

UNIVERSITE DE YAOUNDE I

\*\*\*\*\*

CENTRE DE RECHERCHE ET DE  
FORMATION DOCTORALE EN  
SCIENCES DE LA VIE, SANTE ET  
ENVIRONNEMENT

\*\*\*\*\*

FACULTE DES SCIENCES

\*\*\*\*\*

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET  
PHYSIOLOGIE VÉGÉTALES



THE UNIVERSITY OF YAOUNDE I

\*\*\*\*\*

CENTRE FOR RESEARCH AND  
TRAINING IN GRADUATE STUDIES  
IN LIFE, HEALTH AND  
ENVIRONMENTAL SCIENCES

\*\*\*\*\*

FACULTY OF SCIENCE

\*\*\*\*\*

DEPARTMENT OF PLANT  
BIOLOGY

LABORATOIRE DE BIOTECHNOLOGIES VEGETALES ET ENVIRONNEMENT  
PLANT BIOTECHNOLOGY AND ENVIRONMENT LABORATORY

**Influence de la variété et de l'environnement sur l'aptitude à  
la transformation des racines de manioc  
(*Manihot esculenta* Crantz) par rouissage**

Thèse présentée en vue de l'obtention du Doctorat/Ph.D en Biologie des Organismes  
Végétaux

Option : Biotechnologies végétales

Par :

**WAKEM Germaine-Alice**  
Master ès Sciences  
Matricule : 10S0242

Sous la co-direction de :

**YOUMBI Emmanuel**

Professeur  
(Université de Yaoundé I)

**NDJOUENKEU Robert**

Professeur  
(Université de Ngaoundéré)

**MBEGUIE-A-MBEGUIE Didier**

Docteur-HDR  
Chercheur CIRAD



Année 2025



DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ET DE PHYSIOLOGIE VÉGÉTALES  
DEPARTMENT OF PLANT BIOLOGY

Yaoundé, le 19 FEV 2025

ATTESTATION DE CORRECTION DE THÈSE DE  
DOCTORAT/Ph. D

---:---:---:---:---

Nous soussignés membres du jury de la thèse de Doctorat/Ph.D de Madame **WAKEM Germaine-Alice**, Matricule **10S0242**, soutenance autorisée par la correspondance N° 24/00511/UYI/VR-EPDTIC/DAAC/DA-ACA/DRD/SR/SR-A/CB-ER de Monsieur le Recteur de l'Université de Yaoundé I en date du 23 Décembre 2024, et soutenue le **24 janvier 2025**, sur le thème « **Influence de la variété et de l'environnement sur l'aptitude à la transformation des racines de manioc (*Manihot esculenta Crantz*) par rouissage** », certifions qu'elle a effectué les corrections conformément aux remarques et recommandations du jury, notamment celle portant sur la reformulation de l'expression « **vitesse de ramollissement** » qui a été jugé inapproprié par certains membres du jury et remplacé par « **perte de fermeté** ».

En foi de quoi, nous lui délivrons cette attestation de correction pour servir et valoir ce que de droit.

/.

Rapporteurs

Dr, HDR Didier  
MBEGUIE A MBEGUIE

Professeur Robert Ndjouenkeu

Membres

Prof. TONFACK Libert Brice


WANGBO BEKOLO

E YOUNBI

Président

Pr AMBANG

# LISTE PROTOCOLAIRE

<b>UNIVERSITÉ DE YAOUNDÉ I</b> <b>Faculté des Sciences</b> Division de la Programmation et du Suivi des Activités Académiques		<b>THE UNIVERSITY OF YAOUNDE I</b> <b>Faculty of Science</b> Division of Programming and Follow-up of Academic Affairs
<b>LISTE DES ENSEIGNANTS PERMANENTS</b>		<b>LIST OF PERMANENT TEACHING STAFF</b>

ANNÉE ACADEMIQUE 2024/2025

(Par Département et par Grade)

DATE D'ACTUALISATION 04 Juin 2024

## ADMINISTRATION

**DOYEN** : OWONO OWONO Luc Calvin, *Professeur*

**VICE-DOYEN / DPSAA** : NDJIGUI Paul, *Professeur*

**VICE-DOYEN / DSSE** : NYEGUE Maximilienne Ascension, *Professeur*

**VICE-DOYEN / DRC** : NOUNDJEU Pierre, *Maître de Conférences*

**Chef Division Administrative et Financière** : NDOYE FOE Florentine Marie Chantal, *Maître de Conférences*

**Chef Division des Affaires Académiques, de la Recherche et de la Sclolarité DAARS** :

AJEAGAH Gideon AGHAINDUM, *Professeur*

<b>1- DÉPARTEMENT DE BIOCHIMIE (BC) (43)</b>			
N°	NOMS ET PRÉNOMS	GRADE	OBSERVATIONS
1.	BIGOGA DAIGA Jude	Professeur	En poste
2.	FEKAM BOYOM Fabrice	Professeur	En poste
3.	KANSCI Germain	Professeur	En poste
4.	MBACHAM FON Wilfred	Professeur	En poste
5.	MOUNDIPA FEWOU Paul	Professeur	<i>Chef de Département</i>
6.	NGUEFACK Julienne	Professeur	En poste
7.	NJAYOU Frédéric Nico	Professeur	En poste
8.	OBEN Julius ENYONG	Professeur	En poste
9.	ACHU Merci BIH	Maître de Conférences	En poste
10.	ATOGHO Barbara MMA	Maître de Conférences	En poste
11.	AZANTSA KINGUE GABIN BORIS	Maître de Conférences	En poste
12.	BELINGA née NDOYE FOE F. M. C.	Maître de Conférences	<i>Chef DAF / FS</i>
13.	DAKOLE DABOY Charles	Maître de Conférences	En poste
14.	DONGMO LEKAGNE Joseph Blaise	Maître de Conférences	En poste
15.	DJUIDJE NGOUNOU Marcelline	Maître de Conférences	En poste
16.	DJUIKWO NKONGA Ruth Viviane	Maître de Conférences	En poste
17.	EFFA ONOMO Pierre	Maître de Conférences	<i>VD/FS/Univ Ebwa</i>
18.	EWANE Cécile Annie	Maître de Conférences	En poste
19.	KOTUE TAPTUE Charles	Maître de Conférences	En poste
20.	LUNGA Paul KEILAH	Maître de Conférences	En poste
21.	MANANGA Marlyse Joséphine	Maître de Conférences	En poste

22.	MBONG ANGIE M. Mary Anne	Maître de Conférences	En poste
23.	MOFOR née TEUGWA Clotilde	Maître de Conférences	<i>Doyen FS / UDs</i>
24.	NANA Louise épouse WAKAM	Maître de Conférences	En poste
25.	NGONDI Judith Laure	Maître de Conférences	En poste
26.	Palmer MASUMBE NETONGO	Maître de Conférences	En poste
27.	PECHANGOU NSANGOU Sylvain	Maître de Conférences	En poste
28.	TCHANA KOUATCHOUA Angèle	Maître de Conférences	En poste
29.	AKINDEH MBUH NJI	Chargé de Cours	En poste
30.	BEBEE Fadimatou	Chargée de Cours	En poste
31.	BEBOY EDJENGUELE Sara N.	Chargé de Cours	En poste
32.	FONKOUA Martin	Chargé de Cours	En poste
33.	FOUPOUAPOUOGNIGNI Yacouba	Chargé de Cours	En poste
34.	KOUOH ELOMBO Ferdinand	Chargé de Cours	En poste
35.	MBOUCHE FANMOE Marceline J.	Chargé de Cours	En poste
36.	OWONA AYISSI Vincent Brice	Chargé de Cours	En poste
37.	WILFRED ANGIE ABIA	Chargé de Cours	En poste
38.	BAKWO BASSOGOG Christian Bernard	Assistant	En Poste
39.	ELLA Fils Armand	Assistant	En Poste
40.	EYENGA Eliane Flore	Assistant	En Poste
41.	MADIESSE KEMGNE Eugenie Aimée	Assistant	En Poste
42.	MANJIA NJIKAM Jacqueline	Assistant	En Poste
43.	WOGUIA Alice Louise	Assistant	En Poste

<b>2- DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE ANIMALES (BPA) (49)</b>			
1.	AJEAGAH Gideon AGHAINDUM	Professeur	<i>DAARS/FS</i>
2.	DIMO Théophile	Professeur	En Poste
3.	DJIETO LORDON Champlain	Professeur	En Poste
4.	DZEUFLET DJOMENI Paul Désiré	Professeur	En Poste
5.	ESSOMBA née NTSAMA MBALA	Professeur	<i>CD et Vice Doyen/FMSB/UYI</i>
6.	KEKEUNOU Sévilor	Professeur	<i>Chef de Département(a.i)</i>
7.	NJAMEN Dieudonné	Professeur	En poste
8.	NOLA Moïse	Professeur	En poste
9.	TAN Paul VERNYUY	Professeur	En poste
10.	TCHUEM TCHUENTE Louis Albert	Professeur	<i>Inspecteur de service / Coord.Progr./MINSA NTE</i>
11.	ZEBAZE TOGOUET Serge Hubert	Professeur	En poste
12.	ALENE Désirée Chantal	Maître de Conférences	<i>Vice Doyen/ Uté Ebwa</i>
13.	ATSAMO Albert Donatien	Maître de Conférences	En poste
14.	BILANDA Danielle Claude	Maître de Conférences	En poste
15.	DJIOGUE Séfirin	Maître de Conférences	En poste

16.	GOUNOUE KAMKUMO Raceline épse FOTSING	Maître de Conférences	En poste
17.	JATSA BOUKENG Hermine épse MEGAPTCHÉ	Maître de Conférences	En Poste
18.	KANDEDA KAVAYE Antoine	Maître de Conférences	En poste
19.	LEKEUFACK FOLEFACK Guy B.	Maître de Conférences	En poste
20.	MAHOB Raymond Joseph	Maître de Conférences	En poste
21.	MBENOUN MASSE Paul Serge	Maître de Conférences	En poste
22.	MEGNEKOU Rosette	Maître de Conférences	En poste
23.	MOUNGANG Luciane Marlyse	Maître de Conférences	En poste
24.	NOAH EWOTI Olive Vivien	Maître de Conférences	En poste
25.	MONY Ruth épse NTONE	Maître de Conférences	En Poste
26.	MVEYO NDANKEU Yves Patrick	Maître de Conférences	En poste
27.	NGUEGUIM TSOFAK Florence	Maître de Conférences	En poste
28.	NGUEMBOCK	Maître de Conférences	En poste
29.	TAMSA ARFAO Antoine	Maître de Conférences	En poste
30.	TOMBI Jeannette	Maître de Conférences	En poste
31.	AMBADA NDZENGUE GEORGIA ELNA	Chargé de Cours	En poste
32.	BASSOCK BAYIHA Etienne Didier	Chargé de Cours	En poste
33.	ETEME ENAMA Serge	Chargé de Cours	En poste
34.	FEUGANG YOUMSSI François	Chargé de Cours	En poste
35.	FOKAM Alvine Christelle Epse KENGNE	Chargé de Cours	En poste
36.	GONWOUO NONO Legrand	Chargé de Cours	En poste
37.	KOGA MANG DOBARA	Chargé de Cours	En poste
38.	LEME BANOCK Lucie	Chargé de Cours	En poste
39.	MAPON NSANGOU Indou	Chargé de Cours	En poste
40.	METCHI DONFACK MIREILLE FLAURE EPSE GHOUMO	Chargé de Cours	En poste
41.	NGOUATEU KENFACK Omer Bébé	Chargé de Cours	En poste
42.	NJUA Clarisse YAFI	Chargée de Cours	<i>Chef Div. Uté Bamenda</i>
43.	NWANE Philippe Bienvenu	Chargé de Cours	En poste
44.	TADU Zephyrin	Chargé de Cours	En poste
45.	YEDE	Chargé de Cours	En poste
46.	YOUNOUSSA LAME	Chargé de Cours	En poste
47.	KODJOM WANCHE Jacguy Joyce	Assistante	En poste
48.	NDENGUE Jean De Matha	Assistant	En poste
49.	ZEMO GAMO Franklin	Assistant	En poste

<b>3- DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE VÉGÉTALES (BPV) (32)</b>			
1.	AMBANG Zachée	Professeur	<i>Chef de Département</i>
2.	DJOCGOUE Pierre François	Professeur	En poste
3.	MBOLO Marie	Professeur	En poste
4.	NDONGO BEKOLO	Professeur	En poste
5.	ZAPFACK Louis	Professeur	En poste

6.	ANGONI Hyacinthe	Professeur	En poste
7.	BIYE Elvire Hortense	Maître de Conférences	En poste
8.	MAHBOU SOMO TOUKAM. Gabriel	Maître de Conférences	En poste
9.	MALA Armand William	Maître de Conférences	En poste
10.	MBARGA BINDZI Marie Alain	Maître de Conférences	En poste
11.	NGALLE Hermine BILLE	Maître de Conférences	<i>DAAC /UDla</i>
12.	NGONKEU MAGAPTCHE Eddy L.	Maître de Conférences	En poste
13.	TONFACK Libert Brice	Maître de Conférences	<i>CT / MINRESI</i>
14.	TSOATA Esaïe	Maître de Conférences	En poste
15.	ONANA JEAN MICHEL	Maître de Conférences	En poste
16.	DJEUANI Astride Carole	Maître de Conférences	En poste
17.	GONMADGE CHRISTELLE	Chargé de Cours	En poste
18.	MAFFO MAFFO Nicole Liliane	Chargé de Cours	En poste
19.	MANGA NDJAGA JUDE	Chargé de Cours	En poste
20.	NNANGA MEBENGA Ruth Laure	Chargé de Cours	En poste
21.	NOUKEU KOUAKAM Armelle	Chargé de Cours	En poste
22.	NSOM ZAMBO EPSE PIAL ANNIE CLAUDE	Chargé de Cours	En poste
23.	GODSWILL NTSOMBOH NTSEFONG	Chargé de Cours	<i>En détachement/UNE SCO MALI</i>
24.	KABELONG BANAHOU Louis-Paul-Roger	Chargé de Cours	En poste
25.	KONO Léon Dieudonné	Chargé de Cours	En poste
26.	LIBALAH Moses BAKONCK	Chargé de Cours	En poste
27.	LIKENG-LI-NGUE Benoit C	Chargé de Cours	En poste
28.	TAEDOUNG Evariste Hermann	Chargé de Cours	En poste
29.	TEMEGNE NONO Carine	Chargé de Cours	En poste
30.	DIDA LONTSI Sylvere Landry	Chargé de Cours	En poste
31.	METSEBING Blondo-Pascal	Assistant	En poste
		Assistant	En poste

#### 4- DÉPARTEMENT DE CHIMIE INORGANIQUE (CI) (27)

1.	GHOGOMU Paul MINGO	Professeur	<i>Ministre Chargé de Mission PR</i>
2.	NANSEU NJIKI Charles Péguy	Professeur	En poste
3.	NDIFON Peter TEKE	Professeur	<i>CT MINRESI</i>
4.	NENWA Justin	Professeur	En poste
5.	NGOMO Horace MANGA	Professeur	<i>Vice Chancelor/UB</i>
6.	NJIOMOU C. épse DJANGANG	Professeur	En poste
7.	NJOYA Dayirou	Professeur	En poste
8.	ACAYANKA Elie	Maître de Conférences	En poste
9.	EMADAK Alphonse	Maître de Conférences	En poste
10.	KAMGANG YOUBI Georges	Maître de Conférences	En poste
11.	KEMMEGNE MBOUGUEM Jean C.	Maître de Conférences	En poste
12.	KENNE DEDZO GUSTAVE	Maître de Conférences	En poste

13.	MBEY Jean Aime	Maître de Conférences	En poste
14.	NDI NSAMI Julius	Maître de Conférences	<i>Chef de Département</i>
15.	NEBAH Née NDOSIRI Bridget NDOYE	Maître de Conférences	<i>Sénatrice/SENAT</i>
16.	NYAMEN Linda Dyorisse	Maître de Conférences	En poste
17.	PABOUDAM GBAMBIÉ AWAWOU	Maître de Conférences	En poste
18.	TCHAKOUTE KOUAMO Hervé	Maître de Conférences	En poste
19.	BELIBI BELIBI Placide Désiré	Maître de Conférences	<i>Chef Service/ ENS Bertoua</i>
20.	CHEUMANI YONA Arnaud M.	Maître de Conférences	En poste
21.	KOUOTOU DAOUDA	Maître de Conférences	En poste
22.	MAKON Thomas Beauregard	Chargé de Cours	En poste
23.	NCHIMI NONO KATIA	Chargée de Cours	En poste
24.	NJANKWA NJABONG N. Eric	Chargé de Cours	En poste
25.	PATOUOSSA ISSOFA	Chargé de Cours	En poste
26.	SIEWE Jean Mermoz	Chargé de Cours	En Poste
27.	BOYOM TATCHEMO Franck W.	Assistant	En Poste

#### **6- DÉPARTEMENT DE CHIMIE ORGANIQUE (CO) (34)**

1.	Alex de Théodore ATCHADE	Professeur	<i>Vice-Doyen / DPSAA</i>
2.	DONGO Etienne	Professeur	<i>Vice-Doyen/FSE/UIYI</i>
3.	NGOUELA Silvère Augustin	Professeur	<i>Chef de Département UDS</i>
4.	PEGNYEMB Dieudonné Emmanuel	Professeur	<i>Recteur UBertoua/ Chef de Département</i>
5.	MBAZOA née DJAMA Céline	Professeur	En poste
6.	MKOUNGA Pierre	Professeur	En poste
7.	TCHOUANKEU Jean-Claude	Professeur	<i>Doyen /FS/ UIYI</i>
8.	AMBASSA Pantaléon	Maître de Conférences	En poste
9.	EYONG Kenneth OBEN	Maître de Conférences	En poste
10.	FOTSO WABO Ghislain	Maître de Conférences	En poste
11.	KAMTO Eutrophe Le Doux	Maître de Conférences	En poste
12.	KENMOGNE Marguerite	Maître de Conférences	En poste
13.	KOUAM Jacques	Maître de Conférences	En poste
14.	MVOT AKAK CARINE	Maître de Conférences	En poste
15.	NGO MBING Joséphine	Maître de Conférences	<i>Chef de Cellule MINRESI</i>
16.	NGONO BIKOBO Dominique Serge	Maître de Conférences	<i>C.E.A/ MINESUP</i>
17.	NOTE LOUGBOT Olivier Placide	Maître de Conférences	<i>Dir ENS/Uté Bertoua</i>
18.	NOUNGOUE TCHAMO Diderot	Maître de Conférences	En poste
19.	TABOPDA KUATE Turibio	Maître de Conférences	En poste
20.	TAGATSING FOTSING Maurice	Maître de Conférences	En poste
21.	OUAHOUE WACHE Blandine M.	Maître de Conférences	En poste
22.	ZONDEGOUMBA Ernestine	Maître de Conférences	En poste

23.	MESSI Angélique Nicolas	Chargé de Cours	En poste
24.	MUNVERA MFIFEN Aristide	Chargé de Cours	En poste
25.	NGNINTEDO Dominique	Chargé de Cours	En poste
26.	NGOMO Orléans	Chargée de Cours	En poste
27.	NONO NONO Éric Carly	Chargé de Cours	En poste
28.	OUETE NANTCHOUANG Judith Laure	Chargée de Cours	En poste
29.	SIELINOU TEDJON Valérie	Chargé de Cours	En poste
30.	TCHAMGOUE Joseph	Chargé de Cours	En poste
31.	TSAFFACK Maurice	Chargé de Cours	En poste
32.	TSAMO TONTSA Armelle	Chargé de Cours	En poste
33.	TSEMEUGNE Joseph	Chargé de Cours	En poste
34.	NDOGO ETEME Olivier	Assistant	En poste

<b>6- DEPARTEMENT DES ENERGIES RENOUVELABLES (ER) (1)</b>			
	BODO Bertrand	Professeur	<i>Chef de Département</i>

<b>7- DÉPARTEMENT D'INFORMATIQUE (IN) (22)</b>			
--	--	--	--

1.	ATSA ETOUNDI Roger	Professeur	<i>Chef de Division des SI/ MINESUP</i>
2.	FOUDA NDJODO Marcel Laurent	Professeur	<i>Inspecteur Général Académique/ MINESUP</i>
3.	NDOUNDAM René	Maître de Conférences	En poste
4.	TSOPZE Norbert	Maître de Conférences	En poste
5.	ABESSOLO ALO'O Gislain	Chargé de Cours	<i>Chef de Cellule MINFOPRA</i>
6.	AMINOU HALIDOU	Chargé de Cours	<i>Chef de Département</i>
7.	DJAM Xaviera YOUH - KIMBI	Chargé de Cours	En Poste
8.	DOMGA KOMGUEM Rodrigue	Chargé de Cours	En poste
9.	EBELE Serge Alain	Chargé de Cours	En poste
10.	HAMZA Adamou	Chargé de Cours	En poste
11.	JIOMEKONG AZANZI Fidel	Chargé de Cours	En poste
12.	KOUOKAM KOUOKAM E. A.	Chargé de Cours	En poste
13.	MELATAGIA YONTA Paulin	Chargé de Cours	En poste
14.	MESSI NGUELE Thomas	Chargé de Cours	En poste
15.	MONTHÉ DJIADEU Valéry M.	Chargé de Cours	En poste
16.	NZEKON NZEKO'O ARMEL JACQUES	Chargé de Cours	En poste
17.	OLLE OLLE Daniel Claude Georges Delort	Chargé de Cours	<i>Directeur Adjoint ENSET Ebolowa</i>
18.	TAPAMO Hyppolite	Chargé de Cours	En poste
19.	BAYEM Jacques Narcisse	Assistant	En poste

20.	EKODECK Stéphane Gaël Raymond	Assistant	En poste
21.	MAKEMBE. S . Oswald	Assistant	<i>Directeur CUTI</i>
22.	NKONDOCK. MI. BAHANACK.N.	Assistant	En poste

<b>8- DÉPARTEMENT DE MATHÉMATIQUES (MA) (33)</b>			
1.	AYISSI Raoult Domingo	Professeur	<i>Chef de Département</i>
2.	KIANPI Maurice	Maître de Conférences	En poste
3.	MBANG Joseph	Maître de Conférences	En poste
4.	MBEHOU Mohamed	Maître de Conférences	<i>Chef de Division/ENSPY</i>
5.	MBELE BIDIMA Martin Ledoux	Maître de Conférences	<i>Chef de Département de modélisation et applications industrielles/ENSPY</i>
6.	NOUNDJEU Pierre	Maître de Conférences	<i>VDRC/FS/UYI</i>
7.	TAKAM SOH Patrice	Maître de Conférences	En poste
8.	TCHAPNDA NJABO Sophonie B.	Maître de Conférences	<i>Directeur/AIMS Rwanda</i>
9.	TCHOUNDJA Edgar Landry	Maître de Conférences	En poste
10.	AGHOUKENG JIOFACK Jean Gérard	Chargé de Cours	<i>Chef Cellule MINEPAT</i>
11.	BOGSO ANTOINE Marie	Chargé de Cours	En poste
12.	BITYE MVONDO Esther	Chargé de Cours	En poste
13.	CHENDJOU Gilbert	Chargé de Cours	En poste
14.	DJIADEU NGAHA Michel	Chargé de Cours	En poste
15.	DOUANLA YONTA Herman	Chargé de Cours	En poste
16.	KIKI Maxime Armand	Chargé de Cours	En poste
17.	LOUMNGAM KAMGA Victor	Chargé de Cours	En poste
18.	MBAKOP Guy Merlin	Chargé de Cours	En poste
19.	MBATAKOU Salomon Joseph	Chargé de Cours	En poste
20.	MENGUE MENGUE David Joël	Chargé de Cours	<i>Chef Dpt /ENS Université d'Ebolowa</i>
21.	MBIAKOP Hilaire George	Chargé de Cours	En poste
22.	NGUEFACK Bernard	Chargé de Cours	En poste
23.	NIMPA PEFOUKEU Romain	Chargée de Cours	En poste
24.	OGADOA AMASSAYOGA	Chargée de Cours	En poste
25.	POLA DOUNDOU Emmanuel	Chargé de Cours	<i>En stage</i>
26.	TENKEU JEUFACK Yannick Léa	Chargé de Cours	En poste
27.	TCHEUTIA Daniel Duviol	Chargé de Cours	En poste
28.	TETSADJIO TCHILEPECK M. Eric.	Chargé de Cours	En poste
29.	FOKAM Jean Marcel	Assistant	En poste
30.	GUIDZAVAI KOUCHERE Albert	Assistant	En poste

31.	MANN MANYOMBE Martin Luther	Assistant	En poste
32.	MEFENZA NOUNTU Thiery	Assistant	En poste
33.	NYOUMBI DLEUNA Christelle	Assistant	En poste

<b>9- DÉPARTEMENT DE MICROBIOLOGIE (MIB) (24)</b>			
1.	ESSIA NGANG Jean Justin	Professeur	<i>Chef de Département</i>
2.	NYEGUE Maximilienne Ascension	Professeur	<i>VICE-DOYEN / DSSE</i>
3.	SADO KAMDEM Sylvain Leroy	Professeur	En poste
4.	ASSAM ASSAM Jean Paul	Maître de Conférences	En poste
5.	BOUGNOM Blaise Pascal	Maître de Conférences	En poste
6.	BOYOMO ONANA	Maître de Conférences	En poste
7.	KOUITCHEU MABEKU Epse KOUAM Laure Brigitte	Maître de Conférences	En poste
8.	RIWOM Sara Honorine	Maître de Conférences	En poste
9.	NJIKI BIKOÏ Jacky	Maître de Conférences	En poste
10.	TCHIKOUA Roger	Maître de Conférences	<i>Chef de Service de la Scolarité</i>
11.	ESSONO Damien Marie	Chargé de Cours	En poste
12.	LAMYE Glory MOH	Chargé de Cours	En poste
13.	MEYIN A EBONG Solange	Chargé de Cours	En poste
14.	MONI NDEDI Esther Del Florence	Chargé de Cours	En poste
15.	NKOUDOU ZE Nardis	Chargé de Cours	En poste
16.	NKOUÉ TONG Abraham	Chargé de Cours	En poste
17.	TAMATCHO KWEYANG Blandine Pulchérie	Chargé de Cours	En poste
18.	SAKE NGANE Carole Stéphanie	Chargé de Cours	En poste
19.	TOBOLBAÏ Richard	Chargé de Cours	En poste
20.	EZO'O MENGO Fabrice Télésfor	Assistant	En poste
21.	EHETH Jean Samuel	Assistant	En poste
22.	MAYI Marie Paule Audrey	Assistant	En poste
23.	NGOUE NAM Romial Joël	Assistant	En poste
24.	NJAPNDOUNKE Bilkissou	Assistant	En poste

<b>10. DEPARTEMENT DE PHYSIQUE(PHY) (42)</b>			
1.	BEN- BOLIE Germain Hubert	Professeur	En poste
2.	BIYA MOTTO Frédéric	Professeur	<i>DG/HYDRO Mekin</i>
3.	DJUIDJE KENMOE épouse ALOYEM	Professeur	En poste

4.	EKOBENA FOU DA Henri Paul	Professeur	<i>Vice-Recteur. Uté Ngaoundéré</i>
5.	ESSIMBI ZOBO Bernard	Professeur	En poste
6.	EYEBE FOU DA Jean sire	Professeur	En poste
7.	HONA Jacques	Professeur	En poste
8.	NANA ENGO Serge Guy	Professeur	En poste
9.	NANA NBENDJO Blaise	Professeur	En poste
10.	NDJAKA Jean Marie Bienvenu	Professeur	<i>Chef de Département</i>
11.	NJANDJOCK NOUCK Philippe	Professeur	En poste
12.	NOUAYOU Robert	Professeur	En poste
13.	SAIDOU	Professeur	<i>Chef de centre/IRGM/MINRESI</i>
14.	SIMO Elie	Professeur	En poste
15.	TABOD Charles TABOD	Professeur	<i>Doyen FSUniv/Bda</i>
16.	TCHAWOUA Clément	Professeur	En poste
17.	WOAFO Paul	Professeur	En poste
18.	ZEKENG Serge Sylvain	Professeur	En poste
19.	ENYEGUE A NYAM épse BELINGA	Maître de Conférences	<i>Chef de Division de la formation continue et à distance/ENSPY</i>
20.	FEWO Serge Ibraïd	Maître de Conférences	En poste
21.	FOUEJIO David	Maître de Conférences	<i>Chef Cell/ MINADER</i>
22.	MBINACK Clément	Maître de Conférences	En poste
23.	MBONO SAMBA Yves Christian U.	Maître de Conférences	En poste
24.	MELI'I Joelle Larissa	Maître de Conférences	En poste
25.	MVOGO ALAIN	Maître de Conférences	En poste
26.	NDOP Joseph	Maître de Conférences	En poste
27.	SIEWE SIEWE Martin	Maître de Conférences	En poste
28.	VONDOU Derbetini Appolinaire	Maître de Conférences	En poste
29.	WAKATA née BEYA Annie Sylvie	Maître de Conférences	<i>Directeur/ENS/UIYI</i>
30.	WOULACHE Rosalie Laure	Maître de Conférences	<i>En stage depuis février 2023</i>
31.	ABDOURAHIMI	Chargé de Cours	En poste
32.	AYISSI EYEBE Guy François Valérie	Chargé de Cours	En poste
33.	CHAMANI Roméo	Chargé de Cours	En poste
34.	DJOTANG TCHOTCHOU Lucie Angennes	Chargée de Cours	En poste
35.	EDONGUE HERVAIS	Chargé de Cours	En poste
36.	KAMENI NEMATCHOUA Modeste	Chargé de Cours	En poste
37.	LAMARA Maurice	Chargé de Cours	En poste
38.	NGA ONGODO Dieudonné	Chargé de Cours	En poste

39.	OTTOU ABE Martin Thierry	Chargé de Cours	<i>Directeur Unité de production des réactifs/IMPM</i>
40.	TEYOU NGOUPO Ariel	Chargé de Cours	En poste
41.	WANDJI NYAMSI William	Chargé de Cours	En poste
42.	SOUFFO TAGUEU Merimé	Assistant	En poste

**11- DÉPARTEMENT DE SCIENCES DE LA TERRE (ST) (43)**

1.	BITOM Dieudonné-Lucien	Professeur	<i>Doyen / FASA /Uds</i>
2.	EKOMANE Emile	Professeur	<i>Chef Div./Uté Ebolowa</i>
3.	GANNO Sylvestre	Professeur	En poste
4.	NDAM NGOUPAYOU Jules- Remy	Professeur	En poste
5.	NDJIGUI Paul-Désiré	Professeur	<i>Chef de Département</i>
6.	NGOS III Simon	Professeur	En poste
7.	NKOUMBOU Charles	Professeur	En poste
8.	NZENTI Jean-Paul	Professeur	En poste
9.	ONANA Vincent Laurent	Professeur	<i>Chef de Département/Uté. Eb.</i>
10.	YENE ATANGANA Joseph Q.	Professeur	<i>Chef Div. /MINTP</i>

11.	BISSO Dieudonné	Maître de Conférences	En poste
12.	Elisé SABABA	Maitre de Conférences	En poste
13.	EYONG John TAKEM	Maître de Conférences	En poste
14.	FUH Calistus Gentry	Maître de Conférences	<i>Sec. D'Etat/MINMID T(ai)</i>
15.	GHOGOMU Richard TANWI	Maître de Conférences	<i>Chef de Div. /Uté Bertoua</i>
16.	MBIDA YEM	Maitre de Conférences	En poste
17.	MBESSE Cécile Olive	Maitre de Conférences	En poste
18.	METANG Victor	Maître de Conférences	En poste
19.	MOUNDI Amidou	Maître de Conférences	<i>CT/MINIMDT</i>
20.	NGO BIDJECK Louise Marie	Maître de Conférences	En poste
21.	NGUEUTCHOUA Gabriel	Maître de Conférences	<i>CEA/MINRESI</i>
22.	NJILAH Isaac KONFOR	Maître de Conférences	En poste
23.	NYECK Bruno	Maître de Conférences	En poste
24.	TCHAKOUNTE Jacqueline épse NUMBEM	Maître de Conférences	<i>Chef. Cell /MINRESI</i>
28.	ANABA ONANA Achille Basile	Chargé de Cours	En poste

25.	TCHOUANKOUE Jean-Pierre	Maître de Conférences	En poste
26.	TEMGA Jean Pierre	Maître de Conférences	En poste
27.	ZO'O ZAME Philémon	Maître de Conférences	<i>DG/ART</i>
29.	BEKOA Etienne	Chargé de Cours	En poste
30.	ESSONO Jean	Chargé de Cours	En poste
31.	MAMDEM TAMTO Lionelle Estelle, épouse BITOM	Chargée de Cours	En poste
32.	MINYEM Dieudonné	Chargé de Cours	<i>Chef Serv./Uté Maroua</i>
33.	NGO BELNOUN Rose Noël	Chargée de Cours	En poste
34.	NGO'O ZE ARNAUD	Chargé de Cours	En poste
35.	NOMO NEGUE Emmanuel	Chargé de Cours	En poste
36.	NTSAMA ATANGANA Jacqueline	Chargée de Cours	En poste
37.	TCHAPTCHET TCHATO De P.	Chargé de Cours	En poste
38.	TEHNA Nathanaël	Chargé de Cours	En poste
39.	FEUMBA Roger	Chargé de Cours	En poste
40.	MBANGA NYOBE Jules	Chargé de Cours	En poste
41.	KOAH NA LEBOGO Serge P.	Assistant	En poste
42.	NGO'O ZE ARNAUD	Assistant	En poste
43.	TENE DJOUKAM Joëlle Flore, épouse KOUANKAP NONO	Assistante	En poste

## Répartition chiffrée des Enseignants de la Faculté des Sciences de l'Université de Yaoundé I

NOMBRE D'ENSEIGNANTS					
DÉPARTEMENT	Professeurs	Maîtres de Conférences	Chargés de Cours	Assistants	Total
BCH	8 (01)	20 (12)	9 (04)	6 (05)	<b>43 (22)</b>
BPA	11 (01)	19 (09)	16 (05)	3 (02)	<b>49 (17)</b>
BPV	6 (01)	10 (02)	14 (08)	2 (00)	<b>32 (11)</b>
CI	7 (01)	14 (04)	5 (01)	1 (00)	<b>27 (06)</b>
CO	7 (01)	15 (05)	11 (05)	1 (00)	<b>34 (11)</b>
ER	1 (00)		/	/	<b>1 (0)</b>
IN	2 (00)	2 (00)	14 (01)	4 (00)	<b>22 (01)</b>
MAT	1 (00)	8 (00)	19 (02)	5 (01)	<b>33 (03)</b>
MIB	3 (01)	7 (03)	9 (05)	5 (02)	<b>24 (11)</b>
PHY	18 (01)	12 (04)	11 (01)	1 (00)	<b>42 (06)</b>
ST	10 (00)	17 (03)	13 (03)	3 (01)	<b>43 (07)</b>
<b>Total</b>	<b>74 (07)</b>	<b>124 (42)</b>	<b>121 (35)</b>	<b>31 (11)</b>	<b>350 (95)</b>

Soit un total de **349 (95)** dont :

- Professeurs **73 (07)**
- Maîtres de Conférences **124 (42)**
- Chargés de Cours **121 (35)**
- Assistants **31 (11)**

( ) = Nombre de Femmes **95**

# **DEDICACE**

Je dédie cette thèse

A mon fils KAMNGUE PONE Emmany Godswill et à mes parents NGUEMETE Joseph et  
DOMCHE Victorine

## REMERCIEMENTS

La présente thèse a été réalisée dans l'unité de recherche Physiologie et Amélioration des Plantes (PPI), du Laboratoire de Biotechnologies et Environnement, au Département de Biologie Physiologie Végétale (BPV) de l'Université de Yaoundé I. Elle a pris naissance dans le cadre des projets Starter de rouissage du manioc financé par le CTA, Wageningen, et portée par l'Ecole Nationale Supérieure des Sciences Agro-industrielles (ENSAI) de l'Université de Ngaoundéré, ensuite RTBfoods et CRP-RTB cluster CC4.2 «cassava processing» porté par le Centre de coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement (CIRAD) avec la collaboration de l'Institut International d'Agriculture Tropicale (IITA) au Cameroun (Nkolbisson). Cette thèse a également bénéficié d'une bourse du Service de Coopération et d'Action Culturelle (SCAC) de l'ambassade de France au Cameroun et d'un appui matériel de la Direction Régionale du CIRAD au Cameroun. Que ces différentes institutions soient ainsi remerciées. En plus du soutien matériel et financier qu'ont apporté ces différentes institutions, la réalisation de cette thèse a été rendue possible par le soutien moral de plusieurs personnes. Je remercie à cet effet tous ceux et celles qui ont contribué de près ou de loin à sa réalisation et particulièrement :

- le Chef de Département de Biologie Physiologie Végétales et toute l'équipe des enseignants du Centre de recherche et de formation doctorale des Sciences de la Vie, Santé et Environnement pour la formation qu'ils m'ont procuré depuis mon arrivée à l'Université de Yaoundé I;

- mon équipe d'encadrant constituée du Prof YOUMBI Emmanuel, co-directeur de la thèse (Université de Yaoundé I), Prof NDJOUENKEU Robert, co-directeur de cette thèse (ENSAI Université de Ngaoundéré), Dr MBEGUIE A MBEGUIE Didier, co-directeur de cette thèse (Chercheur CIRAD), qui ont cru en moi et ont accepté de m'encadrer dans ce travail et pour avoir mis à ma disposition toutes formes d'appui moral, matériel, logistique et humain pour mener à bien ce travail. Votre rigueur et votre disponibilité m'ont permis de réaliser ce travail avec beaucoup d'enthousiasme.

- mes parents NGUEMETE Joseph et DOMCHE Victorine, trouvez en ce document l'ultime récompense dont vous méritez pour tous vos peines et sacrifices ;

- Prof. TONFACK Libert Brice, Maître de Conférences, vos suggestions, vos conseils et vos encouragements m'ont été bénéfiques ;

- Adrien SERVENT, Julien RICCI, Léa Ollier, Joël GRABULOS, Christophe BUGAUD et toute l'équipe de l'UMR Qualisud qui s'est mobilisée pour la réalisation des analyses biochimiques au sein des laboratoires de l'UMR QualiSud de Montpellier ;
- Dr. TEMEGNE NONO Carine (Chargée de Cours, Université de Yaoundé I), ton engagement au travail, ta détermination, ta rigueur ont été pour moi une source d'inspiration ;
- Pr. NWAGA Dieudonné (Université de Yaoundé I), vos conseils et orientations, vos encouragements m'ont été d'une très grande importance ;
- toute l'équipe du Laboratoire de Biotechnologie et Environnement,
- Dr Darius NZEPANG ta disponibilité, ta patience, tes encouragements et tes explications pour les analyses statistiques m'ont été très utiles ;
- Rodrigue FIFEN et Renaud MENANGA (Doctorants), votre disponibilité pour le suivi des analyses microscopiques m'ont permis d'atteindre cet objectif ;
- Samuel Henri CHEFANG « grand-père », pour avoir mis toute ta confiance en moi, je me suis trouvé dans l'obligation de finir cette thèse pour ton honneur afin de conserver ma place dans ton cœur ;
- Michel ONGOLO, tu m'as permis de retrouver confiance en moi et me relever au moment où je touchais le fond par tes encouragements et tes conseils ;
- Lydiane DJENOU KAMNGUE, ton soutien financier, moral et matériel, tes encouragements et tes nombreux services rendus m'ont été d'une aide incommensurable ;
- Monsieur et Madame DJIALEU, votre soutien moral et vos encouragements m'ont beaucoup galvanisé ;
- Sylviane MBOGNING (Doctorante), tes encouragements, tes conseils et ton amitié et ton soutien ont été d'une grande importance pour moi ;
- mes frères et sœurs Nathalie Ladouce TCHUDJO, Judith Caelle DJOUKA, Richepin Isaac SOH, Prisca Falonne YOUMBI et Borel Shal Guy NGUEPSI, me considérer comme l'élite de notre famille m'a donné le courage et la détermination pour mener à terme ce travail ;
- mes oncles et tantes, Yves SINDJE, Jules MBOUGUENG et Sévérine MINZE, ainsi que vos épouses et époux respectifs, vous qui m'avez toujours encouragé dans la voie des études, je vous suis reconnaissante ;
- mes amis et camarades de promotions, toutes mes connaissances ;
- le Président et les membres du jury, pour leur disponibilité à examiner et combler les insuffisances décelées dans ce document pour améliorer son contenu.

## TABLE DES MATIERES

LISTE PROTOCOLAIRE.....	i
DEDICACE.....	xiii
REMERCIEMENTS .....	xiv
TABLE DES MATIERES .....	xvi
LISTE DES FIGURES .....	xix
LISTE DES TABLEAUX.....	xxi
LISTE DES ABREVIATIONS .....	xxii
RESUME.....	xxiii
ABSTRACT .....	xxv
Chapitre I. GENERALITES.....	1
I.1. Introduction.....	2
I.2. Revue de littérature .....	6
I.2.1. Manioc : origine, systématique et biologie .....	6
I.2.1.1. Origine et répartition.....	6
I.2.1.2. Systématique et diversité génétique .....	7
I.2.1.3. Anatomie et physiologie .....	8
I.2.2. Importances du manioc .....	12
I.2.2.1. Importance économique.....	12
I.2.2.2. Importance alimentaire et valeur nutritive du manioc .....	16
I.2.3. Culture du manioc.....	18
I.2.4. Contraintes à la production et à la consommation du manioc .....	20
I.2.4.1. Contraintes liées à la production (pré-récolte).....	20
I.2.4.2. Contraintes post-récolte .....	22
I.2.5. Place du rouissage dans la transformation alimentaire du manioc .....	30
I.2.5.1. Aspect physico-chimique du rouissage.....	31
I.2.5.2. Aspect microbiologique du rouissage .....	34
I.2.5.3. Variabilité des produits du rouissage .....	35
I.2.6. Place des utilisateurs dans la sélection variétale du manioc .....	37
Chapitre II. MATERIEL ET METHODES.....	39
II.1. Matériel.....	40
II.1.1. Présentation des zones d'étude .....	40
II.1.2. Matériel végétal .....	42
II.2. Méthodes .....	43

II.2.1. Evaluation des modifications physiques et histologiques des racines de manioc .	43
II.2.1.1. Détermination de la teneur en matière sèche .....	43
II.2.1.2. Mesure de la fermeté .....	43
II.2.1.3. Modifications histologiques des racines de manioc au cours du rouissage....	44
II.2.2. Etude des modifications biochimiques associés au processus de rouissage.....	47
II.2.2.1. Traitement des échantillons de racine .....	47
II.2.2.2. Analyses biochimiques .....	48
II.2.3. Analyse des propriétés d'empesage des farines .....	54
II.2.4. Analyses statistiques des données .....	54
Chapitre III. RESULTATS ET DISCUSSION .....	55
III.1. Résultats .....	56
III.1.1. Paramètres physiques et histologiques des racines de manioc.....	56
III.1.1.1. Teneur en matière sèche des racines de manioc à la récolte .....	56
III.1.1.2. Evolution de la fermeté au cours du rouissage.....	57
III.1.1.3. Histologie des racines de manioc .....	59
III.1.2. Modifications biochimiques associés au rouissage .....	66
III.1.2.1. Teneur en amidon et amylose des racines de manioc à la récolte.....	66
III.1.2.2. pH des eaux de trempe au cours du rouissage.....	67
III.1.2.3. Evolution des sucres fermentescibles, des alcools et des acides organiques au cours du rouissage .....	68
III.1.2.4. Cinétique d'évolution de la teneur en polyphénols totaux dans les racines de manioc au cours du rouissage.....	75
III.1.2.5. Cinétique d'évolution des pectines totales au cours du rouissage des racines de manioc .....	77
III.1.3. Propriétés d'empesages des farines.....	79
III.1.4. Etude des corrélations entre les modifications étudiées au cours du rouissage ...	84
III.1.4.1. Relations entre la fermeté, les modifications biochimiques et physico-chimiques au cours du rouissage .....	84
III.1.4.2. Relation entre la perte de fermeté et les modifications physiques des eaux de trempe au cours du rouissage .....	96
III.2. Discussion .....	97
III.2.1. Analyses physiques et histologiques des racines de manioc .....	97
III.2.1.1. Teneur en matière sèche .....	97

III.2.1.2. Evolution de la fermeté et histologie des racines de manioc au cours du rouissage.....	98
III.2.3. Biochimie des racines de manioc et leur évolution au cours du rouissage .....	101
III.2.3.1. Teneurs en amidon et amylose .....	101
III.2.3.2. Cinétique d'évolution du pH, des sucres, des alcools et des acides organiques au cours du rouissage .....	102
III.2.3.3. Cinétique de l'évolution des composés phénoliques totaux au cours du rouissage.....	105
III.2.3.4. Cinétique d'évolution des pectines totales dans les racines de manioc au cours du rouissage .....	107
III.2.4. Propriétés d'empesages des farines de manioc au cours du rouissage.....	108
Chapitre IV. CONCLUSION ET PERSPECTIVES .....	113
IV.1. Conclusion .....	114
IV.2. Perspectives.....	115
BIBLIOGRAPHIE .....	116
ANNEXES .....	i

## LISTE DES FIGURES

Fig. 1. Représentation schématique des différentes parties d'une plante de manioc .....	9
Fig. 2. Différentes couches de la racine de stockage de manioc au fur et à mesure de la croissance secondaire .....	11
Fig. 3. Principaux producteurs mondiaux du manioc.....	13
Fig. 4. Principaux exportateurs mondiaux du manioc.....	14
Fig. 5. Principaux importateurs mondiaux du manioc .....	15
Fig. 6. Evolution de la détérioration physiologique post récolte sur les racines de manioc en stockage.....	22
Fig. 7. Microscopie des racines de manioc en cours de détérioration.....	23
Fig. 8. Diagramme des mécanismes complexes de la détérioration physiologique post-récolte. .....	25
Fig. 9. Coupes des racines de manioc entre le premier et le quatrième jour de rouissage. ....	32
Fig. 10. Hydrolyse enzymatique de la linamarine.....	33
Fig. 11. Quelques produits issus du rouissage des racines de manioc. ....	36
Fig. 12. Carte géographique des zones d'étude.....	40
Fig. 13. Paramètres climatique au cours de l'année 2018 dans les deux zones de production.	41
Fig. 14. Racines de 8 variétés de manioc utilisées pour cette l'étude. ....	42
Fig. 15. Mesures de fermeté des racines de manioc.....	44
Fig. 16. Quelques étapes de la mise en œuvre du rouissage .....	44
Fig. 17. Echantillons prélevés au cours du rouissage.....	45
Fig. 18. Coupe transversale d'une racine de manioc présentant des zones d'intérêt dans cette étude. ....	47
Fig. 19. Protocole de l'extraction du glucose total.....	48
Fig. 20. Protocole d'extraction et du dosage des composés phénoliques totaux contenus dans les farines de manioc.....	52
Fig. 21. Teneur en matière sèche des racines de manioc en fonction du génotype à la récolte. .....	56
Fig. 22. Evolution globale de la fermeté des racines de manioc au cours rouissage. ....	57
Fig. 23. Evolution de la fermeté de huit variétés de manioc au cours du rouissage. ....	58
Fig. 24. Taux de ramollissement de huit variétés de manioc au cours du rouissage.....	59
Fig. 25. Coupes histologiques des zones périphériques des racines de manioc observées au microscope optique (Gx200).....	62

Fig. 26. Coupes histologiques des zones centrales des racines de manioc observées au microscope optique (Gx200).....	65
Fig. 27. Teneurs en amidon et amylose des racines de manioc. ....	66
Fig. 28. Evolution globale du pH des eaux de trempage au cours du rouissage. ....	67
Fig. 29. Evolution du pH des eaux de trempage en fonction des variétés au cours du rouissage.....	68
Fig. 30. Evolution globale des sucres et acides organiques dans les racines de manioc au cours du rouissage. ....	69
Fig. 31. Evolution globale des sucres, alcools et acides organiques dans les eaux de trempage au cours du rouissage. ....	70
Fig. 32. Evolution des sucres dans les racines et les eaux de trempage en fonction des variétés au cours du rouissage. A : Mbalmayo et B : Foubot.....	73
Fig. 33. Evolution des acides organiques et éthanol dans les racines et les eaux de trempage en fonction des variétés au cours du rouissage. ....	74
Fig. 34. Evolution des différentes fractions de composés phénoliques totaux en fonction du génotype et de la durée de rouissage.....	76
Fig. 35. Evolution des pectines totales en fonction du génotype et de la durée de rouissage..	78
Fig. 36. Viscoamylogrammes des farines de manioc en fonction de la zone de production, de la variété et de la durée du rouissage.....	80
Fig. 37. Evolution globale des propriétés d'empesage des farines de manioc au cours du rouissage.....	81
Fig. 38. Evolution des indicateurs d'empesage des farines en fonction du génotype au cours du rouissage.....	83
Fig. 39. Cartographie des génotypes de manioc en fonction de leur fermeté et des caractéristiques des eaux de trempage au cours du rouissage.....	90
Fig. 40. Cartographie des génotypes de manioc en fonction de leur fermeté et des caractéristiques physico-chimique des racines au cours du rouissage. ....	92
Fig. 41. Cartographie des génotypes de manioc en fonction de leur fermeté de la durée du rouissage et des caractéristiques des eaux de trempage.....	93
Fig. 42. Cartographie des génotypes de manioc en fonction de leur fermeté et des caractéristiques physico-chimiques des racines au cours du rouissage. ....	95
Fig. 43. Relation entre la perte de fermeté au cours du rouissage et l'aspect physique des eaux de trempes (les photos sont celles de la variété 01/0040-27 à Foubot). ....	96

## LISTE DES TABLEAUX

Tableau I. Principaux producteurs mondiaux du manioc en 2017 .....	12
Tableau II. Principaux maladies et ravageurs du manioc.....	21
Tableau III. Quelques méthodes développées pour réduire la détérioration post-récolte et prolonger la durée de vie des racines après récolte.....	27
Tableau IV. Microorganismes impliqués dans le rouissage du manioc.....	35
Tableau V. Caractéristiques physico-chimiques des sols.....	41
Tableau VI. Caractéristiques agronomiques des variétés de manioc utilisées dans cette étude .....	43
Tableau VII. ANOVA de l'effet du génotype sur la teneur en amidon et en amylose. ....	67
Tableau VIII. ANOVA de l'effet du génotype, de la durée du rouissage et de leur interaction sur les composés phénoliques totaux. ....	77
Tableau IX. ANOVA de l'effet du génotype, de la durée du rouissage et de leur interaction sur l'évolution des pectines totales.....	79
Tableau X. Matrice de corrélation entre les paramètres physico-chimiques des eaux de trempé et la fermeté.....	85
Tableau XI. Matrice de corrélation entre la fermeté, les variables biochimiques et les indicateurs d'empesage des farines de manioc au cours du rouissage à Mbalmayo.....	87
Tableau XII. Matrice de corrélation entre la fermeté, les variables biochimiques et les indicateurs d'empesage des farines de manioc au cours du rouissage à Foubot.....	88
Tableau XIII. Matrice des composantes : biochimie des eaux de trempé.....	89
Tableau XIV. Matrice des composantes : biochimie des racines et propriétés d'empesage....	91

## LISTE DES ABREVIATIONS

AHPC	: Acid-Hydrolysable Phenolic Compound
bAHPC	: Bound Acid-Hydrolysable Phenolic Compound
CBB	: Cassava Bacterial Blight
CEMAC	: Communauté Economique et Monétaire d’Afrique Centrale
CIAT	: Centre International d’Agriculture Tropicale
CIRAD	: Centre de coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement
CTA	: Technical Centre for Agricultural and Rural Cooperation ACP-EU
DPP	: Détérioration Physiologique Post-récolte
DSC	: Differential Scanning Calorimétry
FAO	: Food and Agriculture Organisation
HCN	: Acide cyanhydrique
HNL	: Hydroxyl Nitrile Lyase
IITA	: International Institute of Tropical Agriculture
INR	: Institut National de Recherche
IRAD	: Institut de Recherche Agronomique pour le Développement
JAS	: Jours Après Semis
MeFPC	: Methanol Free Phenolic Compound
OMS	: Organisation Mondiale de la Santé
PAL	Phénylalanine Ammonialyse
PGL	: Poly Galacturonate Lyase
RVA	: Rapid Viscosity Analyser

## RESUME

L'aptitude à la transformation par rouissage a été identifiée comme l'un des critères majeurs pris en compte par les paysans dans le choix de l'adoption d'une variété de manioc. L'objectif majeur de ce travail est de contribuer à l'augmentation du taux d'adoption des variétés améliorées de manioc à travers une meilleure compréhension de la physiologie des racines de manioc au cours du rouissage. Dans cette étude, huit variétés de manioc (dont quatre variétés à pulpe blanche : LMR, 92/0326, I090616 et une variété locale et quatre variétés à pulpe jaune : 01/0040-27, 01/1797, I071026 et I090593) ont été caractérisées au cours du rouissage dans deux zones agro écologiques du Cameroun: zone V (Mbalmayo) et zone III (Foumbot). Pour se faire, les racines de manioc ont été trempées dans de l'eau courante pendant trois jours : c'est le rouissage. Durant ces trois jours, les racines et les eaux de trempes ont été échantillonnées. Ces échantillons ont été caractérisés aux niveaux physique et biochimique. Globalement, il en ressort que les variables étudiées ont été influencées soit par la variété, soit par la durée du rouissage dans les deux zones de production. Le rouissage a réduit significativement la fermeté moyenne des racines de manioc (de 669,21 à 4,21 N/s et de 557,33 à 1,49 N/s pour Mbalmayo et Foumbot respectivement). Le de ramollissement des racines de manioc au cours du rouissage a été significativement influencée par la variété. Il a été globalement plus rapide à Mbalmayo (avec un taux de ramollissement moyen global 63,03 % après 24 h de rouissage contre 12,48 % à Foumbot) avec un effet de variété significatif. Les coupes histologiques ont révélé une dégradation plus ou moins importante des parois cellulaires au cours du rouissage en fonction des variétés et des zones de production. Le rouissage a également réduit significativement les teneurs en maltose et glucose aussi bien dans les racines que dans les eaux de trempes, les teneurs en composés phénoliques totaux et les pectines totales (de 592,27 à 486,58 mg/100g et 758,6 à 456,97 mg/100g pour Mbalmayo et Foumbot respectivement) des racines dans les deux zones de production. Le rouissage a favorisé l'accumulation des acides organiques et alcools et une baisse du pH dans les eaux de trempes. La variété 01/0040-27 a été plus riche en pectine totale tandis que les variétés à pulpe jaune (01/0040-27 et 01/1797) ont été plus riches en polyphénols libres dans les deux zones de production. Le rouissage a réduit la viscosité globale des amidons des farines en fonction de la variété et de la zone de production.

La présente étude a montré que des changements histologiques et biochimiques majeurs se produisent pendant le rouissage des racines du manioc, certains d'entre eux étant associés au processus. Bien que ce processus soit caractérisé par un ramollissement des racines et une

dégradation de la structure de la paroi cellulaire, la présente étude suggère fortement que la pectine n'est pas le seul composant de la paroi cellulaire impliqué dans ces changements. Le rouissage affecte davantage les propriétés d'empesage de l'amidon que son aspect physique.

Mots clés : manioc, rouissage, biochimie, histologie, variété, environnement

## ABSTRACT

The suitability for processing by retting being one of the major criteria taken into account by farmers in choosing to adopt a new variety of cassava, the major objective of this work is to contribute to the increase the adoption rate of improved cassava varieties through a better understanding of the physiology of cassava roots during retting. In this study, eight varieties of cassava (including four varieties with white pulp: LMR, 92/0326, I090616 and one local variety; four varieties with yellow pulp: 01/0040-27, 01/1797, I071026 and I090593) were characterized during retting in two agro-ecological zones of Cameroon: zone V (Mbalmayo) and zone III (Foumbot). The cassava roots were soaked in water for three days during which the roots and soaking waters were sampled. These samples were characterized at the physical and biochemical levels. Overall, the variables studied were influenced either by the genotype or by the duration of retting in the two production zones. The softening of cassava roots during retting was generally faster in Mbalmayo (with an overall average softening rate of 63.03% after 24 hours of retting compared to 12.48% in Foumbot) with a significant variety effect. The histological sections revealed a more or less significant degradation of the cell walls during retting depending on the varieties and climatic zones. Retting also significantly reduced the maltose and glucose contents both in the roots and in the soaking water, the contents of total phenolic compounds and total pectins (from 592.27 to 486.58 mg/100g and 758.6 to 456.97 mg/100g for Mbalmayo and Foumbot respectively) of the roots in the two production zones. The variety 01/0040-27 was richer in total pectin while the varieties with yellow pulp (01/0040-27 and 01/1797) were richer in free polyphenols in the two production areas. Retting reduced the overall viscosity of flour starches depending on the variety and production area.

The present study showed that major histological and biochemical changes occur during cassava root retting, some of them associated with the process. Although this process is characterized by root softening and breakdown of cell wall structure, the present study strongly suggests that pectin is not the only cell wall component involved in these changes. Retting affects the starching properties of starch more than its physical appearance.

Key words: cassava, retting, biochemistry, histology, variety, environment

## **Chapitre I. GENERALITES**

## I.1. Introduction

Le manioc (*Manihot esculenta* Crantz), compte parmi les principales ressources alimentaires du monde. Il est originaire d'Amérique Latine et a été introduit en Afrique au 18<sup>ème</sup> siècle à travers le bassin du Congo. Le manioc a connu une expansion géographique fulgurante dans toute la zone intertropicale africaine, passant d'une culture des zones forestières à une adaptation dans l'écologie des savanes. Il constitue aujourd'hui une des principales composantes de la ration alimentaire de plus de 25 % de la population africaine. Sa consommation moyenne annuelle est de 200-300 kg de racines/habitant. Par conséquent cette racine tubéreuse joue un rôle majeur dans la sécurité alimentaire (Anonyme 1, 2018; Dufour et *al.*, 2021). Le manioc est la deuxième culture vivrière du Cameroun après le maïs et occupe 50% de la production totale des racines, tubercules et bananes (RTB). Il constitue ainsi un des aliments de base des populations du Cameroun (Anonyme 2, 2013; Dufour et *al.*, 2021). Cette importance du manioc tient à diverses raisons dont les plus significatives sont d'ordre agronomique et technologique. Sur le plan agronomique, (i) la plante est tolérante aux sols peu fertiles et à faible disponibilité en eau, ce qui justifie son adaptation dans l'écologie des savanes ; (ii) le délai de récolte de certaines variétés est flexible, ce qui permet au producteur notamment paysan, d'étaler sa production sur le temps, en fonction de la demande; (iii) la plante est à multiplication végétative dominante et peut selon les variétés se cultiver sur plusieurs générations sans besoin de nouvelles semences, ce qui contribue à réduire la charge financière des agriculteurs vis-à-vis des semences (Hillocks, 2002) ; (iv) la richesse de la racine en hydrates de carbone en fait une des principales sources de calories pour les consommateurs (Tricoche et *al.*, 2008 ; Falade & Akingbala, 2010; Anonyme 3, 2014). Sur le plan technologique, les formes de transformation et de consommation alimentaire se déclinent à travers une multitude de recettes culinaires (Anonyme 2, 2013 ; Kouakou et *al.* 2015 ; Fonji et *al.*, 2017 ; Ndjouenkeu, 2018).

L'importance alimentaire du manioc reste toutefois limitée par diverses contraintes sociales, physiologiques, nutritionnelles, voire agronomiques et structurelles. Sur le plan social, le manioc est étroitement lié à la pauvreté rurale en Afrique. Bien qu'il n'en soit pas la cause, il est sociologiquement perçu comme la culture du pauvre, par ce que les zones marginales où se cultive la racine, sont celles où vivent en général les populations pauvres (Aguéguia et *al.*, 2000 ; Tolly, 2013). Au plan physiologique, la racine se caractérise par un très faible potentiel de conservation post-récolte (à quelques jours), en raison de sa teneur élevée en eau qui lui confère un caractère hautement périssable (Westby, 2002). Cette périssabilité se traduit sur le plan physiologique par la détérioration physiologique post-récolte (DPP) des cellules de la

racine tubérisée. Cette DPP résulte des réactions de dégradation impliquant des processus microbiens et enzymatiques, associés à de nombreuses modifications biochimiques (Djabou et *al.*, 2017, 2023; Qin et *al.*, 2017; Zainuddin et *al.*, 2018). Ceci a pour conséquence des pertes post-récoltes élevées pouvant dépasser 45 % de la production (Sánchez et *al.*, 2006 ; Anonyme 4, 2014). Sur le plan nutritionnel, la racine est essentiellement fournisseuse d'énergie en raison de sa forte teneur en amidon. Elle est déficiente en protéines, lipides, minéraux et vitamines. Cette déficience justifie par ailleurs le fait que les zones de malnutrition protéique (kwashiokor) coïncident avec celles où le manioc prédomine dans la ration alimentaire des enfants (Bokanga et *al.*, 1999). En outre, l'abondance des composés cyanogéniques (linamarine et lotaustraline) dans certaines variétés de manioc constitue une contrainte nutritionnelle majeure. Ces composés susceptibles d'être hydrolysés en cyanure, manifestent leur toxicité sur le plan sanitaire, par la dégradation de l'hémoglobine, le goitre, le crétinisme, et le Konzo (maladie paralytique) (Cardoso et *al.*, 2005; Nzwalo & Cliff, 2011; Banea et *al.*, 2013; Tshala-Katumbay et *al.*, 2013). Au plan agronomique, le manioc comme l'ensemble des ressources végétales, est soumis à des contraintes biotiques et abiotiques qui affectent les rendements, les facteurs biotiques (maladies et ravageurs) étant les plus importants (Vernier et *al.*, 2018). Cette importance des attaques serait due à la conjonction de plusieurs facteurs aggravant : le mode de reproduction végétative par bouture de cette culture qui accroît les risques de diffusion des agents pathogènes par une transmission verticale et la longueur du cycle de culture qui expose la plante aux attaques. A ce jour, des éléments fondamentaux de bonnes pratiques de production durable du manioc reposent sur une approche intégrée combinant la lutte biologique et l'utilisation des variétés appropriées (Fagbémissi et *al.*, 2002; Wyckhuys et *al.*, 2019). Enfin, sur le plan structurel, l'atomisation des espaces individuels de culture, l'enclavement des zones de production, la faiblesse du niveau technologique des systèmes de transformation et de conservation, sont autant de contraintes qui limitent la productivité de la racine, son accès au marché et contribuent à en minorer le niveau de valorisation aussi bien à l'échelle du marché local qu'industriel.

Les contraintes ci-dessus, mises en rapport avec l'importance alimentaire du manioc, ont justifié des réactions endogènes paysannes, portées par des dynamiques destinées à améliorer: (i) la durée de conservation de la racine fraîche : des pratiques telles que l'enfouissement des racines dans des tranchées recouvertes de terre ou de sable, l'élagage des parties aériennes deux semaines avant la récolte, empilement des racines en tas et arrosage quotidien (Bokanga, 1999; Westby, 2001 ; Vernier et *al.*, 2018 ; Masamba et *al.*, 2022) ; (ii) la transformation des racines fraîches (cossettes, farines, pâtes cuites, gari, bâtons, etc.) qui

impliquent plus de 70 % de la production paysanne africaine (Diallo et *al.*, 2013). Cette transformation implique majoritairement les variétés amères car les variétés douces sont utilisées directement pour l'alimentation humaine (Diallo et *al.*, 2013). Il est à noter que cette classification des variétés de manioc ne prend en compte que leur teneur en glucosides cyanogéniques. Ces dynamiques paysannes ont nourri les initiatives scientifiques sur les plans agronomique et technologique avec deux enjeux majeurs : la valorisation de la racine pour la sécurité alimentaire et l'intégration du manioc dans le marché lucratif des amylacés. La recherche agronomique a développé à cet égard diverses innovations en termes de création et diffusion de nouvelles variétés aux performances agronomiques (rendement, résistance aux maladies) et nutritionnelle (teneur en caroténoïde) améliorées (Omodamiro et *al.*, 2012 ; Ilona et *al.*, 2017; Eyinla et *al.*, 2019; Maxmen, 2019). Quelques-unes des variétés aux performances agronomiques améliorées (résistance aux maladies, rendement élevé) diffusées au Cameroun ces deux dernières décennies par l'Institut de Recherche Agricole pour le Développement (IRAD), en collaboration avec l'Institut International d'Agriculture tropicale (IITA), sont 8034, 8017, 8061, 8037 etc. Cependant, l'adoption de certaines variétés améliorées reste limitée malgré leur potentiel agronomique et nutritionnel plus intéressant que celui des variétés locales. En effet, la productivité élevée, la résistance aux maladies et la qualité du produit fini sont les principaux critères d'adoption recherchés par l'ensemble des producteurs (Otabo et *al.*, 2017). Très souvent accusées de ne pas renfermer les traits de qualité recherchés, en plus de leur faible aptitude à la conservation en sol (Faizo et *al.*, 2020), certaines variétés améliorées sont très vite abandonnées par les paysans. Fort de ce constat, l'un des objectifs du projet «Breeding RTB products (Roots, Tubers and cooking Banana) for end user preferences» déployé dans 5 pays d'Afrique sub-saharienne et dans lequel s'inscrit ce travail, a été d'identifier les critères de préférence du manioc par ses utilisateurs (Bechoff et *al.*, 2018; Weltzien et *al.*, 2020 ; Chijioke et *al.*, 2021; Ndjouenkeu et *al.*, 2021; Teeken et *al.*, 2021; Thiele et *al.*, 2021), afin d'accroître le taux d'adoption des nouvelles variétés. Ces critères de préférence sont alors construits progressivement tout au long de la chaîne de valeur (producteur, transformateur, consommateur) (Mouafor et *al.*, 2016 ; Bechoff et *al.*, 2018 ; Weltzien et *al.*, 2020; Dufour et *al.*, 2021). Ainsi, l'acceptation d'une nouvelle variété par le producteur est principalement basée sur ses caractéristiques agronomiques, alors que le transformateur recherche des racines aptes à la transformation, en termes de qualité et de rendement du produit transformé, tandis que l'utilisateur final (consommateur) est principalement intéressé par la perception sensorielle du produit (Bechoff et *al.*, 2018). Compte tenu de la multitude de forme à travers lesquelles le manioc est transformé et consommé, il est important d'avoir des indications sur les attributs de

qualité de la racine associée à chaque forme de transformation et de consommation, car une variété peut être apte à la transformation en un produit spécifique et pas en un autre. De plus, cette aptitude à la transformation d'une même variété peut varier d'un espace géographique à un autre (Teeken et *al.*, 2021; Weltzien et *al.*, 2020). C'est dans cette dynamique que l'aptitude au rouissage, une des principales opérations de transformation du manioc, a été rapportée comme un critère majeur pouvant conditionner l'adoption d'une nouvelle variété de manioc (Bechoff et *al.*, 2018 ; Chijioke et *al.*, 2021; Teeken et *al.*, 2021). En effet, le caractère « haute capacité de rouissage » influence la plupart des propriétés organoleptiques du produit (la couleur, l'arôme, la texture) et l'acceptation globale du produit final (Chijioke et *al.*, 2021). Ces auteurs ont par ailleurs montré que le caractère préféré « haute capacité de rouissage » était étroitement lié à d'autres caractères sous-jacents que sont « fraîcheur de la racine » et « facilité d'épluchage ». Car la fraîcheur de la racine est associée à une teneur en humidité appréciable, qui est un facteur important facilitant l'épluchage et favorisant la croissance des micro-organismes essentiels au rouissage rapide des racines. En outre, 75 % des produits transformés de manioc passent par le rouissage (Westby, 1994). D'où l'importance de cette opération pour les transformateurs et autres utilisateurs du manioc.

Le rouissage (trempage des racines de manioc dans de l'eau pendant 3-5 jours), est un processus de transformation au cours duquel la racine subit une fermentation spontanée générée par les microorganismes (bactéries, levures et moisissures) du milieu fermentaire ( Djoulde et *al.*, 2003; Djoulde, 2004; Djoulde et *al.*, 2005; Umeh & Odibo, 2014). Les effets fonctionnels de cette fermentation sont: (i) le ramollissement de la racine qui permet sa malléabilité pour la formulation des produits dérivés, (ii) la détoxification de la racine issue de la dégradation des composés cyanogènes et, (iii) la production de composés organiques qui confèrent une typologie et un arôme caractéristique aux produits fermentés (Djoulde, 2004; Flibert et *al.*, 2016; Ngolong et *al.*, 2016 ; Bechoff et *al.*, 2018). A ce jour, des actions de la recherche scientifique et technologique se sont appesanties sur la maîtrise des procédés de transformation par rouissage, conduisant à divers acquis portant sur la caractérisation des microorganismes et enzymes impliqués dans le processus ( Ampe & Brauman, 1995; Alain Brauman et *al.*, 1996 ; Djoulde et *al.*, 2005; Umeh & Odibo, 2014 ; Balogun et *al.*, 2021; Obi & Agu, 2019 ; Umeh et *al.*, 2021) et l'amélioration de la perte de fermeté des racines (principal indicateur de la performance de l'opération) à travers le développement et la diffusion de starters adaptés (Djoulde, 2004; Djoulde et *al.*, 2005; Onyesom et *al.*, 2008; Padonou et *al.*, 2009 ; Djeni et *al.*, 2014; Nkoudou et *al.*, 2016; Ickofa et *al.*, 2020). Cependant, d'autres facteurs pouvant influencer l'aptitude des racines de manioc au rouissage tels que la variété, les conditions

agropédoclimatiques de croissance de la plante ont bénéficié d'un faible intérêt scientifique et technologique (Aghogho et *al.*, 2022). Pourtant, la génétique et l'environnement influencent la composition et les propriétés physico-chimiques de la racine dans le sol et donc les caractéristiques du manioc (Bechoff et *al.*, 2018).

Le présent travail se propose donc d'étudier l'effet de la variété et des conditions environnementales de production du manioc sur son aptitude au rouissage. Les questions qui sous-tendent ce travail sont les suivantes :

- Quelles modifications physiques et histologiques subissent les racines de manioc au cours du rouissage ?
- Quelles modifications biochimiques affectent les racines de manioc au cours du rouissage ?
- Les propriétés d'empesage des farines de manioc sont-elles influencées par la variété et l'environnement au cours du rouissage?

Les hypothèses de recherche qui en découlent sont les suivantes :

- La variété et l'environnement de production des racines de manioc influenceraient leur modification physique au cours du rouissage ;
- Ces modifications physiques seraient le résultat des processus biochimiques mis en place au cours du rouissage ;
- L'évolution des propriétés d'empesage au cours du rouissage serait influencée par la variété et l'environnement de production.

L'objectif majeur de ce travail est donc de caractériser l'évolution de huit variétés de manioc au cours de leur rouissage dans deux zones agroécologiques du Cameroun. Les objectifs spécifiques ont consisté à:

- Evaluer les modifications physiques et histologiques des racines de manioc au cours du rouissage ;
- Analyser les modifications biochimiques qui accompagnent le rouissage des racines de manioc;
- Etudier l'évolution des propriétés d'empesages des farines de manioc au cours du rouissage.

## **I.2. Revue de littérature**

### **I.2.1. Manioc : origine, systématique et biologie**

#### **I.2.1.1. Origine et répartition**

Le manioc (*Manihot esculenta* Crantz) est un arbuste de la famille des *Euphorbiaceae* vivace à racines riches en amidon. Il est originaire d'Amérique centrale et d'Amérique du Sud, plus particulièrement du sud-ouest du bassin amazonien. Son utilisation dans l'alimentation est très ancienne. En effet, des fossiles de tubercules vieux de 3800 ans ont été découverts sur des

sites archéologiques des côtes du Pérou et du Brésil (Allem, 2002). La diffusion du manioc dans l'ancien monde a commencé au XVI<sup>ème</sup> siècle. En Afrique, en Inde et aux Philippines le manioc a été introduit par les navigateurs portugais. Il a ensuite gagné l'intérieur des terres à la faveur du commerce et des migrations. Sa diffusion en Afrique a été davantage favorisée par le retour des anciens esclaves au XIX<sup>ème</sup> siècle (Allem, 2002). Il est aujourd'hui largement cultivé et récolté comme plante annuelle dans les régions tropicales et subtropicales. Au Cameroun, le manioc est cultivé dans toutes les cinq zones agro écologiques couvrant neuf des dix régions avec une forte propension dans le «Grand Sud» (comprenant les régions de l'Est, du Centre, du Sud, du Littoral, Sud-ouest, de l'Ouest et du Nord-ouest) (Anonyme 2, 2013).

### **I.2.1.2. Systématique et diversité génétique**

Le manioc est une plante à fleur à ovule protégé par un ovaire. Il appartient à la famille des Euphorbiacées qui compte plus de 300 genres et 8 000 espèces dont 98 espèces du genre *Manihot* presque toutes tropicales et possédant toutes le même nombre de chromosome ( $2n = 36$ ). L'unique espèce cultivée est *Manihot esculenta* (Crantz) (Augusto & Alves, 2002). Les chercheurs se réfèrent actuellement à la classification taxonomique de Rogers et Appan (1973) pour une analyse multi variée des caractères botaniques des spécimens en herbier. Sa classification est la suivante :

Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Rosidae
Ordre	Euphorbiales
Famille	<i>Euphorbiaceae</i>
Genre	<i>Manihot</i>
Espèce	<i>Manihot esculenta</i> (Crantz)

En systématique, un ensemble d'individus présentant des caractères suffisamment semblables entre elles et dissemblables des autres sont regroupés dans une même catégorie et désignés par un même nom : c'est une espèce. Cette espèce peut présenter plusieurs formes appelés variétés. Dans le cas du manioc, les variétés peuvent être réparties en trois groupes : les variétés douces, les variétés peu toxiques ou les variétés très toxiques (Kobawila et al., 2005). Les variétés douces sont utilisées directement pour l'alimentation humaine, alors que les variétés toxiques ne le sont qu'après transformation (Diallo et al., 2013). L'étude de la diversité génétique du manioc utilise les outils variés : les descripteurs morphologiques, agronomiques et physiologiques, les microsattellites, les marqueurs moléculaires (Augusto & Alves, 2002 ; Fukuda et al., 2010 ; Kawuki et al., 2013 ; Bakayoko et al., 2013 ; Meye, 2013; N'zue et al.,

2014 ; Otabo et *al.*, 2016, 2017; Temegne et *al.*, 2016 ; Kosh-komba et *al.*, 2017 ; Ferguson et *al.*, 2019 ; Yao et *al.*, 2019). Les descripteurs les plus utilisés sont : la couleur et la forme de la feuille, la longueur et la couleur du pétiole, la couleur de la tige, l'architecture du port, la couleur et la rugosité du tubercule, la couleur de la pulpe, la floraison, le nombre de branches, la hauteur des ramifications, le diamètre de la tige (Fukuda et *al.*, 2010 ; Bakayoko et *al.*, 2013; Temegne et *al.*, 2016). De ce fait, l'établissement d'une diversité variétale du manioc reste très complexe. Cette diversité variétale est influencée par la zone de production et est très souvent basée sur des nominations vernaculaires des agriculteurs (Otabo et *al.*, 2016, 2017). Ainsi sur la base des descripteurs morphologiques, Temegne et *al.* (2016) ont dénombré et décrit 97 accessions locales de manioc collectées dans cinq régions du Cameroun, Otabo et *al.* (2016) ont recensé plus de 200 accessions de manioc dans quatre bassins de production au Congo. De même, 159 accessions de manioc ont été collectées et morphologiquement décrit dans trois régions en côte d'Ivoire (N'zue et *al.*, 2014). A l'aide des marqueurs moléculaires, 1 401 variétés de manioc ont été identifiées dans 7 pays d'Afrique (Kawuki et *al.*, 2013). L'utilisation des microsatellites a révélé la présence de 253 génotypes bien distincts dans la zone CEMAC (Communauté Economique et Monétaire d'Afrique Centrale) (Meye, 2013). Cependant, la plus grande banque de ressources génétiques du manioc est détenue par le Centre International d'Agriculture Tropicale (CIAT) en Colombie, avec environ 4700 accessions (Augusto & Alves, 2002).

### **I.2.1.3. Anatomie et physiologie**

Le manioc est une plante qui mesure entre 1 et 6 mètres de hauteur et présente plusieurs types architecturaux liés à ses modes de ramifications. Il est constitué de deux parties principales : la partie caulinaire et la partie racinaire.

La partie caulinaire d'un plant de manioc est essentiellement constituée d'une tige principale (plus ou moins ramifiée selon la variété), des feuilles et des fleurs (Fig. 1). Les tiges peuvent être ramifiées ou non et présenter différentes couleurs allant de l'orange au marron foncé en passant par le vert, le gris, l'argent et le marron clair (Augusto & Alves, 2002; Fukuda et *al.*, 2010). Bien que la hauteur puisse représenter un handicap en raison de la sensibilité à la verse, les variétés de grandes tailles ont tendance à présenter des plants plus vigoureux et à hauteurs de ramification élevées. A l'inverse, les plants les plus ramifiés c'est-à-dire qui émettent beaucoup de fourches sont de petites tailles avec des tiges à petit diamètre (Bakayoko et *al.*, 2013). Dans les zones de forêt pluviale, les premières ramifications des tiges de manioc sont supérieures à 1 m (Temegne et *al.*, 2016). La plupart des variétés ont des hauteurs variantes entre 1 et 1,5 m et leur diamètre moyen est compris entre 2 et 3 cm (Bakayoko et *al.*, 2013). Lorsque les feuilles tombent, on remarque à leur point d'insertion une protubérance protégeant

un œil. Cet ensemble protubérance-œil est appelé à tort, « nœud » et est disposé en spirale. La longueur des « entre-nœuds » peut varier entre 8 cm et 15 cm et est décroissante de la base au sommet (Fukuda et *al.*, 2010).

Les feuilles sont larges, alternes et palmatilobées de formes très variables. En fonction des variétés, les jeunes feuilles peuvent être de couleur vert-claire, vert-pourpre ou pourpre et certaines d'entre elles sont pubescentes. Les feuilles entièrement développées sont vert-claire. Elles mesurent 14 à 30 cm et sont portées par des pétioles pouvant atteindre 36 cm de long et dont la couleur va du jaune clair au rouge en passant par le vert selon la variété. Ces pétioles sont soit inclinés vers le bas, vers le haut ou sont horizontaux (Fukuda et *al.*, 2010; Temegne et *al.*, 2016).

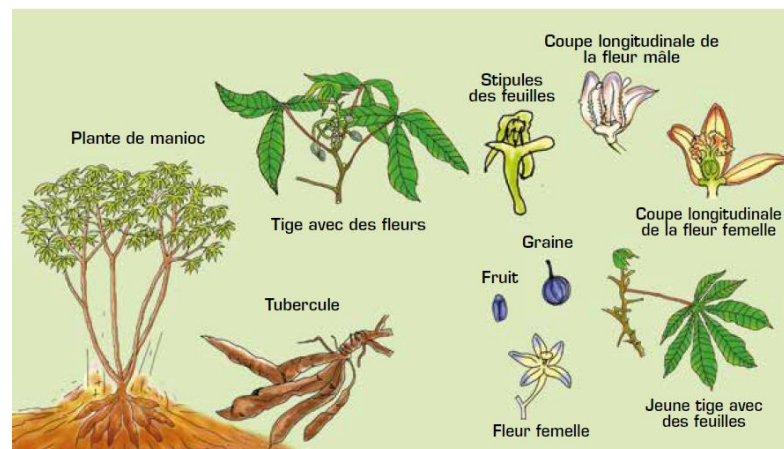


Fig. 1. Représentation schématique des différentes parties d'une plante de manioc (Kouakou et *al.*, 2015).

La floraison du manioc est mal connue et certains clones n'ont jamais produit des fleurs. Cependant, la floraison peut être observée environ 6 semaines après semis chez certains clones. Ces fleurs sont monoïques, mono périanthes aux dimensions réduites réunies en petites grappes de cymes terminales (20 à 60 fleurs). Elles sont dites protogyniques car les fleurs mâles s'épanouissent une à deux semaines après les fleurs femelles (Augusto & Alves, 2002; Kouakou et *al.*, 2015). Les fleurs mâles sont dix fois plus nombreuses et de plus petite taille. Elles possèdent 10 étamines en 2 verticilles et parfois leurs pollens sont absents. La fleur femelle a un ovaire à 3 carpelles uniovulés avec 6 ailes correspondant aux points de suture. Le stigmate a 3 lobes sessiles (Augusto & Alves, 2002). Les inflorescences du manioc produisent 1 à 6 fruits de 1 à 1,5 cm de diamètre. Ces fruits sont trilobés avec six bandes saillantes. Ce sont des capsules déhiscents, qui atteignent la maturité 75-90 jours après leur genèse. A maturité, ces capsules déhiscents éclatent et projettent trois graines (au tégument marbré, marron à gris) à plusieurs mètres du pied (Augusto & Alves, 2002). Le manioc est donc une plante à fleur et donc à reproduction sexuée. Mais le caractère dichogame des fleurs (protogynie), associé au

faible pouvoir germinatif de la graine (30 %) rendent cette reproduction sexuée assez difficile. La reproduction par les graines est donc utilisée prioritairement dans la sélection variétale. Par contre, les protubérances observées sur la tige après la chute des feuilles sont capable de se développer lorsque les conditions sont réunies et générer plus facilement et plus rapidement une plante entière. En agriculture, la propagation du manioc se fait essentiellement par reproduction asexuée car assure un taux de reprise proche de 100 %. Pour assurer cette propagation du manioc, des fragments de 20 à 30 cm de long sont choisis au niveau de la partie médiane des tiges bien aoûtées, saines et vigoureuses (Kouakou et *al.*, 2015). Le semi s'effectue généralement au début de la saison des pluies qui correspond à la période de reprise de l'activité végétative.

La partie racinaire est essentiellement constituée de racines tubérisées ou non. En effet, la plante de manioc forme une centaine de racines mais quelques-unes seulement vont se tubériser. Ces racines tubérisées peuvent être sessiles ou pédonculées. Elle peuvent avoir une longueur variant de 20 à 80 cm et une largeur comprise entre 5 et 15 cm (Augusto & Alves, 2002; Fukuda et *al.*, 2010). Elles ont soit une forme cylindrique, fusiforme ou globulaire et sont reliées au collet de la plante par un pédoncule plus ou moins long (Carvalho et *al.*, 2018; Fukuda et *al.*, 2010). Elles ont une écorce externe formée du sclérenchyme de couleur grise violacée, jaunâtre ou brune plus ou moins desquamable selon la variété. Une écorce interne appelée phelloderme et composée du parenchyme cortical et du phloème qui mesure environ 2 à 10 mm d'épaisseur. Ce phelloderme est de couleur blanche ou rose plus ou moins violacée et se sépare aisément du cylindre cortical par arrachage. En fin le cylindre central, composé essentiellement d'amidon (pulpe dont la couleur est fonction de la teneur en caroténoïde) et des vaisseaux du xylème. Il représente la quasi-totalité de la masse de la racine, soit 75 à 88 %. Ce cylindre central de couleur varié (du blanc au rose passant par la berge, jaune et orange), constitue la principale partie à intérêt qui confère au manioc toute son importance (Fukuda et *al.*, 2010 ; Carvalho et *al.*, 2018) (Fig. 2). L'étude de la physiologie de maturation des racines tubéreuses de manioc a montré que la formation de ces racines est initiée 30 jours après semis (JAS) et atteint un nombre maximum (12-14) à 90 JAS. La croissance en longueur de ces racines atteint son plafond autour de 40-70 JAS en fonction de la variété tandis que le diamètre croît de façon linéaire jusqu'à 170 JAS. Comme on l'observe généralement chez d'autres plantes, cette croissance en longueur de ces racines de stockage du manioc s'effectue à partir du méristème apical, formant continuellement de nouvelles cellules. L'augmentation du diamètre de la racine de stockage du manioc est assurée par des tissus secondaires qui ajoutent de l'épaisseur à une racine primaire. Ces tissus secondaires se développent à partir de deux

types de méristèmes : le cambium de liège et le cambium. Le cambium de liège naît sous l'épiderme, généralement par dédifférenciation péricyclique, produisant des cellules de liège et les pousse vers l'extérieur de la racine. À mesure que le liège se dilate vers l'extérieur, l'endoderme, le cortex et l'épiderme meurent et se décollent. Le liège les remplace et devient l'enveloppe extérieure de la racine. L'autre méristème secondaire, le cambium, se situe entre le xylème primaire et le phloème primaire. Il produit des cellules secondaires de xylème vers le centre de la racine et des cellules secondaires de phloème vers l'extérieur. La racine de stockage de manioc est donc constituée de plusieurs couches superposées (Fig 2.). Le pourcentage de matière sèche et d'amidon de ces racines peut croître jusqu'à 170 JAS et dépend largement du variété et des conditions environnementales (Augusto & Alves, 2002 ; Carvalho *et al.*, 2018).

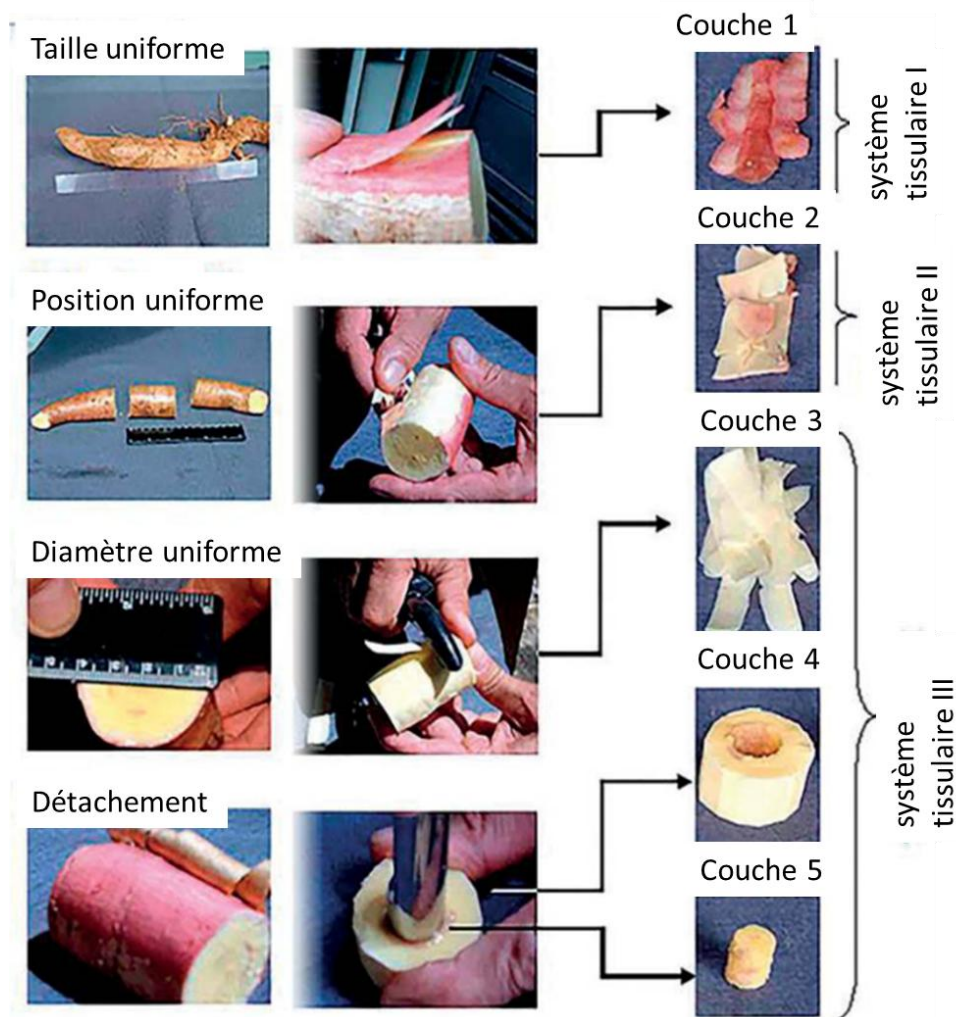


Fig. 2. Différentes couches de la racine de stockage de manioc au fur et à mesure de la croissance secondaire (Carvalho *et al.*, 2018)

## I.2.2. Importances du manioc

### I.2.2.1. Importance économique

Sur le plan économique, le manioc est généralement vendu des feuilles aux racines. En 2020, la production mondiale du manioc était estimée à 300 963 000 tonnes, pour une valeur monétaire estimée à 45 956 871 000 US\$. Dans la même période, la production africaine a été estimée à 191 992 000 tonnes et celle du Cameroun à 4 858 000 tonnes pour une valeur monétaire estimée à 32 828 107 000 et 1 292 334 000 US\$ respectivement (Anonyme 5, 2023). Cette production africaine constitue jusqu'à 63,79 % de la production mondiale du manioc faisant d'elle le leader mondial de la production du manioc. Les principaux pays producteurs du manioc dans le monde sont le Nigeria, la République démocratique du Congo et la Thaïlande (Tableau I).

Tableau I. Principaux producteurs mondiaux du manioc en 2017 (Otegunrin, 2019)

Pays	Production (tonnes)	Pourcentage de production (%)	Surface de production (ha)	Pourcentage de la surface (%)
Nigéria	59 485 947	20,4	6 792 349	25,79
République Démocratique du Congo	31 596 046	10,83	3 877 938	14,72
Thaïlande	30 973 292	10,61	1 342 399	5,10
Indonésie	19 046 000	6,52	/	/
Brésil	18 876 470	6,47	1 314 851	4,99
Ghana	18 470 762	6,32	965 517	3,67
Angola	11 747 938	4,02	1 070 377	3,84
Cambodge	10 577 812	3,61	/	/
Vietnam	10 267 568	3,51	/	/
Reste du monde	80 950 811	27,71	7 883 017	29,92
Monde	29 1992 646	100	26 342 330	100

Durant les deux dernières décennies, la production du Nigéria a été croissante faisant de lui leader mondial de la production des racines fraîches de manioc suivi de la République Démocratique du Congo qui maintient son rang de deuxième producteur mondial depuis 2010. La Thaïlande, le Cambodge, le Vietnam et l'Indonésie sont les pays asiatiques classés parmi les producteurs mondiaux de racines fraîches de manioc. Le Brésil reste le seul pays d'Amérique latine classé comme grand producteur de racine fraîche de manioc (Fig. 3).

Comme tout produit, la valeur commerciale du manioc est régie par son importation et son exportation. Ainsi, l'exportation mondiale du manioc est passée de 33 millions de tonnes en 2018 à 36 millions de tonnes en 2020 (Anonyme 5, 2023). Dans la même période, l'exportation africaine est passée de 212 000 tonnes à 214 000 tonnes ce qui ne représente que 0,60 % de l'exportation mondiale.

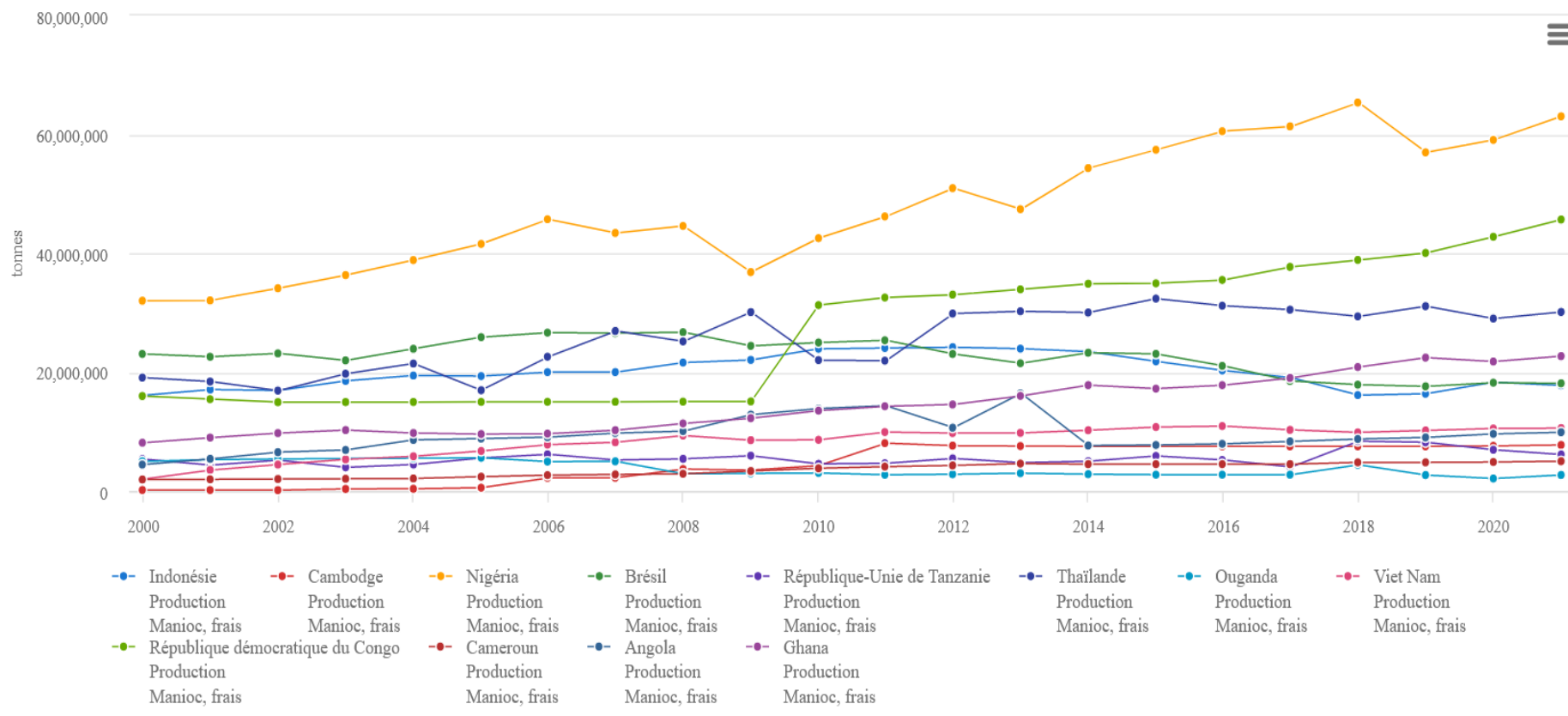


Fig. 3. Principaux producteurs mondiaux du manioc (Anonyme 5, 2023).

. La Thaïlande, le Vietnam et le Cambodge sont les principaux exportateurs du manioc sur le marché mondial. Ces pays exportent le manioc essentiellement sous forme d'amidon et de tapioca de manioc. L'exportation (sous forme d'amidon) de la Thaïlande a été croissante durant toutes des deux dernières décennies, faisant de lui le premier exportateur mondial d'amidon de manioc. En 2021, la Thaïlande a exporté l'amidon de manioc d'une valeur monétaire estimée à 1 600 000 000 de dollars suivit par le Vietnam qui a gardé son rang est deuxième pays exportateur d'amidon de manioc depuis 2009 (Fig. 4).

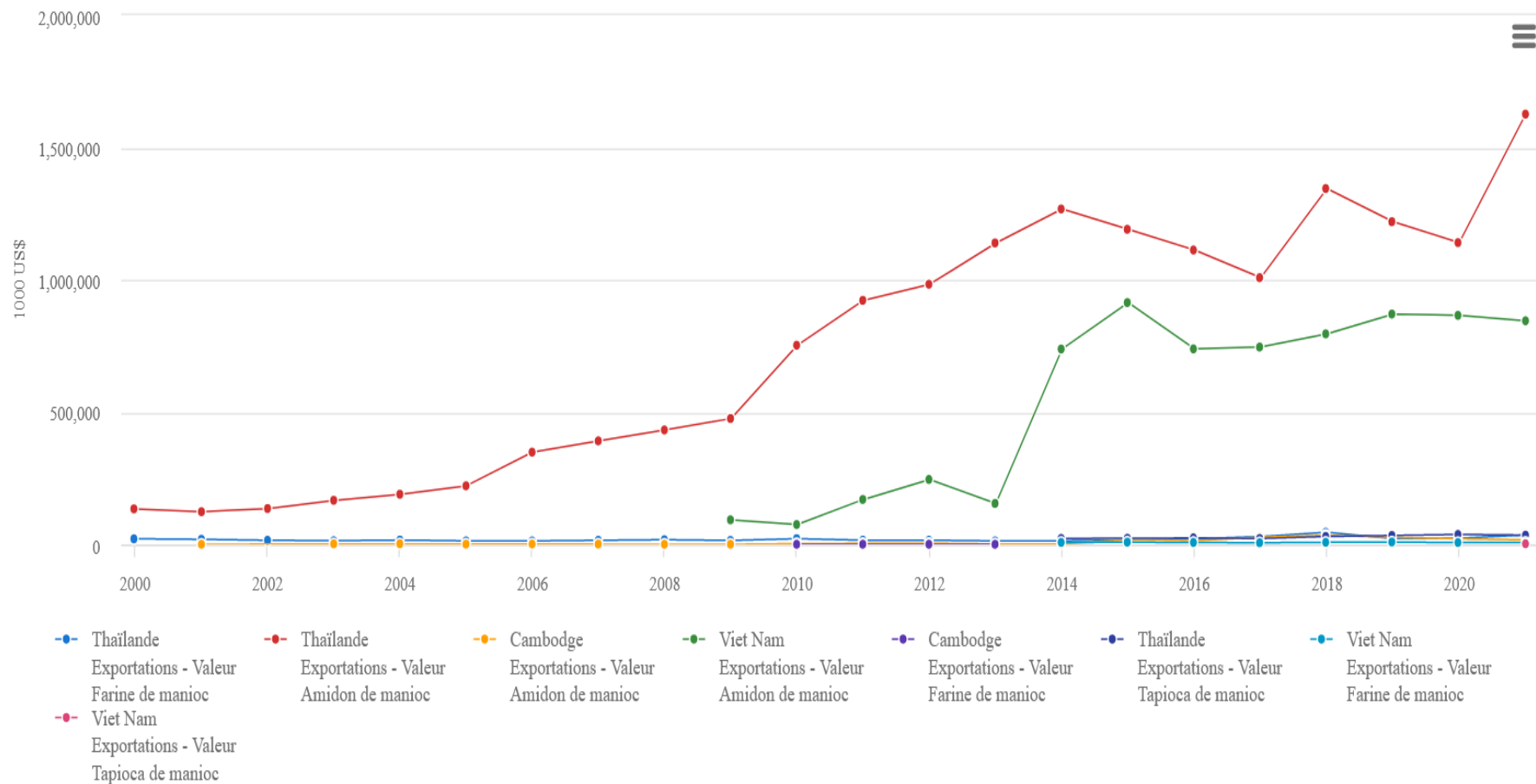


Fig. 4. Principaux exportateurs mondiaux du manioc (Anonyme 5, 2023).

Bien qu'étant leader mondiale dans la production du manioc, la valeur monétaire des exportations du Nigéria n'a été estimée qu'à 2 527 000 millions de dollars en 2020. Cette valeur correspond au plus grand chiffre réalisé par le Nigéria dans l'exportation du manioc sous forme de farine, de cossette et d'amidon de manioc (Anonyme 5, 2023). L'Egypte a été le plus grand exportateur africain du manioc dont la valeur monétaire est estimée à 20,7 millions de dollars ce qui représente moins de 1 % de l'exportation globale. Le Cameroun a occupé à ce moment le huitième

rang des pays africains exportateurs de manioc dont la valeur monétaire est estimée à 1,61 millions de dollars (Otekunrin, 2019). Par ailleurs, les principaux importateurs mondiaux du manioc sont la Chine, le Japon et l'Indonésie. La Chine a été leader mondial dans l'importation de la farine de manioc avec une croissance continue ces deux dernières décennies. Son importation en farine de manioc a été estimée à 1 800 000 000 de dollars (Fig. 5).

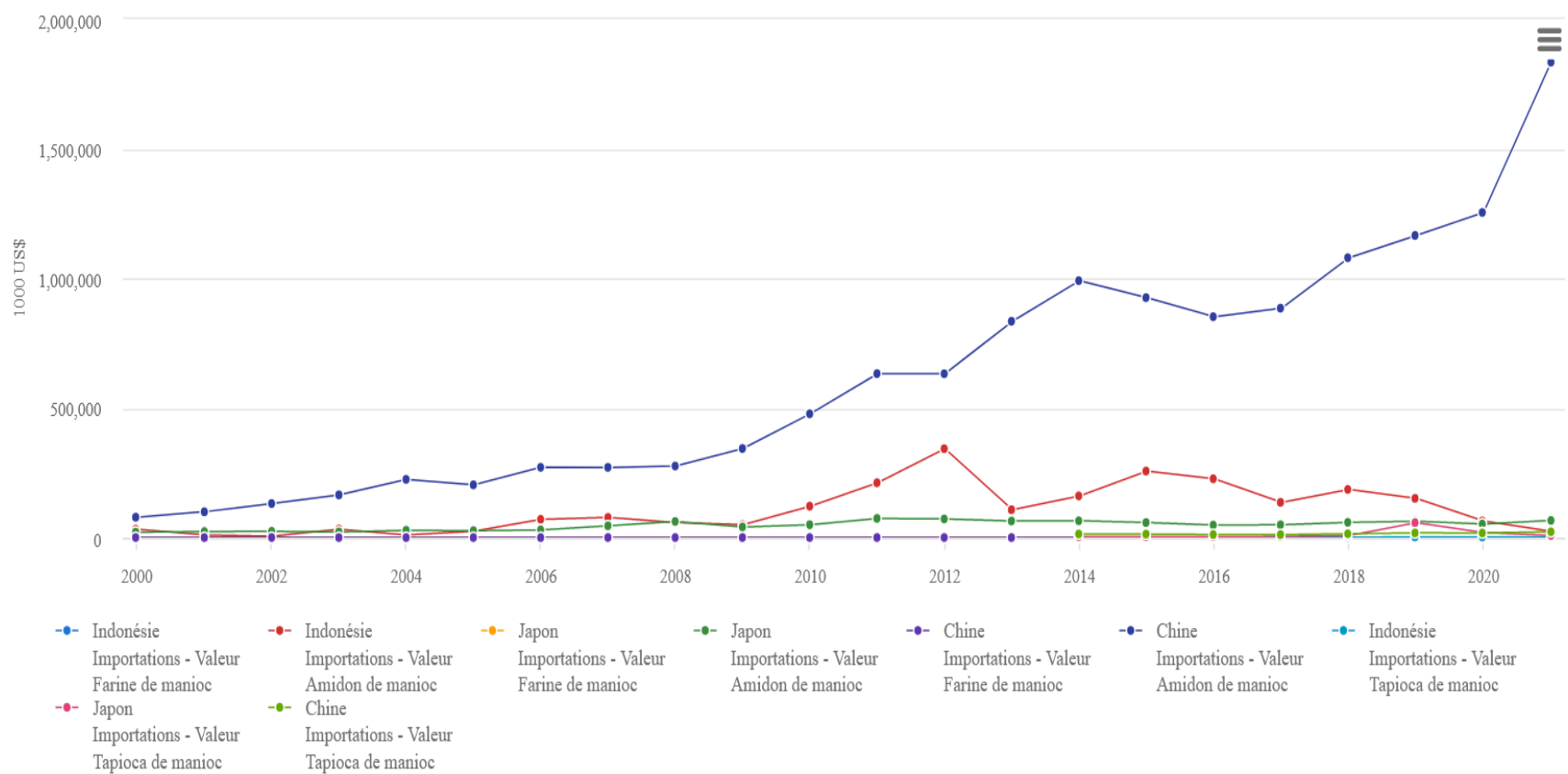


Fig. 5. Principaux importateurs mondiaux du manioc (Anonyme 5, 2023)

Ces données confirmées l'importance du manioc dans l'alimentation des populations africaines. Car étant leaders dans la production, l'importation et l'exportation du manioc dans le monde sont centrées sur les pays asiatiques donc la production africaine est essentiellement destinée à la consommation.

Par ailleurs, la racine est sujette à divers d'applications industrielles lui conférant un potentiel élevé en matière de développement industriel rural et d'augmentation des revenus ruraux. Au Cameroun, le manioc et ses produits occupent la première place (60 %) du marché des racines et tubercules avec 20 % pour les produits transformés et 40 % pour les racines (Tolly, 2013). Une fois transformés, les produits sont consommés dans les grandes villes sous forme de Bobolo, Mitoumba, Gari, Fufu entre autres, et sont de plus en plus convoitées sur le marché international. Cette part du marché camerounais semble énorme et est estimée à 13 milliards de francs CFA avec près de 3 milliards uniquement pour les marchés urbains de Yaoundé et Douala (Tolly, 2013).

De plus, le manioc est la deuxième source d'amidon après le maïs et certaines variétés améliorées produisent un amidon de très bonne qualité industrielle. Les racines de manioc peuvent être utilisées comme matière première pour les industries agroalimentaire, pharmaceutique, textile, papeterie et les colles. Dans l'agroalimentaire, la multinationale Ingredion utilise l'amidon de manioc comme agent de texture, de viscosité, de gélification ou amidon instantané. Chez Tipiak, les amidons utilisés sont regroupés en tapiocaline, specialine et pretaline (Vernier et *al.*, 2018). Certaines sociétés basées au Cameroun (Plasticam, Nestlé) manifestent un intérêt particulier pour l'amidon de manioc produit localement au détriment des amidons d'autres cultures. Les volumes en jeu pour les deux sociétés sont de 350-400 t/an et de 1 500-2 000 t/an respectivement pour un prix d'achat de 500-550 FCFA/kg (Tolly, 2013). Dans les pays comme la Chine, le Brésil et la Thaïlande le manioc est utilisé comme matière première pour la production d'éthanol biocarburant (Vernier et *al.*, 2018). En boulangerie, la farine de manioc peut être utilisée pour mixer la farine de blé avec un taux d'incorporation atteignant 30 % (Jensen et *al.*, 2015). Cette part du marché pourrait atteindre les 10 000-20 000 t/an (Tolly, 2013). En outre, la demande mondiale de manioc comme matière première pour la production de bioéthanol, un biocarburant utilisé dans les moteurs à essence est croissante.

#### **I.2.2.2. Importance alimentaire et valeur nutritive du manioc**

Le manioc est une des principales sources de calories pour ses consommateurs. L'apport énergétique du manioc en Afrique est estimé à 250kcal/personne/jour (Anonyme 5, 2023). La racine de manioc est la partie la plus exploitée de la plante. Elle est essentiellement riche en

glucides avec de faibles teneurs en matières grasses. En Afrique, la racine de manioc est utilisée principalement dans l'alimentation humaine et animale sous diverses formes (Gari, Attiéké, Cossettes, Amidon, Fufu, farine brute, bâtons de manioc, pâtes alimentaires etc). Le manioc peut également être cuit à la vapeur et consommé avec différentes sauces. Dans certains pays, on en fait de la bière.

La teneur en eau des racines varie entre 60 et 70 % de matière fraîche ; celle des sucres de 90 à 95 % de la matière sèche, 1 % protéines, 0,3 % de matière grasse, 1 % de fibre et 0,9 % d'éléments minéraux. Le manioc est un aliment énergétique dont la valeur calorifique est d'environ 125 à 140 kcal pour 100 g de manioc frais et pelé (Bokanga, 1999). L'amidon est le constituant majeur des hydrates de carbone avec des teneurs comprises entre 64 % et 87 % de matière sèche (MS) fonction de la variété (Nkoudou et *al.*, 2020; Zhang et *al.*, 2020 ; Wakem et *al.*, 2023). L'amidon de manioc est essentiellement constitué d'amylose et d'amylopectine. Le rapport entre ces deux constituants est essentiel dans la détermination des propriétés fonctionnelles de la farine ou de l'amidon de manioc (Aidoo et *al.*, 2022). Bien que la teneur de l'amidon en amylose varie en fonction du génotype, l'amidon de manioc est généralement caractérisé par une faible teneur en amylose (environ 17 % MS) comparé aux amidons de pomme de terre (22 % MS), de maïs (21 % MS) (Diallo et *al.*, 2013) et de riz ( $\geq 25$  %) (Gandebe et *al.*, 2017). Mais certaines variétés améliorées peuvent contenir jusqu'à 28 % d'amylose (Flibert et *al.*, 2019). L'apport nutritif du manioc est considérable car sa richesse en calories le rend très utile pendant les périodes de soudure.

Le manioc contient également des macroéléments (N, Ca, Mg et P) et de microéléments (Fe, Mn, Zn, K et Na) (Afoakwa et *al.*, 2012; Flibert et *al.*, 2019) dont l'organisme a besoin. Certaines variétés et principalement celles à pulpes jaunes/oranges sont également riches en caroténoïdes (jusqu'à 25  $\mu\text{g/g}$  de caroténoïde totale en fonction des variétés) et en particulier la  $\beta$ -carotène (précurseur de la vitamine A) et la vitamine C (Chavez et *al.*, 2000; Awoyale et *al.*, 2018; Tize et *al.*, 2021). La vitamine C est importante dans l'absorption des minéraux au niveau des intestins tandis que les caroténoïdes sont importants dans les métabolismes et la prévention des maladies. Bien que les méthodes de transformation des racines de manioc ne garantissent pas la rétention de ces micronutriments dans le produit (Awoyale et *al.*, 2018; Taleon et *al.*, 2019), l'utilisation des variétés bio fortifiées de manioc reste une alternative de lutte contre la carence en vitamine A surtout dans les pays en voie de développement (Talsma, 2014 ; Ilona et *al.*, 2017; Ayetigbo et *al.*, 2018). Certains auteurs se sont également intéressés aux composés phénoliques des racines de manioc (Hongbété et *al.*, 2009; Uarrota & Maraschin, 2015; Nilusha et *al.*, 2021). A ce jour, les composés phénoliques identifier dans les racines de manioc

appartiennent au groupe des acides benzoïques (les acides vanillique, protocatéchuïque, syringique et gallique), des acides cinnamiques (acide trans-cinnamique, m-coumarique, p-coumarique, férulique et caféique) (Udoro et *al.*, 2020), les acides chlorogénique et caféique, la rutine et la quercétine (Ironi et *al.*, 2019).

Les feuilles de manioc ont également une importance alimentaire non négligeable en Afrique. Elles constituent une alternative importante pour compenser le déficit nutritionnel des racines car elles peuvent être utilisées pour préparer des sauces et servir comme légume-feuille accompagnant des féculents. Ces feuilles sont très riches en protéines (environ 7 g/100 g de matière fraîche consommable) en vitamines (notamment A et C) et en minéraux (calcium, phosphore) (Darman, 2004 ; Vernier et *al.*, 2018). Selon Montagnac et *al.* (2009a), la teneur globale en vitamines des feuilles de manioc est comparable à (et dans certains cas meilleure que) celle des légumineuses, des légumes à feuilles, des céréales, des œufs, du lait et du fromage. Elles sont appréciées dans certains pays producteurs d'Afrique de l'Ouest, dans la plupart des pays de l'Afrique de l'Est et du Centre et à Madagascar, mais pas courante en Amérique latine et en Asie (Vernier et *al.*, 2018). Au Congo Brazzaville, les feuilles de manioc sont d'ailleurs mieux appréciées (37,7 %) que d'autres légumes-feuilles (à l'instar du *Gnetum africanum* (28,3%) et d'*Amaranthus* spp. (21,7%)) par les consommateurs (Mabossy-Mobouna & Malaisse, 2021). Les mets à base de feuilles de manioc ont diverses appellations en fonction de la zone considéré : Kpwem au Cameroun, Mwamba en République Démocratique du Congo, Mataba aux Comores, Matapa au Mozambique, Yatapá au Brésil (Vernier et *al.*, 2018 ; Mabossy-Mobouna & Malaisse, 2021).

Ces critères hissent le manioc au rang des cultures de premières nécessités dans les pays subsahariens justifiant ainsi sa production dans différentes écologies.

### **I.2.3. Culture du manioc**

Le manioc est une plante caractérisée par sa grande plasticité. Il est très tolérant aux sols pauvres et pousse en général en l'absence de fertilisation (Howeler et *al.*, 2013). Cela est le résultat de la symbiose entre les racines de manioc et un groupe de champignons du sol appelés « champignons mycorhiziens à vésicules et à arbuscules » (Mbassi et *al.*, 2023; Ndonga et *al.*, 2019). Ces champignons mycorhiziens, présents pratiquement dans tous les sols, s'introduisent dans les racines du manioc et se nourrissent des glucides qu'il produit. En échange, leurs longs filaments de mycélium explorent un volume plus important de sol et apportent à la racine du phosphore et des micronutriments qui sont hors de portée de la racine elle-même. Cette association permet au manioc d'absorber assez de phosphore, d'améliorer la structure et les caractéristiques physico-chimique du sol, d'augmenté les rendements en racines fraîches et la

teneur en caroténoïdes des variétés à pulpe jaune (Howeler et *al.*, 2013; Voko & Zeze, 2013; Ndonga et *al.*, 2019), mais aussi améliore la qualité sanitaire et sensorielle des produits transformés de manioc (Mbassi et *al.*, 2023). Le manioc peut également être cultivé sur des sols très acides et peu fertiles, en raison de sa tolérance aux pH bas (pH = 4) et aux niveaux élevés d'aluminium (> à 50 %) échangeable qui leur est associé (Vernier et *al.*, 2018). Pour cette raison, le manioc n'a pas en général besoin d'un chaulage du sol, là où il serait indispensable pour d'autres cultures (Howeler et *al.*, 2013). Cette plasticité du manioc a conduit à tort la plupart des producteurs à croire que cette culture n'a pas besoin d'engrais. Pourtant certains travaux montrent que le manioc répond positivement à la fertilisation (Temagne & Ngome, 2017) et même que la fertilisation contribuerait au contrôle de l'antracnose et la population des mouches blanches. En effet, la sévérité de l'antracnose a été plus élevée sur les cultivars non fertilisés comparée aux cultivars fertilisés (Mogo et *al.*, 2019).

Le manioc se cultive entre les latitudes 30 nord et sud et connaît une meilleure croissance dans toutes les zones proches de l'Équateur : une altitude inférieure à 2000 m, une pluviométrie variant de 1 000 à 2 000 mm/an (Vernier et *al.*, 2018). Il apprécie les conditions de hautes températures et d'ensoleillement des régions tropicales et subtropicales. La température optimale est comprise entre 25 et 30 °C mais il peut également supporter les basses températures entre 10 et 12 °C ou les hautes températures atteignant 40 °C mais ne supporte pas le gel (Vernier et *al.*, 2018). Le manioc se développe mieux en climat chaud et humide et est tolérant aux longues saisons sèches (6 à 7 mois), et les précipitations réduites (Kouakou et *al.*, 2015). En dehors des sols inondés, il est capable de se développer sur tous les autres sols. Il préfère néanmoins les sols bien drainés, légers, profonds et riches en matière organique.

Le manioc peut être cultivé en monoculture, en association ou en rotation (avec les légumineuses et graminées). Le système de culture traditionnel est essentiellement l'association culturale. Cette pratique consiste à planter sur la même parcelle un mélange de cultures en même temps. Mais, les possibilités d'intensification de la production sont plus réduites dans ce cas (Hauser et *al.*, 2014). Le manioc peut être cultivé en association avec les légumineuses (arachide, niébé, soja), le maïs, les légumes (piment, épinard, gombo, morelle noire) et ignames. Mais, la monoculture est plus pratiquée dans les exploitations commerciales (Vernier et *al.*, 2018). En culture de manioc, on peut distinguer la rotation culturale sous culture continue c'est-à-dire qu'on alterne les cultures sur un même sol d'une saison ou d'une année à l'autre. Et la rotation culturale imbriquée en jachère. Dans ce cas, après les récoltes, les parcelles sont laissées pendant un moment pour restituer la fertilité des sols (Hauser et *al.*, 2014).

Dans toute sa chaîne de valeur (culture et la consommation), le manioc reste tout de même confronté à de nombreuses contraintes qui sont d'ordre sanitaires, nutritionnelles et technologiques.

#### **I.2.4. Contraintes à la production et à la consommation du manioc**

##### **I.2.4.1. Contraintes liées à la production (pré-récolte)**

Prenant en compte la résilience du manioc qui favorise sa culture dans les zones marginales, les principales contraintes à la production du manioc sont biotiques et particulièrement sanitaires. En effet, la culture du manioc subit l'attaque des maladies et des ravageurs entraînant une baisse significative du rendement (Tableau II). Ces maladies peuvent être classées en trois groupes : les maladies bactériennes telles que la bactériose du manioc (Wydra & Banito, 2007) ; les maladies fongiques telles que l'anthracnose, la cercosporiose et les maladies virales telles que la mosaïque africaine du manioc (Ambang et al., 2007; Zinga et al., 2008), la striure brune du manioc. Quant aux ravageurs, on peut énumérer : les mouches blanches (Uzokwe et al., 2016 ; Mogo et al., 2019), la cochenille du manioc, les criquets puants, les termites, les aleurodes et les acariens verts (Vernier et al., 2018). La plus importante de ces contraintes est la gestion des mouches blanches (*Bemisia tabaci*). Elles causent des dommages directs sur la production du manioc car elles facilitent la propagation du *Begomovirus* responsable de la mosaïque africaine et de la striure brune du manioc qui constituent tous deux des contraintes sanitaires majeures à la production du manioc en Afrique sub-saharienne.

Tableau II. Principaux maladies et ravageurs du manioc

Maladies et ravageurs	Symptômes et Dégâts	Méthodes de contrôle
Mosaïque africaine du Manioc	Les principaux symptômes observés sont la distorsion des feuilles et la réduction de la surface foliaire, la plante reste naine, rabougrie, chétive entraînant une maturation tardive de la racine accompagnée d'un rendement faible (Toualy <i>et al.</i> , 2014). Ces symptômes peuvent causer des pertes de rendement en tubercules allant de 26 % à 100 % selon le stade de développement des plantes (Uzokwe <i>et al.</i> , 2016 ; Mogo <i>et al.</i> , 2019)	<ul style="list-style-type: none"> <li>- utilisation de matériel végétal exempt de virus,</li> <li>- déploiement de cultivars résistants,</li> <li>- mesures rigoureuses de quarantaine (Hillocks &amp; Thresh, 2000; Vernier <i>et al.</i>, 2018),</li> <li>- associations culturales avec les légumineuses (<i>Vigna radiata</i> (L) R. Wilenek var Upenda)</li> </ul>
Striure Brune du Manioc	Cette maladie est difficile à diagnostiquer car les dégâts sur les feuilles et les tiges apparaissent tardivement rendant difficile l'identification précoce de la maladie qui peut entraîner une perte de rendement de 100 % (Vernier <i>et al.</i> , 2018).	
Les bactérioses du manioc (Wydra & Banito, 2007)	Les bactérioses peuvent entraîner la destruction complète de la culture. La sévérité de la maladie est fortement liée aux facteurs tels que le génotype de la plante, le stade de développement, la virulence de la souche bactérienne, la fertilité des sols et le climat (cas de la bactériose vasculaire) (Vernier <i>et al.</i> , 2018).	<ul style="list-style-type: none"> <li>- utilisation des variétés résistantes au parasite et à son vecteur le cas échéant,</li> <li>- utilisation de matériel de plantation sain,</li> <li>- mesures prophylactiques : élimination des plants malades, brûlage des résidus infectés,</li> <li>- association et rotation culturale,</li> <li>- lutte biologique (<i>Pseudomonas</i>).</li> </ul>
Maladies fongiques	La sévérité de certaines maladies fongiques dépend étroitement du stade de développement de la plante. Par exemple, la maladie de la super élongation peut entraîner jusqu'à 80 % de perte sur les jeunes plantations. De même, la pourriture molle des racines est capable de causer jusqu'à 80 % de pertes. L'évolution de la cercosporiose sur les plants de manioc est fonction du génotype et donc les rendements en tubercules sont fonctions de leur degré de résistance (Ambang <i>et al.</i> , 2007).	<ul style="list-style-type: none"> <li>- utilisation des variétés résistantes,</li> <li>- pratiques culturales adaptées pour limiter l'humidité (espacement des plantes).</li> <li>- rotation culturale surtout avec les graminées,</li> <li>- utilisation de fongicide à base de cuivre en suspension (Vernier <i>et al.</i>, 2018).</li> <li>- le Centre International d'Agriculture Tropical (CIAT) a également développé certaines espèces de <i>Trichoderma</i> qui jouent le rôle de bouclier qui protège les racines (empêchant ainsi les champignons pathogènes de s'installer) pour inoculer le sol avant semis</li> </ul>
Les nématodes	<i>Meloidogyne incognita</i> , <i>Meloidogyne javanica</i> et <i>Pratylenchus branchyurus</i> sont responsables de près de 50 % des pertes agricoles du manioc en Afrique. Les dégâts les plus importants sont observés durant l'entreposage des racines récoltées infestées par les nématodes pouvant atteindre 100 % de pertes (Vernier <i>et al.</i> , 2018).	<ul style="list-style-type: none"> <li>- utilisation des variétés résistantes,</li> <li>- rotation culturale en évitant les cultures sensibles aux nématodes (tomate, pomme de terre...),</li> <li>- inondation prolongée de la parcelle avant semis</li> </ul>
Les insectes ravageurs du manioc	Les aleurodes réduisent la capacité photosynthétique des feuilles en les recouvrant d'un enduit noir et collant. Cela peut causer des pertes de rendement pouvant dépasser les 50 % et les cochenilles plus de 25 %. Les pertes de rendement en racine du manioc causées par les acariens verts peuvent être de 20 à 80 % (Fagbémissi <i>et al.</i> , 2002)	<ul style="list-style-type: none"> <li>- lutte biologique et microbiologique ;</li> <li>- utilisation des variétés résistantes,</li> <li>- utilisation de matériel de plantation sain,</li> <li>- mesures rigoureuses de quarantaine</li> </ul>

## I.2.4.2. Contraintes post-récolte

### I.2.4.2.1. Contraintes physiologiques

L'utilisation du manioc (dans l'alimentation humaine et animale, dans l'industrie) est fortement limitée par la périssabilité de la racine qui limite sa durée de vie à environ 72 h après récolte. On parle d'une détérioration physiologique post-récolte (DPP) qui altère la qualité des racines et finit par les rendre inutilisables. La DPP se fait de manière progressive et commence au moment de la récolte ce qui permet un classement graduel selon trois facteurs : mécaniques, physiologiques et microbiens.

La détérioration mécanique se traduit par des blessures sur la surface de la racine causées par la récolte et le transport des racines des champs vers les sites de transformation (Ndjouenkeu, 2018). Cette détérioration mécanique est le point de départ des détériorations physiologiques et microbiennes.

Les signes visibles de la DPP sont l'apparition des stries vasculaires bleu noir qui commencent à la surface brisée ou coupée et se propagent ensuite au parenchyme de stockage adjacent et l'amidon stocké subit des changements structuraux (Reilly et *al.*, 2007 ; Djabou et *al.*, 2017) (Fig.6).

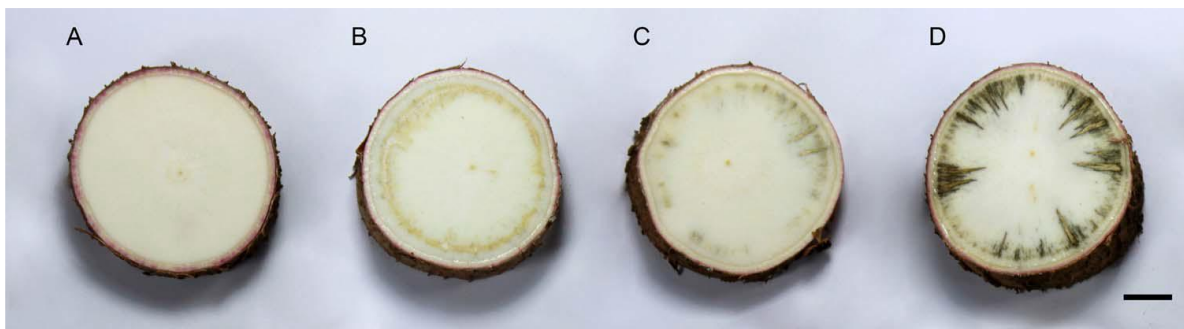


Fig. 6. Evolution de la détérioration physiologique post récolte sur les racines de manioc en stockage.

A. tranche de racine fraîchement récoltée, B. tranche de racine à 2 JAR (jours après récolte), C. tranche de racine à 4 JAR, D. tranche de racine 7 JAR. bar noir=11,6 mm.(Zainuddin et *al.*, 2018)

L'observation microscopique des coupes de tissus montre que la noirceur de la bande est associée à la formation d'occlusions de tylose à l'intérieur des vaisseaux du xylème secondaire. Le xylème et une partie du parenchyme des racines après cinq jours de conservation change de couleur pour devenir jaune (Buschmann et *al.*, 2000 ; Canto et *al.*, 2013 ; Djabou et *al.*, 2017) (Fig.7).

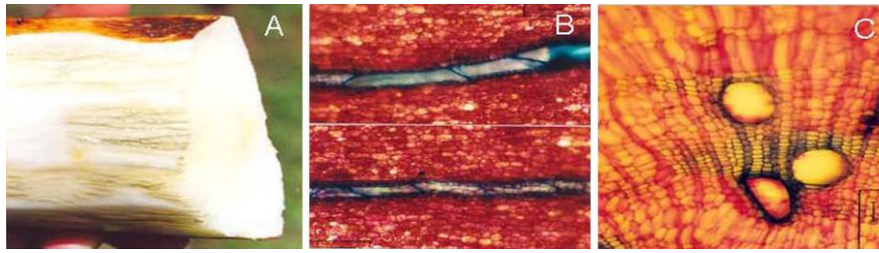


Fig. 7. Microscopie des racines de manioc en cours de détérioration.

A : stries noirs dans les vaisseaux résultant du processus oxydatif. B : coupe longitudinale des vaisseaux montrant les détails d'occlusion de tylose. C : gros plan de la formation d'occlusion de tylose à l'intérieur des vaisseaux du xylème secondaires (Djabou et *al.*, 2017).

Ce changement de couleur traduit l'accumulation des composés flavonoïdes et à sept jours de conservation, tout le parenchyme est coloré en jaune (Buschmann et *al.*, 2000). Les mécanismes de la détérioration physiologique ou détérioration primaire ont été attribués à l'augmentation de la respiration cellulaire et les changements physico-chimiques et biochimiques qui surviennent après la récolte et sont influencés par le génotype et les conditions environnementales (Buschmann et *al.*, 2000 ; Iyer et *al.* 2010 ; Djabou et *al.*, 2017) (Fig. 8).

La respiration des racines de manioc après récolte induit la perte d'amidon qui se convertit en sucre simple (glucose, fructose et saccharose) de manière plus rapide chez les variétés plus sensibles provoquant l'accumulation des sucres dans les racines en stockage (Sánchez et *al.*, 2013 ; Uarrota et *al.*, 2014 ; Muyinza et *al.*, 2016). Cette respiration est accentuée dans les conditions de température comprise entre 20 et 30 °C et de faible humidité relative (65-82 %) et accélère la détérioration (Zapata, 2001 ; Luna et *al.*, 2021). En effet, selon les paysans interviewés dans quatre localités au Malawi, les températures élevées étaient la principale cause (57,8 %) de l'apparition rapide des symptômes de la DPP (Masamba et *al.*, 2022).

Par ailleurs, les blessures sur les racines déclenchent une explosion oxydative dans les 15 minutes après la récolte, suivit par la production des espèces réactives d'oxygène (ROS) telles les radicaux super oxyde ( $O_2^-$ ), l'hydroxyle ( $OH^-$ ) et le peroxyde d'hydrogène ( $H_2O_2$ ) (Reilly et *al.*, 2004 ; Bayoumi et *al.*, 2010 ; Iyer et *al.*, 2010 ; Zidenga et *al.*, 2012). L'accumulation du  $H_2O_2$  pendant le stockage débute 3 h après la récolte et atteint son pic à 24 h pendant que celle des  $O_2^-$  débute 15 minutes après récolte mais diminue 8 à 10 h plus tard (Reilly et *al.*, 2004). Cette accumulation indique une activité peroxydase très prononcée qui utiliserait le  $H_2O_2$  comme substrat chez les variétés sensibles ce qui favoriserait un changement très poussé de la couleur de la pulpe (Buschmann et *al.*, 2000 ; Canto et *al.*, 2013). Cette accumulation de  $H_2O_2$  s'effectue d'abord dans le parenchyme du xylème après 24 h de stockage

pour ensuite migrer après 48 h vers le parenchyme de stockage ou le parenchyme cortical selon la variété. Dans tous les cas, le H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> a été détecté dans l'apoplasme des cellules et plus précisément dans la lamelle moyenne (Buschmann *et al.*, 2000). Cette induction de l'éclatement oxydatif durant la première étape de la DPP a été attribuée à l'augmentation rapide des ions calcium (Ca<sup>2+</sup>). En effet, une concomitance entre la signalisation du calcium et la mort cellulaire programmée a été suggérée pour affiner les symptômes de la DPP (Djabou *et al.*, 2017). De plus, l'expression des ions Ca<sup>2+</sup> est fortement régulée à la hausse chez la variété sensible à partir de 24 h de stockage contrairement à la variété résistante (Djabou *et al.*, 2017). L'activité combinée des super oxydes dismutases et catalases a été considérée comme premier signal de défense émis par les variétés moins sensibles à la DPP car elle semble réduire l'augmentation du H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (Djabou *et al.*, 2017). Bien qu'une accumulation des protéines destinées à la synthèse de la limanarase ait été reportée 4 jours après l'initiation de la DPP (Owiti *et al.*, 2011), une augmentation de la teneur en linamarine à partir du troisième jour de stockage a été reportée tandis que l'activité enzymatique de la limanarase décroît (Uarrota *et al.*, 2015 ; Uarrota & Maraschin, 2015) suggérant ainsi une régulation post-traductionnelle de l'enzyme. De plus, l'accumulation des métabolites secondaires de la voie phényl-propanoïde (Reilly *et al.*, 2004; Bayoumi *et al.*, 2010 ; Uarrota *et al.*, 2014) et l'augmentation de l'activité des enzymes telles le phénylalanine ammonia lyase (PAL) glucanase, protéinase, peroxydase et polyphénol oxydase qui surviennent très tôt (4 h après le détachement de la racine) autour de la zone d'entaille ont été classées comme facteurs contribuant à la DPP (Iyer *et al.*, 2010). L'activité du PAL commence 2 à 3 minutes après entaille ou blessure de la racine et progresse avec la DPP à partir du deuxième jour (Akingbala *et al.*, 2005). Le rôle de certains métabolites secondaires dans la DPP a également été étudié. Ainsi, une corrélation positive a été identifiée entre la DPP et la concentration en scopolétine (Uarrota *et al.*, 2015 ; Uarrota & Maraschin, 2015 ; Luna *et al.*, 2021). En effet, la scopolétine est le composé qui se transforme en un produit coloré insoluble indiquant une activité peroxydase.

L'explosion oxydative précédemment décrit provoque des modifications du métabolisme racinaire, entraînant des mécanismes de défense contre le stress provoqué par les agents pathogènes susceptibles d'attaquer les racines au moment de la récolte Reilly *et al.*, 2004). Mais, cette réponse au stress consiste également à augmenter l'activité des enzymes anti oxydantes telles que le peroxyde (POD), le superoxyde (SOD), la catalase (CAT), la glutathion peroxydase (GPX) et le peroxyde d'ascorbate (APX) pour transformer les radicaux libres en composés non toxiques tels que l'eau (H<sub>2</sub>O) (Reilly *et al.*, 2007; Iyer *et al.*, 2010; Owiti *et al.*, 2011; Uarrota *et al.*, 2015 ; Qin *et al.*, 2017; Rahmawati *et al.*, 2021; An *et al.*, 2023).

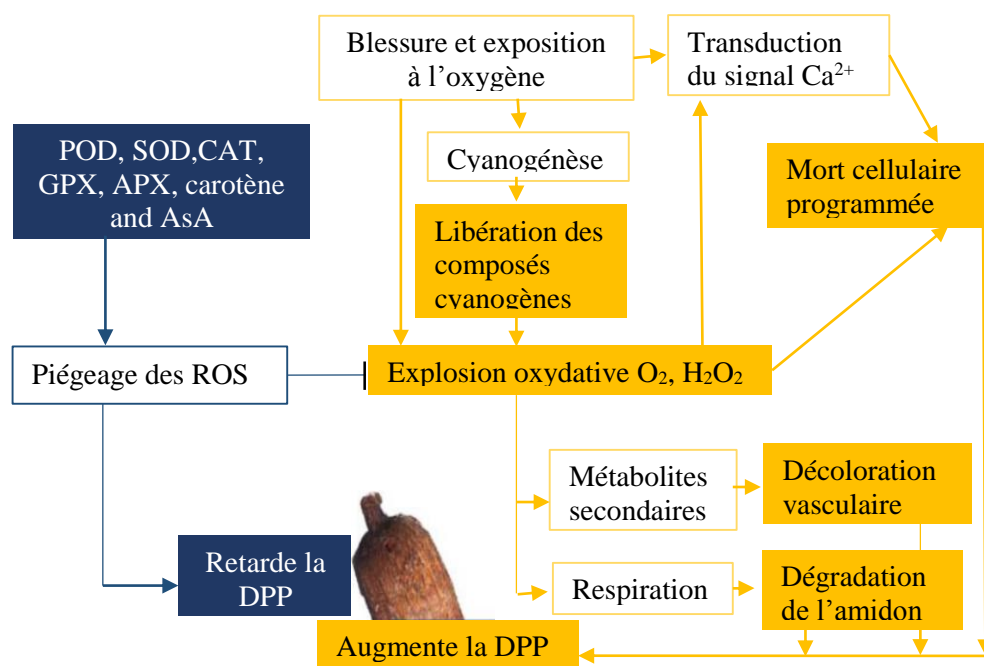


Fig. 8. Diagramme des mécanismes complexes de la détérioration physiologique post-récolte. (Rahmawati *et al.*, 2021) : POD : peroxyde, SOD : superoxyde dismutase, CAT : catalase, APX : peroxyde déascorbate, GPX : glutathion peroxydase, AsA : acide ascorbique.

En outre, la teneur élevée en acide ascorbique (AsA), chez les variétés tolérantes à la DPP semble retarder son avènement dans ces génotypes. Une corrélation négative a été révélée entre les acides phénoliques, les caroténoïdes et la DPP. En effet, les variétés de manioc riches en caroténoïdes ( $>0,5 \mu\text{g/g}$ ) sont moins sujettes à la DPP (Chavez *et al.*, 2000; Sánchez *et al.*, 2010 ; Canto *et al.*, 2013 ; Uarrota *et al.*, 2015) probablement du fait de leur activité anti oxydantes. Par contre, la DPP tend à être plus sévère dans les variétés riches en matière sèche (Chávez *et al.*, 2005; Sánchez *et al.*, 2013; Uarrota *et al.*, 2015; Beyene *et al.*, 2018 ; Zainuddin *et al.*, 2023). De plus, l'acide succinique a été identifié comme le principal acide organique lié à la DPP chez les cultivars tolérants et l'acide fumarique chez les cultivars sensibles (Uarrota *et al.*, 2015). Une corrélation positive entre la progression de la DPP et les anthocyanines et flavonoïdes (Uarrota *et al.*, 2014) a également été rapportée. Les flavonoïdes sont abondants dans les racines tubéreuses soumises au stress abiotique (blessure). Ainsi, ces métabolites pourraient être utilisés comme biomarqueurs pour évaluer la sensibilité et la tolérance du manioc à la DPP (An *et al.*, 2023).

La détérioration secondaire (microbienne) survient à la suite du changement du métabolisme de la racine et se caractérise par la fermentation, le ramollissement et le pourrissement des tissus racinaires qui débute entre le quatrième et le cinquième jour après la récolte (Buschmann *et al.*, 2000; Iyer *et al.*, 2010; Vernier *et al.*, 2018). Les microorganismes

*Aspergillus niger*, *Aspergillus flavus*, *Aspergillus fumigatus*, *Penicillium citrinum* et *Rhizopus* spp. ont été rapportés comme responsables de la pourriture microbienne (détérioration secondaire) des racines en aérobie et *Bacillus* spp. en anaérobie. Ces microorganismes utilisent les sucres simples accumulés dans la racine au cours de la détérioration physiologique comme substrat pour produire les acides organiques (acide citrique, acide malique, acide succinique et acide fumarique) de manière plus rapide chez les variétés plus sensibles (Sánchez et al., 2013).

Cette DPP détruit la qualité des racines et augmente les pertes post-récoltes. Ce qui a contraint les producteurs à développer plusieurs méthodes traditionnellement de conservation/protection des racines contre la DPP. Ces méthodes sont relativement faciles à mettre en œuvre, mais elles ne permettent d'augmenter la durée de vie des racines que de quelques jours (Westby, 2001). Scientifiquement, la compréhension des processus en cours dans la DPP a contribué au développement de nouvelles méthodes de conservation des racines fraîches par les instituts de recherche (Tableau III).

Comme tout phénomène physiologique, la DPP est contrôlée par l'expression des gènes. De nombreux gènes différentiellement exprimés ont été identifiés chez le manioc lors de sa conservation post-récolte (Reilly et al., 2007 ; An et al., 2023). La plupart des séquences exprimées et spécifiques à la DPP ont été décrites comme étant capables de jouer un rôle important dans les processus cellulaires tels que la régulation des espèces réactives d'oxygène (ROS), la réparation des parois cellulaires, la mort cellulaire programmée, le transport de l'eau ou des métabolites, la transduction ou la perception du signal, la réponse au stress, le métabolisme, la biosynthèse et l'activation de la synthèse protéique (Reilly et al., 2007; Iyer et al., 2010 ; Owiti et al., 2011, An et al., 2023). La sélection végétale demeure donc l'une des solutions à long terme pour vaincre la PPD, bien que l'assemblage de variétés résistantes à la PPD nécessite des ressources importantes et prend beaucoup de temps (Rahmawati et al., 2021). Néanmoins, des gènes appropriés ont été transférés avec succès dans le manioc et les plantes exprimant les gènes insérés ont été obtenues et évaluées de manière appropriée. Ce succès préliminaire a été obtenu dans le développement de matériaux végétaux avec DPP retardé (Amadi et al., 2017). Cette faible conservation des racines de manioc constitue l'une des contraintes majeures au développement de la filière manioc.

Tableau III. Quelques méthodes développées pour réduire la détérioration post-récolte et prolonger la durée de vie des racines après récolte.

	Mise en œuvre et effet	Références
Méthodes traditionnelles	Élaguer des parties aériennes à 20 - 30 cm trois semaines avant la récolte : cette méthode induit un stress pré récolte qui immunise les racines de la détérioration microbienne.	(Muyinza et <i>al.</i> , 2016; Vernier et <i>al.</i> , 2018 ; Nuwamanya et <i>al.</i> , 2019 Luna et <i>al.</i> , 2021).
	Laisser les racines dans le sol jusqu'au moment où elles sont nécessaires pour une quelconque utilisation : cette méthode permet de caler le rythme de consommation sur la récolte. Mais comporte des risques de lignification des racines.	(Westby, 2001 ; Masamba et <i>al.</i> , 2022)
	Enterrer les racines récoltées dans le sol ou du sable, empiler dans des tas et arroser quotidiennement, ou recouvrir d'une pâte limoneuse ou de la cire alimentaire pour retarder la DPP : cette technique peut prolonger la durée de conservation des racines jusqu'à 28 jours.	(Westby, 2001 ; Masamba et <i>al.</i> , 2022)
	Transformer en produits plus stables et utiliser les variétés tolérantes à la DPP.	(Masamba et <i>al.</i> , 2022)
Méthodes scientifiques développées	Stocker dans des silos à pinces, dans des fosses à sol humide, dans des caisses en bois recouvertes de plastique avec sciure humide et dans des sacs en polyéthylène après traitement des racines avec un fongicide (thiabendazole). Ces méthodes améliorent la durée de conservation des racines à environ 4 semaines. Mais, leurs inconvénients majeurs sont leurs coûts élevés.	(Westby, 2001)
	Réfrigérer, congeler, enrober avec de la cire de paraffine avec ou sans utilisation de fongicide.	(Rickard & Coursey, 1981)
	Développer les variétés tolérantes à la DPP à l'aide des technologies de la création variétale.	(Amadi et <i>al.</i> , 2017)

#### **I.2.4.2.2. Contraintes nutritionnelles**

On distingue deux principales contraintes qui limitent la qualité nutritionnelle du manioc : sa faible teneur en protéines, minéraux et vitamines et la teneur de certaines variétés en composés cyanogéniques.

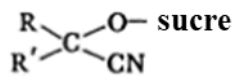
Les racines de manioc contiennent une très faible teneur en protéines : 3,5 % de matière sèche (MS) comparé au maïs et sorgho (10-12 % de MS), cette teneur en protéines varie en fonction de la variété. Les protéines du manioc sont riches en arginine et faibles en certains acides aminés essentiels tels que la méthionine, la lysine, le tryptophane, la phénylalanine et la tyrosine) (Montagnac et *al.*, 2009 ; Sánchez et *al.*, 2009 ; Falade & Akingbala, 2010). Il a d'ailleurs été constaté que les zones de forte carence protéique (kwashiorkor) coïncident avec les régions où l'alimentation infantile est principalement basée sur le manioc et la banane (Bokanga, 1999). Car le manioc et les produits dérivés n'apportent que 2-10 % des besoins journaliers en protéines des populations en Afrique subsaharienne (Spencer & Ezedinma, 2017). En plus de leur faible teneur en protéine : les racines de manioc présentent des teneurs en minéraux et en vitamines plus faibles que la plupart des céréales, légumineuses et autres racines et tubercules (Flibert et *al.*, 2019; Montagnac et *al.*, 2009b). Ainsi, le manioc supprime la faim mais apporte peu de protéines provoquant une fin cachée. Pour équilibrer la ration alimentaire et compenser le déficit nutritionnel, le manioc doit donc être associé à des aliments riches en protéines et en lipides. C'est pourquoi en dehors du tubercule, les feuilles peuvent être utilisées pour préparer des sauces. Ces feuilles sont riches en minéraux (calcium, phosphore) et beaucoup plus riches en protéines (30 %) que les tubercules (Djoule, 2004 ; Sánchez et *al.*, 2009; Uchechukwu-agua et *al.*, 2015 ; Spencer & Ezedinma, 2017). La consommation des jeunes feuilles permet une amélioration sensible de l'équilibre nutritionnel et doit être encouragée. L'utilisation des variétés bio fortifiées avec des gènes capables d'améliorer l'accumulation des protéines dans la racine (Zhang et *al.*, 2003) peut également contribuer à pallier ce problème.

En outre, le manioc contient deux glucosides cyanogéniques : la linamarine (93 à 97 %) et la lotaustraline (3 à 7 %) qui peuvent être hydrolysés en acide cyanhydrique (HCN) qui est un composé très toxique (Cumbana et *al.*, 2007). Selon Kobawila et *al.* (2005) en fonction du taux d'acide cyanhydrique contenu dans les racines fraîches épluchées, les variétés de manioc peuvent être classées comme suit :

- les variétés non toxiques (moins de 50 mg HCN/kg);
- les variétés faiblement toxiques (entre 50 à 100 mg HCN/kg);
- les variétés très toxiques (plus de 100 mg HCN/kg).

Les variétés moins toxiques peuvent être directement consommées sous forme de racines fraîches bouillies avec différentes sauces parmi lesquelles la sauce aux feuilles de manioc. Par contre, les variétés toxiques nécessitent une transformation préalable avant toute consommation. Car la consommation du manioc cyanogénique n'est pas sans risque, elle entraîne les malaises avec les symptômes tels que les nausées, le vomissement, le mal de tête. Dans les cas chroniques, on peut observer la convulsion, la baisse de la pression artérielle, la perte de connaissance (Burns et *al.*, 2012). D'autres études ont montré que la consommation continue du manioc cyanogène rend les cellules incapables d'utiliser l'oxygène ce qui entraîne les problèmes respiratoires pouvant aboutir à la mort (Adetunji et *al.*, 2015). Elle est également à l'origine de nombreuses maladies telles le goitre, le crétinisme, le diabète tropical, certaines paralysies irréversibles des jambes (Ernesto et *al.*, 2002; Cardoso et *al.*, 2005; Nhassico et *al.*, 2008 ; Banea et *al.*, 2013 ; Tshala-Katumbay et *al.*, 2013)

L'acide cyanhydrique ne se trouve pas à l'état libre dans les tissus végétaux mais sous forme de dérivés d'hydroxynitriles (cyanohydrine), la plupart de ces composés chimiques appartiennent au groupe des glycosides cyanogéniques (23 composés recensés). Les glycosides cyanogéniques sont des hétérosides constitués d'un sucre et d'un groupement aglycone, leur



formule générale est la suivante :

Les radicaux R et R' peuvent être un hydrogène, un groupement alkyle ou aryle. Quand le sucre est un glucose, on parle de glucoside cyanogénique. Parmi les glucosides cyanogéniques, les plus importants sont l'amygdaline de l'amande amère, la dhurrine du sorgho, la linamarine et la lotaustraline du manioc rencontrés également chez le trèfle rampant, le lin, certains lotus et l'hévéa. La linamarine est synthétisée dans les pétioles des jeunes feuilles, accumulée dans les vacuoles des cellules foliaires et véhiculée vers les racines via le phloème (Fokunang et *al.*, 2001). La synthèse des glucosides cyanogéniques et leur stockage dans les organes sont des processus naturels dans la plante. Leur teneur varie selon l'organe de la plante, l'âge, la variété et les conditions environnementales comme le sol, l'humidité, la saison et la température (Nzigamasabo & Zhou, 2006a ; Cumbana et *al.*, 2007 ; Frediansyah, 2018). Ainsi, une variété précédemment décrite comme non toxique peut le devenir et inversement selon les conditions environnementales de culture (Westby, 2002).

Les recherches dans la création variétale ont abouti sur des variétés de manioc transgéniques dans lesquelles l'expression de l'hydroxynitrile lyase (HNL) a été significativement poussée conduisant à une bonne conversion de l'acétone cyanohydrine en

cyanure volatil au cours de la transformation des racines (Narayanan et *al.*, 2011; Gunawan et *al.*, 2015). De plus, les travaux de Takos et *al.* (2011) ont montré que la région du génome autour du cytochrome P450, CYP79D3 contient des gènes qui contrôlent la synthèse des glucosides cyanogéniques dans le manioc. Ceci donne également une opportunité de réduction des glucosides cyanogènes par la suppression dans le génome des gènes (P450, CYP79D1/D2) qui catalysent leur synthèse. Ainsi au niveau moléculaire, la détoxification des racines peut se faire par une surexpression ou par une suppression de certains gènes du génome (Fondong & Rey, 2018). Sur le plan technologique, cette toxicité peut être atténuée, voire même éliminée, dans les produits transformés finis prêts à la consommation (Diallo et *al.*, 2013).

### **I.2.5. Place du rouissage dans la transformation alimentaire du manioc**

Les transformations du manioc ont pour but de varier les aliments à base de manioc. Mais, elles contribuent également à la détoxification de la racine en réduisant leur concentration en composés cyanogéniques. En outre, bien que certains produits transformés peuvent être directement consommés, la transformation contribue à prolonger la durée de conservation des racines car les produits sont plus stables (Montagnac et *al.*, 2009b ; Diallo et *al.*, 2013). De plus, les produits de la transformation du manioc ont une valeur ajoutée sur les marchés par rapport aux racines fraîches. Dans les milieux paysans, les méthodes de transformation sont très diversifiées de même que les produits qui en découlent. La fermentation est de loin la méthode la plus courante de transformation du manioc en Afrique. Bien que les méthodes de fermentation varient d'une localité à l'autre, deux processus de fermentation majeurs ont été développés en milieu paysan : la fermentation à l'état solide et le rouissage. Ces deux processus rassemblent chacun plusieurs opérations unitaires qui débouchent sur différents produits distincts par le goût et la texture. La fermentation à l'état solide conduit principalement à la production des semoules (sèches ou humides) moins acides tandis que les produits du rouissage sont plus acides et de texture plus diversifiés (farine, cossette, pâte fermentée) (Westby, 1994 ; Oyewole & Yemisi, 2003; Ndjouenkeu, 2018). Le rouissage est un processus de transformation important et bien connu des paysans en Afrique sub-saharienne (Bechoff et *al.*, 2018 ; Chijioke et *al.*, 2021; Teeken et *al.*, 2021). C'est un processus de transformation qui consiste à tremper les racines de manioc (préalablement épluchées ou non) dans de l'eau pendant une période allant de 2 à 7 jours.

En plus de la diversité élevée des produits du rouissage, il a un taux de dégradation des glycosides cyanogéniques plus élevé ( $\geq 90\%$ ) comparé aux autres méthodes de transformation (Montagnac et *al.*, 2009; Chiwona-karltun et *al.*, 2015 ; Ndam et *al.*, 2019). Ils constituent un critère de qualité pouvant conditionner l'adoption d'une variété de manioc par les paysans

(Bechhoff *et al.*, 2018; Chijioke *et al.*, 2021). Le processus de rouissage se caractérise par des changements physiques de l'eau de trempage tels que le changement de sa couleur, la baisse de son pH, l'augmentation de sa turbidité et l'apparition progressive d'une mousse qui peut recouvrir entièrement la surface de l'eau de trempage en fin de rouissage (Yaqin *et al.*, 2019 ; Chijioke *et al.*, 2021). Néanmoins, le changement de texture (ramollissement) de la racine reste la principale et la plus importante modification qu'elle subit au cours du rouissage. Ces modifications physiques sont le résultat de la fermentation générée par les microorganismes (bactéries, levures et moisissures) du milieu du rouissage (Djoulde *et al.*, 2003; Djoulde, 2004; Djoulde *et al.*, 2005; Umeh & Odibo, 2014) et s'accompagne d'autres processus biochimiques tels que la dégradation des composés cyanogéniques et la production d'acides organiques et alcools responsables de l'arôme du produit fermenté.

#### **I.2.5.1. Aspect physico-chimique du rouissage**

Le rouissage des racines de manioc est principalement caractérisé par le ramollissement des racines rouies, le caractère trouble et la baisse du pH des eaux de trempage (Yaqin *et al.*, 2019). La mesure de la fermeté donne des valeurs décroissantes qui symbolisent le degré de ramollissement des racines au cours du rouissage. Ce ramollissement est indispensable pour la malléabilité de la racine dans les préparations ultérieures des produits (Ickofa *et al.*, 2020; Nkoudou *et al.*, 2021; Silva *et al.*, 2021; Umeh *et al.*, 2021). Ce ramollissement est la conséquence directe de la perte de fermeté sous l'action des pectinases (pectinesterase, pectate lyase et polygalacturonase). En effet, les pectinases dégradent la pectine qui joue le rôle de ciment cellulaire en reliant les cellules entre elles (Brauman, 1995 ; Ngolong *et al.*, 2016). Cette modification des parois cellulaires est aussi bien quantitative que qualitative. Car les rendements en matériaux constitutifs de la paroi des racines rouies diminuent par rapport à ceux des racines fraîches. En outre, l'utilisation des anticorps anti-galactane (LM5), anti-arabinane (LM6), anti-homogalacturonane non estérifié (LM19) et anti-homogalacturonane méthyl-estérifiée (LM20) a montré que ces principaux changements dans la composition des polysaccharides de la paroi au cours du rouissage concernent essentiellement les polymères pectiques comme le galactane, l'homogalacturonane et l'arabinane (Ngolong *et al.*, 2016). Une observation microscopique des tissus racinaires prélevés après rouissage a présenté une lyse des parois des cellules des racines rouies (Brauman, 1995 ; Ngolong *et al.*, 2016 ; Wakem *et al.*, 2023).

Cette lyse des parois cellulaires favorise le relargage progressif de certaines molécules (sucres libres, acides organiques et alcools, composés cyanogènes) contenus dans les racines vers l'eau de trempe (Yaqin et *al.*, 2019).

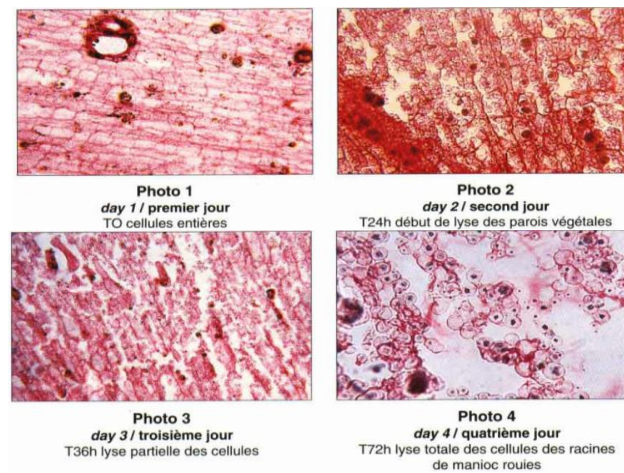


Fig. 9. Coupes des racines de manioc entre le premier et le quatrième jour de rouissage. Les cellules sont colorées à la safranine (Brauman et *al.*, 1995)

La dégradation des composés cyanogènes afin de rendre les produits propres à la consommation est le deuxième objectif principal du rouissage. Selon la norme fixée par l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), la concentration maximale en acide cyanhydrique d'un produit transformé propre à la consommation est de 10 ppm. Les glucosides cyanogéniques et les enzymes nécessaires pour leur dégradation sont tous présents séparément dans la plante (Santana et *al.*, 2002). La linamarase est stockée dans les parois cellulaires tandis que les glucosides cyanogéniques sont stockés dans les vacuoles des cellules. Mais chez les variétés à faible teneur en cyanure, la linamarase est également logée dans la vacuole (Santana et *al.*, 2002 ; Aloys & Ming, 2006). Ces endolinamarases sont principalement responsables de la dégradation *in situ* de la linamarine et de la lotaustraline du manioc (Behera & Ray, 2017). Au cours du rouissage, l'activité de la linamarase est communément mesurée par l'activité de la  $\beta$ -glucosidase (car présente beaucoup de similitude) (Oyewole, 2001). Cette  $\beta$ -glucosidase agit sur la liaison hydrogène qui relie le sucre simple (glucose) au glycoside cyanogénique et libère une molécule de sucre (glucose) et un produit appelé acétone cyanohydrine. L'hydroxynitrile lyase dégrade la liaison covalente (C-C) de la molécule d'acétone cyanohydrine et conduit à la formation de deux produits : une molécule d'acétone et une molécule de cyanure d'hydrogène (Fig. 10). Les propriétés soluble et volatile de cette molécule de cyanure d'hydrogène facilitent son extraction au cours du rouissage ou du séchage du produit obtenu (Siritunga et *al.*, 2004; Nzwalo & Cliff, 2011; Gunawan et *al.*, 2015).

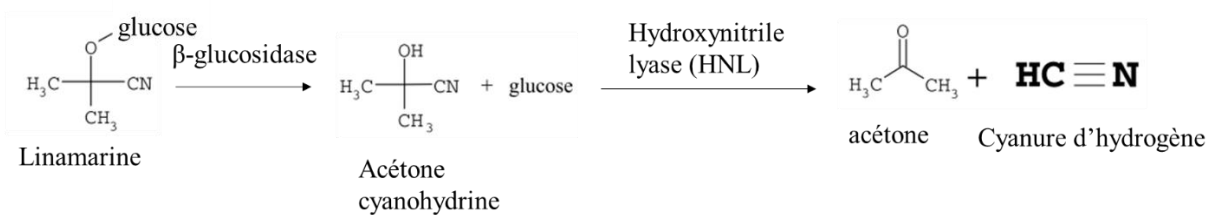


Fig. 10. Hydrolyse enzymatique de la linamarine

L'hydrolyse des glycosides cyanogéniques a lieu lors du rouissage suite à l'hydrolyse des parois cellulaires qui rend ces composés accessibles aux enzymes. La dégradation de ces composés peut être influencée par plusieurs facteurs (dont la teneur initiale, le procédé de rouissage c'est-à-dire avec l'utilisation ou non d'un starter, des racines pelées ou non pelées ou la durée du rouissage) et avoir un impact sur la teneur des composés cyanogènes résiduels. En effet, l'épluchage et l'utilisation de starter, le trempage pendant 3-4 jours au lieu de 1-2 jours améliorent la dégradation des composés cyanogéniques (Banea et al., 2013; Gunawan et al., 2015; Nkoudou et al., 2016 ; Kresnowati et al., 2019). De même, l'utilisation d'un starter mixte *Lactobacillus plantarum* et *Rhizopus oryzae* a réduit les concentrations des glucosides totaux de près de 95±4 %, comparativement aux rouissages naturels où seulement 50 % des glycosides cyanogéniques ont été dégradés (Djoulde et al., 2003). Aussi, l'utilisation de *Cymbopogon citratus* (2 g/kg), *Occimum viridis* (3 g/kg) comme starter ont significativement augmenté la dégradation des glucosides cyanogènes par rapport au rouissage naturel (Onyesom et al., 2008 ; Okoh et al., 2010).

Le rouissage étant une fermentation hétéro-lactique, on assiste au cours du rouissage sous l'action des microorganismes du milieu fermentaire à la production des acides organiques et alcools donc les plus récurrents sont l'acétate, le lactate, le butyrate, l'isobutyrate, le propionate et l'éthanol. La présence de ces acides organiques provoque une baisse du pH (en dessous de 4,5), et une augmentation de l'acidité titrable du milieu (Brauman et al., 1995; Brauman et al., 1996; Djoulde et al., 2003; Louembé et al., 2003; Aloys & Zhou, 2006 ; Mokemiabeka et al., 2011 ; Aghemwenhio et al., 2017). Par ailleurs, ces composés volatils (acides organiques et alcools) sont responsables de certaines propriétés sensorielles (odeur et saveur) du produit fini (Oyewole, 2001; Djoulde et al., 2005; Ogunremi & Sanni, 2011; Murugan et al., 2012; Kouhonde et al., 2014; Umeh & Odibo, 2014 ; Frediansyah, 2018; Halake & Chinthapalli, 2020; Obi & Agu, 2019).

L'amidon étant le principal constituant du manioc, certaines études se sont intéressées à l'activité de l'amylase au cours du rouissage. Certaines ont enregistré une activité amylase croissante dans les eaux de trempage des racines de manioc indépendamment du procédé de

rouissage (Umeh & Odibo, 2014). Pour d'autres, l'impact de l'activité amylase est négligeable au cours du rouissage des racines de manioc Car les bactéries amylolytiques du milieu fermentaire semblent utiliser préférentiellement les sucres simples facilement fermentescibles présents dans la racine (Kéléké et al., 1995) au lieu de s'attaquer à l'amidon. De plus, à température ambiante, les grains d'amidon sont insolubles dans l'eau aux pH compris entre 3 et 10. Donc la teneur en amidon est très peu affectée au cours du rouissage. Par contre, ses propriétés physico-chimiques telles que les propriétés rhéologiques et fonctionnelles, l'empesage et la gélatinisation peuvent être modifiées par le rouissage (Etudaiye et al., 2009 ; Oyeyinka et al., 2019). Soulignons que l'empesage et la gélatinisation est une propriété de la farine de fufu qui constitue un indice de qualité important pour la prédiction du comportement de la pâte de fufu pendant et après la cuisson.

#### **I.2.5.2. Aspect microbiologique du rouissage**

Sur le plan microbiologique, les travaux antérieurs sur la fermentation des racines de manioc ont révélé la présence de plusieurs espèces de bactéries lactiques, de levures et de moisissures (Tableau IV) (Brauman et al., 1996 ; Djoulde et al., 2005; Padonou et al., 2010; Umeh & Odibo, 2014; Aghemwenhio et al., 2017 ; Kogno et al., 2017 ; Obi & Agu, 2019). Les bactéries lactiques de la microflore fermentaire du manioc sont principalement du genre *Lactobacillus* (Djoulde et al., 2005) et constituent le germe dominant de la microflore fermentaire du manioc (Brauman et al., 1996 ; Djoulde et al., 2005; Padonou et al., 2009).

Au cours du rouissage, l'activité de ces microorganismes s'accompagne d'une baisse de la pression de l'oxygène dissous (en dessous de 0,2 mg/l) et débouche sur la production des enzymes et des composés organiques (acides organiques, aldéhydes, alcools, alcanes, terpènes, cétones) (Halake & Chinthapalli, 2020) responsables de l'arôme caractéristique du produit fermenté (Oyewole, 2001; Holzapfel, 2002; Djoulde et al, 2005; Murugan et al, 2011; Ogunremi & Sanni, 2011 ; Kouhounde et al., 2014; Umeh & Odibo, 2014 ; Frediansyah, 2018; Obi & Agu, 2019; Halake & Chinthapalli, 2020). La production des composés volatiles a été attribuée principalement aux levures (Lasekan et al., 2016; Muandze et al., 2017; Halake et al., 2020) qui dominant la flore fermentaire à partir de 48 h de rouissage et recouvrent la surface de l'eau de trempage, lui conférant un aspect mousseux.

Tableau IV. Microorganismes impliqués dans le rouissage du manioc.

	Microorganismes	Références
Bactéries lactiques	<i>Lactobacillus plantarum</i> , <i>L. cellobiosus</i> , <i>L. casei</i> ssp., <i>L. sake</i> , <i>L. bulgaricus</i> , <i>L. coprophilus</i> , <i>L. alimentarius</i> , <i>L. gasseri</i> , <i>L. acidophilus</i> , <i>L. hilgardii</i> , <i>L. fermentum</i> , <i>L. delbrueckii</i> , <i>L. casei</i> , <i>L. brevis</i> , <i>L. coryniformis</i> , <i>L. cellobiosus</i> , <i>L. lactis</i> , <i>L. breois</i> , <i>L. coryneformis</i> , <i>L. bulgaricus</i> , <i>L. coprophilus</i> , <i>Bacillus tequilensis</i> , <i>Bacillus safensis</i> , <i>Bacillus subtilis</i> , <i>Leuconostoc lactis</i> , <i>Leuconostoc mesenteroides</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Enterobacter aerogenes</i> , <i>Escherichia coli</i> , <i>Lactobacillus</i> spp., <i>Pseudomonas tropicalis</i> , <i>Proteus</i> spp., <i>Citrobacter aerogenes</i> et <i>Klebsiella erogenes</i>	(Oyewole & Odunfa, 1990 ; Djoulde et al., 2005; Ogunremi & Sanni, 2011; Umeh & Odibo, 2014 ; Obi & Agu, 2019 ; Ickofa et al., 2020)
Levures et moisissures	<i>Aspergillus</i> sp., <i>Aspergillus flavus</i> , <i>A. niger</i> , <i>A. fumigatus</i> , <i>A. flavipes</i> , <i>A. sparsu</i> , <i>Candida krusei</i> , <i>C. pseudotropicalis</i> , <i>C. tropicalis</i> , <i>C. parapsilosis</i> , <i>Pichia saitoi</i> , <i>P. anomala</i> , <i>Zygosaccharomyces bailii</i> , <i>Geotrichum candidum</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Rhizopus nigrica</i> , <i>Rhizopus oryzae</i> , <i>Rhizopus stolonifer</i> , <i>Rhodotorula</i> spp.	(Oyewole, 2001; Djouldé et al., 2005; Umeh & Odibo, 2014 ; Aghemwenhio et al., 2017; Obi & Agu, 2019).

### I.2.5.3. Variabilité des produits du rouissage

La transformation du manioc par rouissage donne lieu à des produits variés dont les appellations diffèrent selon les régions. Ces produits peuvent être humides ou secs (Fig. 11).

Certains produits humides sont obtenus à partir de la préparation directe de la pâte fermentée de manioc dans l'eau bouillante. Les appellations sont différentes en fonction des espaces géographiques (water Fufu [Cameroun], Fufu [Nigéria et Cameroun], Fufou, Foofoo, Fulful, Akpu, Udeputim et Aakayeke [Benin, Togo et Ghana]. Ils sont consommés avec différentes sauces (Flibert et al., 2016 ; Bechoff et al., 2018; Chijioke et al., 2021). D'autres sont préparés à partir de la pâte fermentée avec ajout ou non de certains ingrédients comme l'huile de palme et le sel (Mintoumba), les arachides et le poisson fumé (Nkonda) et emballée dans les feuilles de banane ou de *Megaphrynium macrostachyum*. Ce sont Miondo, le Bobolo, le Mintoumba, le Mbokwa, le Nkonda [Cameroun], le Chikwangu ou le Kwanga [Congo], le Mboung [Gabon] et le Mangbele [République Centrafricaine] (Oyewole & Yemisi, 2003; Fonji

et *al.*, 2017; Isirima et *al.*, 2018 ; Ndjouenkeu, 2018). L'Ubuswage est également un produit fermenté de manioc originaire du Burundi. Bien que les racines soient d'abord bouillies avant trempage, ce produit présente beaucoup de similitude avec le Chikwangue, le Miondo ou le Bobolo d'Afrique Centrale. L'Imikembe est aussi un produit fermenté de manioc proche de l'Ubuswage dans la mesure où les racines sont initialement bouillies et même séchées avant trempage. L'eau de trempage est changée tous les deux jours au cours de sa fermentation qui dure entre 3 jours et une semaine. Le produit obtenu est soit séché (Imikembe), soit cuit encore une fois et pillé jusqu'à obtention d'une pâte lisse (Ubuswage) (Aloys & Angeline, 2009; Guira et *al.*, 2016).

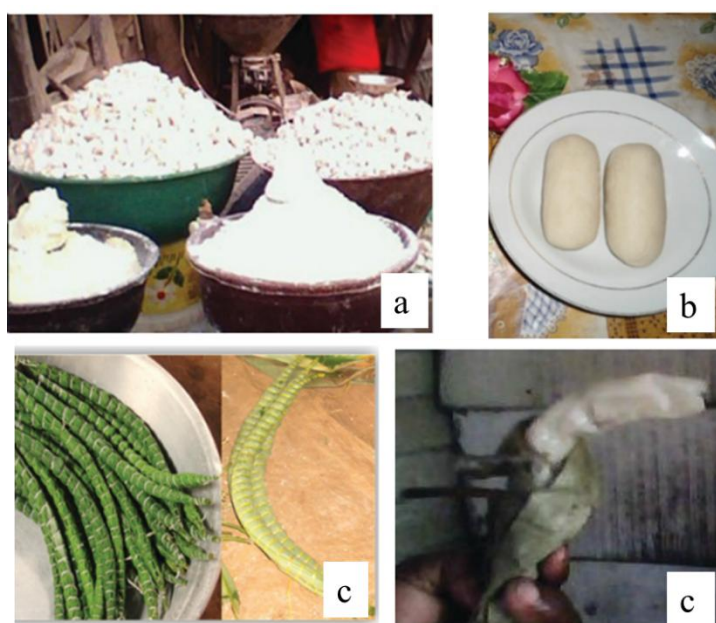


Fig. 11. Quelques produits issus du rouissage des racines de manioc.

a : cossettes et farine fermentées, b : fufu, c : bobolo (Ndjouenkeu, 2018)

Les produits secs sont essentiellement les farines fermentées appelées Mchuchume [Tanzanie], Ikivunde [Burundi], Lafun [Nigeria, Benin, Togo, Côte d'Ivoire], Kokondé [Côte d'Ivoire] Fufou [Cameroun]. Le Mchuchume [Tanzanie] est un produit très proche de l'Ubuswage à la différence que l'eau de trempage n'est pas changée au cours de la fermentation et le produit obtenu est séché et moulu (Alphonse & Kaale, 2020). L'Ikivunde [Burundi], le Fufou (farine fermentée [Cameroun]), le Lafun encore appelé Bombo, Makessa, Luku, Nshima, le Kokondé, encore appelé Kokonte, Crueira ou Alebo sont des farines obtenues à partir du rouissage des racines de manioc. Les racines préalablement épluchées ou non sont lavées, découpées et trempées pendant une période de 3 jours à une semaine, puis séchées et moulues en poudre très fine. Les farines obtenues sont préparées dans de l'eau bouillante en retournant constamment pour éviter toute formation de grumeaux et tout cramage et consommées avec de la sauce

(Oyewole & Yemisi, 2003 ; Aloys & Zhou, 2006a ; Aloys & Zhou, 2006b ; Jensen et *al.*, 2015; Flibert et *al.*, 2016). Les cossettes sont également connues dans les pays d'Afrique subsahariennes. Ce sont des morceaux de racines de manioc rous ou non et séchés. Ces cossettes sont souvent moulues et la farine obtenue est utilisée comme matière première pour la fabrication d'autres produits comme le pain, les beignets, les gâteaux (Diallo et *al.*, 2013; Fonji et *al.*, 2017).

Le manioc est donc une culture polyvalente dont la transformation donne lieu à de nombreux produits (Spencer & Ezedinma, 2017 ; Vernier et *al.*, 2018 ; Ndjouenkeu, 2018) d'où son importance dans la sécurité alimentaire en Afrique Sub-saharienne.

### **I.2.6. Place des utilisateurs dans la sélection variétale du manioc**

Comme beaucoup d'autres cultures, le manioc a fait l'objet de nombreuses recherches notamment dans le domaine de la sélection variétale. Cette sélection variétale s'est plus appesantit sur les caractéristiques agronomiques (croissance rapide, rendement élevé, résistance aux maladies et ravageurs...) pourtant, la qualité des produits du manioc pour la consommation est portée par les attentes et exigences des consommateurs. Dès lors, cette qualité, pour être convenable aux exigences du consommateur, est construite progressivement tout au long de la chaîne de valeur, depuis le développement des variétés jusqu'à la distribution, en passant par les conditions de culture et la transformation. Chaque maillon tissant et gérant sa propre trame pour y répondre. Ainsi, les producteurs s'intéressent aux caractères agronomiques et économiques des racines. Pour les producteurs, les meilleures variétés de manioc sont dont celles qui possèdent les caractéristiques telles : la tolérance aux maladies et ravageurs, la croissance rapide, les rendements élevés, une bonne conservation en terre après la maturité et une bonne aptitude au stockage (Otabo et *al.*, 2017 ; Nakabonge et *al.*, 2018). Les producteurs préfèrent également les variétés avec beaucoup de ramification car cette canopée les permet d'empêcher le développement des mauvaises herbes et garantie également un nombre de bouture suffisant pour la prochaine saison. Pour les transformateurs, les critères de qualité recherchés sont la fraîcheur de la matière première, l'aptitude à la transformation, le rendement élevé du produit transformé, la teneur élevée en matière sèche, la bonne qualité de l'amidon ainsi que la bonne qualité des produits transformés (Bechoff et *al.*, 2018). Les consommateurs quant à eux recherchent les racines qui sont d'une part propres à la consommation directe et d'autre part aptes à la transformation. Ils recherchent également les variétés aux produits transformés ayant les propriétés organoleptiques et la qualité sanitaire acceptables. Bien que les critères de qualité requises des racines de manioc varient en fonction des produits qui se trouvent sur différentes formes : les produits secs (gari, lafun, causettes, farine), les pâtes et

semoules (fufu, chigwangu, agbelima, attiéké), d'une manière générale, les critères de qualité qui conditionnent l'acceptabilité d'une variété sont la couleur, le goût et la texture du produit (Mouafor et *al.*, 2016 ; Otabo et *al.*, 2017; Bechoff et *al.*, 2018; Bechoff et *al.*, 2018; Chijioke et *al.*, 2021 ; Ndjouenkeu et *al.*, 2021). Ces critères d'acceptabilité des produits sont également influencés par le sexe de l'utilisateur et peut également varier d'une localité à l'autre ( Weltzien et *al.*, 2020 ; Teeken et *al.*, 2021).

De son importance dans l'agriculture familiale jusqu'à son positionnement dans le marché lucratif des amylacées, le manioc occupe ainsi une place importante dans la sécurité alimentaire et l'économie des pays producteurs. Cette importance du manioc a jusqu'à ce jour été attribuée à des raisons surtout d'ordre agronomique (adaptation sur les sols arides et très peu fertiles, flexibilité dans la période de récolte...) et technologique (transformation donnant lieu à plusieurs produits dérivés). La recherche scientifique étant au service des populations avec pour objectif principale d'améliorer les conditions de vie des producteurs à travers l'augmentation de la productivité des cultures d'intérêt, elle a ainsi développée de nombreuses variétés de manioc aux performances agronomiques et nutritionnelles améliorées. Or, triste est de constater que ces variétés peinent à prospérer dans le milieu pays. Par exemple, une étude a révélé que seulement 40 % des producteurs dans la région du centre Cameroun utilisent les variétés améliorées. En plus, seulement 2 % de ces variétés améliorées ont la pulpe jaune (Mouafor et *al.*, 2016). Les contraintes liées à l'adoption des nouvelles variétés sont entre autres une faible capacité de conservation des tubercules en champ, une faible aptitude à la transformation qui se traduit par l'obtention des produits de moins bonne qualité et le manque du matériel végétal (55,7 %) (Otabo et *al.*, 2017). Ce travail se propose donc de déterminer les facteurs intrinsèques pouvant être à l'origine de l'aptitude du manioc à la transformation par rouissage dans des environnements contrastés. Ces éléments pourraient être pris en compte plus en amont par des généticiens dans les processus de création variétale afin de produire les variétés de manioc aptes à la transformation par rouissage et ainsi, accroître leur taux d'adoption.

## **Chapitre II. MATERIEL ET METHODES**

## II.1. Matériel

### II.1.1. Présentation des zones d'étude

Les racines de manioc utilisées dans ce travail ont été cultivées dans deux sites: Mbalmayo et Foubot. Mbalmayo est situé dans le département du Nyong-et-So'o, région du Centre (N 03° 31', E 11° 30', altitude : 641 m) et appartient à la zone agro écologique V (Fig. 12). C'est la zone de forêt humide à pluviométrie bimodale et régie par un climat de type équatorial guinéen avec quatre saisons : une grande saison de pluie de septembre à novembre, une longue saison sèche de décembre à février, une courte saison de pluie de mars à juin et une courte saison sèche de juillet à août. Foubot est situé dans le département du Noun région de l'Ouest (N 05° 30', E 10° 37', altitude : 1064 m) et appartient à la zone agro écologique III.

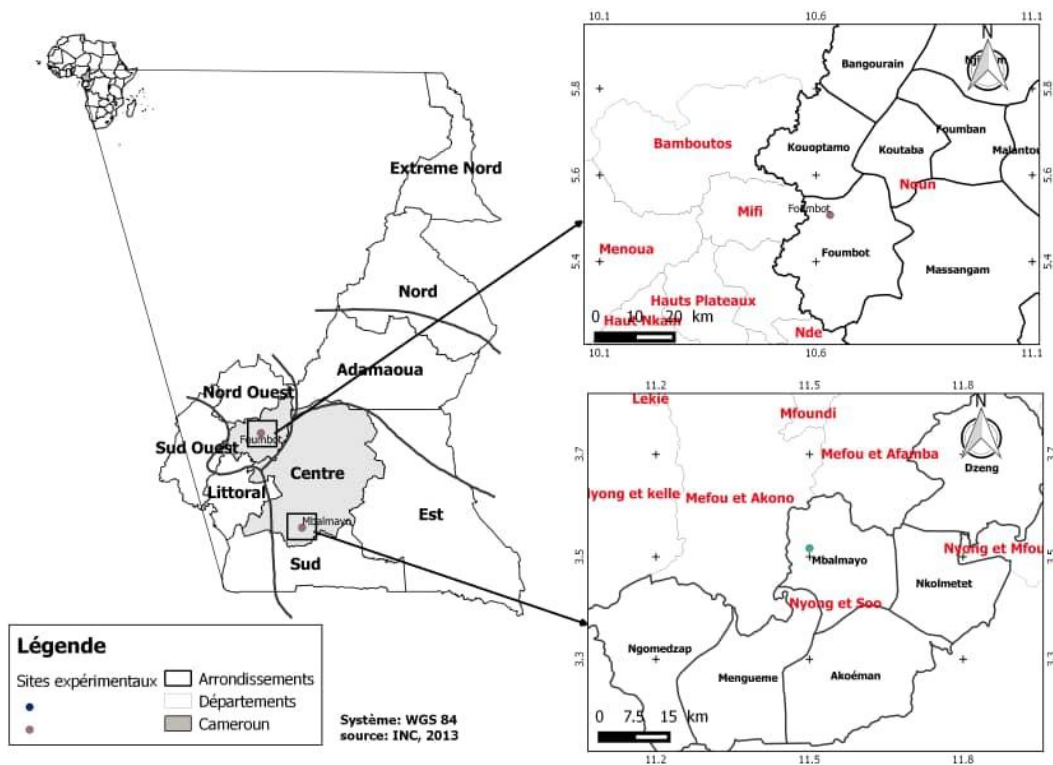


Fig. 12. Carte géographique des zones d'étude.

C'est une zone montagneuse à pluviométrie unimodale et régie par un climat tropical avec 2 saisons : la saison sèche qui s'étend de novembre à mai et la saison pluvieuse allant de juin à octobre. Ces localités sont situées dans le «grand sud» qui constitue la zone de forte propension du manioc au Cameroun (Anonyme 2, 2013). De plus, les principaux produits de la transformation du manioc dans ces zones sont le Bobolo/Bâton de manioc et le Foubou (farine fermentée) qui sont deux principaux produits du rouissage au Cameroun.

Les paramètres climatiques pris en compte au cours de cette étude (la température, les précipitations et l'humidité relative) ont été collectés durant une année dans les deux zones de

production. Leurs valeurs moyennes mensuelles enregistrées pendant l'année 2018 (année de récolte et du rouissage des racines de manioc dans les deux zones de production) ont été obtenues auprès des services de météorologie du Ministère des transports du Cameroun. Les températures moyennes mensuelles ont été relativement plus élevées à Mbalmayo qu'à Foubot au cours de l'année 2018 avec des moyennes annuelles de  $22,25 \pm 0,7^\circ\text{C}$  et  $24,52 \pm 0,69^\circ\text{C}$  pour Foubot et Mbalmayo respectivement (Fig. 13). De même, l'humidité relative a été plus élevée à Mbalmayo qu'à Foubot tout au long de l'année 2018.

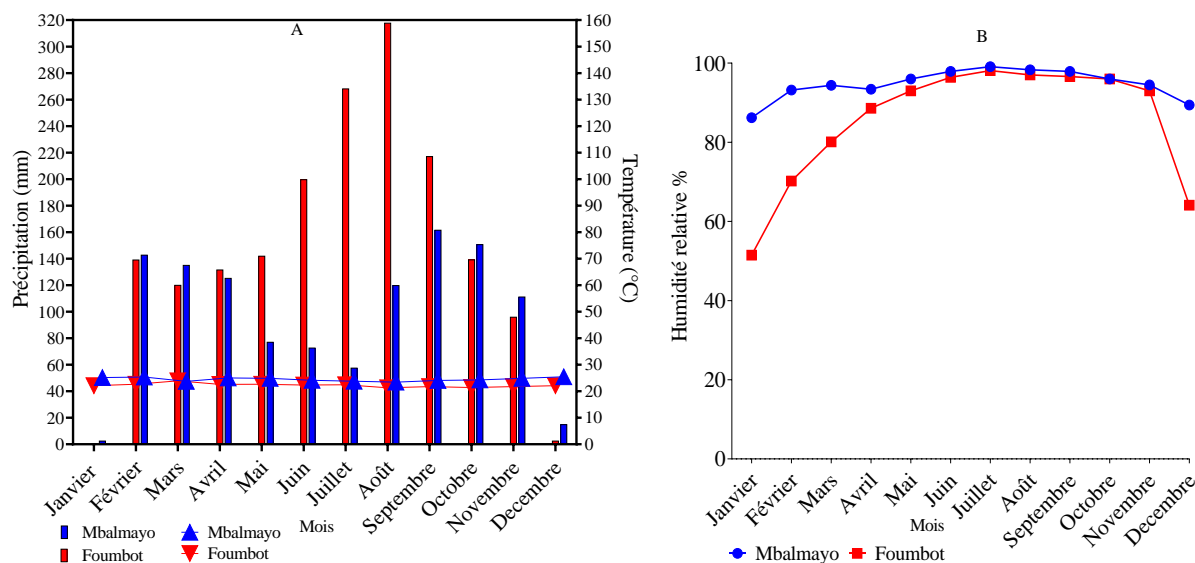


Fig. 13. Paramètres climatique au cours de l'année 2018 dans les deux zones de production. A : diagramme ombrothermique, B : humidité relative

En ce qui concerne le sol, celui de Mbalmayo est plus acide que celui de Foubot. En dehors de l'argile, le sol de Foubot est plus riche en tous les autres éléments analysés : carbone organique (CO), azote totale (N), phosphore (P), calcium (Ca), magnésium (Mg). Le sol de Foubot est sablo-limoneux tandis que celui de Mbalmayo est sablo-argileux (Tableau V).

Tableau V. Caractéristiques physico-chimiques des sols (Tize, 2023)

Zone d'étude	pH	N (%)	P (ug/g)	K	CO (%)
Foubot	$6,06 \pm 0,02$	$0,40 \pm 0,01$	$20,90 \pm 0,70$	$1,54 \pm 0,05$	$5,74 \pm 0,03$
Mbalmayo	$4,70 \pm 0,05$	$0,15 \pm 0,00$	$10,10 \pm 1,70$	$0,16 \pm 0,01$	$1,73 \pm 0,20$
	Ca (cmol/kg)	Mg (cmol/kg)	Sable (%)	Argile (%)	Limon (%)
Foubot	$15,44 \pm 0,18$	$5,21 \pm 0,12$	$63,60 \pm 0,36$	$11,20 \pm 0,34$	$25,20 \pm 0,23$
Mbalmayo	$3,01 \pm 0,21$	$1,27 \pm 0,07$	$61,30 \pm 0,85$	$26,00 \pm 0,80$	$12,70 \pm 0,22$

Le dispositif expérimental a été constitué de blocs complètement randomisés avec trois répétitions. Ce dispositif a été mis en place par l'Institut International d'Agriculture Tropical (IITA) de Nkolbisson (Yaoundé, Cameroun) dans les deux zones d'étude.

## II.1.2. Matériel végétal

Le matériel végétal a été constitué des racines matures de huit variétés de manioc dont 4 à pulpe jaune et 4 à pulpe blanche (Fig. 14).



Fig. 14. Racines de 8 variétés de manioc utilisées pour cette l'étude.

A : racine à pulpe jaune ; B : racine à pulpe blanche

Les racines de manioc utilisées dans cette étude ont été produites dans les stations de l'Institut de Recherche Agronomique pour le Développement (IRAD) par l'IITA selon les pratiques culturales paysannes sans apport d'engrais ni herbicides (Tize et *al.*, 2021). Dans chaque zone de production, environ de 10 plants de chaque variété de manioc ont été sélectionnés de façon aléatoire dans les parcelles et récoltés. Les racines ont été pesées pour obtenir une moyenne de 30 kg de racines fraîches de chaque variété destinée au rouissage. Un plant de chaque variété a ensuite été arraché sans séparer les racines de la tige et transporté directement au laboratoire d'analyse de l'IITA où les mesures de matière sèche ont été réalisées. Environ cinq racines fraîches de chaque variété ont également été récoltées et conservées à 4 °C pour les mesures ultérieures de fermeté au cours d'un rouissage en laboratoire. La variété locale a été récoltée dans les parcelles d'un producteur ayant participé à l'étude et considérée comme témoin externe car elle a été différente d'une zone de production à l'autre. Les caractéristiques agronomiques de ces variétés sont représentées dans le Tableau VI.

Tableau VI. Caractéristiques agronomiques des variétés de manioc utilisées dans cette étude  
(Tize et *al.*, 2021)

Génotypes	Origine	Couleur de la pulpe	Rendement moyen (t/ha)
01/0040-27	clone amélioré de l'IITA en cours d'évaluation	Jaune	30-35
01/1797	clone amélioré de l'IITA en cours d'évaluation	Jaune	25-35
I090616	clone amélioré de l'IITA en cours d'évaluation	Blanche	25-30
I071026	clone amélioré de l'IITA en cours d'évaluation	Jaune	24-30
I070593	clone amélioré de l'IITA en cours d'évaluation	Jaune	25-35
92/0326	-	Blanche	-
LMR	variété locale (témoin interne) de table/douce	Blanche	10-19
Variété locale	témoin récolté dans les champs paysans	Blanche	-

## II.2. Méthodes

### II.2.1. Evaluation des modifications physiques et histologiques des racines de manioc

#### II.2.1.1. Détermination de la teneur en matière sèche

Une fois au laboratoire, les racines ont été débarrassées de leurs extrémités puis épluchées et découpées en lamelles. Deux lames ont été prélevées dans la partie médiane de chaque racine, pesées, séchées à l'étuve à 105 °C pendant 24 h et pesées de nouveau jusqu'à obtention d'une masse constante. La matière sèche a été calculée selon la formule suivante :

$$MS = \left[ \frac{ms}{mf} \right] \times 100$$

Avec :  $MS$  = matière sèche,  $ms$  = masse de l'échantillon sec et  $mf$  = masse de l'échantillon frais

#### II.2.1.2. Mesure de la fermeté

Les racines précédemment conservées à 4 °C (dans des enveloppes en papiers) ont été transférées dans des glacières équipées de carboglaces et transportées aux laboratoires UMR QualiSud de Montpellier et à nouveau conservées à 4°C. Pour la réalisation du rouissage, les racines initialement stockées à 4 °C ont été laissées à température ambiante pendant une demi-journée. Elles ont ensuite été épluchées, découpées en morceaux de 5-7 cm, lavées et trempées dans de l'eau distillée. Le rouissage a duré trois jours à température ambiante et la fermeté a été mesurée sur les racines prélevés à 0, 24, 48 et 72 heures après le début du rouissage à l'aide d'un texturomètre (TA-XTPlus, Stablemicrosystems, Swantec, Gennevilliers, France) selon la méthode décrite par Mbéguié et *al.* (2019). Brièvement, après calibration du texturomètre, les tranches de 5 cm coupées dans la partie médiane de la racine ont été placées sous la sonde du pénétromètre. Ensuite, les paramètres du pénétromètre ont été définis et la mesure a été effectuée. L'aire sous la courbe d'évolution de la texture a été calculée pour exprimer le ramollissement des racines en Newton par seconde (N/s). Les données ont été directement

collectées dans un ordinateur équipé d'un logiciel d'analyse (Texture Exponent 32 V6.0.0.0) connecté au texturomètre (Fig. 15). Le taux de ramollissement ( $tr$ ) a été défini comme le pourcentage de perte de fermeté obtenu pour un point de prélèvement donné. Il a été calculé selon la formule suivante :  $tr = \frac{F_i - F_f}{F_i} \times 100$

Avec :  $tr$  : taux de ramollissement,  $F_i$  : fermeté initiale,  $F_f$  : fermeté de la racine fermentée au point de prélèvement et  $\times 100$  pour exprimer le résultat en pourcentage.

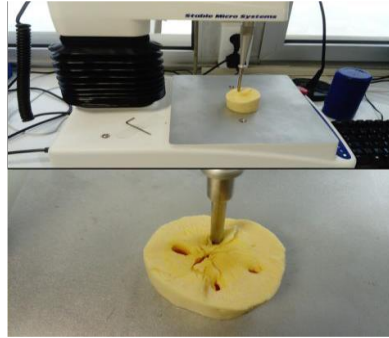


Fig. 15. Mesures de fermeté des racines de manioc (Mbéguié et *al.*, 2019).

### II.2.1.3. Modifications histologiques des racines de manioc au cours du rouissage

#### II.2.1.3.1. Mise en œuvre du rouissage des racines de manioc et mesure du pH de l'eau de trempage

Les racines ont été épluchées à l'aide des couteaux et lavées à l'eau courante dans des récipients en plastique et en aluminium. Elles ont été pesées à nouveau dans des sacs propres, puis scindées en 3 lots de masses égales. Chaque lot a été trempé à l'eau courante dans des seaux en plastique et recouvert. Le rouissage s'est déroulé à température ambiante et a duré 3 jours (Fig. 16).



Fig. 16. Quelques étapes de la mise en œuvre du rouissage

A : épluchage des racines de manioc, B : racines épluchées et lavées, C : racines en cours de rouissage.

Au cours du rouissage, le pH de l'eau de trempage a été mesuré à température ambiante tous les 24 h directement à l'aide d'un pH mètre portable (Multi 3630 IDS SET, Xylem Analytics, Nanterre, France).

### II.2.1.3.2. Échantillonnage des eaux de trempe et des racines de manioc au cours du rouissage

Dans une fréquence de 24 h, environ 2 ml d'eau de trempe ont été prélevées dans chaque lot de fermentation (Fig. 17A) à l'aide d'une seringue (2,5 ml), filtrées à travers un filtre à seringue en acétate de cellulose de 45 µm (Legallais, Montferrier, France) et congelées pour des analyses biochimiques ultérieures. Un total de six échantillons d'eau de trempe a été collecté par point pour chaque variété à raison de deux échantillons par lot. Parallèlement, les échantillons de racines ont également été prélevés. Environ 100 g ont été prélevés dans la partie médiane d'une racine par lot de chaque variété à l'aide d'un couteau et conservés dans des bocaux transparents en plastique d'environ 60 ml avec bouchons (Fig. 17B). Environ 20 ml de tampon phosphate (0,1 M ; pH 7,4) ont été ajoutés dans chaque bocal de manière à immerger le morceau de racine pour la conserver et stocker au réfrigérateur pour des analyses histologiques. Dans le même temps, environ 250 g ont été prélevés dans la partie médiane d'une racine sélectionnée au hasard dans chaque lot de fermentation soit trois échantillons pour chaque variété. À l'aide d'un couteau, ces fragments de racines ont été découpés en petits morceaux et introduits dans des bocaux transparents en plastique d'environ 60 ml avec bouchons (Fig. 17B). Ces bocaux ont ensuite été stockés au congélateur (-20 °C) jusqu'à la lyophilisation.

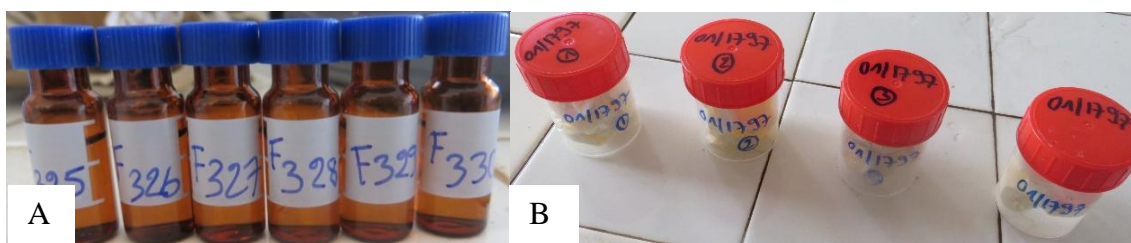


Fig. 17. Échantillons prélevés au cours du rouissage.

A : échantillons d'eaux de trempe et B : échantillons de racines.

### II.2.1.3.3. Préparation des échantillons pour l'analyse histologique

Les coupes histologiques de la chaire féculente des racines de manioc ont été réalisées selon la méthode modifiée de Ngolong *et al.* (2016) à travers les étapes successives suivantes : la fixation, le parage, la déshydratation, l'inclusion, la coupe, la coloration, le montage et l'observation.

Pour la fixation, les échantillons de racines prélevés et précédemment conservés dans du formaldéhyde ont été fixés pendant 24 h dans du formol tamponné 10 %. Cette fixation a pour but de préserver l'intégrité du matériel végétal.

Pour le parage, des sections d'environ 10 mm d'épaisseur et 1 cm de largeur de chaque échantillon ont été prélevées de la périphérie au centre et placées dans des cassettes de déshydratation en plastique préalablement étiquetées.

Concernant la déshydratation, les échantillons ont été progressivement déshydratés par des bains successifs d'éthanol de 70° à 100°: 70° (1 h), 95° (1 h et 1 h 30) et 100° (1 h, 1 h 30 et 2 h). Ces échantillons ont ensuite été trempés dans un bain de xylène pendant une journée puis dans un bain de paraffine en fusion (60 °C) pendant une nuit.

Pour l'inclusion, les échantillons ainsi déshydratés et imprégnés ont été disposés dans des moules en acier inoxydable puis, la paraffine en fusion y a été ajoutée et l'ensemble a été recouvert par une cassette de déshydratation et laissé solidifier sur une plaque réfrigérante. Une fois le bloc devenu solide, le moule a été enlevé. Cette inclusion fournit un support externe aux tissus permettant ainsi la réalisation des coupes au microtome.

Concernant la coupe, sur les blocs de paraffine contenant les échantillons, des coupes semi-fines d'environ 5µm d'épaisseur ont été réalisées à l'aide d'un microtome (Reichert-Jung 2030, Wetzlax, Allemagne). Les sections de ruban obtenu ont été dépliées dans un bain marie (37 °C) contenant un mélange eau-gélatine (1 ‰) puis récupérées sur des lames porte objet propre préalablement étiquetées. Les lames ont été placées pendant 24 h dans une étuve à 45 °C avant coloration.

La double coloration Periodic Acid Schiff (PAS)-bleu de méthyle : le PAS colore l'amidon en rose et le bleu de méthyle colore les parois en bleu. Les lames ont été déparaffinées dans trois bains de xylène (5 minutes par bain), puis réhydratées par un passage successif dans des bains l'éthanol à degré décroissant : 100° (3×5 min), 95° (5 min) et 70° (5 min) et rincées à l'eau distillée. Ensuite, les lames ont séjourné successivement : 5 min dans l'acide périodique à 0,5 %, 5 min dans l'eau distillée, 15 min dans le réactif de Schiff, 5 min dans l'eau sulfureuse, 5 min dans l'eau du robinet, 2 min dans l'eau distillée, 20 min dans la solution de bleu de méthyle, 5 min dans l'eau du robinet et 2 min dans l'eau distillée. Enfin, les lames ont été déshydratées dans trois bains d'éthanol (100° 3×5 min) puis éclaircies dans trois bains de xylène (5 minutes par bain).

Pour le montage et l'observation, quelques gouttes de résine ont été déposées sur les lames et réparties sur toute la surface de l'échantillon. Puis les lames ont été recouvertes de lamelles couvre objet et placées à l'ombre pendant 2 h. Un microscope (Scientico STM-50, Wetzlax, Germany) au grossissement x200 équipé d'une caméra digitale (Celestron 44421, California USA) connectée à un ordinateur (Toshiba Tecra A9) a été utilisé. Le logiciel digital microscope suit 2.0 a été utilisé pour la prise des microphotographies.

La chaire féculente encore appelée cylindre central est principalement constituée du parenchyme de stockage qui sont des cellules remplies de granules d'amidon et des cellules du xylème secondaire. Dans ce travail, deux parties du cylindre central de la racine ont été considérées : la partie périphérique et la partie centrale proche de la fibre vasculaire centrale de la racine (xylème primaire) (Fig. 18). La considération séparée de ces deux parties découle du comportement des racines observé au cours du rouissage.

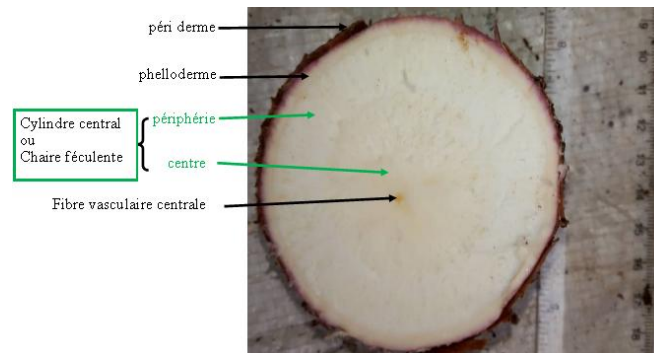


Fig. 18. Coupe transversale d'une racine de manioc présentant des zones d'intérêt dans cette étude.

## II.2.2. Etude des modifications biochimiques associés au processus de rouissage

### II.2.2.1. Traitement des échantillons de racine

#### II.2.2.1.1. Lyophilisation

Les échantillons congelés ont ensuite été lyophilisés. La lyophilisation est une méthode de dessiccation sous vide et à basse température des produits préalablement congelés. Le principe repose sur l'élimination progressive de l'eau d'un produit congelé (phase solide) par sublimation (passage direct à la phase vapeur). Cette technique permet de conserver au mieux les caractéristiques physico-chimiques du produit déshydraté. Brièvement, une fois le lyophilisateur (Edward Modulyo Freeze Dryer) allumé, sa température a été équilibrée à -40 degrés centigrades. Les échantillons de racine de manioc congelés ont été chargés sur des plateaux et placés dans le lyophilisateur à -40 degrés centigrades jusqu'à ce qu'ils soient complètement secs. Ensuite, l'instrument a été éteint et les échantillons ont été retirés. Les échantillons ainsi lyophilisés ont été stockés à -20 °C jusqu'au broyage.

#### II.2.2.1.2. Broyage

Les échantillons lyophilisés ont été broyés en poudre fine à l'aide d'un broyeur à marteau (Perten, Laboratory mill 3100, Perking Helmer, Villebon-sur-Yvette, France). Les échantillons ont été versés dans la cuvette et une vanne d'entrée d'air régularise son alimentation dans la chambre de broyage. Une fois dans la chambre de broyage, les marteaux en acier tournant à grande vitesse réduisent les particules en une mouture fine et homogène qui

passé à travers une grille d'environ 1 mm de maille. La poudre fine et homogène est ensuite séparée de l'air dans un cyclone et est recueillie dans un bol amovible en acier inox. Entre deux broyages consécutifs, le broyeur a été nettoyé à l'aide d'un aspirateur et un flux d'air. Les farines de manioc ainsi moulues ont été re-transférées dans leurs bocaux et stockées à -20 °C jusqu'à leur utilisation pour les analyses.

## II.2.2.2. Analyses biochimiques

### II.2.2.2.1. Extraction du glucose total

Le glucose total a été extrait suivant le protocole décrit par Jourda *et al.* (2016). Dans un tube à fond plat, environ 100 mg d'échantillons ont été pesés à l'aide d'une balance sensible (LS10SCS Precisa gravimetric AG Dietikon, Switzerland) et dissouts dans 10 ml d'eau bi-distillée, puis agités pendant une minute sur un agitateur magnétique. Ensuite, 20 µl de Thermamyl L120 ( $\alpha$ -amylase) ont été ajoutés dans chaque tube et agités pendant une minute, puis les échantillons ont été chauffés pendant 30 minutes dans un bain-marie bouillant en agitant modérément les 5 premières minutes puis, à 10 et à 20 minutes. Après refroidissement à température ambiante, une aliquote de 1,5 ml environ a été prélevée dans un tube eppendorf de 2 ml et centrifugée à 5 000 g pendant 3 minutes à température ambiante à l'aide d'une centrifugeuse à paillasse (VWR Micro Star 12, Pensylvannie, USA). Au fond d'un tube à hémolyse de 10 ml, 200 µl du surnageant ont été déposés et 600 µl de la solution d'amyloglucosidase y ont été ajoutés et agités avec précaution. Après 30 min, la préparation a été prélevée avec une seringue et filtrée à l'aide d'un filtre à seringue de 0,45 µm dans un flacon et le glucose total a été quantifié par HPLC (Fig. 19).

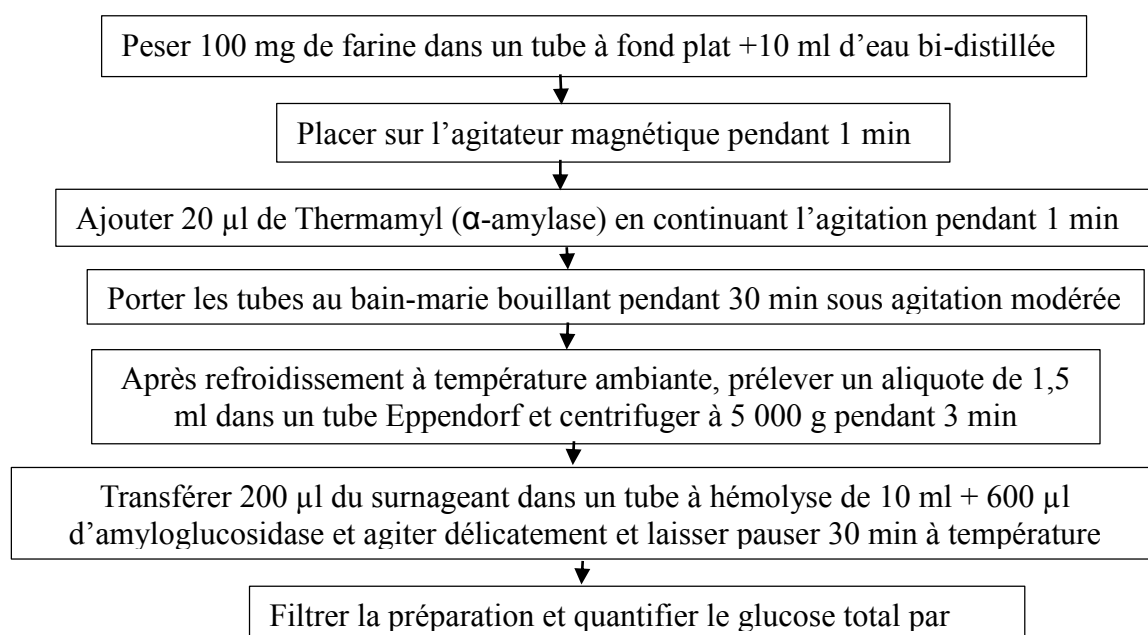


Fig. 19. Protocole de l'extraction du glucose total.

#### II.2.2.2.2. Extraction des sucres libres alcools et acides organiques

Les sucres libres et acides organiques contenus dans les farines de manioc ont été déterminés suivant le protocole décrit par Mestres (2019b). Brièvement, environ 100 mg d'échantillon ont été pesés dans un tube Eppendorf, 1 ml d'une solution d'acide sulfurique (5 mM) a été ajouté et agité au vortex puis, placé sur l'agitateur rotatif pendant 2 h à température ambiante. Les tubes ont ensuite été centrifugés à 5000 g pendant 5 min à température ambiante à l'aide d'une centrifugeuse à paillasse (VWR Micro Star 12, Pennsylvanie, USA). Le surnageant a été prélevé avec une seringue et filtré à l'aide d'un filtre seringue 0,45 µm dans un flacon et analysé par HPLC.

#### II.2.2.2.3. Analyse HPLC des sucres et acides organiques

Les sucres solubles et les acides organiques extraits des farines et ceux contenus dans les eaux de trempage ont été identifiés et quantifiés par Chromatographie Liquide à Haute Performance (HPLC). A l'aide d'une HPLC Dionex Ultimate 3000 (Thermo Fisher, Illkirch-Graffenstaden, France) équipée d'un échantillonneur analytique automatique (WPS-3000 TSL) et d'un détecteur de barrette de diodes UltiMate 3000. Une colonne (Aminex HPX-87H 300 × 4,6 mm; Biorad, Marnes la Coquette, France) a été utilisée pour la séparation. Vingt microlitres d'extrait ont été injectés dans l'appareil HPLC. L'élution a été effectuée à température ambiante en utilisant l'acide phosphorique (50 mM H<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>) à un débit de 0,6 ml/min comme phase mobile. Les composés ont été détectés à l'aide d'un détecteur de fluorescence (Dionex Ultimate 3000) à la longueur d'onde de 280 nm pour les acides organiques et un détecteur réfractométrique RID-10A (Schimadzu, Marne la Vallée, France) à la longueur d'onde de 210 nm pour les sucres. Le logiciel Chromelon 7.2.7 a été utilisé pour la collecte des données.

Le calcul des concentrations de ces sucres et acides organiques était basé sur la méthode standard externe (courbes d'étalonnage à plusieurs points). Les sucres et acides organiques ont été identifiés en comparant leurs temps de rétention avec ceux des standards purs. Tous les composants standards utilisés (maltose, glucose, fructose, éthanol, acide lactique, acide acétique, acide propanoïque, mannitol et acide butyrique) étaient de qualité HPLC.

#### II.2.2.2.4. Calcul de la teneur en amidon des farines

La teneur en amidon a été calculée selon la formule de Holm *et al.* (1986):

$$Teneur\ en\ amidon\ (\% bs) = \frac{qté\ glucose\ total\ en\ HPLC \times D \times (V1 + V2)}{\left( (M \times \frac{MS}{100}) \times 100 - GL \right) \times 0,9}$$

Avec : D : facteur de dilution du filtrat

V1 : volume eau (ml)

M : masse échantillon (mg)

V2 : volume thermamyl (ml)

MS : teneur matière sèche (%)

GL : glucose libre (%/bs) et 0,9 : facteur de conversion

#### II.2.2.2.5. Dosage de l'amylose

La teneur des échantillons de manioc en amylose a été déterminée par Calorimétrie Différentielle à Balayage (DSC) selon la méthode décrite par Mestres (2019a) en utilisant un appareil DSC 8500 (Perkin Elmer, Shelton, CT06484 USA). Après avoir pesé et taré la capsule en inox, environ 10 mg d'échantillon ont été pesés en utilisant une balance de précision 0,01 mg (EP225SM-DR Precisa gravimetric AG Dietikon, Switzerland). Ensuite, 45 µl d'une solution de L-α- Lysophosphatidylcholine (LPC) 2 % p/p (20 mg de LPC (L4129-100MG) dans 1 ml d'eau bi-distillée) ont été ajoutés directement. Puis, la capsule a été sertie pesée et placée dans la plaque. Afin de déterminer la teneur en amylose de l'échantillon, la capsule d'échantillon a été placée dans le four échantillon tandis qu'une capsule vide a été placée dans le four de référence. La température a été élevée de 25 à 160 °C à 50 °C/min et maintenue à cette température pendant 2 min. Ensuite, cette température a été abaissée à 40 °C à 10 °C/min. Les données énergétiques ont été automatiquement collectées pendant le cycle et la correction de la ligne de base a été effectuée en soustrayant les données énergétiques obtenues à partir de deux cycles avec les capsules de référence (amylose de la pomme de terre). Pour chaque journée d'analyse, une nouvelle ligne de base a été enregistrée.

La teneur en amylose a été calculée selon la formule :

$$Teneur\ en\ amylose\ (\%) = 100 \times \frac{Eech}{Estand}$$

Avec: *Eech* (J/g base sèche) : énergie exothermique mesurée sur l'échantillon,

*Estand* (J/g base sèche) : énergie exothermique mesurée sur l'amylose de pomme de terre

#### II.2.2.2.6. Dosage des composés phénoliques totaux

L'extraction des composés phénoliques a été réalisée suivant le protocole décrit par Kim et al. (2006) avec quelques modifications (Fig. 20). Plusieurs méthodes d'hydrolyses ont été appliquées car la méthode d'hydrolyse peut affecter le rendement et le profil des acides phénoliques (Saadi et al., 1998). En effet, certains de ces acides phénoliques existent sous des formes estérifiées dans les parois cellulaires. Ces acides phénoliques liés peuvent être hydrolysés à l'aide d'un acide ou d'un alcali pour libérer des acides phénoliques dits hydrolysables (Kim et al., 2006).

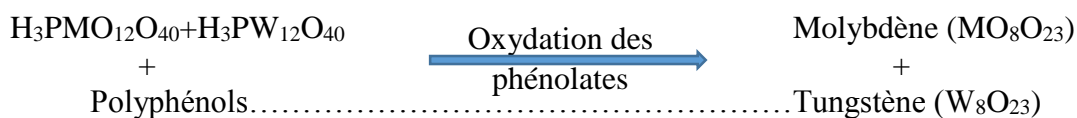
Pour l'extraction des composés phénoliques libres, environ 1 g d'échantillon de farine a été pesé dans des tubes coniques à centrifuger de 50 ml. En suite, 5 ml de méthanol 80 % ont été ajoutés à chaque tube et agités vigoureusement au vortex. Les tubes ont ensuite été agités

pendant 1 h à l'agitateur rotatif de tubes polyvalents (Fisherbrand) réglé à 10 tours par minute et à température ambiante. Après centrifugation à 10 000 g pendant 5 min à température ambiante, le surnageant a été recueilli dans un autre tube. Cette opération a été exécutée trois fois et le mélange des trois surnageants a été prélevé et filtré : c'est l'extrait de composés phénoliques libres (MeFPC).

L'extraction des composés phénoliques libres acido-hydrosolubles a été réalisée de la manière suivante : 10 ml d'acide chlorhydrique (3 M) ont été ajoutés à 5 ml d'extrait de composés phénoliques libres (MeFPC) et porté au bain-marie à 95 °C pendant 20 min. Une fois refroidi à température ambiante, l'extraction a été répétée 3 fois en utilisant 10 ml de diéthyl éther qui ont ensuite été évaporés au «Genevac evaporation pure and simple» (EZ-2plus, HCl Compatible). Ensuite 5 ml de méthanol 80 % ont servi de solvant de récupération des extraits des composés phénoliques libres acido-hydrosolubles (AHPC).

Les composés phénoliques liés (bAHPC) ont été extraits par hydrolyse acide du culot résiduel séché après extraction au méthanol de la manière suivante : A l'intérieur de chaque tube contenant le culot séché à l'étuve, ont été ajoutés 10 ml d'acide chlorhydrique (3 M). La suite du procédé a été conduite comme précédemment décrit pour les composés phénoliques libres acido-hydrosolubles.

La teneur en composés phénoliques totaux de chaque échantillon a été déterminée par la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu (FC) basée sur la réduction du réactif de FC. C'est un acide de couleur jaune constitué d'un mélange d'acide phosphotungstique ( $H_3PW_{12}O_{40}$ ) et d'acide phosphomolybdique ( $H_3PMo_{12}O_{40}$ ). Ce mélange est réduit lors de l'oxydation du composé phénolique en milieu alcalin conduisant à un mélange bleu d'oxyde de tungstène ( $W_8O_{23}$ ) et de molybdène ( $Mo_8O_{23}$ ) selon l'équation suivante :



La coloration bleue obtenue a un maximum d'absorption autour de 765 nm. L'intensité de cette coloration est proportionnelle à la teneur en composés phénoliques. Pour déterminer la teneur en composés phénoliques totaux de chaque échantillon, une fraction de 1 ml de l'extrait a été mélangée à 1 ml du réactif de Folin-Ciocalteu et 4 ml d'une solution de carbonate de sodium ( $NaCO_3$ ) à 7,5 % et agité vigoureusement au vortex. Le mélange a été incubé à température ambiante pendant 1 h et l'absorbance a été mesurée à 765 nm au spectrophotomètre UV/Visible (JENWAY, 7205).

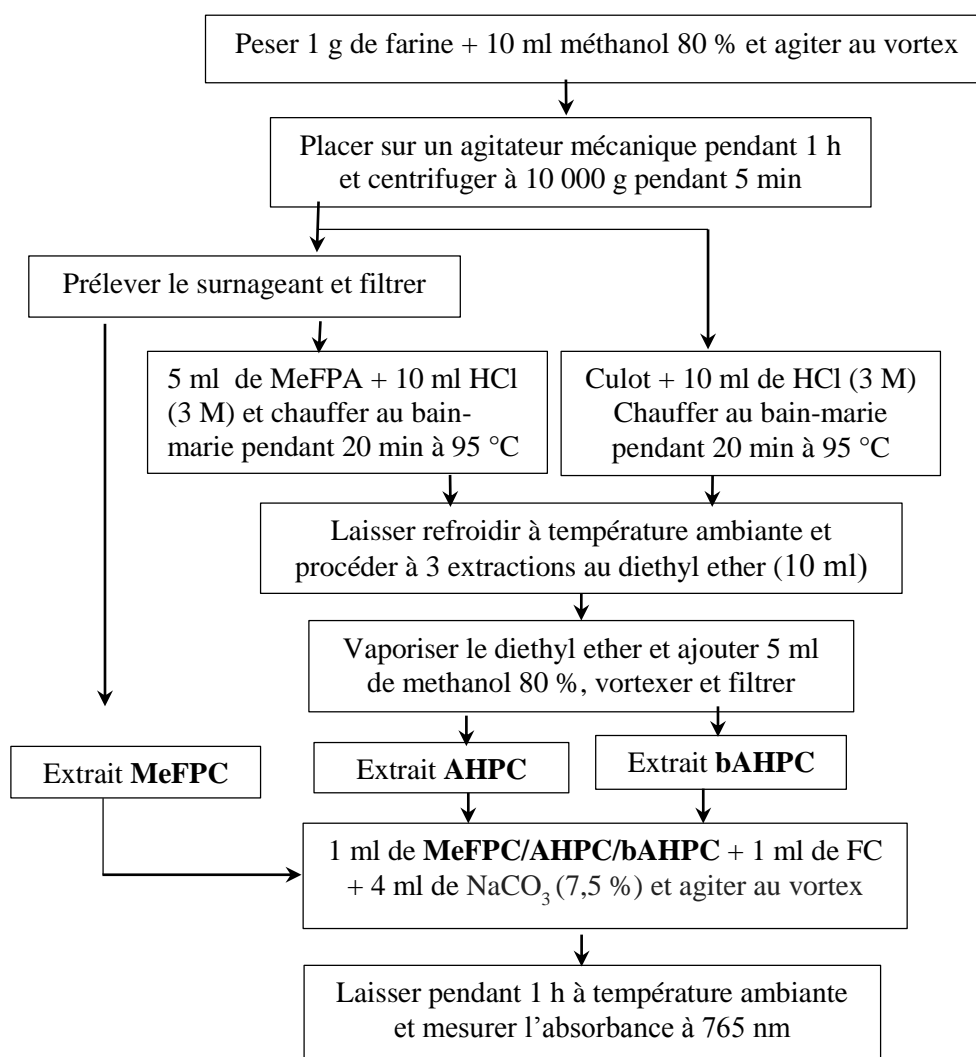


Fig. 20. Protocole d'extraction et du dosage des composés phénoliques totaux contenus dans les farines de manioc.

Les teneurs en composés phénoliques totaux ont été déterminées à partir d'une droite d'étalonnage de l'acide gallique (Annexe II) et exprimées en microgramme d'équivalent d'acide gallique par gramme de farine ( $\mu\text{g eq GA/g}$ ).

#### II.2.2.2.7. Dosage des pectines totales (teneur en acide galacturonique)

Les pectines sont des polysaccharides complexes que l'on retrouve principalement dans la lamelle moyenne et la paroi primaire des plantes supérieures. Elles sont essentiellement constituées de résidus d'acide galacturonique (GalA) liés entre eux par des liaisons  $\alpha$ -(1-4) partiellement acétylés ou estérifiés par des groupes méthyles (Combo et *al.*, 2011). Elles jouent un rôle important dans l'adhésion et le maintien des cellules des tissus végétaux en formant un ciment rattachant les cellules les unes aux autres (Combo et *al.*, 2011). Dans cette étude,

l'extraction et le dosage des pectines totales ont été réalisées suivant le protocole décrit par Mestre et *al.* (2021). Le bain-marie a été allumé et calibré à 55 °C au moins 1 heure avant l'extraction. Pour chaque échantillon, environ 250 mg de farine ont été pesés dans un tube à centrifuger de 50 ml. Puis, 10 ml de tampon d'extraction (pH 10+EDTA) ont été ajoutés et dispersé au vortex. Les tubes ont été ensuite placés dans un bain-marie Memmert (GmbH + Co.KG : D-91126 Schwabach, Allemagne) sous agitation douce de va-et-vient pendant une heure. Une centrifugeuse de paillasse Sigma (3-16KL : D-37520 Osterode am Harz, Allemagne) a été utilisé pour centrifuger les tubes à température ambiante (4 000 tr/min) pendant 10 minutes. Ensuite, environs 3ml du surnageant ont été transférés dans des tubes et la teneur en acide galacturonique été quantifiées à l'analyseur en flux continu (Skalar, SAN<sup>++</sup> SYSTEM) équipé d'un passeur automatique (SA 1100) avec une pompe de rinçage intégrée.

Le principe de fonctionnement du l'analyseur en flux continu est basé sur la technique d'analyse en flux continu également appelée technique d'analyse en flux segmenté. Brièvement, à l'aide de son aiguille, le passeur prélève environ 400 µL de l'extrait de pectine, environ 2,4 ml d'acide sulfurique concentré (95-97 %) y sont injectés et mélangé dans une bobine. Le mélange est ensuite acheminé dans le four à 98 °C et acheminé ensuite vers une autre bobine qui assure le refroidissement. Ensuite, l'échantillon est séparé en deux (deux tuyaux séparés) et 40 µl de solution de 3-phénylphénol (mesure de l'acide galacturonique) et 40 µl de NaOH 125 mM (mesure du biais du sucre) sont ajoutés dans chaque fraction respectivement et mélangé dans les bobines. Les échantillons sont ensuite acheminés vers le spectrophotomètre du Skalar puis l'absorbance est mesurée à 520 nm. Un rinçage automatique est effectué entre deux échantillons consécutifs.

Un ordinateur doté du logiciel FlowAccess V3 a été utilisé pour paramétrer l'analyseur et collecter les données. La teneur en acide galacturonique a été déterminée en utilisant une droite d'étalonnage de l'acide galacturonique (annexe III) et exprimée en gramme par 100 grammes de farine (g/100 g).

Cette teneur a été calculée selon la formule suivante :

$$[\text{acide galacturonique}] = \frac{DO_{520} \times SL \times VE \times FD \times 100}{\text{Mass} \times 1\,000}$$

Avec : DO<sub>520</sub> différence entre la DO mesurée à 520 nm avec du 3-phénylphénol moins la DO mesurée avec du NaOH 125 mM ;

SL : pente de la courbe d'étalonnage ; VE : volume d'extraction (10 ml) ;

FD : facteur de dilution ;

Mass : masse de l'échantillon (exprimé en mg) soumis à l'extraction de la pectine ;

1 000 : pour la conversion du l en ml et 100 pour exprimer les résultats en %.

### **II.2.3. Analyse des propriétés d'empesage des farines**

Comprendre les propriétés de l'amidon est nécessaire pour fournir des informations importantes sur les propriétés texturales du produit final formulé car les produits du rouissage sont cuits avant consommation. C'est pourquoi les propriétés d'empesages des farines des différentes variétés de manioc prélevées à différents stades du rouissage ont été analysées. Les propriétés d'empesage des farines de manioc ont été mesurées selon la méthode mise au point par Batey *et al.* (1997) en utilisant un viscosimètre (RVA 4500, Perten instrument, Australie).

La farine a été suspendue dans une solution de nitrate d'argent (0,002 mol/l) dans les proportions de 8 % (P/P) (environ 2 g d'échantillon dans 25 g de nitrate d'argent) et équilibrée à 50 °C pendant 1,5 min, puis chauffé à 90 °C à 5,6 °C/min. L'échantillon a été ensuite maintenu à 90 °C pendant 5 min puis refroidis à 50 °C à 5,6 °C/min et rééquilibré à 50 °C pendant 1,2 min. La vitesse de rotation a été de 960 rpm pendant les 15 premières secondes, puis maintenue à 160 rpm pendant le reste du cycle. Les paramètres d'empesage tels que la température de gélatinisation, le pic de viscosité, le pic température, le pic temps, le holding (viscosité la plus faible mesurée pendant la phase de chauffage continu à 90 °C) et la viscosité finale ont directement été collectés grâce à un ordinateur relié au RVA et équipé du logiciel Thermocline pour Windows (TCW) version 11.2. Le « breakdown » (différence entre le pic de viscosité et le holding) et le « setback » (différence entre la viscosité finale et le holding) ont été calculés.

### **II.2.4. Analyses statistiques des données**

Les données collectées ont été soumises à une analyse statistique grâce au logiciel XLSTAT 2022.4.1 (Addinsoft, Paris, France) pour Windows. Les différences ont été déclarées significatives à  $p < 0,05$ . Le test de Turkey a été utilisé pour la structuration des moyennes et l'identification de celles qui sont différentes au seuil de 5 %. L'analyse de variance (ANOVA) a été appliquée aux données qui suivent la loi normale et le test de Kruskal Wallis a été appliqué sur les données dont la distribution ne suivait pas une loi normale. Le logiciel Graphpad Prism version 8.0.1 (244) (Dotmatics, Boston, Royaume-Unis) a été utilisé pour réaliser les courbes et les histogrammes. Les tests de corrélation entre les différentes variables selon Pearson ont été utilisés pour déterminer l'existence des corrélations linéaires entre les variables d'intérêt. Un coefficient de corrélation de Pearson avec une valeur de « p » inférieure à 0,05 indique une corrélation significative entre deux variables. Les analyses en composantes principales (ACP) ont également été réalisées pour définir les liens existants entre les variables étudiées et regrouper les variétés en fonction de leurs caractéristiques en utilisant le logiciel XLSTAT 2021.4.1 (Addinsoft, Paris, France) pour Windows.

## **Chapitre III. RESULTATS ET DISCUSSION**

### III.1. Résultats

#### III.1.1. Paramètres physiques et histologiques des racines de manioc

##### III.1.1.1. Teneur en matière sèche des racines de manioc à la récolte

De manière générale, les valeurs de la matière sèche (MS) ont varié de  $28,90 \pm 5,25$  à  $44,78 \pm 0,9$  % (Fig. 21). A Mbalmayo, les variétés I090616 et LMR ont été plus riches en MS ( $43,86 \pm 0,6$  % ;  $44,78 \pm 0,9$  % respectivement) contrairement aux variétés 01/0040-27 ( $34,53 \pm 3,39$  %), 01/1797 ( $36,34 \pm 0,61$  %), I071026 ( $34,14 \pm 2,26$  %) et la variété locale ( $36,19 \pm 1,96$  %) qui ont été plus pauvres en MS. Les variétés 92/0326 et I070593 ont eu une teneur en MS intermédiaire. Par contre à Foubot, les variétés ont été classées en deux grands groupes suivant leur teneur en MS. Le groupe des variétés à faible teneur en MS est constitué essentiellement de deux variétés I071026 ( $28,90 \pm 5,25$  %) et I070593 ( $31,32 \pm 0,30$  %). Le reste des variétés ont été plus riches en MS : 01/0040-27 ( $36,62 \pm 0,39$  %), LMR ( $40,62 \pm 1,59$  %), 92/0326 ( $40,81 \pm 1,81$  %), 01/1797 ( $38,08 \pm 3,84$  %), I090616 ( $40,44 \pm 2,63$  %) et variété locale ( $40,60 \pm 0,34$  %).

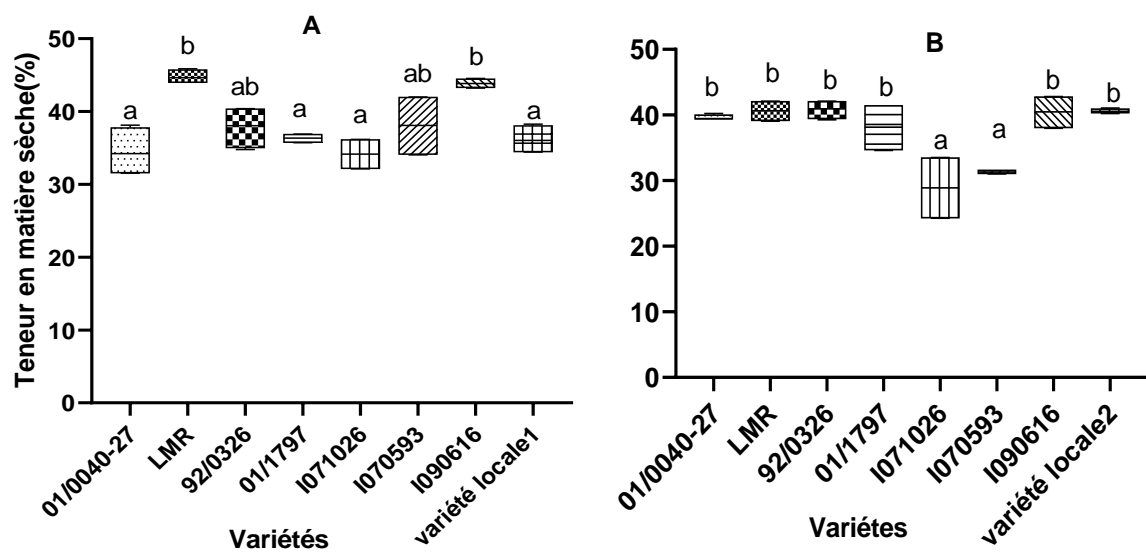


Fig. 21. Teneur en matière sèche des racines de manioc en fonction du génotype à la récolte. A : Mbalmayo et B : Foubot. Chaque box du graphe représente les valeurs de MS d'une variété donnée. Les boxes portant la même lettre ne sont pas significativement différents au seuil de 5 % (test de Turkey).

Le génotype a influencé significativement ( $p < 0,007$  et  $p < 0,009$ , respectivement test de Kruskal Wallis) les teneurs en matière sèche (MS) des racines de manioc à la récolte à Mbalmayo et à Foubot. La teneur en matière sèche a varié significativement ( $p < 0,0001$ ) d'un site à l'autre uniquement chez la variété I090616 avec les valeurs moyennes de 43,86 et 40,44 % pour Mbalmayo et Foubot respectivement.

### III.1.1.2. Evolution de la fermeté au cours du rouissage

La fermeté des racines (ramollissement) au cours du rouissage a été significativement influencée ( $p < 0,0001$  ; test de Kruskal Wallis) par la durée du rouissage dans les deux zones de production (Fig. 21 A et B). La comparaison multiple par pair des échantillons a regroupé les différents points de prélèvement en trois groupes dans les deux zones. A Mbalmayo, 0 h et 24 h ont été classés dans deux groupes différents symbolisant ainsi la différence significative entre leurs valeurs moyennes de fermeté. Contrairement à Foubot où 0 h et 24 h ont été regroupés ensemble, symbole de leurs valeurs de fermeté similaires (Fig. 22).

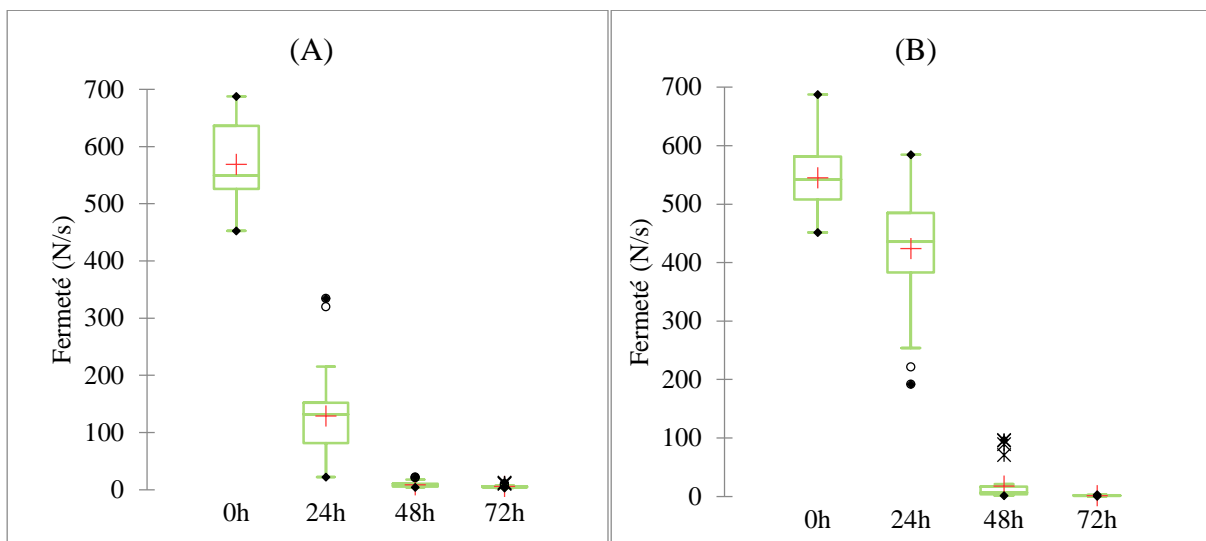
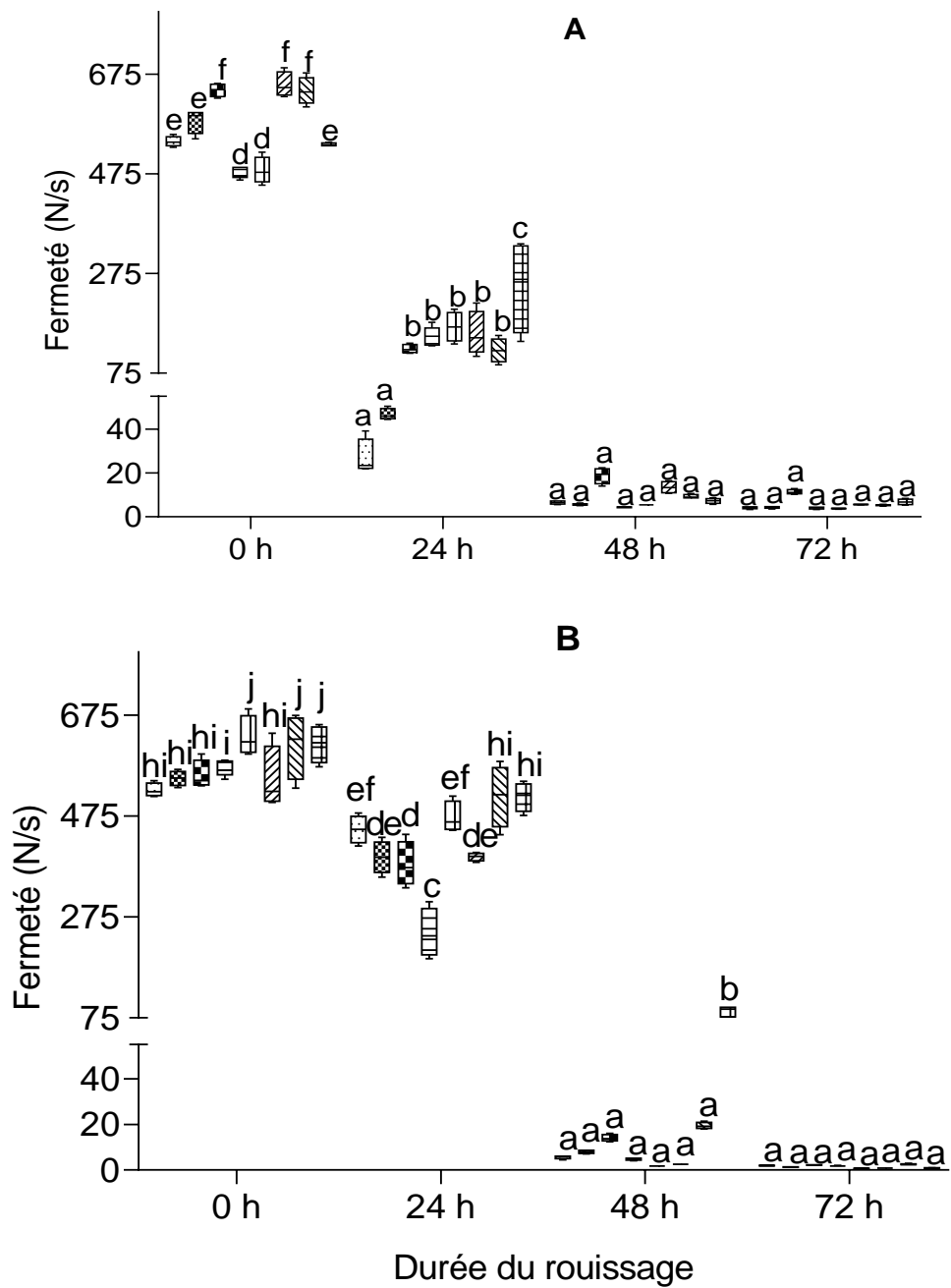


Fig. 22. Evolution globale de la fermeté des racines de manioc au cours du rouissage.  
A : Mbalmayo et B : Foubot

La fermeté initiale des racines et le ramollissement au cours du rouissage ont été influencées ( $p < 0,0001$ ) par le génotype dans chaque zone de production (Fig. 23). A Mbalmayo les racines fraîches des variétés 01/1797 et I071026 ont été moins fermes comparées à celles des variétés 92/0326, I070593 et I090616 qui étaient plus fermes. Par contre, à Foubot, les racines fraîches des variétés I071026, I090616 et la variété locale ont présenté les fermetés élevées contrairement aux variétés 01/0040-27, LMR, 92/0326 et 1070593 qui ont été moins fermes.



01/0040-27 LMR 92/0326 01/1797  
 I071026 I070593 I090616 Variété locale 1&2

Fig. 23. Evolution de la fermeté de huit variétés de manioc au cours du rouissage. A : Mbalmayo, B : Foumbot. Chaque plot représente les valeurs de la fermeté d'une variété donnée à chaque point de mesure. Les plots portant les mêmes lettres ne sont pas significativement différents au seuil de 5 % (Turkey).

Le ramollissement a été plus rapide à Mbalmayo qu'à Foumbot. En effet, après 24 h de rouissage, l'ensemble des variétés de Mbalmayo avait perdu en moyenne 63,03 % de leur fermeté initiale contre 12,48 % à Foumbot. A l'exception de la variété locale de Foumbot, le taux de ramollissement a été maximale (> 95 %) pour toutes les variétés au bout de 48 heures

de rouissage. Cependant, le contraste variétal a été très prononcé après 24 heures de rouissage à Mbalmayo. A ce stade, les variétés 01/0040-27 et LMR ont présenté des fermetés très faibles correspondant à des taux de ramollissement plus élevés (de 90,46 % et 85,11 % respectivement), tandis que la variété locale avait une fermeté plus élevée correspondant à un taux de ramollissement plus faible (37,71%) à ce stade du rouissage (Fig. 24A). Les variétés 92/0326, 01/1797, I071026, I070593 et I090616 ont eu un ramollissement intermédiaire (Fig. 23A). A l'inverse, à Foubot, la perte de fermeté a été plus lente. Après 24 h de rouissage, le taux de ramollissement le plus élevé a été de 57,43 %, obtenu avec la variété 01/1797. Pourtant à l'exception de la variété locale (85,72 % de fermeté perdue), toutes les variétés ont ramolli après 48 h de rouissage (Fig. 24B). Le ramollissement de la variété locale a été plus lent dans les deux zones de production.

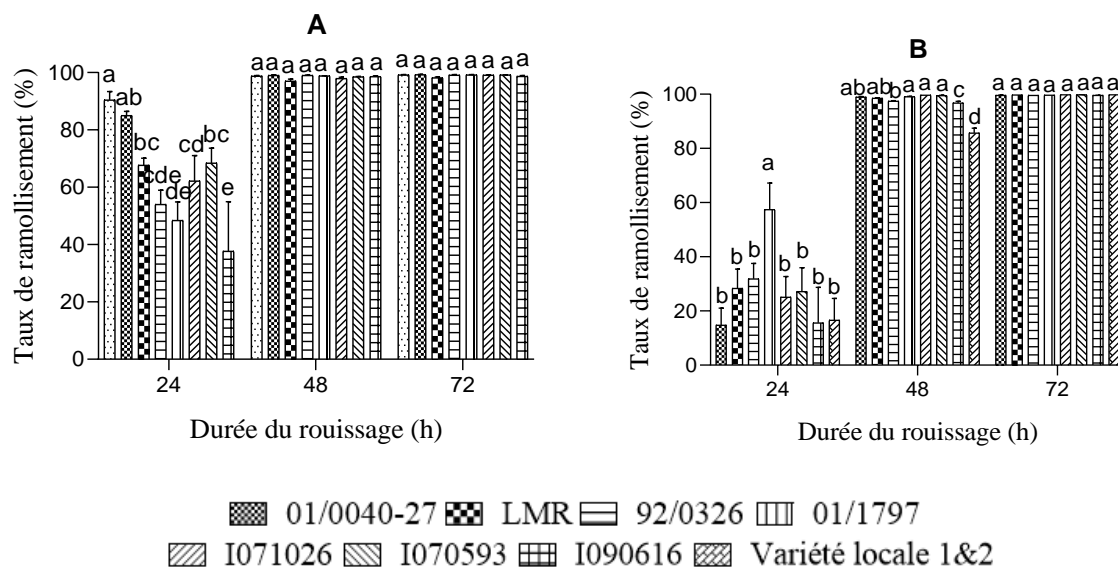


Fig. 24. Taux de ramollissement de huit variétés de manioc au cours du rouissage.

A : Mbalmayo, B : Foubot. Chaque bande représente le pourcentage de perte de la fermeté d'une variété donnée à chaque point de mesure. Les bandes portant les mêmes lettres à un même point de mesure ne sont pas significativement différents au seuil de 5 % (Turkey).

### III.1.1.3. Histologie des racines de manioc

#### III.1.1.3.1. Histologie des parties périphériques des racines de manioc

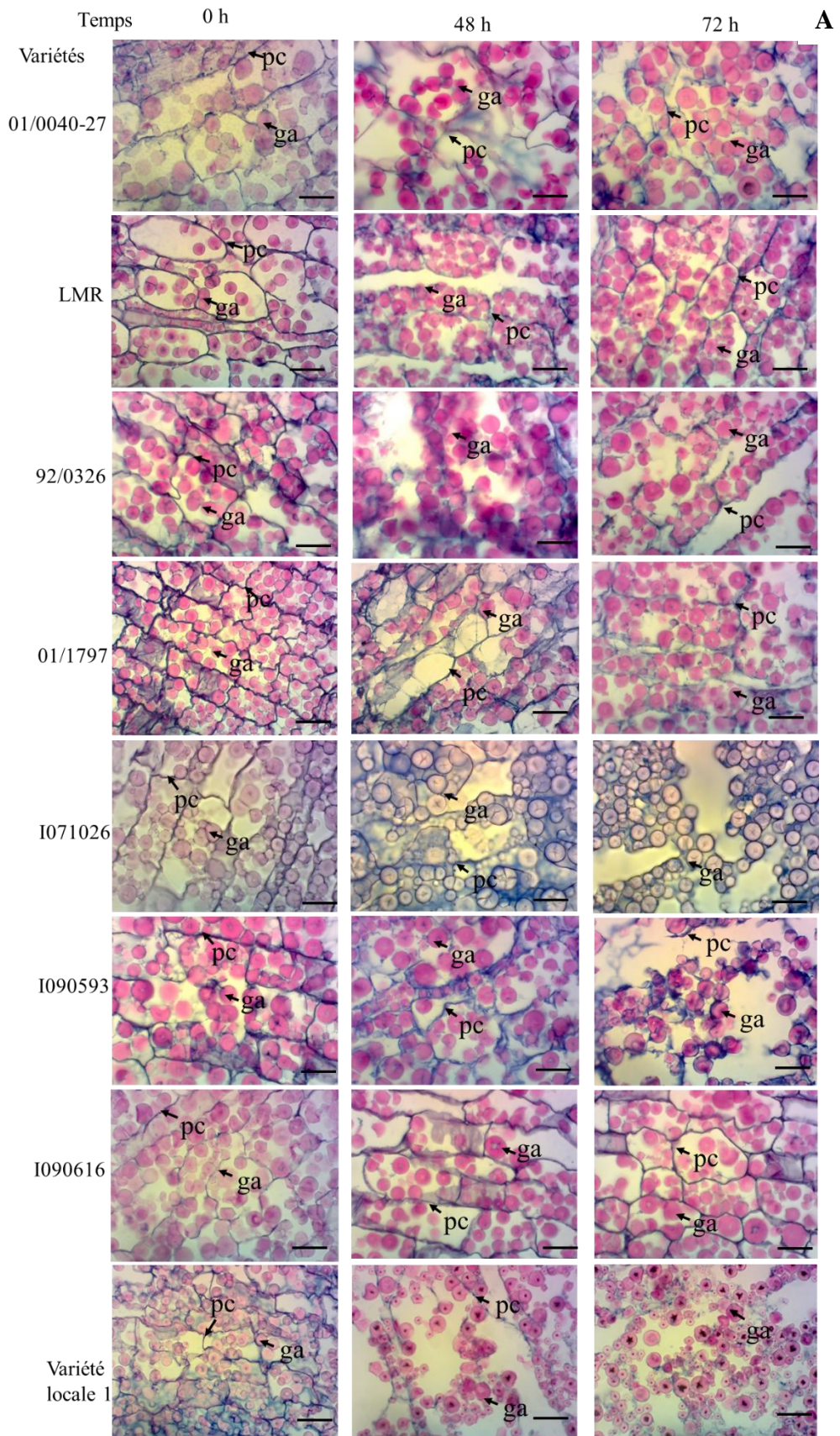
L'analyse microscopique de la partie périphérique des racines a révélé beaucoup de similitudes entre les racines récoltées dans les deux zones (Fig. 25A et 25B). En effet, les grains d'amidon contenus dans les cellules du parenchyme de stockage ont été de taille et de formes variées indépendamment de la variété. En outre, la structure cellulaire a été très cohésive avec les parois cellulaires continues et les cellules soudées entre elles à la récolte (0 h) chez toutes les variétés également.

Mais aussi quelques différences notoires ont été révélées. À Mbalmayo, dans les racines non rouies (0 h) les cellules de la variété 01/1797 ont été plus petites et plus nombreuses comparées aux autres variétés. Les cellules de la variété locale 1 ont été d'aspect moins turgescent que les autres (Fig. 25A). À Foumbot, les cellules des variétés I090593 et 92/0326 ont également été moins turgescentes et donc, d'aspect plasmolysées (Fig. 25B).

Après 48 h de rouissage, les parois cellulaires des variétés I090593 et I09616 récoltés à Mbalmayo ont conservé leur structure cohésive alors que les variétés 92/0326, I071026 et variété locale 1 avaient déjà perdu presque totalement l'intégrité de leur structure à ce stade. A Foumbot, les cellules des variétés 92/0326 et I090593 avaient retrouvé leur turgescence tandis que les autres variétés ont présenté une structure partiellement dégradée.

Par contre, après 72 h de rouissage, une destruction de la structure racinaire marquée par une dégradation très poussée des parois pecto celluloses des cellules racinaires a été observée. Cette dégradation de la paroi pecto cellulose a engendré une perte d'adhésion des cellules et parfois même une disparition totale de la structure cellulaire chez certaines variétés ne laissant transparaitre que les granules d'amidon. Ce fut le cas des variétés I071026, I090593 et la variété locale 1 à Mbalmayo, chez lesquelles une destruction très prononcée de la paroi cellulaire a été observée. L'observation microscopique de ces variétés a révélé la présence des grains d'amidons dispersés sans aucune trace de structure cellulaire. Tandis que les parois cellulaires des variétés LMR, 92/0326, 01/0040-27 et 01/1797 ont semblé moins évoluées par rapport à 48 h rouissage, la variété I090616 quant à elle a conservé totalement sa structure cellulaire avec des parois continues après 72 h de rouissage (Fig. 24A).

À Foumbot, les variétés LMR, I071026 et 92/0326 ont présenté les structures les plus dégradées tandis que les autres variétés ont conservé au moins en partie leur structure cellulaire. Les variétés 01/0040-27 et la variété locale 2 ont conservé leur structure cellulaire avec les parois cellulaires moins dégradées après 72h de rouissage (Fig. 24B).



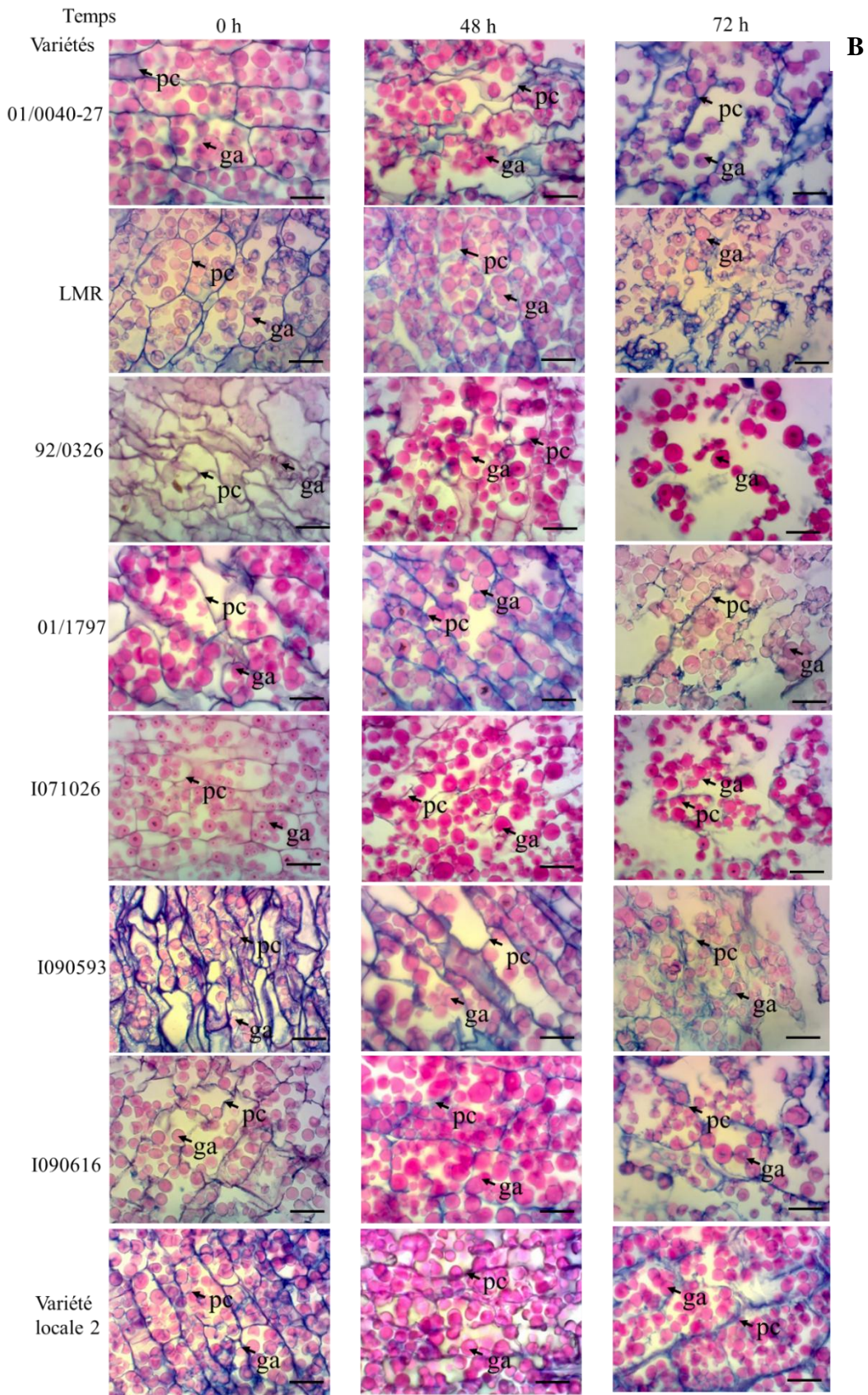


Fig. 25. Coupes histologiques des zones périphériques des racines de manioc observées au microscope optique (Gx200).

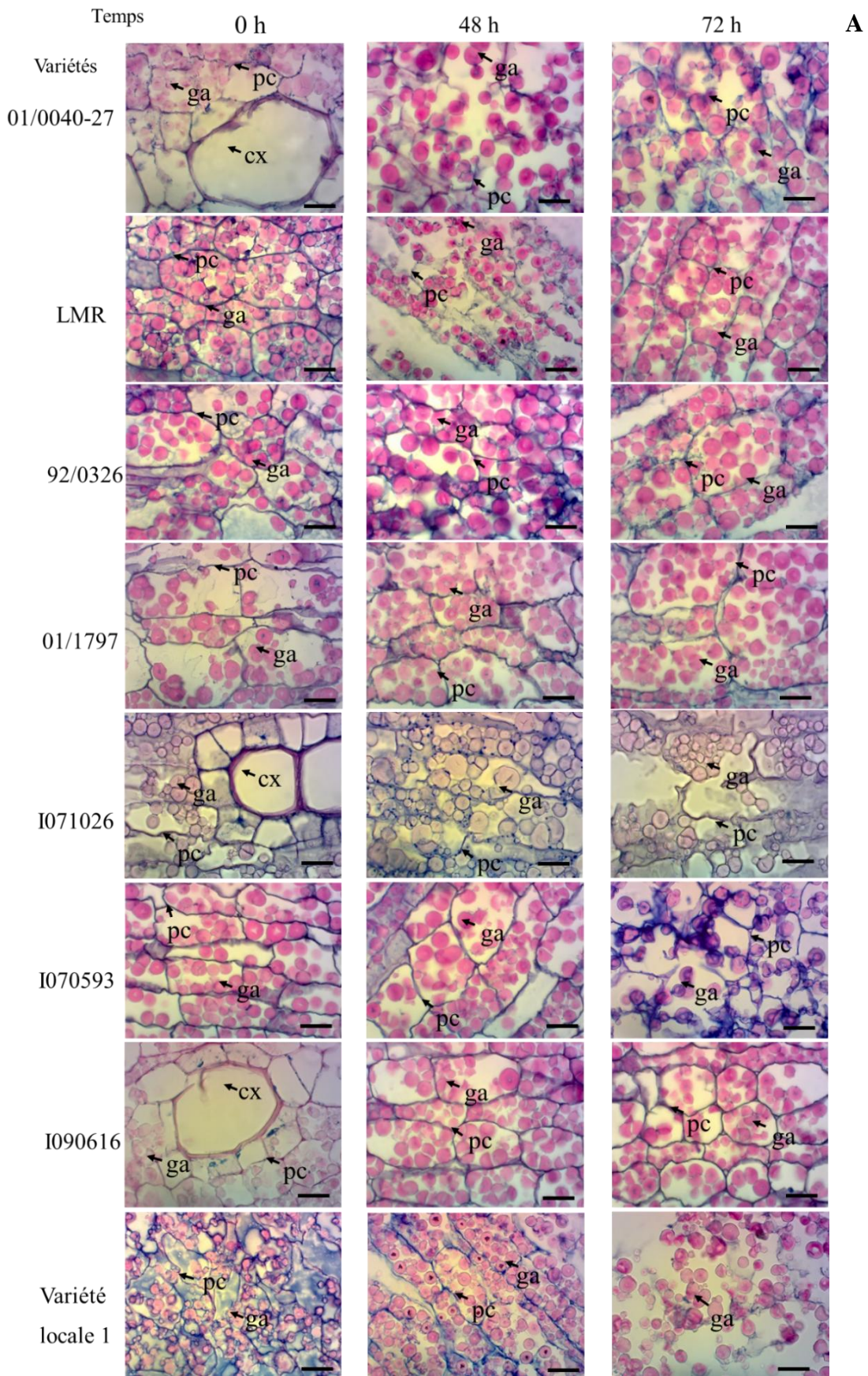
A : Mbalmayo, B : Foubot. pc : paroi cellulaire, ga : granule d'amidon, la barre d'échelle correspond à 25µm.

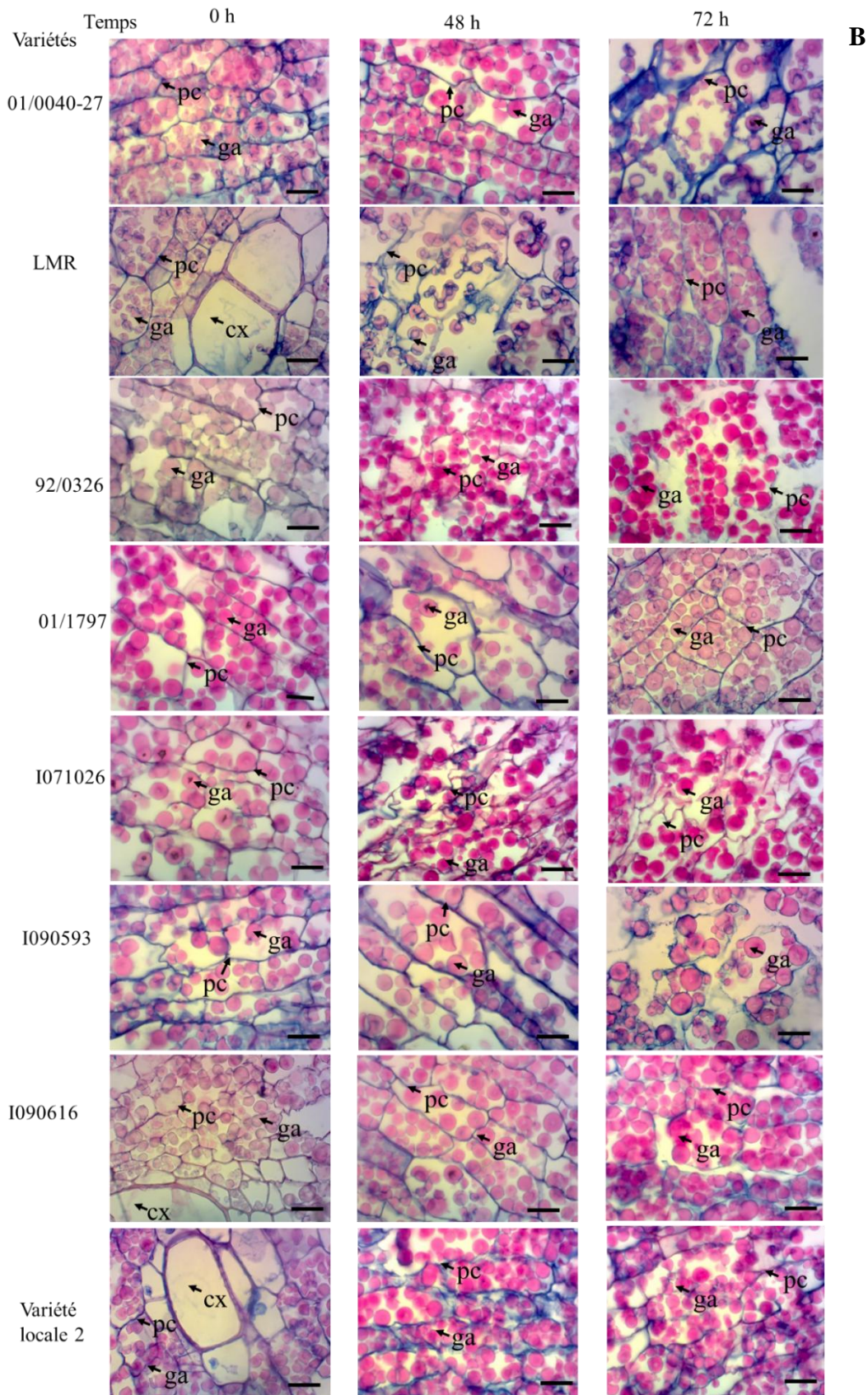
### III.1.1.3.2. Histologie des parties centrales des racines de manioc

L'analyse microscopique de la partie centrale des racines de manioc a révélé comme les parties périphériques, une structure cohésive avec des parois cellulaires continues avant le rouissage. À l'exception de la variété locale de Mbalmayo qui a présenté les cellules plasmolysées, les autres variétés ont présenté les cellules à apparence turgescente renfermant des grains d'amidon. Les canaux conducteurs de serve brute (cellules du xylème) ont été plus nombreux dans cette partie des racines. Ces cellules conductrices ont été plus volumineuses avec des parois plus épaisses et entourées de cellules compagnes, toutes dépourvues de granules d'amidon. À Mbalmayo, les cellules des variétés LMR, 92/0326 et 01/1797 ont été plus volumineuses (Fig. 26A).

Après 48 h de rouissage, à Mbalmayo, une destruction partielle des parois cellulaires a été observée dans les variétés 01/0040-27, LMR et la variété locale 1 tandis que les autres variétés ont relativement conservé leurs structures (Fig. 26A), alors qu'à Foubot, après 48 h de rouissage, LMR et 92/0326 ont présenté une structure partiellement dégradée tandis que les autres variétés ont présenté une structure relativement cohésive (Fig. 26B).

Après 72 h de rouissage, à Mbalmayo, la dégradation de la structure cellulaire a été plus poussée chez les variétés I071026 et la variété locale 1. Tandis que les variétés I090616 et I090593 ont présenté une structure cellulaire encore soudée avec des parois cellulaires continues, les autres variétés n'ont présenté qu'une dégradation partielle de leur paroi cellulaire à ce stade du rouissage (Fig. 26A). À Foubot, les variétés I090593 et 92/0326 ont présenté des parois cellulaires très dégradées tandis que les variétés 01/0040-27 et 01/1797 ont conservé leur structure avec des parois cellulaires relativement continues. Contrairement aux autres variétés chez lesquelles la structure cellulaire a été complètement désorganisée, la variété LMR a présenté après rouissage une structure avec des cellules plus ou moins séparées les unes des autres mais, en conservant leur forme et en maintenant les granules d'amidon à l'intérieur des cellules (Fig. 26B).





**B**

Fig. 26. Coupes histologiques des zones centrales des racines de manioc observées au microscope optique (Gx200).

A : Mbalmayo, B : Foubot. pc : paroi cellulaire, cx: cellule du xylème, ga : granule d'amidon, la barre d'échelle correspond à 25µm.

Sur la base des données de fermeté (taux de ramollissement), les variétés LMR et 01/0040-27 qui ont ramollies plus rapidement à Mbalmayo ont été sélectionnées pour la suite des travaux. Dans le souci de mettre en exergue le contraste variétal, les variétés 01/1797 et 92/0326 ont été sélectionnées dans le groupe des variétés qui ont ramollies doucement. Ces quatre variétés ont été retenues pour les analyses physico-chimiques et biochimiques des racines. Dans le but de déterminer l'effet de l'environnement de production sur le processus de rouissage des racines de manioc, ces mêmes variétés ont été retenues pour les analyses physico-chimiques et biochimiques à Foumbot également.

### III.1.2. Modifications biochimiques associés au rouissage

#### III.1.2.1. Teneur en amidon et amylose des racines de manioc à la récolte

Suite aux observations réalisées sur les données histologiques (lesquelles ont suggérées que le processus de rouissage affecte davantage la paroi cellulaire que les granules d'amidon si l'on considère leur forme), les teneurs en amidon et en amylose ont été mesurées uniquement sur les échantillons non rouis. Les résultats ont montré qu'à Mbalmayo, les teneurs moyennes en amidon et en amyloses ont varié de 75,71 % (92/0326) à 78,60 % (LMR) pour l'amidon et de 13,28 % (LMR) à 15,79 % (01/1797) pour l'amylose (Fig. 27A1 et A2). En revanche, à Foumbot, seul le taux moyen d'amidon a varié selon la variété de 69,40 % (01/0040-27) à 83,02 % (LMR). Les teneurs moyennes en amylose n'ont pas été significativement différentes (Fig. 27B1 et B2).

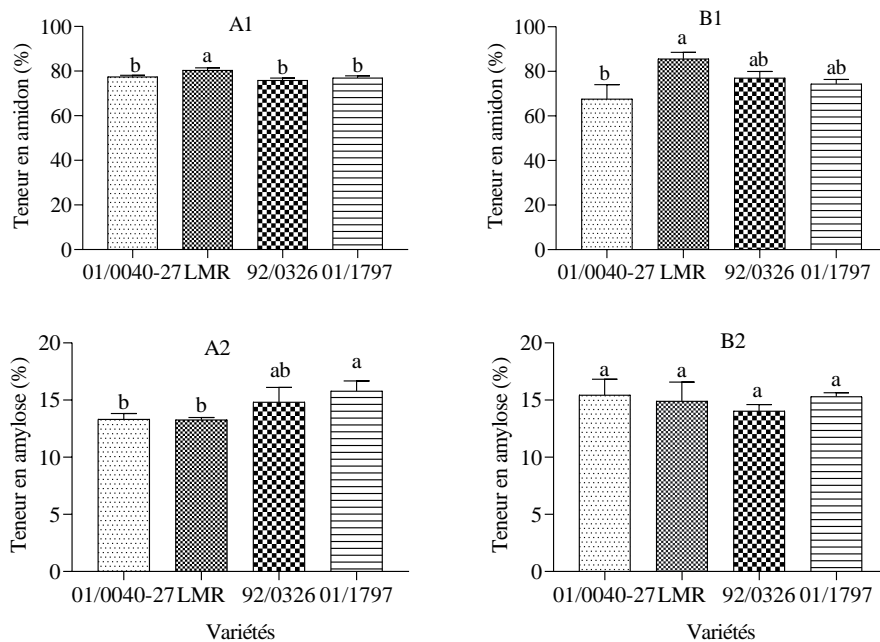


Fig. 27. Teneurs en amidon et amylose des racines de manioc.

A : Mbalmayo et B : Foumbot. Les barres d'histogramme portant la même lettre ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % (test de Turkey).

L'effet du génotype sur les teneurs en amidon et amylose des racines de manioc a été analysé. Il en est sorti que le génotype affecte significativement ( $p < 0,05$ ) les teneurs en amidon dans les deux zones de production. Or l'amylose a été significativement affecté par le génotype uniquement à Mbalmayo (Tableau VI).

Tableau VII. ANOVA de l'effet du génotype sur la teneur en amidon et en amylose.

	Amidon			Amylose	
	ddl	F	P	F	P
Mbalmayo	3	12,13	0,003**	6,71	0,01*
Foumbot	3	8,73	0,007**	0,92	0,47ns

\*: significatif au seuil de probabilité de 0,05 ; \*\*: significatif au seuil de probabilité de 0,01

### III.1.2.2. pH des eaux de trempage au cours du rouissage

La durée de rouissage a influencé significativement ( $p < 0,0001$ , test de Kruskal Wallis) le pH des eaux de trempage à Mbalmayo tandis que la variété et la durée de rouissage ont influencé conjointement ( $p < 0,0001$ ) le pH de l'eau de trempage au cours du rouissage des racines de manioc à Foumbot. Le pH a drastiquement chuté entre 0 h et 24 h (24,74 % et 32,56 % pour Mbalmayo et Foumbot respectivement), et a ensuite évolué doucement jusqu'à la fin du rouissage (Fig. 28). Les valeurs finales de pH ont été 4,31 et 4,88 à Mbalmayo et Foumbot respectivement.

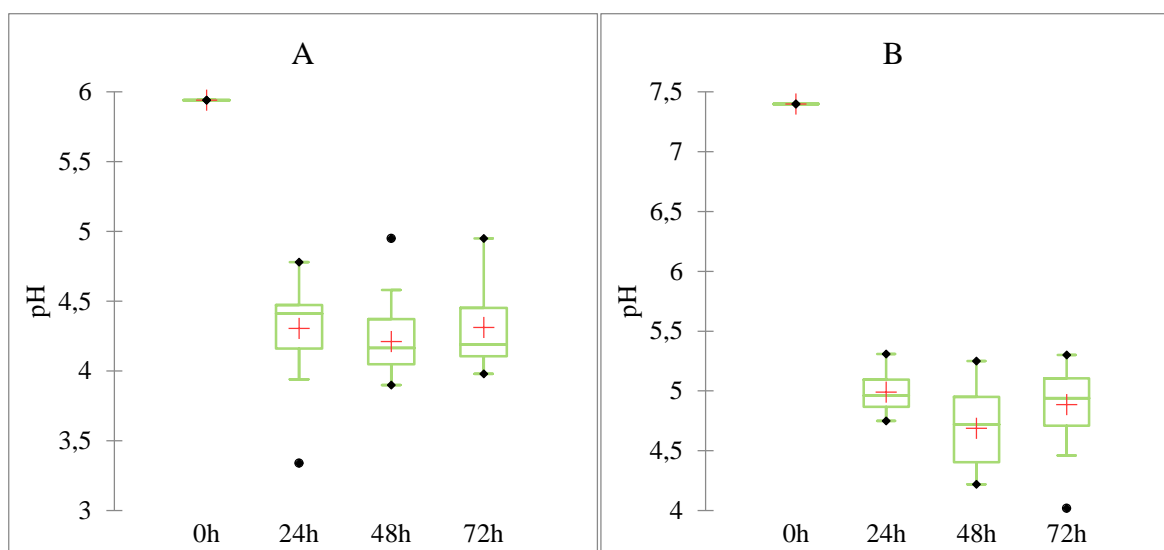


Fig. 28. Evolution globale du pH des eaux de trempage au cours du rouissage.

A : Mbalmayo et B : Foumbot

Cependant, l'évolution temporelle du pH a été significativement affectée par la variété dans chaque zone de production. Ainsi, le pH de la variété 01/1797 a augmenté significativement entre 48 h et 72 h dans les deux zones de production. Par contre, l'augmentation significative du pH observée chez les variétés I070593 et I090616 entre 48 h et 72 h n'a été valable qu'à

Foumbot. Le pH de la variété locale a été relativement plus élevé comparé à toutes les autres variétés au cours du rouissage dans les deux zones de production (Fig. 29).

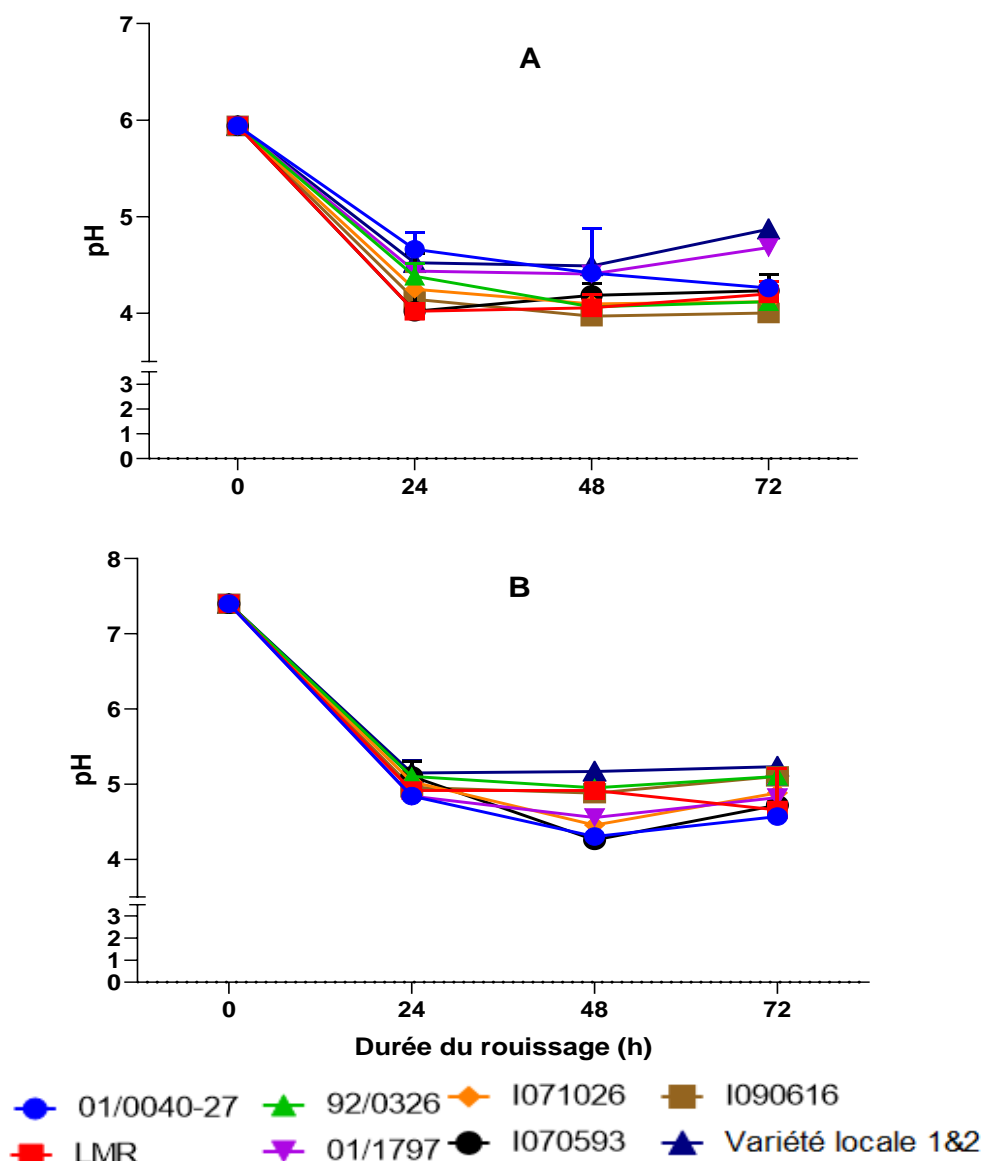


Fig. 29. Evolution du pH des eaux de trempage en fonction des variétés au cours du rouissage.

A : Mbalmayo et B : Foumbot

### III.1.2.3. Evolution des sucres fermentescibles, des alcools et des acides organiques au cours du rouissage

Les sucres fermentescibles identifiés dans les racines et les eaux de trempage ont été le maltose, le fructose et le glucose. Tandis que les principaux acides organiques ont été le lactate, l'acétate et le butyrate. Le propanoate, l'éthanol et le mannitol ont également été détectés dans les eaux de trempage. Mais, le propanoate n'a été détecté qu'à Foumbot. Le mannitol n'a pas été détecté dans les racines de manioc à Foumbot et chez la variété 01/1797 à Mbalmayo. De plus, un composé indéterminé (avec un temps de rétention RT=13,92 min) a été détecté dans les

racines (et pas dans les eaux de trempes) chez toutes les variétés étudiées et dans les deux zones de production (Fig. 30).

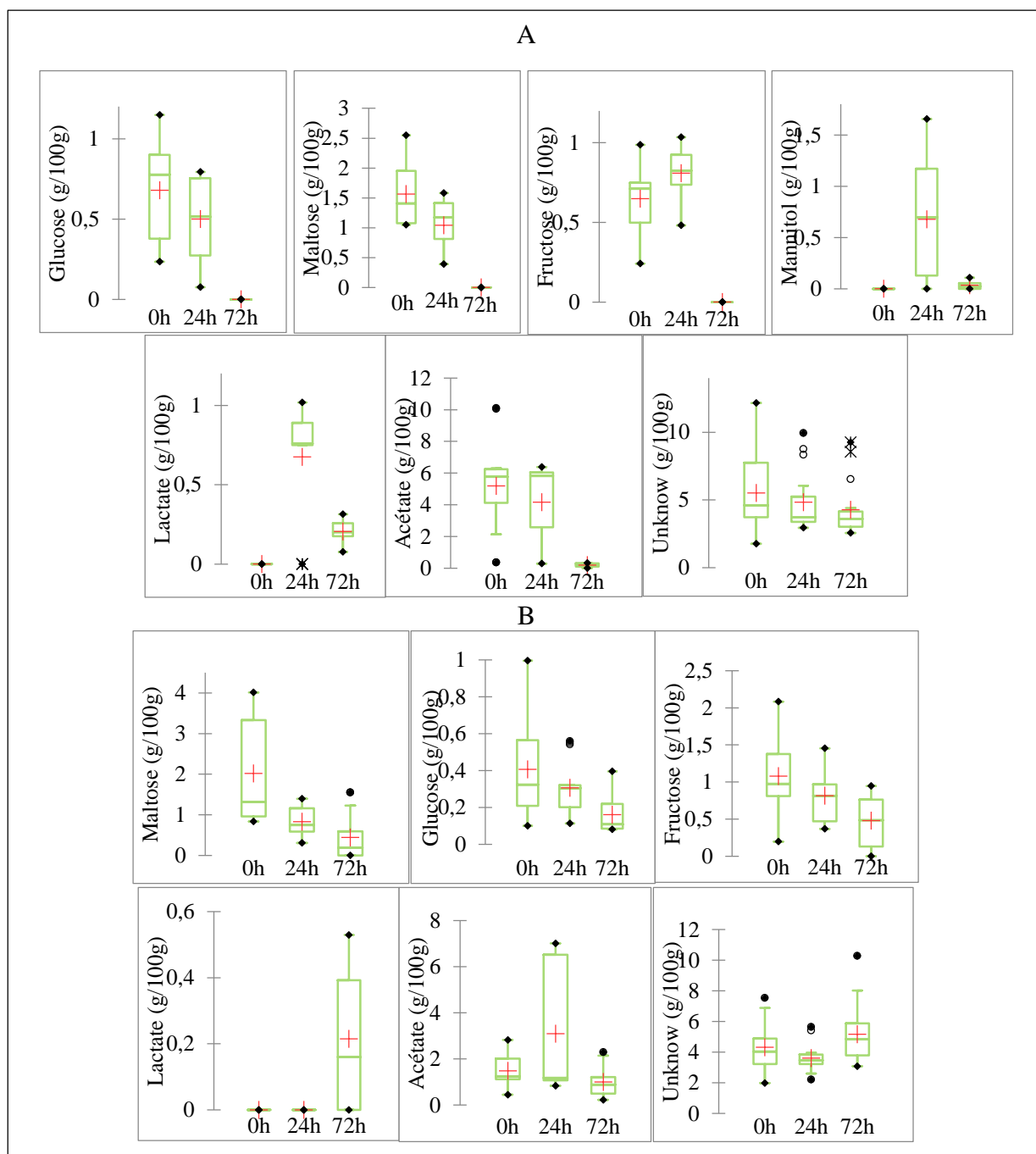


Fig. 30. Evolution globale des sucres et acides organiques dans les racines de manioc au cours du rouissage.

A : Mbalmayo, B : Foumbot.

L'exploitation des données de ces composés a montré que la durée de rouissage a influencé significativement tous les acides organiques, alcool et sucres fermentescibles analysés dans les racines ( $p < 0,05$  ; test de Kruskal Wallis) et les eaux de trempes ( $p < 0,0001$  ; test de Kruskal Wallis) au cours du rouissage dans les deux zones de production. En effet, dans les

racines, on a observé une disparition totale des sucres fermentescible à Mbalmayo chez toutes les variétés au cours du rouissage. Par contre à Foubot, on a plutôt observé une baisse significative des sucres simples chez certaines variétés, la disparition totale et même une augmentation chez d'autres variétés (Fig. 31).

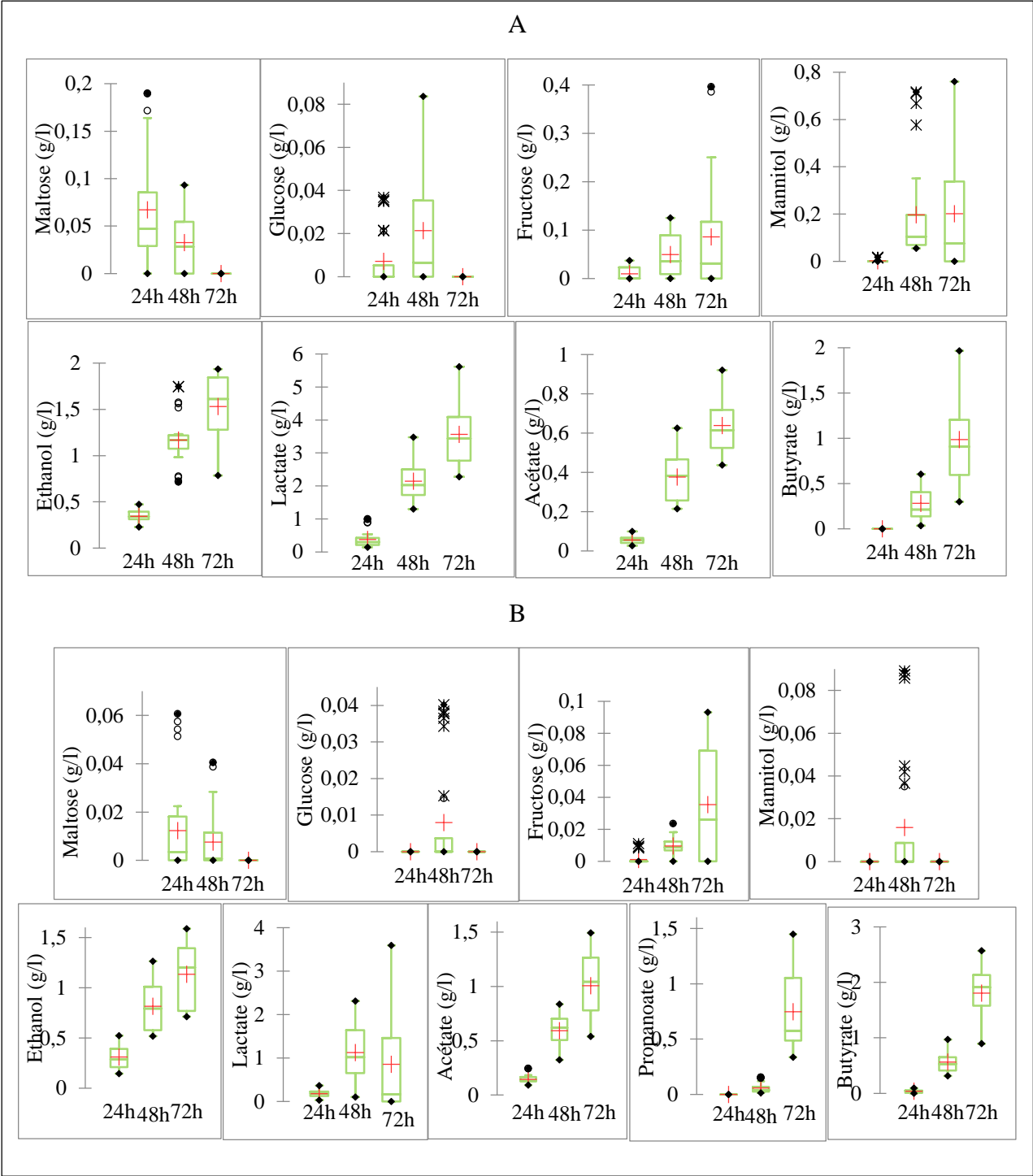


Fig. 31. Evolution globale des sucres, alcools et acides organiques dans les eaux de trempage au cours du rouissage.  
A : Mbalmayo, B : Foubot.

Dans les eaux de trempe, une accumulation du fructose a été observée dans les deux zones de production tandis qu'une baisse significative du glucose et maltose débouchant à leur disparition totale après 72 h de rouissage a été rapportée. Mais, contrairement aux racines, l'éthanol et les acides organiques se sont accumulés dans les eaux de trempe au cours du rouissage et dans les deux zones de production. (Fig. 31 et annexe VI).

Au cours du rouissage, l'évolution de ces métabolites a également été fonction de la variété. Ainsi à la récolte, la variété 01/0040-27 a été plus riche en sucres à Mbalmayo tandis qu'à Foumbot, les variétés à pulpes jaunes (01/0040-27 et 01/1797) ont été plus riches par rapport aux variétés à pulpe blanche. Les teneurs en sucres (maltose, glucose et fructose) ont diminué au cours du rouissage jusqu'à s'annuler totalement après 72 h de rouissage chez toutes les variétés à Mbalmayo (Fig. 32A). Par contre à Foumbot, une augmentation de ces sucres fermentescibles après 72 h a été observée chez la variété LMR alors que les teneurs en sucres diminuaient au cours du rouissage chez les autres variétés (Fig. 32B).

Le maltose n'a pas été détecté dans l'eau de trempe de la variété locale quel que soit la zone de production. Il est apparu progressivement dans l'eau de trempe des autres variétés dès 24 h de rouissage des autres variétés à Mbalmayo. Il a atteint son pic après 24 h chez toutes ces variétés à l'exception de la variété I090616 où il a atteint son pic après 48 h. La concentration en maltose s'est ensuite annulée après 48 h chez les variétés 01/1797 et I070593 et après 72 h chez le reste des variétés (Fig. 32A). Par contre, à Foumbot le maltose n'a pas été détecté dans l'eau de trempe de la variété I090616. Il est apparu après 24 h chez les variétés LMR, 92/0326, I071026 et I070593 et après 48 h chez la variété 01/0040-27. Il a atteint son pic après 24 h et 48 h chez ces variétés respectivement excepté la variété I071026 où il a apparu à 24 h mais a atteint son pic à 48 h (Fig. 32B).

Aucune trace de glucose n'a été détectée dans les eaux de trempe des variétés 92/0326, 01/0797, I070593 et la variété locale à Mbalmayo. Il est apparu après 24 h chez les variétés 01/0040-27 et LMR et après 48 h chez les variétés I071026 et I090616. Il a atteint son pic après 24h chez la variété 01/0040-27 et après 48 h chez les autres variétés concernées, puis a complètement disparu après 72h chez toutes les variétés (Fig. 32A). A Foumbot, le glucose n'a été détecté qu'après 48 h de rouissage et uniquement chez les variétés 01/0040-27 et I071026 (Fig. 32B).

Le fructose est apparu dès 24 h dans l'eau de trempe des variétés 01/0040-27, 01/1797 et I071026, après 48 h chez les variétés LMR, 92/0326 et la variété locale, et après 72 h chez la variété I070593 à Mbalamyo. Il a eu tendance à s'accumuler au cours du rouissage des variétés 01/1797, I071026 et la variété locale tandis qu'il s'est annulé après 72 h de rouissage dans

d'autres variétés (Fig. 32A). A Foubot par contre, excepté la variété 01/1797 où le fructose a été détecté après 24 h de rouissage, il est apparu dans l'eau de trempage de toutes les autres variétés après 48 h. Il s'est accumulé au cours du rouissage des variétés 01/0040-27, 92/0326, 01/1797 et I090616 tandis qu'il s'est annulé dans l'eau de trempage des autres variétés après 72 h de rouissage (Fig. 32B).

Le mannitol a été le seul alcool-sucre détecté et est apparu sous forme de trace après 24 h uniquement chez les variétés 01/0040-27 et après 48 h chez les autres variétés à Mbalmayo. Il s'est accumulé dans l'eau de trempage au cours du rouissage des variétés 01/0040-27, 92/0326, I070593 et I090616 et s'est annulé après 72 h chez les autres variétés. (Fig. 32A). A Foubot, le mannitol n'a été détecté qu'après 48 h de rouissage des variétés 01/0040-27 et 01/1797 (Fig. 32B).

Les principaux acides organiques détectés dans les racines de manioc au cours du rouissage et dans les deux zones de production ont été le lactate et l'acétate. Contrairement à l'acétate, le lactate n'a pas été détecté dans les racines non fermentées à Mbalmayo (Fig. 33A). La teneur en acétate et lactate diminue au cours du rouissage allant de 8g/100g à 0 et de 1g/100g à 0,13g/100g respectivement au terme du rouissage. En revanche, à Foubot, le lactate n'a été détecté qu'après 72 h de rouissage et uniquement chez les variétés à pulpe jaune (01/0040-27 et 01/1797) avec une concentration significativement plus élevée chez la variété 01/1797 (0,52g/100g). Tandis que l'acétate est resté relativement constant chez les variétés LMR et 01/1797, une augmentation après 24 h de rouissage et une chute après 72 h a été observée chez les variétés 01/0040-27 et 92/0326 (Fig. 33B).

L'éthanol, le lactate et l'acétate ont été détectés dans les eaux de trempage à partir de 24 h de rouissage. Dans le cas de l'éthanol et de l'acétate, les concentrations ont évolué de manière croissante dans le temps chez toutes les variétés et dans les deux zones de production. Or les concentrations en lactate n'ont augmenté qu'à Mbalmayo. À Foubot ces concentrations ont significativement diminué entre 48 h et 72 h chez les variétés I090593 (0,74-0,25 g/l) et I090616 (1,11- 0,08 g/l). Aucune trace du lactate n'a été détecté chez les variétés 92/0326, 01/1797 et la variété locale après 72 h de rouissage. Le butyrate a été détecté en trace après 24 h de rouissage à Foubot mais tardivement à Mbalmayo (48 h) avec une augmentation de sa concentration dans le temps et chez toutes les variétés. Le propionate n'a été détecté qu'après 48 h de rouissage et uniquement à Foubot avec une concentration croissante dans le temps (Fig. 33A et 33B).

L'évolution du composé indéterminé au cours du rouissage n'a pas été significative chez toutes les variétés et dans les deux zones de production.

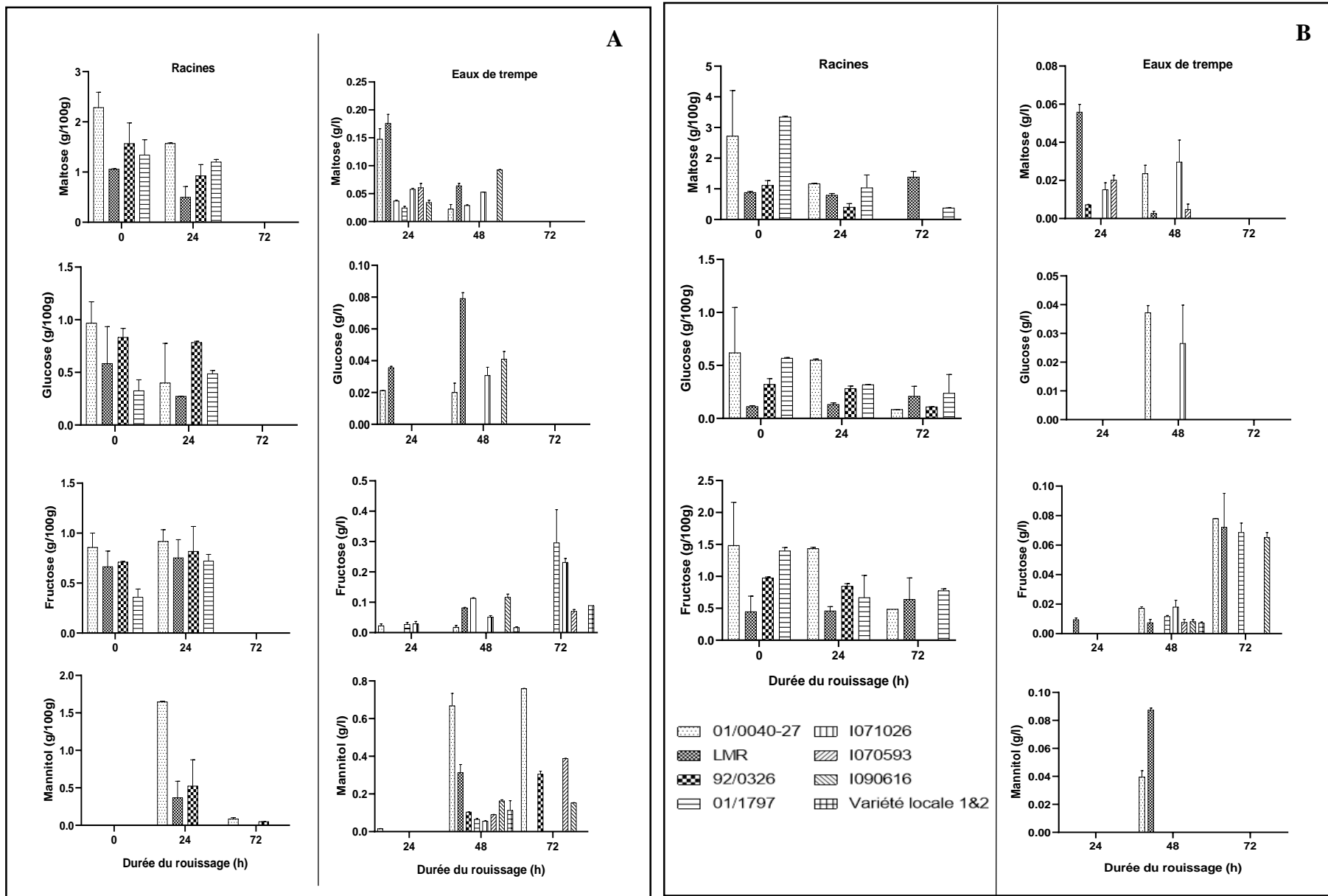


Fig. 32. Evolution des sucres dans les racines et les eaux de trempage en fonction des variétés au cours du rouissage. A : Mbalmayo et B : Fombot

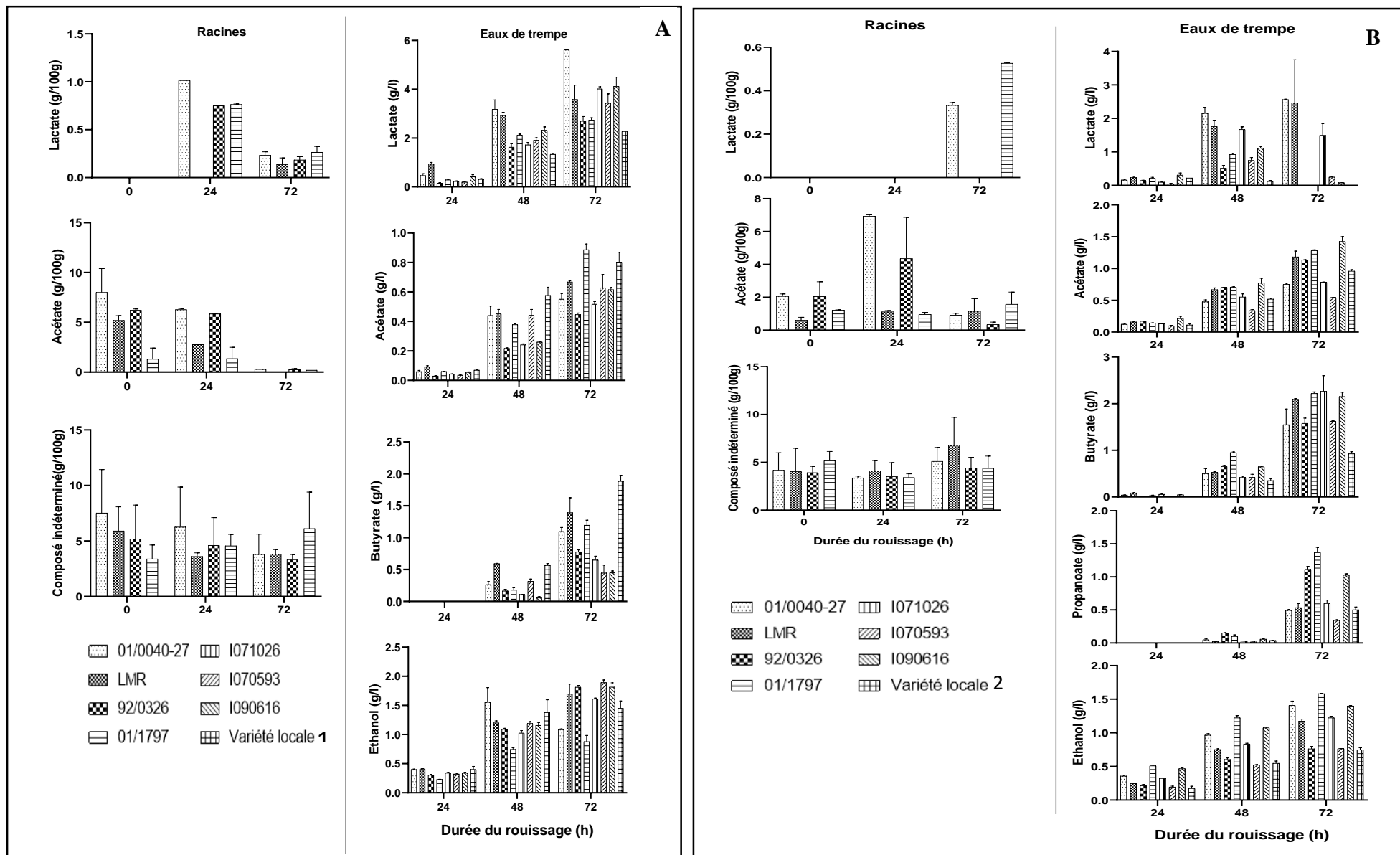


Fig. 33. Evolution des acides organiques et éthanol dans les racines et les eaux de trempes en fonction des variétés au cours du rouissage.

A : Mbalmayo et B : Foumbot

#### III.1.2.4. Cinétique d'évolution de la teneur en polyphénols totaux dans les racines de manioc au cours du rouissage

Les polyphénols sont des métabolites secondaires synthétisés par les plantes (Abbas et *al.*, 2017). Quel que soit la zone de production, les variétés à pulpe jaune (01/0040-27 et 01/1797) ont été plus riches en composés phénoliques libres (MeFPC) contrairement aux variétés à pulpe blanche (LMR et 92/0326). Ces MeFPC ont diminué au cours du rouissage de toutes les variétés à Mbalmayo tout en conservant la différence de concentration entre les variétés à pulpe jaune et celles à pulpe blanche. Or, à Foubot, une accumulation des MeFPC a été observée au cours du rouissage chez toutes les variétés avec des concentrations également plus élevées dans racines à pulpe jaune par rapport aux racines à pulpes blanche (Fig. 34A1 et 34B1).

A Mbalmayo, les teneurs en composés phénoliques acido hydrosolubles (AHPC) (liés à d'autres composés organiques tels que les glucides, les acides organiques) ont été plus importantes dans les variétés 01/0040-27 (174,64  $\mu\text{g/g}$ ) et 92/0326 (138,57  $\mu\text{g/g}$ ) à la récolte. Ces composés ont ensuite diminué progressivement au cours du rouissage chez toutes les variétés. Mais après 72h de rouissage, les différences ont été significatives entre les variétés 92/0326 (16,98  $\mu\text{g/g}$ ) et 01/1797 (13,26  $\mu\text{g/g}$ ) présentant de plus faibles valeurs (Fig. 34A2). A Foubot, les variétés 01/0040-27 (289,02  $\mu\text{g/g}$ ) et 01/1797 (186,23 $\mu\text{g/g}$ ) ont été plus concentrées en AHPC à la récolte. Ces composés ont diminué au cours du rouissage chez toutes les variétés et la plus faible valeur a été obtenue avec la variété 01/1797 (27,68  $\mu\text{g/g}$ ) après 72 h de rouissage (Fig. 34B2).

Quant aux composés phénoliques liés (bAHPA) (liés aux parois cellulaires), à Mbalmayo, les teneurs ont variées entre 401,04  $\mu\text{g/g}$  (92/0326) et 336,40  $\mu\text{g/g}$  (LMR) à la récolte. Une, diminution non significative en fonction des variétés a été observé au cours du rouissage pour aboutir à des valeurs comprises entre 379,44  $\mu\text{g/g}$  (01/1797) et 292,91  $\mu\text{g/g}$  (LMR) à la fin du rouissage. (Fig. 34A3). À Foubot, les variétés 01/0040-27 (383,45  $\mu\text{g/g}$ ) et 92/0326 (352,81  $\mu\text{g/g}$ ) ont été plus riches en composés phénoliques liés à la récolte. Une diminution non significative a également été observée au cours du rouissage en fonction des variétés (Fig. 34B3).

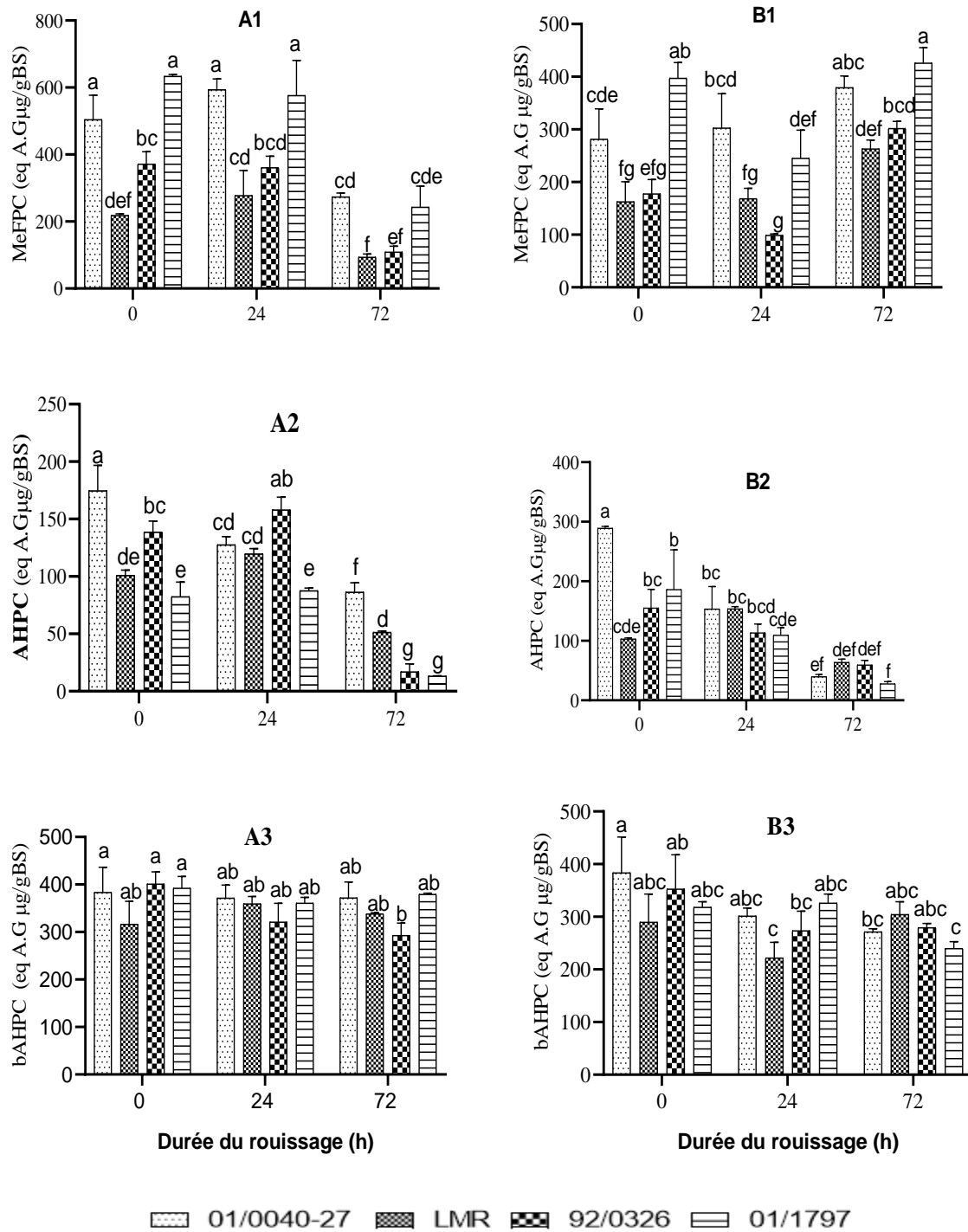


Fig. 34. Evolution des différentes fractions de composés phénoliques totaux en fonction du génotype et de la durée de rouissage.

A : Mbalmayo, B : Foubot. MeFPC : extrait méthanolique des composés phénoliques libres, AHPC : composés phénoliques acido-hydrosolubles, bAHPC : composés phénoliques liés, e q AG : équivalent d'acide gallique. Sur un graphe donné, les bandes portant la même lettre ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % (test de Turkey).

Les facteurs variété et durée de rouissage ont influencé conjointement toutes les fractions de composés phénoliques analysés dans les deux zones de production (Tableau VIII).

Tableau VIII. ANOVA de l'effet du génotype, de la durée du rouissage et de leur interaction sur les composés phénoliques totaux.

	Source	ddl	Mbalmayo		Foumbot	
			F	P	F	P
Composés phénoliques libres (MeFPC)	A	3	69,68	P<0,0001****	48,77	P<0,0001****
	B	2	111,11	P<0,0001****	45,46	P<0,0001****
	A*B	6	4,25	0,005**	4,64	0,003**
Composés phénoliques hydrosolubles (AHPC)	A	3	81,94	P<0,0001****	10,24	0,000****
	B	2	299,15	P<0,0001****	92,30	P<0,0001****
	A*B	6	20,87	P<0,0001****	12,08	P<0,0001****
Composés phénoliques liés (BAHPC)	A	3	4,89	0,009**	2,63	0,07ns
	B	2	2,47	0,47ns	10,91	0,000****
	A*B	6	2,72	0,03*	3,79	0,008**

A= Variété, B= durée du rouissage (h) ns: non significatif au seuil de probabilité de 0,05 ; \*: significatif au seuil de probabilité de 0,05 ; \*\*: significatif au seuil de probabilité de 0,01, \*\*\*\* significatif au seuil de probabilité <0,0001

### III.1.2.5. Cinétique d'évolution des pectines totales au cours du rouissage des racines de manioc

De manière générale, la teneur moyenne des pectines totales a été plus élevée à Foumbot ( $758,61 \pm 166,76$  mg/100g) qu'à Mbalmayo ( $572,37 \pm 61,89$  mg/100g) avec des différences significatives entre les variétés à la récolte. À Mbalmayo, les variétés 01/0040-27 et 92/0326 ont présenté les teneurs moyennes en pectines totales ( $596,91$  et  $592,19$  mg/100g respectivement) plus élevées tandis que 01/1797 ( $497,35$  mg/100g) a présenté la plus faible teneur en pectines totales à la récolte (Fig. 35A1, 35A2). À Foumbot, la variété 0170040-27 a été plus riche en pectines totales à la récolte ( $942,15 \pm 242,37$  mg/100g) tandis que les autres variétés ont présenté des teneurs faibles et comparables entre elles. Globalement à Mbalmayo, les pectines totales ont été relativement stables entre 0 et 24 h et n'ont subi une réduction significative qu'après 72 h de rouissage chez toutes les variétés car les plus faibles teneurs en pectines totales ont été obtenues après 72 h (Fig. 35A1, 35A2 et Fig. 35B). A Foumbot, la variété 01/0040-27 a conservé sa teneur en pectines totales élevées par rapport aux autres variétés tout au long du rouissage, contrairement aux variétés LMR et 92/0326 chez lesquelles les teneurs en pectines totales ont été significativement réduites. De plus, après 72 h de rouissage, les variétés à pulpe jaune semblent conservé leur teneur en pectines totales supérieur à celles des variétés à pulpe blanche (Fig. 35B).

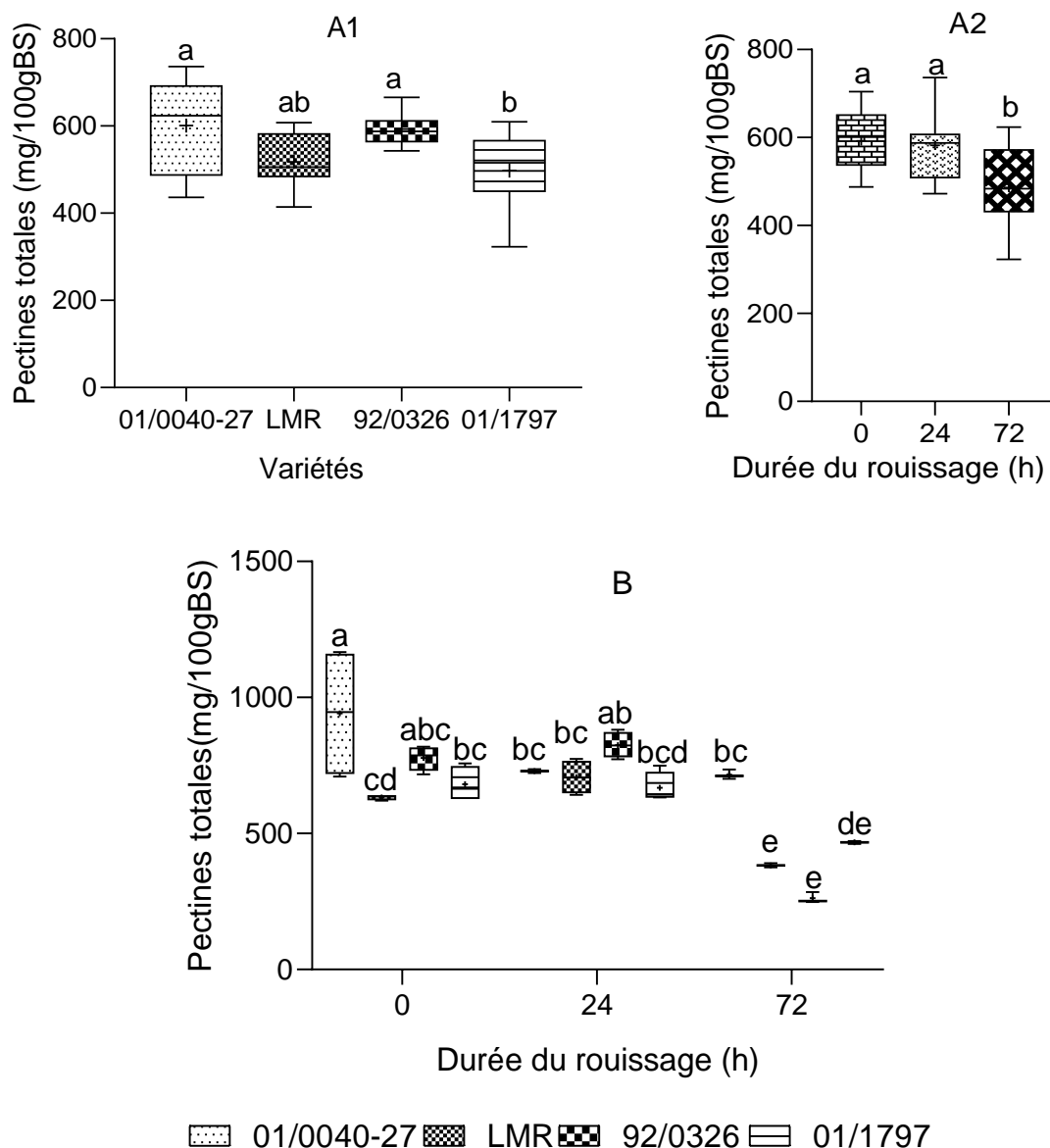


Fig. 35. Evolution des pectines totales en fonction du génotype et de la durée de rouissage. Mbalmayo : A1 = effet de la variété et A2 = effet de la durée du rouissage, B : Foubot. Sur un graphe donné, les boxes portant la même lettre ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % (test de Turkey).

L'analyse de variance a révélé une réduction significativement ( $p=0,000$ ) des teneurs en pectines totales de toutes les variétés à Mbalmayo avec un effet significatif du génotype ( $p=0,001$ ). A Foubot, les pectines totales ont été influencées ( $p=0,000$ ) conjointement par le génotype et la durée de rouissage ainsi que chacun des deux facteurs pris individuellement (Tableau IX).

Tableau IX. ANOVA de l'effet du génotype, de la durée du rouissage et de leur interaction sur l'évolution des pectines totales.

Source	Mbalmayo			Foumbot	
	ddl	F	P	F	P
Variétés	3	7,27	0,001**	17,20	0,000***
Durée du rouissage	2	13,93	0,000***	59,77	0,000***
Variétés*Durée rouissage	du 6	1,52	0,20ns	8,04	0,000***

ns: non significatif au seuil de probabilité de 0,05 ; \*\*: significatif au seuil de probabilité de 0,01, \*\*\* significatif au seuil de probabilité 0,001

### III.1.3. Propriétés d'empesages des farines

Pour chaque point de prélèvement et dans les deux zones de production, il y a eu un décalage de la forme des courbes cinétiques, notamment au niveau du pic de viscosité et de la phase de refroidissement, ce qui confirme l'effet de la variété sur la dynamique d'empesage de l'amidon des farines de manioc (Fig. 36). A l'exception des variétés LMR à 0 h et 01/1797 à 24 h à Mbalmyo, deux pics ont été observés sur les courbes de 0 h et 24 h dans les deux zones de production. De même, à l'exception des variétés 92/0326 (Mbamayo) et 01/0040-27 et 01/1797 (Foumbot) à 24 h, où les deux pics ont été comparables, le premier pic a été généralement inférieur au second. Par contre, dans les farines fermentées pendant 72 h, seule la variété 92/0326 de Mbalmayo a conservé ses deux pics. Dans ce travail, seul le pic le plus élevé a été considéré comme la viscosité maximale (PV) de l'échantillon concerné. De plus, la farine non fermentée de la variété LMR de Mbalmayo a enregistré de faibles valeurs du PV comparée à la viscosité finale. À Foumbot, ce phénomène a été observé chez la variété 92/0326 après une fermentation prolongée (72 h).

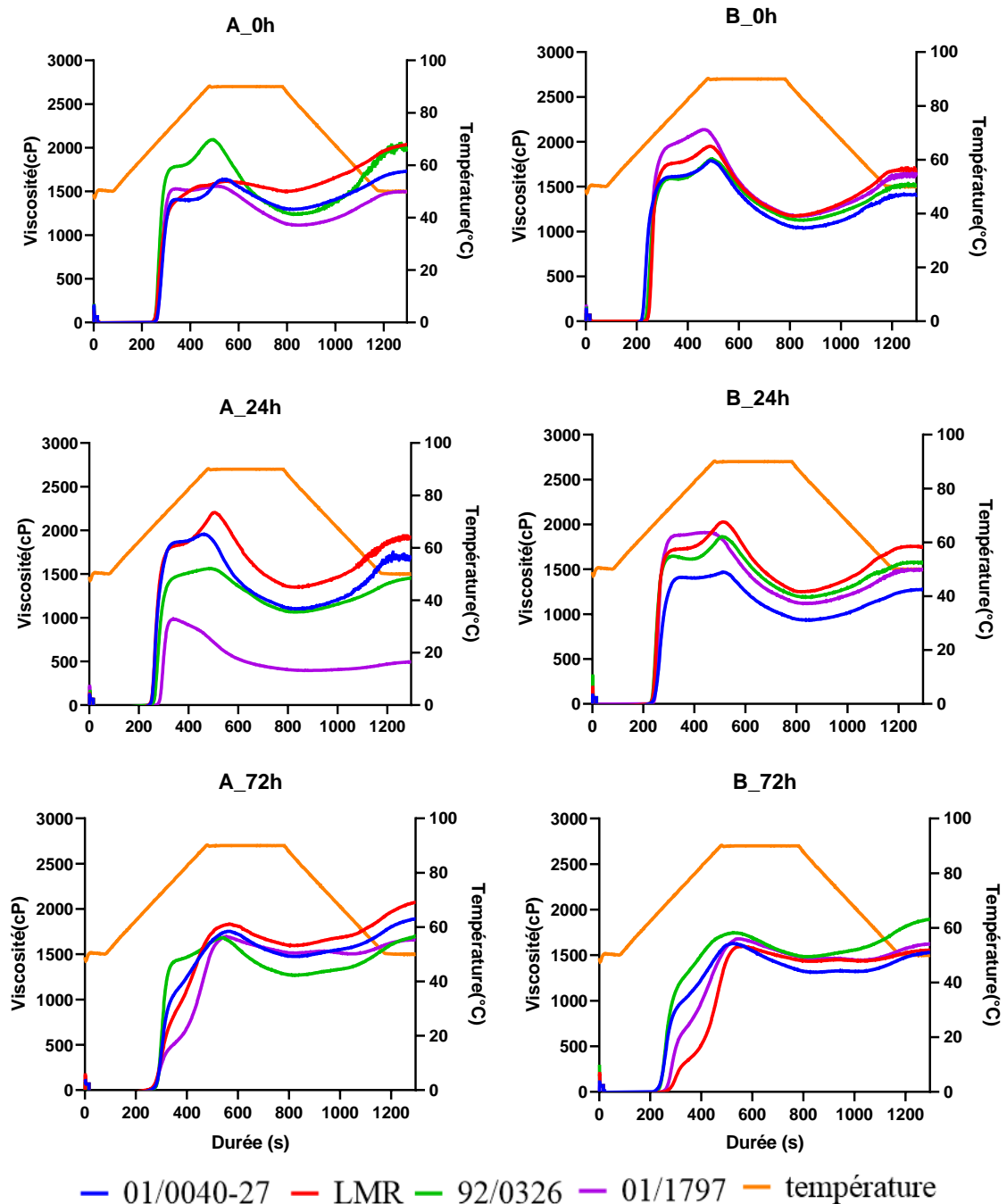


Fig. 36. Viscoamylogrammes des farines de manioc en fonction de la zone de production, de la variété et de la durée du rouissage.  
 A : Mbalmayo et B : Foubot

De manière générale, la durée de rouissage a influencé significativement ( $p < 0,05$  ; test de Kruskal Wallis) la température de gélatinisation ( $PT^\circ$ ) et le breakdown (BD) des farines de manioc à Mbalmayo. Par contre à Foubot, seule la température de gélatinisation n'a pas été significativement influencée par la durée de rouissage (Fig. 37).

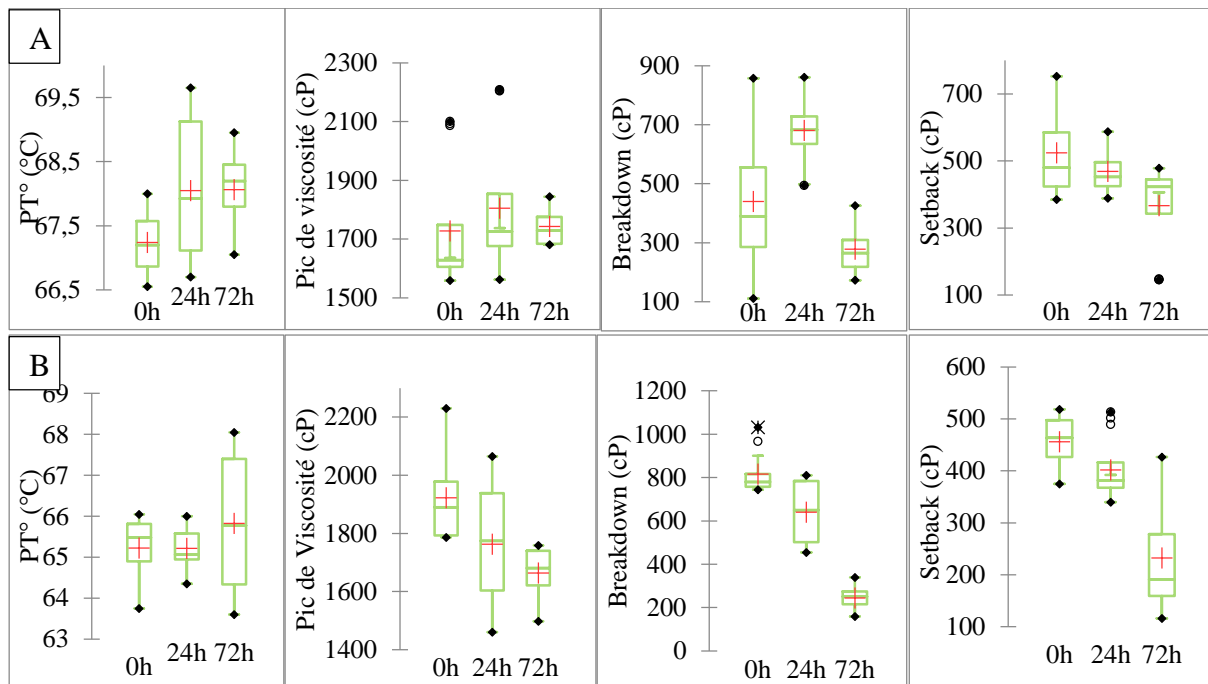


Fig. 37. Evolution globale des propriétés d'empesage des farines de manioc au cours du rouissage.

A : Mbalmayo, B : Foumbot.

Pris séparément, l'influence de la variété sur les paramètres d'empesage s'est fait ressentir à chaque point de prélèvement au cours du rouissage. La température de gélatinisation ( $PT^\circ$ ) désigne la température minimale de cuisson de la farine. Bien qu'une légère augmentation de cette  $PT^\circ$  a été observée chez toutes les variétés au cours du rouissage à Mbalmayo, toutes les variétés tendent vers des  $PT^\circ$  comparables au cours du rouissage avec les valeurs moyennes comprises entre 66,57-67,97 °C; 66,70-69,12 °C ; 67,50-68,35 °C pour les points de prélèvements 0 h, 24 h et 72 h respectivement (Fig. 37A1). A Foumbot, les valeurs moyennes de la  $PT^\circ$  ont été comprises entre 63,95-66,02 °C ; 64,92-65,90 °C, 63,65-68,02 °C correspondant aux points de prélèvement 0 h, 24 h et 72 h respectivement. Le rouissage semble affecter faiblement la  $PT^\circ$  des variétés 01/0040-27 et 92/0326 contrairement aux variétés LMR et 01/1797 chez les quelles le rouissage a augmenté la  $PT^\circ$  (Fig. 38B1).

A Mbalmayo, le pic de viscosité (PV) ou la viscosité maximale est défini comme la viscosité maximale atteinte lors de la cuisson des féculents et contribue à la texture de la pâte féculente cuite. Il indique la capacité de l'amidon à gonfler librement avant sa dégradation physique a été plus élevée dans les farines non fermentées de la variété 92/0326 ( $2093,00 \pm 7,00$  cP) et a ensuite évolué de façon décroissante chez cette même variété avec un taux de réduction d'environ 10,89 % après 72 h de rouissage. Or une augmentation du PV après 24 h a été observée chez les autres variétés. Après 72 h de rouissage, toutes les variétés tendent vers des

PV comparables avec les valeurs comprises entre 1682,50 et 1836,50 cP (Fig. 38A1). A Foubot, dans les farines non fermentées, le PV a été plus élevé chez la variété 01/1797 ( $2138,00 \pm 92,50$  cP) et plus faible chez 01/0040-27 ( $1791,50 \pm 2,50$  cP). Dans cette zone, le PV a eu une tendance baissière chez toutes les variétés après 72 h de rouissage avec une chute d'environ 11,97 % chez la variété 01/1797 représentant la chute la plus élevée. Toutes les variétés tendent également vers des PV comparables après 72 h de rouissage (Fig. 38B1).

A Mbalmayo, dans les racines de manioc non rouies, la variété 92/0326 a affiché un BD plus élevé ( $854,00 \pm 4,00$  cP), caractéristique de la faible résistance de son amidon gélatinisé au traitement de chauffage prolongé à 90 °C contrairement à l'amidon gélatinisé des variétés 01/0040-27 et LMR. Après 24 h de rouissage, une perte de résistance (BD élevé) des granules d'amidon a été observée chez toutes les variétés excepté la variété 92/0326. Puis leur résistance à la chaleur a été améliorée (faibles valeurs de BD) après 72h de rouissage (Fig. 38A2). A Foubot, dans les farines non fermentées, le BD a été plus élevé chez la variété 01/1797 ( $967,00 \pm 66,00$  cP) signe de la faible résistance de ses granules d'amidon au chauffage prolongé. Ensuite, cette résistance à la chaleur a été améliorée (valeurs BD faibles) après 72 h de rouissage chez toutes les variétés (Fig. 38B2).

À Mbalmayo, après refroidissement à 50 °C, l'amidon gélatinisé de la farine non fermenté de la variété 92/0326 a été très sensible à la rétrogradation (SB élevé). Après 24 h de rouissage, des variétés 01/0040-27 et LMR sont restées plus sensibles à la rétrogradation. Mais lorsque le temps de rouissage a été prolongé (72 h), toutes les variétés ont présenté de plus faible tendance à la rétrogradation (SB faibles), avec des valeurs proches de celles des racines non rouies pour 01/0040-27 et LMR (Fig. 38A3). A Foubot, l'amidon gélatinisé de la farine non fermentée de la variété LMR a été très sensible à la rétrogradation (SB élevé ;  $517,50 \pm 12,00$  cP) contrairement à la variété 01/0040-27 ( $376,00$  cP). Ensuite, la sensibilité à la rétrogradation a été réduite (baisse du SB) au cours du rouissage chez toutes les variétés (Fig. 38B3).

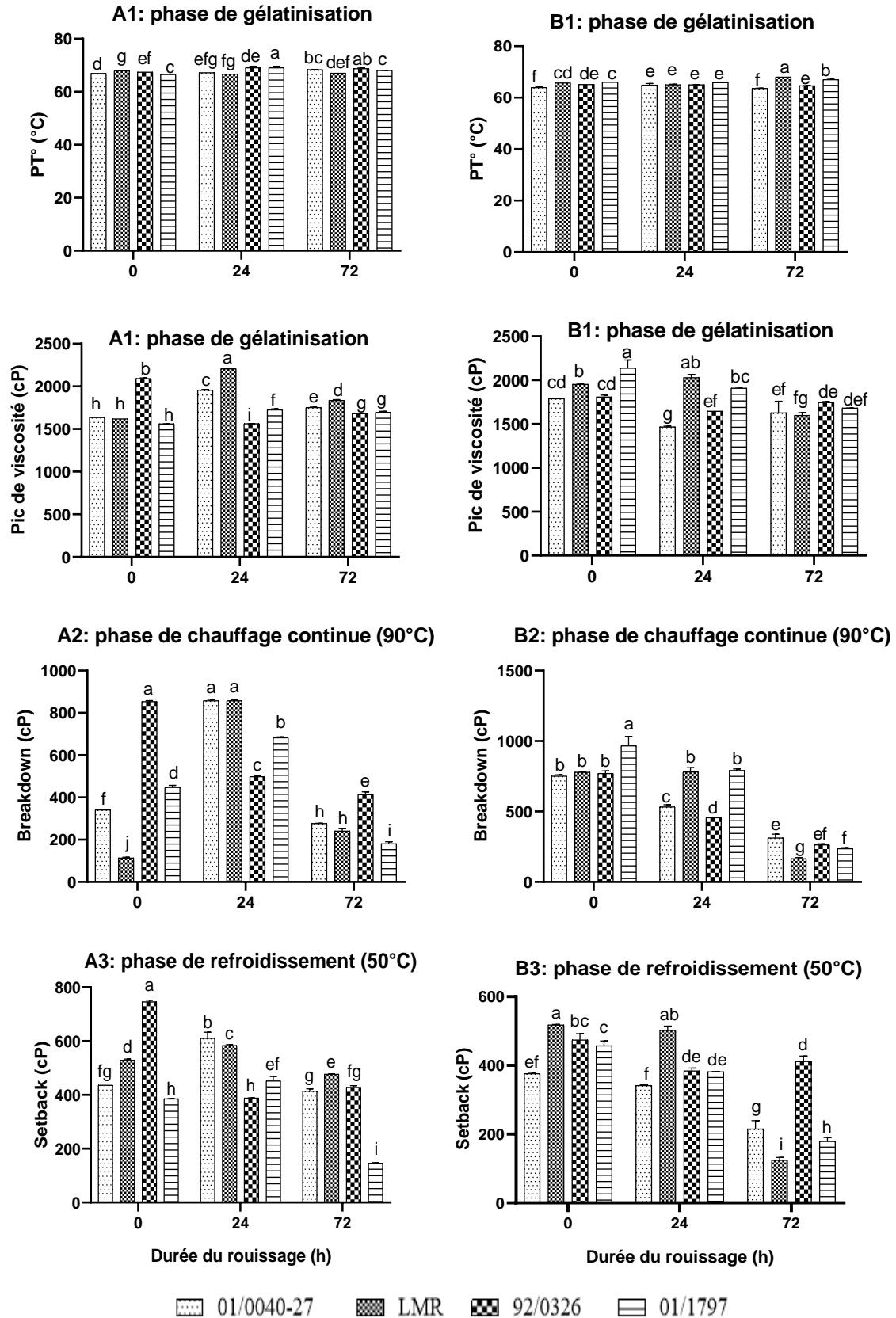


Fig. 38. Evolution des indicateurs d'empesage des farines en fonction du génotype au cours du rouissage.

A : Mbalmayo et B : Foubot. Sur un graphe donné, les barres d'histogramme portant la même lettre ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % (test de Turkey).

### **III.1.4. Etude des corrélations entre les modifications étudiées au cours du rouissage**

Le ramollissement de la racine dû à la perte de fermeté de celle-ci est considéré comme l'indicateur majeur du rouissage. C'est pourquoi, rechercher les corrélations entre les différentes modifications au cours du rouissage revient à chercher les corrélations entre l'évolution de la fermeté au cours du rouissage et les modifications biochimiques et histologiques étudiées.

#### **III.1.4.1. Relations entre la fermeté, les modifications biochimiques et physico-chimiques au cours du rouissage**

Le calcul des coefficients de corrélation de Pearson entre fermeté, pH et composés biochimiques des eaux de trempage a révélé à Mbalmayo, des corrélations positives et significatives ( $p < 0,05$ ) entre:

- Le maltose et le glucose ( $r = 0,59$ ) ;
- Le fructose et l'acétate ( $r = 0,44$ ) ;
- Le mannitol et : l'éthanol ( $r = 0,45$ ), le lactate ( $r = 0,65$ ) ;
- L'éthanol et : le lactate ( $r = 0,79$ ), l'acétate ( $r = 0,78$ ), le butyrate ( $r = 0,59$ ) ;
- Le lactate et : l'acétate ( $r = 0,77$ ), le butyrate ( $r = 0,62$ ) ;
- Le butyrate et l'acétate ( $r = 0,86$ ) ;

Et corrélations négatives et significatives entre :

- La fermeté et : l'éthanol ( $r = - 0,73$ ), le lactate ( $r = - 0,71$ ), l'acétate ( $r = - 0,70$ ), le butyrate ( $r = - 0,50$ ) ;
- le maltose et : l'éthanol ( $r = - 0,49$ ), et le lactate ( $r = - 0,43$ ), l'acétate ( $r = - 0,57$ ), le butyrate ( $r = - 0,48$ ).

A Foubot, des corrélations positives et significatives ont été révélées entre :

- Le glucose et : le lactate ( $r = 0,44$ ), le maltose ( $r = 0,44$ ) ;
- Le pH et la fermeté ( $r = 0,40$ ) ;
- L'éthanol et : l'acétate ( $r = 0,84$ ), le lactate ( $r = 0,49$ ), le propanoate ( $r = 0,69$ ), le butyrate ( $r = 0,85$ ) ;
- L'acétate et : le propanoate ( $r = 0,85$ ), le butyrate ( $r = 0,88$ ) ;
- Le fructose et : l'éthanol ( $r = 0,73$ ), le lactate ( $r = 0,45$ ), et l'acétate ( $r = 0,64$ ), le propanoate ( $r = 0,59$ ), le butyrate ( $r = - 0,64$ )
- Le propanoate et le butyrate ( $r = 0,86$ ) (Tableau X).

De plus, les mêmes corrélations négatives entre la fermeté et les produits de la fermentation (éthanol, lactate, acétate, propanoate et butyrate) précédemment identifiées à Mbalmayo ont été révélées.

Tableau X. Matrice de corrélation entre les paramètres physico-chimiques des eaux de trempe et la fermeté.

Mbalmayo										
Variables	a	b	c	d	e	f	g	h	i	j
Maltose (a)	<b>1</b>									
Glucose (b)	<b>0,59**</b>	<b>1</b>								
Fructose (c)	-0,12	0,07	<b>1</b>							
Mannitol(d)	-0,20	0,17	-0,15	<b>1</b>						
Ethanol (e)	<b>-0,49*</b>	-0,01	0,20	<b>0,45*</b>	<b>1</b>					
Lactate (f)	<b>-0,43*</b>	0,04	0,27	<b>0,65**</b>	<b>0,79***</b>	<b>1</b>				
Acétate (g)	<b>-0,57**</b>	-0,12	<b>0,44*</b>	0,31	<b>0,78***</b>	<b>0,77***</b>	<b>1</b>			
Butyrate (h)	<b>-0,48*</b>	-0,16	0,33	0,18	<b>0,59**</b>	<b>0,62**</b>	<b>0,86***</b>	<b>1</b>		
Fermeté (i)	0,10	-0,24	-0,31	-0,38	<b>-0,73***</b>	<b>-0,71***</b>	<b>-0,70***</b>	<b>-0,50*</b>	<b>1</b>	
pH (j)	-0,13	-0,23	0,16	-0,14	-0,21	-0,22	0,15	0,32	0,11	<b>1</b>

Foumbot											
Variables	a	b	c	d	e	f	g	h	i	j	k
Maltose (a)	<b>1</b>										
Glucose (b)	<b>0,44*</b>	<b>1</b>									
Fructose (c)	-0,12	0,02	<b>1</b>								
Mannitol (d)	0,06	0,28	-0,05	<b>1</b>							
Ethanol (e)	-0,33	0,11	****	0,04	<b>1</b>						
Lactate (f)	0,04	<b>0,44*</b>	<b>0,45*</b>	0,40	<b>0,49*</b>	<b>1</b>					
Acétate (g)	-0,38	-0,05	<b>0,64**</b>	0,02	****	0,22	<b>1</b>				
Propanoate (h)	-0,32	-0,17	<b>0,69*</b>	-0,17	***	-0,07	****	<b>1</b>			
Butyrate (i)	-0,37	-0,12	<b>0,64**</b>	-0,10	****	0,28	****	****	<b>1</b>		
Fermeté (j)	0,26	-0,21	-0,40	-0,19	****	*	****	*	***	<b>1</b>	
pH (k)	-0,17	<b>-0,55**</b>	-0,27	-0,14	-0,35	<b>-0,65**</b>	0,00	0,14	-0,11	<b>0,40*</b>	<b>1</b>

\* significatif au seuil  $p < 0,05$  ; \*\* significatif au seuil  $p < 0,01$  ; \*\*\* significatif au seuil  $p < 0,001$  ; \*\*\*\* significatif au seuil  $p < 0,0001$

Au niveau des racines à Mbalmayo, des corrélations positives et significatives ( $p < 0,05$ ) ont été révélées entre :

- La fermeté et : le maltose ( $r = 0,72$ ), le glucose ( $r = 0,71$ ) ;
- La fermeté et les composés phénoliques acido-hydrosolubles ( $r = 0,69$ ) ;
- Le maltose et : le glucose ( $r = 0,85$ ), le fructose ( $r = 0,82$ ), l'acétate ( $r = 0,80$ ), les pectines totales ( $r = 0,68$ ), les polyphénols libres et conjugués ( $r = 0,77$  et  $0,88$  respectivement) ;
- Le glucose et : le fructose ( $r = 0,86$ ), l'acétate ( $r = 0,90$ ), les pectines totales ( $r = 0,71$ ) ; les polyphénols conjugués ( $r = 0,95$ ) ;

- Le fructose et : l'acétate ( $r = 0,86$ ), les pectines totales ( $r = 0,72$ ), les polyphénols libres ( $r = 0,62$ ), les polyphénols conjugués ( $r = 0,87$ ) et le BD ( $r = 0,6$ ) ;
- Les pectines totales et : les polyphénols libres ( $r = 0,82$ ), le setback ( $r = 0,62$ ) ;
- L'acétate et : pectines ( $r = 0,75$ ), les polyphénols conjugués ( $r = 0,90$ ) ;
- Les polyphénols libres et : les polyphénols conjugués ( $r = 0,59$ ), les polyphénols liés ( $r = 0,60$ ) ;
- Le BD et le setback ( $r = 0,66$ )

Et des corrélations négatives et significatives entre :

- La matière sèche et les polyphénols libres ( $r = -0,59$ ) ;
- Le glucose et l'amylose ( $r = 0,59$ ) ;
- L'acétate et la température de gélatinisation ( $r = -0,99$ ) (Tableau XI).

De même, dans les racines à Foubot, des corrélations positives et significatives ( $p < 0,05$ ) entre :

- La fermeté et : le maltose ( $r = 0,60$ ), l'amidon ( $r = 0,73$ ), le glucose ( $r = 0,58$ ), le fructose ( $r = 0,61$ ), les pectines totales ( $r = 0,71$ ), les polyphénols conjugués ( $r = 0,80$ ), le breakdown ( $r = 0,87$ ), le setback ( $r = 0,76$ ) ;
- Le maltose et : l'amidon ( $r = 0,62$ ), le glucose ( $r = 0,84$ ), le fructose ( $r = 0,79$ ), les polyphénols conjugués ( $r = 0,77$ ), le breakdown ( $r = 0,62$ ) ;
- L'amidon et : les polyphénols conjugués ( $r = 0,60$ ), le breakdown ( $r = 0,66$ ) ;
- Le glucose et : fructose ( $r = 0,94$ ), polyphénols conjugués ( $r = 0,80$ ), les polyphénols liés ( $r = 0,62$ ) ;
- Le fructose et : les pectines totales ( $r = 0,66$ ), les polyphénols liés ( $r = 0,60$ ) ;
- Le lactate et les polyphénols liés ( $r = 0,63$ ) ;
- Les pectines totales et les polyphénols conjugués ( $r = 0,71$ ) ;
- Les pectines totales et le breakdown ( $r = 0,61$ ) ;
- Le pic de viscosité et : le breakdown ( $r = 0,77$ ), le setback ( $r = 0,66$ ) ;
- Le beakdown et le setback ( $r = 0,80$ ).

Et des corrélations négatives et significatives entre :

- La matière sèche et les polyphénols ( $r = -0,70$ ) ;
- L'amylose et : l'amidon ( $r = -0,99$ ), la fermeté ( $r = -0,78$ ), le maltose ( $r = 0,67$ ), les polyphénols conjugués ( $r = -0,66$ ), les polyphénols liés ( $r = -0,65$ ), le breakdown ( $r = -0,71$ ), le setback ( $r = -0,95$ ) ;
- Le lactate et breakdown ( $r = -0,60$ ) (Tableau XI).

Tableau XI. Matrice de corrélation entre la fermeté, les variables biochimiques et les indicateurs d'empesage des farines de manioc au cours du rouissage à Mbalmayo

Variabes	a	b	c	d	e	f	g	h	i	j	k	l	m	n	o	p	q	r
Fermeté (a)	1																	
MS (b)	0,01	1																
Amylose (c)	-0,56	-0,51	1															
Amidon (d)	-0,50	0,24	0,08	1														
Maltose (e)	<b>0,72**</b>	-0,33	-0,43	-0,54	1													
Glucose (f)	<b>0,71*</b>	-0,10	<b>-0,59*</b>	-0,41	<b>0,85**</b>	1												
Fructose (g)	0,45	-0,04	-0,48	-0,21	<b>0,82**</b>	<b>0,86***</b>	1											
Mannitol (h)	-0,33	-0,21	0,31	0,00	0,21	0,12	0,46	1										
Lactate (i)	-0,52	-0,34	0,38	-0,02	0,06	0,02	0,34	<b>0,77**</b>	1									
Acétate (j)	0,57	-0,09	-0,51	-0,30	<b>0,80**</b>	<b>0,90***</b>	<b>0,86***</b>	0,41	0,11	1								
Pectine (k)	0,41	-0,19	-0,25	-0,29	<b>0,68*</b>	<b>0,71*</b>	<b>0,72**</b>	0,35	0,07	<b>0,75**</b>	1							
MeFPC (l)	0,33	<b>-0,59</b>	0,09	-0,35	<b>0,77**</b>	0,49	<b>0,62*</b>	0,35	0,38	0,40	0,43	1						
AHPC (m)	<b>0,69*</b>	-0,16	-0,45	-0,41	<b>0,88***</b>	<b>0,95***</b>	<b>0,87***</b>	0,23	0,03	<b>0,90***</b>	<b>0,82**</b>	<b>0,59*</b>	1					
bAHPC (n)	0,32	-0,45	0,12	-0,07	0,46	0,22	0,21	-0,02	-0,12	0,18	0,06	<b>0,60*</b>	0,33	1				
PV (o)	-0,13	0,30	-0,02	0,32	-0,02	0,02	0,24	0,26	0,03	0,15	0,20	-0,09	0,10	0,30	1			
BD (p)	-0,01	-0,12	0,15	-0,04	0,38	0,35	<b>0,60*</b>	0,51	0,43	0,36	0,56	0,47	0,44	0,32	<b>0,71*</b>	1		
SB (q)	0,37	0,26	-0,26	-0,28	0,43	0,44	0,55	0,28	-0,01	0,52	<b>0,62*</b>	0,13	0,55	0,10	<b>0,67*</b>	<b>0,66*</b>	1	
PT° (r)	-0,32	-0,54	0,45	0,00	-0,27	-0,41	-0,46	-0,36	0,14	<b>-0,62*</b>	-0,28	0,11	-0,44	-0,05	-0,43	-0,16	-0,52	1

\* significatif au seuil  $p < 0,05$  ; \*\* significatif au seuil  $p < 0,01$  ; \*\*\* significatif au seuil  $p < 0,0001$ .

MS : matière sèche, MeFC : extrait méthanol des composés phénoliques totaux libres, AHPC : composés phénoliques totaux conjugués, bAHPC : composés phénoliques totaux liés, PV : pic de viscosité, BD : breadown, SB : setback, PT° : température de gélatinisation.

Tableau XII. Matrice de corrélation entre la fermeté, les variables biochimiques et les indicateurs d'empesage des farines de manioc au cours du rouissage à Foubot

Variabes	a	b	c	d	e	f	g	h	i	j	k	l	m	n	o	p	q
Fermeté (a)	1																
MS (b)	0,07	1															
Amylose (c)	<b>-0,78**</b>	0,00	1														
Amidon (d)	<b>0,73**</b>	0,03	<b>-0,99***</b>	1													
Maltose (e)	<b>0,60*</b>	-0,36	<b>-0,67*</b>	<b>0,62*</b>	1												
Glucose (f)	<b>0,58*</b>	-0,44	-0,51	0,41	<b>0,84**</b>	1											
Fructose (g)	<b>0,61*</b>	-0,41	-0,51	0,44	<b>0,79**</b>	<b>0,94***</b>	1										
Lactate (h)	-0,57	-0,44	0,36	-0,29	-0,39	-0,27	-0,12	1									
Acétate (i)	0,33	0,08	0,13	-0,19	0,02	0,42	0,51	-0,15	1								
Pectine (j)	<b>0,71*</b>	-0,05	-0,42	0,37	0,38	0,54	<b>0,66*</b>	-0,20	0,46	1							
MeFPC (k)	-0,42	<b>-0,70*</b>	0,12	-0,11	0,18	0,20	0,18	<b>0,63**</b>	-0,21	-0,32	1						
AHPC (l)	<b>0,80**</b>	-0,03	<b>-0,66*</b>	0,56	<b>0,77**</b>	<b>0,80**</b>	<b>0,74**</b>	-0,55	0,27	<b>0,71**</b>	-0,20	1					
bAHPC (m)	0,46	-0,08	<b>-0,65*</b>	<b>0,60*</b>	<b>0,63*</b>	<b>0,69*</b>	<b>0,60*</b>	-0,45	0,09	0,41	-0,04	<b>0,65*</b>	1				
PV (n)	0,48	-0,22	-0,54	0,53	0,47	0,12	0,04	-0,28	-0,56	0,13	-0,11	0,35	0,05	1			
BD (o)	<b>0,87***</b>	-0,20	<b>-0,71*</b>	<b>0,66*</b>	<b>0,62*</b>	0,49	0,46	-0,50	-0,03	<b>0,61*</b>	-0,28	<b>0,72**</b>	0,41	<b>0,77**</b>	1		
SB (p)	<b>0,76**</b>	0,24	<b>-0,59*</b>	0,54	0,22	0,13	0,04	<b>-0,60*</b>	-0,04	0,36	-0,52	0,51	0,15	<b>0,68*</b>	<b>0,80**</b>	1	
PT° (q)	-0,25	-0,22	0,13	-0,08	0,12	-0,07	-0,03	0,11	-0,17	-0,53	0,10	-0,36	-0,15	0,03	-0,22	-0,39	1

\* significatif au seuil  $p < 0,05$  ; \*\* significatif au seuil  $p < 0,01$  ; \*\*\* significatif au seuil  $p < 0,0001$ .

MeFC : extrait méthanol des composées phénoliques totaux libres, AHPC : composés phénoliques totaux conjugués, bAHPC : composés phénoliques totaux liés, PV : pic de viscosité, BD : breadown, SB : setback, PT° : température de gélatinisation.

L'analyse en composante principale (ACP) a été réalisée afin de déterminer les variables d'intérêt associées à chaque variété de manioc en fonction de la zone de production.

Selon l'ACP réalisée avec les caractéristiques des eaux de trempage au cours du rouissage, les deux premiers axes ont totalisé 72,02 % de l'information (Fig. 39). Ces variables (excepté le fructose) ont été fortement corrélées à l'axe 1. Les unes bien plus que les autres (cosinus carrée élevé  $\geq 0,5$ ), montrant ainsi leur importance dans le processus. De même, à l'exception des variétés 01/1797 et variété locale de Mbalamy, toutes les variétés ont été corrélées à l'axe 1 (Tableau. XIII).

Tableau XIII. Matrice des composantes : biochimie des eaux de trempage  
F : Foumbot, M : Mbalamy

Variables	Composantes (axes)				
	1	2	3	4	5
Maltose	<b>0,688</b>	0,177	0,008	0,079	0,006
Glucose	<b>0,367</b>	0,303	0,001	0,303	0,006
Mannitol	<b>0,437</b>	0,105	0,147	0,209	0,083
Ethanol	<b>0,334</b>	0,119	0,223	0,156	0,145
Lactate	<b>0,850</b>	0,030	0,002	0,000	0,043
Acétate	<b>0,621</b>	0,143	0,092	0,008	0,054
Propanoate	<b>0,704</b>	0,115	0,031	0,007	0,001
Butyrate	<b>0,487</b>	0,264	0,092	0,001	0,012
Fermeté	<b>0,770</b>	0,002	0,031	0,032	0,019
pH	<b>0,901</b>	0,016	0,033	0,003	0,020
Fructose	0,174	0,318	<b>0,379</b>	0,021	0,088
Observations (variétés)					
Variétés	Composantes (axes)				
	1	2	3	4	5
01/0040-27_F	<b>0,190</b>	0,025	0,015	0,160	0,060
LMR_F	<b>0,595</b>	0,043	0,008	0,004	0,191
92/0326_F	<b>0,841</b>	0,008	0,029	0,001	0,014
01/1797_F	<b>0,508</b>	0,112	0,221	0,082	0,002
I071026_F	<b>0,610</b>	0,131	0,024	0,094	0,026
I070593_F	<b>0,363</b>	0,109	0,325	0,050	0,013
I090616-F	<b>0,784</b>	0,060	0,071	0,015	0,000
Variété locale_F	<b>0,618</b>	0,066	0,233	0,028	0,003
01/0040-27_M	<b>0,604</b>	0,132	0,104	0,075	0,077
LMR_M	<b>0,564</b>	0,257	0,008	0,154	0,003
92/0326_M	<b>0,559</b>	0,175	0,017	0,138	0,080
I071026_M	<b>0,566</b>	0,227	0,114	0,052	0,000
I070593_M	<b>0,551</b>	0,050	0,014	0,262	0,074
I090616_M	<b>0,899</b>	0,004	0,001	0,001	0,041
01/1797_M	0,067	<b>0,571</b>	0,102	0,019	0,224
Variété locale_M	0,004	0,042	0,188	<b>0,201</b>	0,074

Le premier axe de l'ACP a enregistré 57,56 % de l'information et l'axe 2 quant à lui a totalisé 14,47 % de l'inertie totale (Fig. 39). Les corrélations des variables et des variétés à l'axe 1 a conduit à une séparation spatiale des variétés en fonction de la physico-chimie et la biochimie des eaux de trempes autour de l'axe 2. Les variétés de Foubot ont été caractérisées par le pH, la fermeté, l'acétate, le butyrate, et le propanoate. Tandis que celles de Mbalmayo ont été caractérisées par le maltose, le glucose, le mannitol, l'éthanol et le lactate (Fig.39).

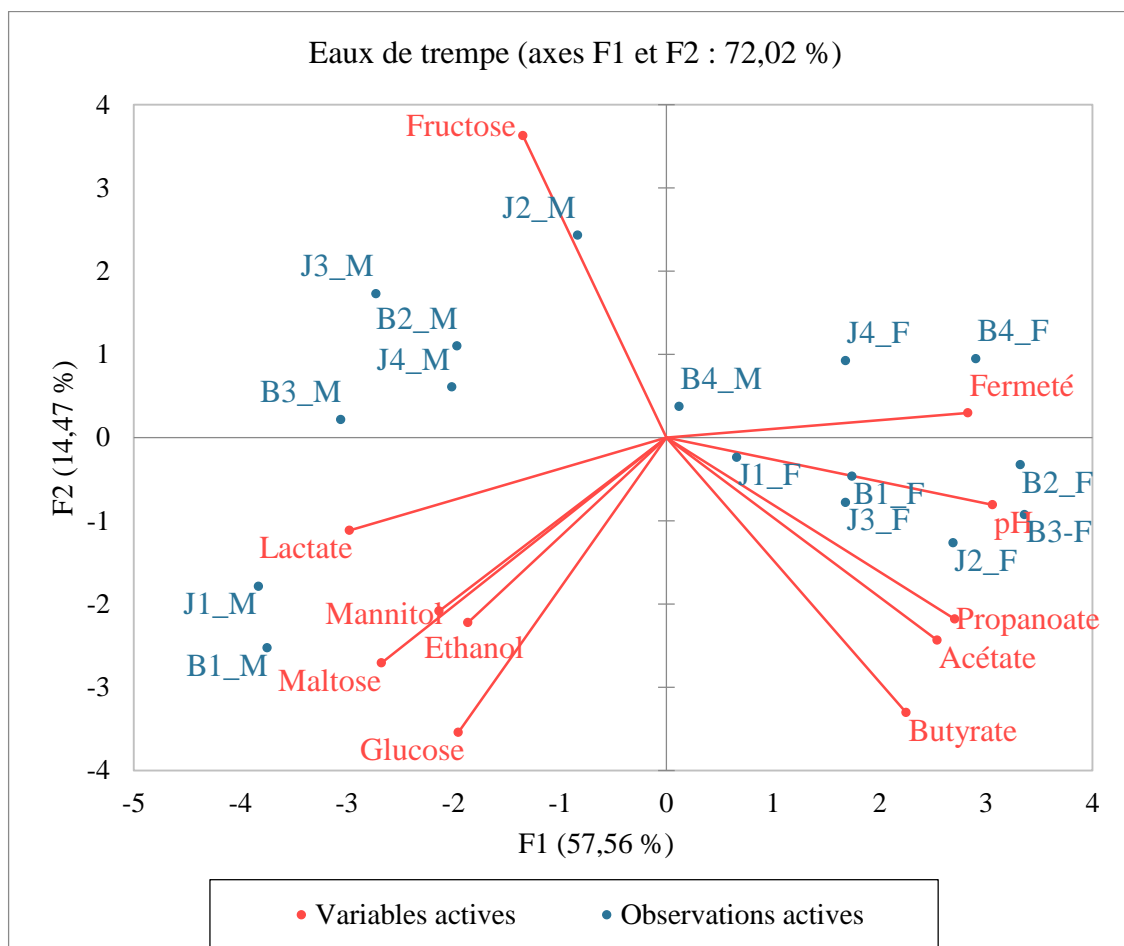


Fig. 39. Cartographie des géotypes de manioc en fonction de leur fermeté et des caractéristiques des eaux de trempes au cours du rouissage.

B1: LMR, B2: 92/0326, B3: I092616, B4: variété locale, J1: 01/0040-27, J2: 01/1797, J3: I071026 et J4: I070593. Les individus suivis des lettres F et M font référence aux variétés de Foubot et de Mbalmayo respectivement.

En prenant en compte les caractéristiques biochimiques des racines et les propriétés d'empesage des farines dans la construction de l'ACP, les deux premiers axes ont totalisé 53,70 % de l'inertie totale au cours du rouissage (Fig. 39). Soit 18 % d'informations en moins par rapport aux eaux de trempes. Le calcul des cosinus carré ici montre que les variables sont corrélées à quatre axes différents de même que les variétés de manioc (Tableau XIV).

Tableau XIV. Matrice des composantes : biochimie des racines et propriétés d'empesage  
F : Foubot, M : Mbalmayo

Variables	Composantes (axes)				
	1	2	3	4	5
Fermeté	<b>0,926</b>	0,002	0,004	0,020	0,008
Fructose	<b>0,500</b>	0,156	0,045	0,020	0,270
Mannitol	<b>0,469</b>	0,397	0,019	0,033	0,030
Lactate	<b>0,598</b>	0,022	0,366	0,000	0,012
bAHPC	<b>0,814</b>	0,001	0,008	0,012	0,072
BD	<b>0,754</b>	0,010	0,056	0,126	0,026
PT°	<b>0,723</b>	0,026	0,043	0,084	0,029
Pectine	0,350	<b>0,369</b>	0,068	0,156	0,040
Amidon	0,056	<b>0,423</b>	0,310	0,029	0,028
AHPC	0,218	<b>0,484</b>	0,008	0,004	0,254
SB	0,013	<b>0,461</b>	0,261	0,007	0,064
MeFPC	0,124	0,040	<b>0,425</b>	0,078	0,230
Glucose	0,000	0,005	<b>0,427</b>	0,139	0,012
Pic de Viscosité	0,277	0,009	<b>0,620</b>	0,043	0,028
Acétate	0,001	0,392	0,085	<b>0,463</b>	0,028
Amylose	0,068	0,247	0,097	<b>0,469</b>	0,113
Maltose	0,002	0,193	0,022	<b>0,770</b>	0,002
Observations (variétés)					
	F1	F2	F3	F4	F5
01/0040-27_M	<b>0,538</b>	0,392	0,014	0,002	0,000
01/0040-27_F	<b>0,645</b>	0,107	0,079	0,076	0,063
92/0326_F	<b>0,333</b>	0,262	0,050	0,128	0,072
01/1797_M	0,272	<b>0,465</b>	0,132	0,078	0,014
LMR_M	0,210	0,005	<b>0,619</b>	0,111	0,033
92/0326_M	0,082	0,000	<b>0,279</b>	0,211	0,239
LMR_F	0,223	0,054	0,127	<b>0,483</b>	0,103
01/1797_F	0,144	0,017	0,020	0,211	<b>0,263</b>

Le premier axe a totalisé seulement 34,66 % de l'information, en effet, seulement 7 des 17 variables pris en compte ont été corrélées à cette composante. Les variétés 01/0040-27 de Mbalmayo et les variétés 01/0040-27 et 92/0326 de Foubot ont été fortement corrélées à cet axe. Ces variétés de Foubot ont été principalement caractérisées par la fermeté et le fructose tandis que celle de Mbalmayo ont été caractérisées par le mannitol, le lactate, le setback, la température de gélatinisation et les composés phénoliques liés. Les autres variétés ont été distribuées dans les autres composantes caractérisées par les autres variables biochimiques analysées (Tableau XIV).

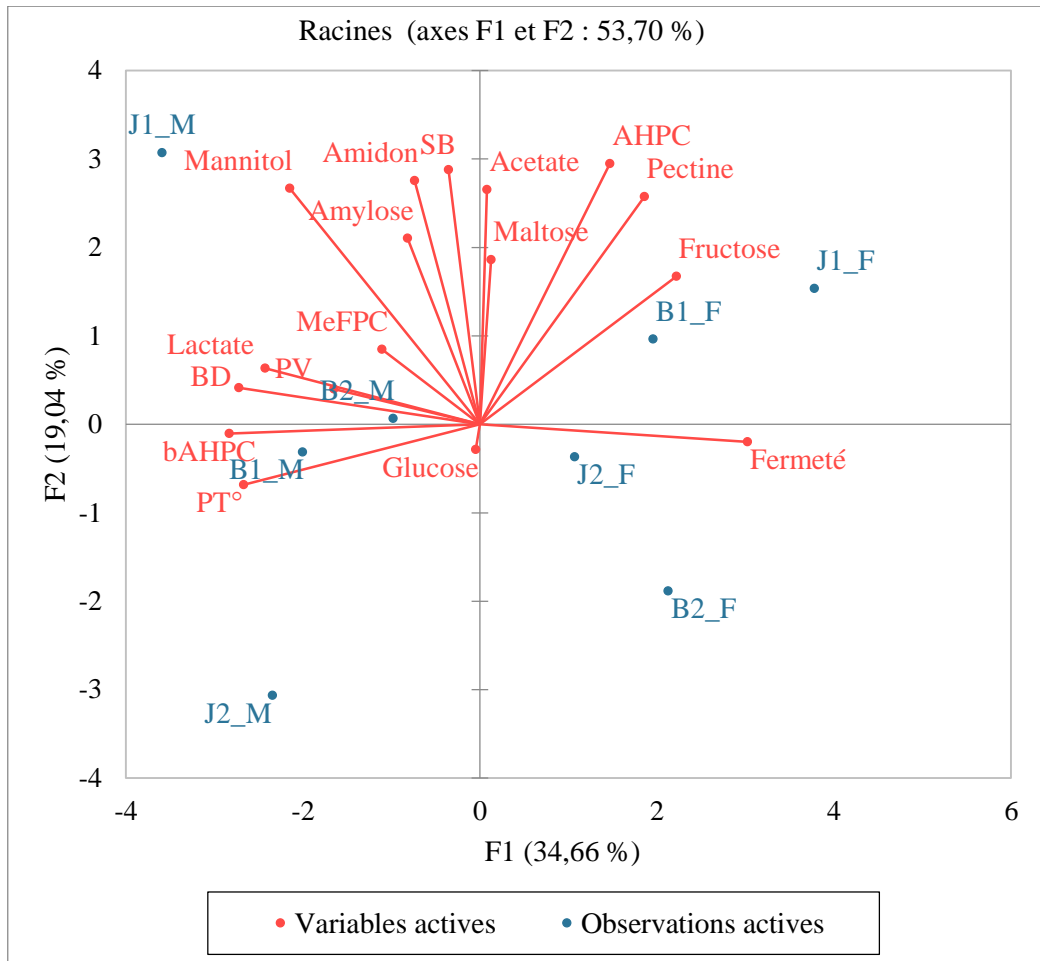


Fig. 40. Cartographie des génotypes de manioc en fonction de leur fermeté et des caractéristiques physico-chimique des racines au cours du rouissage.  
 B1: LMR, B2: 92/0326, J1: 01/0040-27 et J2: 01/1797. Les individus suivis des lettres F et M font référence aux variétés de Foubot et de Mbalmayo respectivement.

Au regard de la séparation spatiale des variétés autour de la composante 2 au cours du rouissage tant en fonction des caractéristiques des eaux de trempe que de celles des racines, d'autres ACP ont été réalisées pour chaque zone de production afin de déterminer les relations entre ces variables et les différentes variétés. Les ACP réalisées à partir des caractéristiques des eaux de trempe ont montré une séparation des variétés en fonction de la durée de rouissage (Fig. 41). Deux principaux groupes se sont formés : les variétés rouies pendant 24 h et les variétés rouies pendant 72 h qui ont été réparties de part et d'autre de l'axe 2. Les variétés rouies pendant 48h ont été intermédiaires et insérées dans les deux principaux groupes que sont 24 h et 72 h.

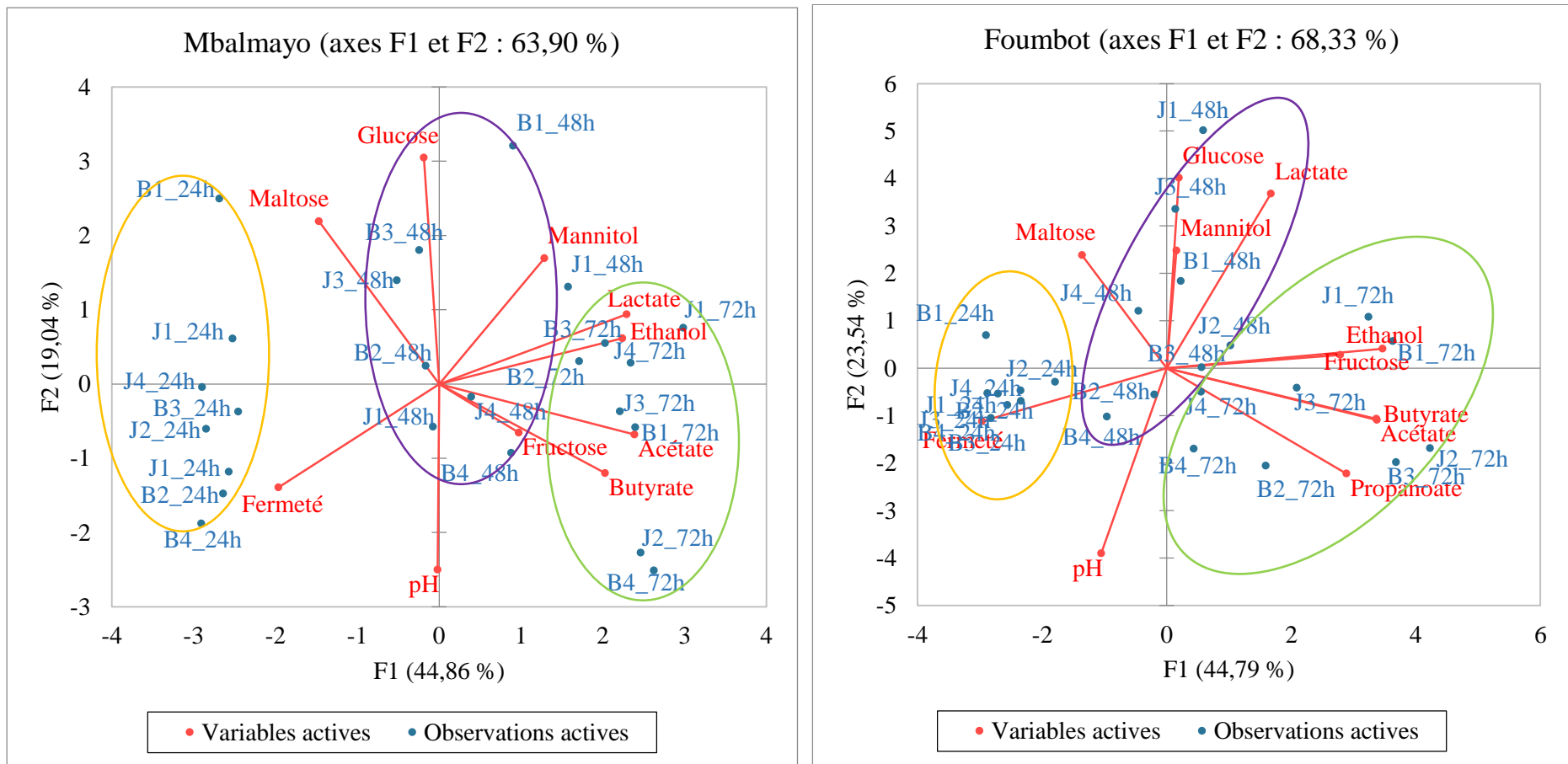


Fig. 41. Cartographie des génotypes de manioc en fonction de leur fermeté de la durée du rouissage et des caractéristiques des eaux de trempé.  
 B1: LMR, B2: 92/0326, B3: I092616, B4: variété locale, J1: 01/0040-27, J2: 01/1797, J3: I071026 et J4: I070593.

A Mbalmayo, les deux premières composantes ont représenté 63,9 % de l'inertie totale (Fig. 41). La composante principale 1 (CP1) a totalisé 44,86% de l'information et la CP2 a totalisé 19,04 % de l'information. Toutes les variétés rouies pendant 24 h ont été corrélées à la CP1 et caractérisées par la fermeté et le maltose. Ces variétés rouies pendant 24 h ont été opposées à celles rouies pendant 72 h (à l'exception de la variété 01/1797) caractérisées par le lactate, l'acétate, l'éthanol, le butyrate et le mannitol. Les autres CP ont porté les variétés au stade intermédiaire (48h) du rouissage.

A Foubot, les deux premières composantes ont totalisé 68,33 % de l'information (Fig. 41). La CP1 a totalisé 44,79 % de l'information. Toutes les variétés rouies pendant 24 h avec comme principale caractéristique la fermeté ont été corrélées à cet axe. De même que celles rouies pendant 72 h (exception des variétés 92/0326, I090593 et la variété locale) et caractérisées par l'acétate, l'éthanol, le butyrate, le fructose et le propionate. Comme à Mbalmayo, les autres CP ont porté les variétés au stade intermédiaire (48h) du rouissage et quelques variétés après 72 h de rouissage (92/0326\_72, I090593\_72 et la variété locale\_72). La CP2 a ainsi totalisé 23,54 % du total d'information, la CP3 a totalisé 13,41 % de l'information et la CP 4 et CP 5 ont totalisé 8,25 % et 5,37 % de l'information respectivement.

Les ACP réalisées à base des caractéristiques biochimique des racines et des propriétés d'empesage des farines ont également séparé les variétés en fonction de la durée de rouissage dans les deux zones de production. A Mbalmayo, les deux premières CP ont résumé 59,80 % de l'information totale. La CP1 a totalisé 42,33 % de l'information. Toutes les variétés rouies pendant 72 h et deux variétés non rouies (01/0040-27\_0 et 92/0326\_0) ont été corrélées à cet axe. Ces variétés rouies pendant 72 h n'ont été caractérisées par aucun des variables mesurées contrairement aux variétés non rouies (01/0040-27\_0 et 92/0326\_0) qui ont été caractérisées par le maltose, le glucose, le fructose, l'acétate, la pectine totale, les MeFPC, les AHPC, le BD et le SB (Fig. 42).

A Foubot, les deux premières CP ont résumé 63,49 % de l'information totale. L'axe 1 a totalisé 45,64 % de l'information et la CP 2 22,44 %. A l'exception de la variété LMR, toutes les variétés non rouies et rouies pendant 72 h ont été corrélées à cet axe. De même, qu'à Mbalmayo, ces variétés rouies pendant 72 h n'ont été caractérisées par aucun des variables mesurées contrairement aux variétés non rouies qui ont été caractérisées par les variables fermeté, maltose, glucose, fructose, pectines totales, AHPC, bAHPC et le BD (Fig. 42).

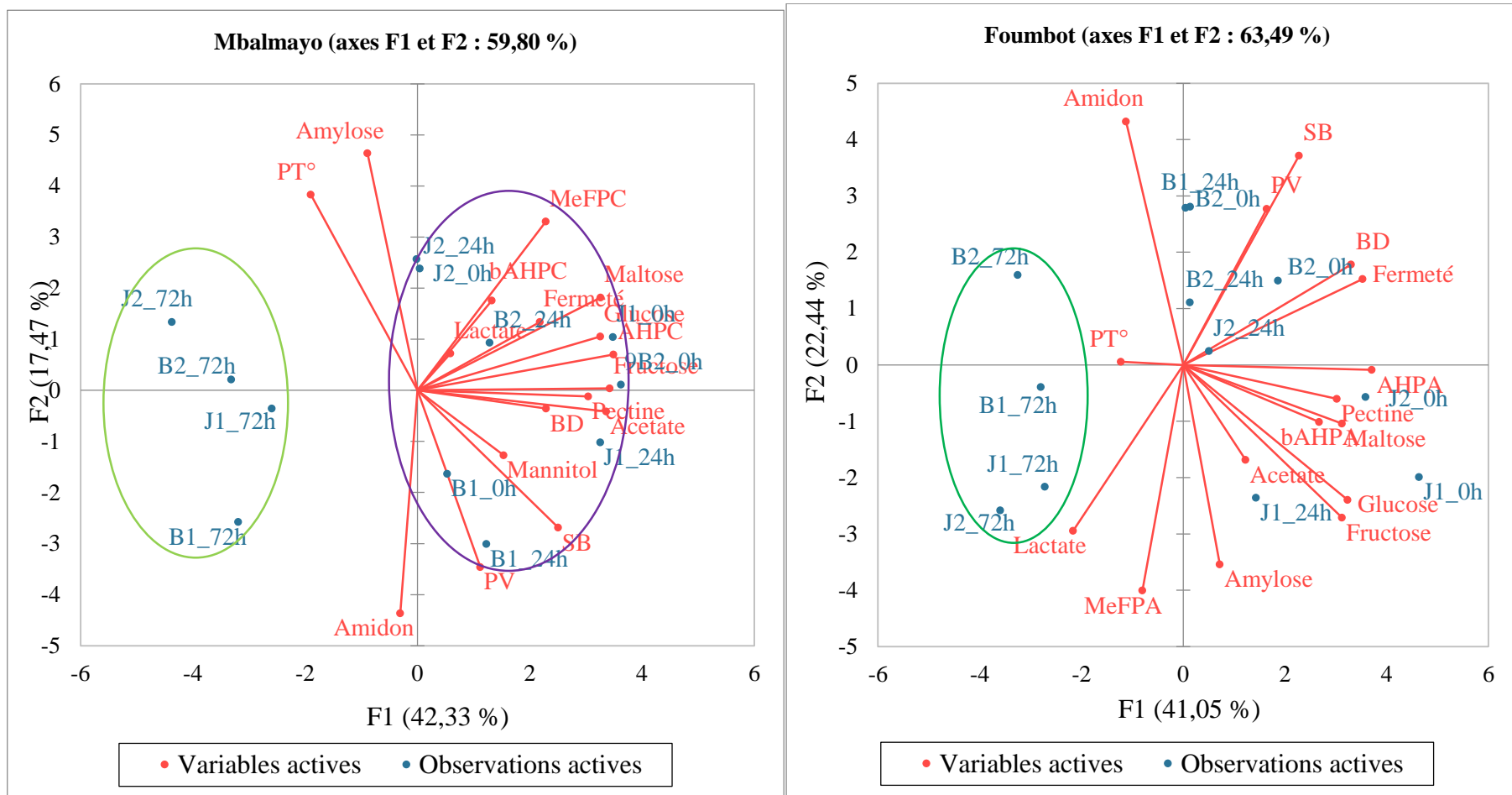


Fig. 42. Cartographie des génotypes de manioc en fonction de leur fermeté et des caractéristiques physico-chimiques des racines au cours du rouissage.

B1: LMR, B2: 92/0326, J1: 01/0040-27, J2: 01/1797.

### III.1.4.2. Relation entre la perte de fermeté et les modifications physiques des eaux de trempes au cours du rouissage

Au cours du rouissage, le ramollissement se traduit par la perte de fermeté. Mais, sur le plan visuel, on a observé au cours du rouissage l'apparition progressive d'une mousse à la surface de l'eau de trempes à partir de 24 h de rouissage et qui finit par recouvrir totalement sa surface. Cette apparition de la mousse a été accompagnée d'un changement progressif de la couleur de l'eau qui est devenue blanchâtre chez toutes les variétés et dans les deux sites de production. Une variation de la vitesse d'apparition de la mousse et même de sa densité en fonction des variétés a été observée. En effet, les mousses ont apparu plus rapidement (après 24h) à la surface des eaux de trempes des variétés à pulpe blanche (LMR, 92/0326, I090616 et variété locale) que les variétés à pulpes jaune (01/004027, 01/1797, I071026 et I07593). De plus, cette mousse a été plus épaisse à la surface des eaux de ces variétés à pulpe blanche après 72 h de rouissage (Fig. 43, Annexe IV).

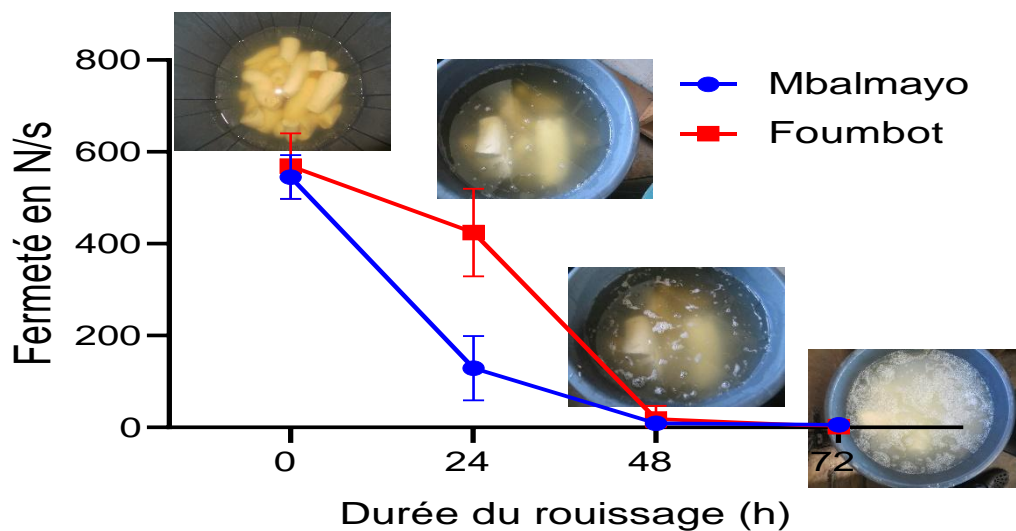


Fig. 43. Relation entre la perte de fermeté au cours du rouissage et l'aspect physique des eaux de trempes (les photos sont celles de la variété 01/0040-27 à Foubot).

## III.2. Discussion

### III.2.1. Analyses physiques et histologiques des racines de manioc

#### III.2.1.1. Teneur en matière sèche

La teneur en matière sèche (MS) des racines de manioc est un critère économique important (Gu et *al.*, 2013) à prendre en compte dans le processus de sélection. En effet, les variétés à haute teneur en MS (>30 %) sont généralement farineuses avec des teneurs élevées en amidon ce qui les rend propice à la transformation (Tize et *al.*, 2019). L'aptitude à la transformation étant l'un des facteurs déterminant l'adoption des variétés améliorées de manioc (Bechoff et *al.*, 2018). Cette étude a mis en évidence une variation significative de la teneur en MS entre les variétés de manioc dans les deux zones de productions. Il a déjà été rapporté que les rendements en tubercules et les teneurs en MS peuvent être influencés soit par le génotype soit par l'âge de la racine à la récolte, soit par les conditions agropédoclimatiques dans lesquelles se développe la plante (Bakayoko et *al.*, 2012; Gu et *al.*, 2013; Mapiemfu-Lamare et *al.*, 2017; Tize et *al.*, 2021), et même de l'évolution de l'indice foliaire (El-Sharkawy, 2004). Alors qu'une corrélation négative a été rapportée entre la pluviométrie et la teneur en matière sèche des racines de manioc par Gu et *al.* (2013) en raison de la teneur des racines de manioc en eau élevée. Dans cette étude, la variété I090616 a été la seule ayant présenté une teneur en MS significativement supérieur à Mbalmayo par rapport à Foumbot malgré les précipitations moyennes plus élevées à Foumbot. Cette faible variation de la teneur en MS chez ces variétés entre Foumbot et Mbalmayo serait due au fait que le sol de Foumbot soit plus riches en élément minéraux essentielles (N, P, K) et aussi un pH optimal (6,06) par rapport à Mbalmayo. Ce qui favoriserait le bon développement des plantes dans cette zone de production et par conséquent une bonne production de la matière sèche. Les valeurs moyennes de matière sèche ( $28,90 \pm 5,25$  à  $44,78 \pm 0,9$  %) obtenues dans ce travail ont été similaires à celles de Bakayoko et *al.* (2012) obtenues sur 70 nouvelles variétés de manioc cultivées en Côte-d'Ivoire et récoltées à 14 (38 %) et 18 (36 %) mois respectivement, et de celles (24,67- 43,26 %) de Aghogho et *al.* (2022) sur 67 génotypes de manioc cultivés dans deux zones pédoclimatiques du Nigéria. De même, Mapiemfu-Lamare et *al.* (2017) ont rapporté des valeurs moyennes de MS allant de 28,10 à 41,03 % sur 2 variétés de manioc récoltées au Cameroun entre 8 et 18 mois après semis. De plus, les teneurs moyennes en MS comprises entre 30 et 39 % ont été mesurées sur une collection de plusieurs accessions de manioc issues des programmes d'amélioration en Afrique subsaharienne (Kawuki et *al.*, 2011). Cependant, ces valeurs ont été supérieures à celles obtenues par Hongbété et *al.* (2009) (27,2-28,7 %) sur 4 variétés de manioc récoltées au Bénin

à 12 mois après semis et celles de Bouniol et *al.* (2021) (18,1 % - 37,7 %) sur une collection de 16 accessions de manioc au Bénin. Contrairement à l'étude de Mapiemfu-Lamare et *al.* (2017) dans laquelle la variété locale était plus riche en MS, dans cette étude, les variétés locales utilisées ont présenté un taux de MS comparable à celui de certaines variétés améliorées. A Mbalmayo, la variété locale 1 a été classée dans le groupe des variétés à faible taux de MS, par contre la variété locale de Foubot a été parmi les variétés à haute teneur en MS. De plus, à Mbalmayo, les variétés à faible teneur en MS ont été essentiellement les variétés à pulpe jaune ce qui est en accord avec l'étude de Tize et *al.* (2021) dans laquelle les variétés ayant de fortes teneurs en caroténoïdes totales étaient également celles qui présentaient de faibles teneurs en MS indépendamment de la zone de production considérée.

### **III.2.1.2. Evolution de la fermeté et histologie des racines de manioc au cours du rouissage**

La fermeté des racines fraîches a été fonction de la variété dans les deux zones de production. Cette influence de la variété sur la fermeté des racines fraîches de manioc avait déjà été rapportée sur 9 variétés de manioc indien (Amani et *al.*, 2007; Sajeev et *al.*, 2010). Les valeurs moyennes de fermeté (566,10N/s et 555,45N/s pour Mbalmayo et Foubot respectivement) des racines fraîches obtenues au cours de ce travail n'ont pas été significativement différentes d'une zone de production à l'autre. Or pris individuellement, la fermeté de certaines variétés a varié significativement d'une zone de production à l'autre. Ces variations de fermeté ont été en concordance avec les variations de la MS précédemment observées. Ainsi, une fermeté élevée serait liée à une teneur en MS élevée. Ces valeurs de la fermeté ont été très élevées comparées à celles obtenues sur deux variétés (301,40N/s et 303,88N/s) de manioc sud-africain (Udoro et *al.*, 2020) et sur une variété locale (96,13N/s) brésilienne (Silva et *al.*, 2021). Plusieurs paramètres peuvent être pris en compte pour expliquer cette variation de la fermeté des racines fraîches. En effet, la variabilité des propriétés mécaniques ou texturo-statiques a été attribuée à la quantité variable d'amidon, de cellulose, de pectine, de la composition de la paroi cellulaire, de la taille des cellules, de l'espacement intercellulaire, de la pression de turgescence sur toute la structure et la forme de la cellule (Sajeev et *al.*, 2010). La faible fermeté de la variété locale 1 à Mbalmayo pourrait donc être une conséquence de l'état plasmolysé de ses cellules. Cette hypothèse se confirme avec les variétés 92/0326 et I070593 dont les cellules des parties périphériques étaient plasmolysées et dont les fermetés ont été plus faibles à Foubot. Cette fermeté des racines de manioc a ensuite évolué de manière décroissante au cours du rouissage traduisant le ramollissement des racines. Ce

ramollissement des racines est très important pour la formulation des produits dérivés et a déjà été rapportée dans plusieurs études antérieures (Ickofa *et al.*, 2020; Nkoudou *et al.*, 2021; Silva *et al.*, 2021; Umeh *et al.*, 2021).

La variation de la perte de fermeté en fonction de la variété et de la zone de production dans cette étude est en accord avec les résultats de Nanda & George (1996). Travaillant sur le rouissage de deux variétés de manioc avec un inoculum de culture mixte ces auteurs ont constaté que le niveau de ramollissement n'était pas le même entre les variétés. Ils ont conclu que la durée optimale du rouissage pouvait être estimée à 24 h pour la variété H-1687 et 48 h pour H-2304. De même, le calcul de l'indice de rouissage de 64 variétés de manioc par Chijioke *et al.* (2024) a permis de les regrouper en quatre grandes classes : les variétés très aptes au rouissage, les variétés assez aptes, les variétés mauvaises et les variétés très mauvaises. La variation de la perte de fermeté des racines de manioc serait liée soit à la composition des parois cellulaires qui serait différente d'une variété à l'autre, soit aux enzymes dont la teneur et l'activité serait différente d'une variété à l'autre ou encore à l'état physiologique soutenu par la composition biochimique des racines fraîches qui pourraient différer d'une variété à l'autre. Les résultats de cette étude ont été contraires à ceux de Chijioke *et al.* (2024) qui ont suggéré que la durée du ramollissement des racines de manioc tend à augmenter avec la teneur en MS et aboutit à un rendement du produit élevé. De plus, la fermeté initiale de la racine ne semble pas affecter significativement le ramollissement. En effet, la fermeté initiale de la variété locale a été comparable à celles des variétés LMR et 01/0040-27 à Mbalmayo. Pourtant ces dernières ont perdu presque toute leur fermeté après 24 h tandis que la variété locale est restée relativement ferme à ce stade du rouissage.

L'analyse des courbes de l'évolution de la fermeté au cours du rouissage a révélé un décalage dans la durée moyenne nécessaire pour un ramollissement acceptable des racines qui est passé de 24 h à Mbalmayo à 48 h à Foubot. Plusieurs autres auteurs ont suggérés que le ramollissement est initié dès 24 h après le début du rouissage et peut être optimal à partir du deuxième jour de rouissage (Brauman, *et al.*, 1995 ; Darman *et al.*, 2015; Nkoudou *et al.*, 2016; Chijioke *et al.*, 2024). Ce décalage serait dû au fait que la teneur moyenne en pectines totales des racines de manioc récoltées à Foubot a été supérieure à celle des racines récoltées à Mbalmayo (Annexe VII). En effet, les composées pectiques dans les parois végétales forment des gels calciques qui sont des composés polyanions dont les charges négatives établissent des liaisons ioniques notamment avec le calcium (Rees, 1977). Cette teneur en pectine élevée pourrait donc nécessiter une durée de rouissage prolongée pour un ramollissement optimal. En outre, la teneur en composés phénoliques totaux a significativement diminués entre 0 h et 24 h

de rouissage dans les racines de manioc à Foubot contrairement à Mbalmayo (Annexe VII). Ces composés seraient relargués dans les eaux de trempes où leurs activités antibactériennes (bactéricide et/ou bactériostatique) retarderaient l'activité microbienne et par conséquent, ralentirait le ramollissement des racines. Ce ramollissement a nécessairement lieu en milieu acide d'où la corrélation positive et significative observée entre le pH des eaux de trempes et la fermeté au cours du rouissage à Foubot. Cette corrélation a également été rapportée par Chijioke et *al.*, (2024).

L'analyse microscopique réalisée sur les coupes histologiques a révélé que la structure des racines non fermentées a été cohésive avec des cellules contenant les granules d'amidon (couleur rose) à l'exception des cellules de xylème. Les cellules de certaines variétés ont eu une apparence plasmolysées à la récolte. Après 72 h de rouissage, une dégradation de la structure cellulaire sans modification apparente des granules d'amidon a été observée indépendamment de la variété et de la zone de production. Il est à préciser que cette dégradation a été fonction de la variété. Du point de vue aspect des grains d'amidon, les résultats ont été similaires à ceux de Ngolong et *al.* (2016) et contradictoires à d'autres travaux précédents qui ont noté des différences sur la granule d'amidon au cours du rouissage (Pereira et *al.*, 2016 ; Oyeyinka et *al.*, 2019). En effet, selon Oyeyinka et *al.* (2019), les granules d'amidon natifs observés au microscope électronique à balayage, avaient une surface lisse avec des portions semi-sphériques et irrégulières. Par contre, les granules rouies étaient partiellement brisés avec des fissures ou des micro-trous et aussi une surface rugueuse, certains granules étaient agglomérés. Cette différence de résultat pourrait être attribuée non seulement au type d'équipement utilisé pour les observations microscopiques, mais aussi à la durée de fermentation prolongée dans ces autres études.

La dégradation des parois cellulaires au cours du rouissage a déjà été étudiée et fut attribuée à la dégradation des pectines pariétales. En effet, au cours du rouissage, les pectines des parois responsables de la rigidité de la pulpe de manioc subissent une hydrolyse enzymatique sous l'action des enzymes pectinolytiques (pectinestérase, pectate lyase et polygalacturonase) produites par les microorganismes du milieu de fermentation (Kouhondé et *al.*, 2015; Obi & Agu, 2019). Plusieurs études ont souligné la prédominance des bactéries du genre *Lactobacillus* dans le milieu de rouissage et leur activité pectinase (Djoule et *al.*, 2005; Obi & Agu, 2019). Selon Ngolong et *al.* (2016), les principales modifications de la composition polysaccharidique de la paroi au cours du rouissage concernent les polymères pectiques tels que le galactane, l'homogalacturonane et l'arabinane. Cette dégradation des parois des cellules racinaires de manioc a été plus précoce à Mbalmayo, qu'à Foubot facilitant ainsi le relargage

des métabolites dans les eaux de trempe. En effet, un relargage abondant des sucres (maltose et glucose) dans les eaux de trempe a été constaté à Mbalmayo après 24 h (jusqu'à 0,20 g/l) contrairement à Foubot (maximum 0,05 g/l). Ce relargage précoce des sucres a concouru également à la production plus importante du lactate dans les eaux de trempe à Mbamayo à partir de 24 h de rouissage contrairement à Foubot.

Les résultats de cette étude ont montré que le rouissage détruit la structure racinaire en dégradant la paroi cellulaire en fonction des variétés alors que les granules d'amidon semblent moins modifiées par rouissage. Une analyse de l'ultrastructure de l'amidon de ces farines permettrait une meilleure description de l'impact du rouissage sur la structure des amidons de ces variétés.

### **III.2.3. Biochimie des racines de manioc et leur évolution au cours du rouissage**

#### **III.2.3.1. Teneurs en amidon et amylose**

Les teneurs moyennes en amidon (67,64 % - 83,02 %) et en amylose (13,28 % - 17,79 %) ont été influencées par la variété dans les deux zones de production. Ce résultat est semblable à ceux de Sakdaronnarong *et al.* (2020) qui ont également conclu que les teneurs en amidon de six variétés de manioc thaïlandaise variaient non seulement en fonction de l'âge, mais aussi du génotype. Les valeurs moyennes des teneurs en amidon obtenues dans cette étude ont été comparables à celles des variétés « South China No.12 » (Zhang *et al.* 2020), « six-mois » et « mintol-meko » (Nkoudou *et al.*, 2020), deux variétés (blanche et rouge) sud-africaines (Urodo *et al.* 2020). Par contre, ces valeurs ont été inférieures aux valeurs moyennes rapportées par Sánchez *et al.* (2009) sur 3272 variétés locales et 772 clones améliorés et par Ngolong *et al.* (2016) sur la variété « Ntol » à Yaoundé (Cameroun). Les teneurs en amylose ont été inférieures à celles rapportées par Nuwamanya *et al.* (2010) sur 19 variétés de manioc ougandaise et par Alvarado *et al.* (2013) (18,8 %) sur 13 génotypes de manioc colombien. Les teneurs moyennes en amylose des variétés utilisées dans cette étude ont été inférieures à 20 %. Selon Nkoudou *et al.* (2020), ces variétés peuvent être considérées comme des variétés à faible teneur en amylose.

Dans cette étude, les teneurs moyennes en amidon (77,66 % et 76,10 % pour Mbalmayo et Foubot respectivement) et en amylose (14,30 % et 14,92 % pour Mbalmayo et Foubot respectivement) n'ont pas été significativement différentes d'une zone de production à l'autre. Or certaines études ont montré que la variation des teneurs en amylose et amidon peuvent être non seulement liées au génotype du manioc mais aussi aux conditions environnementales, à la saison de plantation et/ou de la récolte et aussi à l'âge de la plante (Alvarado *et al.*, 2013 ; Sakdaronnarong *et al.*, 2020 ; Zhang *et al.*, 2020). En effet, l'étude de Alvarado *et al.* (2013) a

montré que les variétés de manioc de plaines avaient une teneur en amylose plus élevée que celle des variétés d'altitude à cause d'une différence de la biosynthèse de l'amidon à diverses altitudes liée à des activités enzymatiques différentes, du fait des températures distinctes dans les deux localités. De même Zhang *et al.* (2020) ont montré que la farine de manioc de la localité la plus septentrionale des sept zones d'étude avait la teneur en amidon la plus élevée, tandis que la farine de la localité la plus méridionale avait la valeur la plus faible. La farine de manioc de la zone la plus méridionale avait une teneur en amylose significativement plus faible ( $p < 0,05$ ) par rapport aux farines de manioc des six autres emplacements. Cette stabilité relative des teneurs en amidon et amylose des variétés dans les deux zones de production résulterait du fait que même si les températures sont élevées et favorables à la biosynthèse de l'amidon à Mbalmayo, le sol de Foubot est plus riche en élément minéraux et est d'une bonne texture (sablo-limoneux) ce qui serait une compensation pour un développement optimal pour les plants de manioc à Foubot.

### **III.2.3.2. Cinétique d'évolution du pH, des sucres, des alcools et des acides organiques au cours du rouissage**

Dans cette étude, les sucres fermentescibles identifiés et quantifiés ont été : le maltose, le glucose et le fructose. Tandis que les acides organiques ont été : le lactate, l'acétate, le butyrate et le propionate. L'éthanol a été le seul alcool détecté tandis que le mannitol a été le seul alcool sucre détecté dans les eaux de trempes. La présence des carbohydrates (sucres et acides organiques) dans l'eau de trempes des racines de manioc a déjà été reportée (Avancini *et al.*, 2007). La baisse du pH des eaux de trempes observée au cours du rouissage a d'ailleurs été attribuée à la formation de ces acides organiques (Silva *et al.*, 2021). Les valeurs moyennes de pH de l'eau de trempes mesurées après 72 h de rouissage (4,31 et de 4,88 pour Mbalmayo et Foubot respectivement) ont été similaires à celles rapportées par Silva *et al.* (2021) et Fagbemi & Ijah (2006) mais, supérieures à celles (3,20 et 3,5) rapportées dans d'autres études (Avancini *et al.*, 2007; Pereira *et al.*, 2016 ; Balogun *et al.*, 2021). Cette baisse du pH concomitante à la production des acides organiques concourrait à l'amélioration de la qualité organoleptique et à la préservation de la qualité hygiénique du produit transformé (Rosales-Soto *et al.*, 2016; Muandze *et al.*, 2017; Alphonse & Kaale, 2020). Dans cette étude, les différences ( $p < 0,05$ ) de pH observées entre les variétés et dans les deux zones de production au cours du rouissage seraient probablement dues à la différence entre la flore microbienne présente dans chaque milieu. En effet, le type de micro-organismes est spécifique pour chaque région de production, ce qui peut contribuer à de grandes variations de certains paramètres

(Pereira et al., 2016). L'analyse microbiologique des eaux de trempes au cours du rouissage du manioc a révélé une constitution différentielle (en terme de souche) des microorganismes isolés (Fagbemi & Ijah, 2006; Udensi et al., 2019; Balogun et al., 2021; Umeh et al., 2021). L'absence du propionate à Mbalmayo pourrait également militer en faveur de cette assertion. La fermentation spontanée étant un processus qui implique une action séquentielle des microorganismes, l'apparition et la disparition ultérieure de certains micro-organismes s'opère en raison de la compétition intra et interspécifique, ainsi que la compétition pour les nutriments d'où la fluctuation des valeurs de pH (Batista et al., 2020). En outre, les valeurs du pH de la variété locale ont été relativement élevées (environ 5) tout au long du rouissage et dans les deux zones de production. Cette variété se rapproche de la variété TMS 30555 chez laquelle le pH de l'eau de trempage était autour de 6 jusqu'à 96 h de rouissage (Umeh et al., 2021). Cela pourrait être le résultat d'une faible activité microbienne chez cette variété. En effet, le glucose qui constitue la principale source de carbone nécessaire à la croissance des microorganismes n'a pas été détecté dans les eaux de trempage de cette variété locale. De plus, cette variété a présenté les teneurs en acide lactique les plus faibles au cours du rouissage comparées aux autres variétés et ce dans les deux zones de production. Ces observations pourraient expliquer le ramollissement tardif de la variété locale par rapport à d'autres variétés comme précédemment décrit dans les données de fermeté. La faible augmentation (significative de certaines variétés) du pH des eaux de trempage observée entre 48 h et 72 h du rouissage pourrait être due à l'inhibition de l'activité des microorganismes (*Lactobacillus*) par les composés phénoliques relargués dans les eaux de trempage (Basli et al., 2012; Pernin et al., 2019).

Au cours du rouissage, la perte de fermeté est toujours accompagnée d'une fermentation anaérobie provoquée par différents microorganismes, conduisant à une production d'éthanol et d'acides organiques (Brauman et al., 1996). Cette fermentation pourrait également expliquer la disparition totale des sucres fermentescibles (maltose et glucose) après 72 heures de rouissage dans les eaux de trempage (les deux sites) et les racines (Mbalmayo uniquement). Car ces sucres seraient convertis en acides organiques par les microorganismes présents dans le milieu (Oyewole & Odunfa, 1989 ; Alphonse & Kaale, 2020). Des corrélations négatives et significatives ont d'ailleurs été identifiées entre le maltose et l'éthanol, le lactate, l'acétate et le butyrate dans les eaux de trempage à Mbalmayo indiquant ainsi que le maltose disparaît pendant que ces acides organiques se forment au cours du rouissage. De plus, la fermeté a été négativement et significativement corrélée à l'éthanol et à tous les acides organiques identifiés au cours de cette étude et dans les deux zones de production. La présence de l'acide acétique dans les racines avant le début du rouissage s'expliquerait par leur caractère phytophile leur

permettant de vivre dans les racines fraîches de manioc. Ainsi, ces bactéries provoqueraient la production de l'acide acétique dans les racines avant fermentation en utilisant comme substrat les sucres libres. A Mbalmayo, la forte concentration du lactate et son abondance relative comparée aux autres acides organiques dans les eaux de trempes de toutes les autres variétés serait due à la prédominance des bactéries lactiques dans le processus de rouissage, comme précédemment rapporté (Djoule et *al.*, 2005; Oyedeji et *al.*, 2013; Obi & Agu, 2019). Cette fermentation lactique serait suivie de celle des levures acido-tolérantes (Brauman et *al.*, 1995), d'où l'éthanol a été le deuxième métabolite le plus concentré dans les eaux de trempes. En outre, ces micro-organismes se développent dans des environnements acides favorisés par des stades fermentaires avancés (Batista et *al.*, 2020). Par contre, la diminution/disparition des acides organiques dans les racines au cours du rouissage serait le résultat de leur lessivage vers les eaux de trempes. Car au cours du rouissage, les racines trempées libèrent leur teneur en acide et en cyanure à l'intérieur de l'eau de rouissage, détoxifiant ainsi les racines (Udensi et *al.*, 2019; Umeh et *al.*, 2021). C'est pourquoi, au cours de la fermentation du manioc pour produire le fufu, le pH de l'eau de rouissage s'est avéré plus acide (4,4) que celui des racines (5,7) fermentées correspondantes (Fagbemi & Ijah, 2006).

Par ailleurs, les micro-organismes responsables de la production du butyrate seraient des anaérobies stricts tels que les espèces du genre *Clostridium*. (Brauman et *al.*, 1995). De plus, les espèces du genre *Propionibacterium* capables de fermenter des sucres en acide propionique comme principal produit de fermentation sont des bactéries Gram-positives, non mobiles, non sporulées, en forme de bâtonnet et anaérobies facultatives (Gonzalez-Garcia et *al.*, 2017). Ce qui expliquerait l'apparition tardive (après 48 h) de ce métabolite (propanoate) dans les eaux de trempes.

La disparition totale du lactate après 72 h de rouissage dans les eaux de trempes des variétés 01/1797, 92/0326, variété locale et la baisse significative de sa concentration dans l'eau de trempes des variétés I070593 et I090616 observée à Foubot, pourrait s'expliquer d'une part, par le fait que certains microorganismes sont capables d'assimiler des acides organiques pour poursuivre leur développement (Batista et *al.*, 2020). D'autre part, cette baisse/disparition du lactate pourrait être liée à la production du propionate car le lactate peut être utilisé comme substrat de synthèse du propionate par voie de l'acrylate (réaction directe), par voie du 1,2-propanediol ou par le cycle de Wood-Werkman. Dans la voie acrylate, le lactate est réduit en propionate avec l'acryloyl-CoA comme intermédiaire (Akedo et *al.*, 1983). Dans la voie des acides dicarboxyliques, le lactate est d'abord converti en succinate, puis en propionate par décarboxylation (Paynter & Elsdon, 1970).

Ces acides organiques améliorent l'arôme, la saveur et contribuent en outre à préserver la qualité des produits en inactivant les entérobactéries et autres agents pathogènes infectieux qui produisent des toxines d'origine alimentaire (Oyeyinka et al., 2020). En effet, grâce à ses propriétés antimicrobiennes, le propionate est utilisé comme conservateur alimentaire (Zidwick et al., 2013). De plus, les sels de propionate sont des suppresseurs efficaces de la croissance des moisissures sur les surfaces et, lorsqu'ils sont combinés avec les acides lactique et acétique, ils peuvent inhiber la croissance de *Listeria monocytogenes* (Wemmenhove et al., 2016) qui est l'un des principaux contaminants des produits fermentés. Sur la base de ces propriétés du propionate, les produits frais issus du rouissage à Foubot (où le propionate a été détecté) pourraient être mieux conservés que ceux de Mbalmayo.

### III.2.3.3. Cinétique de l'évolution des composés phénoliques totaux au cours du rouissage

Dans cette étude, les composés phénoliques libres (MeFPC) ont constitué la fraction la plus abondante avec les valeurs maximales atteignant 633,69 eq AG $\mu$ g/g. Cette fraction de composés phénoliques a été plus concentrée dans les variétés à pulpe jaune (01/0040-27 et 01/1797) contrairement aux variétés à pulpe blanche (LMR et 92/0326) indépendamment de la zone de production. La couleur de la pulpe serait donc plus influencée par les composés phénoliques libres que les autres fractions de polyphénols. Cependant, ces variétés à pulpe jaune ont été plus pauvres en MS que les variétés à pulpe blanche à Mbalmayo, justifiant la corrélation négative observée entre les MeFPC et la MS dans cette zone de production. L'influence de la variété et de la couleur de la pulpe sur la teneur en composés phénoliques totaux a déjà été rapportée par Makori et al. (2020) et Musilová et al. (2017) sur la patate douce. Ces auteurs ont détecté une très forte concentration de composés phénoliques totaux dans les variétés de patate douce à pulpe violette par rapport aux variétés à pulpe orange, jaune et blanche. De plus la teneur en phénols totaux des farines de manioc a déjà été précédemment corrélée ( $r = 0,95$ ) avec la couleur jaune de la pulpe (Hongbété et al., 2009). En outre, Nilusha et al. (2021) ont détecté une concentration en composés phénoliques totaux plus élevée chez la variété de manioc à pulpe jaune « swarna » par rapport à celles à pulpe blanche.

A la fin du rouissage, une réduction/augmentation significative des composés phénoliques totaux libres a été observée à Mbalmayo et Foubot respectivement. En effet, au cours des processus de fermentation, la composition et la teneur en polyphénols dans les aliments sont généralement modifiées de manière significative (Yang et al., 2023). Dans cette étude, les variations des teneurs en polyphénols ont été influencées par la variété et l'environnement. Selon Filannino et al., (2015), le métabolisme des composés phénoliques est

fortement dépendant de la composition et des facteurs intrinsèques des fruits et légumes. La réduction des teneurs en composés phénoliques observée au cours du rouissage serait le résultat de la lixiviation de ces composés des racines vers les eaux de trempage du fait de leur hydrolyse. Un résultat similaire a précédemment été rapporté par Othman et *al.* (2009) qui, étudiant la fermentation des olives ont conclu qu'il y'a une migration (par osmose) des composés phénoliques entre la pulpe d'olive et l'eau de fermentation. De plus, Hongbété et *al.* (2009) ont détecté une chute drastique des composés phénoliques totaux dans la farine de manioc (lafun) fermentée (séchée au soleil). L'hydrolyse de ces composés serait provoquée par leur conversion et/ou consommation par la microflore fermentaire notamment les bactéries lactiques (Othman et *al.*, 2009 ; Filannino et *al.*, 2015). Cette lixiviation a probablement été facilitée par la destruction des parois cellulaires des racines sous l'action des enzymes microbiennes au cours du rouissage. Cette diminution des teneurs en composés phénoliques au cours du rouissage contribue au blanchiment du fufu (Hongbété et *al.*, 2009) qui est l'un des critères majeurs de l'acceptation du produit par les consommateurs (Chijioke et *al.*, 2021). Du fait de leurs propriétés anti bactériennes, la présence de ces composés phénoliques dans les produits frais du rouissage contribuerait à leur conservation prolongée.

Par ailleurs une augmentation apparente des composés phénoliques au cours du rouissage a été observée sur la fraction des polyphénols libres à Foubot. Ce résultat est similaire à ceux de Samadoulougou-Kafando et *al.* (2021) qui ont constaté une augmentation des teneurs en polyphénols totaux au cours de la fermentation du nectar de mangue. L'augmentation des teneurs en polyphénols totaux libres observée pendant la fermentation lactique a été attribuée à la dépolymérisation ou à l'hydrolyse des composés phénoliques présents sous forme de polymères, libérant ainsi des molécules bioactives en augmentant leur concentration et leur biodisponibilité (Othman et *al.*, 2009 ; Jin et *al.*, 2014; Filannino et *al.*, 2015). En effet, certaines bactéries lactiques notamment les *L. plantarum* et quelques *Lactobacillus* spp. possèdent plusieurs enzymes, telles que la  $\beta$ -glucosidase, la tanase, la feruloyl-estérase ou l'acide phénolique décarboxylase leur permettant de métaboliser les composés phénoliques (Rodríguez et *al.*, 2009; Yang et *al.*, 2023). Une identification de ces composés phénoliques pourrait contribuer à établir le profil de chaque variété et peut-être mieux comprendre leur impact sur le rouissage.

### III.2.3.4. Cinétique d'évolution des pectines totales dans les racines de manioc au cours du rouissage

Le ramollissement observé au cours du rouissage des racines de manioc a été attribué à la dégradation des composés pectiques des parois cellulaires (Kouhoundé et *al.*, 2015; Nglong et *al.*, 2016; Obi & Agu, 2019). Dans cette étude, les teneurs moyennes en pectine totale ont été plus importantes chez la variété 01/0040-27 par rapport aux autres variétés tout le long du rouissage et dans les deux zones de production. Bien qu'une corrélation positive ( $r = 0,71$ ) et significative ait été identifiée entre la fermeté et les pectines totales à Foubot, ces données de pectines ne corroborent pas celles de la fermeté mesurées. En effet, à Mbalmayo, le ramollissement a été plus rapide (après 24 h) chez cette variété (01/0040-27). De plus, le ramollissement a été relativement retardé chez la variété 01/1797 pourtant elle a présenté les plus faibles valeurs de pectines totales. Ceci serait dû au fait que la nature des pectines dégradées constitue un élément clé du ramollissement des racines au cours du rouissage. Selon Ngolong et *al.* (2016), les principales modifications des polysaccharides de la paroi au cours du rouissage du manioc concernent les polymères pectiques tels que le galactane, l'homogalacturonane et l'arabinane. Or l'affaiblissement de la lamelle moyenne au cours du rouissage du lin a été attribué uniquement à l'action de la polygalacturonase. De plus, le composant actif dans un système enzymatique de rouissage extrait de *Rhizopus oryzae* sp., était une pectinase ayant comme substrat préféré l'acide polygalacturonique non estérifié. Ainsi, la dégradation des tronçons lisses d'acide polygalacturonique qui sont les structures formant la « boîte à œufs », serait la réaction critique du rouissage. En effet, les boîtes à œufs réticulent différentes chaînes de pectine et pourraient donc être un facteur structurellement significatif dans la lamelle moyenne. La dégradation de celles-ci pourrait induire l'effondrement de la lamelle médiane (Zhang, 2006). Le ramollissement précoce de la variété 01/0040-27 à Mbalmayo en contradiction à sa teneur élevée en pectines totales pourrait ainsi être attribué à une destruction des « boîtes à œufs » des parois cellulaires au cours du rouissage sans dégradation de chaîne pectique proprement dite. Car, dans la lamelle moyenne, les ions calcium et éventuellement d'autres cations maintiennent ensemble le réseau réticulé des polysaccharides pectiques afin d'assurer l'adhésion cellulaire (Willats et *al.*, 2001; Zhang, 2006). De plus, les teneurs en pectines totales des racines à Foubot ont été supérieures à celles de Mbalmayo. Et la teneur en calcium du sol de Foubot était supérieure à celle de Mbalmayo. Or une corrélation significative et positive a été établie entre la teneur en éléments minéraux du sol et celle contenu dans la plante (Temegne et *al.*, 2016). Les racines de Foubot seraient donc

plus riche en calcium qui est indispensable pour la formation des « boîtes à œufs » ce qui pourrait justifier les teneurs élevées de pectines totale des racines à Foubot.

Une étude de la composition des parois cellulaires et des activités enzymatiques au cours du rouissage de ces variétés de manioc pourrait permettre une meilleure appréhension du comportement différentiel des variétés observé au cours du processus de rouissage.

#### **III.2.4. Propriétés d'empesages des farines de manioc au cours du rouissage**

L'observation de deux pics sur les visco amylogrammes des farines de 0 h et 24 h est en accord avec les résultats de Alvarado et *al.* (2013) qui ont également observé deux pics sur les visco amylogrammes des farines natives, non fermentées séchées au soleil et les farines fermentées séchées au soleil de onze variétés de manioc colombien cultivés en altitude et en plaine. Cependant, le maintien des deux pics après 72 h de rouissage uniquement chez la variété 92/0326 de Mbalmayo démontre que les modifications de l'amidon au cours du rouissage du manioc varient en fonction de la variété car toutes les farines ont été traitées de la même façon.

Les températures de cuisson des farines (63,65-69,12 °C) ont été inférieures au point d'ébullition de l'eau. Ces faibles températures de gélatinisation (PT°) suggèrent que les farines forment facilement des pâtes, et sont donc adaptées à la plupart des processus industriels alimentaires et non alimentaires en raison des coûts énergétiques réduits lors des processus de production (Iwe & Agiriga, 2014). Des valeurs semblables de température de gélatinisation des amidons de manioc ont été reportées dans certains travaux antérieurs (Sánchez et *al.*, 2009 ; Dos Santos et *al.*, 2023). Cependant, ces valeurs ont été inférieures à celles de Abass et *al.* (2022) et de Oyeyinka et *al.* (2019). La fermentation a augmenté la PT° chez certaines variétés augmentant ainsi la demande énergétique pour la cuisson des farines fermentées. Une augmentation de la PT° des farines fermentées par rapport à la farine non fermentée de la variété TMS 326 a déjà été rapportée (Oyeyinka et *al.*, 2019). Selon ces auteurs, la différence de PT° observée entre les variétés a été attribuée à la différence de taille des granules d'amidons entre les variétés TMS 326 et TME 419 (Oyeyinka et *al.*, 2019b). En effet les gros granules d'amidon peuvent nécessiter plus de temps pour s'hydrater et gélatiniser que les petits granules d'amidon. Il ressort des résultats obtenus dans cette étude que les échantillons de farines non fermentées consomment moins d'énergie et cuisent plus rapidement que les farines fermentées.

Le pic de viscosité (PV) est fortement corrélé à la qualité du produit final (Zhang et *al.*, 2020). Les valeurs du PV des farines obtenues dans cette étude ont été comprises entre 1467,5 cP (pour la farine de 01/0040-27 fermentée pendant 24 h à Foubot) et 2206,5 cP (pour la farine de LMR fermentée pendant 24h à Mbalmayo). Ces valeurs ont été similaires à celles

obtenues (2039 cP) par Monthe et *al.* (2019) sur les farines de manioc fermentées mais inférieures aux valeurs (6615-6552 cP) précédemment mesurées par Nkoudou et *al.* (2020) sur les farines fermentées des variétés «Six-mois » et « Mintol-meko », par Oyeyinka et *al.* (2019) (5210–5790 cP) sur l'amidon des farines fermentées de la variété TMS 326. Les faibles valeurs de PV obtenues dans ce travail pourraient être liées d'une part à la faible proportion des échantillons (8 %) utilisés par rapport à ceux de Nkoudou et *al.* (2020) dont les échantillons ont été préparés à 12,5 %. En outre, Oyeyinka et *al.* (2019) ont étudié le profil de viscosité des amidons extraits des farines fermentées contrairement aux farines fermentées utilisées dans ce travail. En effet, il est connu que d'autres constituants de la farine tels que les protéines et les fibres peuvent limiter l'absorption de l'eau au cours du chauffage ce qui réduit le PV. Le faible PV de la farine de la variété TMS 326 a d'ailleurs été attribué à sa richesse en protéine et en fibre par rapport à la variété TME 419 (Oyeyinka et *al.*, 2019).

La baisse du PV observée chez les variétés 92/0326 de Mbalmayo et toutes les variétés à Foubot au cours du rouissage suggère une dégradation de la structure de l'amidon de ces variétés de manioc au cours du rouissage. En effet, une faible viscosité de la pâte indique une solubilité plus élevée, résultat de la dégradation ou de la dextrinisation de l'amidon (Shittu et *al.*, 2001). Les farines fermentées (72 h) de ces variétés produiraient des pâtes plus tendres comparées aux farines non fermentées correspondantes car le PV élevé implique une pâte plus ferme (Abass et *al.*, 2022). Cette baisse du PV au cours de la fermentation a précédemment été observée et a été couplée à une augmentation de la capacité d'absorption de l'eau et une baisse du pouvoir gonflant chez la variété TMS 326 (Oyeyinka et *al.*, 2019). De plus, Abass et *al.* (2022) ont identifié une corrélation positive entre le PV et la capacité d'absorption d'eau et une corrélation négative entre le pouvoir de gonflement et le PV du fufu. Toutes les farines fermentées à Foubot auraient donc des pâtes plus tendres comparées aux farines non fermentées contrairement à Mbalmayo où se phénomène a été observé uniquement sur la variété 92/0326.

Les valeurs de BD et SB obtenues au cours de cette étude sont largement inférieurs à celles de Oyeyinka et *al.* (2019) et semblables à celles d'autres auteurs (Alvarado et *al.*, 2013; Monthe et *al.*, 2019). Dans les farines non fermentées, les deux variétés (92/0326 de Mbalmayo et 01/1797 de Foubot) ayant précédemment présenté des PV plus élevés ont également présenté des BD élevées. Donc ces farines non fermentées résistent peu au chauffage prolongé et sont susceptibles de ramollir avec l'augmentation de la température et le temps de cuisson (Abass et *al.*, 2022). Une corrélation positive et significative a d'ailleurs été observée entre le PV et le BD à Mbalmayo. Cette corrélation a déjà été rapportée par Zhang et *al.* (2020). A

Mbalmayo, la baisse du BD observée chez la variété 92/0326 au cours rouissage, indiquerait une amélioration de la résistance au chauffage des granules d'amidon fermentées de cette variété. Tandis qu'à Foubot, la fermentation a amélioré la résistance au chauffage prolongé des granules d'amidon fermentées de toutes les variétés avec un effet variété significatif. Ce résultat corrobore ceux de Oyeyinka et *al.* (2019) qui ont précédemment observé une diminution du BD de la variété TMS326 au cours du rouissage. Par contre, Alvarado (2014) a enregistré les BD plus élevés dans les échantillons fermentés contrairement aux échantillons non fermentés concluant ainsi que la structure granulaire des échantillons a été endommagée lors de la fermentation car le BD est relié à la fragilité du granule d'amidon. La fermentation a également amélioré la tendance à la rétrogradation (SB faible après 72 h de rouissage) de toutes les variétés dans les deux zones de production avec un effet variété significatif. Ces résultats semblables à ceux de Alvarado (2014) sont contraires à ceux de Oyeyinka et *al.*(2019) et Silva et *al.* (2021). Les diminutions du SB s'expliqueraient soit par la baisse générale de viscosité observée tout au long du profil RVA au cours du rouissage, soit par une moindre rétrogradation de l'amylose peut-être due à son hydrolyse partielle. Car, les amidons riches en amylose sont plus sensibles à la rétrogradation en raison de l'agrégation d'amylose qui agit comme des noyaux lors du processus de rétrogradation de l'amylopectine (Rodríguez-Sandoval et *al.*, 2008) et conduit à des produit très durs et moins collant (Gandebe et *al.*, 2017). Les faibles teneurs en amylose (< 20%) de nos échantillons expliqueraient probablement cette résistance à la rétrogradation. Ainsi, les quatre variétés de manioc (01/0040-27, LMR, 92/0326 et 01/1797) utilisées dans cette étude pourraient être à l'origine des produits moins sensibles à la rétrogradation, doux et collants. La baisse généralisée de la viscosité observée chez toutes les variétés et dans les deux zones de production, pourrait être attribuée à la baisse du pH au cours du rouissage. En effet, la viscosité de l'amidon après trempage dans de l'eau acide à pH 5 a été légèrement diminuée par rapport à l'amidon natif tandis que celle de l'amidon prétraité à pH 3 a été sensiblement réduite en raison de la forte dégradation des molécules d'amidon dans les granules (Chatpapamon et *al.*, 2019). A Mbalmayo, la pâte fermentée (72 h) de la variété 01/1797 a été moins susceptible à la rétrogradation que les autres tandis qu'à Foubot, la pâte fermentée de la variété 92/0326 a été plus susceptible à la rétrogradation. Un SB élevé montre que les forces associatives entre les molécules d'amidon sont relativement faibles. Ce qui facilite la pénétration de l'eau et conduit à un affaiblissement des forces associées. Le granule est donc susceptible de se décomposer facilement, ce qui conduit à des gels faibles (Etudaiye et *al.*, 2009). Une forte rétrogradation est indésirable pour les consommateurs et pourrait conduire à une aversion du fufu et être considéré comme un facteur militant contre l'adoption

d'une variété de manioc (Abass et *al.*, 2022). Or la douceur, le caractère non-collant, la facilité d'ingestion et l'élasticité semblent être des traits majeurs du fufu qui conduisent à son appréciation par les consommateurs (Chijioke et *al.*, 2021).

L'évolution différentielle des indicateurs d'empesage des différentes variétés de manioc confirme la complexité des phénomènes impliqués dans le comportement hydrothermal des amidons et reflète la différence de stabilité des granules d'amidon de ces variétés lorsqu'elles sont chauffés. En plus des facteurs génotypiques, ce comportement hydrothermal des amidons serait influencé par d'autres facteurs. En effet, le PV pourrait être influencée par d'autres paramètres tels que la teneur en phosphore et calcium de l'amidon (Zaidul et *al.*, 2007; Zhang et *al.*, 2020), la taille des granules d'amidon (Cornejo-Ramírez et *al.*, 2018), la structure des granules d'amidon y compris la position du hile (Cai et *al.*, 2013). Certaines études ont souligné un impact des composés phénoliques sur les propriétés d'empesage des amidons (Zhu, 2015 ; Irondi et *al.*, 2019). En effet, les extraits végétaux riches en composés phénoliques purs affectent les propriétés d'empesage de l'amidon. Selon Zhu (2015), leur effet dépend du type d'amidon, de la composition chimique de l'extrait, de la structure du composé phénolique spécifique et du pH du système. De plus, l'incorporation de la farine de *Brachystegia eurycoma* riche en polyphénol dans les farines de manioc a contribué à une augmentation significative du PV, SB et holding tandis que la diminution du BD a été observé à mesure que les proportions en farine de *Brachystegia eurycoma* augmentait (20 %) dans le mélange (Irondi et *al.*, 2019). Dans cette étude, une corrélation significative et positive a été observée entre la fraction de composés phénolique AHPC et le BD à Foubot confirmant ainsi l'effet de la structure du composé phénolique sur le BD des farines. Les pectines totales ont été quant à elles positivement corrélées aux SB à Mbalmayo suggérant l'effet des pectines dans la gélification des pâtes gélatinisées. En effet, certaines études ont précédemment soulignés l'effet des pectines sur les propriétés d'empesage des amidons (Luo et *al.*, 2017; Zheng et *al.*, 2019 ; Bawa et *al.*, 2020). Selon Luo et *al.* (2017), le SB est principalement affecté par la teneur en acide galacturonique et sa masse moléculaire. En outre, la pectine de gombo affecte les propriétés d'empesage de l'amidon de manioc : réduisant les valeurs du PV et du SB, et augmentant celles de la FV. Selon Bawa et *al.* (2020), le pic temps augmente également avec les concentrations élevées de pectine pendant que la rétrogradation diminue.

Cette variation des indicateurs d'empesage entre les variétés et d'une zone de production à l'autre souligne également l'importance du facteur durée de rouissage sur la qualité du produit final. Ainsi, la durée du rouissage doit dépendre du type de produit que l'on souhaite formuler avec la pâte fermentée obtenue ainsi que des préférences des utilisateurs. Car une variété peut

être considérée comme appropriée pour un produit particulier dans une communauté mais considérée comme inappropriée pour le même produit dans une autre communauté (Abass et *al.*, 2022). Cette variation des indicateurs d'empesage dans les deux zones de production pourraient être dues à des différences dans le régime des précipitations et d'autres indices météorologiques. À la récolte, les PV, BD et SB moyens des farines ont été élevés à Foubot par rapport à Mbalmayo. Ce qui est en accord avec les résultats de Zhang et *al.* (2020) qui, étudiant l'impact des facteurs environnementaux sur les propriétés d'empesage des farines de manioc, ont conclu que les farines de manioc des zones d'altitude intermédiaire (781 m et 971 m) avaient des PV moyens plus élevés que ceux des zones de basse altitude (51m, 15 m et 71 m). De plus, des corrélations directes entre le PV et la température quotidienne moyenne au stade d'initiation et de gonflement des tubercules ont également été observées (Zhang et *al.*, 2020).

Etudier la granulométrie et la cristallographie de ces amidons pourrait permettre de mieux comprendre le comportement hydro thermal de chaque variété au cours du rouissage.

## **Chapitre IV. CONCLUSION ET PERSPECTIVES**

#### **IV.1. Conclusion**

Dans l'optique de contribuer à la compréhension de la physiologie des racines de manioc pendant le processus de rouissage, des modifications physiques, histologiques et biochimiques des eaux de trempes et des racines de manioc ont été étudiées. D'après les résultats, toutes les variétés étudiées ont présenté un niveau de ramollissement convenable après 72 h de rouissage pour être utilisées dans la formulation des produits dérivés (bâtons/bobolo, water-fufu, fufu ...). En fonction de leur perte de fermeté au cours du rouissage, ces variétés peuvent être classées en deux grands groupes à Mbalmayo et en trois grands groupes à Foumbot. Ainsi, à Mbalmayo, les deux groupes sont constitués des variétés à ramollissement rapide (01/0040-27 et LMR) et les variétés à ramollissement lent (92/0326, 01/1797, I071026, I070593, I090616 et la variété locale). Tandis qu'à Foumbot, les trois groupes sont constitués des variétés à ramollissement rapide (01/1797), celles à ramollissement moyen (010040-27, LMR, 92/0326, I071026 et I070593) et celles à ramollissement lent (I090616 et la variété locale). Ce ramollissement qui s'est traduit sur le plan physique par la perte de fermeté, a été sur le plan histologique matérialisé par la dégradation des parois cellulaires des racines rouies. Sur le plan biochimique, le rouissage a été caractérisé par la réduction des teneurs en sucres, composés phénoliques totaux et pectines totales dans les racines, une augmentation des teneurs en acides organiques et alcools dans les eaux de trempes et une baisse de leurs concentrations dans les racines au cours du rouissage. Ces acides organiques sont responsables de la baisse du pH des eaux de trempes observée au cours du rouissage. L'absence de corrélation significative entre l'évolution de la fermeté et celle de la teneur en pectine totale observée à Mbalmayo suggère l'implication d'autres composés de la paroi cellulaire (par exemple l'hémicellulose, les celluloses) dans le ramollissement des racines de manioc et nécessite des recherches supplémentaires. Par contre à Foumbot, la fermeté a été significativement et positivement corrélée à la teneur en pectine totale montrant ainsi une relation directe entre la perte de fermeté et l'hydrolyse des pectines au cours du rouissage. Cette étude a également montré que le processus de rouissage affecte significativement les propriétés d'empesage de l'amidon en fonction de la variété et de la zone de production. En effet, le rouissage a réduit significativement la viscosité globale des amidons des farines de manioc de toutes les variétés et dans les deux zones de production. Cette réduction de la viscosité globale par le rouissage débouche sur l'amélioration à la susceptibilité à la rétrogradation des amidons des farines de toutes les variétés dans les deux zones de production. A cet effet, la variété 01/1797 a présenté une stabilité relative des paramètres d'empesage dans les deux zones de production. Ce qui la rend propice à la transformation en un fufu de meilleure qualité que les autres variétés et ceci dans les deux zones de production. Mais, de manière globale, le fufu issu

du rouissage des racines de manioc cultivées à Mbalmayo présenteraient des qualités texturales moins intéressantes que celui de Foubot. Par contre, le fufu de Mbalmayo serait plus blanc car le rouissage favorise l'hydrolyse des composés phénoliques libres, ce qui contribue au blanchiment du fufu à Mbalmayo.

#### **IV.2. Perspectives**

Bien que les objectifs définis dans ce travail aient été atteints. Pour l'améliorer, il serait envisageable dans un futur proche de/d':

- 1- analyser les constituants polysaccharidiques (la composition et teneur) des parois cellulaires afin d'identifier l'effet de la variété sur les constituants des parois cellulaires des racines de manioc et ceux les plus impactés par le rouissage car le ramollissement des racines au cours du rouissage serait non seulement le résultat de la dégradation de la pectine, mais aussi de la taille des pectines concernées, du degré de méthylation ou d'autres composants de la paroi cellulaire comme l'hémicellulose ;
- 2- identifier les composés phénoliques contenus dans chaque fraction de polyphénols totaux afin de compléter le profil de chaque variété et déterminer l'impact du rouissage sur ce profil ;
- 3- réaliser une cristallographie des amidons de ces variétés de manioc afin de mieux comprendre le comportement hydrothermal de chaque variété ;
- 4- effectuer une analyse microbiologique des eaux de trempé et des racines de manioc au cours du rouissage dans les deux zones de production afin de mieux comprendre la cinétique de certains métabolites d'une variété à l'autre et même d'un site à l'autre ;
- 5- le manioc étant produit dans toutes les zones agro écologiques du Cameroun, il serait intéressant d'étendre ce travail sur d'autres variétés et dans d'autres zones agro écologiques du Cameroun.

## BIBLIOGRAPHIE

- Abass, A. B., Awoyale, W., Ogundapo, A., Oluwasoga, O., Nwaoliwe, G., Oyelekan, J., & Olarinde, L. O. (2022). Adoption of improved cassava varieties by processors is linked to processing characteristics and products biophysical attributes. *Journal of Food Processing and Preservation*, 46(3), 1–19. <https://doi.org/10.1111/jfpp.16350>
- Abbas, M., Saeed, F., Anjum, F. M., Afzaal, M., Tufail, T., Bashir, M. S., Ishtiaq, A., Hussain, S., & Suleria, H. A. R. (2017). Natural polyphenols: An overview. *International Journal of Food Properties*, 20(8), 1689–1699. <https://doi.org/10.1080/10942912.2016.1220393>
- Adetunji, A. R., Isadare, D. A., Akinluwade, K. J., & Adewoye, O. O. (2015). Waste-to-Wealth Applications of Cassava – A Review Study of Industrial and Agricultural Applications. *Advances in Research*, 4(4), 212–229. <https://doi.org/10.9734/AIR/2015/15417>
- Afoakwa, E. O., Budu, A. S., Asiedu, C., Chiwona-Karltun, L., & Nyirenda, D. B. (2012). Viscoelastic Properties and Physico-Functional Characterization of Six High Yielding Cassava Mosaic Disease-Resistant Cassava (*Manihot Esculenta* Crantz) Genotypes. *J Nutr Food Sci*, 2(2), 1–8. <https://doi.org/10.4172/2155-9600.1000129>
- Aghemwenhio, S. I., Banwo, K., Ogunremi, O. R., & Sanni, A. I. (2017). Characterization and Technological Properties of yeasts isolated from retting cassava. *Annals. Food Science and Technology*, 18(2), 281–289.
- Aghogho, C. I., Eleblu, S. J. Y., Bakare, M. A., Kayondo, I. S., Asante, I., Parkes, E. Y., Kulakow, P., Offei, S. K., & Rabbi, I. (2022). Genetic variability and genotype by environment interaction of two major cassava processed products in multi-environments. *Frontiers in Plant Science*, 13, 1–17. <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.974795>
- Aidoo, R., Oduro, I. N., Agbenorhevi, J. K., Ellis, W. O., & Pepra-Ameyaw, N. B. (2022). Physicochemical and pasting properties of flour and starch from two new cassava accessions. *International Journal of Food Properties*, 25(1), 561–569. <https://doi.org/10.1080/10942912.2022.2052087>
- Agueguia A, Apedo-Ama A, Fontem DA, Manga GA, Mboua JC, Mouen M., Ndzana X, Ngeve Mbua J, Poné Kamdem D, Tchuanyo M, Tetka J, Tiki Mpondo G, Wouamane M, Zok S. Le manioc un aliment pour tout le monde. In: Bell A, Mück O, Schule B, editors. Les plantes à racines et tubercules en Afrique : une contribution au développement des technologies de récolte et d’après-récolte. DES/ZEL; 2000. <http://www.fao.org/inpho>
- Akedo, M., Cooney, C. L., & Sinskey, A. J. (1983). Direct demonstration of lactate-acrylate interconversion in *Clostridium propionicum*. *Bio/Technology*, 1(9), 791–794. <https://doi.org/10.1038/nbt1183-791>
- Akingbala, J. O., Oyewole, O. B., Uzo-Peters, P. I., Karim, R. O., & Baccus-Taylor, G. S. H. (2005). Evaluating stored cassava quality in gari production. *Journal of Food, Agriculture & Environment*, 3(1), 75–80. <http://agris.fao.org/agris-search/search/display.do?f=2009/FI/FI0901.xml;FI2005025501>
- Allem, A. C. (2002). The Origins and Taxonomy of Cassava. In J. M. T. and A. C. B. R.J. Hillocks (Ed.), *Cassava: Biology, Production and Utilization* (pp. 1–16).
- Aloys, N., & Angeline, N. (2009). Traditional fermented foods and beverages in Burundi. *Food Research International*, 42(5–6), 588–594. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2009.02.021>
- Aloys, N., & Ming, Z. H. (2006). Traditional cassava foods in Burundi - A review. *Food Reviews International*, 22(1), 1–27. <https://doi.org/10.1080/87559120500379761>
- Aloys, N., & Zhou, H. M. (2006). Functional and chemical properties of ikivunde and inyange, two traditionally processed burundian cassava flours. *Journal of Food Biochemistry*, 30(4), 429–443. <https://doi.org/10.1111/j.1745-4514.2006.00073.x>
- Alphonse, S., & Kaale, L. D. (2020). Assessment of Biochemical Changes during Fermentation Process for Production of Traditional Fermented Cassava Meal “ Mchuchume .” *Tanzania*

- Journal of Science*, 46(2), 228–240.
- Alvarado, M. P., Grosmaire, L., Dufour, D., Toroa, A. G., Sánchez, T., Calle, F., Santander, M. A. M., Ceballos, H., Delarbre, J. L., & Tran, T. (2013). Combined effect of fermentation, sun-drying and genotype on breadmaking ability of sour cassava starch Combined effect of fermentation, sun-drying and genotype on breadmaking ability of sour cassava starch. *Carbohydrate Polymers*, 98, 1137–1146. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2013.07.012>
- Alvarado, P. G. M. (2014). *Facteurs déterminants du pouvoir de panification de l'amidon de manioc modifié par fermentation et irradiation uv*.
- Amadi, C. O., Njoku, D. N., Gore, M., Egesi, C. ., Afuape, S., & Olojede, O. . (2017). Reducing post-harvest physiological deterioration in cassava breeding by National Root Crops Research Institute Umudike. *Nigeria Agricultural Journal*, 48(1), 132–141.
- Ambang, Z., Akoa, A., Bekolo, N., Nantia, J., Nyobe, L., Sylvie, Y., & Ongono, B. (2007). *Tolérance de quelques cultivars de manioc (Manihot esculenta Crantz) et de l'espèce sauvage (Manihot glaziovii) à la mosaïque virale africaine et à la cercosporiose du manioc*. 140–145.
- Ampe, F., & Brauman, A. (1995). Origin of enzymes involved in detoxification and root softening during cassava retting. *World Journal of Microbiology & Biotechnology*, 11, 178–182.
- An, F., Cui, M., Chen, T., Cheng, C., Liu, Z., Luo, X., Xue, J., Tang, Y., Cai, J., & Chen, S. (2023). Flavonoid accumulation modulates the responses of cassava tuberous roots to postharvest physiological deterioration. *Postharvest Biology and Technology*, 198(October 2022), 112254. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2023.112254>
- Anonyme,1, FAO. (2018). *Étude diagnostique de la réduction des pertes après récolte de trois cultures*.
- Anonyme 2, IRAD. (2013). *Augmentation de la productivité du manioc et diffusion des semences améliorées* (pp. 1–44). Projet C2D IRAD n°2.
- Anonyme 3, Fao. (2014). *Champs-écoles paysans sur le manioc*.
- Anonyme 4, CILSS. (2004). *Normes de consommation des principaux produits alimentaires dans les pays du cilss*.
- Anonyme 5, FAOstat (2023). <https://www.fao.org/faostat/fr/#compare> consulté le 29/06/2023
- Augusto, A., & Alves, C. (2002). Cassava Botany and Physiology. In J. M. T. and A. C. B. R.J. Hillocks (Ed.), *Cassava: Biology, Production and Utilization* (pp. 67–89).
- Avancini, S. R. P., Faccin, G. L., Vieira, M. A., Rovaris, A. A., Podestá, R., Tramonte, R., de Souza, N. M. A., & Amante, E. R. (2007). Cassava starch fermentation wastewater: Characterization and preliminary toxicological studies. *Food and Chemical Toxicology*, 45(11), 2273–2278. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2007.06.006>
- Awoyale, W., Abass, A. B., & Maziya-Dixon, B. (2018). Retention of pro-vitamin A carotenoid in composite bread baked with high quality cassava flour from yellow-fleshed cassava root. *Functional Foods in Health and Disease*, 8(9), 438–446. <https://doi.org/10.31989/ffhd.v8i9.534>
- Ayetigbo, O., Latif, S., Abass, A., & Müller, J. (2018). Comparing characteristics of root, flour and starch of biofortified yellow-flesh and white-flesh cassava variants, and sustainability considerations: A review. *Sustainability (Switzerland)*, 10(9), 1–32. <https://doi.org/10.3390/su10093089>
- Bakayoko, S., Kouadio, K. K. H., Soro, D., Tschannen, A., Nindjin, C., Dao, D., & Girardin, O. (2012). Rendements en tubercules frais et teneurs en matière sèche de soixante-dix nouvelles variétés de manioc ( *Manihot esculenta Crantz* ) cultivées dans le centre de la Côte d ' Ivoire. *Journal of Animal & Plant Sciences*, 14(2), 1961–1977.
- Bakayoko, S., Soro, D., N'dri, B., Kouadio, K. K. ., Tschannen, A., Nindjin, C., Dao, D., & Girardin, O. (2013). Etude de l ' architecture végétale de 14 variétés améliorées de manioc

- ( *Manihot esculenta* Crantz ) dans le centre de la Côte d ' Ivoir e. *Journal of Applied Biosciences*, 61, 4471–4477. <https://doi.org/10.4314/jab.v61i0.85595>
- Balogun, B., Adeleke, B. S., & Owoseni, I. I. (2021). Characterization of Bacteria Isolates from Fermented Cassava Steeping Water. *International Journal of Applied Biology*, 5(2), 190–199.
- Banea, J. P., Bradbury, J. H., Mandombi, C., Nahimana, D., Denton, I. C., Kuwa, N., & Tshala Katumbay, D. (2013). Control of konzo by detoxification of cassava flour in three villages in the Democratic Republic of Congo. *Food and Chemical Toxicology*, 60, 506–513. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2013.08.012>
- Basli, A., Chibane, M., Madani, K., & Oukil, N. (2012). Activité antibactérienne des polyphénols extraits d'une plante médicinale de la flore d'Algérie: *Origanum glandulosum* Desf. *Phytotherapie*, 10(1), 2–9. <https://doi.org/10.1007/s10298-012-0683-9>
- Batey, I. L., Curtin, B. M., & Moore, S. A. (1997). Optimization of Rapid-Visco Analyser test conditions for predicting Asian noodle quality. *Cereal Chemistry*, 74(4), 497–501. <https://doi.org/10.1094/CCHEM.1997.74.4.497>
- Batista, R. D., de Cássia Sousa Mendes, D., Morais, C. C., Thomaz, D. V., Ramirez Ascheri, D. P., Damiani, C., & Asquieri, E. R. (2020). Physicochemical, functional and rheological properties of fermented and non-fermented starch from canary seed (*Phalaris canariensis*). *Food Hydrocolloids*, 99, 1–9. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2019.105346>
- Bayoumi, S. A. L., Rowan, M. G., Beeching, J. R., & Blagbrough, I. S. (2010). Constituents and secondary metabolite natural products in fresh and deteriorated cassava roots. *Phytochemistry*, 71(5–6), 598–604. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2009.10.012>
- Bechoff, A., Chijioke, U., Westby, A., & Tomlins, K. I. (2018). “Yellow is good for you”: Consumer perception and acceptability of fortified and biofortified cassava products. *PLoS ONE*, 13(9), 1–22. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0203421>
- Bechoff, A., Tomlins, K., Fliedel, G., Becerra Lopez-lavalle, L. A., Westby, A., Hershey, C., Dufour, D., Becerra, L. A., Westby, A., Hershey, C., Dufour, D., Bechoff, A., Tomlins, K., Fliedel, G., Becerra, L. A., Hershey, C., & Dufour, D. (2017). Cassava traits and end-user preference: Relating traits to consumer liking, sensory perception, and genetics. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 58(4), 547–567. <https://doi.org/10.1080/10408398.2016.1202888>
- Behera, S. S., & Ray, R. C. (2017). Microbial Linamarase in Cassava Fermentation. *Microbial Enzyme Technology in Food Applications*, March 2017, 333–346. <https://doi.org/10.1201/9781315368405-21>
- Beyene, G., Solomon, F. R., Chauhan, R. D., Gaitán-Solis, E., Narayanan, N., Gehan, J., Siritunga, D., Stevens, R. L., Jifon, J., Van Eck, J., Linsler, E., Gehan, M., Ilyas, M., Fregene, M., Sayre, R. T., Anderson, P., Taylor, N. J., & Cahoon, E. B. (2018). Provitamin A biofortification of cassava enhances shelf life but reduces dry matter content of storage roots due to altered carbon partitioning into starch. *Plant Biotechnology Journal*, 16(6), 1186–1200. <https://doi.org/10.1111/pbi.12862>
- Bokanga, M. (1999). Cassava: Post-harvest Operations. *INPhO-Post-Harvest Compendium.*, 56.
- Bouniol, A., Adinsi, L., Padonou, S. W., Hotegni, F., Gnanvossou, D., Tran, T., Dufour, D., Hounhouigan, D. J., & Akissoé, N. (2021). Rheological and textural properties of lafun, a stiff dough, from improved cassava varieties. *International Journal of Food Science and Technology*, 56(3), 1278–1288. <https://doi.org/10.1111/ijfs.14902>
- Brauman, A., Kéléké, S., Malonga, M., Miambi, E., & Ampe, F. (1996). Microbiological and Biochemical Characterization of Cassava Retting , a Traditional Lactic Acid Fermentation for Foo-Foo ( Cassava Flour ) Production Microbiological and Biochemical Characterization of Cassava Retting , a Traditional Lactic Acid Fermentat. *Applied and*

- Environmental Microbiology*, 62(8), 2854–2858.
- Brauman, A., Kéléké, S., Mavoungou, O., Ampe, F., & Miambi, E. (1995). Etude cinétique du rouissage traditionnel des racines de manioc en Afrique centrale (Congo) = Kinetic studies of cassava retting in Central Africa (Congo). *Transformation Alimentaire Du Manioc*, October 2015, 287–305.
- Brauman, A., Machicout, M., Treche, S., & Miambi, E. (1995). Étude Préliminaire Dune Technique De Rouissage Des Racines De Manioc En Sac Étanche. *Transformation Alimentaire Du Manioc*, 531–546.
- Burns, A. E., Gleadow, R. M., Zacarias, M., Miller, R. E., & Cavagnaro, T. R. (2012). Variations in the Chemical Composition of Cassava ( *Manihot esculenta* Crantz) Leaves and Roots As Affected by Genotypic and Environmental Variation. *J. Agric. Food Chem*, 60, 4946–4956.
- Buschmann, H., Reilly, K., Rodriguez, M. X., Tohme, J., & Beeching, J. R. (2000). *Hydrogen Peroxide and Flavan-3-ols in Storage Roots of Cassava ( Manihot esculenta Crantz ) during Postharvest Deterioration*. 5522–5529.
- Cai, C., Wei, C., Cai, J., Cai, C., Man, J., Zhou, W., Wei, C., Zhao, L., Huang, J., Chen, Y., & Wei, C. (2013). In situ observation of crystallinity disruption patterns during starch gelatinization. *Carbohydrate Polymers*, 92(1), 469–478. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2012.09.073>
- Canto, A. R., Júnior, N. da S. F., & Beleia, A. (2013). Chemical and histological changes in stored cassava roots of cultivars Catarina Amarela and Catarina Branca. *ACTA AGRONÓMICA*, 62(2), 106–114.
- Cardoso, A. P., Mirione, E., Ernesto, M., Massaza, F., Cliff, J., Rezaul Haque, M., & Bradbury, J. H. (2005). Processing of cassava roots to remove cyanogens. *Journal of Food Composition and Analysis*, 18(5), 451–460. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2004.04.002>
- Carvalho, L. J. C. B., Filho, J. F., Anderson, J. V., Figueiredo, P. G., & Chen, S. (2018). *Storage Root of Cassava : Morphological Types , Anatomy , Formation , Growth , Development and Harvest Time* (pp. 53–68).
- Carvalho, L. J., Filho, J. F., Anderson, J. V., Figueiredo, P. W., & Chen, S. (2018). Storage Root of Cassava: Morphological Types , Anatomy, Formation, Growth, Development and Harvest Time. In *cassava* (pp. 53–68). Intechopen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.71347>
- Chávez, A. L., Sánchez, T., Jaramillo, G., Bedoya, J. M., Echeverry, J., Bolaños, E. A., Ceballos, H., & Iglesias, C. A. (2005). Variation of quality traits in cassava roots evaluated in landraces and improved clones. *Euphytica*, 143, 125–133. <https://doi.org/10.1007/s10681-005-3057-2>
- Chatpapamon, C., Wandee, Y., Uttapap, D., Puttanlek, C., & Rungsardthong, V. (2019). Pasting properties of cassava starch modified by heat-moisture treatment under acidic and alkaline pH environments. *Carbohydrate Polymers*, 215(February), 338–347. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2019.03.089>
- Chavez, A. L., Bedoya, J. M., Sánchez, T., Iglesias, C., Ceballos, H., & Roca, W. (2000). Iron, carotene, and ascorbic acid in cassava roots and leaves. *Food and Nutrition Bulletin*, 21(4), 410–413. <https://doi.org/10.1177/156482650002100413>
- Chijioke, U., Abah, P., Achonwa, O., Okoye, B., Ayetigbo, O., Ejechi, M., Iro, J., Njoku, D., Ogunka, N., Osodeke, S., Ogbete, C., Kayondo, S. I., Madu, T., & Ceballos, H. (2024). Cassava retting ability and textural attributes of fufu for demand-driven cassava breeding. *J Sci Food Agric*, 104, 1–10. <https://doi.org/10.1002/jsfa.13400>
- Chijioke, U., Madu, T., Okoye, B., Ogunka, A. P., Ejechi, M., Ofoeze, M., Ogbete, C., Njoku, D., Ewuziem, J., Kalu, C., Onyemauwa, N., Ukeje, B., Achonwa, O., Forsythe, L., Fliedel, G., & Egesi, C. (2021). Quality attributes of fufu in South-East Nigeria: guide for cassava

- breeders. *International Journal of Food Science and Technology*, 56(3), 1247–1257. <https://doi.org/10.1111/ijfs.14875>
- Chiwona-karltun, L., Afoakwa, E. O., Nyirenda, D., Mwansa, C. N., Kongor, E. J., & Brimer, L. (2015). Varietal diversity and processing effects on the biochemical composition, cyanogenic glucoside potential (HCNp) and appearance of cassava flours from South-Eastern African region Varietal diversity and processing effects on the biochemical composition. *International Food Research Journal*, 22(3), 973–980.
- Combo, A. M. M., Aguedo, M., & Paquot, M. (2011). Les oligosaccharides pectiques: Production et applications possibles. *Biotechnology, Agronomy and Society and Environment*, 15(1), 153–164. <http://www.scopus.com/inward/record.url?eid=2-s2.0-79952388286&partnerID=tZOtx3y1>
- Cornejo-Ramírez, Y. I., Martínez-Cruz, O., Del Toro-Sánchez, C. L., Wong-Corral, F. J., Borboa-Flores, J., & Cinco-Moroyoqui, F. J. (2018). The structural characteristics of starches and their functional properties. *CYTA - Journal of Food*, 16(1), 1003–1017. <https://doi.org/10.1080/19476337.2018.1518343>
- Cumbana, A., Mirione, E., Cliff, J., & Bradbury, J. H. (2007). Reduction of cyanide content of cassava flour in Mozambique by the wetting method. *Food Chemistry*, 101(3), 894–897. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.02.062>
- Diallo, Y., Gueye, M. T., Sakho, M., Kane, A., Barthelemy, J.-P., & Lognay, G. (2013). Importance nutritionnelle du manioc et perspectives pour l'alimentation de base au Sénégal (synthèse bibliographique). *Base*, 17(4), 1–17.
- Djabou, A. S. M., Carvalho, L. J. C. B., Li, Q. X., Niemenak, N., & Chen, S. (2017). Cassava postharvest physiological deterioration: a complex phenomenon involving calcium signaling, reactive oxygen species and programmed cell death. *Acta Physiol Plant*, 39(91), 1–10. <https://doi.org/10.1007/s11738-017-2382-0>
- Djabou, A. S. M., Ewane, H. P. K., Eyamo, V. J. E., Ketchiemo, F. T., Figueiredo, P. G., Niemenak, N., & Tonfack, L. B. (2023). Influence of Harvest Periods on Cassava (*Manihot esculenta* Crantz) Agronomic Traits and Physiological Response to Post-Harvest Physiological Deterioration. *Frontiers in Microbiology*, 14(February), 89–103. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1148464>
- Djeni, N. T., Bouatenin, K. M. J.-P., Assouhoun, N. M. C., Toka, D. M., Menan, E. H., Dousset, X., & Dje, K. M. (2014). Biochemical and microbial characterization of cassava inocula from the three main attiéke production zones in Côte d'Ivoire. *Food Control*, 50, 133–140. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2014.08.046>
- Djoulde, D. R. (2005). *Mise au point d'un ferme mixte destiné à la bioconversion des tubercules de manioc cyanogène* (p. 210). Université de Ngaoundéré.
- Djoulde, D. R., Essia, N. J. J., & Etoa, F. (2015). Amélioration Du Rouissage Du Manioc Par Utilisation D'Un Starter Microbien De Trois Souches [ Amélioration of Cassava Retting By a Stater Culture of Three Strains ]. *International Journal of Innovation and Scientific Research*, 14(2), 268–277.
- Djoulde, D. R., Etoa, F.-X., Essia, N. J.-J., & Mbofung, C. M. F. (2005). Screening des microorganismes à potentialités fermentaires pour le manioc. *Tropicicultura*, 23(1), 11–18.
- Djoulde, D. R., Etoa, F., Essia, N. J., & Mbofung, C. M. . (2003). Fermentation du manioc cyanogène par une culture mixte le *Lactobacillus plantarum* et *Rhizopus oryzae*. *Microb. Hyg. Ali.*, 15(44), 9–13.
- Djoulde, R. D., Etoa, F.-X., Essia, N. J.-J., & Mbofung, C. . M. . (2003). Fermentation du manioc cyanogène par une culture mixte de *Lactacillus plantarum* et *Rhizopus oryzae*. *Microb. Hyg. Ali.*, 15(44).
- Dos Santos, C. S., Sousa, M. B. E., Brito, A. C., de Oliveira, L. A., Carvalho, C. W. P., & de Oliveira, E. J. (2023). Phenotypic diversity of starch pasting properties in cassava for food

- industry. *Acta Scientiarum - Agronomy*, 45, 1–12. <https://doi.org/10.4025/actasciagron.v45i1.56361>
- Dufour, D., Hershey, C., Hamaker, B. R., & Lorenzen, J. (2021). Integrating end-user preferences into breeding programmes for roots, tubers and bananas. *International Journal of Food Science and Technology*, 56(3), 1071–1075. <https://doi.org/10.1111/ijfs.14911>
- El-Sharkawy, M. A. (2004). Cassava biology and physiology. *Plant Molecular Biology*, 56(4), 481–501. <https://doi.org/10.1007/s11103-005-2270-7>
- Ernesto, M., Cardoso, A. P., Nicala, D., Mirione, E., Massaza, F., Cliff, J., Haque, M. R., & Bradbury, J. H. (2002). Persistent konzo and cyanogen toxicity from cassava in northern Mozambique. *Acta Tropica*, 82(3), 357–362. [https://doi.org/10.1016/S0001-706X\(02\)00042-6](https://doi.org/10.1016/S0001-706X(02)00042-6)
- Etudaiye, H. A., Nwabueze, T. U., & Sanni, L. O. (2009). Quality of fufu processed from cassava mosaic disease (CMD) resistant varieties. *African Journal of Food Science (ACFS)*, 3(3), 61–67.
- Eyinla, T. E., Maziya-Dixon, B., Alamu, O. E., & Sanusi, R. A. (2019). Retention of Pro-Vitamin A content in products from new biofortified cassava varieties. *Foods*, 8(5), 1–14. <https://doi.org/10.3390/foods8050177>
- Fagbemi, A. O., & Ijah, U. J. J. (2006). Microbial population and biochemical changes during production of protein-enriched fufu. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 22(6), 635–640. <https://doi.org/10.1007/s11274-005-9083-3>
- Fagbémissi, C. R., Coulibaly, O., Hanna, R., & Endamana, D. (2002). Adoption de variétés de manioc et efficacité durable de la lutte biologique contre l'acarien vert du manioc au Bénin Adoption of cassava varieties and sustainable biological control of cassava green mite in Benin Zone d'étude. *Bulletin de La Recherche Agronomique*, 38, 1–14.
- Faizo, K., Wasswa, P., Mukasa, S. B., Okiror, A., Nghituwamhata, S. N., Rono, E. C., Mukuze, C., & Mwang'ombe, A. W. (2020). Kasule, F Farmer Preference of Cassava Cultivars in Eastern Uganda: A Choice Beyond Disease Resistance. *Agricultural Science*, 2(2), p169. <https://doi.org/10.30560/as.v2n2p169>
- Falade, K. O., & Akingbala, J. O. (2010). *Utilization of Cassava for Food Utilization of Cassava for Food*. 9129. <https://doi.org/10.1080/87559129.2010.518296>
- Fao. (2014). *Champs-écoles paysans sur le manioc*.
- FAO. (2018). *Étude diagnostique de la réduction des pertes après récolte de trois cultures*.
- Ferguson, M. E., Shah, T., Kulakow, P., & Ceballos, H. (2019). A global overview of cassava genetic diversity. *PLoS ONE*, 14(11), 1–16. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0224763>
- Filannino, P., Bai, Y., Di, R., Gobbetti, M., & Michael, G. G. (2015). Metabolism of phenolic compounds by *Lactobacillus* spp. during fermentation of cherry juice and broccoli puree. *Food Microbiology*, 46, 272–279. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2014.08.018>
- Flibert, G., Aly, S., Hagrétou, S., Koussao, S., & Yves, T. (2019). Difference in Biochemical Compound and Cyanogen Content among Six Improved Cassava Root Adopted in Burkina Faso, Nutritional and Technological Perspectives. *Journal of Food Security*, 7(4), 122–128. <https://doi.org/10.12691/jfs-7-4-4>
- Flibert, G., Tankoano, A., & Savadogo, A. (2016). African cassava Traditional Fermented Food: The Microorganism's Contribution to their Nutritional and Safety Values-A Review. *Int.J.Curr.Microbiol.App.Sci*, 5(10), 664–687. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2016.510.074>
- Fokunang, C. N., Tomkins, P. T., Dixon, A. G. O., Tembe, E. A., Salwa, B., Nukenine, E. N., & Horan, I. (2001). Cyangenetic Potential in Food and its Implication in Cassava (*Manihot esculenta* Crantz) Production. *Pakistan Journal of Biological Science*, 4(7), 926–930.
- Fondong, V. N., & Rey, C. (2018). Recent Biotechnological Advances in the Improvement of Cassava. In *cassava* (pp. 139–161). Intech.

- <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.5772/intechopen.70758>
- Fonji, F. T., Temegne, C. N., & Ngome, F. A. (2017). Quantitative Analysis of Cassava Products and Their Impacts on the Livelihood of Value Chain Actors : Case of the Centre Region of Cameroon. *Annual Research & Review in Biology*, 15(6), 1–14. <https://doi.org/10.9734/ARRB/2017/34163>
- Frediansyah, A. (2018). Microbial Fermentation as Means of Improving Cassava Production in Indonesia. *Cassava*. <https://doi.org/10.5772/intechopen.71966>
- Fukuda, W. M. G., Guevara, C. L., Kawuki, R., & Ferguson, M. E. (2010). *Selected morphological and agronomic descriptors for the characterization of cassava*.
- Gandebe, M., Ngakou, A., & Ndjouenkeu, R. (2017). Changes in Some Nutritional and Mineral Components of Nerica Rice Varieties as Affected by Field Application with Mycorrhiza and Chemical Fertilizer in Northern Cameroon. *Food and Nutrition Sciences*, 08(08), 823–839. <https://doi.org/10.4236/fns.2017.88059>
- Gonzalez-Garcia, R. A., McCubbin, T., Navone, L., Stowers, C., Nielsen, L. K., & Marcellin, E. (2017). Microbial propionic acid production. *Fermentation*, 3(2), 1–20. <https://doi.org/10.3390/fermentation3020021>
- Gu, B., Yao, Q., Li, K., & Chen, S. (2013). Change in physicochemical traits of cassava roots and starches associated with genotypes and environmental factors. *Starch/Staerke*, 65(3–4), 253–263. <https://doi.org/10.1002/star.201200028>
- Gunawan, S., Widjaja, T., Zullaikah, S., Ernawati, L., Istianah, N., Aparamarta, H. W., & Prasetyoko, D. (2015). Effect of fermenting cassava with *Lactobacillus plantarum*, *Saccharomyces cerevisiae*, and *Rhizopus oryzae* on the chemical composition of their flour. *International Food Research Journal*, 22(3), 1280–1287.
- Halake, N. H., & Chinthapalli, B. (2020). Fermentation of Traditional African Cassava Based Foods: Microorganisms Role in Nutritional and Safety Value. *Journal of Experimental Agriculture International*, 42(9), 56–65. <https://doi.org/10.9734/jeai/2020/v42i930587>
- Hauser, S., Wairegi, L., Asadu, C. L. A., Asawalam, D. O., Jokthan, G., & Ugbe, U. (2014). *Guide de culture du manioc. Consortium africain pour la santé des sols, Nairobi*.
- Hillocks, R. J. (2002). Cassava in Africa. In J. M. T. and A. C. B. s R.J. Hillocks (Ed.), *Cassava: Biology, Production and Utilization* (pp. 41–54).
- Hillocks, R., & Thresh, J. M. (2000). Virus diseases in Africa. *Roots*, 7(1).
- Holm, J., Björck, I., Drews, A., & Asp, N. - G. (1986). A Rapid Method for the Analysis of Starch. *Starch - Stärke*, 38(7), 224–226. <https://doi.org/10.1002/star.19860380704>
- Hongbété, F., Mestres, C., Akissoé, N., & Nago, M. C. (2009). Effect of processing conditions on cyanide content and colour of cassava flours from West Africa. *African Journal of Food Science*, 3(1), 1–6.
- Howeler, R., Lualadio, N., & Thomas, G. (2013). save and grow:Cassava. In *Save and grow: cassava, a guide to sustainable production intensification*.
- Ickofa, J., Kayath, C. A., & Gadet, M. D. (2020). First Development of a Biotechnological Ferment Based on a Consorsium of the Genus *Bacillus* for the Optimization of the Fermentation Process of Cassava Tubers. *Advances in Microbiology*, 10, 563–574. <https://doi.org/10.4236/aim.2020.1010041>
- Ilona, P., Bouis, H. E. H., Palenberg, M., Moursi, M., & Oparinde, A. (2017). Vitamin a Cassava in Nigeria: Crop Development and Delivery. *African Journal of Food, Agriculture, Nutrition and Development*, 17(2), 12000–12025. <https://doi.org/10.18697/ajfand.78.HarvestPlus09>
- IRAD. (2013). *Augmentation de la productivité du manioc et diffusion des semences améliorées* (pp. 1–44). Projet C2D IRAD n°2.
- Ironidi, E. A., Awoyale, W., Oboh, G., & Boligon, A. A. (2019). Properties of High-Quality Cassava Flour Substituted. *Food Technology*, 43(1), 9–23.

- Iwe, M. O., & Agiriga, A. N. (2014). Pasting Properties of Ighu Prepared from Steamed Varieties of Cassava Tubers. *Journal of Food Processing and Preservation*, 38(6), 2209–2222. <https://doi.org/10.1111/jfpp.12201>
- Iyer, S., Mattinson, D. S., & Fellman, J. K. (2010). Study of the Early Events Leading to Cassava Root Postharvest Deterioration. *Tropical Plant Biology*, 3(3), 151–165. <https://doi.org/10.1007/s12042-010-9052-3>
- Jensen, S., Skibsted, L. H., Kidmose, U., & Thybo, A. K. (2015a). Addition of cassava flours in bread-making : Sensory and textural evaluation. *LWT - Food Science and Technology*, 60(1), 292–299. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2014.08.037>
- Jin, S., Yuan, S., Kim, Y., Choi, I., & Kim, G. (2014). Effect of fermentation on the antioxidant activity in plant-based foods. *FOOD CHEMISTRY*, 160, 346–356. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.03.112>
- Jourda, C., Cardi, C., Gibert, O., Toro, A. G., Ricci, J., Mbéguié-A-Mbéguié, D., & Yahiaoui, N. (2016). Lineage-specific evolutionary histories and regulation of major starch metabolism genes during banana ripening. *Frontiers in Plant Science*, 7(DECEMBER2016), 1–21. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.01778>
- Kawuki, R. S., Ferguson, M., Labuschagne, M. T., Herselman, L., Orone, J., & Ralimanana, I. (2011). Variation in qualitative and quantitative traits of cassava germplasm from selected national breeding programmes in sub-Saharan Africa. *Field Crops Research*, 151–156. <https://doi.org/10.1016/j.fcr.2011.03.006>
- Kawuki, R. S., Herselman, L., Labuschagne, M. T., Nzuki, I., Ralimanana, I., Bidiaka, M., Kanyange, M. C., Gashaka, G., Masumba, E., Mkamilo, G., Gethi, J., Wanjala, B., Zacarias, A., Madabula, F., & Ferguson, M. E. (2013). Genetic diversity of cassava (*Manihot esculenta* Crantz) landraces and cultivars from southern, eastern and central Africa. *Plant Genetic Resources: Characterisation and Utilisation*, 11(2), 170–181. <https://doi.org/10.1017/S1479262113000014>
- Kéléké, S., Kimpolo-Kimfoko, L., & Brauman, A. (1995). Origine et importance de l'activité amylasique dans la fermentation lactique des racines de manioc = Origin and importance of amylase activity in cassava roots during lactic acid fermentation. *Transformation Alimentaire Du Manioc.*, October, 319–330. <http://www.documentation.ird.fr/hor/fdi:43529>
- Kim, K. H., Tsao, R., Yang, R., & Cui, S. W. (2006). Phenolic acid profiles and antioxidant activities of wheat bran extracts and the effect of hydrolysis conditions. *Food Chemistry*, 95(3), 466–473. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.01.032>
- Kobawila, S. C., Loumbe, D., Keleke, S., Hounhouigan, J., & Gamba, C. (2005). Reduction of the cyanide content during fermentation of cassava roots and leaves to produce bikedi and ntoba mbodi , two food products from Congo. *African Journal of Biotechnology*, 4(7), 689–696. <https://doi.org/10.5897/AJB2005.000-3128>
- Kogno, E., Djeri, B., Anani, K., Soncy, K., Damintoti Karou, S., & Fatiou Toukourou, Y. A. (2017). Screening of Fermentative Microorganisms with Amylolytic Potentials Involved in the Fermentation of Traditional Fermented Products in Togo. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 6(3), 1067–1077. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2017.603.123>
- Kosh-komba, E., Aba-Toumno, L., Semballa, S., Zinga, I., Yandia, S. P., Atato, A., Kadekoy-Tigague, D. Wabolou, F., Kongbo, D. E., Batawila, K., & Akpagana, K. (2017). Agronomical and morphological diversity of the accessions of cassava in Central African Republic. *African Journal of Agricultural Research*, 12(7), 535–541. <https://doi.org/10.5897/AJAR2016.11607>
- Kouakou, J., Nanga, S. N., Plagne-ismail, C., Pali, A. M., & Ognakossan, K. E. (2015). *Production et transformation du manioc* (collection).

- Kouhoundé, S. H. S., Adéoti, K., Delvigne, F., Savadogo, A., Traore, A. S., & Thonart, P. (2014). The use of microorganisms of cassava retting for the production of pectinolytic enzymes. *Journal of Microbiology Biotechnology and Food Sciences*, 4(3), 277–281. <https://doi.org/10.15414/jmbfs.2014-15.4.3.277-281>
- Kouhoundé, S. H. S., Somda, M. K., Bokossa, I. Y., & Baba-, L. S. (2015). Screening of microorganisms producing polygalacturonase ( PG ) in microbiota of fermented cassava. *International Journal of Biochemistry and Biotechnology*, 4, 537–543.
- Kresnowati, M., Turyanto, L., Zaenuddin, A., & Trihatmoko, K. (2019). Effects of microbial starter composition on nutritional contents and pasting properties of fermented cassava flour. *ASEAN Journal of Chemical Engineering*, 19(1), 12–24. <https://doi.org/10.22146/ajche.50871>
- Lasekan, O., Hosnas, R., Ng, S., Lin, M., Azeez, S., Teoh, L., Gholivand, S., & Shittu, R. (2016). Identification of aromatic compounds and their sensory characteristics in cassava flakes and “ garri ” ( *Manihot esculenta* Crantz ). *CyTA - Journal of Food*, 14(1), 154–161. <https://doi.org/10.1080/19476337.2015.1074944>
- Louembé, D., Kobawila, S. C., Kalou, G. B., & Kéléké, S. (2003). *Etude microbiologique des feuilles fermentées de manioc : “ Ntoba Mbodi . ”* 106–111.
- Luna, J., Dufour, D., Tran, T., Pizarro, M., Calle, F., García Domínguez, M., Hurtado, I. M., Sánchez, T., & Ceballos, H. (2021). Post-harvest physiological deterioration in several cassava genotypes over sequential harvests and effect of pruning prior to harvest. *International Journal of Food Science and Technology*, 56(3), 1322–1332. <https://doi.org/10.1111/ijfs.14711>
- Luo, S. jing, Chen, R. yun, Huang, L., Liang, R. hong, Liu, C. mei, & Chen, J. (2017). Investigation on the influence of pectin structures on the pasting properties of rice starch by multiple regression. *Food Hydrocolloids*, 63, 580–584. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2016.10.016>
- Mabossy-Mobouna, G., & Malaisse, F. (2021). Etude socio-économique de la consommation des feuilles de manioc (*Manihot esculenta* Crantz) dans la ville de Brazzaville (République du Congo). *Geo-Eco-Trop*, 45(1), 9–29.
- Makori, S. I., Mu, T. H., & Sun, H. N. (2020). Total Polyphenol Content, Antioxidant Activity, and Individual Phenolic Composition of Different Edible Parts of 4 Sweet Potato Cultivars. *Natural Product Communications*, 15(7). <https://doi.org/10.1177/1934578X20936931>
- Mapiemfu-Lamare, D., Ngome, A. ., Eyenga, E. ., Mbassi, J. E. ., & Suh, C. (2017). Harvesting Date Influences Cassava (*Manihot Esculenta* Crantz) Yield and Quality of Based-Products. *Current Research in Agricultural Sciences*, 4(3), 75–83. <https://doi.org/10.18488/journal.68.2017.43.75.83>
- Masamba, K., Changadeya, W., Ntawuruhunga, P., Pankomera, P., Mbewe, W., & Chipungu, F. (2022). Exploring Farmers’ Knowledge and Approaches for Reducing Post-Harvest Physiological Deterioration of Cassava Roots in Malawi. *Sustainability (Switzerland)*, 14(5), 13. <https://doi.org/10.3390/su14052719>
- Massamba, J., & Trèche, S. (1989). Facteurs influençant les modalités de rouissage du manioc au Congo. *Anthropologie Alimentaire et Développement En Afrique Intertropicale*, 255–270.
- Maxmen, A. (2019). How African scientists are improving cassava to help feed the world. *Nature*, 565, 144+.
- Mbassi, G. M. G., Souleymanou, A., Thiery, S. F., Raymond, F., Damien, E., Diane, L. N. N., Didier, K. N. B., Loïc, N. N. A., Dieudonné, N., & Elie, F. (2023). Nutritional, antinutritional, and sensorial properties of *Manihot esculenta* cassava sticks from five

- varieties as affected by Arbuscular mycorrhizal fungi in field conditions. *Journal of Agricultural, Food Science and Biotechnology*, 1(2), 95–103. <https://doi.org/10.58985/jafsb.2023.v01i02.11>
- Mbéguié, a mbéguié D., Dahdouh, L., & Julien, R. (2019). *Softening measurement of Cassava : Development of a method to evaluate the retting process.*
- Mestre, C., Ollier, L., Domingo, R., Otegbayo, B., Rolland-Sabate, A. &, & Dutheil De La Rochere, A. (2022). *SOP for the Determination of Galacturonic Content.*
- Mestres, C. (2019a). *SOP for Determination of Amylose Content Using DSC. Montpellier, France: RTBfoods laboratory standard operating procedure, . 11p.* <https://doi.org/10.18167/DVN1/MBB1CT>
- Mestres, C. (2019b). *SOP for Sugars by HPLC. Montpellier, France: RTBfoods laboratory standard operating procedure, .* <https://doi.org/https://doi.org/10.18167/DVN1/OOHETH>
- Meye, C. A. (2013). *Contribution à l'étude de la diversité Génétique du manioc cultivé (Manihot esculenta) en Afrique Centrale (Zone CEMAC) (p. 141 pp).*
- Mogo, A., Temgoua, E., Fovo, J. D., Nopogwo, J. F., Mangaptche, E. L. N., & Ghogomu, R. (2019). Evaluation de quelques cultivars de manioc ( *Manihot esculenta* Crantz ) en fonction des populations de mouches blanches ( *Bemisia tabaci* Genn ), des maladies et de la fertilisation du sol [ Field agronomic evaluation of some cassava cultivars ( *Manihot es. International Journal of Innovation and Applied Studies*, 26(4), 1329–1345.
- Mokemiabeka, S., Dhellot, J., Kobawila, S., & Louembe, D. (2011). Traditional retting of cassava roots in the ponds or the rivers. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 5(1), 134–141. <https://doi.org/10.4314/ijbcs.v5i1.68091>
- Montagnac, J. A., Davis, C. R., & Tanumihardjo, S. A. (2009a). Nutritional value of cassava for use as a staple food and recent advances for improvement. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 8(3), 181–194. <https://doi.org/10.1111/j.1541-4337.2009.00077.x>
- Montagnac, J. A., Davis, C. R., & Tanumihardjo, S. A. (2009b). Processing techniques to reduce toxicity and antinutrients of Cassava for use as a staple food. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 8(1), 17–27. <https://doi.org/10.1111/j.1541-4337.2008.00064.x>
- Monthe, O. C., Grosmaire, L., Nguimbou, R. M., Dahdouh, L., Ricci, J., Tran, T., & Ndjouenkeu, R. (2019). Rheological and textural properties of gluten-free doughs and breads based on fermented cassava, sweet potato and sorghum mixed flours. *Lwt*, 101, 575–582. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.11.051>
- Mouafor, B. I., Temegne, N. C., Ngome, A. F., & Malaa, D. (2016). Farmer's Adoption of Improved Cassava Varieties in the Humid Forest Agro-ecological Zone of Cameroon. *Greener Journal of Agricultural Sciences*, 6(10), 276–284. <https://doi.org/10.15580/gjas.2016.10.072716124>
- Muandze, N. U. J., Guira, F., Cisse, H., Zongo, O., Zongo, C., Djbrine, Adoum Oumar Traore, Y., & Savadogo, A. (2017). Technological , biochemical and microbiological characterization of fermented cassava dough use to produce cassava stick , a Gabonese traditional food Research Article Technological , biochemical and microbiological characterization of fermented cassava d. *International Journal of Multidisciplinary and Current Research*, 5, 11.
- Murugan, K., Sekar, K., & Sohaibani, S. A.-. (2012). Detoxification of cyanides in cassava flour by linamarase of *Bacillus subtilis* KM05 isolated from cassava peel. *African Journal of Biotechnology*, 11(28), 7232–7237. <https://doi.org/10.5897/AJB11.831>
- Musah Bawa, N., K. Agbenorhevi, J., M. Kpodo, F., & Sampson, G. O. (2020). Pasting properties of starch-okra pectin mixed system. *CYTA - Journal of Food*, 18(1), 742–746. <https://doi.org/10.1080/19476337.2020.1838616>

- Musilová, J., Bystrick, J., Árvay, J., & Harangózo, L. (2017). Polyphenols and phenolic acids in sweet potato (*Ipomoea batatas* L.) roots. *Potravinárstvo Slovak Journal of Food Sciences*, 11(1), 82–87. <https://doi.org/10.5219/705>
- Muyinza, H., Nuwamanya, E., Matovu, M., Wanda, K., Waigumba, S. P., Kwagala, I., Nyamutoka, P., Menya, G., Aceng, S., Nyakaisiki, E., Kaliisa, R., & Abass, A. (2016). *Technical Report: Postharvest Physiological Deterioration (PPD) Tolerance of Selected Ugandan Cassava Varieties Extending the shelf-life of fresh cassava roots for increased incomes and postharvest losses reduction* (p. 23).
- N'zue, B., Okoma, P. M., Kouakou, A. M., Dibi, Konan Evrard Brice Zohouri, G. P., Essis, B. S., & Dansi, A. A. (2014). Morphological Characterization of Cassava (*Manihot esculenta* Crantz ) Accessions Collected in the and West of Côte d ' Ivoire. *Greener Journal of Agricultural Sciences*, 4(6), 220–231. <https://doi.org/10.15580/GJAS.2014.6.050614224>
- Nakabonge, G., Samukoya, C., & Baguma, Y. (2018). Local varieties of cassava: conservation, cultivation and use in Uganda. *Environment, Development and Sustainability*, 20(6), 2427–2445. <https://doi.org/10.1007/s10668-017-9997-6>
- Nanda, S. K. K., & George, M. (1996). Physical aspects of the softening of cassava tubers upon fermentation with a mixed culture inoculum. *Journal of Food Engineering*, 29(2), 129–137. [https://doi.org/10.1016/0260-8774\(95\)00075-5](https://doi.org/10.1016/0260-8774(95)00075-5)
- Narayanan, N. N., Ihemere, U., Ellery, C., & Sayre, R. T. (2011). Overexpression of Hydroxynitrile Lyase in Cassava Roots Elevates Protein and Free Amino Acids while Reducing Residual Cyanogen Levels. *PLoS ONE*, 6(7). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0021996>
- Ndam, N. Y., Mounjouenpou, P., Kansci, G., Josiane, M., Priscile, M., Meguia, F., Natacha, N. S., Eyenga, N., Mikhaïl, M., & Nyegue, A. (2019). Influence of cultivars and processing methods on the cyanide contents of cassava (*Manihot esculenta* Crantz ) and its traditional food products. *Scientific African*, 5, 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.sciaf.2019.e00119>
- Ndjouenkeu, R. (2018). Cassava in Central and Western Africa: Postharvest Constraints and Prospects for Research and Market Development. *Cassava*, 199–217. <https://doi.org/10.5772/intechopen.71507>
- Ndjouenkeu, R., Kegah, F. N., Okoye, B., Madu, T., Olaosebikan, O. D., Chijioke, U., Bello, A., Osunbade, A. O., Owoade, D., Takam-tchuente, N. H., Njeufa, E. B., Linda, I., Chomdom, N., Forsythe, L., & Maziya-dixon, B. (2021). *Original article From cassava to gari : mapping of quality characteristics and end-user preferences in Cameroon and Nigeria*. 1223–1238. <https://doi.org/10.1111/ijfs.14790>
- Ndonda, M. A., Nzola-meso, T. M., Manga, A. M., & Yandju, M. C. (2019). Effet des champignons mycorrhiziens Arbusculaires sur le phosphore des sols tropicaux et implication dans la biosynthèse du caroténoïde du manioc. *Journal of Applied Biosciences*, 135, 13750–13765.
- Ngolong, N. L. G., Guillon, F., Essia, N. J. J., Bonnin, E., Bouchet, B., & Saulnier, L. (2016). Modification of cell wall polysaccharides during retting of cassava roots. *Food Chemistry*, 213, 402–409. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.06.107>
- Nhassico, D., Muquingue, H., Cliff, J., Cumbana, A., & Bradbury, J. H. (2008). *Rising African cassava production , diseases due to high cyanide intake and control measures*. 204, 2043–2049. <https://doi.org/10.1002/jsfa>
- Nilusha, R. A. T., Jayasinghe, J. M. J. K., Perera, O. D. A. N., Perera, P. I. P., & Jayasinghe, C. V. L. (2021). Proximate Composition, Physicochemical, Functional, and Antioxidant Properties of Flours from Selected Cassava (*Manihot esculenta* Crantz) Varieties. *International Journal of Food Science*. <https://doi.org/10.1155/2021/6064545>
- Nkoudou, ze N., Kamdem, S. S., Agnia, H. B., Mengo, F. E., & Essia, Ngang Justin, J. (2016). Assessment of Cassava (*Manihot esculenta* Crantz ) Fermentation and Detoxification

- Using Previously Cassava-fermented Chips. *British Journal of Applied Science & Technology*, 13(3), 1–10. <https://doi.org/10.9734/BJAST/2016/22262>
- Nkoudou, N. Z., Engama, M.-J. M., & Essia, N. J. J. (2021). New retting method of cassava roots improve sensory attributes of Bobolo and Chikwangué in Central Africa: an approach through just about right (JAR) test. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 33(6r), 475–482. <https://doi.org/10.9755/ejfa.2021.v33.i6.2716>
- Nkoudou, Z. N., Ndjouenkeu, R., & Jean, E. N. J. (2020). Effect of Accelerated Retting Process on Physicochemical and Pasting Properties of Cassava ( *Manihot esculenta* Crantz ) Flours. *Asian Food Science Journal*, 15(4), 45–52. <https://doi.org/10.9734/AFSJ/2020/v15i430160>
- Nuwamanya, E., Acheng, S., Vuzi, P., Muyinza, H., Matovu, M., Atawijukire, E., Menya, G., Wanda, K., Nyakaisiki, E., & Adebayo, B. A. (2019). Effectiveness of Pruning and Waxing in Reducing Postharvest. *African Crop Science Journal*, 27(2), 237–251.
- Nuwamanya, E., Baguma, Y., Emmambux, N., Taylor, J., & Patrick, R. (2010). Physicochemical and functional characteristics of cassava starch in Ugandan varieties and their progenies. *Journal of Plant Breeding and Crop Science*, 2(1), 1–11. <http://www.academicjournals.org/jpbcs>
- Nwaga, D., Omoloko, C., & Kouam, E. (2008). *Optimisation de la production d ' éthanol par les techniques d ' hydrolyse de l ' amidon de manioc et la fermentation de la levure de bière ( Saccharomyces cerevisiae )*. 8(1), 3–10.
- Nzigamasabo, A., & Zhou, H. M. (2006). Comparative study on nutrient and anti-nutrient changes in Ikivunde and Inyange , two Burundian traditionally processed cassava products. *J Sci Food Agric*, 86, 1878–1886. <https://doi.org/10.1002/jsfa>
- Nzwalo, H., & Cliff, J. (2011). Konzo: From poverty, cassava, and cyanogen intake to toxic-nutritional neurological disease. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 5(6). <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001051>
- Obi, C. N., & Agu, U. B. (2019). Enzymatic Potentials of Microorganisms Associated With Cassava Retting. *Journal of Advances in Microbiology*, 17(4), 1–9. <https://doi.org/10.9734/JAMB/2019/v17i430147>
- Ogunremi, O. R., & Sanni, A. I. (2011). Occurrence of amylolytic and/or bacteriocin-producing lactic acid bacteria in ogi and fufu. *Annals. Food Science and Technology*, 12(1), 71–77. [www.afst.valahia.ro](http://www.afst.valahia.ro)
- Okoh, P. N., Onyesom, I., & Mokobia, O. E. (2010). Effect of scent leaf (*Occimum viridis*) on cyanide content of fermented cassava and the sensory quality of its fufu meal. *Advance Journal of Food Science and Technology*, 2(2), 134–137.
- Omodamiro, R. M., Oti, E., Etudaiye, H. A., Egesi, C., Olasanmi, B., Ukpabi, U. J., Root, N., & State, A. (2012). *Production of fufu from yellow cassava roots using the odourless flour technique and the traditional method : Evaluation of carotenoids retention in the fufu*. 3(5), 2566–2572.
- Onyesom, I., Okoh, P. N., & Okpokunu, O. V. (2008). Levels of Cyanide in Cassava Fermented with Lemon Grass ( *Cymbopogon citratus* ) and the Organoleptic Assessment of its Food Products . *World Applied Sciences Journal*, 4(6), 860–863.
- Otabo, F. R., Labeyrie, V., Duval, M. F., Mabanza, J., & Mialoundama, F. (2016). Diversité variétale de manioc sur la base des nominations vernaculaires des agriculteurs dans 4 bassins de production ( Hinda , Loudima , Odziba et Oyo ) en République du Congo . *Journal of Applied Biosciences*, 104, 9932–9941.
- Otabo, F. R., Labeyrie, V., Duval, M., Mabanza, J., & Mialoundama, F. (2017). Dynamiques temporelles de la diversité variétale du manioc ( *Manihot esculenta* Crantz ) dans deux bassins de culture en République du Congo. *Cah. Agric.*, 26, 1–10. <https://doi.org/10.1051/cagri/2017022>

- Otekunrin, O. A. (2019). *Cassava , a 21 st Century Staple Crop : How can Nigeria Harness its Enormous Trade Potentials ? Cassava , A 21 st Century Staple Crop : How can Nigeria Harness its Enormous Trade Potentials ? August.*
- Othman, N. Ben, Roblain, D., Chammen, N., Thonart, P., & Hamdi, M. (2009). Antioxidant phenolic compounds loss during the fermentation of Chétoui olives. *Food Chemistry*, 116(3), 662–669. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.02.084>
- Owiti, J., Grossmann, J., Gehrig, P., Dessimoz, C., Laloi, C., Hansen, M. B., Gruissem, W., & Vanderschuren, H. (2011). ITRAQ-based analysis of changes in the cassava root proteome reveals pathways associated with post-harvest physiological deterioration. *Plant Journal*, 67(1), 145–156. <https://doi.org/10.1111/j.1365-313X.2011.04582.x>
- Oyedeji, O., Ogunbanwo, S. T., & Onilude, A. A. (2013). Predominant Lactic Acid Bacteria Involved in the Traditional Fermentation of Fufu and Ogi, Two Nigerian Fermented Food Products. *Food and Nutrition Sciences*, 04(11), 40–46. <https://doi.org/10.4236/fns.2013.411a006>
- Oyewole, O. B. (2001). Characteristics and significance of yeasts' involvement in cassava fermentation for “fufu” production. *International Journal of Food Microbiology*, 65(3), 213–218. [https://doi.org/10.1016/S0168-1605\(01\)00431-7](https://doi.org/10.1016/S0168-1605(01)00431-7)
- Oyewole, O. B., & Ayo Odunfa, S. (1989). Effects of fermentation on the carbohydrate, mineral, and protein contents of cassava during “fufu” production. *Journal of Food Composition and Analysis*, 2(2), 170–176. [https://doi.org/10.1016/0889-1575\(89\)90078-1](https://doi.org/10.1016/0889-1575(89)90078-1)
- Oyewole, O. B., & Odunfa, S. A. (1990). Characterization and distribution of lactic acid bacteria in cassava fermentation during fufu production. *Journal of Applied Bacteriology*, 68(2), 145–152. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.1990.tb02559.x>
- Oyewole, O. B., & Yemisi, A. (2003). Improving traditional cassava processing for nutritional enhancement Improving traditional cassava processing for nutritional enhancement. *2ème Atelier International / 2nd International Workshop: Voies Alimentaires d'amélioration Des Situations Nutritionnelles*, 23-28 / 11 / 2003, 369–382.
- Oyeyinka, S. A., Adeloye, A. A., Olaomo, O. O., & Kayitesi, E. (2020). Effect of fermentation time on physicochemical properties of starch extracted from cassava root. *Food Bioscience*, 33, 100485. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2019.100485>
- Oyeyinka, S. A., Adeloye, A. A., Smith, S. A., Adesina, B. O., & Akinwande, F. F. (2019). Physicochemical properties of flour and starch from two cassava varieties. *Agrosearch*, 19(1), 28. <https://doi.org/10.4314/agrosh.v19i1.3>
- Oyeyinka, S. A., Ayinla, S. O., Sanusi, C. T., Akintayo, O. A., Oyedeji, A. B., Oladipo, J. O., Akeem, A. O., Badmos, A. H. A., Adeloye, A. A., & Diarra, S. S. (2020). Chemical and physicochemical properties of fermented flour from refrigerated cassava root and sensory properties of its cooked paste. *Journal of Food Processing and Preservation*, 44(9), 1–9. <https://doi.org/10.1111/jfpp.14684>
- Padonou, S. W., Nielsen, D. S., Akissoe, N. H., Hounhouigan, J. D., Nago, M. C., & Jakobsen, M. (2010). Development of starter culture for improved processing of Lafun , an African fermented cassava food product. *Journal of Applied Microbiology*, 109, 1402–1410. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2010.04769.x>
- Paynter, M. J., & Elsdon, S. R. (1970). Mechanism of propionate formation by *Selenomonas ruminantium*, a rumen micro-organism. *Journal of General Microbiology*, 61(1), 1–7. <https://doi.org/10.1099/00221287-61-1-1>
- Pereira, J. M., Aquino, A. C. M. de S., Oliveira, D. C. De, Rocha, G., Francisco, A. de, Barreto, P. L. M., Amante, E. R., Juliane Mascarenhas, P., & Ana Carolina Moura de Sena, A. D. C. de. (2016). Characteristics of cassava starch fermentation wastewater based on structural degradation of starch granules / Características das águas residuais da fermentação do amido de mandioca com base na degradação estrutural dos grânulos de

- Pernin, A., Guillier, L., & Dubois-Brissonnet, F. (2019). Inhibitory activity of phenolic acids against *Listeria monocytogenes*: Deciphering the mechanisms of action using three different models. *Food Microbiology*, 80, 18–24. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2018.12.010>
- Qin, Y., Djabou, M. A. S., An, F., Li, K., Li, Z., Qin, Y., Yang, L., Wang, X., & Chen, S. (2017). Proteomic analysis of injured storage roots in cassava (*Manihot esculenta* Crantz) under postharvest physiological deterioration. *PLoS ONE*, 12(3), 1–24.
- Rahmawati, R. S., Sukma, D., Ardie, S. W., & Sudarsono, S. (2021). Postharvest physiological deterioration in cassava: Potential problems, possible inhibition, and resistant level identification. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 694(1–10). <https://doi.org/10.1088/1755-1315/694/1/012035>
- Reilly, K., Bernal, D., Cortés, D. F., Gómez-Vásquez, R., Tohme, J., & Beeching, J. R. (2007). Towards identifying the full set of genes expressed during cassava post-harvest physiological deterioration. *Plant Molecular Biology*, 64(1–2), 187–203. <https://doi.org/10.1007/s11103-007-9144-0>
- Reilly, K., Buschmann, H., Tohme, J., & John, R. (2004). Oxidative stress responses during cassava post-harvest physiological deterioration. *Plant Molecular Biology*, 56, 625–641.
- Rodríguez-Sandoval, E., Fernández-Quintero, A., Cuvelier, G., Relkin, P., & Bello-Pérez, L. A. (2008). Starch retrogradation in cassava flour from cooked parenchyma. *Starch/Stärke*, 60(3–4), 174–180. <https://doi.org/10.1002/star.200700683>
- Rodríguez, H., Antonio, J., María, J., De, B., López, F., Felipe, D., Gómez-cordovés, C., Miguel, J., & Muñoz, R. (2009). International Journal of Food Microbiology Food phenolics and lactic acid bacteria. *International Journal of Food Microbiology*, 132(2–3), 79–90. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2009.03.025>
- Saadi, A., Lempereur, I., Sharonov, S., Autran, J. C., & Manfait, M. (1998). Spatial distribution of phenolic materials in durum wheat grain as probed by confocal fluorescence spectral imaging. *Journal of Cereal Science*, 28(2), 107–114. <https://doi.org/10.1006/jcrs.1998.0195>
- Sajeev, M. S., Sreekumar, J., Unnikrishnan, M., Moorthy, S. N., & Shanavas, S. (2010). Kinetics of thermal softening of cassava tubers and rheological modeling of the starch. *Journal of Food Science and Technology*, 47(5), 507–518. <https://doi.org/10.1007/s13197-010-0087-0>
- Sakdaronnarong, C., Sraphet, S., Srisawad, N., Chantasod, R., Jonglertjunya, W., & Triwitayakorn, K. (2020). Rheological characteristics and genotype correlation of cassava root for very high gravity ethanol production: The influence of cassava varieties and harvest times. *Biotechnology and Applied Biochemistry*, 67(1), 105–116. <https://doi.org/10.1002/bab.1818>
- Samadoulougou-Kafando, M. J., Parkouda, C., Kindanloun Bationo, R., Kabore, D., Salambere, I., Sawadogo-Lingani, H., & H. Dicko, M. (2021). Influence De La Fermentation Lactique Sur Les Proprietes Antioxydantes Et Les Teneurs En Polyphenols Totaux De Nectars De Mangue. *International Journal of Advanced Research*, 9(01), 22–33. <https://doi.org/10.21474/ijar01/12275>
- Sánchez, T., Chavez, A. L., Ceballos, H., Rodríguez-Amaya, D.B., Nestel, P., & Ishitani, M. (2006). Reduction or delay of post-harvest physiological deterioration in cassava roots with higher carotenoid content. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 86, 634–639.
- Sánchez, T., Dufour, D., Moreno, J. L., Pizarro, M., Aragón, I. J., Domínguez, M., & Ceballos,

- H. (2013). Changes in extended shelf life of cassava roots during storage in ambient conditions. *Postharvest Biology and Technology*, 86, 520–528. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2013.07.014>
- Sánchez, T., Salcedo, E., Ceballos, H., Dufour, D., Mafla, G., Morante, N., Calle, F., Pérez, J. C., Debouck, D., Jaramillo, G., & Moreno, I. X. (2009). Screening of starch quality traits in cassava (*Manihot esculenta* Crantz). *Starch/Staerke*, 61(1), 12–19. <https://doi.org/10.1002/star.200800058>
- Santana, M. A., Vásquez, V., Matehus, J., & Aldao, R. R. (2002). Linamarase expression in cassava cultivars with roots of low- and high-cyanide content. *Plant Physiology*, 129(4), 1686–1694. <https://doi.org/10.1104/pp.000927>
- Shittu, T. A., Lasekan, O. O., Sanni, L. O., & Oladosu, M. O. (2001). the effect of drying methods on the Functional and Sensory Characteristics of Pupuru. *Asset An International Journal*, 1(2), 9–16. [https://scholar.google.com/scholar?hl=en&as\\_sdt=0%2C5&q=The+Effect+of+Drying+Methods+on+the+Functional+and+Sensory+Characteristics+of+Pukuru%3B+a+Fermented+Cassava+Product.&btnG=](https://scholar.google.com/scholar?hl=en&as_sdt=0%2C5&q=The+Effect+of+Drying+Methods+on+the+Functional+and+Sensory+Characteristics+of+Pukuru%3B+a+Fermented+Cassava+Product.&btnG=)
- Silva, G. de L. P. e, Bento, J. A. C., Oliveira, A. R. C., Garcia, M. C., Junior, M. S. S., & Caliari, M. (2021). Pasting and thermal properties of fermented cassava (*Manihotesculenta* Crantz ). *J Food Sci Technol*, 58(4), 1441–1448. <https://doi.org/10.1007/s13197-020-04656-3>
- Siritunga, D., Arias-garzon, D., White, W., & Sayre, R. T. (2004). Over-expression of hydroxynitrile lyase in transgenic cassava roots accelerates cyanogenesis and food detoxification. *Plant Biotechnology Journal*, 2, 37–43. <https://doi.org/10.1046/j.1467-7652.2003.00047.x>
- Spencer, D. S. C., & Ezedinma, C. (2017). *Cassava cultivation in sub-Saharan Africa.*, 123–148. <https://doi.org/10.19103/as.2016.0014.06>
- Takos, A. M., Knudsen, C., Lai, D., Kannangara, R., Mikkelsen, L., & Motawia, M. S. (2011). Genomic clustering of cyanogenic glucoside biosynthetic genes aids their identification in *Lotus japonicus* and suggests the repeated evolution of this Genomic clustering of cyanogenic glucoside biosynthetic genes aids their identification in *Lotus japonic*. *The Plant Journal*, 1–15. <https://doi.org/10.1111/j.1365-313X.2011.04685.x>
- Taleon, V., Sumbu, D., Muzhingi, T., & Bidiaka, S. (2019). Carotenoids retention in biofortified yellow cassava processed with traditional African methods. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 99(3), 1434–1441. <https://doi.org/10.1002/JSFA.9347>
- Talsma, E. F. (2014). *Yellow Cassava: Efficacy of provitamin A rich cassava on improvement of vitamin A status in Kenyan schoolchildren.*
- Teeken, B., Agbona, A., Bello, A., Olaosebikan, O., Alamu, E., Adesokan, M., Awoyale, W., Madu, T., Okoye, B., Chijioke, U., Owoade, D., Okoro, M., Bouniol, A., Dufour, D., Hershey, C., Rabbi, I., Maziya-Dixon, B., Egesi, C., Tufan, H., & Kulakow, P. (2021). Understanding cassava varietal preferences through pairwise ranking of gari-eba and fufu prepared by local farmer-processors. *International Journal of Food Science and Technology*, 56(3), 1258–1277. <https://doi.org/10.1111/ijfs.14862>
- Temegne, C. N., Mouafor, B. I., & Ngome, A. F. (2016). Agro-morphological Characterization of Cassava (*Manihot esculenta* Crantz ) Collected in the Humid Forest and Guinea Savannah Agro-ecological Zones of Cameroon By Guinea Savannah Agro-ecological Zones of Cameroon. *Greener Journal of Agricultural Sciences*, 6(7), 209–225.
- Temegne, C., & Ngome, F. (2017). Fertility Management for Cassava Production in the Centre Region of Cameroon. *Journal of Experimental Agriculture International*, 16(5), 1–8. <https://doi.org/10.9734/jeai/2017/34111>
- Temegne, N. C., Ngome Ajebesone, F., & Fotso Kuate, A. (2016). Influence de la composition chimique du sol sur la teneur en éléments nutritifs et le rendement du manioc (*Manihot*

- esculenta* Crantz, Euphorbiaceae) dans deux zones agro-écologiques du Cameroun. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 9(6), 2776. <https://doi.org/10.4314/ijbcs.v9i6.21>
- Thiele, G., Dufour, D., Vernier, P., Mwanga, R. O. M., Parker, M. L., Schulte Geldermann, E., Teeken, B., Wossen, T., Gotor, E., Kikulwe, E., Tufan, H., Sinelle, S., Kouakou, A. M., Friedmann, M., Polar, V., & Hershey, C. (2021). A review of varietal change in roots, tubers and bananas: consumer preferences and other drivers of adoption and implications for breeding. *International Journal of Food Science and Technology*, 56(3), 1076–1092. <https://doi.org/10.1111/ijfs.14684>
- Tize, I. (2023). *Evaluation of new cassava genotypes (Euphorbiaceae) for carotenoid content, yield components and reactions to pests and diseases across agro-ecological zones in Cameroon. Quality*. PhD thesis p152.
- Tize, I., Fotso, A. K., Nukenine, E. N., Masso, C., Ngome, F. A., Suh, C., Lenzemo, V. W., Nchoutnji, I., Manga, G., Parkes, E., Kulakow, P., Kouebou, C., Fiaboe, K. K. M., & Hanna, R. (2021). New cassava germplasm for food and nutritional security in Central Africa. *Scientific Reports*, 11(1), 1–13. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-86958-w>
- Tolly, E. L. (2013). Amélioration de la commercialisation et de transformation du manioc au Cameroun : contraintes et perspectives de la chaîne de valeur. In A. Elbehri (Ed.), *Reconstruire le potentiel alimentaire de l'Afrique de l'Ouest*. FAO/FIDA.
- Toualy, M. N. Y., Akinbade, S. A., Koutoua, S., Diallo, H. A., & Lava, P. (2014). *Incidence and distribution of cassava mosaic begomoviruses in Côte d'Ivoire International Institute of Tropical Agriculture ( IITA ), PMB 5320 , Ibadan , Nigeria*. 4(6), 131–139.
- Tricoche, B., David-benz, H., & Song, J.-E. (2008). L'organisation de la filière manioc au Cameroun : des modes de coordination pour régir les incertitudes de marché. *Manuscrit Auteur, Publié Dans "Atelier REPARAC, Yaoundé : Cameroun (2008),"* 1–13. <http://hal.ird.fr/hal-00415315/>
- Tshala-Katumbay, D., Mumba, N., Okitundu, L., Kazadi, K., Banea, M., Tylleskär, T., Boivin, M., & Muyembe-Tamfum, J. J. (2013). Cassava food toxins, Konzo disease, and neurodegeneration in sub-Saharan Africans. *Neurology*, 80(10), 949–951. <https://doi.org/10.1212/WNL.0b013e3182840b81>
- Uarrota, V. G., & Maraschin, M. (2015). Metabolomic, enzymatic, and histochemical analyzes of cassava roots during postharvest physiological deterioration Bioinformatics. *BMC Research Notes*, 8(1). <https://doi.org/10.1186/s13104-015-1580-3>
- Uarrota, V. G., Moresco, R., Coelho, B., Nunes, E. D. C., Peruch, L. A. M., Neubert, E. D. O., Rocha, M., & Maraschin, M. (2014). Metabolomics combined with chemometric tools (PCA, HCA, PLS-DA and SVM) for screening cassava (*Manihot esculenta* Crantz) roots during postharvest physiological deterioration. *Food Chemistry*, 161, 67–78. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.03.110>
- Uarrota, V. G., Nunes, C., Augusto, L., Peruch, M., Neubert, E. D. O., Coelho, B., Moresco, R., Domínguez, M. G., Sánchez, T., Luis, J., Meléndez, L., Dufour, D., Ceballos, H., Lopez-lavalle, L. A. B., Hershey, C., Rocha, M., & Maraschin, M. (2015). Toward better understanding of postharvest deterioration : biochemical changes in stored cassava (*Manihot esculenta* Crantz ) roots: *Food Science & Nutrition*, 4(3), 409–422. <https://doi.org/10.1002/fsn3.303>
- Uchekukwu-agua, A. D., Caleb, O. J., & Manley, M. (2015). Effects of storage conditions and duration on physicochemical and microbial quality of the flour of two cassava cultivars ( TME 419 and UMUCASS 36 ). *CyTA - Journal of Food*, 37–41. <https://doi.org/10.1080/19476337.2015.1029524>
- Udensi, J. U., Ebe, T., Ugochukwu, G. M., Awurum, I. N., Mgbemena, I. C., Aroh, K., & Ezenweani, E. (2019). Enhancement of Cassava Fermentation Using Nail and Scent Leaf

- (*Occimum Viridis*). *International Journal of Advanced Research*, 7(10), 1128–1136. <https://doi.org/10.21474/ijar01/9933>
- Udoro, E. O., Anyasi, T. A., Israel, A., & Group, F. (2020). Characterization of the root and flour of South African *Manihot esculenta* Crantz landraces and their potential end-use properties. *International Journal of Food Properties*, 23(1), 820–838. <https://doi.org/10.1080/10942912.2020.1759625>
- Umeh, S. O., Nwiyi, I. U., Dimejesi, S. A., Ikele, M. O., & Ugwu, C. H. (2021). Cassava Retting Water : An Alternative Source for Industrial Cellulase ( Enzyme ). *International Journal of Trend in Scientific Research and Development (IJTSRD)*, 5(5), 531–536.
- Umeh, S. O., & Odibo, F. J. C. (2014). Amylase activity as affected by different retting methods of cassava tubers. *International Journal of Agricultural Policy and Research*, 2(7), 267–272.
- Uzokwe, V. N. E., Mlay, D. P., Masunga, H. R., Kanju, E., Odeh, I. O. A., & Onyeka, J. (2016). Combating viral mosaic disease of cassava in the Lake Zone of Tanzania by intercropping with legumes. *Crop Protection*, 84, 69–80. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2016.02.013>
- Vernier, P., N’Zué, B., & Zakhia-Rozis, N. (2018). Le manioc, entre culture alimentaire et filière agro-industrielle. In *Le manioc, entre culture alimentaire et filière agro-industrielle*. <https://doi.org/10.35690/978-2-7592-2708-2>
- Voko, D. R. B. I., & Zeze, A. (2013). Impact Des Proprietes Physicochimiques Des Sols De Culture Du Manioc Sur L ’ Abondance Et La Diversite Des Communautés De Champignons Mycorrhiziens À Arbuscules Dans La Zone Agroécologique D ’ Azaguie , Sud-Est De La Côte D ’ Ivoire. *Agronomie Africaine*, 25(3), 251–264.
- Wakem, G., Tonfack, B., Youmbi, E., Fotso-kuate, A., Masso, C., Fiaboe, K. K. M., Ndango, R., Tizé, I., Grabulos, J., & Dufour, D. (2024). Histological and biophysical changes of cassava roots during retting , a key step of fufu processing. *J Sci Food Agric*, 104, 4689–4699. <https://doi.org/10.1002/jsfa.13130>
- Weltzien, E., Rattunde, F., Christinck, A., Isaacs, K., & Ashby, J. (2020). Gender and Farmer Preferences for Varietal Traits. *Plant Breeding Reviews*, 43, 243–278. <https://doi.org/10.1002/9781119616801.ch7>
- Wemmenhove, E., van Valenberg, H. J. F., Zwietering, M. H., van Hooijdonk, T. C. M., & Wells-Bennik, M. H. J. (2016). Minimal inhibitory concentrations of undissociated lactic, acetic, citric and propionic acid for *Listeria monocytogenes* under conditions relevant to cheese. *Food Microbiology*, 58, 63–67. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2016.03.012>
- Westby, A. (1994). Importance of Fermentation in Cassava Processing. In *Acta Horticulturae* (Issue 380, pp. 249–255). <https://doi.org/10.17660/actahortic.1994.380.39>
- Westby, A. (2001). Cassava utilization, storage and small-scale processing. *Cassava: Biology, Production and Utilization*, January 2002, 281–300. <https://doi.org/10.1079/9780851995243.0281>
- Willats, W. G. T., McCartney, L., WilliamMackie, & Knox, J. P. (2001). Pectin: cell biology and prospects for functional analysis. *Plant Molecular Biology* 47:, 49, 9–27. <https://doi.org/10.1023/A>
- Wyckhuys, K. A. G., Hughes, A. C., Buamas, C., Johnson, A. C., Vasseur, L., Reymondin, L., Deguine, J. P., & Sheil, D. (2019). Biological control of an agricultural pest protects tropical forests. *Communications Biology*, 2(1), 1–8. <https://doi.org/10.1038/s42003-018-0257-6>
- Wydra, K., & Banito, Æ. A. (2007). *Characterization of resistance of cassava genotypes to bacterial blight by evaluation of leaf and systemic symptoms in relation to yield in different ecozones*. 337–348. <https://doi.org/10.1007/s10681-006-9335-9>
- Yang, F., Chen, C., Ni, D., Yang, Y., Tian, J., Li, Y., Chen, S., Ye, X., & Wang, L. (2023).

- Effects of Fermentation on Bioactivity and the Composition of Polyphenols Contained in Polyphenol-Rich Foods: A Review. *Foods*, 12(17). <https://doi.org/10.3390/foods12173315>
- Yao, F., Koffi, M., Abe, I., Ahouty, B., Simaro, S., Traore, B., Sokouri, E., Djetchi, M. N., Konan, T., & Sanogo, T. A. (2019). Genetic diversity of cassava ( *Manihot esculenta* Crantz ) varieties grown in Daloa district in Central-Western Côte d ' Ivoire. *African Journal of Agricultural Research Full*, 14(31), 1341–1348. <https://doi.org/10.5897/AJAR2019.13900>
- Yaqin, N., Al-Baarri, A. N., Legowo, A. M., Widayat, & Budihardjo, M. A. (2019). Physical characteristics of modified cassava flour wastewater at room temperature. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 292(1). <https://doi.org/10.1088/1755-1315/292/1/012061>
- Zaidul, I. S. M., Norulaini, N. A. N., Omar, A. K. M., Yamauchi, H., & Noda, T. (2007). RVA analysis of mixtures of wheat flour and potato, sweet potato, yam, and cassava starches. *Carbohydrate Polymers*, 69(4), 784–791. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2007.02.021>
- Zainuddin, I. M., Fathoni, A., Sudarmonowati, E., Beeching, J. R., Gruissem, W., & Vanderschuren, H. (2018). Postharvest Biology and Technology Cassava post-harvest physiological deterioration: From triggers to symptoms. *Postharvest Biology and Technology*, 142, 115–123. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2017.09.004>
- Zainuddin, I. M., Lecart, B., Sudarmonowati, E., & Vanderschuren, H. (2023). A method for rapid and homogenous initiation of post-harvest physiological deterioration in cassava storage roots identifies Indonesian cultivars with improved shelf-life performance. *Plant Methods*, 19(1), 1–13. <https://doi.org/10.1186/s13007-022-00977-w>
- Zhang, J. (2006). *Biochemical Study and Technical Applications of Fungal Pectinase*. <http://journal.um-surabaya.ac.id/index.php/JKM/article/view/2203>
- Zhang, J., Johnson, T. R., Patel, V. L., Paige, D. L., & Kubose, T. (2003). *Using usability heuristics to evaluate patient safety of medical devices*. 36, 23–30. [https://doi.org/10.1016/S1532-0464\(03\)00060-1](https://doi.org/10.1016/S1532-0464(03)00060-1)
- Zhang, Y., Nie, L., Sun, J., Hong, Y., Yan, H., Li, M., You, X., Zhu, L., & Fang, F. (2020). Impacts of Environmental Factors on Pasting Properties of Cassava Flour Mediated by Its Macronutrients. *Frontiers in Nutrition*, 7, 1–9. <https://doi.org/10.3389/fnut.2020.598960>
- Zheng, J., Liu, M., Zhang, M., Kan, J., & Zhang, F. (2019). Effects of Pectin on the Pasting, Rheological, and Textural Properties of Lotus Root Starch. *Starch/Staerke*, 71(3–4), 1–7. <https://doi.org/10.1002/star.201700347>
- Zhu, F. (2015). Interactions between starch and phenolic compound. *Trends in Food Science and Technology*, 43(2), 129–143. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2015.02.003>
- Zidenga, T., Leyva-Guerrero, E., Moon, H., Siritunga, D., & Sayre, R. (2012). Extending cassava root shelf life via reduction of reactive oxygen species production. *Plant Physiology*, 159(4), 1396–1407. <https://doi.org/10.1104/pp.112.200345>
- Zinga, I., Nguimalet, C. R., Lakouetene, D. P., Konate, G., Kosh, K. E., & Semballa, S. (2008). Les effets de la mosaïque Africaine du manioc en République Centrafricaine. *Geo-Eco-Trop*, 32, 47–60.
- Zidwick, M.J.; Chen, J.S.; Rogers, P. Organic acid and solvent production: Propionic and butyric acids and ethanol. In *The Prokaryotes*; Springer: Berlin/Heidelberg, Germany, 2013; pp. 135–167.

# ANNEXES

## Annexe I. Diffusion scientifique issu de cette étude

### 1- Article scientifique



## Research Article

Received: 20 February 2023

Revised: 27 September 2023

Accepted article published: 16 November 2023

Published online in Wiley Online Library:

(wileyonlinelibrary.com) DOI 10.1002/jsfa.13130

# Histological and biophysical changes of cassava roots during retting, a key step of fufu processing

Germaine-Alice Wakem,<sup>a,b</sup> Libert Brice Tonfack,<sup>a</sup> Emmanuel Youmbi,<sup>a</sup> Apollin Fotso-Kuate,<sup>c</sup>  Cargele Masso,<sup>c</sup> Komi K. M. Fiaboe,<sup>c</sup> Rose Ndango,<sup>c</sup> Isaac Tizé,<sup>c</sup> Joel Grabulos,<sup>b,d</sup> Dominique Dufour,<sup>b</sup>  Robert Ndjouenkeu<sup>e</sup>  and Didier Mbégué-A-Mbégué<sup>b,d,f</sup> 

## Abstract

**BACKGROUND:** Retting is a key step of cassava processing into widely consumed foods (fufu, chikwangue, miondo and bobolo) in sub-Saharan Africa. For some populations, retting ability is a major quality criterion that drives the adoption of new cassava varieties. Despite this importance, the physiological basis associated with this process remains poorly understood, and should lead to improved screening tools for breeding. Eight cassava varieties contrasting in retting ability properties were used in the present study. Roots and soaking water were sampled during retting and characterized at both histological and biochemical levels.

**RESULTS:** Histological data highlighted the degradation of root cell wall during retting. The average pH of soaking water decreased from 5.94 to 4.31 and the average simple sugars decreased from 0.18 to 0 g L<sup>-1</sup>, whereas the organic acids increased up to 5.61 g L<sup>-1</sup>. In roots tissue, simple sugars and organic acid contents decreased from 22.9 to 0 g kg<sup>-1</sup> and from 80 to 0 g kg<sup>-1</sup>, respectively. The total pectin content of roots among varieties at harvest was similar, and decreased during the retting process. Overall, there was a negative correlation between total pectins content and root softening, although this did not reach statistical significance.

**CONCLUSION:** Major histological and biochemical changes occurred during cassava root retting, with some of them associated with the process. Retting affected starch pasting properties more than starch content. Although this process is characterized by root softening and degradation of cell wall structure, the present study strongly suggested that pectin is not the only cell wall component involved in these changes.

© 2023 The Authors. *Journal of The Science of Food and Agriculture* published by John Wiley & Sons Ltd on behalf of Society of Chemical Industry.

Supporting information may be found in the online version of this article.

**Keywords:** *Manihot esculenta*; retting process; root firmness; starch pasting properties

## INTRODUCTION

Cassava plays a major role in food security for the African population with an average annual consumption of 100 kg of roots per capita,<sup>1</sup> represented by a wide diversity of culinary recipes.<sup>2,3</sup> Up to 70% of cassava peasant production is processed,<sup>4</sup> with fermentation representing the major unit operation.<sup>5</sup> Retting is one of the major fermentation procedures, consisting of soaking cassava roots in water for a period of 3–7 days. This softens the cassava flesh (main expectation of the processors) for malleability into further products (bobolo, miondo, fufu, chikwangue etc.) and detoxifies the roots from its cyanogenic glucosides.<sup>6</sup> In addition, production of organic acids confers these products with a characteristic typology.<sup>7,8</sup>

The retting process has already been the subject of numerous studies focusing mainly on its kinetics and related factors<sup>9,10</sup> and on the biochemical and microbiological characterization of

\* Correspondence to: D. Mbégué-A-Mbégué, CIRAD, UMR Qualisud, 73 Rue Jean François-Breton, 34398 Montpellier Cedex 5, France. E-mail: didier.mbegue-a-mbegue@cirad.fr

a Plant Physiology and Improvement Unit, Laboratory of Biotechnology and Environment, Department of Plant Biology, Faculty of Science, University of Yaoundé I Yaoundé, Cameroon

b CIRAD, UMR Qualisud, Montpellier, France

c International Institute of Tropical Agriculture, Yaoundé, Cameroon

d Qualisud, Univ Montpellier, CIRAD, Univ d'Avignon, Institut Agro, IRD, Univ de La Réunion, Montpellier, France

e Ecole Nationale Supérieure des Sciences Agro-Industrielles (ENSAI), Université de Ngoundéré (Cameroun), Ngoundéré, Cameroon

f Université Nangu Abrogoua, Abidjan, Côte d'Ivoire

© 2023 The Authors. *Journal of The Science of Food and Agriculture* published by John Wiley & Sons Ltd on behalf of Society of Chemical Industry. This is an open access article under the terms of the [Creative Commons Attribution License](https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/), which permits use, distribution and reproduction in any medium, provided the original work is properly cited.

involved enzymes.<sup>6,10–15</sup> Optimization of the retting process parameters was also investigated using suitable starters and assessing their effect in the product<sup>12,13,16–19</sup> to optimize and standardize the retting process, as well as the quality of the end-products. Based both on its central position in cassava processing and on biochemical phenomena involved in the process, retting can influence the acceptability and the adoption of cassava varieties, in terms of their retting ability. Indeed, a 'high retting capacity' is one of the main quality traits expected by the end users from new cassava hybrids as it influences the organoleptic properties (color, aroma, texture) of the end products (fufu, miondo, muntumba, etc.) and their overall acceptance.<sup>20</sup>

Retting ability is a complex quality trait of which elaboration is the result of a coercive action of several genetic and environmental factors. The improvement of such trait by breeding requires a better knowledge of the physiological bases that govern their components, as well as how the related mechanism are regulated. Indeed, the malleability efficiency of cassava flesh expected by processors on retting and the resulting effect of the latter on organoleptic properties of end-products are linked to histological modifications in cassava flesh, in that the structural disorganization of cells during soaking both facilitates the malleability and is assumed to enable multiple interactions and chemical reactions among the flesh components. Hence the interest in understanding the histological changes on retting and, moreover, the physiological base of retting process. This would provide biochemical and molecular indicators that can be used as early phenotyping and selecting tools of promising hybrids that meet consumer expectations.

The present study focuses on the physiological bases associated with retting in cassava roots, aiming to identify biophysical indicators related to the retting ability.

To this end, a selected group of cassava genotypes, contrasting in their retting ability, was used to undertake a comparative biochemical characterization and histological analysis.

## MATERIALS AND METHODS

### Source and retting treatment of plant material

A set of eight cassava genotypes including hybrids developed by the International Institute of Tropical Agriculture (IITA), with improved agronomic and nutritional performance, were selected. These genotypes comprised four with yellow-pulp (01/0040-27, 01/1797, I090593 and I071026; hereafter referred to as YP1, YP2, YP3 and YP4, respectively) and four with white-pulp (LMR, 92/0326, I090616 and local variety; hereafter referred to as WP1, WP2, WP3 and WP4) were used in the present study. The cassava genotypes were grown in the research station of the Institute of Agricultural Research for Development (IRAD) of Mbalmayo, Cameroon (N 03°31', E 11°30', altitude: 335 m), in partnership with IITA under the Agricultural Investments and Market Development Project (AIMDP) trials. Conventional cultural practices without fertilizers or herbicides<sup>21</sup> were followed. Cassava roots were harvested 14 months after planting.

For each genotype, approximately 30 kg of roots were harvested from an average of 10 plants randomly selected in the field. The roots were peeled, washed and divided into three batches of approximately 10 kg each. Each batch was soaked in an individual container containing tap water for 3 days in accordance with the traditional retting method used by the local populations.

The soaking water sample (approximately 2 mL) was filtered through a 45-µm cellulose acetate membrane (Legallais, Montferrier, France) and stored at 4 °C until analysis by HPLC. For roots, two samples of approximately 100 and 250 g were collected every 24 h from each fermentation batch for microscopy and biochemical analysis, respectively. For microscopy analysis, the root sample was stored at 4 °C in a fixing buffer (glutaraldehyde 3%, phosphate buffer 0.1 M, pH 7.4) until used. The second root sample was freeze-dried, then ground with a hammer mill (Perten Laboratory Mill 3100; Perking Helmer, Villebon-sur-Yvette, France) and the resulting flours packaged in plastic bottles with screw caps and stored at –20 °C for further biochemical and functional analyses.

### Physical characterization of cassava retting process

#### Soaking water pH measurement

The pH of soaking water was directly measured at room temperature during retting using a portable pH meter (Multi 3630 IDS SET; Xylem Analytics, Nanterre, France).

#### Roots histology analysis

The preparation of the samples for histology analysis was carried out as described by Ngolong *et al.*<sup>8</sup> except that cassava flesh sections were embedded in paraffin and stained successively with Schiff reagent and methyl blue. The histology observations were made at magnification 200× using an optical microscope (Scientico STM-50; Leitz, Wetzlar, Germany).

#### Softening measurement

Cassava root softness was assessed using a texturometer (TA-XTPlus; Stablemicrosystems, Swantec, Gennevilliers, France) in accordance with the method described by Mbégué *et al.*<sup>22</sup> The softer the root, the lower its firmness. Measurement was performed on root samples taken at 0, 24 and 48 and 72 h after beginning of the retting process. Retting rate was defined as the percentage loss of firmness calculated for a given sampling point. It was calculated according to:

$$r = \frac{F_i - F_f}{F_i} \times 100$$

where  $r$  is the retting rate,  $F_i$  is the initial firmness value measured on fresh root and  $F_f$  is the firmness of fermented root at the sampling point.

### Biochemical characterization of cassava retting process

#### Fermentable sugars, alcohol and organic acids

Fermentable sugars and organic acids contents of soaking water were quantified by analyzing the sample directly by HPLC according to the procedure described by Hor *et al.*<sup>23</sup> The equipment used was a Dionex Ultimate 3000 HPLC system (Thermo Fisher, Illkirch-Graffenstaden, France) equipped with an analytical auto-sampler (WPS-3000 TSL; Thermo Fisher), an Aminex column (Aminex HPLC-87H 300 × 4.6 mm; Bio-Rad, Marnes la Coquette, France) and an UltiMate 3000 diode array detector. For root flour, fermentable sugars and organic acids were extracted as described Mestres *et al.*<sup>24</sup> and analyzed by HPLC as described above.

#### Pectin measurement

The total pectins of flours were extracted and quantified in accordance with the method described by Mestres *et al.*<sup>25</sup>

#### Starch content and amylose content

The determination of the starch content was carried out as described by Jourda *et al.*<sup>26</sup> according to the modified Holm enzymatic method.<sup>27</sup> Glucose was quantified by HPLC as described above. The amylose content of the cassava flour samples was determined by differential scanning calorimetry (DSC) using a DSC 8500 apparatus (Perkin-Elmer, Norwalk, CT, USA) in accordance with the method described by Mestres *et al.*<sup>28</sup>

#### Pasting properties of cassava flours

A Rapid Visco Analyzer (RVA 4500; Perten Instrument, Newport, NSW, Australia) was used to assess the pasting properties of native and retted cassava flours in accordance with the method developed by Batey *et al.*<sup>29</sup> Peak (PV), breakdown (BD) and setback (SB) viscosities were the main parameters assessed.

#### Statistical analysis

All analyses were performed at least in triplicate and the results expressed as the mean  $\pm$  SD. Analysis of variance of the means made it possible to compare the influence of the sources of variation (genotype and retting time) on the responses measured. Tukey's test was used to rank significantly different means ( $P = 0.5$ ), using XLSAT software 2021 (XLSAT, Paris, France).

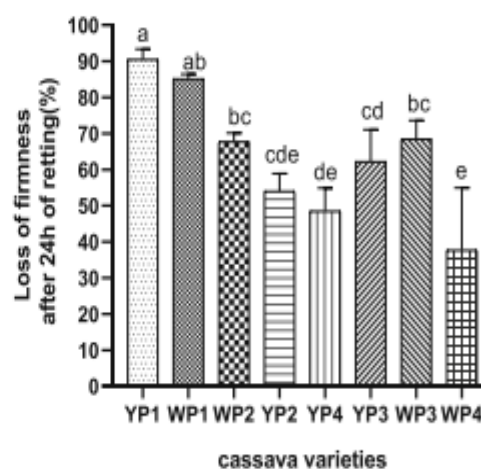
## RESULTS

### Physical characterization of contrasting cassava varieties after retting of roots

After 24 h of retting, the soaking water of all cassava varieties resulted in an acidic pH value of around 4.5 (see Supporting information, Fig. S1). Marked softening changes were observed at the same time on roots, considered as an indicator of their retting ability. According to the percentage of firmness loss after 24 h, YP1 and WP1 appeared as fast-retting rate varieties (90.46% and 85.08%, respectively), whereas varieties WP2, YP2, YP3, YP4 and WP3 were medium-retting rate (50–70%) and WP4 demonstrated a slow-retting rate (37.70%) (Fig. 1).

In an attempt to assess the putative relationship between roots softening and changes of root cell wall structure, histological analysis was performed and the results are shown in Fig. 2. At harvest stage and regardless of genotype, all cells except those from the xylem exhibited a consistent structure and contained the starch granules (red color). Xylem cells were larger with a thick wall surrounded by companion cells. At this stage, except WP4, which exhibited plasmolyzed cells (Fig. 2Hh), cells from all varieties had also a turgid appearance (Fig. 2A–G). After 72 h of retting, there was a loss of integrity of the root tissue and root cell wall degradation, leading to the observed loss of firmness (Fig. 2, right). This degradation was more pronounced in some varieties than in others. Indeed, the integrity of the cell structure was completely lost for YP1, YP4 and WP4, with a total disappearance of the cell walls and a disintegrated structure with starch granules as the main visible element. Genotypes WP3 and YP2 presented a cohesive cell structure with continuous cell walls, whereas WP1 presented a structure with cells that dissociated from each other with the intracellular starch granules, revealing clearly defined cell limits.

Because of the contrasting softening behavior observed for different varieties, YP1 and WP1 were considered as those which retted quickly and two others (WP2 and YP2) were selected from the group of varieties with medium softening speed. These four



**Figure 1.** Percentage loss of firmness of cassava roots of different genotype taken after 24 h of retting. Genotypes considered are hybrids with yellow flesh (YP1, YP2, YP3 and YP4), hybrids with white flesh (WP3 and WP2) and traditional varieties (WP1 and WP4).

genotypes were further used as contrasting models for advanced biochemical analysis.

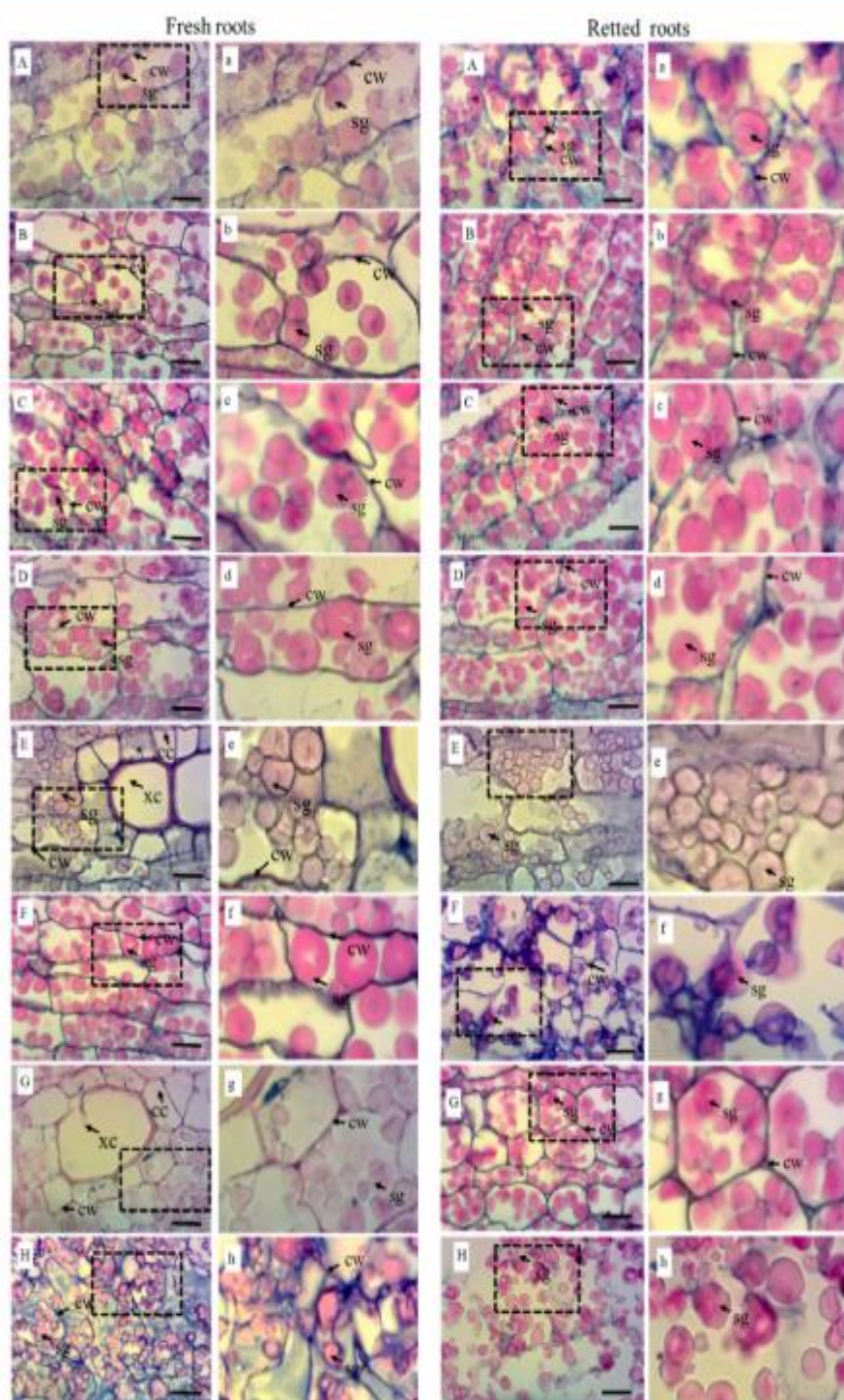
### Biochemical characterization of cassava retting process

#### Changes of sugar, alcohol and organic acids during the retting process

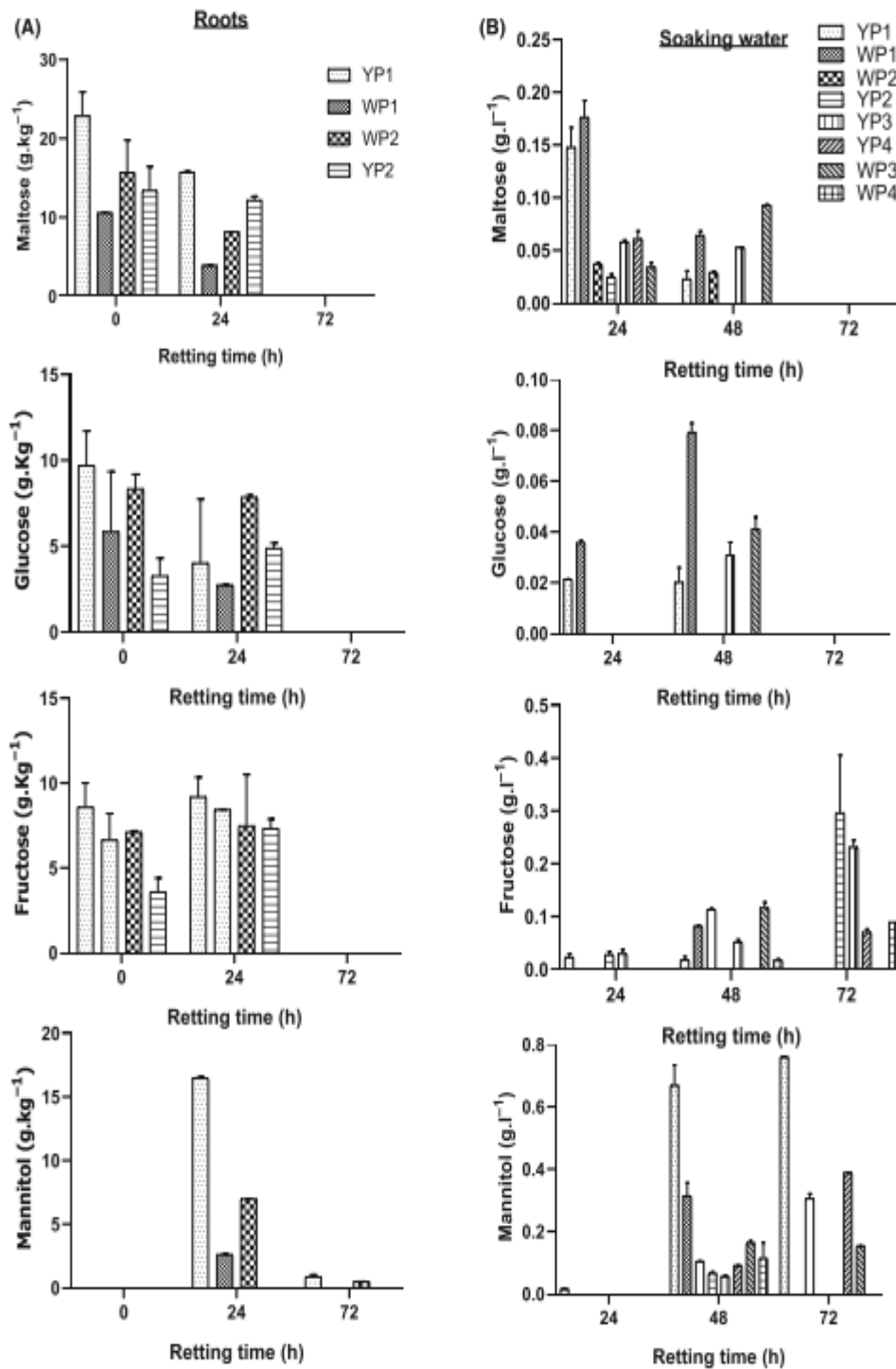
The kinetics of fermentable sugars in the soaking water and flours during retting is summarized in Fig. 3 and that of organic acids is shown in Fig. 4. Neither maltose, nor glucose was detected in the soaking water or in the flours after 72 h of retting. These sugars were more concentrated in the soaking water of genotypes YP1 and WP1 after 24 h of retting. Fructose and mannitol decreased in the flours and accumulated in the soaking water after 72 h of retting (Fig. 3). The main organic acids determined both in the soaking water and in the flours were lactate and acetate, with the former being more concentrated in the soaking water than any other compound analyzed. Unlike acetate, lactate was not detected in flours from unfermented roots (Fig. 4). The two acids accumulated differentially in soaking water and roots: lactate accumulated transiently in roots and continuously in soaking water. The acetate content in roots decreased during the retting, whereas it increased in soaking water. Butyrate appeared in the soaking water after 48 h of retting, regardless of the variety. Ethanol also evolved increasingly during retting. Butyrate and ethanol were not detected in the roots.

#### Total pectin content

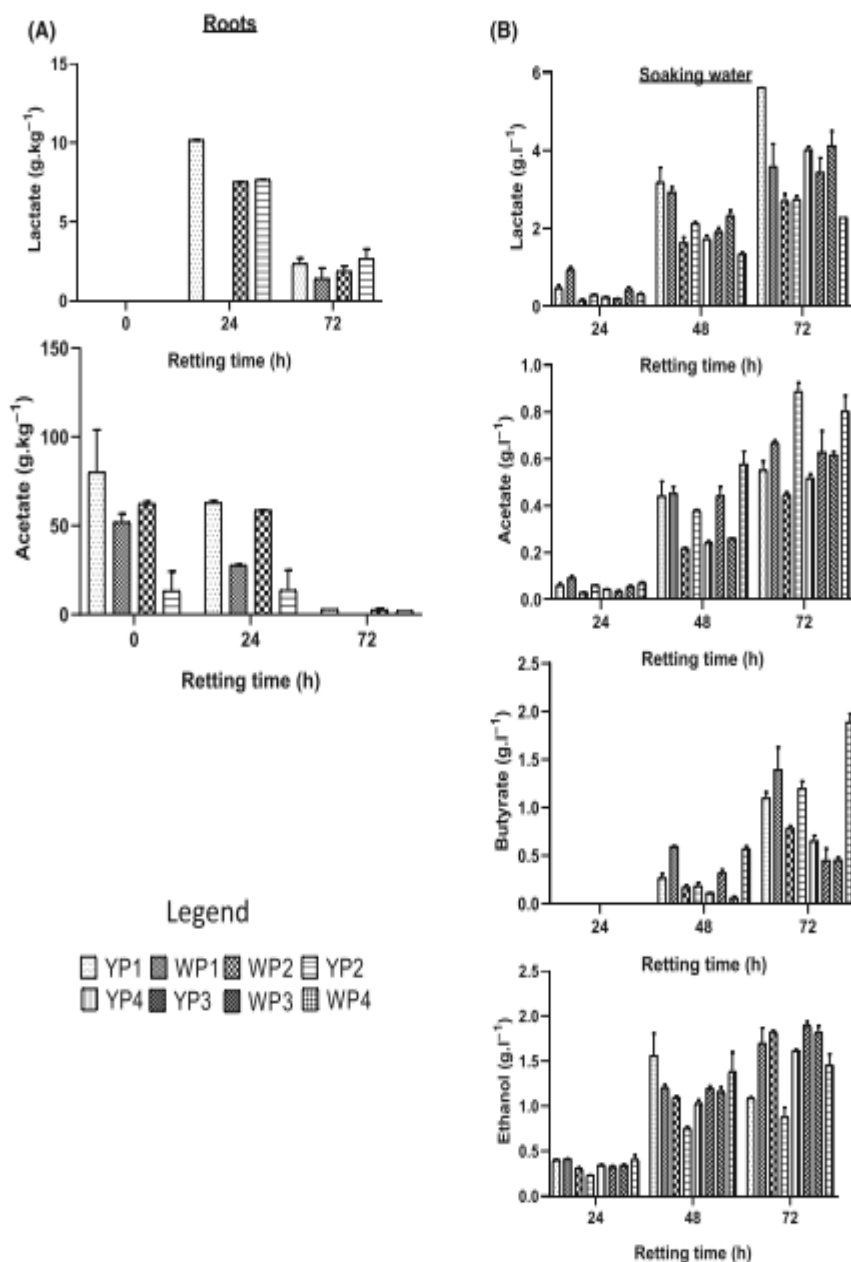
Evolution of the total pectins content is described in Table 1. The yields of total pectin in flours were significantly influenced by genotype (data not presented) and always decreased significantly ( $P < 0.05$ ) during retting. Flours from YP1 and WP2 had higher levels of total pectin compared to that from YP2. WP1 showed an atypically high increase in pectin content from 0 to 24 h, followed by the expected decrease through 72 h, whereas that of YP1 remained relatively unchanged during the retting process.



**Figure 2.** Light microscope histological sections of fresh and 72 h retted roots. cw, cell wall; cc, companion cell; xc, xylem cell; sg, starch granule. (A) YP1, (B) WP1, (C) WP2, (D) YP2, (E) YP4, (F) YP3, (G) WP3 and (H) WP4. (A–H) Fresh and retted roots sections, where (a) to (h) represent magnified portions of the regions indicated by dashed-line boxes in (A) to (H). Scale bar = 25  $\mu$ m.



**Figure 3.** Changes of sugars content in the roots (A) and soaking water (B) during retting. Sugar components were extracted twice from each root sample (two samples per data point), whereas, for soaking water, samples were analyzed directly. Each data point is the mean of the values obtained from four and six replicates of roots and soaking water samples, respectively. Vertical bars indicate the SD. When no bar is shown, the SD is lower than represented by the symbol.



**Figure 4.** Changes in organic acids and alcohol content in the roots (A) and soaking water (B) during retting. Sugar components were extracted twice from each sample root (two samples per data point), whereas, for soaking water, samples were analyzed directly. Each data point is the mean of the values obtained from four and six replicates of roots and soaking water samples, respectively. Vertical bars indicate the SD. When no bar is shown, the SD is lower than represented by the symbol.

#### Starch and amylose content of roots

The histological data suggested that retting affects the cell wall more than the physical structure of starch granules. Therefore, starch content and amylose contents were measured only on cassava roots taken at harvest time. The results presented in Table 2 show that the starch content varied significantly among genotypes, from 75.87% (WP2) to 80.33% (WP1),

whereas the amylose content ranged from 13.28% (WP1) to 15.79% (YP2).

#### Pasting properties of cassava flours

The pasting indicators, namely PV, BD and SB of flours from different cassava varieties taken at different retting stages (Fig. 5), displayed a wide genetic diversity, depending on retting duration

**Table 1.** Accumulation of total pectin content in flour during retting process of cassava roots from different genotype

Retting time	Total pectin (g kg <sup>-1</sup> dry matter)			
	01/0040-27 (YP1)	01/1797 (YP2)	92/0326 (WP2)	LMR (WP1)
0 h	6.54 ± 0.54 a	5.35 ± 0.36 a	6.07 ± 0.44 a	5.56 ± 0.46 a
24 h	6.08 ± 1.40 a	5.99 ± 0.06 a	5.97 ± 0.40 a	5.28 ± 0.46 a
72 h	5.29 ± 1.05 a	4.62 ± 0.38 b	5.72 ± 0.11 a	3.95 ± 0.75 b

Note: Each value corresponds to the mean ± SD of total pectin content. For each column, the means with the same lowercase letters are not statistically different at the 5% level (Tukey's test).

**Table 2.** Starch and amylose content in fresh cassava varieties

Varieties	Starch (%)	Amylose (%)
01/0040-27 (YP1)	77.47 ± 0.64 b	13.33 ± 0.49 b
LMR (WP1)	80.33 ± 1.13 a	13.28 ± 0.19 b
92/0326 (WP2)	75.87 ± 1.01 b	14.83 ± 1.27 ab
01/1797 (YP2)	77.47 ± 0.94 b	15.79 ± 0.88 a

Note: Each value corresponds to the mean ± SD of the compound concerned. For each column, the means with the same lowercase letters are not statistically different at the 5% level (Tukey's test).

and indicator considered. For gelatinization (Fig. 5A), retting did not affect significantly the swelling amplitude (represented by PV) of YP2 or YP1. WP1 tended to increase in PV, whereas that of WP2 tended to decrease after 24 h of retting. However, PV values for an extended retting period (72 h) tended to be similar to those of unretted roots, with the exception of WP2. The ability of gelatinized cassava starch to withstand high temperature (represented by BD) is genotype- and retting duration-dependent (Fig. 5B). In unretted cassava roots, WP2 displayed a high BD, characteristic of low resistance of its gelatinized starch to heat treatment at 90 °C. After 24 h of retting, the BD viscosity of gelatinized starch from WP1 and YP1 were higher (low resistance to heat). Their resistance to heat was improved (low BD values) after 72 h of retting with values close to those of unretted roots. After 72 h of retting, gelatinized starch of all cassava varieties converged towards relatively low BD values (i.e. high resistance to heat). Upon cooling to 50 °C (Fig. 5C), gelatinized starch from YP1 and WP1 varieties presented high SB values after 24 h of retting, characteristic of high susceptibility to retrogradation. However, when the retting time increases, all varieties displayed relatively low SB

values (low tendency to retrogradation), close to those of unretted roots for YP1 and WP1.

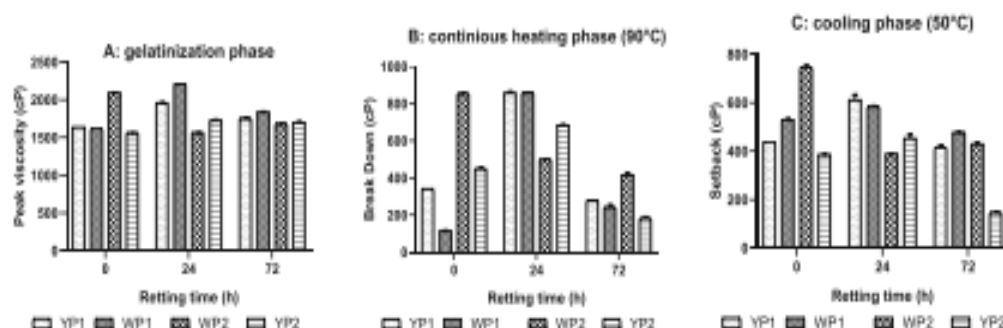
## DISCUSSION

In the process of fermented cassava products, one of the key steps is the production of cassava dough, obtained after the root retting. The quality and/or quantity of the dough impacts the quality of the ready-to-eat product (i.e. fufu, miondo, chikwagwe, muntumba, bobolo). Indeed, a cassava genotype with poor and/or low retting ability will give a low dough yield with poor quality. Such a genotype will be systematically rejected by end users because ready-to-eat products will not meet the expected sensory qualities (taste, texture in the mouth, aroma, etc.). With the prospect of increasing the rate of adoption of new hybrids from breeding program, an early and effective selection of hybrids that meet consumer expectations is a challenge that requires the availability of physiological indicators (biochemical and molecular) associated with the relevant quality trait of the consumer and usable as early selection filters for breeders.

In the present study aiming to understand the physiological bases associated with the retting process, we characterized the biochemical and histological changes during retting of different cassava genotypes.

### Physical characterization of retting process

The pH values of cassava soaking water obtained in the present study are in accordance with those previously reported.<sup>10</sup> This drop in pH was concomitant with the loss of root firmness, which correlated with the increase of organic acids that occurred in soaking water.<sup>10</sup>



**Figure 5.** Changes in pasting indicators including gelatinization (A), continuous heating (B) and cooling (C) phases of cassava flours from different genotypes during the retting process.

Histological analysis of cassava roots at harvest shows a structure similar to that already reported in cassava.<sup>6,8</sup> A change of root tissue structure during retting strongly indicates that the process mainly affected the cell wall, leading to root softening. However, based on integrity of starch granules, there was no apparent change in the starch macrostructure, even after 72 h of retting. In summary, retting appeared to affect the integrity of the cell walls without a marked effect on the starch granules. Probably, as suggested by Silva et al.,<sup>20</sup> 72 h of fermentation was insufficient to cause drastic changes in the granules of cassava starches.

### Biochemical characterization of the retting process

#### Kinetics of sugar, alcohol and organic acids

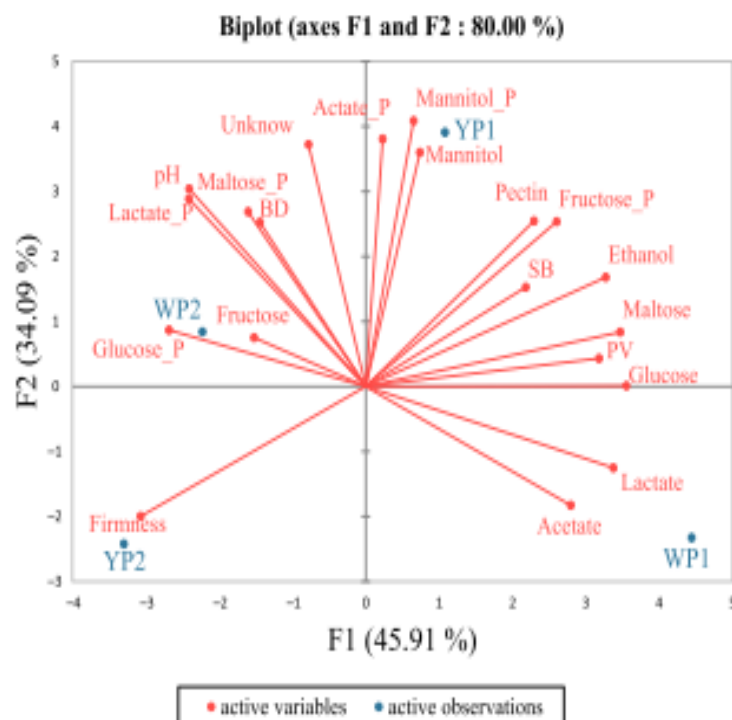
The high concentration of sugars (maltose, glucose) observed after 24 h in the soaking water of YP1 and WP1 roots was coupled with rapid softening observed in these varieties at this stage of retting. This resulted in a negative correlation ( $r = -0.95$ ) observed between firmness and maltose content (see Supporting information, Table S1). A negative correlation was also detected between softening and ethanol content ( $r = -0.96$ ), indicating that the loss of firmness was accompanied by the release of soluble sugars, which underwent anaerobic fermentation by different microorganisms in the soaking water, leading to a production of ethanol and lactate.<sup>31</sup> This fermentation also likely explains the total disappearance of fermentable sugars (maltose and glucose) in the flours and soaking water after 72 h of retting. The high concentration of lactate in soaking water and its relative abundance in all genotypes confirms the predominance of lactic acid bacteria activities during the retting process, as previously reported.<sup>13,32,33</sup>

Lactic acid fermentation was followed by that of acid-tolerant yeasts. Ethanol is therefore the second most concentrated metabolite in soaking water.<sup>10</sup>

Organic acids accumulated differentially in the soaking water and in the flour. Lactate content accumulated transiently, a pattern corroborating the one previously reported by Brauman et al.<sup>10</sup> However, in the present study, higher lactate levels were obtained. Acetate content of the flour decreased continuously during retting, probably as the result of leaching into soaking water. This result is in contrast to that of Brauman et al.,<sup>10</sup> who reported a transient accumulation of acetate content, with a decrease 72 h after the beginning of retting. Organic acids metabolism during retting is probably a function both of genotype and microbial population involved, considering that both the study by Brauman et al.<sup>10</sup> and the present study were conducted in different areas and with different genotypes. The late appearance of butyrate in the soaking water confirms the assertion that the microorganisms responsible for their production may be strict anaerobes such as Clostridia.<sup>34</sup> These organic acids improve the aroma, flavor, texture and shelf life, and further contribute to preserving the quality of the products by inactivating the Enterobacter and other infectious pathogens that produce toxins of food origin.<sup>35</sup>

#### Total pectin content

Previous studies revealed that the softening observed during cassava retting is the result of the degradation of cell wall pectin compounds.<sup>6,33</sup> Overall, there was a negative correlation between total pectin content observed during retting, and softening of the



**Figure 6.** Mapping cassava genotypes based on their retting ability assessed through firmness and biochemical characteristics of flours and soaking water after 24 h of retting. The sugars and organic acids followed by the letter 'P' are those contained in the roots.

roots (see Supporting information, Table S1), which failed to reach statistical significance probably as a result of the small size of the dataset. Similarly, the degree of softening of roots from the different genotypes was not linked to the initial levels of pectin concentration. Additionally, in YP1 and WP1, which had already lost more than 85% of their firmness after 24 h of retting, the lowest total pectin content was reached after 72 h of retting.

The main changes in wall polysaccharide composition during retting concern specific pectin polymers such as galactan, homogalacturonan and arabinan.<sup>8</sup> Thus, root softening during retting would not only be the result of pectin degradation, but also the distribution of methyl groups on the homogalactan skeleton, the degree of methylation or other cell wall component such as hemicellulose. All of them are known to affect cell wall stiffness<sup>33</sup> and therefore these component should be considered for further studies.

#### Starch and amylose content of roots

In the present study, the level of starch and amylose content was different according to the genotypes. They were between  $75.87 \pm 1.01\%$  and  $80.33 \pm 1.13\%$  for starch, which is within the range of levels generally obtained in cassava root harvested after 12 months of growth in the field. The significant difference observed for starch at this stage between the varieties confirms the effect of genotype on the starch content of cassava as previously shown.<sup>30</sup> The level of amylose content ranged between  $13.28 \pm 0.19\%$  and  $15.79 \pm 0.88\%$  for amylose, which is lower than those previously reported.<sup>37,38</sup> One of the characteristics of cassava retting process is the cell wall degradation and root disintegration leading to the slight loss of material including starch released into the quenching water, which becomes cloudy and whitish. Regardless of the genotype, no significant difference in terms of starch and amylose content was observed during retting, suggesting that the material released into the soaking water has little impact on the starch and amylose content. This could be a result of the pasty properties of starch brought out by soaking in water. Our data also suggest that the retting process is not associated with a significant starch degradation, although recent studies reported the production by microorganisms of amylase.<sup>39</sup>

#### Pasting properties of cassava flours

The present study confirms the apparent stability of starch structure during retting, as observed on histological cross-sections of roots. The retting process affected mainly starch pasting properties rather than starch granule structure. Moreover, the above findings indicate that the pasting behavior of cassava starch is genotype-dependent. This finding was similar to those previously reported in several studies.<sup>35,40</sup> The pasting behaviour of cassava starch was also retting-duration dependent, as previously reported.<sup>40,41</sup> This pasting behaviour is probably linked to the rate of softening of the roots during retting. Indeed, an apparent correlation was observed between pasting behavior and the softening rate of cassava genotypes because the samples of each of the two selected groups (YP1/WP1) as fast retting speed and (WP2/YP2) as medium retting speed have comparable pasting behavior.

It is obvious that other cassava components and characteristics, such as polyphenols and pectin structure and composition, sugars, and starch structure and composition, may be involved in the pasting and cell wall behavior as recently suggested.<sup>42–44</sup> Therefore, these components need to be investigated in relation

with cell wall degradation and pasting property changes that occur during the retting process.

Mapping cassava genotypes based on their retting ability assessed using loss of firmness and biochemical characteristics of flours and soaking water after 24 h of retting clearly discriminate the four genotypes (Fig. 6). The first two principal components were responsible for 80.00% of total variance. The WP1 variety presented the lowest firmness and more concentrated organic acids in the soaking waters, which is a symbol of effective fermentation, and, above all, a high swelling rate of flour resulted. Accordingly, it can be considered as the best in terms of retting ability after 24 h of retting. The WP1 variety was opposed in the principal component 1 (45.91%) to YP2 in which fermentation was very weakly established after 24 h of retting with weak softening. The YP1 was driven by principal component 2 (34.09%) and characterized by the metabolites contained in the roots. This could reflect a more advanced fermentation in the roots than in the soaking water as a result of the high pH of the roots. Flour of WP2 variety (driven by principal component 3) was most resistant to prolonged heating and less susceptible to retrogradation after 24 h of retting, making it suitable for fufu production.

The data reported in the present study represent a substantial contribution towards understanding the physiological basis of the retting process through biochemical and histological studies. Histological and biochemical changes in the soaking water and in the roots were highlighted. The level of maltose decreased during retting in both soaking water and roots, whereas acetate content decreased in soaking water and increased in roots. This study also showed that (i) the retting process affects the functional properties of starch more than its content and that (ii) the loss of firmness shown by cell wall degradation is not well correlated with the evolution of total pectin content. This suggests the involvement of other cell wall compounds (e.g., hemicellulose, methylated forms of pectin and polyphenols) that warrant further research.

#### AUTHOR CONTRIBUTIONS

DMAM, RNdj, LBT and EY were responsible for conceptualization. GAW, RNdj and DMAM were responsible for data curation. GAW and RNdj were responsible for formal analysis. DMAM, DD, RN, AFK, KKMf and CM were responsible for funding acquisition. DMAM, GAW, RNdj, IT, Rnda and JG were responsible for investigation. DMAM, GAW and RN were responsible for methodology. DMAM and RNdj were responsible for project administration. AFK, CM and KKMf were responsible for field trials and plant material resources. DMAM, RNdj and EY were responsible for supervision. GAW, RNdj and DMAM were responsible for writing the original draft. GAW, LBT, EY, KKMf, RNdj and DMAM were responsible for reviewing manuscript content and editing.

#### ACKNOWLEDGMENTS

In memoriam of our colleague and friend Geneviève Fiedel, PhD, Food technologist at CIRAD who suggested and contributed to this work and for the passion and enthusiasm that characterized her work as a researcher. We are grateful to Hernan Ceballos and Clair Hershey for reviewing and editing the manuscript, respectively. We thank Karine Alary and Léa Ollier for their technical assistance. We are also grateful to CRP-RTB cluster CC4.2 'cassava processing', PIDMA project funded by MINADER and World Bank and the grant opportunity INW-008567 (formerly OPP1178942): Breeding RTB Products for End User Preferences (RTBfoods) to the French

Agricultural Research Centre for International Development (CIRAD), Montpellier, France, by the Bill & Melinda Gates Foundation (BMGF) (<https://rtbfods.cirad.fr>).

### DATA AVAILABILITY STATEMENT

The data that support the findings of this study are available from the corresponding author upon reasonable request.

### SUPPORTING INFORMATION

Supporting information may be found in the online version of this article.

### REFERENCES

- 1 FAO, Étude diagnostique de la réduction des pertes après récolte de trois cultures (2018).
- 2 IRAD, Augmentation de la productivité du manioc et diffusion des semences améliorées. Projet C2D IRAD n°2 (2013). p. 1–44.
- 3 Ndjouenkeu R, In *Cassava in Central and Western Africa: Postharvest Constraints and Prospects for Research and Market Development*, ed. by Wabundara YY. InTechOpen Publisher, Cassava, pp. 199–217 (2018).
- 4 Bechoff A, Tomlins K, Fiedel G, Becerra Lopez-lavalle LA, Westby A, Hershey C et al., Cassava traits and end-user preference: relating traits to consumer liking, sensory perception, and genetics. *Crit Rev Food Sci Nutr* **58**:547–567 (2017). <https://doi.org/10.1080/10408398.2016.1202888>.
- 5 Westby A, Importance of fermentation in cassava processing. *Acta Horticulture* **300**:249–255 (1994). <https://doi.org/10.17600/ActaHortic.1994.380.39>
- 6 Nkoudou NZ and Ngang Essia JJ, Cyanides reduction and pasting properties of cassava (Manihot Esculenta Crantz) flour as affected by fermentation process. *Food Nutr Sci* **8**:326–333 (2017).
- 7 Djoude DR, Mise au Point d'un Ferment Mixte destiné à la Bioconversion Des Tubercules de Manioc cyanogène. Université de Ngaoundéré, Ngaoundéré, Cameroon pp. 210 (2005).
- 8 Ngolou NIG, Guillon F, Essia NJ, Bonnin E, Bouchet B and Sauhier L, Modification of cell wall polysaccharides during retting of cassava roots. *Food Chem* **213**:402–409 (2016). <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.06.107>.
- 9 Ampe F, Kéléké S, Robert H, Brauman A, Keleke S and Robert W, In *The role and origin of pectin degrading enzymes during cassava retting*, ed. by Agbor Egbe T, Brauman A, Griffon D and Trêche S. Transformation Alimentaire du Manioc Cassava Food Processing. PARIS: OSTORM, pp. 331–344 (1995).
- 10 Brauman A, Machicot M, Trêche S and Miambi E, Étude préliminaire d'une technique de rouissage des racines de manioc en saletanche préliminaire study of new retting technic in airtight plastic bag without water add. In: Agbor Egbe T, Brauman A, Griffon D and Trêche S (eds). Transformation Alimentaire du Manioc Cassava Food Processing. PARIS: OSTORM, pp. 531–546 (1995).
- 11 Brauman A, Keleke S, Malonga M, Mavoungou O, Ampe F and Miambi E, Cassava lactic fermentation in Central Africa: microbiological and biochemical aspects. *Cassava Flour Starch Progress Res Dev* (1996). 197–209.
- 12 Djoude DR, Etoa F, Essia NJ and Mbofung CM, Fermentation du manioc cyanogène par une culture mixte de *Lactobacillus plantarum* et *Rhizopus oryzae*. *Microb Hyg Al* **15**:9–13 (2003).
- 13 Djoude DR, Etoa F-X, Essia NJ-J and Mbofung CMF, Screening des microorganismes à potentialités fermentaires pour le manioc. *Tropicultura* **23**:11–18 (2005).
- 14 Umah SO and Odibo FJC, Amylase activity as affected by different retting methods of cassava tubers. *Int J Agric Policy Res* **2**:267–272 (2014).
- 15 Ampe F, Brauman A, Trêche S and Agossou A, Cassava retting: optimisation of a traditional fermentation by an experimental research methodology. *J Sci Food Agric* **65**:355–361 (1994).
- 16 Djoude DR, Mise au Point d'un Ferment Mixte destiné à la Bioconversion Des Tubercules de Manioc cyanogène (2004).
- 17 Djoude DR, Essia NJ and Etoa F, Amélioration du rouissage du manioc par utilisation d'un starter microbien de trois souches [amelioration of cassava retting by a starter culture of three strains]. *Int J Innov Sci Res* **14**:268–277 (2015).
- 18 Ikofa J, Kayath CA and Gadget MD, First development of a biotechnological ferment based on a consortium of the genus bacillus for the optimization of the fermentation process of cassava tubers. *Adv Microbiol* **10**:563–574 (2020).
- 19 Nkoudou ZEN, Kamdem SS, Agnia HB, Mengo FE and Essia Ngang Justin J, Assessment of cassava (Manihot esculenta Crantz) fermentation and detoxification using previously cassava-fermented chips. *Br J Appl Sci Technol* **13**:1–10 (2016).
- 20 Chijoke U, Madu T, Okoye B, Ogunka AP, Ejechi M, Ofoeze M et al., Quality attributes of fufu in south-East Nigeria: guide for cassava breeders. *Int J Food Sci Technol* **56**:1247–1257 (2021).
- 21 Tsoh I, Fotoo AK, Nukenenine EN, Masso C, Ngome FA, Suh C et al., New cassava germplasm for food and nutritional security in Central Africa. *Sci Rep* **11**:7394 (2021). <https://doi.org/10.1038/s41598-021-86958-w>.
- 22 Mbégué A, Mbégué D, Dahdouh L, Julien R, Mbégué A, Mbégué D et al., Softening measurement of Cassava: Development of a method to evaluate the retting process (2019).
- 23 Hor S, Lechaudel M, With H and Bugaud C, Fruit density: a reliable indicator of sensory quality for mango. *Sci Horti (Amsterdam)* **272**: 109540 (2020). <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109540>.
- 24 Mestres C, SOP for Sugars by HPLC (2019).
- 25 Mestres C, Ollier L and Domingo R, SOP for the Determination of Galacturonic Content (2021).
- 26 Jourda C, Cardl C, Gilbert O, Toro AG, Ricci J, Mbégué-A-Mbégué D et al., Lineage-specific evolutionary histories and regulation of major starch metabolism genes during banana ripening. *Front Plant Sci* **7**: 1–21 (2016).
- 27 Holm J, Björck I, Drews A and Asp NG, A Rapid method for the analysis of starch. *Starch-Stärke* **38**:224–226 (1986).
- 28 Christian M, Léa O, Romain D, Otegbayo Bolanle Omolara, Roland-Sabaté Agnès and Duthiel de la Rochère Aléonor, SOP for the determination of galacturonic content, in *Biophysical Characterization of Quality Traits*, WP2, RTBFoods Project-CIRAD, Montpellier, p. 12 (2022) <https://doi.org/10.18167/agritrop/00805>.
- 29 Batey IL, Curtin BM and Moore SA, Optimization of rapid-visco analyser test conditions for predicting Asian noodle quality. *Cereal Chem* **74**: 497–501 (1997).
- 30 Paixão E, Silva GD, Bento JAC, Oliveira AR, Garcia MC, Soares Júnior M5 et al., Pasting and thermal properties of fermented cassava (Manihot esculenta Crantz). *J Food Sci Technol* **58**:1441–1448 (2021).
- 31 Brauman A, Kéléké S, Malonga M, Miambi E and Ampe F, Microbiological and biochemical characterization of cassava retting, a traditional lactic acid fermentation for foo-foo (cassava flour) production. *Appl Environ Microbiol* **62**:2854–2858 (1996).
- 32 Oyedoji O, Ogunbanwo ST and Oriki AA, Predominant lactic acid bacteria involved in the traditional fermentation of fufu and ogi, two Nigerian fermented food products. *Food Nutr Sci* **04**:40–46 (2013).
- 33 Obi CN and Agu UB, Enzymatic potentials of microorganisms associated with cassava retting. *J Adv Microbiol* **17**:1–9 (2015).
- 34 Brauman A, Kéléké S, Mavoungou O, Ampe F and Miambi E, Etude cinétique du rouissage traditionnel des racines de manioc en Afrique centrale (Congo) = Kinetic studies of cassava retting in Central Africa (Congo). *Transform Aliment du Manioc* **1995**: 287–305 (2015).
- 35 Oyeyinka SA, Ayinla SO, Sanusi CT, Akintayo OA, Oyedoji AB, Oladipo JO et al., Chemical and physicochemical properties of fermented flour from refrigerated cassava root and sensory properties of its cooked paste. *J Food Process Preserv* **44**:1–9 (2020).
- 36 Sakdaronnarong C, Sraphet S, Srisawad N, Chantasod R, Jonglerjura W and Trivattayakorn K, Rheological characteristics and genotype correlation of cassava root for very high gravity ethanol production: the influence of cassava varieties and harvest times. *Biotechnol Appl Biochem* **67**:105–116 (2020).
- 37 Nuwamanya E, Baguma Y, Emmambux N, Taylor J and Patrick R, Physicochemical and functional characteristics of cassava starch in Ugandan varieties and their progenies. *J Plant Breed Crop Sci* **2**:1–11 (2010) Available from: <http://www.academicjournals.org/jpbcs>.
- 38 Alvarado MP, Grosmaire L, Dufour D, Toroa AG, Sánchez T, Calle F et al., Combined effect of fermentation, sun-drying and genotype on

- breadmaking ability of sour cassava starch. *Carbohydr Polym* **98**: 1137–1146 (2013).
- 39 Umeh SO and Odibo FJC. Amylase activity during retting of cassava tubers for wet fufu mash production. *Sci-Afric J Sci Issues Res Essays* **2**:132–137 (2014).
- 40 Oyeyinka SA, Adedoye AA, Smith SA, Adesina BO and Akinwande FF. Physicochemical properties of flour and starch from two cassava varieties. *Agrosearch* **19**:28 (2019).
- 41 Oyeyinka SA, Adedoye AA, Olatomo OO and Kayitesi E. Effect of fermentation time on physicochemical properties of starch extracted from cassava root. *Food Biosci* **33**:100485 (2020). <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.100485>.
- 42 Luo SJ, Chen RY, Huang L, Liang RH, Liu CM and Chen J. Investigation on the influence of pectin structures on the pasting properties of rice starch by multiple regression. *Food Hydrocoll* **63**:580–584 (2017). <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2016.10.016>.
- 43 Musah Bawa NK, Agbenorhevi JM, Kpodo F and Sampson GO. Pasting properties of starch-okra pectin mixed system. *CYTA-J Food* **18**:742–746 (2020). <https://doi.org/10.1080/19476337.2020.1838616>.
- 44 Wu Y, Chen Z, Li X and Li M. Effect of tea polyphenols on the retrogradation of rice starch. *Food Res Int* **42**:221–225 (2009). <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2008.11.001>.

2. Webinar : An attempt to differentiate cassava genotypes by their retting behavior using some biophysical indicators : <https://youtu.be/t90B63eRkww>  
<https://collaboratif.cirad.fr/share/page/site/RTBfoods/document-details?nodeRef=workspace://SpacesStore/b4d17f55-1a3a-4064-bb22-61515e7726ca>

### 3. Posters

#### 1- Effect of genotype on pasting property of fermented and unfermented cassava (*Manihot esculenta* Crantz) flours. 3<sup>rd</sup> International Conference to be Organized by CAYS, 25<sup>th</sup> - 30<sup>th</sup> September, ISM, Yaoundé, Cameroon.



#### Effect of genotype on pasting property of fermented and unfermented cassava (*Manihot esculenta* Crantz) flours

WAKEM Germaine-Alice<sup>1,2</sup>, MBEGUIE AMBEGUIE Didier<sup>2,3\*</sup>, TONFACK Libert Brice<sup>1</sup>, NDJOUENKEU Robert<sup>1</sup>, YOUNBI Emmanuel<sup>1</sup>

<sup>1</sup>Plant Physiology and Improvement Unit, Laboratory of Biotechnology and Environment, Department of Plant Biology, Faculty of Science, University of Yaoundé I, P.O. Box 812, Yaoundé, Cameroon

<sup>2</sup>CIRAD, UMR QualiSud, 73 Rue Jean Francois-Breton, 34398 Montpellier cedex 5, France.

<sup>3</sup>Université Nangui Abrogoua, Abidjan, Côte d'Ivoire

<sup>4</sup>Ecole Nationale supérieure des Sciences Agro-Industrielles (ENSAI), Université de Ngoundéré (Cameroon).

Corresponding Author: Didier Mbeguie-A-Mbeguie

\*Corresponding author address: [didier.mbeguie-a-mbeguie@cirad.fr](mailto:didier.mbeguie-a-mbeguie@cirad.fr)



#### INTRODUCTION

- Cassava is a staple food of about 800 million people around the world (Vernier *et al.*, 2018), main source of calories in the food ration of more than 25% of the African population: 200-300 kg of roots/inhabitant/year (Falade & Akingbala, 2010; Titecoche *et al.*, 2008; FAO, 2018) and it is consumed under almost 40 different recipes (IRAD, 2013; Kouakou *et al.*, 2015);
- Important role in food security in Cameroon:
  - Second most important product after maize (IRAD, 2013), 50% of total RTB production (Dufour *et al.*, 2021)
  - first source of carbohydrate in the southern half (Titecoche *et al.*, 2008),
  - average consumption in Yaoundé: 63 kg / inhabitant / year (Dury, 2001).
- Nutritional constraint for its consumption: presence of very toxic cyanogenic compounds in the roots (Tshala-Katumbay *et al.*, 2013) which induced limitation of direct use in human nutrition
- Transformation : by retting for human consumption well known in sub-Saharan Africa. During which occurred physicochemical changes (root softening, cyanogenic compounds reduction and characteristic flavor (Lopes *et al.*, 2018));
- Organoleptic property conditioned the acceptance of fermented products



Fig. 1. Some dishes made from fermented cassava in Cameroon

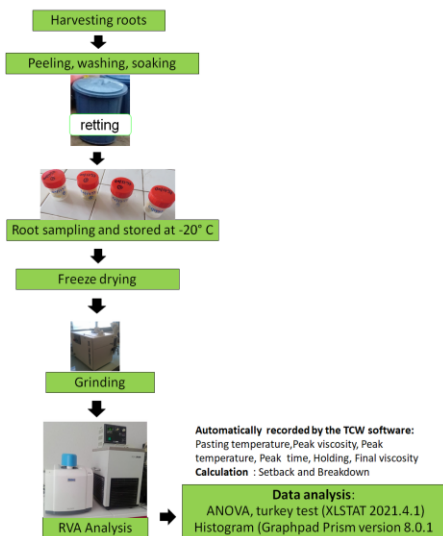
#### General Objective

To study the change in pasting properties of four cassava varieties during retting.

#### METHOD



Fig. 2. Plant material : 01/1797, 01/0040-27 (yellow pulp), 92/0326, LMR (white pulp)



#### RESULTS

- The effect of the genotype is reflected in the shift in the shapes of the curves observed at all the sampling points;
- two peaks were observed on the 0 h and 24 h curves, only the highest peak was considered as the peak viscosity (PV);
- The two peaks were similar on 01/0040-27 and 01/1797 at 24 h (Fig.3)

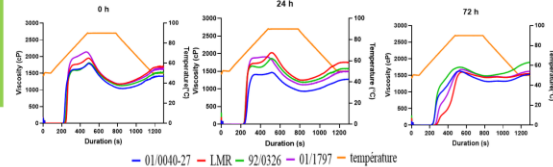


Fig. 3. Viscoamylograms of cassava flours according to genotype and duration of retting.

- PT\* : - increase in varieties LMR and 01/1797 during retting;
  - varieties 01/0040-27 and 92/0326 remain less affected by retting;
- PV : - at 0h: higher in the variety 01/1797 (2138.00 ± 92.50 cP) and lower in variety 01/0040-27 (1791.50 ± 2.50 cP);
  - general decrease in all varieties during retting;
- BD : - at 0h: higher in the variety 01/1797 (967.00 ± 66.00 cP) → low resistance of its granules to prolonged heating;
  - general decrease in all varieties during retting → heat resistance has been improved;
- SB : - at 0h: higher in the variety LMR (517.50 ± 12.00 cP) and lower in 01/0040-27 (376.00 cP)
  - general decrease in all varieties during (Fig.4):

PT\*: pasting temperature, PV: peak viscosity, BD: breakdown, SB: setback

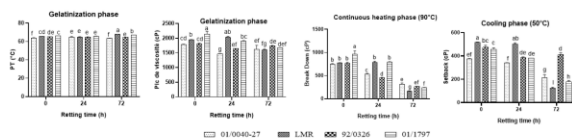


Fig. 4. Evolution of pasting indicators according to genotype during retting. On a given graph, bands bearing the same letter are not significantly different at the 5% threshold (Turkey test).

#### CONCLUSION

- Pasting parameters vary depending the genotype at each sampling point during retting;
- Apart from PT\*, retting reduced all other pasting parameters;
- Therefore, retting reduces the viscosity of cassava flours but improves their resistance to prolonged heating and retrogradation.

#### 2- Influence of genotype on changes in root structure of cassava (*Manihot esculenta*, Crantz) during retting. 26<sup>th</sup> Annual Conference of CBS, 26<sup>th</sup>-30<sup>th</sup> Nov., University of Maroua.

# Influence of genotype on changes in root structure of cassava (*Manihot esculenta*, Crantz) during retting

WAKEM G. A.<sup>1\*</sup>, TONFACK B. L.<sup>1</sup>, YOUNBI E.<sup>1</sup>, NDJOUENKEU R.<sup>3</sup>, MBEGUIE-A-MBEGUIE D.<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Faculty of Science, University of Yaounde I, <sup>2</sup>Cirad UMR Qualisud Montpellier, <sup>3</sup>ENSAI University of Ngaoundere.  
\*florencewakem@yahoo.fr

## INTRODUCTION

- Cassava is a staple food of about 800 million people around the world (Vernier et al., 2018).
- Cassava is consumed under almost 40 different recipes (Kouakou et al., 2015);
- In Cameroon: second most important product after maize (IRAD, 2013), first source of carbohydrate in the southern half (Ticoche et al., 2008), average consumption in Yaounde: 63 kg / inhabitant / year (Dny, 2001),
- but these roots contain very toxic cyanogenic compounds (Santana et al., 2002) ➤ limitation of direct use in human nutrition
- Retting: transformation of cassava for human consumption in sub-Saharan Africa ➤ physicochemical changes (root softening, production of organic acids, reduction of cyanogenic compounds) (Ngea et al., 2016);
- root softening: mainly attributed to enzymatic and microbial activity (Lorenzini et al., 2002; Santana et al., 2002; Danman, 2004) and very little to cell wall changes (Ngea et al., 2016).



Fig. 1. Some dishes made from fermented cassava in Cameroon a: fufu, b: bobolo, c: water fufu, d: mitoumba

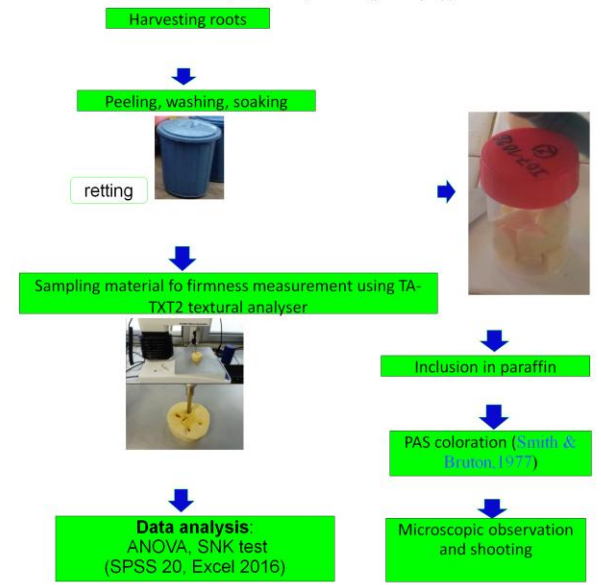
## General Objective

To study the cell walls change of eight varieties of cassava during retting.

## METHOD



Fig. 2. Plant material : 92/0326, I090616, LMR, local variety (white pulp), ; 01/1797, I07593, 01/0040-27, I071026 (yellow pulp)



## RESULTS

➤ The genotype not significantly affects the rate of softening;

Tableau I. Firmness mean  $\pm$  standard deviation of the different varieties of cassava. The values followed by the same letter are not different at the 5 % threshold

Varieties	I071026	I070593	I090616	01/0040-27	LMR	Local variety	92/0326	01/1797
Firmness	274.43 $\pm$ 275.82a	244.10 $\pm$ 254.56a	233.28 $\pm$ 268.81a	272.30 $\pm$ 257.66a	189.56 $\pm$ 253.81a	285.91 $\pm$ 260.12a	244 $\pm$ 246.44a	212.83 $\pm$ 256.72a

➤ Major changes in root texture during root occur between 24 h and 48 hours (Fig 3) :

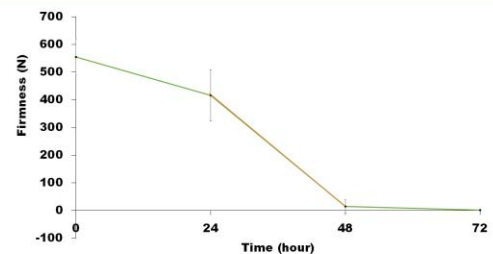


Fig.3. Evolution of the loss of firmness of cassava roots during retting. The firmness of the root was measured daily by penetrometer and expressed in newton (N). Each point represents the average of 5 measurements and the bars the corresponding standard deviation. They are absent when they are confused to the point

- Fresh roots (Fig 4A) : differentiated cells well welded together;
- Retted roots (Fig 4B) : degraded cell walls, loss of cell adhesion, undifferentiated cells;
- Fresh & retted roots: presence of starch grains everywhere except in conductive channels, cells of well-differentiated conducting channels.

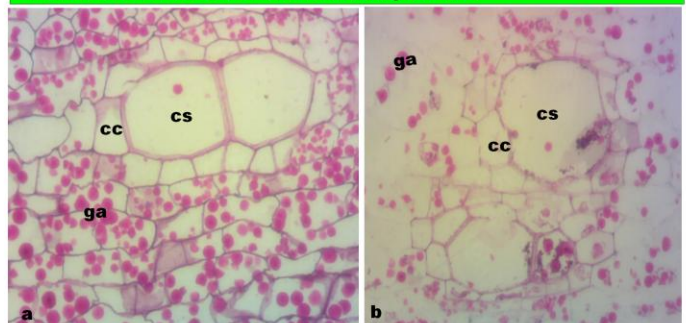
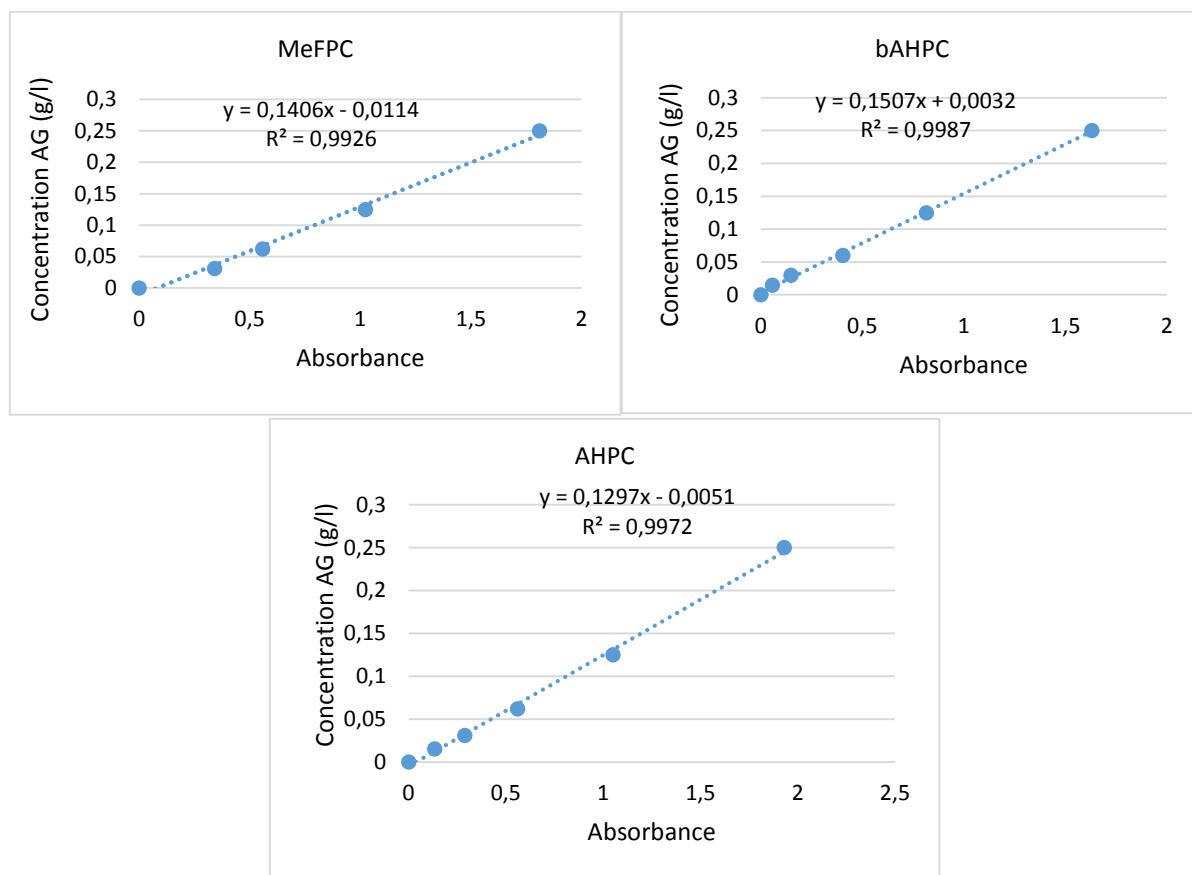


Fig.4. Histological section of the roots of the cassava variety I071026 The roots of the cassava variety I071026 taken before (a) and 72 hours after (b) retting and prepared according to the protocol of Smith & Bruton (1977). The images were observed under an optical microscope with a magnification of 100. The legends correspond to the secondary channel (cs); companion cell (cc) and starch grain (ga).

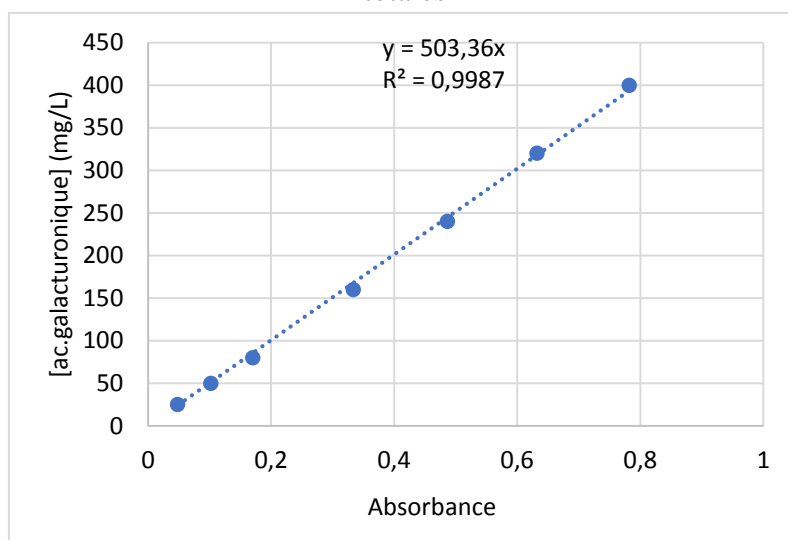
## CONCLUSION

- The rate of softening is not a function of the genotype
- The softening of the roots occurs concomitantly with loss of cell wall adhesion suggesting a cause-and-effect relationship

**Annexe II.** Droites d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage les composés phénoliques totaux



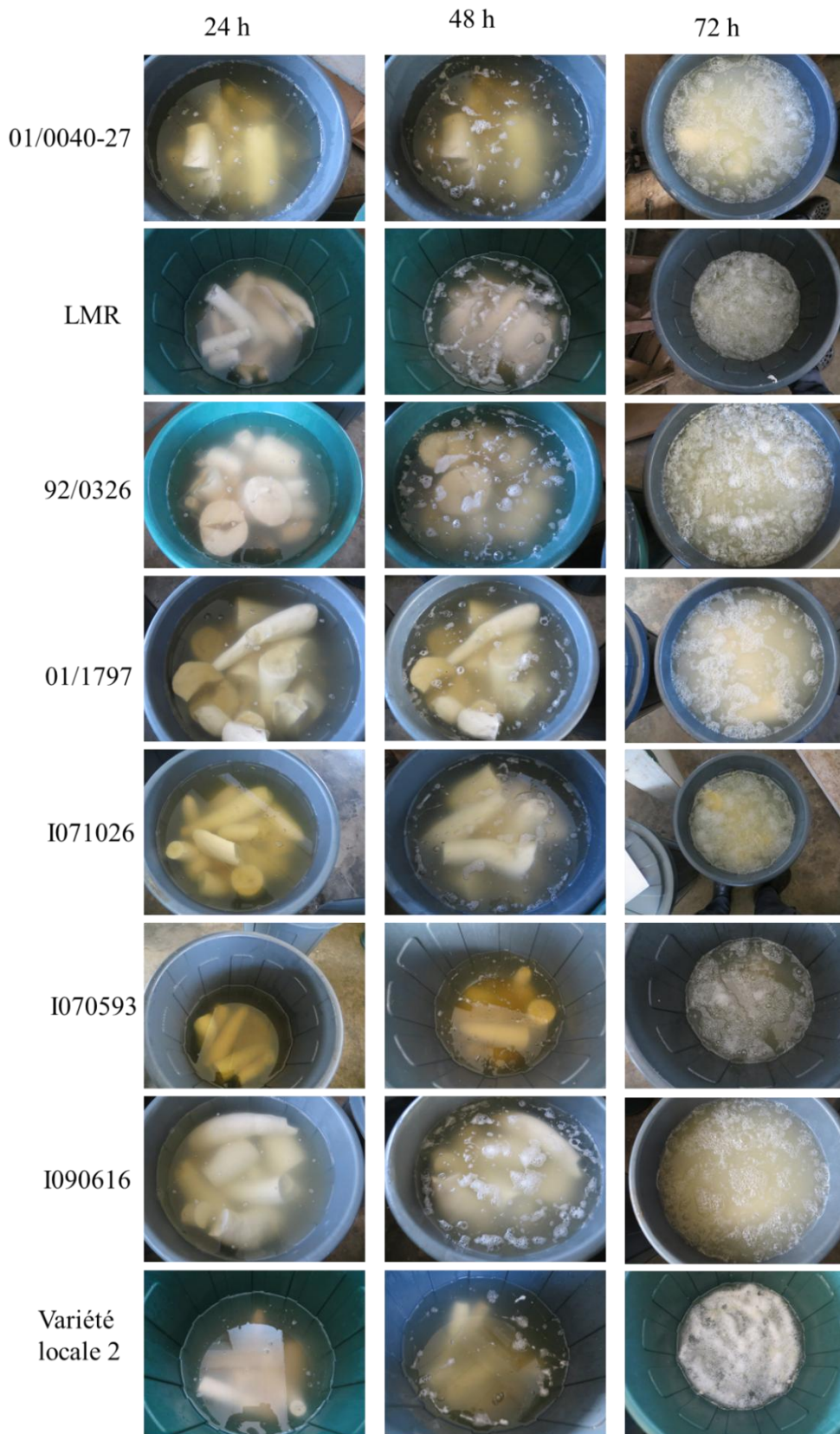
**Annexe III.** Droites d'étalonnage de l'acide galacturonique pour le dosage des pectines totales



**Annexe IV.** Préparation du tampon d'extraction pH 10 + EDTA:

Dissoudre 14,612 g d'EDTA (60-00-4) dans 200 ml d'eau ultra pure. Ajouter une solution de soude (NaOH, 4M) pour atteindre le pH 10 et compléter le volume à 1 L avec l'eau l'ultra pure.

**Annexe V.** Aspect physique de la surface des eaux de trempes en fonction des variétés au cours du rouissage à Foubot



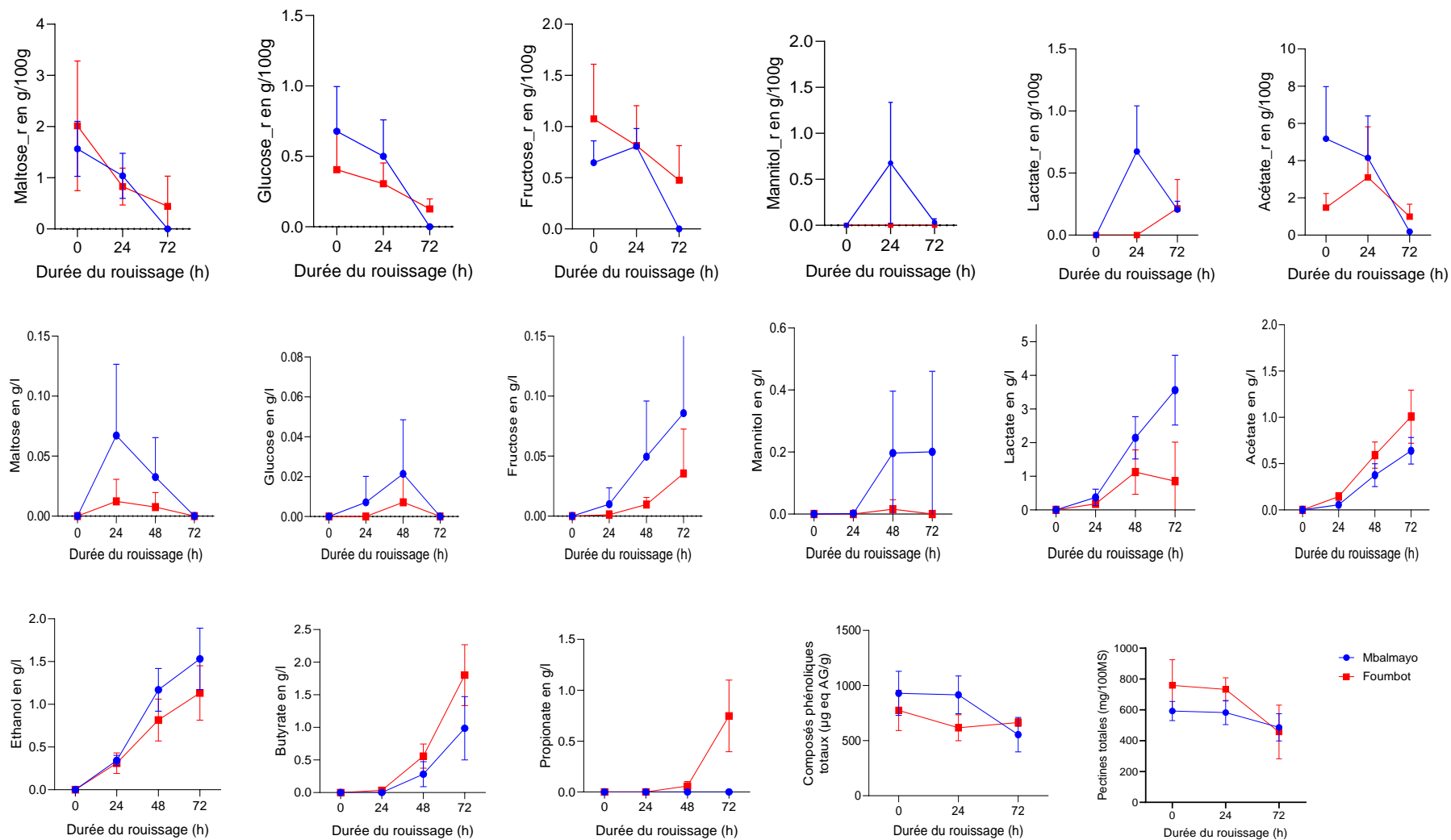
**Annexe VI.** Cinétiques des autres indicateurs d'empesage des farines de manioc au cours du rouissage.

Pour chaque indicateur et dans la zone de production concernée, les moyennes  $\pm$  l'écart type suivies d'une même lettre ne sont pas différentes au seuil de 5 % (test de Turkey).

Indicateurs	Variétés	Mbalmayo			Foumbot		
		0 h	24 h	72 h	0 h	24 h	72 h
Viscosité Finale (cP)	01/0040-27	1731,00 $\pm$ 0,00 <sup>f</sup>	1711,00 $\pm$ 23,00 <sup>fg</sup>	1891,50 $\pm$ 12,50 <sup>e</sup>	1415,50 $\pm$ 6,50 <sup>f</sup>	1276,50 $\pm$ 6,50 <sup>g</sup>	1530,00 $\pm$ 129,00 <sup>def</sup>
	LMR	2035,00 $\pm$ 1,00 <sup>b</sup>	1932,00 $\pm$ 4,00 <sup>d</sup>	2072,50 $\pm$ 6,50 <sup>a</sup>	1690,50 $\pm$ 4,00 <sup>bc</sup>	1751,50 $\pm$ 16,50 <sup>b</sup>	1557,00 $\pm$ 32,00 <sup>de</sup>
	92/0326	1985,50 $\pm$ 5,50 <sup>c</sup>	1453,00 $\pm$ 5,00 <sup>i</sup>	1697,00 $\pm$ 8,00 <sup>g</sup>	1512,50 $\pm$ 4,50 <sup>def</sup>	1574,00 $\pm$ 10,00 <sup>cde</sup>	1894,00 $\pm$ 18,00 <sup>a</sup>
	01/1797	1498,00 $\pm$ 10,00 <sup>i</sup>	1495,00 $\pm$ 24,00 <sup>i</sup>	1661,00 $\pm$ 5,00 <sup>h</sup>	1628,00 $\pm$ 40,00 <sup>cd</sup>	1499,50 $\pm$ 0,50 <sup>ef</sup>	1624,00 $\pm$ 16,00 <sup>cd</sup>
Holding (cP)	01/0040-27	1295,00 $\pm$ 0,00 <sup>e</sup>	1100,00 $\pm$ 1,00 <sup>h</sup>	1477,00 $\pm$ 5,00 <sup>c</sup>	1039,50 $\pm$ 5,50 <sup>e</sup>	935,00 $\pm$ 8,00 <sup>f</sup>	1315,00 $\pm$ 105,00 <sup>b</sup>
	LMR	1506,00 $\pm$ 3,00 <sup>b</sup>	1348,50 $\pm$ 0,50 <sup>d</sup>	1595,50 $\pm$ 5,50 <sup>a</sup>	1173,00 $\pm$ 4,00 <sup>cd</sup>	1249,50 $\pm$ 4,50 <sup>bc</sup>	1433,00 $\pm$ 24,00 <sup>a</sup>
	92/0326	1239,00 $\pm$ 11,00 <sup>g</sup>	1064,50 $\pm$ 5,50 <sup>i</sup>	1268,50 $\pm$ 13,50 <sup>f</sup>	1038,50 $\pm$ 4,50 <sup>e</sup>	1190,00 $\pm$ 2,00 <sup>cd</sup>	1482,50 $\pm$ 2,50 <sup>a</sup>
	01/1797	1112,50 $\pm$ 10,50 <sup>h</sup>	1043,00 $\pm$ 8,00 <sup>j</sup>	1514,50 $\pm$ 3,50 <sup>b</sup>	1171,00 $\pm$ 26,00 <sup>cd</sup>	1118,00 $\pm$ 1,00 <sup>de</sup>	1445,00 $\pm$ 5,00 <sup>a</sup>
Pic température (°C)	01/0040-27	90,00 $\pm$ 0,00 <sup>a</sup>	88,40 $\pm$ 0,00 <sup>c</sup>	90,00 $\pm$ 0,05 <sup>a</sup>	89,80 $\pm$ 0,00 <sup>bcd</sup>	89,92 $\pm$ 0,02 <sup>abc</sup>	90,05 $\pm$ 0,05 <sup>a</sup>
	LMR	90,00 $\pm$ 0,00 <sup>a</sup>	89,87 $\pm$ 0,07 <sup>a</sup>	90,00 $\pm$ 0,00 <sup>a</sup>	89,72 $\pm$ 0,02 <sup>d</sup>	89,95 $\pm$ 0,05 <sup>ab</sup>	90,00 $\pm$ 0,00 <sup>a</sup>
	92/0326	89,72 $\pm$ 0,02 <sup>a</sup>	89,95 $\pm$ 0,02 <sup>a</sup>	90,02 $\pm$ 0,02 <sup>a</sup>	89,77 $\pm$ 0,02 <sup>cd</sup>	89,97 $\pm$ 0,02 <sup>a</sup>	89,95 $\pm$ 0,05 <sup>ab</sup>
	01/1797	89,95 $\pm$ 0,05 <sup>a</sup>	88,90 $\pm$ 0,03 <sup>b</sup>	90,00 $\pm$ 0,00 <sup>a</sup>	88,15 $\pm$ 0,00 <sup>e</sup>	88,95 $\pm$ 0,42 <sup>e</sup>	90,00 $\pm$ 0,00 <sup>a</sup>
Pic temps (s)	01/0040-27	533,00 $\pm$ 0,00 <sup>d</sup>	459,50 $\pm$ 0,50 <sup>h</sup>	555,50 $\pm$ 12,50 <sup>bc</sup>	487,00 $\pm$ 2,00 <sup>d</sup>	514,00 $\pm$ 2,00 <sup>c</sup>	522,50 $\pm$ 1,50 <sup>b</sup>
	LMR	555,00 $\pm$ 4,00 <sup>bc</sup>	504,00 $\pm$ 2,00 <sup>e</sup>	572,50 $\pm$ 6,50 <sup>a</sup>	486,50 $\pm$ 0,50 <sup>d</sup>	513,00 $\pm$ 6,00 <sup>c</sup>	554,50 $\pm$ 3,50 <sup>a</sup>
	92/0326	490,00 $\pm$ 1,00 <sup>ef</sup>	480,00 $\pm$ 7,00 <sup>fg</sup>	540,00 $\pm$ 2,00 <sup>cd</sup>	490,50 $\pm$ 1,50 <sup>d</sup>	508,00 $\pm$ 2,50 <sup>f</sup>	523,00 $\pm$ 0,00 <sup>b</sup>
	01/1797	504,50 $\pm$ 7,50 <sup>e</sup>	465,00 $\pm$ 3,00 <sup>gh</sup>	556,00 $\pm$ 2,00 <sup>b</sup>	461,50 $\pm$ 4,50 <sup>e</sup>	427,50 $\pm$ 2,50 <sup>g</sup>	548,50 $\pm$ 1,50 <sup>a</sup>

## Annexe VII. Evolution globale des composées biochimiques mesurés au cours du rouissage en fonction de zone de production.

Les variables suivies de la lettre « r » sont celles mesurées dans les racines



**Annexe VIII. Appareils utilisés pour les analyses**



Microtome



Microscope optique



Broyeur



Dispositif HPLC



Calorimètre Différentiel à Balayage (DSC)



Analyseur à flux continu



Viscosimètre (RVA)