Liber, K. Tumpa, V. Pintar, I. Zegnal, A. Vidaković, B. Valković, D. Kajba, and M. Idžojić. 2021. Morphological and Chemical Diversity and Antioxidant Capacity of the Service Tree (*Sorbus domestica* L.) Fruits from Two Eco-Geographical Regions. *Plants* 10(8):1691. <https://doi.org/10.3390/plants10081691>
- Ponsankar, A., K. Sahayaraj, S. Senthil-Nathan, P. Vasantha-Srinivasan, S. Karthi, A. Thanigaivel, G. Petchidurai, M. Madasamy, W.B. Hunter. 2020. Toxicity and developmental effect of cucurbitacin E from *Citrullus colocynthis* L. (Cucurbitales:

- Cucurbitaceae) against *Spodoptera litura* Fab. and a non-target earthworm *Eisenia fetida* Savigny. *Environ Sci Pollut Res* 27:23390–23401. <https://doi.org/10.1007/s11356-019-04438-1>
- Prajapati, U., R. Asrey, E. Varghese, A.K. Singh, and M. Pal Singh. 2021. Effects of postharvest ultraviolet-C treatment on shelf-life and quality of bitter melon fruit during storage. *Food Packaging and Shelf Life* 28:100665. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.100665>
- Preciado-Rangel, P., J.J. Reyes-Pérez, S.C. Ramírez-Rodríguez, L. Salas-Pérez, M. Fortis-Hernández, B. Murillo-Amador, and E. Troyo-Diequez. 2019. Foliar Aspersión of Salicylic Acid Improves Phenolic and Flavonoid Compounds, and Also the Fruit Yield in Cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Plants* 8(2): 44. [10.3390/plants8020044](https://doi.org/10.3390/plants8020044)
- Premkumar, G. 2016. Preliminary phytochemical and nutritional profiles of an underutilized vegetable *Sechium edule* (Jacq.) Swartz. *South Indian Journal of Biological Sciences* 2(1):207-212.
- Pu, Y., T. Ding, W. Wang, Y. Xiang, X. Ye, M. Li, and D. Liu. 2018. Effect of harvest, drying and storage on the bitterness, moisture, sugars, free amino acids and phenolic compounds of jujube fruit (*Zizyphus jujuba* cv. Junzao). *Journal of the Science of Food and Agriculture* 98:628–634. <https://doi.org/10.1002/jsfa.8507>
- Puspitasari, D.J., N.S. Damayanti, and S. Nuryanti. 2020. Extraction pectin from squash (*Sechium edule* sw) peles. *J. Phys.: Conf. Ser.* 1763:012037. DOI:10.1088/1742-6596/1763/1/012037
- Qi, X. and K.U. Torii. 2018. Hormonal and environmental signals guiding stomatal development. *BMC Biol* 16:21. <https://doi.org/10.1186/s12915-018-0488-5>
- Qian, C., N. Ren, J. Wang, Q. Xu, X. Chen, and X. Qi. 2018. Effects of exogenous application of CPPU, NAA and GA 4+7 on parthenocarpy and fruit quality in cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Food Chemistry* 243:410–413. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.09.150>
- Qing, Z., Y. Shi, L. Han, P. Li, Z. Zha, C. Liu, X. Liu, P. Huang, Y. Liu, Q. Tang, K. Zeng, J. Zeng, and Y. Zhou. 2022. Identification of seven undescribed cucurbitacins in *Cucumis sativus* (cucumber) and their cytotoxic activity. *Phytochemistry* 197:113123. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2022.113123>
- Qu, G.Q., X. Liu, Y.L. Zhang, D. Yao, Q.M. Ma, M. Yang, W. Zhu, S. Yu, and Y. Luo. 2009. Evidence for programmed cell death and activation of specific caspase-like enzymes in the tomato fruit heat stress response. *Planta* 229:1269–1279. <https://doi.org/10.1007/s00425-009-0908-4>
- Quintana, S.E., R.M. Marsiglia, D. Machacon, E. Torregroza, L.A. García-Zapatero. 2018. Chemical Composition and Physicochemical Properties of Squash (*Cucurbita moschata*) Cultivated in Bolivar Department (Colombia). *Contemporary Engineering Sciences* 11(21):1003–1012. <https://doi.org/10.12988/ces.2018.8384>

- Rahman, M.M., M.S. Rahaman, M.R. Islam, F. Rahman, F.M. Mithi, T. Alqahtani, M.A. Almikhlaifi, S.Q. Alghamdi, A.S. Alruwaili, M.S. Hossain, M. Ahmed, R. Das, T.B. Emran, and M.S. Uddin. 2022. Role of Phenolic Compounds in Human Disease: Current Knowledge and Future Prospects. *Molecules* 27:233. <https://doi.org/10.3390/molecules27010233>
- Ramabulana, A.-T., D. Petras, N.E. Madala, F. Tugizimana. 2021. Metabolomics and Molecular Networking to Characterize the Chemical Space of Four Momordica Plant Species. *Metabolites* 11:763. <https://doi.org/10.3390/metabo11110763>
- Ramalhete, C., B.M.F. Gonçalves, F. Barbosa, N. Duarte, and M.J.U. Ferreira. 2022. Momordica balsamina: phytochemistry and pharmacological potential of a gifted species. *Phytochem Rev* 21:617–646. <https://doi.org/10.1007/s11101-022-09802-7>
- Ramírez-Rodas, Y., M.L. Arevalo-Galarza, J. Cadena-Iñiguez, R.M. Soto-Hernández, C.B. Peña-Valdivia, and J.A. Guerrero-Analco. 2022. Development and Growth of Chayote Fruit (*Sechium edule* var. *virens levis*). SSRN. <http://dx.doi.org/10.2139/ssrn.4151259>
- Ramirez-Rodas, Y.C., M.L. Arevalo-Galarza, R.M. Soto-Hernández, J. Cadena-Iñiguez, and V.M. Cisneros-Solano. 2021. Management of a phylogenetic resource to produce secondary metabolites in rural economic diversification projects. 25th International Congress on Project Management and Engineering 13.
- Ramírez-Rodas, Y.C., M.L.C. Arévalo-Galarza, J. Cadena-Iñiguez, A. Delgado-Alvarado, L. Ruiz-Posadas, and M.R. Soto-Hernández. 2021. Postharvest storage of three chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw.) varieties. *Scientia Agropecuaria* 12(2):239-247. <https://dx.doi.org/10.17268/sci.agropecu.2021.027>
- Renner, S.S., S. Wu, O.A. Pérez-Escobar M.V. Silber, Z. Fei, and G. Chomicki. 2021. A chromosome-level genome of a Kordofan melon illuminates the origin of domesticated watermelons. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 118:e2101486118. <https://doi.org/10.1073/pnas.2101486118>
- Ribeiro, A.M., B.N. Estevinho, and F. Rocha. 2021. Preparation and Incorporation of Functional Ingredients in Edible Films and Coatings. *Food Bioprocess Technol* 14: 209–231. <https://doi.org/10.1007/s11947-020-02528-4>
- Riviello-Flores, M., M.L.C. Arévalo-Galarza, J. Cadena-Iñiguez, J., M.R. Soto-Hernández, L. Ruiz-Posadas, and F. Gómez-Merino. 2018. Nutraceutical Characteristics of the Extracts and Juice of Chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw.) Fruits. *Beverages* 4(2): 37. <https://doi.org/10.3390/beverages4020037>
- Rodríguez-Larramendi, L.A., F. Guevara-Hernández, R.A. Campos-Saldaña, M.A. Salas-Marina, J.C. Gómez-Castañeda, M.A. Fonseca-Flores, L. Valle-Ruiz, and J. Basterrechea-Bermejo. 2017. Traditional knowledge on integrated pest and weed management in chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw.) crops from localities of Chiapas, Mexico. *Acta Agronómica* 66(4):466-472. <https://doi.org/10.15446/acag.v66n4.57294>

- Rokaya, P.R., D.R. Baral, D.M. Gautam, A.K. Shrestha, and K.P. Paudyal. 2016. Effect of Postharvest Treatments on Quality and Shelf Life of Mandarin (*Citrus reticulata* Blanco). *American Journal of Plant Sciences* 7(7): 1098-1105. DOI: [10.4236/ajps.2016.77105](https://doi.org/10.4236/ajps.2016.77105)
- Rolbiecki, R., S. Rolbiecki, A. Figas B. Jagosz, D. Wichrowska, W. Ptach, P. Prus, H.A. Sadan, P.F. Ferenc, P. Stachowski, and D. Liberacki. 2021. Effect of Drip Fertigation with Nitrogen on Yield and Nutritive Value of Melon Cultivated on a Very Light Soil. *Agronomy* 11(5):934. <https://doi.org/10.3390/agronomy11050934>
- Rolnik, A., and B. Olas. 2020. Vegetables from Cucurbitaceae family and their products; positive effect on human health. *Nutrition*:110788. <https://doi.org/10.1016/j.nut.2020.110788>
- Romero-Velázquez, S. D., B. Tlapal-Bolaños, J. Cadena-Iñiguez, D. Nieto-Ángel, Daniel, and M.L. Arévalo-Galarza. 2015. Fungi that cause postharvest diseases in chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw.) and their in vitro control. *Agronomía Costarricense* 39(2):19-32.
- Romero-Velázquez, S.D, M.L. Arévalo-Galarza, J. Cadena-Iñiguez, D. Nieto-Ángel, y B. Tlapal-Bolaños. 2014. Tratamientos para el control de enfermedades postcosecha en chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw.). Tesis Maestría en Ciencias, Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo. Texcoco, Estado de México. 56 p. <http://colposdigital.colpos.mx:8080/xmlui/handle/10521/2557/>.
- Rosado-Pérez, J., I. Aguiñiga-Sánchez, E. Santiago-Osorio, and V.M. Mendoza-Núñez. 2019. Effect of *Sechium edule* var. *nigrum spinosum* (Chayote) on Oxidative Stress and Pro-Inflammatory Markers in Older Adults with Metabolic Syndrome: An Exploratory Study. *Antioxidants* 8:146. <https://doi.org/10.3390/antiox8050146>
- Sáenz M.V. y E. Valverde. 1986. Identificación y estacionalidad de los factores de rechazo de frutos de exportación del chayote (*Sechium edule*) *Costarricense. Agronomía Costarricense* 10 (1/2): 73-87.
- Sakung, J.M., Y. Nurmayanti, Rahmania, Mulyani, and H. Fitra. 2020. Nutritional Evaluation of Chayote Flour-Based Biscuits (*Sechium edule*). *Indian Journal of Public Health Research & Development* 11(3):2034-2038
- Salas, R. A., V.N. Pole, F.M. Salas, and M.A. Quevedo. 2015. Shelf-life and free radical scavenging activity of bittergourd (*Momordica charantia* L.) coated with phytochemical extracts. *Acta Horticulturae* 1088:247–250. DOI: [10.17660/Acta_Hortic.2015.1088.39](https://doi.org/10.17660/Acta_Hortic.2015.1088.39)
- Salazar-Aguilar, S., L. Ruiz-Posadas, J. Cadena-Iñiguez, M. Soto-Hernández, E. Santiago-Osorio, I. Aguiñiga-Sánchez, A.R. Rivera, and J. Aguirre-Medina. 2017. *Sechium edule* (Jacq.) Swartz, a New Cultivar with Antiproliferative Potential in a Human Cervical Cancer HeLa Cell Line. *Nutrients* 9(8):798. <https://doi.org/10.3390/nu9080798>

- Salisbury, E. J. 1928. On the causes and ecological significance of stomatal frequency, with special reference to the woodland flora. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London, Series B* 216(1):1-65.
- Sangi, S., M.L.C. Santos, R.C. Alexandrino, M.D. Cunha, F.S. Coehlo, G.P. Ribeiro, D. Lenz, H. Ballesteros, A.S. Hemerly, T.M. Venancio, A.E.A. Oliveira, and C. Grativol. 2019. Cell wall dynamics and gene expression on soybean embryonic axes during germination. *Plant* 250:1325–1337. <https://doi.org/10.1007/s00425-019-03231-1>
- Santana-Gálvez, J., and D.A. Jacobo-Velázquez. 2017. Classification of Phenolic Compounds, in: *Phenolic Compounds in Food*. CRC Press. Sateesh*, G., Hussaini, S.F., Kumar, G.S., Rao, B.S.S., 2012. Anti-Ulcer Activity of *Sechium Edule* Ethanolic Fruit Extract. *Pharma Innovation* 1, 77–81.
- Sellitto V.M., S. Zara, F. Fracchetti, V. Capozzi, and T. Nardi. 2021. Microbial Biocontrol as an Alternative to Synthetic Fungicides: Boundaries between Pre- and Postharvest Applications on Vegetables and Fruits. *Fermentation* 7(2):60. <https://doi.org/10.3390/fermentation7020060>
- Serradilla, M. J., Falagán, N., Bohmer, B., Terry, L. A., y M.C. Alamar. 2019. The role of ethylene and 1-MCP in early-season sweet cherry “Burlat” storage life. *Scientia Horticulturae*. 258. 108787. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.108787>
- Shadung, K.G., and P.W. Mashela. 2016. Suitable organ(s) in wild *Cucumis africanus* for the production of nemafric-BL phytonematicide. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B — Soil & Plant Science* 66:381–383. <https://doi.org/10.1080/09064710.2015.1122829>
- Shang, J., S. Kong, N. Li, J. Wang, D. Zhou, Li, Nannan, and S. Ma. 2020. Genetic mapping and localization of major QTL for bitterness in melon (*Cucumis melo* L.). *Scientia Horticulturae* 266:109286. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109286>
- Sharma, S., V. Katoch, S. Kumar, and S. Chatterjee. 2021. Functional relationship of vegetable colors and bioactive compounds: Implications in human health. *The Journal of Nutritional Biochemistry* 92:108615. <https://doi.org/10.1016/j.jnutbio.2021.108615>
- Shumye Adilu, G., K. Woldetsadik, and I. Fitiwi. 2020. Postharvest Changes in Weight and Sugar Content of Cactus Pear [*Opuntia Ficus-indica* (L.) Mill.] Fruit under Integrated Handling Practices. *International Journal of Fruit Science*, S1862-S1875. <https://doi.org/10.1080/15538362.2020.1834899>
- SIAP. 2022. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Disponible en: <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/> (Fecha de consulta 10 de enero de 2022)
- Siddiqui, M.W., V. Deshi, F. Homa, M.A. Aftab, T. Aftab. 2021. Inhibitory Effects of Hydrogen Sulfide on Oxidative Damage and Pericarp Browning in Harvested Litchi. *J. Plant Growth Regul.* 40:2560–2569. <https://doi.org/10.1007/s00344-021-10300-x>
- Simkin, A.S., M. Faralli, S. Ramamoorthy, and T. Lawson. 2019. Photosynthesis in non-foliar tissues: implications for yield. *The Plant Journal* 101(4):1001-1015. <https://doi.org/10.1111/tpj.14633>

- Singh, D., and R.R. Sharma. 2018. Postharvest Diseases of Fruits and Vegetables and Their Management. M. Wasim (Ed.) Postharvest Disinfection of Fruits and Vegetables, Academic Press, Cambridge 1–52. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-812698-1.00001-7>
- Sortino, G., Saletta, F., Puccio, S., Scuderi, D., Allegra, A., Inglese P., & Farina V. 2020. Extending the Shelf Life of White Peach Fruit with 1-Methylcyclopropene and Aloe arborescens Edible Coating. *Agriculture* 10(5), 151. <https://doi.org/10.3390/agriculture10050151>
- Soto-Hernández, M., J. Iñiguez-Cadena, M.L.C. Arévalo-Galarza, E. Santiago-Osorio, I.A. Ruíz-Posadas, and L.M. 2015. Lead Compounds from Cucurbitaceae for the Treatment of Cancer, *Phytochemicals - Isolation, Characterisation and Role in Human Health*. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/60048>
- Sui, X., N. Shan, L. Hu, C. Zhang, C. Yu, H. Ren, R. Turgen, and Z. Zhang. 2017. The complex character of photosynthesis in cucumber fruit. *Journal of Experimental Botany* 68(7):1625–1637. <https://doi.org/10.1093/jxb/erx034>
- Suseno, N., E. Savitri, L. Sapei, and K.S. Padmawijaya, K.S., 2014. Improving Shelf-life of Cavendish Banana Using Chitosan Edible Coating. *Procedia Chemistry, International Conference and Workshop on Chemical Engineering UNPAR 2013 (ICCE UNPAR 2013)* 9:113–120. <https://doi.org/10.1016/j.proche.2014.05.014>
- Suzuki, T., T. Morishita, Y. Mukasa, S. Takigawa, S. Yokota, K. Ishiguro, and T. Noda. 2014. Breeding of ‘Manten-Kirari’, a non-bitter and trace-rutinosidase variety of Tartary buckwheat (*Fagopyrum tataricum* Gaertn.). *Breeding Science* 64:344–350. <https://doi.org/10.1270/jsbbs.64.344>
- Taynath, S. J., B.K. Singh, S. Jena, and P.P. Said. 2020. Optimization of Process Variables for Petha Manufacture from Chayote (*Sechium edule* Sw.). *Journal of Food Processing and Preservation* 44(1). <https://doi.org/10.1111/jfpp.14872>
- Tesfay, S.Z., L.S. Magwaza, N. Mbili, and A. Mditshwa. 2017. Carboxyl methylcellulose (CMC) containing moringa plant extracts as new postharvest organic edible coating for Avocado (*Persea americana* Mill.) fruit. *Scientia Horticulturae* 226:201–207. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.08.047>
- Thimmappa, R., K. Geisler, T. Louveau, P. O'Maille, and A. Osbourn. 2014. Triterpene Biosynthesis in Plants. *Annual Review of Plant Biology* 65:225–257. <https://doi.org/10.1146/annurev-arplant-050312-120229>
- Tilahun, S., H.R. Choi, S.H. Kim, D. Park, Y.M. Lee, T. Salomón, C.S. Jung. 2019. Fruit Size and Placement in Packaging Affect Firmness-Related Quality Attributes of Muskmelon (*Cucumis melo* L.) Fruit. *Horticultural Science and Technology* 37(2): 246-255. <https://doi.org/10.12972/kjhst.20190024>
- Torres, J. A. G., Núñez-Pastrana, R., Leyva-Ovalle, O. R., Ortiz-Laurel, H., Contreras-Oliva, A., López-Espíndola, M., & Herrera-Corredor, J. A. (2019). Determinación de la vida útil sensorial en chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw.) de exportación con cuatro

- recubrimientos comerciales almacenado a temperatura ambiente y refrigeración. *AgroProductividad*, 12(6). <https://doi.org/10.32854/agrop.v0i0.359>
- Trejo-Moreno, C., G. Castro-Martínez, M. Méndez-Martínez, J.E. Jiménez-Ferrer, J. Pedraza-Chaverri, G. Arrellín, A. Zamilpa-Álvarez, O.N. Medina-Campos, G. Lombardo-Earl, G.J. Barrita-Cruz, B. Hernández, C.C. Ramírez, M.A. Santana, G. Fragoso, and G. Rosas. 2018. Data of the effects of acetone fraction from *Sechium edule* (Jacq.) S.w. edible roots in the kidney of endothelial dysfunction induced mice. *Data in Brief* 18:448–453. <https://doi.org/10.1016/j.dib.2018.03.051>
- Tsouvaltzis, P., and J.K. Brecht. 2017. Inhibition of Enzymatic Browning of Fresh-Cut Potato by Immersion in Citric Acid is Not Solely Due to pH Reduction of the Solution. *J. Food Process. Preserv.* 41:e12829. <https://doi.org/10.1111/jfpp.12829>
- Turmanidze, T., Gulua, L., Jgenti, M., and L. Wicker. 2017. Potential antioxidant retention and quality maintenance in raspberries and strawberries treated with calcium chloride and stored under refrigeration. *Brazilian Journal of Food Technology*. 20(0) e2016089. <https://doi.org/10.1590/1981-6723.8916>
- Upadhyay, S., G.S. Jeena, and R.K. Shikha. 2018. Recent advances in steroidal saponins biosynthesis and in vitro production. *Planta* 248:519–544. <https://doi.org/10.1007/s00425-018-2911-0>
- Vadera, HR, J.B. Pandya, and S.K. Mehta. 2021. Quantitative analysis of source-sink relationship in leaves and fruit of *Cucumis melo* L. *I J R B A T Issue (Special-17)*:356-365.
- Vafae, Y., N. Ghaderi, and A. Khadivi. 2017. Morphological variation and marker-fruit trait associations in a collection of grapes (*Vitis vinifera* L.). *Scientia Horticulturae* 225:771–782. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.08.007>
- Valcárcel, J.V., R.M. Peiró, A. Pérez-de-Castro, and M. Jose-Diez. 2018. Morphological characterization of the cucumber (*Cucumis sativus* L.) collection of the COMAV's Genebank. *Genet Resour Crop Evol* 65:1293–1306. <https://doi.org/10.1007/s10722-018-0614-9>
- Valverde-Miranda, D., M. Díaz-Pérez, M. Gómez-Galán, and A.J. Callejón-Ferre. 2021. Total soluble solids and dry matter of cucumber as indicators of shelf life. *Postharvest Biology and Technology* 180:111603. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2021.111603>
- van Meeteren, E. and S. Aliniaiefard. 2016. Stomata and postharvest physiology. (Ed) Parrek, S. *Postharvest ripening physiology of crops* (157-216). Boca Raton, FL. Taylor & Francis Group.
- Velásquez, S.S., P.A.S. Bernabé, N.S.S. Bernabé, L.E.S. Rodríguez, and M.A.A. Castañeda. 2021. Determinación de parámetros operativos para la producción de extracto de saponinas de *Cucumis dipsaceus* “jaboncillo de campo.” *Revista de Investigaciones de la Universidad Le Cordon Bleu* 8:29–43. <https://doi.org/10.36955/RIULCB.2021v8n1.003>

- Verma, V. K., A. Pandey, A.K. Jha, and S.V. Ngachan. 2017. Genetic characterization of chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Swartz.] landraces of NorthEastern Hills of India and conservation measure. *Physiology and Molecular Biology of Plants* 23(4):911–924. [10.1007/s12298-017-0478-z](https://doi.org/10.1007/s12298-017-0478-z)
- Veronika, S., and J.M. Siahaan. 2021. The Effect of Ethanol Extract and Fruit Fraction of Chayote (*Sechium Edule* (Jacq.) Swartz) on Oxidative Stress and Leptin Leptins in Wistar Brain White Rats (*Rattus Novergicus* Sp.) High-Fatty Diet Induced Obesity. *International Journal of Biomedical Herbal Medicine* 1:10–14. <https://doi.org/10.46880/ijbhm.v1i1.731>
- Vieira, E.F., O. Pinho, .M.P.L.V.O Ferreira, and C. Delerue-Matos. 2019. Chayote (*Sechium edule*): A review of nutritional composition, bioactivities and potential applications. *Food Chemistry* 275:557–568. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.09.146>
- Vuolo, M.M., V.S. Lima, and M.R. Maróstica Junior. 2019. Chapter 2 - Phenolic Compounds: Structure, Classification, and Antioxidant Power, in: Campos, M.R.S. (Ed.), *Bioactive Compounds*. Woodhead Publishing, pp. 33–50. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814774-0.00002-5>
- Wagner, Y., E. Pozner, P. Bar-On, U. Ramon, E. Raveh, E. Neuhaus, S. Cohen, J. Grünzweig, and T. Klein. 2021. Rapid stomatal response in lemon saves trees and their fruit yields under summer desiccation but fails under recurring droughts. *Agricultural and Forest Meteorology* 307:108487. <https://doi.org/10.1016/j.agrformet.2021.108487>
- Wahyuningtyas, A.P., D.P. Putri, N. Maharani, and A.N., Al-Baarri. 2021. Flavonoid fraction from chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw) leaves reduced malondialdehyde (MDA) and tumor necrosis factor- α (TNF- α) in hyperuricemic rats. *Nutrition & Food Science* 52:366–378. <https://doi.org/10.1108/NFS-04-2021-0134>
- Waizel-Bucay, J., Waizel-Haiat, S., 2019. Las plantas con principios amargos y su uso medicinal. ¿Un futuro dulce? *Otorrinolaringología* 64:202–228.
- Wang, C., Y. Wang, M. Wang, H. Han, Y. Luo, W. Ding, W. Xu, Y. Zhong, H. Huang, and S. Qu. 2020. Soluble sugars accumulation and related gene expression during fruit development in *Cucurbita maxima* Duchesne. *Scientia Horticulturae* 272:109520. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109520>
- Wang, J., G. Huang, J. Li, J. Zheng, Q. Huang, and H. Liu. 2017. Effect of soil moisture-based furrow irrigation scheduling on melon (*Cucumis melo* L.) yield and quality in an arid region of Northwest China. *Agricultural Water Management* 179:167–176. <http://dx.doi.org/10.1016/j.agwat.2016.04.023>
- Wang, J., L. Mao, X. Li, Z. Lv, C. Liu, Y. Huang, and D. Li. 2018. Oxalic acid pretreatment reduces chilling injury in Hami melons (*Cucumis melo* var. *reticulatus* Naud.) by regulating enzymes involved in antioxidative pathways. *Scientia Horticulturae* 241:201–208. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.06.084>

- Wang, Y., J. Zhang, M. Sun, C. He, K. Yu, B. Zhao, R. Li, J. Li, Z. Yang, X. Wang, H. Duan, J. Fu, S. Liu, X. Zhang, and J. Zheng. 2021. Multi-Omics Analyses Reveal Systemic Insights into Maize Vivipary. *Plants* 10(11):2437. <https://doi.org/10.3390/plants10112437>
- Wegrzyn, T., & MacRae, E. (1995). *Alpha-amylase and Starch Degradation in Kiwifruit*. *Journal of Plant Physiology*, 147(1), 19–28. [https://doi.org/10.1016/S0176-1617\(11\)81407-0](https://doi.org/10.1016/S0176-1617(11)81407-0)
- Wu, Q., Tao, X., Ai, X., Luo, Z., Mao, L., Ying, T., and L., Li. 2018. Effect of exogenous auxin on aroma volatiles of cherry tomato (*Solanum lycopersicum* L.) fruit during postharvest ripening. *Postharvest Biology and Technology*. 146:108–116. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2018.08.010>
- Yang, F.H., L.W. De Vetter, B.C. Strick, and D.R. Bryla. 2020. Stomatal functioning and its influence on fruit calcium accumulation in northern highbush blueberry. *HortScience* 55(1):96–102. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI14482-19>
- Yang, L., K.S. Wen, X. Ruan, Y. Zhao, F. Wei, and Q. Wang. 2018. Response of Plant Secondary Metabolites to Environmental Factors. *Molecules* 23:762. <https://doi.org/10.3390/molecules23040762>
- Yang, M.Y., K.C. Chan, Y.J. Lee, X.Z. Chang, C. Wu, and C. Wang. 2015. *Sechium edule* Shoot Extracts and Active Components Improve Obesity and a Fatty Liver That Involved Reducing Hepatic Lipogenesis and Adipogenesis in High-Fat-Diet-Fed Rats. *J. Agric. Food Chem.* 63:4587–4596. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.5b00346>
- Yao, M. W. Chen, J. Kong, X. Zhang, N. Shi, S. Zhong, P. Ma, P. Gallusci, S. Jackson, Y. Liu, and Y. Hong. 2020. Methyltransferase1 and ripening modulate vivipary during tomato fruit development. *Plant Physiology* 183(4):1883-1897. <https://doi.org/10.1104/pp.20.00499>
- Yao, W., T. Xu, S.U. Farooq, P. Jin, and Y. Zheng. 2018. Glycine betaine treatment alleviates chilling injury in zucchini fruit (*Cucurbita pepo* L.) by modulating antioxidant enzymes and membrane fatty acid metabolism. *Postharvest Biology and Technology* 144:20–28. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2018.05.007>
- Zainalabidin, F. A., Sagrin, M. S., Wan Azmi, W. N., and A. S. Ghazal. 2019. Optimum postharvest handling-effect of temperature on quality and shelf life of tropical fruits and vegetables. *J. Trop. Resour. Sustain. Sci.* 7:23-30
- Zhang (a), W., Zhao, H., Jiang, H., Xu, Y., Cao, J., & Jiang, W. 2020. Multiple 1-MCP treatment more effectively alleviated postharvest nectarine chilling injury than conventional one-time 1-MCP treatment by regulating ROS and energy metabolism. *Food Chemistry*, 127256. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.127256>
- Zhang (b), F., S. Wei, S. Cheng, Y. Wang, J. Hao, S. Wang, and Q. Zhou. 2020. Transcriptome analysis of postharvest blueberries (*Vaccinium corymbosum* 'Duke') in response to cold stress. *BMC Plant Biol* 20:80. <https://doi.org/10.1186/s12870-020-2281-1>

- Zhang (c), X.W., F.J. Liu, J. Zhai, F. Li, H.G. Bi, X.Z. Ai. 2020. Auxin acts as a downstream signaling molecule involved in hydrogen sulfide-induced chilling tolerance in cucumber. *Planta* 251:69. <https://doi.org/10.1007/s00425-020-03362-w>
- Zhang, W., H. Zhao, H. Jiang, Y. Xu, J. Cao, and W. Jiang. 2020. Multiple 1-MCP treatment more effectively alleviated postharvest nectarine chilling injury than conventional one-time 1-MCP treatment by regulating ROS and energy metabolism. *Food Chemistry* 127256. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.127256>
- Zhang, Y., D.J. Huber, M. Hu, G. Jiang, Z. Gao, X. Xu, Y. Jiang, and Z. Zhang. 2018. Delay of Postharvest Browning in Litchi Fruit by Melatonin via the Enhancing of Antioxidative Processes and Oxidation Repair. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 66(28):7475–7484. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.8b01922>
- Zhao, Y., and Li, C., 2018. Biosynthesis of Plant Triterpenoid Saponins in Microbial Cell Factories. *J. Agric. Food Chem.* 66:12155–12165. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.8b04657>
- Zhou, J.Y., C. Sun, L. Zhang, X. Dai, C. Xu, K.S. Chen. 2010. Preferential accumulation of orange-colored carotenoids in Ponkan (*Citrus reticulata*) fruit peel following postharvest application of ethylene or ethephon. *Sci. Hortic.* 126:229–235. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.07.019>
- Zhou, L., T. Liao, W. Liu, L. Zou, C. Liu, N.S. Terefe. 2020. Inhibitory effects of organic acids on polyphenol oxidase: From model systems to food systems. *Crit. Rev. Food Sci. Nutr.* 60:3594–3621. <https://doi.org/10.1080/10408398.2019.1702500>
- Zhou, Y., Y. Ma, J. Zeng, L. Duan, X. Xue, H. Wang, T. Lin, Z. Liu, K. Zeng, Y. Zhong, S. Zhang, Q. Hu, M. Liu, H. Zhang, J. Reed, T. Moses, Liu, Xinyan, P. Huang, Z. Qing, T. Liu, Xiubin, P. Tu, H. Kuang, Z. Zhang, A. Osbourn, D.K. Ro, Y. Shang, and S. Huang. 2016. Convergence and divergence of bitterness biosynthesis and regulation in Cucurbitaceae. *Nature Plants* 2:1–8. <https://doi.org/10.1038/nplants.2016.183>