



Université
Nangui Abrogoua

République de Côte d'Ivoire
Union-Discipline-Travail
Ministère de l'Enseignement Supérieur et
de la Recherche Scientifique



UFR des Sciences et
Technologies des Aliments

Année Universitaire
2012-2013

THESE DE DOCTORAT

de l'Université Nangui Abrogoua
en Sciences et Technologie des Aliments

Spécialité: Biochimie et Technologies des Aliments

Présentée par

Yao N'zué Benjamin

Numéro d'ordre

.....

Conservation du fruit du papayer (*Carica papaya* L. var solo 8) par le contrôle du stade de maturité à la récolte et quelques activités biochimiques.

Devant la commission d'examen

Soutenue publiquement
Le 12/10/2013

M. AMANI N'Guessan Georges, Professeur Titulaire, UNA, Président
M. TANO Kablan, Maître de Conférences, UNA, Directeur de thèse
M. AHONZO Niamké Sébastien, Professeur Titulaire, UFHB, Examineur
M. YAPI Houphouët Félix, Maître de Conférences, UFHB, Examineur
M. ASSIDJO Emmanuel, Professeur Titulaire, INPHB, Rapporteur
M. KOUAKOU Tanoh Hilaire, Maître de Conférences, UNA, Rapporteur

TABLE DES MATIERES

DEDICACE.....	ix
REMERCIEMENT.....	x
SIGLES ET ABREVIATIONS.....	xii
LISTE DES FIGURES.....	xiii
LISTE DES TABLEAUX.....	xv
RESUME.....	xviii
ABSTRACT.....	xix
INTRODUCTION.....	1
REVUE BIBLIOGRAPHIQUE.....	5
1. Généralités sur le papayer et son fruit.....	5
1.1. Origine.....	5
1.2. Systématique.....	5
1.3. Description botanique	6
1.3.1. Aspect général	6
1.3.2. Les feuilles	7
1.3.3. Les fleurs.....	7
1.3.4. Le fruit	8
1.4. Quelques variétés de papaye et leur description.....	8
1.5. Valeur nutritionnelle de la papaye.....	9
1.6. Production et exportation de la papaye.....	10
1.7. Importance médicinale.....	11
2. Généralités sur les différentes modifications physiologiques des fruits au cours de leur développement	11
2. 1. Maturation	11
2.2. Mûrissement.....	12
2.3. Sénescence.....	13
2.4. Perte de fermeté.....	14
2.4.1. Composition Biochimique de la paroi cellulaire de la papaye	15
2.4.1.1. Pectine.....	15
2.4.1.2. Hémicelluloses.....	16
2.4.1.3. Cellulose.....	17
2.4.1.4. Glycoprotéines.....	17
2.4.2. Les enzymes intervenant dans la dégradation des polysaccharides de la paroi cellulaire	18
2.4.2.1. Polygalacturonases.....	18
2.4.2.2. Pectine méthylestérases.....	19

2.4.2.3. Pectate lyases.....	19
2.4.2.4. Cellulases.....	19
2.4.2.5. Hemicellulases.....	20
2.4.2.6. -galactosidases	20
2.5. Couleur	20
2.5.1. Dégradation des chlorophylles.....	20
2.5.2. Biosynthèse des caroténoïdes.....	21
2.6. Arôme.....	21
2.7. Sucres.....	21
2.8. Acidité.....	22
2.9. Acide ascorbique.....	22
2.10. Ethylène.....	22
2.10.1. Biosynthèse de l'éthylène.....	23
2.10.2. Rôle de l'éthylène dans le mûrissement des fruits climactériques.....	25
2.11. Respiration.....	26
3. Maladies et parasites du papayer et ses fruits.....	27
4. Conditions d'entreposage et techniques de préservation de la qualité des fruits après la récolte.....	28
MATERIEL ET METHODES.....	32
1. Matériel	32
1.1. Matériel végétal.....	32
1.2. Produits chimiques et réactifs.....	32
2. Méthodes.....	33
2.1. Echantillonnage.....	33
2.2. Effet du niveau de maturité à la récolte et de la température d'entreposage sur l'évolution des caractéristiques physico-chimiques et organoleptiques de la papaye.....	34
2.2.1. Taux d'infection.....	34
2.2.2. Perte de masse.....	35
2.2.3. Fermeté.....	35
2.2.4. Acide ascorbique.....	35
2.2.5. pH.....	36
2.2.6. Acidité titrable.....	36
2.2.7. Extraction et dosage des sucres éthano-solubles.....	36
2.2.8. Analyse sensorielle.....	37
2.3. Effet du niveau de maturité à la récolte et de la température d'entreposage sur l'évolution de quelques activités enzymatiques de la peau et de la pulpe de la papaye variété solo 8.....	40
2.3.1. Préparation de l'extrait brut enzymatique.....	40

2.3.2. Mesure des activités phosphatasique et hétérosidasique.....	40
2.3.3. Mesure des activités disaccharidasiques et polysaccharidasiques.....	40
2.3.4. Mesure de l'activité polygalacturonasique	41
2.3.5. Mesure de l'activité pectine méthylestérasique (PME)	41
2.3.6. Dosage des protéines.....	42
2.3.6.1. Préparation des réactifs.....	42
2.3.6.2. Techniques de dosage.....	42
2.4. Influence de la température sur les activités enzymatiques des extraits bruts enzymatiques de la papaye solo 8.....	43
2.4.1. Inactivation thermique	43
2.4.2. Détermination des équations cinétiques et thermodynamiques.....	43
2.5. Analyse statistique.....	45
RESULTATS ET DISCUSSION.....	46
CHAPITRE I: Effet du niveau de maturité et de la température d'entreposage sur l'évolution des caractéristiques physico-chimiques et organoleptiques de la papaye variété solo 8 après la récolte.....	47
1. Résultats.....	47
1.1. Taux d'infection.....	47
1.2. Perte de masse.....	49
1.3. Fermeté.....	51
1.4. Teneur en acide ascorbique.....	53
1.5. pH.....	55
1.6. Acidité titrable.....	56
1.7. Teneur en sucres réducteurs.....	56
1.8. Teneur en sucres totaux.....	57
1.9. Extrait sec soluble.....	58
1.10. Analyse sensorielle.....	59
2 - Discussion	64
3. Conclusion partielle.....	67
CHAPITRE II: Evolution de quelques activités enzymatiques de l'endocarpe et du péricarpe de la papaye variété solo 8 au cours de la conservation.....	69
1. Résultats.....	69
1.1. Evolution des activités enzymatiques au cours du développement de la papaye solo 8 cueillie à différent niveau de maturité	69
1.1.1. Evolution des activités hétérosidasiques et phosphatasique.....	69
1.1.2. Evolution des activités polysaccharidasiques	70
1.1.3. Evolution de l'activité pectine méthylestérasique	71

1.2. Evolution des activités enzymatiques de la pulpe des papayes cueillies aux stades vert immature, vert mature et avancé et entreposées à 15, 22 et 28°C pendant 12 jours.....	72
1.2.1. Evolution des activités hétérosidasiques et phosphatasiques.....	72
1.2.1.1. Papayes cueillies aux stades vert immature et vert mature.....	72
1.2.1.2. Papayes cueillies au stade avancé.....	75
1.2.2. Evolution des activités polysaccharidasiques de la pulpe des papayes cueillies aux stades vert immature, vert mature et avancé puis entreposées à 15, 22 et 28°C pendant 12 jours.....	77
1.2.2.1. Papayes cueillies aux stades vert immature et vert mature	77
1.2.2.2. Papayes cueillies au stade avancé.....	79
1.2.3. Evolution des activités pectine méthylestérasique et polygalacturonasique de la pulpe des papayes cueillies aux stades vert immature, vert mature et avancé puis entreposées à 15, 22 et 28°C pendant 12 jours.....	80
1.3. Evolution des activités hétérosidasiques, polysaccharidasiques, pectine méthylestérasique et polygalacturonasique de la Peau et de la pulpe des papayes cueillies au stade vert mature puis entreposées à 15°C pendant 14 jours.....	83
2. Discussion.....	86
3. Conclusion partielle.....	88
CHAPITRE III: Cinétique d'inactivation thermique de quelques hydrolases de la papaye variété solo 8 cueillie au stade vert mature.	89
1. Résultats.....	89
1.1. Paramètres cinétiques et thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique de l' -mannosidase extraite de la peau et de la pulpe de la papaye solo 8.....	89
1.1.1. Influence de la température et du temps de pré-incubation sur l' mannosidase extraite de la peau et de la pulpe de la papaye solo8.....	89
1.1.2. Constantes de vitesse et de demi-vie de l' -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	90
1.1.3. Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de l' -mannosidase de la peau et de la pulpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	90
1.1.4. Valeurs de D, Z et Ea de l' -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique	91
1.1.5. Paramètres thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65°C de l' -mannosidase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.....	92
1.2. Paramètres cinétiques et thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique de l' -galactosidase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	93

1.2.1. Influence de la température et du temps de pré-incubation sur l' α -galactosidase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	93
1.2.2. Constantes de vitesse et de demi-vies de l' α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	94
1.2.3. Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de l' α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	95
1.2.4. Valeurs de D, Z et E_a de l' α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	96
1.2.5. Paramètres thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65°C de l' α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	97
1.3. Paramètres cinétiques et thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique de la β -galactosidase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	97
1.3.1. Influence de la température et du temps de pré-incubation sur la β -galactosidase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	97
1.3.2. Constantes de vitesse et de demi-vie de la β -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	98
1.3.3. Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de la β -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	99
1.3.4. Valeurs de D, Z et E_a de la β -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye au cours de l'inactivation thermique.....	100
1.3.5. Paramètres thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65°C de la β -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.....	101
1.4. Paramètres cinétiques et thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique de la Pectine méthylestérase (PME) extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8...	101
1.4.1. Influence de la température et du temps de pré-incubation sur la PME extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	101
1.4.2. Constantes de vitesse et de demi-vies de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	102
1.4.3. Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	103
1.4.4. Valeurs de D, Z et E_a de la pectine méthylestérase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye au cours de l'inactivation thermique.....	104
1.4.5. Paramètres thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65°C de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	105
1.5. Paramètres cinétiques et thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique de la cellulase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.....	106

1.5.1. Influence de la température et du temps de pré-incubation sur la cellulase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	106
1.5.2. Constantes de vitesse et de demi-vies de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	106
1.5.3. Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	107
1.5.4. Valeurs de D, Z et Ea de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de papaye au cours de l'inactivation thermique.....	108
1.5.5. Paramètres thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65°C de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	109
1.6. Paramètres cinétiques et thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique de polygalacturonase (PG) extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	109
1.6.1. Influence de la température et du temps de pré-incubation sur la polygalacturonase (PG) extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.....	109
1.6.2. Constantes de vitesse et de demi-vie de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	110
1.6.3. Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	111
1.6.4. Valeurs de D, Z et Ea de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	112
1.6.5. Paramètres thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65°C de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	113
1.7. Paramètres cinétiques et thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique de la xylanase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	113
1.7.1. Influence de la température et du temps de pré-incubation sur la xylanase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	113
1.7.2. Constantes de vitesse et de demi-vies de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	114
1.7.3. Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	114
1.7.4. Valeurs de D, Z et Ea de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.....	116
1.7.5. Paramètres thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65°C de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	117
2. Discussion.....	119
3. Conclusion partielle.....	121

CHAPITRE IV: Effet du traitement thermique (49°C-90 min) couplé à l'entreposage à 15°C sur les propriétés physico-chimiques et nutritionnelles de la papaye cueillie au stade vert mature.....	123
1. Résultats.....	123
1.1. Influence du traitement thermique sur l'évolution du taux d'infection de la papaye solo 8.....	123
1.2. Influence du traitement thermique sur l'évolution de la perte de masse de la papaye solo 8.....	124
1.3. Influence du traitement thermique sur l'évolution de la fermeté de la papaye solo 8	125
1.4. Influence du traitement thermique sur l'évolution du pH et de l'acidité titrable de la papaye solo 8.....	126
1.5. Influence du traitement thermique sur l'extrait sec soluble, le taux de sucre reducteur et le taux de sucres totaux de la papaye.....	127
1.6. Influence du traitement thermique sur la teneur en acide ascorbique de la papaye solo 8.....	130
1.7. Influence du traitement thermique sur la qualité organoleptique de la papaye	131
2. Discussion.....	133
3. Conclusion partielle.....	135
Conclusion générale et Perspectives.....	137
Références bibliographiques.....	139
Annexes.....	162

DEDICACE

*Je dédie ce mémoire à toute ma famille.
Puisse l'ÉTERNEL nous unir davantage.*

REMERCIEMENTS

Qu'il me soit permis d'exprimer ma reconnaissance et ma gratitude au Professeur TANO Yao, Président de l'Université Nangui Abrogoua et au Professeur COULIBALY Lacina, vice Président de cette institution.

Je tiens également à exprimer ma profonde gratitude au Professeur TANO Kablan, Maître de Conférences de Biochimie et Technologies des Aliments de l'Université Nangui Abrogoua, qui a guidé mes premiers pas dans la recherche et qui a suivi ce travail depuis sa conception jusqu'à sa réalisation. Sa disponibilité, sa rigueur scientifique, son ardeur au travail et surtout la confiance qu'il a placée en moi, ont contribué efficacement à mener ce travail à terme, dans de très bonnes conditions. Sa très grande générosité et sa bienveillance à mon égard ont parfois fait de lui un père pour moi. Je lui serai reconnaissant durant toute ma vie. Puisse Dieu Tout-Puissant lui accorder la grâce et le bonheur auxquels il aspire.

Mes vifs remerciements vont à l'endroit du Professeur KOUAME Patrice, Professeur Titulaire de Biochimie et doyen de l'UFR-STA de l'Université Nangui Abrogoua, pour l'orientation qu'il a donnée à ce travail, malgré ses nombreuses occupations administratives et universitaires.

Je voudrais exprimer ma reconnaissance au Professeur N'GUESSAN Amani Georges, Professeur Titulaire de Biochimie et Technologies des Aliments à l'UFR-STA de l'Université Nangui Abrogoua, pour l'honneur qu'il me fait en acceptant de présider ce jury, malgré ses nombreuses occupations universitaires.

Je remercie le Professeur AHONZO Niamké Sébastien, Professeur Titulaire de Biochimie de l'Université Félix Houphouët Boigny, pour son aide très précieuse à ma formation. C'est un réel plaisir pour moi de le retrouver comme membre de ce jury.

Je remercie également le professeur KOUAKOU Tanoh Hilaire, Maître de Conférences à l'Université Nangui Abrogoua, pour la célérité avec laquelle il a analysé cette thèse. C'est aussi un plaisir pour moi de le retrouver comme membre de ce jury.

Je tiens aussi à remercier le Professeur ASSIDJO Emmanuel, Professeur Titulaire à l'INPHB, pour avoir accepté d'être rapporteur de ce travail et membre de ce jury. Je vous suis reconnaissant de l'intérêt que vous avez porté à ce travail.

Au Professeur YAPI Houphouët Félix, Maître de Conférences à l'Université Félix Houphouët Boigny, je vous remercie d'avoir bien voulu être membre de ce jury.

Je remercie le Docteur KONAN Kouassi Hubert, Assistant à l'Unité de Formation et de Recherche des Sciences et Technologie des Aliments de l'Université Nangui Abrogoua,

pour son aide très précieuse à ma formation et à la réalisation de ce travail. J'ai été très sensible à sa bonté et à sa disponibilité.

Je tiens également à remercier les Professeurs KOUADIO Parfait, TRA BI et ARUL Joseph, les Docteurs BEDIE Kouadio Gérard et OULE Mathias pour leur contribution à la réalisation de ce travail. Qu'ils trouvent ici l'expression de ma profonde gratitude.

J'associe également à ces remerciements les Professeurs BROU Kouakou David, BOHOUA Louis Guichard, KOUAME Akissi Françoise, KOFFI Rose Nevry, ASSEMAND F. Emma, N'Dri Denis, les Docteurs YUE BI Yao Clément, DJENI Théodore, N'GUESSAN Florent, DJE Kouakou Martin, KONE Fankroma, KOUAME Kan Benjamin, KOUASSI Nestor, enseignants-chercheurs à l'Unité de Formation et de Recherche des Sciences et Technologie des Aliments, pour leurs conseils et leur participation à la réalisation de ce travail. Je n'oublie pas tous les autres enseignants-chercheurs de l'Université Nangui Abrogoua et particulièrement ceux de l'Unité de Formation et de Recherche des Sciences et Technologie des Aliments pour leurs conseils et encouragements.

Je tiens aussi à témoigner toute ma sympathie et ma reconnaissance à tous les étudiants encadrés par le Professeur TANO Kablan, notamment KOSSONOU Yao, TCHUMOU Messou, ADINGRA Kouassi Martial, BROU Koffi Siméon, DIBY Diane. Je n'oublie pas mes amis, notamment EKISSI Serge, BOUATENE Djakalia, ASSIELOU Bernard, DEGBEU Claver, YAO N'Guessan Blaise et KACOU Kacou Félicien.

SIGLES ET ABREVIATIONS

AOAC: Association of Official Analytical Chemists (Association des Chimistes-Analystes Officiels)

ATP: Adénosine-5' - triphosphate

CMC: Carboxyméthyle cellulase

DNS: Acide 3,5 dinitrosalicylique

Ea: Energie d'activation

PG: Polygalacturonase

PME: Pectine methylesterase

pNP: *para*-nitrophénol

pNPP: *para*-NitroPhénylPhosphate

R: Constante des gaz parfaits

SAB: Sérum albumine bovine

STA: Sciences et Technologies des Aliments

UFR: Unité de Formation et de Recherche

UI: Unité Internationale

-GAL: -galactosidase

-man: -mannosidase

-GAL: -galactosidase

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Plants de Papayers solo 8 en fructification.....	6
Figure 2: Inflorescences du papayer solo 8	7
Figure 3: Fruit du papayer Solo 8 a maturité.	8
Figure 4: Les modèles pectiques.....	16
Figure 5: Cycle de Yang de synthèse de l'éthylène	25
Figure 6: Modèle récapitulatif des mécanismes généraux du mûrissement des fruits	27
Figure 7: Stades de maturité de la papaye solo 8 utilisés dans cette étude.....	33
Figure 8: Echelle des descripteurs choisis pour l'analyse sensorielle.....	40
Figure 9: Evolution du taux d'infection des papayes cueillies à différents stades de maturité et entreposées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours.....	49
Figure 10: Evolution de la perte de masse des papayes cueillies à différents stades de maturité et entreposées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours.....	51
Figure 11: Evolution de la fermeté des papayes cueillies à différents stades de maturité et entreposées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours.....	53
Figure 12: Evolution de la teneur en acide ascorbique des papayes cueillies à différents stades de maturité et entreposées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours.....	55
Figure 13: Evolution de quelques paramètres organoleptiques des papayes conservées à 15 °C pendant 12 jours.....	62
Figure 14: Evolution de quelques paramètres organoleptiques des papayes conservées à 22 °C pendant 12 jours.....	62
Figure 15: Evolution de quelques paramètres organoleptiques des papayes conservées à 28 °C pendant 12 jours.....	64
Figure 16: Evolution des activités hétérosidasiques et phosphatasique lors du développement de la papaye	71
Figure 17: Evolution des activités polysaccharidasiques lors du développement de la papaye	72
Figure 18: Evolution de l'activité pectine méthylestérasique lors du développement de la papaye	73
Figure 19: Evolution des activités hétérosidasiques et phosphatasique de la pulpe des papayes cueillies au stade vert immature et conservées à 15; 22 et à 28 °C pendant 12 jours	74

Figure 20: Evolution des activités hétérosidasiques et phosphatasique de la pulpe des papayes cueillies au stade vert mature et conservées à 15; 22 et à 28 °C pendant 12 jours	76
Figure 21: Evolution des activités hétérosidasiques et phosphatasique de la pulpe des papayes cueillies au avancé et conservées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours	77
Figure 22: Evolution des activités polysaccharidasiques de la pulpe des papayes cueillies au stade vert immature et conservées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours	79
Figure 23: Evolution des activités polysaccharidasiques de la pulpe des papayes cueillies au stade vert mature et conservées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours	80
Figure 24: Evolution des activités polysaccharidasiques de la pulpe des papayes cueillies au avancé et conservées à 15; 22 et à 28 °C pendant 12 jours	81
Figure 25: Evolution de l'activité pectine méthylestérasique de la pulpe des papayes cueillies au stade vert immature, vert mature et avancé puis entreposées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours	82
Figure 26: Evolution de l'activité polygalacturonasique de la pulpe des papayes cueillies au stade vert immature, vert mature et avancé puis entreposées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours	84
Figure 27: Evolution des activités -mannosidasiques, -galactosidasiques, -galactosidasiques, xylanasiques et cellulases de la peau et de la pulpe des papayes cueillies au stade vert mature puis entreposées à 15 °C pendant 14 jours	85
Figure 28: Evolution des activités pectine méthylestérasique et polygalacturonasique de la peau et de la pulpe des papayes cueillies au stade vert mature puis entreposées à 15 °C pendant 14 jours	86
Figure 29: Effet du traitement thermique sur l'évolution du taux d'infection de la papaye solo 8.....	125
Figure 30: Effet du traitement thermique sur l'évolution de la perte de masse de la papaye solo 8.....	126
Figure 31: Effet du traitement thermique sur la fermeté de la papaye solo 8.....	127
Figure 32: Effet du traitement thermique sur la teneur en acide ascorbique de la papaye solo 8.....	132
Figure 33: Effet du traitement thermique sur l'évolution de quelques paramètres organoleptiques de la papaye solo 8.....	133

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I: Composition de la papaye variété Solo 8	10
Tableau II: Définition des descripteurs choisis pour l'analyse sensorielle	39
Tableau III: Evolution du pH lors de la à 15; 22 et 28 °C des papayes cueillies aux stades vert immature, vert mature et avancé.....	56
Tableau IV: Evolution de l'acidité titrable des papayes cueillies aux stades avancé, vert mature et vert immature puis conservées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours.....	57
Tableau V: Evolution du taux de sucres réducteurs dans les papayes cueillies aux stades avancé, vert mature et vert immature puis conservées aux températures de 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours	58
Tableau VI: Evolution du taux des sucres totaux dans les papayes cueillies aux stades avancé, vert mature et vert immature puis conservées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours.....	59
Tableau VII: Evolution de l'extrait sec soluble des papayes cueillies aux stades avancé, vert mature et vert immature puis conservées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours.....	60
Tableau VIII: Activités résiduelles de l' -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 en fonction de la température et du temps de pré-incubation.....	90
Tableau IX: Constantes de vitesses et demi-vie au cours de l'inactivation thermique de l' -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.....	91
Tableau X: Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) au cours de l'inactivation thermique de l' -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.....	92
Tableau XI: Valeurs de D, Z et Ea de l' -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye au cours de l'inactivation thermique	93
Tableau XII: Paramètres thermodynamiques lors de l'inactivation thermique l' -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.....	94
Tableau XIII: Activités résiduelles de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 en fonction de la température et du temps de pré-incubation.....	95
Tableau XIV: Constantes de vitesses et demi-vie au cours de l'inactivation thermique de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye	96
Tableau XV: Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) au cours de l'inactivation thermique de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.....	96
Tableau XVI: Valeurs de D, Z et Ea au cours de l'inactivation thermique de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	97
Tableau XVII: Paramètres thermodynamiques lors de l'inactivation thermique de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	98

Tableau XVIII: Activités résiduelles de la α -galactosidase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 en fonction de la température et du temps de pré-incubation.....	99
Tableau XIX: Constantes de vitesses et demi-vie au cours de l'inactivation thermique de la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.....	100
Tableau XX: Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) au cours de l'inactivation thermique de la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	100
Tableau XXI: Valeurs de D, Z et E_a au cours de l'inactivation thermique entre de la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye	101
Tableau XXII: Paramètres thermodynamiques lors de l'inactivation thermique entre de la α -galactosidase de la peau et de la pulpe de la papaye solo 8	102
Tableau XXIII: Activités résiduelles de la PME extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 en fonction de la température et du temps de pré-incubation.....	103
Tableau XXIV: Constantes de vitesses et demi-vie au cours de l'inactivation thermique (40-65°C) de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	104
Tableau XXV: Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) au cours de l'inactivation thermique de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.....	104
Tableau XXVI: Valeurs de D, Z et E_a au cours de l'inactivation thermique de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye.....	105
Tableau XXVII: Paramètres thermodynamiques lors de l'inactivation thermique de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	106
Tableau XXVIII: Activités résiduelles de la cellulase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 en fonction de la température et du temps de pré-incubation.....	107
Tableau XXIX: Constantes de vitesses et demi-vie au cours de l'inactivation thermique de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de papaye	108
Tableau XXX: Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) au cours de l'inactivation thermique de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	108
Tableau XXXI: Valeurs de D, Z et E_a au cours de l'inactivation thermique entre de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	109
Tableau XXXII: Paramètres thermodynamiques lors de l'inactivation thermique de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	110
Tableau XXXIII: Activités résiduelles de la PG extraite de la peau et de la pulpe de la papaye solo 8 en fonction de la température et du temps de pré-incubat.....	111

Tableau XXXIV: Constantes de vitesses et demi-vie au cours de l'inactivation thermique de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	112
Tableau XXXV: Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) au cours de l'inactivation thermique de la polygalacturonase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	112
Tableau XXXVI: Valeurs de D, Z et Ea au cours de l'inactivation thermique de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	113
Tableau XXXVII: Paramètres thermodynamiques lors de l'inactivation thermique de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	114
Tableau XXXVIII: Activités résiduelles de la xylanase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 en fonction de la température et du temps de pré-incubation.....	115
Tableau XXXIX: Constantes de vitesses et demi-vie au cours de l'inactivation thermique de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	116
Tableau XL: Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) au cours de l'inactivation thermique de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	116
Tableau XLI: Valeurs de D, Z et Ea au cours de l'inactivation thermique de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	118
Tableau XLII: Paramètres thermodynamiques lors de l'inactivation thermique de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8	119
Tableau XLIII: Effet du traitement thermique sur l'évolution du pH et de l'acidité titrable de la papaye cueillie au stade vert mature puis entreposée à 15 °C pendant 12 jours.....	128
Tableau XLIV: Effet du traitement thermique sur le taux de sucre de la papaye cueillie au stade vert mature.....	130

Résumé

La conservation de la papaye après la récolte est limitée par la non maîtrise du stade de maturité à la récolte et les conditions d'entreposage. Cette thèse a pour objectif d'une part, la détermination du stade optimal de maturité de la papaye, et d'autre part, la détermination d'un traitement thermique couplé à l'entreposage à basse température en vue d'améliorer la qualité et la durée de vie de celle-ci après récolte. Pour ce faire, les papayes ont été récoltées à trois stades de maturité: le stade vert immature, le stade vert mature et le stade avancé. Les papayes de chaque stade de maturité ont été entreposées à trois niveaux de température (15, 22 et 28 °C). Le taux d'infection, les caractéristiques physico-chimiques et sensorielles et l'activité des enzymes hydrolytiques ont été mesurés. Par la suite, la cinétique d'inactivation des activités hydrolytiques à la chaleur a été suivie. Cette étude a permis de déterminer la température et le temps d'inactivation partielle des activités enzymatiques. Les papayes récoltées au stade vert mature ont été donc immergées dans l'eau à 49 °C pendant 90 min et entreposées à 15 °C après refroidissement. Les analyses ont montré que le couple (stade vert mature / 15 °C) a permis de réduire le taux d'infection et maintenir les caractéristiques physico-chimiques et sensorielles de la papaye solo 8 pendant plus de 12 jours. Les activités enzymatiques des papayes aux stades vert mature et avancé sont très élevées soit 7 fois plus que celles obtenues dans les papayes au stade vert immature. Par ailleurs, ces activités enzymatiques sont 2 fois plus élevées dans le péricarpe que dans l'endocarpe de la papaye. L'exposition à la chaleur des extraits bruts enzymatiques du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 a montré que les activités enzymatiques sont faiblement dénaturées à 40 et 45 °C. A 49 °C pendant 90 min et à 55 °C pendant 60 min, environ 50 % des activités enzymatiques sont détruites. Au-delà de ces températures, elles décroissent de façon drastique. Enfin, le traitement thermique (l'immersion des papayes dans l'eau à 49 °C pendant 90 min) suivi de l'entreposage à 15 °C a permis de réduire fortement la perte de fermeté, soit 6 et 3 fois la perte de fermeté de la papaye lorsqu'elle est entreposée respectivement à la température ambiante (28 °C) et à 15 °C sans traitement thermique. Il a aussi permis d'améliorer fortement la qualité organoleptique des fruits, retarder le mûrissement et prolonger la durée de conservation des fruits jusqu'à vingt (20) jours. Il en résulte que la conservation post récolte de la papaye est fortement améliorée par un traitement thermique couplé à l'entreposage à 15 °C.

Mots clés: Papaye, conservation, *Carica papaya*, enzyme, température, qualité organoleptique, stade de maturité.

Abstract

The storage of papaya after harvest is limited by the lack of control of the stage maturity at harvest and storage conditions. This thesis aims on the one hand, determining the optimal maturity of papaya, and secondly, the determination of a heat treatment coupled with the low-temperature storage to improve the quality and the self-life after harvest. For instance, papayas were harvested at three stages of maturity: immature green stage, the mature green stage and advanced stage. Each stage of maturity was stored at three levels of temperature (15, 22 and 28 °C). The infection rate, physico-chemical and organoleptic characteristics and activity of hydrolytic enzymes were measured. Thereafter, their kinetics of heat inactivation was followed. The temperature and the partial inactivation time of enzymatic activities have been determined. Papaya harvested at mature green stage were then immersed in water at 49 °C for 90 min and stored at 15 °C after cooling. The results showed that the couple (green mature stage / 15 °C) has reduced the rate of infection and maintain the physico-chemical and sensory characteristics of the papaya for longer than 12 days. The enzymatic activities of the mature papaya and green advanced stages are very high are seven times higher than those obtained in the immature green papayas stage. Moreover, these enzymatic activities are two times higher in the pericarp than in the endocarp of papaya. Exposure to heat enzymatic crude extracts of the pericarp and endocarp of papaya solo 8 showed that the enzyme activities are weakly denatured at 40 and 45 °C. At 50 °C for 90 min and 55 °C for 60 min, approximately 50 % of the enzyme activities are destroyed. Beyond these temperatures, they decrease drastically. Finally, heat treatment (immersion in water papayas at 49 °C for 90 min) followed by storage at 15 °C greatly reduced loss of firmness, 6 and 3 times the loss firmness of the papaya respectively when stored at room temperature (28 °C) and 15 °C without heat treatment. It also helped to greatly improve the organoleptic quality of fruits, delay ripening and extend the shelf life of fruits up to twenty (20) days. As a result, the post-harvest conservation of papaya is greatly improved by heat treatment combined with storage at 15 °C.

Keywords: Papaya, storage, *Carica papaya*, enzyme, temperature, organoleptic quality, maturity stage.

INTRODUCTION

La consommation des fruits et légumes est vue aujourd'hui comme un élément de santé publique et fait l'objet de recommandations par la FAO et l'OMS (Sabbagh *et al.*, 2007). Les consommateurs sont de plus en plus conscients des effets bénéfiques de la consommation des fruits et légumes sur la santé.

Trois arguments sous-tendent les bénéfices des fruits et légumes sur la santé. D'abord, ils contribuent de façon importante à l'apport en éléments nutritifs que sont les vitamines, les caroténoïdes, les composés antioxydants, les composés anti-cancérigènes, les fibres alimentaires et les minéraux nécessaires au bon fonctionnement de l'organisme (Tinjaka, 2005). Ensuite, ils possèdent un effet protecteur contre les grandes pathologies chroniques que sont les maladies cardiovasculaires, neurodégénératives et métaboliques (diabète) et les cancers (Djioua, 2010). Enfin, ils possèdent un contenu énergétique faible, un aspect qui devient crucial de nos jours avec l'accroissement rapide du surpoids et de l'obésité. Toutefois, la qualité organoleptique des fruits est l'une des principales préoccupations des producteurs, des distributeurs et des consommateurs (Grimplet, 2004).

La papaye (*Carica papaya* L.), est un fruit originaire de l'Amérique tropicale. Elle est cultivée, principalement, dans les zones tropicales et subtropicales. C'est un fruit savoureux et très apprécié par de nombreux consommateurs. Grâce à sa richesse en vitamine C, la papaye contribue, très efficacement, à la défense de l'organisme et à la lutte contre les infections (Muhamad, 2005). La papaye participe aussi, à la couverture des besoins de l'organisme en provitamine A. Celle-ci se transforme dans l'organisme en vitamine A, indispensable à la croissance cellulaire et au bon état de la peau et des muqueuses, ainsi qu'à la vision crépusculaire. La papaye possède, par ailleurs, de puissantes propriétés détoxifiantes et antioxydantes, ce qui lui permet de jouer un rôle efficace dans la protection contre le cancer et la lutte contre le vieillissement cellulaire (Dohou, 2006). Ce fruit possède également, une densité minérale élevée, qui lui permet de renforcer les apports en minéraux et en oligo-éléments, sans risque d'excès calorique (Dohou, 2006). De plus, sa haute teneur en potassium et en calcium constitue un atout pour la prévention des maladies cardiovasculaires. Ses fibres stimulent, en douceur, le fonctionnement des intestins, luttent contre la constipation et réduisent le taux de cholestérol dans le sang (Varmudy, 2011). De même, la papaye contient un suc laiteux renfermant une enzyme végétale, la papaïne, qui décompose les protéines (Muhamad, 2005). Elle est utilisée pour soigner les problèmes hépato-biliaires, les troubles dus à une mauvaise digestion des protéines, des graisses et atténue les ballonnements. Les graines broyées de la papaye luttent contre les amibes et autres parasites intestinaux (Dohou,

2006). Les feuilles du papayer sont utilisées dans le traitement de la toux, la fièvre, la malaria etc. Une recherche récente, effectuée en 2010, à l'université de Floride et au Japon, a indiqué que l'extrait de feuilles de papayer et leur thé ont une activité anti-cancérogène sur les tumeurs du col de l'utérus, des seins, des poumons et du pancréas (Varmudy, 2011).

Enfin, l'importance économique de la papaye ne cesse de croître dans les pays comme l'Inde qui est le premier producteur, suivi du Brésil, du Nigéria, de l'Indonésie, du Mexique, de l'Ethiopie et autres (Eurostat, 2009). Le marché de la papaye connaît, ces dernières années, une expansion remarquable. On prévoit une production de 13 millions de tonnes en 2014. Pendant cette période, la région Amérique Latine et Caraïbes devrait représenter 30 % de la production mondiale, l'Asie-Pacifique 20 % et l'Afrique 15 % (Eurostat, 2009). Le taux de croissance annuel devrait être de 4,5 % (Eurostat, 2009).

En Côte d'Ivoire, la filière papaye s'est développée sous l'impulsion de la Station de Recherche Fruitière d'Azaguié. La majorité des fruits est commercialisée sur le marché local, mais la dévaluation du franc CFA a rendu les exportations vers les marchés européens plus attractifs. Les exportations restent, cependant, stationnaires et se font exclusivement par avion, à destination de l'Europe, et plus particulièrement, à destination de la France (Rey, 1999). En Afrique de l'Ouest, la Côte d'Ivoire et le Ghana sont les premiers fournisseurs des marchés de l'Union Européenne (UE) en papaye (N'da *et al.*, 2008). Cependant, les préoccupations croissantes concernant la qualité des produits agricoles en Europe ont entraîné des exigences élevées au niveau de la qualité de ces fruits. La réponse à ces exigences est devenu un défi majeur pour les pays exportateurs (Anonyme, 2006). Plusieurs techniques ont alors été utilisées pour répondre à ces exigences. Il s'agit du traitement des fruits au 1-MCP (1-Méthylcyclopropène) et l'irradiation gamma. Ces techniques étaient, autrefois, employées pour inhiber l'action de l'éthylène et donc pour prolonger la durée de conservation en préservant la qualité des fruits (Akamine & Moy, 1983; Sisler & Serek, 1997). Cependant, l'application de ces techniques sur les produits alimentaires présentait des soucis pour le consommateur concernant leur toxicité. Par ailleurs, la réfrigération, l'utilisation de l'atmosphère modifiée et le traitement des fruits à la chaleur, ont été employés avec des succès divers. Ainsi, la papaye a été entreposée à une température supérieure à 10 °C parce qu'elle présentait la maladie du froid à une température en dessous de celle-ci (Chen & Paull, 1986). Par ailleurs, Fallik (2008) a montré que la durée de conservation de la papaye augmentait avec l'utilisation de l'atmosphère modifiée (3-5 kPa O₂; 6-9 kPa CO₂). Cependant, la condensation de la vapeur d'eau à l'intérieur des emballages sous l'atmosphère modifiée

entraîne la croissance des moisissures (Tano, 1997), par conséquent, le traitement à la chaleur apparaîtrait comme la méthode la plus prometteuse car non chimique. Cette dernière, couplée à d'autres méthodes, donnerait de très bons résultats.

Le mûrissement normal, c'est-à-dire le développement optimal des caractéristiques organoleptiques de la papaye dépend du niveau de maturité à la récolte. Cette maturité à la récolte influence la durée de conservation et la qualité du fruit. La principale composante de la qualité de la papaye est sa teneur en sucre. Plus le fruit reste longtemps attaché à l'arbre, plus sa teneur en sucre est élevée lors de la récolte (Pimentel & Walder, 2004). Toutefois, la papaye récoltée à maturité avancée a une courte durée de conservation, quelle que soit la méthode utilisée; ce qui limite le développement de son commerce aussi bien local qu'international (N'da, 1996). Par contre, la récolte de la papaye avant la maturité optimale ne permet pas un développement normal des caractéristiques organoleptiques et entraîne un mûrissement non homogène (Jaimes-Miranda, 2006). Le stade de maturité au moment de la récolte est donc important pour la préservation de la qualité organoleptique de la papaye (Pimentel & Walder, 2004). Afin de disposer du temps nécessaire pour la fourniture des marchés plus éloignés (exportation de la papaye), il est recommandé de récolter la papaye au stade vert mature (Pimentel & Walder, 2004). Cependant, il n'existe pas encore de critères de maturité bien établis permettant de faciliter la récolte aux producteurs. Par ailleurs, à notre connaissance, il n'existe pas encore de données scientifiques concernant la relation entre le stade de maturité à la récolte de la papaye "variété solo 8" et la valeur nutritionnelle de celle-ci, et l'activité de certaines enzymes qui interviennent au cours du mûrissement. C'est pour combler ce déficit d'informations et répondre aux exigences des marchés intérieurs et extérieurs que le présent sujet a été proposé.

Cette étude a pour objectif principal la conservation post-récolte de la papaye en vue de valoriser la culture du papayer.

Les objectifs spécifiques visés sont:

- évaluer l'effet du stade de maturité sur la qualité de la papaye par le suivi de l'évolution de la perte de masse, la fermeté, l'infection, la couleur, l'acidité, le pH et surtout les teneurs en sucres totaux et réducteurs et en vitamine C; ceci permettra de récolter le produit à maturité optimale afin de prolonger la durée de conservation post-récolte, préserver la qualité organoleptique enfin augmenter la valeur marchande du fruit;
- déterminer la température optimale d'entreposage des fruits après la récolte;

- déterminer la ou les zone (s) de localisation des principales enzymes de dégradation de la paroi cellulaire et de mûrissement post-récolte de la papaye, en mesurant l'activité de ces enzymes dans le péricarpe et dans l'endocarpe des fruits;
- suivre la cinétique d'inactivation de ces enzymes dans le but de connaître leur température d'inactivation, déterminer une température pour le traitement thermique des fruits après la récolte pouvant inhiber partiellement l'activité de ces enzymes afin de prolonger la durée de vie des fruits;
- mesurer l'effet du traitement thermique sur la qualité du produit final.

Le manuscrit s'organise en cinq parties. Une synthèse bibliographique qui permet de présenter la papaye, les mécanismes de maturation, de mûrissement et d'altérations post-récolte et les principales enzymes associées à ces phénomènes et les principales techniques de conservation des fruits. Ensuite, le matériel et les méthodes utilisés pour obtenir les résultats qui sont discutés. Enfin, le manuscrit se termine par une conclusion générale avec les perspectives envisagées pour la poursuite de ce travail, suivie des références bibliographiques.

REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

1. Généralités sur le papayer et son fruit

1.1. Origine

Le papayer est originaire de l'Amérique centrale (Garrett, 1995; Nakasone et Paull, 1998; Aradhya *et al.*, 1999; OECD, 2005). Ses graines, qui restent viables pendant plusieurs années, si elles sont sèches, ont été distribuées aux Caraïbes et en Asie du Sud-est (Philippines), durant l'exploration espagnole, au 16^{ème} Siècle. Elles se sont répandues par la suite, en Inde, au Pacifique et en Afrique (Villegas, 1997). La papaye a été introduite à Hawaï en 1800 par l'explorateur espagnol Don Francisco Marin et est devenue un produit d'exportation d'Hawaï depuis 1948 (Fitch, 2005). Le papayer est aujourd'hui selon Villegas (1997), largement cultivé dans tous les pays tropicaux.

1.2. Systématique

Le papayer (*Carica papaya* L.) appartient à la famille des Caricaceae. Le nom du genre *Carica* est dérivé du nom latin du fruit du figuier auquel la papaye ressemble. L'épithète spécifique « *papaya* » provient, probablement, du nom commun du fruit (Du puy et Telford, 1993). Depuis longtemps, on a pensé que les Caricaceae comportaient 31 espèces dans trois genres (notamment *Carica*, *Jacaratia* et *Jarilla*) d'Amérique tropicale et un genre, (*Cylicomorpha*) d'Afrique équatoriale (Nakasone & Paull, 1998). Une révision taxonomique récente a proposé que quelques espèces formellement assignées à *Carica* soient classifiées dans le genre *Vasconcellea* (Badillo, 2002), ce qui a permis de mettre à jour la classification de la famille afin qu'elle comporte *Cylicomorpha* et cinq genres de l'Amérique du sud et du centre (*Carica*, *Jacaratia*, *Jarilla*, *Horovitzia* et *Vasconcellea*). *Carica papaya* est la seule espèce dans le genre *Carica* (Badillo, 2002). La classification systématique de la plante est la suivante (Fabert, 2011):

Règne:	Plantae
Embranchement:	Eu-Dicotylédones
Division:	Rosides
Classe:	Malvides
Ordre:	Brassicales
Famille:	Caricaceae
Genre:	<i>Carica</i>
Espèce:	<i>Carica papaya</i>

1.3. Description botanique

1.3.1. Aspect général

Le papayer est un petit arbre de trois à dix mètres de hauteur (**Figure 1**), à tronc le plus souvent non-ramifié (Le Bellec & Renard, 1997). Son tronc charnu porte des cicatrices en losanges, qui sont des empreintes laissées par la chute des feuilles. Il est droit, cylindrique, nu et couronné d'un bouquet de feuilles. Il s'agit d'un arbre le plus souvent dioïque, c'est-à-dire que l'on retrouve des pieds mâles et des pieds femelles. Mais, certaines espèces cultivées peuvent avoir des pieds bisexués, on retrouve alors sur le même tronc des fleurs mâles et femelles (Le Bellec & Renard, 1997).



Figure 1 : Plants de Papayers solo 8 en fructification (Yao, 2013).

1.3.2. Les feuilles

Les feuilles du papayer (**Figure 1**) se présentent sous la forme d'un bouquet terminal à l'extrémité du tronc. Elles peuvent atteindre jusqu'à 60 cm de long. Elles sont longuement pétiolées (jusqu'à 1 m). Elles sont palmatilobées avec sept ou neuf lobes (Boullard, 2001).

1.3.3. Les fleurs

Le papayer est généralement une plante dioïque. Les fleurs (**Figure 2**) mâles sont groupées à l'aisselle des feuilles, alors que les fleurs femelles de plus grande taille (2,5 à 5 cm) sont réparties sur la partie supérieure du tronc (Girre, 2006). Les fleurs sont de couleur blanche, qu'elles soient mâles ou femelles (Boullard, 2001). Ce sont les fleurs femelles qui donnent les fruits (Fabert, 2011).

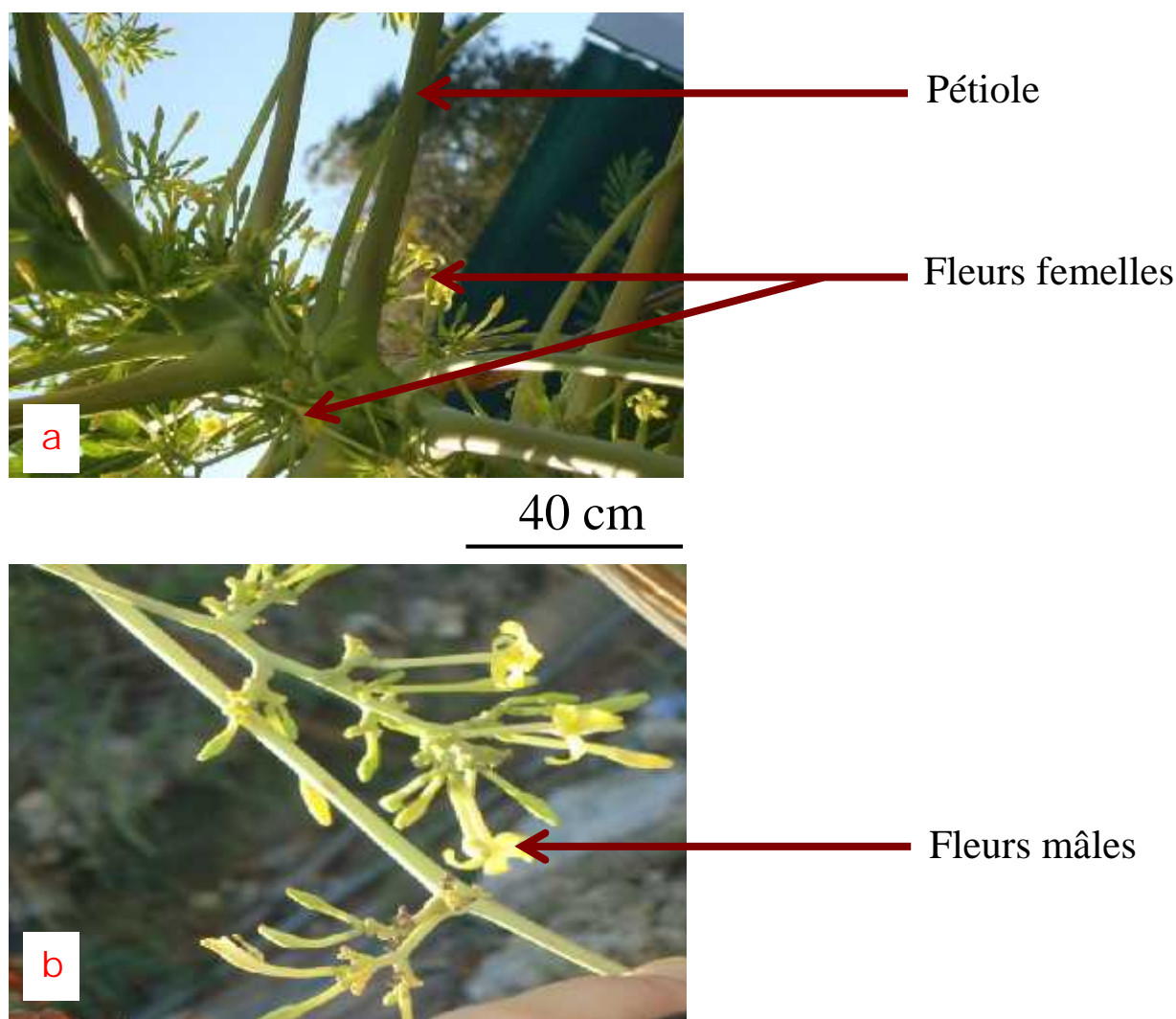


Figure 2: Inflorescences du papayer solo 8 (Fabert, 2011)
a: inflorescence femelle, b: inflorescence mâle

1.3.4. Le fruit

Le fruit du papayer appelé papaye (**Figure 3**), est une baie, longue de 15 à 40 cm pour un diamètre de 7 à 25 cm. Elle possède une forme ovoïde ou arrondie et est marquée d'angles saillants. Son poids varie de 500 g à 8 kg. Les fruits sont groupés par deux ou trois (Fabert, 2011). Le péricarpe de la papaye passe du vert au jaune-orangé à maturité. L'endocarpe est de couleur orangée, parfois rouge. La cavité centrale renferme des grains noirs ou grisâtres, de saveur piquante, contenus dans un mucilage (Lannuzel, 2009).

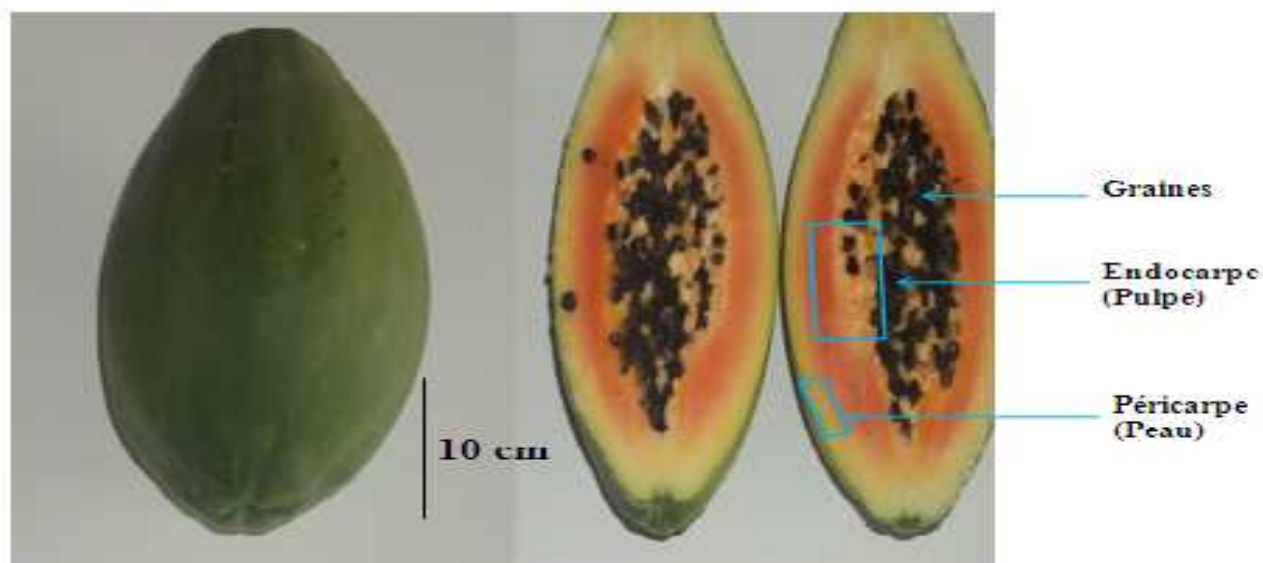


Figure 3: Fruit u papayer Solo 8 à maturité (Yao, 2012)

1.4. Quelques variétés de papaye et leur description.

Il existe plusieurs variétés de papaye. Les principales variétés disponibles sur les marchés sont selon Kim *et al.* (2002), puis Anonyme (2009):

Solo N° 8: la plus cultivée, à chair rouge-orangée, peau vert-jaune, poids 300 – 500 g, de forme oblongue lorsque les pieds sont hermaphrodites et ronde pour les pieds femelles. C'est la variété la plus appréciée sur le marché (Anonyme, 2009).

Golden: la chair est rouge, de couleur externe plus pâle que la variété solo, le poids varie entre 300 et 500 g, la forme est oblongue pour les pieds hermaphrodites et ronde pour les pieds femelles. Cette variété est plus résistante aux maladies (Anonyme, 2009).

Sunrise: elle présente une peau lisse, la chair est ferme, de couleur rouge-orange, douce avec un taux de sucre élevé. Le poids varie entre 600 g et 750 g. Le fruit est semblable à celui de la variété Solo.

Waimanalo: la chair est épaisse et ferme, de couleur jaune-orange, saveur bonbon. Le fruit est de grande taille, la masse pouvant atteindre 1 kg.

Amazon red: la chair est rouge lumineuse, douce et juteuse. Cette variété produit des fruits moyens (300 à 400 g).

Formosa: c'est une variété hybride, d'origine chinoise, à fruits pesant entre 800 et à 2,5 kg. La pulpe tire vers le jaune ou vers le rouge.

Tainung n° 1: il s'agit également d'une variété hybride, hautement productive (papayer du Costa-Rica). Les fruits sont ronds ou allongés, la pulpe est rouge-orangée, de saveur excellente.

1.5. Valeur nutritionnelle de la papaye

La papaye est considérée comme l'un des fruits tropicaux les plus riches en sucres, en minéraux, en vitamines etc. Elle renferme plusieurs types d'enzymes dont une protéase, connue sous le nom de papaïne, qui est une enzyme de digestion des protéines. Cette enzyme ressemble considérablement à la protéine enzymatique animale dans son action digestive (Fabert, 2011).

La papaye consommée régulièrement assure un bon approvisionnement en vitamine A et C (Muhamad, 2005). Elle contient, également, des vitamines B, D, E, K, et des minéraux tels que le magnésium, le sodium, le fer, le calcium, le phosphore et le potassium. Grâce à sa richesse en vitamines A et C, la papaye a été employée pour guérir des ulcères et autres saignements internes (Muhamad, 2005). Elle est une bonne source de bêta-carotène qui empêche les dommages provoqués par les radicaux libres qui peuvent provoquer plusieurs formes de cancer. Elle est aussi un fruit à basses calories, comparé à d'autres fruits. Cent grammes de papaye mûre contiennent seulement 32 kcal. La faible teneur en calories fait de ce fruit, un fruit recommandé aux personnes obèses qui suivent un régime alimentaire (Dohou, 2006). La composition globale du fruit de papayer est donnée dans le tableau I:

Tableau I: Composition de la papaye (*Carica papaya* L.) variété Solo 8 (Muhamad, 2005).

Composition	Quantité /100g de poids frais
Energie	35 kcal
Humidité	90,7 g
Protéines	1,5 g
Lipides	0,1 g
Carbohydrates	7,1 g
Fibres	0,5 g
Cendre	0,1 g
Calcium	11,0 mg
Phosphore	3,0 mg
Fer	0,7 mg
Sodium	3,0 mg
Potassium	16,0 mg
Beta-carotène	1160,0 µg
Vitamine B1	0,03 mg
Vitamine B2	0,07 mg
Niacine	0,1 mg
Vitamine C	71,0 mg

1.6. Production et exportation de la papaye

Durant la dernière décennie, la production de la papaye est celle qui a plus augmenté parmi les principaux fruits tropicaux. Cela est principalement dû à l'importance des taux de croissance annuels obtenus en Inde et au Brésil qui sont respectivement de 18,6 % et 6,1 % (Eurostat, 2009). La production mondiale a été estimée à plus de 8.380.000 tonnes en 2008 (Eurostat, 2009). En 2014, elle est estimée à 13 millions de tonnes (Eurostat, 2009). Pendant la période couverte par les projections, la région Amérique Latine et Caraïbes devrait représenter 30 % de la production mondiale, l'Asie-Pacifique 20 % et l'Afrique 15 %. Le taux de croissance annuel devrait être de 4,5 % (Eurostat, 2009). Le Brésil, l'Equateur, la Côte d'Ivoire et le Ghana en sont les quatre premiers pays exportateurs sur le marché UE, avec des productions respectives de 23 273 tonnes, 3 646 tonnes, 3 574 tonnes et 1061 tonnes, en 2008. Les importations de l'UE ont été estimées à 51 166 tonnes en 2008 (Eurostat, 2009). Les

importations mondiales de papayes devraient atteindre 363 717 tonnes en 2014 (Eurostat, 2009). De même, les États-Unis devraient demeurer le plus gros importateur mondial, avec un volume d'importation prévu à 134 445 tonnes, soit 37 % du commerce mondial, suivis de l'UE, avec 12 % (Eurostat, 2009).

1.7. Importance médicinale

La papaye constitue un aliment diététique du fait de sa richesse en vitamines et en enzymes, notamment la papaïne qui est une enzyme protéolytique. Elle est utilisée dans les insuffisances gastriques et duodénales (Girre, 2006). Le jus de fruit ou l'infusion des feuilles est traditionnellement recommandé dans les affections hépatiques, les dyspepsies, les coliques et les ulcères de l'estomac (Fabert, 2011). Dans toutes les Caraïbes, les fruits très mûrs sont consommés avec leurs graines pour leur action vermifuge, ils combattent la constipation et calment les douleurs intestinales. Les fleurs et les racines préparées en tisane ont, elles aussi, des propriétés vermifuges (Sastre & Breuil, 2007). Le latex appliqué sous forme d'hydrogel sur les brûlures, favorise la cicatrisation (Boullard, 2001). Les sages femmes traditionnelles utilisent les organes de plantes pour faciliter les accouchements difficiles. Parmi celles-ci, la racine du papayer mâle se mâche avec sept graines de poivre pendant le travail, ce qui provoque l'expulsion rapide du bébé (Sofowora, 1996). La décoction d'un mélange en quantité égale de feuilles vertes et fanées de papayer est utilisée par la femme sur le point d'accoucher, en boisson, deux ou trois cuillerées du breuvage, puis en bain au ventre avant les contractions (Fabert, 2011). Cette préparation accélère l'accouchement en atténuant les douleurs. Par ailleurs, les racines sont utilisées en tisane pour leurs propriétés aphrodisiaques (Grenand *et al.*, 2004). Les racines et les feuilles mortes sont aussi utilisées contre la blennorragie et la syphilis (Boullard, 2001). Enfin, l'extrait de feuille de papayer et son thé est anti-cancérogène sur les tumeurs du col de l'utérus, du sein, des poumons et du pancréas (Varmudy, 2011).

2. Généralités sur les différentes modifications physiologiques des fruits au cours de leur développement

2. 1. Maturation

La maturation est définie comme étant la phase de développement des fruits qui s'étend

de la véraison (début du virage de la teinte) à la maturité (le fruit est prêt à être consommé). Elle débute au cours de la troisième phase de croissance et se termine alors que la sénescence est déjà engagée (Adams-Phillips *et al.*, 2004). La maturation des fruits correspond à un processus génétiquement programmé. C'est au cours de cette phase que s'élaborent, en grande partie, les qualités organoleptiques et nutritionnelles des fruits (James-Miranda, 2006). Les fruits peuvent être divisés en deux groupes selon le mécanisme de maturation. Les fruits climactériques et les fruits non climactériques. Les fruits climactériques (abricot, tomate, pomme, banane, papaye etc.) présentent une explosion de la synthèse d'éthylène auto catalytique et une augmentation transitoire de leur activité respiratoire pendant la maturation, contrairement aux fruits non climactériques (fraise, raisin, orange...) dont l'activité respiratoire ne caractérise pas le processus de maturation (Yang & Hoffman, 1984). L'éthylène est le déclencheur dominant de la maturation d'un fruit climactérique. De plus, le stade de développement du fruit est déterminant pour sa capacité à mûrir. En effet, des fruits immatures sont incapables de mûrir même en présence d'éthylène exogène (Jaimes-Miranda, 2006). Chez les fruits non climactériques, l'application d'éthylène exogène ne permet pas d'enclencher la maturation, bien que certaines voies métaboliques puissent y répondre partiellement (Alonso *et al.*, 1995). La maturation est influencée par des facteurs internes et externes, telles que les hormones qui régulent l'expression des gènes durant le développement du fruit, la lumière et la température (Alba *et al.*, 2000). Mais, des avancées significatives dans la compréhension des mécanismes moléculaires ont été focalisées sur le rôle et la régulation de la biosynthèse de l'éthylène (Theologis, 1992). Il coexiste, cependant, à la fois chez les fruits climactériques et non climactériques, des voies métaboliques éthylène-dépendantes et indépendantes (Lelièvre *et al.*, 1997). Bien que leur rôle et leur mode d'action soient actuellement moins bien caractérisés que pour l'éthylène, la plupart des phytohormones, comme l'acide abscissique (Jiang *et al.*, 2000), l'auxine (Visser *et al.*, 1996), l'acide gibbérellique (Choi *et al.*, 2004), l'acide jasmonique (Creelman & Mullet, 1997) influencent la maturation des fruits climactériques.

2.2. Mûrissement

Le mûrissement des fruits débute dès que les fruits ont atteint leur maturité physiologique et s'achève lorsque la sénescence a déjà commencé. La finalité du mûrissement est de rendre les fruits attractifs pour promouvoir leur consommation qui va faciliter la libération et la dispersion des graines (Jaimes-Miranda, 2006). Cette opération s'effectue *via*

une modification des tissus comestibles (Adams-Phillips *et al.*, 2004). Les spécificités biochimiques et physiologiques du mûrissement varient en fonction des espèces. Celles-ci incluent, généralement, le changement de couleur, de texture, de flaveur, d'arôme, du contenu nutritionnel (Seymour *et al.*, 1993). Le changement de couleur est la conséquence de la transformation des chloroplastes en chromoplastes, associée à une dégradation de la chlorophylle et à une synthèse accrue des caroténoïdes (Harris & Spurr, 1969). La modification de la texture du fruit (perte de fermeté), liée à la dégradation de certains constituants comme les celluloses, hémicelluloses et pectines, entraînent une perte de turgescence des cellules (Tucker, 1993). La modification des teneurs en sucres, acides et composés volatils aboutit à une diminution de la teneur en acides, principalement malique et citrique, et une augmentation de la teneur en sucres, principalement glucose et fructose (Tucker, 1993; Baldwin *et al.*, 1991).

2.3. Sénescence

La sénescence est considérée comme la dernière étape de développement à partir de laquelle la plante, ou le fruit, se dégrade et meurt. La sénescence est un processus dégénératif où les réactions cataboliques (dégradation) prédominent sur les réactions anaboliques (synthèse), elle doit être retardée lors de la conservation (Varner, 1961). La sénescence résulte de l'interaction de nombreux facteurs, aussi bien endogènes à la plante ou au fruit, qu'à des facteurs environnementaux (He *et al.*, 2001). Les facteurs internes affectant la sénescence sont principalement la production de phytohormones ou d'autres molécules-signal (éthylène, cytokinines, auxines, acides abscissique, salicylique et jasmonique) ainsi que le stade de développement des tissus (Lim *et al.*, 2007). Les facteurs environnementaux tels que les lumières ultraviolettes, l'ombrage, la sécheresse, l'ozone, les carences nutritionnelles, les hautes et basses températures ainsi que les blessures et les infections par des agents pathogènes peuvent avoir un impact sur l'induction de la sénescence (Lim *et al.*, 2007). Ce processus est régulé par de nombreux gènes connus sous le nom de gènes associés à la sénescence (GAS). L'expression de ces gènes est influencée par ces facteurs endogènes et environnementaux qui modifieront la synthèse et la transduction des voies métaboliques des phytohormones et l'expression des gènes de réponse au stress (Chen *et al.*, 2008).

2.4. Perte de fermeté

La perte de la fermeté au cours du mûrissement des fruits et l'attaque des pathogènes sont les principaux facteurs limitant la conservation et la durée de vie des fruits après la récolte (Jimenez-Bermudez *et al.*, 2002). D'un point de vue général, le ramollissement des fruits est dû à la perte d'adhésion intercellulaire. Ce mécanisme intervient dans la plupart des organes et à différentes périodes de la vie des plantes (Roberts *et al.*, 2002). Il permet aux racines d'émerger des graines pendant la germination, aux cotylédons et aux feuilles de croître, aux fruits de devenir comestibles et l'abscission du pédoncule. Bien que dans l'ensemble de ces cas, les processus biochimiques qui consistent à métaboliser la paroi cellulaire soient comparables, la nature du signal qui induit ces changements est différente. De par la diversité des organes dans lesquels elles interviennent, les enzymes liées à la dégradation de la paroi sont extrêmement multigéniques (Li *et al.*, 2002).

Par ailleurs, la perte de la fermeté est un des aspects du mûrissement très sensible à l'éthylène et qui est, par conséquent, dépendant de l'éthylène. La dégradation de l'amidon chez les fruits à réserve et, plus tard, la perte de turgescence, peuvent contribuer à la perte de fermeté. Il est, toutefois, admis que la dégradation des polysaccharides des parois cellulaires (cellulose, hémicellulose et pectine) entraîne la perte de la fermeté du fruit (Mbenguie, 2000). Cette hypothèse a été démontrée par des études anatomique, biochimique et moléculaire. La dégradation, *in vivo*, des polymères pectiques au cours de la maturation des fruits a été mise en évidence par de nombreux auteurs (Huber, 1983; Sakurai & Nevins, 1997; Rose *et al.*, 1998). L'augmentation de l'activité de nombreuses hydrolases pariétales (polygalacturonase, cellulase, -galactosidase, pectineméthylesterase, etc.) a également été rapportée pendant la maturation de nombreux fruits, et corrobore le dégagement éthylénique (Fischer & Bennett, 1991 ; Fils-Lycaon & Buret, 1991 ; Ketsa & Daengkanit, 1999). Chez la poire, le traitement du fruit par de très faibles doses d'éthylène (0,1 ppm) ou de propylène induit la perte de la fermeté, mais pas d'autres aspects du mûrissement (Gerasopoulos & Richardson, 1996). Chez le melon transgénique produisant seulement 0,5 % d'éthylène par rapport à la normale, la perte de fermeté est totalement bloquée (Guis *et al.*, 1997). Le cas du gène de la polygalacturonase a longuement été étudié chez la tomate. L'activité de cette enzyme est génétiquement contrôlée par l'éthylène (Sitrit & Bennett, 1998). En effet, l'application pendant 24 heures d'éthylène exogène (0,1 à 100 µl/l) induit, proportionnellement, une augmentation de l'activité polygalacturonasique. Si les activités de nombreuses hydrolases ont été associées au processus de mûrissement, la technique de transgénèse a définitivement

démontré qu'aucune d'entre elles n'est exclusivement responsable de la perte de la fermeté (Sheehy *et al.*, 1988; Giovannoni *et al.*, 1989; Tieman *et al.*, 1992; Hall *et al.*, 1993; Lashbrook *et al.*, 1998). Toutefois, chez certains fruits, l'importance de certaines de ces enzymes a été associée à la perte de fermeté. C'est le cas des activités polygalacturonasique chez la tomate (Fischer & Bennett, 1991), cellulase chez l'avocat (Christoffersen *et al.*, 1982) et -galactosidasique chez le melon (Ranwala *et al.*, 1992), la mangue et la papaye (Ali *et al.*, 1995 ; 1998).

2.4.1. Composition Biochimique de la paroi cellulaire de la papaye (*Carica papaya* L.)

La matrice extracellulaire (paroi cellulaire) entourant chaque cellule végétale est composée de 90 % de polysaccharides (pectine, cellulose et hémicellulose) et de 10 % de glycoprotéines (Grimplet, 2004) chez les fruits.

2.4.1.1. Pectine

La pectine représente 40 à 60 % de la paroi cellulaire (Chapman *et al.*, 1987). C'est un polysaccharide riche en acide galacturonique, avec des teneurs élevées en rhamnose, arabinose et galactose. Ce polysaccharide est constitué de familles de molécules variant dans la proportion de trois domaines structuraux que sont les homogalacturonanes et les rhamnogalacturonanes I et II (**Figure 4**), les deux premiers domaines étant majoritaires. Ces derniers sont présents en de faibles quantités dans certaines parois végétales (Carpita & Gibeaut, 1993). Le calcium (Ca^{2+}) permet de relier ces polysaccharides entre eux et, selon le degré de déestérification des pectines, ils définiraient la taille des pores de la paroi cellulaire. En complément, les parois primaires contiennent quelques molécules libres, riches en sucres neutres tels que les arabinanes, les galactanes et les arabinogalactanes (Waldron *et al.*, 2003).

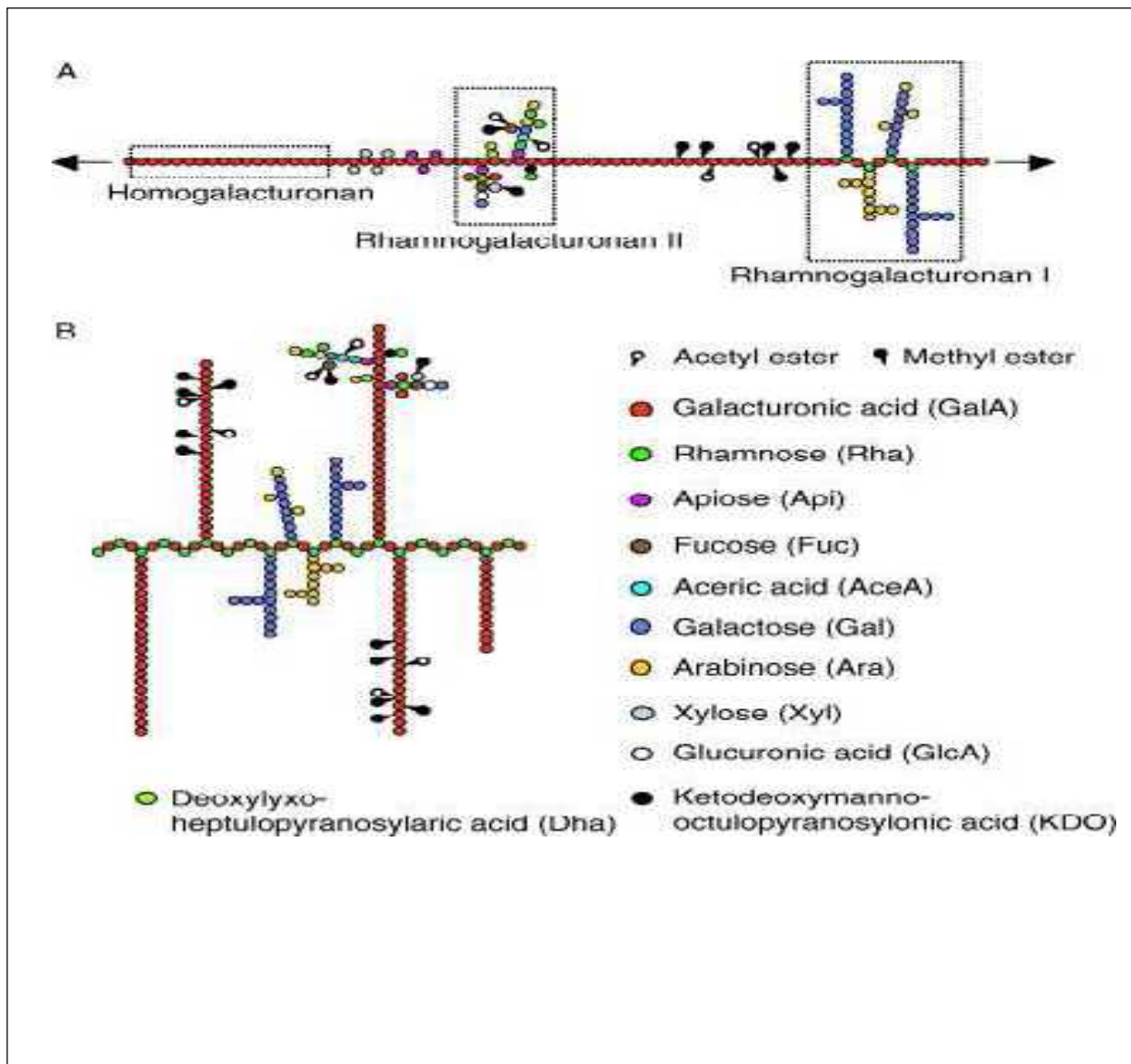


Figure 4: Les modèles pectiques (Willats *et al.*, 2006)

(A): conventionnel et (B): alternatif

2.4.1.2. Hémicelluloses

Les hémicelluloses constituent 20 à 25 % de la paroi cellulaire et sont majoritairement des xyloglucanes (Bacic *et al.*, 1988). Selon les espèces et les tissus, on retrouve aussi des xylanes, des glucomannanes (parois secondaires), des mannanes, des galactomanannes et des glucuronomannanes (Waldron *et al.*, 2003). Les hémicelluloses peuvent interagir entre elles et sont reliées aux microfibrilles de cellulose par des ponts hydrogènes. A l'origine, les hémicelluloses désignent des polysaccharides pariétaux alcalinosolubles; cependant, certains polysaccharides, tels que les arabinanes et les arabinogalactanes, sont extraits par l'eau. Donc,

par extension, les hémicelluloses regroupent tous les polysaccharides présents dans les parois cellulaires végétales qui ne sont ni cellulosiques, ni pectiques (Brudieux, 2007).

2.4.1.3. Cellulose

La cellulose représente 20 à 25 % de la paroi cellulaire comme les hémicelluloses. Elle est formée de plusieurs dizaines de longues chaînes linéaires de (1-4)-D-glucose structurées en micro-fibrilles. Elle est un polymère comportant 500 à 14000 résidus de (1,4)-D-glucopyranose (Somerville, 2006). Avec les hémicelluloses, le réseau cellulósique forme le squelette de la paroi primaire (Carpita & Gibeaut, 1993). La disposition des hydroxyles libres des molécules de glucose permet l'établissement de liaisons hydrogènes intra-chaînes. Ces liaisons stabilisent la molécule dans son orientation linéaire, ce qui lui confère une certaine rigidité. De même, des liaisons inter-chaînes relient plusieurs molécules de cellulose et les maintiennent disposées parallèlement (Brudieux, 2007). Ainsi, l'association de nombreuses molécules de cellulose permet la formation de micro-fibrilles, qui, elles-mêmes, s'assemblent en fibres et favorisent l'établissement d'un état solide ordonné, cristallin. La structure fibrillaire très condensée de la cellulose explique sa résistance aux attaques chimiques et enzymatiques, sa grande résistance mécanique, ainsi que son caractère non-soluble dans l'eau (Brudieux, 2007).

2.4.1.4. Glycoprotéines

Les parois cellulaires contiennent, également, des protéines qui se répartissent en deux classes: les protéines de structure et les protéines enzymatiques. Elles constituent, environ, 10 % de la paroi primaire.

Les protéines de structure sont réparties en trois groupes: les protéines riches en glycine (PRG), les protéines riches en proline (PRP) et les protéines riches en hydroxyproline (PRHP). Parmi les PRHP, on retrouve les extensines, les arabinogalactanes-protéines (AGP) et les leptines des solanacées. Les PRHP participent à la consolidation de la structure pariétale de par leur implication dans le réseau des polymères pariétaux grâce à leur forte teneur en tyrosine. Les extensines sont les plus décrites. Elles interviennent, notamment, en fin d'élongation cellulaire, en s'insérant entre les micro-fibrilles de celluloses pour stopper leur étirement et figer la structure des parois, déterminant, ainsi, la forme des cellules (Smith *et al.*, 1986). Ces différents constituants forment un réseau complexe de macromolécules responsable des propriétés mécaniques et informationnelles de la paroi cellulaire. Cet

exosquelette joue un rôle critique dans le contrôle de la pression de turgescence, qui s'oppose à l'appel d'eau liée à la pression osmotique vacuolaire (Grimplet, 2004).

2.4.2. Les enzymes intervenant dans la dégradation des polysaccharides de la paroi cellulaire

2.4.2.1. Polygalacturonases

Les polygalacturonases hydrolysent, de façon aléatoire, les liaisons (1-4) des acides pectiques. Ce sont des glycosyl hydrolases. Selon leur mode d'action, il est possible de distinguer les endo et les exo-polygalacturonases:

- les endo-polygalacturonases (1,4-D-galacturonide) glycanohydrolases (E.C. 3.2.1.15), leur activité libère principalement des monomères, des dimères et des trimères d'acide galacturonique. Elles agissent aléatoirement sur l'ensemble du polymère (Chaïb, 2007);

- les exo-polygalacturonases, attaquent la chaîne homogalacturonique par son extrémité non réductrice. La présence de groupements méthyl et de rhamnose bloque leur action. Il y en existe deux types :

* Poly (1,4- D-galacturonide) galacturonohydrolase (EC 3.2.1.67), qui libère des monomères d'acide galacturonique (Chaïb, 2007).

* Poly (1,4- D-galacturonide) digalacturonohydrolase (EC 3.2.1.82), qui libère des dimères d'acide galacturonique (Brudieux, 2007). Pour le fruit, le terme polygalacturonase est communément utilisé pour désigner des endo-polygalacturonases (Chaïb, 2007).

Pendant la perte de la fermeté lors du mûrissement des fruits, la polygalacturonase reste l'une des enzymes les plus étudiées. Ainsi, chez la tomate, l'observation d'une forte activité endo-polygalacturonasique dans les fruits mûrs a conduit à l'hypothèse que les polygalacturonases jouent un rôle important dans la perte de la fermeté (Giovannoni *et al.*, 1989). Cependant, la caractérisation fonctionnelle de transgènes chez lesquels l'activité polygalacturonasique était réduite de 99 %, n'a pas permis de mettre en évidence l'impact notable sur la texture de la tomate (Giovannoni *et al.*, 1989, Smith *et al.*, 1990). Chez la papaye, le niveau d'expression d'une polygalacturonase dans différents cultivars est corrélé avec leur fermeté (Lester *et al.*, 1994).

2.4.2.2. Pectine méthylestérases

Les pectine méthylestérases (PME) interviennent dans la perte de la fermeté en déméthylant les pectines, favorisant ainsi, la susceptibilité de ces dernières aux polygalacturonases (Micheli, 2001). L'activité pectine méthylestérasique a été détectée dans les fruits comme la mangue (Ashraf *et al.*, 1981; Roe & Bruemmer, 1981; Selvaraj & Kumar, 1989; Abu-Sarra & Abu-Goukh, 1992; Aina & Oladunjoye, 1993; Djioua, 2010), la banane (Brady, 1976; El-Zoghbi, 1994; Emaga *et al.*, 2008), la papaye (Paull & Chen, 1983; Paull *et al.*, 1999; Bron & Jacomino, 2009 et Thumdee *et al.*, 2010), la pêche (Ahmed & Labavitch, 1980; Brummell *et al.*, 2004), l'avocat (Wakabayashi *et al.*, 2000), la tomate (Koch & Nevins, 1989; Tieman *et al.*, 1992) et la fraise (Prasanna *et al.*, 2007). Comme les polygalacturonases, l'activité PME est induite en début de maturation des fruits (Tieman *et al.*, 1992). Paull *et al.* (1999) ont observé que l'activité pectine méthylestérasique diminuait lors du mûrissement de la papaye, alors que pour d'autres auteurs, cette activité augmentait au cours du mûrissement du même fruit (Paull & Chen, 1983; Bron & Jacomino, 2009). Par ailleurs, Brady (1976), Ahmed & Labavitch (1980), Ashraf *et al.* (1981) ont, eux, montré que l'activité pectine méthylestérasique restait constante lors du mûrissement de la banane, de la pêche et de la mangue.

2.4.2.3. Pectate lyases

Les pectate-lyases catalysent le clivage des liaisons entre les résidus galacturonosyles des pectines déestérifiées (Carpita et Gibeaut, 1993). Elles n'agissent pas sur les pectines non déestérifiées par les pectine méthylestérases. Chez la pêche, deux isogènes de pectate lyase sont induits au cours de la maturation (Trainotti *et al.*, 2003). La suppression d'une pectate lyase dans des fraises transgéniques aboutit à l'obtention de fruits significativement plus fermes (Jiménez-Bermudez *et al.*, 2002).

2.4.2.4. Cellulases

Les endo β -1-4-glucanases, souvent appelées CMCases (Carboxyméthyl cellulases) ou HECases (hydroxyéthyl cellulases), coupent les liaisons glycosidiques -1-4 à l'intérieur de l'homopolymère de glucose, c'est-à-dire qu'elles hydrolysent les liaisons glycosidiques à l'intérieur des chaînes cellulosiques (Fonty *et al.*, 1988). Elles appartiennent au complexe cellulasique et travaillent, selon Brummell *et al.* (1999) en synergie avec les exoglucanases et les -D-glucosidases pendant la solubilisation du matériel cellulosique. Les exoglucanases

libèrent du cellobiose ou du glucose à partir de l'extrémité non réductrice de la cellulose. Les -glucosidases ou cellobiases hydrolysent, spécifiquement, le cellobiose (Chaib, 2007).

2.4.2.5. Hemicellulases

Les hémicellulases hydrolysent les liaisons glycosidiques à l'intérieur des chaînes d'hémicelluloses (Grimplet, 2004). Sous le terme d'hémicellulases, sont rangées les enzymes qui s'attaquent au squelette de xylane (les xylanases) et celles qui sont dites débranchantes, dont le rôle est d'hydrolyser les ramifications présentes sur la chaîne principale de l'hémicellulose (Paës, 2005). Les xylanases catalysent l'hydrolyse des liaisons du xylane. Le -1,4-D-endo-xylanase et le -1,4-D-exo-xylanase sont deux enzymes impliquées dans la dégradation de la paroi cellulaire des fruits (Prasana *et al.*, 2007). Dans la papaye, pendant le mûrissement, une corrélation existe entre l'activité polygalacturonasique et l'activité xylanasique, d'une part, puis l'augmentation de la respiration climatérique, l'augmentation de la production de l'éthylène et le ramollissement du fruit, d'autre part (Paull & Chan, 1983).

2.4.2.6. -galactosidases

Elles interviennent dans la dégradation des polymères de galactoses reliés aux polysaccharides pectiques, majoritairement au squelette de rhamnogalacturonanes. Ce sont des enzymes hautement régulées au cours du mûrissement des fruits. Chez la tomate, trois isoformes ont été identifiées, les -galactosidases I, II et III. La famille des -galactosidases est composée de 7 membres qui s'expriment tous, au cours du développement du fruit. Les -galactosidases I et III sont spécifiques des stades verts alors que les -galactosidases II caractérisent le mûrissement (Chaib, 2007).

2.5. Couleur

Deux mécanismes participent au changement de la couleur pendant le mûrissement: la dégradation des chlorophylles et la synthèse de pigments colorés, majoritairement des caroténoïdes chez la papaye (Sancho *et al.*, 2010).

2.5.1. Dégradation des chlorophylles

La dégradation des chlorophylles est sous contrôle de l'éthylène pendant le mûrissement (Trebitch *et al.*, 1993). Elle est réalisée par la voie métabolique du phéophorbide "a" conduisant à des composés incolores dans les feuilles sénescents (Matile *et al.*, 1999).

L'ensemble des composés intermédiaires a été retrouvé dans les fruits de chérimolier (Almela *et al.*, 2000), indiquant que cette voie métabolique est aussi présente dans les fruits. Deux enzymes de cette voie ont été étudiées pendant le mûrissement, la chorophyllase “a” chez *Citrus* (Trebitch *et al.*, 1993) et la Mg-déchélatase chez la fraise (Costa *et al.*, 2002). Leurs activités sont corrélées avec la dégradation des chlorophylles.

2.5.2. Biosynthèse des caroténoïdes

Les caroténoïdes sont une famille de molécules synthétisées dans les plastes et retrouvées chez tous les organismes photosynthétiques. Ils incluent les carotènes, comme le lycopène et le β -carotène, et les xanthophylles comme la lutéine. Chez les variétés de papaye solo, le caroténoïde majoritaire dans le fruit est le β -carotène, principal pigment impliqué dans la couleur orangée du fruit. Les caroténoïdes sont aussi les précurseurs de l'acide abscissique (Rock & Zeevart, 1991). Les plantes synthétisent les caroténoïdes via la voie métabolique du 1-déoxy-D-xylulose-5-phosphate (DOXP), préférentiellement, à la voie de l'acide mévalonique (Schwender *et al.*, 1996).

2.6. Arôme

Les composés volatils sont fortement impliqués dans l'arôme (Sun *et al.*, 1996), qui est un des principaux attributs de la qualité des fruits. Ils sont synthétisés au cours du processus de mûrissement. L'étude réalisée sur les composés volatils de la papaye par Karina *et al.* (2003) a permis d'identifier, par chromatographie en phase gazeuse, plusieurs terpènes et lactones. Selon Pino (2003), environ 300 composés volatils ont été identifiés dans la papaye. Ils appartiennent à différentes familles chimiques telles que les hydrocarbures, les alcools, les aldéhydes, les cétones, les esters, les lactones etc. Ils proviennent de diverses voies de biosynthèse: dégradation des acides gras et des caroténoïdes, métabolisme des acides aminés.

2.7. Sucres

Les fruits sont attrayants pour leur saveur, leur apparence et leur texture. Parmi toutes ces propriétés, les sucres jouent un rôle très important (Tinjaca, 2005). La saveur est l'équilibre entre les sucres et les acides. Le glucose, le saccharose et le fructose sont les sucres les plus importants rencontrés dans un fruit. Leur concentration change considérablement avec la variété du fruit, le sol et les

conditions climatiques de la plante. En outre, les fruits climatériques montrent un changement considérable de la concentration en sucre entre la maturation et le mûrissement (Seymour *et al.*, 1993).

2.8. Acidité

La plupart des fruits contiennent plusieurs acides organiques qui jouent un rôle très important dans leur métabolisme. Celui-ci implique les processus comme la photosynthèse, la respiration, la synthèse des lipides, des composés phénoliques et des composés volatils responsables de l'arôme, etc.. Pendant le développement du fruit, la teneur en acides change selon le niveau de maturité. Cependant, il y a une grande signification entre la teneur en acides et la saveur des fruits (Hulme, 1971). Le rapport sucres/acides est souvent utilisé comme un index de qualité du fruit et d'acceptabilité chez le consommateur. L'acidité de la papaye diminue pendant le mûrissement du fruit. L'acide prédominant est l'acide citrique. L'acide malique se retrouve en quantité moins élevée (Mitra, 1997).

2.9. Acide ascorbique

La papaye est une bonne source de vitamine C (acide ascorbique), un nutriment essentiel dans le régime alimentaire humain (Babalola *et al.*, 2010). En raison de ses propriétés antioxydantes, la vitamine C est efficace dans le traitement et la prévention de l'athérosclérose, du scorbut et d'autres maladies (Prior *et al.*, 1998). Les différents facteurs qui affectent la teneur de la vitamine C dans le fruit sont la lumière du soleil, la maturité et la variété. Sa diminution en fonction du temps d'entreposage (Hagg *et al.*, 1995) et les changements de sa concentration dépendent du type de fruit (Seymour *et al.*, 1993). Elle participe à beaucoup de réactions biochimiques, principalement, comme un système redox qui joue le rôle de donneur d'électrons dans les réactions enzymatiques impliquant les métaux. Elle n'est pas très stable dans les solutions, et sa dégradation dépend des paramètres tels que la température, la concentration en sels et en sucres, le pH, l'oxygène, les enzymes, les aminoacides, etc. (Tinjacá, 2005).

2.10. Ethylène

L'éthylène est une molécule organique produite par la plupart des plantes, qui exerce un important effet régulateur sur plusieurs phases de leur croissance et leur développement

(Abeles, 1973). C'est un gaz synthétisé à partir de la méthionine (**Figure 5**). Elle est capable de se déplacer par diffusion à partir de son site de synthèse. Sa production est induite dans la plupart des tissus durant plusieurs stades du développement (la maturation et le mûrissement des fruits, la germination, la sénescence et l'abscission). Elle est aussi induite en réponse aux stress comme les blessures, l'anaérobiose, l'infection virale, la sécheresse et le traitement par l'auxine, le froid et les ions comme le Cadmium (Cd^{2+}) et le Lithium (Li^+) (Abeles, 1992; Yang & Hoffman, 1984). La quantité d'éthylène produite dans les tissus végétaux est de l'ordre de $500 \text{ nL.g}^{-1}.\text{h}^{-1}$ et l'hormone est biologiquement active à partir des concentrations voisines de 10 à 100 nL/L d'air. L'effet de l'éthylène le plus décrit est l'induction du mûrissement des fruits, en particulier chez les fruits climatériques. D'autres effets incluent la sénescence des feuilles et des fleurs, l'abscission des feuilles et des fruits, l'inhibition de la croissance, l'accélération de l'activité respiratoire, la nodulation des racines, la modification de la pigmentation des feuilles et des fruits et la germination (Bleecker & Kende, 2000; Johnson & Ecker, 1998). L'éthylène est essentiel pour le développement normal et la survie des plantes. Cette hormone intervient dans la germination des graines, le développement des fleurs et des fruits, dans l'induction de certains mécanismes de défense et en interaction avec de nombreuses hormones végétales. Elle est produite dans la plupart des tissus végétaux (Yang & Hoffman, 1984).

2.10.1. Biosynthèse de l'éthylène

Elle débute par la transformation de la méthionine, qui réagit avec l'Adénosine 5'-triphosphate (ATP) pour produire la S-adenosine-méthionine (SAM) qui est ensuite scindée par le 1-aminocyclopropane-1-acide carboxylique synthase en deux molécules différentes dont l'une est le 1-aminocyclopropane-1-acide carboxylique (ACC). Cette réaction est considérée comme la partie limitante de la biosynthèse de l'éthylène (**Figure 5**). La dernière réaction est l'oxydation de l'ACC en éthylène par l'ACC oxydase, qui libère du HCN et du CO_2 (Bleecker & Kende, 2000).

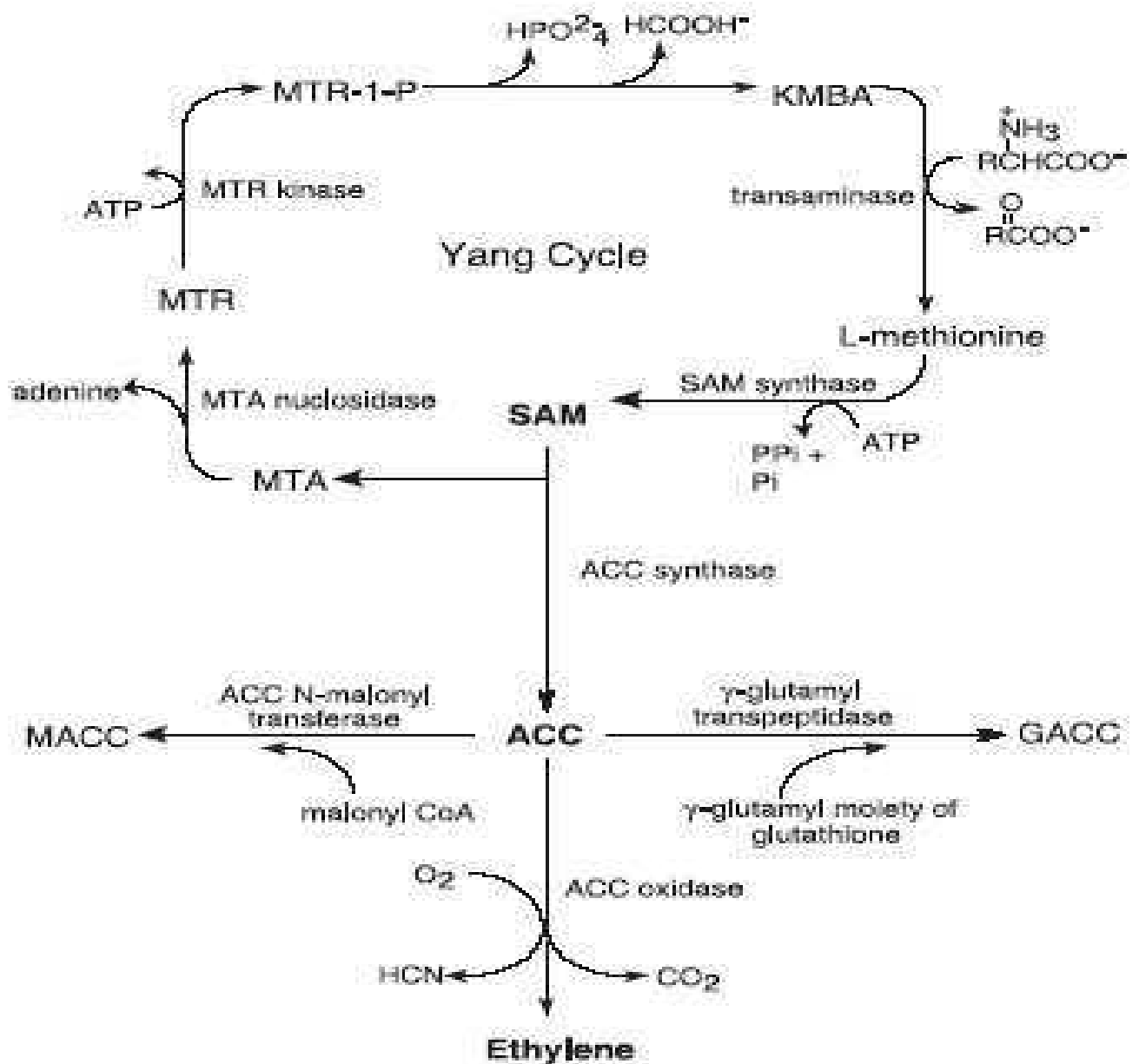


Figure 5: Cycle de Yang de synthèse de l'éthylène (Yang & Hoffman, 1984).

SAM: S-adenosyl-L-méthionine, ACC: 1-aminocyclopropane-1-acide carboxylique; KMBA: 2-keto-4-méthylthiobutyrate, MACC: malonyl-ACC, MTA: 5'-méthylthioadenosine, MTR: 5'-méthylthioribose, MTR-1-P: MTR-1 phosphate.

2.10.2. Rôle de l'éthylène dans le mûrissement des fruits climactériques

Avec le développement des méthodes et techniques de biologie moléculaire, le mûrissement apparaît comme un phénomène de développement génétiquement programmé qui implique l'expression de gènes spécifiques (Grierson, 1986). De nombreuses revues ont été consacrées aux mécanismes de mûrissement des fruits en termes biochimiques, physiologiques et moléculaires (Brady, 1987; Lelièvre *et al.*, 1997; Giovannoni, 2001; Pech *et al.*, 2002; Alexander et Grierson, 2002 ; Giovannoni, 2004). Le changement de couleur peut être dépendant ou indépendant de l'éthylène en fonction du pigment et du type de fruit. Par exemple, l'accumulation du lycopène dans les tomates ne produisant plus d'éthylène est fortement réduite (Oeller *et al.*, 1991; Murray *et al.*, 1993). Par contre, dans le melon, la synthèse de caroténoïdes est un phénomène indépendant de l'éthylène (Guis *et al.*, 1997). La dégradation des chlorophylles est totalement dépendante de l'éthylène (Jacob-Wilk *et al.*, 1999). L'accumulation des sucres et des acides n'est pas affectée par la présence d'éthylène. Le ramollissement et la détérioration des membranes sont partiellement contrôlés par l'éthylène. La synthèse d'arômes volatils est dépendante de l'éthylène dans la tomate et le melon (Baldwin *et al.*, 2000), même si certaines voies de biosynthèse des arômes échappent à son contrôle (Flores *et al.*, 2002). Ainsi, le mûrissement des fruits climactériques est un processus complexe dans lequel elle joue un rôle important en association avec d'autres hormones et des facteurs de développement. Ce processus met en jeu des mécanismes dépendants, mais aussi indépendants de l'éthylène (Pech *et al.*, 2002).

Il existe un lien évident entre la physiologie du mûrissement des fruits et leurs qualités organoleptiques et nutritionnelles (**Figure 6**). En effet, ces dernières sont influencées par de nombreuses modifications biochimiques qui surviennent plus particulièrement pendant le mûrissement du fruit. L'étude du processus de mûrissement des fruits a montré qu'il s'agit d'un phénomène complexe mettant en jeu de nombreuses modifications biochimiques telles que le dégagement gazeux (éthylène et CO₂), le changement de couleur, la fermeté, la saveur ou encore l'arôme qui, au final, influence ses qualités organoleptiques (Jaimes-Miranda, 2006).

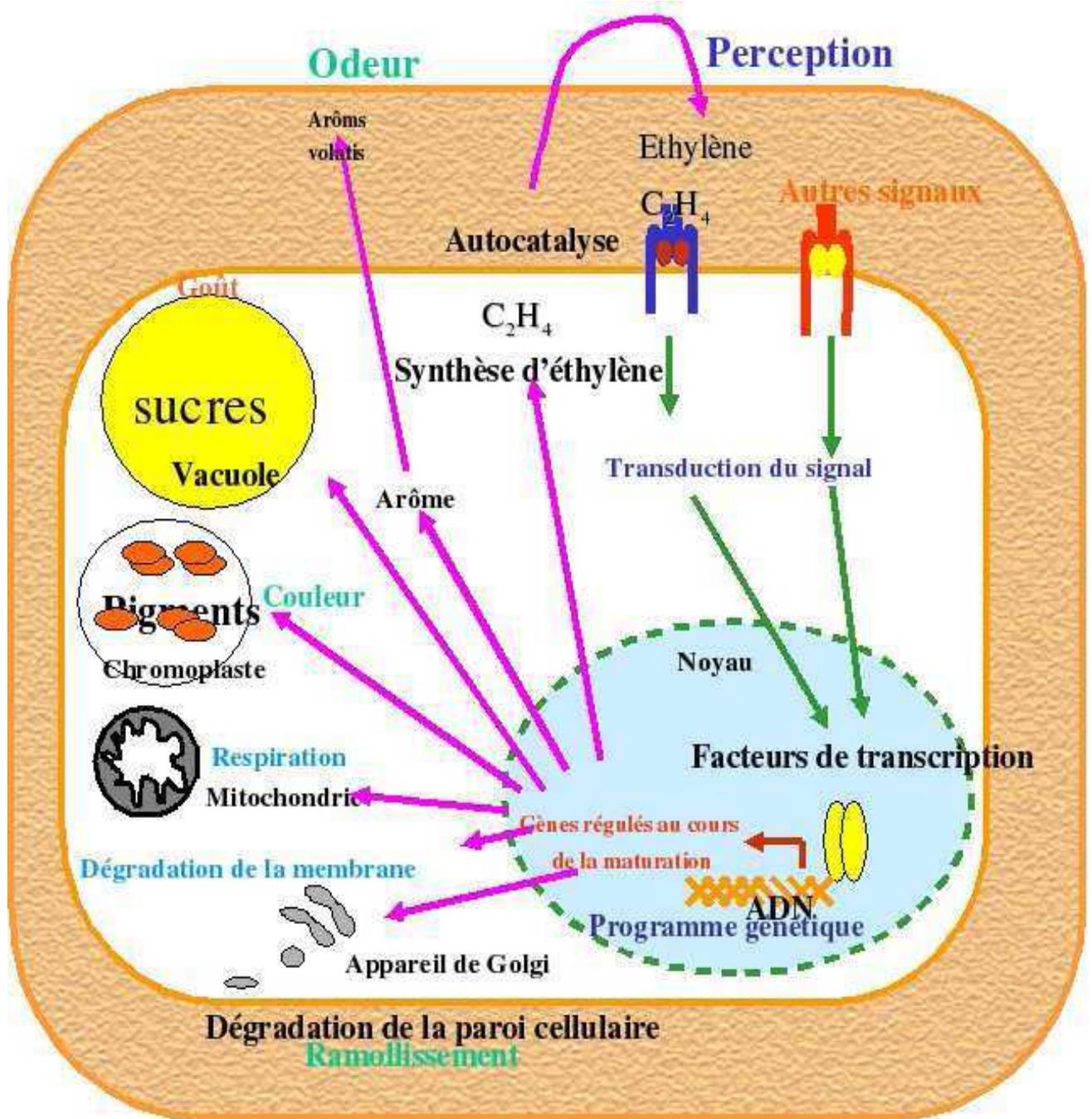


Figure 6: Modèle récapitulatif des mécanismes généraux du mûrissement des fruits (Jaimes-Miranda, 2006).

2.11. Respiration

La respiration est l'activité physiologique majeure des fruits et légumes après la récolte. L'activité respiratoire comprend une succession de réactions enzymatiques constituant la glycolyse et le cycle des acides tricarboxyliques avec consommation d'oxygène,

production de dioxyde de carbone, d'eau et production d'énergie sous forme d'ADP et ATP (adénosine di et tri phosphate). Cette énergie est indispensable à la survie du végétal ou au maintien de l'intégrité structurale et fonctionnelle des cellules (Djioua, 2010). La durée de vie potentielle des fruits et légumes après récolte est liée à leur intensité respiratoire. En effet, si l'intensité respiratoire est élevée, le végétal consomme rapidement ses réserves (les sucres) et évolue vers la sénescence. Chez les fruits climactériques, l'intensité respiratoire augmente quand ils commencent à mûrir (crise climactérique) et devient maximale en fin de mûrissement (maximum climactérique) avant de diminuer au cours de la sénescence (Koslanund *et al.*, 2005). C'est pendant la crise climactérique que se produisent les différentes activités biochimiques caractéristiques du mûrissement (Jaimes-Miranda, 2006). L'intensité respiratoire dépend des facteurs internes tels que l'état de maturité, les constantes de diffusion des gaz à l'intérieur des tissus, et de facteurs externes dont les principaux sont la température, les teneurs en oxygène et gaz carbonique ainsi que l'humidité relative qui entoure le végétal et les blessures subies lors de la conservation. L'intensité respiratoire augmente exponentiellement avec la température selon la loi d'Arrhenius (Charles, 2004).

3. Maladies et parasites du papayer et ses fruits

Le champignon *Phytophthora parasitica* cause beaucoup de dégâts au papayer. La maladie commence généralement par l'apparition de petites taches aqueuses sur le tronc. Le *Phytophthora* infecte ensuite les fruits qui mûrissent (Chau & Alvarez, 1983). L'anthracnose du papayer est causée par le champignon *Colletotrichum gloeosporioides*. Des taches rondes et aqueuses apparaissent sur les fruits qui mûrissent. Ces taches s'élargissent et pourrissent (Dickman & Alvarez, 1983). Le virus de la mosaïque est très courant et il est transmis par les pucerons. Le 'Ringspot' du papayer est une autre maladie à virus. La maladie commence en formant des raies huileuses sur les tiges et les pétioles et les feuilles se tachent peu à peu. Les plantes gravement atteintes ne fleurissent pas et meurt précocement. Le virus est transmis par les pucerons. La mouche des fruits (*Dacus dorsalis*) attaque les papayes et provoque leur pourriture (Mohan & Lakshmanan, 1987).

La majorité des pertes après la récolte des fruits est causée par ces saprophytes avant ou au cours de la récolte. Dans ce cas, l'infection est caractérisée par une phase de latence au cours de laquelle la croissance des micro-organismes est arrêtée jusqu'à ce que les conditions physiologiques soient favorables (Tano, 1997).

4. Conditions d'entreposage et techniques de préservation de la qualité des fruits après la récolte

L'entreposage au froid et l'inhibition de l'action de l'éthylène sont les techniques qui sont généralement employées pour préserver la qualité du fruit. Pour améliorer l'efficacité de ces techniques, il est fondamental de comprendre leurs effets sur le fruit pendant le mûrissement (Bron et Jacomino, 2009). Les inhibiteurs de l'action de l'éthylène sont particulièrement importants pour la conservation des fruits puisqu'ils empêchent ses actions endogène et exogène (Feng *et al.*, 2000). Le 1-Méthylcyclopropène (1-MCP) bloque le récepteur d'éthylène et empêche l'action de l'éthylène (Sisler & Serek, 1997). Ce produit est un antagoniste efficace à son action dans les bananes (Golding *et al.*, 1998), les pommes (Fan *et al.*, 1999), les fraises (Tian *et al.*, 2000), les avocats (Feng *et al.*, 2000) et les poires (Wild *et al.*, 1999). Les pommes traitées avec le 1-MCP (1 µL/L) présentent une réduction du ramollissement, de la production de l'éthylène et de la respiration (Fan *et al.*, 1999). Plusieurs investigations ont prouvé que le 1-MCP est non toxique (Environmental Protection Agency, 2002). Cependant, Zanella (2003), puis Watkins & Nock (2005) ont montré que les dommages causés par l'anhydride carbonique (provenant du 1-MCP) sont des problèmes qui limitent le développement commercial des fruits traités avec le 1-MCP.

L'irradiation gamma a été initialement, recommandée pour la prolongation de la durée de vie des fruits frais, y compris la papaye (Akamine & Moy, 1983). Une irradiation semi-commerciale a fonctionné en Hawaï pendant les années 60 (Dollar *et al.*, 1971). La disponibilité des technologies alternatives plus économiques a rendu l'irradiation non compétitive (Maxie *et al.*, 1971). Cependant, elle offre des possibilités intéressantes (Sommer & Mitchell, 1986) et est approuvée pour l'usage aux Etats-Unis (U.S. Food & Drug Administration, 1986). Il y a, toutefois, des soucis du consommateur sur son utilisation sur des produits alimentaires (Schultz *et al.*, 1989).

L'atmosphère modifiée (MAP) se définit comme la modification des gaz dans l'espace libre d'un paquet afin de prolonger la durée de conservation du produit qu'il contient. Le succès de la MAP dépend de la capacité de l'emballeur à préparer correctement le produit et à contrôler les concentrations des gaz dans les limites désirées. L'ensachage de la pêche (*Prunus persica*) sur l'arbre a augmenté la saveur du fruit par une augmentation de l'arôme (Jia *et al.*, 2005). La qualité de la papaye (*carica papaya* L.) après la récolte a sensiblement augmenté par la combinaison de la MAP (3 –5 kPa O₂; 6 –9 kPa CO₂) avec un traitement au méthyl jasmonate (Fallik, 2008). L'atmosphère modifiée créée à l'intérieur du paquet n'entraîne aucun

développement de mauvais goût pendant le stockage à 10 °C (Gonzalez-Aguilar *et al.*, 2003). Les papayes vertes matures fraîchement récoltées étaient individuellement emballées avec le film de Cryovac D-955[®]. Les fruits emballés pouvaient être stockés pendant 10 jours à la température ambiante. Ces fruits mûrissaient normalement 5 jours après le retrait de l'emballage, avec une texture ferme et une bonne saveur. Les fruits non emballés mûrissaient 7 jours après en perdant leurs qualités commerciales (Singh & Rao, 2005). Toutefois, les films commerciaux utilisés pour la conception des emballages sous atmosphère modifiée possèdent une très faible perméabilité à la vapeur d'eau. Au cours de l'entreposage, l'humidité relative à l'intérieur de l'emballage augmente pour atteindre la saturation et entraîne la condensation qui à son tour, peut favoriser le développement des moisissures et des pourritures (Tano, 1997).

La réfrigération est la technique la plus couramment utilisée pour contrôler le mûrissement. L'entreposage au froid ralentit les réactions enzymatiques comme celles liées à la respiration et à la sénescence, réduisant au minimum les pertes des attributs de qualité du fruit (Bron & Jacomino, 2009). Selon Kader (2002), l'activité respiratoire de la papaye, qui est approximativement de 15–35 mL CO₂ kg⁻¹ h⁻¹ à 20 °C, diminue pour atteindre 4–6 mL CO₂ kg⁻¹ h⁻¹ quand les fruits sont stockés à 10 °C. Chen & Paull (1986) ont observé que les papayes récoltées à la maturité physiologique ont présenté des symptômes du froid (*chilling injury*) après deux semaines à 7 °C et ont été caractérisées par un mûrissement irrégulier et lent puis par une augmentation de la susceptibilité aux moisissures. Par conséquent, la réfrigération peut modifier le processus de mûrissement de la papaye.

Le traitement à la chaleur apparaît comme l'une des plus prometteuses méthodes de contrôle des maladies après la récolte des fruits (Lurie, 1998). Au cours de ces dernières années, les traitements thermiques ont été utilisés en post récolte pour lutter contre les insectes et autres agents pathogènes (fongiques et bactériens). Ils sont appelés traitements de quarantaine (Klein & Lurie, 1992) et sont aujourd'hui obligatoires lors de l'exportation des fruits vers certains pays. Par exemple, la commercialisation des mangues du Brésil vers les États-Unis nécessite ce type de traitement (Djioua, 2010). Il existe trois méthodes d'application de la chaleur: eau chaude, vapeur et air chaud.

❖ Le traitement thermique à l'eau chaude (par immersion) est principalement utilisé contre les attaques fongiques car les spores se déposent au niveau des couches superficielles de l'épiderme du fruit (Djioua, 2010). Toutefois, dans le cas de la mangue et de la papaye, ce traitement est utilisé contre l'attaque de la mouche du fruit (Jacobi *et al.*, 2001). Ces

paramètres dépendent principalement de la taille du fruit. Le traitement est appliqué sur le fruit entre 43 et 46 °C pendant 65 à 90 min (Lurie, 1998 ; Jacobi *et al.*, 2001). Durant le traitement, un transfert rapide de chaleur s'effectue de l'eau vers la peau puis un transfert moins rapide de la peau vers la pulpe du fruit (Djioua, 2010).

❖ Le traitement thermique à la vapeur a pour principe de chauffer le fruit avec de l'air saturé en vapeur d'eau à des températures comprise entre 40 et 50 °C. Il permet d'éliminer les œufs et les larves d'insectes déposées sur et dans les fruits (Lurie, 1998). Le transfert de chaleur entre la vapeur et le fruit se fait grâce à l'eau qui se condense à la surface froide du fruit (Djioua, 2010).

❖ Le traitement thermique à l'air chaud est appliqué en plaçant les fruits dans une enceinte : chauffée avec ventilation ou par l'utilisation de l'air chaud forcé où la vitesse de circulation d'air est contrôlée avec précision. Il est appliqué à des températures allant de 38 à 46 °C avec des temps de chauffage plus longs (12 à 96 h). Le transfert de chaleur se fait par convection entre l'air chaud et la surface froide du fruit (Djioua, 2010). Ce traitement est efficace contre les attaques fongiques et peut réduire les dégâts causés par *Botrytis cinerea* chez la tomate (Fallik *et al.*, 1993) et chez la pomme (Fallik *et al.*, 1996).

Le couple « temps / température » du traitement thermique dépend du fruit (taille, forme, variété, maturité), du parasite à éliminer (espèce, stade de vie du ravageur) et du mode d'application (Djioua, 2010). En comparant les caractéristiques de chaque mode d'application, le traitement à l'eau chaude semble avoir plus d'avantage avec une facilité relative d'utilisation, un temps de traitement assez court, le suivi et le contrôle de la température du traitement sont assez fiables (Sharp, 1994).

Le traitement à la chaleur peut être aussi utilisé pour inhiber le processus de mûrissement ou pour augmenter la résistance à la maladie du froid (chilling injury) du fruit durant le stockage, ce qui prolongera sa durée de vie et le développement de son commerce (Lurie, 1998). Un traitement à la chaleur du fruit de la pomme (4 jours à 38 °C) inhibe l'émission des volatils totaux, composés communément associés à l'arôme de la pomme après un jour de traitement (Lurie, 1998). L'application des traitements thermiques aux matières végétales en tant que moyen de contrôle des parasites ou des microbes pathogènes est une méthode non chimique de préservation de la qualité du fruit (Lurie, 2008). Cependant, la tolérance à de tels traitements doit être soigneusement évaluée. Par ailleurs, le traitement thermique peut avoir des effets bénéfiques au delà du contrôle des parasites, tels que la réduction de la susceptibilité aux dommages de la réfrigération et le ralentissement du

mûrissement (Jemric *et al.*, 2006). Le dommage par la chaleur peut être immédiat ou se développer après une période de stockage. Sa tolérance est influencée par l'espèce, le cultivar, le stade de maturité et la manipulation entre la récolte et le traitement. En outre, la méthode employée pour appliquer la chaleur peut, considérablement, influencer la tolérance du produit (Lurie, 2008).

Les conditions d'entreposage des fruits et légumes tropicaux sont un compromis entre leurs températures d'entreposage et leurs traitements après la récolte. Les températures doivent être assez basses pour empêcher les processus de mûrissement, mais, elles causent des dommages de réfrigération. Et celles qui sont assez élevées pour éviter les dommages de réfrigération, n'empêchent pas la suite du mûrissement. Induire la résistance d'un fruit ou d'un légume aux dommages de la réfrigération lui permettra d'être stocké à une température plus basse (Lurie, 2008).

MATERIEL ET METHODES

1. Matériel

1.1. Matériel végétal

Les travaux présentés dans ce manuscrit ont été réalisés sur les fruits de la variété solo 8 de la papaye. Ces fruits ont été récoltés dans une plantation villageoise à Tomassé (Azaguié) dans la région de l'Agneby-Tiassa. Il est situé entre 5°38'00'' Nord et 4°5'00'' Ouest sur la route d'Agboville à environ 35 kilomètres d'Abidjan (Côte d'Ivoire).

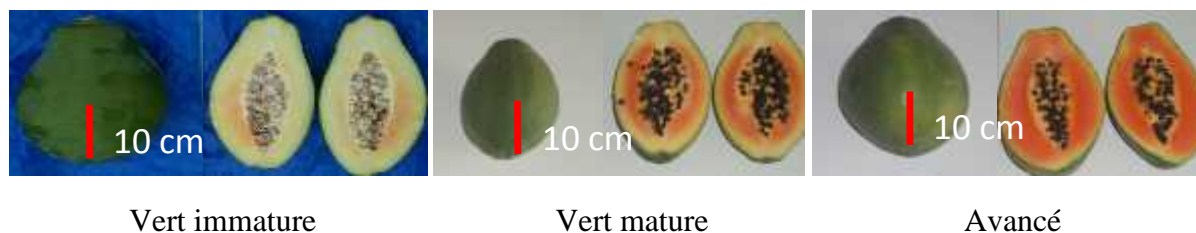


Figure 7: Stades de maturité de la papaye solo 8 utilisés dans cette étude

1.2. Produits chimiques et réactifs

2,6-dichlorophénol indophénol (Fisher scientific, Paris France)

2-cyanoacétamide (Fisher scientific, Paris France)

Acétate de sodium (Fisher scientific, Paris France)

Acide 3,5 dinitrosalicylique (DNS) (Fisher scientific, Paris France)

Acide acétique (Fisher scientific, Paris France)

Acide métaphosphorique (Fisher scientific, Paris France)

Acide polygalacturonique (Fisher scientific, Paris France)

Acide sulfurique (Fisher scientific, Paris France)

Amidon soluble (Amersham PHARMACIA Biotech, Paris France)

Borate de sodium (Fisher scientific, Paris France)

Carbonate de sodium (Fisher scientific, Paris France)

Carboxyméthylcellulose (Amersham PHARMACIA Biotech, Paris France)

Chlorure de sodium (Fisher scientific, Paris France)

Ethanol (Fisher scientific, Paris France)

Hydroxyde de sodium (NaOH) (Fisher scientific, Paris France)

Inuline (Amersham PHARMACIA Biotech, Paris France)

Pectine (Amersham PHARMACIA Biotech, Paris France)

Phénol (Fisher scientific, Paris France)

p-nitrophénylphosphate (Amersham PHARMACIA Biotech, Paris France)
p-nitrophényl- -D-galactopyranoside (Amersham PHARMACIA Biotech, Paris France)
p-nitrophényl- -D-mannopyranoside (Amersham PHARMACIA Biotech, Paris France) *p*-
nitrophényl- -D-galactopyranoside (Amersham PHARMACIA Biotech, Paris France)
Réactif de Folin-Ciocalteus (PHARMACIA Biotech)
Saccharose (Amersham PHARMACIA Biotech, Paris France)
Sulfate de cuivre (Amersham PHARMACIA Biotech, Paris France)
Tartrate double de sodium et de potassium (Fisher scientific, Paris France)
Xylane (Amersham PHARMACIA Biotech, Paris France)

2. Méthodes

2.1. Echantillonnage

a – Détermination des caractéristiques physico-chimiques, organoleptiques et activités enzymatiques en fonction des niveaux de maturité à la récolte et de la température d'entreposage des papayes: Les fruits de papayer solo 8 ont été récoltés à trois stades de maturité. Le stade vert immature (fruits à peau verte sans tache jaune), le stade vert mature (fruits présentant 1/32 de peau jaune) et le stade avancé (fruits présentant de peau jaune). Les stades de maturités choisis correspondent aux stades de maturités proposés par N'da *et al.* (2008) pour l'exportation. Les fruits sont lavés, triés en fonction de la taille et de la forme (même taille et même forme), repartis dans des boîtes en cartons prévus à cet effet et entreposés immédiatement au laboratoire dans trois chambres, dont deux froides réglées à 15 et 22 °C et la dernière à la température ambiante (28 °C). En effet, les papayes doivent être entreposées à basse température mais à une température supérieure à 13 °C (Kader, 2002), ce qui explique le choix des températures de 15 et 22°C. Par ailleurs, 12 boîtes contenant 12 fruits chacune, de chaque stade de maturité, ont été entreposés dans chaque chambre. Tous les quatre jours, trois boîtes (36 fruits) de chaque stade de maturité pour chaque température, ont été utilisées pour la réalisation des mesures des différents paramètres étudiés. Par ailleurs, tous les quatre jours, 36 fruits de chaque stade de maturité et de chaque niveau de température ont été épluchés. Les peaux et les pulpes ont été utilisées séparément pour la préparation des extraits bruts enzymatiques qui ont permis de mesurer les activités enzymatiques de la peau et de la pulpe des papayes. Toutes les mesures ont été répétées trois fois et l'expérience a été répétée deux fois.

b - Détermination de la cinétique d'inactivation thermique des différentes enzymes de dégradation de la paroi cellulaire : Les papayes cueillies au stade vert mature (36 fruits), ont été triées en fonction de la taille et de la forme. Elles ont été réparties dans des boîtes en cartons prévus à cet effet et entreposés immédiatement à 15 °C. Le lendemain, les fruits sont épluchés, la peau et la pulpe sont utilisées séparément pour la préparation des extraits bruts enzymatiques qui ont servi pour la mesure de la cinétique d'inactivation thermique de l' -mannosidase, l' -galactosidase, la -galactosidase, la pectine méthylestérase, la polygalacturonase, la cellulase et la xylanase. Toutes les mesures ont été répétées trois fois et l'expérience a été répétée deux fois.

c – Test de conservation (immersion des papayes à 49 °C pendant 90 min puis entreposage à 15 °C): Les papayes cueillies au stade vert mature, ont été triées en fonction de la taille et de la forme puis plongés dans un bain d'eau à 49 °C pendant 90 min. Retirées, elles ont été rapidement refroidies sous un jet d'eau froide (15 °C). Ces fruits ont été par la suite repartis dans des boîtes en cartons prévus à cet effet et entreposés immédiatement à 15°C. Les études ont porté sur 63 boîtes, soit 21 boîtes pour les papayes traitées à la chaleur et entreposées à 15 °C et deux lots de 21 autres boîtes pour les papayes non traitées à la chaleur mais entreposées directement à 15 ou 28 °C après le lavage et le triage. Tous les quatre jours, trois boîtes (36 fruits) de chaque traitement sont utilisées pour les mesures des différents paramètres étudiés. Toutes les mesures ont été répétées trois fois et l'expérience a été répétée deux fois.

2.2. Effet du niveau de maturité à la récolte et de la température d'entreposage sur l'évolution des caractéristiques physico-chimiques et organoleptiques de la papaye

2.2.1. Taux d'infection

Le taux d'infection a été évalué par le pourcentage de fruits infectés par échantillon. Au cours de la conservation, les fruits ont été infectés par divers microorganismes qui ont été identifiés à l'œil nu. En effet, lorsqu'un fruit présente des symptômes d'infection (Alvarez & Nishijima, 1987), quelle que soit la taille de l'infection, il est impropre à la commercialisation donc rejeté. Le nombre de fruits rejeté (fruit infecté) est dénombré tous les quatre jours. Le taux d'infection des fruits est obtenu par la formule:

$$\text{Taux d'infection} = \frac{N.I}{N.T} \times 100 \quad (1)$$

N.I: Nombre de fruits Infectés par échantillon, N.T: Nombre Total de fruits par échantillon

2.2.2. Perte de masse

La perte de masse est évaluée selon la méthode de Proulx *et al.* (2005). La masse (M_{i1}) de chaque fruit est prise dès la réception, à l'aide d'une balance électronique (balance précision 75015 Paris, France), tous les quatre jours, durant la conservation. M_{i1} et M_{i2} sont, respectivement les masses initiale et finale. La perte de masse, pour chaque fruit est estimée par la formule:

$$\text{Perte de masse (\%)} = \frac{\sum_{i=1}^n (M_{i1} - M_{i2})}{M_{i1}} \times 100 \quad (2)$$

M_{i1}: masse initiale, M_{i2}: Masse finale et n: nombre de fruits par carton.

2.2.3. Fermeté

La fermeté a été mesurée avec un pénétromètre portable (model FT 327, Milan, Italie). L'embout du pénétromètre équipé d'un indicateur de force électronique (Salter de 0-10 kg) a été placé dans la partie médiane de la papaye. La force requise pour qu'un embout de 8 mm de diamètre pénètre dans la pulpe a été mesurée. La valeur enregistrée est la force maximale pour que la pulpe cède à l'embout. Elle est exprimée en Newton (N).

2.2.4. Acide ascorbique

La teneur en acide ascorbique a été déterminée selon la méthode décrite par Pongracz (1971), utilisant le 2,6-dichlorophénol indophénol. Dix (10) grammes de la pulpe de papaye ont été broyés dans 20 mL de solution d'acide métaphosphorique (3 %) / acide acétique (8 %). Le broyat est centrifugé (centrifugeuse Jouan multifonction B4i-BR4i, Germany) à 4000 tours/min pendant 20 min. Le surnageant est ensuite recueilli dans une fiole jaugée. Le surnageant (1 mL) est titré par le 2,6-dichlorophenol indophénol. L'apparition d'une coloration rose champagne persistante, pendant 15 secondes, marque la fin du dosage. Un (1) mL d'une solution étalon d'acide ascorbique pur (1 mg/mL) est également titré par le 2,6-dichlorophenol indophénol (DCPIP). La teneur en acide ascorbique est obtenue par l'équation:

$$\text{Quantité de vitamine C (mg/100g)} = \frac{(V_e - V_0) \times 20}{(V_c - V_0) \times 10} \times 100 \quad (3)$$

V_c : est le volume du 2,6-dichlorophenol indophénol utilisé pour titrer 1 mL de la solution étalon de vitamine C pure (1mg/mL). V_0 : est le volume du 2,6-dichlorophenol indophénol utilisé pour titrer 1 mL d'acide métaphosphorique/ acide acétique. V_e : est le volume du 2,6-dichlorophenol indophénol utilisé pour titrer 1 mL du surnageant obtenu de l'échantillon de la pulpe de la papaye solo 8.

2.2.5. Potentiel d'hydrogène (pH)

Le pH de chaque échantillon a été mesuré avec un pH-mètre numérique (Consort P107, Belgique). Dix (10) g de la pulpe de papaye sont broyés dans 50 mL d'eau distillée. Le broyat est centrifugé à 3000 tours/min pendant 30 min. Le surnageant est recueilli dans un bocal, le pH est lu sur un écran digital en plongeant directement l'électrode du pH-mètre dans la solution après avoir étalonné le pH-mètre.

2.2.6. Acidité titrable

L'acidité titrable a été déterminée selon la méthode A.O.A.C (2000). Cette mesure est réalisée par neutralisation de l'acidité libre totale avec une solution d'hydroxyde de sodium (NaOH 0,1 N). L'évolution de la neutralisation est suivie à l'aide d'un indicateur coloré (phénolphtaléine). Le dosage est arrêté lorsque l'indicateur vire au rose/orangé. Dix (10) g de la pulpe de papaye sont broyés dans 50 mL d'eau distillée. Le broyat est centrifugé (centrifugeuse Jouan multifonction B4i-BR4i, Germany) à 3000 tours/min pendant 30 min. Le surnageant est recueilli dans un Erlenmeyer, 3 gouttes de phénolphtaléine sont versées dans la solution. La soude y est versée goutte à goutte jusqu'au virage rose/orangé. Le résultat est exprimé par l'équation:

$$\text{Pourcentage d'acide citrique (\%)} = \frac{\text{Titre} \times 0,0064}{10} \times 100 \quad (4)$$

Titre: volume de NaOH 0,1N en mL utilisé pour titrer la solution.

NB: 1 mL de NaOH correspond à 0,0064 g d'acide citrique.

2.2.7. Extraction et dosage des sucres éthano-solubles

Les sucres éthano-solubles ont été obtenus en broyant 1 g de la pulpe de papaye dans 10 mL d'éthanol. Le broyat est centrifugé (centrifugeuse Jouan multifonction B4i-BR4i,

Germany) pendant 30 min à 3000 tours/min. Le culot est centrifugé deux fois de suite dans 10 mL d'éthanol. Le surnageant, constitue l'extrait qui servira au dosage des sucres réducteurs et totaux.

Les sucres réducteurs ont été dosés selon la méthode de Bernfeld (1955) utilisant l'acide 3,5 dinitrosalicylique (DNS).

Les sucres totaux ont été dosés selon la méthode de Dubois *et al.* (1956) utilisant le phénol l'acide sulfurique.

Une courbe d'étalonnage effectuée à partir d'une solution de glucose (1 mg/ml) à permis de déterminer les teneurs en sucres éthano-solubles.

L'extrait sec soluble exprimé en °Brix a été mesuré avec un refractomètre portable équipé d'un correcteur de température (model FG103/113, Milan, Italie).

2.2.8. Analyse sensorielle

L'analyse sensorielle a été réalisée selon la méthode proposée par Lateur *et al.* (2001). Les définitions des paramètres choisis pour l'analyse sensorielle, sont présentées dans le **Tableau II.**

Tableau II: Définition des descripteurs choisis pour l'analyse sensorielle (Lateur *et al.*, 2001).

Descripteur	Définition
Croquant	Bruit perçu lorsqu'on croque dans le morceau de papaye.
Sucré	Evaluation du caractère sucré du jus obtenu lorsqu'on mange le fruit.
Acidité	Evaluation du caractère acide du jus obtenu lorsqu'on mange le fruit.
Jutosité	Perception du jus lorsqu'on a croqué le fruit, qu'on le mâche et qu'on en extrait le jus.
Fermeté	Résistance à la mastication.
Couleur de la peau	Appréciation de la couleur de la peau du fruit.
Couleur de la pulpe	Appréciation de la couleur de la pulpe du fruit.
Apparence du fruit	Appréciation de la fraîcheur du fruit.
Appréciation globale	Côte d'estimation du goût sucré, de l'apparence et de la couleur de la peau de la papaye.

L'échelle suivante, a été proposée par Lateur *et al.* (2001). Elle a permis à 10 panelistes formés, de juger les paramètres organoleptiques des papayes des trois stades de maturité (vert immature, vert mature et avancé) au cours de l'entreposage. Tous les quatre jours les tests sont réalisés, les chiffres de 1 à 5 représentent les notes affectées à chaque tranche de papaye soumise à l'analyse. En effet, 36 papayes de chaque stade de maturité sont épluchées, lavés, découpées en tranche et mis ensemble dans un récipient (un récipient pour chaque stade de maturité). Chaque paneliste reçoit une tranche de papaye de chaque stade de maturité prise au hasard. Il juge le caractère croquant, le goût sucré, l'acidité, la justosité, la fermeté, la couleur de la peau et de la pulpe en machant la pulpe pour certains descripteurs et en observant simplement pour d'autres. Il affecte par la suite, une note à la tranche en fonction des descripteurs. La moyenne des notes a permis de contruire des courbes.

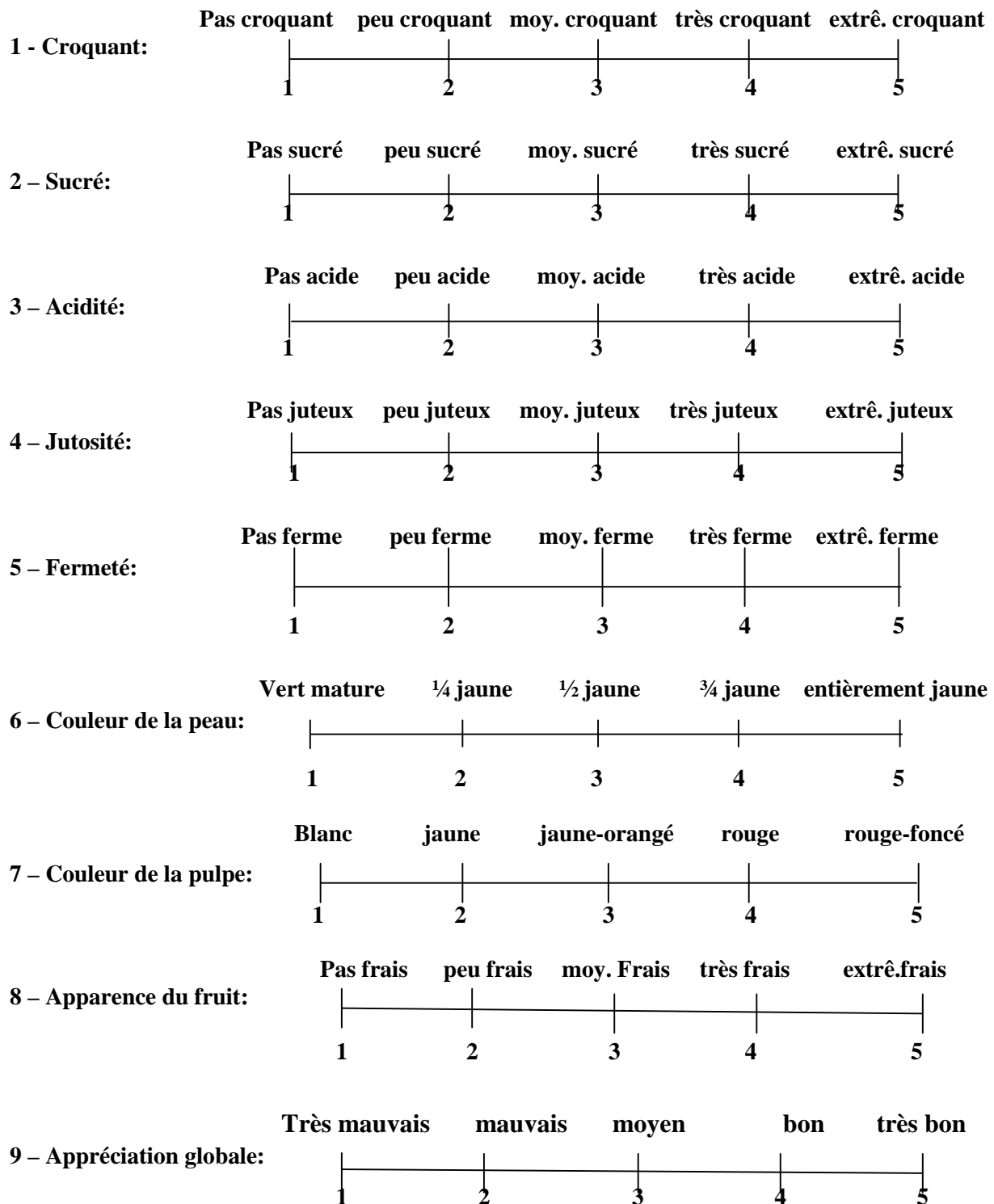


Figure 8: Echelle des descripteurs choisis pour l'analyse sensorielle (Lateur *et al.*, 2001).

2.3. Effet du niveau de maturité à la récolte et de la température d'entreposage sur quelques activités enzymatiques de la peau et de la pulpe de la papaye variété solo 8

2.3.1. Préparation de l'extrait brut enzymatique

L'extrait brut enzymatique a été préparé selon la méthode de Konan (2008). Vingt (5 g) de la pulpe et 5 g de la peau de la papaye solo 8 sont broyés séparément dans 10 mL de tampon acétate de sodium 20 mM, pH 5,6 contenant du chlorure de sodium (0,9 %) à l'aide d'un mixeur (Moulinex optiblend 2000). Les broyats sont respectivement soumis à une sonication pendant 10 min, puis à une centrifugation à 6000 tours/min pendant 30 min. Les surnageants recueillis ont constitué les extraits bruts enzymatiques.

2.3.2. Mesure des activités phosphatasique et hétérosidasique

Le milieu réactionnel (250 μ L) est composé de 125 μ L de tampon acétate de sodium 100 mM pH 5,6; 50 μ L de la préparation enzymatique et 75 μ L de *p*-nitrophénylphosphate (PHARMACIA Biotech) 5 mM ou de *p*-nitrophényl- - et -D-glycoside (PHARMACIA Biotech) 5 mM comme substrat de l'extrait brut enzymatique. Le mélange est incubé à 37 °C pendant 10 min. La réaction est arrêtée par ajout de 2 mL de carbonate de sodium (2 %, m/v). L'activité enzymatique se manifeste par l'apparition d'une coloration jaune caractéristique du *p*-nitrophénol en milieu alcalin, produit de la réaction d'hydrolyse du *p*-nitrophénylphosphate ou du *p*-nitrophényl- - ou -D-glycoside par l'enzyme. La quantité de *p*-nitrophénol (*p*NP) libérée est mesurée au spectrophotomètre (SPECTRONIC^R GENESYSTM 5, Spain), à 410 nm, contre un témoin contenant tous les réactifs à l'exception de la solution enzymatique. L'absorbance est, ensuite, convertie en micromoles de *p*-nitrophénol libérés grâce à une droite d'étalonnage de *p*NP réalisée dans les mêmes conditions. L'activité enzymatique se définit comme étant la quantité d'enzymes capables de libérer 1 micromole de *p*-nitrophénol par min. L'activité spécifique est l'activité enzymatique par mg de protéines (condition standard).

2.3.3. Mesure des activités disaccharidasiques et polysaccharidasiques

Les sucres réducteurs libérés au cours de l'hydrolyse enzymatique des saccharides (saccharose, inuline, amidon soluble, xylane et carboxyméthylcellulose) ont été dosés selon la méthode de Bernfeld (1955) utilisant l'acide 3,5 dinitrosalicylique (DNS).

Les activités polysaccharidasique et disaccharidasique ont été mesurées dans un volume final de 300 μL de tampon acétate de sodium 100 mM pH 5,6 contenant 0,16 % (p/v) de substrat et 50 μL d'extrait brut enzymatique. Ce milieu réactionnel est incubé à 37 °C, pendant 30 minutes. La réaction est arrêtée par ajout de 300 μL d'une solution de DNS qui permet, non seulement d'arrêter la réaction mais aussi de quantifier les sucres réducteurs présents dans le milieu réactionnel. Le nouveau mélange est homogénéisé et chauffé au bain-marie bouillant (100 °C) puis refroidi à la température ambiante pendant 10 minutes. L'absorbance est mesurée à 540 nm, au spectrophotomètre (SPECTRONIC^R GENESYSTM 5, Spain), après ajout de 2 mL d'eau distillée. L'activité enzymatique est exprimée en micromoles de sucres réducteurs par minute et par mg de protéines à l'aide d'une droite d'étalonnage réalisée dans les mêmes conditions à partir d'une solution mère de glucose à 2 mg/mL.

2.3.4. Mesure de l'activité polygalacturonasique

L'activité polygalacturonasique est déterminée selon la méthode de Gross (1982). Le milieu réactionnel (200 μL) est constitué de 150 μL de substrat (1 % d'acide polygalacturonique lavé avec de l'éthanol 80 % avant utilisation) préparé dans 100 mM de tampon acétate (pH 5,6) contenant 0,1 M de NaCl et 50 μL d'extrait brut enzymatique. Le mélange est incubé à 37 °C, pendant 2 h, sous agitation continue. La réaction est arrêtée par ajout de 1 mL de tampon borate de sodium (pH 9) glacée. Ensuite, 0,2 mL de 2-cyanoacétamide (1 %) est ajouté à la solution. La solution est agitée puis plongée dans un bain-marie bouillant pendant 10 min, puis refroidie à la température ambiante. La quantité d'équivalents acides libérés est mesurée au spectrophotomètre (SPECTRONIC^R GENESYSTM 5, Spain), à 276 nm, contre un témoin contenant tous les réactifs à l'exception de la solution enzymatique. L'absorbance est, ensuite, convertie en micromoles d'équivalents d'acides galacturoniques libérés grâce à une droite d'étalonnage d'acide D-galacturonique (1 mg/mL) réalisée dans les mêmes conditions. L'activité polygalacturonasique est exprimée en équivalent d'acide galacturonique produit par milligramme de protéines par minute ($\mu\text{mol}/\text{mg}/\text{min}$).

2.3.5. Mesure de l'activité pectine méthylestérasique (PME)

L'activité pectine méthylestérasique (PME) est déterminée selon la méthode de Mehrikamoun *et al.* (2001). Le ou les enzymes responsables de cette activité enlève (nt)

spécifiquement les groupements méthoxyl qui sont substitués sur le C6 de certains galacturonosyl. La mesure de cette activité repose sur la variation du pH engendrée lors de la libération des groupements carboxyles, qui provoquent une acidification du milieu. Le substrat utilisé est la pectine préparée à 1 % dans une solution de NaCl à 0,15 % (pH = 7). Le mélange réactionnel contient 2 mL de substrat et 1 mL de solution enzymatique et est incubé à 37 °C, dans un bain-marie, pendant 2 h. Le témoin est constitué de tous les réactifs sauf l'extrait brut enzymatique. Le pH de la solution initiale est mesuré, puis après 2 h d'incubation, le pH est à nouveau mesuré. Une unité d'activité PME correspond à 10 fois le nombre de μL de NaOH 0,01 M ajouté à la solution pour atteindre le pH initial à 37 °C. L'activité pectine méthyl estérasique est exprimée en Unités/mg de protéines (U/mg).

2.3.6. Dosage des protéines

Les teneurs en protéines des différents échantillons enzymatiques ont été déterminées selon la méthode de Lowry *et al.* (1951).

2.3.6.1. Préparation des réactifs

Les réactifs utilisés pour le dosage des protéines sont les suivants:

- solution A: réactif de Folin-Ciocalteu dilué de moitié dans la soude 0,1N;
- solution B: carbonate de sodium (2 %, m/v) préparé dans la soude 0,1N;
- solution C₁: sulfate de cuivre (0,5 %, m/v) préparé dans l'eau distillée;
- solution C₂: tartrate double de sodium et de potassium (1 %, m/v) préparé dans l'eau distillée;
- solution D: préparée extemporanément à partir de 100 μL de la solution C₁, 100 μl de la solution C₂ et 10 mL de la solution B.

2.3.6.2. Techniques de dosage

Le dosage s'est effectué dans 200 μL de la fraction protéique en présence de 2 mL de la solution D. Le mélange est homogénéisé et incubé pendant 10 min, à la température ambiante. Ensuite, 200 μL de la solution A sont ajoutés. Le milieu réactionnel est agité et laissé reposer pendant 30 min, à l'obscurité, pour permettre le développement de la coloration. L'absorbance de l'essai est mesurée à 660 nm au spectrophotomètre (SPECTRONIC^R GENESYSTM 5, Spain), contre un témoin ne contenant pas d'extrait protéique. Cette absorbance est, ensuite, convertie en mg de protéines grâce à une droite

d'étalonnage obtenue dans les mêmes conditions à l'aide d'une solution de sérum albumine bovine (SAB).

2.4. Influence de la température sur les activités enzymatiques des extraits bruts enzymatiques de la papaye solo 8

2.4.1. Inactivation thermique

Pour évaluer le degré de stabilité des activités enzymatiques étudiées, les extraits bruts enzymatiques ont été pré-incubés à différentes températures (40; 45; 50; 55; 60 et 65 °C), dans un tampon acétate de sodium 100 mM, pH 5,6, pendant un temps compris entre 0 et 180 min. Toutes les 15 min, une partie aliquote de 50 µL est prélevée et refroidie à la température ambiante, pendant 10 min. Elle a été utilisée pour le déclenchement de la réaction dans les conditions standard. Les activités relatives déterminées ont, ensuite, été exprimées en pourcentage d'activité (activité résiduelle) par rapport à l'activité maximale. Les activités résiduelles obtenues ont permis le tracé de la courbe de $\ln (A_t/A_0)$ en fonction de la température de pré-incubation de chaque extrait brut enzymatique (courbe d'inactivation thermique), Où A_t est l'activité résiduelle de l'activité enzymatique au temps t et A_0 l'activité enzymatique initiale. Cette courbe a permis d'obtenir la constante de vitesse de la réaction (k) de l'activité enzymatique de chaque extrait.

2.4.2. Détermination des équations cinétiques et thermodynamiques

L'influence de la température sur la vitesse de la réaction de l'activité enzymatique est donnée par l'équation d'Arrhenius (Arrhenius, 1889):

$$\ln \left[\frac{A_t}{A_0} \right] = -kt \quad (5)$$

Où A_t est l'activité résiduelle de l'activité enzymatique au temps t , A_0 est l'activité initiale de l'activité enzymatique et k la constante de la vitesse de la réaction (min^{-1}). Les valeurs de k sont obtenues à partir de la droite de régression de $\ln [A_t / A_0]$ en fonction du temps, où k est la pente.

Le temps de réduction décimale (D) représente le temps nécessaire à une température donnée pour réduire l'activité enzymatique de 90 % de sa valeur initiale. Il est déterminé selon l'équation de Stumbo (1973):

$$D = \frac{2,303}{k} \quad (6)$$

Le temps de demi-vie de l'activité enzymatique ($t_{1/2}$) a été calculé selon l'équation proposée par Unal (2007):

$$t_{1/2} = \frac{0,693}{k} \quad (7)$$

Z (°C) est l'élévation de température nécessaire pour réduire la valeur de D de 90 % :

$$\log \left[\frac{D_1}{D_2} \right] = \frac{[T_2 - T_1]}{Z_T} \quad (8)$$

Où T_1 et T_2 représentent les basses et fortes températures (°C ou °K), D_1 et D_2 sont, respectivement, les temps de réduction décimale (D) aux faibles et fortes températures en minute. Les valeurs de Z sont estimées à partir de la représentation graphique de log D en fonction de la température (T).

La relation entre la température et la constante de vitesse au cours de la dénaturation thermique est donnée par l'équation d'Arrhenius modifiée (Arrhenius, 1889):

$$K = Ae^{\left(\frac{-E_a}{RT} \right)} \quad (9)$$

L'équation 9 peut s'écrire encore de la manière suivante:

$$\ln K = \ln A - \frac{E_a}{RT} \quad (10)$$

Où k est la constante de vitesse, A est la constante d'Arrhenius, E_a est l'énergie d'activation (énergie nécessaire pour l'inactivation de l'enzyme), R est la constante des gaz parfait (8,31 Jmol⁻¹K⁻¹) et T est la température absolue en Kelvin. La représentation graphique de lnk en fonction de la température absolue permet d'observer une droite. La pente de cette droite permet de calculer l'énergie d'activation et l'ordonnée à l'origine correspond à ln A (Dogan *et al.*, 2000, 2002).

Le coefficient de température (Q_{10}), a été calculé selon l'équation de Stevanato *et al.* (1995):

$$Q_{10} = \frac{K_{(T_2)}}{K_{(T_1)}} \quad (11)$$

Où $k_{(T_2)}$ et $k_{(T_1)}$ sont les constantes de vitesse respectives aux températures T_2 ($T_1 + 10$ °C) et T_1 .

Les valeurs de l'énergie d'activation (E_a) et de la constante d'Arrhenius (A) ont permis de déterminer différents paramètres thermodynamiques (Marin *et al.*, 2003). Ce sont: les variations d'enthalpie $H^\#$, l'entropie $S^\#$ et l'énergie libre $G^\#$ qui ont été données par les équations de Galani et Owusu (1997):

$$H^\# = E_a - RT \quad (12)$$

$$S^\# = R [\ln A - \ln (K_B / h_P) - \ln T] \quad (13)$$

$$G^\# = H^\# - T S^\# \quad (14)$$

K_B est la constante de Boltzmann ($1,38 \times 10^{-23}$ J/K), h_P la constante de Planck ($6,626 \times 10^{-34}$ J.s), et T la température absolue.

2.5. Analyse statistique

L'exploitation statistique des résultats a été effectuée à l'aide du logiciel SPSS 10.0. L'analyse de la variance à deux facteurs (ANOVA) et le test de Duncan ont été effectués pour comparer les variables analysées sur les papayes au cours de l'entreposage. Les différences ont été considérées significatives pour les valeurs de $P < 0,05$. Toutes les mesures ont été répétées trois fois. Les différentes expériences ont été répétées deux fois.

RESULTATS ET DISCUSSION

Les résultats de cette étude ont été regroupés en 4 chapitres. La première étape (**Chapitre I**) de ce travail a consisté d'une part, en la détermination du stade optimal de maturité des papayes permettant d'obtenir une qualité organoleptique optimale, et d'autre part en la détermination de la température optimale d'entreposage de ces fruits après la récolte. Ces paramètres ont été déterminés à partir des critères qualitatifs objectifs: perte de masse, fermeté, infection, couleur, acidité, pH, teneurs en sucres totaux et réducteurs et vitamine C. Les résultats qui ont découlé de la première étape du projet ont mis en évidence que la qualité organoleptique des papayes récoltées au stade vert mature a été améliorée par l'entreposage à 15 °C. Cependant, l'entreposage à cette température (15 °C) ne retarde pas suffisamment la perte de fermeté, qui est causée par des enzymes pectolytiques pendant l'entreposage des fruits. De ce fait, il est important de réduire l'activité de ces enzymes. **Le chapitre II** a quantifié l'activité et identifié les zones de localisation de ces enzymes de dégradation de la paroi cellulaire et de mûrissement post-récolte de la papaye du stade vert mature entreposée à 15 °C: Pectinmethylesterase (PME), Polygalacturonase (PG), -galactosidase (-Gal), -galactosidase (-Gal), -mannosidase (-man), cellulase, xylanase. La détermination d'une température pour le traitement thermique des fruits après la récolte pouvant inhiber partiellement l'activité de ces enzymes afin de prolonger la durée de vie des fruits a été réalisée. Cette température a été identifiée par le suivi de la cinétique d'inactivation de ces enzymes (**chapitre III**). Enfin dans la dernière partie (**Chapitre IV**), le couplage de ce traitement thermique (immersion du fruit dans l'eau à 49 °C pendant 90 min) avec une conservation à basse température (15 °C) sur la qualité du produit final a été réalisé.

CHAPITRE I: Influence du stade de maturité et de la température d'entreposage sur l'évolution du taux d'infection, des caractéristiques physico-chimiques et sensorielles de la papaye cv solo 8 après la récolte.

1. Résultats

1.1. Taux d'infection

Le taux d'infection est généralement élevé dans les papayes conservées aux températures de 22 et 28 °C et dans les papayes des stades avancé et vert mature (**Figure 9**). Les papayes du stade avancé sont les plus infectées avec un taux de 4,16; 61,70 et 88,88 % respectivement à 15, 22 et 28 °C, suivi des papayes du stade vert mature avec un taux de 0 % à 15 °C; 51,06 % à 22 °C et 66,66 % à 28 °C. Les papayes cueillies au stade vert immature avec un taux de 0 % à 15 °C, 19,14 % à 22 °C et 38,88 % à 28 °C, après douze jours d'entreposage ont été les moins infectées statistiquement. L'analyse statistique a montré que pour les trois niveaux de maturité, les taux d'infection sont significativement différents ($P > 0,05$) à partir du quatrième jour de conservation. Quels que soient la température et le stade de maturité à la récolte, le taux d'infection reste nul entre 0 et 4 jours de conservation. A partir du jour 4, le taux d'infection augmente pour tous les niveaux de maturité et de température, sauf dans le cas des papayes entreposées à 15 °C où le taux d'infection augmente seulement à partir du jour 8. A cette température (15 °C), le taux d'infection est estimé à 4,16 % le jour 12 au stade avancé, et reste nul pour les stades vert mature et vert immature. L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence significative ($P \leq 0,05$) entre le taux d'infection des papayes des trois stades de maturité entreposées à ces trois niveaux de température.

Le taux d'infection est élevé dans l'ensemble des fruits entreposés à 22 et 28 °C, mais très faible dans les papayes conservées à 15 °C.

L'entreposage des papayes à 15 °C réduit la perte des fruits par infection.

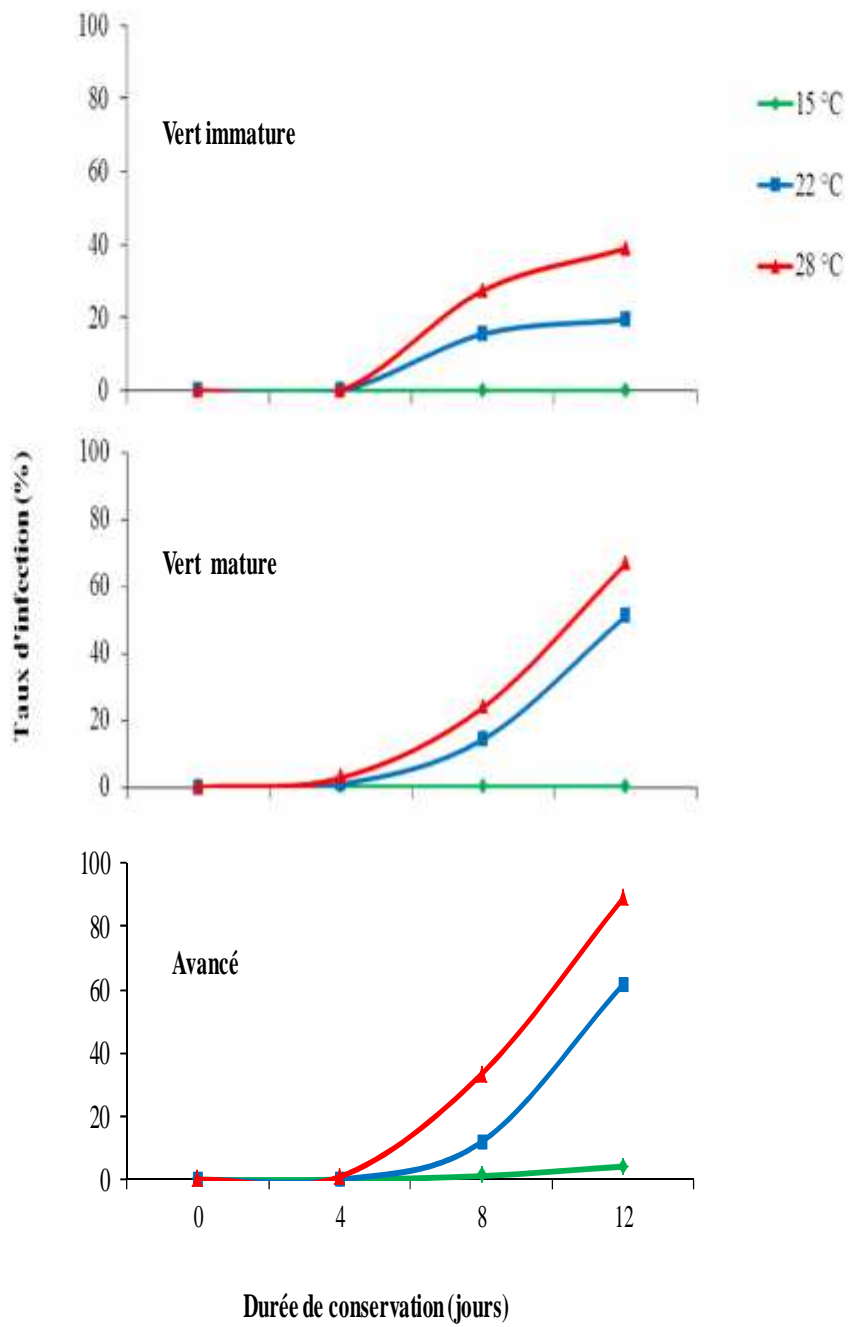


Figure 9: Evolution du taux d'infection des papayes cueillies à différents stades de maturité et entreposées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours.

1.2. Perte de masse

La perte de masse des papayes augmente rapidement pendant leur conservation aux températures d'entreposage (22 et 28 °C), mais croît faiblement à basse température (15 °C) (**Figure 10**). Ainsi, à 15°C, les papayes cueillies aux stades vert immature, vert mature et avancé perdent, respectivement, 14,04, 11,46 et 11,65 % de leur masse pendant la durée de conservation. Par contre, à 22 °C, elles perdent 15,03 % de leur masse au stade avancé, 12,84 % au stade vert mature et 27,61 % au stade vert immature. Cette perte atteint 25,97 % à 28 °C au stade avancé, 26,04 % au stade vert mature et 38,78 % au stade vert immature. L'analyse statistique a montré qu'il n'y a pas de différence significative ($P > 0,05$) entre la perte de masse des papayes au stade vert mature et les papayes au stade avancé quelle que soit la température d'entreposage. Cependant, la différence est significative ($P = 0,05$) entre les papayes aux stades vert immature et vert mature d'une part et les papayes aux stades vert immature et avancé d'autre part.

La perte de masse des fruits est élevée pendant leur conservation aux hautes températures d'entreposage (22 et 28 °C); mais, faible à une basse température d'entreposage (15 °C). Elle est de même élevée pour les fruits du stade vert immature que les fruits des stades vert mature et avancé quelque soit la température d'entreposage.

La conservation à 15 °C, des fruits récoltés au stade vert mature, réduit la perte de qualité liée à la perte de masse.

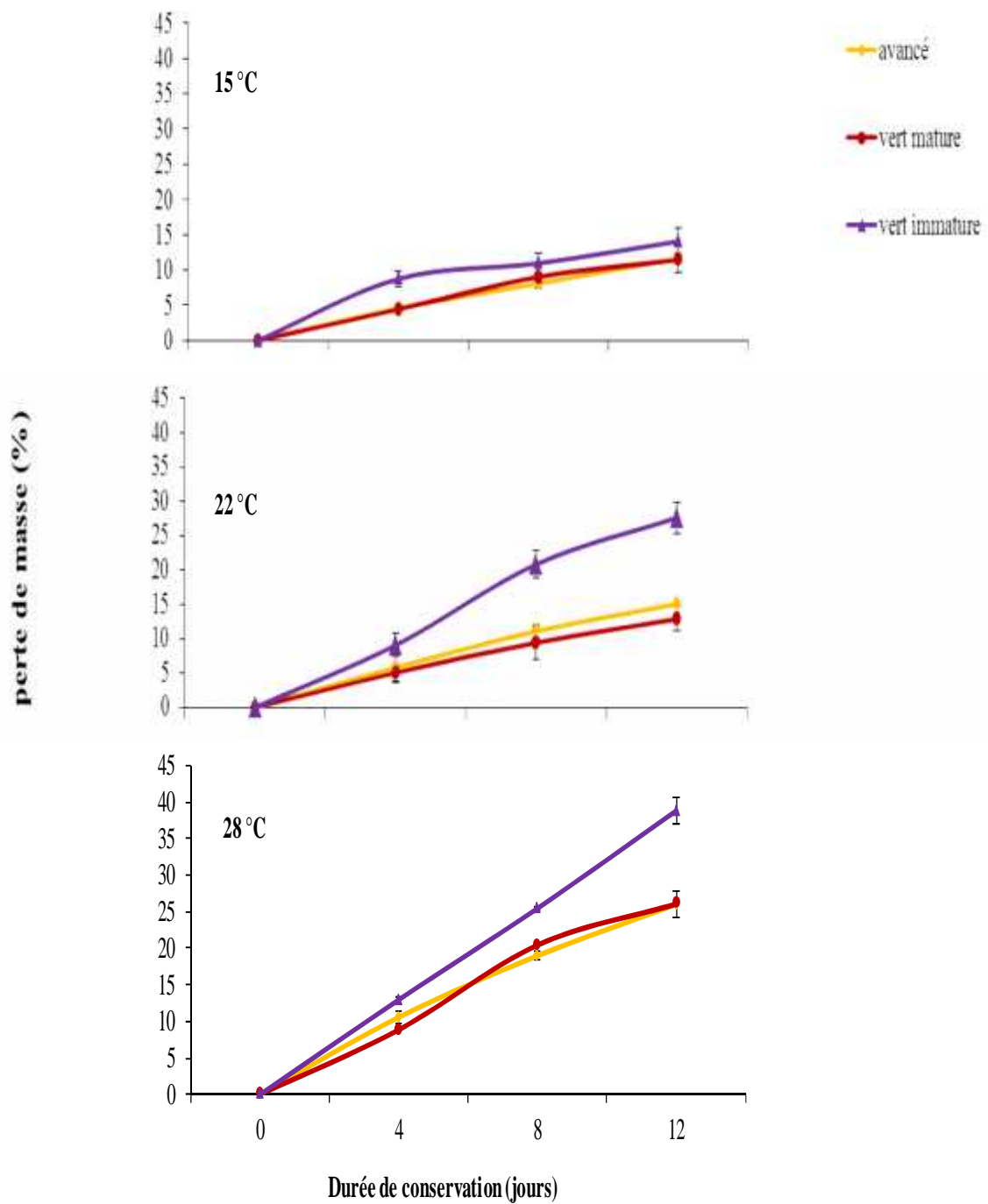


Figure 10: Evolution de la perte de masse des papayes cueillies à différents stades de maturité et entreposées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours.

1.3. Fermeté

La fermeté des papayes diminue, en général, lors de l'entreposage, quels que soient le stade de maturité et le niveau de température (**Figure 11**). Les papayes du stade avancé perdent beaucoup plus leur fermeté que les papayes des stades vert mature et vert immature entreposées à une même température. Ainsi, la fermeté des papayes du stade avancé entreposées à 15 °C, varie de 15,25 N le jour 0 à 10,48 N le jour 12. Chez les papayes vert mature et vert immature, entreposées à cette même température, la fermeté varie, respectivement, de 16,8 N le jour 0 à 14,44 N le jour 12 et de 20,51 N le jour 0 à 19,44 N le jour 12. L'évolution de la perte de fermeté des papayes des stades avancé, vert mature et vert immature, entreposées à 15 °C, est similaire à l'évolution de la perte de fermeté des mêmes papayes entreposées à 22 et 28 °C. Toute fois, la perte de fermeté de ces fruits est significativement ($P = 0,05$) plus élevée lorsqu'ils sont entreposés à une haute température. Ainsi, à 15 °C, la fermeté des papayes du stade avancé varie de 15,25 N le jour 0 à 10,48 N le jour 12. A 22 et 28 °C, la fermeté des papayes au stade avancé diminue de 15,25 N le jour 0 à, respectivement, 5,05 N et 4,83 N le jour 12. L'évolution de la fermeté des papayes du stade avancé entreposées à 15, 22 et 28 °C est similaire à l'évolution de la fermeté des papayes des stades vert mature et vert immature entreposées à ces mêmes températures. L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence significative ($P = 0,05$) entre l'évolution de la fermeté des papayes des trois stades de maturité entreposées à ces trois niveaux de température. A la fin de la période de conservation, la fermeté des papayes des stades vert mature et avancé et entreposées aux températures de 22 et 28 °C diminue de façon drastique, mais significativement non différentes.

La perte de fermeté est élevée pour les fruits récoltés au stade avancé que les fruits récoltés aux stades vert mature et vert immature quelle que soit la température d'entreposage. Elle est de même élevée aux hautes températures d'entreposage (22 et 28 °C) que la basse température (15 °C), quel que soit le stade de maturité.

Les papayes récoltées au stade vert mature et entreposées à 15 °C, gardent plus leur fermeté pendant la durée de conservation (12 jours).

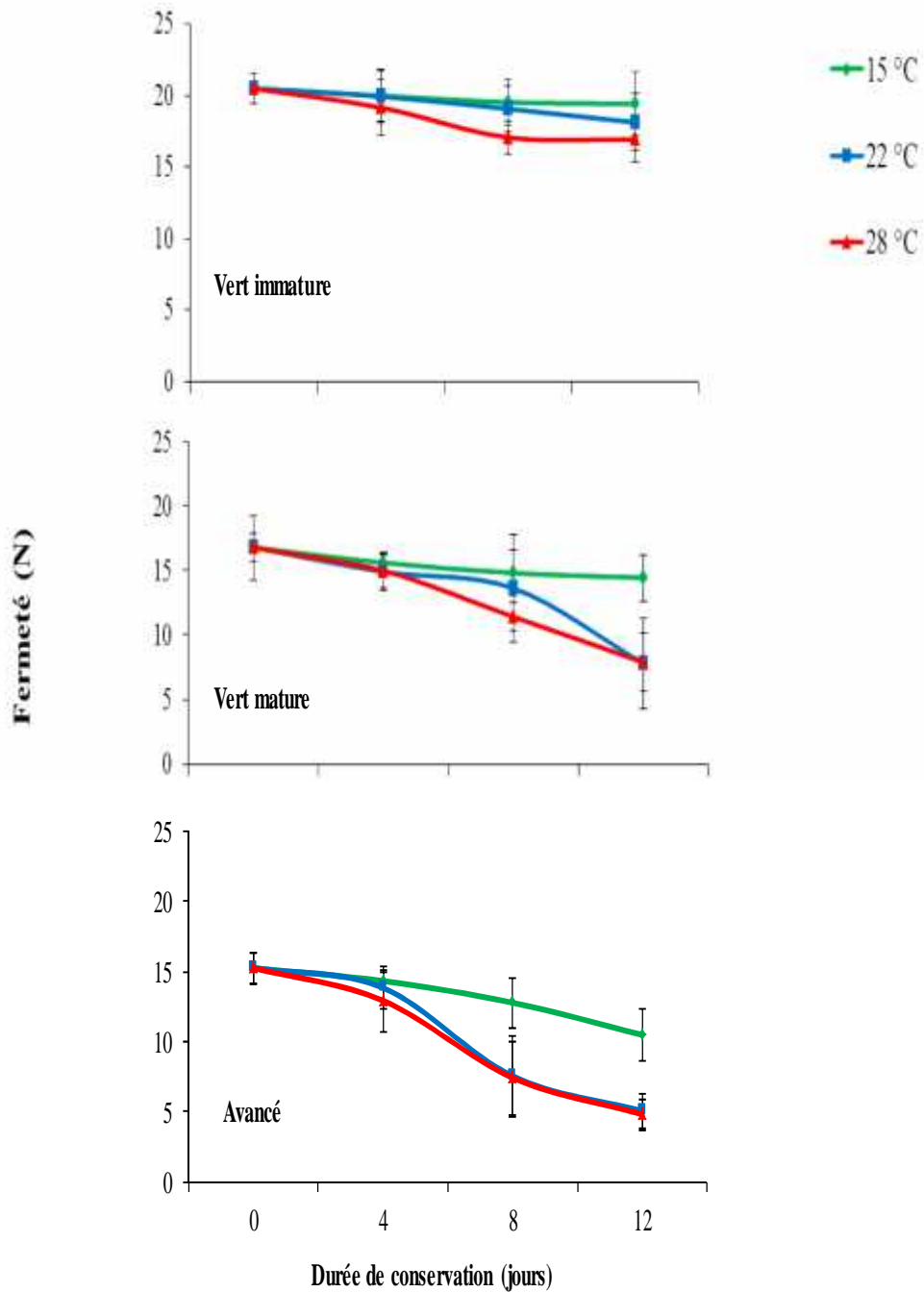


Figure 11: Evolution de la fermeté des papayes cueillies à différents stades de maturité et entreposées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours. N: Newton.

1.4. Teneur en acide ascorbique

La teneur en acide ascorbique des papayes (**Figure 12**) baisse significativement ($P < 0,05$), en général, lors de l'entreposage aux hautes températures (22 et 28 °C). Elle varie de 47,87 mg/100 g le jour 0 à 11,27 mg/100 g le jour 12, de 39,68 mg/100 g le jour 0 à 8,87 mg/100 g le jour 12 et de 22,44 mg/100g le jour 0 à 6,5 mg/100g le jour 12, respectivement, dans les papayes du stade avancé, vert mature et vert immature entreposées à 22 °C. Cette baisse de la teneur en acide ascorbique est similaire à celle des papayes du même niveau de maturité entreposées à 28 °C. Par contre, dans les papayes entreposées à 15 °C, la teneur en acide ascorbique augmente durant les quatre premiers jours, puis baisse progressivement après ce jour. Elle croît de 47,87 mg/100g le jour 0 à 82,78 mg/100g le jour 4, de 39,68 mg/100g le jour 0 à 64,68 mg/100g le jour 4 et de 22,44 mg/100g le jour 0 à 29,77 mg/100g le jour 4, respectivement, dans les papayes au stade avancé, vert mature et vert immature. Après ce jour, la teneur en acide ascorbique des papayes diminue progressivement pour atteindre 17,92 mg/100g, 10,38 mg/100g et 8,01 mg/100g, respectivement, dans les papayes au stade avancé, vert mature et vert immature. L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence significative ($P < 0,05$) entre les teneurs en acide ascorbique des papayes du stade avancé, vert mature et vert immature quelle que soit la température d'entreposage.

L'entreposage à basse température (15 °C) permet de réduire la perte de la vitamine C (acide ascorbique) dans la papaye.

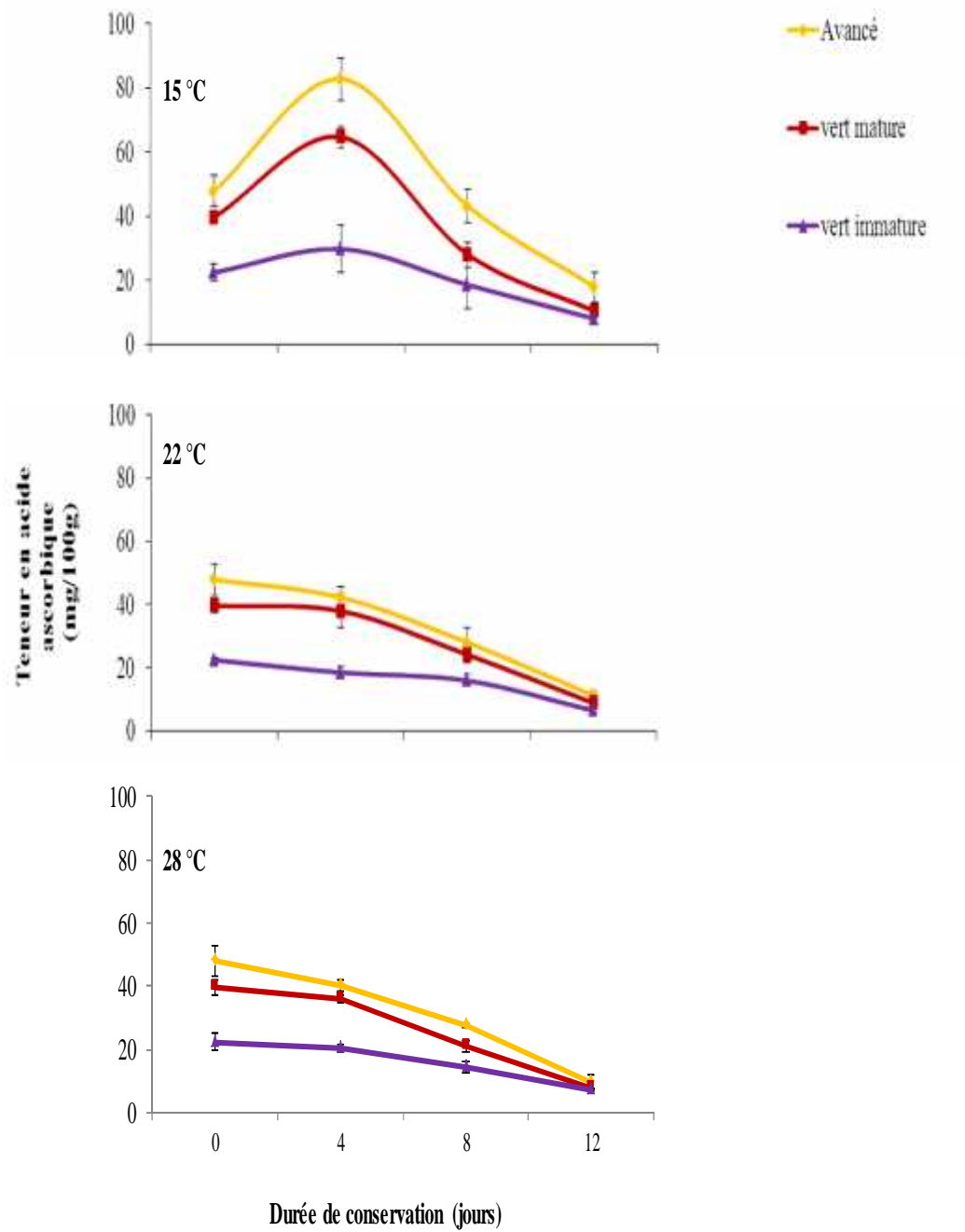


Figure 12: Evolution de la teneur en acide ascorbique des papayes cueillies à différents stades de maturité et entreposées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours.

1. 5. pH

Le **tableau III** présente le pH des papayes cueillies aux différents stades de récolte et entreposées à 15, 22 et 28 °C. Quels que soient le stade de maturité à la récolte et la température d'entreposage, le pH augmente significativement ($P \leq 0,05$) lors de l'entreposage. Les valeurs du pH varient entre 5,6 et 6,0 pour l'ensemble des fruits durant la période de conservation. L'analyse statistique a montré qu'il n'y a pas de différence significative ($P > 0,05$) entre les valeurs du pH des papayes cueillies aux stades avancé et vert mature, entreposées aux trois températures. Toutefois, la température d'entreposage influence significativement ($P \leq 0,05$) les valeurs du pH des papayes cueillies au stade vert immature et les valeurs de pH les plus élevées sont observées dans les fruits entreposés à 15 °C.

Le pH augmente dans l'ensemble des fruits lors de l'entreposage. Mais, le pH des papayes au stade vert immature est instable lorsque la température varie.

Les papayes des stades, vert mature et avancé se conservent mieux aux trois températures.

Tableau III: Evolution du pH lors de la conservation à 15; 22 et 28 °C des papayes cueillies aux stades vert immature, vert mature et avancé.

Stade de maturité	pH			
	T (°C) Jours	15	22	28
vert immature	0	5,63 ± 0,06 ^A	5,63 ± 0,06 ^A	5,63 ± 0,06 ^A
	4	5,84 ± 0,06 ^B	5,67 ± 0,12 ^D	5,68 ± 0,12 ^D
	8	5,93 ± 0,04 ^E	5,78 ± 0,02 ^G	5,72 ± 0,07 ^H
	12	5,96 ± 0,00 ^F	5,85 ± 0,05 ^C	5,74 ± 0,00 ^I
vert mature	0	5,60 ± 0,00 ^J	5,60 ± 0,00 ^J	5,60 ± 0,00 ^J
	4	5,73 ± 0,05 ^K	5,65 ± 0,05 ^M	5,65 ± 0,05 ^M
	8	5,81 ± 0,03 ^L	5,77 ± 0,02 ^N	5,71 ± 0,05 ^O
	12	5,82 ± 0,00 ^P	5,80 ± 0,03 ^Q	5,81 ± 0,07 ^R
Avancé	0	5,67 ± 0,06 ^S	5,67 ± 0,06 ^S	5,67 ± 0,06 ^S
	4	5,69 ± 0,05 ^U	5,75 ± 0,04 ^W	5,77 ± 0,05 ^N
	8	5,70 ± 0,01 ^V	5,77 ± 0,07 ^N	5,87 ± 0,03 ^T
	12	5,75 ± 0,07 ^I	5,83 ± 0,01 ^P	5,95 ± 0,00 ^F

Les valeurs suivies par une même lettre dans une même colonne et sur une même ligne ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % selon le test de Duncan.

1.6. Acidité titrable

L'acidité titrable baisse, en général, dans les papayes cueillies aux stades avancé, vert mature et vert immature, puis conservées à 15, 22 et 28 °C, pendant douze jours (**Tableau IV**). Les valeurs de l'acidité titrable des papayes sont comprises entre 0,028 et 0,008 %. L'analyse statistique a montré qu'il n'y a pas de différence significative ($P > 0,05$) entre les valeurs de l'acidité titrable des papayes cueillies à un même stade de maturité et entreposées aux trois températures. Quelque soient le stade de maturité à la récolte et la température d'entreposage, l'acidité baisse de façon significative ($P = 0,05$) lors de la conservation.

L'évolution normale de l'acidité titrable de la papaye n'est pas influencée par le stade de maturité, la durée et la température d'entreposage pris ensemble.

Tableau IV: Evolution de l'acidité titrable des papayes cueillies aux stades avancé, vert mature et vert immature puis conservées à 15, 22 et 28 °C pendant 12 jours.

Stade de maturité	Acidité titrable (%)			
	T (°C) Jours	15	22	28
Vert immature	0	0,028 ± 0,004 ^A	0,028 ± 0,004 ^A	0,028 ± 0,004 ^A
	4	0,024 ± 0,004 ^B	0,024 ± 0,004 ^B	0,024 ± 0,004 ^C
	8	0,021 ± 0,004 ^D	0,021 ± 0,004 ^D	0,018 ± 0,002 ^E
	12	0,018 ± 0,006 ^F	0,017 ± 0,002 ^E	0,017 ± 0,002 ^E
Vert mature	0	0,018 ± 0,002 ^E	0,018 ± 0,002 ^I	0,018 ± 0,002 ^E
	4	0,017 ± 0,002 ^E	0,017 ± 0,004 ^E	0,017 ± 0,004 ^E
	8	0,016 ± 0,000 ^E	0,015 ± 0,002 ^G	0,016 ± 0,003 ^E
	12	0,010 ± 0,000 ^H	0,014 ± 0,002 ^H	0,015 ± 0,002 ^G
Avancé	0	0,017 ± 0,002 ^E	0,017 ± 0,002 ^E	0,017 ± 0,004 ^E
	4	0,016 ± 0,000 ^E	0,016 ± 0,003 ^E	0,017 ± 0,002 ^E
	8	0,015 ± 0,004 ^G	0,014 ± 0,002 ^H	0,016 ± 0,003 ^E
	12	0,008 ± 0,002 ^F	0,013 ± 0,000 ^H	0,014 ± 0,002 ^H

Les valeurs suivies par une même lettre dans une même colonne et sur une même ligne ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % selon le test de Duncan.

1. 7. Teneurs en sucres réducteurs

La teneur en sucres réducteurs augmente dans l'ensemble pendant la durée de conservation des papayes à 15; 22 et 28 °C (**Tableau V**). Les valeurs des sucres réducteurs les plus élevées sont obtenues dans les papayes du stade avancé, suivi du stade vert mature et enfin du stade vert immature. L'analyse statistique a montré qu'il n'y a pas de différence significative ($P > 0,05$) entre les teneurs en sucres réducteurs des papayes du même stade de maturité conservées à 15; 22 et 28 °C.

Le stade de maturité, la durée et la température d'entreposage pris ensemble n'influencent pas l'évolution normale du niveau de sucres réducteurs dans les papayes. Selon les teneurs en sucres réducteurs obtenus, la récolte des papayes au stade vert mature permet de gagner huit (08) jours sur la durée de conservation par rapport aux papayes du stade avancé.

Tableau V: Evolution de la teneur en sucres réducteurs dans les papayes cueillies aux stades avancé, vert mature et vert immature puis conservées aux températures de 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours.

Stade de maturité	Teneur en sucres réducteurs (g/100g)			
	T (°C) Jours	15	22	28
vert immature	0	0,403 ± 0,193 ^A	0,403 ± 0,193 ^A	0,403 ± 0,193 ^A
	4	0,773 ± 0,235 ^A	0,637 ± 0,393 ^A	0,480 ± 0,030 ^A
	8	0,810 ± 0,065 ^A	0,943 ± 0,240 ^A	0,647 ± 0,074 ^A
	12	0,867 ± 0,372 ^A	1,007 ± 0,216 ^A	1,020 ± 0,128 ^A
vert mature	0	2,490 ± 1,249 ^A	2,490 ± 1,249 ^B	2,337 ± 0,142 ^B
	4	2,530 ± 1,017 ^B	2,530 ± 0,819 ^B	2,367 ± 0,504 ^B
	8	2,593 ± 0,160 ^C	2,680 ± 0,046 ^C	2,490 ± 1,249 ^C
	12	2,740 ± 0,017 ^C	2,743 ± 0,917 ^C	2,670 ± 0,647 ^B
Avancé	0	2,633 ± 0,869 ^C	2,633 ± 0,869 ^C	2,633 ± 0,869 ^C
	4	4,230 ± 1,206 ^G	3,797 ± 0,270 ^E	3,190 ± 0,115 ^D
	8	4,303 ± 1,057 ^G	4,027 ± 0,585 ^F	4,123 ± 0,543 ^F
	12	5,297 ± 0,270 ^I	4,367 ± 0,086 ^G	4,823 ± 0,611 ^H

Les valeurs suivies par une même lettre dans une même colonne et sur une même ligne ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % selon le test de Duncan.

1.8. Teneurs en sucres totaux

La teneur en sucres totaux augmente dans l'ensemble des papayes lors de leur conservation à 15; 22 et 28 °C pendant les huit premiers jours (**Tableau VI**). Les valeurs croissent de 6,30 g/100g le jour 0 à 8,56, 10,20 et 8,46 g/100g le jour 8, dans les papayes du stade avancé, entreposées, respectivement, à 15, 22 et 28 °C. Après ce jour, la teneur en sucres totaux diminue d'environ 20 % de sa valeur du jour 8. Cette variation des teneurs en sucres totaux dans les papayes du stade avancé est similaire à celles des stades vert mature et vert immature entreposées à ces mêmes températures. L'analyse statistique a montré que la température, le stade de maturité et la durée d'entreposage pris ensemble n'influencent pas le niveau de sucre de ces fruits.

Le taux des sucres totaux croît dans l'ensemble des fruits pendant les huit premiers jours, puis décroît en perdant environ 20 % de sa valeur du jour 8.

Tableau VI: Evolution de la teneur en sucres totaux dans les papayes cueillies aux stades avancé, vert mature et vert immature puis conservées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours.

Stade de maturité	Teneur en sucres totaux (g/100g)			
	T (°C) Jours	15	22	28
vert immature	0	1,563 ± 0,202 ^A	1,607 ± 1,203 ^A	1,957 ± 1,301 ^A
	4	2,080 ± 0,492 ^B	2,080 ± 0,492 ^B	2,080 ± 0,495 ^C
	8	3,093 ± 0,748 ^D	3,493 ± 1,094 ^E	3,860 ± 1,370 ^F
	12	3,150 ± 1,738 ^G	4,253 ± 1,790 ^F	2,550 ± 0,552 ^A
vert mature	0	3,410 ± 0,930 ^H	2,970 ± 0,885 ^H	3,410 ± 0,930 ^H
	4	3,517 ± 0,405 ^E	3,410 ± 0,930 ^C	7,207 ± 3,196 ^I
	8	4,453 ± 1,170 ^F	4,877 ± 0,467 ^F	5,677 ± 0,680 ^J
	12	4,307 ± 0,996 ^F	4,527 ± 0,645 ^F	4,777 ± 0,935 ^F
Avancé	0	6,430 ± 1,645 ^K	6,430 ± 1,645 ^L	6,430 ± 1,645 ^K
	4	6,800 ± 1,572 ^M	5,390 ± 2,142 ^K	9,327 ± 5,248 ^N
	8	8,563 ± 2,880 ^O	10,200 ± 2,777 ^Q	8,467 ± 1,967 ^K
	12	6,570 ± 0,262 ^P	8,397 ± 3,435 ^R	6,900 ± 0,619 ^S

Les valeurs suivies par une même lettre dans une même colonne et sur une même ligne ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % selon le test de Duncan.

1. 9. Extrait sec soluble

L'extrait sec soluble, augmente pendant la durée de conservation des papayes (**Tableau VII**). Il est plus élevé dans les papayes cueillies au stade avancé entreposées à 15; 22 et 28 °C que celles cueillies au stade vert mature et vert immature entreposées à ces mêmes températures. Toutefois, les taux d'extrait sec soluble des papayes cueillies au même stade de maturité et entreposées aux trois températures ne sont pas significativement différents ($p > 0,05$).

L'extrait sec soluble augmente en général dans l'ensemble des fruits pendant la durée de conservation.

La température, le stade de maturité et la durée d'entreposage influencent l'évolution normale de l'indice réfractométrique (extrait sec soluble).

Tableau VII: Evolution de l'extrait sec soluble des papayes cueillies aux stades avancé, vert mature et vert immature puis conservées à 15; 22 et 28 °C pendant 12 jours.

Stade de maturité	Extrait sec soluble (°Brix)			
	T (°C) Jours	15	22	28
vert immature	0	5,233 ± 0,058 ^A	5,233 ± 0,058 ^A	5,233 ± 0,058 ^A
	4	5,900 ± 0,100 ^C	5,567 ± 0,115 ^B	5,567 ± 0,115 ^D
	8	6,000 ± 0,000 ^D	6,033 ± 0,058 ^D	6,033 ± 0,058 ^D
	12	6,567 ± 0,413 ^F	6,267 ± 0,115 ^E	6,267 ± 0,115 ^F
vert mature	0	8,500 ± 0,500 ^G	8,133 ± 0,208 ^G	8,133 ± 0,208 ^G
	4	8,133 ± 0,208 ^H	8,833 ± 0,208 ^I	8,833 ± 0,208 ^J
	8	9,167 ± 0,153 ^K	9,067 ± 0,115 ^I	9,000 ± 0,000 ^I
	12	9,933 ± 0,115 ^M	10,000 ± 0,000 ^M	9,933 ± 0,115 ^M
Avancé	0	10,000 ± 0,000 ^M	10,000 ± 0,000 ^M	10,000 ± 0,000 ^M
	4	11,100 ± 0,173 ^P	10,367 ± 0,153 ^N	10,367 ± 0,153 ^N
	8	11,366 ± 0,153 ^Q	10,600 ± 0,360 ^N	11,000 ± 0,000 ^O
	12	12,400 ± 0,173 ^R	11,233 ± 0,252 ^P	11,167 ± 0,289 ^P

Les valeurs suivies par une même lettre dans une même colonne et sur une même ligne ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % selon le test de Duncan.

1.10. Analyse sensorielle

Les fruits conservés à 15 °C présentent une différence significative ($P \leq 0,05$) entre les caractéristiques organoleptiques étudiées exceptée l'acidité qui ne varie pas significativement, selon l'analyse statistique (**Figure 13**). Les papayes du stade avancé sont moins fermes et moins croquantes que les papayes des stades vert mature et vert immature. Par ailleurs, il n'y a pas de variation significative ($P > 0,05$) entre les différents paramètres au niveau des papayes cueillies au stade vert immature. Toutefois, les papayes cueillies au stade vert mature présentent une variation significative des différents paramètres étudiés. La couleur de la pulpe passe du rouge le jour 0 au rouge foncé le jour 12. De même les papayes deviennent plus sucrées et juteuses durant la période de conservation aux stades avancé et vert mature.

Les papayes cueillies aux stades avancé et vert mature, puis conservées à 22 °C présentent la même couleur de la pulpe, de la peau et la même jutosité durant les derniers jours de conservation, c'est-à-dire les huitième et douzième jours de conservation (**Figure 14**). Cependant, il y a une différence significative ($P \leq 0,05$) entre les autres paramètres étudiés. Au niveau des papayes cueillies au stade vert immature, il n'y a pas de variation significative ($P > 0,05$) entre les paramètres étudiés.

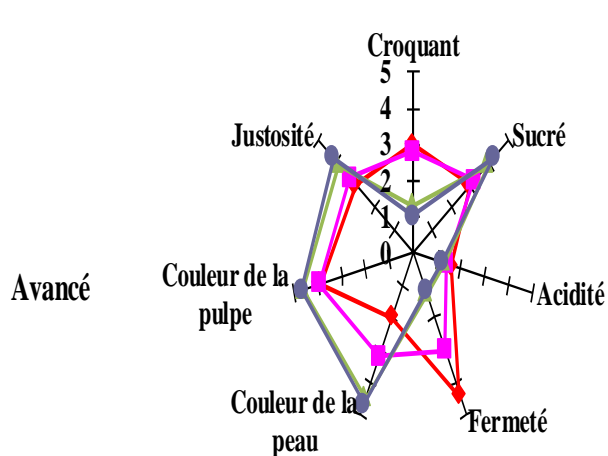
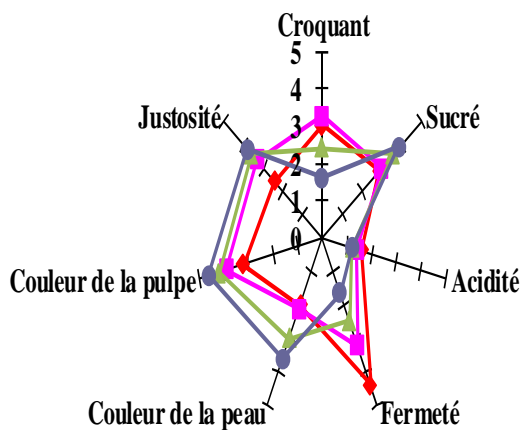
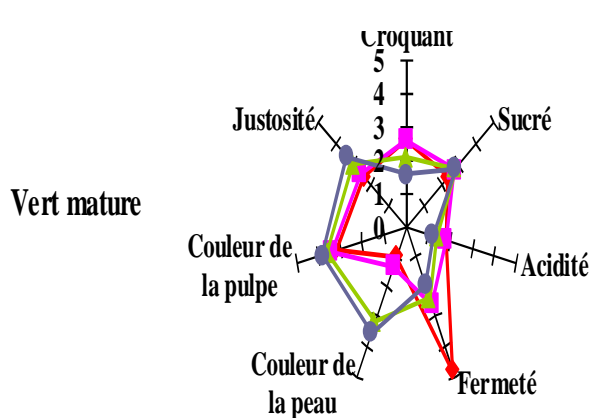
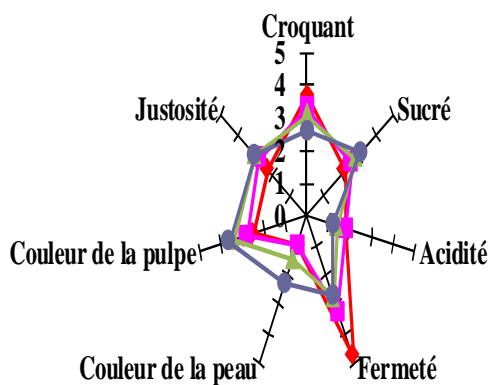
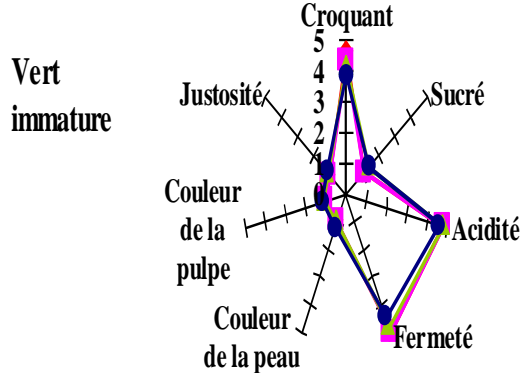
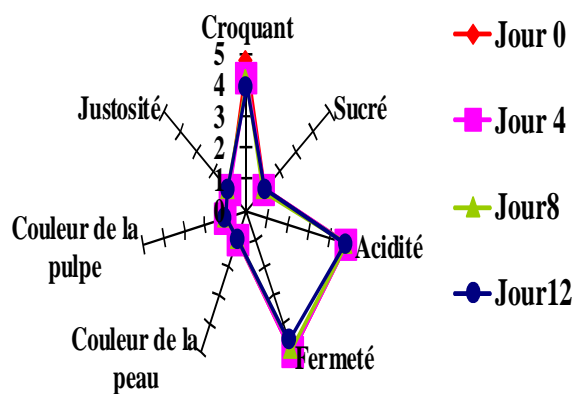


Figure 13: Evolution de quelques paramètres organoleptiques des papayes conservées à 15 °C pendant 12 jours.

Figure 14: Evolution de quelques paramètres organoleptiques des papayes conservées à 22 °C pendant 12 jours.

Les papayes des stades avancé et vert mature, conservées à 28 °C ont quelques points de ressemblance à savoir la couleur de la pulpe, de la peau, la jutosité, l'acidité et le caractère croquant des papayes les huitième et douzième jours de conservation (**Figure 15**). Cependant, les autres paramètres restent différents ($P \leq 0,05$) tout au long de la conservation des papayes. Par ailleurs, les paramètres organoleptiques des papayes cueillies au stade vert immature et conservées à la même température n'évoluent pas significativement ($P > 0,05$) tout au long de la conservation.

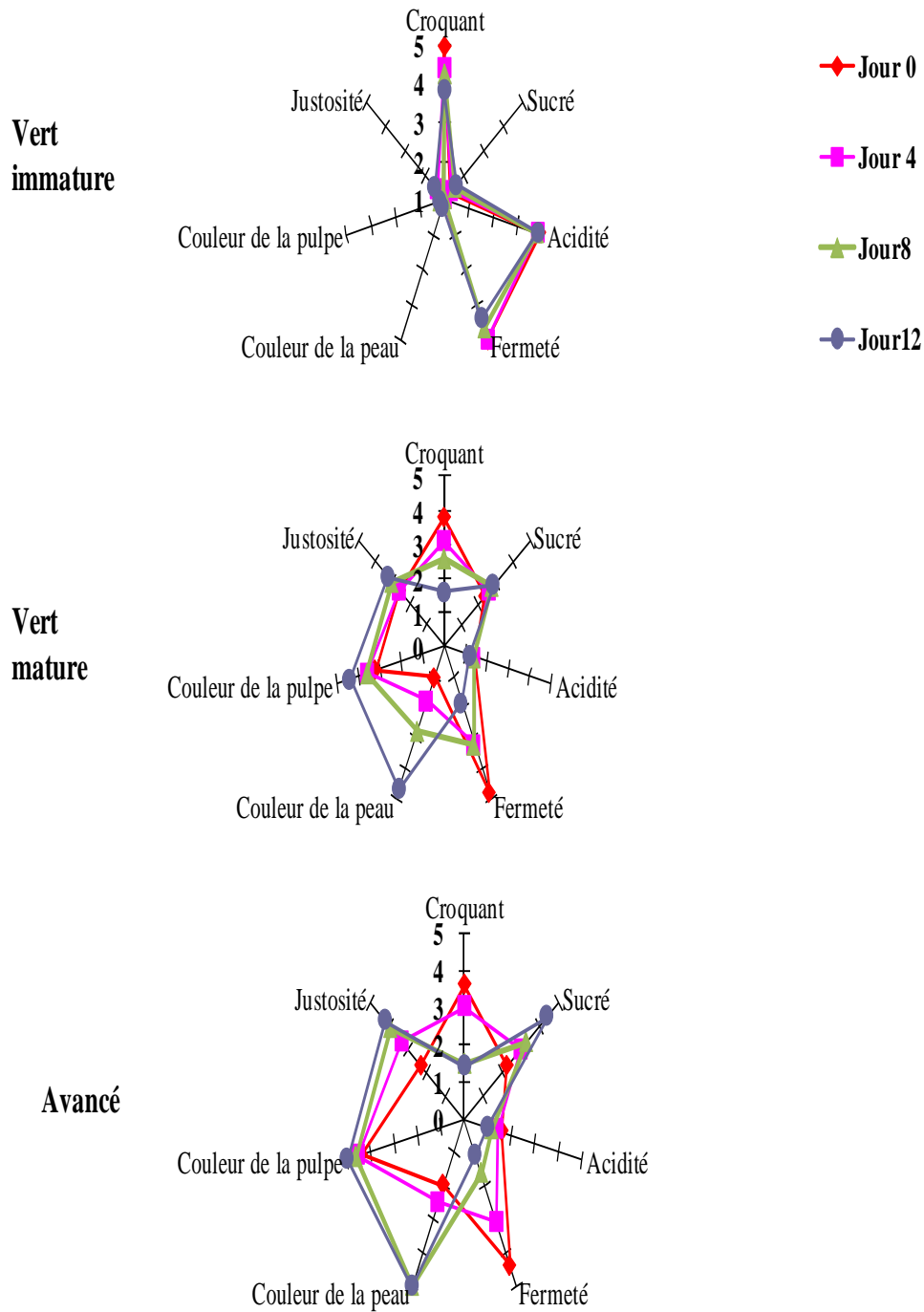


Figure 15: Evolution de quelques paramètres organoleptiques des papayes cueillies aux stades vert immature, vert mature et avancé puis conservées à 28°C pendant 12 jours.

2 - Discussion

Le taux d'infection est élevé dans l'ensemble des fruits entreposés à températures élevées (22 et 28 °C), mais très faible dans les papayes conservées à 15 °C. Ce résultat montre que la basse température inhibe l'activité des microorganismes (moisissures et les levures). Par ailleurs, le taux d'infection est élevé dans l'ensemble des fruits entreposés à 22 et 28 °C parce que la température optimum de multiplication des microorganismes sur les papayes se situe autour de 30 °C (Baiyewu *et al.*, 2005). De même, pendant l'entreposage, le taux d'acidité de la papaye diminue, entraînant l'augmentation du pH autour de 6, ce qui explique la croissance des microorganismes sur les fruits qui est facilitée par leur pH proche de la neutralité (Jay, 1996). Par ailleurs, la baisse relative de l'acidité et l'augmentation du pH pourraient résulter de l'utilisation des acides organiques (acide citrique et acide malique) comme substrats de la respiration (Burton, 1982) et la conversion de ces acides en sucres par un processus appelé gluconéogenèse (Sharma *et al.*, 2008). Le taux de sucre élevé dans ces fruits semble favoriser le développement des levures et moisissures (Djioua, 2010).

La perte de masse est élevée pour les fruits conservés aux températures élevées, ceci s'explique par le fait qu'à haute température, les fruits transpirent plus et donc libèrent de l'eau. Irtwange (2006) et Rennie & Tavoularis (2009) ont observé que la transpiration des fruits et légumes est un processus de perte d'eau. Il inclut le transport de l'eau vers la peau du produit et l'évaporation de cette eau de la surface du produit. De même, Tano *et al.* (2007) ont montré que la perte de masse est le résultat de la respiration des fruits. Selon ces auteurs, la respiration des fruits et légumes augmente avec la température, ce qui augmente la transpiration. Or cette eau n'est pas renouvelée car le fruit est détaché de l'arbre, il s'en suit une perte de masse du fruit.

La perte de la fermeté est générale, c'est-à-dire dans l'ensemble des fruits, quels que soient le stade de maturité du fruit et la température d'entreposage. La perte de fermeté de ces fruits est plus élevée pour les températures élevées (22 et 28 °C) et pour les stades avancés de cueillette. Cela s'explique par le fait que les fruits transpirent lors de l'entreposage et donc perdent de l'eau d'où la perte de leur turgescence. En effet, au cours de la maturation, la perte de la fermeté est la conséquence des changements de la pression hydrostatique des cellules parenchymateuses du fruit (Chaïb, 2007). Par ailleurs, la respiration et la synthèse de l'éthylène favorisent les réactions métaboliques. Il s'agit de la dégradation des polysaccharides par les enzymes hydrolytiques. Ce phénomène est en partie responsable de cette perte de fermeté (Fisher & Bennett, 1991; Fils-Lycaon & Buret, 1991; Ketsa &

Daengkanit, 1999). De même, Sitrit & Bennett (1998) et Sancho *et al.* (2010) ont également montré que le changement de la texture des fruits est en relation avec l'augmentation des activités des enzymes de dégradation de la paroi cellulaire éthylène dépendant. En outre, Koslanund *et al.* (2005) et Djioua (2010) ont montré que, pendant la phase pré-climatérique, les activités des enzymes de dégradation des parois cellulaires des fruits climatériques (papaye, mangue etc.) sont faibles. Ces activités augmentent rapidement pendant la phase climatérique qui coïncide avec la phase accrue de la respiration du fruit. Ces auteurs montrent que la perte de fermeté des papayes est liée aux activités des enzymes de dégradation de la paroi cellulaire. Ces activités sont corroborées par la respiration et la synthèse éthylénique. Ces phénomènes augmentent avec le temps et la température de conservation du fruit. En plus, ces enzymes sont présentes dans les papayes à tous les stades de développement du fruit. C'est ce qui explique la perte de fermeté des fruits quel que soit le stade de maturité ou la température de stockage. Mais cette perte de la fermeté est plus accentuée lorsque le fruit est entreposé à une température élevée (Paul *et al.*, 1999). De même, Mbeguie (2000) a montré que chez les fruits climactériques, la forte activité respiratoire, la température, l'oxygène, le dioxyde de carbone (CO₂) et le dégagement auto catalytique de l'éthylène qui accompagnent le mûrissement sont responsables des modifications physico-chimiques telles que le changement de couleur, l'acquisition de la saveur et la perte de la fermeté. Beaucoup de travaux ont montré que pendant le mûrissement, l'activité des enzymes de dégradation est élevée et est en corrélation avec les facteurs environnementaux et la synthèse éthylénique entraînant la perte de la fermeté et surtout chez les fruits conservés à une température élevée. Cependant, certains phénomènes responsables du ramollissement du fruit tels que la perte de turgescence sont indépendants de l'éthylène.

S'agissant de la teneur en vitamine C, elle diminue fortement lors de l'entreposage des papayes à 22 et 28 °C. Par contre, dans les papayes entreposées à 15 °C, le taux de vitamine C croît du jour 0 au jour 4 avant de décroître les jours suivants. Cela s'explique par le fait que la vitamine C est thermolabile. Par conséquent, la vitamine C synthétisée au cours de l'entreposage des papayes à 22 et à 28 °C est aussitôt dégradée par la forte température (Davidek *et al.*, 1990), ce qui ne permet pas de voir le pic observé le quatrième jour dans les papayes entreposées à 15 °C. Muhamad (2005) a montré que les conditions environnementales telles que la lumière et l'oxygène participent activement à la dégradation de la vitamine C lors de l'entreposage de la papaye. Toutefois, dans les papayes entreposées à 15 °C, le taux de vitamine C croît pour atteindre un pic le quatrième jour avant de décroître

les jours suivants. Ces résultats sont en accord avec ceux de Bron & Jacomino (2006) qui ont observé que lors du mûrissement de la papaye, le taux de vitamine C augmente de 20 à 30 %. Cependant, une longue exposition de la papaye à une basse température entraîne une inhibition de la synthèse de la vitamine C. En effet, le mannose et le L-galactose qui sont les intermédiaires de la synthèse de la vitamine C (Conklin, 2001; Wolucka & Montagu, 2003) sont fournis lorsqu'il y a dégradation des carbohydrates de la paroi cellulaire. Or, la basse température retarde cette dégradation car réduit l'activité des enzymes qui sont responsables de cette dégradation. D'où la chute du taux de vitamine C dans les fruits après un long temps d'exposition à basse température (Proulx *et al.*, 2005).

Concernant, le taux des sucres réducteurs et l'indice refractométrique, ils augmentent dans l'ensemble pendant la durée de conservation. Cette accumulation de ces sucres solubles serait due à leur synthèse par le sucrose phosphate synthase à partir du galactose libéré par les enzymes hydrolytiques de la paroi cellulaire (Gomez *et al.*, 2002). Quant aux taux de sucres totaux, ils augmentent pendant les huit premiers jours, puis, diminuent en perdant environ 20 % de sa valeur du jour 8, au cours du mûrissement du fruit. Cette baisse de la quantité des sucres totaux est due à la consommation accrue du saccharose pendant la respiration climatérique (Gomez *et al.* 2002). De même, Proulx *et al.* (2005) ont montré que lors de la conservation aux différentes températures (5; 10; 15 et 20 °C) de la papaye cueillie au stade d'apparition de la couleur jaune, le taux de sucre diminuait d'environ 30 % lorsqu'on le compare à la valeur initiale. Cette observation est en accord avec nos résultats car après douze jours de conservation nous remarquons aussi une perte d'environ 20 % du taux de sucre totaux dans les papayes du stade avancé (papaye cueillie au stade d'apparition de la couleur jaune) entreposées à 15; 22 et 28 °C.

S'agissant de l'étude des paramètres organoleptiques, elle montre que les fruits des stades avancé et vert mature mûrissent normalement avec une évolution des caractéristiques organoleptiques quelle que soit la température d'entreposage des fruits. Cependant, à 15 °C, le mûrissement de ces fruits est retardé à cause de la basse température qui ralentit les réactions biochimiques. Ce résultat est en accord avec les travaux de Bron & Jacomino (2009) qui ont montré que l'entreposage de la papaye au froid ralentit les réactions enzymatiques comme celles liées à la respiration et à la sénescence. D'ailleurs, Kader (2002) a montré que l'activité respiratoire de la papaye qui était approximativement de 15–35 mL CO₂ kg⁻¹h⁻¹ à 20 °C, diminuait pour atteindre 4–6 mL CO₂ kg⁻¹h⁻¹ quand les fruits sont stockés à 10 °C. En outre, Grimplet (2004) a montré que lors du mûrissement des fruits, il y a la dégradation des

chlorophylles et la synthèse des pigments tels que les caroténoïdes donnant la couleur rouge à la pulpe et la couleur jaune orangé à la peau du fruit à la fin du mûrissement. De même, les panelistes ont observé que les fruits étaient très fermes le jour 0 dans l'ensemble. Cette fermeté diminuait considérablement pendant l'entreposage au cours duquel les fruits conservés à 22 et 28 °C devenaient totalement mous. Mais, ceux conservés à la température de 15 °C restaient moyennement fermes. Le goût sucré et la jutosité augmentaient progressivement pendant la durée de conservation dans l'ensemble des fruits conservés à ces températures. La perte de la fermeté et l'augmentation du goût sucré durant la conservation sont attribuées à l'action des enzymes de dégradation de la paroi cellulaire et de l'amidon (polygalacturonase, pectine méthylestérase, amylase, etc.) qui hydrolysent la pectine, les hémicelluloses et l'amidon contribuant au ramollissement du fruit et à la libération des sucres simples responsables du goût sucré des fruits (Emaga *et al.*, 2008).

En ce qui concerne les papayes cueillies au stade vert immature et conservées aux températures de 15; 22 et 28 °C, il n'y a pas de variation significative ($P > 0,05$) au niveau des caractéristiques organoleptiques étudiées. Les fruits restent fermes durant la période de conservation. Les couleurs de la peau et de la pulpe, l'acidité, le goût sucré, la jutosité et le caractère croquant restent invariables durant la période de conservation. Ces fruits perdent leur turgescence car perdent beaucoup d'eau et se rétrécissent durant la période de conservation. Ces résultats sont confirmés par la perte de masse qui était plus élevée dans la papaye du stade immature que dans les papayes des autres stades de maturité lors de l'entreposage. Il y a un développement anormal des caractéristiques organoleptiques des papayes cueillies au stade vert immature parce que ces papayes n'ont pas atteint le stade de maturité. Ces résultats sont en accord avec les travaux de Jaimes-Miranda (2006). Elle a montré que la maturation des fruits correspond à un processus génétiquement programmé, et c'est au cours de cette phase que s'élaborent en grande partie les qualités organoleptiques et nutritionnelles des fruits. En plus, l'éthylène est le déclencheur dominant de la maturation d'un fruit climactérique. Le stade de développement du fruit est déterminant pour sa capacité à mûrir. De même, des fruits immatures sont incapables de mûrir même en présence d'éthylène exogène.

3. Conclusion partielle

Les objectifs de cette étude ont consisté d'une part, en la détermination du stade optimal de maturité des papayes permettant d'obtenir une qualité organoleptique optimale, et

d'autre part en la détermination de la température optimale d'entreposage de ces fruits après la récolte. Les résultats indiquent que l'entreposage des papayes à 15 °C, réduit la perte des fruits par infection, la perte de qualité liée à la perte de masse, la perte de la vitamine C et la perte de la fermeté. A l'opposé, l'entreposage des papayes aux hautes températures (22 et 28 °C), favorise la perte des qualités sus-citées. Il en résulte que les papayes cueillies au stade vert mature et entreposées à 15°C, présentent les meilleures caractéristiques organoleptiques et ont une durée de vie plus longue que celles cueillies à ce même stade de maturité et entreposées à 22 et 28 °C puis celles cueillies aux stades vert immature et avancé entreposées à 15, 22 et 28 °C. Il est toutefois admis que, le stade de maturité et la température d'entreposage ne sont pas les seuls paramètres pouvant influencer la qualité des fruits. Elle peut être aussi influencée par le ramollissement du fruit qui est favorisé par l'activité de certaines enzymes. Par conséquent, il est nécessaire de connaître la zone de localisation, de quantifier l'activité de ces enzymes et éventuellement prévoir leur inhibition partielle afin d'améliorer et de prolonger la durée de vie des fruits après la récolte. Economiquement, le ramollissement du fruit est un événement extrêmement important parce qu'il limite la durée de vie du fruit. Les chapitres suivants tenteront d'apporter des réponses à ces préoccupations.

CHAPITRE II: Evolution de quelques activités enzymatiques de l'endocarpe et du péricarpe de la papaye solo 8 au cours de la conservation.

1. Résultats

1.1. Evolution des activités enzymatiques au cours du développement de la papaye solo 8 cueillie à différents niveaux de maturité

1.1.1. Evolution des activités hétérosidasique et phosphatasique

Les activités hétérosidasique et phosphatasique sont très faibles ou souvent inexistantes pour certaines activités enzymatiques au stade vert immature (**Figure 16**). Par contre, au stade mature et avancé, il y a une augmentation significative des activités enzymatiques. Les activités -mannosidasique, -galactosidasique et -galactosidasique sont les plus élevées, soit 0,13 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ au stade mature et 0,2 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ au stade avancé.

Les activités hétérosidasique et phosphatasique sont très faibles au stade immature. Elles augmentent considérablement aux stades vert mature et avancé.

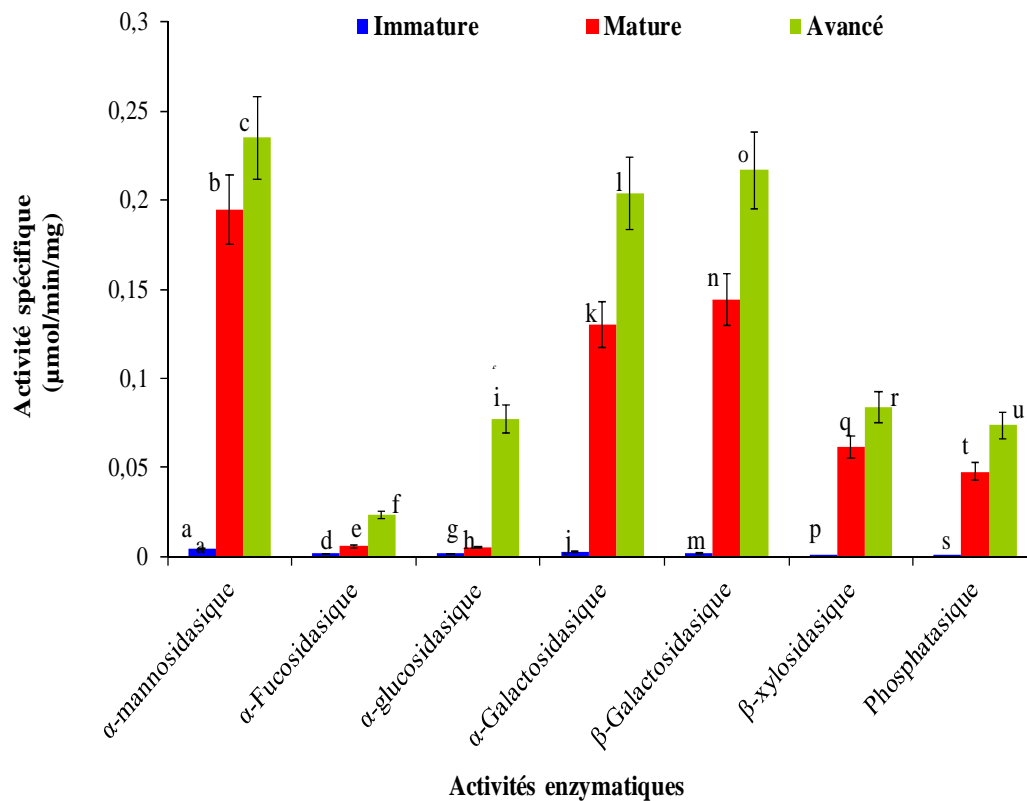


Figure 16: Evolution des activités hétérosidasique et phosphatasique lors du développement de la papaye solo 8. Les barres affectées d'une même lettre minuscule ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % selon le test de Duncan.

1.1.2. Evolution des activités polysaccharidasiques

Les activités polysaccharidasiques sont faibles au stade vert immature lors du développement de la papaye solo 8 (**Figure 17**). Elles restent faibles, même au stade avancé pour les activités invertasique, inulinasique et amylasique. Par contre, les activités xylanase et cellulase sont élevées, soit environ 0,1 µmol/min/mg au stade avancé. Quant à l'activité polygalacturonase, elle est la plus élevée, soit 0,125 µmol/min/mg au stade mature et 0,195 µmol/min/mg au stade avancé.

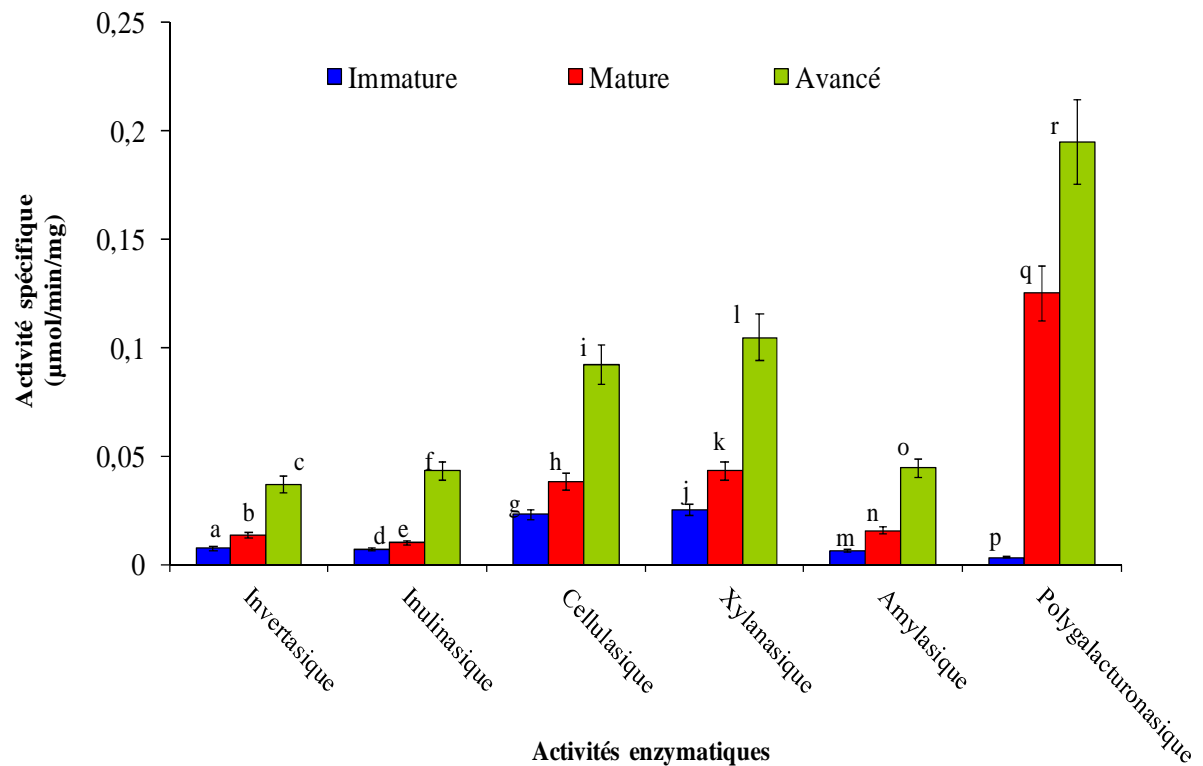


Figure 17: Evolution des activités polysaccharidasiques lors du développement de la papaye solo 8. Les barres affectées d'une même lettre minuscule ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % selon le test de Duncan.

1.1.3. Evolution de l'activité pectine méthylestérasique

L'activité pectine méthylestérasique (**Figure 18**), tout comme les autres activités enzymatiques, est induite en début de maturation et connaît une augmentation remarquable, soit autour de 131,34 U/mg au stade vert mature et de 205,14 U/mg au stade avancé.

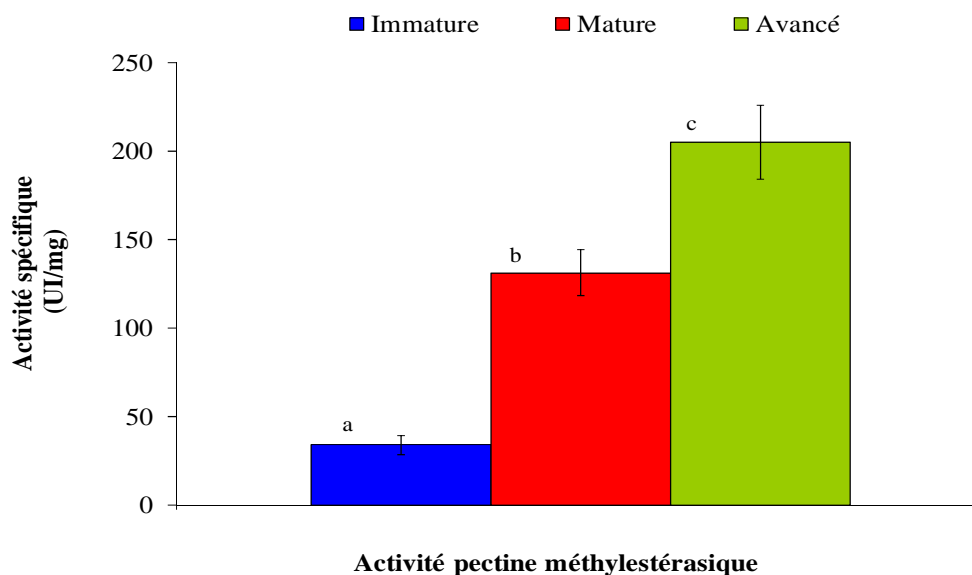


Figure 18: Evolution de l'activité pectine méthylestérasique lors du développement de la papaye solo 8. Les barres affectées d'une même lettre minuscule ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % selon le test de Duncan.

UI: Unité Internationale

1.2. Evolution des activités enzymatiques de l'endocarpe des papayes cueillies aux stades vert immature, vert mature et avancé et entreposées à 15, 22 et 28 °C pendant 12 jours.

1.2.1. Evolution des activités hétérosidasique et phosphatasique

1.2.1.1. Papayes cueillies aux stades vert immature et vert mature

Les activités hétérosidasiques et phosphatasiques de l'endocarpe des papayes du stade vert immature sont faibles dans l'ensemble, soit 0,005 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ le jour 0 (**Figure 19**). Ces activités augmentent progressivement pour atteindre un pic le jour 4 pour certaines, et le jour 8 pour d'autres. Pour les papayes entreposées à 15 °C, le pic est observé pour l'activité -mannosidasique à 0,035 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ le jour 4, ceux des activités -galactosidasique et -galactosidasique sont observés le jour 8 à 0,02 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$. Les autres activités (activités fucosidasique, glucosidasique, phosphatasique et β -xylosidasique) présentent leur pic autour de 0,01 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ le jour 4. Pour les papayes entreposées à 22 °C, les pics d'activité

enzymatique sont observés uniquement le jour 4. Pour l'activité α -mannosidase, le pic est observé à $0,035 \mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$, ceux des activités α -galactosidase et β -galactosidase sont observés à $0,02 \mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$. Les autres activités enzymatiques restent faibles autour de $0,1 \mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ tout au long de la conservation. Pour les papayes entreposées à 28°C , les activités enzymatiques sont faibles le jour 0, soit $0,005 \mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$, ces activités augmentent et atteignent un pic à $0,015 \mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ le jour 4 pour l'activité α -glucosidase et à $0,01 \mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ pour les activités α -fucosidase et α -xylosidase. Les activités α -mannosidase, α -galactosidase et β -galactosidase, sont par contre plus élevées avec un pic le jour 8 à $0,035 \mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$.

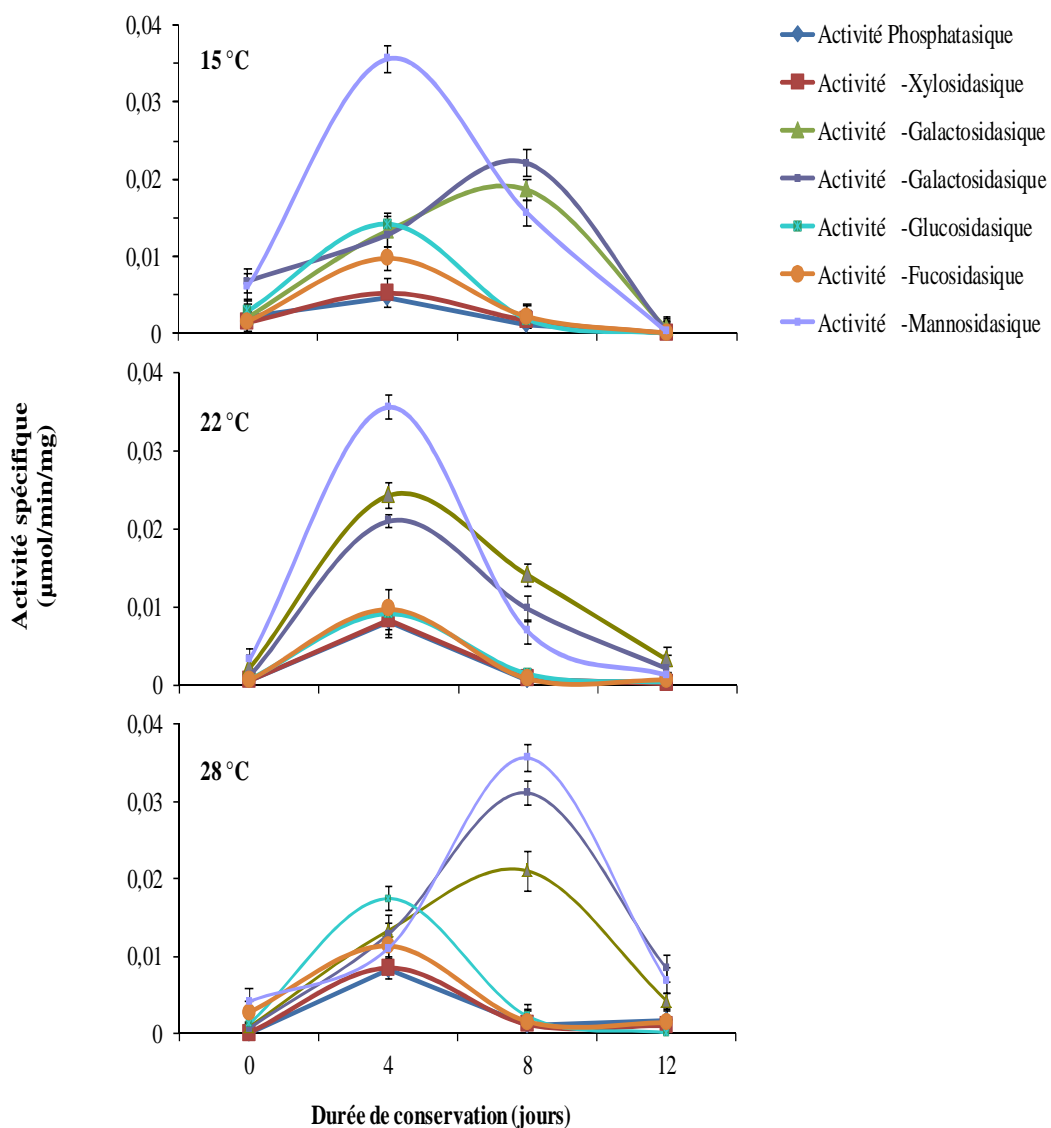


Figure 19: Evolution des activités hétérosidasique et phosphatasique de l'endocarpe des papayes au stade vert immature et conservées à 15; 22 et 28°C pendant 12 jours.

Les activités hétérosidasiques et phosphatasique de l'endocarpe des papayes au stade vert mature sont plus élevées que celles des papayes au stade vert immature (**Figure 20**). Le maximum d'activité enzymatique est observé le jour 4, quelle que soit la température d'entreposage. Les activités α -mannosidasique, β -galactosidasique et α -galactosidasique sont les plus élevées. Ces activités enzymatiques sont comprises entre 0,1 et 0,2 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ le jour 0. Elles augmentent pour atteindre un pic le jour 4 pour l'activité α -mannosidasique, soit 0,25 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ à 15 et 22 °C, et 0,30 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ à 28 °C. En ce qui concerne, l'activité β -galactosidasique le pic est observé aussi le jour 4 à 0,2 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ à 15 et 22 °C et à 0,23 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ à 28 °C. L'évolution de l'activité α -galactosidasique est similaire à celles des activités α -mannosidasique et β -galactosidasique. Toutefois, son pic se situe à 0,15 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ à 15 et 22 °C et à 0,2 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ à 28 °C.

L'évolution des activités hétérosidasiques et phosphatasique de la pulpe des papayes aux stades vert immature et vert mature est similaire. Cependant, les activités enzymatiques des papayes au stade vert immature sont très faibles lorsqu'on les compare à celles des papayes au stade vert mature.

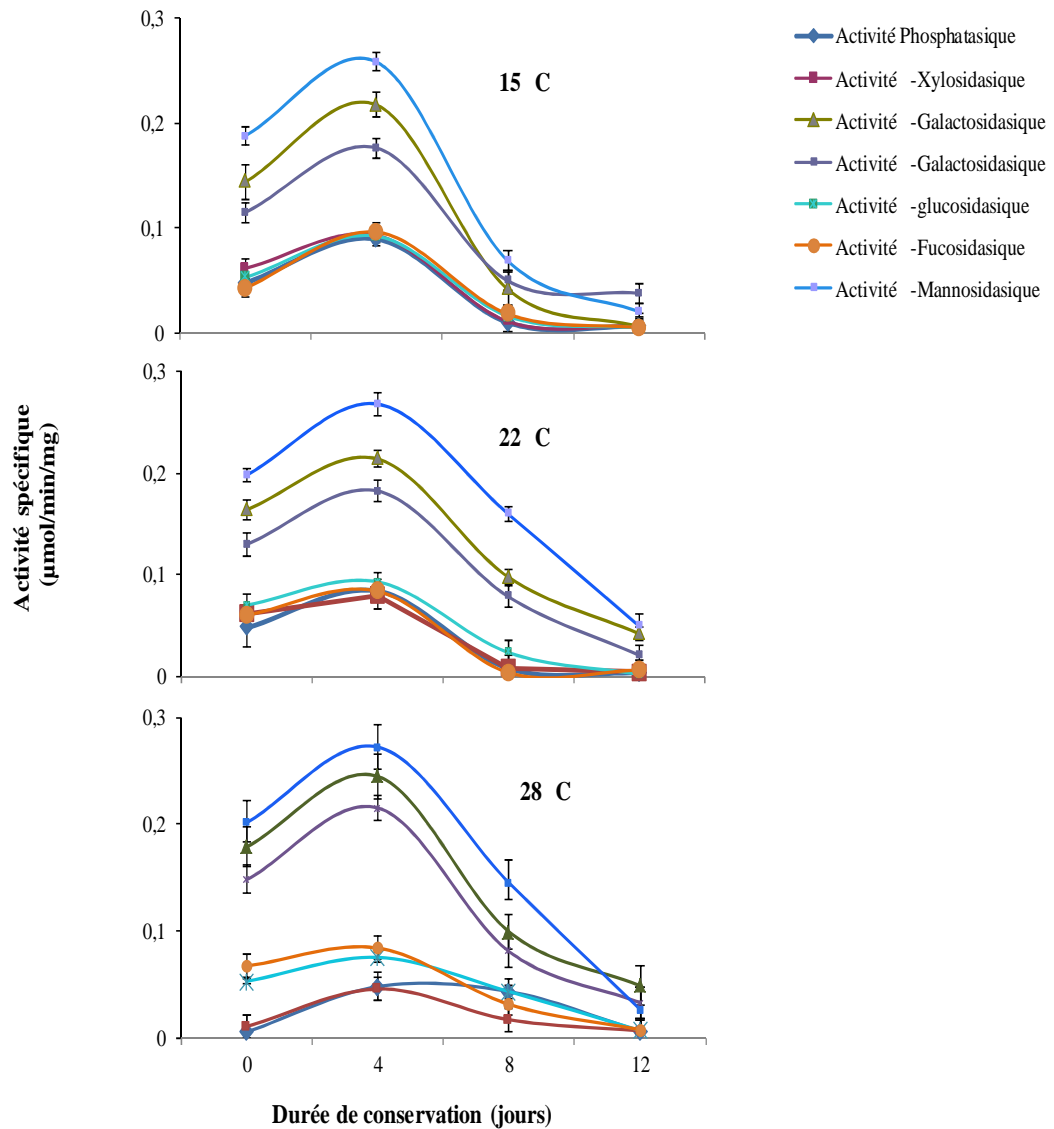


Figure 20: Evolution des activités hétérosidasique et phosphatasique de l'endocarpe des papayes cueillies au stade vert mature et conservées à 15; 22 et 28 °C.

1.2.1.2. Papayes cueillies au stade avancé

Les activités hétérosidasique et phosphatasiques de l'endocarpe des papayes au stade avancé décroissent dans l'ensemble quelle que soit la température d'entreposage (**Figure 21**). Elles sont très élevées le jour 0 et sont de 0,25 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ pour les activités α -mannosidasique, α -galactosidasique et β -galactosidasique. Ces activités baissent progressivement pendant la durée de conservation. Les autres activités enzymatiques (activités fucosidasique, glucosidasique, phosphatasique et β -xylosidasique) sont faibles, soient 0,1 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ le jour 0. L'évolution de ces activités est similaire à celle des activités α -mannosidasique, α -galactosidasique et β -galactosidasique durant le temps d'entreposage.

Les activités hétérosidasiques et phosphatasiques de la pulpe des papayes au stade avancé décroissent lorsque le mûrissement avance.

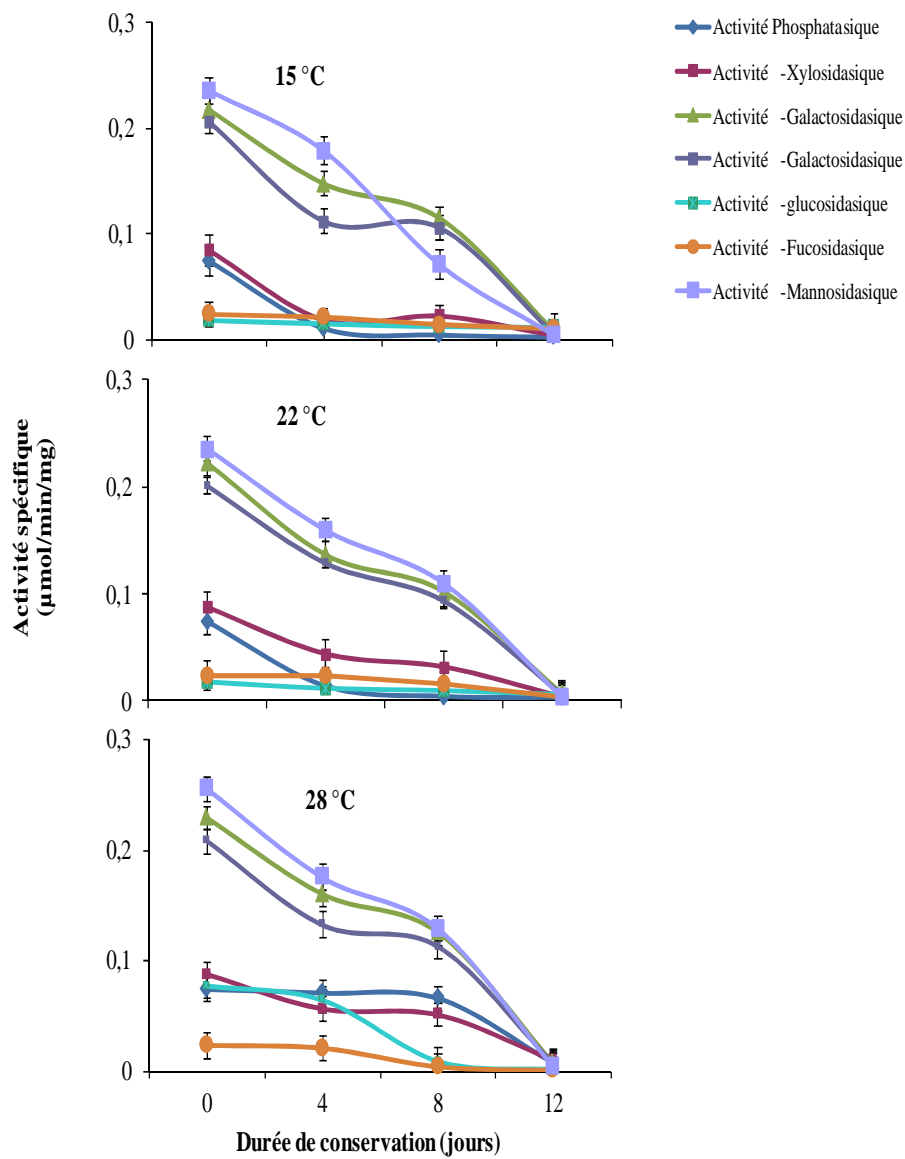


Figure 21: Evolution des activités hétérosidasique et phosphatasique de l'endocarpe des papayes cueillies au stade avancé et conservées à 15; 22 et 28°C pendant 12 jours.

1.2.2. Evolution des activités polysaccharidasiques de l'endocarpe des papayes cueillies aux stades vert immature, vert mature et avancé puis entreposées à 15, 22 et 28 °C pendant 12 jours.

1.2.2.1. Papayes cueillies aux stades vert immature et vert mature

Les activités polysaccharidasiques de l'endocarpe des papayes des stades vert immature et vert mature augmentent dans l'ensemble, atteignent un pic le jour 4 et décroissent par la suite (**Figures 22 et 23**). Cependant, ces activités enzymatiques sont faibles dans les papayes au stade vert immature que celles au stade vert mature. Les activités xylanasiqque et cellulasiqque sont les plus élevées quel que soit le stade de maturité. Ainsi, au stade vert immature, les activités enzymatiques sont comprises entre 0,02 et 0,025 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ le jour 0. Elles atteignent un pic le jour 4 à 0,035 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ pour l'activité xylanasiqque et un autre pic à 0,025 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ pour l'activité cellulasiqque.

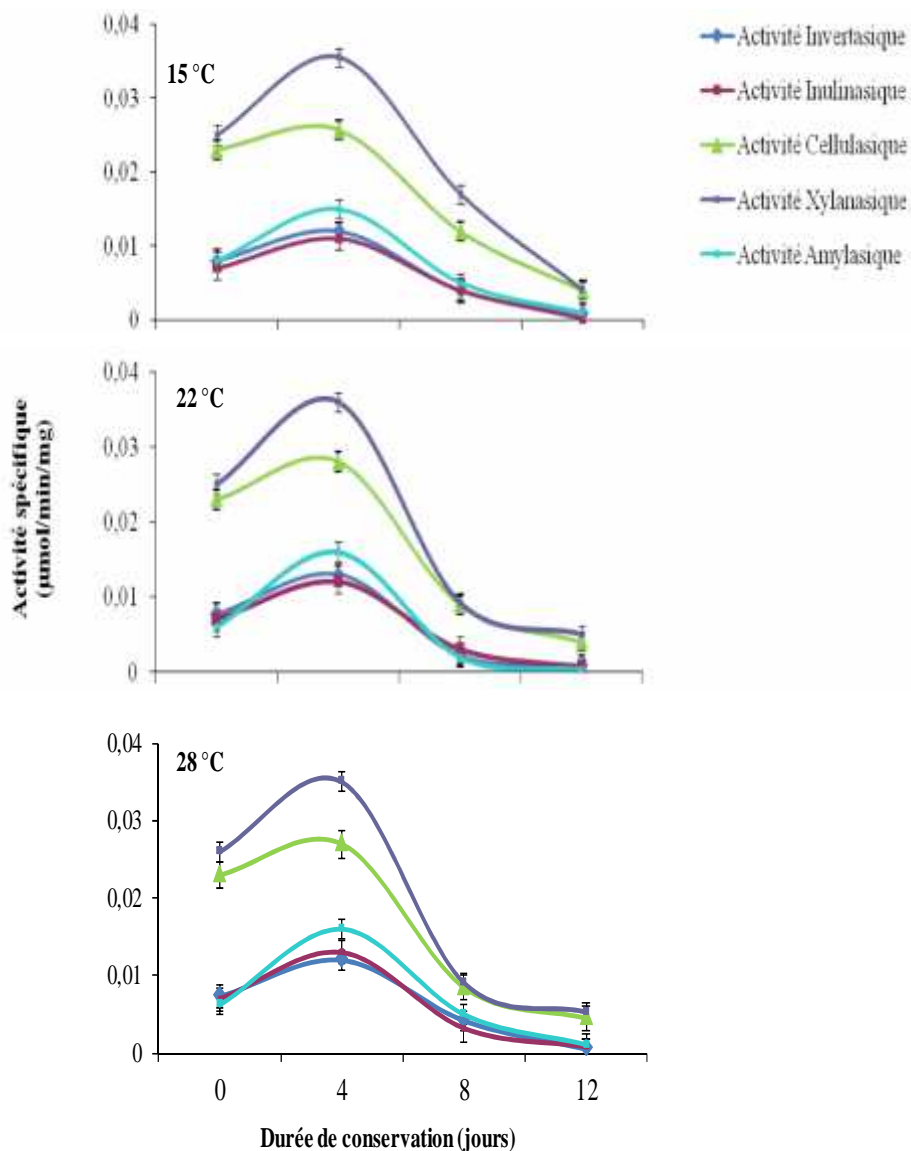


Figure 22: Evolution des activités polysaccharidasiques de l'endocarpe des papayes cueillies au stade vert immature et conservées à 15; 22 et 28°C pendant 12 jours.

En ce qui concerne les papayes cueillies au stade vert mature, les activités xylanasiqne et cellulasique sont comprises entre 0,035 et 0,045 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ le jour 0. Ces activités augmentent aussi et atteignent un pic le jour 4, soit à 0,065 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ pour l'activité xylanasiqne et à 0,055 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ pour l'activité cellulasique quelle que soit la température d'entreposage.

Les activités polysaccharidasiques de la pulpe des papayes des stades vert immature et vert mature ont une évolution similaire. Elles augmentent dans l'ensemble, atteignent un pic le jour 4 et décroissent par la suite. Cependant, elles sont significativement très faibles dans les papayes du stade vert immature par rapport à celles des papayes au stade vert mature.

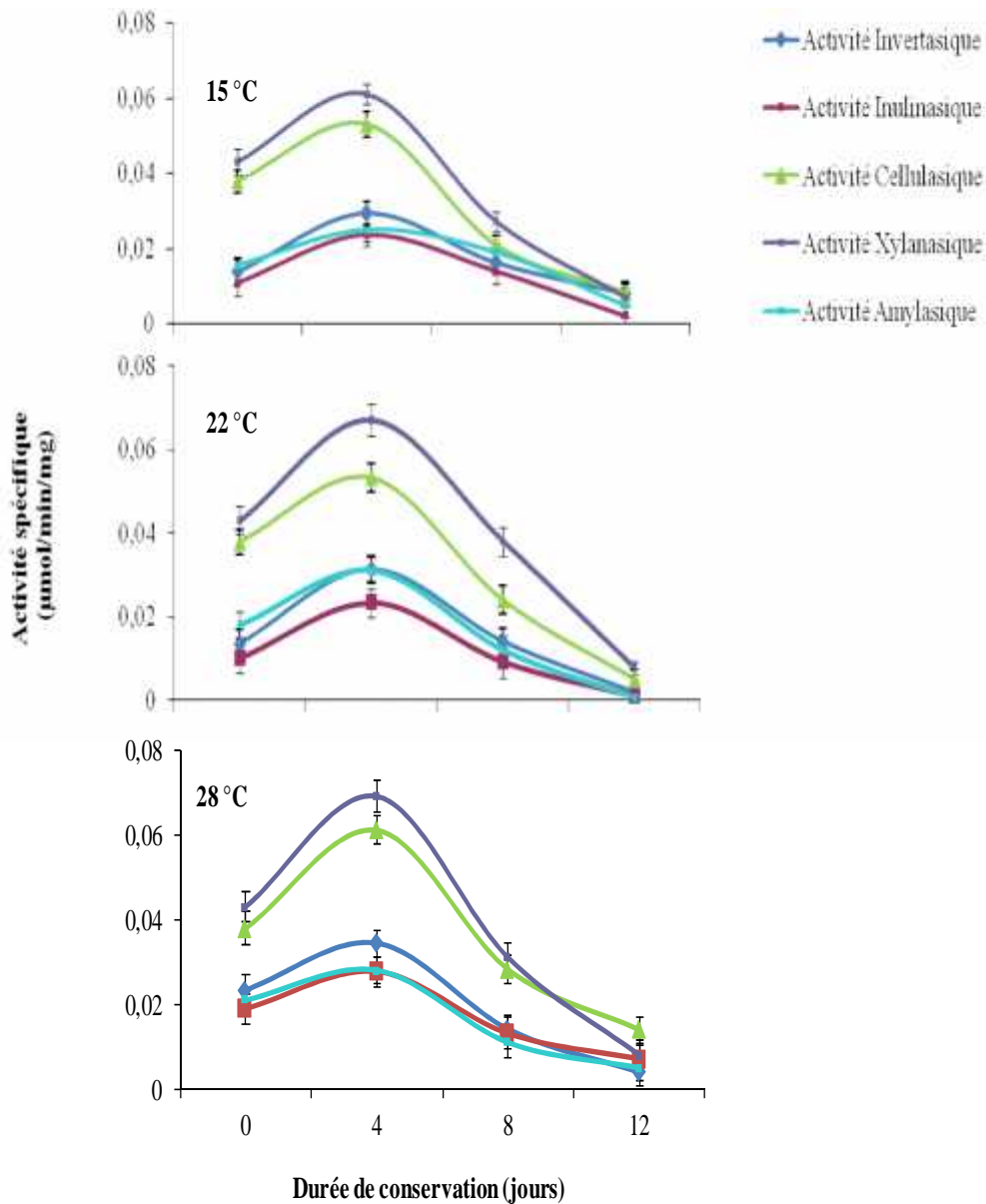


Figure 23: Evolution des activités polysaccharidasiques de l'endocarpe des papayes cueillies au stade vert mature et conservées à 15; 22 et 28°C pendant 12 jours.

1.2.2.2. Papayes cueillies au stade avancé

Les activités polysaccharidasiques de l'endocarpe des papayes cueillies au stade avancé puis entreposées à 15, 22 et 28 °C pendant 12 jours sont élevées le jour 0 (**Figure 24**). Les activités cellulase et xylanase sont les plus élevées et sont comprises entre 0,09 et 0,12 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ le jour 0. Elles sont respectivement de 0,09 et 0,11 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ le jour 0 pour la cellulase et la xylanase. Ces valeurs connaissent une légère augmentation jusqu'à 0,10 et 0,12 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ respectivement pour la cellulase et la xylanase le jour 4, puis décroissent pour atteindre respectivement 0,01 et 0,02 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ pour la cellulase et la xylanase.

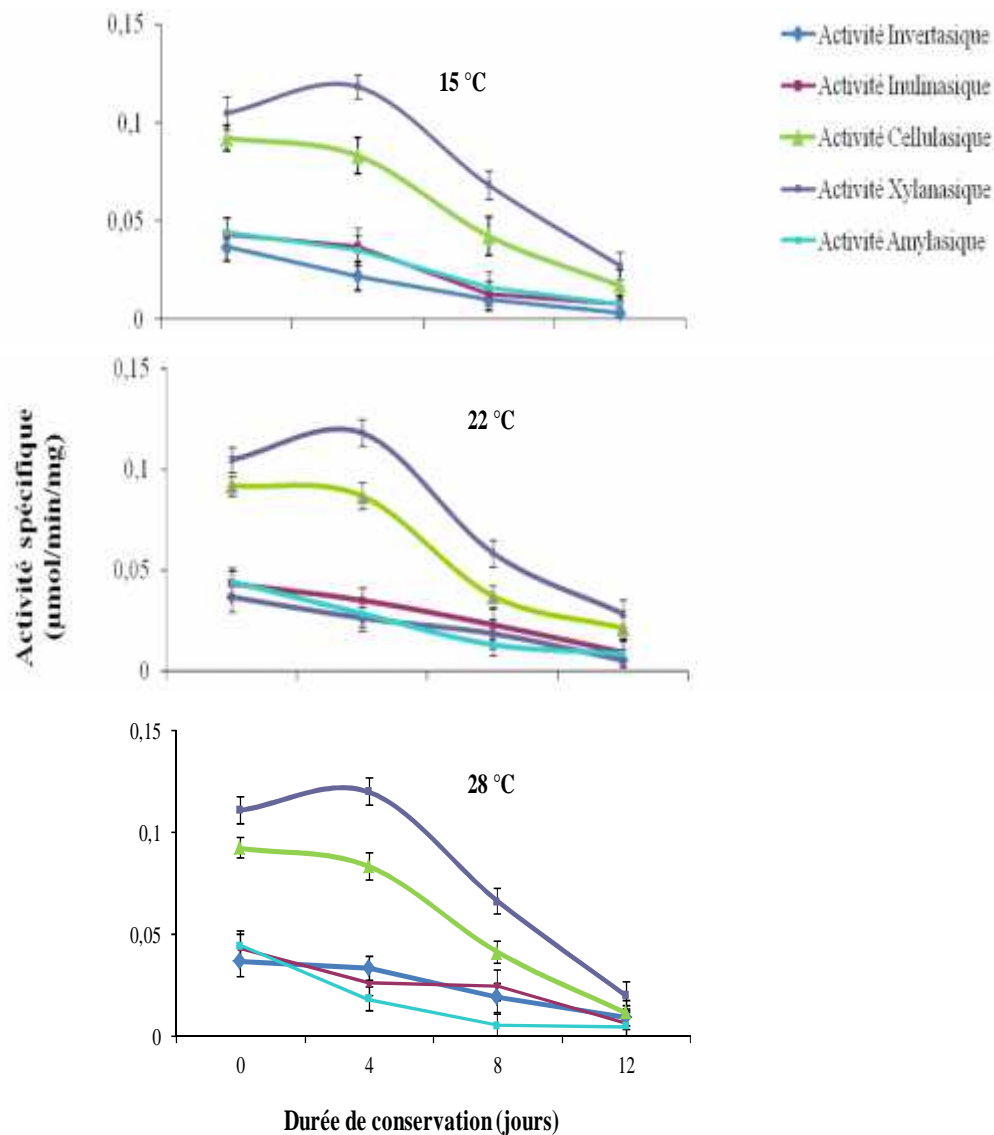


Figure 24: Evolution des activités polysaccharidasiques de l'endocarpe des papayes cueillies au stade avancé et conservées à 15; 22 et 28°C pendant 12 jours.

1.2.3. Evolution des activités pectine méthylestérasique et polygalacturonasique de l'endocarpe des papayes cueillies aux stades vert immature, vert mature et avancé puis entreposées à 15, 22 et 28 °C pendant 12 jours.

L'activité pectine méthylestérasique croît dans l'ensemble quels que soient le stade de maturité et la température d'entreposage (**Figures 25**). Toutefois, cette activité est faible dans les papayes du stade vert immature, elle varie entre 67,08 et 471,7 U/mg. Par ailleurs, les activités enzymatiques des papayes des stades vert mature et avancé sont très élevées, soit environ 2 fois l'activité enzymatique rencontrée dans les papayes du stade vert immature.

L'analyse statistique a montré qu'il n'y a pas de différence significative ($p > 0,05$) entre les activités pectine méthylestérasiques des papayes du stade vert mature et celles du stade avancé.

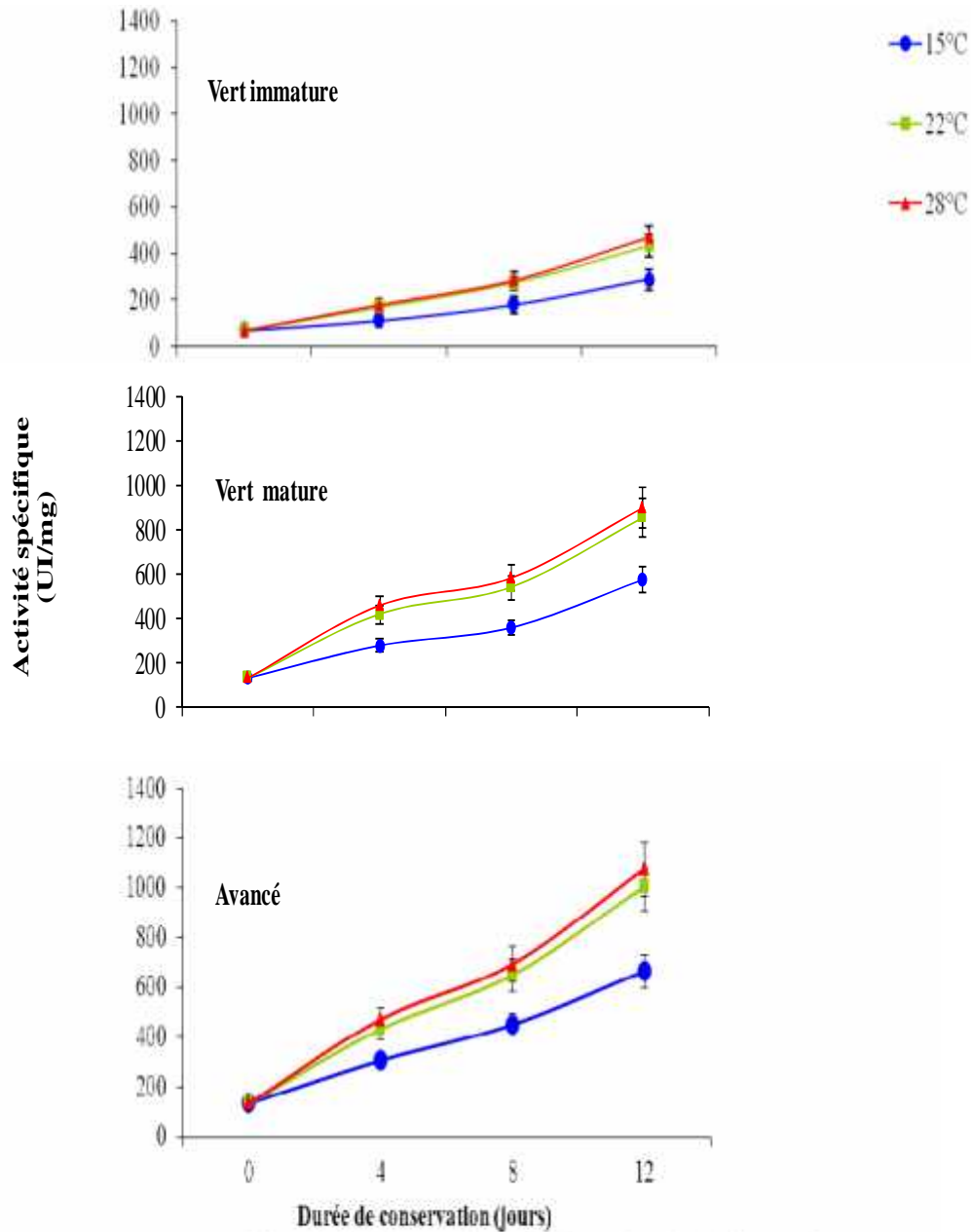


Figure 25: Evolution de l'activité Pectine méthylestérasique de l'endocarpe des papayes cueillies aux stades vert immature, vert mature et avancé et conservées à 15, 22 et 28°C pendant 12 jours.

En ce qui concerne l'activité polygalacturonasique, elle croît également dans l'ensemble quels que soient le stade de maturité et la température d'entreposage (**Figure 26**).

Elle varie entre 0,063 et 0,197 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$. Par contre, les activités enzymatiques des papayes des stades vert mature et avancé sont très élevées, soit environ 2 fois l'activité enzymatique rencontrées dans les papayes du stade vert immature. L'analyse statistique a montré qu'il n'y a pas de différence significative ($p > 0,05$) entre les activités polygalacturonasiques des papayes du stade vert mature et celles du stade avancé.

Les activités pectine méthylestérasique et polygalacturonasique croissent dans l'ensemble. Elles sont faibles dans les papayes au stade vert immature, mais très élevées dans les papayes des stades vert mature et avancé, soit environ 2 fois l'activité enzymatique des papayes du stade vert immature

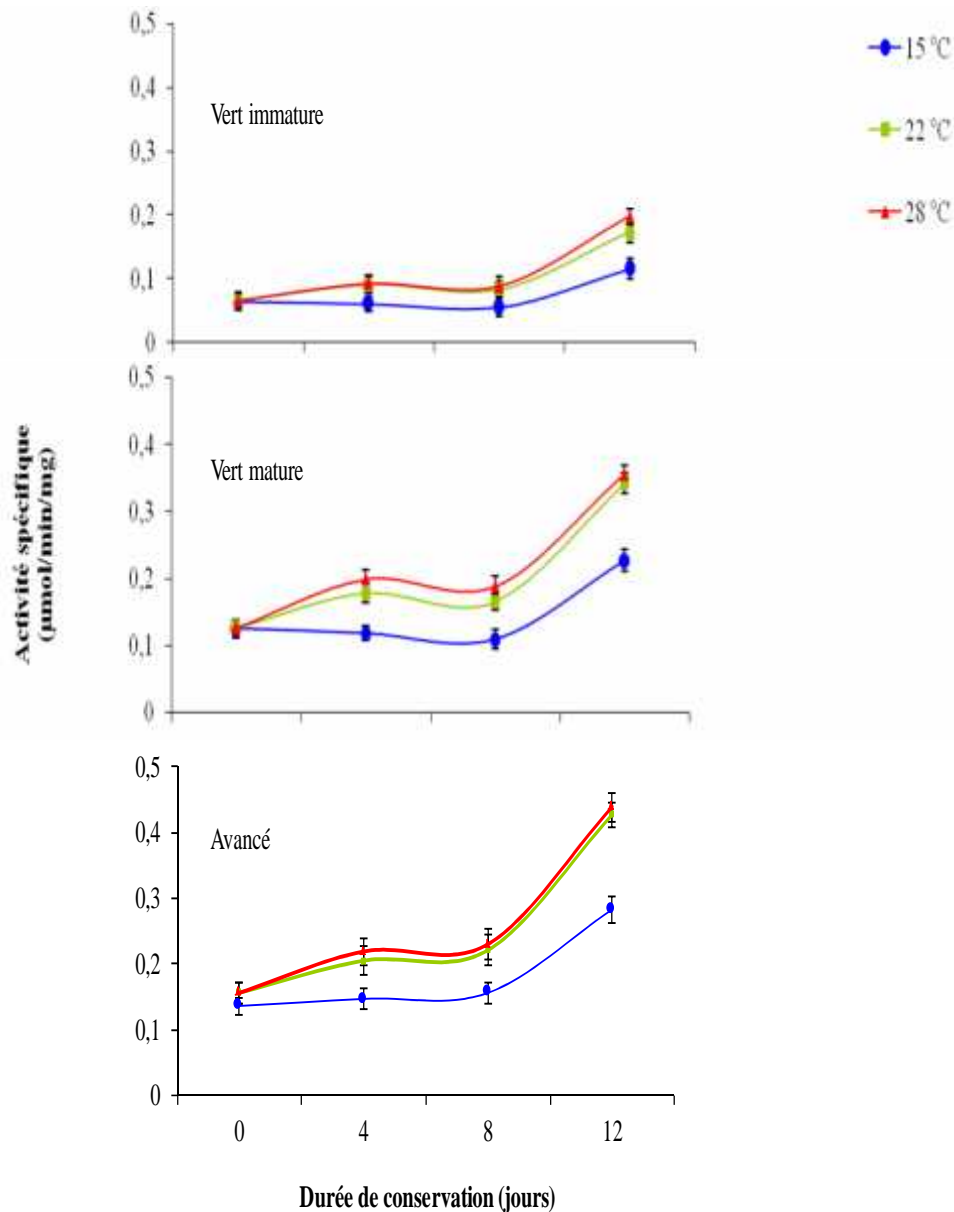


Figure 26: Evolution de l'activité Polygalacturonasique de l'endocarpe des papayes cueillies aux stades vert immature, vert mature et avancé et conservées à 15; 22 et 28°C pendant 12 jours.

1.3. Evolution des activités hétérosidasique, polysaccharidasique, pectine méthylestérasique et polygalacturonasique du péricarpe et de l'endocarpe des papayes cueillies au stade vert mature puis entreposées à 15 °C pendant 14 jours.

Les activités hétérosidasiques, polysaccharidasiques, pectine méthylestérasique et polygalacturonasique du péricarpe sont plus élevées soit environ 2 fois les activités enzymatiques retrouvées dans l'endocarpe (**Figures 27 et 28**). Les activités -mannosidasique, -galactosidasique, -galactosidasique, xylanasique et cellulasiq

pour atteindre un pic le jour 2 avant de décroître les jours suivants. Les activités α -mannosidasique et α -galactosidasique sont les plus élevées et sont respectivement de 0,5 et 0,54 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$. Par contre, dans l'endocarpe les mêmes activités sont d'environ 0,27 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$. Les autres activités enzymatiques à savoir l'activité β -galactosidasique, xylanasiqye et cellulasique ont une évolution similaire à l'évolution des précédentes activités enzymatiques. Toutefois, ces activités sont plus faibles que les précédentes. Ainsi dans le péricarpe, le jour 0, l'activité β -galactosidasique est de 0,30 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ et les activités xylanasiqye et cellulasique sont respectivement de 0,1 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ et de 0,05 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$. Tandis que, dans l'endocarpe l'activité β -galactosidasique est de 0,13 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ et les activités xylanasiqye et cellulasique sont respectivement de 0,05 et de 0,025 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$.

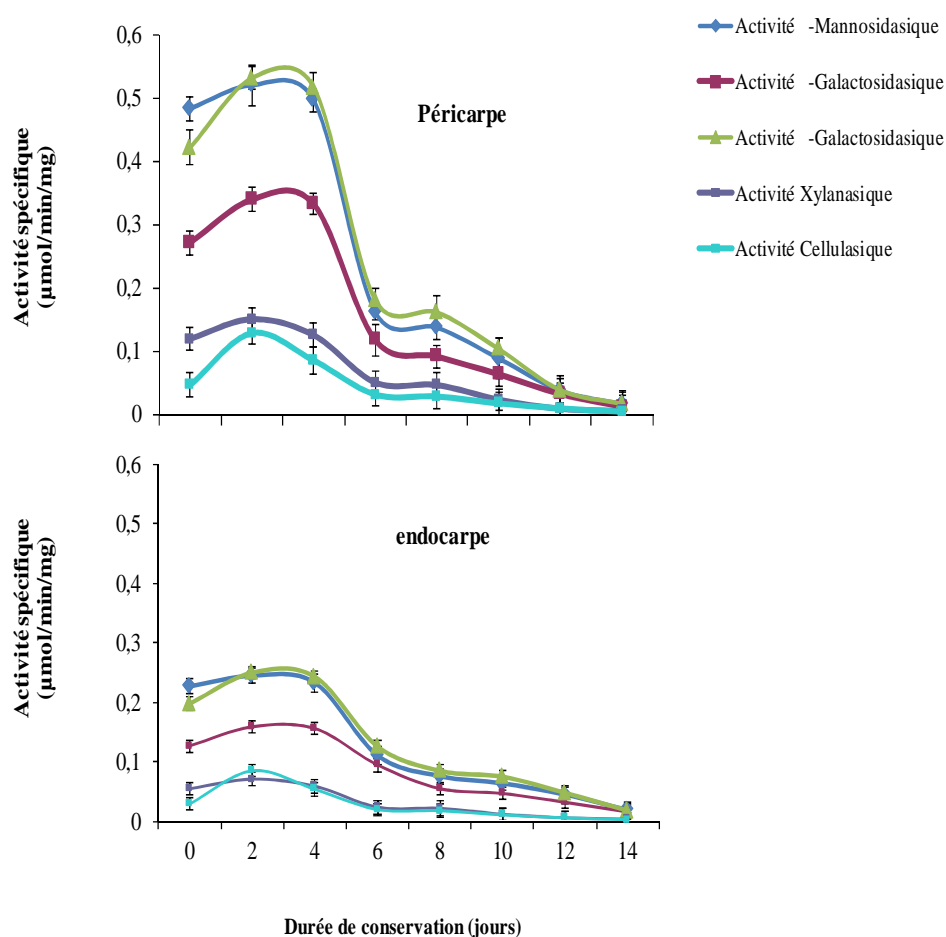


Figure 27: Evolution des activités α -mannosidasique, α -galactosidasique, β -galactosidasique, xylanasiqye et carboxyméthylcellasique de l'endocarpe des papayes cueillies au stade vert mature et conservées à 15°C.

En ce qui concerne les activités polygalacturonasiques et pectine méthylestérasiques, elles croissent tout au long de la conservation des fruits. L'activité polygalacturonasique varie de 0,28 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ le jour 0 à 0,7 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ le jour 14 dans le péricarpe. Par contre, dans l'endocarpe l'activité varie de 0,12 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ le jour 0 à 0,3 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ le jour 14. En ce qui concerne l'activité pectine méthylestérasique, elle est de 280 U/mg dans le péricarpe et de 131,54 U/mg dans l'endocarpe le jour 0. Ces activités enzymatiques croissent tout au long de l'entreposage des fruits pour atteindre 1954,55 U/mg dans le péricarpe et de 940,91 U/mg dans l'endocarpe le jour 14.

Les activités hétérosidasiques, polysaccharidasiques, pectine méthylestérasique et polygalacturonasique du péricarpe sont plus élevées, soit environ 2 fois celles de l'endocarpe.

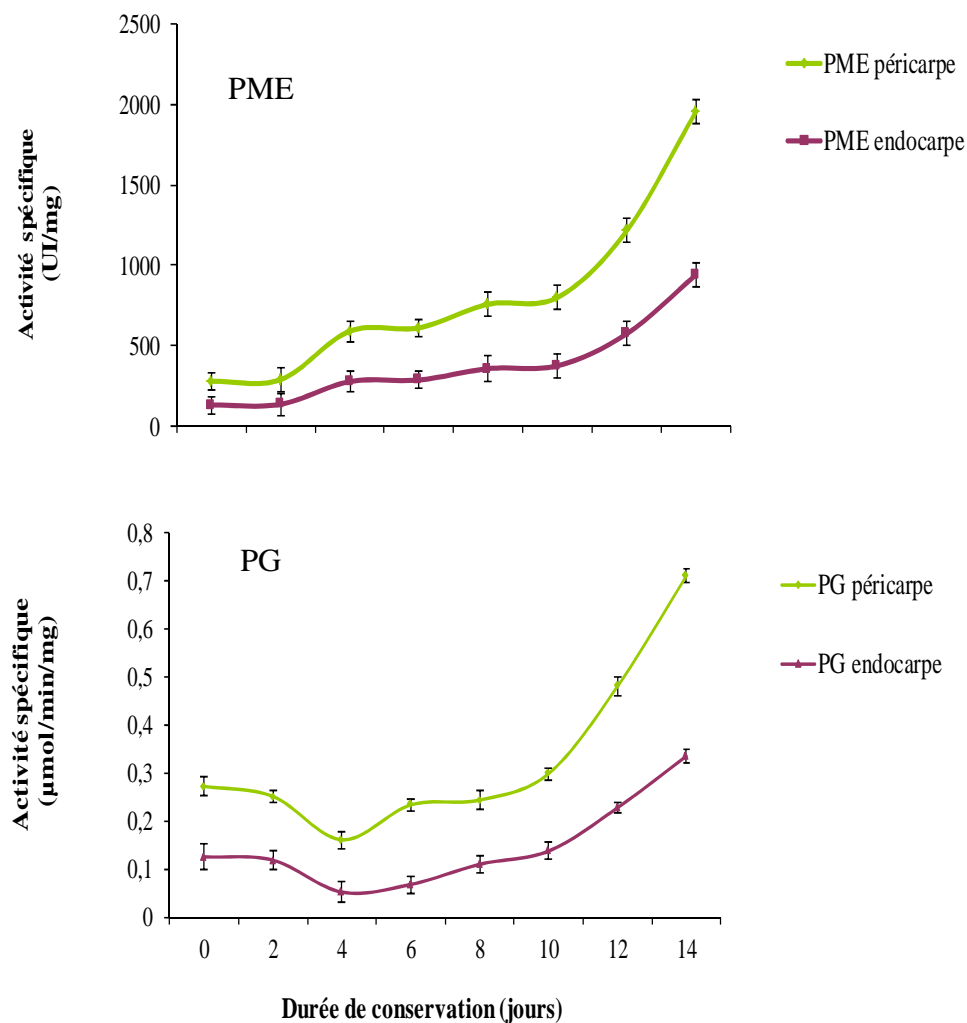


Figure 28: Evolution des activités polygalacturonasique (PG) et pectine méthylestérasique (PME) du péricarpe et de l'endocarpe des papayes cueillies au stade vert mature et conservées à 15°C.

2. Discussion

Au cours du développement de la papaye, les activités enzymatiques étudiées sont faibles au stade vert immature, mais, augmentent considérablement aux stades vert mature et avancé. Le stade vert immature correspond à la phase pré-climactérique caractérisée par une faible activité hydrolytique (Koslanund *et al.*, 2005). A ce stade de développement, l'intensité respiratoire et le dégagement éthylénique sont à leur niveau bas, or ces derniers sont les déclencheurs de l'activité enzymatique lorsqu'ils augmentent dans le fruit, d'où les faibles activités enzymatiques dans les papayes immatures (Fisher & Bennett, 1991; Fils-Lycaon & Buret, 1991 et Ketsa & Daengkanit, 1999). Cette faible activité hydrolytique n'a pas entraîné une dégradation significative ($P > 0,05$) des polysaccharides de la paroi cellulaire, d'où la perte insignifiante de la fermeté des fruits immatures. Par contre, les stades vert mature et avancé correspondent à la phase climactérique caractérisée par une augmentation brutale des activités hydrolytiques et la fin du stade avancé (sénescence) correspond à la phase post-climactérique caractérisée par un déclin de ces activités (Koslanund *et al.*, 2005). Paull & Chen (1983) ont montré que pendant le mûrissement de la papaye (*Carica papaya* L.), il y a une corrélation étroite entre le niveau de maturité, l'activité respiratoire et la production d'éthylène. Or, la respiration est l'activité physiologique post récolte majeure des fruits et légumes. Chez les fruits climactériques comme la papaye, l'intensité respiratoire augmente quand ils commencent à murir (crise climactérique) et devient maximale en fin de mûrissement (pic climactérique) avant de diminuer au cours de la sénescence (Djioua, 2010). En plus, le mûrissement est accompagné par une production importante d'éthylène (Jaimes-Miranda, 2006). Aux stades vert mature et avancé, l'augmentation brutale de l'intensité respiratoire et du dégagement éthylénique explique l'augmentation brutale des activités hydrolytiques dans les papayes (Koslanund *et al.*, 2005). L'activité accrue de ces hydrolases coïncide avec la perte de la fermeté des fruits. Cela suggère que les activités enzymatiques élevées aux stades vert mature et avancé seraient les causes du ramollissement des fruits, ce qui explique la perte élevée de la fermeté, observée dans les papayes de ces stades.

Les activités hétérosidasique, phosphatasique et polysaccharidasique de la pulpe des papayes des stades vert immature et vert mature augmentent dans l'ensemble, atteignent un pic le jour 4 et décroissent par la suite. Cependant, au stade vert immature, les activités enzymatiques sont très faibles. La séparation du fruit de l'arbre entraîne une augmentation de l'intensité respiratoire et de la synthèse éthylénique dans celui-ci (Jaimes-Miranda, 2006). Ce phénomène va entraîner un déclenchement de l'activité enzymatique dans l'ensemble des

fruits. Les pics respiratoire et éthylénique correspondent au pic des activités enzymatiques observées le jour 4, même au stade vert immature. Toutefois, les activités enzymatiques sont très faibles au stade vert immature parce que le fruit n'a pas atteint le stade optimal de maturité correspondant au seuil normal d'activité respiratoire et de synthèse éthylénique. Par ailleurs, au stade avancé, ces activités décroissent au cours du mûrissement. Ce résultat suggère que la papaye cueillie au stade avancé venait de dépasser le stade climatérique. Elle amorce la phase post-climatérique caractérisée par un déclin des activités enzymatiques, ce qui explique l'activité enzymatique élevée le jour 0 et une baisse progressive et importante de ces activités après ce jour (Koslanund *et al.*, 2005). De même, Zeroni *et al.* (1976); Vendrell & McGlasson (1971) ont montré l'existence de deux systèmes de production d'éthylène chez les fruits. Le système I, présent à la fois chez les fruits climactériques et non-climactériques, serait responsable de la production basale d'éthylène. Le système II serait responsable quant à lui de l'augmentation brutale de la synthèse d'éthylène lors du mûrissement des fruits climactériques. L'éthylène exogène auto-inhibe la production endogène d'éthylène chez les fruits climactériques immatures pourvus du système I d'où le faible taux des activités enzymatiques dans les papayes immatures. Par contre, chez les fruits climactériques aux stades mature et avancé, pourvus du système II, l'éthylène a un effet auto stimulateur de sa propre biosynthèse (Sisler & Serek, 1997). Ce phénomène serait la cause de l'augmentation brutale de l'activité hydrolytique dans les papayes des stades vert mature et avancé entraînant le ramollissement des fruits.

Les activités pectine méthylestérasique et polygalacturonasique croissent dans l'ensemble tout au long de la conservation des fruits. Ces résultats sont en accord avec ceux de Sancho *et al.* (2010). Ils ont classé les papayes en fonction de leur stade de maturité (RS1 = 0-25 % peau jaune, RS2 = 25-50 % peau jaune, RS3 = 50-75 % peau jaune et RS4 = 75-100 % peau jaune). Ils ont observé que l'activité de la Polygalacturonase augmentait de 8,14 U.g F W⁻¹ au stade RS1 à 22,48 U.g F W⁻¹ au stade RS4. L'activité pectine méthylestérasique avait aussi une évolution similaire (D'Innocenzo & Lajolo, 2001; Manrique & Lajolo, 2004; Bron & Jacomino, 2009 et Sanudo-Barajas *et al.*, 2009). Par ailleurs, Paull & Chen (1983); Lanzas *et al.* (1995) ont observé que les enzymes trouvées dans la papaye pendant la maturation comprenaient l'exo- et l'endo-polygalacturonase, la pectine méthylestérase, la -1-4-glucanase, la galactosidase et la xylanase. Ces activités sont en corrélation étroite avec les changements des teneurs en polysaccharides de la paroi cellulaire (Paull *et al.*, 1999).

Les activités hétérosidasiques, polysaccharidasiques, pectine méthylestérasique et polygalacturonasique du péricarpe sont plus élevées, soit environ 2 fois plus que celles de l'endocarpe au stade vert mature. Ces résultats montrent que les papayes mûrissent de l'endocarpe vers le péricarpe, Il y aurait donc un déplacement des enzymes de l'endocarpe vers le péricarpe (Paull & Chen, 1983), ce qui explique l'activité enzymatique élevée au niveau du péricarpe au stade vert mature. Ce résultat indique que ces enzymes participent au ramollissement et aux modifications biochimiques du fruit.

La maturation des fruits est un processus complexe caractérisé par une série de changements physiologiques, biochimiques, et organoleptiques tels que la biosynthèse des anthocyanines, la dégradation de la chlorophylle, l'augmentation de l'activité des enzymes de dégradation de la paroi cellulaire, l'augmentation du taux de sucre, l'évolution des composés aromatiques, l'augmentation de l'activité respiratoire, l'augmentation de la production d'éthylène, etc. (Paliyath & Murr, 2006). Cette maturation initie la dégradation catabolique des polysaccharides entraînant le ramollissement du fruit.

3. Conclusion partielle

Les activités enzymatiques étudiées dans les papayes des stades vert mature et avancé sont élevées quelle que soit la température d'entreposage par rapport au stade vert immature. Ces activités sont plus élevées dans le péricarpe que dans l'endocarpe des fruits. L'objectif de cette partie qui consistait à déterminer la ou les zone(s) de localisation des principales enzymes de dégradation de la paroi cellulaire et de mûrissement de la papaye est atteint. Les activités enzymatiques sont 2 fois plus élevées dans le péricarpe que dans l'endocarpe de la papaye. Cela démontre que les papayes mûrissent de l'endocarpe vers le péricarpe. Leur activité élevée dans le péricarpe, confirme leur forte implication dans le processus de maturation et de mûrissement du fruit. Une exposition des fruits à la chaleur avant de les entreposer à basse température (15 °C) pourrait réduire partiellement l'activité de ces enzymes et donc retarder le ramollissement et le mûrissement des fruits. Le chapitre suivant aidera à déterminer la température optimale d'exposition des fruits à la chaleur afin de réduire partiellement l'activité de ces enzymes et retarder le mûrissement des fruits.

CHAPITRE III: Cinétique d'inactivation thermique de quelques hydrolases de la papaye cv solo 8 cueillie au stade vert mature.

1. Résultats

1.1. Paramètres cinétiques et thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique de l' α -mannosidase extraite de la peau et de la pulpe de la papaye solo 8

1.1.1. Influence de la température et du temps de pré-incubation sur l' α -mannosidase extraite de la peau et de la pulpe de la papaye solo 8

Le profil de stabilité thermique de l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 (**Tableau VIII**) montre qu'aux températures comprises entre 40-65 °C, la dénaturation de l'enzyme, commence à partir de 15 min de pré-incubation dans le tampon acétate de sodium 100 mM pH 5,6. Le chauffage à 65 °C, pendant 90 min, a eu pour conséquence, l'inactivation partielle (49,09 %) de l' α -mannosidase du péricarpe et 42 % de l' α -mannosidase de l'endocarpe de la papaye solo 8.

Tableau VIII: Activités résiduelles de l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 en fonction de la température et du temps de pré-incubation

	Température (°C)	Activité résiduelle (%) pour chaque temps de pré-incubation (min)												
		0	15	30	45	60	75	90	105	120	135	150	165	180
Péricarpe	40	100	97,56	96,34	91,77	89,94	88,11	85,98	84,15	82,62	81,10	78,66	76,52	70,43
	45	100	95,73	93,29	90,55	86,28	83,23	79,88	77,44	75,00	68,90	67,07	64,02	61,89
	50	100	93,90	91,77	87,80	83,23	80,49	75,91	72,26	68,60	64,33	61,28	58,54	56,40
	55	100	91,77	86,89	83,23	79,27	75,61	70,73	66,77	63,72	59,15	54,27	49,70	47,56
	60	100	87,50	83,84	78,05	73,17	69,51	65,24	59,45	54,27	51,52	46,95	43,90	40,24
	65	100	85,67	77,44	69,21	61,59	55,49	49,09	45,12	39,02	35,67	32,93	28,66	26,52
Endocarpe	40	100	84,90	83,64	79,86	78,17	76,49	74,81	73,13	71,87	70,61	68,51	66,41	65,14
	45	100	83,22	81,12	79,43	76,49	73,97	71,03	68,51	65,14	59,68	56,74	54,22	51,70
	50	100	81,54	79,86	76,07	75,23	69,77	69,77	65,14	62,62	55,90	53,38	46,23	42,87
	55	100	79,86	75,65	72,29	68,93	65,57	61,36	58,00	55,48	51,28	47,07	43,29	41,19
	60	100	76,07	72,71	67,67	63,46	60,52	56,74	51,70	47,07	44,55	40,77	38,25	34,88
	65	100	74,39	67,25	60,10	53,38	48,33	42,45	39,09	34,04	31,10	28,58	24,80	23,12

1.1.2. Constantes de vitesse et de demi-vie de l' -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Les constantes de vitesse (valeurs de k) de la réaction d'inactivation de l' -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye au cours de l'inactivation thermique augmentent lorsque la température augmente (**Tableau IX**). Les coefficients de corrélation (R^2) sont très élevés. A l'opposé, le temps de demi-vie diminue lorsque celle-ci augmente. L'analyse statistique montre que la différence n'est pas significative ($P > 0,05$) entre les valeurs des constantes de vitesse et de demi-vie de l' -mannosidase du péricarpe et celles de l'endocarpe.

Tableau IX: Constantes de vitesses et demi-vie au cours de l'inactivation thermique (40-65 °C) de l' -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Péricarpe				Endocarpe			
Température (°C)	$t_{1/2}$ (min)	K (min ⁻¹)		Température (°C)	$t_{1/2}$ (min)	K (min ⁻¹)	
		valeurs	R^2			valeurs	R^2
40	433,12	0,0016	0,994	40	433,12	0,0016	0,994
45	266,53	0,0026	0,991	45	238,96	0,0029	0,977
50	216,56	0,0032	0,996	50	210	0,0033	0,973
55	173,25	0,0040	0,992	55	173,25	0,0040	0,997
60	138,6	0,0050	0,993	60	138,6	0,0050	0,995
65	91,18	0,0076	0,996	65	94,93	0,0073	0,998

K et $t_{1/2}$ sont, respectivement, la constante de vitesse et la demi-vie de l' -mannosidase

1.1.3. Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de l' -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Les valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de l' -mannosidase du péricarpe sont identiques à celles de l'endocarpe pour les différents intervalles de température (**Tableau X**). Ainsi, entre 40 et 50 °C et 50 et 60 °C, elles sont respectivement d'environ 2 et 1,5. Ces valeurs décroissent lorsque la température augmente.

Tableau X: Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) au cours de l'inactivation thermique de l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Intervalle de température (°C)	Péricarpe		Endocarpe	
	40-50	50-60	40-50	50-60
Coefficient de température (Q_{10})	2	1,56	2,06	1,51

1.1.4. Valeurs de D, Z et Ea de l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.

Les valeurs de D obtenues à la température de pré-incubation de 40 °C, diminue quand la température augmente jusqu'à 65 °C (**Tableau XI**). Elles varient de 1439,38 à 303,03 min pour l' α -mannosidase du péricarpe et de 1439,38 à 315,48 min pour celle de l'endocarpe. Les représentations de log D en fonction de la température de pré-incubation de l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe sont deux droites affines avec un coefficient de corrélation de $R^2 = 0,95$ pour l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe. Elles ont permis de déterminer les valeurs de Z, qui sont statistiquement identiques et égales à 32,25 °C pour l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe. Les représentations graphiques de ln k en fonction de l'inverse de la température en degré Kelvin ont donné aussi deux droites affines de pente négative avec les mêmes coefficients de régression de $R^2 = 0,96$ pour l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe. Ces équations ont permis de calculer l'énergie d'activation (Ea) qui est de 64,37 kJ/mol pour l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe. Les valeurs des énergies d'activation (Ea), Z et D de l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe ne sont pas significativement différentes ($P > 0,05$).

Tableau XI: Valeurs de D, Z et Ea de l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C.

Péricarpe		Endocarpe	
D, Z et Ea	Valeurs	D, Z et Ea	Valeurs
D40 (min)	1439,38	D40 (min)	1439,38
D45 (min)	885,77	D45 (min)	794,14
D50 (min)	719,69	D50 (min)	697,88
D55 (min)	575,75	D55 (min)	575,75
D60 (min)	460,60	D60 (min)	460,60
D65 (min)	303,03	D65 (min)	315,48
Z (°C)	31,54	Z (°C)	31,44
Ea (kJ/mol) (40-65 °C)	64,377	Ea (kJ/mol) (40-65 °C)	64,377

D, Z et Ea sont, respectivement, le temps de réduction décimale, la constante de résistance thermique et l'énergie d'activation de l' α -mannosidase.

1.1.5. Paramètres thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C de l' α -mannosidase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Les valeurs des paramètres thermodynamiques (**Tableau XII**) lors de l'inactivation thermique de l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 sont positives pour l'enthalpie ($H^\#$) et l'énergie libre ($G^\#$), tandis que celles de l'entropie ($S^\#$) sont négatives. Les moyennes de ces valeurs aux températures comprises entre 40–65 °C, sont respectivement de 64,67 kJ/mol, 102,95 kJ/mol et -117,61 J mol⁻¹ K⁻¹ pour l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye. Les valeurs des paramètres thermodynamiques de l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 sont identiques.

Tableau XII: Paramètres thermodynamiques lors de l'inactivation thermique entre 40-65 °C de l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Paramètres thermodynamiques						
Température (°C)	Péricarpe			Endocarpe		
	H[#] (kJ/mol)	S[#] (J mol⁻¹ K⁻¹)	G[#] (kJ/mol)	H[#] (kJ/mol)	S[#] (J mol⁻¹ K⁻¹)	G[#] (kJ/mol)
40	64,77	-117,29	101,48	64,77	-117,29	101,48
45	64,73	-117,42	102,07	64,73	-117,42	102,07
50	64,69	-117,55	102,66	64,69	-117,55	102,66
55	64,65	-117,68	103,25	64,65	-117,68	103,25
60	64,60	-117,80	103,83	64,60	-117,8	103,83
65	64,56	-117,93	104,42	64,56	-117,93	104,42
Moyenne	64,67	-117,61	102,95	64,67	-117,61	102,95

H[#], S[#] et G[#] sont, respectivement, l'enthalpie, l'entropie et l'énergie libre du système.

1.2. Paramètres cinétiques et thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique de l' α -galactosidase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

1.2.1. Influence de la température et du temps de pré-incubation sur l' α -galactosidase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

La dénaturation de l' α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 (**Tableau XIII**) commence après 15 min de pré-incubation dans le tampon acétate de sodium 100 mM pH 5,6. Le chauffage à 65 °C pendant 15 min a eu pour conséquence, l'inactivation partielle (47,28 %) de l' α -galactosidase du péricarpe et 47,41 % de l' α -galactosidase de l'endocarpe de la papaye solo 8.

Tableau XIII: Activités résiduelles de l' β -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 en fonction de la température et du temps de pré-incubation

	Température (°C)	Activité résiduelle (%) pour chaque temps de pré-incubation (min)												
		0	15	30	45	60	75	90	105	120	135	150	165	180
Péricarpe	40	100	95,65	88,59	83,15	78,26	72,28	67,39	56,52	51,09	45,65	39,13	31,52	22,83
	45	100	85,87	73,37	65,76	58,15	55,98	50,54	45,11	41,30	34,24	26,09	20,65	11,41
	50	100	78,80	69,57	63,04	55,98	50,54	46,74	40,22	33,15	25,54	19,02	13,59	8,15
	55	100	72,28	56,52	45,65	41,30	35,33	27,72	23,91	19,02	15,22	9,78	6,52	3,80
	60	100	60,87	53,26	47,83	36,41	31,52	23,91	16,85	14,67	8,70	5,43	3,26	2,17
	65	100	47,28	34,78	28,80	23,37	19,57	15,22	10,33	7,07	4,89	2,72	1,63	0,54
Endocarpe	40	100	95,69	88,79	82,76	78,45	72,41	67,24	56,90	50,86	45,69	38,79	31,90	22,41
	45	100	86,21	73,28	65,52	57,76	56,03	50,86	44,83	41,38	34,48	25,86	20,69	11,21
	50	100	78,45	69,83	62,93	56,03	50,86	46,55	40,52	32,76	25,86	18,97	13,79	7,76
	55	100	72,41	56,90	45,69	41,38	35,34	27,59	24,14	18,97	15,52	9,48	6,90	3,45
	60	100	61,21	53,45	47,41	36,21	31,90	24,14	17,24	14,66	8,62	5,17	3,45	2,59
	65	100	47,41	34,48	28,45	23,28	19,83	15,52	10,34	6,90	5,17	2,59	1,72	0,86

1.2.2. Constantes de vitesse et de demi-vie de l' β -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique.

Les constantes de vitesse et le temps de demi-vie de l' β -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 évoluent inversement lorsque la température augmente (**Tableau XIV**). Ainsi, il y a augmentation des constantes de vitesse, tandis que le temps de demi-vie diminue lorsque la température augmente. L'analyse statistique a montré qu'il n'y a pas de différence significative ($P > 0,05$) entre les valeurs des constantes de vitesse et de demi-vie de l' β -galactosidase du péricarpe et celles de l'endocarpe.

Tableau XIV: Constantes de vitesses et demi-vie au cours de l'inactivation thermique (40-65 °C) de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye

Température (°C)	Péricarpe			Température (°C)	Endocarpe		
	t _{1/2} (min)	K (min ⁻¹)			t _{1/2} (min)	K (min ⁻¹)	
		valeurs	R ²			valeurs	R ²
40	115,5	0,0060	0,991	40	108,28	0,0064	0,98
45	83,49	0,0083	0,991	45	77,87	0,0089	0,983
50	70	0,0099	0,992	50	66,63	0,0104	0,987
55	46,51	0,0149	0,991	55	43,31	0,0160	0,992
60	38,93	0,0178	0,995	60	34,48	0,0201	0,99
65	29,87	0,0232	0,992	65	28,40	0,0244	0,991

K et t_{1/2} sont, respectivement, la constante de vitesse et la demi-vie de l' -galactosidase

1.2.3. Valeurs des coefficients de température (Q₁₀) de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Les valeurs des coefficients de température (Q₁₀) au cours de l'inactivation thermique de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 augmentent légèrement lorsque la température augmente (**Tableau XV**). Entre 40 et 50 °C, elles sont de 1,5 pour l' -galactosidase du péricarpe et de 1,66 pour celle de l'endocarpe, tandis qu'entre 50 et 60°C, les valeurs sont de 1,88 pour l' -galactosidase du péricarpe et de 2 pour celle de l'endocarpe. L'analyse statistique a montré qu'il n'y a pas de différence significative (p > 0,05) entre ces différentes valeurs.

Tableau XV: Valeurs des coefficients de température (Q₁₀) au cours de l'inactivation thermique de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Intervalle de température (°C)	Péricarpe		Endocarpe	
	40-50	50-60	40-50	50-60
Coefficient de température (Q ₁₀)	1,65	1,79	1,62	1,93

1.2.4. Valeurs de D, Z et Ea de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Les valeurs de D diminuent quand la température augmente (**Tableau XVI**). Elles varient de 383,83 à 99,27 min pour l' -galactosidase du péricarpe et de 359,84 à 94,39 min pour celle de l'endocarpe de la papaye. Les représentations de log D en fonction de la température de pré-incubation de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe ont données deux droites avec $R^2 = 0,98$. Elles ont permis de déterminer les valeurs de Z qui sont de 42,73 °C pour l' -galactosidase du péricarpe et de 39,68 °C pour celle de l'endocarpe. Les représentations graphiques de ln k en fonction de l'inverse de la température en degré Kelvin ont aussi donné deux droites affines de pente négative ($R^2 = 0,98$). Ces équations ont permis de calculer les énergies d'activation (Ea) qui sont de 47,28 kJ/mol pour l' -galactosidase du péricarpe et de 51,03 kJ/mol pour celle de l'endocarpe. L'analyse statistique a montré qu'il n'y a pas de différence significative ($p > 0,05$) entre les valeurs des énergies d'activation (Ea), Z et D de l' -galactosidase du péricarpe et celles de l'endocarpe de la papaye solo 8.

Tableau XVI: Valeurs de D, Z et Ea au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Péricarpe		Endocarpe	
D, Z et Ea	Valeurs	D, Z et Ea	Valeurs
D40 (min)	383,83	D40 (min)	359,84
D45 (min)	277,47	D45 (min)	258,76
D50 (min)	232,63	D50 (min)	221,44
D55 (min)	154,56	D55 (min)	143,94
D60 (min)	129,38	D60 (min)	114,58
D65 (min)	99,27	D65 (min)	94,39
Z (°C)	42,73	Z (°C)	39,68
Ea (kJ/mol) (40-65 °C)	47,282	Ea (kJ/mol) (40-65 °C)	51,033

D, Z et Ea sont, respectivement, le temps de réduction décimale, la constante de résistance thermique et l'énergie d'activation de l' -galactosidase.

1.2.5. Paramètres thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Lors de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C, de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8, les valeurs des enthalpies ($H^\#$) et des énergies libres ($G^\#$) obtenues sont positives, tandis que celles des entropies ($S^\#$) sont négatives (**Tableau XVII**). Elles sont respectivement de 44,56 kJ/mol, 89,21 kJ/mol et -137,15 J mol⁻¹ K⁻¹ pour l' -galactosidase du péricarpe et de 48,32 kJ/mol, 89,02 kJ/mol et -125,02 J mol⁻¹ K⁻¹ pour l' -galactosidase de l'endocarpe. L'analyse statistique a montré qu'il n'y a pas de différence significative ($p > 0,05$) entre les valeurs des paramètres thermodynamiques de l' -galactosidase du péricarpe et celles de l'endocarpe.

Tableau XVII: Paramètres thermodynamiques lors de l'inactivation thermique entre 40-65 °C de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Paramètres thermodynamiques						
Température (°C)	Péricarpe			Endocarpe		
	$H^\#$ (kJ/mol)	$S^\#$ (J mol ⁻¹ K ⁻¹)	$G^\#$ (kJ/mol)	$H^\#$ (kJ/mol)	$S^\#$ (J mol ⁻¹ K ⁻¹)	$G^\#$ (kJ/mol)
40	44,67	-136,83	87,5	48,429	-124,701	87,46
45	44,63	-136,96	88,18	48,388	-124,833	88,084
50	44,59	-137,09	88,87	48,346	-124,962	88,708
55	44,54	-137,22	89,55	48,305	-125,09	89,334
60	44,50	-137,34	90,24	48,263	-125,216	89,959
65	44,46	-137,47	90,93	48,222	-125,34	90,586
Moyenne	44,56	-137,15	89,21	48,32	-125,02	89,02

$H^\#$, $S^\#$ et $G^\#$ sont, respectivement, l'enthalpie, l'entropie et l'énergie libre du système.

1.3. Paramètres cinétiques et thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique de la -galactosidase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

1.3.1. Influence de la température et du temps de pré-incubation sur la -galactosidase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

La dénaturation de la -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo

8 (**Tableau XVIII**) aux températures comprises entre 40-65 °C, commence également après 15 min de pré-incubation. En outre, ces enzymes du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 perdent la moitié de leur activité après 15 min de chauffage à 65 °C.

Tableau XVIII: Activités résiduelles de la α -galactosidase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 en fonction de la température et du temps de pré-incubation

Température (°C)	Activité résiduelle (%) pour chaque temps de pré-incubation (min)													
	0	15	30	45	60	75	90	105	120	135	150	165	180	
Péricarpe	40	100	100	99,65	99,65	99,30	90,21	86,36	86,36	86,36	86,36	84,97	84,97	84,27
	45	100	97,90	91,26	87,76	84,27	81,47	79,37	77,97	75,52	73,08	64,69	62,24	59,09
	50	100	95,10	82,87	82,87	80,42	80,07	78,67	75,17	67,83	63,64	60,49	60,49	56,64
	55	100	67,83	48,95	42,31	37,41	37,41	34,97	34,97	33,22	33,22	30,77	27,27	20,63
	60	100	61,89	45,80	34,97	26,22	26,22	26,22	26,22	24,48	17,48	15,73	15,73	14,69
	65	100	50	10,84	10,84	9,44	9,44	8,74	5,24	2,10	1,75	1,40	1,05	0,70
Endocarpe	40	100	97,78	95,56	93,89	89,44	86,11	82,78	78,89	76,11	72,22	68,89	66,11	63,89
	45	100	92,22	85,56	78,33	73,33	70,56	62,78	57,78	53,33	45,56	39,44	35,56	29,44
	50	100	83,89	80,56	73,33	69,44	61,67	57,78	47,22	45,56	41,67	35,00	31,11	25,00
	55	100	67,78	48,89	42,22	37,22	31,67	29,44	23,89	20,00	14,44	11,11	7,78	6,67
	60	100	62,22	46,11	35,00	28,33	23,33	20,56	17,22	13,33	10,00	7,78	5,00	3,89
	65	100	50	23,89	18,89	13,33	8,89	6,67	5,00	3,33	2,22	1,67	1,11	0,56

1.3.2. Constantes de vitesse et de demi-vie de la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Les constantes de vitesse de la réaction catalysée par la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye au cours de l'inactivation thermique (**Tableau XIX**) croissent lorsque la température augmente. Elles sont plus élevées pour la α -galactosidase de l'endocarpe de la papaye. Tandis que, les constantes de demi-vie décroissent lors de l'inactivation thermique de ces mêmes enzymes. L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence significative ($p < 0,05$) entre les valeurs des constantes de vitesse et de demi-vie de la α -galactosidase du péricarpe et celles de l'endocarpe.

Tableau XIX: Constantes de vitesses et demi-vie au cours de l'inactivation thermique (40-65 °C) de la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Péricarpe				Endocarpe			
Température (°C)	$t_{1/2}$ (min)	K (min ⁻¹)		Température (°C)	$t_{1/2}$ (min)	K (min ⁻¹)	
		valeurs	R ²			valeurs	R ²
40	630,00	0,0011	0,995	40	210,00	0,0033	0,996
45	256,67	0,0027	0,97	45	106,62	0,0065	0,975
50	216,56	0,0032	0,992	50	97,61	0,0071	0,981
55	77,87	0,0089	0,992	55	49,50	0,014	0,979
60	58,24	0,0119	0,992	60	42,26	0,0164	0,985
65	24,40	0,0284	0,993	65	25,86	0,0268	0,991

K et $t_{1/2}$ sont respectivement la constante de vitesse et la demi-vie de la α -galactosidase

1.3.3. Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Entre 40 et 50 °C et 50 et 60 °C, les valeurs de Q_{10} (**Tableau XX**) sont respectivement de 2,90 et de 3,71 pour la α -galactosidase du péricarpe, tandis que pour celle de l'endocarpe, elles sont de 2,15 et de 2,30. Ces valeurs croissent dans l'ensemble lorsque la température augmente. L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence significative ($p < 0,05$) entre ces différentes valeurs.

Tableau XX: Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) au cours de l'inactivation thermique de la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Intervalle de température (°C)	Péricarpe		Endocarpe	
	40-50	50-60	40-50	50-60
Coefficient de température (Q_{10})	2,90	3,71	2,15	2,30

1.3.4. Valeurs de D, Z et Ea de la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye au cours de l'inactivation thermique

Les valeurs de D (**Tableau XXI**) varient entre 2093,64 et 81,09 min pour la α -galactosidase du péricarpe et de 697,88 à 85,93 min pour celle de l'endocarpe au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C. $R^2 = 0,98$ et $R^2 = 0,93$ sont les coefficients de corrélation des représentations des droites respectives de $\log D$ en fonction de la température de pré-incubation de la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8. Elles ont permis de déterminer les valeurs de Z qui sont de 17,69 °C pour la α -galactosidase du péricarpe et de 24,50 °C pour celle de l'endocarpe. Les représentations graphiques de $\ln k$ en fonction de l'inverse de la température en degré Kelvin ont donné aussi deux droites de pente négative avec $R^2 = 0,97$ pour la α -galactosidase du péricarpe et $R^2 = 0,94$ pour la α -galactosidase de l'endocarpe. Ces équations ont permis de calculer les énergies d'activation (Ea) qui sont de 91,45 kJ/mol pour la α -galactosidase du péricarpe et de 83,00 kJ/mol pour celle de l'endocarpe. L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence significative ($p < 0,05$) entre les valeurs des énergies d'activation (Ea), Z et D de la α -galactosidase du péricarpe et celles de l'endocarpe de la papaye solo 8.

Tableau XXI: Valeurs de D, Z et Ea au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C de la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye

Péricarpe		Endocarpe	
D, Z et Ea	Valeurs	D, Z et Ea	Valeurs
D40 (min)	2093,64	D40 (min)	697,88
D45 (min)	852,96	D45 (min)	354,31
D50 (min)	719,69	D50 (min)	324,37
D55 (min)	258,76	D55 (min)	164,50
D60 (min)	193,53	D60 (min)	140,43
D65 (min)	81,09	D65 (min)	85,93
Z (°C)	17,69	Z (°C)	24,50
Ea (kJ/mol) (40-65 °C)	91,459	Ea (kJ/mol) (40-65 °C)	83,002

D, Z et Ea sont, respectivement, le temps de réduction décimale, la constante de résistance thermique et l'énergie d'activation de la α -galactosidase.

1.3.5. Paramètres thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C de la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

L'enthalpie ($H^\#$) et l'énergie libre ($G^\#$) sont positives, tandis que l'entropie ($S^\#$) est négative au cours de l'inactivation thermique de la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 (Tableau XXII). Les moyennes de ces paramètres entre 40 et 65 °C, sont respectivement de 81,042 kJ/mol, 90,457 kJ/mol et -28,918 J mol⁻¹ K⁻¹ pour la α -galactosidase du péricarpe et de 80,296 kJ/mol, 89,02 kJ/mol et -29,590 J mol⁻¹ K⁻¹ pour la α -galactosidase de l'endocarpe. Toutefois, la différence n'est pas significative ($p > 0,05$) entre les paramètres thermodynamiques de la α -galactosidase du péricarpe et ceux de l'endocarpe

Tableau XXII: Paramètres thermodynamiques lors de l'inactivation thermique entre 40-65 °C de la α -galactosidase de la peau et de la pulpe de la papaye sol 8

Paramètres thermodynamiques						
Température (°C)	Péricarpe			Endocarpe		
	$H^\#$ (kJ/mol)	$S^\#$ (J mol ⁻¹ K ⁻¹)	$G^\#$ (kJ/mol)	$H^\#$ (kJ/mol)	$S^\#$ (J mol ⁻¹ K ⁻¹)	$G^\#$ (kJ/mol)
40	81,14	-28,59	90,09	80,40	-29,26	89,56
45	81,10	-28,72	90,24	80,35	-29,40	89,70
50	81,06	-28,85	90,38	80,31	-29,52	89,85
55	81,02	-28,98	90,52	80,27	-29,65	90,00
60	80,98	-29,11	90,67	80,23	-29,78	90,15
65	80,93	-29,23	90,82	80,19	-29,90	90,30
Moyenne	81,04	-28,91	90,45	80,29	-29,59	89,92

$H^\#$, $S^\#$ et $G^\#$ sont, respectivement, l'enthalpie, l'entropie et l'énergie libre du système.

1.4. Paramètres cinétiques et thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique de la Pectine méthylestérase (PME) extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

1.4.1. Influence de la température et du temps de pré-incubation sur la PME extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

La PME du péricarpe ou de l'endocarpe de la papaye solo 8 se dénature après 15 min

de pré-incubation aux températures comprises entre 40-65 °C (**Tableau XXIII**). Par ailleurs, le chauffage à 65 °C pendant 75 min a permis d'obtenir l'inactivation partielle (42 %) de la PME du péricarpe et 37 % de la PME de l'endocarpe de la papaye solo 8.

Tableau XXIII: Activités résiduelles de la PME extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 en fonction de la température et du temps de pré-incubation

	Température (°C)	Activité résiduelle (%) pour chaque temps de pré-incubation (min)													
		0	15	30	45	60	75	90	105	120	135	150	165	180	
Péricarpe	40	100	97,5	95,5	93,5	91	88	86	84	80,5	77,5	74	71	68	
	45	100	92,5	85,5	80	76	70,5	67,5	62	56	52	47	43	37	
	50	100	90,5	83,5	77	70,5	61,5	60	54	45,5	43	36,5	32	25	
	55	100	87	77	70	66,5	56	48,5	43	36,5	33,5	27	25	21	
	60	100	83	71	64	61,5	51	43	39	32,5	29	24	20	17	
	65	100	80,5	63,5	57,5	51	42	35	29	23,5	19	15	13	11	
Endocarpe	40	100	95,0	92,5	90,0	88,0	85,5	83,5	82,0	79,5	77,5	76,0	74,0	72,5	
	45	100	92,5	85,5	80,0	76,0	70,5	67,5	61,5	56,0	52,0	47,0	43,0	36,5	
	50	100	90,5	83,5	77,0	70,5	61,5	60,0	53,5	45,5	43,0	36,5	31,5	25,0	
	55	100	87,0	77,0	70,0	66,5	56,0	48,5	43,0	36,5	33,5	27,0	24,5	21,0	
	60	100	84,5	71,0	69,0	61,5	51,0	43,0	39,0	32,5	29,0	24,0	19,5	16,5	
	65	100	75,5	60,0	52,5	46,0	37,0	30,0	23,0	18,5	14,0	10,0	7,5	3,5	

1.4.2. Constantes de vitesse et de demi-vies de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Les constantes de vitesse de la réaction catalysée par la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique (**Tableau XXIV**) augmentent naturellement lorsque la température augmente. Par contre, les valeurs de demi-vie diminuent lorsque celle-ci augmente. Ces valeurs de constante de vitesse et de demi-vie du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 ne sont pas significativement différentes ($P > 0,05$) entre elles.

Tableau XXIV: Constantes de vitesses et demi-vie au cours de l'inactivation thermique (40-65 °C) de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Péricarpe				Endocarpe			
Température (°C)	$t_{1/2}$ (min)	K (min ⁻¹)		Température (°C)	$t_{1/2}$ (min)	K (min ⁻¹)	
		valeurs	R ²			valeurs	R ²
40	407,65	0,0017	0,992	40	407,65	0,0017	0,993
45	138,60	0,0050	0,991	45	133,27	0,0052	0,985
50	106,62	0,0065	0,991	50	96,25	0,0072	0,978
55	82,50	0,0084	0,992	55	80,58	0,0086	0,994
60	72,19	0,0096	0,991	60	70,71	0,0098	0,992
65	56,34	0,0123	0,995	65	43,31	0,0165	0,962

K et $t_{1/2}$ sont respectivement la constante de vitesse et la demi-vie de la PME

1.4.3. Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Les valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye décroissent considérablement lors de l'inactivation thermique entre 40 et 60 °C (**Tableau XXV**). Elles varient de 3,82 à 1,47 pour la PME du péricarpe et de 4,23 à 1,36 pour la PME de l'endocarpe. Toute fois, il n'existe pas de différence significative ($p > 0,05$) entre les valeurs de Q_{10} de la PME du péricarpe et celles de l'endocarpe.

Tableau XXV: Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) au cours de l'inactivation thermique de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Intervalle de température (°C)	Péricarpe		Endocarpe	
	40-50	50-60	40-50	50-60
Coefficient de température (Q_{10})	3,82	1,47	4,23	1,36

1.4.4. Valeurs de D, Z et Ea de la pectine méthylestérase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye au cours de l'inactivation thermique.

Les valeurs de D (**Tableau XXVI**) obtenues à la température de pré-incubation de 40 °C, diminuent de 1354,71 à 187,24 min pour la PME du péricarpe et de 1354,71 à 139,58 min pour celle de l'endocarpe quand la température augmente jusqu'à 65 °C. Les représentations de log D en fonction de la température de pré-incubation de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 sont deux droites affines de coefficients de régression de $R^2 = 0,86$. Elles ont permis de déterminer les valeurs de Z qui sont de 34,84 °C pour la PME du péricarpe et 30,76 °C pour celle de l'endocarpe. Les représentations graphiques de ln k en fonction de l'inverse de la température en degré Kelvin ont donné aussi deux droites affines de pente négative ($R^2 = 0,99$) pour la PME du péricarpe et ($R^2 = 0,87$) pour celle de l'endocarpe. Ces équations ont permis de calculer les énergies d'activation (Ea) qui sont de 39,89 kJ/mol pour la PME du péricarpe et de 67,91 kJ/mol pour celle de l'endocarpe. L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence significative ($p = 0,05$) entre les valeurs des énergies d'activation (Ea), Z et D de la PME du péricarpe et celles de l'endocarpe.

Tableau XXVI: Valeurs de D, Z et Ea au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye

Péricarpe		Endocarpe	
D, Z et Ea	Valeurs	D, Z et Ea	Valeurs
D40 (min)	1354,71	D40 (min)	1354,71
D45 (min)	460,60	D45 (min)	442,88
D50 (min)	354,31	D50 (min)	319,86
D55 (min)	274,17	D55 (min)	267,79
D60 (min)	239,90	D60 (min)	235,00
D65 (min)	187,24	D65 (min)	139,58
Z (°C)	34,84	Z (°C)	30,76
Ea (kJ/mol) (40-65 °C)	39,89	Ea (kJ/mol) (40-65 °C)	67,91

D, Z et Ea sont, respectivement, le temps de réduction décimale, la constante de résistance thermique et l'énergie d'activation de PME.

1.4.5. Paramètres thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Les valeurs des enthalpies ($H^\#$) et des énergies libres ($G^\#$) sont positives, tandis que celles des entropies ($S^\#$) sont négatives lors de l'inactivation thermique de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 (**Tableau XXVII**). Les moyennes de ces paramètres thermodynamiques entre 40 et 65 °C, sont respectivement, de 37,19 kJ/mol, 90,66 kJ/mol et -164,28 J mol⁻¹ K⁻¹ pour la PME du péricarpe et de 65,20 kJ/mol, 90,71 kJ/mol et -78,35 J mol⁻¹ K⁻¹ pour celle de l'endocarpe. L'analyse statistique a montré qu'il n'y a pas de différence significative ($p > 0,05$) entre les énergies libres de la PME du péricarpe et celle de l'endocarpe de la papaye solo 8. Par contre, il y a une différence significative ($p < 0,05$) entre les autres paramètres étudiés.

Tableau XXVII: Paramètres thermodynamiques lors de l'inactivation thermique entre 40-65 °C de la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Température (°C)	Paramètres thermodynamiques					
	Péricarpe			Endocarpe		
	$H^\#$ (kJ/mol)	$S^\#$ (J mol ⁻¹ K ⁻¹)	$G^\#$ (kJ/mol)	$H^\#$ (kJ/mol)	$S^\#$ (J mol ⁻¹ K ⁻¹)	$G^\#$ (kJ/mol)
40	37,29	-163,97	88,61	65,31	-78,03	89,73
45	37,25	-164,10	89,40	65,269	-78,16	90,12
50	37,21	-164,23	90,25	65,227	-78,28	90,51
55	37,17	-164,35	91,07	65,186	-78,42	90,90
60	37,12	-164,48	91,89	65,144	-78,54	91,29
65	37,08	-164,60	92,72	65,103	-78,67	91,69
Moyenne	37,19	-164,28	90,66	65,206	-78,35	90,71

$H^\#$, $S^\#$ et $G^\#$ sont, respectivement, l'enthalpie, l'entropie et l'énergie libre du système.

1.5. Paramètres cinétiques et thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique de la cellulase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

1.5.1. Influence de la température et du temps de pré-incubation sur la cellulase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

La dénaturation de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 (**Tableau XXVIII**) commence après 15 min de pré-incubation aux températures comprises entre 40-65 °C. Toute fois, l'inactivation partielle (18,34 %) de la cellulase du péricarpe et 21,56 % de la cellulase de l'endocarpe de la papaye, a été obtenue pendant 30 min de chauffage à 65 °C.

Tableau XXVIII: Activités résiduelles de la cellulase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 en fonction de la température et du temps de pré-incubation

	Température (°C)	Activité résiduelle (%) pour chaque temps de pré-incubation (min)												
		0	15	30	45	60	75	90	105	120	135	150	165	180
Péricarpe	40	100	98,90	97,86	95,61	94,10	93,10	92,11	88,19	84,27	83,44	82,55	81,82	81,09
	45	100	89,81	80,88	76,65	71,89	68,55	65,15	62,33	59,51	58,05	56,58	49,48	42,37
	50	100	75,29	51,83	49,58	47,34	43,47	39,60	35,16	30,67	27,80	24,87	19,07	16,46
	55	100	68,43	28,00	27,12	26,18	19,54	18,08	16,56	15,05	10,92	9,87	8,46	6,01
	60	100	61,89	20,48	19,44	18,39	13,74	10,14	9,14	7,68	6,22	5,28	3,92	3,11
	65	100	56,21	18,34	6,58	4,39	3,40	2,40	1,93	1,41	1,04	0,68	0,47	0,21
Endocarpe	40	100	95,38	90,76	89,43	88,09	85,22	83,78	81,52	79,26	77,62	74,74	73,10	69,40
	45	100	80,70	61,40	57,60	53,80	48,67	43,53	39,01	34,50	32,96	31,42	30,80	30,18
	50	100	70,43	40,86	37,06	33,26	28,13	23,00	18,48	13,96	12,42	10,88	10,27	9,65
	55	100	68,69	37,37	29,57	21,77	16,94	12,11	10,88	9,65	8,52	7,39	5,13	4,11
	60	100	61,19	22,38	18,74	15,09	11,34	7,60	6,72	5,85	4,88	3,90	2,46	2,05
	65	100	60,78	21,56	14,99	8,42	5,75	3,08	2,57	2,05	1,23	0,41	0,31	0,21

1.5.2. Constantes de vitesse et de demi-vies de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Les constantes de vitesse et de demi-vie de la réaction catalysée par la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 (**Tableau XXIX**) au cours de l'inactivation thermique, évoluent inversement. Les valeurs de k augmentent rapidement lorsque la température augmente. A l'opposé, celles des demi-vies décroissent avec l'élévation de la température. L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence significative ($p = 0,05$) entre les valeurs des constantes de vitesse et de demi-vie de la cellulase du péricarpe et celle de l'endocarpe.

Tableau XXIX: Constantes de vitesses et demi-vie au cours de l'inactivation thermique (40-65 °C) de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de papaye

Péricarpe				Endocarpe			
Température (°C)	$t_{1/2}$ (min)	K (min ⁻¹)		Température (°C)	$t_{1/2}$ (min)	K (min ⁻¹)	
		valeurs	R ²			valeurs	R ²
40	577,50	0,0012	0,902	40	346,50	0,0020	0,972
45	165,00	0,0042	0,974	45	103,43	0,0067	0,919
50	70,00	0,0099	0,986	50	53,72	0,0129	0,952
55	50,96	0,0136	0,982	55	42,00	0,0165	0,958
60	38,50	0,0180	0,982	60	36,09	0,0192	0,958
65	21,52	0,0322	0,985	65	23,33	0,0297	0,989

K et $t_{1/2}$ sont respectivement la constante de vitesse et la demi-vie de la cellulase

1.5.3. Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Entre 40 et 50 °C, les valeurs de Q_{10} sont très élevées, à savoir, 8,25 pour la cellulase du péricarpe et 6,45 pour celle de l'endocarpe (**Tableau XXX**). Tandis qu'entre 50 et 60 °C, elles baissent considérablement et sont respectivement de 1,81 et 1,48 pour la cellulase du péricarpe et celle de l'endocarpe. Elles décroissent donc rapidement lorsque la température augmente. L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence significative ($p < 0,05$) entre les valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de la cellulase du péricarpe et celles de l'endocarpe.

Tableau XXX: Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) au cours de l'inactivation thermique de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Intervalle de température (°C)	Péricarpe		Endocarpe	
	40-50	50-60	40-50	50-60
Coefficient de température (Q_{10})	8,25	1,81	6,45	1,48

1.5.4. Valeurs de D, Z et Ea de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de papaye au cours de l'inactivation thermique.

Les valeurs de D obtenues à la température de pré-incubation de 40 °C, diminuent graduellement quand la température augmente jusqu'à 65 °C (**Tableau XXXI**). Elles baissent de 1919,17 à 71,52 min pour la cellulase du péricarpe et de 1151,50 à 77,54 min pour celle de l'endocarpe de la papaye. Les représentations de log D en fonction de la température de pré-incubation de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 ont donné deux droites affines avec $R^2 = 0,89$ pour le péricarpe et $R^2 = 0,90$ pour l'endocarpe. Les valeurs de Z qui sont de 17,82 °C pour la cellulase du péricarpe et de 23,52 °C pour celle de l'endocarpe, ont été calculées à partir des équations de ces droites. Les représentations graphiques de ln k en fonction de l'inverse de la température en degré Kelvin ont donné aussi deux droites de pente négative avec $R^2 = 0,93$ pour la cellulase du péricarpe et $R^2 = 0,84$ pour celle de l'endocarpe. Ces équations ont permis de calculer les énergies d'activation (Ea) qui sont de 112,16 kJ/mol pour la cellulase du péricarpe et de 104,30 kJ/mol pour la cellulase de l'endocarpe. L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence significative ($p = 0,05$) entre les valeurs des énergies d'activation (Ea), Z et D de la cellulase du péricarpe et celles de l'endocarpe lors de l'inactivation thermique.

Tableau XXXI: Valeurs de D, Z et Ea au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Péricarpe		Endocarpe	
D, Z et Ea	Valeurs	D, Z et Ea	Valeurs
D40 (min)	1919,17	D40 (min)	1151,50
D45 (min)	548,33	D45 (min)	343,73
D50 (min)	232,63	D50 (min)	178,53
D55 (min)	169,34	D55 (min)	139,58
D60 (min)	127,94	D60 (min)	119,95
D65 (min)	71,52	D65 (min)	77,54
Z (°C)	17,82	Z (°C)	23,52
Ea (kJ/mol) (4-65 °C)	112,168	Ea (kJ/mol) (40-65 °C)	104,307

D, Z et Ea sont, respectivement, le temps de réduction décimale, la constante de résistance thermique et l'énergie d'activation de la cellulase.

1.5.5. Paramètres thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Au cours de l'inactivation thermique de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8, les valeurs des enthalpies ($H^\#$), des entropies ($S^\#$) et des énergies libres ($G^\#$) sont positives (**Tableau XXXII**). Les moyennes de ces paramètres thermodynamiques entre 40 et 65 °C, sont respectivement de 109,46 kJ/mol, 59,25 J mol⁻¹ K⁻¹ et 90,17 kJ/mol pour la cellulase du péricarpe et de 101,60 kJ/mol, 36,25 J mol⁻¹ K⁻¹ et 89,80 kJ/mol pour la cellulase de l'endocarpe. L'analyse statistique a montré qu'il n'y a pas de différence significative ($p > 0,05$) entre les valeurs des enthalpies ($H^\#$) et des énergies libres ($G^\#$) de la cellulase du péricarpe et celles de la cellulase de l'endocarpe. Par contre, il y a une différence ($p = 0,05$) entre les entropies de la cellulase du péricarpe et celles de la cellulase de l'endocarpe.

Tableau XXXII: Paramètres thermodynamiques lors de l'inactivation thermique entre 40-65 °C de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Température (°C)	Paramètres thermodynamiques					
	Péricarpe			Endocarpe		
	$H^\#$ (kJ/mol)	$S^\#$ (J mol ⁻¹ K ⁻¹)	$G^\#$ (kJ/mol)	$H^\#$ (kJ/mol)	$S^\#$ (J mol ⁻¹ K ⁻¹)	$G^\#$ (kJ/mol)
40	109,56	59,57	90,91	101,70	36,57	90,25
45	109,52	59,44	90,62	101,66	36,44	90,07
50	109,48	59,31	90,32	101,62	36,31	89,89
55	109,44	59,18	90,02	101,58	36,18	89,71
60	109,40	59,05	89,73	101,53	36,06	89,52
65	109,35	58,93	89,43	101,49	35,94	89,35
Moyenne	109,46	59,25	90,17	101,60	36,25	89,80

$H^\#$, $S^\#$ et $G^\#$ sont, respectivement, l'enthalpie, l'entropie et l'énergie libre du système

1.6. Paramètres cinétiques et thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique de polygalacturonase (PG) extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

1.6.1. Influence de la température et du temps de pré-incubation sur la polygalacturonase (PG) extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Le profil de stabilité thermique de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 (**Tableau XXXIII**) montre qu'aux températures comprises entre 40-65 °C, la dénaturation de l'enzyme commence après 15 min de pré-incubation. Par ailleurs, le chauffage à 65°C pendant 30 min a provoqué l'inactivation partielle (41,64 %) de la PG de la peau et 32,88 % de la PG de la pulpe de la papaye solo 8.

Tableau XXXIII: Activités résiduelles de la PG extraite de la peau et de la pulpe de la papaye solo 8 en fonction de la température et du temps de pré-incubation

	Température (°C)	Activité résiduelle (%) pour chaque temps de pré-incubation (min)												
		0	15	30	45	60	75	90	105	120	135	150	165	180
Péricarpe	40	100	98,56	89,87	89,13	86,15	81,92	81,57	82,31	81,45	80,09	78,31	71,91	68,37
	45	100	88,44	83,97	73,46	72,18	69,42	68,30	65,81	61,47	55,65	58,48	48,08	46,99
	50	100	78,27	74,89	70,94	66,43	58,32	50,25	43,66	41,48	40,09	38,65	33,26	31,55
	55	100	74,35	63,72	60,15	56,46	46,06	43,15	35,93	28,72	28,25	27,78	24,10	21,34
	60	100	62,82	58,13	48,00	42,26	35,66	30,23	24,64	21,56	14,90	14,36	13,35	10,87
	65	100	51,38	41,64	27,24	18,28	10,32	7,49	5,08	3,37	1,63	0,97	0,54	0,35
Endocarpe	40	100	99,30	98,61	96,73	94,61	93,36	92,07	90,72	88,55	86,83	85,39	83,71	81,50
	45	100	95,21	87,12	84,07	80,11	78,61	71,05	69,83	65,36	62,83	55,38	55,60	48,22
	50	100	91,64	83,45	77,91	70,83	65,94	55,74	45,47	43,12	37,54	28,48	25,83	22,50
	55	100	69,32	61,32	49,87	45,54	41,28	35,60	30,17	22,94	20,40	17,14	14,31	11,89
	60	100	55,06	50,64	45,69	33,80	27,56	21,87	16,92	13,94	11,63	9,28	7,85	6,13
	65	100	43,32	32,88	25,98	15,05	11,52	8,15	5,17	3,56	2,50	1,42	0,70	0,48

1.6.2. Constantes de vitesse et de demi-vie de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Les constantes de vitesse et de demi-vie de la réaction catalysée par la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique (**Tableau XXXIV**) évoluent différemment avec l'élévation de la température. Les valeurs de demi-vie décroissent et naturellement, celles des constantes de vitesse augmentent avec l'élévation de température. L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence significative ($p = 0,05$) entre les valeurs des constantes de vitesse et de demi-vie de la PG du péricarpe et celles de l'endocarpe.

Tableau XXXIV: Constantes de vitesses et demi-vie au cours de l'inactivation thermique (40-65 °C) de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Péricarpe				Endocarpe			
Température (°C)	$t_{1/2}$ (min)	K (min ⁻¹)		Température (°C)	$t_{1/2}$ (min)	K (min ⁻¹)	
		valeurs	R ²			Valeurs	R ²
40	407,65	0,0017	0,902	40	630,00	0,0011	0,972
45	187,30	0,0037	0,974	45	210,00	0,0033	0,919
50	115,50	0,0060	0,986	50	99,00	0,0070	0,952
55	87,72	0,0079	0,982	55	63,00	0,0110	0,958
60	60,79	0,0114	0,982	60	45,89	0,0151	0,958
65	22,87	0,0303	0,985	65	24,84	0,0279	0,989

K et $t_{1/2}$ sont, respectivement, la constante de vitesse et la demi-vie de la polygalacturonase

1.6.3. Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Entre 40 et 60 °C, les valeurs de Q_{10} de la PG du péricarpe et de l'endocarpe (**Tableau XXXV**) décroissent dans l'ensemble. Elles varient de 3,52 à 1,9 pour la PG du péricarpe et de 6,36 à 2,15 pour la PG de l'endocarpe. Toutefois, il y a une différence significative ($p \leq 0,05$) entre les différentes valeurs de Q_{10} de la PG du péricarpe et celles de la PG de l'endocarpe de papaye solo 8.

Tableau XXXV: Valeurs des coefficients de température (Q_{10}) au cours de l'inactivation thermique de la polygalacturonase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Intervalle de température (°C)	Péricarpe		Endocarpe	
	40-50	50-60	40-50	50-60
Coefficient de température (Q_{10})	3,52	1,9	6,36	2,15

1.6.4. Valeurs de D, Z et Ea de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Les valeurs de D obtenues à la température de pré-incubation de 40 °C, diminuent quand la température augmente jusqu'à 65 °C (Tableau XXXVI). Elles varient de 1354,71 à 76,01 min pour la PG du péricarpe et de 2093,64 à 82,54 min pour celle de l'endocarpe. Les représentations de log D en fonction de la température de pré-incubation de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 ont donné deux droites affines avec respectivement $R^2 = 0,94$ et $R^2 = 0,96$. Elles ont permis de déterminer les valeurs de Z qui sont de 19,12 °C pour la PG du péricarpe et de 18,48 °C pour celle de l'endocarpe. Les représentations graphiques de ln k en fonction de l'inverse de la température en degré Kelvin ont donné aussi deux droites affines de pente négative, dont les coefficients de corrélation sont $R^2 = 0,95$ pour la PG du péricarpe et $R^2 = 0,97$ pour celle de l'endocarpe. Les énergies d'activation (Ea) calculées à partir de ces équations ont données: 105,92 kJ/mol pour la PG du péricarpe et 109,97 kJ/mol pour celle de l'endocarpe. L'analyse statistique a montré que les valeurs des énergies d'activation (Ea), Z et D de la PG du péricarpe ne sont pas significativement différentes ($p > 0,05$) de celles de l'endocarpe.

Tableau XXXVI: Valeurs de D, Z et Ea au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Péricarpe		Endocarpe	
D, Z et Ea	Valeurs	D, Z et Ea	Valeurs
D40 (min)	1354,71	D40 (min)	2093,64
D45 (min)	622,43	D45 (min)	697,88
D50 (min)	383,83	D50 (min)	329,00
D55 (min)	291,52	D55 (min)	209,36
D60 (min)	202,02	D60 (min)	152,52
D65 (min)	76,01	D65 (min)	82,54
Z (°C)	19,12	Z (°C)	18,48
Ea (kJ/mol) (40-65 °C)	105,927	Ea (kJ/mol) (40-65 °C)	109,974

D, Z et Ea sont, respectivement, le temps de réduction décimale, la constante de résistance thermique et l'énergie d'activation de la PG.

1.6.5. Paramètres thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Les paramètres thermodynamiques (enthalpies ($H^\#$), entropies ($S^\#$) et énergies libres ($G^\#$)) lors de l'inactivation thermique de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye sont positives (**Tableau XXXVII**). Les moyennes de ces paramètres aux températures comprises entre 40 et 65 °C, sont respectivement de 103,22 kJ/mol, de 37,46 J mol⁻¹ K⁻¹ et de 91,02 kJ/mol pour la PG du péricarpe et de 107,26 kJ/mol, de 50,67 J mol⁻¹ K⁻¹ et de 90,77 kJ/mol pour la PG de l'endocarpe. Toutefois, l'analyse statistique a montré qu'il n'y a pas de différence significative ($p > 0,05$) entre les paramètres thermodynamiques de la PG du péricarpe et ceux de la PG de l'endocarpe.

Tableau XXXVII: Paramètres thermodynamiques lors de l'inactivation thermique entre 40-65 °C de la PG du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Température (°C)	Paramètres thermodynamiques					
	Péricarpe			Endocarpe		
	$H^\#$ (kJ/mol)	$S^\#$ (J mol ⁻¹ K ⁻¹)	$G^\#$ (kJ/mol)	$H^\#$ (kJ/mol)	$S^\#$ (J mol ⁻¹ K ⁻¹)	$G^\#$ (kJ/mol)
40	103,32	37,78	91,49	107,37	50,99	91,40
45	103,28	37,65	91,31	107,33	50,86	91,15
50	103,24	37,52	91,12	107,28	50,74	90,89
55	103,20	37,39	90,93	107,24	50,60	90,64
60	103,15	37,27	90,74	107,20	50,48	90,39
65	103,11	37,14	90,56	107,16	50,35	90,14
Moyenne	103,22	37,46	91,02	107,26	50,67	90,77

$H^\#$, $S^\#$ et $G^\#$ sont, respectivement, l'enthalpie, l'entropie et l'énergie libre du système

1.7. Paramètres cinétiques et thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique de la xylanase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

1.7.1. Influence de la température et du temps de pré-incubation sur la xylanase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

La dénaturation de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

(**Tableau XXXVIII**) aux températures comprises entre 40 et 65 °C commence tout comme les autres activités enzymatiques, après 15 min de pré-incubation. Par ailleurs, le chauffage à 65 °C pendant 30 min a entraîné l'inactivation partielle (41,65 %) de la xylanase du péricarpe et 32,86 % de la xylanase de l'endocarpe de la papaye solo 8.

Tableau XXXVIII: Activités résiduelles de la xylanase extraite du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 en fonction de la température et du temps de pré-incubation

	Température (°C)	Activité résiduelle (%) pour chaque temps de pré-incubation (min)												
		0	15	30	45	60	75	90	105	120	135	150	165	180
Péricarpe	40	100	98,58	89,89	89,14	86,14	81,95	81,59	82,31	81,48	80,12	78,33	71,91	68,39
	45	100	88,46	83,97	73,48	72,17	69,44	68,31	65,84	61,49	55,66	58,49	48,09	47,00
	50	100	78,28	74,91	70,94	66,44	58,35	50,26	43,67	41,50	40,07	38,65	33,26	31,55
	55	100	74,38	63,75	60,15	56,48	46,07	43,15	35,96	28,69	28,24	27,79	24,12	21,35
	60	100	62,85	58,13	48,01	42,25	35,66	30,22	24,64	21,57	14,91	14,38	13,33	10,86
	65	100	51,39	41,65	27,27	18,28	10,34	7,49	5,09	3,37	1,65	0,97	0,52	0,37
Endocarpe	40	100	99,58	98,58	96,74	94,62	93,34	92,07	90,72	88,53	86,83	85,34	83,71	81,52
	45	100	94,41	87,11	84,07	80,10	78,61	71,03	69,83	65,37	62,82	55,38	55,59	48,23
	50	100	87,32	83,43	77,90	70,82	65,93	55,74	45,47	43,13	37,54	28,47	25,85	22,52
	55	100	66,01	61,33	49,86	45,54	41,29	35,62	30,17	22,95	20,40	17,14	14,31	11,90
	60	100	61,76	50,64	45,68	33,78	27,55	21,88	16,93	13,95	11,61	9,28	7,86	6,13
	65	100	66,43	32,86	25,99	14,87	11,51	8,14	5,17	3,54	2,48	1,42	0,71	0,35

1.7.2. Constantes de vitesse et de demi-vies de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Les constantes de vitesse (valeurs de k) et de demi-vie de la réaction catalysée par la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique (**Tableau XXXIX**) augmentent avec l'élévation de la température. Tandis que, les valeurs des constantes de demi-vie décroissent. L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence significative ($p = 0,05$) entre les valeurs des constantes de vitesse et de demi-vie de la xylanase du péricarpe et celles de l'endocarpe.

Tableau XXXIX: Constantes de vitesses et demi-vie au cours de l'inactivation thermique (40-65 °C) de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Péricarpe				Endocarpe			
Température (°C)	t _{1/2} (min)	K (min ⁻¹)		Température (°C)	t _{1/2} (min)	K (min ⁻¹)	
		valeurs	R ²			valeurs	R ²
40	364,74	0,0019	0,901	40	693,00	0,0010	0,975
45	165,00	0,0042	0,936	45	210,00	0,0033	0,964
50	101,91	0,0068	0,955	50	100,43	0,0069	0,934
55	76,15	0,0091	0,944	55	63,58	0,0109	0,991
60	53,72	0,0129	0,959	60	46,20	0,0150	0,995
65	23,10	0,0300	0,994	65	24,75	0,028	0,988

K et t_{1/2} sont, respectivement, la constante de vitesse et la demi-vie de la xylanase

1.7.3. Valeurs des coefficients de température (Q₁₀) de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Les valeurs des coefficients de température (Q₁₀) de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 décroissent dans l'ensemble entre 40 et 60 °C (**Tableau XL**). Elles varient de 3,57 à 1,89 pour la xylanase du péricarpe et de 6,9 à 2,17 pour la xylanase de l'endocarpe de la papaye. L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence significative (p = 0,05) entre les coefficients de température de la xylanase du péricarpe et celle de l'endocarpe.

Tableau XL: Valeurs des coefficients de température (Q₁₀) au cours de l'inactivation thermique de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Intervalle de température (°C)	Péricarpe		Endocarpe	
	40-50	50-60	40-50	50-60
Coefficient de température (Q ₁₀)	3,57	1,89	6,9	2,17

1.7.4. Valeurs de D, Z et Ea de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 au cours de l'inactivation thermique

Les valeurs de D (**Tableau XLI**) obtenues à la température de pré-incubation de 40 °C, diminuent de 1212,11 à 76,77 min pour la xylanase du péricarpe et de 2303,00 à 82,25 min pour celle de l'endocarpe lorsque la température augmente jusqu'à 65 °C. Les représentations de log D en fonction de la température de pré-incubation de la xylanase du péricarpe et l'endocarpe de la papaye solo 8 ont donné deux droites affines dont les coefficients de regression sont respectivement $R^2 = 0,93$ et $R^2 = 0,97$. Elles ont permis de déterminer les valeurs de Z qui sont de 19,45 °C pour la xylanase du péricarpe et 18,31 °C pour celle de l'endocarpe. Les représentations graphiques de ln k en fonction de l'inverse de la température en degré Kelvin ont donné aussi deux droites affines de pente négative, $R^2 = 0,93$ pour la xylanase du péricarpe et $R^2 = 0,97$ pour celle de l'endocarpe. Ces équations ont permis de calculer les énergies d'activation (Ea) qui sont de 104,307 kJ/mol pour la xylanase du péricarpe et 110,863 kJ/mol pour celle de l'endocarpe. L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence significative ($p < 0,05$) entre les valeurs des énergies d'activation (Ea), Z et D de la xylanase du péricarpe et celles de l'endocarpe.

Tableau XLI: Valeurs de D, Z et Ea au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Péricarpe		Endocarpe	
D, Z et Ea	Valeurs	D, Z et Ea	Valeurs
D40 (min)	1212,11	D40 (min)	2303,00
D45 (min)	548,33	D45 (min)	697,88
D50 (min)	338,68	D50 (min)	333,77
D55 (min)	253,08	D55 (min)	211,28
D60 (min)	178,53	D60 (min)	153,53
D65 (min)	76,77	D65 (min)	82,25
Z (°C)	19,45	Z (°C)	18,31
Ea (kJ/mol) (40-65 °C)	104,307	Ea (kJ/mol) (40-65 °C)	110,863

D, Z et Ea sont, respectivement, le temps de réduction décimale, la constante de résistance thermique et l'énergie d'activation de la xylanase.

1.7.5. Paramètres thermodynamiques au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Les paramètres thermodynamiques obtenus lors de l'inactivation thermique de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 (**Tableau XLII**) montrent que les valeurs des enthalpies ($H^\#$), des entropies ($S^\#$) et des énergies libres ($G^\#$) sont positives. Les moyennes de ces paramètres thermodynamiques aux températures comprises entre 40–65 °C, sont respectivement de 101,60 kJ/mol, de 33,34 J mol⁻¹ K⁻¹ et de 90,74 kJ/mol pour la xylanase du péricarpe et de 108,18 kJ/mol, de 53,47 J mol⁻¹ K⁻¹ et de 90,78 kJ/mol pour la xylanase de l'endocarpe. Il n'y a pas de différence significative ($p > 0,05$) entre les paramètres thermodynamiques de la xylanase du péricarpe et ceux de la l'endocarpe.

Tableau XLII: Paramètres thermodynamiques lors de l'inactivation thermique entre 40-65 °C de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8

Paramètres thermodynamiques						
Température (°C)	Péricarpe			Endocarpe		
	H[#] (kJ/mol)	S[#] (J mol⁻¹ K⁻¹)	G[#] (kJ/mol)	H[#] (kJ/mol)	S[#] (J mol⁻¹ K⁻¹)	G[#] (kJ/mol)
40	101,70	33,67	91,16	108,29	53,79	91,45
45	101,66	33,53	90,99	108,25	53,66	91,18
50	101,62	33,41	90,82	108,20	53,54	90,91
55	101,58	33,28	90,66	108,16	53,40	90,64
60	101,53	33,15	90,49	108,12	53,28	90,38
65	101,49	33,03	90,33	108,08	53,15	90,11
Moyenne	101,60	33,34	90,74	108,18	53,47	90,78

H[#], S[#] et G[#] sont, respectivement, l'enthalpie, l'entropie et l'énergie libre du système

2. Discussion

La dénaturation des activités enzymatiques du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 (*Carica papaya* L.) commence après 15 min de pré-incubation. Toutefois, le chauffage a eu des effets divers sur ces différentes enzymes. Ainsi, le chauffage à 65 °C de l' -mannosidase pendant 90 min a eu pour conséquence, l'inactivation partielle (49,09 %) de l' -mannosidase du péricarpe et 42 % de l' -mannosidase de l'endocarpe. A cette même température, l' -galactosidase et la -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe ont perdu environ 50 % de leur activité pendant 15 min. En outre, le chauffage à 65 °C pendant 30 min a eu comme conséquence l'inactivation partielle (18,34 %) de la cellulase du péricarpe et 21,56 % de celle de l'endocarpe. Par ailleurs, la PME, la PG et la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe ont perdu environ 60 % de leur activité à cette même température pendant respectivement 75 et 30 min. L'ampleur de la dénaturation de ces enzymes augmente avec la température et le temps de traitement. Cela montre que ces enzymes sont sensibles à la chaleur mais à des degrés divers. Toutefois, les valeurs élevées des différents Z (élévation de température nécessaire pour réduire la valeur de D de 90 %) obtenues montrent que ces enzymes sont thermostables aux températures comprises entre 40 et 65 °C (Barrett *et al.*, 1999). Ohtani & Misaki (1983) ont montré que l' -mannosidase extrait de la papaye était stable en dessous de 60 °C. Ces travaux confirment nos résultats qui indiquent qu'après 30 min d'exposition de l' -mannosidase à la chaleur (60 °C), elle conserve encore environ 80 % de son activité résiduelle. Par ailleurs, il a été rapporté que lors de l'inactivation de la PME de la tomate la valeur de Z se situe entre 4,5 et 32 °C (Anthon *et al.*, 2002; Nath *et al.*, 1983; Raviyan *et al.*, 2005). Dans notre étude, les valeurs de Z obtenues qui sont de 34,84°C pour la PME du péricarpe et 30,76 °C pour la PME de l'endocarpe de la papaye sont similaires aux valeurs indiquées par ces auteurs. Cela montre que les PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 ont une résistance thermique similaire à la PME de la tomate. Terefe *et al.* (2009) ont montré que le traitement thermique à 50 °C n'avait aucun effet significatif sur l'activité de la polygalacturonase du jus de tomate. Cependant, aux températures comprises entre 50 et 75 °C, le traitement thermique avait eu pour conséquence, l'inactivation partielle (37,5 %) de la PG. Ce résultat est en accord avec nos résultats qui indiquent que l'exposition à la chaleur (65 °C) pendant 30 min de la PG entraîne l'inactivation partielle (40 %) de l'enzyme. Par ailleurs, l'exposition à 65 °C pendant 15 min de l' -galactosidase et de la -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 a entraîné une perte d'environ 50 % de leur activité. A cette même température, la xylanase et la cellulase

perdaient respectivement pendant 30 min environ 60 et 80 % de leur activité. Ces résultats sont confirmés par Labavitch & Greve (1983) qui ont montré que l'activité de la xylanase de la poire diminuait rapidement aux températures supérieures à 45 °C, et l'enzyme devenait complètement inactif après 30 min à 65 °C. L'inactivation thermique de ces enzymes a montré que les constantes de vitesse (valeurs de k) augmentent lorsque la température augmente. Arrhénius (1889) a montré que la plupart des réactions sont plus rapides lorsque la température s'élève. Par conséquent, si la température augmente, la constante de vitesse augmente. A l'opposé, le temps de demi-vie de ces réactions diminue. De même, lorsque la température augmente, la vitesse de la réaction augmente (Arrhénius, 1889; Fachin *et al.*, 2002), ce qui entraîne une diminution du temps de demi-vie. Par ailleurs, les valeurs des coefficients de température (Q_{10}) de ces enzymes diminuent au cours de l'inactivation thermique sauf dans le cas de l' α -galactosidase où ces valeurs croissent légèrement pendant l'inactivation entre 40 et 60 °C. Cela montre que ces enzymes du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 sont moins sensibles à la chaleur entre 40 et 60 °C.

Les valeurs de D obtenues à la température de pré-incubation de 40 °C, diminuent graduellement quand la température augmente jusqu'à 65 °C. Ces valeurs ont permis de calculer les valeurs des énergies d'activation qui sont élevées pour l'ensemble des enzymes lorsqu'on les compare à l'énergie d'activation obtenue lors de la dégradation thermique des caroténoïdes de la purée de papaye. L'énergie d'activation élevée reflète une plus grande sensibilité de ces enzymes au changement de température (Weemaes *et al.*, 1998; Chutintrasri & Noomhorm, 2006).

Les valeurs des enthalpies (H^\ddagger) et des énergies libres (G^\ddagger) sont positives. Tandis que celles des entropies (S^\ddagger) sont négatives pour l' α -mannosidase, l' α -galactosidase, la β -galactosidase et la PME du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8. Les valeurs d'enthalpie élevées obtenues au cours de l'inactivation thermique de ces enzymes du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 indiquent que ces enzymes subissent des changements considérables de conformation pour se retrouver sous leurs formes activées au cours du traitement thermique (Gnanguï *et al.*, 2009). Par ailleurs, les valeurs positives des enthalpies suggèrent la nature endothermique de ces réactions d'inactivation thermiques (Ozdes *et al.*, 2008). Toutefois, les faibles valeurs de l'entropie ($S^\ddagger < 0$) de ces enzymes du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 obtenues traduisent un faible état de désordre pendant l'étape de transition suite à l'inactivation thermique. Elles indiquent aussi que ces réactions sont réversibles (Gnanguï *et al.*, 2009). Les valeurs négatives de l'entropie ($S^\ddagger < 0$)

obtenues au cours de l'inactivation thermique, entraîne naturellement l'augmentation des valeurs de l'énergie libre ($G^\#$). Ces valeurs sont positives, indiquant que ces réactions d'inactivation thermique ne se produisent pas de façon spontanée. Ces réactions doivent donc être initiées par ajout d'énergie sous formes de chaleur, d'où l'énergie d'activation élevée au cours de ces réactions. Par contre, les valeurs des enthalpies ($H^\#$), des entropies ($S^\#$) et des énergies libres ($G^\#$) sont positives pour la cellulase, la PG et la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8. Les valeurs positives des entropies ($S^\#$), indiquent que ces enzymes se retrouvent dans un état chaotique à la fin de la réaction. Cela démontre qu'elles ont subi une dénaturation prononcée entre 40 et 65 °C (Anema & Mc Kenna, 1996).

Les activités hydrolytiques de l'ensemble des enzymes décroissent au cours de l'inactivation thermique entre 40 et 65 °C. Toutefois, à 49 °C pendant 90 min et à 55 °C pendant 60 min, environ 50 % des activités hydrolytiques sont détruites. Au-delà de ces températures, elles décroissent de façon drastique. Dans ces conditions, il revient de choisir entre le traitement de l'extrait brut enzymatique de la papaye solo 8 à 49 °C pendant 90 min et le traitement de cet extrait à 55 °C pendant 60 min. Ces températures détruisent environ la moitié des activités enzymatiques pendant le temps de traitement. Ces résultats répondent à l'objectif fixé qui était de détruire partiellement l'activité enzymatique afin de ralentir le processus de mûrissement et non d'arrêter totalement ce processus. De ce fait, le traitement de l'extrait brut enzymatique à 49 °C pendant 90 min pourrait répondre à l'objectif fixé. Ce résultat est confirmé par les travaux de Djoua (2010). Il a montré que, pour l'inactivation des enzymes, une exposition de celles-ci à une température élevée pendant un temps court est moins efficace qu'une exposition à une température moyenne (46-55 °C) pendant un temps long.

3. Conclusion partielle

Les activités enzymatiques du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 sont faiblement dénaturées à 40 et 45 °C. A 49 °C pendant 90 min et à 55 °C pendant 60 min, environ 50 % des activités sont détruites. Au-delà de ces températures, elles décroissent de façon drastique. De plus, les valeurs des paramètres thermodynamiques (enthalpies ($H^\#$), entropies ($S^\#$) et énergies libres ($G^\#$) obtenues au cours de l'inactivation thermique de ces enzymes démontrent qu'elles ont subi une dénaturation prononcée entre 49 et 65 °C. Cependant, les activités -mannosidasique et -galactosidasique sont thermostables, elles conservent environ 60 % de leurs activités hydrolytiques à 49 °C pendant 120 min. L'objectif

de cette étude est de suivre la cinétique d'inactivation thermique des différentes enzymes en vue de déterminer une température pouvant inhiber partiellement leur activité hydrolytique. De ce fait, les résultats de cette étude montrent que l'immersion des papayes dans un bain d'eau à 49 °C pendant 90 min peut être le traitement adapté pour retarder le ramollissement, le mûrissement et préserver la qualité de la papaye. La dernière partie de cette étude qui a pour objectif de mesurer l'effet du traitement thermique sur la qualité de la papaye, confirmera l'objectivité de ce traitement.

CHAPITRE IV: Effet du traitement thermique (49 °C - 90 min) couplé à l'entreposage à 15 °C sur le taux d'infection, les propriétés physico-chimiques et nutritionnelles de la papaye cueillie au stade vert mature.

1. Résultats

1.1. Influence du traitement thermique sur l'évolution du taux d'infection de la papaye solo 8

Les papayes entreposées à 15 °C après immersion dans l'eau à 49 °C pendant 90 min et celles entreposées directement à 15 °C sans traitement préalable (**Figure 29**) n'ont pas été infectées durant les douze jours d'entreposage. Par contre, pour les papayes entreposées directement à 28 °C, le taux d'infection croît rapidement. Il varie entre 2,77 % et 66,66 % respectivement le jour 4 et le jour 12.

Le taux d'infection est nul dans les papayes entreposées à 15 °C, avec ou sans traitement thermique. Cependant, il est très élevé dans les papayes entreposées à 28 °C.

La basse température (15 °C) empêche la perte des fruits par infection, elle est donc la température adaptée pour l'entreposage des papayes après la récolte.

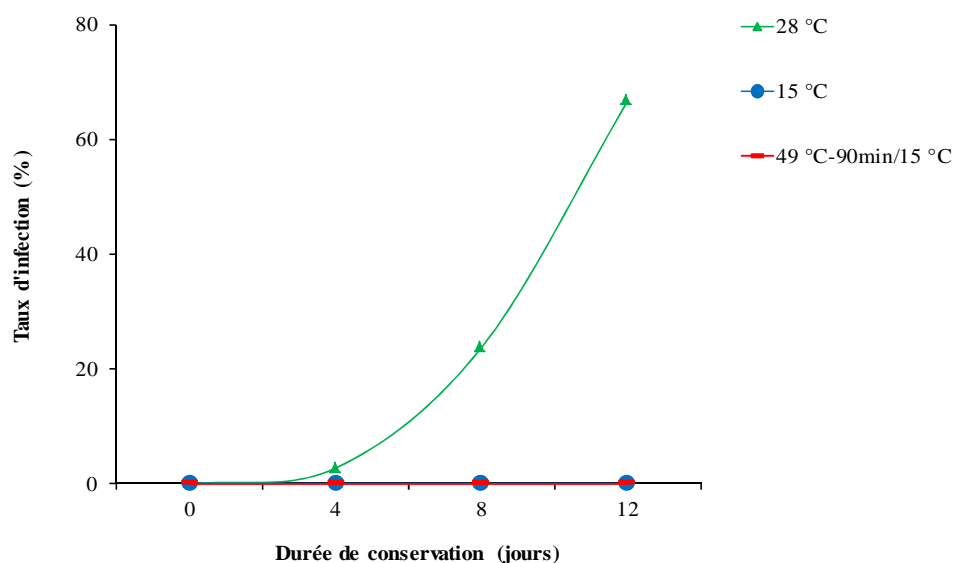


Figure 29: Effet du traitement thermique sur l'évolution du taux d'infection de la papaye solo 8. 28 °C: papaye entreposée à 28 °C, 15°C: papaye entreposée à 15 °C et 49 °C-90 min/15°C: papaye entreposée à 15 °C après immersion dans l'eau à 49 °C.

1.2. Influence du traitement thermique sur l'évolution de la perte de masse de la papaye solo 8

La perte de masse augmente dans l'ensemble (**Figure 30**). Elle est plus élevée dans les papayes n'ayant pas subi de traitement thermique et entreposées à 28 °C avec un taux variant entre 8,85 et 26,04 % respectivement le jour 4 et le jour 12. Cependant, dans les papayes entreposées à 15 °C, avec ou sans traitement thermique, la perte de masse est moins élevée. Elle varie entre 4,44 et 11,46 % pour les papayes sans traitement thermique et entre 5,75 et 12,57 % pour les papayes ayant subi le traitement thermique respectivement le jour 4 et le jour 12. La perte de masse des papayes entreposées à 15 °C, avec ou sans traitement thermique n'est pas significativement différente ($P > 0,05$).

La perte de masse est très élevée dans les papayes n'ayant pas subi de traitement thermique et entreposées à 28 °C. Mais, faible dans les papayes entreposées à 15 °C, avec ou sans traitement thermique.

La basse température (15 °C) réduit la perte de masse de la papaye au cours de l'entreposage.

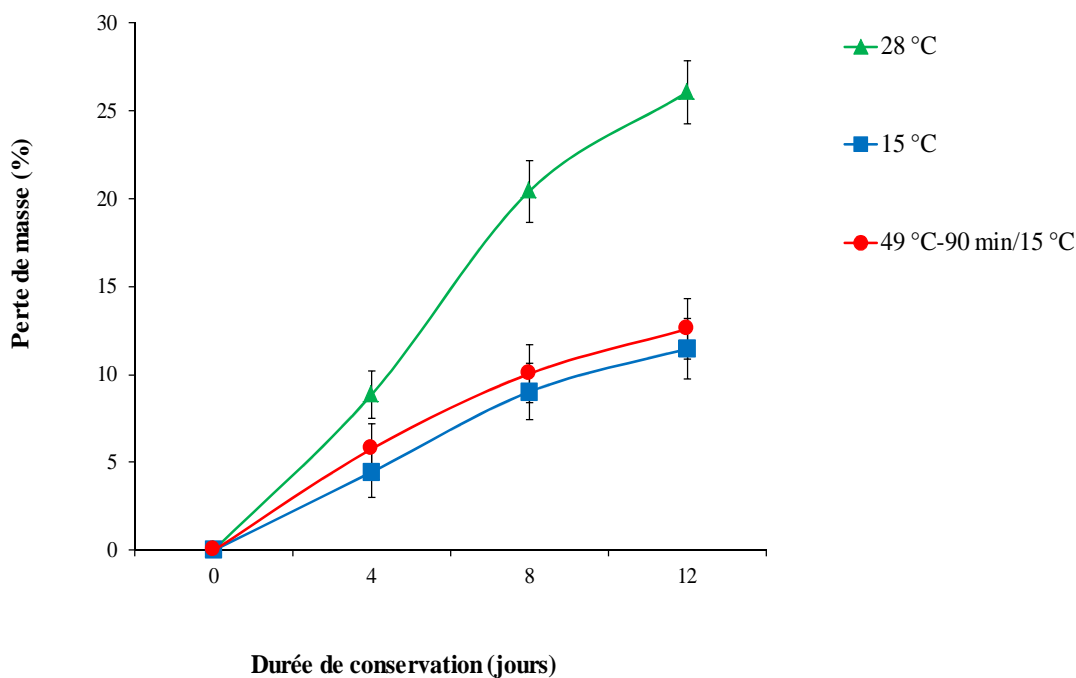


Figure 30: Effet du traitement thermique sur l'évolution de la perte de masse de la papaye solo 8. 28 °C: papaye entreposée à 28 °C, 15 °C: papaye entreposée à 15 °C et 49 °C-90 min/15°C: papaye entreposée à 15 °C après immersion dans l'eau à 49 °C.

1.3. Influence du traitement thermique sur l'évolution de la fermeté de la papaye solo 8

Les papayes perdent leur fermeté dans l'ensemble au cours de l'entreposage (**Figure 31**). Cependant, ces pertes sont minimisées pour les papayes ayant subi le traitement thermique et entreposées à 15 °C (8,64 %) soit environ 3 et 6 fois moins que les pertes enregistrées respectivement dans les fruits n'ayant pas subi de traitement thermique et entreposés à 15 et 28 °C dans lesquels, elles sont estimées respectivement à 21,78 et 53,03 %.

La perte de fermeté est très minimale (8,64 %) dans les papayes entreposées à 15 °C avec le traitement thermique. Cependant, elle est 3 et 6 fois plus élevée dans les papayes entreposées respectivement à 15 et 28 °C sans traitement préalable.

L'entreposage à 15 °C après le traitement thermique (49 °C - 90 min) réduit fortement la perte de fermeté de la papaye.

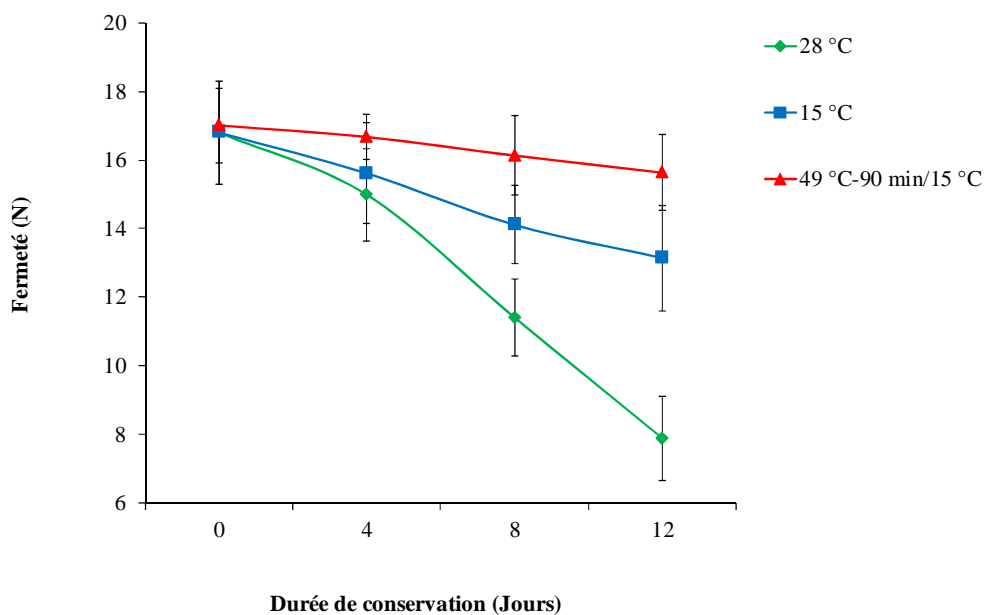


Figure 31: Effet du traitement thermique sur la fermeté de la papaye solo 8. 28 °C: papaye entreposée à 28 °C, 15 °C: papaye entreposée à 15°C et 49°C-90 min/15 °C: papaye entreposée à 15 °C après immersion dans l'eau à 49 °C pendant 90 min.

1.4. Influence du traitement thermique sur l'évolution du pH et de l'acidité titrable de la papaye solo 8

Le pH croît dans l'ensemble, à l'inverse, l'acidité titrable décroît dans les fruits au cours de l'entreposage (**Tableau XLIII**). L'évolution du pH et de l'acidité titrable des fruits ayant subi le traitement thermique est similaire à celle des fruits n'ayant pas subi le traitement thermique. Il n'y a pas de différence significative ($P > 0,05$) entre les différentes valeurs du pH des fruits n'ayant pas subi le traitement thermique et ceux ayant subi le traitement thermique. De même, il n'y a pas de différence significative ($P > 0,05$) entre les différentes valeurs de l'acidité titrable.

Le pH croît, pendant que l'acidité titrable décroît lors de la conservation des papayes quelle que soit la température d'entreposage.

Tableau XLIII: Effet du traitement thermique sur l'évolution du pH et de l'acidité titrable de la papaye cueillie au stade vert mature puis entreposée à 15 °C pendant 12 jours. 28 °C: papaye entreposée à 28 °C, 15 °C: papaye entreposée à 15 °C et 49 °C - 90 min/15 °C: papaye entreposée à 15 °C après immersion dans l'eau à 49 °C pendant 90 min.

Jours	pH			Acidité titrable (%)		
	28 °C	15 °C	49 °C - 90 min/15 °C	28 °C	15 °C	49 °C - 90 min/15 °C
0	5,60 ± 0,00 ^E	5,60 ± 0,00 ^E	5,40 ± 0,048 ^E	0,018 ± 0,002 ^E	0,018 ± 0,002 ^E	0,017 ± 0,002 ^E
4	5,65 ± 0,05 ^F	5,73 ± 0,05 ^F	5,42 ± 0,051 ^F	0,017 ± 0,004 ^F	0,017 ± 0,002 ^F	0,015 ± 0,004 ^F
8	5,71 ± 0,05 ^G	5,81 ± 0,03 ^G	5,74 ± 0,055 ^G	0,016 ± 0,003 ^I	0,016 ± 0,000 ^I	0,015 ± 0,003 ^I
12	5,81 ± 0,07 ^H	5,82 ± 0,00 ^H	5,62 ± 0,066 ^H	0,015 ± 0,002 ^J	0,010 ± 0,000 ^J	0,011 ± 0,001 ^J

Les valeurs suivies par une même lettre dans une même colonne et sur une même ligne ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % selon le test de Duncan.

1.5. Influence du traitement thermique sur l'extrait sec soluble, la teneur en sucres reducteurs et en sucres totaux de la papaye.

L'extrait sec soluble, la teneur en sucres reducteurs et en sucres totaux croissent dans l'ensemble lors de la conservation de la papaye (**Tableau XLIV**). Toutefois, après le jour 4, la teneur en sucres totaux décroît jusqu'au jour 12. Par ailleurs, les teneurs en sucres sont plus élevés dans les papayes n'ayant pas subi le traitement thermique et entreposées à 15 et 28 °C, que dans les papayes ayant subi le traitement thermique avant d'être entreposées à 15 °C. Les valeurs de l'extrait sec soluble (exprimées en °Brix) des papayes varient respectivement le jour 0 et le jour 12 de 8,13 à 9,93, de 8,13 à 9,63 et de 8,12 à 9,14 aux températures respectives de 28, 15 et 15 °C avec traitement thermique. Celles des sucres réducteurs varient également le jour 0 au jour 12 de 2,34 à 2,87, de 2,29 à 2,64 et de 2,31 à 2,49 g/100g aux températures respectives de 28, 15 et 15 °C avec traitement thermique. Par contre, la teneur en sucres totaux augmente du jour 0 au jour 4 avant de décroître les jours suivants. Les valeurs varient respectivement le jour 0 et le jour 4 de 3,41 à 7,21, de 3,41 à 4,45 et de 3,41 à 3,97 g/100g aux températures respectives de 28, 15 et 15 °C avec traitement thermique. Ces valeurs décroissent respectivement le jour 4 au jour 12 de 7,21 à 4,98, de 4,45 à 3,82 et de 3,97 à 3,72 g/100g aux températures respectives de 28, 15 et 15 °C avec traitement thermique.

L'analyse statistique a montré que les teneurs en sucres (l'extrait sec soluble, le taux de sucres reducteurs et le taux de sucres totaux) des papayes entreposées directement à 15 et 28 °C et celles entreposées à 15 °C après le traitement thermique sont significativement différentes ($p < 0,05$) les unes des autres.

Les teneurs en sucres (l'extrait sec soluble, le taux de sucres reducteurs et le taux de sucres totaux) augmentent dans l'ensemble. Toutefois, après une croissance jusqu'au jour 4, le taux des sucres totaux décroît à partir de ce jour jusqu'au jour 12. Par ailleurs, les teneurs en sucres sont moins élevées dans les papayes ayant subi le traitement thermique.

Le traitement thermique retarde la synthèse des sucres dans la papaye.

Tableau XLIV: Effet du traitement thermique sur la teneur en sucres de la papaye cueillie au stade vert mature. 28 °C: papaye entreposée à 28 °C, 15 °C : papaye entreposée à 15 °C et 49 °C - 90 min/15 °C : papaye entreposée à 15 °C après immersion dans l'eau à 49 °C pendant 90 min.

Jours	Extrait sec soluble (°Brix)			Sucres réducteurs (g/100g)			Sucres totaux (g/100g)		
	28 °C	15 °C	49 °C - 90 min/15 °C	28 °C	15 °C	49 °C-90 min/15 °C	28 °C	15 °C	49 °C - 90 min/15 °C
0	8,13 ± 0,208 ^A	8,13 ± 0,500 ^A	8,12 ± 0,300 ^A	2,34 ± 0,142 ^E	2,29 ± 1,249 ^E	2,31 ± 1,249 ^E	3,41 ± 0,930 ^E	3,41 ± 0,930 ^E	3,41 ± 0,430 ^E
4	8,83 ± 0,208 ^K	8,50 ± 0,208 ^J	8,21 ± 0,104 ^B	2,57 ± 0,504 ^G	2,43 ± 1,017 ^G	2,33 ± 1,017 ^F	7,21 ± 3,196 ^G	4,45 ± 1,170 ^H	3,97 ± 0,396 ^F
8	9,45 ± 0,135 ^M	9,17 ± 0,153 ^L	8,64 ± 0,132 ^O	2,79 ± 1,249 ^H	2,59 ± 0,160 ^J	2,44 ± 0,160 ^I	5,68 ± 0,680 ^H	4,31 ± 0,996 ^I	3,85 ± 1,090 ^J
12	9,93 ± 0,115 ^N	9,63 ± 0,153 ^L	9,14 ± 0,161 ^P	2,87 ± 0,647 ^K	2,64 ± 0,017 ^M	2,49 ± 0,017 ^N	4,98 ± 0,935 ^K	3,82 ± 0,405 ^L	3,72 ± 0,215 ^M

Les valeurs suivies par une même lettre dans une même colonne et sur une même ligne ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % selon le test de Duncan.

1.6. Influence du traitement thermique sur la teneur en acide ascorbique (vitamine C) de la papaye solo 8

La teneur en acide ascorbique baisse en général rapidement dans les papayes entreposées à 28 °C sans traitement et celles entreposées à 15 °C avec immersion dans l'eau à 49 °C pendant 90 min (**Figure 32**). Elle varie de 39,68 mg/100 g le jour 0 à 7,57 mg/100 g le jour 12 et de 37,12 mg/100g le jour 0 à 9,79 mg/100g le jour 12, respectivement, dans les papayes au stade vert mature entreposées à 28 °C et 15 °C avec immersion dans l'eau à 49 °C pendant 90 min. Cependant, chez la papaye n'ayant pas subi le traitement thermique et entreposée à 15 °C, la teneur en acide ascorbique augmente les quatre premiers jours puis décroît par la suite. Elle croît de 39,68 mg/100g le jour 0 à 64,68 mg/100g le jour 4, puis baisse progressivement pour atteindre 10,38 mg/100g le jour 12. Par ailleurs, l'analyse statistique a montré que la teneur en acide ascorbique après 12 jours de conservation des papayes des trois traitements n'est pas significativement différent ($P > 0,05$).

La teneur en acide ascorbique des papayes entreposées à 15 °C augmente les quatre premiers jours avant de décroître. Cependant, elle baisse de façon drastique lorsque les papayes sont entreposées à 28 °C et à 15 °C après immersion dans l'eau à 49 °C pendant 90 min.

La teneur en acide ascorbique se conserve mieux lorsque la papaye est entreposée à 15 °C sans traitement thermique préalable.

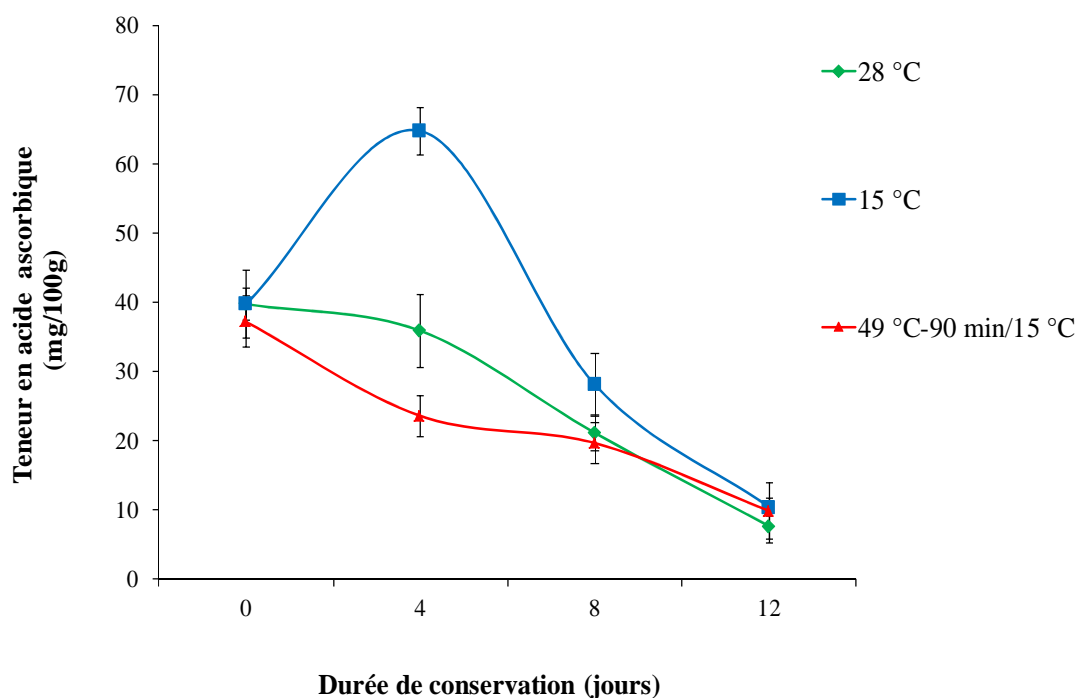


Figure 32: Effet du traitement thermique sur la teneur en acide ascorbique de la papaye solo 8. 28 °C: papaye entreposée à 28 °C, 15 °C: papaye entreposée à 15 °C, 49 °C-90 min/15 °C: papaye entreposée à 15 °C après immersion dans l'eau à 49 °C.

1.7. Influence du traitement thermique sur la qualité organoleptique de la papaye

Les caractéristiques organoleptiques des papayes entreposées à 15 °C après ou sans traitement thermique ont une évolution lente (**Figure 33**). Il s'agit de la couleur de la peau et de la pulpe, le taux de sucre et la perte de fermeté. L'apparence et l'appréciation globale du fruit sont améliorées par le traitement thermique. Le traitement thermique suivi de l'entreposage à 15 °C, réduit considérablement la perte de fermeté qui est estimée à 30 % pendant la durée de conservation. Cependant, chez les papayes n'ayant pas subi le traitement thermique et entreposées à 28 °C, les qualités organoleptiques se déprécient considérablement au cours de l'entreposage de la papaye, la couleur de la peau du fruit passe rapidement du vert mature le jour 0 à entièrement jaune le jour 12. Les papayes deviennent totalement molles avec une perte de fermeté estimée à 70 %. La couleur de la pulpe passe rapidement du rouge au rouge foncé le jour 12.

L'entreposage des papayes à 15 °C, après traitement thermique, améliore les qualités organoleptiques des fruits. Cependant, celles-ci se déprécient considérablement au cours de l'entreposage à 28 °C.

Le traitement thermique (immersion dans l'eau à 49 °C pendant 90 min) suivi de l'entreposage à 15 °C améliore les qualités organoleptiques de la papaye.

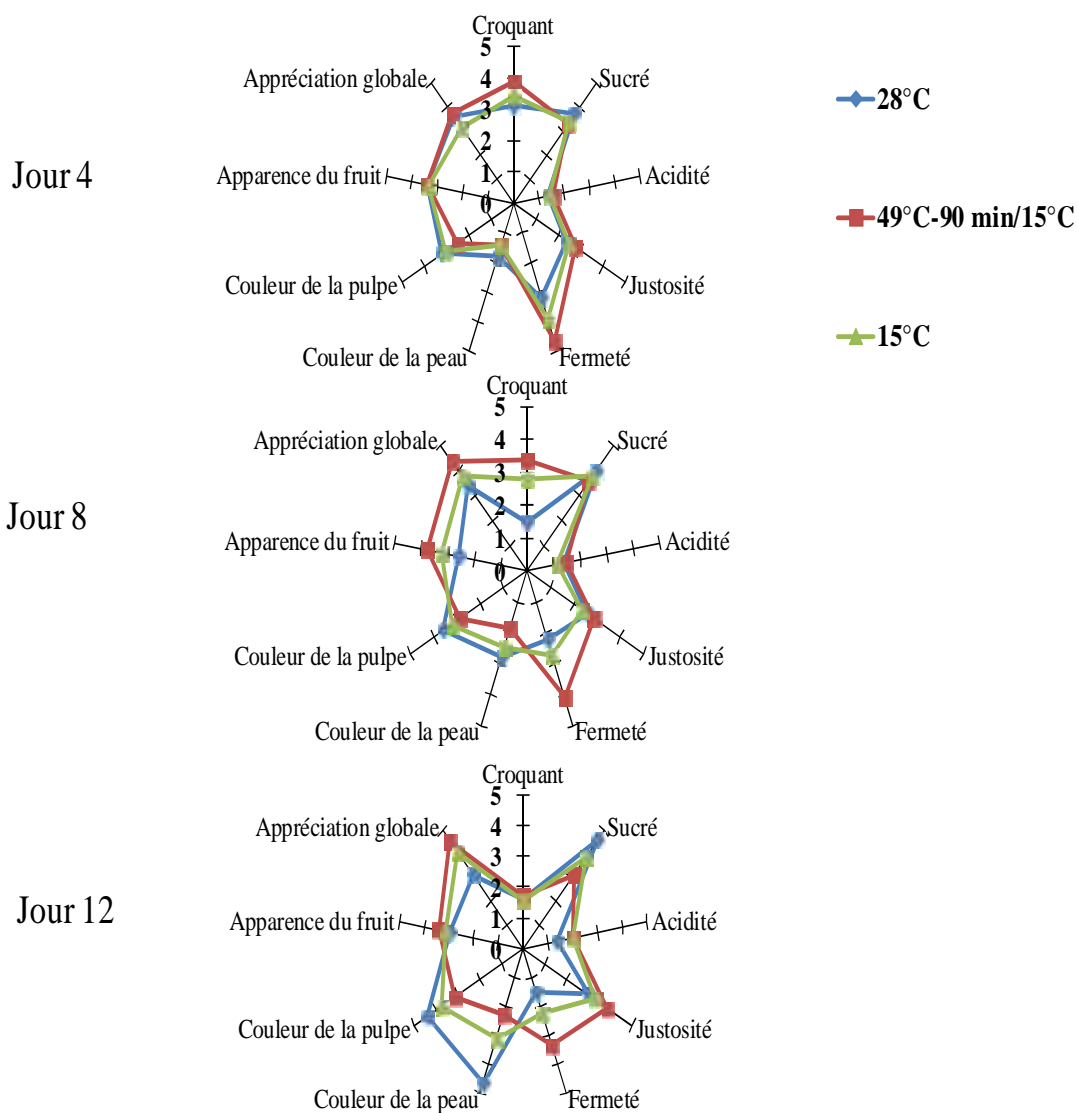


Figure 33: Effet du traitement thermique sur l'évolution de quelques paramètres organoleptiques de la papaye.

2. Discussion

Les fruits ne sont pas infectés durant le temps de conservation sauf ceux entreposés directement à 28 °C, où le taux d'infection est très élevé. Ce résultat montre que l'entreposage à 15 °C sans ou après immersion de la papaye dans l'eau à 49 °C pendant 90 min, inhibe totalement les infections. Ces résultats sont en accord avec ceux de Baiyewu *et al.* (2005) et Djioua (2010). Ces auteurs ont montré que l'emploi du traitement thermique ou l'entreposage à basse température inhibe la croissance des microorganismes susceptibles d'infecter les fruits au cours de la conservation.

La perte de masse est très élevée dans les papayes n'ayant pas subi de traitement thermique et entreposées à 28 °C. Mais, faible dans les papayes entreposées à 15 °C, avec ou sans traitement thermique. Il est prouvé que la perte de masse est le résultat de la respiration des fruits. Elle augmente avec la température, ce qui augmente la transpiration d'où la perte de masse élevée des papayes entreposées à haute température (Tano *et al.*, 2007).

La perte de fermeté est très faible (8,64 %) dans les papayes entreposées à 15 °C après le traitement thermique. Cependant, elle est 3 et 6 fois plus élevée dans les papayes entreposées respectivement à 15 et 28 °C sans traitement préalable. Ces résultats montrent que le traitement thermique réduit considérablement la perte de la fermeté de la papaye. Un traitement similaire (immersion dans l'eau à 49 °C pendant 75-120 min) réduit l'activité des enzymes pectolytiques responsables du ramollissement des fruits tels que la mangue et la papaye (Bacay-Roldan & Serrano, 2005; Benitez *et al.*, 2006; Djioua *et al.*, 2010). Par ailleurs, l'application du traitement thermique a permis d'inhiber la synthèse de l'éthylène chez la pomme et la tomate (Biggs *et al.*, 1988 ; Klein, 1989), réduire l'intensité respiratoire de la pomme (Klein & Lurie, 1990), maintenir la qualité organoleptique de la fraise (Garcia *et al.*, 1995), prolonger la durée de vie de l'avocat (Bard & Kaiser, 1996), ralentir le mûrissement de la tomate (Lurie & Sabehat, 1997), diminuer la production de l'éthylène et de l'intensité respiratoire du Kaki (Luo, 2006). Il est admis que la respiration et la synthèse de l'éthylène favorisent les réactions métaboliques telles que les réactions de dégradation des polysaccharides de la paroi cellulaire des fruits par les enzymes pectolytiques (Fisher & Bennett, 1991; Fils-Lycaon & Buret, 1991; Ketsa & Daengkanit, 1999). Par conséquent, si le traitement thermique inhibe la synthèse éthylénique, réduit l'activité respiratoire des fruits, il est évident que ce traitement inhibe également la dégradation enzymatique de la paroi cellulaire et par ricochet la perte de fermeté du fruit. Ce qui explique une perte minimale (8,64 %) de la fermeté de la papaye ayant subi le traitement thermique.

Le pH croît, pendant que l'acidité titrable décroît lors de la conservation des papayes quelle que soit la température d'entreposage. Toutefois, il n'y a pas de différence significative entre les différentes valeurs du pH, de même que, les valeurs de l'acidité titrable des fruits ayant subi le traitement thermique et ceux n'ayant pas subi de traitement thermique. Le traitement thermique n'influence donc pas le pH et l'acidité du fruit. Ces résultats sont identiques aux résultats obtenus dans le chapitre I, ce qui confirme que la chaleur n'influence pas le pH et l'acidité du fruit, car au cours des travaux du chapitre I, les fruits n'avaient pas subi de traitement thermique. De même, le traitement thermique de la mangue (immersion dans l'eau à 50 °C pendant 75 min) n'a pas affecté le pH et l'acidité du fruit (Djioua *et al.*, 2009).

Les teneurs en sucres (l'extrait sec soluble, le taux de sucres reducteurs et le taux de sucres totaux) augmentent dans l'ensemble. Cependant, elles sont moins élevées dans les papayes ayant subi le traitement thermique. Ce traitement thermique, a donc eu un effet dénaturant sur les enzymes responsables de la synthèse de ces composés. Leur synthèse est par conséquent retardé, ce qui explique leur taux bas dans les fruits ayant subi le traitement thermique. Ces résultats sont confirmés par les travaux de Schirra *et al.* (2000); Bacay-Roldan & Serrano (2005). Ils ont montré que l'immersion de la papaye dans l'eau à 49 °C pendant 120 min réduit l'activité xylanasiqne et polygalacturonasiqne en inhibant la synthèse de ces enzymes. Par ailleurs, lors de la dégradation de la paroi cellulaire des fruits par les enzymes hydrolytiques, il y a libération des sucres simples. La synthèse des enzymes responsables de la dégradation des polysaccharides de la paroi cellulaire du fruit étant inhibée par la chaleur, il y a par conséquent, ralentissement de leur activité, d'où le taux bas de sucre dans les papayes ayant subi le traitement thermique. Quant aux taux de sucres totaux, il augmente pendant les quatre premiers jours, puis, diminue en perdant environ 20 % de sa valeur du jour 4, au cours du mûrissement du fruit. Cette baisse de la quantité des sucres totaux est due à la consommation accrue du saccharose pendant la respiration climatérique (Gomez *et al.* 2002).

La teneur en acide ascorbique des papayes entreposées à 15 °C augmente les quatre premiers jours avant de décroître. Cependant, elle baisse de façon drastique lorsque les papayes sont entreposées à 28 ou 15 °C après immersion dans l'eau à 49 °C pendant 90 min. Ces résultats sont en accord avec les travaux de Walker & McKersie (1993). Ils ont montré que la teneur en vitamine C de la tomate augmentait lorsque celle-ci est exposée à une faible température. De même, les fruits à maturité avancée voient leur teneur en vitamine C diminuer (Yahia *et al.*, 2001), ce qui explique la chute de la teneur en vitamine C après quatre

jours d'entreposage à 15 °C. A l'opposé, les hautes températures entraînent une dégradation des teneurs en vitamine C dans les fruits, car ce composé est thermolabile (Lester, 2004, Richardson *et al.*, 2004, Gautier *et al.*, 2008). Cette dégradation serait liée à une oxydation de la vitamine C (Torres *et al.*, 2006), ce qui explique la perte drastique de la teneur en vitamine C dans les papayes entreposées à 28 et 15 °C après immersion dans l'eau à 49 °C pendant 90 min.

L'entreposage des papayes à 15 °C, après le traitement thermique, améliore les qualités organoleptiques des fruits telles que la fermeté, la couleur de la pulpe et de la peau du fruit. De plus, ils éliminent les infections et minimisent la perte de masse. L'apparence et l'appréciation globale du fruit sont également améliorées par ces traitements. Cependant, ces qualités organoleptiques se déprécient considérablement au cours de l'entreposage à 28 °C des fruits. Ce résultat suggère que la haute température favorise donc les réactions enzymatiques, la perte de fermeté, la multiplication des agents pathogènes (fongiques et bactériens), la perte de masse etc. Par conséquent, elle entraîne le ramollissement et le mûrissement rapide des fruits, aboutissant rapidement à la sénescence de ceux-ci, d'où la dépréciation de leur qualité dans le temps (Djioua, 2010). De ce fait, les traitements thermiques sont utilisés ces dernières années en post récolte, non seulement pour lutter contre les insectes et autres agents pathogènes (fongiques et bactériens), mais, également pour inhiber l'activité enzymatique post récolte afin de retarder le ramollissement et le mûrissement du fruit. Ils sont aujourd'hui obligatoires lors de l'exportation de certains fruits vers certains pays. Ces traitements sont appelés traitements de quarantaine (Klein & Lurie, 1992). Ils visent à assurer aux fruits la qualité marchande optimale (Djioua, 2010). En outre, la haute température améliore le goût sucré du fruit. Il serait le résultat de la dégradation de la paroi cellulaire des fruits libérant les sucres simples tels que le galactose et le mannose.

3. Conclusion partielle

Le traitement thermique par immersion des papayes dans l'eau à 49 °C pendant 90 min couplé à l'entreposage à 15 °C a permis de réduire fortement la perte de fermeté, soit 6 et 3 fois la perte de fermeté de la papaye lorsqu'elle est entreposée respectivement à la température ambiante (28 °C) et à 15 °C sans traitement thermique. Ce traitement a aussi permis d'améliorer fortement la qualité organoleptique des fruits à savoir, la couleur de la peau et de la pulpe et l'apparence globale. Cependant, le niveau de sucre est bas dans les fruits ayant subi ce traitement par rapport aux fruits entreposés à la température ambiante (28 °C) et

à 15 °C sans traitement thermique. Toutefois, il a permis de prolonger la durée de vie des fruits jusqu'à vingt (20) jours, ce qui leur permet d'atteindre le niveau de sucre normal. Ce traitement peut donc être proposé comme une méthode alternative et efficace pour mieux conserver les papayes cueillies au stade vert mature. De ce fait, ce traitement pourrait être appliqué industriellement et contribuer ainsi à la commercialisation des papayes sur le marché local et international.

Conclusion générale et Perspectives

Les objectifs spécifiques de ce travail étaient d'abord d'évaluer l'effet du stade de maturité sur la qualité de la papaye. Ceci permettra aux paysans de récolter leur fruit à la maturité optimale afin de prolonger la durée de conservation, préserver la qualité et augmenter la valeur marchande du fruit. Ensuite, déterminer la température optimale d'entreposage des fruits après la récolte. Déterminer également la ou les zone(s) de localisation des principales enzymes de dégradation de la paroi cellulaire et de mûrissement post récolte de la papaye en mesurant l'activité de ces enzymes dans le péricarpe et dans l'endocarpe des fruits. Puis, suivre la cinétique d'inactivation de ces enzymes. Enfin, mesurer l'effet d'un traitement thermique sur la qualité du produit final. Au terme de ce travail, les résultats indiquent que l'entreposage des papayes à 15 °C, réduit la perte des fruits par infection, la perte de qualité liée à la perte de masse, la perte de la vitamine C et la perte de la fermeté. A l'opposé, l'entreposage des papayes aux hautes températures (22 et 28 °C), favorise la perte des qualités sus-citées. Il en résulte que les papayes cueillies au stade vert mature et entreposées à 15 °C, présentent les meilleures caractéristiques organoleptiques et ont une durée de vie plus longue que celles cueillies à ce même stade de maturité et entreposées à 22 et 28 °C, puis celles cueillies aux stades vert immature et avancé entreposées à 15, 22 et 28 °C. Il est toutefois admis que, le stade de maturité et la température d'entreposage ne sont pas les seuls paramètres pouvant influencer la qualité des fruits. Elle peut être aussi influencée par le ramollissement du fruit qui est favorisé par l'activité de certaines enzymes. Par conséquent, il est nécessaire de connaître la zone de localisation de ces enzymes et de quantifier leur activité. Les activités enzymatiques sont élevées dans les papayes des stades vert mature et avancé quelle que soit la température d'entreposage. Toutefois, ces activités sont plus élevées, soit 2 fois plus élevées dans le péricarpe que dans l'endocarpe de la papaye. Cela démontre que les papayes mûrissent de l'endocarpe vers le péricarpe. Leur activité élevée dans le péricarpe, confirme leur forte implication dans le processus de maturation et de mûrissement du fruit. Une exposition des fruits à la chaleur avant de les entreposer à basse température (15 °C) pourrait réduire partiellement l'activité de ces enzymes et donc retarder le ramollissement et le mûrissement des fruits. Une exposition de l'extrait brut enzymatique du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8 à montré que les activités enzymatiques sont faiblement dénaturées à 40 et 45 °C. A 50 °C pendant 90 min et à 55 °C pendant 60 min, environ 50 % des activités sont détruites. Au-delà de ces températures, elles décroissent de façon drastique. De plus, les valeurs des paramètres thermodynamiques (enthalpies ($H^\#$), entropies ($S^\#$) et énergies libres ($G^\#$) obtenues au

cours de l'inactivation thermique de ces enzymes démontrent qu'elles ont subi une dénaturation prononcée entre 50 et 65 °C. Cependant, les activités -mannosidasique et -galactosidasique sont thermostables, elles conservent environ 60 % de leurs activités hydrolytiques à 50 °C pendant 120 min. L'un des objectifs de cette étude est de suivre la cinétique d'inactivation thermique des différentes enzymes en vue de déterminer une température pouvant inhiber partiellement leur activité hydrolytique. Les résultats de cette étude montrent que l'immersion des papayes dans un bain d'eau à 49°C pendant 90 min couplé à l'entreposage à 15 °C, peut être le traitement adapté pour retarder le ramollissement, le mûrissement et préserver la qualité de la papaye solo 8. Pour vérifier la fiabilité de cette méthode, les fruits ont été immergés dans un bain d'eau chaude à 49 °C pendant 90 min, puis entreposés à 15 °C. Des critères qualitatifs objectifs: perte de masse, fermeté, infection, couleur, acidité, pH, teneurs en sucres totaux et réducteurs, vitamine C et un test organoleptique ont permis d'apprécier la qualité du fruit. Ce traitement a permis de réduire fortement la perte de fermeté, soit 6 et 3 fois la perte de fermeté de la papaye lorsqu'elle est entreposée respectivement à la température ambiante (28 °C) et à 15 °C sans traitement thermique. Ce traitement a aussi permis d'améliorer fortement la qualité organoleptique des fruits à savoir, la couleur de la peau et de la pulpe et l'apparence globale. Cependant, la teneur en sucre est bas dans les fruits ayant subi ce traitement par rapport aux fruits entreposés à la température ambiante (28 °C) et à 15 °C sans traitement thermique. Toutefois, il a permis de prolonger la durée de vie des fruits jusqu'à vingt (20) jours, ce qui leur permet d'atteindre le niveau de sucre normal. Ce traitement peut donc être proposé comme une méthode alternative et efficace pour mieux conserver les papayes cueillies au stade vert mature. De ce fait, ce traitement pourrait être appliqué industriellement et contribuer ainsi à la commercialisation des papayes sur le marché local et international.

Plusieurs perspectives peuvent être envisagées pour la suite de ce travail:

- La Purification et la caractérisation des enzymes responsables du ramollissement de la papaye afin de connaître exactement leur température et leur temps de dénaturation dans le but de minimiser la température d'exposition des fruits donc préserver les éléments nutritionnels thermolabiles et réduire le coût énergétique en entreprise.
- Envisager, l'association de ce traitement avec d'autres méthodes de conservation sous atmosphère modifiée afin, non seulement de prolonger la durée de vie des fruits, mais de réduire le temps d'exposition de ceux-ci à la chaleur, aboutissant également à la réduction du coût énergétique en entreprise.

Références bibliographiques

- Abeles F.B, Morgan P.w & Saltveit ME Jr. (1992). Ethylene in plant biology. San Diego: Academic. 2nd ed pp.414.
- Abeles B.F. (1973). Ethylene in plant Biology. Academic press, New York, NY. PP. 302.
- Abu-Sarra A. F. & Abu-Goukh A. A. (1992). Changes in pectinesterase, polygalacturonase and cellulase activity during mango fruit ripening. *Journal of Horticultural Science* **67**: 561 - 568.
- Adams-Phillips L., Barry C., Kannan P., Leclercq J., Bouzayen M. & Giovannoni J. (2004). Evidence that CTR1-mediated ethylene signal transduction in tomato is encoded by a multigene family whose members display distinct regulatory features. *Plant Molecular Biology* **54**: 387 - 404.
- Ahmed A. E. R. & Labavitch J. M. (1980). Cell wall metabolism in ripening fruit. II. Changes in carbohydrate-degrading enzymes in ripening 'Bartlett' pears. *Plant Physiology* **65**: 1014 - 1016.
- Aina J. O. & Oladunjoye O. O. (1993). Respiration, pectolytic activity and textural changes in ripening African mango (*Irvingia gabonensis*) fruits. *Journal of the Science of Food and Agriculture* **63**: 451 – 454.
- Akamine E. K & Moy J. H. (1983). Delay in post-harvest ripening and senescence of fruits, in preservation of food by ionizing radiation (3) edited by ES Josephson and M.S Peterson (CRC press, Boca Raton, FL) 129 - 158.
- Alba R., Cordonnier-Pratt M. M. & Pratt L. H. (2000). Fruit localized Phytochromes regulate lycopene accumulation independently of ethylene production in tomato. *Plant Physiology* **123**: 363 - 70.
- Alexander L. & Grierson D. (2002). Ethylene biosynthesis and action in tomato: a model for climacteric fruit ripening. *Journal of Experimental Botany* **53**: 2039 - 2055.
- Ali Z. M, Ng A.Y, Othman R., Goh L. Y. & Lazan H. (1998). Isolation, characterisation and significance of papaya -galactosidase to cell wall modification and fruit softening during ripening. *Physiology Plantarum* **104**: 105 - 115.
- Ali Z. M, Armugam S. & Lazan H. (1995). -galactosidase and its significance in ripening mango fruit. *Phytochemistry* **38**: 1109 - 1114.
- Almela L., Fernandez-Lopez J. A. & Roca M. J. (2000). High- performance liquid chromatographic screening of chlorophyll derivatives produced during fruit storage. *Journal of Chromatogry A* **870**: 483 - 489.

- Alonso J. M., Chamarro J. & Granell A. (1995). Evidence for the involvement of ethylene in the expression of specific RNAs during maturation of the orange, a non-climacteric fruit. *Plant Molecular Biology* **29**: 385 - 390.
- Alvarez A. M., Nishijima W. T. (1987). Postharvest diseases of papaya. *Plant Disease* **71** (8): 681-686.
- Anema S. G. & McKenna A. B. (1996). Reaction kinetics of thermal denaturation of whey proteins in heated reconstituted whole milk. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* **44**: 422 - 428.
- Anthony G. E., Sekine Y., Watanabe N. & Barrett D. M. (2002). Thermal Inactivation of Pectin Methyl-esterase, Polygalacturonase and Peroxidase in Tomato Juice. *Journal of Agricultural and Food chemistry* **50**: 6153 – 6159.
- A.O.A.C 17th edn. (2000). Official method 942.15 Acidity (Titrable) of fruit Products read with A.O.A.C official method 920. 149 Preparation of test sample.
- Aradhya M. K., Manshardt R. M., Zee F. & Moden C. W. (1999). A Phylogenetic analysis of the genus carica L. (caricaceae) based on restriction fragment length variation in a cp DNA intergenic spacer region. *Genetic resources and crop evolution* **46**: 579 - 586.
- Arrhenius S. (1889). Ubre die Reaktionsgeschwindigkeit bei der Inversion von Rohrzucker durch Sauren. *Zeitschrift fur Physik Chemie* **4**: 226 - 48.
- Arumuganathan K. & Earle E. D. (1991). Nuclear DNA content of some important plant Species. *Plant Molecular Biology Reporter* **9**: 208 - 218.
- Ashraf M., Khan N., Ahmed M. & Elahi M. (1981). Studies on the pectinesterase activity and some chemical constituents of some Pakistani mango varieties during storage-ripening. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* **29**: 526 – 528.
- Ayub R. M, Guis M., Ben-Amor M., Gillot L., Roustan J.P., Latché A., Bouzayen M. & Pech J.P. (1996). Expression of ACC oxidase antisense gene inhibits ripening of cantaloupe melon fruits. *Nature Biotechnology* **14**: 862 - 866.
- Babalola O. O., Tugbobo O . S. & Daramola A. S. (2010). Effect of Processing on the Vitamin C Content of Seven Nigeria Green Leafy Vegetables. *Advance Journal of Food Science and Technology* **2**(6): 303 - 305.
- Bacay-Roldan M. & Serrano E.P. (2005). Etiology and bases of tissue hardening in heat-treated papaya (*Carica papaya* L.) fruits. *Philippin Agriculturist* **88**: 157–166.

- Bacic A., Harris P.H. & Stone B.A. (1988). Structure and function of plant cell walls. In PK Stumpf, EE Conn, eds, *The Biochemistry of Plants, Carbohydrates*, Vol 14. Academic Press, New York, pp 297 – 371.
- Badillo V. M. (2002). *Carica L. Vs. Vasconcella st.hil. (Caricaceae) con la Rehabilitacion de este ultimo. Ernstia* **10**: 74 - 79.
- Baiyewu R. A. & Amusa N. A. (2005). The Effect of Temperature and Relative Humidity on Pawpaw Fruit Rot in South-Western Nigeria. *World Journal of Agricultural Sciences*: 27-51. **1** (1): 80 - 83.
- Baldwin R. L., McLeod K. R., Elsasser T. H., Kahl S., Rumsey T. S. & Streeter M. N. (2000). Influence of chlortetracycline and dietary protein level on visceral organ mass of growing beef steers. *Journal of Animal Science* **78**: 3169 – 3176.
- Baldwin E. A., Nisperos-Carriedo M.O., Moshonas M.G. (1991). Quantitative analysis of flavor and other volatiles and for certain constituents of two tomato cultivars during ripening. *Journal of the American Society for the Horticultural Science* **116**: 265-269.
- Bard Z.J. & Kaiser C. (1996). Postharvest vapour heat shock treatments of Fuerte avocado fruit. *South African Avocado Growers' Association Yearbook* **19**: 116-118.
- Barrett N. E., Gryison A. S. & Lewis M. J. (1999). Contribution of the lactoperoxidase system to the keeping quality of pasteurized milk. *Journal of Dairy Research* **66**: 73 – 80.
- Benitez M.M., Acedo A.L., Jitareerat P., Kanlavanarat S. (2006). Mango fruit softening response to postharvest heat treatment. *Acta Horticulturae* **712**: 811–816.
- Bennett M. D. & Leitch I. J. (2005). Nuclear DNA amounts in angiosperms: Progress, problems and prospects. *Annals of Botany* **95**: 45–90
- Bernfeld P. (1955). Amylase and (Assay method), in *methods in enzymology I*, Colowick and Kaplan, Ed., Academic press, New York, pp. 149 - 154.
- Biggs M.S., Woodson W.R., Handa A.K. (1988). Biochemical basis of high temperature inhibition of ethylene biosynthesis in ripening tomato fruit. *Physiology Plant* **72**: 572-578.
- Bleecker A. B & Kende H. (2000). Ethylene: a gaseous signal molecule in plants. *Annual Review of Cell and Developmental Biology* **16**: 1 - 18.
- Boullard B. (2001). *Carica papaya L. In: Dictionnaire plantes médicinales du monde, réalités et croyance*. St Just-la-Pendue : édition Estem, P.106.

- Bouvier F., Backhaus R. A. & Camara B. (1998). Induction and control of Chromoplast specific carotenoid genes by oxidative stress. *Journal of Biological Chemistry* **273**: 306 - 519.
- Brady C. J. (1987). Fruit ripening. *Annual Review of Plant Physiology* **38**: 155 – 178.
- Brady C. J. (1976). The pectinesterase of pulp of banana fruit. *Australian Journal of Plant Physiology* **3**: 163-172.
- Bron I. U. & Jacomino A. P. (2009). Ethylene action blockade and cold storage affect Ripening of ‘Golden’ papaya fruit. *Acta Physiology Plant* **31**: 1165 – 1173.
- Bron I. U & Jacomino A. P. (2006). Ripening and quality of ‘Golden’ papaya fruit harvested at different maturity stage. *Brazilien Journal and Plant Physiology* **18**: 389 - 396.
- Brudieux V. (2007). Extraction, modification enzymatique et caractérisation chimique de nouvelles structures pectiques. Application de la relation structure / activité à la dermocosmétique. Thèse de Doctorat Université de Limoges p. 220.
- Brummell D. A., Dal-Cin V., Crisoto C. H., and Labavitch J. M. (2004). Cell wall metabolism during maturation, ripening and senescence of peach fruit. *Journal of Experimental Botany* **55**: 2029-2039.
- Brummell D. A. & Harpster M. H. (2001). Cell wall metabolism in fruit softening and quality and its manipulation in transgenic plants. *Plant Molecular Biology* **47**: 311 - 340.
- Brummell D. A., Catala C., Lashbrook C. C. & Bennett A. B. (1999). A membrane anchored E-type endo-1,4-beta-glucanase is localized on Golgi and plasma membranes of higher plants. *Proceedings of the National Academy of Sciences U S A* **94**: 4794 - 4799.
- Burton W. (1982). Post-harvest physiology of food crops, Longman pp. 339.
- Carpita N. C. & Gibeaut D. M. (1993). Structural models of primary cell walls in flowering plants: consistency of molecular structure with the physical properties of the walls during growth. *Plant Journal* **3**: 1 - 30.
- Chaib J. (2007). Caractérisation des déterminants génétiques et moléculaires de composantes de la texture du fruit de tomate. Thèse de l’Ecole Nationale Supérieure Agronomique de Montpellier **1**: 28 – 29.
- Chapaman C. (1987). Flexibility in diets of three species of costa rican primates. *Folia primatology* **49**: 90 - 105.
- Charles F. (2004). Emballages actifs et conservation des fruits et légumes frais et / ou faiblement transformés: Etude d’un emballage sous atmosphère modifiée assisté par un sachet absorbeur de gaz. Thèse de Doctorat, Université de Montpellier p. 165.

- Chau K.F. & Alvarez A. M. (1983). Effect of low pressure storage on *Colletotrichum gloeosporioides* and postharvest infection of papaya. *Hortscience*. **18**: 953-955.
- Chen Y. T., Chen L. F. O. et Shaw J. F. (2008). Senescence-associated genes in harvested broccoli florets. *Plant Science* **175**: 137-144.
- Chen N. M. & Paull R. E. (1986). Development and prevention of chilling injury in papaya fruit. *Journal of the American Society for Horticultural Science* **114**: 630 - 641.
- Choi C., Toivonen P., Wiersma P. A. & Kappel F. (2004). Effect of gibberellic acid during development of sweet cherry fruit: physiological and molecular changes. *Acta Horticulturae* **636**: 489 - 495.
- Christoffersen R. E., Warm E. & Laties G. G. (1982). Gene expression during fruit ripening in avocado. *Planta* **155**: 52 - 57.
- Chutintrasri B. & Noomhorm A. (2006). Thermal inactivation of polyphenoloxidase in pineapple puree. *Lebensmittel-Wissenschaft* **39**: 492 - 495.
- Conklin P.L. (2001). Recent advances in the role and biosynthesis of ascorbic acid in plants. *Plant cell and Environment* **25**: 425 - 438.
- Costa M. L., Civello P. M., Chaves A. R. & Martínez G. A. (2002). Characterization of Mg dechelataze activity obtained from *Fragaria* × *ananassa* fruit. *Plant Physiology Biology* **40**: 111 - 118.
- Creelman R. A. & Mullet J. E. (1997). Biosynthesis and action of jasmonates in plants. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* **48**: 355 - 381.
- Davidek J, Velisek J & Pokorny J (1990). Chemical Changes during Food Processing. Czechoslovakia: Czechoslovakia Medical Press 394-396.
- Dickman M. B. & Alvarez A.M. (1983). Latent Infection of papaya caused by *Colletotrichum gloeosporioides*. *Plant Diseases* **67**:748-750.
- D’Innocenzo M. & Lajolo F. M. (2001). Effect of gamma irradiation on softening changes and enzyme activities during ripening of papaya fruit. *Journal of Food Biochemistry* **25**: 425 – 438.
- Djioua T. (2010). Amélioration de la conservation des mangues 4ème gamme par application de traitements thermiques et utilisation d’une conservation sous atmosphère modifiée. Thèse de doctorat Université d’Avignon et des Pays de Vaucluse p.169.

- Djioua T., Charles F., Murillo Freire J., Filgueiras H., Freire J. M., Ducamp-Collin M. N., Sallanon H. (2010). Combined effects of postharvest heat treatment and chitosan coating on quality of fresh-cut mangoes. *International Journal of Food Science and Technology* **45**: 849-855.
- Djioua T., Charles F., Lopez-Lauri F., Filgueiras H., Freire J. M., Ducamp-Collin M. N., Sallanon H. (2009). Improving the storage of minimally processed mangoes (*Mangifera indica* L.) by hot water treatments. *Postharvest Biology and Technology* **52**: 221-226.
- Dogan M., Arslan O. & Dogan S. (2002). Substrate specificity, heat inactivation and inhibition of polyphenol oxidase from different aubergine cultivars. *International Journal of Food Science and Technology* **37**: 415 - 423.
- Dogan M., Alkan M. & Onganer Y. (2000). Adsorption of methylene blue from aqueous solution onto perlite. *Water Air Soil Pollution* **120**: 229 - 448.
- Dohou S. S. (2006). Tout sur la papaye. Notion scientifique n14 P.2.
- Dubois M., Gilles K. A., Hamilton J. K., Rebers P. A. & Smith F. (1956). Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analytical Chemistry* **28**: 350 – 356.
- Dollar A. M., Hanaoka M., McClish G. A. & Moy J. H. (1971). Semi commercial scale studies on irradiated papaya. In: Disinfestation of Fruit by Irradiation. Proc. Panel on the Use of Irradiation to Solve Quarantine Problems in the International Fruit Trade. IAEA PL422114, Vienna, pp. 137 - 156.
- Du Puy D. J. & Telford I. R. H. (1993). Caricaceae. Chapter 30. In: Flora of Australia, Volume 50, Oceanic Islands 2. Australian Government Publishing service, Canberra, Australia, pp. 163 - 164.
- Emaga H. T., Wathelet B. & Paquot M. (2008). Changements texturaux et biochimiques des fruits dubananier au cours de la maturation. Leur influence sur la préservation de la qualité du fruit et la maîtrise de la maturation. *Biotechnology, Agronomy, Society and Environment* **12**(1): 89 - 98.
- El-Zoghbi M. (1994). Biochemical changes in some tropical fruits during ripening. *Food Chemistry* **49**: 33 – 37.
- Environmental Protection Agency. Federal Register July 26 (2002). Vol. 67, n°144, pp. 48796 – 48800.

- Eurostat (2009). Importations intra et extra communautaires de l'UE-27. Supplément annuaire statistique – juillet / Aout 2009 n°169.
- Fabert C. M. (2011). Le papayer (*Carica papaya* L.) de la médecine traditionnelle à la médecine actuelle. Etudes Botanique et pharmacognosique. Thèse pour le diplôme d'Etat de Docteur en pharmacie, faculté de pharmacie, Université de Limoges, p. 129.
- Fachin D., Van Loey A., Indrawati, Ludikhuyze L. & Hendrickx M. (2002). Thermal and High-Pressure Inactivation of Tomato Polygalacturonase: A Kinetic Study. *Journal of Food Science* **67**: 1610-1615.
- Fallik E. (2008). Postharvest Treatments Affecting Sensory Quality of Fresh and Fresh-Cut Products P. 301-318. In: Postharvest Biology and Technology of Fruits, Vegetables, and Flowers. Wiley-Blackwell Publishing (1st ed.), 2121 State Avenue, Ames, Iowa 50014-8300, USA.
- Fallik E. (2004). Pre-storage hot water treatments (immersion, rinsing and brushing). *Postharvest Biology and Technology*.**32**: 125 – 134.
- Fallik E., Grinberg S., Gambourg M., Klein J. D., Lurie S. (1996). Prestorage heat treatment reduces pathogenicity of *Penicillium expansum* in apple fruit. *Plant Pathology* **45**: 92-97.
- Fallik E., Klein J. D., Grinberg S., Loumaniec E., Lurie S., Lalazar A. (1993). Effect of postharvest heat treatment of tomatoes on fruit ripening and decay caused by *Botrytis cinerea*. *Plant Disease* **77**: 985-988.
- Fan X. T., Blankenship S. M. & Mattheis J.P. (1999). 1-Methylcyclopropene inhibits apple ripening. *Journal of the American Society for Horticultural Science* **124**: 690 – 695.
- Feng X. Q., Apelbaum A., Sisler E. C. & Goren R. (2000). Control of ethylene responses in avocado fruit with 1-methylcyclopropene. *Postharvest Biology and Technology* **20**: 143 – 150
- Fils-Lycaon B. & Buret. (1991). Changes in glycosidase activity during development and ripening of melon. *Postharvest Biology and Technology* **1**: 143 - 151.
- Fisher R. & Bennett A. (1991). Role of cell wall hydrolases in fruit ripening. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* **42**: 675 - 703.
- Fitch M. M. M. (2005). *Carica papaya*. Chapter 6.1. In: RE Litz, ed. Biotechnology of fruit and Nut crops. CABI Publishing, PP 174 - 207.

- Flores F., El Yahyaoui F., De Billerbeck G., Romojaro F., Latché A., Bouzayen M., Pech J. C & Ambid C. (2002). Role of ethylene in the biosynthetic pathway of aliphatic ester aroma volatiles in Charentais Cantaloupe melons. *Journal of Experimental Botany* **53**: 201 - 206.
- Fonty G., Forano E., Gaudet G., Komisarczuk S. et Gouet P. (1988). Données nouvelles sur les bactéries cellulolytiques. *Reproduction Nutrition Development* **28** :19 - 32.
- Galani D. & Owusu A. R. K. (1997). The comparative heat stability of bovine β -lactoglobulin in buffer and complex media. *Journal of the Science of Food and Agriculture* **74**: 89 - 98.
- Garcia J.M., Aguilera C., Albi M.A. (1995). Postharvest heat treatment in Spanish strawberry (*Fragaria×ananassa* cv. Tulda). *Journal of Agricultural Food Chemistry* **43**:1489–1492.
- Garrett A. (1995). The pollinisation biology of papaw (*Carica papaya* L.) in central Queensland. PHD Thesis, central Queensland University Rockhampton Australia 125 p.
- Gautier H., Diakou-Verdin V., Bénard C., Reich M., Buret M., Bourgaud F., Poëssel J. L., Caris-Veyrat C., Génard M. (2008). How does tomato quality (sugar, acid, and nutritional quality) vary with ripening stage, temperature, and irradiance? *Journal of Agricultural and Food Chemistry* **56**: 1241-1250.
- Gerasopoulos D. & Richardson D. G. (1996). Effects of exogenous propylene and fruit calcium on ripening of non-chilled and chilled Anjou pears. *Postharvest Biology and Technology* **8**: 111 - 120.
- Golding J. B., Shearer D., Wyllie S. G. & Mc Glasson W. B. (1998). Application of 1-MCP and propylene to identify ethylene-dependent ripening processes in mature banana fruit. *Postharvest Biology and Technology* **14**: 87 – 98.
- Gomez M. Lajalo F. & Cordenunsi B. (2002). Evolution of soluble sugars during ripening of papaya fruit and its relation to sweet taste. *Journal of food science* **67**: 442-447.
- Gonzalez-Aguilar G. A., Buta J. G. & Wang C. Y. (2003). Methyl jasmonate and modified atmosphere packaging (MAP) reduce decay and maintain postharvest quality of papaya “Sunrise.” *Postharvest Biology and Technology* **28**: 361 - 370.
- Giovannoni J. J., DellaPenna D., Bennett A. B. & Fischer R. L. (1989). Expression of a chimeric polygalacturonase gene in transgenic in (ripening inhibitor) tomato fruit results in polyuronide degradation but not fruit softening. *Plant Cell* **1**: 53 - 63.

- Giovannoni J. J. (2001). Molecular regulation of fruit ripening. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* **52**: 725 - 749.
- Giovannoni J. J. (2004). Genetic regulation of fruit development and ripening. *Plant Cell* **16**: 170 - 180.
- Girre L. (2006). *Médicaments des troubles digestifs, surtout d'origine hépatique ou biliaire*. In: Les plantes et les médicaments. L'origine végétale de nos médicaments. Paris : éditions Delachaux et Niestlé, P139.
- Gnangui S. N., Dué E. A., Kouadio J. P. E. N., Kouamé L. P. (2009). Effect of heat treatment on edible yam (*Dioscorea cayenensis-rotundata* cv Longbô) polyphenol oxidase activity: kinetic and thermodynamic analysis. *Journal of Animal & Plant Sciences* **2** (3): 128 - 137.
- Grenand P., MORETTI C., Jacquemin H., PREVOST M.F. (2004). *Famille Caricaceae*. In Pharmacopées traditionnelles en Guyane Paris: IRD éditions P 290-292.
- Grierson D., Tucker G. A., Keen J., Ray J., Bird C. R. & Schuch W. (1986). Sequencing and identification of a cDNA clone for tomato polygalacturonase. *Nucleic Acids Research* **14**: 8595 - 8603.
- Grimplet J. (2004). Génomique fonctionnelle et marqueurs de qualité chez l'abricot. Thèse de Doctorat Institut national polytechnique de Toulouse P 253.
- Gross K. C. (1982). A rapid and sensitive method for assaying polygalacturonase using 2-cyanoacetamide. *Horticultural Science* **17**: 933 - 934.
- Guis M., Botondi R., Ben-Amor M., Ayub R., Bouzayen M., Pech J.C. & Latché A. (1997). Ripening-associated biochemical traits of cantaloupe charentais melons expressing an antisense ACC oxidase transgene. *Journal of the American Society for Horticultural Science* **122**: 748 - 751.
- Hadfield K. A., Rose J. K., Yaver D. S., Berka R. M. & Bennett A. B. (1998). Polygalacturonase gene expression in ripe melon fruit supports a role for polygalacturonase in ripening-associated pectin disassembly. *Plant Physiology* **117**: 363 - 73.
- Hagg M., Ylikoski S. & Kumpulainen J. (1995). Vitamin C content in fruits and berries consumed in Finland. *Journal of Food Composition and Analysis* **8**: 12-20.

- Hall L. N, Tucker G. A, Smith C. J. S, Watson C. F, Seymour G. B, Bundick Y., Boniwell J. M., Fletcher J. D., Ray J. A., Schuch W., Bird C. R. & Grierson D. (1993). Antisense inhibition of pectin esterase gene expression in transgenic tomatoes. *Plant Journal* **3**: 121 - 129.
- Harris W. M., Spurr A. R. (1969). Chromoplasts of tomato fruits II. The red tomato. *American Journal of Botany* **56**: 369-379.
- He Y., Tang W., Swain J. D., Green A. L., Jack T. P. et Gan S. (2001). Networking senescence regulating pathways by using Arabidopsis enhancer trap lines. *Plant Physiology* **126**:707-716.
- Huber D.J. (1983). Polyuronide degradation and hemicellulose modifications in ripening tomato fruit. *Journal of the American Society for Horticultural Science* **108**: 405 - 409.
- Hulme A. C. (1971). The biochemistry of the fruits and their products. New York: Academic Press Inc 788 p.
- Irtwange S. V. (2006). Application of modified atmosphere packaging and related technology in postharvest handling of fresh fruits and vegetables. *Agricultural Engineering International* **8**: 1 - 13.
- Isaacson T., Ronen G., Zamir D. & Hirschberg J. (2002). Cloning of tangerine from tomato reveals a carotenoid isomerase essential for the production of beta-carotene and xanthophylls in plants. *Plant Cell* **14**: 333 - 42.
- Jacobi K.K., MacRae E.A., Hetherington S.E. (2001). Postharvest heat disinfection treatments of mango fruit. *Scientia Horticulturae* **89** (3): 171-193.
- Jacob-Wilk D., Holland D., Goldschmidt E. E., Riov J. & Eyal Y. (1999). Chlorophyll breakdown by chlorophyllase: isolation and functional expression of the *Chlase1* gene from ethylene-treated *Citrus* fruit and its regulation during development. *Plant Journal* **20**: 653 - 661.
- Jaimes-Miranda F. (2006). La régulation transcriptionnelle dépendant de l'éthylène. Caractérisation fonctionnelle d'un cofacteur transcriptionnel du type MBF1 et d'un facteur de transcription de la famille des ERF chez la tomate. Thèse de doctorat Institut National Polytechnique de Toulouse, France P. 153.
- Jay J.M. (1996). Modern Food Microbiology, 5th edn. Pp. 17–388. New York: Chapman and Hall.

- Jemric T., Lurie S., Dumija L., Pavicic N. & Hribar J. (2006). Heat treatment and harvest date interact in their effect on superficial scald of ‘Granny Smith’ apple. *Scientia Horticulturae* **107**: 155 - 163.
- Jia H. J., Araki A. & Okamoto G. (2005). Influence of fruit bagging on aroma volatiles and skin coloration of “Hakuho” peach (*Prunus persica* Batsch). *Postharvest Biology and Technology* **35**: 61 - 68.
- Jiang Y., Joyce D. C. & Macnish A. J. (2000). Effect of Abscisic Acid on Banana Fruit Ripening in Relation to the Role of Ethylene. *Journal of Plant Growth Regulation* **19**: 106 – 111.
- Jimenez-Bermudez S., Redondo-Nevado J., Munoz-Blanco J., Caballero J. L., Lopez- Aranda J. M., Valpuesta V., Pliego-Alfaro F., Quesada M. A. & Mercado J. A. (2002). Manipulation of strawberry fruit softening by antisense expression of a pectate lyase gene. *Plant Physiology* **128**: 751 - 759.
- Johnson P. R & Ecker J. R. (1998). The ethylene gas signal transduction pathway: a molecular perspective. *Annual Review of Genetics* **32**: 227 - 254.
- Kader A. A. (2002). Postharvest technology of horticultural crops. University of California Agriculture and Natural Resources Publication 3311: Oakland, California P. 39-47.
- Karina A., Pino A. J., Hernández M., Duarte C., González J. & Roncal E. (2003). Evaluation of volatiles from ripening papaya (*Carica papaya* L., var. Maradol roja). *Food Chemistry* **86**: 127 - 130.
- Ketsa S. & Daengkanit T. (1999). Firmness and activities of polygalacturonase, pectinesterase, -galactosidase and cellulase in ripening durian harvest at different stages of maturity. *Scientia Horticulturae* **80**: 181 - 188.
- Kim M. S., Moore P. H., Zee F., Fitch M. M. M., Steiger D. L., Manshardt R. M., Paull R. E., Drew R. A., Sekioka T. & Ming R. (2002). Genetic diversity of *Carica papaya* as revealed by AFLP markers. *NRC Research Press Genome* **45**: 503 - 512.
- Klein J. D. (1989). Ethylene biosynthesis in heat treated apples. In: Clijsters H., de Proft M., Marcelle R., van Pouche M. (Eds.). *Biochemical and Physiological Aspects of Ethylene Production in Lower and Higher Plants*. Kluwer Dordrecht, The Netherlands, 184-259.
- Klein J. D. & Lurie S. (1992). Heat treatments for improved postharvest quality of horticultural crops. *HortTechnology* **2**: 316-320.

- Klein J.D. & Lurie S. (1990). Prestorage heat treatment as a means of improving poststorage quality of apples. *Journal of the American Society for Horticultural Science* **115**: 255-259.
- Koch J. L. & Nevins D. J. (1989). Tomato fruit cell wall. 1. Use of purified tomato polygalacturonase and pectinmethylesterase to identify developmental changes in pectins. *Plant Physiology* **91**: 816–822.
- Konan K.H., Ahi A.P., Kouadio N.E.J.P., Gonnety T.J. & Kouame L.P. (2008). Characterisation of purple acid phosphatase from breadfruit (*Artocarpus communis*) seeds. *Journal of Applied Biosciences* **10**: 449 – 460.
- Koslanund R., Archbold D. D., Pomper W. K. (2005). Papaw (*Asimina triloba* L. Dunal) fruit ripening. II. Activity of selected cell-wall degrading enzymes. *Journal of the American Society for Horticultural Science*. **130** (4): 643 - 648.
- Kramer M., Sanders R., Bolkan H., Waters C., Sheehy R. E. & Hiatt W. R. (1992). Postharvest evaluation of transgenic tomatoes with reduced levels of polygalacturonase: processing, firmness and disease resistance. *Postharvest Biology and Technology* 241 - 255.
- Labavitch J. M. & Greve L. C. (1983). Cell wall metabolism in ripening fruit. *Plant Physiology* **72**: 668 - 673.
- Lannuzel v. (2009). Parametrage de la filiere papaye et production d'outils didactiques. Rapport de mission du 16 septembre au 4 octobre 2009 p. 102.
- Lashbrook C. C., Giovannoni J. J., Hall B. D., Fischer R. L. & Bennett A. B. (1998). Transgenic analysis of tomato endo- -1,4-glucanase gene function. Role of *cell* in floral abscission. *Plant Journal* **13**: 303 - 310.
- Lateur M., Planchon V. & Moons E. (2001). Évaluation par l'analyse sensorielle des qualités organoleptiques d'anciennes variétés de pommes. *Biotechnology, Agronomy, Society and Environment* **5** (3): 180 - 188.
- Lazan H., Selamat M. K. & Ali Z. M. (1995). -Galactosidase, polygalacturonase and pectinesterase in differential softening and cell wall modification during papaya softening. *Physiology Plant* **95**: 106 - 112.
- Le Bellec F. & Renard V. (1997). *Le Papayer, Carica papaya (famille des Caricaceae)*. In *Le Grand Livre des fruits tropicaux*. CEE, éditions Orphie, p. 38-39.

- Lelièvre J. M., Tichit L., Dao P., Fillion L., Nam Y. W., Pech J. C. & Latche A. (1997). Effects of chilling on the expression of ethylene biosynthetic genes in Passe-Crassane pear (*Pyrus communis* L.) fruits. *Plant Molecular Biology* **33**: 847 - 855
- Lester G. E. (2004). Environmental regulation of human health nutrients (ascorbic acid, betacarotene, and folic acid) in fruits and vegetables. *Colloquium on Making Fruits and Vegetables Flavorful, Nutritive and Convenient to Eat*. Austin, TX, American Society of Horticultural Science.
- Lester D. R., Speirs J., Orr G. & Brady C. J. (1994). Peach (*Prunus persica*) endopolygalacturonase cDNA isolation and mRNA analysis in melting and nonmelting peach cultivars. *Plant Physiology* **105**: 225 - 231.
- Li Y., Darley C. P., Ongaro V., Fleming A., Schipper O., Baldauf S. L. & Mc Queen-Mason S. J. (2002). Plant expansins are a complex multigene family with an ancient evolutionary origin. *Plant Physiology* **128**: 854 - 864.
- Lim P. O., Kim H. J. et Nam H. G. (2007). Leaf senescence. *Annual Review of Plant Biology* **58**: 115-136.
- Lowry O. H., Rosebrough N. J., Farra L. & Randall R. J. (1951). Protein measurement with folin-phenol reagent. *Journal of Biological Chemistry* **193**: 265 - 275.
- Luo Z. (2006). Extending shelf-life of persimmon (*Diospyros kaki* L.) fruit by hot air treatment. *European Food Research Technology* **222**: 149–154.
- Lurie S. (2008). Heat Treatment for Enhancing Postharvest Quality P. 246-259. In: *Postharvest Biology and Technology of Fruits, Vegetables, and Flowers*. Wiley-Blackwell Publishing (1st ed.), 2121 State Avenue, Ames, Iowa 50014-8300, USA.
- Lurie S. (1998). Postharvest heat treatments of horticultural crops: commodity responses. *Postharvest Biology and Technology* **14**: 257 – 269.
- Lurie S. & Sabehat A. (1997). Prestorage temperature manipulations to reduce chilling injury in tomatoes. *Postharvest Biology and Technology* **11**: 57-62.
- Manrique G. D. & Lajolo F. M. (2004). Cell-wall polysaccharide Modifications during postharvest ripening of papaya fruit (*Carica papaya* L.). *Postharvest Biology and Technology* **25**: 101 – 109.
- Marin E., Sanchez L., Perez M.D., Puyol P. & Calvo M. (2003). Effect of heat treatment on bovine lactoperoxidase activity in skim milk: kinetic and thermodynamic analysis. *Journal of Food Science* **68**: 89 - 93.

- Matile P., Hortensteiner S. & Thomas H. (1999). Chlorophyll degradation. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* **50**: 67 - 95.
- Maxie E. C., Sommer N. F. & Mitchell F. G. (1971). Infeasibility of irradiating fresh fruit and vegetables. *HortScience* **6**: 202 - 204.
- Mbeguie A. M. D. (2000). Isolement, identification et caractérisation de gènes impliqués dans la maturation de l'abricot (*Prunus armeniaca* L.). Thèse de Doctorat Université de Droit, d'Economie et des Sciences d'AIX-Marseille p. 196.
- Mehri-Kamoun R. (2001). Effet de la pectolyase Y-23 et de la cellulase RS sur le rendement en protoplasts viables de *Prunus cerasus* L. "Montmorency". *Biotechnology, Agronomy, Society and Environment* **5** (2): 99 - 104.
- Micheli F. (2001). Pectin methylesterases: cell wall enzymes with important roles in plant physiology. *Trends Plant Science* **6**: 414 - 419.
- Mitra S. (1997). Postharvest physiology and storage of tropical and subtropical fruits. New York: CAB International 423 p.
- Mohan S. & Lakshmanan P. (1987). Fungal flora responsible for postharvest diseases of papaya. *South Indian Horticulture* **35(6)**: 448.
- Mohnen D. (1999). Biosynthesis of pectins and galactomannans. In: Pinto, B.M. (Ed), *Comprehensive Natural Products Chemistry, Vol. 3, Carbohydrates and their Derivatives Including Tannins, Cellulose, and Related Lignins*, Elsevier, Oxford, pp. 497 - 527.
- Moya-Leon M. A., Moya M. & Herrera R. (2004). Ripening of mountain papaya (*Vasconcellea pubescens*) and ethylene dependence of some ripening events. *Postharvest Biology and Technology* **34**: 211 – 218.
- Muhamad B. I. I. (2005). Effect of Processing Parameters on the Drying of Papaya Fruit Tea. Thesis Presentation, Bioprocess Engineering Department, FKPKSA Universiti Teknologi Malaysia 101 p.
- Myhara R. M., Al-Alawi A., Karkarlas J. & Taylor M. S. (2000). Sensory and textural changes in maturing Omani dates. *Journal of the Science of Food and Agricultural* **80**: 2181 - 2185.
- Murray A. J., Hobson G. E., Schuch W. & Bird C.R. (1993). Reduced ethylene synthesis in EFE antisense tomatoes has differential effects on fruit ripening processes. *Postharvest Biology and Technology* **2**: 301 - 313.

- Nakasone H. Y., Paull R. E. (1998). Tropical fruits. CAB International, Wallingford.
- Nath N., Rao A. & Gupta R. (1983). Thermal resistance of pectin methylesterase in juice of pusa-ruby tomatoes. *Indian Food Packer* **37**: 30–38.
- N'Da A. A., N'Guessan A., Djaha A., Hala N., Kouassi K. N., Coulibaly F., Edo K., Zongo E. (2008). Bien cultiver le papayer en Côte d'Ivoire. Direction des programmes de recherche et de l'appui au développement - Direction des innovations et des systèmes d'information p. 4.
- N'Da A. A., DICK E., CAMARA B. (1996). Influence du stade de maturité des fruits du papayer (*carica papaya* l.) à la récolte sur la qualité du mûrissement. *Annales de l'Association des Botanistes de l'Afrique de l'Ouest* **6**: 1-15.
- OECD. (2005). Consensus document on the biology of papaya (*carica papaya*). OECD Environment Health and Safety Publications, Series on Harmonization of regulatory oversight in biotechnology N° 33, France 66 p.
- Oeller P. W, Min-Wong L., Taylor L. P, Pike D. A , Theologis A. (1991). Reversible inhibition of tomato fruit senescence by antisense RNA. *Science* **254**: 436 - 439.
- Ohtani K. & Misaki A. (1983). Purification and Characterization of α -D-Galactosidase and α -D-Mannosidase from Papaya (*Carica papaya*) Seeds. *Agricultural and Biological Chemistry* **47** (II): 2441 - 2451.
- Okada K., Saito T., Nakagawa T., Kawamukai M. & Kamiya Y. (2000). Five geranylgeranyl diphosphate synthases expressed in different organs are localized into three subcellular compartments in *Arabidopsis*. *Plant Physiology* **122**: 1045 - 1056.
- Ozdes D., Gundogdu A., Kemer B., Duran C., Senturk H. B., Soylak M. (2008). Removal of Pb(II) ions from aqueous solution by a waste mud from copper mine industry: equilibrium, kinetic and thermodynamic study. *Journal of Hazardous Materials* **166** (2-3): 1480 – 1487.
- Paës G. (2005). Etude Structure/fonction d'hémicellulases thermostables: la xylanase GH-11 et l'arabinofuranosidase GH-51 de *Thermobocillus xylanilyticus*. Thèse de Doctorat Université de Reims Champagne-Ardenne p. 350.
- Paliyath G. & Murr D. P. (2006). Biochemistry of Fruits (ed., Y.H. Hui), Blackwell Publishing, Oxford, UK, pp. 487 - 514.
- Paull R. E & Chen N. J (1983). Postharvest variation in cell wall-degrading enzymes of papaya (*Carica papaya* L.) during fruit ripening. *Plant Physiology* **72**: 382 – 385.

- Paull R. E., Gross K. & Qiu Y.X. (1999). Changes in papaya cell walls during fruit ripening. *Postharvest Biology and Technology* **16**:79 – 89.
- Pech J. C., Sharkawi I., Chaves A. L. S., Li Z., Lelièvre J.M., Bouzayen M., Frasse P., Zegzouti H. and Latché A. (2002). Recent developments on the role of ethylene in the ripening of climacteric fruits. *Acta Horticulturae* **587**: 489 - 495.
- Pech J.C., Balagué C., Latché A., Bouzayen M. (1994). Postharvest physiology of climacteric fruits: recent developments in the biosynthesis and action of ethylene. *Science Aliments* **14**: 3 - 15.
- Peter G. F. & Thornber J. P. (1991). Biochemical composition and organization of higher plant photosystem II light-harvesting pigment-proteins. *Journal of Biological Chemistry* **266**: 16745 - 16754.
- Picton S., Barton S.L., Bouzayen M., Hamilton A.J. & Grierson D. (1993). Altered fruit ripening and leaf senescence in tomatoes expressing an antisense ethylene-forming enzyme transgene. *Plant Journal* **3**: 469 - 481.
- Pimentel R. M. A. & Walder J. M. M. (2004). Gamma radiation in papaya harvested at three stages of maturation. *Scientia Agricola* **6** (2): 146 - 150.
- Pino J. A., Karina A. & Marbot R. (2003). Volatile components of papaya (*Carica papaya* L., Maradol variety) fruit. *Flavour and Fragrance Journal* **18**: 492 – 496.
- Anonyme (2006). Le PIP et la Filière Fruits et Légumes Ivoirienne, COLEACP (www.coleacp.org/pip) 27/10/2013.
- Anonyme (2009). Itinéraire Technique de la Papaye (*Carica papaya*). (www.coleacp.org/pip) 27/10/2013.
- Pongracz G. (1971). Neue potentiometrische Bestimmungsmethode für Ascorbinsäure und deren Verbindungen. *Journal of Analytical Chemistry* **253**: 271 - 274.
- Prabha T. N., Yashoda H. M., Prasanna V., Jagadeesh B. H. & Bimba J. M. V. (2000). Carbohydrate metabolism in relation to textural softening during fruit ripening. *Trends in Carbohydrate Chemistry* **6**: 89 – 95.
- Prasanna V., Prabha T. N. & Tharanathan R. N. (2007). Fruit Ripening Phenomena-An Overview', Critical. *Food Science and Nutrition* **47**: 1 - 19.
- Prior R. L., Cao G., Martin A., Sofic E., McEwen J., O'Brien C., Lischener N., Ehlenfeldt M., Kalt W., Krewere G. & Mainland M. (1998). Antioxidant capacity as influenced by total phenolic and anthocyanin content, maturity, and variety of *Vaccinium* species. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* **46**: 2686 - 2693.

- Proulx E., Cecilia M., Nunes N., Emond J. P. & Brecht J. K. (2005). Quality attributes limiting papaya postharvest life at chilling and non-chilling temperatures. *Proceedings of the Florida State Horticultural Society* **118**: 389 - 395.
- Ranwala A. P., Snematsu C. & Masuda H. (1992). The rôle of α -Galactosidases in the modification of cell wall components during muskmelon fruit ripening. *Plant Physiology* **100**:1318 - 1325.
- Raviyan P., Zhang Z. & Feng H. (2005). Ultrasonication for tomato pectinméthylestérase inactivation: Effect of cavitation intensity and temperature on inactivation. *Journal of Food Engineering* **70**: 189 – 196.
- Redgwell R. J., & Fischer M. (2002). Fruit texture, cell wall metabolism and consumer perceptions. *Fruit Quality and Its Biological Basis* 46 - 88.
- Rennie T. J. & Tavoularis S. (2009). Perforation-mediated modified atmosphere packaging: part I. Development of a mathematical model. *Postharvest Biology and Technology* **25** (1):1 - 9.
- Rey J. Y. (1999). In: Réunion annuelle 1998 Cirad-Flhor du 31 août au 4 septembre1998. Recueil des communications. Arboriculture fruitière du 31/08 au 02/09/98, journées "semences et plants" du 03/09 au 04/09/98. Montpellier: CIRAD-FLHOR, [6] p. Réunion annuelle CIRAD-FLHOR, 1998-08-31/1998-09-04, Montpellier, France.
- Richardson A. C., Marsh K. B., Boldingh H. L., Pickering A. H., Bulley S. M., Frearson N. J., Ferguson A. R., Thornber S. E., Bolitho K. M. & Macrae E. A. (2004). High growing temperatures reduce fruit carbohydrate and vitamin C in kiwifruit. *Plant, Cell and Environment* **27**: 423-435.
- Ridley B. L., O'Neill M. A. & Mohnen D. (2001). Pectins: structure, biosynthesis, and oligogalacturonide-related signaling. *Phytochemistry* **57**: 929 - 967.
- Roberts J. A., Elliott K. A. & Gonzalez-Carranza Z. H. (2002). Abscission, dehiscence, and other cell separation processes. *Annual Review of Plant Biology* **53**: 131 - 158.
- Roe B. & Bruemmer J. H. (1981). Changes in pectic substances and enzymes during ripening and storage of 'Keitt' mangos. *Journal of Food Science* **46**: 186 – 189.
- Rock C. D. & Zeevaart J. A. (1991). The aba mutant of *Arabidopsis thaliana* is impaired in epoxy-carotenoid biosynthesis. *Proceedings of the National Academy Sciences USA* **88**: 7496 - 7499.
- Rose J.K.L.C., Hadfield K.A., Labavitch J.M. & Bennett A. B. (1998). Temporal sequence of cell wall disassembly in rapidly ripening melon fruit. *Plant Physiology* **117**:345 - 361.

- Sabbagh C., Savini I., Combris P., Fournier D., Champenois A., Carlin A. M., Caillavet F., Causse M., Dallongeville J., Padilla M., Renard C. & Soler L. G. (2007). Les fruits et légumes dans l'alimentation: enjeux et déterminants de La consommation. *Alimentation Agriculture environnement INRA* 3 - 4.
- Sakurai N. & Nevins D. J. (1997). Relationship between fruit softening and wall polysaccharides in avocado (*Persea americana* Mill) mesocarp tissues. *Plant cell Physiology* **38**: 603 - 610.
- Sancho G. G. L. E., Yahia M. E., Martinez-Téllez M. A. & Gonzalez-Aguillar G. A. (2010). Effect of maturity stage of papaya Maradol on Physiological and Biochemical parameters. *American Journal of Agricultural and Biological Sciences* **5**(2): 194 - 203.
- Sanudo-Barajas J. A., Labavitch J., Greve C., Osuna-Enciso T., Muy-Rangel D. & Siller-Cepeda J. (2009). Cell wall disassembly during papaya softening: Role of ethylene in changes in composition, pectinderived oligomers (PDOs) production and wall hydrolases. *Postharvest Biology and Technology* **51**:158 – 167.
- Sastre C. & Breuil A. (2007). *Phanérogames : Angiospermes : Dicotylédones : les Caricacées*. In: Plantes, milieux et paysages des Antilles françaises : Ecologie, biologie, identification, protection et usages. Mèze: collection Parthénope. P. 491-492.
- Schirra M., D'hallewin G., Ben-Yehoshua S. & Fallik E. (2000). Host-pathogen interactions modulated by heat treatment. *Postharvest Biology and Technology* **21**(1): 71–85.
- Schultz H. G., Bruhn C. M. & Diaz-Krauf K. V. (1989). Consumer attitude toward irradiated foods: Effects of labeling and benefits information. *Food Technology* **43**: 80 - 86.
- Sharma M., Sitbon C., Subramanian J. & Paliyath G. (2008). Changes in Nutritional Quality of Fruits and Vegetables During Storage, p. 443 - 466. In: *Postharvest Biology and Technology of Fruits, Vegetables, and Flowers*. Wiley-Blackwell Publishing (1st ed.), 2121 State Avenue, Ames, Iowa 50014-8300, USA.
- Sharp J.L. (1994). Hot water immersion. In: Sharp, J.L., Hallman, G.j. (Eds.), *Quarantine treatments for pests of food plants*, westview press, Boulder, CO, USA, pp. 133-147.
- Schwender J., Seemann M., Lichtenthaler H. K. & Rohmer M. (1996). Biosynthesis of isoprenoids (carotenoids, sterols, prenyl side-chains of chlorophylls and plastoquinone) via a novel pyruvate/glyceraldehyde 3-phosphate non-mevalonate pathway in the green alga *Scenedesmus obliquus*. *Biochemical Journal* **316**: 73 - 80. 62 - 68.

- Selvaraj Y. & Kumar R. (1989). Studies on fruit softening enzymes and polyphenol oxidase activity in ripening mango (*Mangifera indica* L.) fruit. *Journal of Food Science and Technology* **26**: 218 – 222.
- Seymour G. B., Taylor J. E. & Tucker G. A. (1993). *Biochemistry of Fruit Ripening*. Chapman & Hall, London. pp. 454.
- Sheehy R. E., Kramer M. K. & Hiatt W. R. (1988). Reduction of polygalacturonase activity in tomato fruit by antisense RNA. *Proceedings of the National Academy of Sciences USA* **85**: 8805 - 8809.
- Singh S. P. & Rao D. V. S. (2005). Quality assurance of papaya by shrink film wrapping during storage and ripening. *Journal of Food Science and Technology-Mysore* **42**: 523 – 525.
- Sisler E. C. & Sereke M. (1997). Inhibitors of ethylene responses in plants at the receptor level. Recent developments. *Physiology Plant* **100**: 577 - 582.
- Sitrit Y. & Bennett A. B. (1998). Regulation of tomato fruit polygalacturonase mRNA accumulation by ethylene : A Re-Examination. *Plant Physiology* **116**: 1145 - 1150.
- Smith J. J, Muldoon E. P, Willard J. J, Lamport D. T. A. (1986). Tomato extensin precursors P1 and P2 are highly periodic structures. *Phytochemistry* **25**: 1021 - 1030.
- Smith C. J., Watson C. F., Morris P. C., Bird C. R., Seymour G. B., Gray J. E., Arnold C., Tucker G. A., Schuch W. & Harding S. (1990). Inheritance and effect on ripening of antisense polygalacturonase genes in transgenic tomatoes. *Plant Molecular and Biology* **14**: 369 - 379.
- Snyder A. M., Clark B. M., Robert B., Ruban A. V. & Bungard R. A. (2004). Carotenoid specificity of light-harvesting complex II binding sites. Occurrence of 9-cis-violaxanthin in the neoxanthin-binding site in the parasitic angiosperm *Cuscuta reflexa*. *Journal of Biological Chemistry* **279**: 5162-5168.
- Sofowora A. (1996). *Plantes Médicinales et Médecine Traditionnelle d'Afrique*. Académie suisse des sciences naturelles. Paris : KARTHALA, éditions Diffusion, 375 P.
- Somerville C. (2006). Cellulose synthesis in higher plants. *Annual Review of Cell and Developmental Biology* **22**: 5378.
- Sommer N. F. & Mitchell F. G. (1986). Gamma irradiation - a quarantine treatment for fresh fruits and vegetables. *HortScience* **218**: 356 - 360.

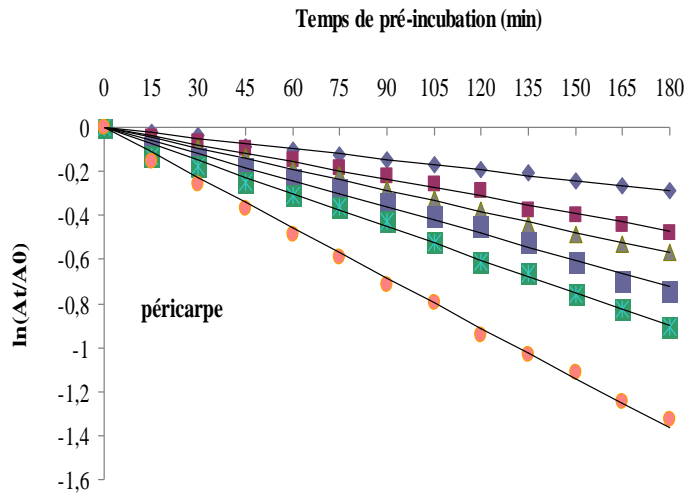
- Stevanato R., Vianello F., Rigo A. (1995). Thermodynamic Analysis of the oxidative deamination of polyamines by bovine serum amine oxidase. *Archives of Biochemistry and Biophysics*. **324**: 374 - 378.
- Stumbo C.R. (1973). *Thermobacteriology in food processing* (2nd ed). New York: Academic Press p. 336.
- Sun Z., Gantt E. & Cunningham F. X. (1996). Cloning and functional analysis of the betacarotenehydroxylase of *Arabidopsis thaliana*. *Journal of Biological Chemistry* **271**: 24349 - 24352.
- Tano K., Oulé M. K., Doyon G., Lencki R. W. & Joseph A. (2007). Comparative evaluation of the effect of storage temperature fluctuation on modified atmosphere packages of selected fruit and vegetables. *Postharvest Biology and Technology* **46**: 10-18.
- Tano K. (1997). Emballages de fruits et légumes sous atmosphères modifiée: impact des fluctuations de température pendant l'entreposage. PhD. Faculté des Sciences de l'agriculture et de l'Alimentation, Université de Laval, Québec, Canada, p. 221.
- Terefe N. S. M., Gamage K. V., Simons L., Mawson R. & Versteeg C. (2009). The kinetics of inactivation of pectin methylesterase and polygalacturonase in tomato juice by thermosonication. *Food Chemistry* **117**: 20 – 27.
- Theologis A. (1992). One rotten apple spoils the whole bushel: the role of ethylene in fruit ripening. *Cell* **70**: 181 - 184.
- Thumdee S., Manenoi A., Chen N. J. & Paull R. E (2010). Papaya Fruit Softening: Role of Hydrolases. *Tropical Plant Biology* **3**: 98 – 109.
- Tian M. S., Prakash S., Elgar H. J., Young H., Burmeister D. M. & Ross G. S. (2000). Responses of strawberry fruit to 1-methylcyclopropene (1-MCP) and ethylene. *Plant Growth Regulation* **32**: 83 – 90.
- Tieman D. M., Harriman R. W., Ramamohan G. & Handa A. K. (1992). An antisense pectin methylesterase gene alters pectin chemistry and soluble solids in tomato fruit. *Plant Cell* **4**: 667 - 679.
- Tinjaka M. A. M. (2005). Effect of electron beam irradiation on quality and shelf life of Tommy Atkins mango (*Mangifera indica* L.) and blueberry (*Vaccinium corymbosum* L.). Thesis Submitted to the Office of Graduate Studies of Texas A&M University p. 307.

- Torres C. A., Andrews P. K. & Davies N. M. (2006). Physiological and biochemical responses of fruit exocarp of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) mutants to natural photooxidative conditions. *Journal of Experimental Botany* **57**: 1933-1947.
- Trainotti L., Zanin D. & Casadoro G. (2003). A cell wall-oriented genomic approach reveals a new and unexpected complexity of the softening in peaches. *Journal of Experimental Botany* **54**: 1821-1832.
- Trebitsh T., Goldschmidt E. E. & Riov, J. (1993). Ethylene induces de novo synthesis of chlorophyllase, a chlorophyll degrading enzyme, in *Citrus* fruit peel. *Proceedings of the National Academy Sciences, USA*, **90**: 9441 - 9445.
- Tucker G. A. (1993). Introduction. In: Seymour G, Taylor J, Tucker G, eds. *Biochemistry of Fruit Ripening*. London: Chapman and Hall, 1-51.
- Unal M.U. (2007). Properties of polyphenol oxidase from anamur banana (*Musa cavendishii*) *Food Chemistry* **100**: 909 - 913.
- U.S. Food and Drug Administration (1986). Irradiation in the production, processing, and handling of foods: final rules. *Federal Register* **51**: 13375 - 13399.
- Van Droogenbroeck B., Kyndt T., Maertens I., Romeijn-Peeters E., Scheldeman X., Romero-motochi J. P., van Damme P., Goetghebeur P. & Gheysen G. (2004). Phylogenetic analysis of the highland papayas (*Vasconcellea*) and allied genera (*Caricaceae*) using PCR-RFLP. *Theoretical and Applied Genetics* **108**: 1473 - 1486.
- Van Droogenbroeck B., Breyne P., Goetghebeur P., Romeijn-Peeters E., Kyndt T. & Gheysen G. (2002). AFLP analysis of genetic relationships among papaya and its wild relatives (*Caricaceae*) from Ecuador. *Theoretical and Applied Genetics* **105**: 289 - 297.
- Varmudy V. (2011). Papaya: waiting for a planned commercial strategy. Facts for you p.1 - 3.
- Varner J. E. (1961). Biochemistry of senescence. *Annual Review of Plant Physiology* **12**: 245-264.
- Vendrell M. & McGlasson W. B. (1971). Inhibition of ethylene production in banana fruit tissue by ethylene treatment. *Australian Journal of Biology Science* **24**: 885 - 895.
- Vicente A. R., Greve C. & Labavitch J. M. (2006). Recent findings in plant cell wall structure and metabolism: future challenges and potential implications for softening. *Stewart Postharvest Review* **2**: 9.
- Villegas V. (1997). *Carica papaya* L. In: EWM Verheij, RE coronel, eds. *Plants resources of south-East Asia2: Edible fruits and Nuts*. Prosea Foundation, Bogor, Indonesia.

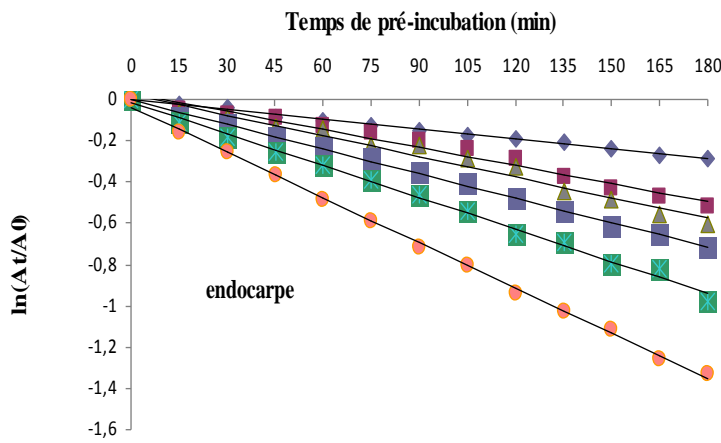
- Visser E., Cohen J. D., Barendse G., Blom C. & Voeselek L. (1996). An ethylene mediated increase in sensitivity to auxin induces adventitious root formation in flooded rumex *Palustris* sm. *Plant Physiology* **112**: 1687 - 1692.
- Wakabayashi K., Chun J. P. and Huber D. J. (2000). Extensive solubilization and depolymerization of cell wall polysaccharides during avocado (*Persea americana*) ripening involves concerted action of polygalacturonase and pectinmethylesterase. *Physiology Plant* **108**: 345–352.
- Waldron K.W., Parker M. L. & Smith A. C. (2003). Plant cell walls and food quality. Comprehensive Reviews. *Food Science and Food Safety* **2**: 101 - 119.
- Walker M. A & McKersie B. D. (1993). Role of the ascorbate-glutathione antioxidant system in chilling resistance of tomato. *Journal of Plant Physiology* **141**: 234-239.
- Watkins C. B. & Nock J. F. (2005). Effects of delays between harvest and 1-methylcyclopropene (1-MCP) treatment and temperature of treatment, on ripening of air- and controlled atmosphere-stored apples. *HortScience* **40**: 2096 – 2101.
- Weemaes C. A., Ludikhuyze L. R., Van de Broeck I. & Hendrickx M. (1998). Kinetics of combined pressure–temperature inactivation of avocado polyphenoloxidase. *Biotechnology and Bioengineering* **60**(3): 292 – 300.
- Wild H. P. J., Woltering E. J. & Peppelenbos W. (1999). Carbon dioxide and 1-MCP inhibit ethylene production and respiration of pear fruit by different mechanisms. *Journal of Experimental Botany* **50**: 837 – 844.
- Willats G. T. W., Knox J. P. & Mikkelsen J. D. (2006). Pectin: new insights into an old polymer are starting to gel. *Trends in Food Science and Technology* **17**: 97 - 104.
- Wolucka B. A. & Van Montagu M. (2003). GDP-mannose 30, 50-epimerase forms GDP-L-gulose, a putative intermediate for the novobiosynthesis of vitamin C in plants. *Journal of Biological Chemistry* **278**: 47483 – 47490.
- Yahia E. M., Contreras-Padilla M. & Gonzalez-Aguilar G. (2001). Ascorbic acid content in relation to ascorbic acid oxidase activity and polyamine content in tomato and bell pepper fruits during development, maturation and senescence. *Lebensmittel-Wissenschaft Und-Technologie-Food Science and Technology* **34**: 452-457.
- Yang S. F. & Hoffmann N. E. (1984). Ethylene biosynthesis and its regulation in higher plants. *Annual Review of Plant Physiology* **35**: 155 - 189.

- Zanella A. (2003). Control of apple superficial scald and ripening, a comparison between 1-methylcyclopropene and diphenylamine postharvest treatments, initial low oxygen stress and ultra low oxygen storage. *Postharvest Biology and Technology* **27**: 69 - 78.
- Zeroni M., Galil J. & Ben-Yehoshua S. (1976). Autoinhibition of ethylene formation in non ripening stages of the fruit of sycamore fig (*Ficus sycomorus* L.). *Plant Physiology* **57**: 647 - 650.

Annexes

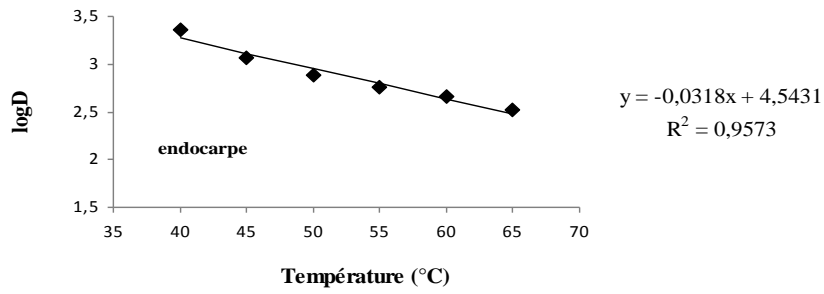
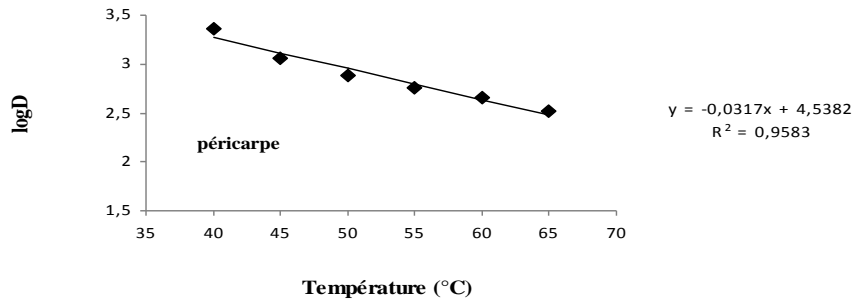


◆ 40°C	$y = -0,0016x$ $R^2 = 0,9947$
■ 45°C	$y = -0,0026x$ $R^2 = 0,9912$
▲ 50°C	$y = -0,0032x$ $R^2 = 0,9961$
■ 55°C	$y = -0,004x$ $R^2 = 0,9922$
■ 60°C	$y = -0,005x$ $R^2 = 0,9939$
● 65°C	$y = -0,0076x$ $R^2 = 0,9961$

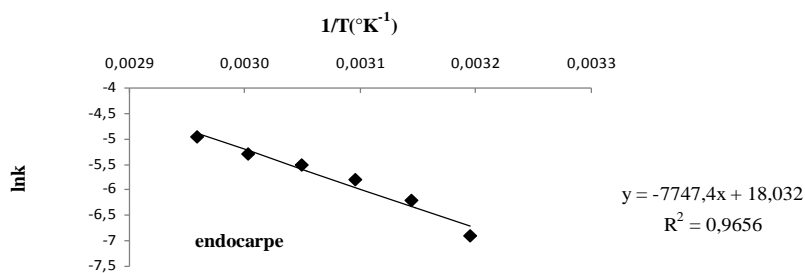
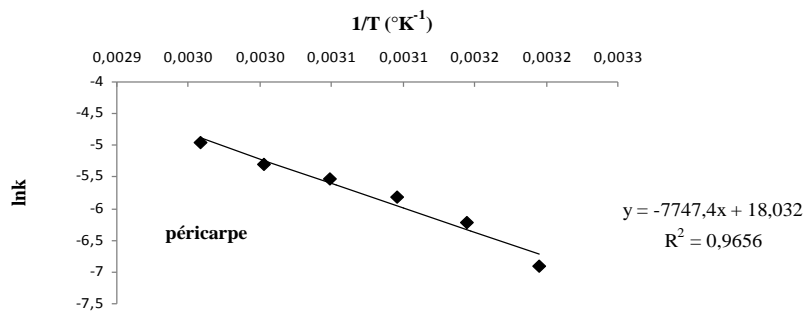


◆ 40°C	$y = -0,0016x - 0,0035$ $R^2 = 0,9949$
■ 45°C	$y = -0,0029x + 0,0294$ $R^2 = 0,9775$
▲ 50°C	$y = -0,0033x + 0,0238$ $R^2 = 0,9733$
■ 55°C	$y = -0,004x - 0,0027$ $R^2 = 0,9975$
■ 60°C	$y = -0,0051x - 0,0131$ $R^2 = 0,995$
● 65°C	$y = -0,0073x - 0,0374$ $R^2 = 0,9981$

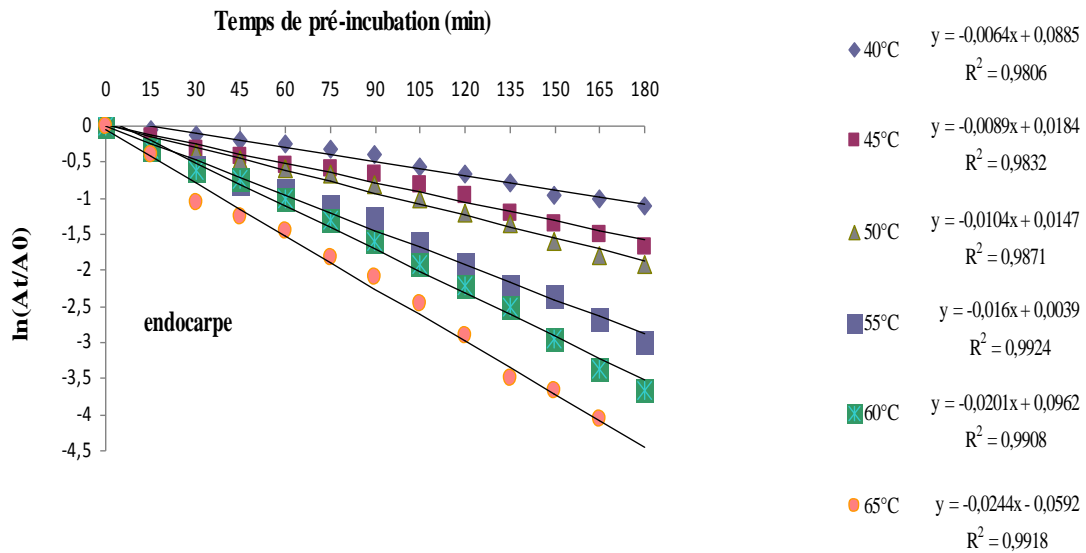
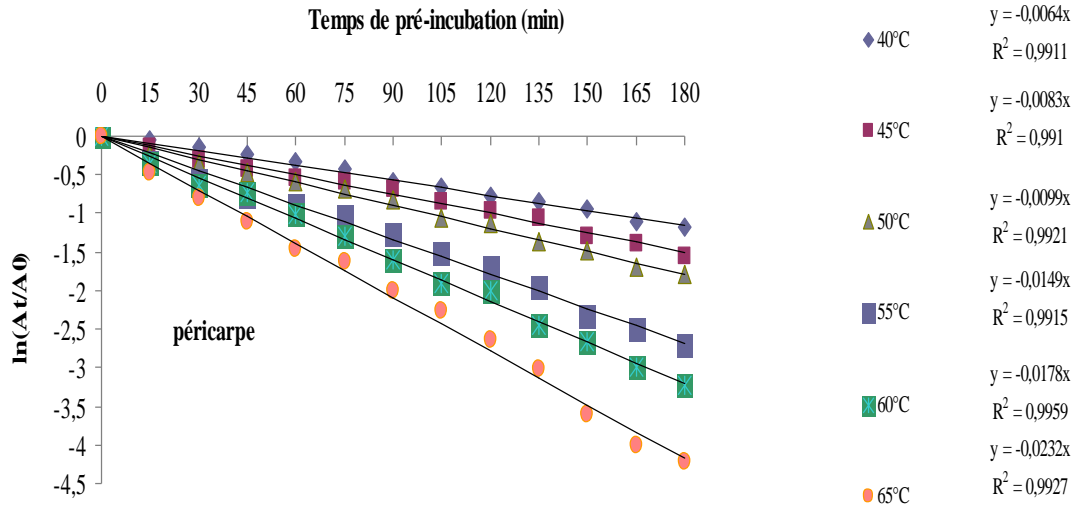
Annexe 1: courbe d'inactivation thermique (40-65°C) de l' -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de papaye solo 8. A_0 et A_t sont respectivement les activités enzymatiques avant et après chauffage.



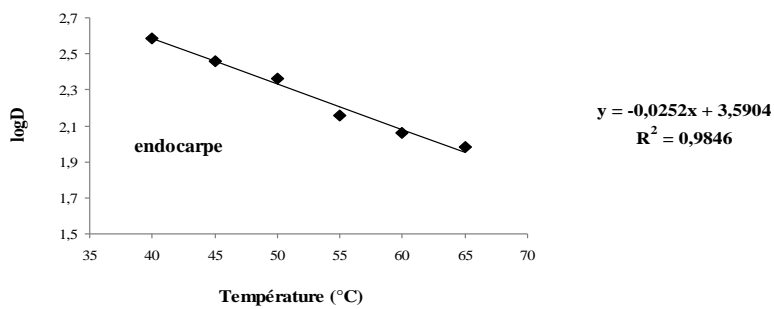
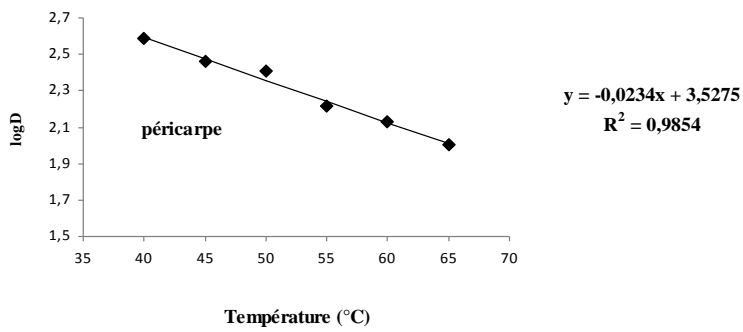
Annexe 2: Influence de la température sur les valeurs de D au cours de l'inactivation thermique de l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de papaye solo 8.



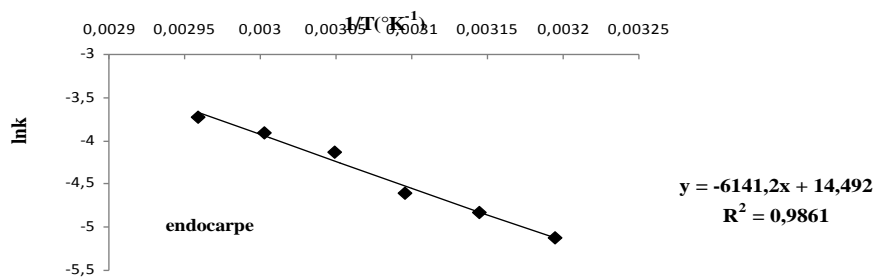
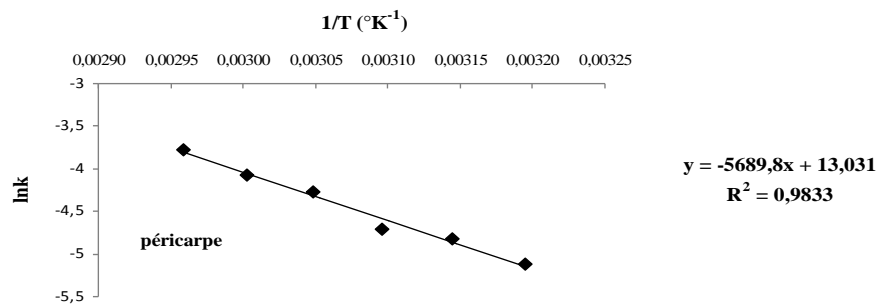
Annexe 3: Influence de la température d'inactivation sur la constante de la vitesse de l' α -mannosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.



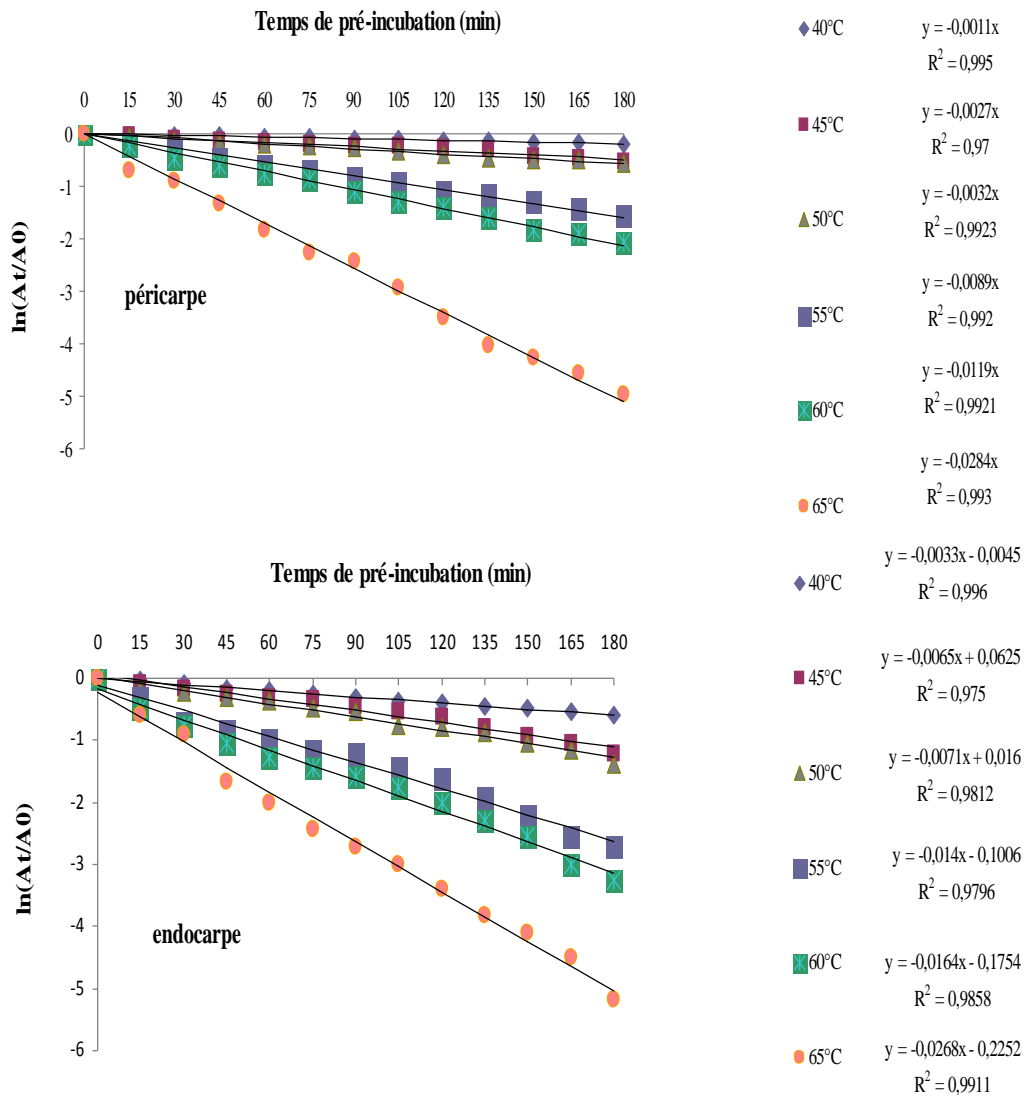
Annexe 4: Courbe d'inactivation thermique (40-65°C) de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8. A_0 et A_t sont respectivement les activités enzymatiques avant et après chauffage.



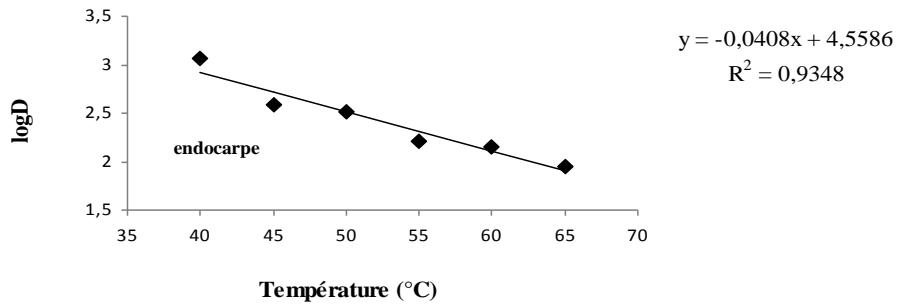
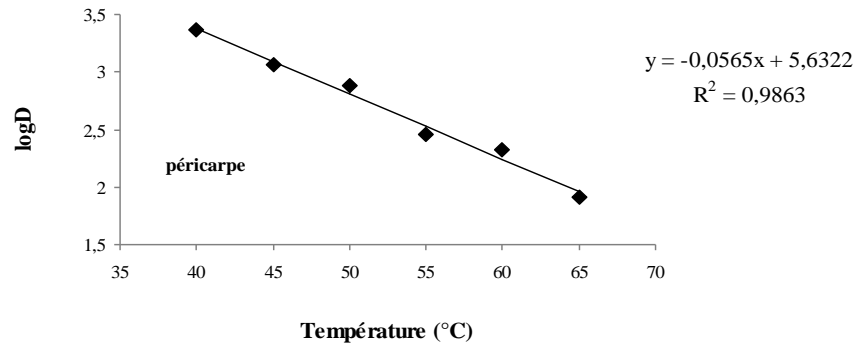
Annexe 5: Influence de la chaleur sur les valeurs de D au cours de l'inactivation thermique de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de papaye solo 8.



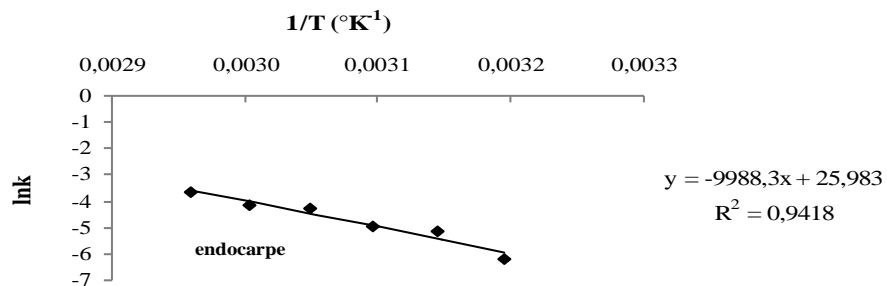
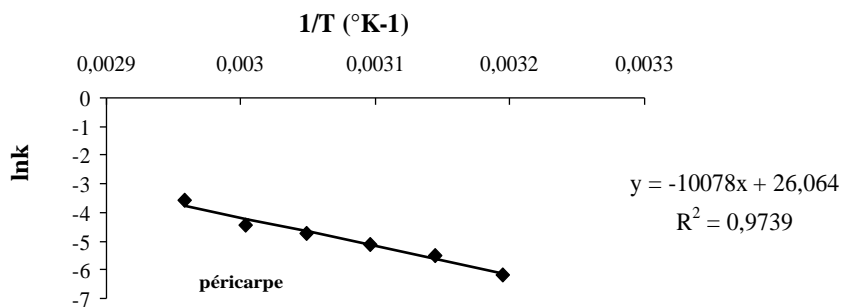
Annexe 6: Influence de la température d'inactivation sur la constante de La vitesse de l' -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de papaye solo 8.



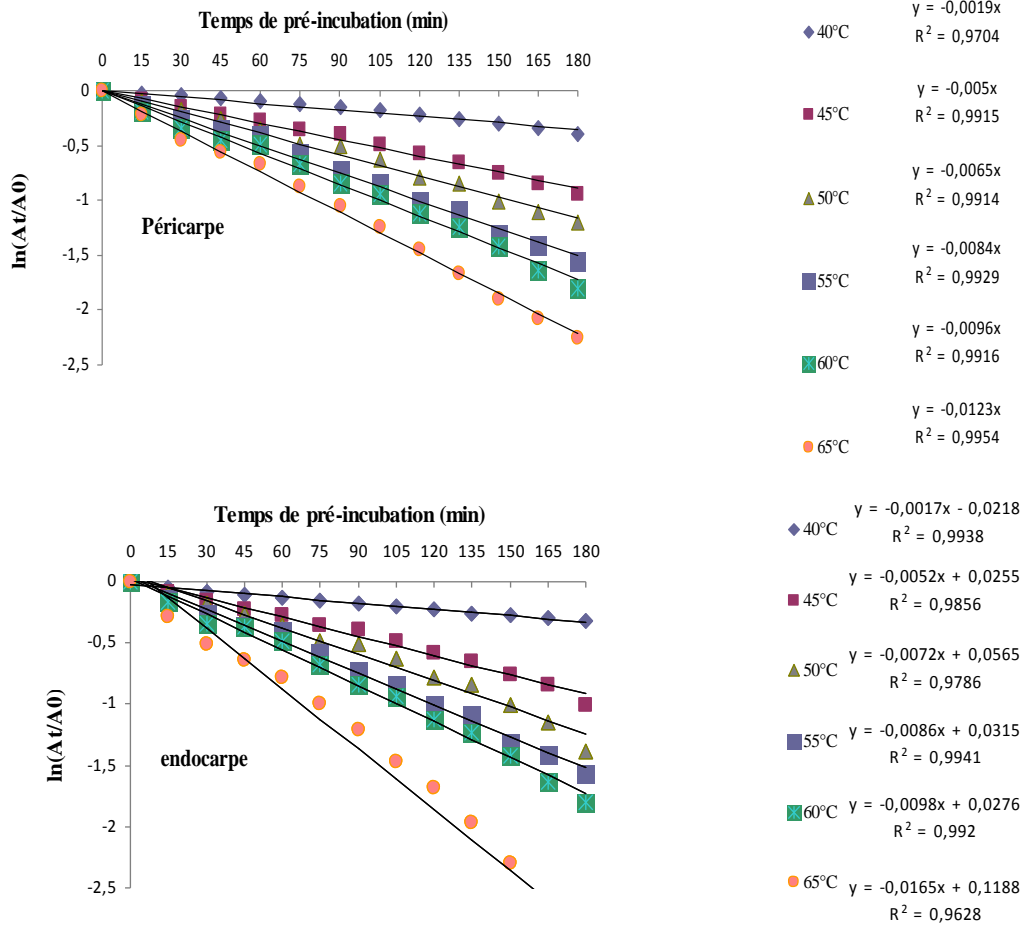
Annexe 7: Courbe d'inactivation thermique (40-65°C) de la β -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8. A_0 et A_t sont respectivement les activités enzymatiques avant et après chauffage.



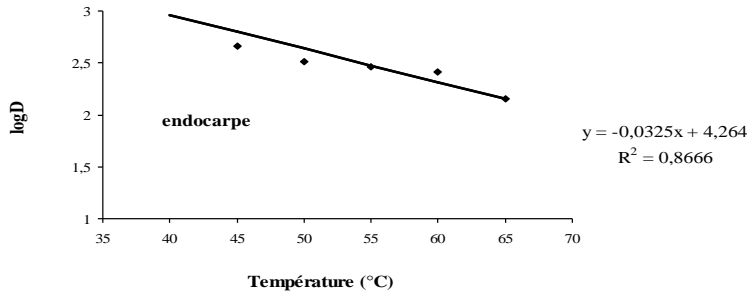
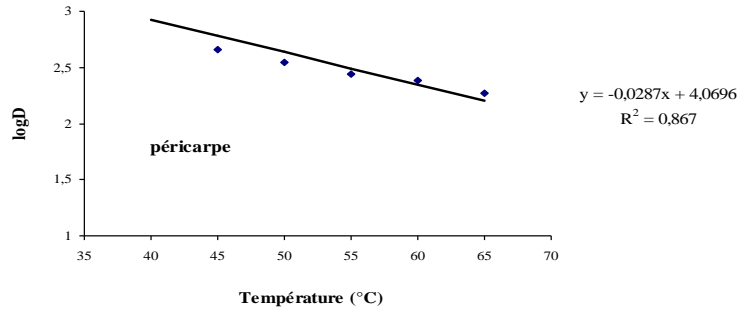
Annexe 8: Influence de la chaleur sur les valeurs de D au cours de l'inactivation thermique de la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.



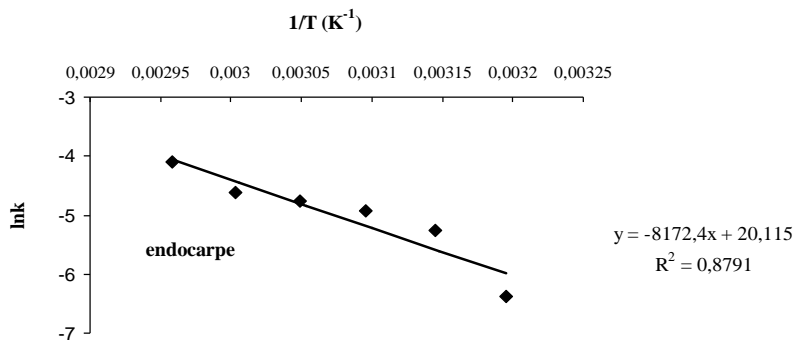
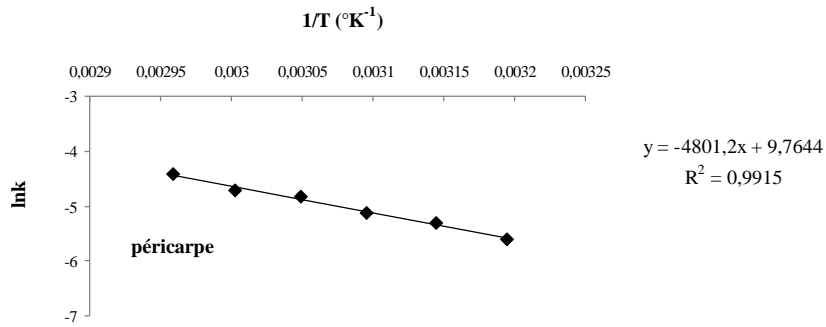
Annexe 9: Influence de la température d'inactivation sur la constante de la vitesse de la α -galactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de papaye.



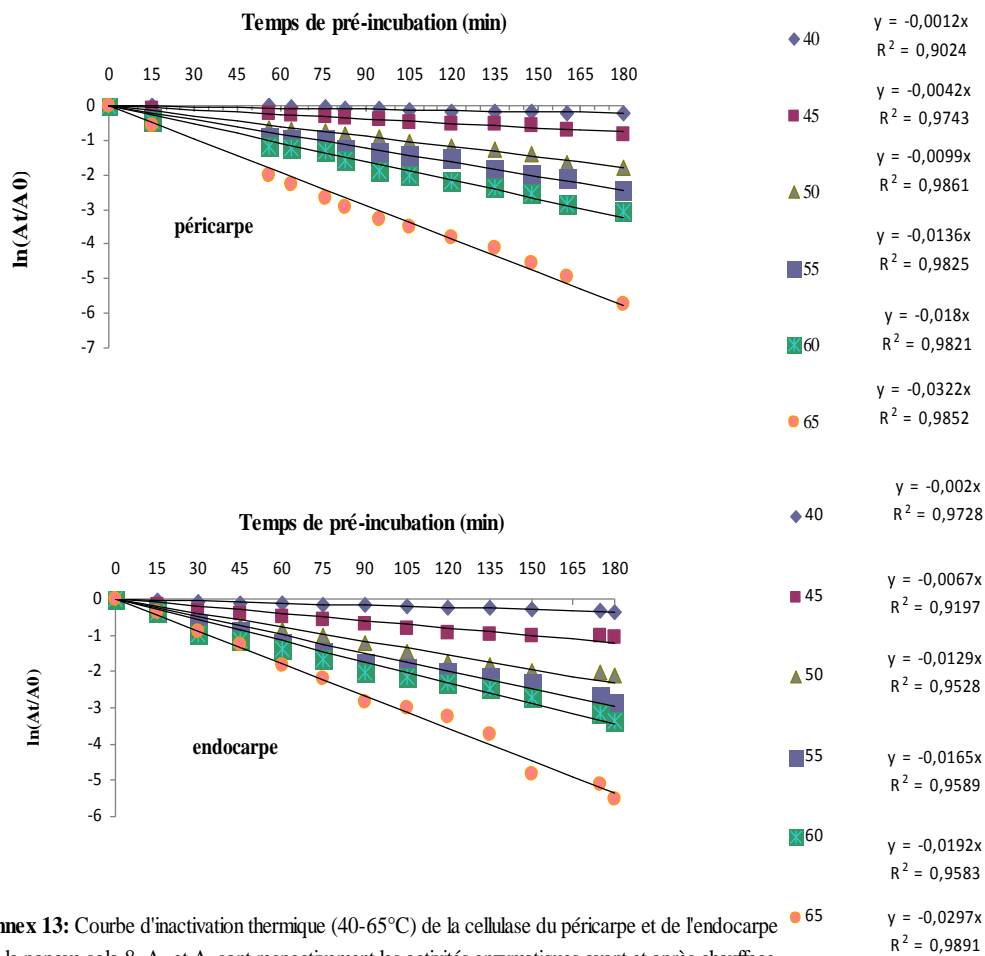
Annexe 10 : Courbe d'inactivation thermique (40-65°C) de la pectine méthylestérase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye. A_0 et A_t sont respectivement les activités enzymatiques avant et après chauffage.



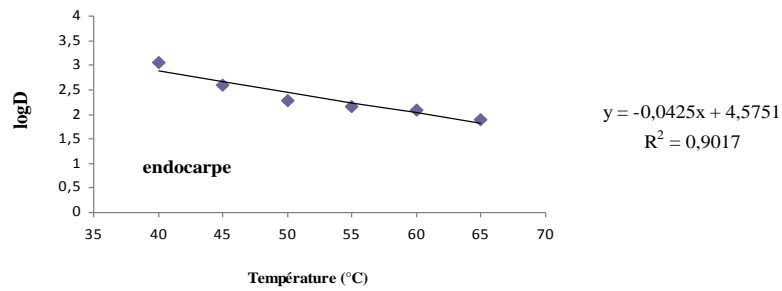
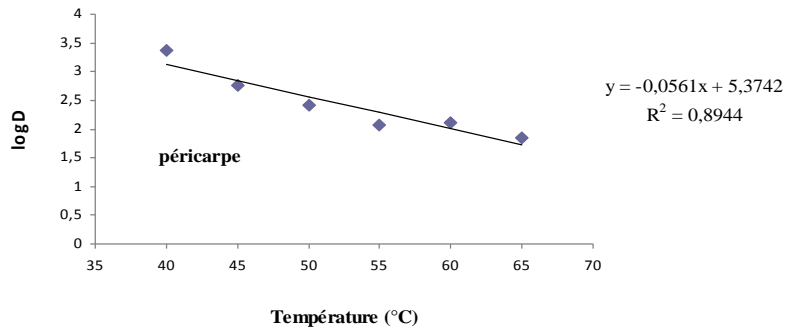
Annexe 11: Influence de la chaleur sur les valeurs de D au cours de l'inactivation thermique de la pectine méthyl estérase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.



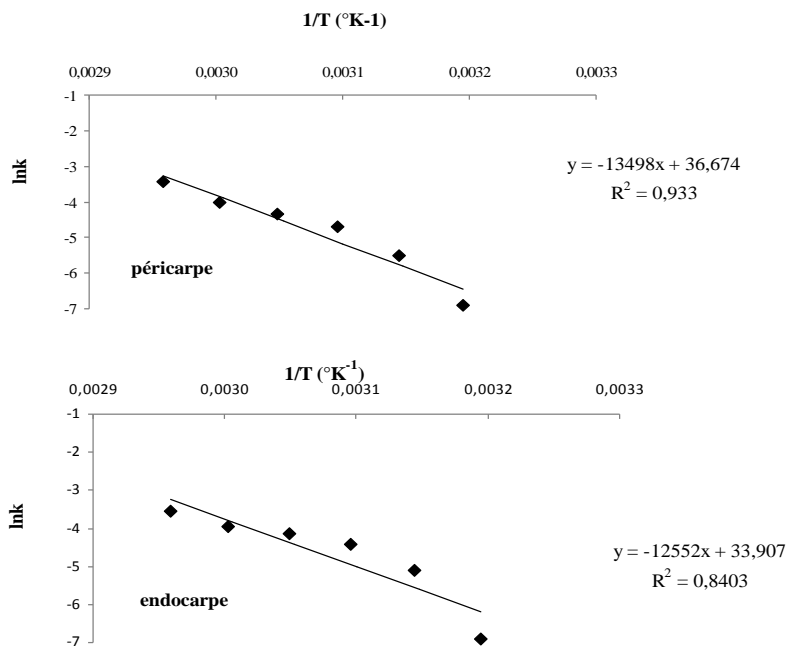
Annexe 12: Influence de la température d'inactivation sur la constante de la vitesse de la pectine méthyl estérase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.



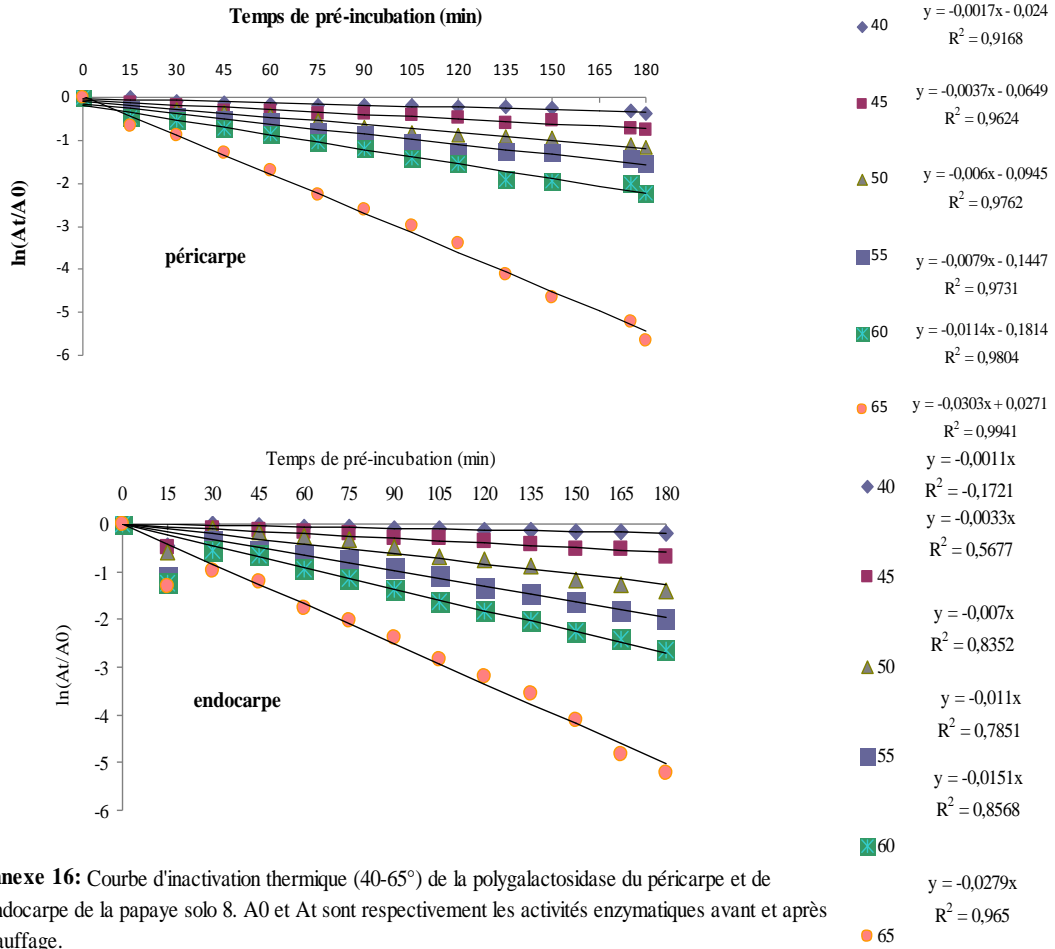
Annex 13: Courbe d'inactivation thermique (40-65°C) de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8. A_0 et A_t sont respectivement les activités enzymatiques avant et après chauffage.



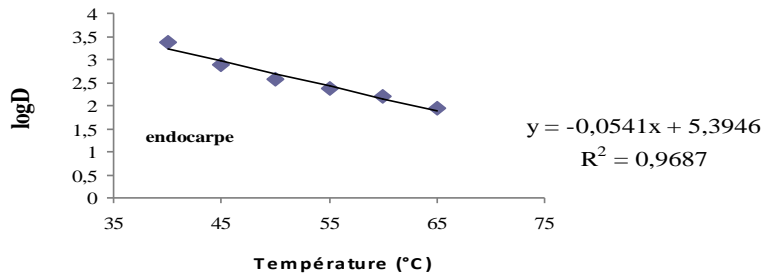
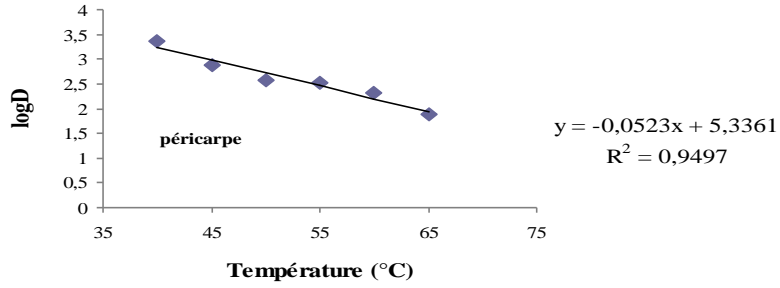
Annexe 14: Influence de la chaleur sur les valeurs de D au cours de l'inactivation thermique de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.



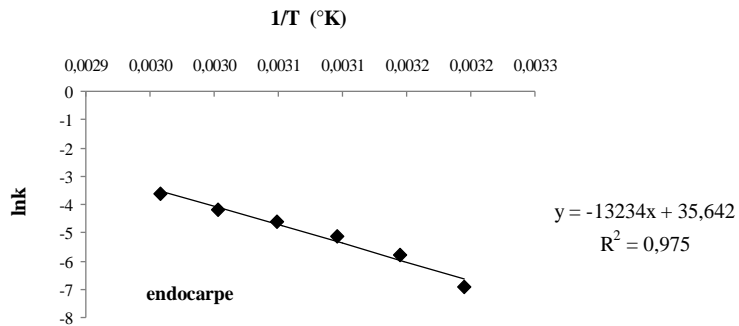
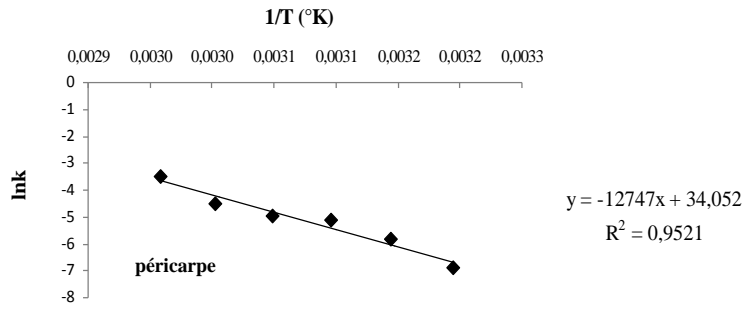
Annexe 15: Influence de la température d'inactivation sur la constante de la cellulase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.



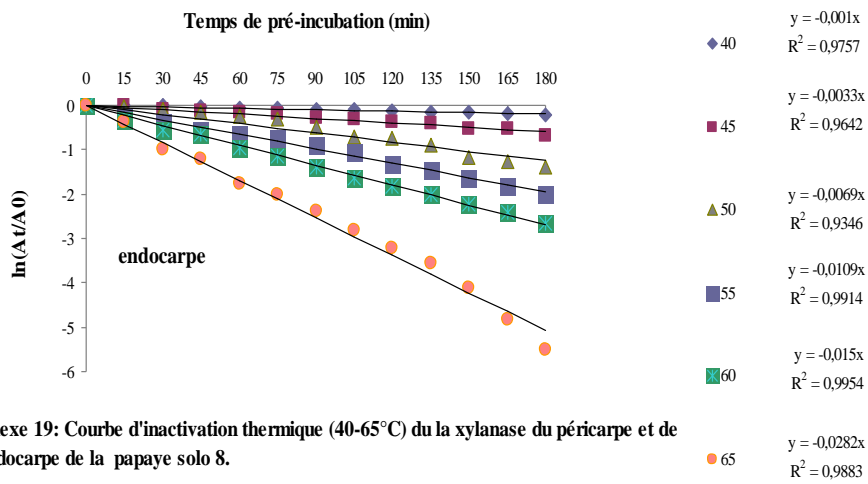
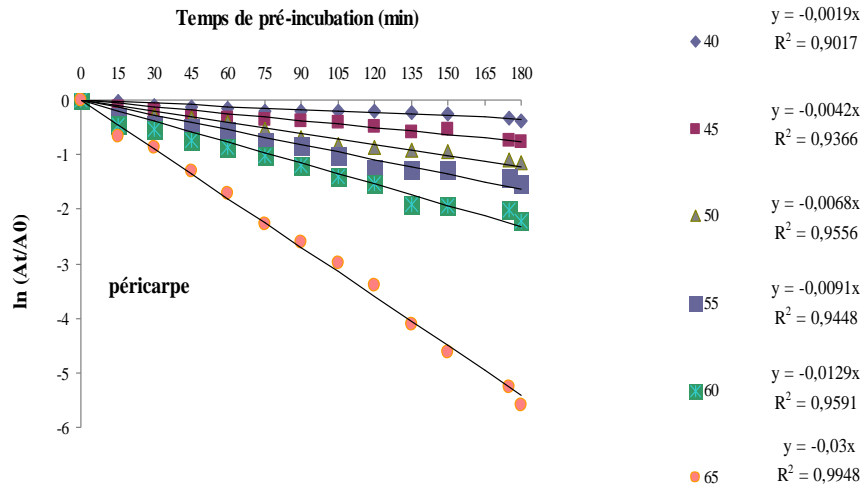
Annexe 16: Courbe d'inactivation thermique (40-65°) de la polygalactosidase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8. A0 et At sont respectivement les activités enzymatiques avant et après chauffage.



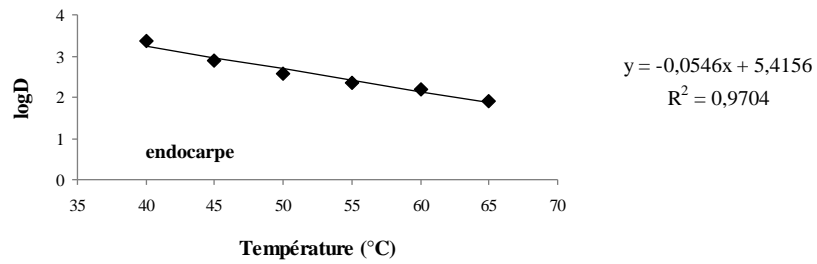
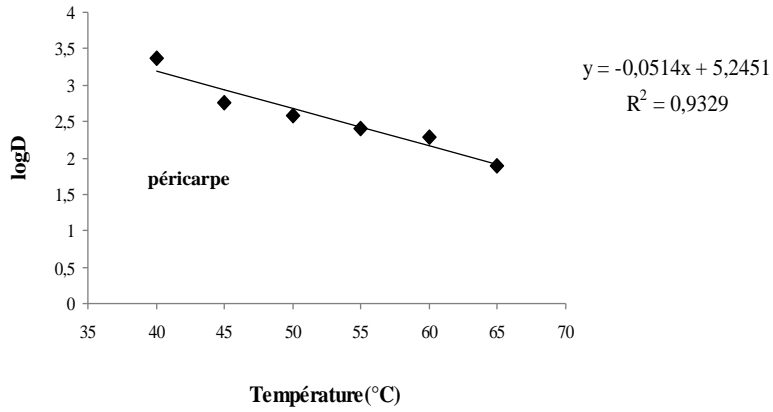
Annexe 17: Influence de la chaleur sur les valeurs de D au cours de l'inactivation thermique de la polygalacturonase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.



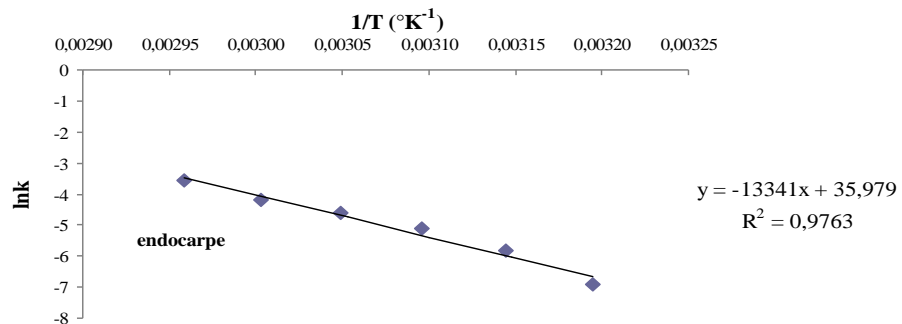
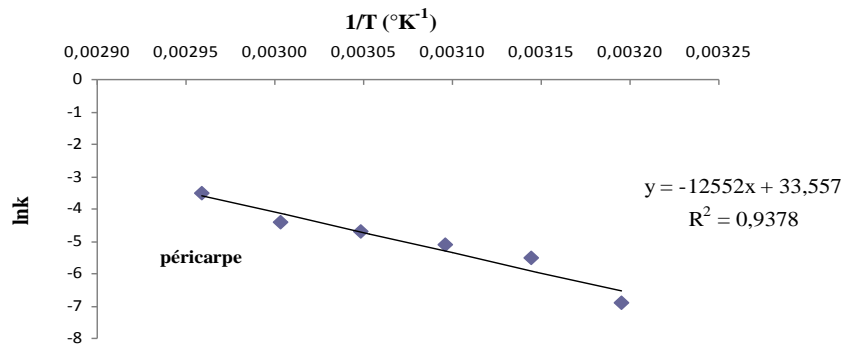
Annexe 18: Influence de la température d'inactivation sur la constante de la vitesse de la polygalacturonase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.



Annexe 19: Courbe d'inactivation thermique (40-65°C) du la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.



Annexe 20: Influence de la chaleur sur les valeurs de D au cours de l'inactivation de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8



Annexe 21: Influence de la température d'inactivation sur la constante de la vitesse de la xylanase du péricarpe et de l'endocarpe de la papaye solo 8.

Annexe 22: Analyse statistique (ANOVA) et quelques tests statistiques (Duncan)

Effet	Résultats Univariés de chaque VD (Feuille de données2) Paramétrisation sigma-restreint Décomposition efficace de l'hypothèse												
	Degré de Liberté	IR SC	IR MC	IR F	IR p	pH SC	pH MC	pH F	pH p	AT SC	AT MC	AT F	AT p
Ord.Orig.	1	7898,490	7898,490	225075,7	0,000000	3560,982	3560,982	1383403	0,000000	0,032715	0,032715	4139,141	0,000000
Température	2	1,157	0,578	16,5	0,000001	0,019	0,010	4	0,029638	0,000057	0,000028	3,589	0,032681
Durée	3	33,361	11,120	316,9	0,000000	0,615	0,205	80	0,000000	0,001006	0,000335	42,436	0,000000
Stade	2	444,667	222,334	6335,6	0,000000	0,043	0,022	8	0,000532	0,000866	0,000433	54,779	0,000000
Température*Durée	6	0,676	0,113	3,2	0,007486	0,012	0,002	1	0,570210	0,000212	0,000035	4,465	0,000677
Température*Stade	4	2,259	0,565	16,1	0,000000	0,210	0,053	20	0,000000	0,000014	0,000003	0,440	0,779446
Durée*Stade	6	1,084	0,181	5,1	0,000189	0,011	0,002	1	0,653379	0,000214	0,000036	4,504	0,000629
Température*Durée*Stade	12	1,979	0,165	4,7	0,000013	0,095	0,008	3	0,001520	0,000036	0,000003	0,381	0,966411
Erreur	72	2,527	0,035			0,185	0,003			0,000569	0,000008		
Total	107	487,710				1,191				0,002973			

Test Duncan ; variable pH (Feuille de données2)																					
Groupes Homogènes, alpha = ,05000 (Recherche Non-Exhaustive)																					
Erreur : M _{Ce} Inter = ,00257, dl = 72,000																					
N°Cellu.	Température	Durée	Stade	pH Moy.	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17
2	15°C	J0	M	5,600000	****	****															
26	28°C	J0	M	5,600000	****																
14	22°C	J0	M	5,600000	****																
3	15°C	J0	I	5,633333	****	****	****	****													
15	22°C	J0	I	5,633333	****	****	****														
27	28°C	J0	I	5,633333	****	****	****														
17	22°C	J4	M	5,653333	****	****	****	****	****	****											
29	28°C	J4	M	5,653333	****	****	****	****	****												
1	15°C	J0	A	5,666667	****	****	****	****	****	****											
13	22°C	J0	A	5,666667	****	****	****	****	****	****											
25	28°C	J0	A	5,666667	****	****	****	****	****	****											
18	22°C	J4	I	5,676667	****	****	****	****	****	****	****	****									
30	28°C	J4	I	5,676667	****	****	****	****	****	****	****	****									
4	15°C	J4	A	5,690000	****	****	****	****	****	****	****	****	****								
7	15°C	J8	A	5,700000		****	****	****	****	****	****	****	****	****							
32	28°C	J8	M	5,713333			****	****	****	****	****	****	****	****	****						
33	28°C	J8	I	5,716667			****	****	****	****	****	****	****	****	****	****					
5	15°C	J4	M	5,733333				****	****	****	****	****	****	****	****	****	****				
36	28°C	J12	I	5,743333					****	****	****	****	****	****	****	****	****	****			
10	15°C	J12	A	5,750000					****	****	****	****	****	****	****	****	****	****	****		
16	22°C	J4	A	5,753333						****	****	****	****	****	****	****	****	****	****	****	
20	22°C	J8	M	5,770000							****	****	****	****	****	****	****	****	****	****	
28	28°C	J4	A	5,773333							****	****	****	****	****	****	****	****	****	****	
19	22°C	J8	A	5,773333							****	****	****	****	****	****	****	****	****	****	
21	22°C	J8	I	5,776667								****	****	****	****	****	****	****	****	****	****
23	22°C	J12	M	5,796667									****	****	****	****	****	****	****	****	****
35	28°C	J12	M	5,810000										****	****	****	****	****	****	****	****
8	15°C	J8	M	5,813333											****	****	****	****	****	****	****
11	15°C	J12	M	5,823333												****	****	****	****	****	****
22	22°C	J12	A	5,826667												****	****	****	****	****	****
6	15°C	J4	I	5,836667													****	****	****	****	****
24	22°C	J12	I	5,850000														****	****	****	****

Test Duncan ; variable AT (Feuille de données2)											
Groupes Homogènes, alpha = ,05000 (Recherche Non-Exhaustive)											
Erreur : M _{Ce} Inter = ,00001, dl = 72,000											
N°Cellu.	Température	Durée	Stade	AT Moy.	1	2	3	4	5	6	7
10	15°C	J12	A	0,007467	****						
12	15°C	J12	I	0,007893	****						
11	15°C	J12	M	0,009600	****	****					
22	22°C	J12	A	0,012800		****	****				
19	22°C	J8	A	0,013867		****	****				
23	22°C	J12	M	0,013867		****	****				
34	28°C	J12	A	0,013867		****	****				
35	28°C	J12	M	0,014933			****				
7	15°C	J8	A	0,014933			****				
20	22°C	J8	M	0,014933			****				
32	28°C	J8	M	0,016000			****	****			
31	28°C	J8	A	0,016000			****	****			
4	15°C	J4	A	0,016000			****	****			
8	15°C	J8	M	0,016000			****	****			
16	22°C	J4	A	0,016000			****	****			
13	22°C	J0	A	0,017067			****	****			
5	15°C	J4	M	0,017067			****	****			
1	15°C	J0	A	0,017067			****	****			
25	28°C	J0	A	0,017067			****	****			
24	22°C	J12	I	0,017067			****	****			
29	28°C	J4	M	0,017067			****	****			
36	28°C	J12	I	0,017067			****	****			
17	22°C	J4	M	0,017067			****	****			
28	28°C	J4	A	0,017067			****	****			
26	28°C	J0	M	0,018133			****	****		****	
2	15°C	J0	M	0,018133			****	****			
33	28°C	J8	I	0,018133			****	****			
14	22°C	J0	M	0,018133			****	****			
9	15°C	J8	I	0,021333				****	****	****	
21	22°C	J8	I	0,021333				****	****	****	
6	15°C	J4	I	0,023467					****		****
18	22°C	J4	I	0,023467					****		****
30	28°C	J4	I	0,023467					****	****	****
27	28°C	J0	I	0,027733							****
3	15°C	J0	I	0,027733							****
15	22°C	J0	I	0,027733							****

Test Duncan ; variable SR (Feuille de données2)										
Groupes Homogènes, alpha = ,05000 (Recherche Non-Exhaustive)										
Erreur : M _{Ce} Inter = ,40421, dl = 72,000										
N°Cellu.	Température	Durée	Stade	SR Moy.	1	2	3	4	5	6
15	22°C	J0	I	0,403333	****					
3	15°C	J0	I	0,403333	****					
27	28°C	J0	I	0,403333	****					
30	28°C	J4	I	0,480000	****					
18	22°C	J4	I	0,636667	****					
33	28°C	J8	I	0,646667	****					
6	15°C	J4	I	0,773333	****					
9	15°C	J8	I	0,810000	****					
12	15°C	J12	I	0,866667	****					
21	22°C	J8	I	0,943333	****					
24	22°C	J12	I	1,006667	****					
36	28°C	J12	I	1,020000	****					
35	28°C	J12	M	2,336667		****				
29	28°C	J4	M	2,366667		****				
2	15°C	J0	M	2,490000		****				
26	28°C	J0	M	2,490000		****				
14	22°C	J0	M	2,490000		****				
17	22°C	J4	M	2,530000		****				
5	15°C	J4	M	2,530000		****				
8	15°C	J8	M	2,593333	****	****				
25	28°C	J0	A	2,633333	****	****				
1	15°C	J0	A	2,633333	****	****				
13	22°C	J0	A	2,633333	****	****				
32	28°C	J8	M	2,670000	****	****				
20	22°C	J8	M	2,680000	****	****				
11	15°C	J12	M	2,740000	****	****				
23	22°C	J12	M	2,743333	****	****				
28	28°C	J4	A	3,190000	****	****	****			
16	22°C	J4	A	3,796667		****	****	****		
19	22°C	J8	A	4,026667			****	****		
31	28°C	J8	A	4,123333			****	****		
4	15°C	J4	A	4,230000			****	****	****	
7	15°C	J8	A	4,303333			****	****	****	
22	22°C	J12	A	4,366667			****	****	****	
34	28°C	J12	A	4,823333				****	****	
10	15°C	J12	A	5,296667						****

Articles tirés de la thèse

Effect of the Maturity Stage and Storage Temperature on the Postharvest Quality of *Carica papaya* L. Variety Solo 8

Benjamin N. Yao¹ • Kablan Tano^{1*} • Emma F. Assemand¹ •
Rose Koffi-Nevry² • Gérard K. Bédié¹ • Georges Amani¹

¹ Laboratory of Food Biochemistry and Tropical Products Technology, Department of Food Science and Technology, Abobo-Adjamé University, Abidjan, 02 B.P. 801, Côte d'Ivoire

² Laboratory of Biotechnology and Food Microbiology, Department of Food Science, University of Abobo-Adjamé, 02 BP 801 Abidjan 02, Côte d'Ivoire

Corresponding author: * pasqual_kab@hotmail.com

ABSTRACT

The level of maturity of *Carica papaya* L. cv. 'Solo 8' at harvest influences considerably most of its flavoring characteristics during ripening. The objective of this study was to determine the level of maturity at harvesting that provides the optimum organoleptic characteristics of *C. papaya* and to find the best temperature for its storage. Three maturity stages were selected (green immature: fruit had green skin without yellow spots, green mature: fruit presented 1/32nd of the yellow skin and advanced maturity: fruit presented 1/8th of the yellow skin). Thirty six fruit at each maturity stage were stored at 15, 22, and 28°C for 12 days and infection rate, weight lost, acidity, pH, firmness, vitamin C content, reducing and total sugars contents, and index of refraction were measured every four days. In addition, trained panelists performed a sensory evaluation of the fruit. At the mature and advanced stages, the fruits had a sweet taste with total sugar content varying from 3.42 to 6.43 g/100 g at day 0 to 7.2 to 8.39 g/100 g at day 12, respectively. Furthermore, the infection rate and the loss of weight of the fruit were higher at the advanced and green immature stages. The content of vitamin C was higher in fruit stored at 15°C compared to those stored at 22 and 28°C. This study indicates that *C. papaya* stored at 15°C for 12 days at the green mature stage presented the best organoleptic characteristics.

Keywords: harvest time, organoleptic characteristics, papaya, postharvest shelf life, storage temperature

INTRODUCTION

In Côte d'Ivoire, horticulture holds a very important place in agriculture and economy.

In fact the field of horticulture offers a large range of fruit and vegetables products including the papaya, which contribute largely to the country's economy (Dembélé *et al.* 2004). The country, which is the second exporter of papaya after Ghana, sends about 1163 tons of papaya every year toward the European Union market (N'da *et al.* 2008). However, concerns of the European Union about the quality of imported agricultural products have led the Côte d'Ivoire to increase its quality procedures when trading with the union countries. Complying with international legal and commercial quality requirements represents a major challenge for fruit exporters (PIP 2006).

Generally, fruit are harvested after they have reached a physiological maturity stage, when development is completed and growing has stopped (Manrique and Lajolo 2004). From this point, postharvest ripening begins, and fruit acquire the organoleptic characteristics to be consumed (Watada *et al.* 1984). Bron and Jacomino (2006) reported that harvest time is fundamental to obtain a high quality fruit with storage potential. According to Lalel *et al.* (2003), only melons harvested at early maturity stages exhibit the climacteric pattern. Harvest time also has an influence on fruit sensorial quality. Bananas harvested at more advanced maturity stages had better consumer acceptance but had a short shelf life (Ahmad *et al.* 2001). Knee and Smith (1989) verified that apples harvested at precocious maturity stages showed long shelf life but presented an unsatisfactory flavor and color when ripe. Maturity stages at harvest also affect the biosynthesis of volatile compounds in mangoes, responsible for fruit flavor (Lalel *et al.* 2003). According to Johnston *et al.* (2002) and MacRae *et al.* (1989), firmness

loss in apples and kiwi is also affected by harvest time. Papaya (*Carica papaya* L.) acquires its significant organoleptic properties when it is harvested at optimal maturity (Guichard 1990). Consequently, harvesting the fruit before the optimal maturity does not allow the optimal development of the organoleptic characteristics and leads to a non-homogeneous ripening (Jaimes-Miranda 2006). Moreover, when the fruit is picked at advanced maturity, the storage period remains short regardless of the method used and its commercialization is limited locally and internationally (N'da *et al.* 1996).

Refrigeration is the most commonly used technique to control fruit ripening. Cold storage slows down enzymatic reactions such as those related to respiration and senescence, minimizing losses of fruit quality attributes (Bron and Jacomino 2009). According to Kader (2002), papaya respiration rate, which is approximately 15-35 mL CO₂ kg⁻¹ h⁻¹ at 20°C, decreases to 4-6 mL CO₂ kg⁻¹ h⁻¹ when fruit are stored at 10°C. Chaplin *et al.* (1991) was successful in the application of cold storage at 15°C to mango cv. 'Kensington' for 4 weeks, with acceptable ripening and quality index upon ripening. While, Chen and Paull (1986) observed that papayas harvested at physiological maturity showed chilling injury symptoms after 2 weeks at 7°C and were characterized by irregular and slow ripening and by an increase in susceptibility to fungus. Proulx *et al.* (2005) reported that storage of color break papayas cv. 'Exp. 15' from 0.5 to 10°C resulted in the development of chilling injury. Papaya fruit, like other tropical fruit, are sensitive to chilling temperatures (usually lower than 10°C) and may develop chilling injury symptoms such as pitting of the skin, scald, hard lumps in the pulp around the vascular bundles, water soaking of the flesh, abnormal ripening with blotchy discoloration, and increased susceptibility to decay (Thompson and Lee 1971; El-Tomi *et al.* 1974; Chan *et al.* 1985; Chen and

Paul 1986; Ali *et al.* 1993). Moreover, high storage temperatures lead to accelerated water loss and subsequently to shriveling and softening of the fruit (Proulx *et al.* 2005). Nunes *et al.* (1998) reported that the rate of loss of total ascorbic acid in strawberry fruit is very rapid after harvest, and increases as the storage time and temperature increase.

The objective of this study was to determine the level of maturity at harvesting that provides the optimum organoleptic characteristics of *C. papaya* L. cv. 'Solo 8', the most cultivated variety in Côte d'Ivoire and to find the best temperature for its storage. Thus, parameters such as the loss of weight, infection rate, titratable acidity, pH, firmness, vitamin C content, reducing and total sugars, soluble dry solids have been evaluated every four days during storage at 15, 22, and 28°C. In addition, organoleptic evaluations have been performed to complete the physico-chemical tests.

MATERIALS AND METHODS

Sampling

This study was performed on *Carica papaya* L. cv. 'Solo 8'. The fruit were harvested in a farm at Tomassé (Azaguié), about 50 Km from the International Airport of Abidjan, Côte d'Ivoire, and were transported in a truck (28°C) immediately to the laboratory [Laboratory of Food Biochemistry and Tropical Products Technology, Abobo-Adjamé University]. The papayas were harvested at three stages of maturity namely, the green immature stage (the fruit had green skin without yellow spots), the mature stage (the fruit had green skin with the beginning of yellow spots) and the advanced maturity stage (1/8 of the fruit skin is yellow). The fruit were washed with water, sorted according to uniformity in shape, size and weight, placed in boxes, and then stored immediately at 15, 22, and 28°C for 12 days. Twelve fruit from each of the 3 maturity stages were placed in a box and 12 boxes of each maturity stage were stored at these three different temperatures. During the 12 days storage, 3 boxes (36 fruit) of each maturity stage were pulled out every four days from each storage temperature and the evaluation parameters were measured. All the tests were repeated three times.

Physical parameters

1. Infection

For each analysis day, the degree of infection was expressed as the percentage of infected fruit for each treatment (Tano *et al.* 2007).

2. Firmness

Using a penetrometer (Fruit Pressure Testing, model FT 327, EFFEGI, Milan, Italy) equipped with an indicator of force, the tip of the device is pressed to the middle of the papaya at a depth of 8 mm until it penetrates the pulp of the fruit. The value indicated by the device represents the maximum force expressed in Newton (N) required for the pulp to cede to the tip of the penetrometer, expressing the firmness (Tano *et al.* 2007; Yué Bi 2010).

3. Loss of weight

The loss of weight was measured using the method of Proulx *et al.* (2005). Weight loss was determined during the storage period by monitoring the weight of the 12 fruit of each box. Weight loss was expressed as the percentage of the loss of weight with respect to the initial weight and was determined in triplicate.

Chemical parameters

1. Ascorbic acid

The ascorbic acid (vitamin C) content was determined according to the method described by Poncracz (1971) using 2,6-dichlorophenol indolphenol. Ten grams of papaya pulp were ground in 20 mL of metaphosphoric acid/acetic acid (3% metaphosphoric acid – 8% acetic acid). The ground matter was centrifuged (Centrifuge

Jouan Multifunction B4i-BR4i, Germany) at 4000 rpm for 20 min. One milliliter of the supernatant was titrated with 2,6-dichlorophenol indolphenol. The ascorbic acid content was calculated by the following equation:

$$\text{Ascorbic acid content (mg/100 g)} = \frac{(V_e - V_0) \times 20}{(V_c - V_0) \times 10} \times 100$$

where V_e is the volume of 2,6-dichlorophenol indolphenol used to titrate 1 mL of supernatant, V_0 is the volume of 2,6-dichlorophenol indolphenol used to titrate 1 mL of metaphosphoric acid/acetic acid, and V_c is the volume of 2,6-dichlorophenol indolphenol used to titrate 1 mL of standard solution of ascorbic acid (1 mg/mL).

2. pH and titratable acidity

The pH of the samples was measured with a numerical pH meter (Consort P107, Belgium). Titratable acidity was measured according to the AOAC method (2000). This measurement was done by titrating against 0.1 N NaOH using 1% phenolphthalein as indicator.

3. Reducing sugars and total sugars

One gram of papaya pulp was ground (Moulinex Masterchef 750, France) in 10 mL of ethanol to obtain the ethanol-soluble sugars. The mixture was centrifuged (Centrifuge Jouan Multifunction B4i-BR4i, Germany) at 3000 rpm for 30 min. The supernatant was used to determine the reducing sugars according to the method described by Bernfield (1955) using 3,5-dinitrosalicylic acid (DNS). 0.5 mL of DNS was added to 0.1 mL of the supernatant diluted in 0.9 mL of distilled water. The mixture was heated in a water bath at 100°C for 5 min and cooled for 5 min at room temperature (28 ± 2°C); then, 3.5 mL of distilled water were added. The absorbance was determined by a spectrophotometer (UV-102-02, Shimadzu, Kyoto, Japan) at 540 nm against a standard solution containing all of the reagents except the supernatant. The determination of the total sugars was performed by the method of Dubois *et al.* (1956). 1 mL of phenol 5% (w/v) was added to 0.1 mL of the supernatant diluted in 0.9 mL of distilled water. The mixture was homogenized, heated in a water bath at 100°C for 5 min, and let cool at room temperature for 5 min, then 2 mL of concentrated sulfuric acid was then added to the mixture. The optical density (O.D) was read at 490 nm against a standard solution on a spectrophotometer (Shimadzu, Japan).

Index of refraction

The index of refraction (expressed in °Brix) was measured with a refractometer (model N-20E, ATAGO, Tokyo, Japan) equipped with a temperature corrector. A drop of papaya juice obtained after grinding was placed on the prism of the refractometer and the index of refraction was directly read under a sun light source.

Sensory analysis

The sensory evaluation was possible using the method described by Lateur *et al.* (2001). Three slices of every level of papaya maturity were served to ten well-trained panelists for evaluation. The evaluated criteria were firmness, crunchiness, sweetness, acidity, skin color, pulp color, and juiciness. A scale of 1 to 5 was used to indicate: 5 = excellent, 4 = good, 3 = average, 2 = bad and 1 = very bad.

Statistical analysis

The experiments were repeated twice. Since, there were no significant differences between the two experiments. The results were pooled and averaged. The experiments were laid out in a completely randomized block design with tree replicates. Data on infection, firmness, weight loss, pH, titratable acidity, reducing and total sugars contents, vitamin C contents, and refraction index were submitted to an analysis of variance (ANOVA). Statistical analysis was performed using SPSS 10.0. Significance between means was assessed using Duncan's test at $P < 0.05$.

Table 1 Titratable acidity and pH of *Carica papaya* L. picked at green immature, green mature and advanced maturity stages and stored at 15, 22, and 28°C for 12 days.

Developmental stage	Day	Titratable acidity (%)			pH		
		15°C	22°C	28°C	15°C	22°C	28°C
Green immature	0	0.028 ± 0.004 aK	0.028 ± 0.004 aK	0.028 ± 0.004 aK	5.63 ± 0.06 aI	5.63 ± 0.06 aI	5.63 ± 0.06 aI
	4	0.024 ± 0.004 aL	0.024 ± 0.004 abL	0.024 ± 0.004 abL	5.84 ± 0.06 bJ	5.67 ± 0.12 abK	5.68 ± 0.12 aK
	8	0.021 ± 0.004 aM	0.021 ± 0.004 bcM	0.018 ± 0.002 bcM	5.93 ± 0.04 cL	5.78 ± 0.02 bcM	5.72 ± 0.07 aM
	12	0.018 ± 0.006 bN	0.017 ± 0.002 cO	0.017 ± 0.002 cO	5.96 ± 0.00 cN	5.85 ± 0.05 cO	5.74 ± 0.00 aP
Green mature	0	0.018 ± 0.002 aE	0.018 ± 0.002 aE	0.018 ± 0.002 aE	5.60 ± 0.00 aE	5.60 ± 0.00 aE	5.60 ± 0.00 aE
	4	0.017 ± 0.002 aF	0.017 ± 0.004 aF	0.017 ± 0.004 aF	5.73 ± 0.05 bF	5.65 ± 0.05 aF	5.65 ± 0.05 aF
	8	0.016 ± 0.000 aI	0.015 ± 0.002 aI	0.016 ± 0.003 aI	5.81 ± 0.03 cG	5.77 ± 0.02 bG	5.71 ± 0.05 bG
	12	0.010 ± 0.000 bJ	0.014 ± 0.002 aJ	0.015 ± 0.002 aJ	5.82 ± 0.00 cH	5.80 ± 0.03 bH	5.81 ± 0.07 cH
Advanced maturity	0	0.017 ± 0.002 aA	0.017 ± 0.002 aA	0.017 ± 0.004 aA	5.67 ± 0.06 aA	5.67 ± 0.06 aA	5.67 ± 0.06 aA
	4	0.016 ± 0.000 aB	0.016 ± 0.003 abB	0.017 ± 0.002 aB	5.69 ± 0.05 aB	5.75 ± 0.04 abB	5.77 ± 0.05 bB
	8	0.015 ± 0.004 aC	0.014 ± 0.002 abC	0.016 ± 0.003 aC	5.70 ± 0.01 aC	5.77 ± 0.07 bC	5.87 ± 0.03 cC
	12	0.008 ± 0.002 bD	0.013 ± 0.000 bD	0.014 ± 0.002 aD	5.75 ± 0.07 aD	5.83 ± 0.01 bD	5.95 ± 0.00 dD

The values, followed by the same low case letter in a column and the same upper case in a row, are not significantly different at $p < 0.05$. The reading is done in the same column for lower case letters and in the same row for the upper cases.

RESULTS AND DISCUSSION

The infection rate of fruit (Fig. 1) was high at the advanced maturity stage and at 22 and 28°C. The fragility of the fruit at this maturity stage may be due to microbial infections. Moreover, 22 and 28°C are temperatures at which the growth of mold such as *Colletotrichum gloeosporioides* is favored (Coates *et al.* 1995). The results of this work confirmed those of Baiyewu *et al.* (2005) who showed that the optimal temperature for microbial growth on papayas was between 30 and 35°C. During storage, the pH of the fruit increased near 6 (Table 1) favorable to the growth of microorganisms. Additionally, the changing in the sugar content of the fruit during the ripening process may be responsible for mold contamination. Indeed, according to Aharoni *et al.* (1985) and King *et al.* (1995), the fruit and vegetables lose their resistance to the molds infections with the advance of ripening and senescence.

The loss of firmness (Fig. 2) was significant ($P < 0.05$) for all the fruit regardless of the maturity stage and the storage temperature. However, the loss of firmness was more

pronounced for higher storage temperatures (22 and 28°C) and with maturity stages (green mature and advanced maturity). The loss of firmness could be explained by the loss of water by transpiration of the fruit during storage. Accordingly, Chaib (2007) mentioned that during maturation, the loss of firmness of fruit was the consequence of changes in the hydrostatic pressure of parenchyma cells. Furthermore, fruit respiration and ethylene synthesis lead to reactions such as chlorophyll degradation and enzymatic hydrolysis of the cell wall of fruit, which are responsible of the softening of fruit. These results agreed with those of Fisher and Bennett (1991), Fils-Lycaon and Buret (1991) and Ketsa and Daengkanit (1999) who showed that the activity of parietal hydrolases (polygalacturonase, cellulases, β -galactosidase, pectinmethyl esterase) increased during the maturation of fruit such as melon and durian with a release of ethylene. Sancho *et al.* (2010) showed that the loss of firmness of papaya increased with the increase of the enzymatic ethylene-related degradation of the cell wall. According to Paul *et al.* (1999), the solubilization of pectin and hemicelluloses, and the loss of firmness in papaya hap-

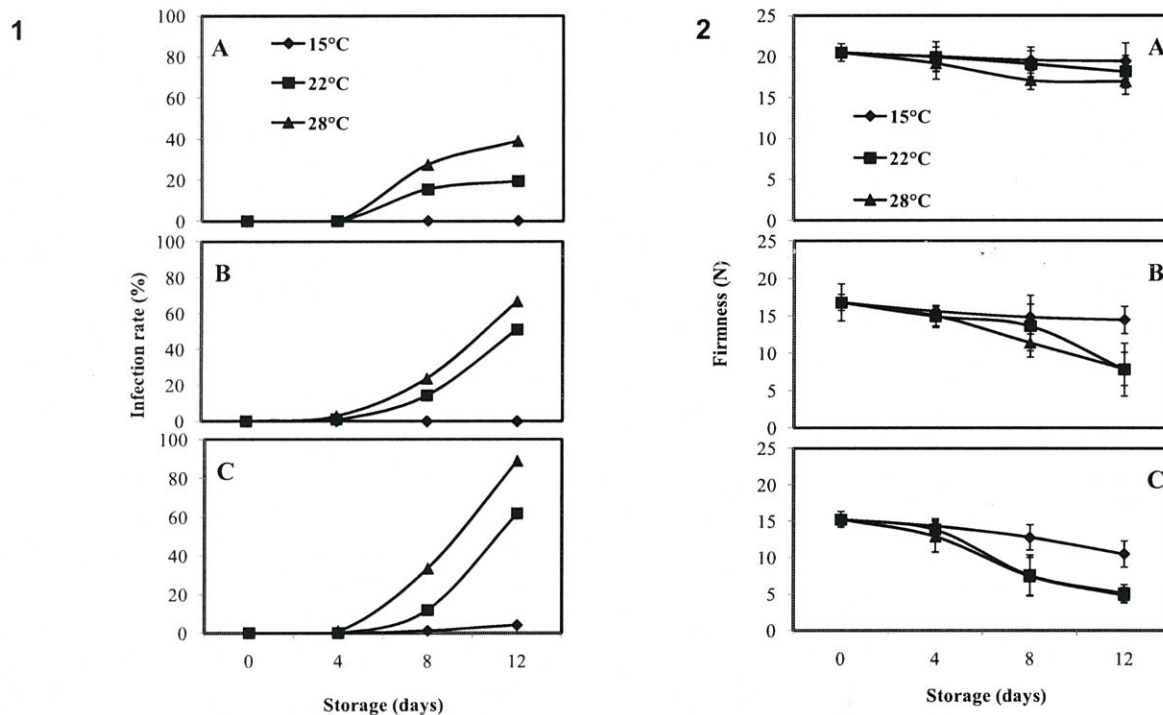


Fig. 1 Evolution of infection rate of *Carica papaya* L. picked at green immature (A), mature green (B) and advanced maturity (C) stages and stored at 15, 22 and 28°C for 12 days.

Fig. 2 Evolution of firmness of *Carica papaya* L. picked at green immature (A), mature green (B) and advanced maturity (C) stages and stored at 15, 22 and 28°C for 12 days.

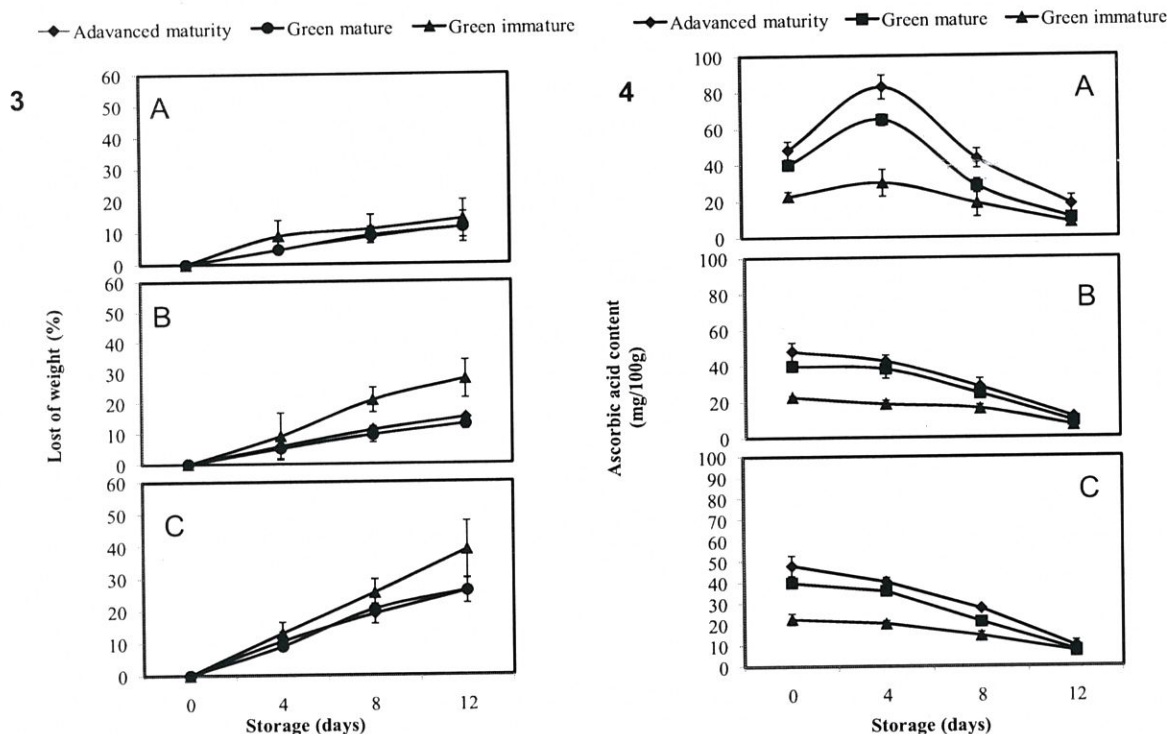


Fig. 3 Evolution of the loss of the weight of *Carica papaya* L. picked at green immature, green mature and advanced maturity stages and stored at 15°C (A), 22°C (B) and 28°C (C) for 12 days.

Fig. 4 Evolution of ascorbic acid content on *Carica papaya* L. picked at green immature, green mature and advanced maturity stages and stored at 15°C (A), 22°C (B) and 28°C (C) for 12 days.

pened all together and they increased with the storage time and temperature. However, these authors showed that some phenomena of fruit softening, such as the loss turgescence are not related to ethylene.

The loss of weight (Fig. 3) of *C. papaya* was high at 22 and 28°C probably because of the high transpiration rate that happened at these temperatures, which is a non-renewable loss of water due to the fact that fruit were no more attached to the tree (Chen and Paull 1989). Most of the loss of vitamin C (Fig. 4) happened at high temperature (higher than 20°C) and at long storage period with the help of the sun light, which is known to break down the vitamin C. Our results were in agreement with those of Davidek *et al.* (1990) who indicated that vitamin C content decreased at long storage temperatures and times. Nevertheless, vitamin C content in fruit stored at 15°C increased from day 0 (47.87 mg/100 g) to day 4 (82.78 mg/100 g) before decreasing to 17.92 mg/100 g at the end of the storage period (day 12). These results could be explained by the rate of vitamin C who increases naturally during maturation and decreases during the ripening of the papaya (Lee and Kader 2000;

Bron and Jacomino 2006). However, when the papaya is stored at high temperatures (22 and 28°C), the rate of vitamin C decreases because there is a strong degradation of this vitamin by heat and sun light. This argument is in agreement with Rai and Attar (2008) who reported that the losses of vitamin C during papaya postharvest ripening may be attributed to its sensitivity to heat and sun light. When the fruit are stored at low temperature (15°C), the loss of vitamin C is lower so that a peak was observable at day 4 (Fig. 4A).

The increase in reducing sugars (Table 2) and soluble dry solids (Table 3) during storage was probably due to enzymatic activities such as those of polygalacturonase, pectin Methyl esterase, which hydrolyzes pectin in simple sugars. As shown in Table 2, the content of total sugars initially increased, reaching for instance the maximum levels of 8.563, 10.200, 8.467 g/100g after day 8 at 15, 22 and 28°C, respectively for the advanced maturity stage. After this period the total sugars content decreased slightly to 6.570, 8.397 and 6.900 g/100 g until the end of the storage period. These results were in agreement with those of Gomez *et al.* (2002),

Table 2 Total and reducing sugars of *Carica papaya* L. picked at green immature, green mature and advanced maturity stages and stored at 15, 22, and 28°C for 12 days.

Developmental stage	Day	Total sugars (g/100 g)			Reducing sugars (g/100 g)		
		15°C	22°C	28°C	15°C	22°C	28°C
Green immature	J0	1.563 ± 0.202 aJ	1.607 ± 1.203 aJ	1.957 ± 1.301 aJ	0.403 ± 0.193 aJ	0.403 ± 0.193 aJ	0.403 ± 0.193 aJ
	J4	2.080 ± 0.492 aK	2.080 ± 0.492 abK	2.080 ± 0.495 aK	0.773 ± 0.235 aK	0.637 ± 0.393 abK	0.480 ± 0.030 abK
	J8	3.093 ± 0.748 aL	3.493 ± 1.094 abL	3.860 ± 1.370 aL	0.810 ± 0.065 aL	0.943 ± 0.240 bL	0.647 ± 0.074 bL
	J12	3.150 ± 1.738 aM	4.253 ± 1.790 bM	2.550 ± 0.552 aM	0.867 ± 0.372 aM	1.007 ± 0.216 bM	1.020 ± 0.128 cM
Green mature	J0	3.410 ± 0.830 aE	2.970 ± 0.885 aE	3.410 ± 0.930 aE	2.490 ± 1.249 aF	2.490 ± 1.249 aF	2.337 ± 0.142 aF
	J4	3.517 ± 0.405 aF	3.410 ± 0.930 abF	7.207 ± 3.196 bG	2.530 ± 1.017 aG	2.530 ± 0.819 aG	2.367 ± 0.504 aG
	J8	4.453 ± 1.170 aH	4.877 ± 0.467 bH	5.677 ± 0.680 abH	2.593 ± 0.160 aH	2.680 ± 0.046 aH	2.490 ± 1.249 aH
	J12	4.307 ± 0.996 aI	4.527 ± 0.645 bI	4.777 ± 0.935 abI	2.740 ± 0.017 aI	2.743 ± 0.917 aI	2.670 ± 0.647 aI
Advance maturity	J0	6.430 ± 1.645 aA	6.430 ± 1.645 aA	6.430 ± 1.645 aA	2.633 ± 0.869 aA	2.633 ± 0.869 aA	2.633 ± 0.869 aA
	J4	6.800 ± 1.572 aB	5.390 ± 2.142 aB	9.327 ± 5.248 aB	4.230 ± 1.206 abB	3.797 ± 0.270 bB	3.190 ± 0.115 abB
	J8	8.563 ± 2.880 aC	10.200 ± 2.777 aC	8.467 ± 1.967 aC	4.303 ± 1.057 abC	4.027 ± 0.585 bC	4.123 ± 0.543 bcC
	J12	6.570 ± 0.262 aD	8.397 ± 3.435 aD	6.900 ± 0.619 aD	5.297 ± 0.270 bD	4.367 ± 0.086 bE	4.823 ± 0.611 cE

The values, followed by the same low case letter in a column and the same upper case in a row, are not significantly different at p < 0.05. The reading is done in the same column for lower case letters and in the same row for the upper cases.

Table 3 Soluble dry solids of *Carica papaya* L. picked at green immature, green mature and advanced maturity stages and stored at 15, 22, and 28°C for 12 days.

Developmental stage	Day	Refraction index (°Brix)		
		15°C	22°C	28°C
Green immature	0	5.233 ± 0.058 aO	5.233 ± 0.058 aO	5.233 ± 0.058 aO
	4	5.900 ± 0.100 bP	5.567 ± 0.115 bQ	5.567 ± 0.115 bQ
	8	6.000 ± 0.000 bR	6.033 ± 0.058 cR	6.033 ± 0.058 cR
	12	6.567 ± 0.413 cS	6.267 ± 0.115 dS	6.267 ± 0.115 dS
Green mature	0	8.500 ± 0.500 aI	8.133 ± 0.208 aI	8.133 ± 0.208 aI
	4	8.133 ± 0.208 aJ	8.833 ± 0.208 bK	8.833 ± 0.208 bK
	8	9.167 ± 0.153 bL	9.067 ± 0.115 bM	9.000 ± 0.000 bM
	12	9.933 ± 0.115 cN	10.000 ± 0.000 cN	9.933 ± 0.115 cN
Advanced maturity	0	10.000 ± 0.000 aA	10.000 ± 0.000 aA	10.000 ± 0.000 aA
	4	11.100 ± 0.173 bB	10.367 ± 0.153 abC	10.367 ± 0.153 bC
	8	11.366 ± 0.153 bD	10.600 ± 0.360 bE	11.000 ± 0.000 cE
	12	12.400 ± 0.173 cF	11.233 ± 0.252 cG	11.167 ± 0.289 cG

The values, followed by the same low case letter in a column and the same upper case in a row, are not significantly different at $p < 0.05$. The reading is done in the same column for lower case letters and in the same row for the upper cases.

who indicated in their experiments that the total sugars from green papaya fruit increased from 9.5 to 10% before dropping to 9% during maturation. Proulx *et al.* (2005) demonstrated that after 14 days of storage at 5, 10, 15, and 20°C, the total sugars in papayas picked at first sign of yellow color decreased from 30% of the initial value.

C. papaya picked at green immature stage (Figs. 5A, 5D, 5G) and stored at 15, 22, and 28°C did not show a significant ($P > 0.05$) difference between the studied organoleptic characteristics. Indeed, the fruit stayed firm during storage. The color of the skin, and the pulp, the acidity, the sweetness, the juiciness, and the crunchiness of the fruits remained invariable during storage. The abnormal organoleptic characteristics of the fruits at the green immature stage shown in this study could be explained by the fact that the fruit were not at the desirable maturity to allow a normal ripening. These results agreed with those of Jaimes-Miranda (2006) who indicated that the development stages of papayas were critical for the ripening capacity. In fact, immature fruit are unable to ripen even in presence of ethylene.

For *C. papaya* picked at green mature stage (Figs. 5B, 5E, 5H), the acidity and the sweetness of the fruit did not change significantly ($P < 0.05$) while the firmness, which was very pronounced at day 0, decreased progressively during storage. The panelists found a significant change in the evolution of the color of the skin and the pulp, the juiciness, and the crunchiness of the fruit. Indeed, the color of the skin of the papaya fruit changed from green mature at day 0 to completely yellow at day 12 when the fruit were stored at 28°C. However, at 15°C, the color of the skin increased progressively from green mature at day 0 to ¼ of yellow at day 12 while at 22°C for the same period, it changed from green mature to ¾ of yellow. At 15 and 22°C, the color of the pulp varied from red to dark red from day 0 to day 12 and the fruit became juicier and less crunchy. The sensory evaluation results were confirmed by those of the physico-chemical analysis, and those indicated by Obenland *et al.* (2011). The comparison of the first two maturity stages showed that the green mature fruit followed a natural ripening cycle during storage and presented better organoleptic characteristics which represent the optimal stage of maturity. At 15°C, the postharvest shelf life of the green mature papaya was longer than that of the green immature papaya because the low temperature delayed most of the biochemical reactions. This result was in accordance with that of Bron and Jacomino (2009) who drew similar conclusions when they indicated that the ripening and the softening of the papaya were delayed at 15°C because the enzymatic reactions also were reduced at that temperature.

All the advanced maturity stage papaya fruit (Figs. 5C, 5F, 5I) showed a significant ($P < 0.05$) difference between all the organoleptic characteristics studied except the acidity. Thus at 22 and 28°C, the color of the fruit skin varied from 1/8 of yellow to totally yellow. These sensory results were confirmed by the physico-chemical analysis. However, at

15°C, the variation of the color of the skin from 1/8 of yellow to ¾ of yellow was probably due to the effect of the low temperature that delayed the development of the color and the loss of the firmness. In fact, the production of ethylene, which is responsible of the ripening in fruit, is highly reduced by low temperatures (Bron and Jacomino 2009). During storage, the color of the pulp varied from red to dark red. For the advanced mature stage at the three storage temperatures, most of the biochemical reactions were accelerated: chlorophyll was degraded, and pigments which give the red color of the pulp (carotenoids), were synthesized (Grimplet 2004). At 22 and 28°C, the fruit, which were very firm at day 0, became less and less firm from day 8 to day 12 where they reached a total softness when compared to the ones at 15°C. The sweetness and the juiciness increased progressively during storage probably because of the degradation activities of some enzymes (polygalacturonase, pectin methyl esterase) that hydrolyze pectin, contributing to the softening of the fruit and the release of the simple sugars responsible of the sweet taste of the fruit (Emega 2008).

CONCLUSION

The storage of *C. papaya* harvested at various stages of maturity (green immature, green mature and advanced maturity) at 15, 22, and 28°C has revealed several interesting phenomena. Indeed, the green immature papayas stored at these temperatures do not ripen whilst those harvested at the advanced maturity ripened too quickly regardless of the storage temperature. However, the papayas harvested at green mature stage and stored at 15°C ripened naturally and showed the best organoleptic characteristics. Consequently, in order to preserve the best quality of their fruit over a long period, papaya farmers should harvest their fruit at the green mature stage and store them at 15°C.

REFERENCES

- Aharoni N, Philisoph-Hadas S, Barkai-Golan R (1985) Modified atmosphere to delay senescence of broccoli. In: Blankenship SM (Ed) *Controlled Atmospheres for Storage and Transport of Perishable Agricultural Commodities*, North Carolina State University Horticulture Report, pp 126-169
- Ahmad S, Clarke B, Thompson AK (2001) Banana harvest maturity and fruit position on the quality of ripe fruit. *Annals of Applied Biology* 139, 329-335
- Ali ZM, Lazan H, Ishak SN, Selamat MK (1993) The biochemical basis of accelerated softening in papaya following storage at low temperature. *Acta Horticulturae* 343, 230-232
- AOAC (2000) Official Method 942.15 (17th Edn). Acidity (titratable) of fruit products read with A.O.A.C official method 920. 149 Preparation of test sample. Washington, D.C.
- Baiyewu RA, Amusa NA (2005) The effect of temperature and relative humidity on pawpaw fruit rot in south-western Nigeria. *World Journal of Agricultural Sciences* 1 (1), 80-83
- Bernfeld P (1955) Amylase β and α (assay method). In: Colowick SP, Kaplan NO (Eds) *Methods in Enzymology I*, Academic Press, New York, pp 149-154

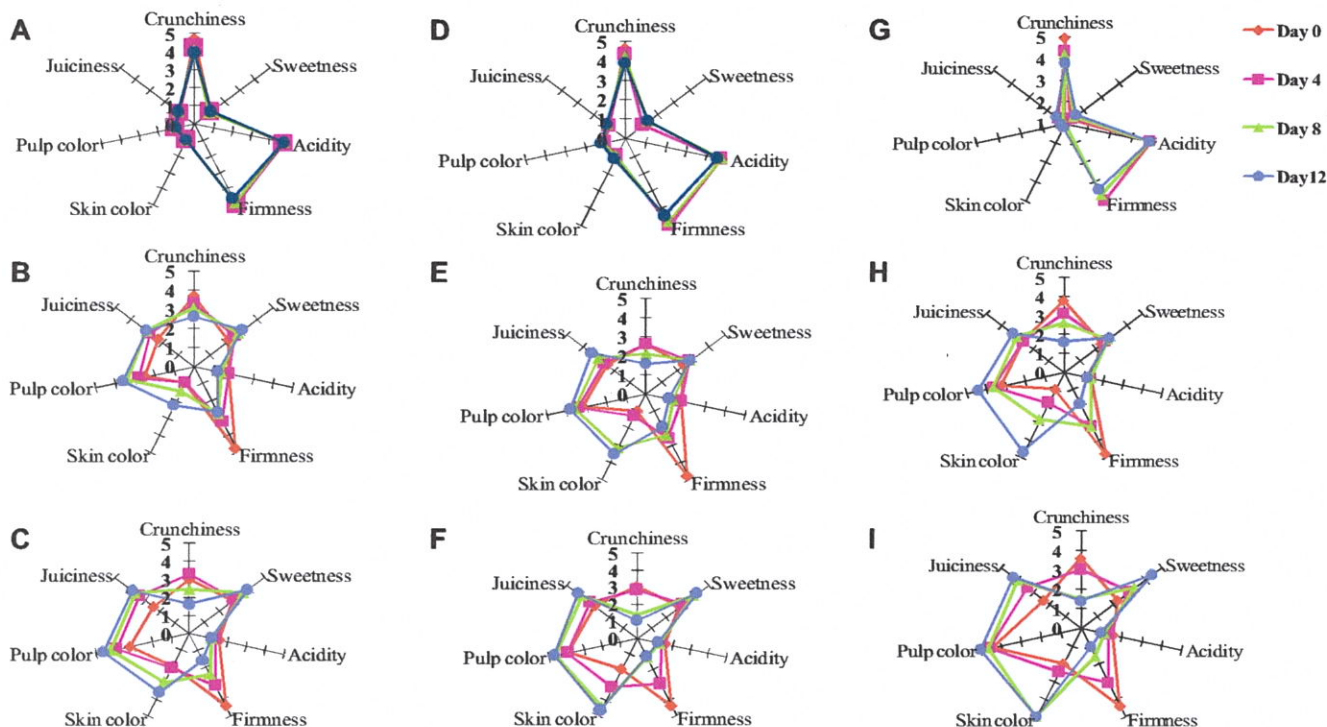


Fig. 5 Evolution of organoleptic parameters of *Carica papaya* L. picked at green immature (A, D, G), mature green (B, E, H) and advanced maturity (C, F, I) stages and stored at 15°C for 12 days (A-C), at 22°C for 12 days (D-I).

- Bron IU, Jacomino AP** (2009) Ethylene action blockade and cold storage affect ripening of 'Golden' papaya fruit. *Acta Physiologia Plantarum* **31**, 1165-1173
- Bron IU, Jacomino AP** (2006) Ripening and quality of 'Golden' papaya fruit harvested at different maturity stage. *Brazilian Journal of Plant Physiology* **18** (3), 389-396
- Chaib J** (2007) Caractérisation des déterminants génétiques et moléculaires de la texture du fruit de tomate. PhD thesis, Ecole Nationale Supérieure Agronomique de Montpellier, 143 pp
- Chaplin GCS, Landrigan MNP, Lam P, Graham D** (1991) Chilling injury and storage of mango (*Mangifera indica* L.) fruit held under low temperatures. *Acta Horticulturae* **291**, 461-466
- Chen NJ, Paull RE** (1989) Waxing and plastic wraps influence water loss from papaya fruit during storage and ripening. *Journal of the American Society of Horticultural Science* **114**, 937-942
- Chen NM, Paull RE** (1986) Development and prevention of chilling injury in papaya fruit. *Journal of American Society for Horticultural Science* **111**, 639-643
- Chan HT, Sanxter S, Couey HM** (1985) Electrolyte leakage and ethylene production induced by chilling injury in papaya. *Horticultural Science* **20**, 1070-1072
- Coates L, Cooke T, Persley D, Beattie B, Wade N, Ridgway R** (1995) *Post-harvest Diseases of Horticultural Produce (Vol 2) Tropical Fruit*, Department of Plant Industries Queensland, Australia, 136 pp
- Davidek J, Velisek J, Pokorny J** (1990) Chemical changes during food processing. *Czechoslovakia: Czechoslovakia Medical Press*, pp 394-396
- Dembele A, Traore SK, Kone M, Coulibaly DT** (2004) Export papaya post-harvest protection by fungicides and the problems of the maximal limit of residues. *African Journal of Biotechnology* **4** (1), 109-112
- Dubois M, Gilles KA, Hamilton JK, Rebers PA, Smith F** (1956) Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Annals of Chemistry* **28**, 350-356
- El-Tomi AL, Aziz ABB, Abdel-Kader AS, Abdel-Wahab FK** (1974) The effect of chilling and non-chilling temperatures on the quality of papaya fruits. *Egyptian Journal of Horticulture* **1**, 179-185
- Emaga HT, Wathélet B, Paquot M** (2008) Changements texturaux et biochimiques des fruits du bananier au cours de la maturation. Leur influence sur la préservation de la qualité du fruit et la maîtrise de la maturation. *Biotechnology, Agronomy, Society, and Environment* **12** (1), 89-98
- Fils-Lyaon B, Buret** (1991) Changes in glycosidase activity during development and ripening of melon. *Postharvest Biology and Technology* **1**, 143-151
- Fisher R, Bennett A** (1991) Role of cell wall hydrolases in fruit ripening. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* **42**, 675-703
- Gomez M, Lajalo F, Cordenunsi B** (2002) Evolution of soluble sugars during ripening of papaya fruit and its relation to sweet taste. *Journal of Food Science* **67**, 442-447
- Grimplet J** (2004) Génomique fonctionnelle et marqueurs de qualité chez l'abricot. PhD thesis, Institut National Polytechnique de Toulouse, 253 pp
- Guichard C** (1990) Positions commerciales des états ACP dans l'approvisionnement de la Communauté Européenne en fruits et légumes frais. *Fruits* **45** (6), 633-637
- Jaimes-Miranda F** (2006) La régulation transcriptionnelle dépendant de l'éthylène. Caractérisation fonctionnelle d'un cofacteur transcriptionnel du type MBF1 et d'un facteur de transcription de la famille des ERF chez la tomate. PhD thesis, Sciences Agronomiques, France, 153 pp
- Johnston JW, Hewett EW, Hertog MLATM, Harker FR** (2002) Harvest date and fruits size affect postharvest softening of apple fruit. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology* **77**, 355-360
- Kader AA** (2002) *Postharvest technology of horticultural crops*. University of California Agriculture and Natural Resources Publication 3311, Oakland, California, pp 39-47
- Ketsa S, Daengkanit T** (1999) Firmness and activities of polygalacturonase, pectinesterase, β -galactosidase and cellulase in ripening during harvest at different stages of maturity. *Scientia Horticulturae* **80**, 181-188
- King GA, Davies KM, Stewart RJ, Borst WM** (1995) Similarities in gene expression during the post-harvest induced senescence of spears and natural foliar senescence of asparagus. *Plant Physiology* **108**, 123-128
- Knee M, Smith SM** (1989) Variation in quality of apple fruits stored after harvest on different dates. *Journal of Horticultural Science* **64**, 413-419
- Lateur M, Planchon V, Moons E** (2001) Évaluation par l'analyse sensorielle des qualités organoleptiques d'anciennes variétés de pommes. *Biotechnology, Agronomy, Society, and Environment* **5** (3), 180-188
- Lalel HJD, Singh Z, Tan SC** (2003) Maturity stage at harvest affects fruit ripening, quality and biosynthesis of aroma volatile compounds in 'Kensington pride' mango. *Journal Horticultural Science and Biotechnology* **78**, 225-233
- Lee JK, Kader AA** (2000) Preharvest and postharvest factor Influencing vitamin C content of horticultural crops. *Postharvest Biology and Technology* **20**, 207-220
- MacRae EA, Lallu N, Searle AN, Bowen JH** (1989) Changes in the softening and composition of kiwi fruit (*Actinidia deliciosa*) affected by maturity harvest and postharvest treatments. *Journal of the Science of Food and Agriculture* **49**, 413-430
- Manrique GD, Lajolo FM** (2004) Cell-wall polysaccharide Modifications during postharvest ripening of papaya fruit (*Carica papaya* L.). *Postharvest Biology and Technology* **25**, 101-109
- N'Da AA, N'Guessan A, Djaha A, Hala N, Kouassi KN, Coulibaly F, Edo K, Zongo E** (2008) Bien cultiver le papayer en Côte d'Ivoire. Direction des programmes de recherche et de l'appui au développement - Direction des innovations et des systèmes d'information. pp 1-4
- N'Da AA, Dick E, Camara B** (1996) Influence du stade de maturité des fruits du papayer (*Carica papaya* L.) à la récolte sur la qualité du mûrissement. *Annales de l'Association des Botanistes de l'Afrique de l'Ouest* **6**, 1-15
- Nunes MCN, Brecht JK, Morais AMMB, Sargent SA** (1998) Controlling

- temperature and water loss to maintain ascorbic acid levels in strawberries during post-harvest handling. *Journal of Food Science* **63**, 1033-1036
- Obenland D, Collin S, Mackey B, Sievert J, Arpaia ML** (2011) Storage temperature and time influences sensory quality of mandarins by altering soluble solids, acidity and aroma volatile composition. *Postharvest Biology and Technology* **59** (2), 187-193
- Paul RE, Gross K, Qiu YX** (1999) Changes in papaya cell walls during fruit ripening. *Postharvest Biology and Technology* **16**, 79-89
- PIP** (2006) Le PIP et la Filière Fruits et Légumes Ivoirienne, COLEACP. Poncracz G, Weiser H, Matzinger D (1971) Tocopherole- Antioxydantienner. *Natural Fat Science Technology* **97**, 90-104
- Proulx E, Cecilia M, Nunes N, Emond JP, Brecht JK** (2005) Quality attributes limiting papaya postharvest life at chilling and non-chilling temperatures. *Proceedings of the Florida State Horticultural Society* **118**, 389-395
- Rai S, Attar SC** (2008) Quality attributes of drum-dried papaya-cereal flakes developed from ripe papaya (*Carica papaya* L.). *Electronic Journal of Environmental, Agricultural and Food Chemistry* **7** (5), 2914-2931
- Sancho GGLE, Yahia ME, Martínez-Téllez MA, Gonzalez Aguillar GA** (2010) Effect of maturity stage of papaya Maradol on physiological and biochemical parameters. *American Journal of Agricultural and Biological Sciences* **5** (2), 194-203
- Thompson AK, Lee GR** (1971) Factors affecting the storage behaviour of papaya. *Journal of Horticultural Science* **46**, 511-516
- Tano K, Oulé MK, Doyon G, Lencki RW, Arul J** (2007) Comparative evaluation of the effect of storage temperature fluctuation of modified atmosphere packages of selected fruit and vegetables. *Postharvest Biology and Technology* **46**, 212-221
- Watada AE, Hermer RC, Kader AA, Romani RJ, Staby GL** (1984) Terminology for the description of developmental stages of horticultural crops. *Horticultural Science* **19**, 20-21

The role of hydrolases in the loss of firmness and of the changes in sugar content during the post-harvest maturation of Carica papaya L. var solo 8

Benjamin N. Yao, Kablan Tano, Hubert K. Konan, Gerard K. Bédié, Mathias K. Oulé, Rose Koffi-Nevry & Joseph Arul

Journal of Food Science and Technology

ISSN 0022-1155

J Food Sci Technol
DOI 10.1007/s13197-012-0858-x



Your article is protected by copyright and all rights are held exclusively by Association of Food Scientists & Technologists (India). This e-offprint is for personal use only and shall not be self-archived in electronic repositories. If you wish to self-archive your work, please use the accepted author's version for posting to your own website or your institution's repository. You may further deposit the accepted author's version on a funder's repository at a funder's request, provided it is not made publicly available until 12 months after publication.

The role of hydrolases in the loss of firmness and of the changes in sugar content during the post-harvest maturation of *Carica papaya* L. var solo 8

Benjamin N. Yao · Kablan Tano · Hubert K. Konan ·
Gerard K. Bédié · Mathias K. Oulé · Rose Koffi-Nevry ·
Joseph Arul

Revised: 8 September 2012 / Accepted: 13 September 2012
© Association of Food Scientists & Technologists (India) 2012

Abstract Fruit ripening is associated with many hydrolase activities involved in the softening of the fruit during the maturation. This study investigates the relationship between the loss of firmness along with the changes of sugar content and the enzymatic activities in *Carica papaya* L. var solo 8 during post-harvest storage. Three maturation stages (green immature: the fruit is entirely green, green mature: the fruit shows 1/32 yellow skin and fully mature: the fruit shows 1/8 yellow skin) have been selected and stored at 15, 22 and 28 °C. The reduction of fruit firmness, total sugar contents, refractive index (% Brix) and enzymatic activities were

measured. Low enzymatic activities (0.035 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$) were recorded in fruit harvested at the green immature stage with no significant ($p \geq 0.05$) effect on the softening while fruit harvested at the green mature and fully mature stages showed enzymatic activities 7 times as high as those of the green immature stage. These high enzymatic activities were responsible for the loss of firmness of the fruit. Accordingly, papayas at the green mature and fully mature stages displayed higher maxima of sugar content (4.8 g/100 g at 28 °C at day 12, and 10.2 g/100 g at 22 °C at day 8, respectively) at higher temperatures. Meanwhile in green immature papayas, the maximum was only 4.3 g/100 g at 22 °C and day 12 of storage. The results show that the loss of firmness of the papaya was highly related to the hydrolytic enzyme activities and the sweet taste to the presence of simple sugars such as galactose liberated from the polysaccharide complexes.

B. N. Yao · K. Tano (✉) · G. K. Bédié
Laboratory of Food Biochemistry and Tropical Products
Technology, Department of Food Science and Technology,
Abobo-Adjamé University,
Abidjan, 02 B.P. 801, Côte d'Ivoire
e-mail: pasqual_kab@hotmail.com

H. K. Konan
Laboratory of Biochemistry and Food Technology,
Abobo-Adjamé University,
Abidjan, 02 BP 801, Côte d'Ivoire

M. K. Oulé
Faculty of Sciences, University College of Saint-Boniface,
200 Avenue de la Cathédrale,
Winnipeg, Manitoba, Canada R2H 0H7

R. Koffi-Nevry
Laboratory of biotechnology and Food Microbiology, Department
of Food Science and Technology, University of Abobo-Adjamé,
02 BP 801, Abidjan 02, Côte d'Ivoire

J. Arul
Department of Food Science and Nutrition and Horticulture
Research Center, Laval University,
Sainte-Foy, Quebec, Canada G1K 7P4

Keywords Hydrolases · Firmness · Sugar content ·
Maturation · Post-harvest · Papaya

Introduction

Fruit maturation is a complex process characterized by a set of physiological, biochemical, and organoleptic changes such as anthocyanins biosynthesis, chlorophyll degradation, increase of enzymatic degradation in the cell wall, sugar content, respiratory activities, ethylene production, and changes in aromatic compounds (Paliyath and Murr 2006). During the maturation of starch-rich fruit, the starch is converted into sugar by a catabolic degradation while the organic acids are converted into sugar by the process of gluconeogenesis (Sharma et al. 2008). The maturation is

associated with the softening of the fruit, which leads to a modification of the texture (Jha et al. 2011). The softening of the fruit after harvesting could be due to physical damages during handling and transportation. These damages could increase the susceptibility of the fruit to microbial contamination (Manrique and Lajolo 2004).

The softening of the fruit during maturation is due to the activity of hydrolyses on the fruit cell wall polysaccharides, which leads to a modification of the cell wall composition. According to Prasanna et al. (2007) and Tucker (1993), this enzymatic activity is low during the first stage of the fruit development, then increases and reaches a maximum at the climacteric stage of the maturation process. For Soh et al. (2006), the activity of an isoform of α -galactosidase increases as the papaya fruit loses its firmness. Payasi et al. (2009) indicated that the activity of glycosidases such as β -hexosaminidase, α -mannosidase, and α -galactosidase increases in tomato when it is harvested at the fully mature stage. Moreover, Yashoda et al. (2007) attributed the softening of ripened mango to the activities of endomannosidase and α -mannosidase. Ohtani and Misaki (1983) showed that the seeds of *Carica papaya* L. exhibited a high level of α -D-galactosidase and α -D-mannosidase activities. Other studies indicated that cellulase activities increase during the maturation of avocados, peaches, strawberries, tomatoes, and papayas (Ignacio et al. 2011; Awad and Young 1979; Hobson 1981; Paull and Chen 1983).

Accordingly, an increase of solubilization of pectic substances, a progressive loss of firmness of fruit tissues, and a rapid increase of polygalacturonase (PG) activities occur during the maturation of many fruit (Pressey 1986; Brady 1987; Fisher and Bennett 1991; Tucker 1993). Furthermore, Paull and Chen (1983) showed a link between polygalacturonase and xylanase activities, an increase of the climacteric respiration, the ethylene production, and the softening of *Carica papaya* L. Likewise, Karakurt and Huber (2003) demonstrated that the loss of firmness of *Carica papaya* L. was facilitated by the hydrolysis of the methyl groups on the galacturonic acid by pectin methylesterase. The development of the sweet taste in ripened fruit is the result of the hydrolysis of polysaccharides, particularly from starch-rich fruit, into simple sugars (glucose, fructose...) during the gluconeogenesis (Prasanna et al. 2007; Taiz and Zeiger 2002). Fructose is 1.8 sweeter than sucrose while glucose represents 0.6 folds the sweetness of sucrose (Wang and Zheng 2005). However, the relative concentrations of these sugars vary according to the type of fruit, the species, the cultivar, and the stage of maturity. In apples, pears, strawberries and grapes, the main soluble sugars at maturity are glucose and fructose while the one in bananas, pineapples, peaches, and melons, is sucrose (Harold et al. 2011).

In general, Climacteric fruit such as bananas and kiwi have a high starch content, which can be metabolized into

soluble sugars after harvesting, giving the sweet taste to the fruit. On the other hand, papaya, which is also a climacteric fruit does not accumulate starch during its development (Gomez et al. 2002). The respiration which implies the use of a considerable amount of sugar as substrates for several metabolic processes increases during the storage of the fruit at ambient temperature. For *Carica papaya* L. var solo 8, a substantial amount of sugar remains at the end of the maturation process (Padmanaban et al. 2011; Nunes et al. 2006; Chen et al. 2006). However, we have no knowledge concerning an increase of sweetness in *Carica papaya* L. var solo 8. The objective of this study was to investigate the relationship between the enzymatic activities related to the loss of firmness of *Carica papaya* L. var solo 8 along with the changes in sugar content during the storage after harvesting.

Materials and methods

Collection of fruit and sampling

The papayas (*Carica papaya* L. var solo 8) were harvested from a farm near Tomassé (Azaguié), a village located at about 50 km north of Felix Houphouët Boigny Airport, Abidjan, Cote d'Ivoire. The fruit were transported directly to the Laboratory of Food Biochemistry and Tropical Products Technology, Abobo-Adjamé University. Three maturity stages: the green immature stage (the fruit is entirely green), the green mature stage (the fruit shows 1/32 of yellow skin), and the fully mature stage (the fruit shows 1/8 of yellow skin) were selected for this study. The fruit were washed with water, sorted according to the shape, the size and the weight, and packed in boxes of 12 fruit each. Twelve boxes of each maturity stage were then stored immediately at 15, 22, and 28 °C (for a total of 108 boxes) for 12 days. On days 0, 4, 8, and 12, three boxes (36 fruit) of each maturity stage and storage temperature were pulled out for testing. We recorded the firmness, the reducing and total sugars content, the refractive index, and the enzymatic activities (α -mannosidase, α -galactosidase, β -galactosidase, cellulase, pectin methylesterase, polygalacturonase and xylanase activities) of each fruit.

Measurement of the physico-chemical parameters of the fruit

Firmness

Using a penetrometer (a device for testing the firmness of the fruit, model FT 327, EFFEGI, Milan, Italy) equipped with stress indicator, the tip of the device is pressed on the middle of the papaya until it penetrates the pulp of the fruit

to a depth of 8 mm. The value indicated by the device represents the maximum stress expressed in Newton (N) required for the pulp to be penetrated by the tip of the penetrometer; that value represents the firmness of the fruit (Tano et al. 2007).

Reducing and total sugars

One gram of papaya pulp was ground (Moulinex Masterchef 750, France) in 10 mL of ethanol in order to measure the ethanol-soluble sugars. The mixture was centrifuged (Centrifuge Jouan Multifunction B4i-BR4i, Germany) at 3000 rpm for 30 min. The supernatant was used to determine the reducing sugars according to the method described by Bernfeld (1955) using 3,5-dinitrosalicylic acid (DNS). 0.5 mL of DNS was added to 0.1 mL of the supernatant diluted in 0.9 mL of distilled water. The mixture was heated in a water bath at 100 °C for 5 min and let to cool down for 5 min at room temperature (28±2 °C); then, 3.5 mL of distilled water were added. The absorbance was determined by a spectrophotometer (Spectronic Genesys 5, Madison, USA) at 540 nm against the blank containing all the reagents except the supernatant. The determination of the total sugars was performed using the method of Dubois et al. (1956). 1 mL of phenol 5 % (w/v) was added to 0.1 mL of the supernatant diluted in 0.9 mL of distilled water. The mixture was homogenized, heated in a water bath at 100 °C for 5 min, and let cool down at room temperature for 5 min. Then 2 mL of concentrated sulfuric acid was added to the mixture. The optical density (O.D) was read at 490 nm against the blank on a spectrophotometer (Spectronic Genesys 5, Madison, USA).

Refractive Index (°Brix)

The refractive Index, expressed in °Brix, was measured with a refractometer (model N-20_E, ATAGO, Tokyo, Japan) equipped with a temperature corrector. A drop of papaya juice obtained after grinding was placed on the prism of the refractometer and the refractive index was directly read under sun light.

Measurement of the enzymatic activities

Extraction of enzymes

In order to obtain the enzymatic extract, we ground 10 g of papaya pulp in 10 ml of 0.9 % (w/v) NaCl. The mixture was centrifuged (centrifuge Jouan multifunction B4i-BR4i, Germany) at 6000 rpm for 30 min at 4 °C and the pellet discarded. The supernatant obtained contained the enzymes.

pNP-glycosidase activity

The p-nitrophenol (pNP)-glycosidase activity was obtained by mixing 50 µl of enzyme extract and 125 µl of 100 mM sodium acetate buffer (pH 5.6), 75 µl of 5 mM pNP- α - or β -D-glycoside (Amersham Pharmacia Biotech RPN 1064, Paris, France) as substrate of the enzyme. After the incubation of the mixture at 37 °C for 10 min, the reaction was stopped by adding 2 ml of 2 % (w/v) sodium carbonate. The appearance of a yellow color means the presence of an enzymatic activity, which is the result of the hydrolysis of p-nitrophenyl- α - or β -glycoside by the enzyme. The quantification of p-nitrophenol (pNP) produced was obtained through a spectrophotometer (Spectronic Genesys 5, Madison, USA) at 410 nm with a negative control (reagents without the enzyme). The optical density was converted into micromole of pNP/min. The specific activity is expressed in micromole of p-nitrophenol per min or per mg of protein ($\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$).

Xylanase and carboxymethylcellulase activities

Xylanase and carboxymethylcellulase activities were determined by measuring the content of reducing sugars freed during the hydrolysis of xylan and carboxymethylcellulose polysaccharides by xylanase and carboxymethylcellulase present in the papaya enzymatic extract using Bernfeld method (1955). Forty eight milligrams (0.16 %) of enzyme substrate and 50 µl of enzymatic extract were mixed together with a final volume of 300 µl of 100 mM sodium acetate buffer pH 5.6. The mixture was incubated at 37 °C for 30 min. Then 300 µl of 3,5-dinitrosalicylic (DNS) were added to it in order to stop the reaction. After the homogenization and heating of the mixture to 100 °C in a water bath, the reaction was let to cool down at ambient temperature for 10 min, then 2 ml of distilled water were added to it. The optical density was read using a spectrophotometer (Spectronic Genesys 5, Madison, USA) at 540 nm in order to measure the reducing sugars. The enzymatic activity was expressed in micromole of reducing sugars per min or per mg of protein (enzymes) using a standard curve (serial dilutions of 2 mg/ml of glucose used as standard).

Polygalacturonase activity

The polygalacturonase (PG) activity was determined using the method of Gross (1982). We mixed the substrate (1 % of polygalacturonic acid washed with 80 % ethanol) and 100 mM of acetate buffer (pH 5.6) containing 0.1 M NaCl and 50 µl of enzymatic extract for a total of 200 µl. Then the mixture was incubated at 37 °C for 2 h under continuous agitation. The reaction was stopped by adding 1 ml of sodium borate (pH 9). Then 200 µl of 0.1 % 2-cyanoacetamide were added before the whole mixture was

placed in a boiling water bath for 10 min. Finally, the mixture was let to cool down at ambient temperature and the absorbance was read at 276 nm using a blank (mixture without subtract) and D-galacturonic acid for the standard curve. The galacturonase activity was expressed as the equivalent of galacturonic acid produced per milligram of protein per minute ($\mu\text{mol}/\text{mg}/\text{min}$).

Pectin methylesterase activity

The enzymatic activity was determined using the method of Mehri-Kamoun (2001). The principle of the reaction consists in removing the specific methoxyl groups located on the C6 of some galacturonyl groups using a pectin methyl-esterase (PME) enzyme. The measurement of the activity relies on the pH variation due to the removal of the carboxylic group, which leads to the acidification of the medium. The method used in this experiment involved the mixing of 2 ml of subtract (1 % pectin in 0.15 % NaCl solution pH 7.0) and 1 ml of enzymatic solution. Then the mixture was incubated at 37 °C for 2 h in a water bath. The pH of the mixture was measured at the beginning of the incubation then 2 h after. One unit of PME activity corresponded to 10 fold the volume (μl) of 0.01 M NaOH added to the mixture to bring the pH

value back to initial value at 37 °C. The PME activity was then expressed in unit/mg of protein (U/mg).

Determination of proteins

The proteins concentration of the different enzymatic samples was measured using the Lowry method (Lowry et al. 1951) with serum albumin bovine (SAB) as protein standard.

Statistical analysis

The statistical analysis was performed on the results using SPSS (version 10.0) software. The comparison of the variables measured during this study was done using the analysis of variance (ANOVA) and Duncan test. The differences were considered significant if $p \leq 0.05$. All the experiments were conducted in triplicate.

Results and discussion

The enzymatic activities were very low in the pulp of papayas harvested at the green immature stage and stored at 15, 22, and 28 °C (Fig. 1). The maximum enzyme activity

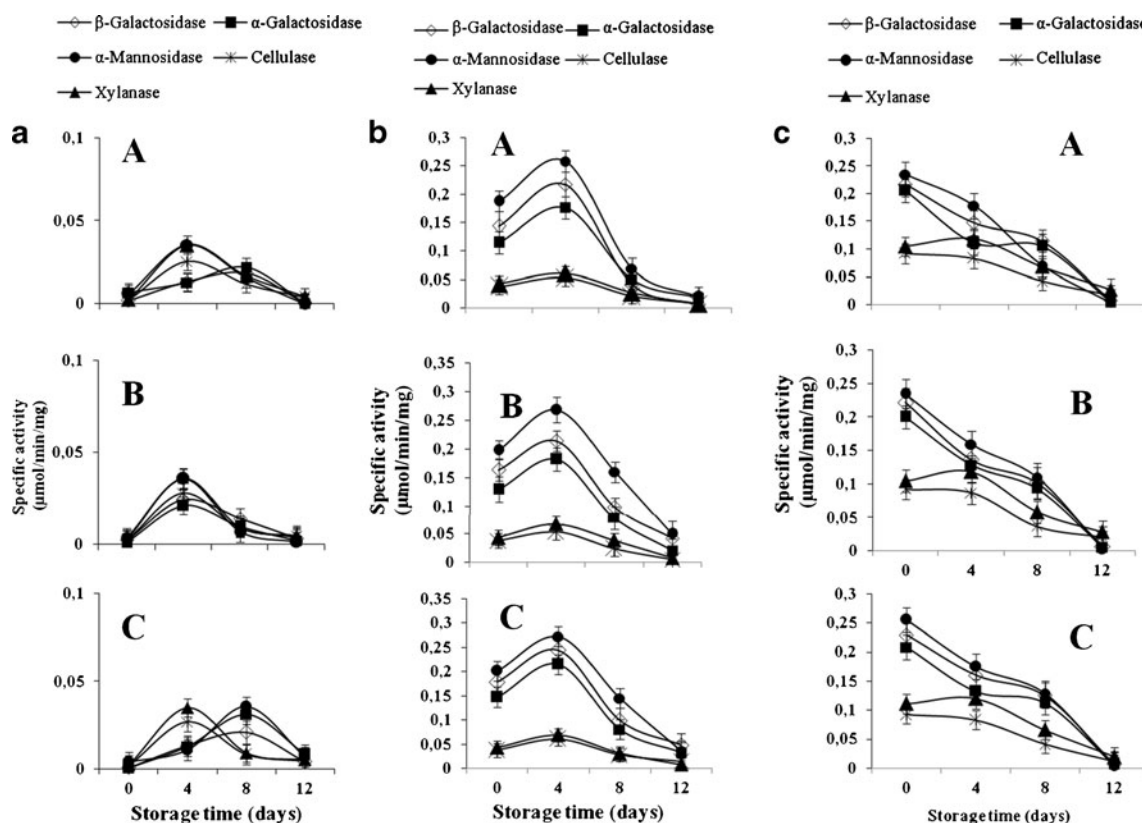


Fig. 1 Hydrolases activity in *Carica papaya* L. var solo 8 harvested at green immature (a), green mature (b) and fully mature (c) stored at 15(A), 22 (B), and 28 °C (C) for 12 days ($n=3$)

was $0.035 \mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ on day 4, about 1/7 of the green mature stage for the same storage day (Fig. 1). The enzyme activity increases as the papaya loses its firmness (Fig. 2). However, no significant difference in the firmness ($p \geq 0.05$) was noted during the storage of the fruit harvested at green immature stage (Fig. 2). These results agree with those of Thumdee et al. (2010) who showed that hydrolase activities were weak in papayas harvested at the immature stage. It should be noted that the loss of firmness of the fruit increases as the enzyme activity does in the fruit cell wall (Sancho et al. 2010). This assertion supports the fact that the degradation of the major polysaccharides of the cell wall (cellulose, hemicellulose, and pectin) was responsible for the loss of firmness of the fruit (Mbeguie 2000).

Let's remind that Paull and Chen (1983) showed a relation among the maturity stage, the respiratory activity, the

ethylene production, the color of the fruit skin, the loss of firmness, and the enzyme activities responsible for the degradation of the cell wall during the maturation of *Carica papaya* L. This correlation could explain the weak enzyme activity of the immature papayas, which leads to a non-significant ($p \geq 0.05$) degradation of the cell wall polysaccharides and loss of firmness during storage. Moreover, other studies have indicated that the ethylene was the main trigger of climacteric fruit maturation (Vendrell and McGlasson 1971; Zeroni et al. 1976; Pech et al. 1994; Jaimes-Miranda 2006).

The enzyme activities in papayas harvested at the green mature stage and stored at 22 and 28 °C were higher than those stored at 15 °C, with a greater loss of firmness. This result indicates that higher temperatures contribute to the softening of the fruit during storage at 22 and 28 °C through enzymatic reactions. In fact, fruit at the green mature stage exhibited higher enzymatic activities during storage with a maximum of $0.25 \mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ for α -mannosidase, α -galactosidase and β -galactosidase (Fig. 1), while those of xylanase and cellulase were at about $0.060 \mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ on day 4. In addition, pectin methyltransferase (Fig. 3a) and polygalacturonase (Fig. 3b) activities increased during the storage and resulted in the loss of firmness of the fruit (Fig. 2). These results are supported by several studies (Brummell et al. 2004; Manenoi and Paull 2007; Sanudo-Barajas et al. 2009), which indicated that the softening of *Carica papaya* L. resulted from the modification of cell wall polysaccharides by enzymes such as polygalacturonase, β -

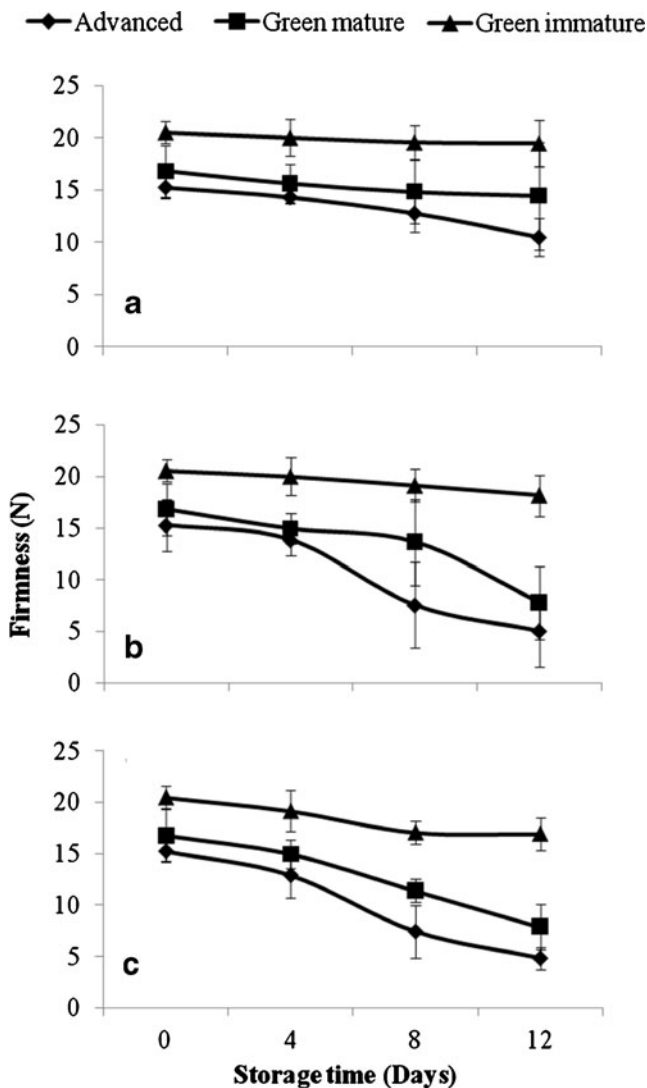


Fig. 2 Change of firmness of papaya (*Carica papaya* L. var solo 8) harvested at green immature, green mature and fully mature stages and stored at 15 (a), 22 (b) and 28 (c) for 12 days ($n=3$)

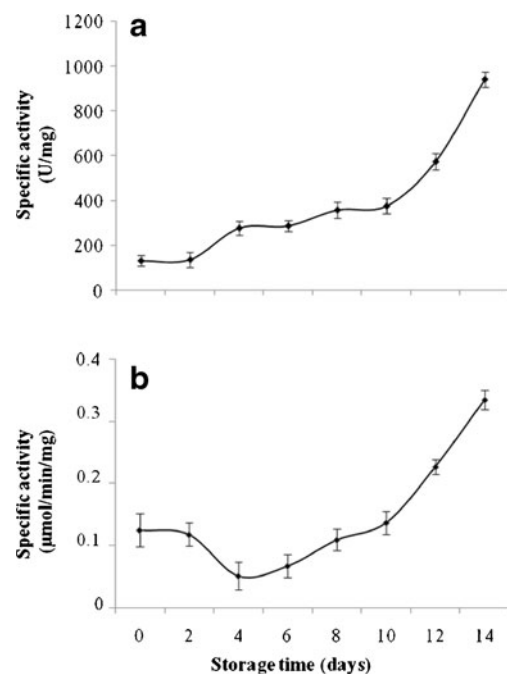


Fig. 3 Change of pectine methyltransferase (a) and polygalacturonase (b) activity on papaya (*Carica papaya* L. var solo 8) harvested at green mature stage and stored at 15 °C for 14 days ($n=3$)

galactosidase (β -gal), and pectin methylesterase. Other authors (Paull and Chen 1983; Lazan et al. 1995) suggested that enzymes found in papayas during maturation included exo- and endo-polygalacturonase, pectin methylesterase, β -1-4-glucanase, galactosidase, and xylanase. Their activities were also highly correlated to the changes in polysaccharides concentrations in the cell wall (Paull et al. 1999).

On the other hand, low storage temperatures slowed the enzymatic activities down, which in turn slowed the softening of the fruit down during storage at 15 °C. These results are in agreement with those of Bron and Jacomino (2009) who indicated that storage at low temperature reduces the respiratory and senescence enzymatic reactions, and minimizes the loss of quality of the fruit. Kader (2002) showed that the respiratory activity of papayas decreases approximately from 15 to 35 mL CO₂ kg⁻¹h⁻¹ at 20 °C to 4–6 mL CO₂ kg⁻¹h⁻¹ when stored at 10 °C, suggesting that lower temperature decreased enzymatic reactions and consequently the softening of the fruit.

For papayas harvested at the fully mature stage, enzyme activities decreased during storage regardless of the storage temperature (Fig. 1). This result indicates a depletion of the substrates necessary for these enzymatic reactions. Moreover, sugars were the first substrate used for respiratory metabolism in papaya (Gomez et al. 2002; Sharma et al. 2008) and in peach (Chen et al. (2006). Indeed, Harold et al. (2011) indicated that respiration is a property of all living cells tissues and is the center of the metabolic processes of development, maturation and senescence of fruit. The respiratory activity is an indicator of the metabolic activity thus, it indicates the speed at which metabolic changes are taking place. Myhara et al. (2000) showed that the decrease of pectin in fruit during the ripening was accompanied by a decrease of the hydrolytic enzymes activities responsible for their degradation. Koslanund et al. (2005) also observed that the activities of the enzymes responsible for degradation of the cell wall were low during the pre-climacteric phase, increased rapidly during the climacteric, then decreased during the post-climacteric phases.

Thus, papayas harvested at the fully mature stage may have already passed the climacteric phase. Paull et al. (1999) indicated that the solubilization of pectin and hemicelluloses, and the loss of firmness in papayas happen simultaneously and increase with the storage temperature. We agree with these authors that the loss of firmness in the papayas is due to the enzymatic degradation of the cell wall, in association with the respiratory activity, the synthesis and the action of ethylene. The increase of the respiratory activity is accompanied by the increase of sugar as substrate for several metabolic processes (Gomez et al. 2002; Sharma et al. 2008). In general, the amount of reducing sugars and dry soluble extracts (Table 1) of *Carica papaya* L. var solo 8 increases during storage. However, the total sugars concentration (Table 1) increases initially, then, decreases slightly

Table 1 sugars content and Refractive Index in *Carica papaya* L. var solo 8 harvested at three stages of maturity and stored at three different temperatures for 12 days

Day	Total sugars (g/100 g)			Reducing sugars (g/100 g)			Refractive Index (°Brix)			
	15 °C	22 °C	28 °C	15 °C	22 °C	28 °C	15 °C	22 °C	28 °C	
	Green immature	0	1.6±0.20 ^a , J	1.6±1.20 ^a , J	2.0±1.30 ^a , J	0.4±0.19 ^a , J	0.4±0.19 ^a , J	0.4±0.19 ^a , J	5.2±0.06 ^a , O	5.2±0.06 ^a , O
	4	2.1±0.49 ^a , K	2.1±0.49 ^{ab} , K	2.1±0.50 ^a , K	0.8±0.24 ^a , K	0.6±0.39 ^{ab} , K	0.5±0.03 ^{ab} , K	5.9±0.10 ^b , P	5.6±0.12 ^b , Q	5.6±0.12 ^b , Q
	8	3.1±0.75 ^a , L	3.5±1.09 ^{ab} , L	3.9±1.37 ^a , L	0.8±0.07 ^a , L	0.9±0.24 ^b , L	0.7±0.07 ^b , L	6.0±0.00 ^b , R	6.0±0.06 ^c , R	6.0±0.06 ^c , R
	12	3.2±1.74 ^a , M	4.3±1.79 ^b , M	2.6±0.55 ^a , M	0.9±0.37 ^a , M	1.0±0.22 ^b , M	1.0±0.13 ^c , M	6.6±0.41 ^c , S	6.3±0.12 ^d , S	6.3±0.12 ^d , S
Green mature	0	3.4±0.93 ^a , E	3.0±0.89 ^a , E	3.4±0.93 ^a , E	2.5±1.25 ^a , F	2.5±1.25 ^a , F	2.3±0.14 ^a , F	8.5±0.50 ^a , I	8.1±0.21 ^a , I	8.1±0.21 ^a , I
	4	3.5±0.41 ^a , F	3.4±0.93 ^{ab} , F	7.2±1.20 ^b , G	2.5±1.02 ^a , G	2.5±0.82 ^a , G	2.4±0.50 ^a , G	8.1±0.21 ^a , J	8.8±0.21 ^b , K	8.8±0.21 ^b , K
	8	4.5±1.17 ^a , H	4.9±0.47 ^b , H	5.7±0.70 ^{ab} , H	2.6±0.16 ^a , H	2.7±0.05 ^a , H	2.5±1.25 ^a , H	9.2±0.15 ^b , L	9.1±0.12 ^b , M	9.0±0.00 ^b , M
	12	4.3±1.00 ^a , I	4.5±0.65 ^b , I	4.8±0.93 ^{ab} , I	2.7±0.02 ^a , I	2.7±0.92 ^a , I	2.7±0.65 ^a , I	9.9±0.12 ^c , N	10.0±0.00 ^c , N	9.9±0.12 ^c , N
Fully mature	0	6.4±1.65 ^a , A	6.4±1.65 ^a , A	6.4±1.65 ^a , A	2.6±0.87 ^a , A	2.6±0.87 ^a , A	2.6±0.87 ^a , A	10.0±0.00 ^a , A	10.0±0.00 ^a , A	10.0±0.00 ^a , A
	4	6.8±1.57 ^a , B	5.4±2.14 ^a , B	9.3±2.25 ^a , B	4.2±1.21 ^{ab} , B	3.8±0.27 ^b , B	3.2±0.12 ^{ab} , B	11.1±0.17 ^b , B	10.4±0.15 ^{ab} , C	10.4±0.15 ^b , C
	8	8.6±2.88 ^a , C	10.2±2.78 ^a , C	8.5±1.97 ^a , C	4.3±1.06 ^{ab} , C	4.0±0.59 ^b , C	4.1±0.54 ^{bc} , C	11.4±0.15 ^b , D	10.6±0.36 ^b , E	11.0±0.00 ^c , E
	12	6.6±0.26 ^a , D	8.4±3.44 ^a , D	6.9±0.62 ^a , D	5.3±0.27 ^b , D	4.4±0.09 ^b , E	4.8±0.61 ^c , E	12.4±0.17 ^c , F	11.2±0.25 ^c , G	11.2±0.29 ^c , G

Each observation is a mean ± SD of three replicate experiments (n=3). Values in a column with the same lower case letter or in a row with the same upper case letter were not significantly different (p≤0.05)

during the maturation. This reduction of total sugars content is due to the increasing use of the saccharose during the climacteric respiration as indicated by Gomez et al. (2002) in their work on the evolution of soluble sugars throughout the maturation of papaya solo. They also showed that the accumulation of soluble sugars in papayas was mostly done when the fruit was still attached to the plant.

However, after harvesting, there was a synthesis of sucrose indicated by a highly correlation of the sucrose-phosphate synthesis activity and the content of sucrose in the fruit. The synthesized sucrose was later converted into glucose and fructose. According to the same authors, the carbon necessary for the synthesis of sucrose originated from the cell wall (30 % cellulose, 30 % hemicellulose, 25 % pectin, and 5 % proteins). Other studies showed a decrease of galactose and an increase of glucose due to the degalactosylation of polysaccharide chains in apples, strawberries, tomatoes, and in germinating seeds (Ignacio et al. 2011; Brett and Waldron 1996; Pressey 1983). This rapid metabolization of galactose explains why Gomez et al. (2002) did not find free galactose in ripped papayas. In fact, they determined that galactose was the main source of carbon during the synthesis of sucrose and that the resulting product was greatly used in the climacteric respiration.

Conclusion

The results of this study show that the loss of firmness of *Carica papaya* L. var solo 8 is highly ($p \leq 0.05$) related to the activities of several enzymes such as pectin methylesterase, polygalacturonase, α -mannosidase, α -galactosidase, β -galactosidase, xylanase, and cellulase. The loss of firmness is greater in fruit harvested at green mature and fully mature stages and stored at 22 and 28 °C where the enzymatic activities are high. On the other hand, it is very low in fruit stored at 15 °C where respiration is low because of the low temperature leading to a reduced enzymatic activity. The high level of α -mannosidase, α -galactosidase and β -galactosidase activities seem to play an important role in the sweet taste of the fruit by liberating the simple sugars such as galactose and mannose.

References

- Awad M, Young ER (1979) Postharvest variation in cellulase, polygalacturonase, and pectinmethylesterase in avocado (*Persea americana* Mill. cv. Fuerte) fruits in relation to respiration and ethylene production. *Plant Physiol* 64:306–308
- Bernfeld P (1955) Amylase β and α (Assay method). In: Colowick SP, Kaplan N (eds) *Methods in enzymology* I. Academic, New York, pp 149–154
- Brady CJ (1987) Fruit ripening. *Annu Rev Plant Physiol* 38:155–178
- Brett C, Waldron K (1996) *Physiology and biochemistry of plant cell walls*. Unwin Hyman, London, ISBN 10: 0412580608/ISBN 13: 9780412580604
- Bron IU, Jacomino AP (2009) Ethylene action blockade and cold storage affect Ripening of 'Golden' papaya fruit. *Acta Physiol Plant* 31:1165–1173
- Brummell DA, Dal-Cin V, Crisoto CH, Labavitch JM (2004) Cell wall metabolism during maturation, ripening and senescence of peach fruit. *J Exp Bot* 55:2029–2039
- Chen JL, Wu JH, Wang Q, Deng H, Hu XS (2006) Changes in the volatile compounds and chemical and physical properties of Kuerle fragrant pear (*Pyrusserotina Reld*) during storage. *J Agric Food Chem* 54:8842–8847
- Dubois M, Gilles KA, Hamilton JK, Rebers PA, Smith F (1956) Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Ann Chem* 28:350–356
- Fisher R, Bennett A (1991) Role of cell wall hydrolases in fruit ripening. *Annu Rev Plant Physiol Plant Mol Biol* 42:675–703
- Gomez M, Lajalo F, Cordenunsi B (2002) Evolution of soluble sugars during ripening of papaya fruit and its relation to sweet taste. *J Food Sci* 67:442–447
- Gross KC (1982) A rapid and sensitive spectrophotometric method for assaying polygalacturonase using 2- cyanoacetamide. *HortScience* 17:933–934
- Harold CP, Karapanos IC, Alexopoulos AA (2011) The biological basis of fruit quality. In: Matthew AJ, Penelope JB (eds) *Breeding for fruit quality*. Wiley, New York, pp 5–38, Available at: ISBN: 978-0-8138-1072-0
- Hobson GE (1981) Enzymes and texture changes during ripening. In: Friend J, Rhodes MJC (eds) *Recent advances in the biochemistry of fruits and vegetables*. Academic, London, pp 123–132, Available at: SB357.28 .R42 1981
- Ignacio CS, Armando CL, Misael VG, Elhadi MY (2011) The effect of antifungal hot-water treatments on papaya postharvest quality and activity of pectinmethylesterase and polygalacturonase. *J Food Sci Technol*. doi:10.1007/s13197-011-0228-0
- Jaimes-Miranda F (2006) La régulation transcriptionnelle dépendant de l'éthylène. Caractérisation fonctionnelle d'un cofacteur transcriptionnel du type MBF1 et d'un facteur de transcription de la famille des ERF chez la tomate. PhD thesis, Sciences Agronomiques, France, p153. <http://ethesis.inp-toulouse.fr/archive/00000242/01/jaimesmiranda.pdf>. Accessed 19 May 2011
- Jha SN, Jaiswal P, Narsaiah K, Kaur PP, Singh AK, Kumar R (2011) Textural properties of mango cultivars during ripening. *J Food Sci Technol*. doi:10.1007/s13197-011-0431-z
- Kader AA (2002) Postharvest biology and technology: an overview. In: Kader AA (ed) *Postharvest technology of horticultural crops*. University of California Agriculture and Natural Resources Publication 3311, Oakland, pp 39–47
- Karakurt Y, Huber DJ (2003) Activities of several membrane and cell-wall hydrolase, ethylene biosynthetic enzymes and cell wall polyuronide degradation during low-temperature storage of intact and fresh-cut papaya (*Carica papaya*) fruit. *Postharvest Biol Technol* 28:219–229
- Koslanund R, Archbold DD, Pomper WK (2005) Papaw [*Asimina triloba* (L.) Dunal] fruit ripening II. Activity of selected cell-wall degrading enzymes. *J Am Soc Hort Sci* 130(4):643–648
- Lazan H, Selamat MK, Ali ZM (1995) β -Galactosidase, polygalacturonase and pectinesterase in differential softening and cell wall modification during papaya softening. *Physiol Plant* 95:106–112
- Lowry OH, Rosebrough NJ, Farra L, Randall RJ (1951) Protein measurement with folin- phenol reagent. *J Biol Chem* 193:265–275
- Manenoi A, Paull RE (2007) Papaya fruit softening, endoxylanase gene expression, protein and activity. *Physiol Plant* 131:470–480

- Manrique GD, Lajolo FM (2004) Cell-wall polysaccharide modifications during postharvest ripening of papaya fruit (*Carica papaya* L.). *Postharvest Biol Technol* 33(1):11–26
- Mbeguie AMD (2000) Isolement, identification et caractérisation de gènes impliqués dans la maturation de l'abricot (*Prunus armeniaca* L.). PhD thesis, Université de Droit, d'Economie et des Sciences, France, Marseille, p 196. Available at: http://www.prodinra.inra.fr/prodinra/pinra/data/2010/06/PUB000002508808261_20100602043151509.pdf. Accessed 12 May 2011
- Mehri-Kamoun R (2001) Effet de la pectolyase Y-23 et de la cellulase RS sur le rendement en protoplastes viables de *Prunus cerasus* L. "Montmorency". *Biotechnol Agron Soc Environ* 5(2):99–104
- Myhara RM, Al-Alawi A, Karkarlas J, Taylor MS (2000) Sensory and textural changes in maturing Omani dates. *J Sci Food Agric* 80:2181–2185
- Nunes MCN, Emond JP, Brecht JK (2006) Brief deviations from set point temperatures during normal airport handling operations negatively affect the quality of papaya (*Carica papaya*) fruit. *J Food Sci Technol* 41:328–340
- Ohtani K, Misaki A (1983) Purification and characterization of β -D-galactosidase and α -D-Mannosidase from papaya (*Carica papaya* L.) Seeds. *Agric Biol Chem* 47(11):2441–2451
- Padmanaban G, Singaravelu K, Annavi ST (2011) Increasing the shelf-life of papaya through vacuum packing. *J Food Sci Technol*. doi:10.1007/s13197-011-0468-z
- Paliyath G, Murr DP (2006) Biochemistry of fruits. In: Hui YH (ed) *Food biochemistry and food processing*. Blackwell Publishing, Oxford, pp 487–514. doi:10.1002/9780470277577.ch21
- Paull RE, Chen NJ (1983) Postharvest variation in cell wall-degrading enzymes of papaya (*Carica papaya* L.) during fruit ripening. *Plant Physiol* 72(2):382–385
- Paull RE, Gross K, Qiu YX (1999) Changes in papaya cell walls during fruit ripening. *Postharvest Biol Technol* 16:79–89
- Payasi A, Mishra NN, Soares-Chaves AL (2009) Biochemistry of fruit softening: an overview. *Physiol Mol Biol Plants* 15(2):103–113
- Pech JC, Balagué C, Latché A, Bouzayen M (1994) Postharvest physiology of climacteric fruits: recent developments in the bio-synthesis and action of ethylene. *Sci Aliments* 14:3–15
- Prasanna V, Prabha TN, Tharanathan RN (2007) Fruit ripening phenomena—an overview. *Crit Rev Food Sci Nutr* 47(1):1–19
- Pressey R (1983) α -galactosidases in ripening tomatoes. *Plant Physiol* 71:132–135
- Pressey R (1986) Changes in polygalacturonase isoenzymes and converter in tomatoes during ripening. *HortSci* 21:1183–1185
- Sancho GGLE, Yahia ME, Martinez-Téllez MA, Gonzalez Aguillar GA (2010) Effect of maturity stage of papaya Maradol on Physiological and Biochemical parameters. *Am J Agric Biol Sci* 5(2):194–203
- Sanudo-Barajas JA, Labavitch J, Greve C, Osuna-Enciso T, Murr DP, Siller-Cepeda J (2009) Cell wall disassembly during papaya softening: role of ethylene in changes in composition, pectin-derived oligomers (PDOs) production and wall hydrolases. *Postharvest Biol Technol* 51:158–167
- Sharma M, Sitbon C, Subramanian J, Paliyath G (2008) Changes in nutritional quality of fruits and vegetables during storage. In: Wiley J, Sons (ed) *postharvest biology and technology of fruits, vegetables, and flowers*. Wiley-Blackwell Publishing, New York, pp 443–466. ISBN-10: 0813804086
- Soh CP, Ali ZM, Lazan H (2006) Characterisation of an alpha-galactosidase with potential relevance to ripening related texture changes. *Phytochemistry* 67(3):242–254
- Taiz L, Zeiger E (2002) *Plant physiology*, 3rd edn. Sinauer Associates, Sunderland, p 690. doi:10.1093/aob/mcg079
- Tano K, Oulé MK, Doyon G, Lencki RW, Arul J (2007) Comparative evaluation of the effect of storage temperature fluctuation of modified atmosphere packages of selected fruit and vegetables. *Postharvest Biol Technol* 46:212–221
- Thumdee S, Manenoi A, Chen NJ, Paull RE (2010) Papaya fruit softening: role of hydrolases. *Trop Plant Biol* 3:98–109
- Tucker GA (1993) Introduction. In: Seymour GB, Taylor JE, Tucker GD (eds) *Biochemistry of fruit ripening*, 1st edn. Chapman and Hall, London, pp 1–42. ISBN 0412408309
- Vendrell M, McGlasson WB (1971) Inhibition of ethylene production in banana fruit tissue by ethylene treatment. *Aust J Biol Sci* 24:885–895
- Wang SY, Zheng W (2005) Preharvest application of methyl jasmonate increases fruit quality and antioxidant capacity in raspberries. *Int J Food Sci Technol* 40:187–195
- Yashoda HM, Prabha TN, Tharanathan RN (2007) Mango ripening, role of carbohydrases in tissue softening. *Food Chem* 102(3):691–698
- Zeroni M, Galil J, Ben-Yehoshua S (1976) Auto-inhibition of ethylene formation in non ripening stages of the fruit of sycamore fig (*Ficus sycomorus* L.). *Plant Physiol* 57:647–650