

**EMPAQUE DE ÑAME (*Dioscorea rotundata*)
BAJO CONDICIONES DE ATMÓSFERA
MODIFICADA**

por

María Teresa Sarmiento Rondón

Tesis sometida en cumplimiento parcial
de los requisitos para el grado de

MAESTRO EN CIENCIAS
en
CIENCIA Y TECNOLOGIA DE ALIMENTOS

UNIVERSIDAD DE PUERTO RICO
RECINTO UNIVERSITARIO DE MAYAGUEZ
2009

Aprobado por:

Fernando Pérez, Ph.D.
Presidente del Comité Graduado

Fecha

Agenol González , M.S.
Miembro del Comité Graduado

Fecha

Edna Negrón de Bravo, Ph.D.
Miembro del Comité Graduado

Fecha

Aixa Rivera, .Ph.D
Representante de Estudios Graduados

Fecha

Edna Negrón de Bravo Ph.D.
Coordinadora del Programa CITA

Fecha

ABSTRACT

Whole yam (*D. rotundata*) tubers were packed under the following combinations of modified atmosphere: (1) 10% CO₂ & 2% O₂, (2) 5% CO₂ & 2% O₂, (3) 10% CO₂ & 80% O₂ y (4) 6% CO₂ & 70% O₂. N₂ was used to complete the balance. Samples, in triplicate, were stored for 25 weeks at 14 or 22°C and 70-90 % RH. Samples of yam without treatment, at temperatures of 14°C and 22°C, were used as control. Measures of weight loss, color, pH, texture, enzyme activity and sensory analysis were used as quality indicators. Data was analyzed using the program Infostat[®] (p≤0.05). Respiration rate of tubers diminished when storage temperature was 14°C, compared to 22°C storage. After 71 days of storage, high condensation of water and the presence of *S. Rolfsii* were evident in about 50% of the samples treated at 22°C. Changes in the quality indicators were minor for samples at 14°C after 136 days of storage. Results of the organoleptic study for the treated tubers stored at 14°C indicated that the sensory characteristics of the boiled yam maintained under the treatment (3) 10% CO₂ and 80% O₂ were comparable to the control.

RESUMEN

Se empacaron tubérculos de ñame *D. rotundata* enteros bajo las siguientes combinaciones de atmósfera modificada (1) 10% CO₂ & 2% O₂, (2) 5% CO₂ & 2% O₂, (3) 10% CO₂ & 80% O₂ y (4) 6% CO₂ & 70% O₂. Se utilizó N₂ para completar el balance. Las muestras, en triplicado, se almacenaron durante 25 semanas a 14 ó 22°C y 70-90% HR. Muestras de ñame sin empacar a las temperaturas de 14 y 22°C se utilizaron como control. Medidas de pérdida de peso, color, pH, textura, actividad enzimática y análisis sensorial fueron utilizadas como indicadores de calidad. Los datos fueron analizados utilizando el programa Infostat[®] ($p \leq 0.05$). La tasa respiratoria de los tubérculos disminuyó cuando la temperatura de almacenamiento fue de 14°C, en comparación al almacenaje a 22°C. Luego de 71 días de almacenamiento, alta condensación de agua y la presencia del hongo *S. Rolfsii* fueron evidentes en alrededor del 50% de las muestras tratadas a 22°C. Cambios en los indicadores de calidad fueron menores para la condición de 14°C luego de 136 días de almacenamiento. Los resultados del estudio organoléptico para los tubérculos tratados almacenados a 14°C indicaron que las características sensoriales del ñame hervido mantenido bajo el tratamiento (3) 10% CO₂ & 80% O₂ fueron comparables al control.

DEDICATORIA

A DIOS,

*“Dios, todo lo hizo hermoso en su tiempo; y ha puesto eternidad
en el corazón de ellos, sin que alcance el hombre a entender
la obra que ha hecho Dios desde el principio hasta el fin”*

Eclesiastés 3:11

A MI MAMI,

*“Muchas mujeres hicieron el bien,
más tú las sobrepasas a todas”*

Proverbios 31:29

A MIS HERMANOS,

William, Martha y Jaime

AGRADECIMIENTOS

EN PRIMER LUGAR QUIERO AGRADECER A DIOS PORQUE ES BUENO, PARA SIEMPRE ES SU MISERICORDIA, Y SU VERDAD POR TODAS LAS GENERACIONES. (SALMO 100:5)

ALABAD A JEHOVÁ, PORQUE ÉL ES BUENO, PORQUE PARA SIEMPRE ES SU MISERICORDIA (SALMO 106:1)

A MI DIRECTOR DE TESIS EL DR. FERNANDO PÉREZ POR GUIARME, POR OFRECERME CONSTANTEMENTE SU APOYO, POR SU CONTINUA DISPONIBILIDAD, POR SU CONTRIBUCIÓN A MI FORMACIÓN CIENTÍFICA DURANTE ESTOS AÑOS. PROFESOR USTED HA SIDO PARA MÍ UN GRAN CONSEJERO. GRACIAS POR SU CONFIANZA, GRACIAS POR TODO PROFESOR FERNANDO!!

A LA DRA EDNA NEGRÓN, QUIERO AGRADECERLE SUS CONSEJOS Y SU AMABILIDAD EN TODO MOMENTO, REALMENTE LE AGRADEZCO SU AYUDA, ASESORÍA Y COLABORACIÓN CADA VEZ QUE LA NECESITE.

AL AGRO. AGENOL GONZÁLEZ POR SU COLABORACIÓN EN LA INVESTIGACIÓN, POR SU ASESORÍA Y ÁNIMO.

AL DR. EMILIO DÍAZ POR SU INCONDICIONAL DISPOSICIÓN PARA ENSEÑARME LO ADECUADO Y REFERENTE A ACTIVIDAD ENZIMÁTICA, ADEMÁS DE FACILITARME LOS MEDIOS PARA EL TRABAJO EN EL LABORATORIO.

A LA DRA. ELSIE PARÉS POR PERMITIRME TRABAJAR EN LAS FACILIDADES DE SU LABORATORIO EN EL DEPARTAMENTO DE QUÍMICA.

AL DR. RAUL MACHIAVELLI, POR TODO LOS CONOCIMIENTOS IMPARTIDOS DURANTE LA CLASE DE BIOMETRÍA, Y POR SU ASESORÍA EN EL ANÁLISIS ESTADÍSTICO.

DESEO TAMBIÉN EXPRESAR MI MÁS SINCERO AGRADECIMIENTO A TODAS AQUELLAS PERSONAS QUE HAN CONTRIBUIDO DIRECTA O INDIRECTAMENTE A LOGRAR ESTE OBJETIVO, EN EL CAMINO DE MI VIDA PROFESIONAL, A LA PROF. LYNETTE ORELLANA, A LA PROF. ANN MACPHERSON, A LA PROF. WANDA ALMODOVAR, A “BESSIE” Y A DON RUPERTO.

A TODOS MIS AMIGOS Y COMPAÑEROS DE ESTUDIO QUE COMPARTIERON CONMIGO NO SOLO ACADEMICAMENTE SINO LO MÁS APRECIABLE PARA MI VIDA, SU AMISTAD..... A LIZMAR, FABIÁN, MARIBEL, STEPHANIE, AIMÉE, ANGÉLICA, GUSTAVO, LUIS ENRIQUE, LUZ ALBA.....LOS QUIERO MUCHO A TODOS!!! A TI ALEXANDER RODRÍGUEZ N. GRACIAS!

TABLA DE CONTENIDO

ABSTRACT.....	ii
RESUMEN.....	iii
DEDICATORIA.....	iv
AGRADECIMIENTOS.....	v
TABLA DE CONTENIDO.....	vii
LISTA DE TABLAS.....	x
LISTA DE FIGURAS.....	xiii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	4
2. 1 ÑAME (<i>DIOSCOREA ROTUNDATA</i>).....	4
2.1.1 TAXONOMÍA.....	4
2.1.2 ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN.....	4
2.1.3 CONSUMO E IMPORTANCIA ECONÓMICA.....	5
2.1.4 COMPOSICIÓN QUÍMICA.....	5
2.1.5 USOS.....	7
2.1.6 CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS.....	7
2.1.6.1 PLANTA.....	7
2.1.6.2 TUBÉRCULO.....	7
2.1.7 CLIMA Y SUELOS.....	9
2.1.8 PROPAGACIÓN.....	9
2.1.9 PLAGAS Y ENFERMEDADES.....	10
2.1.10 FENOLOGÍA Y DESARROLLO	11
2.1.11 MANIPULACIÓN DEL PERIODO DE LATENCIA.....	13
2.1.12 TECNOLOGÍA POST-COSECHA.....	17

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	39
4.1 COMPOSICIÓN DE GASES.....	41
4.2 ACTIVIDAD RESPIRATORIA.....	45
4.3 EVALUACIÓN DE PARÁMETROS DE CALIDAD.....	50
4.3.1. PÉRDIDA DE PESO.....	50
4.3.2 ANÁLISIS DE TEXTURA.....	52
4.3.3 PH.....	56
4.3.4 ANÁLISIS DE COLOR.....	59
4.3.5 ACTIVIDAD ENZIMÁTICA.....	63
4.3.6 ANÁLISIS SENSORIAL.....	69
5. CONCLUSIONES.....	71
6. RECOMENDACIONES.....	77
BIBLIOGRAFIA.....	78
APÉNDICE A.....	85
APÉNDICE B.....	87
APÉNDICE C.....	89
APÉNDICE D.....	93

LISTA DE TABLAS

Tabla 2.1.4.1	Principales componentes nutricionales de algunos tubérculos.....	6
Tabla 2.2.1.1	Cociente Respiratorio a partir de diferentes sustratos.....	21
Tabla 3.2.1	Condiciones de almacenamiento de tubérculos de ñame variedad Guinea Negro.....	29
Tabla 4.1.1	Análisis de varianza obtenido para las concentraciones de CO ₂ y O ₂ de tubérculos almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.....	44
Tabla 4.2.1	Tabla de análisis de varianza obtenido para la producción promedio de CO ₂ (mg CO ₂ /Kg*h) de los tubérculos almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.....	47
Tabla 4.2.2	Fenómeno de brotación de tubérculos tratados removidos de su condición de almacenamiento y de los tubérculos control mantenidos a 14, 22 y 29°C.....	48
Tabla 4.2.3	Brotación de tubérculos tratados removidos de su condición de almacenamiento, luego de 7 días de haber sido sometidos a los diferentes tratamientos, a 14 y 22°C.....	49
Tabla 4.3.1.1	Porcentaje de pérdida de peso promedio obtenido para los diferentes tratamientos transcurridos 73 días de almacenamiento a 14 y 22°C.....	51
Tabla 4.3.1.2	Tabla de análisis de varianza obtenido para porcentaje de pérdida de peso promedio de tubérculos tratados almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.....	52
Tabla 4.3.1.3	Porcentaje de pérdidas de peso promedio obtenido para diferentes tubérculos tratados luego de 136 días de almacenamiento a 14 y 22°C.....	52
Tabla 4.3.2.1	Análisis de varianza de la dureza medida en la sección superior, media e inferior de los tubérculos, obtenido para los diferentes tratamientos almacenados a 14 y 22°C.....	53
Tabla 4.3.2.2	Análisis de varianza de la firmeza medida en la sección superior, media e inferior de los tubérculos, obtenido para los diferentes tratamientos almacenados a 14 y 22°C.....	53

Tabla 4.3.2.3	Análisis de varianza para firmeza medido en diferentes secciones de tubérculos tratados almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.....	54
Tabla 4.3.2.4	Análisis de varianza para dureza medido en diferentes secciones de tubérculos tratados almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.....	55
Tabla 4.3.2.5	Análisis de varianza para el parámetro de dureza medido en la sección inferior de los tubérculos luego de 136 días de almacenamiento a 14 y 22°C.....	55
Tabla 4.3.3.1	Valores de pH promedio obtenidos para los diferentes tratamientos transcurridos 73 días de almacenamiento a 14 y 22°C.....	57
Tabla 4.3.3.2	Tabla de análisis de varianza obtenido para pH promedio de tubérculos tratados almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.....	58
Tabla 4.3.4.1	Análisis de varianza para los parámetros “L”, “a”, “b”, “H” y “C” medidos en diferentes secciones de tubérculos tratados almacenados durante 73 días a 14 y 22°C.....	59
Tabla 4.3.4.2	Análisis de varianza para los parámetros “L”, “a”, “b”, “H” y “C” medidos en diferentes secciones de tubérculos tratados frente al control inicial, almacenados durante 73 días a 14°C.....	60
Tabla 4.3.4.3	Análisis de varianza para los parámetros “L”, “a”, “b”, “H” y “C” medidos en diferentes secciones de tubérculos tratados frente al control inicial, almacenados durante 73 días a 22°C.....	61
Tabla 4.3.5.1	Análisis de varianza para actividad de la peroxidasa de los diferentes tubérculos tratados transcurridos 73 días de almacenamiento a 14 y 22°C.....	64
Tabla 4.3.5.2	Análisis de varianza para actividad de la peroxidasa de tubérculos tratados almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.....	65
Tabla 4.3.5.3	Análisis de varianza para actividad de la peroxidasa de tubérculos tratados luego de 136 días de almacenamiento a 14 y 22°C.....	65
Tabla 4.3.5.4	Análisis de varianza para actividad de la polifenoloxidasas de tubérculos tratados almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.....	66
Tabla 4.3.5.5	Análisis de varianza para actividad de la polifenoloxidasas de los diferentes tubérculos tratados transcurridos 73 días de almacenamiento a 14 y 22°C.....	67

Tabla 4.3.5.6 Análisis de varianza para actividad de la enzima polifenoloxidasas de tubérculos tratados luego de 136 días de almacenamiento a 14 y 22°C.....	67
Tabla 4.3.6.1 Tabla de Análisis de la Varianza para la evaluación sensorial.....	70

LISTA DE FIGURAS

Figura 2.1.6.1	Morfología general de un tubérculo de ñame.....	8
Figura 2.1.10.1	Etapas progresivas en la formación de un brote de <i>D. rotundata</i>	13
Figura 3.4.6.1	Hoja de evaluación proporcionada a los panelistas.....	36
Figura 4a	Porcentaje de muestras de ñame (<i>D. rotundata</i>) disponibles para el análisis en diferentes periodos de almacenamiento a 22°C.....	39
Figura 4b	Porcentaje de muestras de ñame (<i>D. rotundata</i>) disponibles para el análisis en diferentes periodos de almacenamiento a 14°C.....	40
Figura 4.1.1	Concentraciones de CO ₂ y O ₂ , en el interior de las bolsas de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenadas durante 136 días a 14°C bajo distintas atmósferas (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂ , (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂ , (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂ y (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂ . Las barras representan el error estándar con un 95% de confianza.....	41
Figura 4.1.2	Concentraciones de CO ₂ y O ₂ , en el interior de las bolsas de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenadas durante 136 días a 22°C bajo distintas atmósferas (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂ , (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂ , (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂ y (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂ . Las barras representan el error estándar con un 95% de confianza.....	42
Figura 4.2.1	Actividad respiratoria de tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) enteros frente al control a (1a) 14°C y (1b) 22°C y sin control a (2a) 14°C y (2b) 22°C, durante 136 días de almacenamiento bajo distintas atmósferas (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂ , (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂ , (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂ y (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂ . Las barras representan el error estándar con un 95% de confianza.....	46
Figura 4.3.1.1	Porcentaje de pérdida de peso de tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) enteros frente al control, durante el almacenamiento a (a) 14°C y (b) 22°C bajo distintas atmósferas (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂ , (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂ , (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂ y (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂ . Las barras representan el error estándar con un 95% de confianza.....	50
Figura 4.3.3.1	Valores de pH promedio obtenido para tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) enteros frente al control, durante 136 días de almacenamiento a (a) 14°C y (b) 22°C bajo distintas atmósferas (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂ , (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂ , (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂ y (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂ . Las barras representan el error estándar con un 95% de confianza.....	56

Figura 4.3.5.1	Valores promedio obtenidos para la actividad de la enzima peroxidasa en tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) enteros frente al control, durante 136 días de almacenamiento a (a) 14°C y (b) 22°C bajo distintas atmósferas (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂ , (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂ , (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂ y (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂	64
Figura 4.3.5.2	Valores promedio obtenidos para la actividad de la enzima polifenoloxidasasa en tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) enteros frente al control, durante 136 días de almacenamiento a (a) 14°C y (b) 22°C bajo distintas atmósferas (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂ , (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂ , (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂ y (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂	66
Figura B.1	Evaluación sensorial de muestras de ñame mediante la prueba de diferencia al control.....	87
Figura B.2:	Imágenes de ñame bajo los diferentes tratamientos que fueron distribuidos aleatoriamente entre los panelistas.....	87
Figura B.3	Panelistas en la evaluación sensorial de las muestras de ñame.....	88
Figura C.1	Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 136 días a 14°C bajo el tratamiento (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂	89
Figura C.2	Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 136 días a 14°C bajo el tratamiento (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂	89
Figura C.3	Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 136 días a 14°C bajo el tratamiento (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂	90
Figura C.4	Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 136 días a 14°C bajo el tratamiento (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂	90
Figura C.5	Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 73 días a 22°C bajo el tratamiento (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂	91
Figura C.6	Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 73 días a 22°C bajo el tratamiento (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂	91

Figura C.7	Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 73 días a 22°C bajo el tratamiento (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂	92
Figura C.8	Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 73 días a 22°C bajo el tratamiento (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂	92
Figura D.1	Relación entre la actividad de la enzima POD y el parámetro de color “L” medido en los tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 136 días a 14°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂ , (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂ , (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂ y (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂	93
Figura D.2	Relación entre la actividad de la enzima POD y el parámetro de color “a” medido en los tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 136 días a 14°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂ , (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂ , (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂ y (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂	94
Figura D.3	Relación entre la actividad de la enzima PPO y el parámetro de color “L” medido en los tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 136 días a 14°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂ , (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂ , (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂ y (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂	95
Figura D.4	Relación entre la actividad de la enzima PPO y el parámetro de color “a” medido en los tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 136 días a 14°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂ , (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂ , (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂ y (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂	96
Figura D.5	Relación entre la actividad de la enzima POD y el parámetro de color “L” medido en los tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 73 días a 22°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂ , (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂ , (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂ y (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂	97
Figura D.6	Relación entre la actividad de la enzima POD y el parámetro de color “a” medido en los tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 73 días a 22°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂ , (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂ , (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂ y (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂	98
Figura D.7	Relación entre la actividad de la enzima PPO y el parámetro de color “L” medido en los tubérculos de ñame (<i>D. rotundata</i>) almacenados durante 73 días a 22°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO ₂ , 2% O ₂ , (2) 5% CO ₂ , 2% O ₂ , (3) 10% CO ₂ , 80% O ₂ y (4) 6% CO ₂ , 70% O ₂	99

Figura D.8 Relación entre la actividad de la enzima PPO y el parámetro de color “a” medido en los tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 73 días a 22°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂.....100

1. INTRODUCCIÓN

Las raíces y tubérculos tropicales son alimentos básicos en la dieta de la mayoría de los pobladores de América Latina, África y Asia. Este es un grupo de alimentos que contribuye ampliamente a los requerimientos energéticos y nutricionales de los consumidores. El ñame por ejemplo, es un tubérculo que al ser consumido en fresco ocupa un lugar importante en la canasta familiar ya que posee una composición nutricional comparable a otros tubérculos o raíces como la papa, la yuca y la batata; de aquí que, bajo un contexto de alimentación saludable se haya convertido en un valioso candidato para su comercialización en el mercado de productos frescos o sin procesar.

Para Puerto Rico la producción de ñame a través de los años ha sido de gran importancia no sólo para sus consumidores, sino, para la industria en general. Desafortunadamente, de acuerdo con un informe reportado por la Empresa de Raíces y Tubérculos de Puerto Rico [González-Vélez, 2005], la producción local de ñame representa tan solo una quinta parte del producto que se consume. Pese a que Puerto Rico es un territorio tropical que posee condiciones climáticas favorables para su cultivo, actualmente se importan alrededor de 14,800 toneladas para suplir la demanda local. No obstante, un estudio realizado recientemente [Cortés. y Gayol, 2006] indica que la población consumidora prefiere adquirir el producto fresco de origen local como prioridad sobre el importado. En tal sentido, Puerto Rico enfrenta el reto de asegurar el suministro continuo de ñame durante todo el año, no solo porque la población consumidora prefiere adquirir los tubérculos frescos de origen local sino, porque podría ser de impacto económico lograr reemplazar las importaciones por producción local.

Han sido múltiples los estudios que se han llevado a cabo en busca de extender el largo de vida de los tubérculos de ñame, además de obtener un conocimiento más claro acerca de los factores que dominan el periodo de latencia de los tubérculos. La principal razón por la cual se ve limitado el abastecimiento continuo está dada por el corto periodo de latencia que éstos poseen. En este área, se ha encontrado que la aplicación de diversos tratamientos tanto químicos como físicos puede reducir o extender dicho periodo de latencia. Sin embargo, muchos de tales tratamientos aún no aparecen autorizados para el uso en campo y otros son de difícil aplicación comercial. Particularmente en Puerto Rico, se han realizado trabajos de investigación donde se manipulan factores físicos como temperatura, ventilación y humedad relativa que han brindado un aporte significativo al avance científico, pero que no han traído una respuesta favorable para el consumidor debido a la rápida brotación de los tubérculos una vez que son retirados de su condición de almacenamiento.

No obstante, siguiendo la misma línea de investigación, en este trabajo se ha establecido, explorar los alcances de la técnica de empaque bajo condiciones de atmósfera modificada como una alternativa para extender el largo de vida de la variedad de ñame Guinea Negro, especie *D. rotundata*. Esta técnica ha mostrado ser eficiente en la preservación de la calidad y reducción de pérdidas post-cosecha de diversidad de frutas y vegetales.

Para lograr este objetivo, se ha evaluado el efecto del tiempo de almacenamiento (7, 31, 52, 73, 94 y 136 días), la temperatura (14 y 22°C) y el tipo de atmósfera modificada empleada (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂ como factores que influyen en:

- La velocidad de respiración de los tubérculos
- Los parámetros de calidad como pérdida de peso, cambios en textura, color y pH
- La actividad de las enzimas polifenoloxidasas y peroxidasas

1. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 ÑAME (*DIOSCOREA ROTUNDATA*)

2.1.1 Taxonomía

Los ñames son plantas dioicas del género *Dioscorea* que pertenecen a la familia *Dioscoreaceae* y producen tubérculos y bulbillos (tubérculos aéreos). La familia *Dioscoreaceae* comprende seis géneros, de los cuales *Dioscorea* es el mayor. Cerca de 600 especies han sido identificadas y de éstas, doce son comestibles. Dentro de éste género, las especies comestibles de valor comercial son: *D. rotundata*, *D. alata*, *D. trifida*, *D. esculenta*, *D. bulbifera* y *D. cayenensis*. [Rodríguez, 2000]

2.1.2 Origen y distribución

El ñame a diferencia de otras raíces y tubérculos posee una amplia diversidad genética y diferentes centros de origen. Las especies *D. rotundata*, *D. bulbifera* y *D. cayenensis*, son originarias de África occidental. Las especies *D. alata* y *D. esculenta*, son originarias del sudeste asiático; mientras que la especie *D. trifida*, lo es de América Tropical [Craufurd et al., 2001]. La distribución mundial del género *Dioscorea* se alcanzó al final del periodo Cretáceo y su evolución subsecuente ocurrió por separado en el viejo y nuevo mundo [Wilson, 1977]. Se cree que las especies *D. rotundata* y *D. alata* se cultivan en las Américas y el Caribe desde la llegada de los primeros barcos españoles cargados de esclavos africanos [Bustamante et al., 2003]. En Puerto Rico la especie más sembrada es *D. rotundata* y las variedades más utilizadas son Habanero y Guinea Negro. De acuerdo con Ramírez et al. [1984], el cultivar *D. rotundata* fue traído a la isla desde Jamaica.

2.1.3 Consumo e importancia económica

El ñame es un cultivo de pequeños y medianos agricultores que constituye, en muchas regiones de África occidental, parte del Asia sub-oriental, la India, algunas zonas de Brasil y otros países de América tropical, su principal fuente de ingresos y de empleo rural [González-Muñoz, 2003]. Es considerado el segundo cultivo en eficiencia para producir energía digestible, después de la papa [Cabrera, 2008]. Su producción anual mundial se estima en alrededor de 51.4 millones de toneladas, siendo los países de mayor producción Nigeria y Costa de Marfil, y los mayores exportadores Brasil, Jamaica, Japón, Costa de Marfil y Panamá. A nivel mundial las especies más sembradas son la *D. rotundata* y *D. alata* [FAO, 2006].

En Puerto Rico, la producción de ñame oscila en 2,750 toneladas (55 mil quintales) anuales. Para suplir la demanda local se importan alrededor de 14,800 toneladas (296 mil quintales) [González-Vélez, 2005]. La especie más sembrada es *D. rotundata*, principalmente porque es resistente a la antracnosis (*Colletotrichum gloesporioides*) y porque tiene mayor valor comercial en el mercado. Sin embargo, su costo de producción es alto debido a que las variedades Guinea Negro y Habanero requieren ser estacadas, lo que puede representar hasta el 21% de los costos de producción. [González-Vélez, 2005]

2.1.4 Composición química

Los ñames son una rica fuente de carbohidratos con un alto contenido de agua (fenómeno que lo hace bien susceptible al deterioro). Su contenido de carbohidratos consiste principalmente de almidón con aproximadamente un 1% de azúcares en forma de glucosa, sacarosa y fructosa. Esencialmente posee una composición de almidón similar a la de otras

raíces y tubérculos como la yuca (*Manihot esculenta*), la papa (*Solanum tuberosum*) y la batata (*Ipomoea batatas* poir). Este almidón está distribuido en amilosa y mayormente en amilopectina. Su contenido de amilosa puede variar entre 10-25% dependiendo de la especie [Salunkhe and Kadam, 1998]. Para la especie *Dioscorea rotundata* el contenido de almidón (en base húmeda) oscila entre 26.8-30.2%. En la tabla 2.1.4.1 se indica la composición nutricional típica de los tubérculos de ñame variedad *Dioscorea rotundata* [Brunnschweiler, 2004].

Tabla 2.1.4.1 Principales componentes nutricionales

Componente (g/100g)	<i>Dioscorea rotundata</i>	<i>Manihot esculenta</i>	<i>Solanum tuberosum</i>	<i>Ipomoea batatas</i> poir
Humedad	60.0-71.2	63.1	77.8	69.2
Proteína	1.1-2.3	1.0	2.0	1.6
Almidón	26.8-30.2	24.3	14.1	19.5
Grasas	0.1	0.2	0.1	0.6
Fibra Cruda	1.0-1.7	2.9	2.5	7.8
Minerales (mg/100g)	3.2-5.7	-	0.7	1.1
Vitamina C (mg/100g)	6.0-12.0	30.0	17.0	30.0

El porcentaje de proteína que posee el ñame es bajo, sin embargo, estudios recientes corroboran que su contenido es relativamente mayor comparado con otras raíces y tubérculos [Huang et al., 2007]. Además, contiene vitaminas (ácido ascórbico, beta carotenos, tiamina y riboflavina) y minerales (calcio, fósforo y magnesio). Todos los cultivares de ñame contienen una importante cantidad de aminoácidos (ácido aspártico, ácido glutámico, alanina) [Craufurd et al., 2001], inclusive aminoácidos esenciales exceptuando los azufrados y la lisina [Huang et al., 2007].

2.1.5 Usos

El ñame se adapta a una amplia gama de usos. Se está utilizando como harina de ñame en la confección de hojuelas, en la elaboración de puré y como sustituto de las papas fritas [IITA, 2006]. También se emplea para la obtención de sustancias naturales llamadas saponinas las cuales son una base en la fabricación de anticonceptivos y hormonas sexuales [Craufurd *et al.*, 2001]. No obstante, su principal uso ha sido como hortaliza fresca cocida para la alimentación humana debido a que contribuye con los requerimientos energéticos y de nutrición [Cabrera, 2008].

2.1.6 Características Morfológicas

2.1.6.1 Planta: Su tallo es cilíndrico en forma de bejuco y en algunos casos puede llevar espinas. Es de color verde oscuro en la base, verde claro en la parte media y amarillo claro en la parte superior. Posee hojas cordadas u ovadas en forma alterna u opuesta, su tallo enrolla en sentido opuesto a las manecillas de reloj. Sus flores son pequeñas y en racimos, sin embargo, en casi todas las especies alimenticias cultivadas hay escasa floración [Boneta, 1999].

2.1.6.2 Tubérculo: El fruto es una cápsula aplanada o circular que es verde al formarse y café al madurar, los rizomas pueden ser solitarios o en grupo. El rizoma y las raíces principales del ñame brotan a partir de una especie de cormo que aparece muy temprano en el ciclo de la planta; se encuentra localizado en la base del tallo [González-Muñoz, 2003]. Estos tubérculos que se forman son de color blanco en su interior, de peso y tamaño variable. Su forma varía dependiendo del cultivar, pero predominantemente son cilíndricos y ricos en

carbohidratos. En la figura 2.1.6.1 se muestra una foto de la morfología general de un tubérculo de ñame.



Figura 2.1.6.1 Morfología general de un tubérculo de ñame

En cuanto a su estructura anatómica, esta especie al igual que otras, se compone en su estado latente de una corteza de aproximadamente dos milímetros de espesor y un tejido interior parenquimatoso de almacenamiento, compuesto mayormente de gránulos de almidón, que varía desde 5 hasta 20 centímetros. Generalmente la corteza se encuentra dividida en cinco capas, con variaciones en el ancho de la capa, tamaño de células y el grado de diferenciación. En la especie *Dioscorea rotundata* las primeras dos capas se componen de células de corcho. La tercera capa más fina, presenta un cambio meristemático asociado a las capas cobertoras exteriores. Inmediatamente adentro, se encuentra una capa de tejido parenquimático que contiene rafidios de oxalato de calcio y taninos. Al separar este tejido de la parénquima interior de almacenamiento (la cual posee haces vasculares) se observa una zona de cambio asociada a éste que forma la quinta capa, la cual contiene bloques de células agregadas posiblemente con potencial embriogénico [Cardona, 1998].

2.1.7 Clima y Suelos

La temperatura es el factor climático que más influye en el desarrollo del cultivo de ñame, ya que éste se ve severamente restringido por temperaturas inferiores a los 20°C. Sin embargo, crece mejor en áreas donde llueve durante siete u ocho meses y cuyas temperaturas están entre el rango de 25 a 30°C [Rodríguez, 2000]. Para el cultivo de ñame se requieren suelos fértiles, profundos, de textura franca, arenosa, y bien drenados; con fertilidad media y ricos en materia orgánica. El valor del pH debe oscilar entre 6.5 y 7.5 [Sousa, 2001]. Los suelos de topografía plana son los más convenientes para el cultivo comercial, ya que permiten realizar muchas actividades en forma mecanizada [Arrieta, 2009]

En Puerto Rico la mayoría de las siembras están localizadas en la zona agroecológica de altura húmeda y el restante se encuentra en la zona semiárida. La zona húmeda se caracteriza por el declive y acidez de los suelos y la zona semiárida se caracteriza por tener terrenos llanos y suelos alcalinos. [González-Vélez, 2004].

2.1.8 Propagación

Tradicionalmente los ñames son propagados vegetativamente mediante el empleo de tubérculos enteros (4-12 onzas), o mediante el uso de segmentos de tubérculos grandes (4-8 onzas) que por lo general son recomendados para siembras tardías. No obstante, este tipo de semilla puede infestarse con microorganismos que causan enfermedades y dañan el material de propagación. Tales razones han dirigido a implementar técnicas de micro-propagación que reducen el nivel de las enfermedades de tipo viral, sin embargo, los protocolos desarrollados particularmente para la especie *D.cayenensis* – *D. rotundata* se han

caracterizado por el empleo de cultivos semisólidos y por la utilización de frascos de tamaño convencional que restringen las posibilidades de automatización de la multiplicación. Actualmente se estudian metodologías para su propagación *in vitro* [Cabrera, 2008].

Generalmente el ñame se cosecha de 8 a 10 meses después de la siembra, cuando el follaje se torna amarillo y se empieza a secar; en la mayoría de los casos se hace de forma manual [Cardona, 1998]. En Puerto Rico se siembran principalmente tres variedades de ñame: Habanero, Guinea Negro (*D. rotundata*) y Diamante (*D. alata*). Las épocas de siembra de estas tres variedades varía por tener periodos de latencia y estacionalidades diferentes [González-Vélez, 2004]. La variedad Guinea Negro muestra un periodo de latencia corto y no ha mostrado estacionalidad definida lo que permite sembrarlo en cualquier época del año. Se recomienda sembrarlo de agosto a noviembre para evitar la competencia con otras variedades [Ramirez, 1984].

2.1.9 Plagas y enfermedades

Los cultivos de ñame al igual que otros cultivos se ven afectados por plagas y enfermedades. Estas pueden ser clasificadas en dos grupos, el primero que involucra el ataque de las plantas de ñame en campo y el segundo, que encierra las plagas y enfermedades que afectan los tubérculos durante el almacenamiento [Mignucci et al, 1988]. No obstante, en ambos casos es común encontrar diversidad de microorganismos como los nemátodos *Scutellonema bradys* y *Pratylenchus coffeae*, los hongos *Penicillium* spp., *Fusarium* spp., *Colletotrichum* spp., y *C. eragrostidis* [Amusa et al, 2003], e insectos como las querezas (*Aspidiella* spp.) [González-Vélez, 2004]. Todos estos son causantes de enfermedades entre las que pueden citarse la antracnosis o candelilla provocada por *Colletotrichum gloeosporioides*, la

curvularia (*C. eragrostidis*) y la marchitez vascular (*Fusarium oxysporum*) [Departamento de Agricultura de PR, 2007], además de pudriciones secas, blandas o húmedas. Sin embargo, la especie *D. rotundata* aunque es resistente a la antracnosis es susceptible al ataque de nematodos *Scutellonema bradys* y *Pratylenchus coffea* [Coyne et al, 2006] y a la pudrición de semilla, debido a la presencia *Penicillium* spp., *Fusarium* spp y *Botryodiplodia* sp. Con relación a otras variedades de la especie *D. rotundata*, la variedad Guinea Negro ha mostrado ser más tolerante a la antracnosis. [González-Vélez, 2006].

2.1.10 Fenología y desarrollo

Bajo condiciones naturales, la planta de ñame exhibe tres fases designadas como reposo o latencia, crecimiento vegetativo y crecimiento reproductivo. La planta completa estas fases en doce meses pero puede repetir el ciclo anual indefinidamente. La brotación de los tubérculos señala la finalización del período de reposo y el inicio de la fase vegetativa, caracterizada por un rápido crecimiento de los tallos y las hojas. El final de la fase vegetativa y el inicio de la fase reproductiva es más difícil de determinar, pero se acepta que la fase reproductiva comienza cuando la tuberización alcanza una tasa de crecimiento que coincide con la reducción del crecimiento de los tallos y las hojas. [Rodríguez, 2000]

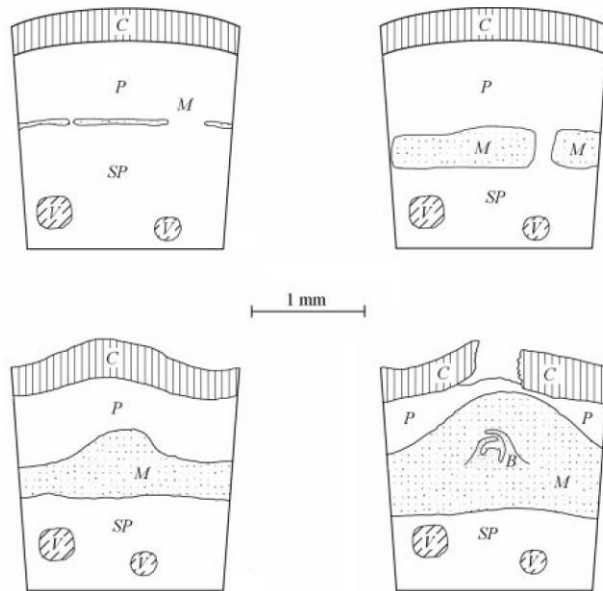
Latencia es un término utilizado generalmente para abarcar los procesos que constituyen una incapacidad programada para el crecimiento de varios tipos de plantas meristemáticas (semillas, tubérculos o bulbillos aéreos) a pesar de tener condiciones ambientales favorables para su crecimiento. La latencia puede ser categorizada dependiendo del proceso regulatorio involucrado: endo-latencia, que es controlada por condiciones endógenas dentro del órgano

de estudio; para-latencia, es controlada por condiciones fuera del órgano de estudio pero dentro de la planta, y eco-latencia, que es controlada por condiciones del ambiente externo. Sin embargo, aunque este fenómeno de latencia ha sido estudiado particularmente en tubérculos aéreos, el proceso que lo regula aún es pobremente entendido [*Craufurd et al.*, 2001].

El periodo de latencia de los tubérculos de ñame comienza con la madurez de los mismos y es precedida tanto por la floración (en aquellas variedades que producen flores), como por la senescencia de los tallos y hojas. Este tiempo de latencia permite la supervivencia de la especie durante estaciones de sequía o invierno. Su duración está determinada genéticamente más que por la madurez del tubérculo [*Cardona*, 1998].

Por otro lado, el proceso de brotación comienza con la ruptura de la latencia, mediante la división celular que ocurre en la primera capa meristemática, si la especie es *D. rotundata*, o en la corteza interna si es *D. alata*. Estas divisiones producen una masa de células no diferenciadas dentro de un meristema apical que genera los primeros brotes internos (ver figura 2.1.10.1), generando el complejo nodal primario (CNP), del cual surgen posteriormente las raíces y los tubérculos. El CNP, es una estructura esférica unida al tubérculo madre.

Figura 2.1.10.1 Etapas progresiva en la formación de un brote de *D. Rotundata*
 [Craufurd et al., 2001]



C: Capa compuesta de células de corcho, P: Células parenquimatosas, M: Capa de células meristemáticas, SP: Parénquima interior de almacenamiento, V: haces vasculares B: primer brote interno.

2.1.11 Manipulación del periodo de latencia

Los ñames tienen un periodo natural de latencia determinado genéticamente más que por la madurez del tubérculo, una vez terminado dicho periodo de latencia ocurre la brotación y se producen nuevos retoños, fenómeno que hace imposible alargar el periodo de almacenamiento [Hariprakash and Nambisan, 1996]. Dependiendo de la habilidad que se tenga para manipular la duración del tiempo de latencia de los ñames, el inducir la brotación temprana podría facilitar la rápida propagación de los cultivares y entonces ser cosechados más de una vez en un mismo año [Craufurd et al., 2001]. Por otra parte, lograr extender este periodo de latencia también podría ser extremadamente útil en el aumento del largo de vida

del ñame como alimento, ya que éste periodo determina el tiempo que el tubérculo va a permanecer almacenado [Rodríguez, 2000].

Han sido muchos los estudios que se han realizado intentando conocer el efecto de los diversos tratamientos químicos y físicos para prolongar el largo de vida de los tubérculos de ñame [Craufurd *et al.*, 2001]. El conocimiento actual de su fisiología sugiere que es especulativo suponer que la latencia es controlada sólo por la supresión del proceso de respiración, debido a que varios autores señalan que durante éste periodo, los tubérculos están metabólicamente activos y son reactivos a diferentes estímulos y, por tanto, restricciones metabólicas severas como la deficiencia de metabolitos primarios o de DNA también pueden provocar la latencia [Suttle, 1996; Okagami, 1978].

Entre los compuestos químicos que han sido estudiados para reducir y/o extender el periodo de latencia del ñame se encuentran los siguientes:

- El cloroetanol; este compuesto permitió evidenciar que la brotación de los ñames está relacionada con el contenido de glutaniones dentro del tubérculo, removiendo los inhibidores de crecimiento [Campbell *et al.*, 1962].
- Los reguladores AMO 1618 (2'-isopropil-4'-(cloruro de trimetilamonia)-5'-metilfenil piperidina-1-carboxilato), cicocel (2-cloroetilcloruro de trimetilamonia), daminozida (ácido butanodioico mono 2,2-dimetilhidrazina) permitieron concluir que para la inducción y el mantenimiento de la latencia es necesaria la síntesis de giberelinas, puesto que, estos reguladores interrumpieron su síntesis [Okagami and Nagao, 1971].

- El uso de inhibidores de síntesis de proteínas cicloheximida, cloramfenicol, 8-azaguanina, 5-fluoruracil; permitió sugerir que es necesaria la síntesis continua de proteínas para mantener la latencia [*Okagami and Nagao, 1971*].
- El éster metílico del ácido naftalenoacético (MENA); logra reducir la brotación de tubérculos hasta por 6 seis meses, dos meses más que los no tratados, sin embargo, se observa arrugamiento de la corteza. [*Campbell et al., 1962*]
- Se cree que las batatasinas, primeros compuestos fenólicos aislados para inducir latencia, afectan la actividad de las células generando efectos inhibitorios sobre la absorción de oxígeno en los cloroplastos y mitocondrias, al igual que perturban la evolución del CO₂ [*Tshannen, 2003*]. Se sugiere que fenoxidasas y o-difenolasas están co-relacionados con el mantenimiento la latencia [*Isamah et al., 2000*].
- Varios estudios indican que aplicaciones de hormonas giberelinas pueden extender el periodo de latencia de los tubérculos, probablemente porque estimula la síntesis de otros compuestos como batatasinas u otros inhibidores de crecimiento, no obstante, se cree que finalmente restringe los procesos de respiración [*Nodu and Aloize, 1992*]. Dependiendo la especie de ñame este tipo de compuestos puede ejercer un efecto contrario [*Okagami and Tanno, 1977*].
- Otros compuestos que pueden mencionarse son ABA (ácido abscísico), auxina (2,4-D), etefón (ácido 2-cloroetil fosfónico), IAA (ácido indolacético), prohexadión (ácido 3,5-dioxo-4-propionil ciclohezanocarboxílico), cinetina (6-benzilaminopurina), etc [*Craufurd et al., 2001*].

Factores físicos tales como temperatura, humedad relativa y radiación gamma, también han sido estudiados para conocer su efecto sobre el periodo de latencia del ñame.

- Uno de los primeros estudios llevados a cabo en Puerto Rico para conocer el efecto de la temperatura consistió en almacenar ñames de la especie *D. rotundata* a 1.1°C. Se encontró que hubo daños fisiológicos totales en tan solo 10 días [USDA, 1937]. Sin embargo, en el año 1923, Young había sugerido las temperaturas de 12-16 °C como un rango óptimo para el almacenamiento de tubérculos *Dioscorea* spp.
- En el año 1972, González y Rivera lograron extender el periodo de latencia hasta por 4 meses en ñames *D. alata*, bajando la temperatura de almacenamiento hasta $16 \pm 1^\circ\text{C}$, comprobando que estas temperaturas reducen la actividad metabólica y retardan los cambios fisiológicos relacionados con la brotación de esta especie. Desafortunadamente, una vez estos tubérculos son retirados de su condición de almacenamiento se brotan y degeneran. Dos años más tarde, nuevamente logran extender el periodo latente de esta especie, pero, sometiéndolos a una dosis de 7.5 krad de rayos gamma, pese a que no encontraron cambios en sabor, composición química o palatabilidad de los tubérculos, este tratamiento tiene limitada aplicación comercial [González et al., 1974].
- Rao y George [1990] también lograron extender el periodo de latencia en *D. alata* a temperaturas más altas de $20 \pm 2^\circ\text{C}$, por lo que concluyeron que el mecanismo de latencia debía estar controlado por bioreguladores presentes en el tubérculo.
- En el año 1984, Mozie estudió la influencia de la ventilación y humedad relativa durante el almacenamiento de *D. rotundata* y encontró que ventilación intermitente

causaba menos pérdidas en peso, y menor número de brotes que la ventilación continua [Mozie, 1984].

- El efecto de la humedad relativa es controversial. Un estudio llevado a cabo con la especie *D. rotundata* a temperaturas de 25-30°C indicó que la brotación ocurrió más rápido en condiciones de 100% de HR comparada con un 70% de HR [Passam and Noon, 1977], mientras que en un estudio realizado con la especie *D. alata* donde la temperatura fue mantenida entre los 16-18°C la brotación ocurrió más rápido en condiciones de HR del 70% que a 80% [González et al., 1974]

2.1.12 Tecnología Post-Cosecha

Los métodos de almacenamiento que han sido descritos por los países tropicales para la conservación de ñame durante largos periodos de tiempo, convergen en que las condiciones óptimas se obtienen mediante el adecuado control de factores como humedad relativa, ventilación y temperatura [Brunnschweiler, 2004]. Desde tiempos antiguos, se ha empleado técnicas simples para el almacenamiento del ñame; una de las técnicas más populares, especialmente en la zonas forestales, ha sido mediante la construcción de recintos en bambú, que constan de una estructura vertical sobre la cual se atan los tubérculos uno por uno con cuerdas o ligaduras de arbustos y cuya sombra se crea con árboles [López-Galves, 1995]. También ha sido común encontrar zonas donde los ñames son almacenados en chozas menos elaboradas, construidas con tallos de sorgo dentro de las cuales se apilan los ñames [Onayemi and Idowu, 1988], o incluso, en algunos casos, los ñames son almacenados enterrados en montones debajo de la tierra [Salunkhe and Kadam, 1998]. Estos métodos por lo general, han sido usados, y aún los son, por agricultores que cosechan pequeñas cantidades de ñame.

Sin embargo, las pérdidas al emplear estos tipos de almacenamiento han mostrado ser muy elevadas, debido a la dificultad que se tiene de controlar los cambios fisiológicos, al igual que la presencia de nemátodos, insectos y roedores [Grolleaud, 2002].

Recientemente, Marita Cantwell, de la Universidad de California, recomienda en su lista de condiciones para el almacenamiento largo de frutas y vegetales, que la temperatura óptima para el almacenamiento de ñame debe estar alrededor de los 15°C y la humedad relativa entre 70-80% [Cantwell, 2001]. No obstante, su temperatura de almacenaje no deberá ser igual o menor de 12°C, debido a que los ñames son sensitivos a sufrir daños por frío y esto induciría la decoloración y ablandamiento de los tejidos [Salunkhe and Kadam, 1998].

Actualmente la FAO brinda especial importancia a la adecuada manipulación y uso de buenas prácticas agrícolas durante la recolección, selección, clasificación y embalaje de productos con carácter estacional y sometidos a largos periodos de almacenamiento como el ñame (*Dioscorea* spp.), con el fin de retrasar el deterioro y reducir las pérdidas post-cosecha. Entre algunas recomendaciones particulares que pueden citarse para obtener ñame de carácter comercial son:

- El tubérculo debe ser cosechado en el estado fisiológico adecuado, de lo contrario, la coloración interna de los tubérculos podría cambiar [Segura et al., 2003].
- Si la cosecha se realiza de manera manual es recomendable introducir herramientas por debajo de los tubérculos y palanquear hacia arriba, para evitar los daños mecánicos o microbiológicos que pueden ser irreversibles [Royero et al., 2007].
- Luego de cosechar los ñames, es adecuado realizar una pre-clasificación para separar los tubérculos sanos de aquellos que poseen algún tipo de daño físico, para finalmente remover impurezas mediante el lavado [Arrieta, 2009].

- Debido a que los ñames pueden presentar cortes y/o lesiones, éstos suelen ser sometidos a la práctica de curado que consiste en reponer y reforzar las zonas de la piel suberosa que hayan sufrido daños, para devolver la protección contra la pérdida de agua y entrada de agentes que puedan causar su descomposición [Passam, 1990]. La FAO recomienda realizar la cura, lo antes posible a una temperatura de 32-40°C, humedad relativa mayor del 90%, buena ventilación y un tiempo no mayor a cuatro días, dependiendo de la herida [Grolleaud, 2002].

2.2 EMPAQUE EN ATMÓSFERA MODIFICADA

El sistema de empaque bajo condiciones de atmósfera modificada es una tecnología de post-cosecha donde la atmósfera que rodea un producto vegetal, ya sea raíz, tubérculo, semilla, bulbo, fruta, tallo u hoja, es modificada, mediante la adición o eliminación de gases, respecto del aire. Es una técnica que se utiliza para optimizar la calidad y reducir las pérdidas post-cosecha de los productos vegetales [Fonseca et al., 2002]. Generalmente, el almacenamiento en este tipo de atmósferas se realiza en películas o bolsas plásticas cerradas herméticamente o con permeabilidad selectiva y, por tanto, la composición gaseosa de la atmósfera interna se ve alterada con el tiempo debido al metabolismo de respiración de los tejidos vegetativos [Artes-Calero and Artes-Hernández., 2006].

El enfoque convencional de esta tecnología está basado en el empleo de atmósferas con altos niveles de CO₂ y reducidos niveles de O₂. Su principal beneficio es que logra reducir fundamentalmente la tasa de respiración de los productos, al igual que la velocidad de los procesos bioquímicos y fisiológicos, hecho que se ve reflejado mediante un aumento en el tiempo de vida útil del producto [Rocculi et al., 2006]. Pese a esto, se pueden presentar

alteraciones en atributos como el sabor, aroma, color y textura, como consecuencia de procesos que, aunque lentos, involucran una serie de reacciones enzimáticas [Gunes and Lee, 1997]; además de la degradación oxidativa de compuestos como carbohidratos, lípidos y ácidos orgánicos. Sumado a esto, existe el riesgo de una generación progresiva de condiciones anaeróbicas ya que algunos estudios de empaque bajo estas condiciones de atmósfera modificada así lo han demostrado [Amissah et al., 2006, Alquino et al., 2000, Young-Moon and Yong-Jae, 2007]; favoreciendo el crecimiento de bacterias y disminuyendo la calidad sensorial del producto [Tano et al., 2007]. Este metabolismo fermentativo es un factor adicional responsable de las posibles alteraciones de los productos vegetales [Fonseca et al., 2002]. No obstante, recientemente se han demostrado los efectos beneficiosos de modificar la atmósfera de vegetales frescos de manera no convencional, mediante el empleo de altas concentraciones de oxígeno en combinación con elevadas concentraciones de CO₂ [Angós et al., 2008]. Dichas atmósferas sobreoxigenadas también afectan el metabolismo de respiración [Oms-Oliu et al., 2008] y, por ende, propiedades como el color, textura, sabor, aroma, carga microbiana, etc. [Day, 2003] Actualmente son consideradas una alternativa real frente al empaque bajo condiciones de atmósfera modificada convencional [Allende, 2003].

2.2.1 Factores que determinan la composición gaseosa dentro del empaque

2.2.1.1 Metabolismo de Respiración. La respiración es un proceso metabólico que provee la energía a los procesos bioquímicos de los vegetales, ésta puede darse en presencia o ausencia de oxígeno, generando diferentes productos que alteran la composición gaseosa alrededor del producto vegetal [Escalona et al., 2003]. Por lo general, los productos generados incluyen CO₂ y agua, sin embargo, la cantidad de producto dependerá también del tipo de sustrato

utilizado. En muchos tejidos como raíces, tubérculos e incluso frutos, el sustrato suele ser el almidón; en otras especies como el aguacate y los frutos secos, el carbono puede estar almacenado como lípido, sin embargo, en algunos órganos que no son de reserva como las hojas y flores, los ácidos orgánicos y las proteínas también pueden ser utilizados como sustrato [Fonseca et al., 2002]. Estos diferentes compuestos, al ser degradados en el proceso de respiración, consumen diferentes cantidades de O₂ en relación con la cantidad de CO₂ producida. Dicha relación entre el número de moléculas de CO₂ liberadas y el de moléculas de O₂ absorbidas se conoce como cociente respiratorio (CR) y puede indicar, de forma general, cuál es el principal sustrato utilizado [Escalona et al., 2003]. En la tabla 2.2.1.1 se indican algunos valores de cociente respiratorio. Estos valores pueden variar debido a que el sustrato no siempre es completamente oxidado y a que varios sustratos pueden ser oxidados [Kays, 1991].

Tabla 2.2.1.1 Cociente Respiratorio a partir de diferentes sustratos [Kays, 1991].

Tipo de Sustrato	Sustrato	Reacción	CO ₂ /O ₂
Carbohidrato	Glucosa	$C_6H_{12}O_6 + 6O_2 \rightarrow 6CO_2 + 6H_2O$	1.00
Lípido	Ácido Palmítico	$C_{16}H_{32}O_2 + 11O_2 \rightarrow C_{12}H_{22}O_{11} + 4CO_2 + 5H_2O$	0.36
Ácido Orgánico	Ácido Málico	$C_4H_6O_5 + 3O_2 \rightarrow 4CO_2 + 3H_2O$	1.33

Si el nivel de O₂ en el interior del empaque es suficientemente bajo, se obtendrá un cociente de respiración (CR) elevado, lo que resulta en un incremento inesperado de los niveles de CO₂ y un posible metabolismo fermentativo. Bajo tal circunstancia, la permeabilidad del material de empaque deberá brindar las condiciones óptimas para que el equilibrio gaseoso alrededor del producto se mantenga [Zagory, 1997]. Por lo que, pequeñas desviaciones en la

tasa de respiración pueden provocar diferencias significativas entre las concentraciones de O₂ y CO₂; resultando finalmente en posibles atmósferas perjudiciales para el vegetal ya que existe el riesgo de sobrepasar los límites de tolerancia de gas para el producto [Allende, 2003].

En general, la tasa de respiración sirve como indicador de la actividad fisiológica de un producto vegetal y de las posibles condiciones de almacenamiento [Salunkhe and Kadam, 1998]. No obstante, ésta dependerá de factores adicionales como tipo de producto, estado de desarrollo fisiológico, daños mecánicos y presencia de microorganismo en el producto [Mejía, 2003].

2.2.1.2 Resistencia a la difusión de gases. Las diferencias entre las concentraciones de O₂ y CO₂ externo y las disponibles dentro de la célula están determinadas por la resistencia de los órganos de las plantas a la difusión de estos gases. Dicha resistencia varía ampliamente entre especies, cultivares y órganos [Fonseca et al., 2002]. Debido a que el proceso de respiración tiene lugar en la mitocondria celular, el oxígeno alcanza con más facilidad la mitocondria cuando los tejidos vegetativos han sufrido daño en su estructura, ya que, hay una reducción de los caminos de difusión de los gases como resultado de la permeabilidad en las membranas [Gunes and Lee, 1997]. Caso contrario ocurre cuando el producto vegetal conserva gran parte de su epidermis o cutícula. Sin embargo, independientemente de cuán largo sea el camino de difusión de los gases, las enzimas de las plantas pueden disponer particularmente del O₂ incluso bajo concentraciones menores a 1 kPa [Allende, 2003].

2.2.1.3 Temperatura. Los procesos metabólicos como la respiración y la transpiración de los productos vegetales están estrechamente relacionados con la temperatura [Marrero and Kadam, 2006]. En general, la velocidad de las reacciones bioquímicas se incrementa 2 a 3 veces por cada 10°C de aumento en la temperatura, esto significa, que si no se mantiene la temperatura de conservación correcta, dentro del empaque se generarán concentraciones de gases (O₂, CO₂, vapor de agua) no adecuadas [Escalona et al., 2003] como consecuencia del aumento en la tasa de respiración y transpiración del producto. Por otro lado, los órganos vegetales son materiales porosos, en mayor o menor grado, que muestran una resistencia específica a la difusión de gases y su atmósfera interna es muy diferente del aire, según cambia la temperatura. Cuando la temperatura se eleva, la atmósfera interna de la célula se empobrece en oxígeno y se enriquece en CO₂, mientras que al bajar la temperatura aumenta la solubilidad del oxígeno dentro de la célula disminuyendo su consumo respiratorio [Artes, 2006]. Actualmente es muy común el uso combinado de bajas temperaturas y empaque en condiciones de atmósfera modificada, no obstante, la temperatura de conservación debe mantenerse controlada con el fin de evitar posibles daños por frío.

2.2.1.4 Humedad Relativa. Generalmente para frenar los procesos de transpiración y deshidratación de productos vegetales es adecuado mantener condiciones altas de humedad relativa. Sin embargo, cuando no se utiliza un empaque con los grados de permeabilidad apropiados, puede ocurrir la condensación de agua alrededor del producto vegetal, favoreciendo el crecimiento de microorganismos [Escalona et al., 2003].

2.2.2 Beneficios y desventajas de la atmósfera modificada

En general, el aumentar los niveles de CO₂ y disminuir las concentraciones de O₂ en la atmósfera de conservación de un producto vegetal, puede lograr el descenso de su actividad metabólica, tanto del consumo de O₂ como de la producción de CO₂ [Lee *et al.*, 1991]. Una de las primeras ideas que surge para tratar de explicar este efecto de inhibición respiratoria radica en que el CO₂ es un producto del proceso respiratorio, y por tanto, un aumento en su concentración afectaría la actividad mitocondrial de las células, además de los intermediarios y enzimas involucrados en el ciclo de Krebs [Fonseca *et al.*, 2002]. Mientras que, una disminución en las cantidades de O₂ reduciría la actividad de las enzimas oxidasas (polifenol oxidasa, ácido ascórbico oxidasa y ácido glicólico oxidasa) que tienen una menor afinidad por el O₂ (5 a 6 veces) que la citocromo oxidasa [Kader, 1986].

Por otro lado, el uso de atmósferas sobreoxigenadas puede estimular, reducir o no tener ningún efecto sobre la velocidad de respiración del producto [Kader and Ben-Yehoshua, 2000]. No obstante, la influencia de estos gases sobre los cambios de las propiedades organolépticas como sabor, textura, color y aroma no pueden ser del todo generalizados [Pandya, 2006].

2.2.2.1 Cambios en sabor y aroma. Debido a que existe una interacción entre las concentraciones de O₂ y CO₂, niveles elevados de CO₂ pueden incrementar la sensibilidad del vegetal a los bajos niveles de O₂ por lo que el umbral de la fermentación puede ser sobrepasado a concentraciones de O₂ relativamente elevadas si la presión parcial del CO₂ aumenta [Allende, 2003]. Concentraciones de CO₂ entre 10 y 60% pueden inhibir pardeamiento en rodajas de manzana pero, provocar la acumulación de productos de

fermentación responsables de mal sabor y aroma [Amisshah *et al.*, 2006]. Por otro lado, aunque altas concentraciones de CO₂ reducen la velocidad de respiración de diversos productos, en concentraciones de 20% o más induce la formación de etanol y acetaldehído, afectando igualmente las propiedades sensoriales [Alquino *et al.*, 2000].

La actividad de las enzimas fenil alanina amilo liasa y peroxidasas, y la acumulación de compuestos fenólicos también puede inducir efectos perjudiciales al sabor y aroma de productos empacados [Mateos *et al.*, 1993 and Oms-Oliu *et al.*, 2008]. No obstante, para evitar riesgo de anaerobiosis que induce los metabolismos fermentativos el empleo de atmósferas sobreoxigenadas ha mostrado ser una buena opción [Day, 2003].

2.2.2.2 Cambios en textura. La textura de los vegetales se define mediante la presión de turgor, o presión ejercida por la membrana celular sobre la solución interna de la célula, y la fuerza de la pared celular de las células. Si la pared celular es destruida, el citoplasma pierde la presión de turgor y la fuerza de la pared celular disminuirá reduciendo la textura del producto [Allende, 2003]. En general, las condiciones de empaque bajo atmósfera modificada retardan la maduración y ablandamiento de tejidos [Lee *et al.*, 1991]. Sin embargo, la presencia de agua en estado líquido dentro del interior de las películas de empaque puede disminuir la firmeza de los tejidos debido al desarrollo de pudrición, además de provocar considerables pérdidas en peso [Tano *et al.*, 2007]. También hay una pérdida del turgor celular cuando se presenta un metabolismo de respiración fermentativo [Beaudry, 1999].

2.2.2.3 Cambios en color. Por lo general, los cambios en color de los productos vegetales están asociados a pardeamientos que pueden ser de origen enzimático o no enzimático. Cuando el pardeamiento es de origen enzimático se requiere la presencia de cualquiera de dos enzimas (polifenol oxidasa y peroxidasa), un sustrato (monofenoles, trifenoles y *o*- y *p*-difenoles) y co-sustratos como el O₂ y el H₂O₂ [Sellés, 2007]. Los pigmentos de color pardo generados aparecen como resultado de la ruptura celular que permite que los sustratos fenólicos (de localización vacuolar) y las enzimas oxidativas (de localización citoplasmática, asociada a los plasmidios) entren en contacto [Escalona *et al.*, 2003]. Además, los productos de oxidación de estas reacciones (*o*-quinonas) se pueden polimerizar unas con otras para formar complejas macromoléculas con aminoácidos y proteínas. Esto conduce a la formación de los polímeros de pigmentos marrones oscuros, negros o rojos, inclusive mediante mecanismos de carácter no enzimático [Cantos *et al.*, 2002]. No obstante, la principal enzima responsable de este pardeamiento es la polifenol oxidasa, aunque no deberá ser excluido un efecto sinérgico entre la polifenol oxidasa y la peroxidasa [Sellés, 2007]. Teniendo en cuenta, los efectos adversos que estas reacciones traen sobre la calidad de un producto vegetal, el empaque en condiciones de atmósfera modificada se ha convertido en una técnica benéfica que también afecta el metabolismo de los compuestos fenólicos y de las enzimas responsables para su biosíntesis [Shen *et al.*, 2006]. Concentraciones reducidas de O₂ y elevadas concentraciones de CO₂ han mostrado ser efectivas en el control del pardeamiento enzimático. Esto debido a que el CO₂ bloquea la formación de compuestos fenólicos e inhibe la actividad de la polifenol oxidasa de diversidad de frutas y vegetales como manzanas cortadas [Soliva-Fortuny, 2001], fresas enteras [Holcroft and Kader, 1999], mango y piña procesadas [Martínez-Ferrer *et al.*, 2002], lechuga [Mateos *et al.*, 1993] y

papas mínimamente procesadas [Gunes and Lee, 1997]. Las concentraciones gaseosas generalmente recomendadas para evitar el pardeamiento varían entre 2 a 8 kPa de O₂ y 5 a 15 kPa de CO₂ [Escalona et al., 2003]. Sin embargo, aunque las reacciones de pardeamiento pueden ser retardadas por la disminución de oxígeno de la superficie de los vegetales, una vez que el oxígeno vuelve a entrar en contacto con el producto vegetal la reacción de oxidación ocurre más rápidamente [Limbo and Piergiovanny, 2006]. En muchos casos, si la concentración de oxígeno se hace muy baja y el CO₂ se acumula dentro del paquete, se desarrollan daños fisiológicos que dan origen a malos olores [Allende, 2003]. Por lo tanto, en los últimos diez años se ha sugerido que la aplicación de atmósferas con alto contenido de oxígeno también ejerce efectos positivos ante el pardeamiento enzimático [Kader and Watkins, 2000]. Tratamiento a melones cortados y empacados con concentraciones de oxígeno mayores a 70 kPa se han relacionado con una disminución de los compuestos fenólicos al igual que una baja actividad de la enzima peroxidasa [Oms-Oliu et al., 2008]. Igualmente, papas mínimamente procesadas con concentraciones de oxígeno entre 80 y 100 kPa también han indicado buenos resultados ante el pardeamiento enzimático [Angós et al., 2008, Limbo and Piergiovanny, 2006].

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Selección y clasificación de los tubérculos de Ñame.

El empaque de ñame bajo condiciones de atmósfera modificada se llevó a cabo en los laboratorios del Departamento de Ingeniería Agrícola y del Programa de Ciencia y Tecnología de Alimentos del Recinto Universitario de Mayagüez Puerto Rico. La variedad de ñame empleada fue Guinea Negro de la especie *Dioscorea rotundata*. Se trabajó con muestras cosechadas en agosto de 2008, que fueron suministradas por la Estación Experimental de Corozal (Proyecto H-94D) después de 8 meses de haber sido plantadas. Los tubérculos de ñame seleccionados fueron de tamaño medio y lavados manualmente con agua potable hasta remover toda la tierra. Finalmente, para permitir su secado y curado se dejaron por un periodo de tres días bajo condiciones ambientales (temperatura promedio 29 ± 1 °C y 70-80% HR) y buena ventilación.

3.2 Condiciones de almacenamiento del Ñame.

Los tubérculos de ñame enteros fueron empacados en bolsas plásticas “Food Saver” de 25 cm x 25 cm, con las diferentes composiciones gaseosas (tratamientos) especificadas en la tabla 3.2.1 utilizando la máquina de empaque “Koch Packaging Machine Model X-200”. Las combinaciones de gas 1) 10% CO₂, 2% O₂, 2) 5% CO₂, 2% O₂ y 3) 10% CO₂, 80% O₂, fueron preparadas por la compañía Praxair PR utilizando nitrógeno para completar el balance de las mezclas y la combinación 4) 6% CO₂, 70% O₂ fue preparada a partir de la mezcla 3) 10% CO₂, 80% O₂ especificando en la máquina de empaque 36 en el indicador “vacuum in %” y 10 en el indicador “gasing in %”. El total de muestras (n) empacadas por tratamiento

fue de 21. El peso promedio por paquete fue de 500 gramos. Se hicieron 3 repeticiones por cada tratamiento y se almacenaron durante 25 semanas a 14 y 22°C de temperatura, tomando mediciones los días 7, 31, 52, 73, 94 y 136. La humedad relativa medida estuvo entre 70-90%.

Tabla 3.2.1 Condiciones de almacenamiento de tubérculos de ñame variedad Guinea Negro

Tratamientos	Mezcla de Gases a 14 ± 1 °C	Mezcla de Gases a 22 ± 1 °C
1	10% CO ₂ , 2% O ₂	10% CO ₂ , 2% O ₂
2	5% CO ₂ , 2% O ₂	5% CO ₂ , 2% O ₂
3	10% CO ₂ , 80% O ₂	10% CO ₂ , 80% O ₂
4	6% CO ₂ , 70% O ₂	6% CO ₂ , 70% O ₂

Se colocó como control muestras de ñame sin empacar a las temperaturas de 14 y 22°C, respectivamente. También se mantuvieron en observación muestras de ñame a 29°C con el objeto de mirar el periodo natural de latencia y los cambios asociados. Por otro lado, luego de 7, 52, 73 y 94 días, se sacaron de su condición de almacenamiento tubérculos de ñame tratados, con el fin observar el efecto de aplicar los diversos tratamientos en un tiempo determinado sobre el fenómeno de brotación.

3.3 Composición de gases y actividad respiratoria

La concentración de los gases CO₂ y O₂ en el interior de las bolsas de ñame empacado fue medida usando el analizador de gases “Servomex Food Package Analyzer Series 1400”, calibrado siguiendo el protocolo descrito en el apéndice A. La concentración de gas en cada bolsa fue medida por triplicado tomando 10mL de muestra gaseosa con una jeringuilla

plástica y reportada por el analizador en porcentaje de CO₂ y O₂. Se hicieron mediciones periódicas que se prolongaron hasta la aparición de brotes o podredumbre. La actividad respiratoria fue expresada en mg CO₂/Kg*h.

3.4 Evaluación de Parámetros de Calidad

3.4.1 Pérdidas de Peso

Las pérdidas de peso sufridas por los tubérculos fueron determinadas al final de cada periodo de almacenamiento utilizando una balanza “PC 16 Model, Mettler Instruments” con una precisión de 0.1 g, mediante el cálculo de la diferencia entre el peso inicial y el peso al momento de la evaluación. El resultado se expresó en porcentaje.

3.4.2 Análisis de Textura

Las propiedades físicas de interés medidas en el análisis de textura fueron dureza y firmeza de las muestras de ñames. La evaluación se llevó a cabo usando el texturómetro “Texture Analyzer-Stable Micro System Model TA-XT2” equipado con un cilindro de penetración de 2 mm de diámetro. Los parámetros de prueba fueron los siguientes: se trabajó en el modo de fuerza en compresión, velocidad pre-prueba: 10 mm/s, velocidad prueba: 5 mm/s, velocidad post-prueba: 10 mm/s, distancia de penetración 5 mm y fuerza de disparo fue 50 g. Las muestras de ñame utilizadas se colocaron dentro de placas Petri de 1x3cm para garantizar igualdad en la geometría de las muestras. En la evaluación de textura de cada unidad de ñame, se tomó una muestra de la sección de cabeza (región proximal o basal), otra muestra de la sección inferior (región apical o distal) y otra muestra de la sección media. Los resultados de la dureza se expresaron en gramos de Fuerza (g) y correspondió al pico

máximo del primer ciclo de compresión y los resultados de firmeza se expresaron en gramos de fuerza por segundo (g/s) y correspondió a la pendiente de subida del primer ciclo.

3.4.3 pH

Para determinar los cambios en pH, se aplicó el procedimiento recomendado por los Métodos Oficiales de Análisis AOAC [AOAC, 1998], que consistió en homogenizar para cada tratamiento 100 gramos de muestra de ñame en 20 mililitros de agua desionizada. Se utilizó el medidor de pH “Fisher Scientific Accumet Basic PH Meter model AB15”.

3.4.4 Análisis de Color

Las medidas de color se llevaron a cabo utilizando un colorímetro HunterLab – MiniScan XE midiendo por triplicado las muestras de ñame en la escala de parámetros “L”, “a” y “b” con un iluminante D65 y un ángulo de observación de 10°. El colorímetro fue calibrado usando un plato blanco y uno negro que emplea los estándares de calibración X, Y y Z, equivalentes a los valores 79.8, 84.6 y 90.4, respectivamente. Para la evaluación del color en cada unidad de ñame, se tomó una muestra de la sección de cabeza (región proximal o basal), otra muestra de la sección inferior (región apical o distal) y otra muestra de la sección media. Las lecturas se hicieron colocando la muestra dentro de placas Petri. Cada parámetro fue leído de acuerdo con la siguiente escala: “L” indica la luminosidad o claridad del color (0 = negro, 100 = blanco), “a” (-a = verde, a = rojo) y “b” (-b = azul, b = amarillo). Además, se determinó el ángulo hue o tono de color [$H^\circ = \tan^{-1} (b/a)$] y croma o saturación del color [$(a^2 + b^2)^{1/2}$] [McGuire, 1992].

3.4.5 Análisis de la actividad enzimática

Se determinó la actividad enzimática de las enzimas polifenoloxidasas y peroxidasa usando el método espectrofotométrico que consiste en medir, de forma continua, la aparición de un producto coloreado por unidad de tiempo a partir de un sustrato determinado. La reacción que se empleó para el análisis de la polifenoloxidasas fue la reacción de oxidación del catecol a o-benzoquinona en el amortiguador fosfato ácido de potasio (KH_2PO_4) con una concentración de 0.05M y un pH de 6.80. La reacción que se utilizó para el análisis de la enzima peroxidasa, empleó como sustrato el pirogalol y como especie receptora de electrones el peróxido de hidrógeno [Chance, 1955]. Las mediciones de absorbancia se realizaron en un “Cary 50 Bio UV-VISIBLE spectrophotometer” a una longitud de onda de 420 nm. Las enzimas EC 1.14.18.1 y EC 1.11.1.7 fueron obtenidas de la compañía Sigma-Aldrich.

3.4.5.1 Procedimiento de extracción de las enzimas. Se homogenizaron 30 gramos de muestra (tomando 10 gramos de cada una de tres partes tanto proximal, media y distal) en 100 mL de fosfato ácido de potasio 0.05 M, pH 6.8, durante 3 minutos. El homogenizado se filtró y luego fue centrifugado durante 10 minutos a 4°C y 13,000 rpm en una centrífuga Beckman modelo J2-MC. El sobrenadante representó la enzima cruda y fue utilizada para el análisis [Omidiji et al., 2006].

3.4.5.2 Determinación actividad enzimática de la polifenoloxidasas.

Para determinar de forma fiable y precisa la actividad enzimática de la polifenoloxidasas en las muestras de ñame, primero se estudió el comportamiento de la enzima EC 1.14.18.1 y luego se aplicó el mismo procedimiento empleando el sobrenadante extraído de las muestras

como fuente de la enzima polifenoloxidasas. Para el ensayo se prepararon tres soluciones de reactivos.

- Solución A: 100 mL de amortiguador de fosfato ácido de potasio (KH_2PO_4) 0.05 M a un pH 6.8 (26°C). El pH fue ajustado con una solución de hidróxido de Sodio 1M.
- Solución B: 25 mL de solución de catecol 0.2 M. Esta solución se preparó colocando 0.55 g de catecol en una volumétrica de 25 mL y completando el volumen con la solución A.
- Solución C: Inmediatamente antes de usar se tomó 10 μL enzima tirosinasa EC 1.14.18.1 (5370 Unidades / 2 mL solución A) y se diluyeron en 90 μL de solución A. Esta solución fue mantenida en hielo a 0°C y protegida de la luz.

Una vez preparadas estas soluciones el procedimiento llevado a cabo fue el siguiente: en una cubeta plástica del espectrofotómetro fueron colocados 900 μL de solución B, 90 μL de solución A, y 10 μL de solución C. Rápidamente se tapó la cubeta con un pedazo de parafina, se invirtió tres veces para mezclar bien el contenido y se introdujo en el espectrofotómetro. La respuesta dada por el equipo se obtuvo luego de 2 minutos y fue expresada en términos del cambio en los valores de absorbancia por minuto. También se realizó un procedimiento sin la enzima o procedimiento blanco en el que se reemplazó la solución D, por 10 μL de solución A.

Para calcular la actividad enzimática, primero se calculan los micromoles de sustrato transformados por minuto, para esto hay que tener en cuenta la ley de Lambert-Beer ($A = abc$), donde A es la absorbancia, b es el ancho de celda (1 cm), a es el coeficiente de extinción molar a 420 nm ($1360 \text{ M}^{-1}\cdot\text{cm}^{-1}$) y c es la concentración en moles por litro. Los resultados de la actividad enzimática de la polifenoloxidasas presente en las muestras de ñame

fueron calculados y expresados en unidades de enzima por mililitros de muestra analizada, mediante la siguiente expresión:

$$\frac{\text{Unidades}}{\text{mL enzima}} = \frac{(\Delta \text{Abs muestra} / \text{min} - \Delta \text{Abs blanco} / \text{min}) * (3) * 1000}{(1360)(0.01)}$$

Donde,

min: tiempo en minutos

0.01: Volumen de enzima utilizada (mL)

3: Volumen total del ensayo (mL)

1360: coeficiente de extinción a 420nm en $\text{M}^{-1}\text{cm}^{-1}$

3.4.5.3 Determinación actividad enzimática de la peroxidasa.

Al igual que en el ensayo de la enzima polifenoloxidasas para determinar la actividad enzimática de la peroxidasa en las muestras de ñame, primero se estudió el comportamiento de la enzima EC 1.11.1.7 y luego se aplicó el mismo procedimiento empleando el sobrenadante extraído de las muestras como fuente de la enzima peroxidasa. En este ensayo, se prepararon cuatro soluciones de reactivos, en tres de las cuales (A, B y C) se empleó agua desionizada como disolvente:

- Solución A: 100 mL de amortiguador de fosfato ácido de potasio (KH_2PO_4) 0.1 M a un pH 6.8 (26°C). El pH fue ajustado con una solución de hidróxido de Sodio 1M.
- Solución B: 50 mL de peróxido de Hidrógeno (H_2O_2) 0.50% p/p. Esta solución se preparó a partir de una solución de H_2O_2 al 30% p/p. Se tuvo la precaución de usar la solución recién preparada.
- Solución C: 10 mL de pirogalol al 5% p/v. Esta se preparó colocando 0.5 gramos de pirogalol en una volumétrica de 10 mL y completando el volumen con agua. La solución debió ser protegida de la interacción con la luz.

- Solución D: Inmediatamente antes de usar se preparó 50 mL de solución de la enzima EC 1.11.1.7 a una concentración de 0.5 unidades/mL. Se utilizó como disolvente la solución A previamente preparada y fue mantenida en hielo a 0°C protegida de la luz.

Una vez preparadas estas soluciones el procedimiento llevado a cabo fue el siguiente. En una cubeta plástica del espectrofotómetro fueron colocado 2.10 mL de agua desionizada, 0.32 mL de solución A, 0.16 mL de solución B, 0.32 mL de solución C y 0.10 mL de solución D. Rápidamente se tapó la cubeta con un pedazo de parafina, se invirtió tres veces para mezclar bien el contenido y se introdujo en el espectrofotómetro. La respuesta dada por el equipo se obtuvo luego de 2 minutos y fue expresada en términos del cambio en los valores de absorbancia por segundo. También se realizó un procedimiento sin la enzima, o procedimiento blanco, en el que se reemplazó la solución D, por 0.10 de solución A.

Los resultados de la actividad enzimática de peroxidasa presente en la muestras de ñame fueron expresados en unidades de enzima por gramos de muestra analizada, y calculados en unidades de actividad enzimática por mililitros de enzima mediante la siguiente expresión:

$$\frac{\text{Unidades}}{\text{mL enzima}} = \frac{(\Delta Abs \text{ muestra} / 20 \text{ s} - \Delta Abs \text{ blanco} / 20 \text{ s}) * df * (3)}{(0.1)(12)}$$

Donde,

s: tiempo en segundos

3: Volumen total del ensayo (mL)

df: Factor de dilución

0.1: Volumen de enzima utilizada (mL)

12: coeficiente de extinción a 420 nm de 1 mg/mL de Purpurogalin

3.4.6 Análisis Sensorial

Un grupo de 30 panelistas no adiestrados evaluaron muestras de ñame mediante una prueba de discriminación general. A cada panelista se le dio una breve descripción de las instrucciones antes de iniciar la prueba. También se les proporcionó una hoja de contestación como la mostrada en la figura 3.4.6.1 la cual se elaboró con base en el método denominado “Prueba de diferencia del Control”. Las calificaciones se establecieron en una escala de 0 a 10 donde el 0 significó no diferente y 10 extremadamente diferente [Meilgaard, 1999]

Figura 3.4.6.1 Hoja de evaluación proporcionada a los panelistas

Prueba de Diferencia del Control

Panelista No. _____ Fecha: _____

Instrucciones:

- Usted ha recibido 6 muestras de ñame hervido. La primera muestra de izquierda a derecha rotulada bajo la letra “C” corresponde a una muestra control. Por favor pruébela y familiarícese con sus características.
NOTA: Antes de probar la siguiente muestra, coma un poco de galleta y tome agua, para remover cualquier residuo dejado por la muestra anterior
- Evalúe la siguiente muestra de izquierda a derecha e indique la magnitud de la diferencia con relación al control C, colocando una X sobre el número que usted crea adecuado.
- Vuelva a comer galleta y tome agua. Evalúe la siguiente muestra e indique la magnitud de la diferencia.
- Repita el mismo procedimiento para las otras 3 muestras

Escala \ No. muestra	_____	_____	_____	_____	_____
0= no diferente	0	0	0	0	0
1=	1	1	1	1	1
2=	2	2	2	2	2
3=	3	3	3	3	3
4=	4	4	4	4	4
5=	5	5	5	5	5
6=	6	6	6	6	6
7=	7	7	7	7	7
8=	8	8	8	8	8
9=	9	9	9	9	9
10= Extremadamente Diferente	10	10	10	10	10

COMENTARIOS: _____

Las muestras de ñame que se utilizaron para el estudio sensorial se tomaron de los tubérculos sometidos bajo las distintas atmósferas modificadas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂ almacenados durante 77 días a 14°C. Se tomó como muestra control un tubérculo de ñame control mantenido en condiciones de 14°C. Las muestras de ñame fueron peladas y cortadas en cubitos de 2 cm. Luego fueron hervidas durante 10 minutos y finalmente presentadas a los panelistas en recipientes desechables. Cada panelista recibió 6 muestras de ñame: dos muestras del control y una muestra de cada uno de los cuatro tratamientos. La primera muestra de izquierda a derecha se rotuló con la letra “C” y correspondió a la muestra control (o sin tratamiento). Se le pidió que probaran dicha muestra y que se familiarizaran con sus características. Una vez terminado esto, se les indicó evaluar las siguientes muestras presentadas en forma aleatoria marcando sobre la escala suministrada la magnitud de la diferencia respecto al control. Se les recomendó comer una porción de galleta de soda sin sal y tomar agua entre una muestra y otra para remover cualquier residuo dejado. En el apéndice B, se muestran algunas imágenes de la evaluación sensorial.

3.4.7 Análisis Estadísticos

Los datos obtenidos, después de evaluar los diferentes parámetros de interés, se analizaron mediante un análisis de varianza (ANOVA) factorial. Se utilizó un diseño completamente aleatorizado y un nivel de confianza del 95%. Se emplearon 3 repeticiones por cada tratamiento y un valor de n=21 por cada tratamiento. Los factores considerados fueron: el tiempo (7, 31, 52, 73, 94 y 136 días de almacenamiento), temperatura (14 y 22°C) y tipo de atmósfera modificada empleada (tratamientos descritos en la tabla 3.2.1). Los datos

obtenidos luego de la evaluación sensorial se analizaron mediante un ANOVA apropiado para un diseño de bloques completos aleatorizados de dos factores: los panelistas (bloques) y las muestras de ñame (tratamientos). Se aplicó el método de Fisher para comparaciones múltiples cuando al menos una de las medias de interés fue significativamente diferente. Infostat fue el programa estadístico utilizado para el análisis.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Como se especificó en la sección 3.2 de Materiales y Métodos, se dispuso almacenar los tubérculos de ñame enteros empacados bajo las diferentes composiciones de gases durante un periodo de 175 días (25 semanas). No obstante, dicha consideración no pudo ser alcanzada. Para los tubérculos mantenidos particularmente en condiciones de 22°C, no todas las muestras permanecieron sanas durante el periodo de almacenamiento. En la figura 4a se indica el porcentaje de sobrevivencia (muestras que quedaron disponibles para los análisis fisicoquímicos) de los tubérculos de ñame para diferentes tiempos de almacenamiento a 22°C.

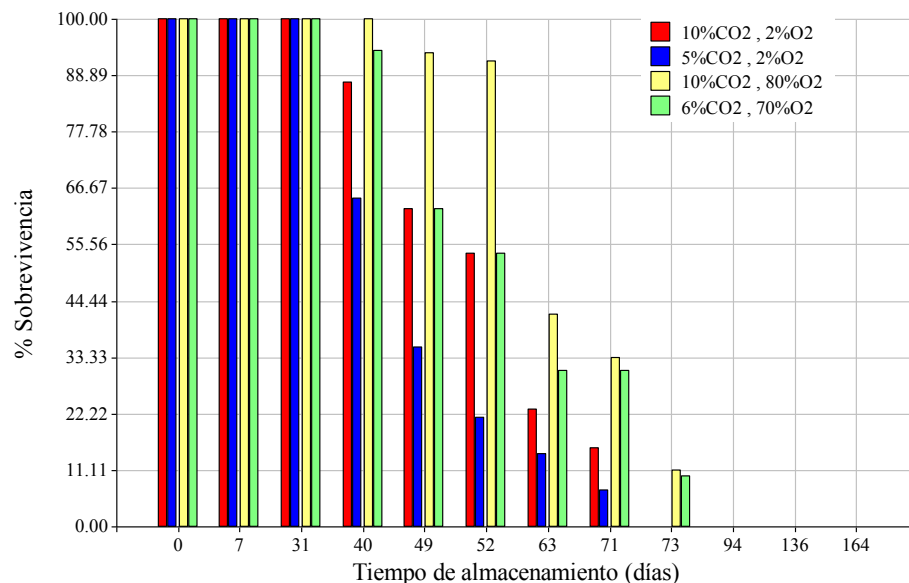


Figura 4a. Porcentaje de muestras de ñame (*D. rotundata*) disponibles para el análisis en diferentes periodos de almacenamiento a 22°C.

Luego de 31 días de almacenamiento fue evidente una alta condensación de agua sobre la superficie interna de las bolsas. A partir del día 40 se observó cambios indeseables como podredumbre y presencia de micelios blancos algodonosos en la superficie de los ñames, lo que obligó a descartar gran parte de los tubérculos tratados. Es importante observar que

aunque todos los tubérculos tratados almacenados a 22°C presentaron dicho comportamiento desfavorable, el porcentaje de sobrevivencia para los tratamientos (1) 10% CO₂, 2% O₂ y (2) 5% CO₂, 2% O₂ en cada periodo de tiempo, fue menor que para los tratamientos (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂, por lo que, se convirtieron en inaceptables para el análisis en un tiempo menor.

No obstante, en los tubérculos mantenidos en condiciones de 14°C, la condensación de agua y presencia de hongo sobre la superficie de los ñames fue mínima. En la figura 4b se indica el porcentaje de sobrevivencia de los tubérculos de ñame almacenados a 14°C.

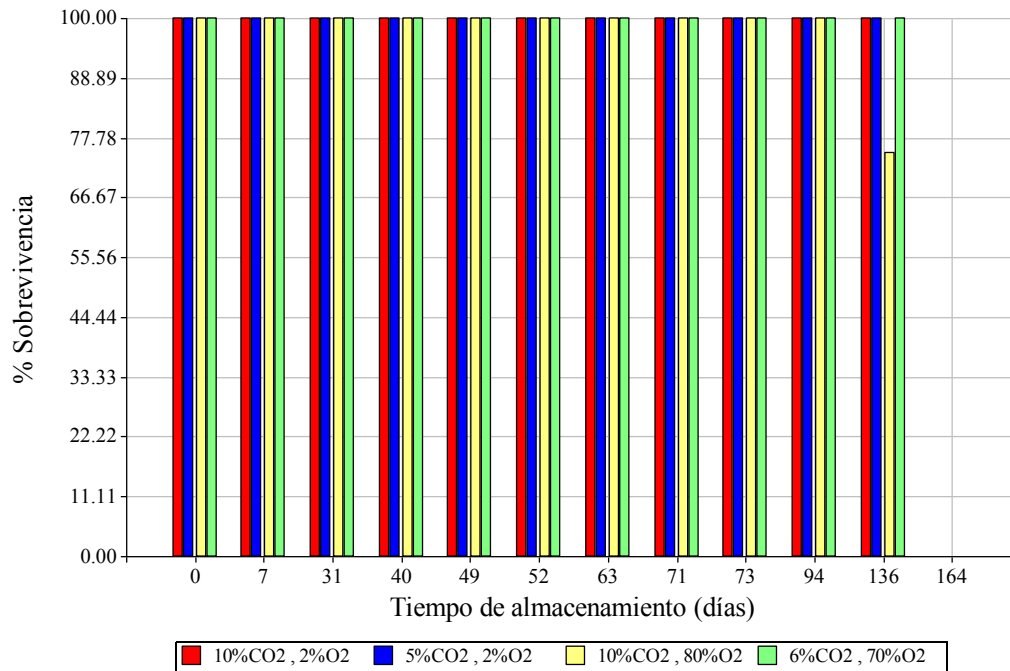


Figura 4b. Porcentaje de muestras de ñame (*D. rotundata*) disponibles para el análisis en diferentes periodos de almacenamiento a 14°C.

En este caso, alrededor de un 25% de los tubérculos sometidos al tratamiento (3) 10% CO₂, 80% O₂ fueron descartados luego de 136 días de almacenamiento. Mientras que ninguno de los tratamientos alcanzó los 175 días (25 semanas) ya que fueron descartados finalizados 164 días.

De manera general, estos resultados muestran un efecto significativo de la temperatura en la sobrevivencia de los tubérculos de ñame tratados, siendo favorecida la condición de 14°C. Más adelante se exponen algunas de las posibles razones que pudieron provocar dicho comportamiento.

4.1 Composición de gases

Las figuras 4.1.1 y 4.1.2 muestran los resultados de las concentraciones de CO₂ y O₂ medidas en el interior de las bolsas de ñame (*D. rotundata*) almacenado durante 136 días a 14 y 22°C, respectivamente.

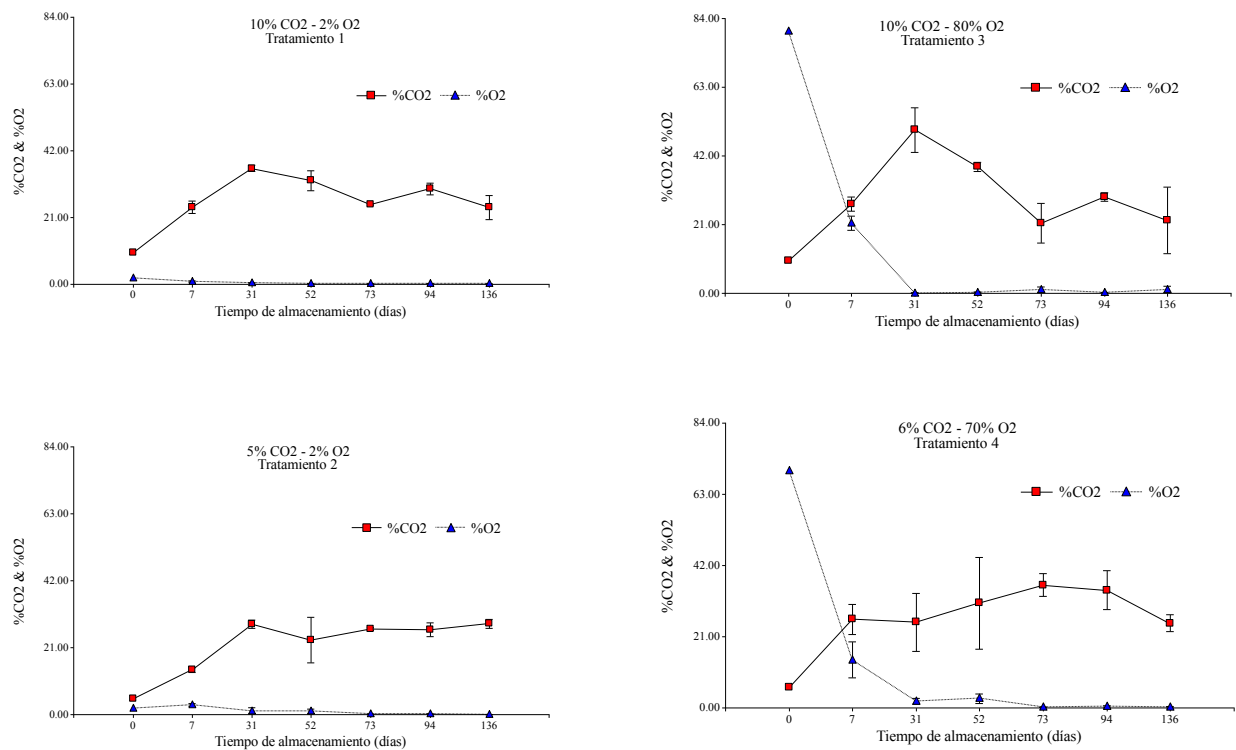


Figura 4.1.1 Concentraciones de CO₂ y O₂, en el interior de las bolsas de ñame (*D. rotundata*) almacenadas durante 136 días a 14°C bajo distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂. Las barras representan el error estándar con un 95% de confianza

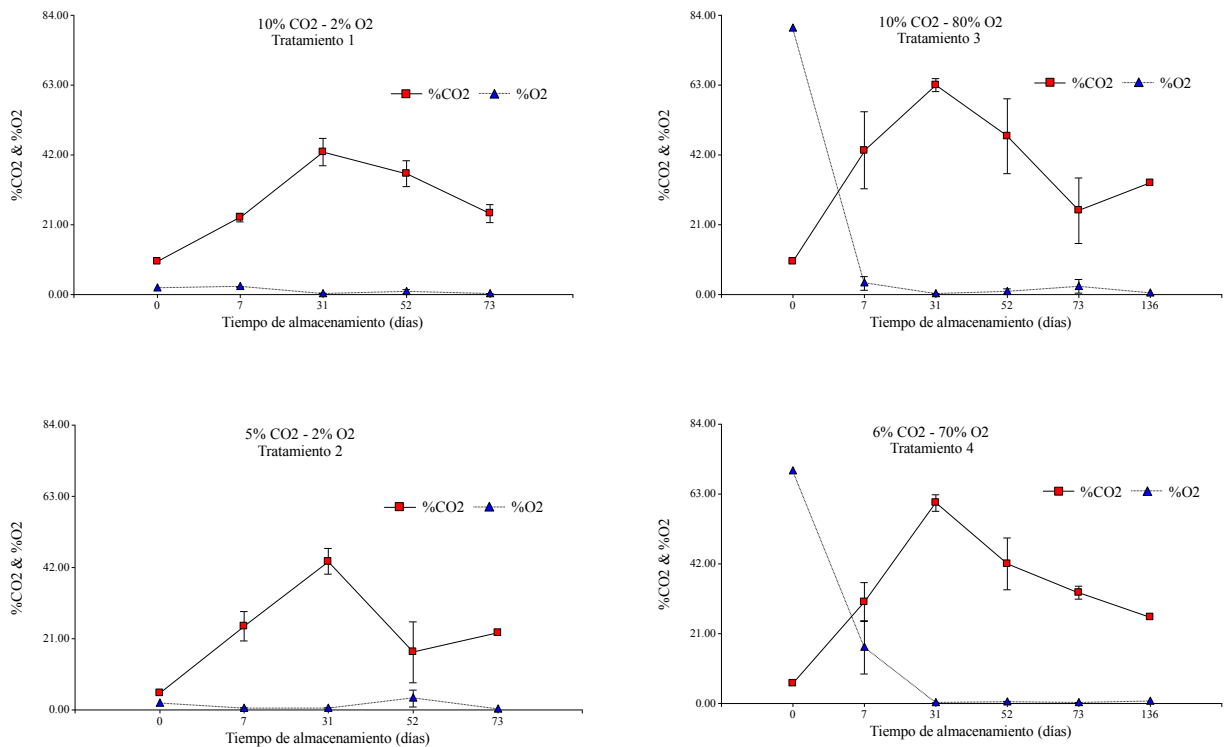


Figura 4.1.2 Concentraciones de CO₂ y O₂, en el interior de las bolsas de ñame (*D. rotundata*) almacenadas durante 136 días a 22°C bajo distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂. Las barras representan el error estándar con un 95% de confianza

La mezcla inicial de gases para todos los tratamientos mantenidos bajo las dos condiciones de temperatura se vio rápidamente alterada con el transcurso del tiempo. Para los tratamientos (1) 10% CO₂, 2% O₂ y (2) 5% CO₂, 2% O₂ almacenados a 14°C, se pudo observar que los niveles de oxígeno fueron decayendo hasta alcanzar condiciones de riesgo anaeróbico (0.3 y 0.9% O₂, respectivamente), mientras que para los tratamientos (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂, pese a que el consumo de oxígeno fue considerablemente alto en los primeros 7 días de almacenamiento, los porcentajes promedio mínimos obtenidos fueron respectivamente 3.3 y 4.1%, manteniendo condiciones aeróbicas.

Un comportamiento similar fue observado para los tratamientos con temperatura de 22°C. No obstante, en todos los tratamientos se observó una tendencia hacia la formación de atmósfera hipoxias (<1% O₂ y >10% CO₂) luego de 31 días de almacenaje.

En cuanto a la generación de dióxido de carbono, no se encontró diferencia significativa ($p \geq 0.05$) entre los tratamientos almacenados a 14°C. Sin embargo, se pudo observar que las concentraciones de CO₂ aumentaron para todos tratamientos; alcanzando niveles entre 24.6 y 31.5%. Al igual que éstos, la producción de CO₂ de los tubérculos tratados mantenidos en condiciones de 22°C, también se vio incrementada, pero, en este caso, los porcentajes de CO₂ generados fueron significativamente más altos (entre 26.5 y 52.5%). Sumado a esto, se encontró que las concentraciones de CO₂ a 22°C, fueron mayores para los tratamientos (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂, en comparación con los tratamientos (1) 10% CO₂, 2% O₂ y (2) 5% CO₂, 2% O₂.

Es importante aclarar que, aunque estadísticamente sólo es válido estudiar el efecto de la temperatura al comparar la información obtenida hasta el día 31 ya que la población muestral permanece inalterada sólo hasta esa fecha (figuras 4.1 y 4.2); en este trabajo, se ha considerado de manera adicional comparar los resultados obtenidos hasta el día 73, con el objetivo de observar las tendencias en los parámetros de calidad, en caso de lograr mantener en buen estado la población muestral inicial de los tubérculos tratados. Por lo tanto, al comparar la composición gaseosa en el interior de las bolsas almacenadas a 14°C con las almacenadas a 22°C, tanto los días 31 como 73 de almacenamiento, se observó que los niveles de CO₂ promedio fueron menores cuando la temperatura fue menor, mientras que, las concentraciones de oxígeno aunque disminuyeron para todos los tratamientos, los niveles

alcanzados no fueron significativamente diferentes en las dos temperaturas. En la tabla 4.1.1 se muestran los resultados del análisis de varianza obtenido para las concentraciones de CO₂ y O₂ de los tubérculos almacenados durante 31 y 73 días, bajo las dos condiciones de temperatura.

Tabla 4.1.1 Análisis de varianza obtenido para las concentraciones de CO₂ y O₂ de tubérculos almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.

Tiempo (días)	Temperatura (°C)	CO ₂ (%)	O ₂ (%)
31	14	28.94 ^a	5.37 ^a
31	22	41.45 ^b	3.03 ^a
73	14	27.94 ^a	3.07 ^a
73	22	36.28 ^b	2.06 ^a

Letras distintas en una misma columna indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

Entre las posibles causas que pudieron provocar la alteración de los tubérculos de ñame podría citarse el efecto de las atmósferas hipoxias. De acuerdo con Allende [2003], este tipo de atmósferas suelen ser perjudiciales en la conservación de productos vegetales frescos en general, debido a que cambian el metabolismo aeróbico del sistema y provocan la formación de productos típicos de un metabolismo fermentativo. En otras palabras, los elevados niveles de CO₂ pudieron modificar el punto de compensación anaeróbica de los tubérculos, induciendo la formación de olores desagradables. Además de esto, Artes [2006] menciona que el desarrollo de alteraciones fúngicas sobre depresiones de la epidermis, junto con ablandamientos y aspecto acuoso de los tejidos, son indicativos de los efectos desfavorables de reducir y sobrepasar los límites tolerables de O₂ y CO₂, respectivamente. Unido a esto, también es posible que la alta condensación de agua como producto de la elevada transpiración de los tubérculos haya favorecido las condiciones para el desarrollo de

microorganismos, además de dificultar la difusión de gases a través de los tejidos [Artes, 2000]. Finalmente, otra posible razón que debe ser considerada es la presencia del hongo patogénico *Sclerotium rolfsii*, que, según el diagnóstico dado en la Clínica de Plantas del Servicio de Extensión Agrícola de la Universidad de Puerto Rico, fue identificado como el agente causante de los síntomas de pudrición blanda del tubérculo de ñame evaluado. Este hongo suele atacar incluso productos a nivel de post-cosecha que pudieron estar en contacto con el suelo. Su mecanismo de acción es producir ácido oxálico, enzimas celulolíticas y enzimas pectinolíticas que facilitan la penetración de las hifas directamente en los tejidos sanos [Zitter et al., 2004], afectando en este caso, los tubérculos de ñame con síntomas de pudrición blanda acuosa [Amusa et al., 2003]. Por otro lado, parece ser que los compuestos volátiles producidos por los tejidos en descomposición estimulan la germinación de los esclerotios que favorecen el crecimiento abundante de los micelios [Zitter et al., 2004]. Según Díaz [1977], este hongo es el responsable de causar podredumbre de tejidos mantenidos en condiciones de alta humedad y poco oxígeno.

4.2 Actividad respiratoria

En la figura 4.2.1 se muestran los resultados de la actividad respiratoria en mg CO₂/Kg*h de los tubérculos de ñame tratados bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂, (4) 6% CO₂, 70% O₂ frente al control a 14 y 22°C, respectivamente. En ellas se pudo observar el efecto significativo de aplicar los diversos tratamientos de atmósfera modificada en la reducción considerable de la tasa respiratoria. Para los tubérculos tratados, mantenidos en condiciones de 14°C, la actividad respiratoria con relación al control disminuyó entre 75 y 87%, mientras que el porcentaje de reducción para

los tubérculos almacenados a 22°C fue de 91 a 95% (figura 4.2.1 1(a) y 1(b) respectivamente).

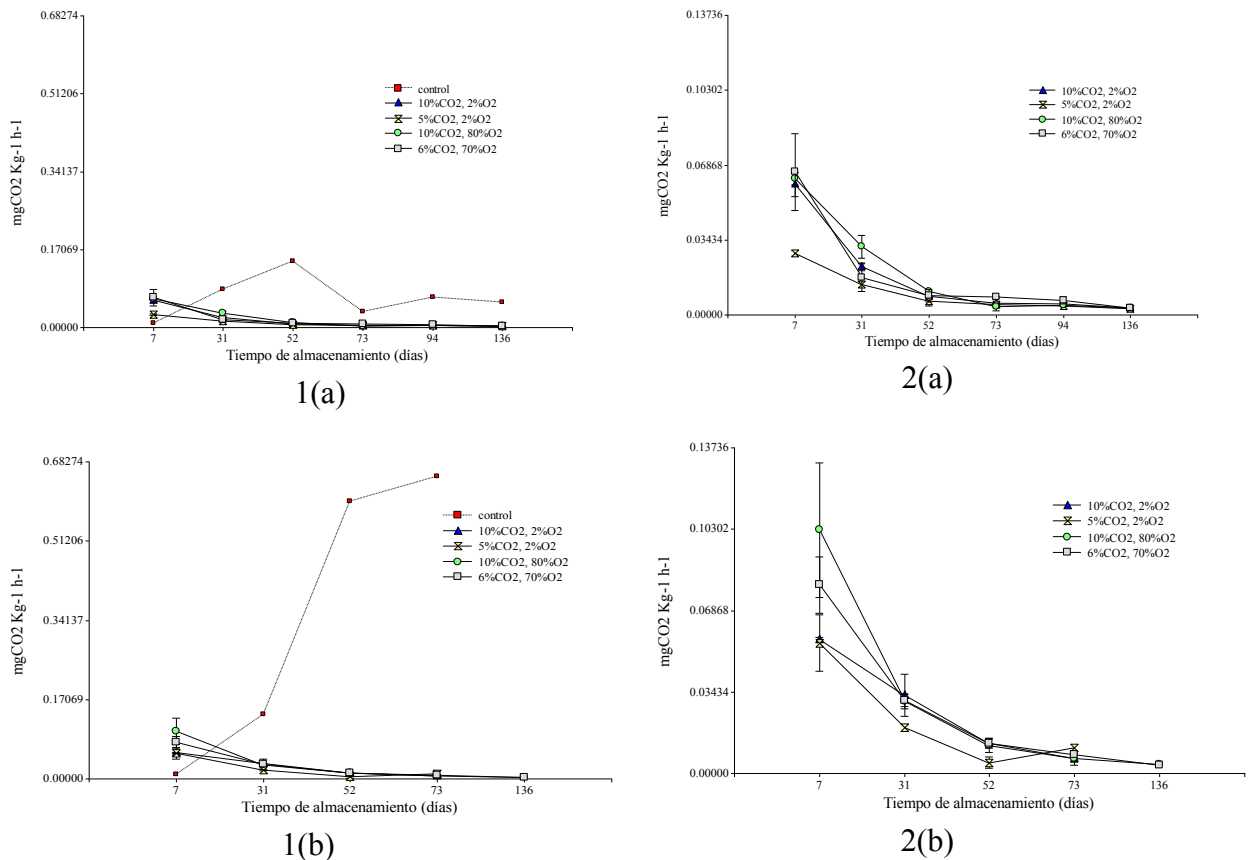


Figura 4.2.1 Actividad respiratoria de tubérculos de ñame (*D. rotundata*) enteros frente al control a (1a) 14°C y (1b) 22°C; y sin control a (2a) 14°C y (2b) 22°C durante 136 días de almacenamiento bajo distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂. Las barras representan el error estándar con un 95% de confianza.

Este comportamiento fue observado debido a que los ñames control almacenados a 22°C luego de 31 días de almacenamiento presentaron sus primeros brotes, incrementando la tasa respiratoria de los mismos hasta alcanzar un promedio de 0.46 mg CO₂/Kg*h, mientras la tasa respiratoria promedio de los tubérculos control mantenidos a 14°C estuvo en 0.01 mg CO₂/Kg*h.

Por otro lado, es importante mencionar que en ambas condiciones de temperatura (figura 4.2.1 2(a) y 2(b)) el tratamiento (2) 5% CO₂, 2% O₂, presentó menor tasa respiratoria en comparación a los otros tratamientos. Además de esto, se encontró un efecto significativo de la temperatura en la reducción de la tasa respiratoria de los tubérculos, puesto que, la producción promedio de CO₂ para los ñames tratados almacenados a 14°C fue estadísticamente menor en comparación con la producción obtenida para la condición de 22°C. En la tabla 4.2.1 se muestra la producción promedio de CO₂ (mg CO₂/Kg*h) de los tubérculos almacenados durante 31 y 73 días, bajo las dos condiciones de temperatura.

Tabla 4.2.1 Tabla de análisis de varianza obtenido para la producción promedio de CO₂ (mg CO₂/Kg*h) de los tubérculos almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.

Tiempo (días)	14°C	22°C
31	0.04 ^a	0.05 ^b
73	0.02 ^a	0.03 ^b

Letras distintas en una misma fila indican diferencias significativas (p≤0.05)

Cabe mencionar que la producción promedio de CO₂ fue disminuyendo con el paso del tiempo, permaneciendo constante luego de 52 días de almacenamiento.

Latencia y Brotación. Aunque es especulativo suponer que los fenómenos de latencia y brotación están netamente controlados por la tasa respiratoria [*Craufurd et al.*, 2001], en este estudio, mientras las muestras se mantuvieron empacadas bajo los distintos tratamientos, no se observó brotación en los tubérculos. Caso contrario fue observado para los tubérculos bajo tratamiento que fueron retirados de su condición de almacenamiento y para los tubérculos control mantenidos tanto a 14, 22 y 29°C. Las observaciones recopiladas en cuanto al fenómeno de brotación de todos los tubérculos en general, se presentan en la tabla 4.2.2

Tabla 4.2.2 Fenómeno de brotación de tubérculos tratados removidos de su condición de almacenamiento y de los tubérculos control mantenidos a 14, 22 y 29°C.

Tiempo de tratamiento (días)	Tiempo aparecieron primeros brotes (días)	Tiempo todos los tubérculo brotaron (días)
7	57	94
52	-	-
73	-	-
94	-	-
Control 14 °C	136	-
Control 22 °C	31	72
Control 29 °C	31	72

(-)Indica ausencia de brotes

- Las muestras control almacenadas bajo condiciones de temperatura de 22 y 29°C se mantuvieron latentes durante 31 días, puesto que, en dicho momento se observaron los primeros brotes en la región de cabeza (región proximal o basal) de algunos tubérculos. Este periodo latente se extendió para algunos tubérculos por cuatro semanas más (72 días), momento en el cual todos habían brotado. Para los tubérculos control almacenados a 14°C, sólo se observó la presencia de brotes en uno de los tubérculos en el día 136.
- Los ñames tratados que fueron removidos de su condición de almacenamiento, tanto a 14°C como a 22°C, luego de 7 días de haber sido sometidos a los diferentes tratamientos de atmósfera modificada, también mostraron que los primeros brotes se dieron en la región de cabeza de los tubérculos pero, en este caso en el día 57. El periodo de brotación se mantuvo hasta el día 94 cuando todos los tubérculos rompieron su latencia. El tiempo de aparición de brotes no presentó ningún patrón definido para los diferentes tratamientos. En la tabla 4.2.3 se indican los resultados.

Tabla 4.2.3 Brotación de tubérculos tratados removidos de su condición de almacenamiento, luego de 7 días de haber sido sometidos a los diferentes tratamientos, a 14 y 22°C

Temperatura (°C)	Tratamiento	Día 57	Día 63	Día 83	Día 94
14	1	0	2	0	1
	2	2	0	0	1
	3	0	1	0	2
	4	0	2	1	0
22	1	0	0	2	1
	2	0	1	0	2
	3	1	1	0	1
	4	0	1	1	1

- Para los tubérculos removidos los días 52, 73 y 94, no se evidenció presencia de brotes, ya que, luego de un día de haber sido expuestos a condiciones ambientales, se observó un rápido ablandamiento de los tejidos y consecuente eliminación de líquidos. Parece ser, que dicho comportamiento se presentó por la muerte por anoxia de los tejidos.

De acuerdo con Allende [2003], la actividad respiratoria es el proceso metabólico que suministra a las células del tejido vegetal la energía para permanecer vivas y para desarrollar los procesos bioquímicos y fisiológicos, por tanto, al disminuir la concentración de O₂, en la atmósfera de empaque, la tasa respiratoria se reducirá de forma proporcional (figuras 4.1.1, 4.1.2 y 4.2.1). De aquí que, bajo tales condiciones de anoxia, el ciclo de Krebs se ha reemplazado por la vía glucolítica como fuente principal de energía del tejido y el piruvato ya no sea oxidado sino, descarboxilado; dando lugar a la formación de acetaldehído, CO₂ y finalmente etanol, lo que produce la muerte y descomposición del producto.

4.3 Evaluación de Parámetros de Calidad

4.3.1 Pérdida de Peso

En la figura 4.3.1.1 se muestran los resultados de pérdida de peso de los tubérculos de ñame enteros tratados bajo las distintas atmósferas modificadas frente al control a 14°C y 22°C, respectivamente. En la figura 4.3.1.1.b se puede observar el efecto significativo de aplicar los distintos tratamientos en la disminución de las pérdidas de peso de los tubérculos almacenados a 22°C.

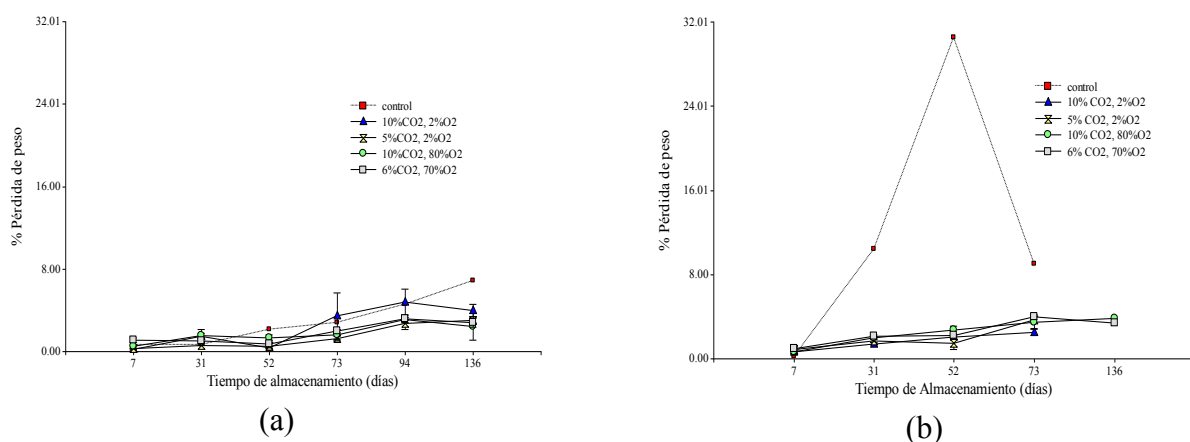


Figura 4.3.1.1 Porcentaje de pérdida de peso de tubérculos de ñame (*D. rotundata*) enteros frente al control, durante el almacenamiento a (a) 14°C y (b) 22°C bajo distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂. Las barras representan el error estándar con un 95% de confianza.

En la tabla 4.3.1.1, se indica el porcentaje de pérdida de peso promedio obtenido para los diferentes tratamientos transcurridos 73 días de almacenamiento a 14 y 22°C. En los tubérculos tratados mantenidos a 14°C, el porcentaje de pérdidas de peso (26 a 63%) fue significativamente menor que el obtenido para los tubérculos almacenados a 22°C (83 y 87%).

Tabla 4.3.1.1 Porcentaje de pérdida de peso promedio obtenido para los diferentes tratamientos transcurridos 73 días de almacenamiento a 14 y 22°C

Tratamiento	14°C	22°C
1	1.38 ^a	1.67 ^a
2	0.68 ^a	1.96 ^a
3	1.24 ^a	2.19 ^b
4	1.21 ^a	2.31 ^b
Control	1.86 ^b	13.71 ^c

Letras distintas en una misma columna indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

Una de las razones por las cuales pudo presentarse esta diferencia en los porcentajes de pérdida de peso, fue debido a que, luego de 31 días de almacenamiento se observó la presencia de brotes en los tubérculos control mantenidos a 22°C. Por otro lado, las condiciones de alta humedad relativa (86-88%) dentro de la nevera, redujeron las pérdidas de peso por transpiración de los tubérculos control almacenados a 14°C. Además, se puede notar que, para la condición de almacenamiento de 22°C, las pérdidas de peso fueron significativamente mayores al aplicar los tratamientos (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂ que para los tratamientos (1) 10% CO₂, 2% O₂ y (2) 5% CO₂, 2% O₂. A diferencia de los tubérculos almacenados a 14°C, donde no se observó cambio significativo entre los tratamientos.

Pese a que la reducción de las pérdidas de peso de los tubérculos tratados se vio afectada tanto por la temperatura como por el tiempo de almacenamiento, estos porcentajes de pérdida fueron considerados bajos ya que no provocaron cambios considerables debido a transpiración, en la calidad de los tubérculos analizados. En las tablas 4.3.1.2 y 4.3.1.3 se muestra el porcentaje de pérdida de peso promedio obtenido para los tubérculos tratados bajo las dos condiciones de temperatura.

Tabla 4.3.1.2 Tabla de análisis de varianza obtenido para porcentaje de pérdidas de pesos promedios de tubérculos tratados almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.

Tiempo (días)	14°C	22°C
31	0.85 ^a	1.30 ^b
73	1.13 ^a	2.03 ^b

Letras distintas en una misma fila indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

Tabla 4.3.1.3 Porcentaje de pérdidas de peso promedio obtenido durante cada periodo de almacenamiento de tubérculos tratados a 14 y 22°C

Tiempo (días)	Temperatura	
	14°C	22°C
136	3.06 ^c	3.62 ^c
94	3.44 ^c	-
73	2.07 ^b	3.43 ^c
52	0.75 ^a	2.12 ^b
31	1.17 ^{ab}	1.81 ^b
7	0.53 ^a	0.79 ^a

Letras distintas en la misma columna indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

4.3.2 Análisis de Textura

Los resultados para los parámetros de dureza y firmeza, se muestran por separado para cada sección debido a que se evidenció diferencias significativas entre los valores promedio obtenidos tanto en la sección superior, media e inferior. En las tablas 4.3.2.1 y 4.3.2.2 se muestran los resultados del análisis de varianza obtenidos respectivamente para los parámetros de dureza y firmeza de las diferentes secciones de los tubérculos tratados bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂, (4) 6% CO₂, 70% O₂ y el control durante su almacenamiento a 14 y 22°C.

De acuerdo con esta información, no se encontraron diferencias significativas al aplicar los distintos tratamientos de atmósfera modificada sobre los parámetros de firmeza ni dureza de las secciones superior y media de los tubérculos. Sin embargo, en ambas temperaturas fue

común observar que los ñames tratados bajo las atmósferas (3) 10% CO₂, 80% O₂, (4) 6% CO₂, 70% O₂ reflejaron una tendencia a ser menos firmes que al aplicar los tratamientos (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂.

Tabla 4.3.2.1 Análisis de varianza de la dureza medida en la sección superior, media e inferior de los tubérculos, obtenido para los diferentes tratamientos almacenados a 14 y 22°C

Sección	Temperatura (°C)	Tratamiento				
		1	2	3	4	Control
Superior	14	785.03 ^a	750.06 ^a	854.83 ^a	744.81 ^a	855.20 ^a
	22	870.38 ^a	842.27 ^a	802.68 ^a	773.59 ^a	829.70 ^a
Media	14	662.23 ^a	674.14 ^a	661.18 ^a	689.76 ^a	885.20 ^a
	22	658.32 ^a	691.36 ^a	697.02 ^a	684.08 ^a	677.88 ^a
Inferior	14	496.04 ^a	530.62 ^{ab}	598.23 ^b	605.49 ^b	567.02 ^{ab}
	22	519.44 ^{ab}	620.90 ^b	564.74 ^{ab}	495.51 ^a	624.53 ^b

Letras distintas en la misma fila indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

Tabla 4.3.2.2 Análisis de varianza de la firmeza medida en la sección superior, media e inferior de los tubérculos, obtenido para los diferentes tratamientos almacenados a 14 y 22°C

Sección	Temperatura (°C)	Tratamiento				
		1	2	3	4	Control
Superior	14	2052.47 ^a	2303.78 ^a	1748.31 ^a	1688.09 ^a	1917.92 ^a
	22	2507.82 ^a	2111.00 ^a	2039.63 ^a	1882.87 ^a	2323.15 ^a
Media	14	1540.25 ^a	1518.14 ^a	1318.27 ^a	1097.71 ^a	1440.14 ^a
	22	1906.38 ^a	1821.45 ^a	1092.63 ^a	1156.42 ^a	2409.75 ^a
Inferior	14	1310.31 ^a	1142.72 ^a	651.80 ^a	1074.18 ^a	509.98 ^a
	22	1360.18 ^a	1383.93 ^a	852.73 ^a	950.73 ^a	999.85 ^a

Letras distintas en la misma fila indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

El efecto de los tratamientos sobre los parámetros de dureza y firmeza medidos en la sección inferior de los tubérculos, no mostró cambios significativos en la firmeza. Sin embargo,

aunque para la dureza no se encuentra diferencia significativa entre los tubérculos tratados y el control almacenados a 14°C, se observa que el valor promedio obtenido para los tratamientos (3) 10% CO₂, 80% O₂, (4) 6% CO₂, 70% fue mayor que para el tratamiento (1) 10% CO₂, 2% O₂. Por otro lado, a 22°C, la dureza promedio correspondiente al tratamiento (4) 6% CO₂, 70% O₂, fue menor a su respectivo control. En las tablas 4.3.2.3 y 4.3.2.4 se indican los resultados del análisis de varianza obtenido respectivamente para los parámetros de firmeza y dureza de las diferentes secciones de los tubérculos tratados a 14 y 22°C finalizados 31 y 73 días de almacenamiento.

Tabla 4.3.2.3 Análisis de varianza para firmeza medido en diferentes secciones de tubérculos tratados almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.

Sección	Temperatura (°C)	Tiempo (días)	
		31	73
Superior	14	1876.31 ^a	2128.81 ^a
	22	1761.38 ^a	2135.33 ^a
Media	14	1479.32 ^a	1490.98 ^a
	22	1320.84 ^a	1494.22 ^a
Inferior	14	1379.47 ^a	1212.55 ^a
	22	946.07 ^a	1136.89 ^a

Letras distintas en la misma columna indican diferencias significativas para cada sección ($p \leq 0.05$)

No se encontró efecto significativo de la temperatura en la firmeza de ninguna de las secciones superior, media, e inferior de los tubérculos de ñame tratados, ni tampoco sobre la dureza de la sección superior y media de los mismos. No obstante, después de 73 días de almacenamiento, el valor promedio obtenido para la dureza en la sección inferior de los tubérculos tratados mantenidos a 14°C fue estadísticamente menor en comparación a la obtenido para 22°C.

Tabla 4.3.2.4 Análisis de varianza para dureza medido en diferentes secciones de tubérculos tratados almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.

Sección	Temperatura (°C)	Tiempo (días)	
		31	73
Superior	14	786.83 ^a	817.18 ^a
	22	766.78 ^a	822.23 ^a
Media	14	665.46 ^a	685.80 ^a
	22	712.28 ^a	682.69 ^a
Inferior	14	644.22 ^a	610.90 ^b
	22	601.30 ^a	550.15 ^a

Letras distintas en la misma columna indican diferencias significativas para cada sección ($p \leq 0.05$)

Sólo se observó un efecto significativo del tiempo de almacenamiento sobre el parámetro de dureza medido en la sección inferior de los tubérculos. En la tabla 4.3.2.5 se puede observar que los valores promedio fueron disminuyendo a través del tiempo de almacenaje, haciéndose estadísticamente diferentes para ambas temperaturas luego del día 7. Para la condición de 14°C, se pudo observar que la dureza vuelve a disminuir significativamente después del día 94.

Tabla 4.3.2.5 Análisis de varianza para el parámetro de dureza medido en la sección inferior de los tubérculos luego de 136 días de almacenamiento a 14 y 22°C

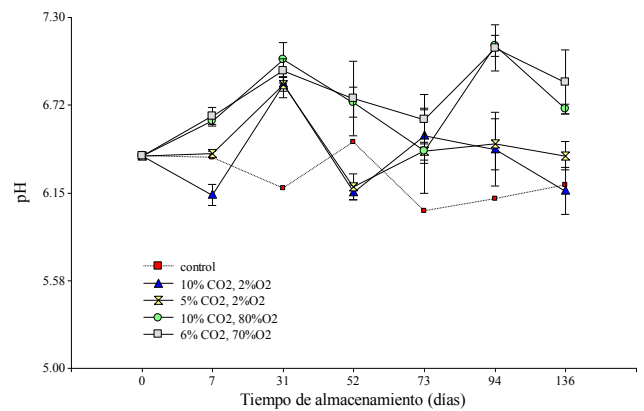
Tiempo (días)	Temperatura	
	14°C	22°C
136	396.34 ^a	295.4 ^c
94	519.29 ^b	-
73	559.62 ^{bc}	513.29 ^a
52	595.55 ^{bc}	540.54 ^a
31	605.46 ^{bc}	554.18 ^a
7	669.31 ^c	684.50 ^b

Letras distintas en la misma columna indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

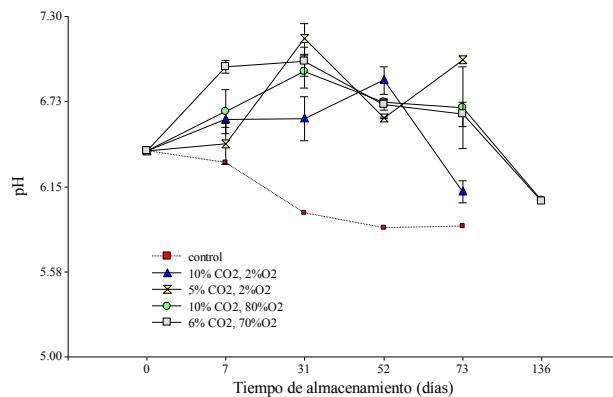
Correlacionar los resultados obtenidos en los parámetros de textura, con la variable de pérdidas en peso, no mostró asociación significativa para ninguno de los tratamientos a 14°C y 22°C. En el apéndice C, se muestran los respectivos coeficientes de correlación.

4.3.3 Medidas de pH

Los resultados obtenidos para el pH promedio tanto de los tubérculos tratados como de los respectivos ñames control se indican en la figura 4.3.3.1 y en la tabla 4.3.3.1.



(a)



(b)

Figura 4.3.3.1 Valores de pH promedio obtenido para tubérculos de ñame (*D. rotundata*) enteros frente al control, durante 136 días de almacenamiento a (a) 14°C y (b) 22°C bajo distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂. Las barras representan el error estándar con un 95% de confianza.

Básicamente se observa que los valores de pH promedio obtenidos para los tubérculos tratados tanto a 14 como a 22°C, son mayores en comparación a los obtenidos para los respectivos tubérculos control. Sin embargo, luego de realizar el análisis estadístico, se encuentra que los tratamientos (1) 10% CO₂, 2% O₂ y (2) 5% CO₂, 2% O₂ almacenados a 14°C son significativamente iguales al control, mientras que, para la condición de 22°C, sólo el tratamiento (1) 10% CO₂, 2% O₂ mostró resultados comparables.

Tabla 4.3.3.1 Valores de pH promedio obtenidos para los diferentes tratamientos transcurridos 73 días de almacenamiento a 14 y 22°C

Tratamiento	14°C	22°C
1	6.42 ^a	6.55 ^a
2	6.47 ^a	6.80 ^b
3	6.70 ^b	6.75 ^b
4	6.75 ^b	6.83 ^b
Control	6.23 ^a	6.01 ^c

Letras distintas en la misma columna indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

Las altas concentraciones de CO₂ en el interior de las bolsas de ñame guiaron a un aumento en el pH de los tubérculos, contrario con lo que generalmente suele observarse en atmósferas de alto CO₂ y bajo O₂, que alteran el pH del medio, acidificándolo. [Alquino, 2000, Allende, 2003, Mateos, 1993]. Sin embargo, un comportamiento similar fue observado por Angós en papas mínimamente procesadas [Angós *et al.*, 2008].

Aunque consideraciones teóricas sugieren que la acidificación puede ocurrir con concentraciones de CO₂ mayores del 5%, Watkins [2000] sugiere que reducciones del pH no se dan fácilmente en tejidos voluminosos, además que, dependiendo del tejido, estos pueden tener una capacidad amortiguadora. Por otro lado, de acuerdo con Escalona [2004], si las

condiciones desarrolladas dentro de los paquetes son anaeróbicas suele ocurrir un incremento en los valores de pH.

Por otro lado, se encontró que la temperatura de almacenamiento influyó en los cambios de pH de los tubérculos puesto que, los valores de pH promedio obtenidos fueron diferentes para las dos condiciones de estudio. En el caso de los tubérculos almacenados durante 73 días a 14°C, el valor medio obtenido fue de 6.59, mientras que para los mantenidos a 22°C fue de 6.73. En la tabla 4.3.3.2 se muestra el pH promedio obtenido para los tubérculos tratados almacenados durante 31 y 73 días, tanto a 14 como a 22°C de temperatura.

Tabla 4.3.3.2 Tabla de análisis de varianza obtenido para pH promedio de tubérculos tratados almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.

Tiempo (días)	14°C	22°C
31	6.69 ^a	6.79 ^b
73	6.59 ^a	6.73 ^b

Letras distintas en la misma fila indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

Finalmente, los resultados de pH promedio para ambas condiciones de temperatura fueron significativamente más altos sólo durante el día 31, ya que, luego disminuyeron permaneciendo estadísticamente invariables. Los resultados de correlacionar los valores de pH promedio obtenidos, con las variables de textura (dureza, firmeza) y pérdida de peso se indican en el apéndice C. Sin embargo, los respectivos coeficientes de correlación muestran asociaciones significativamente bajas tanto para los tubérculos tratados a 14°C y 22°C.

4.3.4 Análisis de Color

Los resultados para los parámetros de color “L”, “a”, “b”, “H” y “C” se muestra por separado para cada sección, debido a que se evidenció diferencias significativas entre los valores promedio obtenidos tanto en la sección superior, media e inferior. En la tabla 4.3.4.1 se indican los resultados del análisis de varianza para cada uno de los parámetros de color de las diferentes secciones de los tubérculos tratados a 14 y 22°C, finalizados 73 días de almacenamiento.

Tabla 4.3.4.1 Análisis de varianza para los parámetros “L”, “a”, “b”, “H” y “C” medidos en diferentes secciones de tubérculos tratados almacenados durante 73 días a 14 y 22°C.

Sección	Temperatura (°C)	L	a	B	H	C
Superior	14	73.22 ^a	2.69 ^a	25.84 ^a	26.15 ^a	84.65 ^a
	22	74.57 ^a	1.60 ^a	25.80 ^a	25.97 ^a	86.92 ^b
Media	14	76.83 ^a	1.03 ^a	21.40 ^a	21.54 ^a	87.98 ^a
	22	78.19 ^a	0.22 ^a	22.18 ^a	22.25 ^a	89.96 ^b
Inferior	14	79.10 ^a	-0.14 ^a	19.19 ^a	19.24 ^a	90.77 ^a
	22	79.56 ^a	-0.38 ^a	20.08 ^a	20.10 ^a	91.25 ^b

Letras distintas en la misma columna indican diferencias significativas en cada sección ($p \leq 0.10$)

Al realizar el análisis de varianza para los parámetros de color (“L”, “a”, “b”, “H” y “C”) se evidenció que los factores temperatura, tiempo de almacenamiento y tratamiento no generaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) para ninguna de las tres secciones evaluadas. La única excepción a esto, fue el caso del parámetro “C”, donde se observó diferencia significativa entre 14 y 22°C ($p \leq 0.10$). Pese a que no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos, luego de comparar el valor promedio obtenido para cada parámetro frente al control inicial, se observó que hubo una disminución general en el valor

de “L” (0 = negro, 100 = blanco) y un aumento en el parámetro “a” (-a = verde, a = rojo), en todas las secciones de los tubérculos tratados tanto a 14 como a 22°C. Esto correspondió a una pérdida de luminosidad y una tendencia del color hacia la línea del rojo. No obstante, parece ser que el tratamiento (2) 5% CO₂, 2% O₂ mantiene menor variabilidad de cada uno de los parámetros medidos. En las tablas 4.3.4.2 y 4.3.4.3 se muestran los resultados del análisis de varianza para cada uno de los parámetros de color de las diferentes secciones de los tubérculos tratados frente al control inicial, finalizados 73 días de almacenamiento a 14 y 22°C, respectivamente.

Tabla 4.3.4.2 Análisis de varianza para los parámetros “L”, “a”, “b”, “H” y “C” medidos en diferentes secciones de tubérculos tratados frente al control inicial, almacenados durante 73 días a 14°C.

Sección	Tratamiento	L	a	B	H	C
Superior	1	72.20 ^b	3.42 ^b	29.11 ^b	29.66 ^b	83.07 ^b
	2	74.39 ^b	1.83 ^b	25.66 ^b	25.83 ^b	86.26 ^b
	3	73.07 ^b	2.06 ^b	24.26 ^b	24.50 ^b	85.57 ^b
	4	73.06 ^b	2.11 ^b	23.77 ^a	24.03 ^b	85.45 ^b
	Control	78.06 ^a	0.29 ^a	21.65 ^a	21.65 ^a	89.22 ^a
Media	1	73.78 ^b	2.80 ^b	21.59 ^a	22.18 ^a	83.69 ^b
	2	77.80 ^b	0.36 ^b	21.39 ^a	21.48 ^a	89.60 ^a
	3	77.30 ^b	0.22 ^b	20.17 ^b	20.22 ^b	89.90 ^a
	4	77.70 ^b	0.37 ^b	20.03 ^b	20.10 ^b	89.37 ^a
	Control	80.68 ^a	-0.47 ^a	22.87 ^a	22.87 ^a	91.19 ^a
Inferior	1	77.70 ^b	0.41 ^b	22.19 ^a	22.28 ^a	88.77 ^b
	2	78.92 ^b	-0.60 ^a	18.96 ^a	19.04 ^a	92.44 ^a
	3	79.14 ^b	-0.25 ^a	18.47 ^a	18.49 ^a	90.76 ^a
	4	79.78 ^b	-0.45 ^a	18.57 ^a	18.59 ^a	91.36 ^a
	Control	81.02 ^a	-0.91 ^a	18.03 ^a	18.05 ^a	92.88 ^a

Letras distintas en la misma columna indican diferencias significativas en cada sección ($p \leq 0.05$)

Tabla 4.3.4.3 Análisis de varianza para los parámetros “L”, “a”, “b”, “H” y “C” medidos en diferentes secciones de tubérculos tratados frente al control inicial, almacenados durante 73 días a 22°C.

Sección	Tratamiento	L	a	B	H	C
Superior	1	74.64 ^b	1.62 ^b	26.00 ^b	26.10 ^b	86.56 ^b
	2	74.05 ^a	2.8 ^a	26.24 ^b	26.65 ^b	84.84 ^a
	3	74.23 ^b	1.62 ^a	24.41 ^b	24.63 ^b	86.93 ^a
	4	75.46 ^b	0.62 ^a	26.00 ^b	26.03 ^b	88.82 ^a
	Control	78.06 ^a	0.29 ^a	21.65 ^a	21.65 ^a	89.22 ^a

Sección	Tratamiento	L	a	b	H	C
Media	1	78.11 ^b	0.04 ^a	21.98 ^a	22.02 ^a	90.19 ^a
	2	77.00 ^a	1.39 ^b	22.03 ^a	22.29 ^a	87.72 ^a
	3	78.20 ^b	-0.02 ^a	21.58 ^a	21.60 ^a	90.18 ^a
	4	79.22 ^a	-0.39 ^a	21.92 ^a	21.95 ^a	91.38 ^a
	Control	80.68 ^a	-0.47 ^a	22.87 ^a	22.87 ^a	91.19 ^a

Inferior	1	80.70 ^a	-0.75 ^a	18.75 ^a	18.79 ^a	92.45 ^a
	2	80.38 ^a	0.15 ^b	20.21 ^a	14.85 ^a	89.75 ^b
	3	78.84 ^b	-0.17 ^a	19.76 ^b	19.78 ^b	90.42 ^a
	4	78.95 ^b	-0.61 ^a	20.47 ^b	20.50 ^b	91.98 ^a
	Control	81.02 ^a	-0.91 ^a	18.03 ^a	18.05 ^a	92.88 ^a

Letras distintas en la misma columna indican diferencias significativas en cada sección ($p \leq 0.05$)

De acuerdo con esta información, para los tubérculos tratados almacenados a 14°C, las diferencias en los parámetros de color medidos se hicieron más significativas en el orden superior > media > inferior.

En la tabla 4.3.4.2 se puede ver como los parámetros “L”, “a”, “b”, “H” y “C” cambian predominantemente en la sección superior de los tubérculos, al aplicar de forma indistinta cualquiera de los tratamientos. No obstante, en la sección media, pese a que los valores promedio para los parámetros “L” y “a” cambian con relación al control inicial, el aplicar los tratamientos (1) 10% CO₂, 2% O₂ y (2) 5% CO₂, 2% O₂ mantiene significativamente invariable los valores de “b” y “H”. Sin embargo, el tratamiento (2) 5% CO₂, 2% O₂ hace

menos perceptibles las diferencias ante el ojo humano, ya que el parámetro “C” también se mantiene significativamente igual. Por otro lado, en la sección inferior de los tubérculos, no se encontraron diferencias significativas al aplicar los distintos tratamientos de atmósfera modificada en los valores promedio obtenidos para los parámetros “b” y “H”. Sin embargo, se encontró que al aplicar los tratamientos (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂ se obtienen resultados estadísticamente iguales al control en comparación con el tratamiento (1) 10% CO₂, 2% O₂ donde se encontró que el parámetro “a” fue haciéndose más rojizo y el “C” menos saturado.

En cuanto a la condición de 22°C, se observa alta variabilidad de los parámetros “L”, “a”, “b”, “H” y “C” en las diferentes secciones de los tubérculos tratados. En la sección superior se encuentra que los parámetros “a” y “C” permanecen invariables para los tratamientos (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂. No obstante, solo el tratamiento (2) 5% CO₂, 2% O₂ parece mantener las características iniciales, aunque “b” aumenta en la línea del color amarillo. A diferencia de los tubérculos almacenados a 14°C, en este caso (22°C), se evidenció menor variabilidad en los parámetros de color en la sección media de los tubérculos. No se encontraron diferencias significativas al aplicar los distintos tratamientos en los valores promedio de los parámetros “b”, “H” y “C”. Sin embargo, se encontró que para el tratamiento (2) 5% CO₂, 2% O₂ el parámetro “a” fue haciéndose más rojo, mientras que para los tratamientos (1) 10% CO₂, 2% O₂ y (3) 10% CO₂, 80% O₂, “L” disminuyó. Finalmente, en la sección inferior se encontró que los tratamientos (1) 10% CO₂, 2% O₂ y (2) 5% CO₂, 2% O₂ fueron los únicos que mantuvieron características análogas al

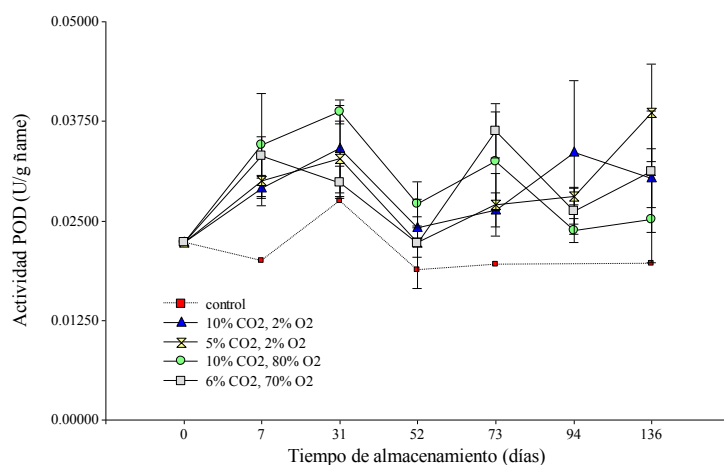
color inicial. No obstante, el tratamiento (2) 5% CO₂, 2% O₂ se vio desfavorecido, por la tendencia de “a” hacia el color rojo.

No se encontró asociación significativa entre los parámetros de color medidos y las variables (pH, dureza, firmeza y pérdidas de peso) luego de realizar el respectivo análisis de correlación para los diversos tratamientos a 14°C y 22°C.

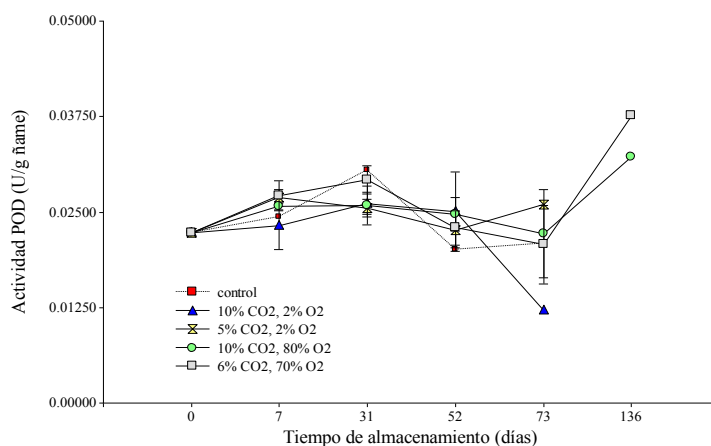
4.3.5 Actividad enzimática

En la figura 4.3.5.1 se muestran los resultados obtenidos para la actividad de la enzima peroxidasa (POD) de los tubérculos de ñame tratados bajo las distintas atmósferas modificadas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂, con relación al control a 14 y 22°C, respectivamente.

En ellas se puede observar que los tubérculos tratados mantenidos en condiciones de 14°C, poseen valores de actividad enzimática (POD) promedio por encima del obtenido para los tubérculos control. Sin embargo, para los ñames almacenados a 22°C no se evidencia efecto significativo de aplicar los tratamientos. En la tabla 4.3.5.1 se indica el análisis de varianza calculado para la actividad de la enzima peroxidasa de los diferentes tratamientos 1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂, luego de 73 días de almacenamiento a 14 y 22°C.



(a)



(b)

Figura 4.3.5.1. Valores promedio obtenidos para la actividad de la enzima peroxidasa en tubérculos de ñame (*D. rotundata*) enteros frente al control, durante 136 días de almacenamiento a (a) 14°C y (b) 22°C bajo distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂.

Tabla 4.3.5.1 Análisis de varianza para actividad de la peroxidasa de los diferentes tubérculos tratados transcurridos 73 días de almacenamiento a 14 y 22°C

Tratamiento	14°C	22°C
1	0.0296 ^{ab}	0.0216 ^a
2	0.0298 ^b	0.0253 ^a
3	0.0303 ^b	0.0246 ^a
4	0.0298 ^b	0.0250 ^a
Control	0.0213 ^a	0.0216 ^a

Letras distintas en una misma columna indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

Adicional a esto, al comparar los valores promedio obtenidos para la actividad de la enzima peroxidasa de los tubérculos almacenados a 14°C con los almacenados a 22°C, se encontró que luego de 73 días de almacenamiento, éstos se mantuvieron alrededor de 0.02 U/g ñame, cuando la temperatura fue mayor y en 0.03 U/g ñame, cuando la temperatura fue menor. En la tabla 4.3.5.2 se muestra la actividad enzimática (POD) promedio obtenida para los tubérculos tratados almacenados durante 31 y 73 días, bajo las dos condiciones de temperatura.

Tabla 4.3.5.2 Análisis de varianza para actividad de la peroxidasa de tubérculos tratados almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.

Tiempo (días)	14°C	22°C
31	0.0327 ^a	0.0262 ^b
73	0.0300 ^a	0.0241 ^b

Letras distintas en una misma fila indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

En cuanto al factor tiempo, los resultados se muestran en la tabla 4.3.5.3, siendo evidente variabilidad durante los diferentes periodos de almacenamiento.

Tabla 4.3.5.3 Análisis de varianza para actividad de la peroxidasa de tubérculos tratados luego de 136 días de almacenamiento a 14 y 22°C

Tiempo (días)	Temperatura	
	14°C	22°C
136	0.0313 ^b	0.0349 ^c
94	0.0279 ^{ab}	-
73	0.0305 ^b	0.0254 ^{ab}
52	0.0239 ^a	0.0239 ^a
31	0.0338 ^b	0.0302 ^c
7	0.0317 ^b	0.0287 ^{bc}

Letras distintas en la misma columna indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

Por otro lado, al comparar la actividad de la enzima polifenoloxidasas (PPO), calculada tanto para los tubérculos mantenidos a 14 como a 22°C, no se observó efecto significativo ($p \leq 0.05$) de la temperatura, ni de los diferentes tratamientos. Sin embargo, se observó efecto de la temperatura para un de $p \leq 0.10$. En la figura 4.3.5.2 se muestran los resultados gráficos obtenidos para la actividad de la enzima polifenoloxidasas (PPO) de los tubérculos tratados bajo las distintas atmósferas modificadas, con relación al control a 14 y 22°C, respectivamente, y en las tablas 4.3.5.4 y 4.3.5.5 se indican los resultados del análisis de varianza.

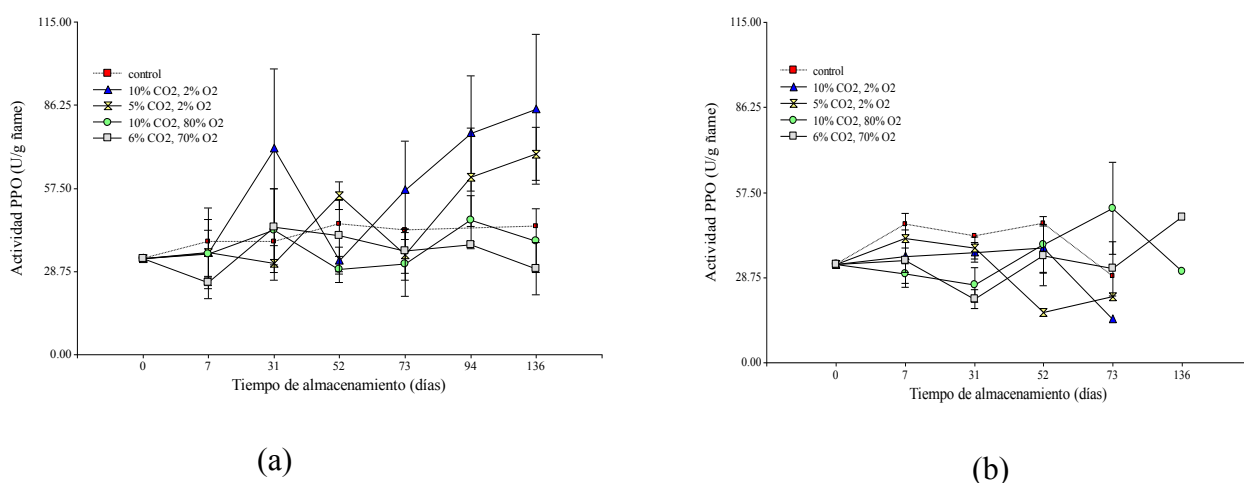


Figura 4.3.5.2 Valores promedio obtenidos para la actividad de la enzima polifenoloxidasas en tubérculos de ñame (*D. rotundata*) enteros frente al control, durante 136 días de almacenamiento a (a) 14°C y (b) 22°C bajo distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂.

Tabla 4.3.5.4 Análisis de varianza para actividad de la polifenoloxidasas de tubérculos tratados almacenados durante 31 y 73 días a 14 y 22°C.

Tiempo (días)	14°C	22°C
31	38.17 ^a	35.58 ^a
73	39.80 ^a	32.41 ^b

Letras distintas en una misma fila indican diferencias significativas ($p \leq 0.10$)

Tabla 4.3.5.5 Análisis de varianza para actividad de la polifenoloxidasa de los diferentes tubérculos tratados transcurridos 73 días de almacenamiento a 14 y 22°C

Tratamiento	14°C	22°C
1	48.91 ^a	31.61 ^a
2	39.17 ^a	30.00 ^a
3	35.64 ^a	37.02 ^a
4	36.50 ^a	31.00 ^a
Control	42.39 ^a	41.47 ^a

Letras distintas en una misma columna indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

En la tabla 4.3.5.6 se indican los resultados del análisis de varianza para los diferentes periodos de almacenamiento a 14 y 22°C. Se puede observar que los tubérculos tratados almacenados a 14°C de temperatura, muestran gran variabilidad en la actividad de la enzima. No obstante, para los tubérculos tratados almacenados a 22°C, no se observaron cambios significativos

Tabla 4.3.5.6 Análisis de varianza para actividad de la enzima polifenoloxidasa de tubérculos tratados luego de 136 días de almacenamiento a 14 y 22°C

Tiempo (días)	Temperatura	
	14°C	22°C
136	55.84 ^{ab}	39.96 ^a
94	76.47 ^b	-
73	39.60 ^a	30.18 ^a
52	39.56 ^a	32.88 ^a
31	47.50 ^{ab}	30.97 ^a
7	32.56 ^a	35.60 ^a

Letras distintas en la misma columna indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

Para poder distinguir el origen del pardeamiento (enzimático y no enzimático) en diversidad de productos alimenticios, Sellés [2007] menciona que se requiere un conocimiento químico del tipo de sustratos fenólicos presentes, el nivel de compuestos reductores, la accesibilidad del O₂, la naturaleza de los diferentes compuestos oxidables, además de conocer los niveles

de la enzima PPO. El pardeamiento en ñame fresco suele darse por reacciones enzimáticas y no enzimáticas, que a la final conllevan a la formación de pigmentos que ocasionan cambios significativos al color original de los tubérculos [Akissoe *et al.*, 2005]. Por lo general, cuando el fenómeno de pardeamiento es de carácter enzimático, éste suele estar asociado con la actividad de la enzima PPO, sin embargo, Omidiji y otros sugieren que POD también puede participar en dicho evento [Omidiji *et al.*, 2006]. No obstante, existen discrepancias entre el contenido de compuestos polifenólicos y la acción de las enzimas PPO y POD como agentes causantes del pardeamiento enzimático. Trabajos relacionados con harina de ñame, relacionan el pardeamiento como razón fundamental, al contenido total de polifenoles presentes y no a la acción de las enzimas fenólicas [Akissoe *et al.*, 2005]. Sumado a esto, debido a las bajas concentraciones de H_2O_2 en los tejidos vegetales, Cantos y otros [Cantos *et al.*, 2002], cuestionan el papel de la enzima POD en la formación de pardeamientos, puesto que, aunque haya evidencias que sugieran la generación de cantidades significativas de H_2O_2 como producto de la oxidación de catequinas catalizadas por la PPO. El desarrollo de la reacción de la enzima POD solo llega a ser evidente cuando el H_2O_2 es añadido de forma exógena; por lo que, no necesariamente existe correlación entre el pardeamiento y la presencia de las enzimas responsables de la oxidación. Sin embargo, los resultados de correlacionar la actividad de las enzimas peroxidasa (POD) y polifenoloxidasa (PPO) con los parámetros de color “L” y “a”, no mostraron una asociación significativa entre las variables, puesto que la magnitud y dirección de dicha correlación fluctuó para cada tratamiento. En el apéndice D se muestran los diagramas de dispersión con sus respectivos coeficientes de correlación.

4.3.6 Análisis Sensorial

Uno de los objetivos de utilizar la técnica de empaque bajo condiciones de atmósfera modificada es mantener la calidad de los productos durante su almacenamiento [Fonseca *et al.*, 2002]. No obstante, definir la “calidad de un alimento” implica diferentes significados que varían dependiendo del contexto, ya sea desde el punto de vista del agricultor, exportador, comerciante, vendedor, etc. Sin embargo, al final de la cadena de distribución, es siempre el consumidor quien decide si un producto es o no aceptable [Allende, 2003].

Generalmente las propiedades organolépticas de interés para el consumidor son principalmente la apariencia, la textura, el sabor y el aroma. No obstante, aunque algunas de estas características pueden ser medidas mediante instrumentos especializados, el obtener resultados aislados no es suficiente para establecer la calidad global de un producto. Relacionar las propiedades intrínsecas de un alimento con la percepción que el consumidor tenga de éste se ha constituido en una de las formas más comunes de determinar la “calidad de un alimento”, pero definida en términos de “calidad sensorial” [Costell, 2003].

Existen diversos métodos para determinar la “calidad sensorial” de un producto [Meilgaard, 1999]. En el caso particular de este estudio, se aplicó un ensayo de discriminación general denominado “Prueba de Diferencia del Control”, que consiste en establecer la diferencia entre uno o más productos y un tratamiento control o referencia. El objetivo se centró en determinar si existía o no diferencia general entre las características sensoriales de las muestras de ñame sometidas a cada uno de los diversos tratamientos de empaque en condiciones de atmósfera modificada y una muestra de ñame sin tratamiento. No obstante, el interés final fue establecer cuáles tratamientos presentaron diferencias no significativas frente

al control. Los resultados estadísticos de la evaluación sensorial se resumen en la tabla 4.3.6.1

Tabla 4.3.6.1 Tabla de Análisis de la Varianza para la evaluación sensorial

Tratamiento	Promedio
1	4.63 ^c
2	3.33 ^b
3	2.30 ^a
4	5.57 ^c
Control	1.13 ^a

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

De acuerdo con los resultados del análisis de varianza, se llegó a la conclusión que los tratamientos (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂ no fueron comparables al control. Lo que indicó que la “calidad sensorial” de dichos tubérculos no fue aceptada por los panelistas. Además, se pudo establecer que las características sensoriales del ñame hervido mantenido en las condiciones correspondientes al tratamiento (3) 10% CO₂, 80% O₂ luego de 77 días de almacenamiento fueron comparables a las de la muestra control. Por otra parte, algunos panelistas hicieron comentarios indicando que las diferencias sensoriales estuvieron principalmente en los atributos de sabor y color. Las diferencias en sabor fueron encontradas principalmente al probar los ñames sometidos bajo el tratamiento (4) 6% CO₂, 70% O₂, mientras que las diferencias en color fueron observadas en el tratamiento (1) 10% CO₂, 2% O₂.

5. CONCLUSIONES

De acuerdo con los resultados obtenidos, se puede concluir que bajo las condiciones de éste estudio:

- La temperatura de almacenamiento de 22°C limitó el largo de vida de los tubérculos a 40 días. Debido a que el alta tasa respiratoria provocó acumulación de agua en el interior de gran parte de las bolsas de ñame y favoreció la pudrición blanca acuosa de los tejidos. A diferencia de los tubérculos almacenados a 22°C, los tubérculos tratados mantenidos en condiciones de 14°C, mantuvieron un alto porcentaje de sobrevivencia hasta el día 136.
- Se encontró que el aplicar los diferentes sistemas de atmósfera modificada redujo considerablemente la tasa respiratoria de los tubérculos almacenados a 14°C y 22°C, con relación al control. Sin embargo, el tratamiento (2) 5% CO₂, 2% O₂ fue el que presentó menor actividad respiratoria.

En cuanto a los parámetros de calidad evaluados a 14°C se pudo concluir que finalizados 136 días de almacenamiento:

- El porcentaje de pérdidas de peso fue aumentando significativamente con el paso del tiempo, no obstante, estas pérdidas fueron consideradas bajas ya que no provocaron cambios considerables por transpiración.
- Las propiedades físicas de interés dureza y firmeza fueron diferentes para cada una de las secciones superior, media e inferior de los tubérculos de ñame. Para la dureza se encontró que en la sección inferior de los tubérculos, ésta fue disminuyendo significativamente con el paso del tiempo. Sin embargo, aunque no hubo diferencia

significativa entre los tratamientos la dureza fue aumentando en el orden (1) 10% CO₂, 2% O₂ < (2) 5% CO₂, 2% O₂ < (3) 10% CO₂, 80% O₂ < (4) 6% CO₂, 70% O₂. En cuanto a la firmeza obtenida para las diferentes secciones de los tubérculos, no se encontró efecto de los tratamientos ni del tiempo de almacenamiento, sin embargo, ésta tendió a ser menor para los tratamientos (1) 10% CO₂, 2% O₂ y (2) 5% CO₂, 2% O₂.

- El pH de los tubérculos de ñame aumentó para todos los tubérculos tratados en comparación con los tubérculos control.
- Pese a que no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos, se observó que, con relación al color inicial hubo una disminución general en el valor de “L” y un aumento en el parámetro “a”. Se observó menor variabilidad en los parámetros al aplicar el tratamiento (2) 5% CO₂, 2% O₂.
- La actividad de la enzima peroxidasa (POD) aumentó significativamente al aplicar los diferentes tratamientos de atmósfera modificada. Sólo el tratamiento (1) 10% CO₂, 2% O₂ mostró un comportamiento similar al de los tubérculos control. Fue evidente la variabilidad de la actividad con relación al tiempo de almacenamiento.
- En cuanto a la actividad de la enzima polifenoloxidasas (PPO), aunque no se evidenció efecto significativo de los tratamientos, se observaron valores promedio comparables a los tubérculos control al aplicar los tratamientos de atmósfera modificada (1) 10% CO₂, 2% O₂ y (2) 5% CO₂, 2% O₂.
- No se encontró correlación significativa entre la actividad de la enzima POD y PPO, con los parámetros de color “L” y “a” medidos.

Los resultados del análisis sensorial indicaron que las características organolépticas del ñame hervido mantenido bajo el tratamiento (3) 10% CO₂, 80% fueron comparables al control.

Finalmente, sólo se observaron cambios negativos en la dureza y los parámetros de color medidos en la sección superior y media de los tubérculos tratados, sin embargo, en dicho comportamiento no se detectaron diferencias significativas entre los tratamientos. Es posible que dicha situación se haya generado debido a la no permeabilidad del empaque utilizado, ya que, la composición gaseosa en el interior de las bolsas alcanzó un equilibrio de alto CO₂ (24.6-31.5%) y bajo O₂ (0.31-4.12%), evolucionando hacia condiciones de atmósferas hipoxias para todos los tratamientos de atmósfera modificada aplicados. Este hecho se vio reflejado por el incremento en el pH de los tubérculos de ñame tratados, contrario con lo que generalmente suele observarse en atmósferas de alto CO₂ y bajo O₂, pero común bajo condiciones anaeróbicas.

En cuanto a los alcances de la técnica de empaque bajo condiciones de atmósfera modificada, asumiendo la misma población muestral de tubérculos tratados tanto a 14°C como a 22°C finalizados 73 días de almacenamiento, se pudo concluir que existe un efecto significativo de la temperatura en la reducción de la tasa respiratoria de los tubérculos. La producción promedio de CO₂ para los ñames tratados almacenados a 14°C fue estadísticamente menor (0.02 mg CO₂/Kg*h) en comparación con la producción obtenida para la condición de 22°C (0.03 mg CO₂/Kg*h). Por otro lado, también se observó un efecto significativo de aplicar los diversos tratamientos, puesto que redujeron la velocidad de respiración entre un 75 a 95% con relación a los tubérculos no tratados. Sin embargo, sólo el tratamiento (2) 5% CO₂, 2%

O₂ presentó en promedio, menor actividad respiratoria para ambas temperaturas de almacenamiento.

En cuanto a los parámetros de calidad se pudo concluir que:

- Las pérdidas de peso se vieron significativamente afectadas por la temperatura, el tiempo y tipo de atmósferas de almacenamiento. Se observó que el aplicar los diferentes tratamientos de atmósfera modificada, se reducen las pérdidas de peso con relación al control entre un 26 a 87%; siendo significativamente menores cuando se aplican los tratamientos (1) 10% CO₂, 2% O₂ y (2) 5% CO₂, 2% O₂.
- La dureza y firmeza medida en los tubérculos tratados fue significativamente diferente para las secciones superior, media e inferior. En cuanto a la dureza, sólo se vio afectada en la sección inferior de los tubérculos tratados. Se encontró que, para ambas temperaturas ésta fue disminuyendo significativamente con el paso del tiempo. No obstante, los valores promedio obtenidos para la condición de 14°C se mantuvieron significativamente más altos, por lo que, se mostraron más cercanos a las condiciones iniciales. El tratamiento (2) 5% CO₂, 2% O₂ mantuvo valores promedio similares al control para ambas temperaturas. La firmeza no se vio afectada por la temperatura, el tiempo de almacenamiento ni los tratamientos, sin embargo, en todas las secciones los tratamientos (1) 10% CO₂, 2% O₂ y (2) 5% CO₂, 2% O₂ tendieron a ser más firmes en ambas condiciones de temperatura.
- El pH de los tubérculos tratados aumentó para todos los tubérculos en comparación con los tubérculos control.

- Los factores temperatura, tiempo de almacenamiento y tratamiento no generaron diferencias significativas en los parámetros de color medido para ninguna de las tres secciones de los tubérculos evaluados. Sin embargo, para un valor de $p \leq 0.10$, se observó efecto significativo de la temperatura sobre el parámetro “C” calculado. Por otro lado, se observó que, con relación al color inicial hubo una disminución general en el valor de “L” y un aumento en el parámetro “a”. Para ambas temperaturas, se observó menor variabilidad en los parámetros del color al aplicar el tratamiento (2) 5% CO₂, 2% O₂.
- La actividad de la enzima peroxidasa (POD) para los tubérculos almacenados a 14°C (0.03 U/g ñame) fue significativamente más alta que la obtenida para los tubérculos mantenidos en condiciones de 22°C (0.02 U/g ñame). No obstante, a 22°C, la actividad de la enzima POD no se vio alterada por los tratamientos. Sin embargo, para ambas temperaturas, el tratamiento (1) 10% CO₂, 2% O₂ mostró un comportamiento más similar al de los tubérculos control.
- En cuanto a la actividad de la enzima polifenoloxidasas (PPO), no se evidenció efecto significativo de la temperatura, ni de los diferentes tratamientos para $P \leq 0.05$. Sin embargo, para $P \leq 0.10$ se observó efecto de la temperatura luego de 73 días de almacenamiento.; ésta fue significativamente más alta a 14°C (39.80 U/g ñame) que a 22°C (32.41 U/g ñame).
- Con relación al tiempo de almacenamiento fue evidente alta variabilidad por parte de las dos enzimas POD y PPO.

En conclusión, la técnica de empaque bajo condiciones de atmósfera modificada logra extender el largo de vida de los tubérculos de ñame variedad Guinea Negro, especie *D. rotundata*. Bajo las condiciones de este estudio, el tratamiento (2) 5% CO₂, 2% O₂ favoreció la menor velocidad de respiración de los tubérculos y presentó menor variabilidad en los parámetros de calidad de los mismos.

6. RECOMENDACIONES

En la presente investigación se sugiere que los síntomas de podredumbre blanda acuosa que afectaron la calidad de los tubérculos de ñame sometidos a las diferentes condiciones de atmósfera modificada. Se presume que esta podredumbre estuvo asociada principalmente a la presencia del hongo patogénico *Sclerotium rolfsii*. Se recomienda, por tanto, realizar estudios que determinen la validez de dicha premisa.

BIBLIOGRAFIA

Akissoe, N., Maestres, C., Hounhouigan, J. and Nago, M. (2005) "Biochemical Origin of Browning during the Processing of Fresh Yam (*Dioscorea* spp.) into Dried Product" En: *J. Agric. Food Chem.* (53) 2552-2557

Allende, A. (2003) Tesis Doctoral "Aplicación de atmósferas sobreoxigenadas y de radiación UV-C para preservar la calidad microbiológica y sensorial de hortalizas procesadas en Fresco" En: *Universidad Politécnica de Cartagena* – Murcia España

Alquino, E., Cantwell, M., Peiser, G. and Mercado, E. (2000) "Changes in the Quality of Fresh-cut Jicama in Relation to Storage Temperatures and Controlled Atmospheres" En: *Journal of Food Science* Vol 65 (7) 1238-1243

Amissah, J., Hotchkiss, J. and Watkins, C. (2006) "Diphenylamine and pre-slicing storage effects on the responses of apple slices to elevated CO₂ atmospheres" In: *Postharvest Biology and Technology* (39) 178-184

Amusa, N., Adegbite, A., Muhammed, S. and Baiyewu, R. (2003) "Yam disease and its management in Nigeria" In: *Africal Journal of Biotechnology* Vol 2 (12) p. 497-502. Available online at <http://www.academicjournals.org/AJB>

Angós, I., Virseda, P. and Fernández, T. (2008) "Control of respiration and color modification on minimally processed potatoes by means of low and high O₂/CO₂ atmospheres" In: *Postharvest Biology and Technology*

Arrieta, R. (2009) "Productos Agrícolas de Colombia para todo el mundo" Disponible en: <http://frutuca.com/images/name.htm>

Artés Calero, F. (2006) "El envasado en atmósfera modificada mejora la calidad de consumo de los productos hortofrutícolas intactos y mínimamente procesados en fresco" En: *Revista Iberoamericana de Tecnología Post-cosecha* Enero-vol 7- 002

Artés Calero, F. y Artés Hernández, F. (2000) "Fundamentos y diseño de instalaciones para procesado en fresco de hortalizas" En: *Alimentación equipos y tecnología* p. 139

Beaudry, R. (1999) "Effect of O₂ and CO₂ partial pressure on selected phenomena affecting fruit and vegetable quality" In: *Postharvest Biology and Technology* (15) 293-303

Boneta, D. (1999) Tesis de Maestría "Determinación del oscurecimiento en cuatro variedades de ñame (*Dioscorea* spp.) bajo condiciones de almacenamiento y tratamiento post-cosecha" En: *Universidad de Puerto Rico Recinto Universitario de Mayagüez*

Brunnschweiler, J. (2004) Tesis Doctoral “Structure and Texture of Yam (*Dioscorea* spp.) and processed yam products” En: *Swiss Federal Institute of Technology Zurich – Zurich*.

Bustamante, S., Guzmán, M. and Buitrago, G. (2003) “Caracterización molecular del germoplasma de ñame colombiano utilizando "DNA Amplificaron Fingerprinting (DAF)" en condiciones radiactivas” En: *Rev. Colombiana de Biotecnología* Vol 5 (2) Diciembre 57-63. Disponible en: <http://www.revistas.unal.edu.co/index.php/biotecnologia/article/view/576/1117>

Cabrera, M. (2008) “Multiplicación *in vitro* de segmentos nodales del clon de ñame Blanco de Guinea (*Dioscorea cayenensis* - *D. rotundata*) en sistemas de cultivo semiautomatizado” En: *Rev. Colomb. Biotecnol.* Vol 10 (2) Diciembre 97-103

Campbell, J., Chukwueke, O., Teriba, F. and Hoa-Shu, H. (1962) “Some physiological investigations into the White Lisbon Yam (*Dioscorea alata* L.) III. The effect of chemicals on storage” In: *Empire Journal of Exper. Agric.* 30 (120) 334-344

Cantos, E., Tudela, J., Gil, M. and Espín, J. (2002) “Phenolic Compounds and Related Enzymes Are Not Rate-Limiting in Browning Development of Fresh-Cut Potatoes” In: *J. Agric. Food Chem.* (50) 3015-3023

Cantwell, M. (2001) “Properties and Recommended Conditions for Storage of Fresh Fruits and Vegetables” In: *Postharvest Technology Research Information Center*

Cardona, Jesús. (1998) Tesis de Maestría. “Control de latencia en ñames (*Dioscorea alata* cv diamante)” En: Universidad de Puerto Rico Recinto Universitario de Mayagüez

Chance, B. and Maehly, A. (1955) “Methods in Enzimology, II” 773-775

Coyne, D., Tchabi, A., Baimey, H., Labuschagne, N. and Rotifa, I. (2006) “Distribution and prevalence of nematodes (*Scutellonema bradys* and *Meloidegyne* spp.) on marketed Yam (*Dioscorea* spp.) in West Africa” In: *Field Crops Research* (96) 142-150

Craufurd, P., Summerfiel, R. Asiedu, R. and Vara, P. (2001) “Dormancy in Yam” En: *Experimental Agriculture* 37 147-181

Cortés, M. y Gayol, L. (2006) “Gustos y Preferencias por Raíces y Tubérculos en Puerto Rico” En: Universidad de Puerto Rico Recinto Universitario de Mayagüez . Disponible en: <http://cfcs.eea.uprm.edu/Presentations/RT-YA/RT-1.pdf>

Day, P. (2003) “Industry guidelines for high oxygen MAP of fresh prepared produce” In: *ISHS Acta Horticulturae* 599: International Conference: Postharvest Unlimited

Departamento de Agricultura de Puerto Rico (2007). Conjunto de prácticas tecnológicas para la producción de raíces y tubérculos de Puerto Rico. p. 10

- Díaz, C. y Castro, L. (1977) “Estudios sobre el control biológico de *Sclerotium Rolfsii*” En: *Agronomía Tropical* 27 (5) p.539-547
- Escalona, V., Aguayo, E. y Artés, F. (2003) “Envasado en atmósfera modificada de pimiento de carne gruesa”. En: *Alimentaria* (352) 89-95
- FAO. (2006). Los datos de Faostat. Disponible en: <http://www.faostat.fao.org>. Actualizada 18-04-08
- Fonseca, S., Oliveira, F. and Brecht, J. (2002) “Modelling respiration rate of fresh fruits and vegetables for modified atmosphere packages: a review” In: *Journal of Food Engineering* (52) 99-119
- González, A., Rivera, J., Collazo de Rivera, A. and Cuevas, J. (1974) “An Improved Method for Storing Yam (*Dioscorea alata*)” In: *J. Agric. Univ. P.R.* (58) 456-465
- González-Muñoz, Y. (2003) Tesis de Maestría. “Caracterización morfológica y molecular de genotipos de *Dioscorea alata* y *D. trifida* del Instituto de Investigación Agropecuaria de Panamá, IDIAP y CITIE” Turrialba Costa Rica
- González-Velez, A. (2004) “Curso Nacional de Producción de Ñame *Dioscorea* spp.” En: Estación de Mata Larga, IDIAF. San Francisco de Macorís – República Dominicana.
- González-Vélez, A. (2006) “Rendimiento y reacción natural a la antracnosis (*Colletrichum gloeosporioides*) de cuatro cultivares de ñame sembrados sin estacar” En: *J. Agric. Univ. P.R.* 90 (1-2) 75-81
- González-Velez, A. (2005). Informe Anual de la Empresa de Raíces y Tubérculos. Estación Experimental Agrícola. Universidad de Puerto Rico. Disponible en: <http://estacion.cca.uprm.edu/ofinves/Empresas.aspx>
- Grolleaud, M. (2002) “Estudio sintético y didáctico sobre el fenómeno de las pérdidas que se producen a lo largo del sistema post-cosecha” En: *Depósitos de Documentos de la FAO*. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/004/AC301S/ac301s04.htm>
- Gunes, G. and Lee, C. (1997) “Color of Minimally Processed Potatoes as Affected by Modified Amosphere Packaging and Antibrowning Agents” In: *Journal of Food Science* Vol 62 (3) 572-575
- Hariprakash, C. and Nambisan, B. (1996) “Carbohydrate Metabolism during Dormancy and Sprouting in Yam (*Dioscorea*) Tuber: Charges in Carbohydrate Constituents in Yam (*Dioscorea*) Tubers during Dormancy and Sprouting” En: *J. Agric. Food Chem.* (44) 3066-3069

Holcroft, D. and Kader, A. (1999) "Color and Anthocyanin Synthesis of Stored Strawberry Fruit" In: HortScience 34 (7) 1244-1248

Huang, C.; Chiang, P.; Chen, Y. and Wang, C. (2007) "Chemical composition and enzyme activity changes occurring in Yam (*Dioscorea alata* L.) tubers during growth" En: Food Science and Technology Vol 49 (9) 1498-1506

IITA. Agosto (2006) International Institute of Tropical Agriculture - Institut International d'agriculture tropicale -www.iitaresearch.org – Marzo 2008

Isamah, G., Osagba, S. and Thomas A. (2000) "Lipid peroxidation, o-diphenolase, superoxide dismutase and catalase profile along the three physiological regions of *Dioscorea rotundata* Poir CV Omi. In: Food Chemistry 69 (1) 1-4

Kader, A. (1986) "Biochemical and physiological basis for effects of controlled and modified atmospheres on fruits and vegetables" In: Food Technology Vol. 40 (5) 99-104

Kader, A. and Ben-Yehoshua, S. (2000) "Effect of superatmospheric oxygen levels on postharvest physiology and quality of fresh fruit and vegetables" In: Postharvest Biology and Technology (20) 1-13

Kader, A. and Watkins, C. (2000) "Modified atmosphere Packaging-Toward 2000 and Beyond". En: Hortechology Julio-September (10) (3) 484

Kays, S. (1991) "Metabolic processes in harvested products" In: Postharvest physiology of perishable plant products. Avi Book. NY, EEUU p. 75-142.

Lee, D., Hagggar, P., Lee, J. and Yam, K. (1991) "Model form Fresh Produce Respiration in Modified Atmospheres Based on Principles of Enzyme Kinetics" In: J. Food Sci. Vol 56 (6) 1580-1585

Limbo, S. and Piergiovanny, L. (2006) "Shelf life of minimally processed potatoes Part 1. Effects of high oxygen partial pressures in combination with ascorbic and citric acids on enzymatic browning" In: Postharvest Biology and Technology (39) 254-264

López-Galves, G. (1995) "Manual de Prácticas de manejo postcosecha de los productos hortofrutícolas a pequeña escala" En: Depósito de Documentos de la FAO. Disponible en: <http://www.fao.org/WAIRDOCS/X5403S/x5403s0a.htm#raíces%20y%20tuberculos>

Marrero, A. and Kader, A. (2006) "Optimal temperature and modified atmosphere for keeping quality of fresh-cut pineapples" In: Postharvest Biology and Technology (39) 163-168

- Martínez-Ferrer, M., Harper, C., Pérez-Muñoz, F. and Chaparro, M. (2002) “Modified Atmosphere Packaging of Minimally Processed Mango and Pineapple Fruits” En: Journal of Food Science Vol 67 (9) 3365-3371
- Mateos, M., Ke, D., Cantwell, M. and Kader, A. (1993) “Phenolic metabolism and ethanolic fermentation of intact and cut lettuce exposed to CO₂ – enriched atmosphere” In: Postharvest Biology and Technology (3) 225-233
- McGuire, R. (1992) “Reporting of Objective Color Measurements” In: HortScience Vol 27 (12) December 1254-1255
- Meilgaard, M. (1999) “Sensory Evaluation Techniques” 3rd Edition – Washington D.C
- Mejia, J. (2003) “Envasado en atmósfera modificada. Otra forma de tratar los alimentos” En: Semana de la Ciencia – Centro Tecnológico Nacional de la Conserva y Alimentación, Murcia España. Diciembre p. 24
- Mignucci, J., Torres-López, R., Hepperly, P. and Ramos-Busigo, D. (1988) “Field Diseases of Tropical Yam (*Dioscorea* spp.) and their control in Puerto Rico” In: VIIth Symposium of the International Society for Tropical Root Crops Julio 285-296
- Mozie, O. (1984) “The Nature of Shoot Dominance in White Yam Tubers (*Dioscorea rotundata* Poir)” In: J. Agric. Univ. P.R. 68 (4) 335-340
- Nnodu E. and Alozie S. (1992) “Using gibberellic acid to control sprouting of Yam tuber” In: Tropical Agriculture (69) 329-332
- Okagami, N. (1978) “Dormancy in *Dioscorea*: sprouting promotion by inhibitors of protein synthesis in bulbils and rhizomes” In: Plant and Cell Physiology 19 (2) 221-227.
- Okagami, N. and Nagao, M. (1971) “Gibberellin-induced dormancy in bulbils of *Dioscorea*.” In: Planta (Berl.) (101) 91-94
- Okagami, N. and Tanno, N. (1977) “Dormancy in *Dioscorea*: generality of gibberellins-induced dormancy in asexual dormant organs. In: Plant and Cell Physiology (18) 309-316
- Omidiji, O., Okpuzor, J. and Otubu, O. (2006) “The contribution of an Ionic Peroxidase Isozyme to Enzyme-Mediated Browning in *Dioscorea esculenta* L. Tubers” In: Pakistan Journal of Nutrición 5 (5) 478-480
- Onayemi, O. and Idowu, A. (1988) “Physical and Chemical Changes in Traditionally Stored Yam Tuber (*Dioscorea rotundata* Poir and *Dioscorea cayenensis* Lam)” En: J. Agric. Food Chem. (36) 588-591

- Osm-Oliu, G., Soliva-Fortuny, R. and Marín-Belloso, O. (2008) “Modeling changes of headspace gas concentrations to describe the respiration of fresh-cut melón under low or superatmospheric oxygen atmospheres” In: Journal of Food Engineering (85) 401-409
- Pandya, N. (2006) Tesis of Master “Modified atmosphere packaging of Green-Shelled common Bean (*Phaseolus Vulgaris* L)” In: University Puerto Rico – Mayagüez Campus
- Passam H. C. (1990) “The Curing of Yam (*Dioscorea* spp.) Tubers for improved Storage” In: CIHEAM – Options Mediterraneennes 57-62
- Passam, H. and Noon, R. (1977) “Deterioration of Yam and Cassava during storage” In: Annals of Applied Biology (85) 436-440
- Ramirez, O., Green, J. and Caloni, I. (1984) “Guinea Negro: A High-Yielding Out-of-Season Yam Cultivar” En: J. Agric. Univ. P.R. 64 (2) 193-198
- Rao, M. and George, C. (1990) “Studies to extend the dormancy of white yam (*Dioscorea alata* L.)” In: J. Agric. Univ. P.R. 74 (3) p. 213-219
- Rodríguez, W. (2000) “Botánica, domesticación y fisiología del cultivo de ñame (*Dioscorea alata*)”. En: Agronomía Mesoamericana 11 133-152
- Rocculi, P., Nobile, M., Romani, S., Baiano, A. and Rosa, M. (2006) “Use of a simple mathematical model to evaluate dipping and MAP effect on aerobic respiration of minimally processed apples” In: Journal of Food Engineering 76 334-340
- Royero, M., Vargas, T. y Oropeza, M. (2007) “Micropropagación y organogénesis de *Dioscorea alata* (ñame)” En: Interciencia Vol 32 (4) 247-252
- Salunkhe, D. and Kadam, S. (1998) *Handbook of Vegetable Science and Technology: production, composition, storage and processing.* New York
- Segura, A., Saborío, D. y Vinicio, M. (2003) “Algunas normas de calidad en raíces y tubérculos tropicales de exportación de Costa Rica” En: Agronomía Costarricense Vol 27 (1) 49-61
- Sellés, S. (2007) Tesis Doctoral. “Pardeamiento enzimático del fruto de níspero (*Eriobotrya japonica* cv. Algerie): enzimología y fisiología de las polifenol oxidasas” Universidad de Alicante – España
- Shen, Q., Kong, F. and Wang, Q. (2006) “Effect of modified atmosphere packaging on the browning and lignification of bamboo shoots” In: Journal of Food Engineering (77) 348-354

- Soliva-Fortuny, R., Grigelmo-Miguel, N., Odriozola-Serrano, I., Gorinstein, S. and Martín-Belloso, O. (2001) “Browning Evaluation of Ready-to-Eat Apples as Affected by Modified Atmosphere Packaging” In: *J. Agric. Food Chem.* (49) 3685-3690
- Sousa, R. (2001) “Aspectos sobre comercialización y manejo post-cosecha de Ñame y Otoe”. Ministerio de Desarrollo Agropecuario. Panamá. Santiago Veraguas
- Suttle, J. (1996) “Dormancy in tuberous organs: Problems and Perspectives, in Plant Dormancy” In: *CAB International*. 133-143
- Tano, K., Oulé, M., Doyon, G., Lencki, R. and Arul, J. (2007) “Comparative evaluation of the effect of storage temperature fluctuation on modified atmosphere packages of selected fruit and vegetables” In: *Postharvest Biology and Technology* (46) 212-221.
- Tshannen, A. (2003) Tesis Doctoral “Controlling Post-Harvest Losses on Yam (*Dioscorea* spp.) by Application of Gibberellic Acid” Swiss Federal Institute of Technology Zurich
- United States Department of Agriculture Annual Report of the Puerto Rico Expt. Sta., (1937) 42-49.
- Watkins, C. (2000) “Responses of horticultural commodities to high carbon dioxide as related to modified atmosphere packaging” In: *HortTechnology* (10) 501-506
- Wilson, L. A. (1977). Root Crops. In: Alvin, P.T.; Kozlowshi, T. T. eds. *Ecophysiology of Tropical Crops*-New York, Academic Press. p. 187-236
- Youn-Moon, P. and Yong-Jae Lee. (2007) “Induction of modified atmosphere-related browning disorders in ‘ Fuyu ’ persimmon fruit” In: *Postharvest Biology and Technology* 1-7
- Young, R. (1923) “Cultivation of the true yams in the gulf region, USDA (1167)
- Zagory, D. (1997) “Advances In Modified Atmosphere Packaging (MAP) of Fresh Produce” In: *Perishables Handling Newsletter* (90) 2
- Zitter, A., Hopkins, D. and Thomas, C. (2004) “Plagas y Enfermedades de las cucurbitáceas” En: *The American Phytopathological Society*. Ediciones Mundi-Prensa.

APÉNDICE A

I. Pasos previos a la calibración del analizador de gases “Servomex Food Package Analyzer Series 1400”

1. Colocar en el inyector de gas del analizador, un séptum perforado de calibración
2. Preparar los gases de calibración N₂ al 100%, CO₂ al 100% y CO₂ al 30% y ajustar la presión máxima de cada uno en 2psi
3. Conectar una bomba de vacío en el terminal “gas outlet connector” ubicado en la parte trasera del analizador
4. Finalmente conectar el equipo (incluye tanto el analizador de gases de O₂ como el de CO₂) a una fuente de energía

II. Calibración del analizador de gases “Servomex Food Package Analyzer Series 1400”

1. *Ajuste del cero para ambos analizadores*

- a. Observar que en la parte frontal del equipo aparezca apagada la luz situada bajo el rótulo “valve closed”. Luego encienda la bomba de vacío conectada en la parte trasera del analizador e introduzca el gas N₂ en el inyector de gases manteniendo el flujo constante hasta que las lecturas en los analizadores se estabilicen.
- b. Sin retirar el flujo de gas, encienda la luz en el indicador ubicado debajo el rótulo “valve closed” y ajuste a cero con el dispositivo “Zero Gas” en ambos analizadores.

2. *Calibración del analizador de Oxígeno*

- a. Remueva el flujo de gas N₂, apague la luz de el indicador y la bomba de vacío conectada en la parte trasera del analizador.
- b. Cuando las lecturas se estabilicen encienda la luz en el indicador y ajuste con “SPAN” el analizador de Oxígeno en 20.9%

3. *Calibración del analizador de CO₂*

- a. Asegúrese que la luz este apagada, luego encienda la bomba de vacío e introduzca el gas CO₂ al 30% en el inyector de gases manteniendo el flujo constante hasta que las lecturas en los analizadores se estabilicen.
- b. Sin retirar el flujo de gas, encienda la luz en el indicador y ajuste con “SPAN” el analizador de CO₂ en 30.0%.
- c. Finalmente, remueva el flujo de gas, apague la luz de el indicador y la bomba de vacío.
- d. Repita, este procedimiento a, b y c, con el gas CO₂ al 100%.

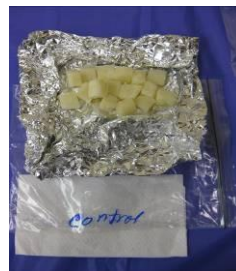
III. Procedimiento usado para la toma de lecturas en el interior de las bolsas de ñame

1. Colocar en el inyector de gas del analizador, un septum sin perforar, conectar la bomba de vacío y conectar el equipo (analizadores de O₂ y CO₂) a una fuente de energía
2. Inyectar con una jeringuilla la muestra de gas extraída del interior de las bolsas y registrar la lectura de los analizadores
3. Finalmente, encender la bomba de vacío para remover el gas del interior del equipo y volver a repetir el procedimiento para las posteriores muestras.

APÉNDICE B



Figura B.1 Evaluación sensorial de muestras de ñame mediante la prueba de diferencia al control



a. Control



b. (1) 10% CO₂, 2% O₂



c. (2) 5% CO₂, 2% O₂



d. (3) 10% CO₂, 80% O₂



e. (4) 6% CO₂, 70% O₂

Figura B.2 Imágenes de ñame bajo los diferentes tratamientos que fueron distribuidos aleatoriamente entre los panelistas



Figura B.3 Panelistas en la evaluación sensorial de las muestras de ñame

APÉNDICE C

	%peso	Dur.S.	Dur.M.	Dur.I.	Fir.S.	Fir.M.	Fir.I.	pH	L	a	b	H	C	U POD	U PPO
%peso	1.00	0.14	0.83	0.13	0.58	0.56	0.93	0.53	0.15	0.37	0.69	0.65	0.14	0.58	0.23
Dur. S.	-0.37	1.00	0.02	0.16	2.0E-04	0.04	0.45	0.07	0.91	0.97	0.54	0.56	0.61	0.46	0.47
Dur. M.	-0.06	0.56	1.00	0.11	4.4E-03	0.02	0.97	0.54	0.93	0.94	0.58	0.55	0.93	0.79	0.50
Dur. I.	-0.38	0.36	0.40	1.00	0.37	0.50	0.11	0.87	0.58	0.73	0.56	0.53	0.84	0.40	0.94
Fir. S.	-0.14	0.78	0.65	0.23	1.00	2.1E-03	0.51	0.09	0.36	0.34	0.97	0.97	0.66	0.19	0.11
Fir. M.	0.15	0.50	0.57	0.18	0.69	1.00	0.49	3.7E-03	0.23	0.39	0.14	0.14	0.60	0.28	0.06
Fir. I.	-0.02	0.20	0.01	0.40	0.17	0.18	1.00	0.24	0.59	0.84	0.77	0.77	0.69	0.56	0.37
pH	0.16	0.44	0.16	0.04	0.43	0.66	0.30	1.00	0.75	0.70	0.03	0.03	0.85	0.48	0.44
L	-0.35	0.03	-0.02	0.14	-0.24	-0.31	-0.14	-0.08	1.00	1.8E-09	0.84	0.71	2.3E-08	0.01	0.28
a	0.22	0.01	0.02	-0.09	0.25	0.22	0.05	0.10	-0.95	1.00	0.95	0.91	1.8E-10	0.01	0.40
b	0.10	0.16	-0.15	-0.15	0.01	0.37	0.08	0.52	-0.05	-0.02	1.00	0.00	0.81	0.88	0.32
H	0.12	0.15	-0.15	-0.17	0.01	0.37	0.08	0.52	-0.09	0.03	1.00	1.00	0.95	0.96	0.30
C	-0.37	0.13	0.02	0.05	-0.12	-0.14	-0.10	-0.05	0.93	-0.96	0.06	0.02	1.00	0.03	0.48
U POD	0.14	0.19	-0.07	0.22	0.34	0.28	0.15	0.18	-0.60	0.58	-0.04	-0.01	-0.51	1.00	0.02
U PPO	0.30	0.19	-0.18	-0.02	0.40	0.46	0.23	0.19	-0.27	0.21	0.25	0.26	-0.18	0.54	1.00

Figura C.1 Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 136 días a 14°C bajo el tratamiento (1) 10% CO₂, 2% O₂.

	%peso	Dur.S.	Dur.M.	Dur.I.	Fir.S.	Fir.M.	Fir.I.	pH	L	a	b	H	C	U POD	U PPO
%peso	1.00	0.01	0.30	0.01	0.17	0.21	0.19	0.43	0.45	0.25	0.67	0.62	0.31	0.26	0.19
Dur. S.	-0.58	1.00	0.08	4.6E-04	2.4E-05	0.02	0.13	0.89	0.69	0.29	0.73	0.73	0.24	4.4E-03	0.16
Dur. M.	-0.26	0.43	1.00	0.06	0.36	0.25	0.26	0.42	0.16	0.28	0.08	0.12	0.25	0.67	0.46
Dur. I.	-0.57	0.74	0.45	1.00	4.9E-03	0.12	2.5E-03	0.64	0.76	0.45	0.81	0.83	0.50	0.05	0.07
Fir. S.	-0.34	0.83	0.23	0.63	1.00	0.04	0.12	0.74	0.21	0.51	0.06	0.08	0.55	0.03	0.01
Fir. M.	-0.31	0.55	0.29	0.38	0.49	1.00	0.27	0.51	0.26	0.50	0.62	0.75	0.39	0.15	0.52
Fir. I.	-0.32	0.37	0.28	0.67	0.38	0.28	1.00	0.58	0.87	0.78	0.82	0.86	0.91	0.32	0.04
pH	-0.20	0.03	-0.20	0.12	0.08	-0.17	-0.14	1.00	0.79	0.74	0.76	0.98	0.82	0.95	0.80
L	0.19	-0.10	-0.35	-0.08	0.31	-0.28	-0.04	0.07	1.00	3.9E-06	1.2E-04	1.3E-04	8.1E-06	0.84	0.16
a	-0.29	0.27	0.28	0.20	-0.17	0.18	0.07	0.09	-0.88	1.00	1.7E-03	1.4E-03	0.00	0.20	0.26
b	-0.11	-0.09	0.42	0.06	-0.45	-0.12	0.06	-0.08	-0.78	0.70	1.00	0.00	3.9E-03	0.93	0.18
H	-0.13	-0.09	0.39	0.05	-0.44	-0.08	0.05	-0.01	-0.80	0.71	1.00	1.00	3.5E-03	0.88	0.22
C	0.26	-0.30	-0.30	-0.17	0.16	-0.22	-0.03	-0.06	0.86	-0.99	-0.66	-0.67	1.00	0.15	0.24
U POD	0.28	-0.64	-0.11	-0.47	-0.52	-0.35	-0.25	0.02	0.05	-0.33	0.02	-0.04	0.36	1.00	0.77
U PPO	0.32	-0.35	-0.19	-0.43	-0.61	-0.16	-0.48	-0.06	-0.35	0.29	0.33	0.32	-0.30	0.07	1.00

Figura C.2 Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 136 días a 14°C bajo el tratamiento (2) 5% CO₂, 2% O₂.

	%peso	Dur.S.	Dur.M.	Dur.I.	Fir.S.	Fir.M.	Fir.I.	pH	L	a	b	H	C	U POD	U PPO
%peso	1.00	0.90	0.82	0.53	0.38	0.13	0.69	0.06	0.72	0.49	0.04	0.04	0.61	0.14	0.27
Dur. S.	0.03	1.00	0.16	0.45	0.39	0.81	0.27	0.69	0.05	0.28	0.80	0.78	0.27	0.48	0.56
Dur. M.	0.06	0.36	1.00	0.02	0.60	0.77	0.32	0.23	0.05	0.46	0.17	0.17	0.46	0.81	0.25
Dur. I.	-0.16	0.19	0.57	1.00	0.29	0.27	0.45	0.70	0.91	0.89	0.03	0.03	0.73	0.57	0.20
Fir. S.	0.23	0.22	-0.14	-0.27	1.00	0.38	0.51	0.18	0.36	0.17	0.85	0.83	0.19	0.10	0.33
Fir. M.	0.38	0.06	-0.08	-0.28	0.23	1.00	0.11	0.24	0.90	0.21	0.45	0.48	0.13	0.57	0.35
Fir. I.	-0.10	0.28	0.25	0.20	0.17	0.40	1.00	0.10	0.25	0.05	0.33	0.30	0.06	0.50	0.98
pH	0.46	-0.10	-0.31	-0.10	0.34	0.30	0.41	1.00	0.16	0.69	0.68	0.67	0.71	0.35	0.18
L	0.09	-0.47	-0.48	0.03	-0.24	-0.03	-0.29	0.36	1.00	2.5E-04	0.54	0.49	1.8E-04	0.21	0.94
a	-0.18	0.28	0.19	-0.04	0.35	0.32	0.49	-0.10	-0.78	1.00	0.20	0.17	0.00	0.23	0.66
b	-0.50	0.07	0.35	0.53	0.05	-0.19	0.25	-0.11	-0.16	0.33	1.00	0.00	0.38	0.16	0.10
H	-0.50	0.07	0.35	0.52	0.06	-0.19	0.27	-0.11	-0.18	0.35	1.00	1.00	0.33	0.15	0.10
C	0.13	-0.29	-0.19	0.09	-0.34	-0.38	-0.47	0.10	0.79	-0.99	-0.23	-0.25	1.00	0.25	0.50
U POD	-0.37	-0.18	0.06	0.15	-0.41	-0.15	0.18	-0.24	-0.32	0.31	0.36	0.36	-0.29	1.00	0.91
U PPO	0.28	-0.15	-0.30	-0.33	0.25	0.24	0.01	0.34	-0.02	0.12	-0.42	-0.41	-0.18	-0.03	1.00

Figura C.3 Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 136 días a 14°C bajo el tratamiento (3) 10% CO₂, 80% O₂.

	%peso	Dur.S.	Dur.M.	Dur.I.	Fir.S.	Fir.M.	Fir.I.	pH	L	a	b	H	C	U POD	U PPO
%peso	1.00	0.55	0.57	0.92	0.38	0.92	0.58	0.21	0.22	0.02	0.16	0.15	0.01	0.67	0.68
Dur. S.	-0.15	1.00	2.5E-03	9.4E-04	0.06	0.05	0.97	0.83	0.18	0.27	0.08	0.08	0.32	0.42	0.13
Dur. M.	0.14	0.67	1.00	0.05	0.56	0.14	0.22	0.31	0.10	0.28	0.18	0.18	0.30	0.81	0.87
Dur. I.	-0.02	0.71	0.46	1.00	0.04	0.02	0.26	0.62	0.54	0.71	0.08	0.08	0.83	0.31	0.40
Fir. S.	-0.22	0.45	0.15	0.50	1.00	0.20	0.13	0.86	0.24	0.20	0.15	0.15	0.27	0.19	0.27
Fir. M.	0.02	0.47	0.36	0.53	0.32	1.00	0.87	0.97	0.29	0.35	0.02	0.02	0.50	0.77	0.09
Fir. I.	-0.14	0.01	-0.30	0.28	0.37	-0.04	1.00	0.52	0.31	0.45	0.55	0.53	0.58	0.97	0.80
pH	0.31	-0.05	-0.25	-0.12	-0.04	-0.01	0.16	1.00	0.54	0.88	0.84	0.85	0.80	0.41	0.08
L	0.30	-0.33	-0.41	-0.15	-0.29	-0.26	0.25	-0.15	1.00	7.7E-07	0.03	0.03	8.4E-07	0.12	0.25
a	-0.54	0.27	0.27	0.09	0.32	0.23	-0.19	0.04	-0.89	1.00	0.01	0.01	0.00	0.15	0.32
b	-0.35	0.42	0.33	0.43	0.35	0.54	-0.15	-0.05	-0.50	0.57	1.00	0.00	0.05	1.00	0.84
H	-0.35	0.42	0.33	0.42	0.36	0.54	-0.16	-0.05	-0.52	0.59	1.00	1.00	0.04	0.94	0.83
C	0.57	-0.25	-0.26	-0.06	-0.27	-0.17	0.14	-0.06	0.89	-0.99	-0.46	-0.48	1.00	0.15	0.31
U POD	0.11	-0.20	-0.06	0.25	-0.32	0.07	-0.01	-0.21	0.38	-0.36	6.6E-04	-0.02	0.35	1.00	0.49
U PPO	0.11	0.37	0.04	0.21	0.28	0.41	-0.07	0.43	-0.29	0.25	0.05	0.06	-0.25	-0.17	1.00

Figura C.4 Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 136 días a 14°C bajo el tratamiento (4) 6% CO₂, 70% O₂.

	%peso	Dur.S.	Dur.M.	Dur.I.	Fir.S.	Fir.M.	Fir.I.	pH	L	a	b	H	C	U POD	U PPO
%peso	1.00	0.15	0.16	0.07	0.89	0.91	0.41	0.52	0.52	0.25	0.89	0.87	0.28	0.65	0.52
Dur. S.	0.49	1.00	0.46	0.40	0.08	0.30	0.02	0.02	0.63	0.79	0.94	0.94	0.74	0.11	0.45
Dur. M.	-0.48	0.27	1.00	0.03	0.57	0.13	0.36	0.70	0.07	0.02	0.13	0.13	0.03	0.77	0.30
Dur. I.	-0.60	-0.30	0.68	1.00	0.34	0.16	0.95	0.75	0.15	0.15	0.07	0.07	0.22	0.56	0.38
Fir. S.	0.05	0.58	0.20	-0.34	1.00	0.86	0.93	0.45	0.87	0.74	0.45	0.45	0.61	0.17	0.81
Fir. M.	-0.04	0.36	0.52	0.48	0.06	1.00	0.12	0.50	0.18	0.44	0.23	0.23	0.48	0.90	0.60
Fir. I.	0.30	0.72	0.33	0.02	0.03	0.52	1.00	0.03	0.38	0.51	0.39	0.38	0.57	0.97	0.45
pH	-0.22	-0.73	-0.14	0.11	-0.27	-0.24	-0.69	1.00	0.57	0.88	0.95	0.95	0.87	0.21	0.09
L	0.23	-0.17	-0.59	-0.49	0.06	-0.46	-0.31	0.20	1.00	7.3E-04	2.2E-03	2.0E-03	8.5E-04	0.43	0.08
a	-0.40	0.10	0.70	0.49	0.12	0.28	0.24	-0.06	-0.88	1.00	0.01	0.01	3.2E-09	0.24	0.03
b	-0.05	0.03	0.51	0.59	-0.27	0.42	0.31	0.02	-0.84	0.76	1.00	0.00	0.02	0.19	0.05
H	-0.06	0.03	0.52	0.60	-0.27	0.42	0.31	0.02	-0.85	0.77	1.00	1.00	0.01	0.19	0.05
C	0.38	-0.12	-0.68	-0.42	-0.19	-0.25	-0.20	0.06	0.88	-0.99	-0.73	-0.74	1.00	0.27	0.02
U POD	-0.17	-0.53	-0.11	0.21	-0.47	-0.04	-0.01	0.43	-0.28	0.41	0.45	0.45	-0.38	1.00	0.14
U PPO	-0.23	-0.27	0.37	0.31	0.09	0.19	-0.27	0.56	-0.58	0.68	0.63	0.63	-0.71	0.50	1.00

Figura C.5 Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 73 días a 22°C bajo el tratamiento (1) 10% CO₂, 2% O₂.

	%peso	Dur.S.	Dur.M.	Dur.I.	Fir.S.	Fir.M.	Fir.I.	pH	L	a	b	H	C	U POD	U PPO
%peso	1.00	0.40	0.76	0.18	0.71	0.83	0.75	0.19	0.58	0.51	0.27	0.33	0.45	0.71	0.38
Dur. S.	0.32	1.00	0.62	0.63	0.07	0.88	0.12	0.46	0.75	0.69	0.66	0.70	0.66	0.55	0.09
Dur. M.	-0.12	0.19	1.00	0.70	0.47	0.64	0.13	0.57	0.32	0.24	0.81	0.89	0.23	0.10	0.99
Dur. I.	-0.49	0.19	0.15	1.00	0.53	0.78	0.31	2.0E-03	0.05	0.05	0.34	0.29	0.06	0.48	0.43
Fir. S.	0.14	0.63	0.28	0.24	1.00	0.10	0.06	0.14	0.49	0.46	0.71	0.79	0.46	0.87	0.02
Fir. M.	0.09	-0.06	0.18	0.11	0.58	1.00	0.26	0.59	0.98	0.96	0.25	0.30	1.00	0.14	0.55
Fir. I.	0.12	0.55	0.54	0.38	0.64	0.42	1.00	0.39	0.95	0.94	0.12	0.14	0.88	0.33	0.62
pH	0.48	-0.28	-0.22	-0.88	-0.53	-0.21	-0.33	1.00	0.32	0.32	0.71	0.68	0.32	0.52	0.89
L	0.21	0.13	0.37	-0.66	0.27	0.01	-0.03	0.37	1.00	3.3E-08	0.09	0.05	4.0E-07	0.48	0.06
a	-0.26	-0.16	-0.44	0.66	-0.28	-0.02	-0.03	-0.37	-0.99	1.00	0.14	0.09	2.3E-09	0.60	0.07
b	0.41	0.17	0.09	0.36	0.14	0.43	0.56	-0.14	-0.60	0.53	1.00	4.3E-09	0.16	0.11	0.40
H	0.37	0.15	0.05	0.40	0.10	0.39	0.53	-0.16	-0.66	0.59	1.00	1.00	0.11	0.12	0.33
C	0.29	0.17	0.45	-0.65	0.28	-1.1E-03	0.06	0.37	0.99	-1.00	-0.51	-0.57	1.00	0.59	0.07
U POD	-0.14	-0.23	0.58	0.27	0.06	0.53	0.37	-0.25	-0.27	0.20	0.57	0.56	-0.21	1.00	0.24
U PPO	-0.33	-0.60	0.01	0.30	-0.76	-0.23	-0.19	0.05	-0.65	0.63	0.32	0.37	-0.63	0.44	1.00

Figura C.6 Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 73 días a 22°C bajo el tratamiento (2) 5% CO₂, 2% O₂.

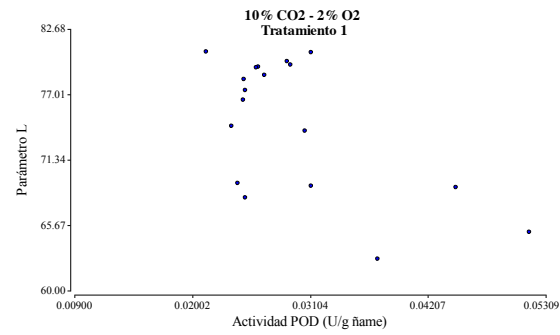
	%peso	Dur.S.	Dur.M.	Dur.I.	Fir.S.	Fir.M.	Fir.I.	pH	L	a	b	H	C	U	POD	U PPO
%peso	1.00	0.75	0.29	0.14	0.02	0.01	0.32	0.51	1.00	0.38	0.82	0.78	0.32	0.04	0.38	
Dur. S.	0.10	1.00	0.01	0.41	0.06	0.46	0.29	0.28	0.93	0.60	0.22	0.24	0.59	0.52	0.31	
Dur. M.	-0.34	0.7	1.00	0.27	0.53	0.39	0.46	0.61	0.77	0.67	0.13	0.15	0.69	0.03	0.53	
Dur. I.	-0.45	0.26	0.35	1.00	0.23	0.20	0.62	0.42	0.78	0.88	0.57	0.58	0.94	0.33	0.96	
Fir. S.	0.66	0.55	0.20	-0.38	1.00	0.07	0.48	0.94	0.23	0.74	0.05	0.05	0.65	0.71	0.09	
Fir. M.	0.70	0.24	-0.27	-0.40	0.53	1.00	4.1E-03	0.31	0.78	0.50	0.86	0.84	0.42	9.0E-04	0.86	
Fir. I.	0.32	0.33	-0.24	0.16	0.23	0.76	1.00	0.78	0.90	0.53	0.42	0.41	0.51	0.01	0.48	
pH	0.21	-0.34	-0.17	-0.26	0.02	0.32	0.09	1.00	0.75	0.88	0.45	0.46	0.92	0.13	0.03	
L	-5.2E-04	-0.03	0.09	0.09	-0.38	-0.09	-0.04	0.10	1.00	4.4E-03	0.02	0.02	0.01	0.96	0.07	
a	-0.28	-0.17	-0.14	-0.05	-0.11	-0.22	-0.20	-0.05	-0.76	1.00	0.27	0.22	6.5E-12	0.64	0.46	
b	-0.08	0.38	0.46	-0.18	0.58	-0.06	-0.26	-0.24	-0.66	0.35	1.00	0.00	0.34	0.11	0.03	
H	-0.09	0.36	0.44	-0.18	0.57	-0.06	-0.26	-0.23	-0.68	0.38	1.00	1.00	0.29	0.11	0.03	
C	0.31	0.17	0.13	0.02	0.15	0.25	0.21	0.03	0.71	-1.00	-0.30	-0.33	1.00	0.60	0.58	
U	-0.60	0.20	0.61	0.31	-0.12	-0.83	-0.68	-0.47	-0.02	0.15	0.49	0.49	-0.17	1.00	0.34	
U PPO	0.28	0.32	0.20	-0.02	0.50	-0.06	-0.23	-0.61	-0.55	0.24	0.64	0.63	-0.18	0.30	1.00	

Figura C.7 Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 73 días a 22°C bajo el tratamiento (3) 10% CO₂, 80% O₂.

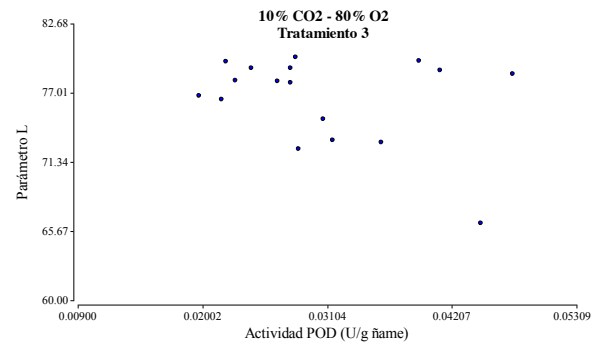
	%peso	Dur.S.	Dur.M.	Dur.I.	Fir.S.	Fir.M.	Fir.I.	pH	L	a	b	H	C	U	POD	U PPO
%peso	1.00	0.56	0.64	0.56	0.22	0.17	0.67	0.02	0.06	0.03	0.33	0.33	0.05	0.34	0.94	
Dur. S.	0.19	1.00	0.07	0.38	0.19	0.05	0.02	0.41	0.47	0.55	0.08	0.08	0.59	0.94	0.33	
Dur. M.	-0.15	0.54	1.00	0.62	0.71	0.52	0.20	0.76	0.15	0.19	0.96	0.96	0.13	0.42	0.85	
Dur. I.	-0.19	-0.28	-0.16	1.00	0.18	0.18	0.04	0.21	0.31	0.23	0.37	0.37	0.22	0.38	0.72	
Fir. S.	0.38	0.40	0.12	-0.41	1.00	0.01	0.38	0.76	0.15	0.20	0.26	0.26	0.18	0.55	0.30	
Fir. M.	0.43	0.58	0.20	-0.42	0.70	1.00	0.24	1.00	0.17	0.21	0.06	0.06	0.21	0.80	0.79	
Fir. I.	0.14	0.68	0.40	-0.60	0.28	0.37	1.00	0.34	0.79	0.98	0.96	0.97	0.86	0.28	0.91	
pH	-0.65	-0.26	0.10	0.39	-0.10	4.0E-04	-0.30	1.00	0.08	0.07	0.36	0.36	0.13	0.24	0.12	
L	-0.56	-0.23	0.44	0.32	-0.44	-0.43	0.09	0.52	1.00	1.9E-05	9.8E-04	9.7E-04	1.1E-04	0.83	0.25	
a	0.61	0.19	-0.40	-0.37	0.40	0.39	0.01	-0.53	-0.92	1.00	5.0E-03	5.0E-03	1.2E-08	0.88	0.26	
b	0.31	0.53	-0.01	-0.29	0.35	0.56	0.02	-0.29	-0.82	0.75	1.00	0.00	0.01	0.36	0.19	
H	0.31	0.53	-0.01	-0.28	0.35	0.56	0.01	-0.29	-0.82	0.75	1.00	1.00	0.01	0.35	0.19	
C	-0.58	-0.17	0.46	0.38	-0.41	-0.39	-0.06	0.46	0.89	-0.98	-0.68	-0.68	1.00	0.95	0.35	
U	-0.30	0.02	0.26	0.28	-0.19	-0.08	-0.34	0.37	0.07	0.05	0.29	0.29	0.02	1.00	0.58	
U PPO	0.02	0.31	-0.06	-0.12	-0.32	-0.09	0.04	-0.47	-0.36	0.35	0.41	0.41	-0.30	0.18	1.00	

Figura C.8 Correlación entre los parámetros de calidad medidos en tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 73 días a 22°C bajo el tratamiento (4) 6% CO₂, 70% O₂.

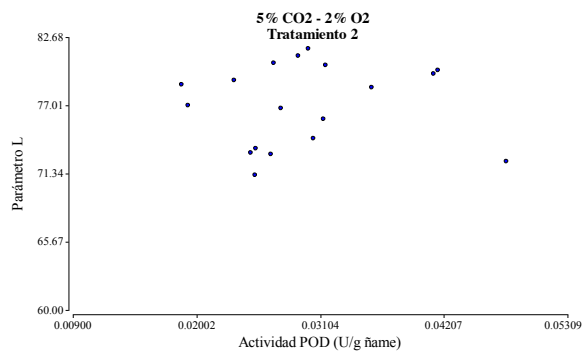
APÉNDICE D



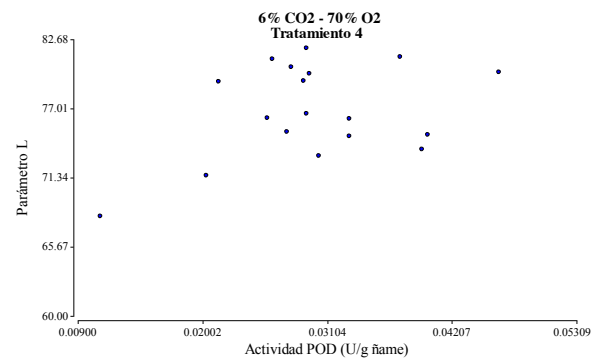
	L	U POD
L	1.00	0.01
U POD	-0.60	1.00



	L	U POD
L	1.00	0.21
U POD	-0.32	1.00

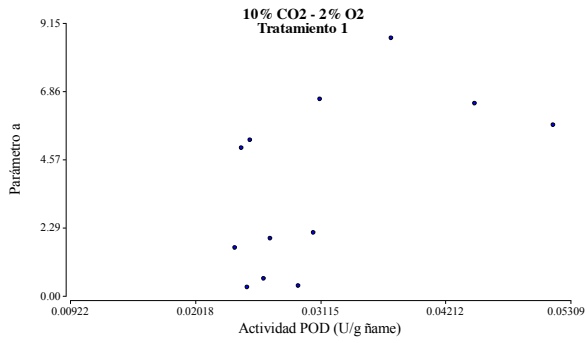


	L	U POD
L	1.00	0.84
U POD	0.05	1.00

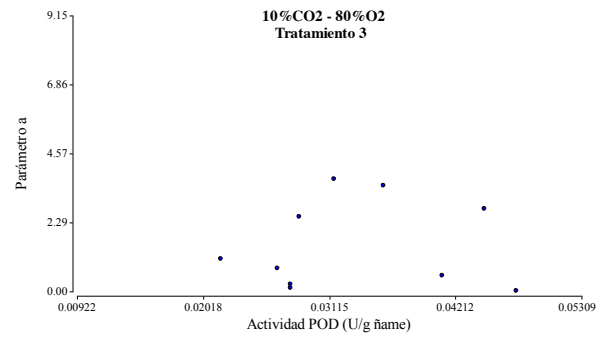


	L	U POD
L	1.00	0.12
U POD	0.38	1.00

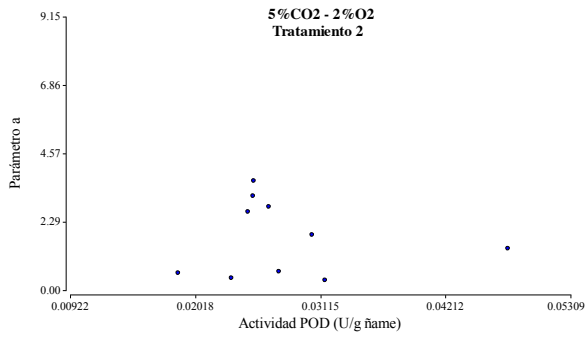
Figura D.1 Relación entre la actividad de la enzima POD y el parámetro de color “L” medido en los tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 136 días a 14°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂.



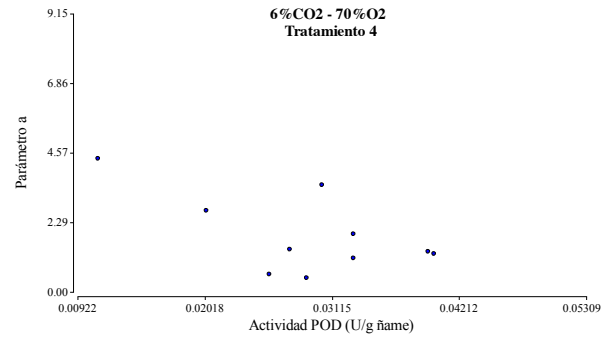
	a	U POD
a	1.00	0.01
U POD	0.58	1.00



	a	U POD
a	1.00	0.23
U POD	0.31	1.00

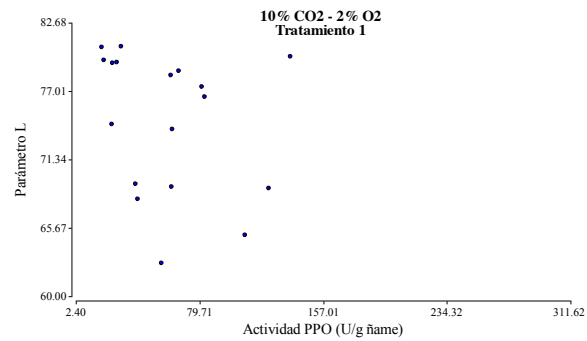


	a	U POD
a	1.00	0.20
U POD	-0.33	1.00

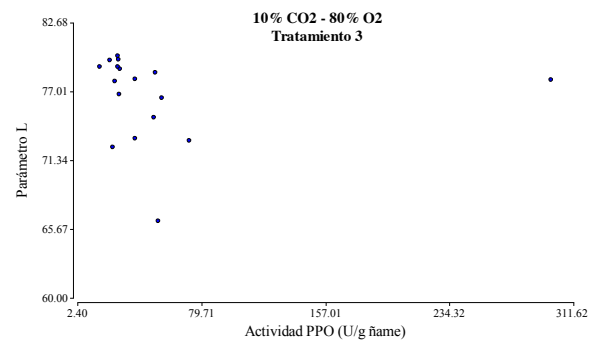


	a	U POD
a	1.00	0.15
U POD	-0.36	1.00

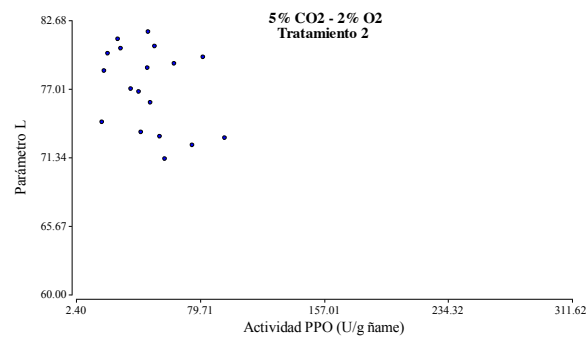
Figura D.2 Relación entre la actividad de la enzima POD y el parámetro de color “a” medido en los tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 136 días a 14°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂.



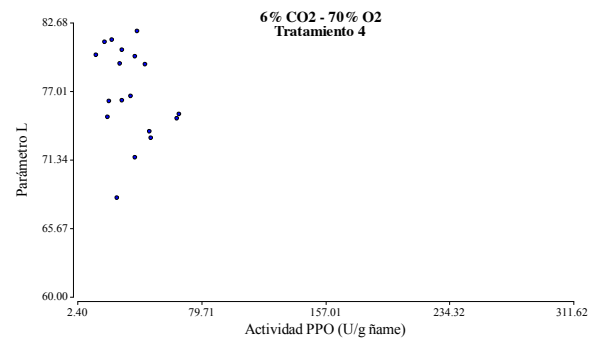
	L	U PPO
L	1.00	0.28
U PPO	-0.27	1.00



	L	U PPO
L	1.00	0.94
U PPO	-0.02	1.00

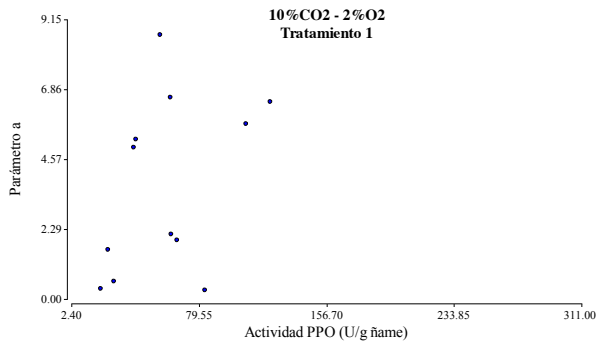


	L	U PPO
L	1.00	0.16
U PPO	-0.35	1.00

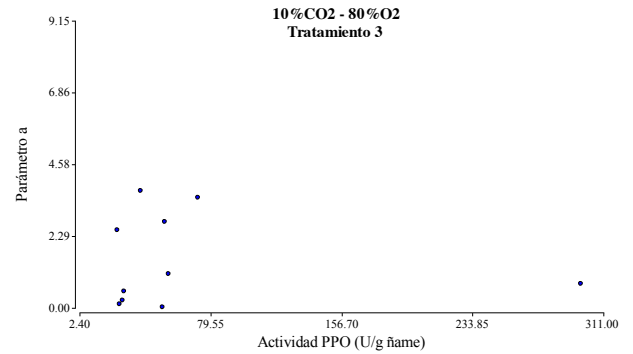


	L	U PPO
L	1.00	0.25
U PPO	-0.29	1.00

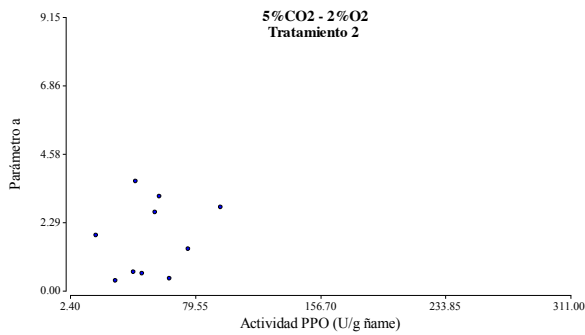
Figura D.3 Relación entre la actividad de la enzima PPO y el parámetro de color “L” medido en los tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 136 días a 14°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂.



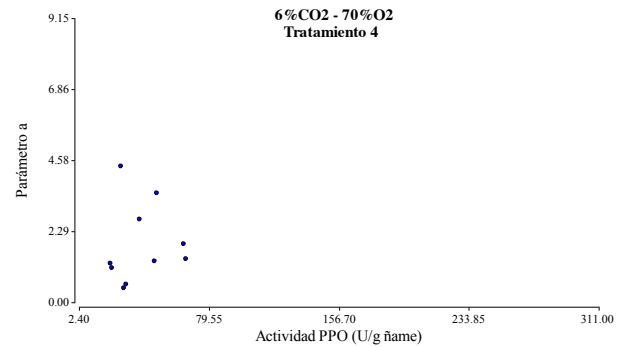
	a	U PPO
a	1.00	0.40
U PPO	0.21	1.00



	a	U PPO
a	1.00	0.66
U PPO	0.12	1.00

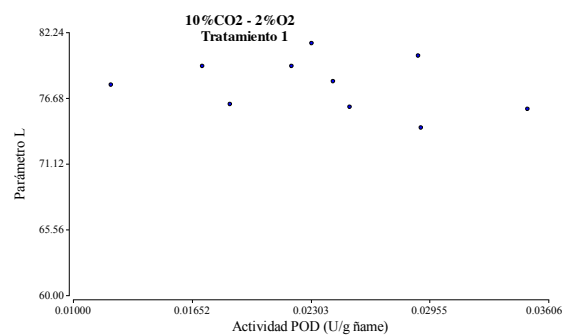


	a	U PPO
a	1.00	0.26
U PPO	0.29	1.00

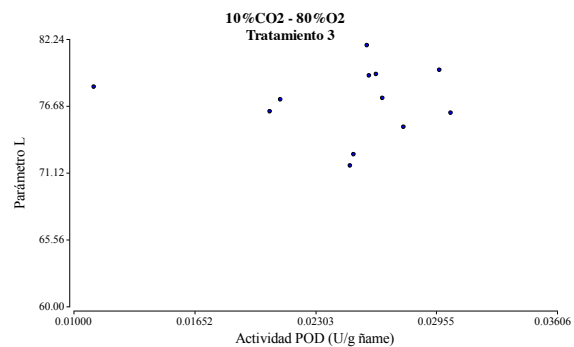


	a	U PPO
a	1.00	0.32
U PPO	0.25	1.00

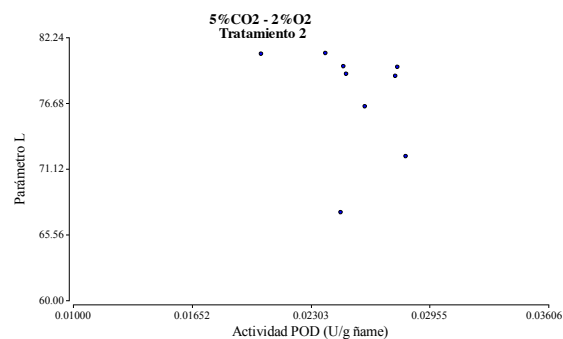
Figura D.4 Relación entre la actividad de la enzima PPO y el parámetro de color “a” medido en los tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 136 días a 14°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂.



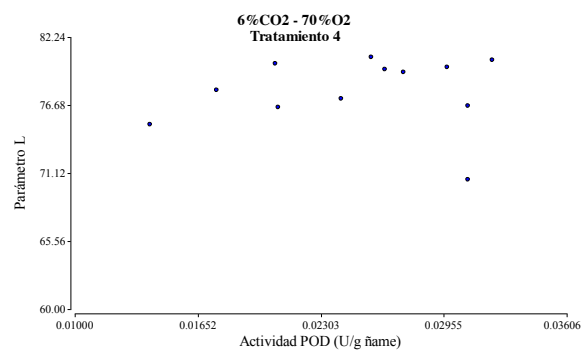
	L	U POD
L	1.00	0.43
U POD	-0.28	1.00



	L	U POD
L	1.00	0.96
U POD	-0.02	1.00

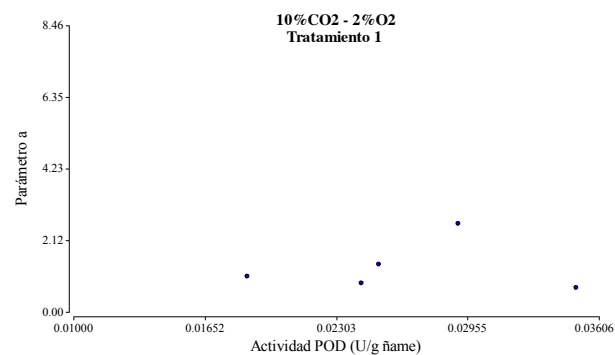


	L	U POD
L	1.00	0.48
U POD	-0.27	1.00

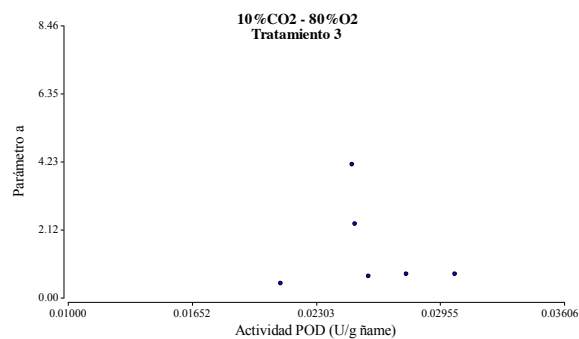


	L	U POD
L	1.00	0.83
U POD	0.07	1.00

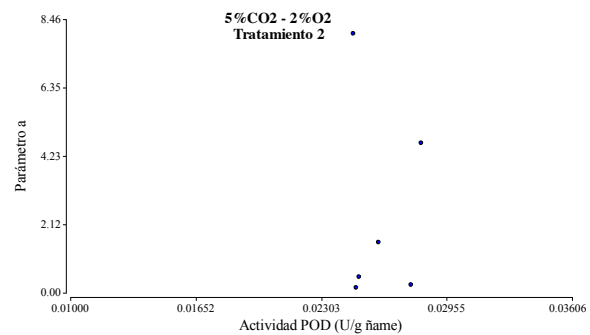
Figura D.5 Relación entre la actividad de la enzima POD y el parámetro de color “L” medido en los tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 73 días a 22°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂.



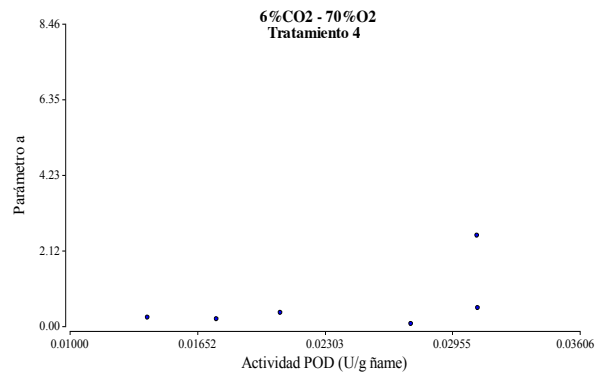
	U	POD	a
U	POD	1.00	0.24
a		0.41	1.00



	U	POD	a
U	POD	1.00	0.64
a		0.15	1.00

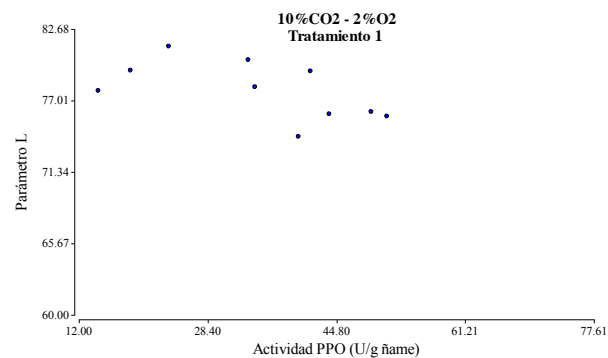


	U	POD	a
U	POD	1.00	0.60
a		0.20	1.00

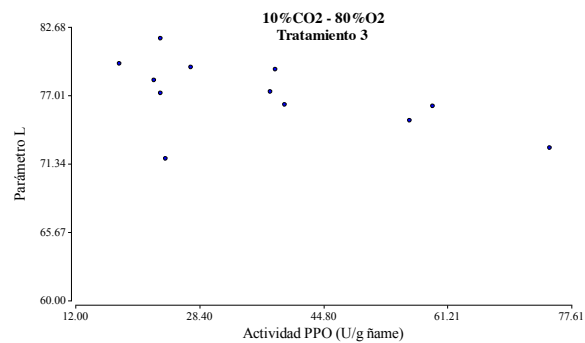


	U	POD	a
U	POD	1.00	0.88
a		0.05	1.00

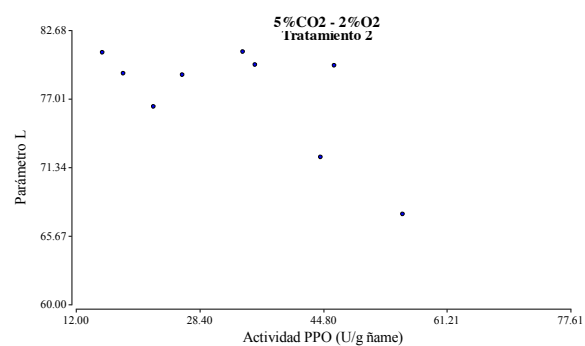
Figura D.6 Relación entre la actividad de la enzima POD y el parámetro de color “a” medido en los tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 73 días a 22°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂.



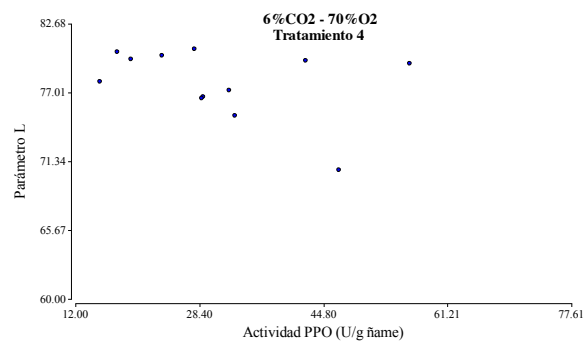
	L	U PPO
L	1.00	0.08
U PPO	-0.58	1.00



	L	U PPO
L	1.00	0.06
U PPO	-0.65	1.00

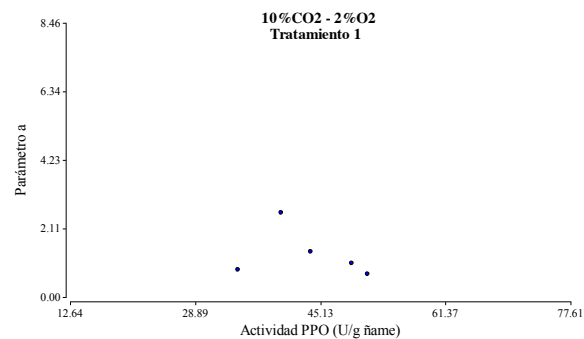


	L	U PPO
L	1.00	0.07
U PPO	-0.55	1.00

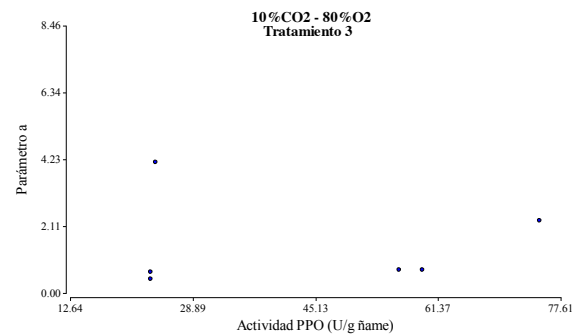


	L	U PPO
L	1.00	0.25
U PPO	-0.36	1.00

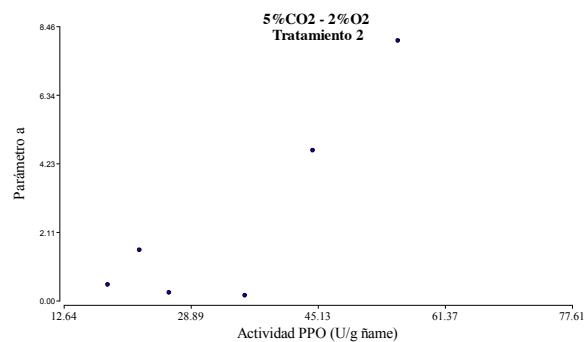
Figura D.7 Relación entre la actividad de la enzima PPO y el parámetro de color “L” medido en los tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 73 días a 22°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂.



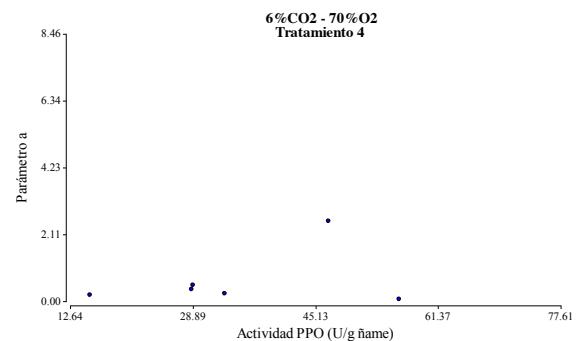
	a	U PPO
a	1.00	0.03
U PPO	0.68	1.00



	a	U PPO
a	1.00	0.46
U PPO	0.24	1.00



	a	U PPO
a	1.00	0.07
U PPO	0.63	1.00



	a	U PPO
a	1.00	0.26
U PPO	0.35	1.00

Figura D.8 Relación entre la actividad de la enzima PPO y el parámetro de color “a” medido en los tubérculos de ñame (*D. rotundata*) almacenados durante 73 días a 22°C bajo las distintas atmósferas (1) 10% CO₂, 2% O₂, (2) 5% CO₂, 2% O₂, (3) 10% CO₂, 80% O₂ y (4) 6% CO₂, 70% O₂.