

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

**DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN HORTICULTURA**

F
3006
C.2

**DAÑOS POR FRÍO EN POSCOSECHA DE *Alpinia*
purpurata "GINGER"**

T E S I S
QUE PRESENTA:

EDITH MEDINA LARA

**COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE**

**MAESTRO EN CIENCIAS EN
HORTICULTURA**



DIRECCION GENERAL ACADEMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES

Chapingo, Estado de México, Febrero de 2008



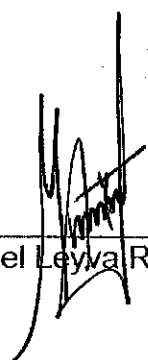
BIBLIOTECA

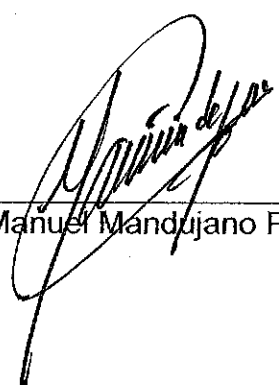
DAÑOS POR FRÍO EN POSCOSECHA DE *Alpinia purpurata*
"GINGER"

Tesis realizada por **Edith Medina Lara** bajo la dirección del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

DIRECTOR: 
Ph. D. María Teresa B. Colinas León

ASESOR: 
Dr. Gabriel Leyva Ruelas

ASESOR: 
M.C. Manuel Mandujano Piña

Chapingo, Estado de México, Febrero de 2008

DEDICATORIA

A MI HIJO Marco Aldo Hernández Medina gracias mi amor por tu comprensión. Sabes que eres lo más importante en mi vida y siempre estas conmigo.

A MIS PADRES Juan Medina Ramírez y Florentina Lara Aguilar por todo su apoyo que siempre me han dado.

A MIS HERMANOS Cristina, Antonio, Rodrigo, Socorro, Rita, Roberto y Ma. Guadalupe gracias porque en todo momento de mi vida han estado a mi lado.

A MI TIA Juana Medina Ramírez porque eres una persona muy importante para mi.

A MIS SOBRINOS Omar, Leonardo, Abraham, Itzel, Michelle, Diego, Miroslava, Paola, Victoria, Gael y Roberto José, cada momento a su lado es excepcional.

A los ingenieros Ma. Socorro Medina Lara y Crispín Cortés Flores por su constante apoyo, amistad y consejos.

A Cristina Medina Lara y Venancio León Flores por su gran apoyo desinteresado, por confiar en mi y por cuidar lo que más quiero en la vida.

LUPITA gracias por todo hermanita, sabes que siempre serás un ejemplo a seguir.

A todos mis compañeros del posgrado por los momentos agradables que vivimos siempre los recordare.

A MIS AMIGOS Lupita, Nadia, José Luis (Chelis), Argelia, Reyna, Lety, Carlo, Emmanuel, Erica, Yuri, Hugo, Frank Martha, nunca me arrepentiré de haberlos conocido gracias por todo.

EDITH

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Chapingo y al Instituto de Horticultura por darme la oportunidad de realizar mis estudios de Maestría.

Al H. Consejo de Profesores: Ph. D. Ma. Teresa Colinas León, Dr. Gabriel Leyva Ruelas, M. C. Manuel Mandujano Piña por sus valiosas sugerencias, contribución en la realización de este trabajo y por formar parte del jurado examinador.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por el apoyo económico para la realización de mis estudios de Maestría en Ciencias en Horticultura.

Al Departamento de Ingeniería Agroindustrial por el apoyo brindado en el presente trabajo.

Al personal del Laboratorio de Usos Múltiples del Departamento de Fitotecnia, especialmente a Don Cecilio, gracias por todo el apoyo otorgado durante la realización del experimento.

A todas las personas que de una u otra manera contribuyeron en la realización de esta investigación.

EDITH

DATOS PERSONALES

Nombre. Edith Medina Lara

Fecha de Nacimiento. 20 de Enero de 1981

Lugar de Nacimiento. Valle de Santiago, Guanajuato

Profesión. Ingeniero Agroindustrial

FORMACIÓN ACADÉMICA

- **1987-1993.** Escuela Primaria Urbana José María Morelos Número 10. Guarapo, Municipio de Valle de Santiago, Guanajuato.
- **1993-1996.** Escuela. Escuela Secundaria Técnica Número 36. Charco de Pantoja, Municipio de Valle de Santiago, Guanajuato
- **1996-1999.** Preparatoria Agrícola Chapingo. Chapingo, México.
- **2000-2004.** Universidad Autónoma Chapingo, Departamento de Ingeniería Agroindustrial. Chapingo, México.
- **2005-2006.** Maestría en Ciencias en Horticultura. Instituto de Horticultura. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México.

EXPERIENCIA PROFESIONAL

- Estancia Preprofesional en la Empresa Mar Bran S. A de C. V del 14 de junio al 14 de agosto de 2004 en el área de Aseguramiento de la Calidad. Irapuato, Guanajuato.
- Profesor de Asignatura en la Escuela Secundaria Particular "Fernando De Alva Ixtlilxóchitl" los ciclos escolares 2005-2006 – 2006-2007. Texcoco, Estado de México.
- Jefe de Control de Calidad en Austral Trading México S. A de C. V en la Central de Abasto de la Ciudad de México de marzo a junio de 2007.
- Profesor de Asignatura en La Universidad Tecnológica del Suroeste de Guanajuato. De Agosto de 2007 a la fecha. Valle de Santiago, Gto.

DAÑOS POR FRÍO EN POSCOSECHA DE *Alpinia purpurata* "GINGER"

CHILLING INJURY IN POSTHARVEST OF *Alpinia purpurata* "GINGER"

Edith Medina Lara¹, María Teresa Colinas León², Gabriel Leyva Ruelas³ y Manuel Mandujano Piña³

RESUMEN

Alpinia purpurata es una flor tropical, de vida poscosecha larga presenta daños por frío al almacenarse a temperaturas bajas, provocando pérdidas. En la presente investigación se tuvieron como objetivos evaluar la vida poscosecha de *Alpinia purpurata* a diferentes temperaturas de almacenamiento combinadas con soluciones pulso, evaluar el comportamiento fisiológico, determinar temperaturas que generaran menos daños por frío y prolongan la vida poscosecha. El experimento se realizó en la Universidad Autónoma Chapingo, los tallos florales se trajeron de Chiapas. Se probaron 3, 7 y 13 °C, un control sin refrigeración y soluciones pulso de Ácido aminoxy-acético (AOA) 10 ppm, Ácido salicílico AS 50 ppm y CaCl₂ 50 ppm y un testigo a diferentes temperaturas. El almacenamiento fue de 6 días en cámaras frigoríficas del Departamento de Ingeniería Agroindustrial. A partir del día 7 después del almacenamiento se hicieron 3 muestreos en diferentes fechas para evaluar: apariencia de flor, tallo y hoja, respiración, etileno, clorofilas, carotenoides, antocianinas, fenoles, peroxidasa, permeabilidad de membrana. Las mejores combinaciones fueron: para antocianinas AOA a 13 °C, clorofilas AS a 13 °C, carotenos CaCl₂ a 7 °C. En etileno el Testigo a 7 °C liberó menor cantidad y AOA a 13 °C desprendió menor cantidad de CO₂. En permeabilidad de membrana para hoja y flor las combinaciones AS a 3 °C y CaCl₂ a 13 °C tuvieron el porcentaje más bajo. Para fenoles en hoja y flor las combinaciones fueron testigo a 3 °C y testigo a 7 °C, así en peroxidasa en hoja y flor CaCl₂ a 7 °C y CaCl₂ a 13 °C fueron las de menor actividad. Se concluyó que en poscosecha de flores tropicales se pueden utilizar soluciones pulso combinadas con temperaturas no menores a 7 °C.

Palabras clave: daño por frío, soluciones pulso, refrigeración.

ABSTRACT

Alpinia purpurata is a tropical flower of long postharvest life and is injured when stored at low temperatures causing important losses. In the present study, the objectives were to evaluate postharvest life of *Alpinia purpurata* at different storage temperatures in combination with pulse solutions, to evaluate physiological behaviour, to determine the temperature that causes less chilling injury and increases vase life. The experiment was established at the Universidad Autónoma Chapingo with floral stems obtained in Chiapas. Three low temperatures 3, 7 and 13 °C plus a control with no refrigeration were tested, in combination with pulse solutions of aminoxy-acetate acid (AOA) 10 ppm, salicylic acid (SA) 50 ppm, CaCl₂ 50 ppm and a control at the different temperatures for six days. On day 7 visual evaluations were made, and as of this day three additional samples were taken on different dates to determine flower, stem and leaf appearance, respiration, ethylene production, chlorophyll content, carotenoids, anthocyanins, total phenols, peroxidase activity, membrane permeability. The best combinations were, for anthocyanins, AOA at 13 °C; for chlorophylls, SA at 13 °C; for carotenoids, CaCl₂ at 7 °C. The control at 7 °C showed less ethylene production, and with AOA at 13 °C less CO₂ was obtained. Membrane permeability for leaf and flower was lowest with the combinations of SAS at 3 °C and CaCl₂ at 13 °C. In leaf and flower the best combinations for phenols were control + 3 °C and control + 7 °C, while for peroxidase they were CaCl₂ at 7 °C and CaCl₂ at 13 °C. It is concluded that in postharvest of ginger pulse solutions combined with temperatures of 7 °C can be used in storage.

Key words: chilling injury, pulsing, refrigeration.

1 Tesista

2 Director

3 Asesor

INDICE GENERAL

	PÁGINAS
DEDICATORIA	III
AGRADECIMIENTOS	IV
DATOS PERSONALES.....	V
FORMACIÓN ACADÉMICA.....	V
RESUMEN	VI
ABSTRACT	VI
INDICE GENERAL	VIII
INDICE DE CUADROS.....	X
INDICE DE FIGURAS	XIII
LISTA DE ABREVIATURAS	XVI
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. OBJETIVOS	2
2.1 GENERAL	2
2.2 PARTICULARES	2
3. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
3.1 PANORAMA INTERNACIONAL DE LA PRODUCCIÓN DE FLORES DE CORTE.....	3
3.2 PANORAMA NACIONAL DE LA PRODUCCIÓN NACIONAL DE LA PRODUCCIÓN DE FLORES DE CORTE	8
3.3 EL PROCESO DE COMERCIALIZACIÓN DE LAS FLORES	9
3.4 CARACTERÍSTICAS DE LA PLANTA DE ESTUDIO	11
3.5 PROPAGACIÓN.....	11
3.5.1 Vegetativa.....	11
3.5.2 Reproductiva.....	12
3.6 CULTIVO Y PRODUCCIÓN	12
3.6.1 Factores ambientales.....	12
3.6.2 Riego y Fertilización.....	13
3.6.3 Labores Culturales.....	14
3.6.4 Ciclo productivo y productividad.....	14
3.6.5 Tutoraje y podas.....	15
3.6.6 Labores culturales.....	15
3.7 COSECHA Y POSCOSECHA.....	15
3.7.1 Punto de corte.....	15
3.7.2 Manejo en poscosecha.....	15
3.7.3 Clasificación y manejo.....	16
3.7.4 Empaque y vida útil.....	16
3.7.5 Transporte y almacenamiento.....	16
3.8 MERCADO Y COMERCIALIZACIÓN.....	17
3.9 CAMBIOS FISIOLÓGICOS EN LA POSCOSECHA DE FLORES.....	18

3.10 PIGMENTOS.....	21
3.11 RESPIRACIÓN.....	22
3.12 SENESCENCIA.....	22
3.13 ETILENO.....	23
3.14 TAPONAMIENTO DEL TALLO POR BLOQUEO FÍSICO Y FISIOLÓGICO.....	24
3.15 FACTORES EXTERNOS QUE DETERIORAN LAS FLORES CORTADAS	25
3.15.1 Temperatura.....	25
3.15.2 Mecanismo de la lesión de frío	26
3.15.3 Agua.....	27
3.15.4 Luz.....	27
3.15.5 Nutrientes.....	28
3.15.6 Soluciones.....	28
4. MATERIALES Y MÉTODOS.....	30
4.1 LOCALIZACIÓN.....	30
4.2 MATERIAL VEGETAL.....	30
4.3 MÉTODOS	30
4.3.1 Apariencia general de la flor, tallo y hoja.....	30
4.3.2 Polvo de acetona.....	30
4.3.3 Respiración y Producción de Etileno.....	31
4.3.4 Cuantificación de clorofilas y carotenoides.....	31
4.3.5 Cuantificación de Antocianinas.....	32
4.3.6 Determinación de permeabilidad de la membrana y salida de electrolitos	32
4.3.7 Cuantificación de Fenoles.....	33
4.3.8 Actividad de Peroxidasa	33
4.4 DISEÑO EXPERIMENTAL.....	35
5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	37
5.1 ANTOCIANINAS.....	37
5.2 CLOROFILAS.....	43
5.3 CAROTENOIDES.....	48
5.4 ETILENO Y CO ₂	50
5.5 CONCENTRACIÓN DE CO ₂	56
5.6 PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN HOJA	58
5.7 PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN FLOR	63
5.8 FENOLES Y PEROXIDASA DE HOJA.....	68
5.9 FENOLES DE HOJA.....	76
5.10 FENOLES EN FLOR.....	77
5.11 PEROXIDASA EN HOJA	79
5.12 PEROXIDASA EN FLOR.....	81
6. CONCLUSIONES	83
7. BIBLIOGRAFÍA.....	84

CUADRO 1. SUPERFICIE CULTIVADA CON FLORES DE CORTE Y DE MACETA (HECTÁREAS)	4
CUADRO 2. PRODUCCIÓN MUNDIAL DE FLORES DE CORTE Y DE MACETA (MILLONES DE DÓLARES)	5
CUADRO 3. CONSUMO PER CAPITA DE FLORES EN 2004 (DÓLARES).....	7
CUADRO 4. PRINCIPALES EXPORTADORES DE FLORES EN EL MUNDO (MILLONES DE DÓLARES)	7
CUADRO 5. PRINCIPALES IMPORTACIONES DE FLORES EN EL MUNDO (MILLONES DE DÓLARES)	8
CUADRO 6. RANGOS FOLIARES DE NUTRIENTES PARA <i>ALPINIA PURPURATA</i> (SEGÚN ATEHORTUA, 1998)	14
CUADRO 7. ARREGLO EXPERIMENTAL	35
FIGURA 4. TALLOS FLORALES EXPUESTOS A 7 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	38
CUADRO 8. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TEMPERATURAS PARA ANTOCIANINAS.....	41
CUADRO 9. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TRATAMIENTOS PARA ANTOCIANINAS.....	41
CUADRO 10. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN LAS COMBINACIONES TEMPERATURAS-TRATAMIENTOS PARA ANTOCIANINAS.	42
CUADRO 11. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TEMPERATURAS PARA CLOROFILAS.....	47
CUADRO 12. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TRATAMIENTOS PARA CLOROFILAS.....	47
CUADRO 13. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN LAS COMBINACIONES TEMPERATURAS-TRATAMIENTOS PARA CLOROFILAS.....	48
CUADRO 14. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TEMPERATURAS PARA CAROTENOIDES.....	49
CUADRO 15. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TRATAMIENTOS PARA CAROTENOIDES.....	49
CUADRO 16. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN LAS COMBINACIONES TEMPERATURAS-TRATAMIENTOS PARA CAROTENOIDES.....	50
CUADRO 17. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TEMPERATURAS PARA ETILENO.....	55
CUADRO 18. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TRATAMIENTOS PARA ETILENO.....	55
CUADRO 19. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN LAS COMBINACIONES TEMPERATURAS-TRATAMIENTOS PARA ETILENO.....	56

CUADRO 20. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TEMPERATURAS PARA RESPIRACIÓN.....	57
CUADRO 21. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TRATAMIENTOS PARA RESPIRACIÓN.....	57
CUADRO 22. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN LAS COMBINACIONES TEMPERATURAS- TRATAMIENTOS PARA RESPIRACIÓN.	58
CUADRO 23. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TEMPERATURAS PARA PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN HOJA.	61
CUADRO 24. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TRATAMIENTOS PARA PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN HOJA.	62
CUADRO 25. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN LAS COMBINACIONES TEMPERATURAS- TRATAMIENTOS PARA PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN HOJA.....	63
CUADRO 26. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TEMPERATURAS PARA PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN FLOR.....	66
CUADRO 27. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TRATAMIENTOS PARA PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN FLOR.	67
CUADRO 28. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN LAS COMBINACIONES TEMPERATURAS- TRATAMIENTOS EN PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN FLOR.....	68
CUADRO 29. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TEMPERATURAS PARA FENOLES EN HOJA.	76
CUADRO 30. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TRATAMIENTOS PARA FENOLES EN HOJA.	76
CUADRO 31. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN LAS COMBINACIONES TEMPERATURAS- TRATAMIENTOS PARA FENOLES EN HOJA.....	77
CUADRO 32. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TEMPERATURAS PARA FENOLES EN FLOR.	77
CUADRO 33. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TRATAMIENTOS PARA FENOLES EN FLOR.	78
CUADRO 34. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN LAS COMBINACIONES TEMPERATURAS- TRATAMIENTOS PARA FENOLES EN FLOR.....	79
CUADRO 35. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TEMPERATURAS PARA PEROXIDASA EN HOJA.	79
CUADRO 36. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TRATAMIENTOS PARA PEROXIDASA EN HOJA..	80
CUADRO 37. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN LAS COMBINACIONES TEMPERATURAS- TRATAMIENTOS PARA PEROXIDASA EN HOJA.	80
CUADRO 38. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TEMPERATURAS PARA PEROXIDASA EN FLOR.	81
CUADRO 39. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN TRATAMIENTOS PARA PEROXIDASA EN FLOR..	81

CUADRO 40. COMPARACIÓN DE MEDIAS EN LAS COMBINACIONES TEMPERATURAS- TRATAMIENTOS PARA PEROXIDASA EN FLOR.....	82
--	-----------

FIGURA 1. <i>ALPINIA PURPURATA</i>	10
FIGURA 2. COMPORTAMIENTO DE LAS ANTOCIANINAS A 3 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	37
FIGURA 3. TALLOS FLORALES EXPUESTOS A 3 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	38
FIGURA 5. COMPORTAMIENTO DE LAS ANTOCIANINAS A 7 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	39
FIGURA 6. COMPORTAMIENTO DE LAS ANTOCIANINAS A 13 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	40
FIGURA 7. TALLOS FLORALES EXPUESTOS A 13 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	40
FIGURA 8. TALLOS FLORALES EXPUESTOS A 3 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	43
FIGURA 9. COMPORTAMIENTO DE LA CLOROFILA TOTAL Y LOS CAROTENOIDES A 3 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	44
FIGURA 10. TALLOS FLORALES EXPUESTOS A 7 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	45
FIGURA 11. COMPORTAMIENTO DE LA CLOROFILA TOTAL Y LOS CAROTENOIDES A 7 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	45
FIGURA 12. TALLOS FLORALES EXPUESTOS A 13 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	46
FIGURA 13. COMPORTAMIENTO DE LA CLOROFILA TOTAL Y LOS CAROTENOIDES A 13 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	46
FIGURA 14. TALLOS FLORALES QUE MUESTRAN SU ESTADO INICIAL Y A LOS 7 DÍAS DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	51

FIGURA 15. LIBERACIÓN DE CO ₂ Y ETILENO A 3 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	51
FIGURA 16. LIBERACIÓN DE CO ₂ Y ETILENO A 7 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	53
FIGURA 17. LIBERACIÓN DE CO ₂ Y ETILENO A 13 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	54
FIGURA 18. COMPORTAMIENTO DE LA PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN HOJA A 3 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	59
FIGURA 19. COMPORTAMIENTO DE LA PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN HOJA A 7 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	60
FIGURA 20. COMPORTAMIENTO DE LA PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN HOJA A 13 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	61
FIGURA 21. COMPORTAMIENTO DE LA PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN FLOR A 3 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	64
FIGURA 22. COMPORTAMIENTO DE LA PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN FLOR A 7 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	65
FIGURA 23. COMPORTAMIENTO DE LA PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN FLOR A 13 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	66
FIGURA 24. COMPORTAMIENTO DE LOS FENOLES Y LA PEROXIDASA EN HOJA A 3 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	69
FIGURA 25. COMPORTAMIENTO DE LOS FENOLES Y LA PEROXIDASA EN HOJA A 7 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	70

FIGURA 26. COMPORTAMIENTO DE LOS FENOLES Y LA PEROXIDASA EN HOJA A 13 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	71
FIGURA 27. COMPORTAMIENTO DE LOS FENOLES Y LA PEROXIDASA EN FLOR A 3 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	72
FIGURA 28. COMPORTAMIENTO DE LOS FENOLES Y LA PEROXIDASA EN FLOR A 7 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	74
FIGURA 29. COMPORTAMIENTO DE LOS FENOLES Y LA PEROXIDASA EN FLOR A 13 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	75
FIGURA 30. TALLOS FLORALES QUE MUESTRAN SU ESTADO INICIAL Y A LOS 7 DÍAS DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).	75

LISTA DE ABREVIATURAS

AOA. Ácido aminoxi acético

AS. Ácido salicílico

CaCl₂. Cloruro de Calcio

TESTIGO. Tallos expuestos a temperatura ambiente

Testigo. Tallos expuestos a diferentes temperaturas

1. INTRODUCCIÓN

En México, uno de los problemas para comercializar las flores de corte es su calidad la cual se determina por el tamaño del tallo, la forma, color, número de hojas y los pétalos (forma), además de su duración. Se estima que en el proceso de mercadeo de las flores se pierde en promedio el 20 por ciento, las pérdidas ocurren durante el corte, manejo, almacenamiento, transporte, distribución y venta. Tales pérdidas son excesivas y se pueden reducir prestándole mayor atención al manejo, control de la temperatura, condiciones sanitarias y uso de preservantes.

Los productores interesados en el almacenamiento a largo plazo deberían considerar que cada producto tiene diferente tolerancia a la temperatura, y que cada especie debe mantenerse a temperaturas óptimas, reduciendo así los daños por frío en las flores que no toleran las temperaturas bajas.

Algunas especies tropicales no deben exponerse a temperaturas menores a 7 °C, de otra manera sufrirán daños por frío. La vida de almacenamiento de estas especies depende de diversos factores, entre los que se encuentran la madurez, la temperatura de manejo y de almacenamiento así como la duración del mismo. *Alpinia purpurata* es sumamente duradera y con frecuencia se mantiene en excelentes condiciones en agua, pero al almacenarla a temperaturas menores a 13 °C se produce un oscurecimiento y deshidratación que son síntomas de daños por frío.

Alpinia purpurata es una planta de rizoma perenne originaria de la Península Malaya, la cual es cultivada como planta ornamental. Se le atribuye un gran valor hortícola como flor de corte, planta de follaje y en paisajismo.

Su introducción masiva al mercado de las flores de corte es reciente, donde su potencial ha sido reconocido no solo por la belleza de su inflorescencia, sino también por su larga duración poscosecha. La planta presenta un sistema de ramificación simpodial, de rizomas gruesos carnosos, los cuales dan lugar a una densa macolla circular cuando llegan a su fase adulta. Los mismos emiten brotes o pseudotallos de estructura erecta no ramificada, que pueden alcanzar de 1 a 4 metros de altura y están conformados por la superposición de bases foliares, cuya lámina es glabra, de forma lanceolada, con una disposición alterna y dística. En la parte terminal de

dichos brotes emerge la inflorescencia, considerada comercialmente como "flor", la cual esta constituida por una vistosa espiga de brácteas color rojo brillante, persistentes, que encierran en la axila una flor blanca tubular inconspicua. La propagación de la planta se realiza en forma asexual, a través de brotes desarrollados en la inflorescencia, por secciones de rizomas y mediante el cultivo "in vitro".

Esta planta se caracteriza porque tiene una vida poscosecha larga pero presenta daños por frío al ser almacenada a temperaturas bajas, debido a que es de origen tropical. Por lo tanto, los productores necesitan tener los conocimientos y herramientas apropiadas para realizar una buena cosecha y poscosecha, en la cual generalmente por desconocer sistemas adecuados y apropiados para esta especie de flor pueden tener grandes perdidas, por ello en la presente investigación se plantean los siguientes objetivos:

2. OBJETIVOS

2.1 General

Evaluar la vida poscosecha de *Alpinia purpurata* a diferentes temperaturas de almacenamiento en combinación con diferentes soluciones pulso.

2.2 Particulares

Evaluar el comportamiento fisiológico de *Alpinia purpurata* después de su almacenamiento a temperaturas de 3, 7 y 13 °C en combinación con soluciones pulso de Ácido aminoxiacético, Ácido salicílico y Cloruro de calcio.

Identificar los efectos sobre la vida poscorte de *Alpinia purpurata* mediante pulsos de AOA 10 ppm, Ácido salicílico 50 ppm y CaCl_2 50 ppm

Determinar cual de las temperaturas genera menos daños por frío y favorece una mayor vida poscosecha.

3. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 Panorama internacional de la producción de flores de corte

Las plantas ornamentales constituyen un importante sector de la horticultura. Incluyen flores cortadas y plantas para maceta. Desde la década de los setentas del siglo pasado, la floricultura mundial ha venido mostrando un crecimiento estable, sin embargo, con la globalización de la economía mundial, los métodos de abasto y las formas de comercialización, así como las investigaciones, han ido cambiando de manera considerable. En el periodo antes mencionado las importaciones no eran importantes puesto que los mercados se abastecían de la producción local, regional o nacional, es decir, el producto importado no tenía gran peso en el mercado. Sin embargo, la globalización de las economías, el incremento en los costos de producción en Estados Unidos y en algunos países europeos, principalmente, así como las políticas de cuidado del medio ambiente en estos países, originaron que se buscaran nuevos centros donde desarrollar la floricultura (Claridades Agropecuarias, 2006).

La década de 1980 registró una modificación en la producción de flores de corte, donde Holanda, el principal productor y comercializador del mundo, incrementó las inversiones en otros países, entre ellos México, ya sea mediante el otorgamiento de semillas, fertilizantes, conocimientos vía capacitación a productores, o bien a través de uniones con productores y empresas privadas, con lo cual surgieron nuevos países productores, exportadores aprovechando, la mano de obra barata, las menores regulaciones para el cuidado del medio ambiente, la cercanía a mercados demandantes, la diversidad de suelos y los climas menos extremos. A nivel mundial se pueden distinguir dos tipos de productores de flores de corte de calidad: aquellos que producen para el mercado interno y aquellos que producen principalmente para el mercado de exportación, aunque ello no significa que este tipo de flor no se consuma en el mercado interno; sí se hace pero la demanda es menor, ya que la mayoría de las veces el precio es mayor (Claridades Agropecuarias, 2006). Los países que producen flores de corte de calidad y que básicamente las destinan a satisfacer el mercado interno son China, Japón, India, Italia, México, en alguna

medida Estados Unidos, aunque éste exporta una buena parte de su producción, pero sus importaciones son mayores, sobre todo en ciertas épocas del año. El comercio de flores de calidad se realiza de los países de bajos ingresos hacia los de altos ingresos; así los productores de Asia destinan su producción en gran medida hacia el mercado europeo, los del sureste asiático hacia Japón, los de Centro y Sudamérica hacia Canadá, Estados Unidos y en menor medida a Europa (Claridades Agropecuarias, 2006).

Cuadro 1. Superficie cultivada con flores de corte y de maceta (Hectáreas)

País	Superficie
Europa	
Italia	8,463.0
Holanda	8,363.0
Reino Unido	7,670.0
España	7,617.0
Alemania	7,056.0
Israel	2,245.0
Turquía	1,600.0
Asia	
China	122,5.0
India	65,00.0
Taiwán	12, 01.0
Japón	8,560.0
Tailandia	8,320.0
África	
Kenya	2,180.0
Zimbabwe	1,100.0
Sudáfrica	1,050.0
Costa de Marfil	690.00
Marruecos	320.00
América del Norte	
Estados Unidos	25,290
Canadá	845.00
Centro y Sudamérica	
México	21,129
Brasil	10,285
Colombia	5,906.0
Costa Rica	4,500.0
Ecuador	3,155.0

Fuente: Claridades Agropecuarias, 2006. Anónimo.

Tomando como base las estadísticas del ALPH, se puede observar que en su último reporte anual, se contemplaba una superficie mundial cultivada con flores de corte y plantas en maceta cercana a las 364 mil hectáreas, de las cuales, 66.3 % se cultivan en Asia, destacando en este bloque el caso de china cuya superficie es casi 34 % del total mundial, le sigue el continente americano con cerca del 20% y después Europa con 14.9 %, el resto está entre el Medio Este y África (Claridades Agropecuarias, 2006).

Cuadro 2. Producción mundial de flores de corte y de maceta (millones de dólares)

País	Millones de dólares
Europa	
Holanda	4,293.97
Italia	2,213.66
Alemania	1,423.24
Francia	1,158.96
Reino Unido	570.990
Medio Este	
Israel	277.620
Turquía	18.1800
Asia	
Japón	3,847.84
República de Corea	688.590
Australia	406.120
Taiwán	322.470
Tailandia	73.9500
África	
Sudáfrica	83.6500
Kenya	54.5500
Zimbabwe	32.7300
Marruecos	13.3400
Uganda	9.70000
América del Norte	
Estados Unidos	6,362.15
Canadá	743.140
Centro y Sudamérica	
Colombia	657.070
Brasil	424.310
Ecuador	230.340
Costa Rica	96.9800
Guatemala	20.6100

Fuente: Fuente: Claridades Agropecuarias, 2006. Anónimo.



Según las cifras de la AIPH, el valor total de la producción de flores se ubicó en cerca de 68.2 mil millones de dólares en 2003, que si bien tiene muchas limitantes la información, por ejemplo, la suma de los países de cada región no concuerda con el total que dan, al menos una idea del panorama del sector (Claridades Agropecuarias, 2006).

Se puede observar que el mayor volumen de la producción se obtiene en Asia, con cerca del 69% del total, le sigue Europa con 17.8 %, en tercer lugar está América con 12.6%, el resto se reparte entre África y Medio Este. Lo que si se ha podido observar en los últimos años es un incremento en el número de países que se están dedicando con mayor fuerza a la floricultura, actividad que se está dando principalmente en países en vías de desarrollo, (Claridades Agropecuarias, 2006).

El consumo de flores depende del nivel de ingreso de la población, los países con altos niveles de ingreso tienden a demandar una mayor cantidad de flores, pero no sólo eso, sino que sus exigencias son mayores en cuestiones de calidad, de innovación, etc. Por ejemplo existen países en Europa cuyo consumo per capita de flores supera los 50 dólares por año, mientras que en otros no llega a los 10 dólares. Según un estudio de Rabobank Internacional (Rabobank International, "The Mexican cut Flower Market", 2000), el consumo per capita de flores en México se ubicó, en el año 2000 en cerca de 10 dólares americanos al año (Claridades Agropecuarias, 2006).

Los países desarrollados tienen un ingreso per capita mayor a los consumidores de los países en vías de desarrollo, lo que les permite comprar un mayor número de productos que si bien no son vitales para su sobrevivencia, sí les ayudan en su vida cotidiana, pero además no sólo pueden comprar flores, sino que el ingreso que tienen les permite demandar flores de calidad (Claridades Agropecuarias, 2006).

Cuadro 3. Consumo per capita de flores en 2004 (dólares)

País	Flores	Plantas
Alemania	43.64	56.01
Austria	54.64	45.34
Bélgica	52.86	55.77
Dinamarca	52.49	55.64
Eslovaquia	8.12	3.150
Eslovenia	28.73	23.64
España	25.58	13.94
Estados Unidos	25.34	n. d
Finlandia	38.79	33.34
Francia	38.91	24.00
Gran Bretaña	54.07	14.79
Grecia	20.97	10.18
Holanda	65.22	36.37
Hungría	17.21	8.850
Irlanda	41.82	14.67
Italia	37.70	14.67
Japón	34.91	n. d
Noruega	68.62	67.04
Polonia	8.00	3.640
Portugal	19.28	10.55
República Checa	12.24	7.640
Rusia	4.49	1.330
Suecia	41.95	53.10
Suiza	99.17	45.95

Fuente: Fuente: Claridades Agropecuarias, 2006. Anónimo. n. d. no disponible

Los principales países exportadores de flores de corte son Holanda y Colombia, quienes exportan más del 70% de las flores (Claridades Agropecuarias, 2006).

Cuadro 4. Principales exportadores de flores en el mundo (millones de dólares)

	Años				
	2000	2001	2002	2003	2004
Holanda	2,056.54	1,938.14	2,123.35	2,778.94	3,009.49
Colombia	583.020	609.500	665.680	679.400	699.430
Unión Europea	347.530	342.270	394.240	438.870	340.810
Ecuador	154.750	228.090	288.450	293.330	231.370
Kenia	90.5700	134.290	99.3800	175.450	83.620
Otros	361.000	349.760	217.700	300.990	693.550
Total	3,593.41	3,602.05	3,788.80	4,666.98	5,058.27

Fuente: Fuente: Claridades Agropecuarias, 2006. Anónimo.

Por el lado de los principales países demandantes de flores destacan Alemania, el Reino Unido y Estados Unidos, los cuales en su conjunto compran poco más del 50 % de las flores que se comercializan en el mundo (Claridades Agropecuarias, 2006).

Cuadro 5. Principales importaciones de flores en el mundo (millones de dólares)

País	Años				
	2000	2001	2002	2003	2004
Alemania	703.730	766.480	792.030	825.750	1,048.61
Reino unido	530.550	568.670	785.870	896.590	1,005.04
Estados Unidos	753.960	700.470	671.110	758.120	880.400
Holanda	421.990	412.060	437.880	472.510	493.460
Francia	350.040	335.350	372.150	452.270	487.580
Otros	1,069.63	1,091.21	1,115.95	1,294.21	1,531.92
Total	3,829.90	3,874.24	4,174.99	4,699.45	5,447.01

Fuente: Fuente: Claridades Agropecuarias, 2006. Anónimo.

3.2 Panorama Nacional de la Producción Nacional de la Producción de Flores de Corte

A lo largo de la historia de México, el mercado nacional ha jugado un papel relevante para la floricultura, y ésta ha llegado a tener un papel importante en algunos municipios del país, observándose fechas exactas donde la demanda de flores registra un incremento relevante. Sin embargo, este sector también ha estado etiquetado como un sector que ofrece productos no de muy buena calidad, salvo algunos casos especiales, por fortuna esta imagen ha ido diluyéndose en los últimos años. Pese al potencial productivo que tiene México como productor de flores, éste no ha sido aprovechado al máximo, y su participación en los mercados internacionales es relativamente baja.

México está considerado un país rico en recursos naturales, gracias a la gran diversidad de climas, la riqueza de sus suelos, el nivel de precipitación pluvial, etc. En sus casi dos millones de kilómetros cuadrados de extensión se pueden localizar

casi todos los paisajes naturales existentes en el mundo, tal es el caso de zonas desérticas hasta las selvas más impresionantes en las zonas húmedas, todo esto es el resultado de la localización geográfica de México, el cual está entre la zona tropical de América Central y la subtropical y templado de América del Norte. Sin embargo, pese a que en México existen las condiciones para el desarrollo de la floricultura con altos estándares de calidad, nuestro país no figura como uno de los productores más importantes a nivel mundial y mucho menos es un fuerte exportador, ya no a nivel mundial, sino ni siquiera con sus principales socios comerciales Estados Unidos y Canadá (Claridades Agropecuarias, 2006).

La floricultura solo ha tenido peso importante en la economía de algunos estados como el Estado de México, aunque el Distrito Federal, Michoacán, Puebla, Veracruz, entre otros, han mostrado tener el potencial productivo para desarrollar el sector. En México se producen alrededor de 50 tipos diferentes de flores (rosas, gladiolas, claveles y crisantemos representan el 56 % de la superficie cultivada y 89 % de la producción de flores) y esta producción se encuentra concentrada en la parte central del territorio, resaltando el caso Estado de México, como el más importante, en particular el municipio de Villa Guerrero se ha convertido en el principal productor nacional, donde se obtiene aproximadamente el 50% de la producción nacional de flores. Con una amplia variedad de climas y tipos de suelo, el Estado de México se ha convertido en un importante oferente de productos agropecuarios al resto del país. En él se pueden encontrar climas desde los semicálidos subhúmedos hasta los semifríos húmedos en ciertas épocas del año, gracias a ello se puede obtener una gran diversidad de productos. Pese a la gran variedad de flores que se pueden producir en México, el comercio exterior está centrado en un número reducido de éstas, destacando rosa, gladiola, statice, margarita y clavel, entre otras.

3.3 El Proceso de Comercialización de las Flores

La mayoría de los productores comercializan directamente la flor que producen, ya sea en mercados locales, al pie de sus casas o invernaderos o las trasladan a la Central de Abasto de la Ciudad de México (el 55% de las flores que se producen en nuestro país se comercializan en la Ciudad de México, y la gran mayoría pasa por

esta central, en el mercado de flores de Tenancingo se comercializa el 20%, en el mercado de Jamaica 10% y la venta directa a distribuidores en el país es del 15%) y finalmente se venden al intermediario, el cual posteriormente las recomercializa en otras zonas y otras partes del país (Claridades Agropecuarias, 2006).

La Central de Abasto de la Ciudad de México, aparte de ser el centro del comercio de productos agrícolas del país, también es el punto de referencia para la determinación del precio. Por la gran cantidad de productos que se comercializan diariamente, esta enorme plaza va señalando la tendencia que tomarán los precios de los productos, entre ellos las flores, en otros mercados nacionales, de allí que muchos productores y comercializadores la tomen como punto de referencia para el establecimiento del precio. Una de las cualidades de este enorme mercado es la gran variedad de flores que se comercializan, desde las más comunes como las rosas, margaritas, etc., hasta las más excéntricas o poco comunes dentro de las cuales se encuentra la Ginger objeto de estudio en el presente trabajo. Dependiendo de la época del año, también será la disponibilidad del producto, por lo cual no todas se pueden obtener a lo largo de todo el año (Claridades Agropecuarias, 2006).

Alpinia purpurata es una flor tropical exótica conocida en el mercado internacional como Ginger, lo cual la hace especial para producirse únicamente en lugares como Chiapas, Veracruz y Tabasco en nuestro país, además de su reciente introducción al mercado nacional. A continuación se describen aspectos generales de esta planta.



Figura 1. *Alpinia purpurata* flor tropical exótica conocida como Ginger

3.4 Características de la Planta de Estudio

Alpinia purpurata 'Ginger' se conocen comúnmente como "platanillos" están botánicamente clasificadas en el orden de Zingiberales, que comprende plantas que forman parte del sotobosque en los ambientes tropicales húmedos. Han adquirido importancia económica y comercial a nivel internacional por la belleza y el colorido de sus inflorescencias, y su aspecto exótico altamente cotizado (Atehortua, 1998).

Nombre científico: *Alpinia purpurata*

Familia: Zingiberaceae

Nombre común: Ginger

Procedencia: Península Malaya

Colores: Rojo, rosado, hasta casi blanco.

Estas plantas se encuentran ampliamente distribuidas a lo largo de los trópicos en regiones muy húmedas (o con estaciones secas) y alturas de entre 100 y 200 metros sobre el nivel del mar, es decir, en una gran variedad de climas. Los gingers son plantas herbáceas que poseen rizomas subterráneos o cormos (tallos modificados), característica que facilita su propagación (Atehortua, 1998).

3.5 Propagación

3.5.1 Vegetativa.

Por producir una progenie mucho más estable y uniforme, es la forma preferida en cultivos de destino comercial. En la actualidad se utilizan dos sistemas:

a) División de rizomas. Se eligen plantas madre de buenas características principalmente en lo que se refiere a productividad, vigor y sanidad, y se toman pequeñas porciones de su rizoma. Para la división se utiliza una herramienta bien afilada, como un cuchillo o navaja, que debe desinfectarse entre una y otra planta para evitar diseminación de enfermedades. También conviene desinfectar el rizoma antes de proceder a sembrar, para evitar daños principalmente por nematodos y

hongos. El suelo donde se van a sembrar los rizomas debe prepararse adecuadamente, lo que en ocasiones incluye la desinfección del suelo (Atehortua, 1998).

b) Rizomas completos. Un rizoma adecuado debe tener un mínimo de tres vástagos y puede sembrarse directamente en campo; algunos productores prefieren colocarlos en bolsas de almácigo. De cualquier manera, se obtiene mejor proliferación de raíces con adecuada humedad y un 30 a 60 por ciento de sombra (Atehortua, 1998).

Las flores pequeñas de *A. purpurata* emiten pequeños rizomas a nivel de las brácteas, que pueden utilizarse para su propagación pero a un ritmo muchísimo más lento, razón por la cual se empelan poco en operaciones comerciales. En condiciones tropicales, resulta ideal sembrar los rizomas en época de lluvias. El pH indicado es entre 4.5 y 6.5 (Atehortua, 1998).

3.5.2 Reproductiva.

La reproducción sexual de ginger es muy complicada y rara vez se realiza (Atehortua, 1998).

3.6 Cultivo y Producción

3.6.1 Factores ambientales

3.6.1.1 Temperatura y humedad.

Los platanillos que se cultivan con interés comercial provienen de climas templados y cálidos. Su temperatura óptima de producción se encuentra entre 24 y 30 °C, con una temperatura de suelo de 18 a 23 °C. Por tanto, aunque países como Holanda logran exitosamente su producción bajo invernadero climatizado, las condiciones naturales de los trópicos ofrecen claras ventajas. La humedad relativa óptima se sitúa entre 60 y 80 % (Atehortua, 1998).

3.6.1.2 Luz.

Los gingers parecen tener requerimientos poco específicos de luminosidad, ya que su productividad es buena tanto en exposición directa al sol como en semisombra, aunque es más recomendable el semi-sombreado que permita en todo caso buen paso de la luz (Atehortua, 1998).

3.6.2 Riego y Fertilización

En condiciones óptimas, los suelos deben ser bien drenados y con buena aireación. Por ser plantas provenientes de condiciones naturales muy húmedas, los platanillos requieren bastante agua. Debe recordarse siempre que si bien es indispensable suministrar agua suficiente, también lo es el buen drenaje en el suelo, pues el encharcamiento conduce a problemas fitosanitarios difíciles de controlar. Muchos productores utilizan el riego por aspersión que resulta práctico y eficiente, y ayuda a conservar una humedad relativa alta, que requiere esta planta. En promedio se habla de valores del 60 al 80 % (Atehortua, 1998).

La fertilización, como en todas las plantas cultivadas, debe basarse en análisis periódicos foliares y de suelos (Cuadro 6). En forma general, se aplica una fórmula NPK en proporción 10:30:10 una semana después de la siembra para estimular el desarrollo de raíces, haciendo una segunda aplicación en proporción 15:15:15 tres meses más tarde, que suele complementarse con fertilizaciones foliares. La tercera aplicación responde a una fórmula 15:3:31 (alta en potasio para estimular la formación de flores).

Así mismo es recomendable aplicar cal (carbonato de calcio, cal dolomítica) al menos una vez al año, no sólo para balancear la absorción de nutrientes sino para nivelar el pH, sobre todo en suelos con tendencia a la acidificación (Atehortua, 1998).

Cuadro 6. Rangos foliares de nutrientes para *Alpinia purpurata* (Según Atehortua, 1998)

Elemento	Bajo %	Alto %	Suficiente %
Nitrógeno	2.30–2.80	2.90–3.50	> 3.50
Fósforo	0.25–0.35	0.36–0.45	> 0.45
Potasio	3.00–3.50	3.50–4.50	> 4.50
Calcio	0.65–1.15	1.16–1.80	> 1.80
Magnesio	0.25–0.50	0.51–0.90	> 0.90
Azufre	0.18–0.24	0.25–0.80	> 0.80
	Ppm	Ppm	Ppm
Boro	10–19	20–80	> 80
Cobre	6.0–10	11–35	> 35
Hierro	50–75	76– 300	> 300
Manganeso	75–99	100–1000	> 1000
Zinc	20–25	26–250	> 250

3.6.3 Labores Culturales

3.6.3.1 Densidad y programación de siembra, patrón, espaciado.

Por lo general, se siembra un promedio de 4,000 plantas de ginger por hectárea, siendo las distancias de siembra de 3.5 x 3.5 m. Uno de los parámetros a tener en cuenta al momento de la siembra es la geometría de crecimiento de la especie. También se debe considerar la cobertura de los vástagos de acuerdo al hábito de crecimiento, su inclinación y tamaño y las características de la inflorescencia (Atehortua, 1998).

3.6.4 Ciclo productivo y productividad.

Aún cuando para muchos la vida de los platanillos es prácticamente indefinida, se habla a nivel comercial de seis a siete años en promedio. La productividad óptima se obtiene entre los tres y los seis años, después de lo cual se hace necesaria la renovación, que puede facilitarse mediante la eliminación de rizomas y vástagos viejos, de baja productividad. Luego de estas prácticas es frecuente que las zonas

centrales del cultivo queden subutilizadas y sea necesario resembrar en ellas. En cuanto a la floración se presenta entre ocho y doce meses después de la siembra. Las gingers florecen todo el año bajo condiciones óptimas obteniendo un número promedio de 90 flores/planta/año (Atehortua, 1998).

3.6.5 Tutoraje y podas.

Algunas especies de tallo muy largo requieren tutoraje no solamente para guiar las plantas y mantener erectos los tallos, sino para garantizar un adecuado paso de la luz, especialmente en el área central de las camas. El tutoraje consiste en amarrar el conjunto de pseudotallos para evitar el volcamiento de las plantas en razón de su peso. En los gingers es necesario eliminar los pseudotallos pequeños, malformados o de pobre desarrollo, ya que producen flores muy pequeñas de poco valor comercial, restando vigor y productividad a la planta (Atehortua, 1998).

3.6.6 Labores culturales.

Se deben mantener limpias las zonas del cultivo, retirando hojas u otras partes de las plantas que se encuentran quebradas, secas o enfermas. Salvo en el último de los casos, estas pueden destinarse al compostaje, generando un sustrato ideal para aplicar a las plantas como fertilizante. Las plantas enfermas no deben adicionarse en cuanto sea posible a la composta, es mejor alternativa incinerarlas (Atehortua, 1998).

3.7 Cosecha y Poscosecha

3.7.1 Punto de corte.

Por lo general se cosechan inflorescencias con una o dos brácteas abiertas. En *A. purpurata* debe resaltarse que entre más abiertas se encuentren las últimas brácteas menor será la duración en florero (Atehortua, 1998).

3.7.2 Manejo en poscosecha.

Puesto que los platanillos son por lo general malos para absorber agua, los tratamientos de poscosecha propiamente dichos resultan de poca utilidad, sin

embargo, el manejo y los cuidados que se observen en la etapa después de la cosecha inciden sobre su posterior vida en florero y la satisfacción del consumidor (Atehortua, 1998).

3.7.3 Clasificación y manejo.

En ginger se reportan 3 calidades para el mercado americano (tamaño de la inflorescencia):

Extra larga: 22 a 25 cm (9-10 ")

Larga: 17.5 a 20 cm (7-8 ")

Corta: 15 a 17.5 cm (6-7 ")

Las flores verdaderas, que aparecen entre las brácteas, deben ser removidas antes del empaque; en este punto, muchos productores realizan una inmersión en una solución fungicida-insecticida, buscando que la flor se conserve mejor durante el transporte. Como es lógico, deben eliminarse las flores o partes de flores que se encuentren dañadas por problemas fitosanitarios, maltratadas o rotas y resten calidad estética al producto (Atehortua, 1998).

3.7.4 Empaque y vida útil.

Antes del empaque, se recomienda cortar el extremo de los tallos y sumergir las flores en recipientes con agua y 0.02 % de cloro, que actúa como bactericida.

Para el empaque es frecuente utilizar medias cajas ("caja tabaco") para el envío de bouquets, y caja entera para flores del mismo tipo. Sin embargo muchos productores prefieren empacar los gingers sólo en medias cajas; estas flores se pueden proteger individualmente con mallas o bolsas plásticas en forma de embudo. Para que la flores viajen mejor, es usual incluir en las cajas materiales retenedores de humedad como papel picado, espuma de polietileno o papel periódico sin imprimir, y asegurarlas de manera que se desplacen lo menos posible (Atehortua, 1998).

3.7.5 Transporte y almacenamiento.

Como es el caso de las flores tropicales, las gingers requieren cuidados especiales durante el almacenamiento y transporte, que se originan en su sensibilidad al frío y la

deshidratación. El transporte refrigerado junto con otras especies, por ejemplo, está completamente contraindicado en este caso. Siendo estas flores tropicales, no deben almacenarse nunca por debajo de 13 °C. A esta temperatura, pueden conservarse durante máximo diez días (Atehortua, 1998).

Otro punto crítico es la rapidez con la que algunas especies se oxidan en el lugar de corte, dando la impresión de pudrición o vejez que es rechazada por el consumidor, pero que puede evitarse tratando con sustancias antioxidantes (Atehortua, 1998).

3.8 Mercado y Comercialización

Las ginger comienzan a adquirir cada vez más popularidad, y es frecuente encontrarlas en supermercados, mercados callejeros, florerías y otros. A nivel internacional, goza de buen posicionamiento en los países desarrollados, como producto exótico, de adecuada duración, y comienza a utilizarse cada vez más en arreglos para eventos especiales, hoteles, restaurantes, y aún más a nivel del consumidor individual (Atehortua, 1998).

En los principales mercados internacionales de esta flor sin embargo –Europa y Estados Unidos- los importadores citan con frecuencia la dificultad en el manejo de esta flor ya que no es posible almacenarla en cuarto frío junto con rosas, claveles y otras, y es necesario acondicionar su transporte y almacenamiento. Muchos exportadores encuentran problemas en el peso de estas flores, pues con frecuencia implica un sobre costo en el transporte. Aún así las gingers figuran como producto interesante para el mercado Europeo; existen registros de transacciones con flores tropicales en las subastas holandesas. En el mercado americano, los principales proveedores son Hawai, Costa Rica y Jamaica, cuyos cultivos se encuentran bien tecnificados y gozan de ventajas en lo que refiere al transporte y la comercialización por su proximidad con los puntos de venta y distribución. Costa Rica y Jamaica son adicionalmente los principales proveedores de esta flor a la Comunidad Económica Europea. En 1996, la producción de ginger en Hawai fue de 1, 100, 000 rojas y 920, 000 rosadas, con un precio de venta conjunto (ventas en su mayoría realizadas dentro de Hawai) es de \$975,000. El precio promedio de venta en la finca en 1996 fue de \$ 0.58 por tallo para el ginger rosado y de \$0.42 para el rojo. En Miami el

mercado ha crecido en los últimos años y el precio de venta llega a \$ 0.60 por flor, con pequeñas variaciones a lo largo del año. El mayor exportador de ginger en el mundo es Costa Rica, país que suministra aproximadamente el 70 % de las flores que importa Estados Unidos. Jamaica y México le siguen en importancia como proveedores al mercado americano. Costa de Marfil es el principal proveedor de ginger en Europa, Kenya, Indonesia, Tailandia, Malasia, Australia, y en menor escala Singapur e India, también cultivan gingers (Atehortua, 1998).

3.9 Cambios Fisiológicos en la Poscosecha de Flores

Los productos ornamentales pueden agruparse en flores cortadas, ramaje cortado y plantas para maceta. Evidentemente, también se plantan en jardines y en paisajes urbanos. Las flores suelen tener actividades respiratorias altas, vía la glicólisis y el ciclo de los ácidos tricarboxílicos, utilizando los azúcares transportados desde las hojas. Los floristas suelen recurrir a las llamadas soluciones preconservantes para incrementar la vida de las flores cortadas; las cuales contienen sacarosa, como fuente de hidratos de carbono, y contribuyen a mantener su actividad respiratoria y a prolongar así su vida útil (Wills *et al* 1999).

Los compradores buscan flores frescas, de buena calidad, que aseguren una duración razonable en el florero. Las flores deben, por lo tanto, almacenarse únicamente durante periodos cortos, con el fin de satisfacer las demandas del consumidor. La duración de las flores cortadas depende de un manejo adecuado en todas las etapas y niveles. La vida en florero se puede ver reducida seriamente por atrasos en el manejo, el olvido de usar preservantes o de recortar los vástagos, o la aplicación de una refrigeración inapropiada antes de la venta final. Los periodos de almacenamiento recomendados permiten un manejo y mantenimiento satisfactorio (Hardenburg *et al* 1988).

Una baja temperatura es el factor ambiental más importante para retardar el deterioro y mantener la vitalidad de la flor cortada. Un control apropiado de la temperatura de almacenamiento mantiene la calidad inherente a las flores. La velocidad de respiración es un índice de la velocidad a la que la flor utiliza sus reservas de

azúcares o de otros sustratos, en consecuencia, es un indicador de la vida de almacenamiento.

Para algunas flores empacadas en seco, la temperatura recomendada para su almacenamiento oscila entre -0.5°C y 0°C , a esta temperatura, se logra la vida de almacenamiento más larga posible y se reduce la producción de etileno, lo cual conduce a productos de alta calidad y de mayor duración. Tanto anturios como ginger deben almacenarse a temperaturas más altas (Hardenburg *et al* 1988).

Uno de los factores más determinantes en lo que se refiere a la duración de las flores, es la habilidad de éstas para conservar la turgencia; es decir, el contenido adecuado de agua. Una de las funciones de los preservantes de flores consiste en mantenerlas turgentes. Las flores que se llevan directamente al mercado, o se mantienen por periodos cortos deben colocarse, inmediatamente después de cortadas, en recipientes que contengan agua tibia (de 38°C a 43°C) o, mejor aún, soluciones tibias con preservantes. Luego, se deben mantener en habitaciones refrigeradas, a la temperatura recomendada. Este periodo de refrescamiento y endurecimiento que puede durar de 4 a 6 horas, y a veces, una noche completa o más; evita el marchitamiento e hidrata los tejidos antes del transporte. Las flores no deben mojarse directamente, dado que la absorción de agua ocurre únicamente a través del extremo de los tallos (Hardenburg *et al* 1988).

El agua tibia, a 38°C , es la recomendada para la mayoría de las flores cortadas, ya que es absorbida con rapidez y en mayor cantidad que el agua fría. La absorción y la retención del agua tibia será mejor en las flores almacenadas a 4°C que en las mantenidas a temperaturas mayores. La calidad del agua tiene un efecto importante sobre la calidad de las flores y de los follajes decorativos. Idealmente, debe contener pocas sales; el agua desionizada o destilada es a veces mejor que la corriente con o sin preservantes. El uso de soluciones preservantes en todas las etapas del mercadeo de las flores es de mayor importancia, pues reduce las pérdidas, aumenta su longevidad, sus cualidades generales y la satisfacción del consumidor. Usualmente los preservantes contienen una fuente de energía como la sacarosa, un inhibidor del crecimiento de microorganismos (germicida) y un agente acidificante para reducir el pH a 3 o 3.5. El pH bajo aumenta la absorción de agua. La sacarosa

sirve como sustrato de la respiración y de otras actividades metabólicas y actúa como compuesto osmótico. La sacarosa tiende a inducir cierre de estomas y, por lo tanto, se reduce la transpiración. Los inhibidores de microorganismos reducen el crecimiento de las bacterias y evitan el taponamiento bacteriano de los tejidos conductores de agua. Las plantas y fragmentos viejos, muertos, o en estado de descomposición de plantas, deben mantenerse fuera de los refrigeradores y de las demás áreas de trabajo, pues constituyen una fuente de etileno y de microorganismos causantes de la descomposición (Hardenburg *et al* 1988).

La floricultura en áreas urbanas o semiurbanas, se ve obstaculizada por la contaminación del aire. El mayor inconveniente es el etileno; pero otros gases emitidos por los motores de combustión interna (monóxido de carbono, propileno, acetileno y otros hidrocarburos de bajo peso molecular), el humo industrial y el gas natural también son perjudiciales para las plantas. La presencia de cantidades aun pequeñas de etileno en los invernaderos, en las cámaras de almacenamiento, o en cualquiera de las siguientes etapas del proceso de distribución produce efectos nocivos sobre las flores y los productos ornamentales verdes o leñosos. Es imperativo tomar medidas para reducir o eliminar el etileno en las áreas donde se manejan flores. Entre los síntomas de la intoxicación con etileno figuran la epinastia (doblado hacia debajo de las flores); envejecimiento rápido o marchitamiento prematuro; caída de las hojas, bayas o flósculos; amarillamiento del follaje y curvado hacia adentro o cierre de los pétalos. Algunas flores pierden los pétalos o los flósculos cuando se exponen al etileno. En cuanto al origen fisiológico del etileno, existen varias posibilidades; muchas flores lo emiten, especialmente durante la senescencia, y pueden acumularlo en cantidades suficientes como para autodañarse o dañar las otras flores sensibles a esa sustancia. La producción de etileno también se debe a que los tejidos dañados con *Botrytis* lo producen en gran cantidad (Hardenburg *et al* 1988).

Los anturios, las gingers y las aves de paraíso son sumamente duraderos y con frecuencia se mantienen en excelentes condiciones en agua, a lo largo de 3 ó 4 semanas a 13 °C. El almacenamiento a temperaturas de 7 °C o inferiores produce

cierto oscurecimiento, síntomas de los daños causados por frío. El uso de preservantes en el agua es beneficioso para muchas variedades, para las cuales se alarga la vida comercial hasta cuatro veces, en comparación con las flores que se conservan en agua sin aditivos (Hardenburg *et al* 1988).

3.10 Pigmentos.

Los principales pigmentos foliares son similares a los de frutas y hortalizas. Las clorofilas constituyen el pigmento fundamental de las hojas verdes y los carotenoides son los responsables de muchas de las coloraciones amarillas, naranjas y rojas. Sin embargo, responsables del color rojo, púrpura y azul de la mayoría de las flores son las antocianinas. Los colores observados son dependientes del pH de la savia de la flor. A un pH más ácido los antocianinos son rojos, pero a pH superiores a 7 tienden a adquirir un color azul. El color blanco se debe a la reflectancia de todo efecto visible y suele ser consecuencia de que los tejidos están muy aireados. El jaspedo de las hojas, que se da en ciertas plantas ornamentales, se debe a la presencia de zonas desprovistas de cloroplastos y puede ser blanco o amarillo-naranja, coloración que se debe a la presencia de carotenoides (Wills *et al* 1999).

Las clorofilas son los principales pigmentos que captan la luz en las plantas verdes, algas y bacterias fotosintéticas. Son complejos de magnesio derivados de la porfina. La porfina es una estructura macrocíclica totalmente insaturada que contiene cuatro anillos de pirrol unidos por un puente de carbono sencillos. Estos anillos se numeran de I a IV o de A a D, de acuerdo con el sistema de numeración de Fisher. Las antocianinas son un grupo de pigmentos primarios responsables de la coloración roja, púrpura y los colores azules de algunas flores (Wills *et al* 1999).

Las antocianinas son compuestos fenólicos pertenecientes a los flavonoides que se encuentran principalmente en frutas, flores y hojas de las plantas y son las responsables de conferir los colores rojo, azul y violeta, tienen una alta capacidad antioxidante, y han sido difíciles de estudiar por su inestabilidad, se acumulan en las vacuolas. Las antocianinas son glucósidos solubles en agua (Kong *et al* 2003).

La biosíntesis de las antocianinas involucra a la fenilalanina amonio liasa (PAL) por la que se caracteriza a detalle. Muchos de los genes involucrados en la síntesis de

antocianinas en flores han sido clonados y se ha demostrado que se activan durante la pigmentación floral. Sin embargo muchas preguntas no han sido contestadas de cómo es controlada la pigmentación en los pétalos florales. En la mayoría de las flores, la síntesis de antocianinas ocurre junto con el crecimiento de los tejidos de los pétalos (Oren *et al* 1998).

3.11 Respiración.

El proceso primario de la respiración es la movilización de compuestos orgánicos y su oxidación controlada para liberar energía para el almacenamiento y desarrollo de la planta (Bidwell, 1987). Para las flores Halevy y Mayak (1979), mencionan que el nivel máximo de respiración ocurre cuando las flores comienzan a abrir y el ritmo respiratorio va disminuyendo conforme las flores maduran. Posteriormente se da un incremento en la respiración en poco tiempo y finalmente disminuye; este segundo aumento en la respiración es considerado como un indicador final de la senescencia (Halevy y Mayak, 1979).

El nivel de respiración de un vegetal es el índice de sus reservas de azúcares y de otros nutrientes, es además el índice de conservación de las flores cortadas, es por eso que debe reducirse la respiración al mínimo lo más pronto posible, inmediatamente después del corte. Bajos niveles de carbohidratos para mantener un adecuado ritmo respiratorio es uno de los factores principales que reducen la vida poscosecha de flores cortadas.

3.12 Senescencia.

Los factores que provocan la senescencia en flores cortadas son: disminución en la absorción de agua debido al bloqueo que se da en tallos, pérdida de agua por mal manejo, bajo nivel de carbohidratos para mantener la respiración, presencia de plagas y enfermedades, y la exposición al etileno. En flores, el resultado común es marchitamiento, atenuación del color, exportación de nutrientes, agotamiento y posterior abscisión (Bidwell, 1987). La senescencia de hojas se acompaña de la pérdida de clorofila, la pérdida podría ser resultado de síntesis más lenta o degradación más rápida, o ambas (Salisbury y Ross, 1994).

3.13 Etileno.

Las flores suelen tener una vida poscosecha muy fugaz, debido entre otras cosas a su sensibilidad al etileno. La mayoría de los productos ornamentales deben considerarse no climatéricos, aunque algunos ofrecen claramente un pico de actividad respiratoria y de producción de etileno (Wills *et al* 1999).

El etileno es un gas producido y liberado en bajas concentraciones por todas las flores, sin embargo, las flores dañadas o viejas y muchos frutos durante la maduración, lo producen en mayores cantidades (Colinas, 1992). La presencia de cantidades aún más pequeñas de etileno en los invernaderos, en las cámaras de almacenamiento, o en cualquiera de las siguientes etapas del proceso de distribución produce efectos nocivos sobre las flores y los productos ornamentales verdes o leñosos (Hardenburg *et al* 1988). Entre los síntomas de intoxicación con etileno figuran la epinastia (doblado hacia debajo de las flores); envejecimiento rápido o marchitamiento prematuro; caída de las hojas, bayas o de flósculos; amarillamiento del follaje y el curvado hacia adentro o cierre de los pétalos (Hardenburg *et al* 1988).

En cuanto al origen fisiológico del etileno, se citan varias posibilidades: muchas flores lo emiten, especialmente durante la senescencia, y pueden acumularlo en cantidades suficientes como para autodañarse o dañar las otras flores sensibles a esa sustancia (Hardenburg *et al* 1988). Los pasos esenciales para la formación del gas etileno tiene que pasar son: SAM (adenosil metionina), intermediario metabólico común es convertida por la enzima ACCsintetasa (que requiere fosfato de piridoxal) en el ácido amino ciclo propano carboxílico. Este compuesto parece ser el precursor inmediato del etileno siendo oxidado directamente. Con el progreso de la senescencia las flores se hacen más susceptibles al etileno. Las flores que son altamente sensibles al etileno sufren daños a bajas concentraciones hasta 100 veces más altas. En la mayoría de las especies este aspecto no ha sido estudiado (Nowak y Rudnicki, 1990).

Las flores, hojas y tallos, conocidos como productores de etileno, no se deben almacenar junto con las plantas y flores más sensibles al etileno. Un factor importante es el control de la temperatura, el almacenamiento debe hacerse a 4 °C o menos, cuando sea posible, pues tanto la producción de etileno como reacción

fisiológica a su presencia se reducen a bajas temperaturas. Las flores almacenadas en recintos libres de etileno ofrecen a los consumidores una duración prolongada, lo cual justifica la instalación de filtros para remover toda traza de gas. El reactivo que absorbe el etileno en estos filtros es, generalmente, el permanganato de potasio, o el carbón bromado (bromo embebido). Desde luego, estos reactivos deben ser renovados periódicamente; se entiende que, si la producción de etileno es muy elevada, los filtros pueden resultar inoperantes (Hardenburg *et al* 1988).

Una buena ventilación para eliminar las sustancias volátiles de los recintos de almacenamiento, puede resultar muy útiles. Se debe asegurar, si es posible, una renovación completa del aire cada hora. El tratamiento con tiosulfato de plata, u otros inhibidores de etileno, puede prevenir la abscisión y el adormecimiento prematuro e indeseable. El tiosulfato de plata previene exitosamente la abscisión inducida por el etileno en los pétalos. Existen otros reactivos que pueden inhibir la síntesis del etileno en las flores, pero no se emplean comercialmente (Hardenburg *et al* 1988).

3.14 Taponamiento del tallo por bloqueo físico y fisiológico.

Después del corte (en muchos tipos de flores) los tallos presentan burbujas de aire que limitan o impiden el flujo de agua hacia arriba, lo cual se debe a bloqueos físicos. También pueden formarse colonias de bacterias en el agua, las cuales pueden bloquear física o fisiológicamente. Los microorganismos descomponen los tejidos y deforman las vasos vasculares, creándose así un desequilibrio por descomposición y deshidratación (FIRA, 1988). El recortar los tallos en agua reduce estos bloqueos. El agua caliente (4 °C y pH 3-4) reduce los efectos de las burbujas de aire. Las bacterias también pueden bloquear el extremo del tallo, este problema puede reducirse en gran medida, si se limpian muy bien los contenedores y se utiliza agua acidificada. (Colinas, 1992).

3.15 Factores externos que deterioran las flores cortadas

3.15.1 Temperatura.

El almacenamiento a bajas temperaturas tiene efectos benéficos, debido a que frena tanto la actividad respiratoria como el ritmo metabólico general. Las bajas temperaturas, sin embargo, no frenan en la misma medida todas las rutas metabólicas. Algunas reacciones son muy sensibles a las bajas temperaturas y se detienen por completo a temperaturas inferiores a la crítica. El efecto global de las bajas temperaturas es el establecimiento de un desequilibrio metabólico que, si es suficientemente grave como para que se traduzca en la ausencia de un sustrato esencial, o en el acúmulo de productos tóxicos, conducirá a un funcionamiento anómalo de las células colapsadas las cuales se manifiestan como áreas titulares de color pardo. La lesión de frío es una alteración, observada especialmente en los productos vegetales de origen tropical y subtropical es consecuencia de la exposición de los tejidos susceptibles a temperaturas inferiores a 15 °C, aunque la temperatura crítica a la que los síntomas de la lesión se producen varía con los distintos productos. Los síntomas de la lesión de frío aparecen generalmente mientras el producto se encuentra bajo el dominio de bajas temperaturas inferiores a la crítica, en ocasiones, solo se presentan cuando el producto se saca a temperatura ambiente. El deterioro puede ser entonces muy rápido, teniendo a veces lugar en cuestión de horas (Wills *et al* 1999).

La lesión de frío determina la liberación de metabolitos, como aminoácidos, azúcares y sales minerales, al exterior de la célula, lo que junto con la degradación de la estructura celular, proporciona excelentes sustratos para el desarrollo de los gérmenes patógenos, especialmente de los mohos. Estos microorganismos patógenos suelen estar presentes, bien como infecciones latentes, bien a consecuencia de la contaminación durante la recolección, o poscosecha, por eso la podredumbre es muy frecuente en los productos tropicales que han sido almacenados a bajas temperaturas (Wills *et al* 1999).

3.15.2 Mecanismo de la lesión de frío

Los sucesos que conducen a la lesión de frío pueden dividirse en primarios, a través de los cuales las células vegetales reciben las bajas temperaturas, y respuestas a largo plazo, o secundarios, que conducen en último término, a la muerte celular. Los sucesos primarios son, más o menos, instantáneos y reversibles, al menos durante cierto tiempo; los secundarios son finalmente irreversibles y se manifiestan por necrosis y otros síntomas de la lesión de frío.

Las dos causas más probables de la sensibilidad al frío son:

1. El cambio que las bajas temperaturas inducen a las propiedades físicas de las membranas celulares, debido a las modificaciones sufridas por el estado físico de los lípidos de la membrana, la llamada hipótesis lipídica de la lesión del frío.
2. La disociación de las enzimas y otras proteínas en sus subunidades estructurales inducida por las bajas temperaturas, lo que resulta en una modificación de la cinética de la actividad enzimática y en cambios de las proteínas estructurales, como la tubulina.

El cambio físico de los lípidos al descender la temperatura debe modificar las propiedades de la membrana, tiene que afectar al movimiento de los iones y metabolitos, al igual que la actividad de las enzimas ligadas a las membranas. Estos cambios podrían a su vez producir desequilibrios metabólicos que alterarían la estructura de diversas membranas y se traducirían en ruptura de la compartimentación celular, muerte de las células y aparición de los síntomas de la lesión de frío (Wills *et al* 1999).

Los productos vegetales suelen verse expuestos a temperaturas indeseablemente bajas como consecuencia, por ejemplo, del transporte en regiones frías, de una incorrecta posición del termostato y de la exposición a refrigerantes a temperaturas subcero. La lesión por congelación tiene lugar a temperaturas de 0 °C o inferiores e implica la formación de hielo inter o intracelular. La lesión de frío que sufren algunos productos tiene lugar a temperaturas bajas, pero superiores al punto crioscópico del producto. Es consecuencia de un desequilibrio metabólico y de la pérdida de la compartimentación celular que tiene lugar a temperaturas subóptimas. La

presentación de la lesión del frío es función del tiempo y la temperatura, por debajo de la temperatura umbral de enfriamiento, puede no conducir a la aparición de los síntomas de la lesión del frío, en un determinado producto (Wills *et al* 1999).

Ningún otro factor influye tanto sobre la vida de las flores cortadas como la temperatura. Las altas temperaturas incrementan la pérdida de agua y de azúcares almacenados reduciendo la vida de florero. Es necesario reducir rápidamente el calor de campo y mantener temperaturas frescas durante todo el manejo. En general, se recomienda una temperatura alrededor de 8 °C si no se elimina el calor de campo; si las flores en bonche o en cajas simplemente se ponen en un cuarto frío, se presenta un rápido deterioro (Colinas, 1992). Tomado en cuenta que algunas flores no toleran las bajas temperaturas y deben proporcionarles una temperatura ideal para que su vida poscosecha sea más larga.

3.15.3 Agua.

Los efectos del estrés hídrico después del manejo en campo, clasificación y almacenamiento hacen necesario un abastecimiento de agua de buena calidad (Halevy y Mayak, 1981). El agua en los tallos cumple dos funciones: hidratación y transporte de carbohidratos, por ellos es importante que inmediatamente que se corte un tallo se coloque en agua. Cuando un tallo se deja expuesto a la intemperie puede ocurrir que: la respiración y la transpiración sean altas, la turgencia baja. El agua sube y al no existir más agua comienza a subir aire y si se le pone otra vez agua, el aire provoca bloqueo en forma de burbujas que impide el paso del agua; el recorte del tallo quita la parte más deshidratada y con aire (FIRA, 1988).

3.15.4 Luz.

La exposición de las flores, o de las plantas con flores a la luz de alta intensidad, les proporciona mayores posibilidades de supervivencia. Así mismo, la aclimatación luminosa del follaje antes de la cosecha, aumenta su longevidad. Durante el almacenamiento y el transporte, la mayor parte de las especies de follajes tropicales toleran de 5 a 10 días de oscuridad, durante periodos breves (de 1 a 3 días) generalmente no se reduce la calidad de poscosecha. De todas formas, se

recomienda que cierta cantidad de luz se proporcione cada vez que sea posible, durante el almacenamiento. Cuando no se proporciona luz durante períodos largos, las hojas pueden amarillarse y las flores morir, o desprenderse (Nell y Reid, 2002).

3.15.5 Nutrientes.

Todos los organismos vivos necesitan de un aporte alimenticio de carbohidratos, las flores de corte pueden obtener los hidratos de carbono necesarios mediante la adición de azúcares en una concentración adecuada. El almidón y azúcar almacenado en tallos, hojas y pétalos constituyen gran parte del alimento necesario para la apertura y mantenimiento de las flores. La calidad y la vida en florero de muchas flores se puede mejorar tratándolas después de la cosecha con una solución que contenga azúcar. El tratamiento o pulsado se logra dejando las flores dentro de la solución durante un corto período, usualmente menos de 24 horas, con frecuencia a baja temperatura. Ejemplos típicos son los nardos, en los que el almacenamiento y la apertura de las flores mejoran dramáticamente con un pulso de azúcar, y los gladiolos en los que las flores tratadas con azúcar abren a mayor altura en la espiga, son más grandes y tienen una vida en florero más larga. El azúcar también es parte importante de la solución de apertura utilizada para abrir flores cosechadas en estadio de botón y como parte de la solución floral utilizada a nivel del minorista y el consumidor final. Las plantas de maceta se surten de su propio alimento a través de la fotosíntesis, si son mantenidas bajo la iluminación adecuada (Nell y Reid, 2002).

3.15.6 Soluciones.

En el manejo poscosecha de las flores es común el uso de soluciones con diferentes propósitos, dentro de éstos Paulin (1997) señala los siguientes: a) mantener o restaurar la circulación de agua a lo largo del tallo floral; b) Proporcionar sustratos energéticos; c) Reducir la sensibilidad al etileno exógeno, d) Reducir el metabolismo en combinación con refrigeración, e) Resolver problemas específicos relacionados con la apertura, la respuesta geotrópica, y reducir la sensibilidad a las bajas temperaturas, entre otros.

Dentro de los componentes de estas soluciones que son específicas para cada tipo de flor (Nell y Reid, 2000) se encuentran:

- Elementos minerales. El calcio (Ca) es un elemento muy importante en poscosecha por ser un integrante tanto de las membranas como de las paredes celulares, y su deficiencia puede causar desordenes fisiológicos en diferentes flores cortadas como anturio (decoloración de la espata, gladiola (rompimiento de tejidos en la espiga, generalmente entre el segundo y el tercer floreta), (Salunkhe *et al.*, 1990). Halevy y Mayak (1981) indican que el calcio da diferentes resultados según la fuente del mismo y la flor en la que se aplique; que puede ser: Nitrato de calcio, carbonato de calcio o cloruro de calcio.

- Inhibidores de etileno. Dentro de estos compuestos se encuentran los inhibidores de la síntesis de esta hormona como el AOA que actúa a nivel de la ACC-sintasa, retardando la aparición de síntomas de envejecimiento en los pétalos (Paulin, 1997).

- Otros compuestos con diferentes propósitos. Aquí se incluyen diferentes reguladores del desarrollo como el ácido salicílico. Este compuesto se encuentra en forma natural en las plantas en donde se ha asociado con dos procesos fisiológicos importantes que son: desempeña un papel de señal que induce la resistencia sistémica adquirida cuando la planta es infectada por algún patógeno; y también participa en la producción de calor en inflorescencias de plantas de las familias Araceae y Palmaceae, esto lo hace a nivel de la fase de transporte de electrones en la respiración, de manera particular, induciendo la actividad de la oxidasa alternativa (Jankiewicz, 2003).

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Localización.

El experimento se realizó en la Universidad Autónoma Chapingo, ubicada a una altura de 2250 msnm., 19° 52' de longitud oeste. Con un clima tipo C (w⁰) (w) b (i')g, una temperatura media anual de 15 °C y una precipitación anual de 643.7 mm (García, 1988).

4.2 Material Vegetal.

Se utilizaron tallos florales de *Alpinia purpurata* 'Ginger', obtenidos de Tapachula, Chiapas. Transcurrió 1 día entre la cosecha y la llegada a la Universidad Autónoma Chapingo.

4.3 Métodos

Se probaron tres temperaturas 3, 7 y 13 °C, además un control sin refrigeración (TESTIGO) en combinación con soluciones pulso de AOA 10 ppm, AS 50 ppm y CaCl₂ 50 ppm además de un testigo que sólo estuvo a diferentes temperaturas para *Alpinia purpurata*, el almacenamiento fue de seis días 6 en cámaras frigoríficas del Departamento de Ingeniería Agroindustrial a partir del día 7 se hicieron evaluaciones visuales de apariencia, además de 3 muestreos en los cuales se evaluaron las variables respuesta que a continuación se mencionan.

4.3.1 Apariencia general de la flor, tallo y hoja.

Se hicieron observaciones en el periodo de 7 días posteriores al almacenamiento que fueron los días en que las flores estuvieron en florero para observar su comportamiento.

4.3.2 Polvo de acetona.

Se obtuvo polvo de acetona a partir de hojas y flores frescas. Se colocó el material vegetal (cantidad variable) en un vaso de licuadora y se le agregaron 40 mL de acetona al 100 por ciento, se licuaron, después con la ayuda de una bomba de vacío

se extrajo la acetona con todos los pigmentos, y así el material vegetal se molió varias veces hasta que se convirtió en polvo y tuvo la menor pigmentación posible.

4.3.3 Respiración y Producción de Etileno.

Las muestras de los gases se obtuvieron mediante un sistema cerrado y se cuantificaron por cromatografía de gases.

Se colocó el tallo floral en el recipiente y se cerró herméticamente, se dejó reposar 1 hora.

Pasado el tiempo, con una jeringa se extrajeron 7 mL de gas. El gas se colocó en un tubo vacutainer para que posteriormente fuera leído en un cromatógrafo de gases marca Varian, modelo 3400 con una columna Porapak 80/100 de 2 m x 1/8 ", la temperatura del horno fue de 80 °C y el detector de 150 °C. El gas de arrastre fue Helio con un flujo de 32.3 mL.min⁻¹ como estándar utilizó etileno (INFRA) 103 mg.L⁻¹ y CO₂ (INFRA) 399 mg.L⁻¹ la muestra inyectada fue de 1 mL.

4.3.4 Cuantificación de clorofilas y carotenoides

Se pesó 0.05 g de muestra de hoja para colocarla en un tubo de fondo plano, se adicionaron 10 mL de acetona concentrada. Se homogenizó y la mezcla se colocó en tubos de centrifuga.

Cada tubo se pesó, para equilibrar pesos por parejas para meterlos en la centrifuga y evitar derrames. Se colocaron en la centrifuga durante 30 min a 10 °C, 20200 g, posteriormente se vaciaron a tubos de fondo plano y se diluyeron con 20 mL de acetona concentrada a temperatura ambiente. Se leyó en el espectrofotómetro a 470 nm para carotenoides, 644 nm para clorofila A y 661 nm para clorofila B, se usó acetona concentrada como blanco.

$$\text{Clorofila a} = (11.24 \times \text{Lectura a } 661 \text{ nm}) - (2.04 \times \text{Lectura a } 644 \text{ nm})$$

$$\text{Clorofila b} = (20.13 \times \text{Lectura a } 644 \text{ nm}) - (4.19 \times \text{Lectura a } 661 \text{ nm})$$

$$\text{Clorofila total} = \text{Clorofila a} + \text{Clorofila b}$$

$$\text{Carotenoides} = \frac{(1000 \times \text{Lectura a } 470 \text{ nm}) - (1.9 \times \text{Lectura de clorofila a}) - (63.14 \times \text{Lectura de clorofila b})}{214}$$

Donde los valores 11.24, 2.04, 20.13, 4.19, 1000, 1.9 y 63.14 son constantes utilizadas cuando se utiliza acetona concentrada, Hartmut, K Lichtenthaler 1987.

4.3.5 Cuantificación de Antocianinas

Se pesó 0.1 g de muestra de flor, dicha muestra se maceró con N líquido en un mortero, se le adicionaron 10 mL de HCl al 1.125 N y se vertió el macerado a un tubo de centrifuga cubriéndolo con papel aluminio y tapándolo para evitar la luz y oxígeno. Todos los tubos se colocaron en un baño maría utilizando solo agitación constante por 30 minutos, posteriormente se pesaron por parejas (Peso igual). Se metieron a centrifugar 30 minutos a 10 °C a 30000 g y se leyó en el espectrofotómetro a 516 nm, Kannangara y Hansson 1998.

Para los cálculos se utilizó la siguiente formula:

Donde 4.48 = Coeficiente de extinción.

$$\text{Antocianinas} = \frac{\frac{\text{Absorbancia} \times \text{Volumen extraído de la muestra}}{4.48} \times 100}{\text{Peso de la muestra}}$$

4.3.6 Determinación de permeabilidad de la membrana y salida de electrolitos

Se cortaron rodajas de hoja y flor de un diámetro de 2 cm y de 1 a 2 mm de espesor aproximadamente. Se pesó 1.0 g de los discos de hoja y flor dependiendo la muestra a la que se le determinó la permeabilidad en cada momento, y se colocó en incubación en 30 ml de agua desionizada (de valor de conductividad conocida) a temperatura ambiente. Se registró la lectura de conductividad después de los primeros 5 minutos y después de cada 60 minutos en un período de 3 horas. Transcurridas las tres horas se colocó en baño maría durante 10 minutos, se enfrió y se tomó la lectura de conductividad.

Para los cálculos se usó la siguiente fórmula:

$$\text{Permeabilidad de membrana} = \frac{\text{Lectura de conductividad después de tres horas}}{\text{Lectura de la conductividad después del calentamiento}} \times 100$$

4.3.7 Cuantificación de Fenoles

Se midió el volumen del extracto que se obtuvo del polvo de acetona (procedimiento indicado anteriormente) de la hoja o flor según el momento en que se realizó cada prueba. Se tomaron 70 μL de extracto y se colocaron en un tubo de ensaye de fondo plano. Se agregaron 930 μL de agua desionizada. Posteriormente se agregaron 15 mL de agua desionizada y 1 mL de folin y se agitó. Se dejó reposar 8 min y se agregaron 3 mL de Na_2CO_3 al 20%, nuevamente se agitó y se dejó reposar 2 horas para luego leer en el espectrofotómetro a 760 nm, se utilizó agua desionizada como blanco.

Para obtención de los datos se uso el siguiente procedimiento:

$$\text{Valor x de la curva tipo} = \frac{(\text{Promedio de la lectura a } 516 \text{ nm} + 0.0156)}{0.048}$$

Donde los valores 0.0156 y 0.048 son constantes de la curva tipo obtenida.

$$\text{Fenoles en volumen} = \frac{\text{valor de x obtenidos} \times \text{Volumen total de extracto}}{\text{Volumen extraído en } \mu\text{L}}$$

$$\text{Fenoles en peso} = \frac{\text{Fenoles en volumen obtenidos}}{\text{Peso del polvo de acetona total}}$$

$$\text{Fenoles en mg/g de peso fresco} = \frac{\text{Fenoles en peso obtenidos}}{1000}$$

4.3.8 Actividad de Peroxidasa

Se pesaron 0.25 g de polvo de acetona de hoja o flor, se le agregaron 5 mL de solución buffer + PVP que debía estar frío, la muestra se colocó en un vaso con hielo para homogenizar. Terminando este paso la mezcla se vació a tubos de centrifuga. Se pesaron para equilibrar pesos y se colocaron en la centrifuga, que tuvo una temperatura de 0 a -4°C a una velocidad de 20800 g durante 20 min.

Después de haber centrifugado la muestra se dejó reposar para que alcanzara la temperatura ambiente al igual que los reactivos para poder leer en el espectrofotómetro.

Se tomó la lectura a 470 nm en sensibilidad media a luz visible. Se calibró con buffer. Cantidades para la lectura fueron:

2.6 mL de buffer

100 µL de H₂O₂ al 0.25 %

250 µL de guayacol 0.1 M

50 µL de muestra

Las cantidades anteriores se colocaron en una cámara de cuarzo en el orden antes mencionado, se agitaron y se colocaron rápidamente en el espectrofotómetro para la lectura.

Las lecturas se toman a los tiempos siguientes.

30 seg. 60 seg. 120 seg.

Para la obtención de los datos se usó el siguiente procedimiento:

$$\text{Peroxidasa en Unidades Internacionales} = \frac{(\text{Lectura final a 120 seg} - \text{Lectura inicial a 30 seg})}{\left(\frac{1.5 \times \text{tiempo total}}{26} \right) \times 0.003} \times 1000000$$

$$\text{Peroxidasa} = \left(\frac{\left(\frac{\text{Unidades Internacionales} \times \text{Volumen total de la muestra}}{\text{Volumen utilizado de la muestra } \mu\text{L}} \right) \times \left(\frac{1}{\text{Peso de la muestra}} \right)}{\frac{\text{Peso fresco}}{\text{Peso del polvo de acetona}}}} \right) \times \frac{\text{Unidades Internacionales}}{\text{g de peso fresco}}$$

Cuadro 7. Arreglo Experimental

TEMPERATURAS	TRATAMIENTOS	VARIABLES RESPUESTA
3 ° C	AOA 10 ppm	Apariencia general de tallo, hoja y flor Respiración Producción de etileno
	AS 50 ppm	
	CaCl ₂ 50 ppm	
	Testigo	
	TESTIGO	
7 ° C	AOA 10 ppm	Permeabilidad de membrana de flor y hoja Clorofilas Carotenoides Antocianinas
	AS 50 ppm	
	CaCl ₂ 50 ppm	
	Testigo	
	TESTIGO	
13 ° C	AOA 10 ppm	Fenoles en Hoja y Flor Peroxidasa en Hoja y Flor
	AS 50 ppm	
	CaCl ₂ 50 ppm	
	Testigo	
	TESTIGO	

4.4 Diseño Experimental

Para el análisis de los datos se usó un Diseño 2 Factorial Completamente al azar para cada variable respuesta, de dicho diseño se obtuvo un análisis de varianza con un $\alpha = 0.05$, se utilizó el paquete estadístico SAS®. Para definir diferencias entre tratamientos se utilizó la prueba de Tukey con el mismo nivel de significancia. El modelo estadístico fue:

$$Y_{ijk} = \mu + A_i + B_j + (AB)_{ij} + e_{ijk}$$

$i = 1, 2, \dots, a$ $j = 1, 2, \dots, b$ $k = 1, 2, \dots, r$

a = Número de niveles del factor A.

b = Número de niveles del factor B.

r = Número de repeticiones.

Y_{ijk} = Respuesta obtenida en la k -ésima repetición del i -ésimo nivel del factor A y el j -ésimo nivel del factor B.

μ = Efecto medio general.

A_i = Efecto atribuido al i -ésimo nivel del factor A.

B_j = Efecto atribuido al j -ésimo nivel del factor B.

$(AB)_{ij}$ = Efecto atribuido a la interacción entre el i -ésimo nivel del factor A y el j -ésimo nivel del factor B.

e_{ijk} = Término de error aleatorio, donde los e_{ijk} tienen una distribución Normal e independientes con media 0 y varianza σ^2 .

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 ANTOCIANINAS

Las antocianinas son compuestos fenólicos pertenecientes a los flavonoides que se encuentran principalmente en frutas, flores y hojas de las plantas y son responsables de dar los colores rojo, azul y violeta, tienen alta capacidad antioxidante, han sido difíciles de estudiar por su inestabilidad (Kong *et al* 2003). En esta investigación el mejor resultado para mantener un color aceptable en la flor durante la vida de florero fue la combinación de AOA a 13 °C. Los tallos que se sometieron a 3 °C en general fueron los que tuvieron mayor daño por frío, en la Figura 2 se observa que el TESTIGO que se muestreo el día 1 y el TESTIGO que se muestreo el día 7 después del almacenamiento fueron los que tuvieron la menor y mayor cantidad de antocianinas respectivamente lo anterior coincide con Kong, *et al* (2003) que dice que un incremento logarítmico en la destrucción de antocianinas ocurre con un incremento en la temperatura, pero se puede inducir su síntesis a bajas temperaturas. Además se observa en cada fecha hubo una tendencia en los Testigos con cantidades mayores de antocianinas que en los tallos tratados (Figura 2).

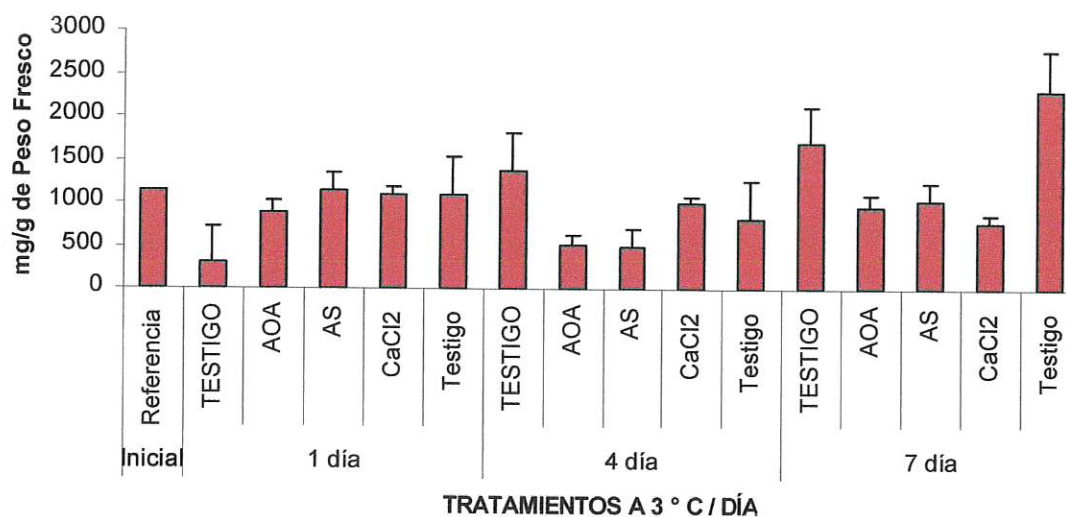


Figura 2. Comportamiento de las Antocianinas a 3 °C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

La apariencia de las flores expuestas a 3, 7 y 13 °C se puede ver en las Figuras 3, 4 y 7.

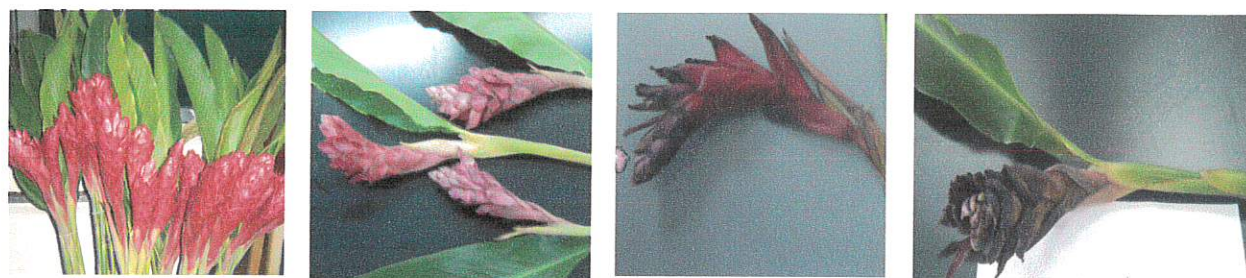


Figura 3. Tallos florales expuestos a 3 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

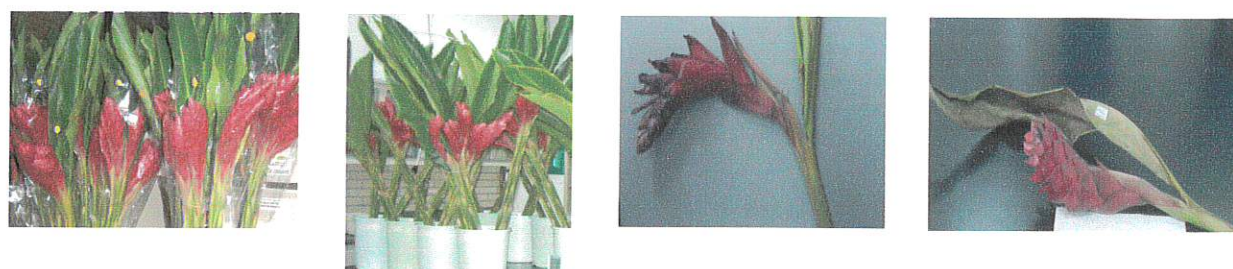


FIGURA 4. TALLOS FLORALES EXPUESTOS A 7 ° C. INICIAL Y A LOS DÍAS 1, 4 Y 7 DE TEMPERATURA AMBIENTE (DESPUÉS DEL ALMACENAMIENTO).

Los tallos expuestos a 7 °C para antocianinas no fueron los que tuvieron la mayor estabilidad en cuanto a la cantidad de antocianinas, sin embargo la mejor combinación de esta temperatura fue con AS, así en la Figura 5 se observa que el TESTIGO que fue muestreado el día 7 fue el que reportó la mayor cantidad de antocianinas y el TESTIGO que se tomó el día 1 fue el que reportó la menor cantidad de antocianinas, sin embargo los tallos tratados con AS en las 3 fechas de muestreo tuvieron mayor estabilidad en la cantidad de antocianinas.

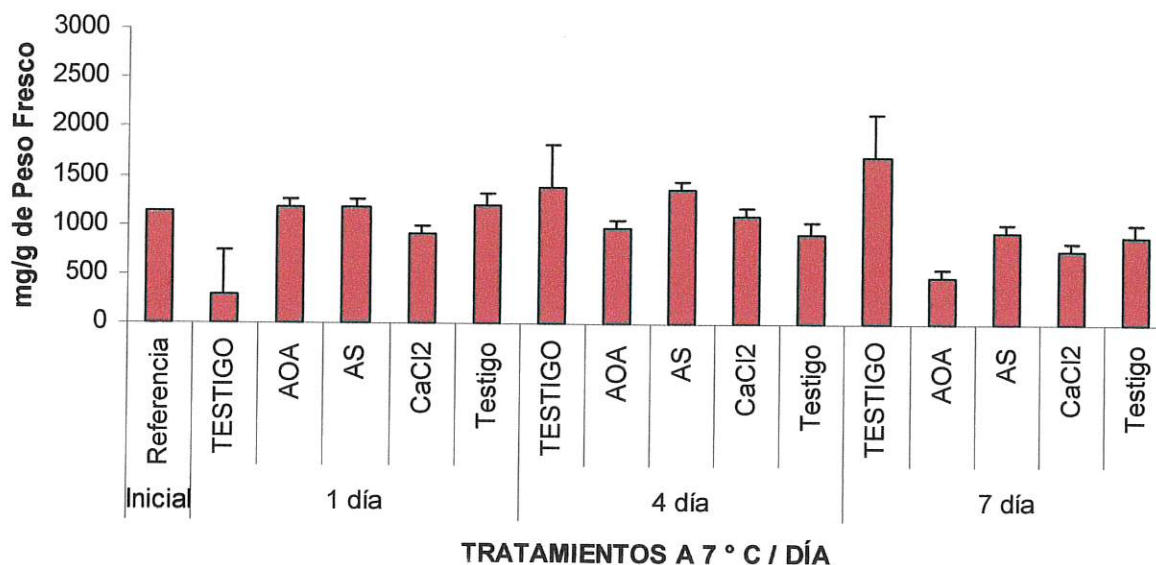


Figura 5. Comportamiento de las Antocianinas a 7 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

Para 13 °C se tuvo los mejores resultado en las combinaciones con AS y comparado con la referencia se puede ver que se obtuvieron valores muy similares, en la Figura 6 se observa la cantidad de antocianinas reportadas por los tallos que se sometieron a 13 °C de los cuales se observa que los tallos del muestreo del día 4 con los tratamientos de AS y CaCl₂, además los de AOA y el TESTIGO del último muestreo son los que reportaron la mayor cantidad de antocianinas, así el TESTIGO del primer muestreo y el testigo que se sometió a 13 °C son los que reportan la menor cantidad de antocianinas. A 13 °C se observa claramente que hubo un incremento en la cantidad de antocianinas especialmente en los muestreos 2 y 3 después del almacenamiento a bajas temperaturas.

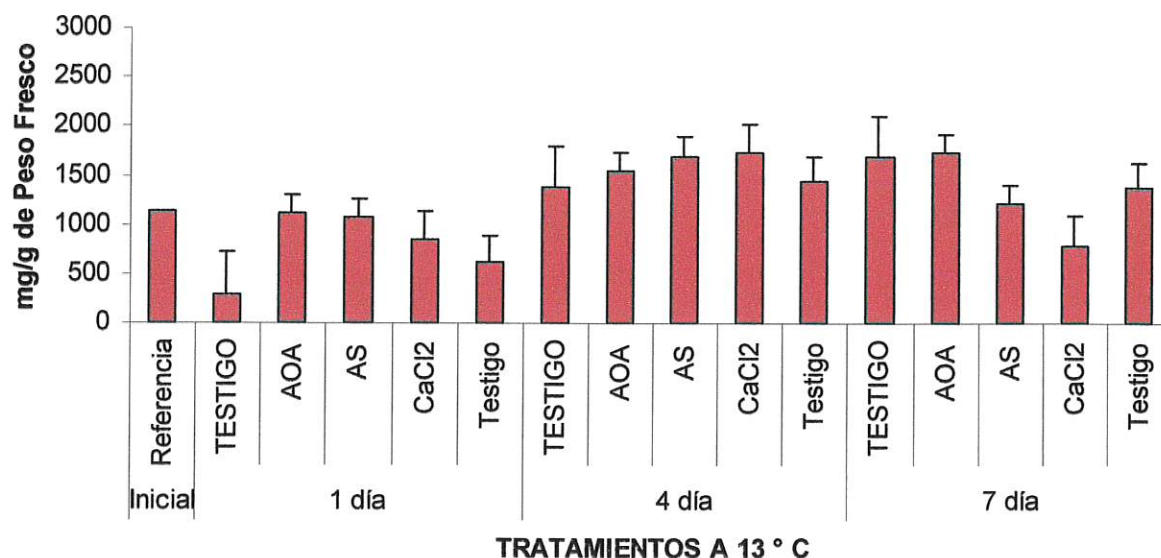


Figura 6. Comportamiento de las Antocianinas a 13 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.



Figura 7. Tallos florales expuestos a 13 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

A partir de un análisis de varianza en el Cuadro 8 no se observaron diferencias significativas entre temperaturas, aunque a 13 ° C se tuvo la mayor cantidad de

antocianinas, seguido de los tallos que se sometieron a 3 ° C y la menor cantidad la reportaron los que estuvieron a 3 ° C.

Cuadro 8. Comparación de medias en temperaturas para Antocianinas.

Temperaturas	mg/g de peso fresco (Medias)
13 °C	1269.5 a
3 °C	1002.3 a
7 °C	989.50 a

DMS =391.05

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

El Cuadro 9 muestra que tampoco se obtuvieron diferencias significativas entre tratamientos, pero los tallos que representaron al Testigo son los que reportan la mayor cantidad de antocianinas, sin embargo los tallos tratados con AS y AOA tuvieron mayor homogeneidad en la cantidad de antocianinas y los tallos que estuvieron tratados con CaCl_2 son los que tienen la menor cantidad de antocianinas.

Cuadro 9. Comparación de medias en tratamientos para Antocianinas.

Tratamientos	mg/ g de peso fresco (Medias)
Testigo	1182.9 a
ÁS	1129.0 a
ÁOA	1040.0 a
CaCl_2	996.60 a

DMS =498.8

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

Las antocianinas son muy importantes en la vida poscosecha de las flores puesto que el color que tenga cualquier flor nos indicara el estado de madurez en el que se encuentra, por eso es importante utilizar soluciones preservantes que nos ayuden a mantener los tallos en un estado fisiológico optimo el cual a la vez reflejara una apariencia aceptable para el consumidor. A partir del análisis de varianza en el Cuadro 10 se puede ver que no se reportan diferencias significativas entre

combinaciones sin embargo la mejor combinación es donde se obtuvo la mayor cantidad de antocianinas es la que se sometió a 13 °C y estuvo en solución pulso de AOA el cual actúa a nivel de la ACC-sintasa, retardando la aparición de síntomas de envejecimiento en los pétalos (Paulin, 1997) y 13 °C es la temperatura ideal para el almacenamiento de *Alpinia purpurata*. Los tallos que estuvieron a 3 °C y que se usó el AOA en solución pulso son los que tuvieron la menor cantidad de antocianinas. Se puede ver que la segunda mejor combinación fueron los tallos que fueron testigos que se sometieron a 3 °C sin tratamiento. Además se puede ver que el AOA reporta valores bajos de antocianinas a bajas temperaturas, pero reporta valores altos a temperaturas altas. También se puede observar que con el AS combinado con temperaturas de 7 y 13 °C se pueden obtener altas cantidades de antocianinas.

Cuadro 10. Comparación de medias en las Combinaciones temperaturas-tratamientos para Antocianinas.

Combinaciones Temperaturas – Tratamientos	mg/g de peso fresco (Medias)
13 °C ÁOA	1467.8 a
3 °C Testigo	1397.5 a
13 °C ÁS	1339.9 a
7 °C ÁS	1159.4 a
13 °C Testigo	1149.4 a
13 °C CaCl ₂	1121.0 a
7 °C Testigo	1001.8 a
3 °C CaCl ₂	949.60 a
7 °C CaCl ₂	919.10 a
3 °C ÁS	887.60 a
7 °C ÁOA	877.90 a
3 °C ÁOA	774.40 a

DMS = 1129.2

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

5.2 CLOROFILAS

El color verde de las hojas y frutas semimaduras se debe a las clorofilas a (verde azulado) y clorofilas b (verde amarillento) que se encuentran en relación 3:1. Por eliminación del Mg las clorofilas se transforman en feofitinas a y b que son de color oliva parduzco. La sustitución del ión Mg^{++} por Fe^{++} y Sn^{++} da lugar a la formación de productos pardo-grisáceos. La degradación de las feofitinas (a,b) a pirofeofitinas aparece como una reacción consecutiva, lo que explicaría los incrementos iniciales en el contenido de éstas según se manifiesta a temperaturas bajas (Wills *et al* 1999). Los síntomas anteriormente pueden observarse en las siguientes figuras:



Figura 8. Tallos florales expuestos a 3 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

La senescencia de hojas se acompaña de la pérdida de clorofila y aumento de los carotenoides, la pérdida podría ser resultado de síntesis más lenta o degradación más rápida, o ambas (Salisbury y Ross, 1994). Para clorofilas las hojas que presentaron envejecimiento más tarde fueron las que estuvieron en la combinación AS a 13 °C, para carotenoides la combinación que tuvo la cantidad más alta fue $CaCl_2$ a 7 °C. La Figura 9 muestra el comportamiento de las clorofilas y los carotenoides a 3 °C en el segundo muestreo para los tratamientos AS y $CaCl_2$ se obtuvieron los valores más altos para clorofilas y carotenoides. En el tercer muestreo hubo homogeneidad en los resultados para los tratamientos de AS, $CaCl_2$ y el Testigo. En las tres fechas de muestreo los valores más bajos los reportan los TESTIGOS.

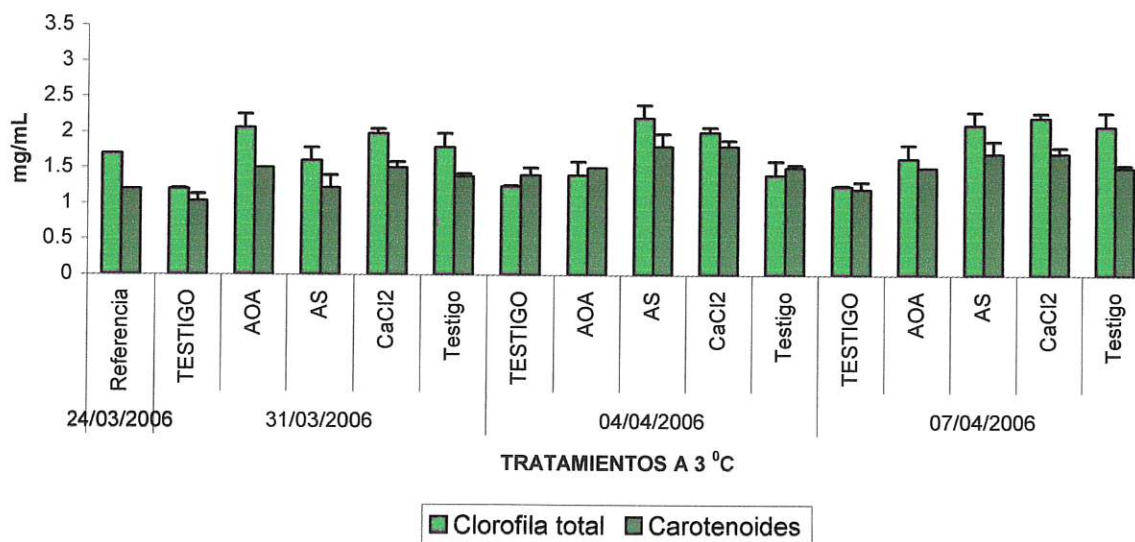


Figura 9. Comportamiento de la Clorofila total y los carotenoides a 3 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

A 7 °C los tallos tratados con AS tuvieron la mayor cantidad de clorofilas y carotenoides en la segunda fecha de muestreo, sin embargo los tallos tratados con CaCl_2 en la primera fecha de muestreo tuvieron la menor cantidad de clorofilas y carotenos. En general se puede observar relativa homogeneidad entre los resultados obtenidos para clorofilas y carotenoides a 7 ° C (Figura 11), aún cuando hubo homogeneidad en la relación clorofilas carotenoides a esta temperatura, se observó que hubo daño por frío (Figura 10), la lesión puede ser observada especialmente en los productos vegetales de origen tropical y subtropical es consecuencia de la exposición de los tejidos susceptibles a temperaturas inferiores a 15 °C, aunque la temperatura crítica a la que los síntomas de la lesión se producen varía con los distintos productos. Los síntomas de la lesión de frío aparecen generalmente mientras el producto se encuentra bajo el dominio de bajas temperaturas inferiores a la crítica, en ocasiones, solo se presentan cuando el producto se saca a temperatura ambiente. El deterioro puede ser entonces muy rápido, teniendo a veces lugar en cuestión de horas (Wills *et al* 1999).

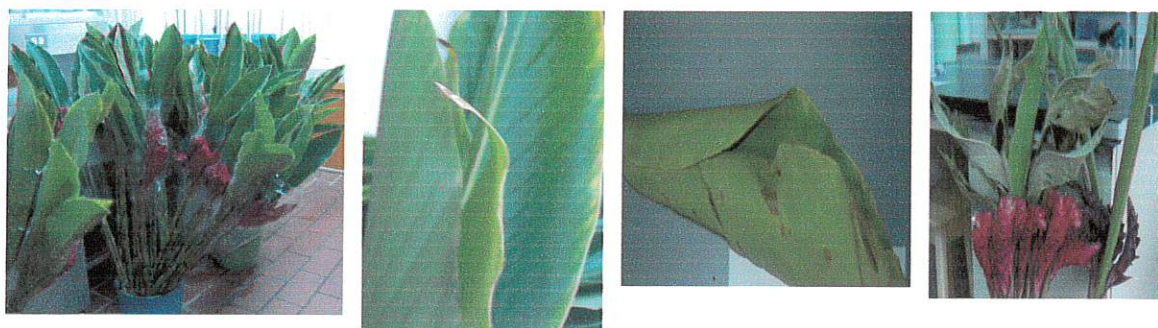


Figura 10. Tallos florales expuestos a 7 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

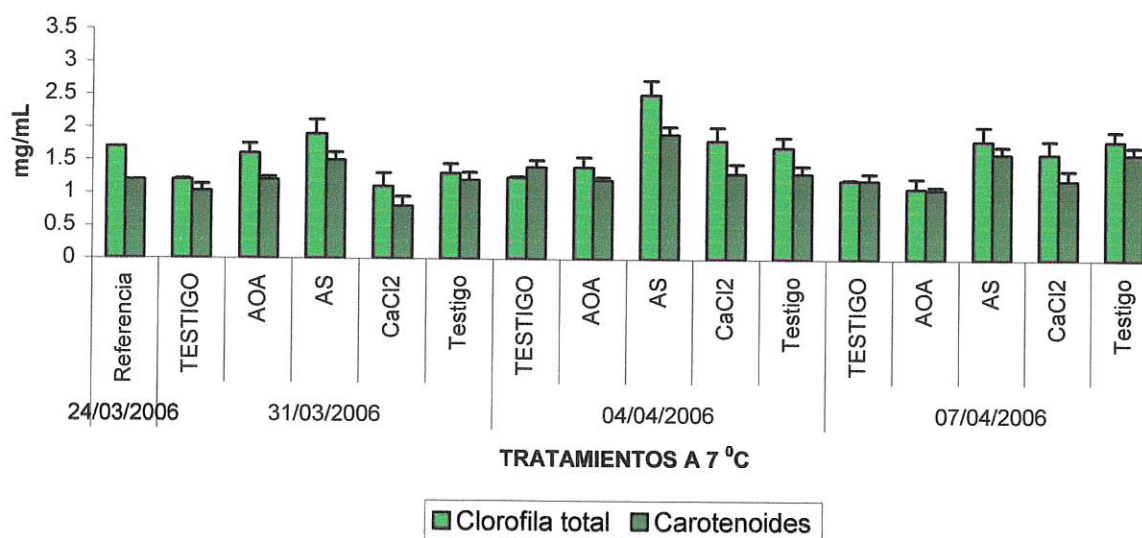


Figura 11. Comportamiento de la Clorofila total y los carotenoides a 7 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

Para los tallos que se sometieron a 13 ° C fueron en los que se presento menos envejecimiento tanto en las flores como en las hojas (Figura 12). Los tallos florales que obtuvieron la mayor cantidad de clorofila y carotenos fue en el tercer muestreo y

fueron tratados con AS, sin embargo los que tuvieron los valores más bajos fueron los tallos tratados con CaCl_2 del tercer muestreo en la Figura 13.



Figura 12. Tallos florales expuestos a 13 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

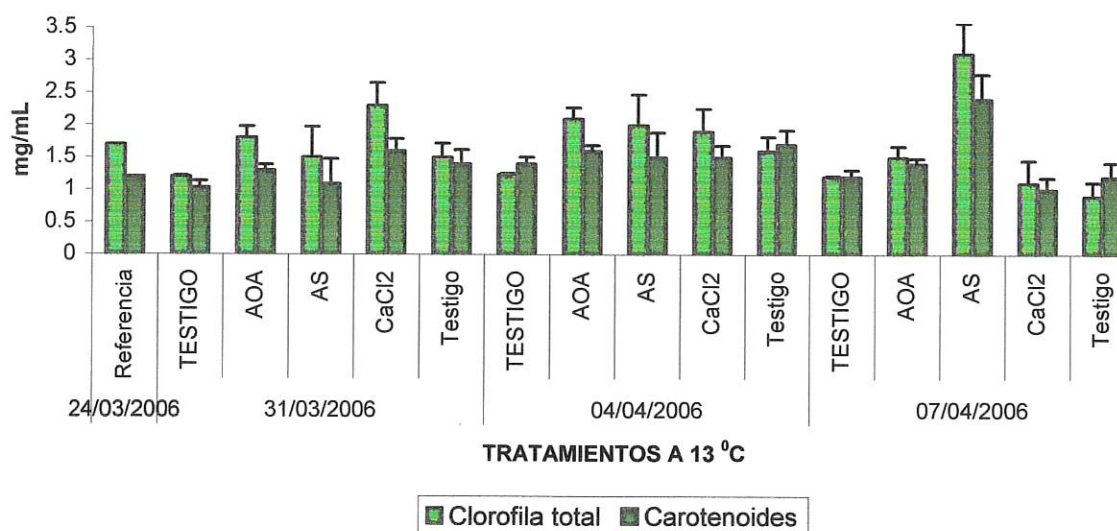


Figura 13. Comportamiento de la Clorofila total y los carotenoides a 13 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

En el Cuadro 11 se observa que no hubo diferencias estadísticas significativas entre temperaturas, aunque los tallos que se sometieron a 3 ° C tuvieron la cantidad de clorofilas más alta. Para los tallos que fueron sometidos a 7 ° C fueron los que

tuvieron la menor cantidad de clorofilas. Aunque en las 3 temperaturas hubo daño por frío que pudo haber llevado a un desequilibrio metabólico que, si es suficientemente grave como para que se traduzca en la ausencia de un sustrato esencial, o en el acúmulo de productos tóxicos, condujo a los tallos a un funcionamiento anómalo de las células colapsadas las cuales se manifestaron como áreas titulares de color pardo (Wills *et al* 1999).

Cuadro 11. Comparación de medias en temperaturas para Clorofilas.

Temperaturas	Clorofilas (Medias en mg / mL)
3 °C	1.8700 a
13 °C	1.7750 a
7 °C	1.6317 a

DMS =0.4199

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

El mejor tratamiento utilizado para que se mantuviera una mayor cantidad de clorofilas fue el AS (Cuadro 12). El Testigo tuvo la menor cantidad de clorofilas lo cual podría sugerir que es importante utilizar algún tratamiento y que no es suficiente someter los tallos a bajas temperaturas.

Cuadro 12. Comparación de medias en tratamientos para Clorofilas.

Tratamientos	Clorofilas (Medias en mg / mL)
AS	2.0778 a
CaCl ₂	1.7756 a
AOA	1.6189 a
Testigo	1.5633 a

DMS =0.5356

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

El descenso en los contenidos de clorofila es un indicador de senescencia por lo tanto podemos sugerir que el AS retrasó el envejecimiento ya que el Cuadro 13

muestra que la mejor combinación entre tratamientos y temperaturas fue la de 13 ° C con AS con el valor más alto. La peor combinación fue la del testigo a 13 ° C.

Cuadro 13. Comparación de medias en las combinaciones temperaturas-tratamientos para Clorofilas.

Combinaciones Tratamientos- temperaturas	Clorofilas (Medias en mg / mL)
13 °C AS	2.2000 a
7 °C AS	2.0667 a
3 °C CaCl ₂	2.0600 a
3 °C AS	1.9667 a
13 °C AOA	1.8000 a
13 °C CaCl ₂	1.7667 a
3 °C Testigo	1.7567 a
3 °C AOA	1.6967 a
7 °C Testigo	1.6000 a
7 °C CaCl ₂	1.5000 a
7 °C AOA	1.3600 a
13 °C Testigo	1.3333 a

DMS =1.2125

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

5.3 CAROTENOIDES

Los carotenoides se hacen evidentes con la destrucción de la clorofila, así el Cuadro 14 nos muestra que no hubo diferencias significativas a un alpha 0.05 sin embargo a 3° C se obtuvo la mayor cantidad de carotenoides y a 7 ° C se tuvo la menor cantidad, lo anterior porque los anturios, las gingers y las aves de paraíso son sumamente duraderos y con frecuencia se mantienen en excelentes condiciones en agua y un almacenamiento a temperaturas de 7 °C o inferiores produce cierto oscurecimiento, síntomas de los daños causados por frío. (Hardenburg *et al* 1988).

Cuadro 14. Comparación de medias en temperaturas para Carotenoides.

Temperaturas	Carotenoides (Medias en mg /mL)
3 °C	1.5500 a
13 °C	1.4742 a
7 °C	1.3217 a

DMS =0.2842

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

El mejor tratamiento fue AOA ya que fue el que tuvo la menor cantidad de carotenoides, lo cual nos indica que el nivel de clorofilas pudo haber sido más alto y la hojas pudieron presentar menor grado de senescencia no obstante no hubo diferencias significativas a un alpha de 0.05 (Cuadro 15).

Cuadro 15. Comparación de medias en tratamientos para Carotenoides.

Tratamientos	Carotenoides (Medias en mg /mL)
AS	1.6322 a
Testigo	1.4222 a
CaCl ₂	1.3778 a
AOA	1.3622 a

DMS =0.3625

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

La mejor combinación para mantener un valor bajo de carotenoides fue el CaCl₂ a 7 °C (Cuadro 16) ya que el calcio (Ca) es un elemento muy importante en poscosecha por ser un integrante tanto de las membranas como de las paredes celulares. (Salunkhe et al., 1990).

Cuadro 16. Comparación de medias en las combinaciones temperaturas-tratamientos para Carotenoides.

Combinaciones temperaturas-tratamientos	Carotenoides (Medias en mg /mL)
3 °C CaCl ₂	1.6667 a
7 °C AS	1.6667 a
13 ° C AS	1.6633 a
3 ° C AS	1.5667 a
3 ° C AOA	1.5000 a
3 ° C Testigo	1.4667 a
13 ° C AOA	1.4333 a
13 ° C Testigo	1.4333 a
13 ° C CaCl ₂	1.3667 a
7 ° C Testigo	1.3667 a
7 ° C AOA	1.1533 a
7 ° C CaCl ₂	1.1000 a

DMS =0.8206

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

5.4 ETILENO Y CO₂

La liberación de CO₂ y Etileno a 3 ° C se puede observar (Figura 15) que en las diferentes fechas de muestreo la respiración se va incrementando, en cuanto al etileno va disminuyendo, al paso del tiempo hay un aumento en el desprendimiento de etileno y una notable disminución en la liberación de CO₂. Lo anterior coincide con Colinas, 1992 que menciona que el etileno es un gas producido y liberado en bajas concentraciones por todas las flores, sin embargo, las flores dañadas o viejas y muchos frutos durante la maduración, lo producen en mayores cantidades. Además Halevy y Mayak, 1979 mencionan que el nivel máximo de respiración ocurre cuando las flores comienzan a abrir y el ritmo respiratorio va disminuyendo conforme las flores maduran. Posteriormente se da un incremento en la respiración en poco

tiempo y finalmente disminuye; este segundo aumento en la respiración es considerado como un indicador final de la senescencia (Figura 14).



Figura 14. Tallos florales que muestran su estado inicial y a los 7 días de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

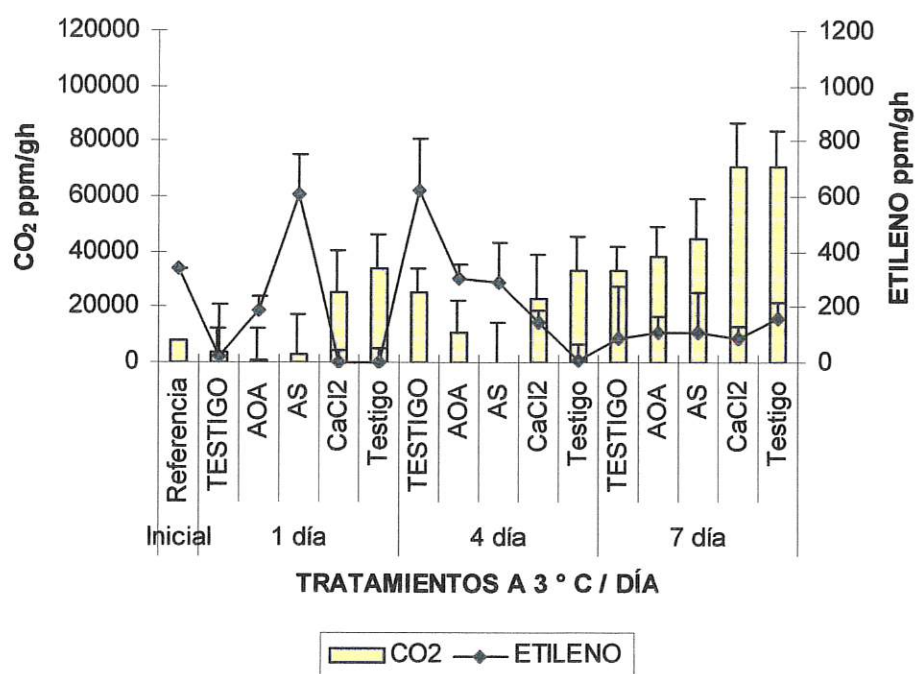


Figura 15. Liberación de CO₂ y Etileno a 3 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

El comportamiento de la liberación de CO₂ y Etileno a 7 ° C (Figura 16) en la primera fecha de muestreo la respiración se va incrementando para la segunda tenemos los valores más altos y en la tercera disminuye notablemente, en cuanto al etileno tenemos valores bajos al principio y al paso del tiempo hay un aumento en el desprendimiento de este.

En la primera fecha de muestreo podemos observar que el tratamiento con CaCl₂ y el Testigo a 7 ° C fueron los que tuvieron el valor más bajo y el tratamiento con AS tuvo el valor más alto en cuanto a liberación de CO₂, sin embargo el tratamiento con AOA y el Testigo a 3 ° C tuvieron el valor más bajo y más alto respectivamente en la liberación de Etileno.

Para la segunda fecha el TESTIGO y el tratamiento con AS tuvieron los valores más altos y el valor más bajo lo tuvo el tratamiento con AOA en cuanto a la liberación de CO₂, para Etileno el TESTIGO y el Testigo a 7 ° C reportan los valores más altos y el tratamiento con AOA tuvo el valor más bajo.

En la última fecha el comportamiento de la respiración se observa casi constante en todos los tratamientos, disminuyendo notablemente comparados con las fechas anteriores. Para etileno los valores se incrementaron notablemente, resaltando el tratamiento con CaCl₂ y AOA con los valores más altos. Estos resultados coinciden con Paulin, 1997 quien menciona que compuestos como el AOA que es un inhibidor de la síntesis de etileno que actúa a nivel de la ACC-sintasa, retardando la aparición de síntomas de envejecimiento en los pétalos (Paulin, 1997).

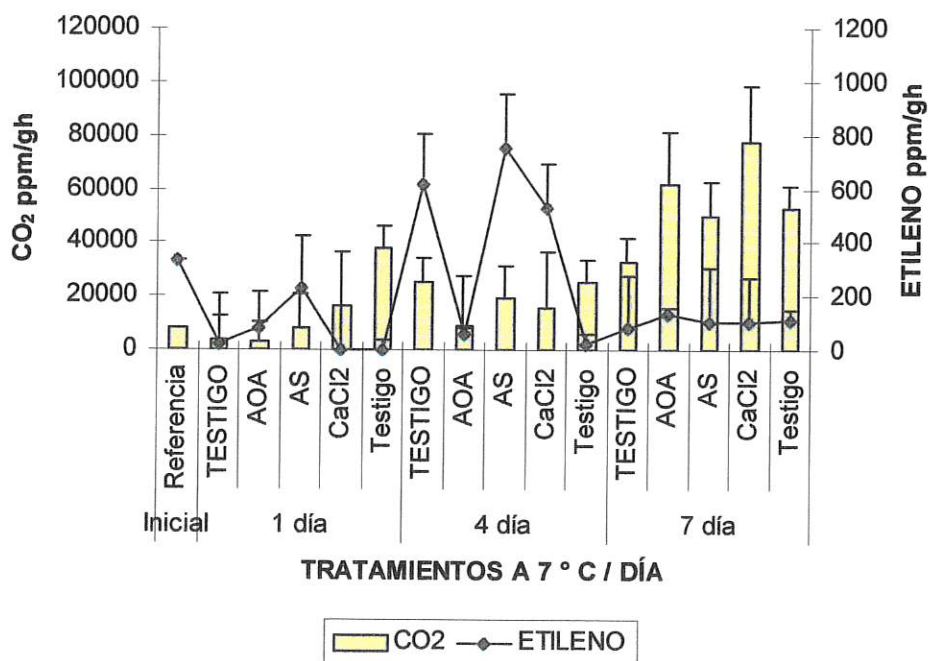


Figura 16. Liberación de CO₂ y Etileno a 7 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

El comportamiento a 13 °C de la liberación de CO₂ y Etileno a 13 ° C se puede observar en la figura 17. En la primera fecha de muestreo podemos observar que los tratamientos con AOA y el testigo a 13 ° C tuvieron los valores más bajos y el tratamiento con ácido salicílico tuvo el valor más alto, lo anterior en cuanto a la liberación de CO₂, sin embargo el TESTIGO y el tratamiento con AOA tuvieron los valores más bajos para etileno así el tratamiento con CaCl₂ tuvo el valor más alto. Para la segunda fecha el TESTIGO y el testigo a 13 ° C tuvieron los valores más altos y el valor más bajo lo tuvo el tratamiento con AOA en cuanto a la liberación de CO₂, para Etileno los tratamientos con AS y CaCl₂ reportan los valores más altos y el testigo a 13 ° C tuvo el valor más bajo. En la última fecha el tratamiento con AOA tuvo el valor más alto y el tratamiento con CaCl₂ el valor más bajo en cuanto a liberación de CO₂, el testigo a 13 ° C tuvo el valor más alto de etileno y el tratamiento

con AOA no reporto desprendimiento de etileno ya que el AOA es un inhibidor de la síntesis de esta hormona que actúa a nivel de la ACC-sintasa (Paulin, 1997).

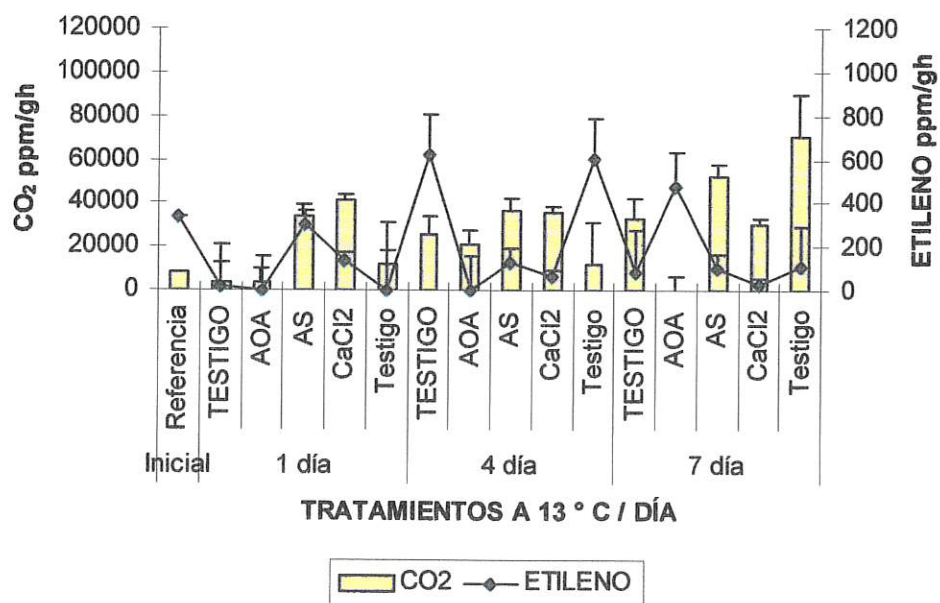


Figura 17. Liberación de CO₂ y Etileno a 13 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

Un factor importante es el control de la temperatura, el almacenamiento debe hacerse a 4 °C o menos, cuando sea posible, pues tanto la producción de etileno como reacción fisiológica a su presencia se reducen a bajas temperaturas (Hardenburg *et al* 1988), sin embargo las flores tropicales como la Ginger debe almacenarse a temperaturas más altas de lo contrario se tendrán daños por frío, en el Cuadro 17 se ve que no hubo diferencia significativa entre temperaturas para Etileno, aunque a 7 ° C desprende una cantidad mayor y a 13 ° C desprende una menor cantidad siendo esta la adecuada para un correcto almacenamiento.

Cuadro 17. Comparación de medias en temperaturas para Etileno.

Temperaturas	Etileno (Medias en ppm / gh)
7 ° C	177.65 a
3 ° C	167.66 a
13 ° C	162.35 a

DMS =204.21

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

El Cuadro 18 muestra que no hubo diferencias significativas entre tratamientos, aunque se puede ver que el tratamiento con AS es el que induce a un mayor desprendimiento de etileno y el testigo libera menor cantidad.

Cuadro 18. Comparación de medias en tratamientos para Etileno.

Tratamientos	Etileno (Medias en ppm / gh)
AS	292.43 a
AOA	148.41 a
CaCl ₂	122.16 a
Testigo	113.87 a

DMS =260.48

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

En cuanto a las combinaciones temperaturas-tratamientos el AOA sugiere un mayor control en la producción de etileno a 7 °C, además el mayor contenido a 3 °C parece indicar daño por frío. Mor et al. (1989) encontraron que en tallos florales de rosa, el AOA tuvo mayor efecto en las flores almacenadas a bajas temperaturas en comparación con las flores no refrigeradas. En el Cuadro 19 se puede observar que no hubo diferencias significativas en cuanto al liberación de etileno en las combinaciones temperaturas-tratamientos, sin embargo la combinación de AS a 7 ° C es la que reporta la mayor cantidad de etileno y la combinación Testigo a 7 ° C es la que libera la menor cantidad de etileno.

Cuadro 19. Comparación de medias en las combinaciones temperaturas-tratamientos para Etileno.

Combinaciones Temperaturas – Tratamientos	Etileno (Medias en ppm /gh)
7 ° C AS	362.0 a
3 ° C AS	336.3 a
13 ° C Testigo	237.8 a
7 ° C CaCl ₂	213.1 a
3 ° C AOA	198.6 a
13 ° C AS	179.0 a
13 ° C AOA	157.5 a
7 ° C AOA	89.20 a
3 ° C CaCl ₂	78.30 a
13 ° C CaCl ₂	75.10 a
3 ° C Testigo	57.50 a
7 ° C Testigo	46.30 a

DMS =589.7

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

5.5 CONCENTRACIÓN DE CO₂

La velocidad de respiración es un índice de la velocidad a la que la flor utiliza sus reservas de azúcares o de otros sustratos, en consecuencia, es un indicador de la vida de almacenamiento, para algunas flores empacadas en seco, la temperatura recomendada para su almacenamiento oscila entre -0.5 °C y 0 °C, a esta temperatura, se logra la vida de almacenamiento más larga posible y se reduce la producción de etileno, lo cual conduce a productos de alta calidad y de mayor duración. En el Cuadro 20 se observa que no hubo diferencias significativas en temperaturas para respiración, no obstante se ve que a 7 ° C se tienen valores más altos de respiración y a 13 ° C los valores más bajos puesto que tanto anturios como ginger deben almacenarse a temperaturas más altas (Hardenburg *et al* 1988).

Cuadro 20. Comparación de medias en temperaturas para Respiración.

Temperaturas	Respiración (Medias en mL . g ⁻¹ h ⁻¹)
7 ° C	31.436 a
3 ° C	29.555 a
13 ° C	28.911 a

DMS =23.911

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

En el Cuadro 21 se observa que no hubo diferencias significativas entre tratamientos para respiración, sin embargo el Testigo tiene mayor liberación de CO₂ y los tratamientos de AOA tienen la menor cantidad liberada de CO₂, como ya anteriormente se ha mencionado el AOA pudo haber influido en la disminución de la respiración.

Cuadro 21. Comparación de medias en tratamientos para Respiración.

Tratamientos	Respiración (Medias en mL . g ⁻¹ h ⁻¹)
Testigo	38.662 a
CaCl ₂	37.241 a
AS	27.441 a
AOA	16.524 a

DMS =30.500

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

La combinación de AOA a 13 ° C es en la que se desprendió menor cantidad de CO₂ (Cuadro 22) y la que presento menor grado de senescencia ya que el nivel de respiración de un vegetal es el índice de sus reservas de azúcares y de otros nutrientes, es además el índice de conservación de las flores cortadas, es por eso que debe reducirse la respiración al mínimo lo más pronto posible, inmediatamente después del corte. (Halevy y Mayak, 1979).

Cuadro 22. Comparación de medias en las combinaciones temperaturas-tratamientos para Respiración.

Combinaciones Temperaturas - Tratamientos	Respiración (Medias en mL . g⁻¹h⁻¹)
3 ° C Testigo	46.097 a
13 ° C AS	40.708 a
3 ° C CaCl ₂	39.691 a
7 ° C Testigo	38.769 a
7 ° C CaCl ₂	36.461 a
13 ° C CaCl ₂	35.572 a
13 ° C Testigo	31.122 a
7 ° C AS	25.861 a
7 ° C AOA	24.651 a
3 ° C AOA	16.677 a
3 ° C AS	15.755 a
13 ° C AOA	82.43 a

DMS =69.048

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

5.6 PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN HOJA

El comportamiento de la permeabilidad de membrana en hojas que se trataron a 3 °C (Figura 18) se mantuvo en un rango de 70 al 100 por ciento siendo el tratamiento de AS del tercer muestreo el que tuvo el menor porcentaje y el tratamiento con AOA del segundo muestreo tuvo el porcentaje más alto probablemente este comportamiento este asociado con cambio que las bajas temperaturas inducen a las propiedades físicas de las membranas celulares, debido a las modificaciones sufridas por el estado físico de los lípidos de la membrana, la llamada hipótesis lipídica de la lesión del frío (Wills *et al* 1999).

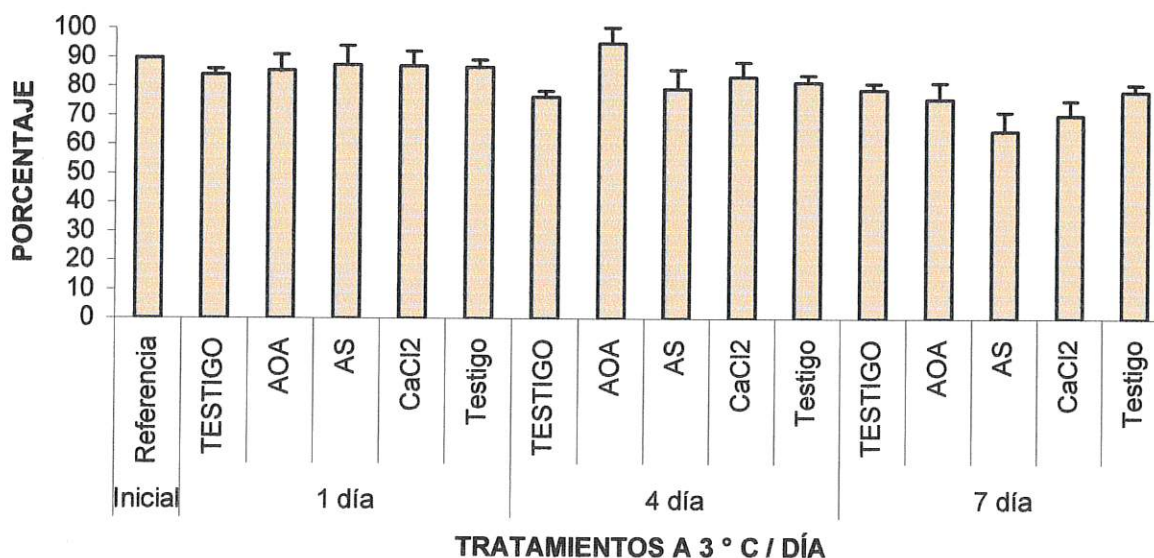


Figura 18. Comportamiento de la permeabilidad de membrana en hoja a 3 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

A 7 °C se puede observar que el comportamiento de la permeabilidad de membrana en hoja (Figura 19), en las 3 fechas de muestreo se registró un comportamiento más o menos homogéneo, el tratamiento de AS en el tercer muestreo es el que presentó el porcentaje más bajo, sin embargo el TESTIGO del tercer muestreo es el que tuvo el porcentaje más alto estos resultados pueden estar relacionados con lo que mencionan Acosta-Zamudio y Colinas-León, 1991 que durante el proceso de maduración, un fruto sufre una serie de transformaciones bioquímicas y fisiológicas que se reflejan en cambios de tipo estructural y se produce la pérdida de la integridad de las membranas, la consecuente afectación de la permeabilidad de éstas y un aumento en el espacio libre intracelular debido a la desintegración celular así como de paredes, estos cambios se ven manifiestos, en parte, por la salida de electrolitos e incluso puede haber cierta relación entre la elevación de la tasa de producción de

etileno y los cambios en la permeabilidad de la membrana por lo tanto los tratamientos que tuvieron el porcentaje más bajo son los que mantuvieron una integridad celular más uniforme.

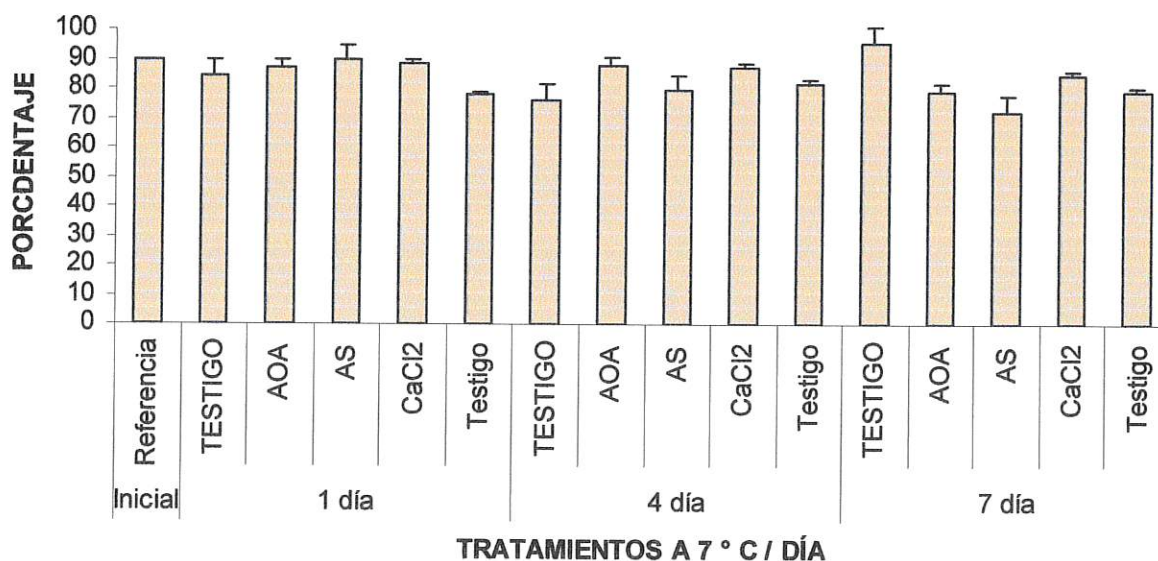


Figura 19. Comportamiento de la permeabilidad de membrana en hoja a 7 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

A 13 °C hubo menor variación en cuanto a la pérdida de permeabilidad puesto que esta es la temperatura ideal para el almacenamiento de Ginger, en la Figura 20 se observa el comportamiento de la permeabilidad en hoja a 13 ° C durante los 3 muestreos, en el cual podemos ver que en la ultima fecha del muestreo hubo una disminución en la permeabilidad de la membrana, en la segunda fecha es ligeramente más alta que en la tercera pero ligeramente más baja que en la primera.

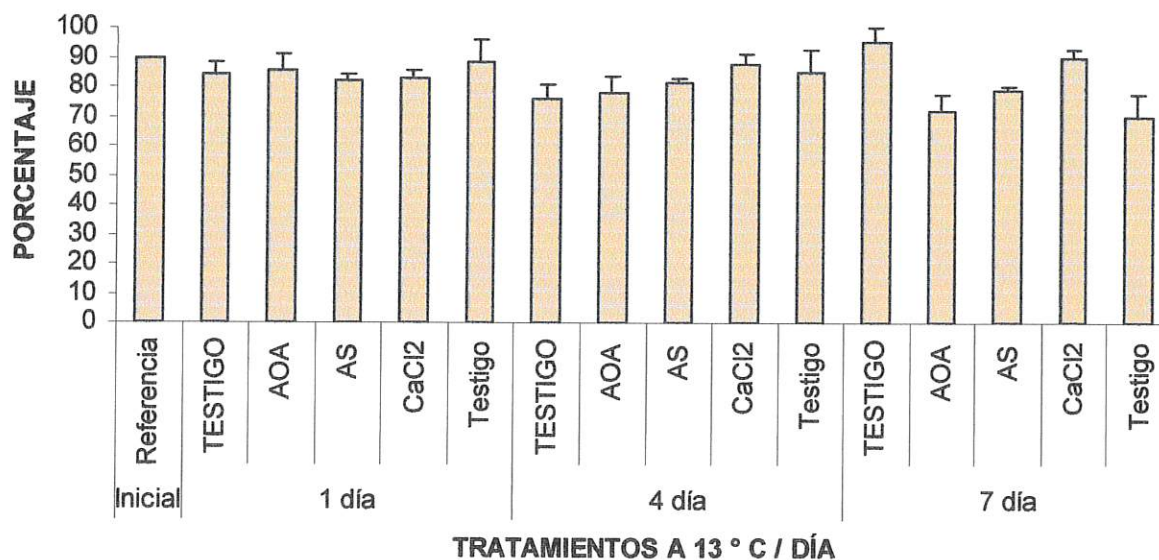


Figura 20. Comportamiento de la permeabilidad de membrana en hoja a 13 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

El Cuadro 23 muestra que no hubo diferencias significativas entre temperaturas, sin embargo a 7 ° C se tuvo el porcentaje de permeabilidad de membrana más alto. A 3 ° C se tuvo el porcentaje más bajo.

Cuadro 23. Comparación de medias en temperaturas para Permeabilidad de Membrana en Hoja.

Temperaturas	Permeabilidad de Membrana (Medias en %)
7 ° C	82.613 a
13 ° C	81.604 a
3 ° C	81.042 a

DMS =7.1794

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

Para tratamientos se puede observar en el Cuadro 24 que no hubo diferencias significativas entre tratamientos para permeabilidad de membrana en hoja, sin embargo el tratamiento con CaCl_2 tuvo el porcentaje de permeabilidad de membrana más alto. El tratamiento con AS tuvo el porcentaje más bajo.

Cuadro 24. Comparación de medias en tratamientos para Permeabilidad de Membrana en Hoja.

Tratamientos	Permeabilidad de Membrana (Medias en %)
CaCl_2	84.338 a
AOA	82.619 a
Testigo	80.750 a
AS	79.306 a

DMS =9.1576

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

El Cuadro 25 muestra que no hubo diferencias significativas en las combinaciones temperaturas-tratamientos. Aunque la combinación entre CaCl_2 a 13 ° C es la que tuvo el porcentaje más alto de permeabilidad de membrana y la combinación AS a 3 ° C fue la que tuvo el porcentaje de permeabilidad más bajo lo anterior puede ser porque el cambio físico de los lípidos al descender la temperatura debe modificar las propiedades de la membrana, tiene que afectar al movimiento de los iones y metabolitos, al igual que la actividad de las enzimas ligadas a las membranas(Wills *et al* 1999).

Cuadro 25. Comparación de medias en las combinaciones temperaturas-tratamientos para Permeabilidad de Membrana en Hoja.

Combinaciones Temperaturas - Tratamientos	Permeabilidad de Membrana (Medias en %)
13 ° C CaCl ₂	86.600 <i>a</i>
7 ° C CaCl ₂	86.413 <i>a</i>
3 ° C AOA	85.233 <i>a</i>
7 ° C AOA	84.390 <i>a</i>
3 ° C Testigo	82.033 <i>a</i>
13 ° C AS	80.800 <i>a</i>
13 ° C Testigo	80.783 <i>a</i>
7 ° C AS	80.217 <i>a</i>
3 ° C CaCl ₂	80.000 <i>a</i>
7 ° C Testigo	79.433 <i>a</i>
13 ° C AOA	78.233 <i>a</i>
3 ° C AS	76.900 <i>a</i>

DMS =20.732

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

5.7 PERMEABILIDAD DE MEMBRANA EN FLOR

El comportamiento de la permeabilidad de membrana en flor a 3 ° C en la Figura 21 se puede ver que el Testigo de la primera fecha de muestreo es el que tiene el menor porcentaje de permeabilidad de membrana en los demás valores no hay mucha variación sin embargo en esta gráfica se representa el comportamiento a 3 ° C y se tienen los valores más altos en permeabilidad de membrana, lo anterior puedo haber sido porque las bajas temperaturas en productos tropicales pueden producir desequilibrios metabólicos que alteraran la estructura de diversas membranas y pueden traducirse en ruptura de la compartimentación celular, muerte de las células y aparición de los síntomas de la lesión de frío.

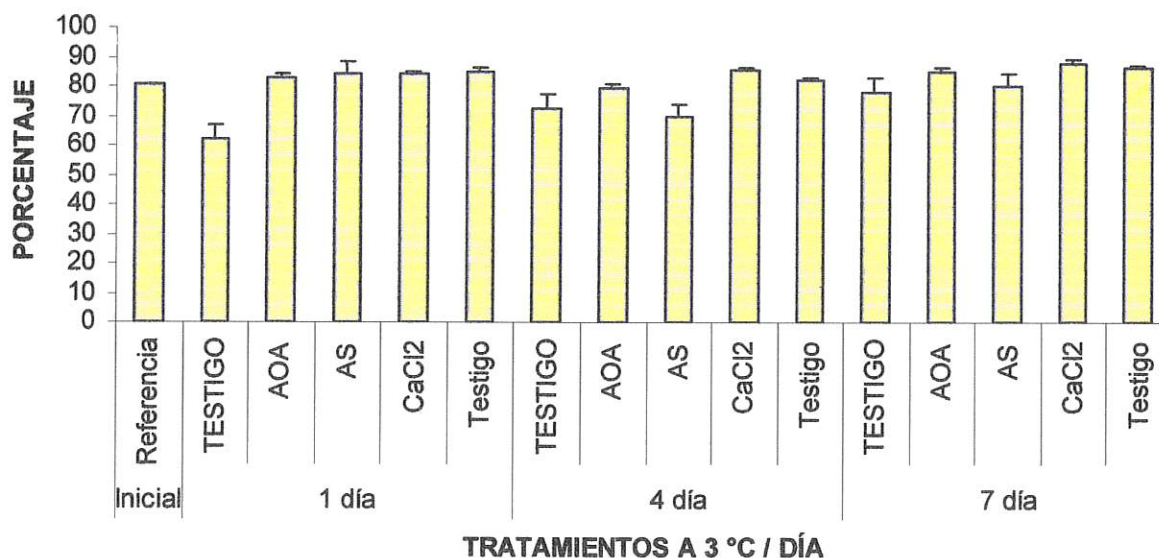


Figura 21. Comportamiento de la permeabilidad de membrana en flor a 3 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

En la Figura 22 se puede ver el comportamiento de la membrana en flor a 7 ° C, el TESTIGO del primer muestreo fue el que tuvo el menor porcentaje de permeabilidad de membrana y el tratamiento con AS fue el que reportó el porcentaje más alto estos resultados puede deberse a que el TESTIGO presento menos grado de senescencia lo cual pudo conservar una permeabilidad más baja y el tratamiento con AS a 7 ° C pudo tener daño por frío el cual se manifestó incrementando la permeabilidad, en general a esta temperatura disminuyeron los porcentajes de permeabilidad de membrana comparada con los resultados de los tratamientos sometidos 3 ° C.

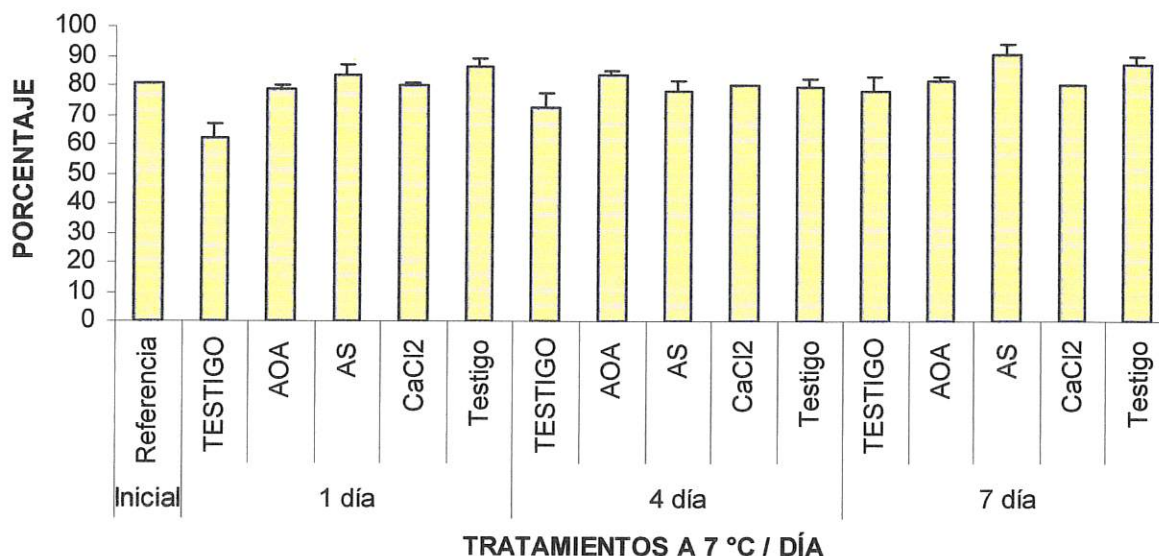


Figura 22. Comportamiento de la permeabilidad de membrana en flor a 7 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

La permeabilidad de membrana en flor a 13 ° C en la Figura 23 se puede ver que los valores son más bajos en todas las fechas de muestreo comparadas con los tratamientos que estuvieron a 3 y 7 ° C, por lo tanto se puede decir que probablemente a temperaturas bajas se puede tener perder la integridad celular con mayor facilidad que a temperaturas elevadas o adecuadas de almacenamiento para Ginger. También se puede ver que el TESTIGO y el tratamiento con AS del primer muestreo tuvieron los porcentajes más bajo y más alto respectivamente.

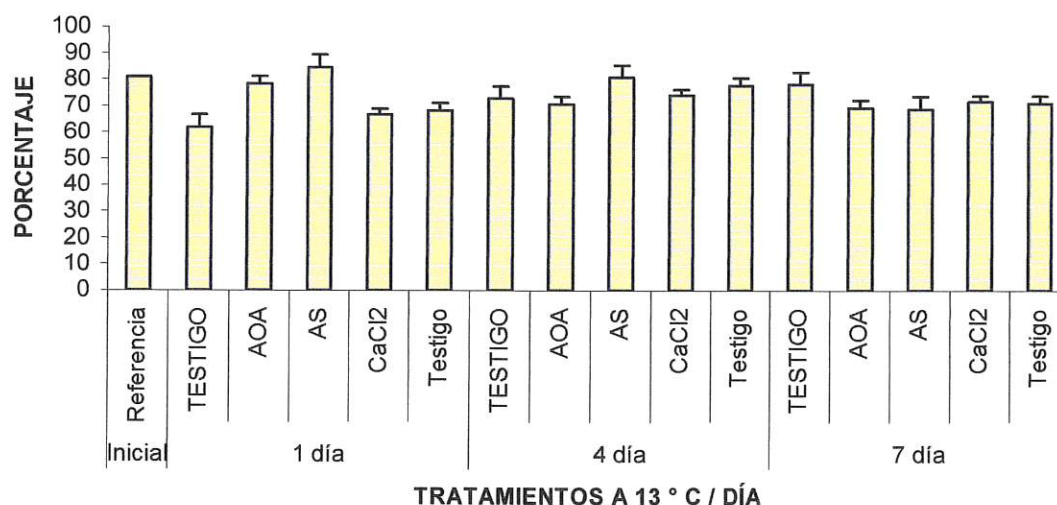


Figura 23. Comportamiento de la permeabilidad de membrana en flor a 13 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

Los resultados del Análisis de Varianza en el Cuadro 26 se puede observar que hubo diferencias significativas entre temperaturas para permeabilidad de membrana en flor. La permeabilidad de membrana en la flor no tuvo diferencias significativas entre 3 y 7 ° C siendo estas en las que se tiene un mayor porcentaje, para la permeabilidad a 13 ° C se ve que hubo diferencias significativas comparada con las otras dos lo cual reporta un porcentaje de permeabilidad más bajo.

Cuadro 26. Comparación de medias en temperaturas para Permeabilidad de Membrana en flor.

Temperaturas	Permeabilidad de Membrana (Medias en %)
3 ° C	82.558 a
7 ° C	82.308 a
13 ° C	73.446 b

DMS =4.7475

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

En el Cuadro 27 se puede ver que no hubo diferencias significativas entre tratamientos para permeabilidad de membrana en flor, aunque el testigo obtuvo el porcentaje más alto, indicando el desarrollo de senescencia, y el AS tuvo el porcentaje más bajo.

Cuadro 27. Comparación de medias en tratamientos para Permeabilidad de Membrana en Flor.

Tratamientos	Permeabilidad de Membrana (Medias en %)
Testigo	80.260 a
AS	79.933 a
CaCl ₂	78.889 a
AOA	78.667 a

DMS =6.0556

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

Para las combinaciones Tratamientos-Temperaturas en el Cuadro 28 se muestra que si hubo diferencias significativas entre ellas, de las cuales la peor combinación fue la de CaCl₂ a 3 °C obteniendo el porcentaje de permeabilidad más alto y la mejor combinación fue el CaCl₂ a 13 °C la cual tuvo el porcentaje más bajo. La menor permeabilidad de la membrana indica un retardo en la senescencia y en este sentido el calcio por ser un compuesto estructural de las membranas muestra sus efectos en los tratamientos a 7 °C y 13 °C, efecto que no se manifiesta a 3 °C en donde posiblemente ya se había desarrollado el daño por frío.

Cuadro 28. Comparación de medias en las combinaciones temperaturas-tratamientos en Permeabilidad de Membrana en Flor.

Combinaciones Temperaturas - Tratamientos	Permeabilidad de Membrana (Medias en %)
3 ° C CaCl ₂	85.700 <i>a</i>
7 ° C Testigo	84.313 <i>ab</i>
3 ° C Testigo	84.200 <i>ab</i>
7 ° C AS	83.800 <i>ab</i>
3 ° C AOA	82.333 <i>ab</i>
7 ° C AOA	80.933 <i>ab</i>
7 ° C CaCl ₂	80.183 <i>ab</i>
3 ° C AS	78.000 <i>ab</i>
13 ° C AS	78.000 <i>ab</i>
13 ° C AOA	72.733 <i>ab</i>
13 ° C Testigo	72.267 <i>ab</i>
13 ° C CaCl ₂	70.783 <i>b</i>

DMS =13.709

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

5.8 FENOLES Y PEROXIDASA DE HOJA

En la primera fecha de muestreo el comportamiento de los fenoles y la peroxidasa en hoja a 3 °C (Figura 24) se puede ver que los valores más altos para fenoles lo reportan el TESTIGO y el Testigo a 3 °C, el tratamiento con AS fue el que tuvo la menor cantidad de fenoles. Para peroxidasa se tiene el valor más alto en el TESTIGO. Para esta fecha se puede ver que hubo mayor cantidad de fenoles que de peroxidasa. En la segunda fecha de muestreo se puede ver que la cantidad de fenoles se disminuyó notablemente siendo el TESTIGO el que tuvo la menor cantidad de fenoles y el Testigo a 3 °C el que tuvo la mayor cantidad así el tratamiento con AOA y el Testigo de 3 °C son los que tuvieron el valor más bajo y más alto respectivamente para peroxidasa. En la tercera fecha el TESTIGO y el testigo a 3 °C con los valores más bajo y más alto para fenoles respectivamente,

para peroxidasa los valores son muy bajos en todos los tratamientos, para la ultima fecha de muestreo a 3 °C casi desapareció la actividad de la peroxidasa dichos resultados pueden deberse a que Los cambios enzimáticos durante la senescencia están asociados al incremento de radicales libres, enzimas antioxidantes y a la síntesis de proteasas. Estos cambios están asociados al incremento en la generación de Especies Reactivas de Oxígeno (EROs). Las EROs son formadas durante reacciones de óxido-reducción y durante la reducción incompleta del oxígeno o la oxidación del agua. Ejemplos de estas ROS son el peróxido de hidrógeno (H_2O_2), los radicales hidroxilo ($OH\cdot$) y perhidroxilo ($O_2H\cdot$) (Jiménez et al, 1998). Estas moléculas reactivas son altamente destructivas para lípidos, proteínas y ácidos nucleicos. Las plantas se deshacen de éstas moléculas reactivas mediante el uso de sistemas de defensa con antioxidantes presentes en diferentes compartimentos subcelulares. Cuando los sistemas de defensa fallan, sobreviene la muerte celular (Prochazkova et al, 2001).

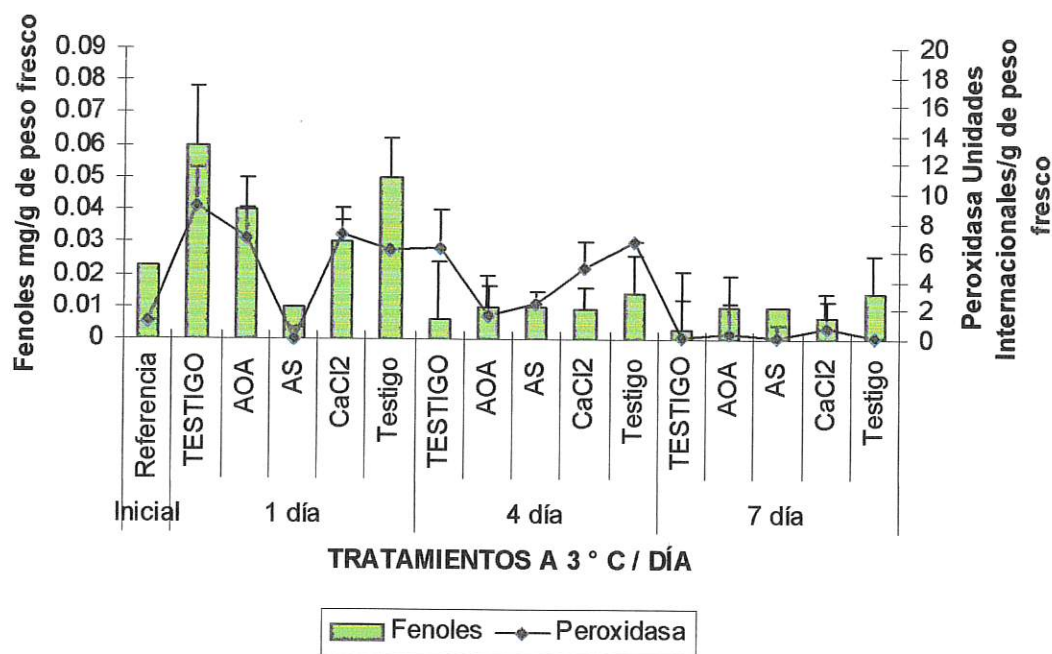


Figura 24. Comportamiento de los fenoles y la peroxidasa en hoja a 3 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

La Figura 25 muestra el comportamiento de los fenoles y la peroxidasa en hoja a 7 °C. En general se puede ver que con el paso del tiempo la cantidad de los fenoles disminuyen y la actividad de la peroxidasa aumenta. Para la primera fecha el TESTIGO y el Testigo a 7 ° C tuvieron los valores más altos tanto para fenoles como para peroxidasa. Los valores más bajos para fenoles fue para el tratamiento con AOA y para peroxidasa fue para los tratamientos con AOA y para CaCl_2 . En la tercera fecha de muestreo los valores más bajos para fenoles los tuvieron el TESTIGO y el testigo a 7 ° C, así como el valor más alto lo tuvo el tratamiento con AS. Para la tercera fecha de muestreo la actividad de la peroxidasa en el tratamiento con AOA fue la más alta así como para el AS no hubo actividad de la peroxidasa.

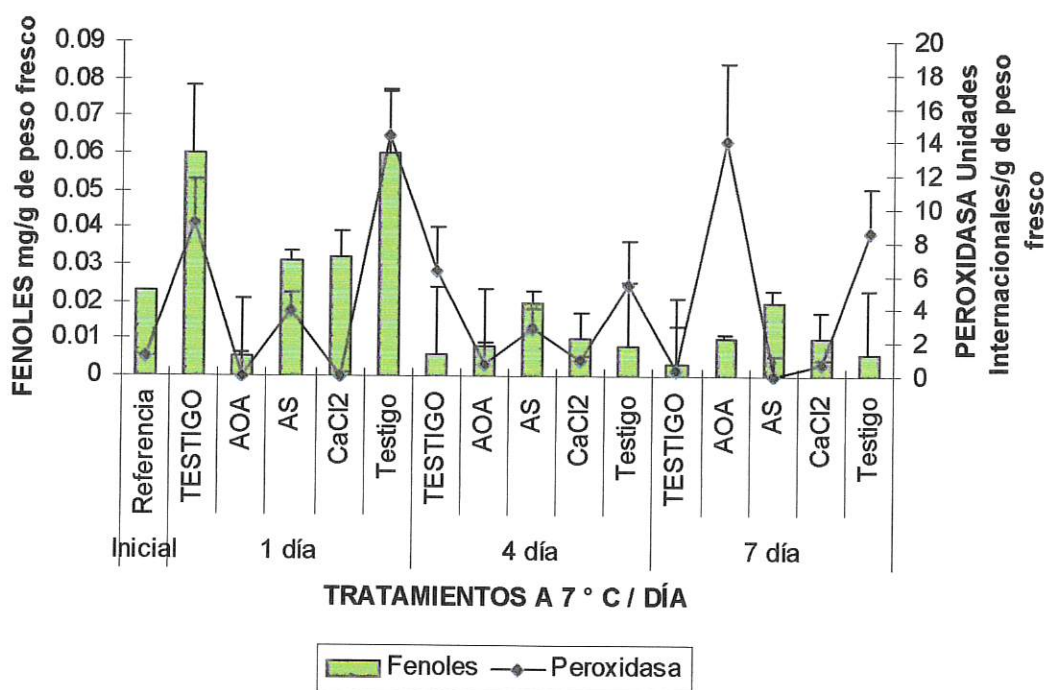


Figura 25. Comportamiento de los fenoles y la peroxidasa en hoja a 7 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

El comportamiento de los fenoles y la peroxidasa en hoja a 13 ° C (Figura 26) en la primera fecha de muestreo el TESTIGO fue el que tuvo la mayor cantidad de fenoles y el tratamiento con AOA fue el que tuvo la menor cantidad de fenoles, para la actividad de la peroxidasa en el tratamiento con AS fue el que tuvo el valor más alto sin embargo el tratamiento con cloruro de calcio fue el que tuvo la menor actividad de peroxidasa. Para la segunda fecha el TESTIGO tuvo la menor cantidad de fenoles y el tratamiento con AS tuvo la mayor cantidad, así para peroxidasa el valor más alto lo tuvo el testigo a 13 ° C y el más bajo lo tuvo el tratamiento con AOA. En la tercera fecha de muestreo el TESTIGO y el tratamiento con AS tuvieron el valor más bajo y más alto respectivamente de fenoles. En cuanto a la peroxidasa el valor más alto fue para el tratamiento con AS y el más bajo fue para el tratamiento con CaCl_2 .

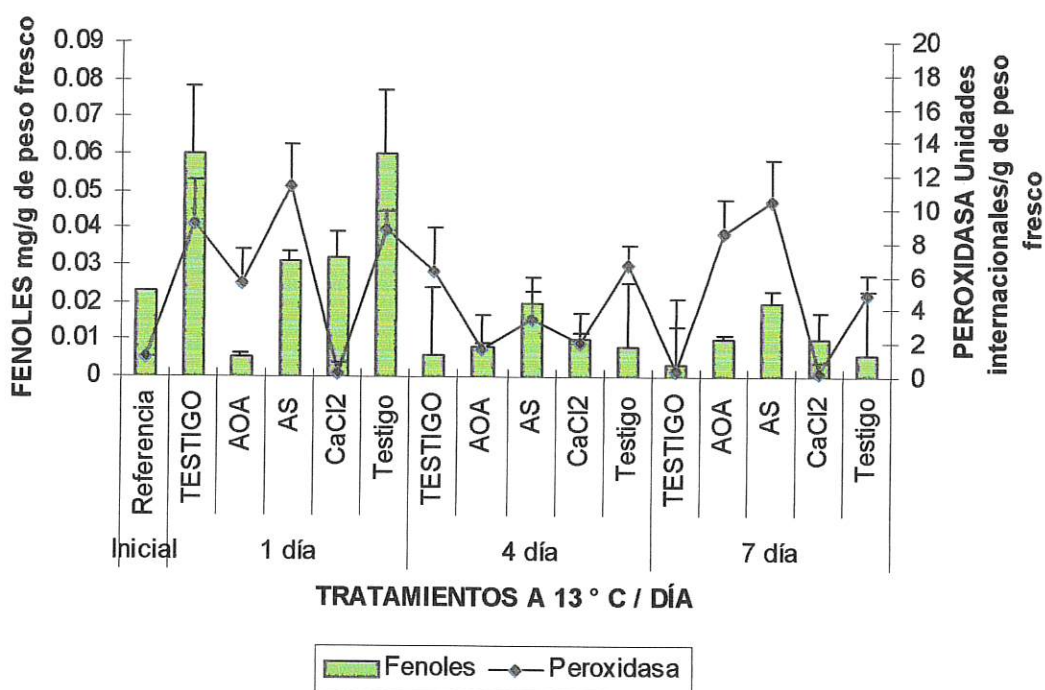


Figura 26. Comportamiento de los fenoles y la peroxidasa en hoja a 13 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

La Figura 27 presenta el comportamiento de los fenoles y la peroxidasa en flor a 3 °C, en la cual se observa que en general hay muy poca cantidad de fenoles, por el contrario hubo mayor actividad de la peroxidasa. Para la primera fecha se tiene que el TESTIGO fue el que reportó la mayor cantidad de fenoles y el tratamiento con AOA es el que tuvo la cantidad más baja de fenoles. Para peroxidasa el valor más bajo fue para el tratamiento con AS y el más alto fue para el testigo a 3 °C. En la segunda fecha disminuyó notablemente la cantidad de fenoles sin embargo el testigo a 3 °C fue el que conservó la mayor cantidad, en cuanto a la peroxidasa el TESTIGO tuvo la actividad más alta y el testigo a 3 °C tuvo la actividad más baja. En la ultima fecha de muestreo la cantidad de fenoles disminuyo aun más que la fecha anterior, el TESTIGO fue el que conservó la mayor cantidad, para la peroxidasa el tratamiento con CaCl₂ y el TESTIGO tuvieron la mayor y la menor actividad de la peroxidasa respectivamente.

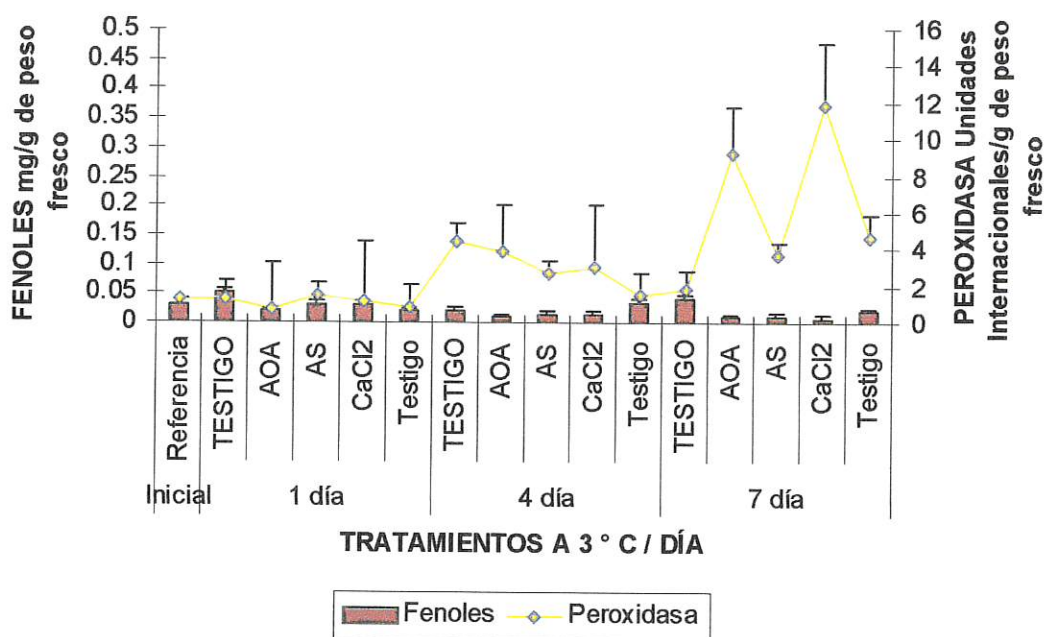


Figura 27. Comportamiento de los fenoles y la peroxidasa en flor a 3 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

Los fenoles y la peroxidasa en flor a 7 °C (Figura 28) tuvieron un aumento comparado con lo obtenido a 3 °C, la peroxidasa no aumenta pero si tuvo un comportamiento más constante. En la primera fecha de muestreo el TESTIGO y el Testigo a 7 °C se obtuvo el valor más alto y el más bajo respectivamente. Para la peroxidasa en esta fecha de muestreo tuvo un comportamiento más o menos homogéneo. En la segunda fecha de muestreo hubo un incremento en los fenoles del Testigo a 7 °C, además el tratamiento con AS tuvo la menor cantidad de fenoles.

Para la peroxidasa el TESTIGO tuvo la mayor actividad, en los demás tratamientos la actividad fue casi igual. En la tercera fecha la mayor cantidad de fenoles la tuvo el TESTIGO y el testigo a 7 °C, así el tratamiento con AOA, AS y el CaCl_2 tuvieron la misma cantidad. Para la actividad de la peroxidasa los tratamientos con AS y CaCl_2 fueron los que tuvieron la actividad más alta, siendo el testigo a 7 °C el que tuvo la actividad más baja de peroxidasa los resultados anteriores pueden ser debido a una relación estrecha que puede haber con el etileno provocando síntomas de intoxicación como la epinastia (doblado hacia debajo de las flores); envejecimiento rápido o marchitamiento prematuro; caída de las hojas, bayas o flósculos; amarillamiento del follaje y curvado hacia adentro o cierre de los pétalos. Algunas flores pierden los pétalos o los flósculos cuando se exponen al etileno.

En cuanto al origen fisiológico del etileno, existen varias posibilidades; muchas flores lo emiten, especialmente durante la senescencia, y pueden acumularlo en cantidades suficientes como para autodañarse o dañar las otras flores sensibles a esa sustancia (Hardenburg *et al* 1988).

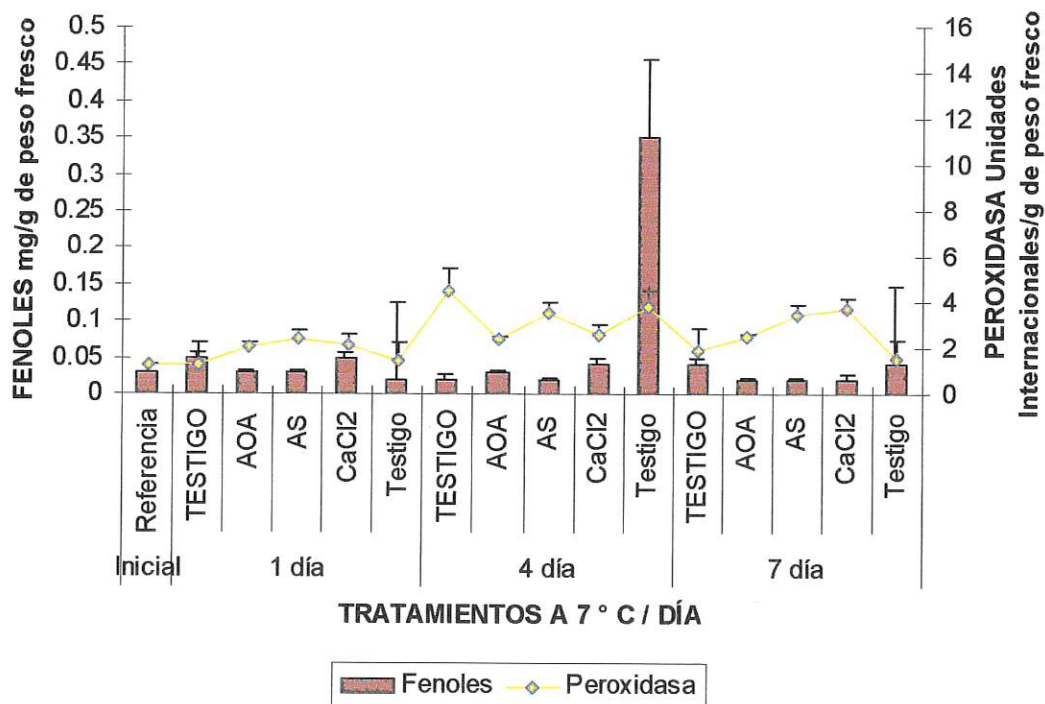


Figura 28. Comportamiento de los fenoles y la peroxidasa en flor a 7 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.

En la Figura 29 se muestra el comportamiento de los fenoles y la peroxidasa en la flor a 13 °C. En general se puede ver que hubo una mayor actividad de peroxidasa que de fenoles. En la primera fecha de muestreo se puede ver que la mayor cantidad de fenoles la tuvo el TESTIGO y el tratamiento con CaCl₂ y la cantidad más baja fue para el testigo a 13 °C. Para peroxidasa el tratamiento con AS y el TESTIGO tuvieron la actividad más alta y más baja de peroxidasa respectivamente. En la segunda fecha de muestreo el testigo a 13 °C y el tratamiento con AS tuvieron la mayor y menor cantidad de fenoles respectivamente, así como para la actividad de la peroxidasa el TESTIGO tuvo la actividad más alta y el tratamiento con AOA tuvo la menor actividad de peroxidasa. En la tercera fecha la mayor cantidad de fenoles la tuvo el tratamiento con CaCl₂ y los tratamientos con AOA y AS fueron los que tuvieron la menor cantidad de fenoles. Sin embargo para la actividad de la

peroxidasa el valor más alto lo tuvo el tratamiento con AS y el más bajo fue para el tratamiento con CaCl_2 .

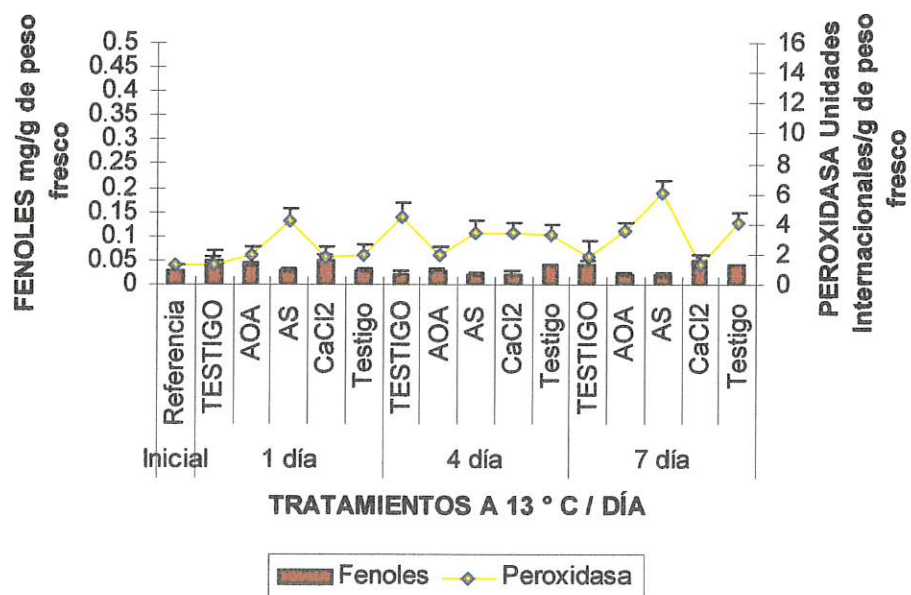


Figura 29. Comportamiento de los fenoles y la peroxidasa en flor a 13 ° C. Inicial y a los días 1, 4 y 7 de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

*TESTIGO. Tallos que se mantuvieron a temperatura ambiente.

*Testigo. Tallos que fueron sometidos a bajas temperaturas sin aplicación de algún tratamiento.



Figura 30. Tallos florales que muestran su estado inicial y a los 7 días de temperatura ambiente (después del almacenamiento).

5.9 FENOLES DE HOJA

El Análisis de Varianza nos muestra en el Cuadro 29 que no hubo diferencias significativas entre temperaturas para fenoles en hoja.

Cuadro 29. Comparación de medias en temperaturas para Fenoles en Hoja.

Temperaturas	Fenoles (Medias en mg / g de peso fresco)
13 ° C	0.018367 a
7 ° C	0.018367 a
3 ° C	0.017833 a

DMS =0.0166

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

En el Cuadro 30 se puede ver que no hubo diferencias significativas entre tratamientos para fenoles en hoja.

Cuadro 30. Comparación de medias en tratamientos para Fenoles en Hoja.

Tratamientos	Fenoles (Medias en mg / g de peso fresco)
Testigo	0.025111 a
AS	0.019111 a
CaCl ₂	0.016667 a
AOA	0.011867 a

DMS =0.0212

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

En el Cuadro 31 se presentan los datos de combinaciones para fenoles, pero no hubo diferencias significativas entre ellas. Se observa que la mejor combinación fue para el Testigo a 3 °C ya que tuvo la mayor cantidad de fenoles y con la combinación de AOA a 13 °C se obtuvo el valor más bajo de fenoles.

Cuadro 31. Comparación de medias en las combinaciones temperaturas-tratamientos para Fenoles en Hoja.

Combinaciones Temperaturas – Tratamientos	Fenoles (Medias en mg / g de peso fresco)
3 ° C Testigo	0.02600 <i>a</i>
7 ° C Testigo	0.02467 <i>a</i>
13 ° C Testigo	0.02467 <i>a</i>
13 ° C AS	0.02367 <i>a</i>
7 ° C AS	0.02367 <i>a</i>
3 ° C AOA	0.02000 <i>a</i>
13 ° C CaCl ₂	0.01733 <i>a</i>
7 ° C CaCl ₂	0.01733 <i>a</i>
3 ° C CaCl ₂	0.01533 <i>a</i>
3 ° C AS	0.01000 <i>a</i>
7 ° C AOA	0.00780 <i>a</i>
13 ° C AOA	0.00780 <i>a</i>

DMS =0.0479

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

5.10 FENOLES EN FLOR

No hubo diferencias significativas entre temperaturas para fenoles en flor, aunque a 7 °C se tuvo una mayor cantidad y a 3 °C se tuvo la menor cantidad de fenoles, se puede ver en el Cuadro 32.

Cuadro 32. Comparación de medias en temperaturas para Fenoles en Flor.

Temperaturas	Fenoles (Medias en mg / g de peso fresco)
7 ° C	0.05583 <i>a</i>
13 ° C	0.03083 <i>a</i>
3 ° C	0.01842 <i>a</i>

DMS =0.0554

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

Para fenoles en flor (Cuadro 33) no hubo diferencia significativa entre tratamientos, sin embargo el testigo mantuvo una mayor cantidad de fenoles y el AS generó la menor cantidad.

Cuadro 33. Comparación de medias en tratamientos para Fenoles en Flor.

Tratamientos	Fenoles (Medias en mg / g de peso fresco)
Testigo	0.06389 a
CaCl ₂	0.03133 a
AOA	0.02322 a
AS	0.02167 a

DMS =0.0707

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

Las combinaciones temperatura tratamientos para fenoles en flor no tuvieron diferencias significativas entre ellas, sin embargo la mejor combinación fue la del Testigo a 7 °C y la peor combinación fue la de AOA a 3 °C, lo anterior por obtener la mayor y la menor cantidad de fenoles respectivamente. Comparando los datos del testigo con los tratamientos se observa que los fenoles disminuyen en una gran proporción a la temperatura de 3 °C de esta manera se activa con mayor rapidez la peroxidasa y hay una mayor actividad de los radicales libres promoviendo el envejecimiento (Cuadro 34).

Cuadro 34. Comparación de medias en las combinaciones temperaturas-tratamientos para Fenoles en Flor.

Combinaciones Temperaturas - Tratamientos	Fenoles (Medias en mg / g de peso fresco)
7 ° C Testigo	0.13667 a
13 ° C CaCl ₂	0.04000 a
7 ° C CaCl ₂	0.03667 a
13 ° C AOA	0.03000 a
13 ° C Testigo	0.03000 a
7 ° C AOA	0.02667 a
3 ° C Testigo	0.02500 a
13 ° C AS	0.02333 a
7 ° C AS	0.02333 a
3 ° C AS	0.01833 a
3 ° C CaCl ₂	0.01733 a
3 ° C AOA	0.01300 a

DMS =0.16

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

5.11 PEROXIDASA EN HOJA

El Cuadro 35 muestra que no hubo diferencias significativas entre temperaturas para actividad de la peroxidasa en hojas, sin embargo se puede observar que a 13 ° C hay mayor actividad de la peroxidasa y a 3 ° C disminuye.

Cuadro 35. Comparación de medias en temperaturas para Peroxidasa en Hoja.

Temperaturas	Peroxidasa (Medias en Unidades Internacionales / g de peso fresco)
13 ° C	5.340 a
7 ° C	4.317 a
3 ° C	3.150 a

DMS =3.7372

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

En tratamientos hubo diferencias significativas en peroxidasa en hojas, el Testigo tuvo mayor actividad de la peroxidasa y el CaCl_2 tuvo la menor actividad, así para el AOA y el AS se tiene una actividad similar sin diferencia significativa (Cuadro 36). El Cuadro 37 se puede observar que no hubo diferencia significativa entre combinaciones, sin embargo se puede ver que la combinación del Testigo a 7 ° C fue la que tuvo la mayor actividad de peroxidasa y el CaCl_2 a 7° C fue la que tuvo la menor actividad.

Cuadro 36. Comparación de medias en tratamientos para Peroxidasa en Hoja.

Tratamientos	Peroxidasa (Medias en Unidades Internacionales / g de peso fresco)
Testigo	6.878 a
AOA	4.432 ab
AS	3.878 ab
CaCl_2	1.888 b

DMS =4.7669

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

Cuadro 37. Comparación de medias en las combinaciones temperaturas-tratamientos para Peroxidasa en Hoja.

Combinaciones Temperaturas - Tratamientos	Peroxidasa (Medias en Unidades Internacionales / g de peso fresco)
7 ° C Testigo	9.500 a
13 ° C AS	8.467 a
13 ° C Testigo	6.800 a
13 ° C AOA	5.300 a
7 ° C AOA	4.937 a
3 ° C Testigo	4.333 a
13 ° C CaCl_2	0.793 a
7 ° C CaCl_2	0.550 a

DMS =10.792

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

5.12 PEROXIDASA EN FLOR

En el Cuadro 38 se observa que no hubo diferencia significativas entre temperaturas para peroxidasa en flor, pero a 3 ° C se tiene una mayor actividad de la peroxidasa lo que indica una mayor velocidad en la aparición de la senescencia y a 7 ° C disminuye.

Cuadro 38. Comparación de medias en temperaturas para Peroxidasa en Flor.

Temperaturas	Peroxidasa (Medias en Unidades Internacionales / g de peso fresco)
3 °C	3.7625 a
13 °C	3.1167 a
7 °C	2.6583 a

DMS =2.3649

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

El Cuadro 39 muestra que no hubo diferencias significativas entre tratamientos para peroxidasa en flor, siendo el testigo el que reporta la menor actividad a diferencia de los 3 tratamientos restantes los cuales tuvieron una actividad muy similar. Al respecto, se ha encontrado que por un lado el calcio puede inducir la actividad de esta enzima (Jankiewicz, 2000). Por otro lado también se reporta que el AS puede incrementar la actividad de la peroxidasa, siendo importante esta enzima en la lignificación de la pared celular (Klessig y Malamy, 1994).

Cuadro 39. Comparación de medias en tratamientos para Peroxidasa en Flor.

Tratamientos	Peroxidasa (Medias en Unidades Internacionales / g de peso fresco)
CaCl ₂	3.478 a
AS	3.467 a
AOA	3.172 a
Testigo	2.600 a

DMS =3.0166

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

En el Cuadro 40 se observa que no hubo diferencia significativa entre combinaciones temperatura tratamientos, no obstante la combinación de CaCl_2 a 3 ° C tuvieron la mayor actividad de la peroxidasa y la combinación de CaCl_2 a 13 ° C fue en la que se tuvo la menor actividad de peroxidasa, en este caso las respuestas pudieran estar relacionadas con la función del calcio como mensajero secundario (Jankiewicz, 2000).

Cuadro 40. Comparación de medias en las combinaciones temperaturas-tratamientos para Peroxidasa en Flor.

Combinaciones Temperaturas - Tratamientos	Peroxidasa (Medias en Unidades Internacionales / g de peso fresco)
3 °C CaCl_2	5.400 <i>a</i>
3 °C AOA	4.650 <i>a</i>
13 °C AS	4.600 <i>a</i>
7 °C AS	3.167 <i>a</i>
13 °C Testigo	3.133 <i>a</i>
7 °C CaCl_2	2.833 <i>a</i>
3 °C AS	2.633 <i>a</i>
13 °C AOA	2.533 <i>a</i>
3 °C Testigo	2.367 <i>a</i>
7 °C AOA	2.333 <i>a</i>
7 °C Testigo	2.300 <i>a</i>
13 °C CaCl_2	2.200 <i>a</i>

DMS =6.8291

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes entre si a un nivel $\alpha=0.05$.

6. CONCLUSIONES

Según las condiciones bajo las que se llevó a cabo el presente experimento y de acuerdo a las variables evaluadas se concluye lo siguiente:

En el caso de los pigmentos, los valores mas altos para antocianinas se obtuvieron con AOA a 13 °C , para clorofilas con AS a 13 °C, y para carotenoides con CaCl₂ a 3 °C.

En etileno el Testigo a 7 °C liberó menor cantidad y con AOA a 13 °C los tallos desprendieron menor cantidad de CO₂.

En permeabilidad de membrana para hoja y flor en las combinaciones con AS a 3 °C y CaCl₂ a 13 °C se tuvieron los porcentajes mas bajos.

En el caso de los Fenoles en hoja y flor las mejores combinaciones fueron testigo a 3 °C y testigo a 7 °C, así en peroxidasa en hoja y flor CaCl₂ a 7 °C y CaCl₂ a 13 °C fueron las de menor actividad.

Se considera que en poscosecha de flores de Ginger se pueden utilizar soluciones pulso combinadas con temperaturas de 7 °C, ya que las variables consideradas y la apariencia de las flores indica daños por frío a 3 °C.

7. BIBLIOGRAFÍA

ACOSTA ZAMUDIO, C. Y T. COLINAS LEÓN. 1991. Cambios en la permeabilidad de la membrana celular. En: Prácticas del curso de Fisiología de árboles frutales (FRU-640). Colegio de Postgraduados, Montecillo, México.

ANÓNIMO. 2006. Claridades Agropecuarias "La floricultura mexicana, El gigante que esta despertando". Número 154. SAGARPA.

ATEHORTUA, G., L. 1998. Aves del Paraíso (*Strelitzia*) Gingers (*Alpinia*) Heliconias (*Heliconia*). Ediciones Horta Tecnica Ltda.. Santa fé de Bogotá, D. C., Colombia.

BELITZ, GROSCH. 1985. Química de los Alimentos, Acribia-Zaragoza -Spain-
pág.619.

BIDWELL, R., G. S. 1987. Fisiología Vegetal. AGT. Editor. México, D. F.

BLACKWELL R., D., J. S. MURRAY A., J. LEA P. 1990. Enzymes of photorespiratory carbon pathway. Pp: 129-144. In: P. J. Lea (ed). Methods in plant biochemistry. Academic Press. USA.

COLINAS, L., C. R. 1995. Poscosecha de ornamentales: Flores de corte. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo.

FLURKEY W., H. and J. JEN J. 1978. Peroxidase and polyphenol oxidase activities in developing peaches. Journal of Foods Science 43: 1828-1831.

GARCÍA E. 1988. Modificaciones al sistema de clasificación climática de copen. Editorial Indianápolis. México, D. F.

HALEVY, A. H y S. MAYAK. 1981. Senescence and postharvest physiology of cut flowers. Part 2. Horticultural Reviews. 3:59-143..

HALEVY, A. H y S. MAYAK. 1979. Senescence and postharvest physiology of cut flowers. Part 1. Horticultural Reviews. 1 : 204-236.

HARDENBURG R. E., WATAWA A. E Y CHIEN Y W. 1988. Almacenamiento comercial de frutas, legumbres y existencias de floristerías y viveros. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA). San José, Costa Rica.

JANKIEWICZ, L.S. 2003. Reguladores del crecimiento, desarrollo y resistencia en plantas. Volumen I . Ediciones Mundi-Prensa. México.

JIMÉNEZ, A, J. A. HERNÁNDEZ, G. PASTORI, L. A. del RIO and F. SEVILLA. 1998. Role of the ascorbate-glutathione cycle of mitochondria and peroxisomes in the senescence of pea leaves. Plant Physiol. 118: 1327-1335.

KLESSIG, D.F. Y J. MALAMY. 1994. The salicylic acid signal in plants. Plant Molecular Biology 26:1439-1458.

KONG J M, L S CHIAM, N K GOH, T F CHIA, C BROUILLARD. 2003. Analysis and biological activities of anthocyanins. Phytochemistry. 64:923-933.

MOR, Y., F. JOHNSON Y J.D. FARAGHER. 1989. Preserving the quality of cold-stored rose flowers with ethylene antagonists. HortScience 24:640-641.

NELL, T. A. y M. S. REID. 2002. Poscosecha de las flores y plantas. Ediciones Hortitecnia Bogotá Colombia. 216 p.

NOWAK, J., y R. M. RUDNICKI. 1990. Post-harvest handling and storage of cut flowers, florist green, and potted plants. Timber Pres Portland Oregon. Polonia.

OREN-SHAMIR MICHAL, LIAT SHAKED-SACHRAY, ADA NISSIM-LEVI, RON ECKER. 1998. Anthocyanin pigmentation of lisianthus flower petals. Department of Ornamental Horticulture, Agricultural Research Organization, The Volcani Center, Bet Dagan 50250, PO Box 6, Israel.

PAULIN, A. 1997. Poscosecha de las flores cortadas. Bases fisiológicas. Segunda Edición. Ediciones Hortitecnia Ltda. Colombia.

PROCHAZKOVA, D., R. K. SAIRAM, G. C. SRIVASTAVA and D. V. SINGH. Oxidative stress and antioxidant activity as the basis of senescence in maize leaves. Plant Science 161: 765-771 (2001).

RANGANNA, S. 1979. Manual of analysis of fruit and vegetable products. Mc Graw Hill Publishing Company Limited, New Delhi, India. p. 1-20.

SALISBURY, B., F., Y ROSS. 1994. Fisiología Vegetal. Grupo editorial Iberoamericana.

SALUNKHE, D.K.; N.R. BHAT; Y B.B. DESAI. 1990. Postharvest biotechnology of flowers and ornamental plants. Springer-Verlag. Nueva York.

VAUGHON, M. J. 1988. The complete book of cut flower care. Timber Press. E. U. A.

WILLS, R., McGLASSON, B., GRAHAM, D., Y JOYCE D. 1999. Introducción a la fisiología y manipulación postcosecha de frutas, hortalizas y plantas ornamentales. Editorial Acribia, S. A. Zaragoza, España.