

UNIVERSITE DE YAOUNDE I

FACULTE DES SCIENCES

*CENTRE DE RECHERCHE ET DE FORMATION DOCTORALE
EN SCIENCE DE LA VIE – SANTE ET ENVIRONNEMENT*

*UNITE DE RECHERCHE ET DE FORMATION
DOCTORALE – SANTE ET ENVIRONNEMENT*



UNIVERSITY OF YAOUNDE I

FACULTY OF SCIENCE

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

*RESEARCH AND DOCTORATE TRAINING
HEALTH AND ENVIRONMENT*

DEPARTEMENT DE BIOCHIMIE

DEPARTMENT OF BIOCHEMISTRY

LABORATOIRE DES SCIENCES ALIMENTAIRES ET METABOLISME (LAB-SAM) - UY I

FOOD SCIENCE AND METABOLISM LABORATORY- UYI

LABORATOIRE DE TECHNOLOGIE POST - RECOLTE (LAB - TPR), CARBAP

POSTHARVEST TECHNOLOGY LABORATORY - CARBAP

Composition en caroténoïdes des bananes, plantains et produits alimentaires dérivés au Cameroun – Influence variétale, environnementale et des traitements de transformation

THESE

Présentée et soutenue en vue de l'obtention du Doctorat/PhD en Biochimie

Option : Science des Aliments et Nutrition

Par

NGOH NEWILAH Gérard Bertin

Matricule: 97Q870

Doctorat 3^{ème} Cycle en Biochimie, option Science et Technologie Alimentaires

Sous l'encadrement de :

Pr FOKOU Elie

Maître de conférences

Université de Yaoundé I

Pr ETOA François – Xavier

Professeur

Université de Yaoundé I

Année académique 2018 - 2019



UNIVERSITÉ DE YAOUNDE I

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

UNITE DE RECHERCHE ET DE FORMATION
DOCTORALE EN SCIENCES DE LA VIE

DEPARTEMENT DE BIOCHIMIE



UNIVERSITY OF YAOUNDE I

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

RESEARCH AND DOCTORATE
TRAINING UNIT IN LIFE SCIENCES

DEPARTMENT OF BIOCHEMISTRY

ATTESTATION DE CORRECTION

Nous soussignés, Prof. **MOUNDIPA FEWOU Paul**, *Professeur*, et Prof. **KANSCI Germain**, *Professeur*, respectivement Président et Examineur du jury de Thèse de Doctorat/Ph.D en Biochimie, spécialité Science et Technologie Alimentaires, soutenue par Monsieur **NGOH NEWILAH Gérard Bertin**, (Matricule **97Q870**) le Mardi 14 janvier 2020 à 14 heures dans la Salle S01/S02 du Nouveau Bloc Pédagogique de la Faculté des Sciences de l'Université de Yaoundé I, sous le thème: « **Composition en caroténoïdes des bananes, plantains et produits alimentaires dérivés au Cameroun - Influence variétale, environnementale et des traitements de transformation** », attestons que le candidat a effectué les corrections conformément aux exigences du jury.

En foi de quoi, la présente attestation lui est établie pour servir et valoir ce que de droit.

Fait à Yaoundé, le.....**19 JUN 2022**.....

Examineur


Kansci Germain
Université de Yaoundé I

Président du jury


Moundipa Fewou Paul
Professeur
Enzymologie - Toxicologie



ANNÉE ACADEMIQUE 2018/2019

(Par Département et par Grade)

DATE D'ACTUALISATION 19 Février 2019

ADMINISTRATION**DOYEN :** TCHOUANKEU Jean- Claude, *Maitre de Conférences***VICE-DOYEN / DPSAA :** DONGO Etienne, *Professeur***VICE-DOYEN / DSSE :** AJEAGAH Gideon AGHAINDUM, *Maître de Conférences***VICE-DOYEN / DRC :** ABOSSOLO Monique, *Maitre de Conférences***Chef Division Administrative et Financière :** NDOYE FOE Marie C. F., *Maitre de Conférences***Chef Division des Affaires Académiques, de la Scolarité et de la Recherche DAASR :** MBAZE MEVA'A Luc Léonard, *Professeur***1- DÉPARTEMENT DE BIOCHIMIE (BC) (37)**

N°	NOMS ET PRÉNOMS	GRADE	OBSERVATIONS
1	FEKAM BOYOM Fabrice	Professeur	En poste
2	MBACHAM FON Wilfried	Professeur	En poste
3	MOUNDIPA FEWOU Paul	Professeur	Chef de Département
4	NINTCHOM PENLAP V. épouse BENG	Professeur	En poste
5	OBEN Julius ENYONG	Professeur	En poste

6	ACHU Merci BIH	Maître de Conférences	En poste
7	ATOCHO Barbara Mma	Maître de Conférences	En poste
8	BELINGA née NDOYE FOE M. C. F.	Maître de Conférences	Chef DAF / FS
9	BIGOGA DIAGA Jude	Maître de Conférences	En poste
10	BOUDJÉKO Thaddée	Maître de Conférences	En poste
11	EFFA NNOMO Pierre	Maître de Conférences	En poste
12	FOKOU Elie	Maître de Conférences	En poste
13	KANSCI Germain	Maître de Conférences	En poste
14	NANA Louise épouse WAKAM	Maître de Conférences	En poste
15	NGONDI Judith Laure	Maître de Conférences	En poste
16	NGUEFACK Julienne	Maître de Conférences	En poste
17	NJAYOU Frédéric Nico	Maître de Conférences	En poste

18	AKINDEH MBUH NJI	Chargé de Cours	En poste
19	BEBOY EDZENGUELE Sara Nathalie	Chargé de Cours	En poste
20	DAKOLE DABOY Charles	Chargé de Cours	En poste
21	DJOKAM TAMO Rosine	Chargé de Cours	En poste
22	DJUIDJE NGOUNOUE Marcelline	Chargé de Cours	En poste
24	DJUIKWO NKONGA Ruth Viviane	Chargé de Cours	En poste
25	DONGMO LEKAGNE Joseph Blaise	Chargé de Cours	En poste
26	EWANE Cécile Anne	Chargé de Cours	En poste
27	FONKOUA Martin	Chargé de Cours	En poste
28	BEBEE Fadimatou	Chargé de Cours	En poste
29	KOTUE KAPTUE Charles	Chargé de Cours	En poste
30	LUNGA Paul KEILAH	Chargé de Cours	En poste
31	MANANGA Marlyse Joséphine	Chargé de Cours	En poste

32	MBONG ANGIE M. Mary Anne	Chargé de Cours	En poste
33	MOFOR née TEUGWA Clotilde	Chargé de Cours	Inspecteur de Service MINESUP
34	PACHANGO NSANGO Sylvain	Chargé de Cours	En poste
35	Palmer MASUMBE NETONGO	Chargé de Cours	En poste
36	TCHANA KOUATCHOUA Angèle	Chargé de Cours	En poste

37	MBOUCHE FANMOE Marceline Joëlle	Assistante	En poste
----	---------------------------------	------------	----------

2- DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE ANIMALES (BPA) (44)

1	BILONG BILONG Charles-Félix	Professeur	Chef de Département
2	DIMO Théophile	Professeur	En Poste
3	DJIETO LORDON Champlain	Professeur	En Poste
4	ESSOMBA née NTSAMA MBALA	Professeur	<i>VDoyen/FMSB/UYI</i>
5	FOMENA Abraham	Professeur	En Poste
6	KAMGANG René	Professeur	<i>C.S. MINRESI</i>
7	KAMTCHOUING Pierre	Professeur	En poste
8	NJAMEN Dieudonné	Professeur	En poste
9	NJIOKOU Flobert	Professeur	En Poste
10	NOLA Moïse	Professeur	En poste
11	TAN Paul VERNYUY	Professeur	En poste
12	TCHUEM TCHUENTE Louis Albert	Professeur	Inspecteur de service & Coord. Progr./MINSANTE

13	AJEAGAH Gideon AGHAINDUM	Maître de Conférences	<i>VICE-DOYEN / DSSE</i>
14	DZEUFLET DJOMENI Paul Désiré	Maître de Conférences	En poste
15	FOTO MENBOHAN Samuel	Maître de Conférences	En poste
20	JATSA BOUKENG Hermine épse MEGAPTCHÉ	Maître de Conférences	En Poste
16	KEKEUNOU Sévilor	Maître de Conférences	En poste
17	MEGNEKOU Rosette	Maître de Conférences	En poste
18	MONY Ruth épse NTONE	Maître de Conférences	En Poste
19	NGUEGUIM TSOFAK Florence	Maître de Conférences	En poste
21	TOMBI Jeannette	Maître de Conférences	En poste
22	ZEBAZE TOGOUET Serge Hubert	Maître de Conférences	En poste

23	ALENE Désirée Chantal	Chargé de Cours	En poste
24	ATSAMO Albert Donatien	Chargé de Cours	En poste
25	BELLET EDIMO Oscar Roger	Chargé de Cours	En poste
26	BILANDA Danielle Claude	Chargé de Cours	En poste
27	DJIOGUE Séfirin	Chargé de Cours	En poste
28	DONFACK Mireille	Chargé de Cours	En poste
29	GOUNOUE KAMKUMO Raceline	Chargé de Cours	En poste
30	KANDEDA KAVAYE Antoine	Chargé de Cours	En poste
31	LEKEUFACK FOLEFACK Guy B.	Chargé de Cours	En poste
32	MAHOB Raymond Joseph	Chargé de Cours	En poste
33	MBENOUN MASSE Paul Serge	Chargé de Cours	En poste
34	MOUNGANG LucianeMarlyse	Chargé de Cours	En poste
35	MVEYO NDANKEU Yves Patrick	Chargé de Cours	En poste
36	NGOATEU KENFACK Omer Bébé	Chargé de Cours	En poste
37	NGUEMBOK	Chargé de Cours	En poste
38	NJUA Clarisse Yafi	Chargé de Cours	Chef Div. UBA
39	NOAH EWOTI Olive Vivien	Chargé de Cours	En poste

40	TADU Zephyrin	Chargé de Cours	En poste
41	YEDE	Chargé de Cours	En poste
43	ETEME ENAMA Serge	Assistant	En poste
44	KOGA MANG DOBARA	Assistant	En poste

3- DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE VÉGÉTALES (BPV) (27)

1	AMBANG Zachée	Professeur	Chef Division/UYII
2	BELL Joseph Martin	Professeur	En poste
3	MOSSEBO Dominique Claude	Professeur	En poste
4	YOUMBI Emmanuel	Professeur	Chef de Département
5	ZAPFACK Louis	Professeur	En poste

6	ANGONI Hyacinthe	Maître de Conférences	En poste
7	BIYE Elvire Hortense	Maître de Conférences	En poste
8	DJOCGOUE Pierre François	Maître de Conférences	En poste
9	KENGNE NOUMSI Ives Magloire	Maître de Conférences	En poste
10	MALA Armand William	Maître de Conférences	En poste
11	MBARGA BINDZI Marie Alain	Maître de Conférences	CT/UDs
12	MBOLO Marie	Maître de Conférences	En poste
13	NDONGO BEKOLO	Maître de Conférences	CE / MINRESI
14	NGONKEU MAGAPTCHE Eddy L.	Maître de Conférences	En poste
15	TSOATA Esaïe	Maître de Conférences	En poste

16	GOMANDJE Christelle	Chargé de Cours	En poste
17	MAFFO MAFFO Nicole Liliane	Chargé de Cours	En poste
18	MAHBOU SOMO TOUKAM. Gabriel	Chargé de Cours	En poste
19	NGALLE Hermine BILLE	Chargé de Cours	En poste
20	NGOUO Lucas Vincent	Chargé de Cours	En poste
22	NOUKEU KOUAKAM Armelle	Chargé de Cours	En poste
23	ONANA JEAN MICHEL	Chargé de Cours	En poste
24	NSOM ZAMO Annie Claude épouse PIAL	Chargé de Cours	Expert national/UNESCO
25	TONFACK Libert Brice	Chargé de Cours	En poste

26	DJEUANI Astride Carole	Assistante	En poste
27	NNANGA MEBENGA Ruth Laure	Assistante	En poste

4- DÉPARTEMENT DE CHIMIE INORGANIQUE (CI) (32)

1	AGWARA ONDOH Moïse	Professeur	Vice-Recteur Univ. Bamenda
2	ELIMBI Antoine	Professeur	En poste
3	Florence UFI CHINJE épouse MELO	Professeur	Recteur Univ. Ngaoundere
4	GHOOGOMU Paul MINGO	Professeur	Ministre Chargé de Mission à la PRC
5	NANSEU Njiki Charles Péguy	Professeur	En poste
6	NDIFON Peter TEKE	Professeur	CT MINRESI/Chef de Département
7	NDIKONTAR Maurice KOR	Professeur	Vice-Doyen Univ. Bamenda
8	NENWA Justin	Professeur	En poste
9	NGAMENI Emmanuel	Professeur	DOYEN FS UD

10	BABALE née DJAM DOUDOU	Maître de Conférences	<i>Chargé Mission PRC</i>
11	DJOUFAC WOUMFO Emmanuel	Maître de Conférences	En poste
12	KAMGANG YOUBI Georges	Maître de Conférences	En poste
13	KEMMEGNE MBOUGUEM Jean C.	Maître de Conférences	En poste
14	KONG SAKEO	Maître de Conférences	<i>En poste</i>
16	NGOMO Horace MANGA	Maître de Conférences	<i>Vice Chancellor/UB</i>
17	NJIOMOU C. épse DJANGANG	Maître de Conférences	En poste
18	NJOYA Dayirou	Maître de Conférences	En poste
19	YOUNANG Elie	Maître de Conférences	En poste

20	ACAYANKA Elie	Chargé de Cours	En poste
21	BELIBI BELIBI Placide Désiré	Chargé de Cours	CS/ ENS Bertoua
22	CHEUMANI YONA Arnaud M.	Chargé de Cours	En poste
23	EMADACK Alphonse	Chargé de Cours	En poste
24	KENNE DEDZO GUSTAVE	Chargé de Cours	En poste
24	KOUOTOU DAOUDA	Chargé de Cours	En poste
25	MAKON Thomas Beauregard	Chargé de Cours	En poste
26	MBEY Jean Aime	Chargé de Cours	En poste
27	NCHIMI NONO KATIA	Chargé de Cours	En poste
28	NDI NSAMI Julius	Chargé de Cours	En poste
29	NEBA nee NDOSIRI Bridget NDOYE	Chargé de Cours	Inspecteur de Service MINFEM
30	NYAMEN Linda Dyorisse	Chargé de Cours	En poste
31	PABOUDAM GBAMBIE A.	Chargé de Cours	En poste
32	TCHAKOUTE KOUAMO Hervé	Chargé de Cours	En poste

5- DÉPARTEMENT DE CHIMIE ORGANIQUE (CO) (32)

1	DONGO Etienne	Professeur	Vice-Doyen / PSAA
2	GHOYOMU TIH Robert Ralph	Professeur	Dir. IBAF/UDS
3	NGOUELA Silvère Augustin	Professeur	En poste
4	NKENGFAK Augustin Ephreïm	Professeur	Chef de Département
5	NYASSE Barthélemy	Professeur	<i>Directeur/UN</i>
6	PEGNYEMB Dieudonné Emmanuel	Professeur	<i>Directeur/ MINESUP</i>
7	WANDJI Jean	Professeur	En poste

8	Alex de Théodore ATCHADE	Maître de Conférences	<i>DEPE/ Rectorat/Uyi</i>
9	EYONG Kenneth OBEN	Maître de Conférences	<i>Chef Service DPER</i>
10	FOLEFOC Gabriel NGOSONG	Maître de Conférences	<i>En poste</i>
11	KEUMEDJIO Félix	Maître de Conférences	En poste
12	KEUMOGNE Marguerite	Maître de Conférences	En poste
13	KOUAM Jacques	Maître de Conférences	En poste
14	MBAZOA née DJAMA Céline	Maître de Conférences	En poste
15	MKOUNGA Pierre	Maître de Conférences	En poste
16	NGO MBING Joséphine	Maître de Conférences	Sous/Direct. MINERESI
17	NOUNGOUE TCHAMO Diderot	Maître de Conférences	En poste
18	TABOPDA KUATE Turibio	Maître de Conférences	En poste
19	TCHOUANKEU Jean-Claude	Maître de Conférences	<i>Doyen /FS/ Uyi</i>
20	TIH née NGO BILONG E. Anastasie	Maître de Conférences	En poste
21	YANKEP Emmanuel	Maître de Conférences	En poste

22	AMBASSA Pantaléon	Chargé de Cours	En poste
23	FOTSO WABO Ghislain	Chargé de Cours	En poste
24	KAMTO Eutrophe Le Doux	Chargé de Cours	En poste
25	MVOT AKAK CARINE	Chargé de Cours	En poste

26	NGOMO Orléans	Chargé de Cours	En poste
27	NGONO BIKOBO Dominique Serge	Chargé de Cours	En poste
28	NOTE LOUGBOT Olivier Placide	Chargé de Cours	Chef Service/MINESUP
29	OUAHOUE WACHE Blandine M.	Chargé de Cours	En poste
30	TAGATSING FOTSING Maurice	Chargé de Cours	En poste
31	ZONDEDEGOUNBA Ernestine	Chargé de Cours	En poste

32	NGNINTEDO Dominique	Assistant	En poste
----	---------------------	-----------	----------

6- DÉPARTEMENT D'INFORMATIQUE (IN) (25)

1	ATSA ETOUNDI Roger	Professeur	<i>Chef Div.MINESUP</i>
2	FOUDA NDJODO Marcel Laurent	Professeur	<i>Chef Dpt ENS/Chef IGA.MINESUP</i>

3	NDOUNDAM René	Maître de Conférences	En poste
---	---------------	-----------------------	----------

4	AMINOUE Halidou	Chargé de Cours	En poste
5	DJAM Xaviera YOUHEP KIMBI	Chargé de Cours	En Poste
6	KOUOKAM KOUOKAM E. A.	Chargé de Cours	En poste
7	MELATAGIA YONTA Paulin	Chargé de Cours	En poste
8	MOTO MPONG Serge Alain	Chargé de Cours	En poste
9	TAPAMO Hyppolite	Chargé de Cours	En poste
10	ABESOLO ALO'O Gislain	Chargé de Cours	En poste
11	KAMGUEU Patrick Olivier	Chargé de Cours	En poste
12	MONTHE DJIADEU Valery M.	Chargé de Cours	En poste
13	OLLE OLLE Daniel Claude Delort	Chargé de Cours	C/D ENSET Ebolowa
14	TINDO Gilbert	Chargé de Cours	En poste
15	TSOPZE Norbert	Chargé de Cours	En poste
16	WAKU KOUAMOU Jules	Chargé de Cours	En poste

17	BAYEM Jacques Narcisse	Assistant	En poste
18	DOMGA KOMGUEM Rodrigue	Assistant	En poste
19	EBELE Serge	Assistant	En poste
20	HAMZA Adamou	Assistant	En poste
21	JIOMEKONG AZANZI Fidel	Assistant	En poste
22	KAMDEM KENGNE Christiane	Assistante	En poste
23	MAKEMBE. S. Oswald	Assistant	En poste
24	MEYEMDOU Nadège Sylvianne	Assistante	En poste
25	NKONDOCK. MI. BAHANACK.N.	Assistant	En poste

7- DÉPARTEMENT DE MATHÉMATIQUES (MA) (28)

1	BITJONG NDOMBOL	Professeur	<i>En poste</i>
2	DOSSA COSSY Marcel	Professeur	En poste

3	AYISSI Raoult Domingo	Maître de Conférences	Chef de Département
4	EMVUDU WONO Yves S.	Maître de Conférences	<i>CD Info/ Chef division MINESUP</i>
5	NKUIMI JUGNIA Célestin	Maître de Conférences	En poste
6	NOUNDJEU Pierre	Maître de Conférences	En poste
7	TCHAPNDA NJABO Sophonie B.	Maître de Conférences	Directeur/AIMS Rwanda

8	AGHOUKENG JIOFACK Jean Gérard	Chargé de Cours	Chef Cellule MINPLAMAT
9	CHENDJOU Gilbert	Chargé de Cours	En poste
10	DJIADEU NGAHA Michel	Chargé de Cours	En poste
11	DOUANLA YONTA Herman	Chargé de Cours	En poste
12	FOMEKONG Christophe	Chargé de Cours	En poste
13	KIANPI Maurice	Chargé de Cours	En poste
14	KIKI Maxime Armand	Chargé de Cours	En poste
15	MBAKOP Guy Merlin	Chargé de Cours	En poste
16	MBANG Joseph	Chargé de Cours	En poste
17	MBEHOU Mohamed	Chargé de Cours	En poste
18	MBELE BIDIMA Martin Ledoux	Chargé de Cours	En poste
19	MENGUE MENGUE David Joe	Chargé de Cours	En poste
20	NGUEFACK Bernard	Chargé de Cours	En poste
21	NIMPA PEFOUNKEU Romain	Chargé de Cours	En poste
22	POLA DOUNDOU Emmanuel	Chargé de Cours	En poste
23	TAKAM SOH Patrice	Chargé de Cours	En poste
24	TCHANGANG Roger Duclos	Chargé de Cours	En poste
25	TCHOUNDJA Edgar Landry	Chargé de Cours	En poste
26	TETSADJIO TCHILEPECK M. E.	Chargé de Cours	En poste
27	TIAYA TSAGUE N. Anne-Marie	Chargé de Cours	En poste

28	MBIAKOP Hilaire George	Assistant	En poste
----	------------------------	-----------	----------

8- DÉPARTEMENT DE MICROBIOLOGIE (MIB) (12)

1	ESSIA NGANG Jean Justin	Professeur	DRV/IMPM
2	ETOA François Xavier	Professeur	Chef de Départ./FS/UIYI Recteur Univ. Douala

3	BOYOMO ONANA	Maître de Conférences	En poste
4	NWAGA Dieudonné M.	Maître de Conférences	En poste
5	NYEGUE Maximilienne Ascension	Maître de Conférences	En poste
6	RIWOM Sara Honorine	Maître de Conférences	En poste
7	SADO KAMDEM Sylvain Leroy	Maître de Conférences	En poste

8	ASSAM ASSAM Jean Paul	Chargé de Cours	En poste
9	BODA Maurice	Chargé de Cours	En poste
10	BOUGNOM Blaise Pascal	Chargé de Cours	En poste
11	ESSONO OBOUGOU Germain G.	Chargé de Cours	En poste
12	NJIKI BIKOÏ Jacky	Chargé de Cours	En poste
13	TCHIKOUA Roger	Chargé de Cours	En poste

9. DEPARTEMENT DE PYSIQUE(PHY) (39)

1	BEN- BOLIE Germain Hubert	Professeur	En poste
2	ESSIMBI ZOBO Bernard	Professeur	En poste
3	KOFANE Timoléon Crépin	Professeur	En poste
4	NDJAKA Jean Marie Bienvenu	Professeur	Chef de Département
5	NJANDJOCK NOUCK Philippe	Professeur	<i>S. Directeur/ MINRESI</i>
6	NJOMO Donatien	Professeur	En poste
7	PEMHA Elkana	Professeur	En poste
8	TABOD Charles TABOD	Professeur	Doyen/Univ. Bamenda
9	TCHAWOUA Clément	Professeur	En poste
10	WOAFO Paul	Professeur	En poste

11	BIYA MOTTO Frédéric	Maître de Conférences	<i>DG / HYDRO MEKIN</i>
12	BODO Bertrand	Maître de Conférences	
13	DJUIDJE KENMOE épouse ALOYEM	Maître de Conférences	
14	EKOBENA FOU DA Henri Paul	Maître de Conférences	<i>Chef Division. UN</i>
15	EYEBE FOU DA Jean sire	Maître de Conférences	En poste
16	FEWO Serge Ibraïd	Maître de Conférences	En poste
17	HONA Jacques	Maître de Conférences	En poste
18	MBANE BIOUELE César	Maître de Conférences	En poste
19	NANA ENGO Serge Guy	Maître de Conférences	Director/Students/Affairs. Univ. Buea
20	NANA NBENDJO Blaise	Maître de Conférences	En poste
21	NOUAYOU Robert	Maître de Conférences	En poste
22	SAIDOU	Maître de Conférences	Sous-Directeur/MINRESI
23	SIEWE SIEWE Martin	Maître de Conférences	En poste
24	SIMO Elie	Maître de Conférences	En poste
25	VONDOU Derbetini Appolinaire	Maître de Conférences	En poste
26	WAKATA née BEYA Annie	Maître de Conférences	Sous-Directeur/ MINESUP
27	ZEKENG Serge Sylvain	Maître de Conférences	En poste

28	ABDOURAHIMI	Chargé de Cours	En poste
29	EDONGUE HERVAIS	Chargé de Cours	En poste
30	ENYEGUE A NYAM épse BELINGA	Chargé de Cours	En poste
31	FOUEDJIO David	Chargé de Cours	Chef Cell. MINADER
32	MBINACK Clément	Chargé de Cours	En poste
33	MBONO SAMBA Yves Christian U.	Chargé de Cours	En poste
34	MEL'I Joelle Larissa	Chargé de Cours	<i>En poste</i>
35	MVOGO ALAIN	Chargé de Cours	<i>En poste</i>
36	NDOP Joseph	Chargé de Cours	En poste
37	OBOUNOU Marcel	Chargé de Cours	DA/Univ Inter Etat/Sangmalima
38	WOULACHE Rosalie Laure	Chargé de Cours	En poste

39	CHAMANI Roméo	Assistant	En poste
----	---------------	-----------	----------

10- DÉPARTEMENT DE SCIENCES DE LA TERRE (ST) (43)

1	BITOM Dieudonné	Professeur	<i>Doyen / FASA / UDs</i>
2	FOUATEU Rose épse YONGUE	Professeur	En poste
3	KAMGANG Pierre	Professeur	En poste
4	MEDJO EKO Robert	Professeur	<i>CT/UYII</i>
5	NDJIGUI Paul Désiré	Professeur	Chef de Département
6	NKOUMBOU Charles	Professeur	En poste
7	NZENTI Jean-Paul	Professeur	En poste

8	ABOSSOLO née ANGUE Monique	Maître de Conférences	<i>Vice-Doyen / DRC</i>
9	GHO GOMU Richard TANWI	Maître de Conférences	CD/UMa
10	MOUNDI Amidou	Maître de Conférences	<i>CT/ MINIMDT</i>
11	NDAM NGOUPAYOU Jules-Remy	Maître de Conférences	En poste
12	NGOS III Simon	Maître de Conférences	DAAC/Uma
13	NJILAH Isaac KONFOR	Maître de Conférences	En poste
14	ONANA Vincent Laurent	Maître de Conférences	En poste
15	BISSO Dieudonné	Maître de Conférences	<i>Directeur/Projet Barrage Memve'ele</i>
16	EKOMANE Emile	Maître de Conférences	<i>En poste</i>
17	GANNO Sylvestre	Maître de Conférences	En poste

18	NYECK Bruno	Maître de Conférences	En poste
19	TCHOUANOU Jean-Pierre	Maître de Conférences	En poste
20	TEMJIM Robert	Maître de Conférences	En poste
21	YENE ATANGANA Joseph Q.	Maître de Conférences	<i>Chef Div. /MINTP</i>
22	ZO'O ZAME Philémon	Maître de Conférences	<i>DG/ART</i>

23	ANABA ONANA Achille Basile	Chargé de Cours	<i>En poste</i>
24	BEKOA Etienne	Chargé de Cours	<i>En poste</i>
25	ELISE SABABA	Chargé de Cours	En poste
26	ESSONO Jean	Chargé de Cours	<i>En poste</i>
27	EYONG JOHN TAKEM	Chargé de Cours	En poste
28	FUH Calistus Gentry	Chargé de Cours	<i>Sec. D'Etat/MINMIDT</i>
29	LAMILEN BILLA Daniel	Chargé de Cours	En poste
30	MBESSE CECILE OLIVE	Chargé de Cours	En poste
31	MBIDA YEM	Chargé de Cours	<i>En poste</i>
32	METANG Victor	Chargé de Cours	En poste
33	MINYEM Dieudonné-Lucien	Chargé de Cours	<i>CD/Uma</i>
34	MOUAFO Lucas	Chargé de Cours	En poste
35	NGO BELNOUN Rose Noël	Chargé de Cours	En poste
37	NGO BIDJECK Louise Marie	Chargé de Cours	En poste
38	NGUEUTCHOUA Gabriel	Chargé de Cours	CEA/MINRESI
39	NOMO NEGUE Emmanuel	Chargé de Cours	En poste
36	NTSAMA ATANGANA Jacqueline	Chargé de Cours	En poste
40	TCHAKOUNTE J. épouse NOUMBEM	Chargé de Cours	<i>Chef.cell / MINRESI</i>
41	TCHAPTCHET TCHATO De P.	Chargé de Cours	En poste
42	TEHNA Nathanaël	Chargé de Cours	En poste
43	TEMGA Jean Pierre	Chargé de Cours	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	5 (1)	12 (6)	19 (11)	1 (1)	37 (19)
BPA	12 (1)	10 (5)	20 (07)	2 (0)	44 (13)
BPV	5 (0)	10 (2)	9 (04)	2 (02)	26 (9)
CI	9 (1)	9 (2)	14 (3)	0 (0)	32 (6)
CO	7 (0)	14 (4)	10 (4)	1 (0)	32(8)
IN	2 (0)	1 (0)	13 (0)	10 (3)	26 (3)
MAT	2 (0)	4 (1)	19 (1)	2 (0)	27 (2)
MIB	2 (0)	5 (2)	5 (1)	0 (0)	12 (3)
PHY	10 (0)	17 (2)	11 (3)	1 (0)	39 (5)
ST	7 (1)	15 (1)	21 (5)	1 (0)	43(7)
Total	61 (4)	97 (25)	141 (39)	19 (6)	318 (75)

Soit un total de **318 (75)** dont :

- Professeurs **61 (4)**
- Maîtres de Conférences **97 (25)**
- Chargés de Cours **141 (39)**
- Assistants **18 (5)**

() = Nombre de Femmes

DEDICACE

A ma tendre épouse,

Mme NGOH, née NYA TEGATCHOUANG Nadine

Et à mes enfants :

NOUTSANG Uriel NGOH

TEGACHOUANG Japhet NGOH

NGOH Yohann NGOH

NOUNTIO Manuela NGOH

NGUENOU Erika NGOH

NAH Ange Delvine

REMERCIEMENTS

Cette étude a été réalisée au Centre Africain de Recherches sur Bananiers et Plantains (CARBAP) de Njombé au Cameroun et au Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement (CIRAD) en France. Elle s'inscrit dans le cadre des activités de recherches conduites conjointement par les deux institutions en collaboration avec ses partenaires scientifiques nationaux et internationaux dont l'Université de Yaoundé I et Bioversity International.

Je saisis cette occasion pour rendre un nouvel hommage à '*feu*' Dr Jean Tchango Tchango, *Directeur de recherche, ex-Chef de programme et du laboratoire de Technologie Post – Récolte du CARBAP*, décédé en septembre 2006 de suite d'une longue maladie. Il avait bien voulu m'accepter dans son laboratoire dans le cadre des travaux sur les micronutriments des fruits du bananier qui avaient abouti à la présentation d'une thèse de Doctorat 3^{ème} cycle, soutenu au département de Biochimie de l'Université de Yaoundé I en août 2005. Nous avons convenu de poursuivre l'aventure à travers cette deuxième thèse de Doctorat PhD, la nature en a décidé autrement.

Je remercie très sincèrement Monsieur François-Xavier Etoa, *Professeur-Recteur* de l'Université de Douala, Monsieur Elie Fokou, *Maître de conférences* au Département de Biochimie de l'Université de Yaoundé I, Madame Claudie Dhuique-Mayer de l'UMR Qualisud du CIRAD ; pour leurs encouragements, leurs encadrements, leurs disponibilités, leurs fortes implications dans la mise en œuvre de ce travail. Leurs rigueurs scientifiques resteront pour moi un modèle que je continue à suivre.

Toute ma reconnaissance va à l'endroit de la Direction du CARBAP au Cameroun, de la Direction de l'UMR QUALISUD du CIRAD en France et de la Direction de Bioversity International en France ; pour l'appui financier, le matériel nécessaire et le personnel mis à disposition pour le bon déroulement de ces travaux. Ces institutions m'ont accordé des allocations de recherche pour couvrir les frais de voyage, de séjour et de fonctionnement des laboratoires où ont été mises en œuvre les activités de cette thèse de doctorat.

Mes remerciements vont également à l'endroit :

- du Président et des Membres du jury de soutenance de cette thèse qui ont accepté volontiers d'évaluer ce travail.

- de tous les membres de ma famille, en particulier mes parents Monsieur et Madame Newilah ; voici l'un des fruits de votre soutien et de vos encouragements ;
- de tous les Chercheurs du CARBAP et en particulier Pr Emmanuel Youmbi et Dr Achille Bikoï, pour leurs encouragements ;
- de tous les enseignants du Département de Biochimie de l'Université de Yaoundé I, pour leurs conseils et leur soutien moral ;
- de Dr Michel Ndoumbe Nkeng, *ex-Directeur* du CARBAP, Dr Mignamissi, chargé de cours à l'Université de Yaoundé II et Monsieur Fabrice Monkam, pour leur entière disponibilité lors de la réalisation des analyses statistiques des résultats obtenus dans le cadre de cette thèse.
- de mon assistant personnel, Monsieur KENDINE VEPOWO Cédric, pour tout son soutien dans le cadre de mes multiples activités académiques, professionnelles et familiales ;
- du personnel du laboratoire de Technologie Post – Récolte : Eric Ngombi Ngombi, Raphaël Tchokouassom, Mama Nkouandou, Jonas Tembe Tembe et Anne Marie Toukam.
- de tous mes amis et en particulier Hervé Defeu Soufo, Théophile Neuafo Nkom, Samuel Nla, Bertrand Ndemba, Josué Ngando Essoh et Emmanuel Fondi Ndakwe, pour leur soutien moral et leurs encouragements.

Je remercie tous ceux qui de près ou de loin ont contribué à l'aboutissement de ce travail et dont les noms n'ont pas été cités ici.

SOMMAIRE

DEDICACE	ix
REMERCIEMENTS.....	x
SOMMAIRE	xii
RESUME	xv
ABSTRACT	xvii
LISTE DES ABREVIATIONS.....	xix
LISTE DES TABLEAUX.....	xxii
LISTE DES PHOTOS.....	xxv
LISTE DES FIGURES	xxvi
LISTE DES ANNEXES	xxx
INTRODUCTION GENERALE.....	1
CHAPITRE I : REVUE DE LA LITTERATURE	5
I.1. Historique du bananier.....	5
I.2. Description du bananier.....	5
I.3. Classification et diversité génétique du bananier.....	8
I.4. Culture du bananier.....	12
I.5. Production bananière	14
I.6. Utilisation du bananier.....	16
I.7. Composition des fruits du bananier.....	17
I.7.1. Composition générale des fruits	17
I.7.2. Micronutriments.....	20
I.7.3. Les caroténoïdes alimentaires et la vitamine A	21
I.7.4. La caroténo-genèse dans les fruits.....	27
I.8. Etat des lieux de la caractérisation physicochimique des fruits issus de la collection de bananiers du CARBAP	35
I.9. La situation nutritionnelle en Afrique subsaharienne.....	37
CHAPITRE II : MATERIELS ET METHODES	39
II.1. Le dispositif de collecte des fruits de bananiers	39
II.2. Description des groupes de <i>Musa</i> analysés.....	39

II.3. Screening des fruits de bananiers issus de la collection pour les caroténoïdes totaux	44
II.3.1. Evaluation de la couleur de la pulpe du fruit de bananier	44
II.3.2. Evaluation de la teneur en caroténoïdes totaux de la pulpe du fruit de bananier (Rodriguez-Amaya et Kimura, 2004).....	45
II.4. Influence de quelques facteurs environnementaux sur la composition nutritionnelle des pulpes de quelques cultivars et hybrides de bananiers	48
II.4.1. Les localités impliquées dans la production des régimes	48
II.4.2. Matériel Végétal	51
II.4.3. Parcelles expérimentales.....	51
II.4.4. Evaluation de la couleur des pulpes des fruits des bananiers cultivés dans les parcelles GxE.....	54
II.4.5. Evaluation de la teneur en caroténoïdes totaux de la pulpe du fruit de bananier (Rodriguez-Amaya & Kimura, 2004)	54
II.5. Etude des variations du profil et des teneurs en caroténoïdes au cours de la maturation pré-récolte (remplissage) et post-récolte (mûrissement) des fruits de bananiers	55
II.5.1. Evolution de la teneur en caroténoïdes des pulpes au cours du remplissage des fruits de bananiers.....	55
II.5.2. Evolution de la teneur en caroténoïdes au cours de la conservation des pulpes de bananiers.....	58
II.6. Influence des traitements de transformation sur la composition en caroténoïdes de la pulpe du bananier plantain	62
II.6.1. Influence du séchage sur la composition en caroténoïdes des pulpes de bananiers.	62
II.6.2. Influence de la cuisson à l'eau bouillante sur la composition en caroténoïdes des pulpes de bananiers	64
II.7. Analyses statistiques des données	66
CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION	67
III.1. Screening des fruits de bananiers issus de la collection de <i>Musacées</i> du CARBAP .	71
III.1.1. Screening d'une portion de <i>banane à cuire</i> de la collection de <i>Musacées</i>	71
III.1.2. Screening d'une portion de banane dessert de la collection de <i>Musacées</i>	73
III.1.3. Screening d'une portion de plantain de la collection de <i>Musacées</i>	75
III.1.4. Screening d'une portion des PNG de la collection de <i>Musacées</i>	77
III.1.5. Comparaison des types de bananiers en fonction des échelles de coloration.....	80

III.1.6. Corrélation entre les teneurs en caroténoïdes totaux et la couleur des pulpes de bananiers.....	82
III.2. Influence de quelques facteurs environnementaux sur la composition nutritionnelle des pulpes de quelques cultivars et hybrides de bananiers	85
III.2.1. Analyse des sols	85
III.2.2. Données agronomiques.....	86
III.2.3. La couleur des pulpes de bananiers	88
III.2.4. Les caroténoïdes totaux des pulpes de bananiers.....	88
III.3. Etude des variations du profil et des teneurs en caroténoïdes au cours de la maturation pré-récolte et post-récolte des fruits de 3 variétés de bananiers.....	92
III.3.1. Variation du profil et des teneurs en caroténoïdes au cours de la maturation pré-récolte (remplissage des fruits)	92
III.3.2. Analyse au cours de la maturation post-récolte : influence du temps de conservation à température ambiante sur les teneurs en caroténoïdes des fruits de bananiers.....	119
III.4. Influence des traitements de transformation sur la composition en caroténoïdes de la pulpe du bananier plantain	145
III.4.1. Influence du séchage sur la composition en caroténoïdes des pulpes de bananiers	145
III.4.2. Influence de la cuisson à l'eau bouillante sur la composition en caroténoïdes des pulpes de bananiers	152
CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES.....	168
ANNEXES	171
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	185
LISTE DES COMMUNICATIONS ET PUBLICATIONS ISSUES DES TRAVAUX	197

RESUME

Cette étude a été implémentée dans le cadre d'une collaboration scientifique et technique entre l'Université de Yaoundé I – Cameroun, le CARBAP – Cameroun, le CIRAD – France, l'IRAD – Cameroun et Bioversity International – France. Elle vise une contribution à l'amélioration des connaissances relatives à la composition en caroténoïdes alimentaires des pulpes de bananiers. En effet, par souci d'apporter une contribution à une meilleure connaissance des accessions de la collection des *Musacées* du CARBAP, nous avons entrepris ces travaux sur l'évaluation de la qualité post-récolte des fruits de quelques cultivars de bananiers et plantains produits au Cameroun dans la perspective de leur valorisation sur le double plan alimentaire et de l'amélioration variétale du bananier. Les travaux ont essentiellement porté ⁽ⁱ⁾ sur la composition en caroténoïdes alimentaires de quelques variétés et hybrides de bananiers produits dans deux localités de la zone agro-écologique IV du Cameroun, ⁽ⁱⁱ⁾ sur l'influence de la maturation pré-récolte et post-récolte, et ⁽ⁱⁱⁱ⁾ sur l'effet des traitements de transformation (séchage et cuisson à l'eau bouillante) sur les caroténoïdes des pulpes des fruits de bananiers.

Le CARBAP dispose de la plus grande collection mondiale de bananiers en champs à Njombé au Cameroun (621 accessions). Les fruits d'une portion de cette collection de *Musacées* et ceux issus des parcelles expérimentales du CARBAP ont été évalués à l'aide de 03 échelles de coloration (*IPGRI colour chart*, *DSM colour chart* et *HarvestPlus colour chart*) en vue d'identifier les cultivars potentiellement riches en caroténoïdes et de déterminer la corrélation qui existerait entre la couleur de la pulpe et sa teneur en caroténoïdes totaux. Les concentrations en caroténoïdes totaux des pulpes de plus d'une cinquantaine des cultivars de bananiers ont été déterminées par spectrophotométrie ($\lambda=450$, SHIMADZU UV Mini 1240). Par ailleurs, des parcelles expérimentales comportant une dizaine de cultivars de bananiers ont été mises en place dans 02 localités contrastées de la zone agro-écologique IV du Cameroun, à savoir : Njombé à 80 m et Ekona à 400 m d'altitude. Les fruits de six cultivars et hybrides de bananiers ont été évalués pour la coloration de leurs pulpes et leurs teneurs en caroténoïdes totaux, en relation avec l'altitude et le cycle de production essentiellement. En outre, dans les parcelles expérimentales du CARBAP, 03 cultivars de bananiers ont été suivis dans le cadre des phénomènes de maturation pré-récolte et de maturation post-récolte. Dès la floraison, les fruits ont été prélevés sur des régimes sur pied en champs à des fréquences bien définies. A la récolte des régimes, les fruits des 2^{ème} et 3^{ème} mains ont été collectés aux stades 1, 3, 5, 7 et 9 de maturation. Les pulpes des fruits prélevés et sélectionnés ont subi le processus de « *quartering* », puis une lyophilisation. Les caroténoïdes alimentaires des pulpes lyophilisées ont été extraits et dosés par chromatographie liquide haute performance. Pour une meilleure compréhension de l'influence des traitements de transformation sur le profil et les concentrations en caroténoïdes, les pulpes des fruits d'un plantain ont été séchées à environ 50°C pendant 48h dans un séchoir électrique *Binder* model 708533. Trois techniques de blanchiment ont été préalablement appliquées. D'autres pulpes ont été bouillies avec ou sans leurs peaux pendant 0 min, 10 min, 20 min, 30 min, 40 min, 50 min et 60 min. Leurs caroténoïdes alimentaires ont été extraits et dosés par chromatographie liquide haute performance.

Pour chaque type de bananiers, les fruits analysés ont présenté des pulpes de coloration très variée et des teneurs en caroténoïdes significativement différentes et comprises entre 0,18 $\mu\text{g/g}$ ms à 21,67 $\mu\text{g/g}$ ms. Il existe des corrélations entre la couleur de la pulpe à maturité mesurée à l'aide des échelles de coloration *HarvestPlus* et *DSM* et la teneur en caroténoïdes totaux des fruits des cultivars analysés. Selon les groupes de *Musacées*, les modèles de régression des variations

sont soit linéaires, exponentielles, puissances et/ou polynomiales avec des degrés d'ajustement généralement très faibles ($R^2 < 0,50$) ; démontrant ainsi des relations moins ajustées et moins robustes entre la couleur de la pulpe de bananiers et leurs teneurs en caroténoïdes totaux. Ces échelles ne seraient donc pas des instruments adaptés à l'établissement des corrélations optimales escomptées. Toutefois, il convient de préciser que 09 cultivars, à savoir : **Mbwazirume, Mnalouki, Apantu, Corne cantebalon, Mbirinyong, Bira, Hung tu, Lalalur** et **Senar**, présentent des teneurs en caroténoïdes totaux supérieures à 10 $\mu\text{g/g}$ ms. Ils constituent par conséquent d'une part, des potentielles sources en caroténoïdes alimentaires susceptibles d'être valorisées dans le cadre de la lutte contre les carences en vitamine A, et d'autre part, d'éventuels géniteurs identifiés qui pourront être utilisés dans le cadre de l'amélioration variétale des bananiers.

Les localités n'ont aucune influence sur la coloration des pulpes des accessions de bananiers analysés, puisque les résultats obtenus avec les différentes échelles de coloration n'ont montré aucune différence. L'altitude n'a donc pas d'effet significatif sur la couleur de la pulpe des *Musacées* cultivés dans les deux régions ciblées. Toutefois, selon la localité, les teneurs en caroténoïdes totaux diffèrent très significativement en fonction du type et du groupe génomique des bananiers. L'altitude favorise une augmentation parfois significative des teneurs en caroténoïdes totaux des pulpes de *Musacées*. En fonction des localités, le cycle de production exerce une influence très significative sur les teneurs en caroténoïdes totaux des pulpes.

Le profil en caroténoïde des pulpes des bananiers analysés montre 09 caroténoïdes détectables et quantifiables dans les conditions analytiques précisées. Il s'agit de 04 caroténoïdes non identifiés, de la lutéine, de l'isomère 13-cis β -carotène, de l' α -carotène, du β -carotène et de l'isomère 9-cis β -carotène. En général, les teneurs en caroténoïdes non identifiés et identifiés au cours du remplissage et du murissement varient très significativement en fonction du temps de remplissage et de la durée de conservation. Les modèles de régression de la variation des concentrations des caroténoïdes diffèrent en fonction du composé et sont soit linéaires, exponentielles, puissances ou polynomiales d'ordre varié avec des coefficients de corrélation généralement très forts (R^2 proche de 1) ; démontrant ainsi l'existence des relations plus ajustées et très robustes entre la teneur en caroténoïde de la pulpe de bananiers et le temps de remplissage d'une part, et la durée de conservation d'autre part.

Le séchage provoque une augmentation du nombre de caroténoïdes non identifiés et une diminution hautement significative de la teneur en lutéine, en α -carotène, en β -carotène et en caroténoïdes totaux des pulpes de plantain quel que soit la technique de blanchiment. La perte est estimée entre 71 et 96% de la concentration initiale en caroténoïde. Toutefois, la pré-cuisson est la méthode de blanchiment qui favorise une meilleure rétention des caroténoïdes identifiés. La cuisson ne modifie pas le profil en caroténoïde des pulpes du plantain *Batard*. Elle favorise plutôt une augmentation très significative de la concentration en caroténoïdes non identifiés qui atteint quelques fois le triple de la valeur initiale de la pulpe fraîche. Que les pulpes soient cuites avec ou sans peau, leurs concentrations en caroténoïdes totaux, α -carotène et β -carotène diminuent significativement au cours de la cuisson pour atteindre 390 $\mu\text{g} \%$ mf après 1h d'ébullition des *pulpes cuites sans la peau* contre environ 260 $\mu\text{g} \%$ g mf pour les *pulpes cuites avec la peau*.

Cette étude montre clairement que les pulpes de bananiers produits au Cameroun constituent une source potentielle des caroténoïdes provitamines A. Elle contribue à une meilleure compréhension de l'influence de l'altitude, du cycle de production, du séchage et de la cuisson sur les teneurs en caroténoïdes d'une part et d'autre part, de l'effet des phénomènes biochimiques liés à la maturation avant et après la récolte des fruits de bananiers.

Mots clés : banane, plantain, caroténoïde, composition, remplissage, mûrissement, séchage, cuisson.

ABSTRACT

This study was carried out within the framework of a scientific and technical collaboration between the University of Yaoundé I – Cameroon, CARBAP – Cameroon, CIRAD – France, IRAD – Cameroon and Bioversity International – France. It aimed at contributing to the improvement of knowledge on the composition of dietary carotenoids of banana and plantain pulps. It was based on the evaluation of postharvest qualities of some *Musa* accessions grown in Cameroon for food purposes and varietal improvement valorisation. The study focused on ⁽ⁱ⁾dietary carotenoids of *Musa* pulps produced in two localities of agro-ecological zone IV of Cameroon, ⁽ⁱⁱ⁾the influence of fruit filling and fruit ripening, and ⁽ⁱⁱⁱ⁾the effects of processing (drying and boiling) on carotenoid composition.

CARBAP hosts the world's largest on-farm *Musa* collection with more than 621 accessions. More than 50 *Musa* cultivars from a portion of the above-mentioned collection and CARBAP experimental plots were evaluated for their colour using three scales namely: *IPGRI colour chart*, *DSM colour chart* and *HarvestPlus colour chart*. This was done in order to identify potentially carotenoid-rich cultivars and to determine the correlation between pulp colour and their total carotenoid content determined by spectrophotometry ($\lambda = 450$, SHIMADZU UV Mini 1240). In addition, experimental plots with ten cultivars of *Musa* were settled in two contrasted localities namely Njombé and Ekona respectively at 80 m and 400 m altitude above sea level. Fruits of six cultivars were evaluated for their pulp colour. Their total carotenoid content was measured using spectrophotometry technique, in relation with altitude and production cycle. *French sombre*, *Pelipita* and *Grande naine* were monitored during on-farm fruit filling and ripening. At flowering fruits were collected at defined frequencies (every 14 days for dessert banana and plantain cultivars, and every 21 days for cooking banana). At harvest, fruits of the 2nd and 3rd hands were collected at stages 1, 3, 5, 7 and 9 of maturation. The selected pulps underwent “quartering” process, lyophilisation, and extraction of their dietary carotenoids. The carotenoids were identified and quantified using high performance liquid chromatography. For a better understanding of the influence of processing on *Musa* pulp carotenoid profile and content, *Batard* pulps were dried at a temperature less than 50°C for 48h in a *Binder* model 708533 electric dryer after undergoing three blanching techniques namely: boiled water application, pre-cooking and citric acid solution utilisation. Pulps were also boiled with or without their peels for 0 min, 10 min, 20 min, 30 min, 40 min, 50 min and 60 min. All the cooked pulps underwent “quartering” process, lyophilisation and extraction of their dietary carotenoids. The carotenoids were identified and quantified using high performance liquid chromatography.

The pulp colours varied within the same *Musa* group and presented significant differences in total carotenoid contents ranging from 0.18 $\mu\text{g} / \text{g dw}$ to 21.67 $\mu\text{g} / \text{g dw}$. There exist correlations between the mature pulp colour measured using *HarvestPlus* and *DSM* charts and their total carotenoid content. According to the *Musa* groups, the variation regression models are either linear, exponential, power or polynomial with very low adjustment degrees ($R^2 < 0.50$); thus, showing less adjusted relationships between banana pulp colors and their total carotenoid contents. However, ***Mbwazirume***, ***Mnalouki***, ***Apantu***, ***Cantebalon horn***, ***Mbirinyong***, ***Bira***, ***Hungtu***, ***Lalalur*** and ***Senar*** cultivars exhibited high total carotenoid contents ($> 10 \mu\text{g} / \text{g dw}$). They could constitute ¹⁾ potential sources of food carotenoids susceptible to be valorised in the fight against vitamin A deficiency, ²⁾ interesting potential parents for bananas and plantains breeding designed for the improvement of pulp nutritional qualities.

The localities had no influence on pulp colour. However, depending on the locality, the total carotenoid content differs very significantly according to *Musa* type and genomic group. Altitude enabled significant increase in the total carotenoid content. Moreover, production cycle significantly influenced the pulp total carotenoid content.

Banana pulp carotenoid profile showed approximately 09 detectable and quantifiable components under specific analytical conditions. They included 04 unidentified carotenoid derivatives, lutein, 13-cis β -carotene isomer, α -carotene, β -carotene and 9-cis β -carotene isomer. Generally, unidentified and identified carotenoids varied significantly during fruit filling and ripening. From flowering to harvest, almost all carotenoids are synthesized, only lutein concentration decreases. During fruit ripening, the concentrations of all carotenoids in the pulp varied significantly depending on maturation stage and banana type. However, the variation regression models are either linear, exponential, power or polynomial with very strong correlation coefficients (R^2 closer to 1); thus, demonstrating more adjusted and highly robust relationships between the carotenoid content and the filling time or ripening time.

The carotenoid profile of unprocessed and processed *Batard* pulp also showed 09 detectable and quantifiable components under specific analytical conditions. They included 04 unidentified carotenoids, lutein, 13-cis β -carotene isomer, α -carotene, β -carotene and 9-cis β -carotene isomer. Firstly, drying enabled an increase in the number of unidentified carotenoids. Secondly, it significantly decreased the lutein, α -carotene, β -carotene and total carotenoid contents. Depending on the blanching technique, losses were estimated between 71% and 96% of the initial concentration of carotenoid. However, pre-cooking resulted in better retention of identified carotenoids. Furthermore, cooking did not alter carotenoid profile of *Batard* pulp. Instead, it enabled a highly significant increase of unidentified carotenoids levels. Whether cooked with or without peels, α -carotene and β -carotene contents significantly decreased during cooking and exhibited after 1 hour of boiling 390 $\mu\text{g \% fw}$ and approximately 260 $\mu\text{g \% g fw}$ respectively.

This study clearly indicates that banana and plantain are important potential sources of provitamin A carotenoids. It also contributes to a better understanding of the influence of altitude, production cycle, drying and boiling on carotenoid profiles and contents of banana and plantain pulps. Biochemical changes related to carotenoids during fruit filling and ripening have also been elucidated.

Keywords: banana, plantain, carotenoid, composition, fruit filling, fruit ripening, drying, cooking

LISTE DES ABREVIATIONS

%	pourcent
µg	microgramme
AAO3	Aldéhyde abscissique oxydase
ABA2	Déshydrogénase
ACP	Analyse en Composantes Principales
AJR	Apport Journalier Recommandé
AOC	Afrique Occidentale et Centrale
AVB	Amélioration Variétale et de Biotechnologie
CARBAP	Centre Africain de Recherches sur Bananiers et Plantains
CCD	Caroténoïde dioxygénase
CDC	Cameroon Development Corporation
CEMAC	Communauté Economique et Monétaire de l'Afrique Centrale
CHY-B	Caroténoïde β-hydroxylase
CHY-E	Caroténoïde ε-hydroxylase
CIE	Commission Internationale de l'Eclairage
CIRAD	Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement
cm	centimètre
CMR	Cameroun
CP	Circonférence du pseudotrunc
CRTISO	Caroténoïde isomérase
CORAF/WECARD	Conseil Ouest et Centre Africain pour la Recherche et le Développement Agricoles / <i>West and Central African Council for Agricultural Research and Development</i>
cv	cultivar
ECEC	Effective Cation Exchange Capacity
ERO	Espèces réactives de l'oxygène
FAO	Food Agriculture Organisation
FS	French sombre
g	gramme
GG	groupe génomique

GGPP	Géranylgéranyle diphosphate
GN	Grande naine
h	heure
ha	hectare
HPLC	Chromatographie Liquide Haute Performance
HPM	Hauteur du plant
IFC	Intervalle Fleur Coupe
IPGRI	<i>International Plant Genetic Resources Institute</i>
IRAD	Institut de Recherche Agricole pour le Développement
ITC	<i>International Transit Centre</i>
kg	kilogramme
LCY-B	Lycopène β -cyclase
LCY-E	Lycopène ϵ -cyclase
m	mètre
ms	matière sèche
MGIS	<i>Musa Germplasm International System</i>
min	minute
MRN	Maladie des raies noires
ms	matière sèche
NCED	9-cis-époxy-caroténoïde dioxygénase
NF2MR	Nombre de fruit deuxième main du régime
NFV	Nombre de feuilles vivantes à la floraison
NI	Non identifié
NMR	Nombre de main du régime
NSY	Néoxanthine synthase
OP	Organisations de Producteurs bénéficiaires
PACA	Projet d'Amélioration de la Compétitivité Agricole
pcsp	pulpe cuite avec la peau
pcsp	pulpe cuite sans la peau
PDS	Phytoène désaturase
PHP	Plantations du Haut Penja
PNG	Papouasie Nouvelle Guinée
PPT	Pelipita

PR	Poids du régime
PREBAP	Programme de Reconversion Economique de la filière Banane Plantain
PRFP	Programme de Relance de la Filière Plantain
PSY	Phytoène synthase
RAE	<i>Retinol Activity Equivalent</i>
RHS	<i>Royal Horticultural Society</i>
SNK	Student-Newman-Keuls
SPM	Société des Plantations de Mbanga
TCT	Teneur en Caroténoïdes Totaux
tR	Temps de rétention
UCL	Université Catholique de Louvain
UMR	Unité Mixte de Recherche
UV	ultraviolet
VDE	Violaxanthine dé-époxydase
ZDS	ζ-carotène désaturase
ZEP	Zéaxanthine époxydase
Z-ISO	ζ-carotène isomérase

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Classification internationale du genre <i>Musa</i> [Daniells <i>et al.</i> , (2001)]	9
Tableau II : Les différents types de bananiers triploïdes cultivés.	12
Tableau III : Données relatives à la production des bananes et plantains au Cameroun	15
Tableau IV : Données relatives à la production des bananes et plantains dans le Monde.....	16
Tableau V : Valeur nutritive des bananes et plantains (par 100 g de portion crue consommable)	18
Tableau VI : Quelques caractéristiques pédoclimatiques des 2 zones de l'étude.....	49
Tableau VII : Quelques informations sur les cultivars étudiés.....	51
Tableau VIII : Plan de la parcelle expérimentale mise en place à Njombé et Ekona	52
Tableau IX : Techniques agricoles pratiquées dans les 2 parcelles expérimentales.....	53
Tableau X : Maxima des spectres d'absorption des caroténoïdes du jus d'orange, obtenus par HPLC	57
Tableau XI : Conditions de la réalisation de la chromatographie liquide haute pression (HPLC)	60
Tableau XII : Screening d'une portion de banane à cuire de la collection de <i>Musacées</i>	72
Tableau XIII : Equation de régression entre la couleur de la pulpe à maturité mesurée à l'aide de l'échelle de coloration DSM et la teneur en caroténoïdes totaux des fruits de bananes à cuire ...	72
Tableau XIV : Screening d'une portion de banane dessert de la collection de <i>Musacées</i>	74
Tableau XV : Equation de régression entre la couleur de la pulpe à maturité mesurée à l'aide de la charte de coloration DSM et la teneur en caroténoïdes totaux des fruits de bananes dessert..	74
Tableau XVI : Screening d'une portion de plantain de la collection de <i>Musacées</i>	76
Tableau XVII : Equation de régression entre la couleur de la pulpe à maturité mesurée à l'aide de la charte de coloration DSM et la teneur en caroténoïdes totaux des fruits de plantains	76
Tableau XVIII : Screening d'une portion des PNG de la collection de <i>Musacées</i>	78
Tableau XIX : Equation de régression entre la couleur de la pulpe à maturité mesurée à l'aide de la charte de coloration DSM et la teneur en caroténoïdes totaux des fruits des cultivars de PNG	79
Tableau XX : Comparaison des types de bananiers en fonction des échelles de coloration (comparaison des moyennes 2 à 2 à l'aide du test de Tukey au seuil de 5%)	81
Tableau XXI : Comparaison des groupes génomiques de bananiers en fonction des échelles de coloration (comparaison des moyennes 2 à 2 à l'aide du test de Tukey au seuil de 5%).....	82
Tableau XXII : Analyse de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes totaux des pulpes et leurs valeurs de coloration obtenues avec l'échelle de coloration DSM (test de Pearson)	83
Tableau XXIII : Résultats d'analyses des échantillons de sols collectés à Njombé et à Ekona.....	85
Tableau XXIV : Quelques données agronomiques qui ont été collectées à Ekona.....	87
Tableau XXV : Quelques données agronomiques qui ont été collectées à Njombé	87
Tableau XXVI : Couleur de la pulpe des accessions provenant des 2 localités de l'étude.....	88
Tableau XXVII : Teneurs en caroténoïdes totaux ($\mu\text{g/g ms}$) des pulpes non mûres des fruits obtenus au cycle 1 de production dans 2 localités au Cameroun (Ekona et Njombé)	89
Tableau XXVIII : Teneurs en caroténoïdes totaux des pulpes des fruits non mûres obtenus au cycle 2 de production dans 2 localités (Ekona et Njombé)	90
Tableau XXIX : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g \% g ms}$) en caroténoïdes <i>non identifiés</i> au cours du remplissage des fruits du cultivar de plantain <i>French sombre</i>	94
Tableau XXX : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g \% g ms}$) en caroténoïdes <i>identifiés</i> au cours du remplissage des fruits du cultivar de plantain <i>French sombre</i>	94

Tableau XXXI : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g \% g ms}$) en caroténoïdes <i>identifiés</i> au cours du remplissage des fruits du cultivar de plantain <i>French sombre</i> (suite)	95
Tableau XXXII : Données liées au modèle de variation des teneurs en caroténoïdes de la pulpe du cultivar <i>French sombre</i> au cours du remplissage des fruits	96
Tableau XXXIII : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g \% g ms}$) en caroténoïdes <i>non identifiés</i> au cours du remplissage des fruits du cultivar de banane à cuire <i>Pelipita</i>	101
Tableau XXXIV : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g \% g ms}$) en caroténoïdes <i>identifiés</i> au cours du remplissage des fruits du cultivar de banane à cuire <i>Pelipita</i>	101
Tableau XXXV : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g \% g ms}$) en caroténoïdes <i>identifiés</i> au cours du remplissage des fruits du cultivar de banane à cuire <i>Pelipita</i>	102
Tableau XXXVI : Données liées au modèle de variation des caroténoïdes de la pulpe du cultivar <i>French sombre</i> au cours du remplissage des fruits	103
Tableau XXXVII : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g \% g ms}$) en caroténoïdes <i>non identifiés</i> au cours du remplissage des fruits du cultivar de banane dessert <i>Grande naine</i>	107
Tableau XXXVIII : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g \% g ms}$) en caroténoïdes <i>identifiés</i> au cours du remplissage des fruits du cultivar de banane dessert <i>Grande naine</i>	108
Tableau XXXIX : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g \% g ms}$) en caroténoïdes <i>identifiés</i> au cours du remplissage des fruits du cultivar de banane dessert <i>Grande naine</i>	108
Tableau XL : Données liées au modèle de variation des caroténoïdes de la pulpe du cultivar <i>Grande naine</i> au cours du remplissage des fruits	109
Tableau XLI : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de remplissage des fruits du cultivar <i>French sombre</i>	118
Tableau XLII : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de remplissage des fruits du cultivar <i>Pelipita</i>	118
Tableau XLIII : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de remplissage des fruits du cultivar <i>Grande naine</i>	118
Tableau XLIV : Teneurs en caroténoïdes <i>non identifiés</i> (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits du plantain <i>French sombre</i>	122
Tableau XLV : Teneurs en caroténoïdes (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits du plantain <i>French sombre</i>	122
Tableau XLVI : Teneurs en caroténoïdes (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits du plantain <i>French sombre</i>	122
Tableau XLVII : Données liées au modèle de variation de chaque caroténoïde de la pulpe du cultivar <i>French sombre</i> au cours de la conservation post-récolte des fruits.....	123
Tableau XLVIII : Teneurs en caroténoïdes <i>non identifiés</i> (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits de la banane à cuire <i>Pelipita</i>	128
Tableau XLIX : Teneurs en caroténoïdes (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits de la banane à cuire <i>Pelipita</i>	128
Tableau L : Teneurs en caroténoïdes (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits de la banane à cuire <i>Pelipita</i>	128
Tableau LI : Données liées au modèle de variation de chaque caroténoïde de la pulpe du cultivar <i>Pelipita</i> au cours de la conservation post-récolte des fruits	129
Tableau LII : Teneurs en caroténoïdes <i>non identifiés</i> (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits de la banane dessert <i>Grande naine</i>	134
Tableau LIII : Teneurs en caroténoïdes (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits de la banane dessert <i>Grande naine</i>	134

Tableau LIV : Teneurs en caroténoïdes (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits de la banane dessert <i>Grande naine</i>	134
Tableau LV : Données liées au modèle de variation de chaque caroténoïde de la pulpe du cultivar <i>Pelipita</i> au cours de la conservation post-récolte des fruits	135
Tableau LVI : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de mûrissement des fruits du cultivar <i>French sombre</i>	144
Tableau LVII : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de mûrissement des fruits du cultivar <i>Pelipita</i>	144
Tableau LVIII : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de mûrissement des fruits du cultivar <i>Grande naine</i>	144
Tableau LIX : <i>Concentration en caroténoïdes des pulpes séchées de plantain (Batard cv.)</i>	148
Tableau LX : Evolution des concentrations en caroténoïdes non identifiés au cours de la cuisson des pulpes sans leurs peaux.....	155
Tableau LXI : Evolution des concentrations en caroténoïdes non identifiés au cours de la cuisson des pulpes avec leurs peaux.....	155
Tableau LXII : Données liées au modèle de variation de chaque caroténoïde de la pulpe du cultivar <i>Batard</i> au cours de la cuisson sans la peau.....	157
Tableau LXIII : Données liées au modèle de variation de chaque caroténoïde de la pulpe du cultivar <i>Batard</i> au cours de la cuisson avec la peau (cuisson du fruit entier)	157
Tableau LXIV : Evolution des concentrations en caroténoïdes identifiés au cours de la cuisson des pulpes de plantain (<i>Batard cv.</i>).....	161
Tableau LXV : Comparaison des 2 modes de cuisson des pulpes du cultivar <i>Batard</i>	162
Tableau LXVI : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de cuisson des pulpes avec leurs peaux (cultivar <i>Batard</i>)	164
Tableau LXVII : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de cuisson des pulpes sans leurs peaux (cultivar <i>Batard</i>)	164
Tableau LXVIII : RAE des pulpes du cultivar de plantain <i>Batard</i> après cuisson.....	165
Tableau LXIX : Quantité de pulpes cuites de plantain nécessaire pour satisfaire les AJR	166
Tableau LXX : RAE des pulpes du cultivar <i>Grande naine</i> au cours du murissement	167
Tableau LXXI : Quantité de pulpes mûres de banane dessert nécessaire pour satisfaire les AJR.....	167
Tableau LXXII : Corrélation globale entre les teneurs en caroténoïdes et la durée de remplissage et de mûrissement des fruits de bananiers (de la floraison au mûrissement complet du régime de <i>French sombre</i>).....	184
Tableau LXXIII : Corrélation globale entre les teneurs en caroténoïdes et la durée de remplissage et de mûrissement des fruits de bananiers (de la floraison au mûrissement complet du régime de <i>Pelipita</i>)	184
Tableau LXXIV : Corrélation globale entre les teneurs en caroténoïdes et la durée de remplissage et de mûrissement des fruits de bananiers (de la floraison au mûrissement complet du régime de <i>Grande naine</i>)	184

LISTE DES PHOTOS

Photo 1 : Type "French" Moyen, Red yade cv.....	42
Photo 2 : Type « Batard », Batard cv.	42
Photo 3 : Type « Vrai » Corne, Biya 2 cv.....	42
Photo 4 : Grande naine sur pied (banane dessert)	43
Photo 5 : Régime de Grande naine (banane dessert)	43
Photo 6 : Dole sur pied (banane à cuire).....	43
Photo 7 : Régime de Dole (banane à cuire).....	43
Photo 8 : Tomolo sur pied (PNG)	43
Photo 9 : Régime de Tomolo (PNG)	43
Photo 10 : Charte de couleur IPGRI (A)	47
Photo 11 : Charte de couleur IPGRI (B).....	47
Photo 12 : Charte de couleur DSM.....	47
Photo 13 : Charte de couleur HARVESTPLUS	47
Photo 14 : Evaluation de la couleur des pulpes de bananiers à l'aide des échelles de coloration	47
Photo 15 : Vue de la parcelle expérimentale de Njombé (5 mois après planting)	53
Photo 16 : Vue de la parcelle expérimentale d'Ekona (5 mois après planting)	53
Photo 17 : Régime de French sombre en fin de floraison.....	55
Photo 18 : Régime de Pelipita en fin de floraison.....	55
Photo 19 : Régime de Grande naine en fin de floraison	55
Photo 20 : Régime de French sombre à maturité.....	58
Photo 21 : Régime de Pelipita à maturité.....	58
Photo 22 : Régime de Grande naine à maturité	58
Photo 23 : Fruit de plantain au stade 1 de mûrissement.....	60
Photo 24 : Fruit de plantain au stade 3 de mûrissement.....	60
Photo 25 : Fruit de plantain au stade 5 de mûrissement.....	60
Photo 26 : Fruit de plantain au stade 7 de mûrissement.....	60
Photo 27 : Fruit de plantain au stade 9 de mûrissement.....	60
Photo 28 : Pulpes de couleur jaune, cultivar AATA (Fé'i)	71
Photo 29 : Pulpes de couleur orange, cultivar Batard	71
Photo 30 : Pulpes de couleur orange foncée, cultivar PNG Enar.....	71
Photo 31 : Pulpes de couleur ivoire, cultivar Mbeta 2	71
Photo 32 : Pulpes de couleur crème, cultivar Williams.....	71
Photo 33 : Pulpes de couleur blanche, cultivar Espermo	71

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Représentation de l'organisation du bananier et de ses rejets (Champion, 1963).	7
Figure 2: Schéma de la domestication des bananiers. (Jenny et al., 1999)	11
Figure 3: Classification chimique générale des caroténoïdes (Bauernfeind, 1972).	23
Figure 4: Fonctions ou actions bénéfiques à la santé attribuées aux caroténoïdes (Rodriguez – Amaya, 1997 ; McLaren et Frigg, 2002^(b))	25
Figure 5: Synthèse d'IPP par la voie de l'acide mévalonique (Source : Cane, 1999).....	29
Figure 6: Synthèse d'IPP par la voie du deoxyxylulose phosphate (Source : Rohmer, 1999).....	30
Figure 7: Voie de biosynthèse générale des isoprénoïdes (Source : Armstrong, 1994)	31
Figure 8: Désaturations du phytoène. Les caroténoïdes en aval du phytofluène sont colorés (Source : Britton et al., 1995).	32
Figure 9: Différents cycles obtenus après cyclisations des extrémités du lycopène (source : Cunningham-Jr et Gantt, 1998).	33
Figure 10: Biosynthèse des caroténoïdes cycliques (Source : Stickforth et al., 2003)	33
Figure 11: Voie de biosynthèse menant à la formation de caroténoïde aromatique : isorénériatène (Source : Krügel et al., 1999).....	34
Figure 12 : Différents types de cultivars de plantain de l'étude (<i>Batard, French, Faux Corne, Vrai Corne</i>).....	42
Figure 13: Les autres groupes de bananiers impliqués dans l'étude (<i>Banane dessert, Banane à cuire et PNG</i>).....	43
Figure 14: Carte des différentes zones agro écologiques du Cameroun (www.irad-cameroon.org)	50
Figure 15: Echelle colorimétrique de la banane (Cultivar <i>Grande Naine</i>).....	59
Figure 16: Présentation des cinq (05) stades de maturation ayant fait l'objet de l'étude des variations post récolte des teneurs en caroténoïdes des fruits de bananiers	60
Figure 17: Courbes de régression du taux de caroténoïdes en fonction de la couleur des pulpes des bananes à cuire.....	73
Figure 18 : Courbes de de régression du taux de caroténoïdes en fonction de la couleur des pulpes des bananes dessert	75
Figure 19 : Courbes de régression du taux de caroténoïdes en fonction de la couleur des pulpes de plantains.	77
Figure 20: Courbes de régression du taux de caroténoïdes en fonction de la couleur des pulpes des cultivars de PNG.	79
Figure 21: Diagramme ACP portion de la collection	80
Figure 22: Caroténoïdes totaux ($\mu\text{g/g ms}$) des pulpes des fruits obtenus aux cycles 1 et 2 de production à Ekona.....	91
Figure 23: Caroténoïdes totaux ($\mu\text{g/g ms}$) des pulpes des fruits obtenus aux cycles 1 et 2 de production à Njombé.....	91
Figure 24: Exemple de chromatogramme obtenu au cours de l'analyse des pulpes de <i>French sombre</i> au 84 ^{ème} jour après la floraison	93
Figure 25: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₁ au cours du remplissage (FS)	97
Figure 26: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₂ au cours du remplissage (FS)	97
Figure 27: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₃ au cours du remplissage (FS)	97
Figure 28: Evolution de la teneur en caroténoïdes NI ₄ au cours du remplissage (FS).....	97
Figure 29: Evolution de la teneur en lutéine au cours du remplissage (FS)	98

Figure 30: Evolution de la teneur en isomère 13-cis carotène au cours du remplissage (FS)	98
Figure 31: Evolution de la teneur en isomère 9-cis carotène au cours du remplissage (FS)	98
Figure 32: Evolution de la teneur en α -carotène au cours du remplissage (FS)	98
Figure 33: Evolution de la teneur en β -carotène au cours du remplissage (FS)	99
Figure 34: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux au cours du remplissage (FS)	99
Figure 35: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₁ au cours du remplissage (PPT).....	104
Figure 36: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₂ au cours du remplissage (PPT).....	104
Figure 37: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₃ au cours du remplissage (PPT).....	104
Figure 38: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₄ au cours du remplissage (PPT).....	104
Figure 39: Evolution de la teneur en lutéine au cours du remplissage (PPT)	105
Figure 40: Evolution de la teneur en isomère 9-cis carotène au cours du remplissage (PPT)....	105
Figure 41: Evolution de la teneur en isomère 13-cis carotène au cours du remplissage (PPT) .	105
Figure 42: Evolution de la teneur en α -carotène au cours du remplissage (PPT).....	105
Figure 43: Evolution de la teneur en β -carotène au cours du remplissage (PPT).....	106
Figure 44: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux au cours du remplissage (PPT)	106
Figure 45: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₂ au cours du remplissage (GN)	110
Figure 46: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₄ au cours du remplissage (GN)	110
Figure 47: Evolution de la teneur en lutéine au cours du remplissage (GN)	110
Figure 48: Evolution de la teneur en isomère 9-cis carotène au cours du remplissage (GN)	110
Figure 49: Evolution de la teneur en isomère 13-cis carotène au cours du remplissage (GN) ...	111
Figure 50: Evolution de la teneur en α -carotène au cours du remplissage (GN)	111
Figure 51: Evolution de la teneur en β -carotène au cours du remplissage (GN)	111
Figure 52: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux au cours du remplissage (GN)	111
Figure 53: Evolution de la teneur en lutéine des pulpes de bananiers au cours du remplissage	112
Figure 54 : Evolution de la teneur en α -carotène des pulpes de bananiers au cours du remplissage	113
Figure 55: Evolution de la teneur en β -carotène des pulpes de bananiers au cours du remplissage	114
Figure 56: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux des pulpes de bananiers au cours du remplissage	115
Figure 57 : Evolution de la teneur en isomère 13-cis des pulpes de bananiers au cours du remplissage	116
Figure 58: Evolution de la teneur en isomère 9-cis des pulpes de bananiers au cours du remplissage	116
Figure 59: Profil en caroténoïdes des pulpes non mûres de <i>French sombre</i> stade 1 de maturation	119
Figure 60: Profil en caroténoïdes des pulpes mûres du <i>French sombre</i> stade 9 de maturation .	120
Figure 61: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₁ au cours de la conservation (FS)	124
Figure 62: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₂ au cours de la conservation (FS)	124
Figure 63: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₃ au cours de la conservation (FS)	124
Figure 64: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₄ au cours de la conservation (FS)	124
Figure 65: Evolution de la teneur en lutéine au cours de la conservation (FS).....	125
Figure 66: Evolution de la teneur en isomère 9-cis carotène au cours de la conservation (FS) .	125
Figure 67: Evolution de la teneur en isomère 13-cis carotène au cours de la conservation (FS)	125
Figure 68: Evolution de la teneur en α -carotène au cours de la conservation (FS)	125

Figure 69: Evolution de la teneur en β -carotène au cours de la conservation (FS)	126
Figure 70: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux au cours de la conservation (FS).....	126
Figure 71: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₁ au cours de la conservation (PPT)	130
Figure 72: Evolution de la teneur en NI ₂ au cours de la conservation (PPT).....	130
Figure 73: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₃ au cours de la conservation (PPT)	130
Figure 74: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₄ au cours de la conservation (PPT)	130
Figure 75: Evolution de la teneur en lutéine au cours de la conservation (PPT)	131
Figure 76: Evolution de la teneur en isomère 9-cis carotène au cours de la conservation (PPT)	131
Figure 77: Evolution de la teneur en isomère 13-cis carotène au cours de la conservation (PPT)	131
Figure 78: Evolution de teneur en α -carotène au cours de la conservation (PPT)	131
Figure 79: Evolution de teneur en β -carotène au cours de la conservation (PPT)	132
Figure 80: Evolution de teneur en caroténoïdes totaux au cours de la conservation (PPT)	132
Figure 81: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₂ au cours de la conservation (GN)	136
Figure 82: Evolution de la teneur en caroténoïde ND ₄ au cours de la conservation (GN).....	136
Figure 83: Evolution de la teneur en lutéine au cours de la conservation (GN).....	136
Figure 84: Evolution de la teneur en isomère 9-cis carotène au cours de la conservation (GN)	136
Figure 85: Evolution de la teneur en isomère 13-cis carotène au cours de la conservation (GN)	137
Figure 86: Evolution de la teneur en α -carotène au cours de la conservation (GN)	137
Figure 87: Evolution de la teneur en β -carotène au cours de la conservation (GN)	137
Figure 88: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux au cours de la conservation (GN).....	137
Figure 89: Synthèse et accumulation des caroténoïdes d'après Fanciullino et al. (2014)	140
Figure 90: Profil des caroténoïdes des pulpes « non séchées » du cultivar <i>Batard</i>	146
Figure 91: Profil des caroténoïdes des pulpes séchées après blanchiment à l'eau chaude (<i>Batard cv.</i>)	146
Figure 92: Profil des caroténoïdes des pulpes séchées après blanchiment à l'acide citrique (<i>Batard cv.</i>)	147
Figure 93: Profil des caroténoïdes des pulpes séchées après blanchiment par pré-cuisson du fruit entier (<i>Batard cv.</i>)	147
Figure 94: Taux de perte en caroténoïdes des pulpes séchées de plantain (<i>Batard cv.</i>)	150
Figure 95: Influence du séchage sur les paramètres nutritifs analysés	150
Figure 96: Schéma de dégradation possible des caroténoïdes (<i>Source : Rodriguez-Amaya, 1999</i>)	151
Figure 97: Profil en caroténoïdes des pulpes non bouillies du cultivar <i>Batard</i> (t = 0 min).....	152
Figure 98: Profil en caroténoïdes des pulpes de <i>Batard</i> bouillies sans la peau pendant 40, 50 et 60 min.....	153
Figure 99: Profil en caroténoïdes des pulpes de <i>Batard</i> bouillies avec la peau pendant 40, 50 et 60 min.....	154
Figure 100 : Courbe d'étalonnage de la lutéine	174
Figure 101 : Courbe d'étalonnage du β -carotène.....	174
Figure 102 : Courbe de corrélation TCT et couleur-DSM des cultivars de banane à cuire	176
Figure 103: Courbe de corrélation TCT et couleur-DSM des cultivars de banane dessert.....	176
Figure 104: Courbe de corrélation TCT et couleur-DSM des cultivars de plantain.....	177

Figure 105: Courbe de corrélation TCT et couleur-DSM des cultivars de PNG	177
Figure 106: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₁ au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	178
Figure 107: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₂ au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	178
Figure 108: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₃ au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	178
Figure 109: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₄ au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	178
Figure 110: Evolution de la teneur en lutéine au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	179
Figure 111: Evolution de la teneur en isomère 13-cis au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	179
Figure 112: Evolution de la teneur en isomère 9-cis au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	179
Figure 113: Evolution de la teneur en α -carotène au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	179
Figure 114: Evolution de la teneur en β -carotène au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	180
Figure 115: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	180
Figure 116: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₁ au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	181
Figure 117: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₂ au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	181
Figure 118: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₃ au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	181
Figure 119: Evolution de la teneur en caroténoïde NI ₄ au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	181
Figure 120: Evolution de la teneur en lutéine au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	182
Figure 121: Evolution de la teneur en isomère 13-cis au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	182
Figure 122: Evolution de la teneur en isomère 9-cis au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	182
Figure 123: Evolution de la teneur en α -carotène au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	182
Figure 124: Evolution de la teneur en β -carotène au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	183
Figure 125: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.).....	183

LISTE DES ANNEXES

Annexe a : Quelques structures et caractéristiques des xanthophylles alimentaires	172
Annexe b : Quelques structures et caractéristiques des carotènes alimentaires	173
Annexe c : Dosage des caroténoïdes.....	174
Annexe d : Courbes de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes totaux et la couleur de la pulpe des bananiers (Echelle de coloration DSM)	176
Annexe e : Courbes d'évolution ou de variation des concentrations en caroténoïdes au cours de cuisson des pulpes du cultivar <i>Batard</i> (cuisson sans peau).....	178
Annexe f : Courbes d'évolution ou de variation des concentrations en caroténoïdes au cours de cuisson des pulpes du cultivar <i>Batard</i> (cuisson avec peau).....	181
Annexe g : Corrélations globales entre les teneurs en caroténoïdes et le temps de maturation pré- et post-récolte	184

INTRODUCTION GENERALE

INTRODUCTION GENERALE ET PROBLEMATIQUE

Le bananier occupe une position stratégique parmi les cultures auxquelles les gouvernements des pays de l'Afrique Occidentale et Centrale (AOC) accordent beaucoup d'intérêt en vue du développement et de la croissance agricole. En effet, les bananes et plantains font partie de l'alimentation de base et des sources revenus des populations du Cameroun, des pays d'Afrique et de l'Amérique latine (**Temple *et al.*, 1997 ; Lescot, 2011 ; Fongang Fouepe *et al.*, 2016**). Ils constituent une source de principes nutritifs pour des millions de personnes dans le monde. Dès la récolte, les fruits de banane et plantain sont soumis à des traitements en vue d'une meilleure conservation, des procédés culinaires et technologiques donnant lieu à diverses recettes et autres produits alimentaires dérivés. Le plantain constitue l'un des aliments de base pour la plupart des Camerounais. La consommation est estimée à environ 66 kg/personne/an à Yaoundé et 108 kg à Douala. Quant à la consommation rurale, elle varie entre 70 et 125 kg dans les régions du Sud alors qu'elle est quasiment nulle dans le Nord (**FAO, 2011^a**). En général, la consommation annuelle de plantain par habitant au Cameroun est estimée à environ 150 kg (**Nkendah *et al.*, 2007**).

La FAO a estimé que 925 millions d'individus au total ont souffert de la faim en 2010, contre 1,023 milliard en 2009 (**FAO, 2010**). Les objectifs de développement du millénaire visaient à réduire de moitié la proportion de population mondiale souffrant de la famine avant 2015. La proportion de personnes sous-alimentées dans les régions en développement a baissé de près de moitié depuis 1990, passant de 23,3 % en 1990-1992 à 12,9 % en 2014-2016 (**Nations Unies, 2015**). Le nombre de personnes souffrant de la faim dans le monde a baissé mais reste à un niveau inadmissible. Il faut relever que de nombreux travaux conduits dans un contexte nutritionnel caractérisé par la malnutrition protéino-énergétique se sont le plus souvent limités aux teneurs en macronutriments des aliments. Or durant la dernière décennie, plusieurs travaux ont démontré le rôle des micronutriments (caroténoïdes, micro-éléments minéraux, vitamines, composés polyphénoliques, etc.) dans la santé humaine en général, et dans la régression des états de dégénérescence liés au stress oxydatif en particulier (**McLaren et Frigg, 2002^a ; McLaren et Frigg, 2002^b**).

Par ailleurs, longtemps considérés comme aliments à rôle énergétique, les données de la littérature sur la valeur nutritive des fruits des bananes et des plantains relèvent qu'ils sont riches en caroténoïdes et plusieurs micronutriments dont l'implication sur la santé humaine n'est plus à démontrer (**Englberger et al., 2003 ; Ngoh Newilah, 2005^a ; Ngoh Newilah et al., 2009^a ; Fungo et Pillay, 2011**). Parmi ces substances, les caroténoïdes du fait de leur propriété de conversion en vitamine A, leur intervention comme défenses antioxydantes, (**Gann et Khachick, 2003 ; Hadley et al., 2002**) leur action dans la prévention d'un certain nombre de maladies (**Krinsky et al., 2003**) ; présentent un intérêt majeur pour la nutrition et la santé humaine.

Malgré ce potentiel élevé en caroténoïdes et une consommation importante des fruits de bananes et plantains, les malnutritions et les infections dues à des carences en vitamine A et autres micronutriments n'épargnent pas les consommateurs. En effet, selon **Engle-Stone et al. (2011)**, les carences en vitamine A ont été identifiées au Cameroun comme un problème de santé publique depuis des dizaines d'années. Au Cameroun, les taux de carences en vitamine A et de mortalité chez les enfants sont très élevés, sur 1 000 naissances vivantes, 150 enfants meurent avant leur cinquième anniversaire et 40% des enfants de moins de cinq ans présentent un déficit en vitamine A (**Engle-Stone et al., 2017**). Dans ce contexte les questions suivantes ont été posées :

- a) Quelles sont les accessions de la plus grande collection mondiale de ressources génétiques de bananiers de Njombé au Cameroun, susceptibles d'être valorisées dans la lutte contre les carences en vitamine A ?
- b) Le lieu de production (altitude), le cycle de production, le degré de maturité n'auraient-ils pas un impact sur les teneurs en caroténoïdes ?
- c) Quels sont les effets des traitements technologiques et culinaires sur les teneurs en caroténoïdes ?

Au Cameroun, le bananier est cultivé dans les huit (08) régions de la zone tropicale humide du pays. Les plantains sont produits dans toutes ces régions par plus de 600 000 petits producteurs qui cultivent également les autres bananes (dessert ou à cuire) pour l'autoconsommation et la vente dans les marchés locaux et sous régionaux. En 2013, la production de plantain a été estimée à 3 692 108 tonnes par la **FAO (2018)**, sur une superficie évaluée à 309 107 ha et pour un rendement moyen de 119 444 hg/ha ; tandis

que 1 600 231 tonnes de banane dessert ont été produites sur une superficie estimée à 114 302 ha et pour un rendement moyen de 140 000 hg/ha (FAO, 2018).

Le Centre Africain de Recherche sur Bananiers et plantains (CARBAP) qui est un centre spécialisé travaillant sur le bananier, dispose de la plus grande collection mondiale de ressources génétiques de bananiers à Njombé au Cameroun. Cette collection *in vivo* est cultivée sur 5 ha avec 621 accessions dont 145 de bananiers plantains. Les variétés qui peuplent cette collection de *Musacées* sont dans la grande majorité encore mal connues quant à certaines caractéristiques post-récoltes, physico-chimiques, biochimiques, technologiques, culinaires et sensorielles des fruits. L'évaluation post récolte des fruits issus de cette collection s'est très souvent limitée aux qualités physico-chimiques de routine du laboratoire de technologie post récolte du CARBAP (Ngoh Newilah *et al.*, 2009^b ; Ngoh Newilah *et al.*, 2011).

Bien plus, l'évaluation multi-locale des mini-collections mises en place au Cameroun par le CARBAP dans 4 régions (*Ekona* à 400m d'altitude, région du Sud-Ouest ; *Ebolowa – Nkoemvone* à 650m d'altitude, région du Sud ; *Mbouroukou* à 1250m d'altitude, région du Littoral ; et *Dschang* à 1300 m d'altitude, région de l'Ouest) s'est résumée à une caractérisation agronomique ignorant complètement l'évaluation post-récolte des fruits (CARBAP, 2002 ; CARBAP, 2007, CARBAP, 2014).

Par ailleurs, une enquête culinaire et de consommation réalisée en 2004 dans 02 villes du Cameroun (Yaoundé et Bafoussam) a montré que les fruits de bananiers sont consommés sous plusieurs formes dont les pulpes bouillies, les pulpes frites, les pulpes séchées, etc. Les procédés de transformation les plus utilisés sont multiples et parfois combinés. Il s'agit entre autres de la cuisson à l'eau, de la friture par immersion, du séchage, de la cuisson à la braise, de la cuisson à l'eau suivie d'un processus de malaxage avec les légumineuses et/ou des légumineuses. Les pulpes peuvent également être bouillies, puis pilées ou fourrées avec des légumes et/ou des légumineuses (Ngoh Newilah, 2005^a).

Fort de ce qui précède et par souci d'apporter une contribution à une meilleure connaissance des accessions de la collection des *Musacées* du CARBAP, cette étude a été entreprise sur l'évaluation de la qualité post-récolte des fruits de quelques cultivars et hybrides de bananiers et plantains produits au Cameroun en vue d'une meilleure

valorisation sur le double plan alimentaire et de l'amélioration variétale du bananier ; sur la base des hypothèses de recherche suivantes :

1. le CARBAP dispose d'une collection de référence au sein de laquelle se trouvent de nombreuses accessions à haut potentiel en caroténoïdes ;
2. l'altitude, le cycle de production, les phénomènes de remplissage et de mûrissement des fruits de bananiers ont un impact sur le profil et la teneur en caroténoïdes de leurs pulpes ;
3. les pratiques de séchage et de cuisson à l'eau bouillante influencent les profils et les concentrations en caroténoïdes des pulpes de bananiers.

OBJECTIFS

Objectif général de l'étude

L'étude vise l'identification des cultivars de bananiers dont les fruits ont un fort potentiel en caroténoïdes et la détermination des facteurs susceptibles d'influencer les profils et les concentrations en caroténoïdes des pulpes et des produits alimentaires dérivés de la transformation.

Objectifs spécifiques de l'étude

Les objectifs spécifiques de l'étude se résument comme suit :

- OS1.** Screening des fruits de bananiers issus de la collection pour les caroténoïdes totaux ;
- OS2.** Influence de l'altitude et du cycle de production sur la teneur en caroténoïdes totaux des pulpes de quelques cultivars et hybrides de bananiers ;
- OS3.** Etude des variations des teneurs et du profil des caroténoïdes au cours de la maturation pré-récolte (remplissage) et post-récolte (mûrissement) des fruits de trois variétés de bananiers ;
- OS4.** Influence des traitements de transformation (séchage et cuisson) sur la composition en caroténoïdes des pulpes de bananiers.

CHAPITRE I : REVUE DE LA LITTERATURE

I.1. Historique du bananier

La banane apparaît pour la première fois dans les textes bouddhistes du 6^{ème} siècle avant Jésus-Christ. Son origine étymologique est le mot bantou « banana ». La banane vient du grand Sud - Est Asiatique, une vaste région s'étendant du Nord - Est de l'Inde à l'extrême Nord de l'Australie. Déjà en 200, les bananeraies organisées et exploitées par les hommes sont remarquées en Chine. Elle fut importée par les Islamistes en Palestine, les Arabes la transportèrent alors en Afrique. Les bananeraies des Caraïbes furent créées par les portugais au XV^{ème} siècle à partir de celles d'Afrique (**Alistair, 2010**).

Au tout début, la banane n'était pas plus longue que 6 à 8 cm et était remplie de nombreuses graines. C'est l'homme qui a domestiqué la banane dans sa version actuelle et comestible. La plus ancienne trace fossile date de l'ère tertiaire en Inde (**Jenny et al., 1999**). Près de 500 à 600 années avant Jésus-Christ dans le même pays, la banane était considérée comme le fruit du paradis et les Hindous prétendent qu'Eve a offert une banane à Adam (**De Gubernatis, 2011**).

Les productions bananières ont commencé à faire l'objet d'échanges internationaux dès la fin du 19^{ème} siècle. Bien avant cette date, les Européens et les Nord-américains ne pouvaient apprécier les bananes par manque de moyens appropriés à leur conservation et leur transport. Le développement des lignes de chemin de fer ainsi que les innovations technologiques dans le domaine du transport maritime réfrigéré leur ont permis de devenir le fruit le plus largement échangé à travers le monde (**Heslop-Harrison et Schwarzacher, 2007**).

I.2. Description du bananier

Le bananier est une herbe géante monocotylédone de grande taille sans tige végétative aérienne (**Figure 1**). La tige souterraine est le centre vital du bananier, lieu de formation des racines, des feuilles et de l'inflorescence. Elle est la plaque tournante du développement de la plante et de tous les échanges nutritionnels. C'est à ce niveau que se différencient les rejets assurant la pérennité de l'espèce. Ces rejets sont de véritables ramifications, des branches qui s'enracinent et se développent à leur tour (**Champion, 1963**)

Les racines primaires qui sont produites en continu tout au long de la phase végétative, sont formées dans la zone à l'interface du cortex et cylindre central (zone de Mangin). Un bananier peut produire de 400 à 700 racines dont environ 80% ne dépasseront pas un mètre de long (**Lassoudière, 2007**). Les racines sont alignées par groupes de 2 à 4 à partir d'un même méristème. La distribution des racines secondaires sur la racine primaire est contrôlée par des équilibres hormonaux.

Le pseudotrunc qui est formé de l'imbrication des gaines foliaires, assure un rôle de soutien, de stockage (réserves minérales hydriques) et de conduction. La hauteur et le diamètre du pseudotrunc sont corrélés à la croissance du système foliaire. L'inflorescence formée au sommet de la souche est poussée par la hampe florale progressant au centre du faux tronc jusqu'à l'extérieur du bouquet foliaire. Une douzaine de feuilles sont en croissance dans le faux tronc comme les éléments emboîtés dans une antenne télescopique. Chaque feuille est insérée sur la tige ou souche, et se compose d'une gaine, d'un pétiole et d'un limbe avec des nervures. Le déroulement et la sustentation de la feuille sont liés au parenchyme aquifère localisé le long de la nervure principale ou bande pulvinaire. Ce tissu assure partiellement la régulation de la transpiration du limbe : fléchissement des demi-limbes puis arcure de la nervure centrale en cas de déficit hydrique. Du point de vue physiologique, la feuille de bananier est une surface immense de plus de 3m². Elle est soumise à des gradients importants de température, de transpiration, de respiration et de déficit hydrique (**Lassoudière, 2007**).

Les bananiers sont des monocotylédones à fleurs asymétriques zygomorphes. Les fleurs sont toujours du même type mais la conformation des inflorescences de bananier est très variable. L'inflorescence se forme à l'extrémité de la tige et traverse tout le faux tronc, poussée par la hampe florale ou rachis. A l'aisselle de chaque bractée caduque (bractée florale) se situe une *main* qui est un groupe de fleurs disposées en deux rangées insérées sur un coussinet. Les fleurs sont zygomorphes de type 3 complexe : le périanthe [(3) + (2)] + 1 avec périgone (5) et tépale libre (1) ; les étamines (3) + (3 - 1). L'ovaire a de très nombreux ovules anatropes (6 étamines dont une avortée, ovaire à 3 carpelles). Les fleurs mâles ont un ovaire réduit avec un style filiforme et long, elles sont la plupart du temps caduques. Les fleurs femelles formées en premier ont un ovaire infère triloculaire avec un style épais et court. L'ovaire augmente de volume sans fécondation (parthénocarpié végétative) et constitue le doigt ou fruit. Ce dernier, constitué de la peau (péricarpe) et de

la pulpe (endocarpe), est relié au coussinet par un pédicelle. Les ovules sont avortés et les grosses cellules ovoïdes amylières des 3 carpelles constituent l'essentiel de la pulpe qui est la partie comestible du fruit du bananier (Bakry *et al.*, 1997).

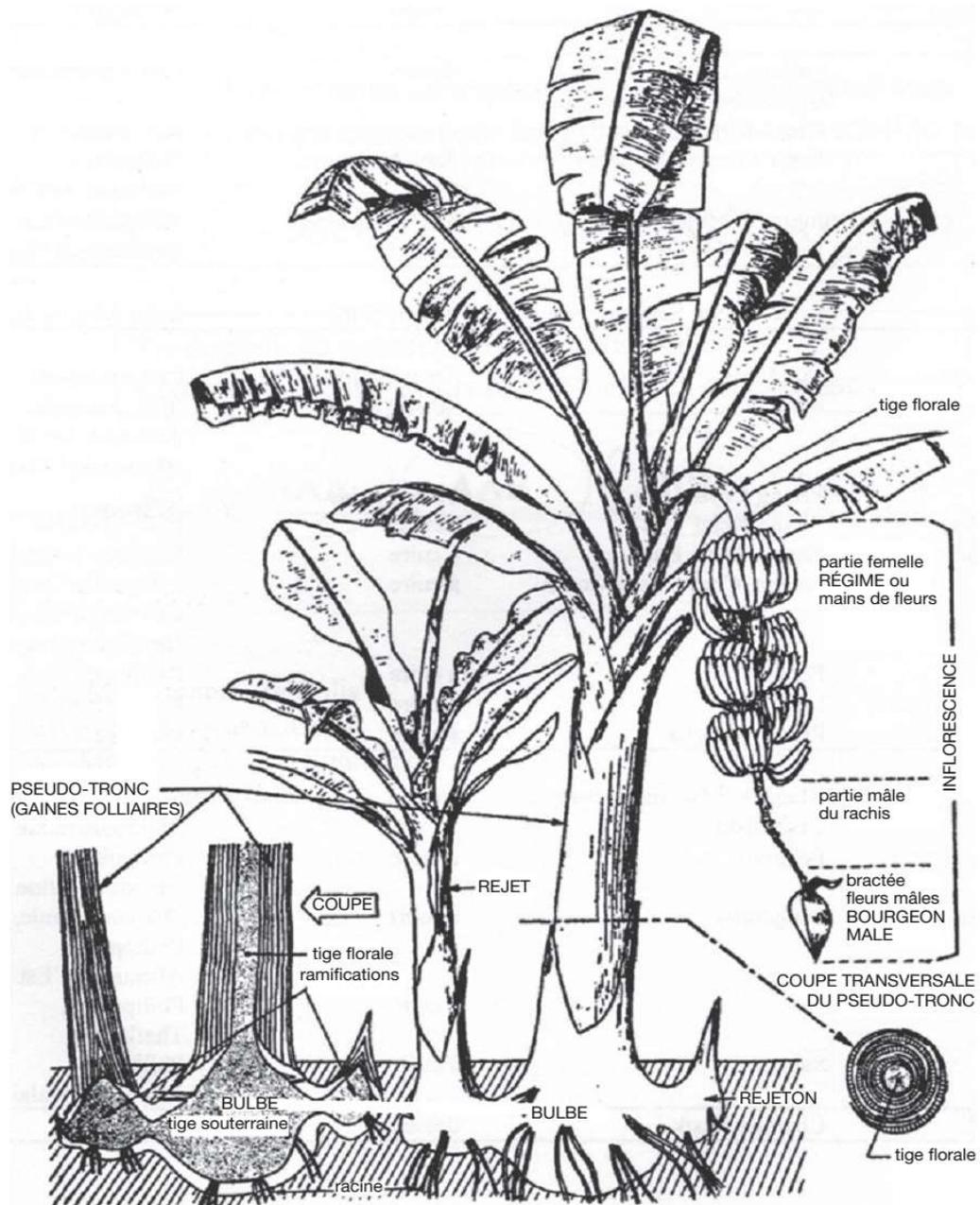


Figure 1: Représentation de l'organisation du bananier et de ses rejets (Champion, 1963).

I.3. Classification et diversité génétique du bananier

Originaires du Sud - Est Asiatique, les bananiers appartiennent au genre *Musa*, famille des musacées. La famille des *Musaceae* est membre de l'ordre des *Scitamineae* qui inclut aussi les *Cannaceae*, *Marantaceae*, *Zingiberaceae*, *Strelitziaceae* et *Lowiaceae* (**Simmonds, 1966**). La famille des *Musaceae* comporte 3 genres :

- Le genre ***Musella*** très peu représenté et localisé en Asie ;
- Le genre ***Ensete*** ne comporte pas d'espèces parthénocarpiques et ne se multiplie que par graines (espèces sauvages en Afrique et en Asie). Il est utilisé en massifs floraux, sauf en Ethiopie où la souche est consommée ;
- Le genre ***Musa*** se caractérise par des inflorescences avec des bractées insérées séparément des fleurs, à l'inverse du genre *Ensete*. Il présente une forte variabilité et dispose de 4 sections dont :
 - Les *Australimusa* (n=10) avec une espèce cultivée pour ses fibres *Musa textilis* et les Féhi des îles du Pacifique ;
 - Les *Callimusa* (n=10) avec quelques espèces ornementales dont *Musa coccinea* ;
 - Les *Rhodochlamys* (n=11) avec également des espèces ornementales parmi lesquelles *Musa ornata*, *M. velutina*, *M. laterita* ;
 - Les *Eumusa* (n=11) avec 10 à 12 espèces dont : *Musa basjoo*, *M. itinerans*, *M. schizocarpa*, *M. acuminata* et *M. balbisiana*. C'est le genre le plus diversifié comprenant plus de 1000 variétés. D'après **Horry et al. (1997)**, cette dernière section contient 11 espèces ([Tableau I](#)).

Tableau I : Classification internationale du genre *Musa* [Daniells *et al.*, (2001)]

Genre	Section	Espèces/Groupes	Sous-espèces/Sous-groupe
MUSA	<i>EUMUSA</i> (2n=22)	Espèces sauvages	
		acuminata	banksii burmannica burmannicoides malaccensis microcarpa truncata siamea zebrina errans*
		balbisiana schizocarpa basjoo itinerans* flaviflora* sikkimensis* cheesmani* nagensium* halabanensis* ochracea*	
	<i>RHODOCHLAMYS</i> (2n=22)	Espèces sauvages	
		laterita ornata sanguinea velutina	
	<i>CALLIMUSA</i> (2n=20)	Espèces sauvages	
		coccinea violascens gracilis borneensis* beccarii* salaccensis*	
	<i>AUSTRALIMUSA</i> (2n= 20)	Espèces sauvages	
maclayi maclayi maclayi maclayi peekelii peekelii jackeyi lolodensis textilis bukensis*		maclayi var. maclayi maclayi var. namatani maclayi var. erecta* ailuluai peekelii angustigemma	

Source : *Musalogue*, Diversity in the genus *Musa*. Daniells *et al.*, (2001)

* Les espèces ou les groupes ne sont pas représentés dans le *Musalogue*.

La morphotaxonomie a permis de caractériser les variétés de bananiers et de dresser les bases de la classification botanique adoptée aujourd'hui. Cité par **Jenny et al. (1999)**, Kurz a proposé dès 1865 l'hypothèse d'une origine bispécifique – *Musa acuminata* et *M. balbisiana* – des cultivars (**Figure 2**). **Simmonds et Shepherd (1955)** en se fondant sur une méthode de scores, ont précisé la contribution relative des deux espèces de départ dans la constitution des cultivars. Parmi les nombreux caractères morphologiques qui permettent de caractériser un bananier, ces auteurs en ont retenu quinze, choisis en raison de leur stabilité et de leur capacité à discriminer les différents groupes de bananiers cultivés. Chaque caractère a été quantifié sur une gamme de 1 à 5, où 1 correspond à une expression phénotypique des bananiers sauvages de l'espèce *M. acuminata* notée A, et 5 à celle des bananiers sauvages de l'espèce *M. balbisiana* notée B.

Pour chaque cultivar, le niveau de ploïdie et le score obtenu par addition des notes pour chacun des quinze caractères déterminent sa constitution génomique et, par conséquent, son appartenance à un groupe donné. La majorité des cultivars se classent dans les groupes AA, AAA, AAB et ABB. Bien que la plupart des cultivars dérivent des deux espèces *Musa acuminata* et *M. balbisiana*, **Shepherd et Ferreira (1982)** ont identifié des cultivars dérivant d'hybridations avec *M. schizocarpa*. Ceci a été confirmé par **Carreel et al. (1994)**, qui ont indiqué qu'un clone des Philippines (*Butuhan*) est le résultat d'une ancienne hybridation entre *M. balbisiana* et *M. textilis*.

Au sein de chaque groupe génomique, sont rassemblés en sous-groupes les cultivars qui présentent une forte proportion de caractères morphotaxonomiques communs et qui dérivent souvent les uns des autres par mutation (**Tableau II**). Les informations fournies par les marqueurs moléculaires ont démontré l'implication marginale de *M. schizocarpa* (génomme S, section *Eumusa*) et de *M. textilis* (génomme T, *Australimusa*, $2n = 2x = 20$) dans la constitution génomique de quelques cultivars, qui sont classés AS, AT ou AAT (**Jenny et al., 1999**).

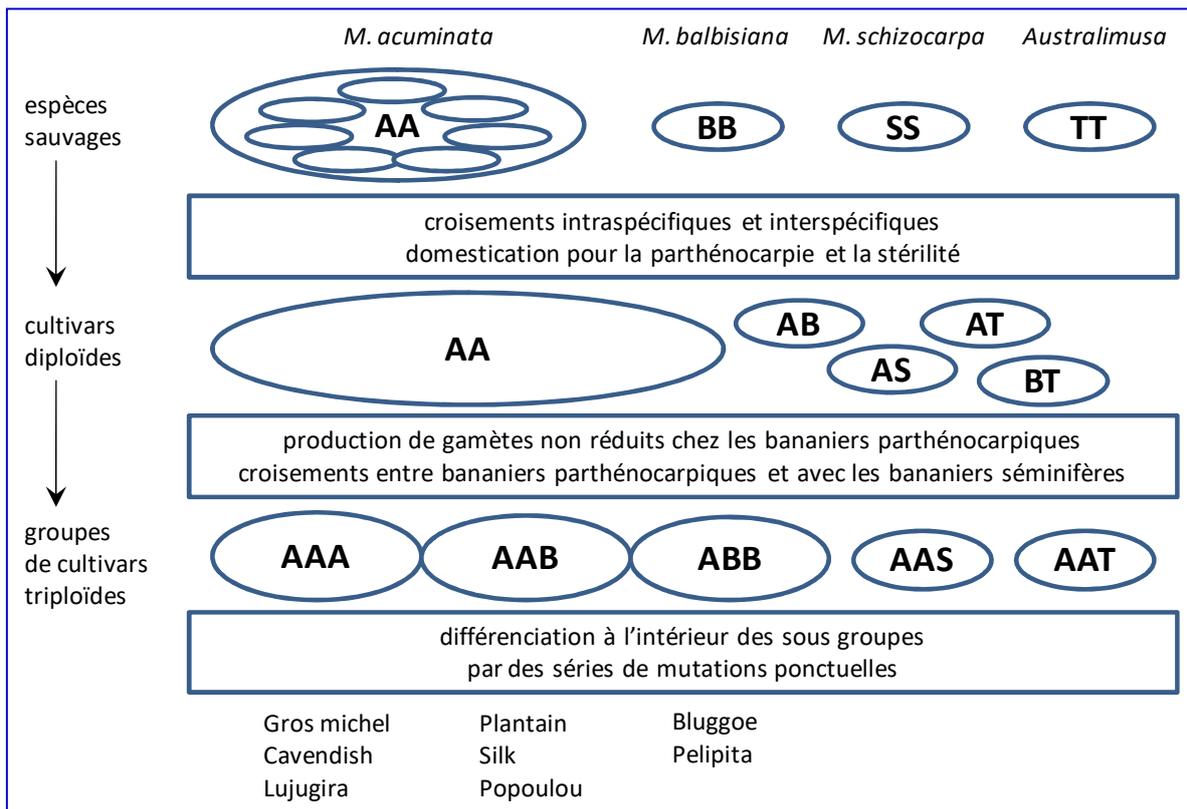


Figure 2: Schéma de la domestication des bananiers. (Jenny *et al.*, 1999)

Tableau II : Les différents types de bananiers triploïdes cultivés.

Groupe génomique	Sous-groupe	Type*	Répartition géographique actuelle
AAA	Gros Michel** Cavendish** Figue Rose Lujugira-Mutika Ibota	dessert dessert dessert à cuire, à bière dessert	monde, zones de production industrielle Pacifique, Antilles, Philippines Afrique de l'Est Thaïlande, Afrique centrale
AAB	Figue Pomme Pome - Prata Mysore Pisang Kelat Pisang Rajah Plantain** Popoulou-Maia Maoli Laknao Iholena	dessert dessert dessert mixte mixte à cuire à cuire à cuire à cuire	Extrême orient Amérique latine, Caraïbe Inde, Australie, Hawaii Brésil, Afrique Inde, Brésil Inde, Malaisie Malaisie, Indonésie Philippines, Amérique latine Afrique du Centre et de l'ouest, Caraïbe Pacifique Philippines Pacifique
ABB	Bluggoe** Monthan Pelipita Pisang Awak Peyan Saba	à cuire à cuire à cuire dessert à cuire à cuire	Philippines, Pacifique, Amérique latine, Caraïbe, Afrique de l'Est Inde Amérique du Sud Inde Inde Philippines

* La qualité dessert ou à cuire d'un fruit est très subjective, la plupart des types dessert peuvent être consommés cuits, mais l'inverse n'est que très rarement vrai.

** Sous-groupes les plus répandus.

I.4. Culture du bananier

Le bananier est cultivé dans plus de 120 pays des régions tropicales et subtropicales du monde sous divers systèmes de culture, à savoir :

- La culture traditionnelle sans intrants

- **La culture « de case »** : qui consiste à planter les bananiers aux abords de la maison afin que ceux-ci profitent au maximum des déchets ménagers. C'est en général dans ce type de culture que l'on rencontre les plus beaux bananiers. En effet, ils sont plantés (i) soit sur des talus formés par la terre superficielle balayée autour de la case et par les déchets organiques de toutes sortes, (ii) soit au fond des fosses dans lesquelles sont jetés les détritiques et qui servent souvent de lieux d'aisance. Dans les 2 cas, les bananiers sont cultivés en touffes qui seront conservées pendant 4 à 5 ans.

- **La culture associée** : les cultures sont mises en place sur les terrains aussi proches que possible de l'habitat. Ces terrains sont traditionnellement pris sur la forêt ou re-cultivés après une longue jachère. Ce système repose sur des associations de différentes cultures, chacune exploitant un étage souterrain et aérien théoriquement différent (**Tézenas du Montcel, 1985**).

- La culture paysanne encadrée avec intrants

Dans ces systèmes de culture, la production des bananiers est destinée à la vente sur les grands centres urbains les plus proches, voire à l'exportation. On admet que le planteur ou le groupe de planteurs possède au départ les investissements nécessaires à la création et au suivi de la plantation. Les plantations peuvent être de 2 types : les plantations de bananiers en culture pure et les plantations de bananiers avec une culture intercalaire.

- La culture intensive

Elle est pratiquée par des grands groupes de planteurs et la production est destinée à l'exportation sous régionale ou internationale selon qu'il s'agisse de la banane plantain ou de la banane dessert. La culture intensive du bananier nécessite des investissements énormes et requiert des étapes spécifiques qui garantissent la qualité de la production au bout du processus. Selon **Tézenas du Montcel (1985)**, il s'agit entre autres de :

- l'assainissement et amélioration de la fertilité du sol (création du vide sanitaire, mise en place de la jachère, rotation culturale) ;
- l'aménagement de la parcelle (aménagement des pistes, circulation de l'eau, transport, brise-vent) ;
- la préparation du sol (adaptation des sols, incorporation des amendements et des engrais) ;
- la plantation et replantation (densité, dispositif et mode de plantation, variétés, homogénéité) ;
- la conduite des populations (œilletonnage de sélection et d'entretien, recépages, remplacement, etc.) ;
- l'amendement et fertilisation (apports organiques, amendements minéraux, fertilisation d'entretien) ;
- l'irrigation et l'entretien du sol ;
- la récolte et les soins aux fruits.

I.5. Production bananière

Le bananier est une plante très exigeante. Les contraintes climatiques (*pluie, température, vent, insolation, etc.*), les contraintes liées au sol (*structure, composition en matière organique ou minérale, etc.*), les systèmes de culture et la qualité du matériel végétal de plantation ainsi que d'autres facteurs relatifs au suivi de la plantation conditionnent la production des bananes et plantains. Selon la **FAO (2011^b)**, près de 95 595 965 tonnes de banane contre 34 316 133 tonnes de plantains ont été produites dans le monde entier en 2009. Les **tableaux III** et **IV** ci-dessous présentent les productions camerounaise et mondiale des bananes et plantains au cours de la dernière décennie.

Au Cameroun, la production des plantains est effectuée par plus de 600 000 producteurs. Elle a été estimée en 2016 à 4 314 910 tonnes par la **FAO (2018)**. Cette production est destinée à l'autoconsommation, à la vente dans les marchés locaux et à l'exportation dans les pays de la sous-région Afrique centrale. Actuellement, les initiatives de cultures intensives de bananier plantain commencent à voir le jour grâce aux actions incitatives et la mise en place des programmes intégrant le développement de la filière plantain par le gouvernement camerounais. Il s'agit du :

- i) Projet d'Amélioration de la Compétitivité Agricole (PACA) dont l'objectif de développement est d'accroître la compétitivité des organisations de producteurs bénéficiaires (OP) qui travaillent sur les filières spécifiques dont le bananier plantain ;
- ii) Programme de Relance de la Filière Plantain (PRFP) dont l'objectif global est d'augmenter la production et les revenus des acteurs de la filière pour favoriser la croissance et l'emploi ;
- iii) Programme de Reconversion Economique de la filière Banane Plantain (PREBAP) qui vise à bâtir l'agro-industrie de la filière banane plantain par un transfert de savoir et de savoir-faire en matière de techniques de production, de transformation et de commercialisation aux principaux acteurs, tout en assurant le suivi scientifique, la recherche d'accompagnement et la recherche d'anticipation.

Par ailleurs, depuis 1988, la filière banane dessert au Cameroun a fait l'objet d'investissements importants qui lui ont permis, dès 1993 d'atteindre des niveaux de rendement de 44 tonnes/ha et de production de 113 000 tonnes nettes. Les tonnages exportés en 2016 s'élèvent à 1 187 547 tonnes. Cette filière banane représente environ

12 000 emplois directs et 50 000 emplois indirects, ce qui en fait le second pourvoyeur d'emploi du pays après l'état. La banane camerounaise occupe le 4^{ème} rang du marché européen de la banane. Trois groupes de producteurs principaux, SPM, PHP, et CDC se partagent la culture de la banane camerounaise. Les surfaces cultivées de manière intensive sont de 72 359 ha en 2016 (FAO, 2018).

Tableau III : Données relatives à la production des bananes et plantains au Cameroun

Année	Surface cultivée ⁱ (ha)		Rendement ⁱⁱ (hg/ha)		Production ⁱ (tonnes)	
	Banane	Plantain	Banane	Plantain	Banane	Plantain
2000	86 303	189 773	72 573	61 323	626 330	1 163 740
2001	66 347	191 247	95 221	62 064	631 766	1 186 959
2002	77 399	232 483	89 521	53 209	692 886	1 237 010
2003	79 721	239 458	93 258	53 260	743 466	1 275 362
2004	82 113	246 642	97 151	53 312	797 739	1 314 898
2005	96 612	252 453	96 256	79 720	929 950	2 012 548
2006	98 336	272 406	98 638	79 860	969 967	2 175 434
2007	60 236	193 836	169 999	120 619	1 024 004	2 338 036
2008	63 414	208 387	170 000	120 000	1 078 041	2 500 639
2009	71 896	230 545	170 139	119 671	1 223 233	2 758 953
2010	77 120	260 301	172 958	122 250	1 333 851	3 182 184
2011	113 906	282 561	122 441	110 857	1 394 675	3 132 382
2012	107 620	328 890	136 685	108 526	1 471 007	3 569 318
2013	114 302	309 107	140 000	119 444	1 600 231	3 692 108
2014	66 385	313 195	160 825	123 703	1 067 636	3 874 309
2015	67 956	311 329	159 338	123 048	1 082 800	4 076 923
2016	72 359	343 059	164 119	124 687	1 187 547	4 314 910

Source : FAOSTAT, <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC> (FAO, 2018); consultée le 1^{er} février 2018

i = Peut inclure des données officielles, semi-officielles ou estimées ; *ii* = Donnée calculée

Tableau IV : Données relatives à la production des bananes et plantains dans le Monde

Année	Surface cultivée ⁱ (ha)		Rendement ⁱⁱ (hg/ha)		Production ⁱ (tonnes)	
	Banane	Plantain	Banane	Plantain	Banane	Plantain
2000	4555665	4983485	147543	62470	67215551	31133732
2001	4536078	5061293	154445	64364	70057548	32576683
2002	4622845	5157651	157732	63309	72916972	32652385
2003	4755170	5178751	157607	63624	74944691	32949499
2004	4784373	5171375	165968	64267	79405360	32234993
2005	4783392	5183923	174910	65243	83666488	33821308
2006	5042856	5210309	175800	66134	88653166	34458095
2007	5054629	5160706	186797	68861	94418759	35537353
2008	5167148	4422531	191139	68928	98764392	30483608
2009	5312321	4453615	194685	69238	103423105	30835823
2010	5400390	4582390	201217	69286	108665134	31749571
2011	5496539	4587899	199089	70162	109430205	32189827
2012	5274021	4686234	204418	71049	107810272	33295121
2013	5286085	4715692	209067	71475	110514408	33705420
2014	5318259	4737983	209299	74016	111310739	35068687
2015	5446651	4795300	211579	74477	115239574	35713826
2016	5494005	4687974	206189	74795	113280302	35063802

Source : FAOSTAT, <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC> (FAO, 2018); consultée le 1^{er} février 2018

i = Peut inclure des données officielles, semi-officielles ou estimées ; *ii* = Donnée calculée

I.6. Utilisation du bananier

La plus ancienne trace fossile du bananier date de l'ère tertiaire en Inde. L'histoire raconte que 500 à 600 années avant Jésus-Christ dans le même pays, la banane était considérée comme le fruit du paradis et les Hindous prétendent qu'Eve a offert une banane à Adam. Au Sri Lanka, on ajoute que les feuilles de bananiers leur servirent à se vêtir lorsqu'ils furent chassés du paradis terrestre. En effet, le bananier sauvage a été utilisé pour d'autres qualités que son fruit dont de nombreuses utilisations existent encore aujourd'hui. Avec le pseudo-tronc qui fournit des fibres, il est possible de fabriquer des liens, des cordages, des vêtements, des sacs et l'on s'aperçut rapidement que les pseudo-troncs pouvaient devenir d'excellents flotteurs pour leurs embarcations. Le cœur du faux-tronc est donné au bétail. Les feuilles font office d'abri, d'emballage de cuisson, d'assiette de service et même de cahier pour prendre des notes.

Bien que les bananiers soient également cultivés pour leurs feuilles et fibres, les pulpes de bananes dessert, de plantains et d'autres bananes à cuire constituent un aliment de

base pour des millions de personnes dans les régions tropicales et subtropicales où elles sont produites et largement consommées par les populations rurales et urbaines. Au Cameroun, les recettes dérivées de leurs transformations sont fortement liées aux origines ethno - culturelles des consommateurs (**Ngoh Newilah et al., 2005^b**). En cas d'amélioration du pouvoir d'achat des populations, elles pourraient dans certains cas déclasser le riz et le manioc (**Dury et al., 2002**). La consommation du plantain est liée dans certaines familles à des occasions ou cérémonies telles le mariage, la dote, les funérailles et dans certains cas, leur présence est obligatoire au cours du repas (**Tchango Tchango et al., 2000; Ngoh Newilah et al., 2005^b**). Quelques recettes culinaires réalisées avec du plantain et/ou de la banane et propres aux populations des différentes régions du Cameroun ont été inventoriées et les protocoles de préparation minutieusement décrites (**Grimaldi et Bikia 1985, Ngoh Newilah et al., 2005^a**). Les utilisations traditionnelles de la banane et du plantain sont multiples, elles varient selon les pays et les habitudes alimentaires. Les différentes utilisations alimentaires et non alimentaires du plantain au Nigeria ont été largement discutées par **Ogazi (1996)**. Les méthodes de préparation et les utilisations traditionnelles de la banane plantain en Côte d'Ivoire (**Marchal, 1990 ; Mosso et al., 1996**) au Nigeria et au Ghana (**Dadzie, 1993 ; Dadzie, 1994**) ont également été décrites.

I.7. Composition des fruits du bananier

I.7.1. Composition générale des fruits

Plusieurs études relèvent la composition des fruits des bananes dessert. Les fruits de plantain n'ont pas fait l'objet d'investigations poussées. Les pulpes des bananes et des plantains sont une source importante d'hydrates de carbone et fournissent plus de 25% des besoins journaliers en glucides alimentaires et 10% des besoins énergétiques journaliers pour plusieurs millions d'individus. Le [tableau V](#) présente des données relatives à la composition nutritionnelle des pulpes crues des fruits des bananiers [adapté de **Sharrock et Lusty (2000)**]

Tableau V : Valeur nutritive des bananes et plantains (par 100 g de portion crue consommable)

Constituant	Banane	Plantain
eau (g)	74,26	65,28
Protéine (g)	1,03	1,30
Lipide (g)	0,48	0,37
glucide (g)	23,43	31,89
Calcium (mg)	6,00	6,00
Fer (mg)	0,31	0,60
Potassium (mg)	396	499
Sodium (mg)	1,00	4,00
Vitamine C (mg)	9,1	18,4
Thiamine (mg)*	0,045	0,052
Riboflavine (mg)*	0,10	0,054
Niacine (mg)*	0,54	0,686
Vitamine A (IU)	81,00	1127

Source: Adaptée de **Sharrock et Lusty (2000)**, à partir des données provenant de : *United States Department of Agriculture nutrient database*

Très peu d'information existe également sur les constituants de la peau. Elles concernent essentiellement les paramètres physicochimiques (épaisseur, pH et taux de matière sèche) évalués sur quelques cultivars et hybrides de bananiers (**Ngoh Newilah et al., 2009^b ; Ngoh Newilah et al., 2011**). Par ailleurs, la composition de la banane (incluant la teneur en pigment, en amidon, en sucres et la nature de ses composés volatils) et ses activités enzymatiques dépendent de nombreux paramètres tels que le cultivar, les facteurs externes influençant la croissance du fruit et son état de maturité (**Brat et al., 2004 ; Zude, 2003 ; Zhang et al., 2005**). Toutefois, d'importantes variations au niveau de la teneur en amidon, en tanins, en sucres mais également au niveau de l'activité pectine estérase, amylase et polyphénol oxydase entre les productions des différentes saisons et les bananes à des stades de maturité différents ont été observées (**Chang et al., 1990 ; Omoaka, 2000**).

Les bananes vertes subissent des changements biochimiques durant leur maturation. Ces changements incluent l'augmentation des polysaccharides solubles, des composés organiques, le clivage de la chlorophylle et la polymérisation des composés phénoliques. L'eau et les glucides constituent à eux seuls 90% du poids frais du fruit (**Ngeze, 1994**).

A la récolte la pulpe fraîche des bananes desserts contient en moyenne 72,5% d'eau et la peau 89,9%. Au cours de la maturation la teneur en eau de la pulpe augmente tandis que celle de la peau diminue d'une part par transpiration et d'autre part à cause de la pression osmotique élevée dans la pulpe (**John et Marchal, 1995**).

Les lipides et les protéines ne sont présents qu'à l'état de traces. Les protéines représentent 1,2 % en moyenne du poids frais d'une banane verte (**Ngeze, 1994**). La teneur et la composition lipidique varient également au cours de la maturation du fruit. Les lipides sont faiblement représentés mais jouent cependant un rôle important comme support d'arômes naturels dans le fruit. Les principaux acides gras rencontrés sont : l'acide palmitique, oléique, linoléique et linoléique avec une tendance à la perte d'acides gras insaturés au cours de la maturation (**Seymour, 1993**).

La plus grande modification biochimique durant la maturation post-récolte du fruit est l'hydrolyse de l'amidon en sucres simples. Les bananes vertes contiennent un taux élevé d'amidon insoluble. Lors de la récolte, l'amidon est le constituant le plus abondant de la pulpe de banane en comparaison au glucose, fructose et saccharose (**Lizada et al., 1990**). Ces derniers sont les trois principaux types de sucres rencontrés dans les fruits de bananes mûres dans les proportions de 1:1:2 (**Prabha et Bhagyalakshmi, 1998 ; Omoaka, 2000**), le saccharose apparaissant avant le glucose et le fructose. En termes de pourcentage de poids sec, chez la Cavendish, la teneur en amidon passe de 70-80% à moins de 1% en fin de phase climactérique tandis que les sucres, principalement le sucrose, représentent alors de 10 à plus de 16% du poids frais du fruit indiquant un taux élevé de conversion (**Zhang et al., 2005**). Cette conversion durant la maturation des fruits implique différentes enzymes et de nombreuses voies de transformation encore non étudiées actuellement. Toutefois, on sait que les amylases sont impliquées dans l'hydrolyse de l'amidon mais probablement pas dans la synthèse du saccharose (**Zhang et al., 2005**).

Les bananes contiennent d'autres composés hydrosolubles tels que les pectines et les acides aminés (**Omoaka, 2000**). Les hémicelluloses diminuent de 2,4% à 0,9% en poids de matière sèche au cours de la maturation et les pectines, quant à elles, passent de 1,1% à 0,8%. Aucun changement n'est par contre observé pour la cellulose (**Prabha et Bhagyalakshmi, 1998**).

Les bananes contiennent également les éléments majeurs suivants : Na, K, Ca, Mg et P ainsi que du Fe, Cu, Zn, Mn et B qui sont les éléments mineurs et les caroténoïdes. Leur concentration varie également en fonction de divers paramètres comme le stade de maturité, le cultivar, les conditions de croissance et l'origine des bananes (**Hardisson et al., 2001**).

Les bananes sont des fruits riches en composés phénoliques (**Ngoh Newilah et al., 2010**). On y retrouve par exemple du 3,4-dihydroxyphenyléthylamine, 3,4-dihydroxyphenylalanine et de la dopamine (**Seymour, 1993**). Ces composés provoquent le brunissement des tissus lorsqu'ils sont oxydés par l'enzyme polyphénol oxydase. La dopamine est le principal substrat du brunissement des bananes (**Palmer, 1971**). Sa concentration dans la pulpe de bananes immatures est d'environ 50 mg/g de pulpe fraîche et diminue de la moitié lorsque le fruit mûrit. Dans la peau des fruits verts sa concentration est en moyenne de 700 mg/g de peau fraîche et la maturation réduit sa concentration à moins d'un tiers. Le taux de brunissement de la pulpe est fonction de la concentration en dopamine et en acide ascorbique (lequel inhibe le processus de brunissement) plutôt que la concentration seule en polyphénol oxydase.

I.7.2. Micronutriments

Plusieurs personnes ne reçoivent pas suffisamment les vitamines et minéraux essentiels pour leur alimentation et souffrent de la malnutrition en micronutriments encore appelée '*faim cachée*' qui affecte leur chance de survie et leur développement.

a. Les Minéraux

En plus de l'eau et les macronutriments, les aliments contiennent également des matières minérales. Une vingtaine de minéraux présente un caractère essentiel chez l'homme. Ils sont classés en 2 catégories :

- Les minéraux majeurs ou macroéléments qui sont le calcium (Ca), le chlore (Cl), le magnésium (Mg), le phosphore (P), le potassium (K) et le sodium (Na).
- Les oligo-éléments ou éléments en traces qui comprennent l'arsenic (As), le bore (B), le chrome (Cr), le cobalt (Co), le cuivre (Cu), le fer (Fe), le fluor (F), l'iode (I), le manganèse (Mn), le molybdène (Mo), le Nickel (Ni), le sélénium (Se), le silicium (Si), le vanadium (V) et le zinc (Zn). Ces minéraux se trouvent en quantités inférieures à 5 g dans le corps humain.

Les apports quotidiens en éléments minéraux permettent de compenser les pertes inévitables ; une alimentation équilibrée et variée permet de garantir ces apports. Les éléments minéraux sont solubles dans l'eau d'où une perte plus ou moins importante en fonction des modes de préparation des aliments. Les minéraux interviennent pratiquement partout dans notre corps : pas un organe qui n'a besoin de calcium, de sodium ou de phosphore. Les lignes suivantes présenteront quelques minéraux majeurs et éléments en traces, leurs rôles dans l'organisme et leurs sources majeures (FAO, 2002^b).

b. Les Vitamines

Les vitamines font partie d'un groupe de divers micronutriments qui sont indispensables dans le régime pour assurer les fonctions métaboliques essentielles, pour aider à sauvegarder l'intégrité de la structure des tissus de l'organisme et pour permettre à celui-ci de s'adapter aux conditions physiologiques. Un apport régulier de vitamines dans le régime alimentaire est par conséquent essentiel et des carences vitaminiques peuvent entraîner des affections qui sont accompagnées de signes cliniques caractéristiques chez les nourrissons, les enfants et les adultes. Parmi les vitamines hydrosolubles, on compte le complexe des vitamines B (thiamine, riboflavine, pyridoxine ou vitamine B₆, niacine, acide folique, cyanocobalamine, carnitine et choline), et la vitamine C. Les autres vitamines B sont l'acide panthothénique et la biotine. Les vitamines incluses dans le complexe vitaminique B sont hydrosolubles et sont presque toutes des composantes des co-enzymes qui catalysent avec les enzymes, divers processus physiologiques (FAO, 2002^b).

Les vitamines A, D, E et K sont dites liposolubles parce qu'elles sont solubles dans les solvants organiques et sont absorbées ainsi que transportées, comme le sont les graisses. Des carences en ces vitamines sont observées dans les pays en voie de développement alors qu'elles ont presque disparu dans les pays développés.

1.7.3. Les caroténoïdes alimentaires et la vitamine A

Les caroténoïdes sont un groupe de plusieurs centaines de substances naturelles largement distribuées dans la nature qui jouent le rôle de pigments et sont responsables des colorations jaune, orange et rouge dans beaucoup de fruits, légumes, racines, fleurs,

poissons, invertébrés et oiseaux. Essentiels pour la photosynthèse et fonctionnant comme des substances attractives dans les organes de certaines plantes supérieures (**Demmig-Adams et al., 1996**), ils sont présents de manière invariable dans les chloroplastes des plantes supérieures bien que dans ces tissus photosynthétiques, leur coloration soit masquée par celle de la chlorophylle. Sur le plan alimentaire, ils sont présents dans les fruits et légumes tels que les carottes (α - et β -carotènes), les tomates et les melons (lycopène), les agrumes (β -cryptoxanthine), les épinards et les endives (β -carotène et lutéine) et le maïs (zéaxanthine) (**Palace et al., 1999 ; Rock, 1997**). On les retrouve aussi chez les algues, les bactéries, les moisissures et les levures. Il est estimé que la nature produit environ 100 millions de tonnes de caroténoïdes par an (**Rodriguez - Amaya, 1997**).

Leur structure de base comprend toujours un ensemble de doubles liaisons conjuguées, responsables de la couleur caractéristique. Ils possèdent en outre des groupes terminaux caractéristiques dont le cycle β -ionone du β -carotène qui donnera naissance au rétinol. Deux groupes majeurs peuvent alors être distingués : les xanthophylles qui sont des caroténoïdes porteurs de substituants oxygénés (dont la lutéine, zéaxanthine et la cryptoxanthine), et les carotènes (α - et β -carotène, lycopène) qui ne contiennent pas d'oxygène (**Rao et Agarwal, 1999**). En effet, la structure de base des caroténoïdes est un tétra terpène de 40 carbones, symétrique et linéaire construit à partir de huit unités isopréniques de 5 carbones, reliées de sorte que la séquence soit inversée au centre (**Annexes a et b**). Le squelette de base peut être modifié de plusieurs manières telles que l'hydrogénation, la déshydrogénation, la cyclisation, la migration des doubles liaisons, l'extension ou la réduction de la chaîne, le réarrangement, l'isomérisation, l'introduction des fonctions oxygénées ou la combinaison de ces processus, qui résultent en une grande diversité de structures (**Brat et al., 2002**). Plus de 600 caroténoïdes apparus naturellement ont été isolés et caractérisés, leur nombre identifié dans les aliments est très faible bien que leur composition en caroténoïdes soit complexe.

Les caroténoïdes hydrocarbonés sont collectivement appelés carotènes et ceux contenant l'oxygène sont des xanthophylles ; les fonctions oxygénées régulières sont hydroxy (OH) et époxy (5,6- ou 5,8 époxides), bien que l'on rencontre aussi les groupements aldéhydes (CHO), céto (C=O), carboxy (CO₂H), carbométhoxy (CO₂Me) et méthoxy (OMe). Les caroténoïdes peuvent être acycliques (phytofluène, lycopène), monocycliques ou bi-

cycliques. La cyclisation apparaît à l'une ou aux deux extrémités de la molécule formant une à deux « six-membered β -rings » (encore appelée β -ionone) ou « ε -rings » (appelée α -ionone). Ainsi la γ -carotène monocyclique a une β -ring alors que la β -carotène, la β -cryptoxanthine, la zéaxanthine et l'astaxanthine qui sont bicycliques ont deux β -rings. L' α -carotène et la lutéine qui sont bicycliques ont chacune une β -ring et une ε -ring (**Rodriguez - Amaya, 1997**). Les caroténoïdes sont classés en fonction de leur composition chimique, de leur cyclisation (acycliques, monocycliques ou dicycliques), de l'activité spectrale (la coloration) ou des propriétés fonctionnelles (**Bauernfeind, 1972**). La [figure 3](#) présente une classification globale des caroténoïdes.

La caractéristique structurale distinctive des caroténoïdes est un système de double liaison extensive qui consiste en une alternance de doubles et simples liaisons carbone – carbone (on parle souvent de chaîne polyène). Cette portion de la molécule connue comme chromophore est responsable de l'habileté qu'ont les caroténoïdes à absorber la lumière dans le visible et par conséquent de leur forte capacité de coloration. Au moins sept doubles liaisons conjuguées des caroténoïdes sont nécessaires pour la transmission de la coloration, comme le ζ -carotène qui est jaune. La phytofluène qui a cinq doubles liaisons conjuguées est incolore. La couleur dépend de l'extension du système conjugué (c'est ainsi que le lycopène est rouge). La cyclisation entrave leur expression. Le β -carotène et le γ -carotène ont respectivement des colorations orange et rouge – orangée, bien qu'ils aient le même nombre de doubles liaisons conjuguées que le lycopène. L'intensité de la coloration des aliments dépend de la présence ou non d'un ou de plusieurs caroténoïdes, de leurs concentrations et de leur état physique.

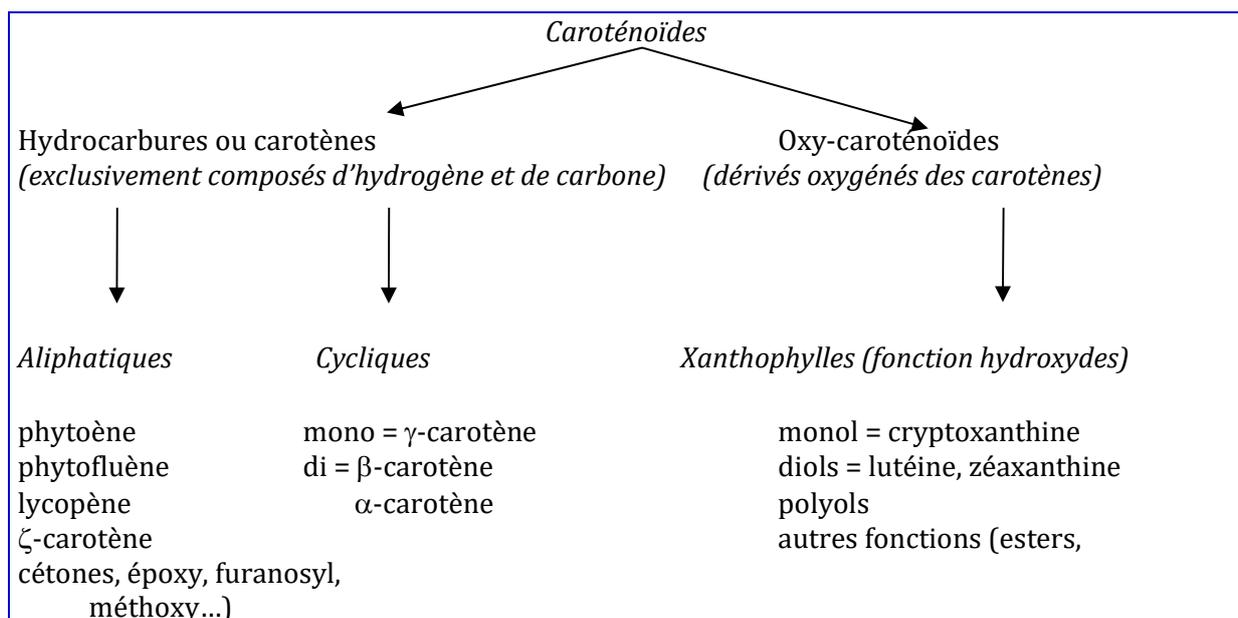


Figure 3: Classification chimique générale des caroténoïdes (**Bauernfeind, 1972**).

Les caroténoïdes sont des substances hydrophobes, lipophiles et virtuellement insolubles dans l'eau. Ils sont solubles dans les solvants tels que l'acétone, l'alcool, l'éther éthylique, le tétrahydrofurane et le chloroforme. Les carotènes sont immédiatement solubles dans l'éther de pétrole et l'hexane. Les xanthophylles se dissolvent mieux dans le méthanol et l'éthanol. Chez les plantes et les animaux, les caroténoïdes apparaissent comme des cristaux ou des solides amorphes dans des solutions lipidiques, dispersions colloïdales ou bien combinés aux protéines dans des phases aqueuses. L'association des caroténoïdes aux protéines permet leur accès à l'environnement aqueux, stabilise les caroténoïdes et change leur coloration. Parce que les plantes sont capables de synthétiser de novo les caroténoïdes, leur composition dans les aliments provenant des plantes est enrichie par la présence de petites quantités de précurseurs biosynthétiques. Bien que les caroténoïdes soient des pigments naturels des plantes, on les rencontre aussi dans certains aliments d'origine animale. Incapables de les synthétiser, les caroténoïdes des animaux dérivent de leur alimentation. Ils sont sélectivement ou non absorbés et accumulés tels quels ou légèrement modifiés (**Rodriguez - Amaya, 2001**).

Chez les invertébrés (crevettes, crabes et homard), l'astaxanthine apparaît comme des complexes caroténo-protéiques de coloration bleue, verte ou pourpre. Lors de la cuisson, la dénaturation de la protéine libère l'astaxanthine et révèle une coloration rouge.

Les caroténoïdes ont un rôle de pigments naturels des plantes. Les fonctions et actions biologiques leur sont progressivement attribuées. En effet, l'activité pro vitaminique A était connue depuis, la vitamine A des aliments est fournie sous forme préformée (retinyl ester, rétinol, rétinal, 3-dehydroretinol et l'acide rétinoïque). Celle d'origine animale comme des caroténoïdes pouvant être biologiquement transformés : ce sont des provitamines A d'où proviennent 60% de la vitamine A alimentaire (**Simpson, 1983**). Elles ont un avantage de n'être converties que lorsque l'organisme en a besoin, permettant ainsi d'éviter une toxicité potentielle suite à une surdose.

La [figure 4](#) indique que les caroténoïdes peuvent contribuer à la stimulation du système immunitaire et à la décroissance des maladies dégénératives comme le cancer, les maladies cardiovasculaires, la formation de la cataracte (**McLaren et Frigg, 2002^(b)**). Le lycopène a un effet protecteur contre les maladies cardiovasculaires et le cancer ainsi que la maladie de la prostate en particulier (**Gann et Khachick, 2003 ; Hadley et al., 2002 ; Rao et Agarwal, 2000**). L'ingestion de la lutéine et de la zéaxanthine fournirait une

protection contre la dégénérescence maculaire liée à l'âge (**Krinsky et al., 2003**). Ces effets biologiques sont indépendants de l'activité provitaminique A et ont été attribués à une propriété antioxydante des caroténoïdes à travers la désactivation des radicaux libres (atome ou groupe d'atomes possédant un électron instable, non lié) et l'atténuation des atomes libres d'oxygène (**Burton, 1989 ; Krinsky, 1993 ; Palozza et Krinsky 1992 ; Rodriguez-Amaya, 1997**). Cette habilité est liée à la présence du système de doubles liaisons conjuguées et une protection maximale est accordée à ceux ayant neuf doubles liaisons et plus.

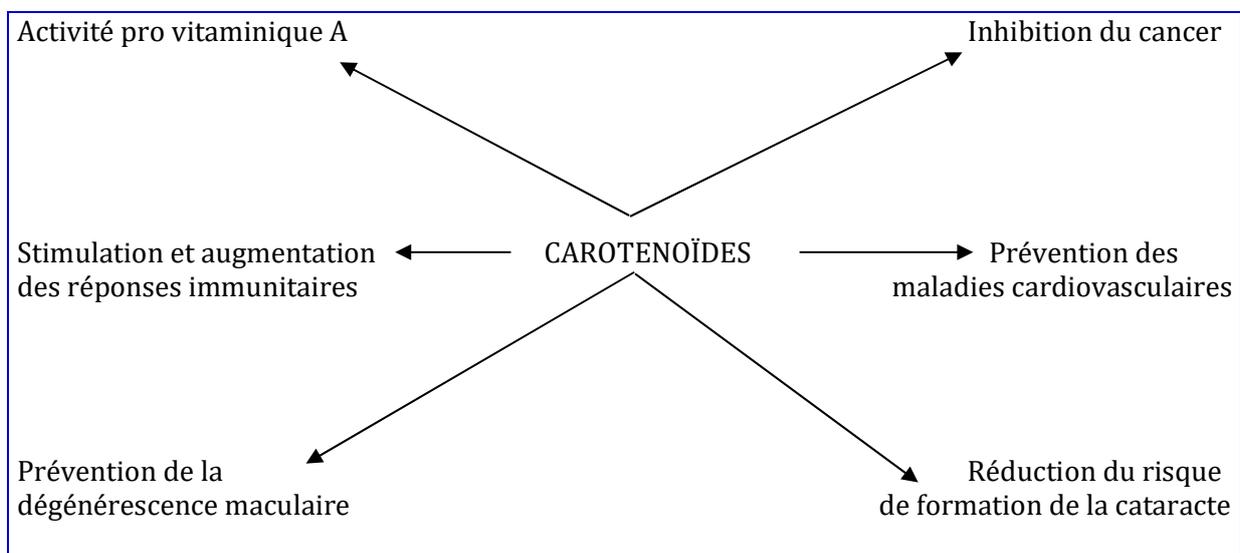


Figure 4: Fonctions ou actions bénéfiques à la santé attribuées aux caroténoïdes (**Rodriguez - Amaya, 1997 ; McLaren et Frigg, 2002^(b)**)

En effet, les caroténoïdes sont des puissants neutralisateurs de dérivés activés de l'oxygène tels que l'oxygène singulet (1O_2) et les radicaux peroxy à travers un phénomène de "quenching" physique qui implique un transfert d'énergie de l'espèce oxygénée à l'état excité vers le caroténoïde qui donne alors naissance à une espèce excitée dont l'énergie est ensuite dissipée par des interactions vibrationnelles avec des constituants de l'environnement pour redonner naissance à un caroténoïde à l'état fondamental. Dans ce processus, le caroténoïde reste intact et peut ensuite entrer dans un nouveau cycle de désactivation. Les caroténoïdes semblent être les plus puissants désactivateurs de 1O_2 d'origine naturelle et cette particularité est liée à la longueur de leur chaîne polyène.

A cet égard, le lycopène apparaît comme un des dérivés les plus efficaces en raison de sa longue chaîne polyène ouverte et de l'absence des substituants oxygénés (**Gerster, 1997**). Il semble que 1O_2 puisse aussi réagir chimiquement avec les caroténoïdes, mais ce mécanisme est moins important quantitativement que le “*quenching*” direct et a comme conséquence une destruction de la molécule. Les caroténoïdes tout comme la vitamine E sont des antioxydants lipophiles présents dans les compartiments lipidiques comme les lipoprotéines. A cet égard, ils contribuent à la protection de ces particules contre la peroxydation et à la réduction du risque cardiovasculaire (**Nève, 2002**). Une de leurs fonctions singulières est l'absorption de la lumière au cours de la photosynthèse et la protection des cellules de photosensibilisation (**Lecerf et al., 2004**).

Plusieurs facteurs peuvent entraver l'absorption et l'utilisation des provitamines A. Ainsi, la biodisponibilité des caroténoïdes est variable et difficile à évaluer. Elle est faible et selon **McLaren et Frigg (2002^(a), 2002^(b))** ; trois facteurs en sont responsables :

- (i) la matrice végétale dans laquelle les caroténoïdes sont enchassés et l'aptitude de la digestion à la déstructurer,
- (ii) l'absence des substances favorisant leur absorption comme les graisses (5 g de matières grasses par jour sont un minimum pour assurer la formation des micelles), la vitamine E (dont l'une des fonctions serait de les protéger contre l'oxydation) ou la présence des composés inhibiteurs du mécanisme d'absorption comme les fibres alimentaires, les caroténoïdes non provitamines A et les chlorophylles. En outre, il semble que l'ingestion d'alcool, de tabac et/ou de café est un obstacle à la conversion du β -carotène en vitamine A.
- (iii) l'état nutritionnel et physiologique (existence de certaines maladies et infestations parasitaires du tube digestif) des sujets, le régime alimentaire peuvent également avoir une influence sur leur absorption. Un apport suffisant en protéine et en zinc contribue au maintien du statut en vitamine A.

Le β -carotène est la plus importante des provitamines A sur la base de sa large répartition et de sa bio-activité. La plupart des échantillons de plantes alimentaires caroténogéniques analysées contiennent le β -carotène comme constituant principal ou mineur. Structurellement, la vitamine A est essentiellement la moitié du β -carotène avec un ajout d'une molécule d'eau à l'extrémité de la chaîne latérale. Tout composé naturel présentant des caractéristiques biologiques similaires à celles du rétinol est appelé vitamine A.

En effet, le rétinol est le principal précurseur de la molécule de vitamine A active. Dans l'organisme, elle existe sous forme de rétinol, de rétinal, d'acide rétinoïque et de rétinyl phosphate. Ces molécules sont altérées par l'oxygène de l'air et ces altérations sont accélérées par la lumière et la chaleur (McLaren et Frigg, 2002^a).

La vitamine A est indispensable à tous les âges de la vie. Son rôle primordial dans le mécanisme de la vision est maintenant clairement établi. Elle intervient également dans la régulation (activation, répression) de l'expression des gènes, et est ainsi impliquée dans de nombreuses fonctions de l'organisme : développement de l'embryon, croissance des cellules, renouvellement des tissus (peau, muqueuse intestinale) et des cellules du système immunitaire. En plus des propriétés de la vitamine A, le β -carotène peut agir comme antioxydant (destruction des radicaux libres). Une déficience en vitamine A conduit aux désordres de croissance, de développement, de la vision, du système immunitaire et des cas sévères peuvent entraîner la perte de la vision et la mort (McLaren et Frigg, 2002^a).

I.7.4. La caroténo-genèse dans les fruits

La plupart des fruits immatures a une coloration verte due à la présence des pigments des chloroplastes. Au cours de la maturation, l'activité photosynthétique diminue et les chlorophylles disparaissent. Au même moment, la concentration en caroténoïdes associés à ces composés diminuent continuellement. Toutefois, lorsque le fruit mûrit, cette fraction peut disparaître, ou sa concentration peut rester constante ou bien augmenter.

La caractérisation et l'étude du processus de caroténo-genèse dans les fruits ont été très productives ces dernières années, *même si celles sur les pulpes de bananiers sont extrêmement rares, voire inexistantes*. Parmi les plus représentatives, l'on peut citer les recherches basées sur les mécanismes génétiques qui contrôlent la caroténo-genèse dans les fruits de tomates et de piments (Hornero-Méndez & Minguez-Mosquera, 2000 ; Ronen *et al.*, 1999). En revanche, il n'a pas été facile d'étudier et de démontrer une caroténo-genèse dans les fruits à maturation anthocyanique (comme certaines variétés d'olive). Par ailleurs, le développement des caroténoïdes de papayes à pulpe rouge (*Carica papaya* L.) a été étudié au cours d'une période complète avant et après récolte en utilisant une méthode chromatographique (HPLC-DAD) couplée à la spectrométrie de masse (Schweiggert *et al.*, 2011). Aussi, il a été clairement démontré par Yan *et al.* (2018) que

la caroténo-genèse est largement différente dans deux variétés de citron (*Citrus maxima* (Burm) Merr.).

La biosynthèse des caroténoïdes dérive de la biosynthèse générale des isoprénoïdes, l'embranchement de ces deux voies se fait au niveau du phytoène. Quel que soit l'organisme considéré, les premières étapes de la biosynthèse des caroténoïdes sont communes. Les enzymes intervenant dans cette voie de biosynthèse sont codées par des gènes notés *crt* suivie d'une lettre. Ces gènes sont regroupés en cluster dit cluster *crt*. Les étapes de cette biosynthèse comportent :

- **La synthèse d'IsoPentenyl Pyrophosphate : IPP**

Les isoprénoïdes sont des métabolites présents dans tous les organismes vivants, leur précurseur biologique universel est l'isopentenyl pyrophosphate. Jusqu'au début des années 1990, on considérait **la voie de l'acide mévalonique** (Figure 5) comme la seule voie de biosynthèse permettant la formation d'IPP (Cane, 1999). Mais une seconde voie, celle du **deoxyxylulose phosphate** ou encore appelée **voie mévalonate-indépendante** (Figure 6), totalement différente de la première, fut découverte chez les eubactéries et les organismes eucaryotes photosynthétiques (Rohmer, 1999). Si la voie du mévalonate est considérée comme ubiquitaire, il faut aussi admettre que la voie alternative du déoxyxylulose phosphate est largement représentée dans la nature (Eisenreich *et al.*, 2001). Ces voies ne sont pas exclusives car certains organismes ont la possibilité d'utiliser la voie du mévalonate ainsi que celle du deoxyxylulose phosphate. Ainsi, chez les plantes supérieures, il apparaît l'existence des deux voies pour la synthèse d'IPP.

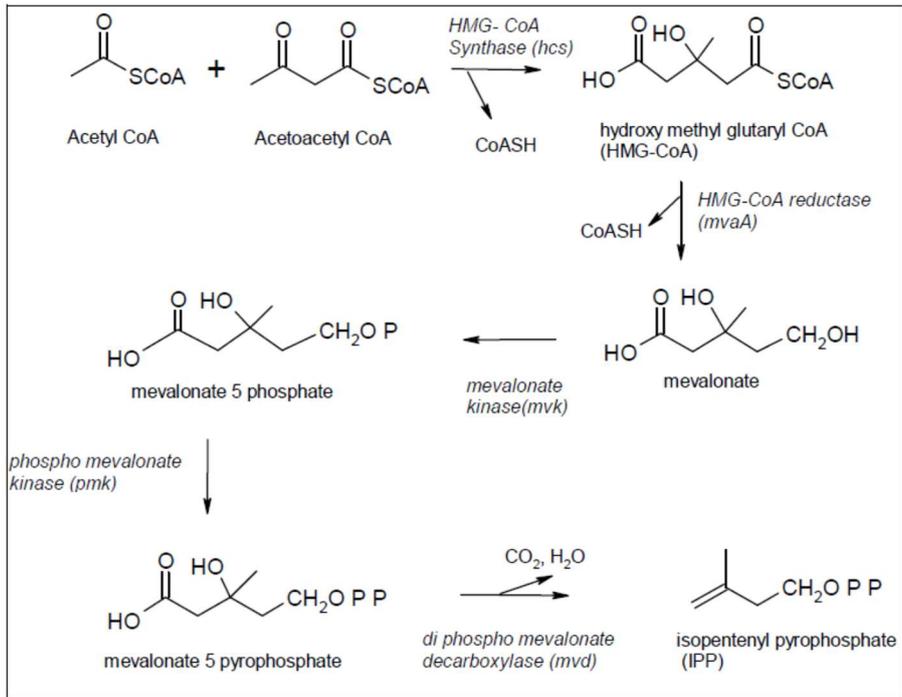


Figure 5: Synthèse d'IPP par la voie de l'acide mévalonique (Source : Cane, 1999)

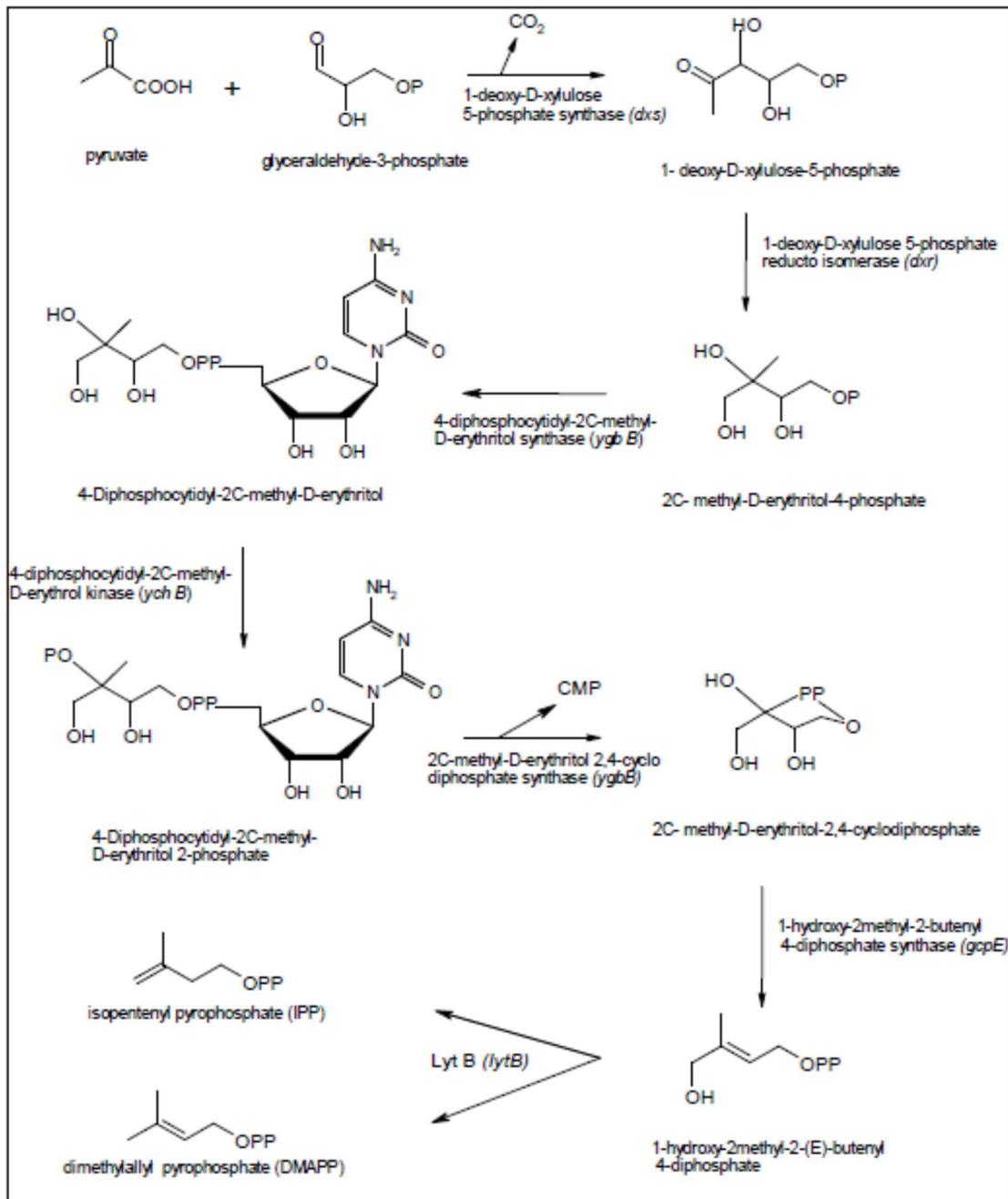


Figure 6: Synthèse d'IPP par la voie du deoxyxylulose phosphate (Source : Rohmer, 1999).

- De l'IPP au phytoène

La voie de biosynthèse générale des isoprénoïdes est présentée dans la figure 7. Tous les isoprénoïdes dérivent de la condensation de plusieurs unités IPP. Ils sont formés après isomérisation de l'IPP en DMAPP par des condensations successives entre les carbones 1' et 4 avec des molécules d'IPP. La liaison carbone est formée entre le carbone 4 de l'IPP et le carbone 1 du co-substrat allylique. Pour toutes ces réactions prényl transférase on observe un mécanisme identique de « head-to-tail joining » (Sandmann, 2001).

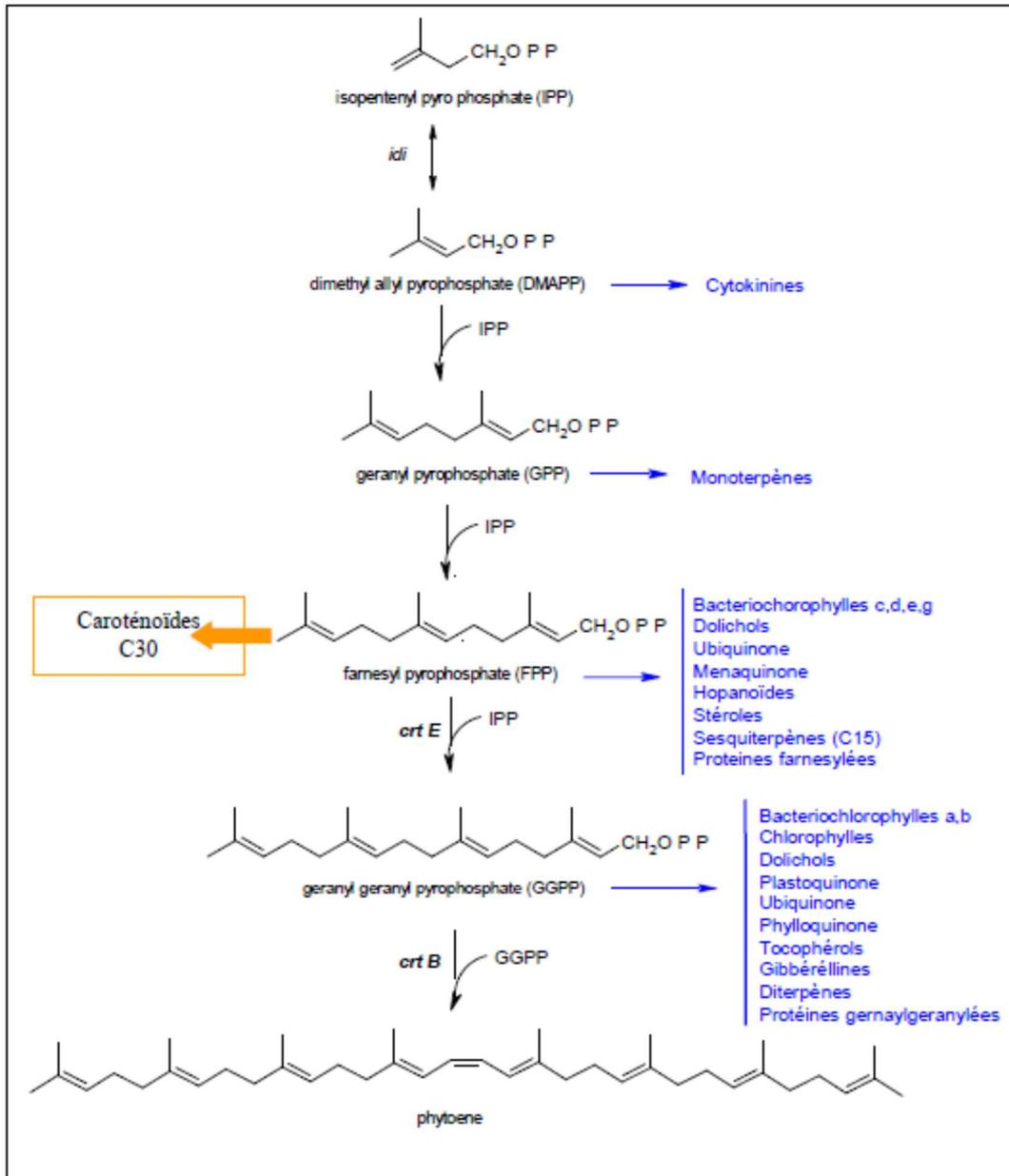


Figure 7: Voie de biosynthèse générale des isoprénoïdes (Source : **Armstrong, 1994**)

- Désaturations successives du phytoène

Le phytoène est le premier composé en C40 précurseur des caroténoïdes. Son appartenance à la famille des caroténoïdes repose uniquement sur un critère de biosynthèse. En effet comme la majorité des membres de cette famille, il est issu de la condensation de 8 unités IPP. Mais ce composé n'est pas un vrai caroténoïde dans la mesure où il n'absorbe pas la lumière visible. Bien qu'il possède 9 doubles liaisons, seules trois sont conjuguées ce qui est insuffisant pour créer un chromophore. Le phytoène est incolore, il absorbe dans l'U.V. à 285 nm (**Britton et al., 1995**).

Afin d'obtenir un système de double liaisons conjuguées permettant l'absorption dans le visible, le phytoène va subir plusieurs désaturations successives (Figure 8). C'est à partir des produits de la désaturation du phytoène : neurosporène et lycopène que la voie de biosynthèse des caroténoïdes se divise en plusieurs branches qui donnent lieu à cette grande variété de caroténoïdes. Les étapes suivantes seront nommées étapes tardives de la caroténogénèse et sont à l'origine de la diversité des caroténoïdes.

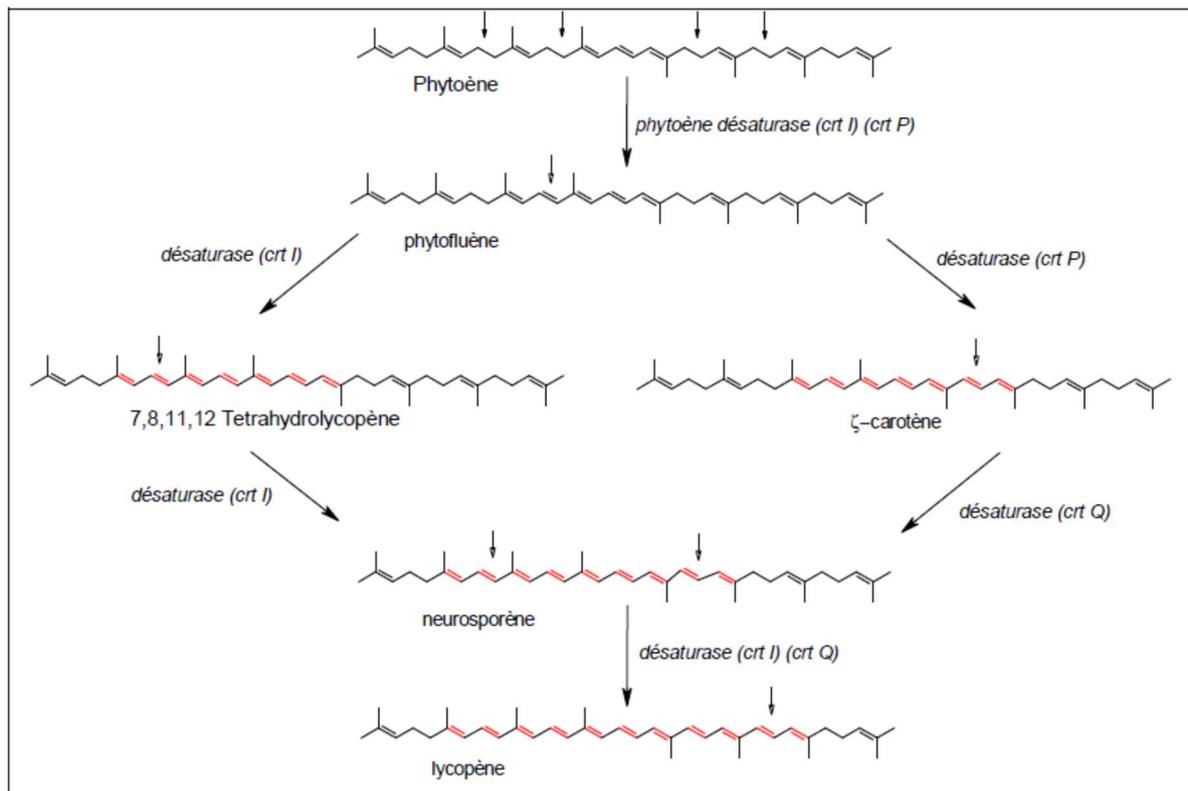


Figure 8: Désaturations du phytoène. Les caroténoïdes en aval du phytofluène sont colorés (Source : Britton *et al.*, 1995).

- Cyclisation du lycopène

Tous les caroténoïdes ne sont pas cycliques, la cyclisation du lycopène n'est donc pas une réaction universelle dans la caroténogénèse mais est commune à tous les organismes produisant des caroténoïdes cycliques. Elle consiste à introduire un cycle à chaque extrémité de la molécule de lycopène. Le cycle introduit peut être de type β , ϵ ou γ ; selon la position de la double liaison dans le cycle (Figure 9). Les cycles les plus communs sont les cycles de type β . Les cycles ϵ sont uniquement retrouvés chez les plantes et certaines algues (Cunningham-Jr et Gantt, 1998). Cependant une étude récente a rapporté la présence de cycle ϵ chez des caroténoïdes de la cyanobactérie *Prochlorococcus marinus* (Stickforth *et al.*, 2003). Les enzymes qui permettent ces réactions sont appelées des

cyclases. Il en existe plusieurs catégories selon le type de cycle formé. Les lycopène β -cyclases sont à l'origine des cycles β tandis que les lycopène ϵ -cyclases sont à l'origine des cycles ϵ (Figure 10).

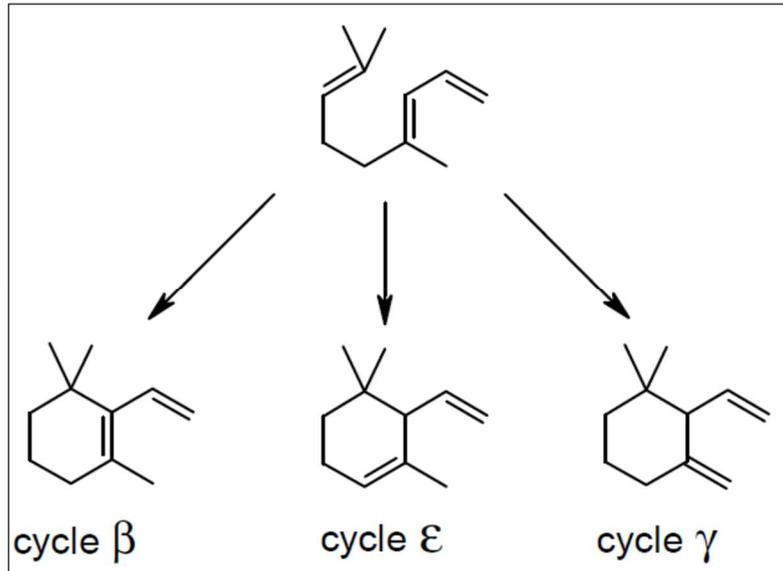


Figure 9: Différents cycles obtenus après cyclisations des extrémités du lycopène (source : Cunningham-Jr et Gantt, 1998).

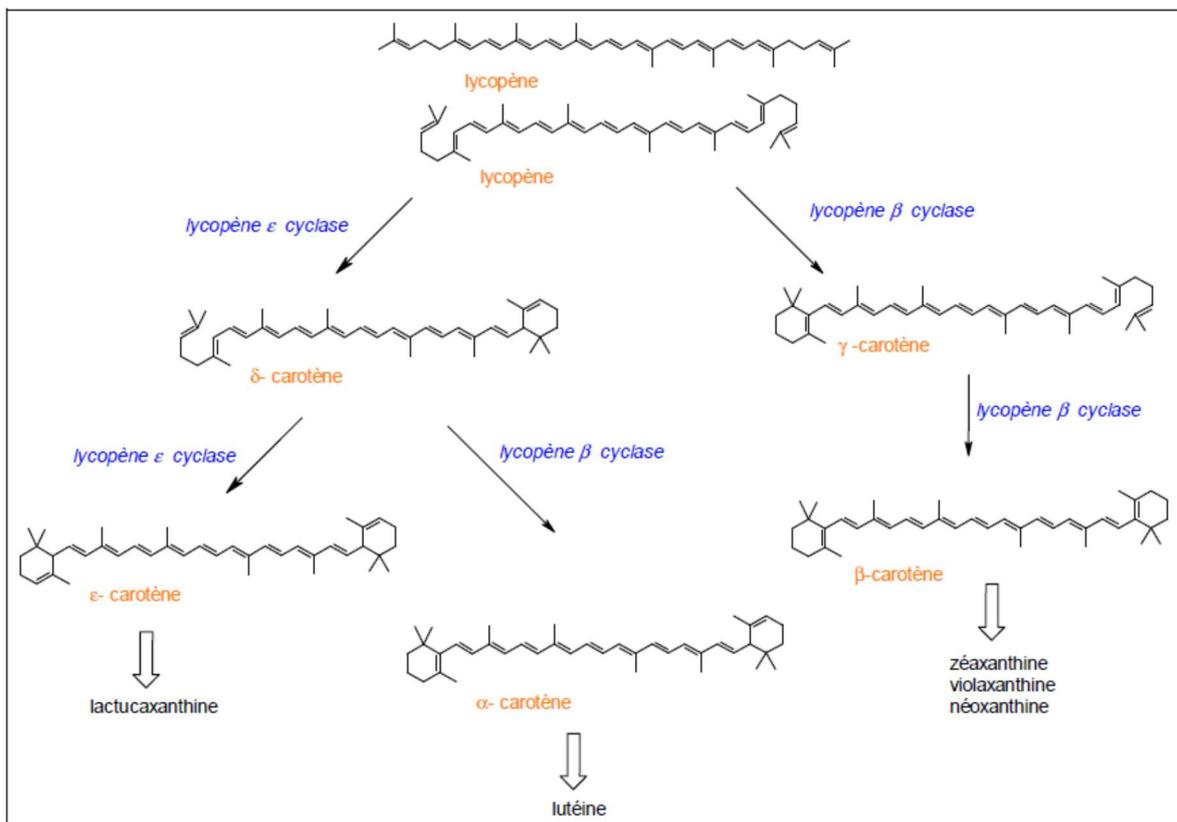


Figure 10: Biosynthèse des caroténoïdes cycliques (Source : Stickforth et al., 2003)

- Désaturation des cycles

Après les différentes étapes de désaturation de la chaîne polyène des carotènes et les différents types de cyclisation des extrémités, il existe une dernière modification pouvant survenir sur ces molécules hydrocarbonées : la désaturation de cycles. Cette désaturation s'effectue sur des cycles β -ionone et aboutie à la formation de caroténoïdes aromatiques. Cette dernière réaction demeure peu usuelle étant donné la rareté des caroténoïdes aromatiques. La désaturase responsable de la formation des cycles aromatiques identifiée chez plusieurs actinomycètes est codée par le gène *crt U*. Tout d'abord découverte chez *Streptomyces griseus* (Krügel *et al.*, 1999), cette désaturase permet la transformation du β -carotène en isoréniératène via le β -isoréniératène (Figure 11).

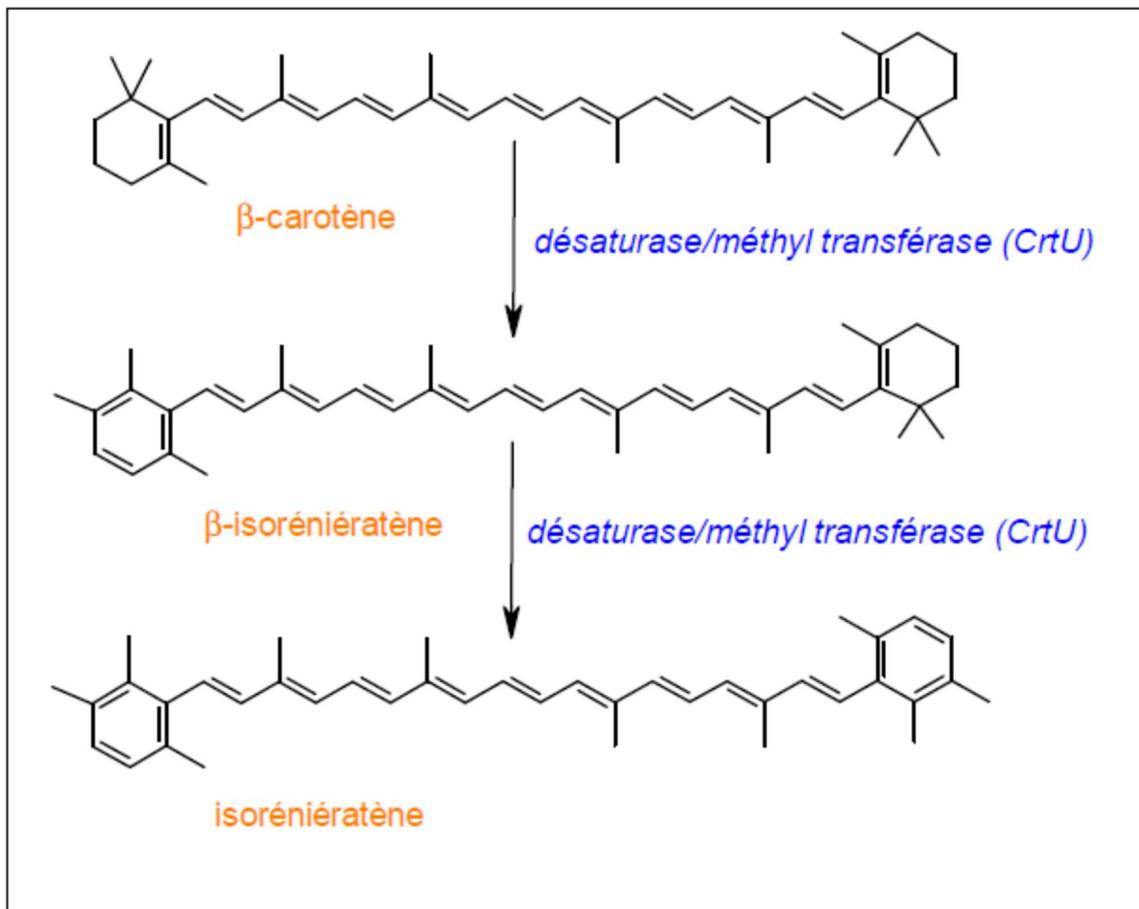


Figure 11: Voie de biosynthèse menant à la formation de caroténoïde aromatique : isoréniératène (Source : Krügel *et al.*, 1999).

- **Formation des xanthophylles**

Dans certains cas, la caroténogénèse s'arrête avec la formation de carotène. Dans d'autres, les carotènes synthétisés subissent une oxygénation aboutissant à la formation de xanthophylles. Ces carotènes qu'ils soient linéaires ou cycliques, donneront ainsi naissance à des xanthophylles linéaires ou cycliques. Les xanthophylles linéaires sont toutefois plus rares que leurs homologues cycliques. L'oxygène introduit dans ces réactions peut être sous la forme de groupement hydroxyle, méthoxyle ou carbonyle (plus rarement sous forme d'époxyde). Malgré la forte représentation des xanthophylles, les réactions impliquées dans leur formation sont beaucoup moins bien connues que les réactions primaires de la caroténogénèse (**Armstrong & Hearst, 1996 ; Sieiro *et al.*, 2003**).

I.8. Etat des lieux de la caractérisation physicochimique des fruits issus de la collection de bananiers du CARBAP

En Afrique Occidentale et Centrale (AOC), la place de la banane plantain et d'autres bananes demeure déterminante par rapport au développement du secteur agricole, d'autant plus que les conditions agro-écologiques sont particulièrement favorables à leur production. La banane plantain est particulièrement recherchée dans cette zone où elle est l'une des principales cultures vivrières, et aussi un aliment de base très recherché par les populations rurales et urbaines. La production de la banane dessert d'exportation estimée actuellement à 11 millions de tonnes par an (30% de la production mondiale) constitue une source de devises pour les pays producteurs, et génère des emplois pour les populations locales (**FAO, 2018**).

Dans le cadre de la Stratégie Agricole Commune des pays membres de la Communauté Economique et Monétaire de l'Afrique Centrale (CEMAC), du Plan stratégique du CORAF/WECARD (Conseil Ouest et Centre Africain pour la Recherche et le Développement Agricole), les filières bananes et plantains jouent un rôle déterminant par rapport aux enjeux de sécurité alimentaire et de croissance agricole. La compétitivité et la productivité de ces deux spéculations doivent être soutenues par une recherche et un transfert au développement organisés d'abord à l'échelle régionale, afin d'optimiser les ressources disponibles.

Par la création du CARBAP (centre africain de recherches sur bananiers et plantains), les pays de la région ont voulu axer leur politique régionale de sécurité alimentaire et de croissance agricole autour de ces cultures.

Le CARBAP dispose de la plus grande collection vivante en champs de *Musacées* au monde. Elle comporte plus de 600 variétés dont environ 145 cultivars de plantains. La conservation de ces ressources génétiques a pour but de lutter contre l'érosion génétique dont fait preuve l'humanité sous la contrainte des exigences multiples liées aux habitudes alimentaires, aux systèmes de culture (production de monoculture intensive), soit à la recherche de l'augmentation de la production par les variétés améliorées. La conservation a également une mission ultime, celle de l'utilisation de ces variétés dans plusieurs domaines, à savoir :

- ✓ *L'amélioration variétale* : par la création conventionnelle des hybrides résistants aux maladies, aux ravageurs et aux changements climatiques, et dont les parties comestibles respectent les exigences des consommateurs ;
- ✓ *La formation* : cette collection a aussi une mission noble d'être un sanctuaire du savoir pour les apprenants et les chercheurs du monde entier qui profitent de la plus grande diversité génétique regroupé en un seul endroit au CARBAP, dans le cadre des échanges et du renforcement des capacités ;
- ✓ *L'amélioration de la sécurité alimentaire* : par l'augmentation de la productivité des exploitations agricoles familiales afin de répondre aux attentes de cultivateurs, par l'utilisation des bonnes pratiques agricoles et des variétés performantes.

Il est à noter que la collection de *Musacées* du CARBAP fait l'objet de plusieurs études parmi lesquelles la caractérisation agronomique et morphologique des cultivars de bananiers, le screening de cette collection vis-à-vis des maladies et ravageurs. Cependant, l'analyse des qualités post-récoltes des fruits des bananiers de cette collection s'est résumée à la mesure de quelques critères physicochimiques d'une trentaine de cultivars de bananiers (Ngoh Newilah *et al.*, 2009^b et Ngoh Newilah *et al.*, 2011). Cette même portion a également été analysée pour leurs teneurs en caroténoïdes et polyphénols totaux dans le cadre d'une thèse de doctorat 3^{ème} cycle présentée à l'Université de Yaoundé I et dont les travaux ont été réalisés conjointement au CIRAD et au CARBAP (Ngoh Newilah, 2005^b).

Par ailleurs, plusieurs études impliquant la collection de *Musacées* du CARBAP ont permis de développer une stratégie d'échantillonnage et d'évaluer la variabilité de la composition en micronutriments des fruits des bananes et plantains (Davey *et al.*, 2006) ; d'évaluer les fruits des bananiers comme sources potentielles des caroténoïdes alimentaires et d'estimer l'influence du mûrissement sur les teneurs en caroténoïdes des pulpes de bananiers (Ngoh Newilah *et al.*, 2008 ; Ngoh Newilah *et al.*, 2009^a).

En ce qui concerne les procédés culinaires, plusieurs techniques permettent la transformation des fruits de bananiers en dérivés alimentaires directement ou indirectement consommables. En effet, parmi les opérations culinaires qui affectent les caroténoïdes, la cuisson à la vapeur est celle qui augmente le plus la bioaccessibilité des caroténoïdes et de l' α -tocophérol des feuilles en déstructurant légèrement les tissus et en induisant peu de réactions de dégradations. En revanche, la friture détruit l'épiderme, ouvre les cellules palissadiques et dégrade les vitamines par réaction à hautes températures. Le séchage doux (60°C) couplé au broyage permet d'obtenir des poudres dont les composés sont libérés plus aisément pendant la digestion ; les cellules sont alors en partie ouvertes par le traitement (Sriwichai, 2016).

I.9. La situation nutritionnelle en Afrique subsaharienne

La sécurité nutritionnelle reste un sérieux problème pour le bien-être de l'homme et la croissance économique en Afrique subsaharienne. L'incapacité de la majorité des individus à acquérir et à utiliser efficacement la nourriture dont ils ont besoin, ajoutée à l'inaccessibilité des soins de santé, sont des entraves majeures à la sécurité nutritionnelle des populations de cette région. Un grand nombre d'africains sub-sahariens souffrent des carences en micronutriments, en particulier en vitamine A, fer, iode, zinc et acide folique, qui tous posent un problème de santé publique qui touche plus de 2 milliards de personnes. Plus d'un tiers de la population d'Afrique sub-saharienne souffre de la faim cachée ou des carences en vitamines et minéraux importants, indispensables pour la croissance et les fonctions corporelles (Basset, 2008).

Même si la dénutrition pose des problèmes pour la croissance économique et le développement humain, sa prévalence élevée en Afrique sub-saharienne n'est pas considérée comme anormale ou indicative de l'incapacité des gouvernements à remplir leurs devoirs envers les citoyens. Les politiques nationales ont tendance à la traiter

comme une question qui se règlera d'elle-même une fois que la production alimentaire sera suffisante. L'absence de drame autour de cette question, ainsi qu'une mauvaise perception de sa situation critique résumant la faible demande politique pour des mesures contre la malnutrition et les problèmes de nutrition en général. Les dirigeants politiques et les décideurs ne prennent pas toute la mesure des coûts globaux de la malnutrition pour le développement national et des facteurs déterminants de l'état nutritionnel. On le constate clairement au manque de lien entre les descriptions politiques sur la nutrition et les plans cadres de développement dans les pays **(FAO, 2010)**.

Cet écart met en évidence la nécessité d'utiliser une approche différente pour engager les décideurs à prendre des mesures en matière de nutrition, en se fondant sur les données de la recherche effectuée par des chercheurs africains décidés à apporter des changements à la situation actuelle lamentable. La disponibilité des données sur la composition des aliments de base, des données sociodémographiques et la manière dont elles influent la nutrition seront de nature à inciter les responsables politiques à prendre des mesures. La croissance exponentielle de la population et l'augmentation de la consommation alimentaire par habitant, l'urbanisation rapide, la migration et la politique sociale affectent la sécurité alimentaire et nutritionnelle des ménages de toute l'Afrique sub-saharienne **(FAO, 2010)**.

CHAPITRE II : MATERIELS ET METHODES

II.1. Le dispositif de collecte des fruits de bananiers

Le dispositif de collecte des échantillons de fruits ou d’approvisionnement en fruits destinés à l’activité de screening variétal était constitué :

- **de la collection de Musacées du CARBAP** : Le CARBAP dispose d’une collection de bananiers de plus de 606 accessions dont 145 cultivars de plantain. C’est la plus grande collection vivante de bananiers au monde. Tous les sous-groupes de bananiers y sont fortement représentés. Elle est composée des bananes dessert, des bananes à cuire, des plantains, des hybrides et des variétés sauvages.
- **des parcelles expérimentales du CARBAP** : Il s’agit des parcelles mises en place dans le cadre des projets *Field Verification* et *Field Regeneration* conduits par le laboratoire d’Amélioration Variétale et de Biotechnologie (AVB) du CARBAP. Ces projets visaient la vérification de la conformité des plantules maintenues *in vitro* à l’International Transit Centre (ITC¹), basé à l’Université Catholique de Leuven en Belgique.
- **des essais Géotypes x Environnement du projet HarvestPlus** : Il s’agit de 3 essais mis en place dans 3 localités du Cameroun (Njombé, Ekona et Ebolowa) en vue d’étudier l’effet de l’environnement sur la qualité des fruits d’une dizaine de cultivars de bananiers.

II.2. Description des groupes de *Musa* analysés

Dans le cadre de la présente étude, les fruits de plusieurs groupes représentatifs des bananiers ont été analysés. Il s’agit :

Des bananes dessert

Ce sont des cultivars de *Musacées* dont les pulpes sont consommées à l’état « mûres ». Elles sont consommées sans aucun traitement de transformation proprement dit. En effet, le fruit d’une banane dessert est dit prêt à la consommation lorsque la peau présente en général une coloration jaune caractéristique d’un état de mûrissement. Les bananes dessert sont généralement des diploïdes AA ou des triploïdes AAA.

¹ L’International Transit Centre est un dispositif de Bioversity International situé à l’Université Catholique de Leuven en Belgique. Il dispose de plus de 1 200 variétés de bananiers conservées *in vitro*. En plus de cette mission de conservation de la diversité génétique collectée dans le monde entier, l’ITC est également chargé de la distribution au niveau mondial de ce matériel génétique.

Des bananes à cuire

Les bananes à cuire sont généralement des triploïdes ABB dont les pulpes peuvent être soit consommées comme dessert après le mûrissement des fruits, ce qui est très souvent rare ; soit transformées en d'autres produits alimentaires avant d'être consommées. Dans ce cas, les fruits subissent des traitements qui peuvent être la cuisson, le séchage ou encore d'autres modes de cuisson tels que la friture.

Des hybrides de type plantain

Ce sont des individus issus des croisements entre deux parents dont l'un est un cultivar de plantain. Au CARBAP, les hybrides de type plantain sont obtenus à travers des croisements dits « conventionnels² ». Leurs pulpes sont généralement moins fermes que celles des plantains ordinaires. Leurs utilisations se rapprochent étroitement de celles des autres bananes à cuire et des plantains.

Des cultivars de PNG

Ce sont les cultivars de *Musacées* venant de la Papouasie Nouvelle Guinée. On les appelle encore les plantains du pacifique. Ils sont généralement des diploïdes des groupes génomiques AA et AB. Leurs pulpes peuvent subir plusieurs transformations comme celles des bananes à cuire et des plantains. En revanche, elles sont très rarement consommées sous la forme dessert au Cameroun.

Des plantains ou bananes plantains

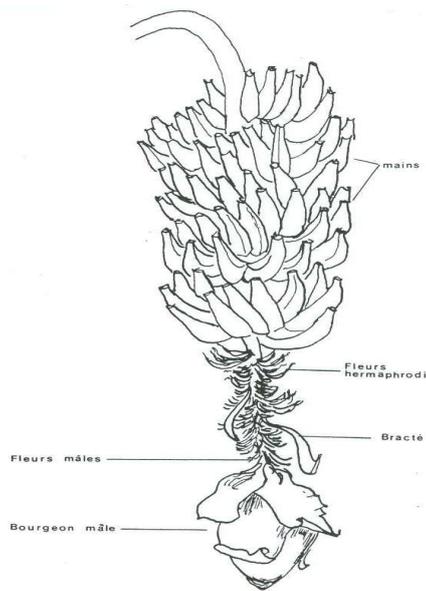
Parmi les nombreuses variétés de bananiers qui produisent des fruits utilisés de préférence après transformation (cuisson et séchage essentiellement), un 'sous-groupe' dit des plantains se distingue nettement des autres par quelques caractéristiques essentielles, bien que les apparences puissent faire penser le contraire. Botaniquement, il s'agit des **AAB** (*Musa acuminata* x *M. balbisiana*). La diversité au travers de l'homogénéité

² Les croisements conventionnels ou classiques (cross-breeding) dans le domaine de la création variétale du bananier consistent à croiser par hybridation sexuée les parents mâles et femelles en vue d'obtenir des nouveaux plants de bananiers portant les caractéristiques définies dans les objectifs d'amélioration. Ils sont ainsi appelés par opposition à l'hybridation moléculaire donnant lieu à des organismes génétiquement modifiés (mutation or molecular breeding).

du sous-groupe a des effets importants sur les techniques de culture. L'homogénéité génétique a des conséquences non moins importantes pour les tolérances, les sensibilités à divers prédateurs et parasites. Dans le monde, le bananier plantain se cultive dans la zone humide intertropicale qui correspond en Afrique à la forêt mésophile humide. C'est dans la zone côtière du golfe de Guinée que la plus grande variabilité dans le sous-groupe des plantains a pu être observée. Les cultivars de plantain se rapportent à 3 types : les géants, les moyens et les petits. Ces trois types ont dégénéré dans le temps passant du stade 'french' au stade 'vrai corne'. Parmi les plantains, on distingue finalement :

- **les « french » géants** qui disposent d'un nombre de mains élevé (de 6 à plus de 10), des doigts relativement courts mais nombreux. L'inflorescence est complète, le bourgeon mâle est toujours présent. Les « french » géants ont des cycles de production relativement longs (15 à 18 mois) et le poids du régime varie entre 30 et plus de 45 kg.
- **les « french » moyens** dont le cycle de production est d'une durée moyenne de 12 à 15 mois. Le poids des régimes varie entre 15 et 30 kg.
- **les « faux » cornes** qui se distinguent par un nombre de mains peu élevé (de 3 à 6), les doigts longs et gros mais peu nombreux. L'inflorescence est incomplète, le bourgeon mâle disparaît à maturité. Qu'ils soient géants ou moyens les faux cornes ont des cycles relativement courts (≤ 12 mois). Le poids des régimes varie entre 5 et 15 kg.
- **les « vrai » cornes** qui n'ont qu'une à trois mains (quelques fois 5 ou 6 et exceptionnellement 9 ou 10). Leurs doigts sont très longs et souvent très gros mais ils sont très peu nombreux (moins de 10).

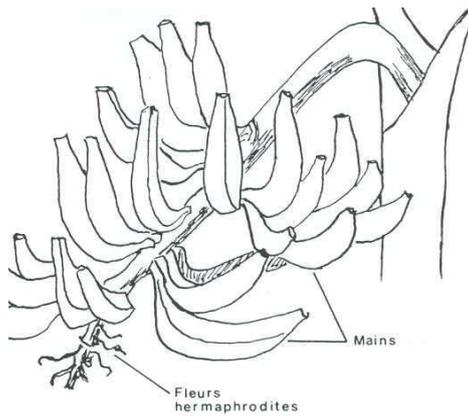
Les [figures 12 et 13](#) ci-après présentent respectivement les différents types de plantains et les photos représentatives des groupes de bananiers impliqués dans cette étude. Il convient de préciser les parcelles expérimentales étaient en blocs complètement randomisés pour la plupart.



Type « French » géant, Essong cv.



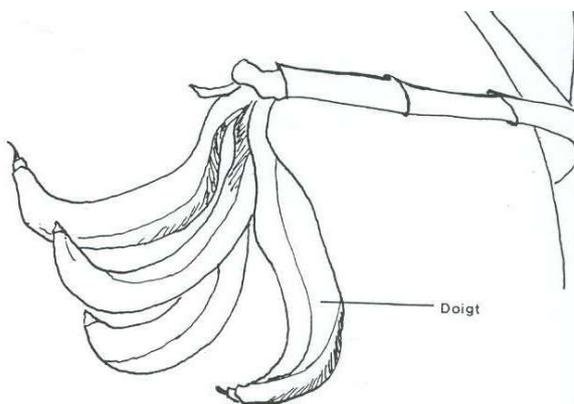
Photo 1 : Type « French » Moyen, Red yade cv.



Type « Faux » Corne, Big ebanga cv.



Photo 2 : Type « Batard », Batard cv.



Type « Vrai » Corne exemple du cultivar Biya 2



Photo 3 : Type « Vrai » Corne, Biya 2 cv.

Figure 12 : Différents types de cultivars de plantain de l'étude (Batard, French, Faux Corne, Vrai Corne)



Photo 4 : *Grande naine* sur pied (banane dessert)



Photo 5 : Régime de *Grande naine* (banane dessert)



Photo 6 : *Dole* sur pied (banane à cuire)



Photo 7 : Régime de *Dole* (banane à cuire)



Photo 8 : *Tomolo* sur pied (PNG)



Photo 9 : Régime de *Tomolo* (PNG)

Figure 13: Les autres groupes de bananiers impliqués dans l'étude (*Banane dessert*, *Banane à cuire* et PNG)

II.3. Screening des fruits de bananiers issus de la collection pour les caroténoïdes totaux

Dans le cadre de cette étude, il était question de poursuivre les travaux post-récoltes engagés en procédant au screening d'une portion plus importante de la collection de *Musacées* du CARBAP à l'aide des échelles de coloration ; l'objectif étant d'établir une corrélation entre les colorations des pulpes et leurs teneurs en caroténoïdes totaux. L'hypothèse de recherche porte sur l'existence d'une corrélation entre la couleur de la pulpe et sa teneur en caroténoïdes totaux.

II.3.1. Evaluation de la couleur de la pulpe du fruit de bananier

Les régimes de bananiers issus de la collection des *Musacées* et des autres parcelles expérimentales du CARBAP (décrites ci-dessus) ont été récoltés à maturité physiologique optimale (à l'apparition d'un fruit mûr sur la première main), puis transportés au Laboratoire de Technologie Post Récolte du CARBAP, où 6 à 9 fruits 'médian' issus de la première main (2-3), de la main médiane (2-3) et de la dernière main (2-3) ont été coupés **longitudinalement** et comparés à des échelles ([photo 14](#)) parmi lesquelles :

- a) *IPGRI colour chart* : il s'agit d'une échelle comportant deux chartes A et B de 16 couleurs chacune, utilisées pour caractériser la pulpe et la peau du fruit ainsi que certaines parties du bananier telles que les feuilles, les hampes, le pseudotrunc, etc. Les couleurs les plus représentatives pour les pulpes de bananiers sont : blanc, crème, ivoire, orange, beige ([photos 10 et 11](#))
- b) *DSM colour chart* : Il s'agit d'un éventail colorimétrique DSM qui reproduit l'échelle des teintes observées sur les jaunes des œufs pondus par des poules recevant une alimentation « normale ». Cette échelle ([photo 12](#)) a été établie expérimentalement selon les normes du système trichromatique élaborées par la Commission Internationale de l'Eclairage³ ([CIE 1931](#)).
- c) *HarvestPlus colour chart* : c'est une échelle de coloration mis au point par le Challenge Programme HARVESTPLUS sur la base des couleurs de produits agricoles parmi lesquels la patate, le manioc et le maïs ([photo 13](#)). Elle reflète la teneur en caroténoïdes totaux de ces produits agricoles.

³ La Commission Internationale de l'Eclairage (CIE) est une organisation qui se donne pour but la coopération internationale et l'échange d'informations entre les Pays membres sur toutes les questions relatives à l'art et à la science de l'éclairage. Elle est composée de Comités Nationaux représentant 38 pays plus un territoire géographique, et de 4 membres associés.

II.3.2. Evaluation de la teneur en caroténoïdes totaux de la pulpe du fruit de bananier (Rodriguez-Amaya et Kimura, 2004)

Les caroténoïdes totaux de plus d'une cinquantaine des cultivars ont été déterminés par spectrophotométrie. En effet, à la récolte du régime, trois (03) fruits provenant de la première main, de la main médiane et de la dernière main étaient prélevés et épluchés. Les pulpes obtenues après épluchage subissaient le processus de « *quartering* » qui consiste à couper d'abord le fruit dans le sens de la longueur et à sectionner ensuite les 2 lamelles au niveau de leur médiane avant de prélever les 2 morceaux opposés à chaque extrémité. Ces 2 morceaux étaient conditionnés dans des sachets plastiques puis soudés sous vide avant d'être conservés à - 20°C. Après 24h de conservation, ces pulpes étaient mises à lyophiliser puis broyées pour obtenir une fine poudre (lyophilisat).

Une quantité de lyophilisat (entre 2 000 mg et 5 000 mg) est pesée dans un flacon contenant un barreau aimanté auquel on ajoute successivement 100 mg de MgCO₃ et 10 ml d'acétone avant d'agiter pendant 5 à 8 min. L'ensemble est ensuite filtré (filtre de porosité 3 ou 4) sur une fiole à vide. Les parois du flacon sont rincées avec 5 ml d'acétone. Cette opération est répétée environ 2 fois si nécessaire jusqu'à l'obtention d'un résidu d'extraction incolore. La séparation à l'éther de pétrole se fait dans une ampoule à décanter contenant au préalable 50 ml l'eau distillée et 20 ml d'éther de pétrole introduits selon l'ordre indiqué. L'on ajoute ensuite 20 ml de NaCl 10% et on procède à l'homogénéisation, puis on laisse reposer pendant 2 minutes avant d'éliminer la phase inférieure. On laisse ensuite couler doucement sur la paroi environ 300 ml d'eau distillée sans secouer ou mélanger l'ensemble pour éviter la formation d'émulsion. Après la séparation des 2 phases, celle aqueuse inférieure est éliminée. Cette opération peut être répétée 2 à 3 fois. La phase étherée est ensuite filtrée dans une fiole jaugée de 25 ml à l'aide d'un entonnoir tapissé de la laine de verre et de 15 g de sulfate de sodium anhydre. 10⁴Tout le matériel utilisé (du flacon à la fiole jaugée) est protégé de la lumière à l'aide du papier aluminium. Après avoir complété le volume au trait de jauge avec l'éther de pétrole, la densité optique est lue à 450 nm contre un blanc fait d'éther de pétrole et la concentration en caroténoïdes totaux est exprimée selon la formule suivante :

$$\text{Concentration en caroténoïdes totaux en } \mu\text{g/g} = \frac{A \times \text{Volume (ml)} \times 10^4}{A_{1\text{cm}}^{1\%} \times \text{masse essai}}$$

Où : $A^{1\%_{1cm}} = 2592$ (coefficient d'absorption de la β -carotène dans l'éther de pétrole)
A = densité optique ; Volume = volume total de l'extrait (25 ou 50ml selon la fiole jaugée)
NB : Multiplier par 100 pour exprimer les résultats en $\mu\text{g}/100\text{g}$ de matière

10^4

Les caroténoïdes totaux de cette matière lyophilisée ont été extraits dans l'acétone froide et transférés dans l'éther de pétrole pour l'analyse spectrophotométrique. L'absorbance de l'extrait clarifié a été déterminée à $\lambda=450$ nm à l'aide du spectrophotomètre SHIMADZU UV Mini 1240. Pour chaque cultivar, trois (03) régimes (dont 3 essais ou encore 2 répétitions pour 3 données) ont été analysés et les résultats présentés sous la forme de moyenne \pm écart type ($\mu\text{g}/\text{g ms}$).



Photo 10 : Charte de couleur IPGRI (A)



Photo 11 : Charte de couleur IPGRI (B)



Photo 12 : Charte de couleur DSM



Photo 13 : Charte de couleur HARVESTPLUS



Photo 14 : Evaluation de la couleur des pulpes de bananiers à l'aide des échelles de coloration

II.4. Influence de quelques facteurs environnementaux sur la composition nutritionnelle des pulpes de quelques cultivars et hybrides de bananiers

II.4.1. Les localités impliquées dans la production des régimes

Au Cameroun, les bananes et plantains sont cultivés dans les régions méridionales du pays : Adamaoua, Centre, Sud, Est, Sud-Ouest, Ouest et Nord-Ouest. A la récolte, ces bananes et plantains sont soumis à plusieurs traitements de conservation et de transformation en fonction des zones agro-écologiques de production et de consommation (rurale, péri-urbaine et urbaine). Dans le cadre de cette partie du travail, deux (02) localités, à savoir : Njombé et Ekona ont été choisies dans la zone agro-écologique IV définie par l'IRAD (Institut de Recherche Agricole pour le Développement) pour l'évaluation de l'influence de quelques facteurs environnementaux sur la composition des fruits de six (06) cultivars de bananiers.

Sur le plan agricole, la diversité des conditions pédoclimatiques du Cameroun a permis de subdiviser le territoire national en 5 grandes zones agro écologiques ([Figure 14](#)). La zone de forêts denses humides à pluviométrie monomodale encore appelée "Zone IV" est comprise entre 2°6" et 6°12" de latitude Nord, et 8°48" et 10°30" de longitude Est. Elle couvre les régions du Littoral et du Sud-Ouest, ainsi que la bordure côtière de la région du Sud. Elle occupe une superficie de 4,5 millions d'hectares dont 282 000 (soit 6,3 %) sont cultivés. Le terrain, plat dans l'ensemble, comprend les pentes volcaniques du Mont Cameroun qui culmine à 4095 m, les sédiments d'origine rocheuse le long de la côte.

Le climat est de type "camerounien", très humide et chaud, variante du climat équatorial. Les pluies sont abondantes, en moyenne 2 500 à 4 000 mm, à l'exception de la localité de Debundscha considérée comme l'une des régions les plus pluvieuses du monde, avec 11 000 mm d'eau par an qui tombent suivant un régime pluviométrique monomodal avec une saison sèche très peu prononcée. La température varie entre 21 et 35°C et l'humidité de l'air entre 85 et 90 %, d'où le caractère lourd de l'atmosphère. Le [tableau VI](#) présente un ensemble des caractéristiques pédoclimatiques des 2 sites. Par ailleurs, les cultures annuelles dites vivrières sont ici difficilement quantifiables. A côté de celles-ci, la zone regorge de grandes cultures d'exportation : caféier, cacaoyer, théier, bananier et bananier plantain, palmier à huile, hévéa, etc.

En dehors des différences au niveau agro-écologique, Ekona et Njombé ont été choisies du fait que ce sont des zones de fortes productions des plantains et surtout des localités traditionnellement dédiées à la production des bananes dessert d'exportation. Ces 2 localités abritent les parcelles de production des deux principales entreprises impliquées dans la filière banane dessert d'exportation ; les *Plantations du Haut Penja* (PHP) et la *Cameroon Development Cooperation* (CDC). Contrairement à Njombé, la prévalence de la Maladie des Raies Noires (MRN) à Ekona est relativement moins élevée alors que la Maladie du Bout du Cigare y est très élevée. Dans les 2 localités, la prévalence des charançons et des nématodes est relativement très élevée.

Tableau VI : Quelques caractéristiques pédoclimatiques des 2 zones de l'étude

Localité	Ekona	Njombé
Paramètre		
Latitude	4°11' N	4°35' N
Longitude	9°20' E	9°39' E
Altitude	400 – 410 m	80 m
Topographie/pente géomorphologie	Ondulée, escalier, pente 1 – 5%	Plaine remplie, légèrement ondulée, Pente 0 – 1%,
Végétation	Mixte	<i>Pennisetum purpureum</i>
Matériaux parentaux	Roches volcaniques récentes	Roches volcaniques et cendres
Affleurements / texture	Un peu rocheux, pierreux et présence des graviers	Légèrement cuivreux, mais très organique
Drainage	Légère pente de drainage	Bien drainé
Profondeur de la nappe phréatique	> 100 cm	> 150 cm
Couleur de la matrice du sol	Brun	Brun
pH du sol superficiel	5 – 6	6
Erosion	Nulle	Légère
Classification	Andosols	Sols volcaniques
Fertilité	Moyenne – élevée	Elevée
Température		
Minimale	21 °C	23 °C
Moyenne	25 °C	28 °C
Maximale	29 °C	35 °C
Pluviométrie Annuelle	1976 mm	2556 mm
Vitesse du vent	1-2 m/s excepté en Mars et octobre	Modérée avec des tornades
Humidité relative	95 %	80 – 100 %

Source: Données recueillies sur le site de l'Institut de Recherche Agronomique pour le Développement au Cameroun : www.irad-cameroon.org



Figure 14: Carte des différentes zones agro écologiques du Cameroun (www.irad-cameroon.org)

II.4.2. Matériel Végétal

Les informations relatives au matériel végétal analysé dans le cadre de cette partie sont présentées dans le [tableau VII](#). Ce matériel végétal est constitué de :

(i) deux plantains (*Agbagba* et *French clair*) qui sont les variétés cultivées régulièrement pour la consommation locale dans les 2 régions choisies.

(ii) deux bananes dessert (*Grande naine* et *Gros michel*), le premier étant le cultivar de référence destiné à l'exportation et le second étant la banane dessert locale de référence la plus consommée lorsque le fruit est mûr.

(iii) un hybride de type plantain (*CRBP 39*) qui est l'un des meilleurs hybrides sélectionnés par le programme d'amélioration variétale du CARBAP et dont les caractéristiques agronomiques et technologiques sont très intéressantes avec une tolérance partielle aux maladies (MRN) et ravageurs (nématodes et charançons).

(iv) un cultivar de banane à cuire (*Popoulou CMR*), fortement utilisé pour la production des chips très appréciés au Cameroun compte tenu de ses qualités organoleptiques.

Tableau VII : Quelques informations sur les cultivars étudiés

Code ITC ⁱ	Cultivar	Type de <i>Musa</i>	Sous-groupe	Génome
0111	Agbagba	à cuire	Plantain	AAB
1125	French clair	à cuire	Plantain	AAB
0335	Popoulou CMR	à cuire	Maïa maoli	AAB
1122	Gros michel	dessert	Gros michel	AAA
0180	Grande naine	dessert	Cavendish	AAA
1344	CRBP 39	à cuire	Hybride type plantain	AAAB

ⁱInternational Transit Centre – Bioversity International

II.4.3. Parcelles expérimentales

Dans le cadre de cette étude, deux parcelles expérimentales ont été mises en place dans deux (02) localités dont l'une à basse altitude (Njombé, 80 m) et l'autre à une altitude moyenne (Ekona, 400m). Chacune des parcelles comportait 10 cultivars au départ, et en fonction des intervalles « planting-coupe », 6 seulement ont été retenus compte tenu de la disponibilité des données existantes pour les cycles 1 et 2 de production. Les parcelles de monoculture de bananiers ([photos 15 et 16](#)) ont été implantées en août 2006 sur une superficie d'environ 0,16 ha. L'écartement de planting était de 3 m x 2 m avec une densité de 1 650 plants à l'hectare. Chaque variété comportait 15 plants significatifs répartis dans

3 blocs complètement randomisés selon le plan ci-dessous (Tableau VIII). Les 2 parcelles ont fait l'objet des pratiques agricoles similaires dont le récapitulatif est présenté dans le tableau IX.

Il est à noter qu'avant la mise en place et à la floraison des bananiers de chaque parcelle, 5 échantillons 'double' de sols étaient prélevés par site, puis soumis à des analyses au laboratoire des sciences du sol de l'IRAD d'Ekona au Cameroun. Ces sols ont été analysés pour les paramètres suivants : pH, P (phosphore), K (potassium), Na (sodium), Ca (calcium), Mg (magnésium), Mn (manganèse), Cu (cuivre), Fe (fer), Zn (zinc), Al (aluminium), ECEC (effective cation exchange capacity), carbone organique, azote total et rapport C/N. Les résultats sont présentés dans le tableau XXIII.

Tableau VIII : Plan de la parcelle expérimentale mise en place à Njombé et Ekona

B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B
B	P1	P2	P3	P4	P5	B	P6	P7	P8	P9	P10	B	P11	P12	P13	P14	P14	B	B
B	P1	P2	P3	P4	P5	B	P6	P7	P8	P9	P10	B	P11	P12	P13	P14	P14	B	B
B	P1	P2	P3	P4	P5	B	P6	P7	P8	P9	P10	B	P11	P12	P13	P14	P14	B	B
B	P1	P2	P3	P4	P5	B	P6	P7	P8	P9	P10	B	P11	P12	P13	P14	P14	B	B
B	P1	P2	P3	P4	P5	B	P6	P7	P8	P9	P10	B	P11	P12	P13	P14	P14	B	B
B	P1	P2	P3	P4	P5	B	P6	P7	P8	P9	P10	B	P11	P12	P13	P14	P14	B	B
B	P1	P2	P3	P4	P5	B	P6	P7	P8	P9	P10	B	P11	P12	P13	P14	P14	B	B
B	P1	P2	P3	P4	P5	B	P6	P7	P8	P9	P10	B	P11	P12	P13	P14	P14	B	B
B	P1	P2	P3	P4	P5	B	P6	P7	P8	P9	P10	B	P11	P12	P13	P14	P14	B	B
B	P1	P2	P3	P4	P5	B	P6	P7	P8	P9	P10	B	P11	P12	P13	P14	P14	B	B
B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B

Légende

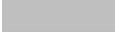
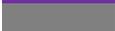
	: Batard	B : Bordure	P8 : Pied n° 8
	: Agbagba	P1 : Pied n° 1	P9 : Pied n° 9
	: French clair	P2 : Pied n° 2	P10 : Pied n° 10
	: Mbouroukou n° 1	P3 : Pied n° 3	P11 : Pied n° 11
	: Topala	P4 : Pied n° 4	P12 : Pied n° 12
	: Popoulou	P5 : Pied n° 5	P13 : Pied n° 13
	: Gros michel	P6 : Pied n° 6	P14 : Pied n° 14
	: Figue rose naine	P7 : Pied n° 7	P15 : Pied n° 15
	: Grande naine		
	: CRBP 39		

Tableau IX : Techniques agricoles pratiquées dans les 2 parcelles expérimentales

Paramètres	Localité	Ekona	Njombé
Précédent cultural		Une année de jachère (ancienne parcelle « hybridation »)	Une année de jachère (ancienne parcelle « micronutriments »)
Fertilisation inorganique		Urée, NPK (20:10:10), KCl	Urée, NPK (20:10:10), KCl
Fertilisation organique		Aucune	Aucune
Contrôle de la maladie des raies noires		Effeillage	Effeillage
Contrôle des nématodes		Pesticides (Mocap)	Pesticides (Mocap)
Contrôle des charançons			
Contrôle des mauvaises herbes		Désherbage chimique une fois tous les 3 mois (Roundup) et désherbage manuel	Désherbage chimique une fois tous les 3 mois (Roundup) et désherbage manuel
Irrigation		Une fois par semaine en saison sèche	Une fois par semaine en saison sèche
Drainage		Aucun	Aucun
Æilletonnage		Une fois tous les 3 mois	Une fois tous les 3 mois
Effeillage		Une fois par semaine	Une fois par semaine



Photo 15 : Vue de la parcelle expérimentale de Njombé (5 mois après planting)



Photo 16 : Vue de la parcelle expérimentale d'Ekona (5 mois après planting)

II.4.4. Evaluation de la couleur des pulpes des fruits des bananiers cultivés dans les parcelles GxE

Les régimes de bananiers issus des deux (02) parcelles expérimentales mis en place dans le cadre des essais GxE (génotypes x environnement) ont été récoltés à maturité physiologique optimale (à l'apparition d'un fruit mûr sur la première main), puis transportés au Laboratoire de Technologie Post Récolte du CARBAP. Sur chaque régime, trois fruits non mûrs ou encore au stade 1 de maturation étaient prélevés respectivement sur la première main, la main médiane et la dernière main. La couleur des pulpes de ces fruits a été évaluée à l'aide de 3 échelles de coloration à savoir : *IPGRI colour chart*, *DSM colour chart* et *HarvestPlus colour chart*. La procédure recommandait une coupe longitudinale du fruit et la présentation ou la comparaison de la pulpe à la charte de coloration.

II.4.5. Evaluation de la teneur en caroténoïdes totaux de la pulpe du fruit de bananier (Rodriguez-Amaya & Kimura, 2004)

Les caroténoïdes totaux des pulpes des cultivars récoltés dans les parcelles GxE ont été déterminés par spectrophotométrie. En effet, à la récolte du régime, trois (03) fruits provenant respectivement de la première main, de la main médiane et de la dernière main de chaque régime par cultivar, ont subi le phénomène de *quartering* qui consistait à couper le fruit d'abord dans le sens de la longueur, puis dans le sens de la transversale, et ensuite de sélectionner pour la suite de l'expérimentation les deux parties diamétralement opposées. A la fin du processus, les six parts ont été découpées en cubes d'1 cm³, mises ensemble et randomisées. Environ 100 g de ces cossettes ont été prélevés et conservés comme un seul échantillon du régime. Cette opération a été reprise deux fois de manière à disposer de 3 échantillons de cossettes par cultivar et par localité. Tous ces échantillons ont été conservés à -20°C, puis lyophilisés avant d'être analysés pour leurs teneurs en caroténoïdes totaux selon la méthodologie suivante. L'extraction et le dosage des caroténoïdes totaux ont été faits selon la méthode décrite par **Rodriguez-Amaya & Kimura (2004)**.

II.5. Etude des variations du profil et des teneurs en caroténoïdes au cours de la maturation pré-récolte (remplissage) et post-récolte (mûrissement) des fruits de bananiers

II.5.1. Evolution de la teneur en caroténoïdes des pulpes au cours du remplissage des fruits de bananiers

II.5.1.1. Matériel végétal

Trois cultivars ont fait l'objet de cette partie de l'étude, il s'agit de *French sombre* (plantain-AAB), de *Grande naine* (banane dessert-AAA) et de *Pelipita* (banane à cuire-ABB). Ils ont été choisis dans les parcelles expérimentales mises en place au CARBAP dans le cadre des recherches en agronomie et en amélioration variétale. Au début de la floraison, vingt-sept (27) pieds de chaque variété étaient marqués. A la fin du processus de floraison (régime complètement déroulé, cf. [photos 17, 18 et 19](#) ci-dessous) et à chaque durée de remplissage indiquée, deux fruits issus respectivement de la 2^{ème} et 3^{ème} main de chaque régime étaient prélevés très tôt le matin et transportés rapidement au laboratoire de Technologie Post-Récolte du CARBAP pour l'évaluation des paramètres physicochimiques et le conditionnement des échantillons à analyser dans le cadre de la détermination de leurs teneurs en caroténoïdes dans les laboratoires du CIRAD en France. L'évaluation des caroténoïdes des pulpes de bananiers s'est faite selon le protocole décrit ci-dessous.



Photo 17 : Régime de *French sombre* en fin de floraison



Photo 18 : Régime de *Pelipita* en fin de floraison



Photo 19 : Régime de *Grande naine* en fin de floraison

II.5.1.2. Préparation des échantillons des pulpes immatures de bananiers

Les deux (02) fruits issus respectivement de la 2^{ème} et de la 3^{ème} main du régime sont épluchés. La pulpe est d'abord fendue dans le sens longitudinal, puis les 2 parties obtenues sont coupées au niveau de leur médiane ; les 2 parties diamétralement opposées sont alors récupérées (on parle alors du processus de « *quartering* » décrit par **Rodriguez-Amaya & Kimura (2004)** et sectionnées en cubes d'1 cm³. Environ 50 g – 100 g de ces cubes sont soit :

- (i) directement lyophilisés et conservés dans des « *boîtes en plastiques* » hermétiquement fermées et placées dans une chambre froide dont la température est comprise entre 11°C – 13°C ;
- (ii) rapidement emballés dans des sachets en plastique, puis soudés et mis à refroidir au réfrigérateur pendant 2h avant d'être conservés à -20°C. Ces échantillons congelés sont par la suite lyophilisés et conservés également dans des « *boîtes en plastiques* » hermétiquement fermées et placées dans une chambre froide.

II.5.1.3. Méthode d'extraction des caroténoïdes des pulpes immatures de bananiers

Le protocole d'extraction est adapté de celui de **Taungbodhitam et al. (1998)**. L'extraction est réalisée à l'abri de la lumière. Les pulpes lyophilisées (environ 10 g) ont été réduites en poudre suffisamment fine à l'aide d'un broyeur à bille (Dangoumill 300) après évaporation complète de l'azote liquide. L'extraction des caroténoïdes s'est faite sur 2 à 5 g de poudre pesés et mis dans un flacon contenant au préalable un barreau aimanté, puis successivement 150 mg de carbonate de magnésium et 10 ml d'acétone contenant 0,1% de méthyl-tert-butyl éther ont été ajoutés. L'ensemble a été agité doucement pendant environ 8 min, puis la phase organique séparée sous vide du résidu solide. L'extrait a été transféré dans une ampoule à décanter dans laquelle ont été ajoutés 10 ml d'éther de pétrole et 20 ml de chlorure de sodium 10% avant que la phase inférieure soit éliminée. 20 ml d'eau distillée ont été coulés sur les parois de l'ampoule à décanter et la phase inférieure aqueuse a été éliminée après 2 minutes de repos. Cette opération de lavage de la phase organique a été reprise 2 à 3 fois. Cette phase organique, récupérée dans un flacon contenant environ 2,5 g de Na₂SO₄ a été filtrée de nouveau, puis transvasée quantitativement dans un ballon à col rond avant d'être évaporée à sec à 32°C.

II.5.1.4. Méthode d'identification et de dosage des caroténoïdes des pulpes immatures de bananiers

Les conditions analytiques sont adaptées de **Caris-Veyrat *et al.* (2003)**. La phase mobile étant constituée d'un mélange méthanol : methyl-tert-butyl-éther et la phase stationnaire représentée par une colonne polymérique C30. L'extrait sec obtenu a été repris dans 1 ml du mélange [Dichlorométhane/ (Methyl Butyl Ether/Methanol : 80:20, v/v)] 50/50 (v/v) et dosé par chromatographie liquide haute performance. La séparation s'est réalisée grâce à une colonne YMC-30 (250 X 4,6 mm, 5 µm) thermostatée à 25°C et à débit 1 ml/min. Un détecteur à barrettes de diode a permis **(i)** d'enregistrer les chromatogrammes à plusieurs longueurs d'onde tout au long de l'analyse et **(ii)** d'avoir accès aux spectres d'absorption des molécules séparées. L'intégration des pics a été effectuée automatiquement par le logiciel *Agilent ChemStation*. La courbe étalon nécessaire aux calculs a été réalisée pour la lutéine et le β-carotène ([Annexe c](#)). Les résultats sont exprimés en équivalent β-carotène par rapport à la matière sèche. Par ailleurs, les concentrations des autres caroténoïdes sont exprimés en équivalent β-carotène (**Britton *et al.*, 1995**) à cause de l'absence de leurs étalons commerciaux.

L'identification des différents pics est tout d'abord effectuée par comparaison des temps de rétention (tR) et des spectres des pics de l'échantillon avec ceux des différents étalons commerciaux (Extrasynthèse, pureté : 99 %, Genay, France). Les spectres des caroténoïdes ont toujours trois maxima, ou au moins deux et un épaulement ([Tableau X](#)).

Tableau X : Maxima des spectres d'absorption des caroténoïdes du jus d'orange, obtenus par HPLC

Caroténoïde	λ _{max} (nm)	Sources
Violaxanthine	411, 437, 464	Roussef <i>et al.</i>, 1996
Lutéine	421, 445, 474	Britton <i>et al.</i>, 1995
Zéaxanthine	423, 450, 478	Davies, 1976
α-cryptoxanthine	425, 445, 475	Roussef <i>et al.</i>, 1996
β-cryptoxanthine	423, 450, 480	Davies, 1976
α-carotène	424, 448, 476	Roussef <i>et al.</i>, 1996
β-carotène	426, 450, 476	Britton, 1995
ξ-carotène	385, 401, 430	Britton, 1995

II.5.2. Evolution de la teneur en caroténoïdes au cours de la conservation des pulpes de bananiers

II.5.2.1. Matériel végétal

Trois cultivars ont fait l'objet de cette partie de l'étude, il s'agit de *French sombre* (plantain-AAB), de *Grande naine* (banane dessert-AAA) et de *Pelipita* (banane à cuire-ABB). Ils ont été choisis dans les parcelles expérimentales mises en place au CARBAP dans le cadre des recherches en agronomie et en amélioration variétale. Il convient de préciser que les régimes ont été récoltés parmi le reste des vingt-sept (27) pieds de chaque variété marquée dans le cadre de l'étude sur la maturation pré-récolte ou encore remplissage. Les régimes à maturité (Photos 20, 21 et 22) récoltés très tôt le matin avant 8h, ont été transportés rapidement au laboratoire de Technologie Post-Récolte du CARBAP pour l'évaluation des paramètres physicochimiques et le conditionnement des échantillons à analyser dans le cadre de la détermination de leurs teneurs en caroténoïdes dans les laboratoires du CIRAD en France. L'évaluation des caroténoïdes des pulpes de bananiers s'est faite selon le protocole décrit ci-dessous.



Photo 20 : Régime de *French sombre* à maturité



Photo 21 : Régime de *Pelipita* à maturité



Photo 22 : Régime de *Grande naine* à maturité

A maturité physiologique optimale, c'est-à-dire à l'apparition d'un doigt tournant sur la 1^{ère} ou la 2^{ème} main, les régimes des trois (03) cultivars de l'expérimentation précédente (*French sombre*, *Grande naine* et *Pelipita*) ont été récoltés très tôt le matin et transportés rapidement au laboratoire de Technologie Post-Récolte du CARBAP. Les fruits issus de la 2^{ème} et 3^{ème} main de chaque régime ont été randomisés et placés dans un carton au

laboratoire à température ambiante comprise entre 23°C et 26°C, pour le suivi de leur maturation post-récolte.

Le changement de couleur de la peau du fruit des bananiers au cours du mûrissement a permis de définir les stades de maturation post-récolte à analyser. Selon l'échelle colorimétrique de la peau de la banane utilisée par **Dadzie & Orchard (1997)**, il existe 10 stades de maturation post-récolte des plantains et autres bananes d'autoconsommation :

- Stade 1 : Vert sombre
- Stade 2 : Vert brillant
- Stade 3 : Vert avec des points jaunes
- Stade 4 : Plus vert que jaune
- Stade 5 : Plus jaune que vert
- Stade 6 : Entièrement jaune
- Stade 7 : Jaune avec les points noirs
- Stade 8 : Plus jaune que noirs
- Stade 9 : Plus noir que jaune
- Stade 10 : Entièrement noir

La [figure 15](#) présente uniquement sept stades de l'échelle colorimétrique du cultivar *Grande Naine*.

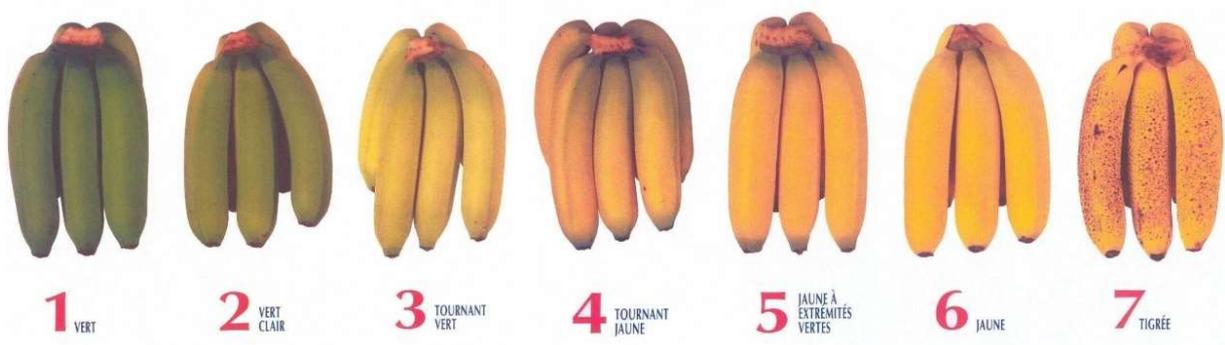


Figure 15: Echelle colorimétrique de la banane (Cultivar *Grande Naine*).

Les stades de maturation post-récolte considérés pour cette partie de l'étude sont 1, 3, 5, 7 et 9, présentés pour chaque cultivar dans la [figure 16](#). A chaque stade, le fruit prélevé dans le carton a suivi le processus de *quartering* tel que décrit plus haut selon **Rodriguez-Amaya & Kimura (2004)**. Les pulpes du stade indiqué sont alors lyophilisées et conservées à la chambre froide (température comprise entre 11°C et 13°C) pour des analyses ultérieures dans le cadre de la détermination de leurs teneurs en caroténoïdes. Ces analyses de caroténoïdes ont été réalisées dans les laboratoires du CIRAD en France. Elles ont été effectuées selon le protocole décrit ci-dessus et dont le [tableau XI](#) présente les conditions de chromatographie.

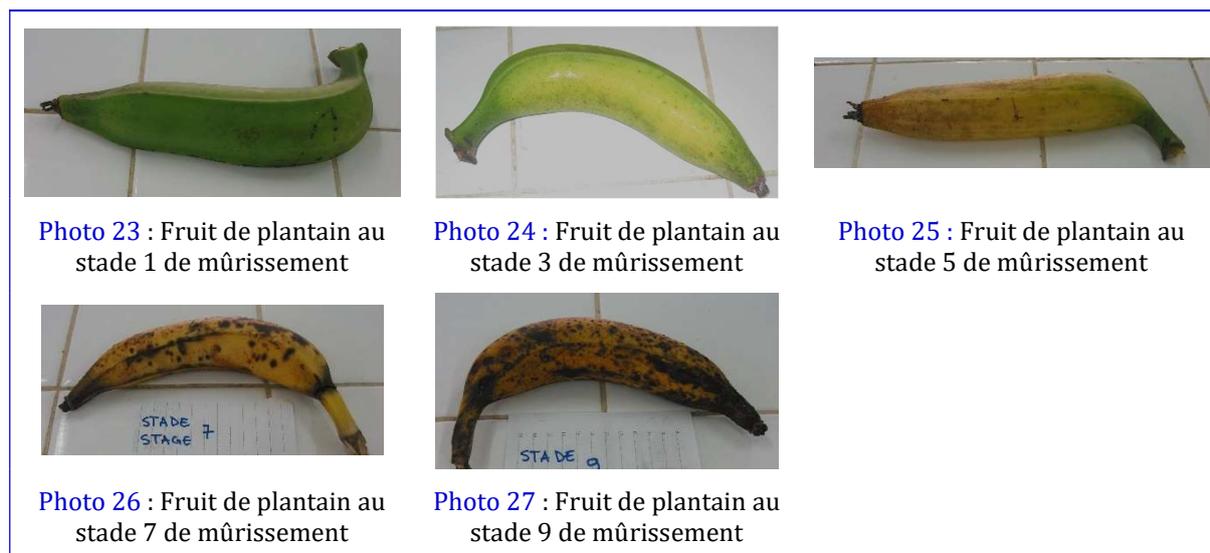


Figure 16: Présentation des cinq (05) stades de maturation ayant fait l'objet de l'étude des variations post récolte des teneurs en caroténoïdes des fruits de bananiers

Tableau XI : Conditions de la réalisation de la chromatographie liquide haute pression (HPLC)

<i>Appareil</i>	AGILENT 1100 Series
<i>Logiciel</i>	Agilent Chemstation
<i>Colonne</i>	YMC-C30 S-5 μ m (250 x 4.6 mm)
<i>Phase mobile</i>	Eau/Méthanol (40/60 %, v/v) puis un gradient avec MTBE
<i>Débit</i>	1 ml/min
<i>Température</i>	25°C
<i>Injection</i>	20 μ l
<i>Détection</i>	A barrette de diodes UV/Visible (470, 450, 400, 350, 290 nm)

II.5.2.2. Préparation des échantillons de pulpes matures de bananiers

Au laboratoire, les fruits de la deuxième et troisième main ont été randomisés et mis dans un carton pour un suivi de la maturation au terme duquel les peaux ont été séparées des pulpes. Les pulpes obtenues après épluchage subissaient le processus de « *quartering* » qui consiste à couper d'abord le fruit dans le sens de la longueur et à sectionner ensuite les 2 lamelles au niveau de leur médiane avant de prélever les 2 morceaux opposés à chaque extrémité (**Rodriguez-Amaya & Kimura, 2004**) Ces 2 morceaux étaient conditionnés dans des sachets plastiques puis soudés sous vide avant d'être conservés à - 20°C. Après 24h de conservation, ces pulpes étaient mises à lyophiliser puis broyées pour obtenir une fine poudre.

II.5.2.3. Méthode d'extraction des caroténoïdes des pulpes matures de bananiers

Le protocole d'extraction est adapté de celui de **Taungbodhitam *et al.* (1998)** décrit plus haut.

II.5.2.4. Méthode d'identification et de dosage des caroténoïdes des pulpes matures de bananiers

Les conditions analytiques sont adaptées de **Caris-Veyrat *et al.* (2003)** décrites plus haut. Les courbes étalons externes de la lutéine et du β -carotène ont été établies séparément à partir des étalons commerciaux (Extrasynthese, pureté : 99 %, Genay, France) dont la concentration des solutions est mesurée au spectrophotomètre puis calculée à l'aide des coefficients d'extinction molaire suivant la loi de Beer-Lambert ([Annexe c](#)). Les concentrations des autres caroténoïdes sont exprimés en équivalent β -carotène (**Britton *et al.*, 1995**) à cause de l'absence de leurs étalons commerciaux.

II.6. Influence des traitements de transformation sur la composition en caroténoïdes de la pulpe du bananier plantain

Le plantain utilisé pour cette partie de l'étude est le cultivar *Batard*. C'est une variété très consommée et adaptée à plusieurs transformations au Cameroun et dans les autres pays de la sous-région AOC. A la récolte des régimes, les fruits issus respectivement de la 2^{ème} et de la 3^{ème} main sont randomisés et soumis à 2 traitements de transformation : le séchage et la cuisson à l'eau bouillante.

II.6.1. Influence du séchage sur la composition en caroténoïdes des pulpes de bananiers

La technique de séchage des denrées est la plus répandue et la plus ancienne des méthodes de conservation des produits périssables. Le séchage traditionnel, dit à l'air libre, reste une solution économiquement apte à répondre aux attentes des producteurs (transformateurs). En effet, pour réduire fortement les réactions diverses participant à la décomposition de l'aliment, il est impérieux d'extraire une part importante de l'eau contenue dans le produit. Trois (03) paramètres fondamentaux s'imposent pour la maîtrise du séchage : l'énergie thermique apportée, la capacité de l'air environnant et la vitesse de cet air au niveau du produit

La forte implication du séchage traditionnel à l'air libre repose sur la bonne maîtrise locale, l'absence d'outillage et d'équipement onéreux, le faible coût final et la bonne acceptation du produit obtenu. Mais en contrepartie, le séchage traditionnel présente des inconvénients parmi lesquels : la forte dépendance vis-à-vis des conditions climatiques, la faible qualité nutritionnelle et microbiologique du produit séché, ainsi que ses caractéristiques organoleptiques parfois médiocres (goût, aspect, odeur), la mauvaise protection face aux nuisibles et l'importance du temps que nécessite cette pratique.

Par ailleurs, plusieurs paramètres conditionnent la production des cossettes de qualité. Il s'agit entre autres : de la qualité du fruit de départ, du type de séchage et donc de l'équipement, du temps de séchage, de l'environnement de séchage et surtout du traitement de blanchiment appliqué.

II.6.1.1. Blanchiment à l'eau bouillante

Cette méthode consiste à verser les cossettes découpées en cubes d'environ 1 cm³ dans une eau préalablement bouillie et dont la température est comprise entre 95 et 100°C. Après 3 à 5 min d'attente, les cossettes sont égouttées et directement mises à sécher.

II.6.1.2. Blanchiment à l'aide d'un produit chimique

L'acide citrique a été utilisé dans le cadre de cette étude. Il est utilisé à très faible concentration (0,3%). Les cossettes sont trempées dans la solution à température ambiante pendant une dizaine de minutes avant d'être égouttées et mises à sécher.

II.6.1.3. Blanchiment par la pré-cuisson des fruits

Cette nouvelle technologie développée par le laboratoire de TPR du CARBAP consiste à précuire le fruit entier dans le but également de désactiver l'enzyme. Les fruits sont plongés dans de l'eau bouillante encore sur le foyer. En fonction de l'épaisseur de la peau, le fruit peut rester entre 5 et 15 min (10 min dans ce cas) dans cette enceinte close. Après cette étape, il doit rapidement être épluché et la pulpe découpée, puis mise à sécher.

Les cossettes issues des 3 méthodes de blanchiment ont été mises à sécher dans un séchoir électrique de marque *Binder* model 708533 pendant 48h à une température moyenne d'environ 50°C. Les cossettes séchées ont ensuite été moulues pendant une minute dans un broyeur de marque *Blender 8010^E*, model 38BL40. La poudre issue de ce processus (encore appelée farine) a été conservée dans une boîte en plastique hermétiquement fermée pour les analyses ultérieures de caroténoïdes alimentaires.

II.6.1.4. Méthode d'extraction des caroténoïdes des farines de plantain

Le protocole d'extraction a été adapté de celui de **Taungbodhitam et al. (1998)** décrit plus haut.

II.6.1.5. Méthode d'identification et de dosage des caroténoïdes des farines de plantain par HPLC

Les conditions analytiques ont été adaptées de **Caris-Veyrat et al. (2003)** décrites plus haut.

II.6.2. Influence de la cuisson à l'eau bouillante sur la composition en caroténoïdes des pulpes de bananiers

II.6.2.1. Cuisson de la pulpe sans peau (fruit – peau) = pulpe cuite sans peau = *pcsp*

Pour chaque essai, les fruits de la 2^{ème} et de la 3^{ème} main d'un régime du cultivar de plantain *Batard* ont été sélectionnés et randomisés dans un carton. Vingt-et-un (21) de ces fruits ont été prélevés, lavés et épluchés. Les pulpes ont été mises dans l'eau froide pour éviter son noircissement. L'eau a été mise à chauffer dans une casserole en aluminium placée sur un four ordinaire de cuisine. Trois pulpes entières ont été mises à cuire à chaque temps ($T_1 = 10$ min, $T_2 = 20$ min, $T_3 = 30$ min, $T_4 = 40$ min, $T_5 = 50$ min et $T_6 = 60$ min) dans l'eau bouillante à près de 100°C. Après chaque cuisson, les trois pulpes étaient prélevées et marquées chacune d'un code de reconnaissance. Il est à noter que trois (03) des 21 pulpes ont été considérées pour le temps de cuisson $T_0 = 0$ min. Cette opération a été reprise deux (02) fois pour obtenir à chaque temps de cuisson neuf (09) pulpes qui ont ensuite été fendues chacune dans le sens longitudinal, puis les 2 parties obtenues étaient coupées au niveau de leur médiane ; les 2 parties diamétralement opposées étaient alors récupérées (on parle alors du processus de « *quartering* ») et sectionnées en cubes d'1 cm³. Environ 50 g – 100 g de ces cubes étaient soit :

- directement lyophilisés, puis conservés dans des boîtes en plastique hermétiquement fermées et placées à la chambre froide (température comprise entre 11°C – 13°C) ;
- rapidement emballés dans des sachets, puis soudés et mis à refroidir au réfrigérateur pendant 2h avant d'être conservés à -20°C. Ces échantillons congelés sont par la suite lyophilisés et conservés également dans des boîtes en plastiques hermétiquement fermées et placées à la chambre froide (température comprise entre 11°C – 13°C).

Cette opération permettant d'obtenir à chaque temps de cuisson 50 g – 100 g de pulpes cuites ou non, a été réalisée trois (03) fois pour conserver trois (03) échantillons pour les analyses de caroténoïdes dans les laboratoires de l'Unité Mixte de Recherche (UMR) Qualisud au CIRAD en France.

II.6.2.2. Cuisson de la pulpe avec peau ou cuisson du fruit entier (pulpe + peau) = pulpe cuite avec peau = *pcap*

Pour chaque essai, les fruits de la 2^{ème} et de la 3^{ème} main d'un régime du cultivar de plantain *Batard* ont été sélectionnés et randomisés dans un carton. Vingt-et-un (21) de ces fruits ont été prélevés et lavés. Trois (03) des 21 fruits ont été mis à cuire à chaque temps ($T_1 = 10 \text{ min}$, $T_2 = 20 \text{ min}$, $T_3 = 30 \text{ min}$, $T_4 = 40 \text{ min}$, $T_5 = 50 \text{ min}$ et $T_6 = 60 \text{ min}$) dans l'eau bouillante à près de 100°C dans une casserole en aluminium placée sur un four ordinaire de cuisine. Après chaque temps de cuisson, les trois fruits étaient épluchés ; puis les pulpes marquées des codes de reconnaissance. Il est à noter que trois (03) pulpes issues de trois (03) fruits ont été considérées pour le temps de cuisson $T_0 = 0 \text{ min}$.

Cette opération a été reprise deux (02) fois pour obtenir à chaque temps de cuisson neuf (09) pulpes. Ces neuf (09) pulpes ont été ensuite fendues chacune dans le sens longitudinal, puis les 2 parties obtenues coupées au niveau de leur médiane ; les 2 parties diamétralement opposées ont alors été récupérées (on parle alors du processus de « *quartering* ») et sectionnées en cubes d' 1 cm^3 . Environ 50 g – 100 g de ces cubes étaient soit :

- directement lyophilisés, puis conservés dans des boîtes en plastique hermétiquement fermées et placées à la chambre froide (température comprise entre 11°C – 13°C) ;
- rapidement emballés dans des sachets, puis soudés et mis à refroidir au réfrigérateur pendant 2h avant d'être conservés à -20°C . Ces échantillons congelés sont par la suite lyophilisés et conservés également dans des boîtes en plastiques hermétiquement fermées et placées à la chambre froide (température comprise entre 11°C – 13°C).

Cette opération permettant d'obtenir à chaque temps de cuisson 50 g – 100 g de pulpes cuites ou non, a été réalisée trois (03) fois pour conserver trois (03) échantillons pour les analyses de caroténoïdes dans les laboratoires de l'Unité Mixte de Recherche Qualisud au CIRAD en France.

II.6.2.3. Méthode d'extraction des caroténoïdes des pulpes bouillies de plantain

Le protocole d'extraction a été adapté de celui de **Taungbodhitam *et al.* (1998)** décrit plus haut.

II.6.2.4. Méthode d'identification et de dosage des caroténoïdes des pulpes bouillies de plantain

Les conditions analytiques ont été adaptées de **Caris-Veyrat *et al.* (2003)** décrites plus haut.

II.7. Analyses statistiques des données

Les statistiques descriptives et les tableaux croisés ont ainsi été réalisés pour évaluer les moyennes, écart-types, corrélations de Pearson et/ou les associations des diverses variables quantitatives ou qualitatives.

Il convient de rappeler que toutes les données ont été obtenues sur un nombre de répétitions compris entre 3 et 4. Elles ont été analysées à l'aide des logiciels GraphPad Prism 5 (**Motulsky, 2007**) et R i386 version 3.0.1 (The R Foundation for statistical Computing, R version 3.0.1 ; 2013). Par ailleurs, le logiciel Microsoft Office Excel 2013 a été utilisé pour l'adaptation des données expérimentales aux équations.

Des moyennes et erreur standard ont été obtenues, des analyses de variance réalisées et les comparaisons de moyennes au seuil de 5% ont été effectuées à l'aide du test de Student – Newman – Keuls.

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

III.1. Screening des fruits de bananiers issus de la collection de *Musacées* du CARBAP

III.1.1. Screening d'une portion de *banane à cuire* de la collection de *Musacées*

Les bananes à cuire analysées sont des groupes génomiques variés (AA, AAA, AAB et ABB). Leurs fruits présentent des pulpes de couleur blanche, crème, jaune, ivoire ou orange (cf. photos 28 à 33). Bien que les données obtenues avec les échelles de coloration soient les résultantes des comparaisons issues des observations visuelles qui peuvent être considérées comme « *subjectives* », l'on remarque que seules les pulpes blanches présentent des résultats qui ne varient pas avec les échelles Harvestplus (RHS 3/3 - 1205U) et DSM (1). Par contre, on observe des différences significatives en ce qui concerne les teneurs en caroténoïdes totaux des bananes à cuire à pulpe blanche. Par ailleurs, les accessions *Mbwazirume* et *Mnalouki* présentent des teneurs en caroténoïdes totaux supérieures à 10 µg/g ms.



Photo 28 : Pulpes de couleur jaune, cultivar AATA (*Fé'i*)



Photo 29 : Pulpes de couleur orange, cultivar Batard



Photo 30 : Pulpes de couleur orange foncée, cultivar PNG Enar

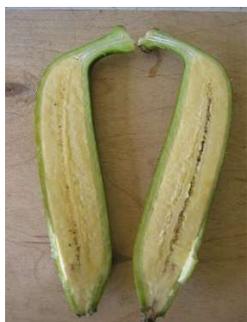


Photo 31 : Pulpes de couleur ivoire, cultivar Mbeta 2



Photo 32 : Pulpes de couleur crème, cultivar Williams



Photo 33 : Pulpes de couleur blanche, cultivar Espermo

Tableau XII : Screening d'une portion de *banane à cuire* de la collection de *Musacées*

Accession*	Code ITC	GG ⁰	IFC**	IPGRI ¹	HarvestPlus ²	DSM ³	TCT ⁴
ESPERMO	0042	ABB	125	blanche	RHS 3/3 - 1205U	1	0,94 ± 0,06
LAKNAO (LKNO)	0275	AAB	90	ivoire	RHS 5/3 - 7401U	3	2,11 ± 0,25
MBWAZIRUME	1356	AAA	80	crème	RHS 5/3 - 7401U	3	10,78 ± 0,11
MNALOUKI (MLKI)	0719	AAB	96	orange	RHS 9/3 - 7507U	7	13,63 ± 0,25
PISANG RAJAH	0243	AAB	76	crème	RHS 5/3 - 7401U	3	1,59 ± 0,14
POTEAU GEANT (PTGT)	1137	ABB	115	blanche	RHS 3/3 - 1205U	1	4,69 ± 0,36
SABA (SABA)	1138	ABB	160	crème	RHS 9/3 - 7507U	7	0,75 ± 0,19
SAMBA	0715	AA	120	crème	RHS 3/3 - 1205U	1	0,88 ± 0,01

* dénomination de l'accèsion selon MGIS (*Musa* Germplasm International system) ;

** IFC : Intervalle Floraison – Coupe ; ⁰ : Groupe génomique ;

¹ : Echelle de couleur IPGRI ; ² : Echelle de couleur HARVESTPLUS ; ³ : Echelle de couleur DSM ; ⁴ : TCT : Teneur en caroténoïdes Totaux (µg/g ms)

Les codes insérés entre parenthèses sont ceux desdits accèsions disponibles au CARBAP à Njombé et répertoriées à l'ITC à Leuven en Belgique ;

Source Code ITC : https://www.crop-diversity.org/mgis/accession-search?accession_name= consultée le 13 mai 2017

Au regard des résultats ci-dessus présentés dans le [tableau XII](#), les pulpes de banane à cuire présentent des colorations très variées : blanche, ivoire, crème et orange. Il en est de même pour les teneurs en caroténoïdes totaux qui comprises entre 0,75 µg/g ms et 14 µg/g ms. Deux cultivars *Mbwazirume* et *Mnalouki* se démarquent avec des teneurs en caroténoïdes totaux supérieures à 10 µg/g ms. L'analyse de régression avec quatre modèles possibles ([tableau XIII](#)) présente des coefficients de détermination très faible ; indiquant ainsi la très faible adaptation des équations ci-dessous aux données expérimentales. En effet, le coefficient de détermination indique la variabilité des données expliquées ou encore la relation mathématique entre une variable dépendante et une variable indépendante. Les courbes de régression (linéaire, exponentielle, puissance et polynomiale cubique) sont présentées dans la [figure 17](#).

Tableau XIII : Equation de régression entre la couleur de la pulpe à maturité mesurée à l'aide de l'échelle de coloration DSM et la teneur en caroténoïdes totaux des fruits de bananes à cuire

Modèle de régression	Equation	Coefficient de détermination
Linéaire	$y = 0,8195x + 1,7567$	$R^2 = 0,1651$
Exponentielle	$y = 1,7401e^{0,1076x}$	$R^2 = 0,0543$
Puissance	$y = 1,7184x^{0,4033}$	$R^2 = 0,083$
Polynomiale cubique	$y = -0,1232x^2 + 1,8223x + 0,4691$	$R^2 = 0,1753$

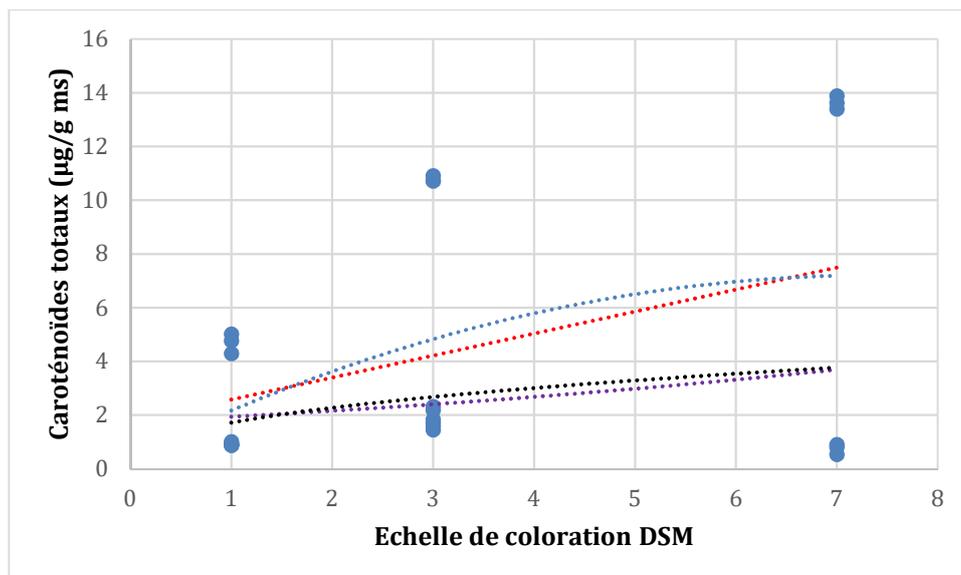


Figure 17: Courbes de régression du taux de caroténoïdes en fonction de la couleur des pulpes des bananes à cuire

Légende : Courbe de couleur rouge (modèle linéaire); Courbe de couleur violette (modèle exponentiel) ; Courbe de couleur noire (modèle de puissance); Courbe de couleur marron (modèle polynomial cubique).

III.1.2. Screening d'une portion de banane dessert de la collection de *Musacées*

En ce qui concerne les bananes dessert, généralement diploïdes (AA) ou triploïdes (AAA, AAB, ABB), leurs pulpes sont soit de coloration blanche, ivoire ou crème comme la plupart des pulpes de bananes à cuire. Leur similitude réside au niveau de leurs variations respectives en fonction des cultivars. En général, les teneurs en caroténoïdes totaux des pulpes des bananes dessert sont très faibles comparées à celles des bananes à cuire, et sont inférieures à 4 µg/g ms. La valeur maximale (3,55 µg/g ms) est détenue par le cultivar *Padji* qui présente une valeur très faible (3) sur l'échelle DMS (Tableau XIV).

Par ailleurs, il convient d'observer que le cultivar *Highgate* présente une valeur de DSM très élevée et on se serait attendu proportionnellement à une très forte teneur en caroténoïdes totaux ; ce qui n'est pas le cas. Cette coloration qui se situe à la limite entre l'orange et le jaune serait due à la présence d'autres composés non détectés lors de l'évaluation des caroténoïdes totaux.

L'analyse de régression avec également quatre modèles possibles présente des coefficients de détermination très faible ; à l'exception du modèle de régression polynomiale cubique dont R^2 se rapproche de 0,5. (Tableau XV).

Il est important de préciser que ces données indiquent une très faible adaptation des équations ci-dessous aux données expérimentales. Les courbes de régression (linéaire, exponentielle, puissance et polynomiale cubique) sont présentées dans la [figure 18](#).

Tableau XIV : Screening d'une portion de *banane dessert* de la collection de *Musacées*

Accession*	Code ITC	Génome ⁰	IFC**	IPGRI ¹	HarvestPlus ²	DSM ³	TCT ⁴
AKONDRO MAINTY	0281	AA	75	blanche	RHS 1/3 - 600U	1	1,41 ± 0,15
BANANE COCHON	1036	AAA	77	crème	RHS 5/3 - 7401U	3	1,82 ± 0,09
GROS MICHEL	1122	AAA	90	ivoire	RHS 5/3 - 7401U	3	2,65 ± 0,20
HIGHGATE (HGT)	0263	AAA	85	crème	RHS 9/2 - 1355U	9	1,19 ± 0,09
KONTRIKE (KTRK)	KTRK	AAA	90	crème	RHS 5/3 - 7401U	3	1,47 ± 0,06
LACATAN (LCTN)	0768	AAA	90	blanche	RHS 3/3 - 1205U	1	0,71 ± 0,06
MOENANG (MNAG)	1066	ABB	170	blanche	RHS 1/3 - 600U	2	0,65 ± 0,03
PADJI (PADJ)	PT-BA 00265	AAA	110	crème	RHS 5/3 - 7401U	3	3,55 ± 0,18
PISANG KELAT (KELT)	0842	AAB	120	crème	RHS 5/3 - 7401U	3	1,42 ± 0,09
VALERY (VALR)	0048	AAA	90	crème	RHS 3/3 - 1205U	1	1,24 ± 0,05
WILLIAMS (WILL)	0365	AAA	90	crème	RHS 3/3 - 1205U	1	2,10 ± 0,08
FIGUE POMME GEANTE (FPGE)	0769	AAB	85	crème	RHS 3/3 - 1205U	1	1,70 ± 0,28

* dénomination de l'accession selon MGIS (*Musa* Germplasm International system) ;

** IFC : Intervalle Floraison – Coupe ; ⁰ : Groupe génomique ;

¹ : IPGRI ; ² : HARVESTPLUS ; ³ : DSM ; ⁴ : TCT : Teneur en caroténoïdes Totaux (µg/g ms)

Les codes insérés entre parenthèses sont ceux desdits accessions disponibles au CARBAP à Njombé et répertoriées à l'ITC à Leuven en Belgique

Source Code ITC : https://www.crop-diversity.org/mgis/accession-search?accession_name= consultée le 13 mai 2017

Tableau XV : Equation de régression entre la couleur de la pulpe à maturité mesurée à l'aide de la charte de coloration DSM et la teneur en caroténoïdes totaux des fruits de bananes dessert

Modèle de régression	Equation	Coefficient de détermination
Linéaire	$y = 0,0105x + 1,6325$	$R^2 = 0,0008$
Exponentielle	$y = 1,4555e^{0,0092x}$	$R^2 = 0,0018$
Polynomiale cubique	$y = -0,1796x^3 + 2,2631x^2 - 6,3205x + 5,6731$	$R^2 = 0,4108$
Puissance	$y = 1,3771x^{0,1179}$	$R^2 = 0,0295$

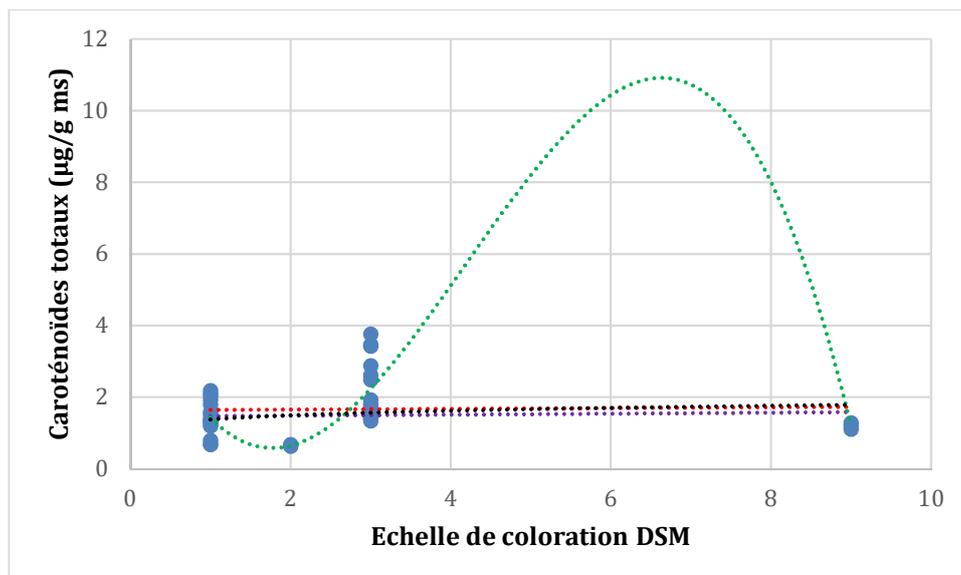


Figure 18 : Courbes de de régression du taux de caroténoïdes en fonction de la couleur des pulpes des bananes dessert

Légende : Courbe de couleur rouge (modèle linéaire); Courbe de couleur violette (modèle exponentiel) ; courbe de couleur verte (modèle polynomial cubique) ; Courbe de couleur noire (modèle de puissance).

III.1.3. Screening d'une portion de plantain de la collection de *Musacées*

Les plantains sont tous du même groupe génomique (AAB) et la couleur de leurs pulpes est généralement orange à l'exception de celle du cultivar *Niangafelo* qui est plutôt blanche. Elle corrobore avec sa valeur de DSM et sa très faible concentration en caroténoïdes totaux (Tableau XVI). En général, on observe très peu de variation dans ce groupe avec l'échelle H+ qui présente des valeurs comprises entre RHS 9/2-1355U et RHS 9/3-7507U correspondant respectivement à 9 et 7 sur l'échelle DSM. Ces valeurs obtenues à l'aide de l'échelle de coloration DMS sont largement supérieures à celles des bananes à cuire et des bananes dessert.

Les teneurs en caroténoïdes totaux des pulpes de plantains varient significativement selon les variétés et sont comprises entre 1 µg/g ms et 13 µg/g ms respectivement pour les cultivars *Niangafelo* et *Apantu*.

L'analyse de régression avec aussi quatre modèles possibles présente des coefficients de détermination faible ; à l'exception des modèles de régression exponentielle et puissance dont les R^2 se rapprochent respectivement de 0,5 et 0,6. (Tableau XVII).

Toutefois, ces données indiquent une faible adaptation des équations ci-dessous aux données expérimentales. Les courbes de régression (linéaire, exponentielle, puissance et polynomiale d'ordre 2) sont présentées dans la [figure 19](#).

Tableau XVI : Screening d'une portion de *plantain* de la collection de *Musacées*

Accession*	Code ITC	IFC**	IPGRI ¹	HarvestPlus ²	DSM ³	TCT ⁴
ABOMIENU (ABO)	0229	80	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	5,44 ± 0,31
APANTU (APA)	0223	91	orange	RHS 9/3 - 7507U	7	13,62 ± 0,29
BUNGAOISAN (BGAO)	0033	82	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	5,71 ± 0,27
CORNE 4	0390	72	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	3,21 ± 0,13
CORNE CANTEBALON (CTBL)	1669	82	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	10,17 ± 0,90
EBANG MBOE (EBGM)	1663	77	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	2,64 ± 0,18
FRENCH SOMBRE (FSB)	1668	93	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	6,74 ± 0,40
MAKEMBA NOIR (MKBN)	1672	90	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	4,37 ± 0,45
MBETA 2 (MBT2)	MBT2	84	orange	RHS 9/3 - 7507U	7	2,52 ± 0,05
MBIRINYONG (MBRG)	0233	75	orange	RHS 9/3 - 7507U	7	12,09 ± 0,21
MOTO EBANGA (MEBG)	1131	91	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	4,51 ± 0,57
NIANGAFELO (NGFL)	0044	65	blanche	RHS 1/3 - 600U	1	0,18 ± 0,03
PX 3	0350	85	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	1,39 ± 0,05
SOYA	-	76	orange	RHS 9/3 - 7507U	7	2,90 ± 0,26

* dénomination de l'accession selon MGIS (*Musa* Germplasm International system) ;

** IFC : Intervalle Floraison – Coupe ; ⁰ : Groupe génomique ;

¹ : IPGRI ; ² : HARVESTPLUS ; ³ : DSM ; ⁴ : TCT : Teneur en caroténoïdes Totaux (µg/g ms)

Les codes insérés entre parenthèses sont ceux desdits accessions disponibles au CARBAP à Njombé et répertoriées à l'ITC à Leuven en Belgique

Source Code ITC : https://www.crop-diversity.org/mgis/accession-search?accession_name= consultée le 13 mai 2017

Tableau XVII : Equation de régression entre la couleur de la pulpe à maturité mesurée à l'aide de la charte de coloration DSM et la teneur en caroténoïdes totaux des fruits de plantains

Modèle de régression	Equation	Coefficient de détermination
Linéaire	$y = 0,3665x + 2,5135$	$R^2 = 0,0394$
Exponentielle	$y = 0,2628e^{0,3378x}$	$R^2 = 0,4529$
Polynomiale d'ordre 2	$y = -0,3379x^2 + 3,9711x - 3,4567$	$R^2 = 0,2479$
Puissance	$y = 0,2186x^{1,4416}$	$R^2 = 0,5812$

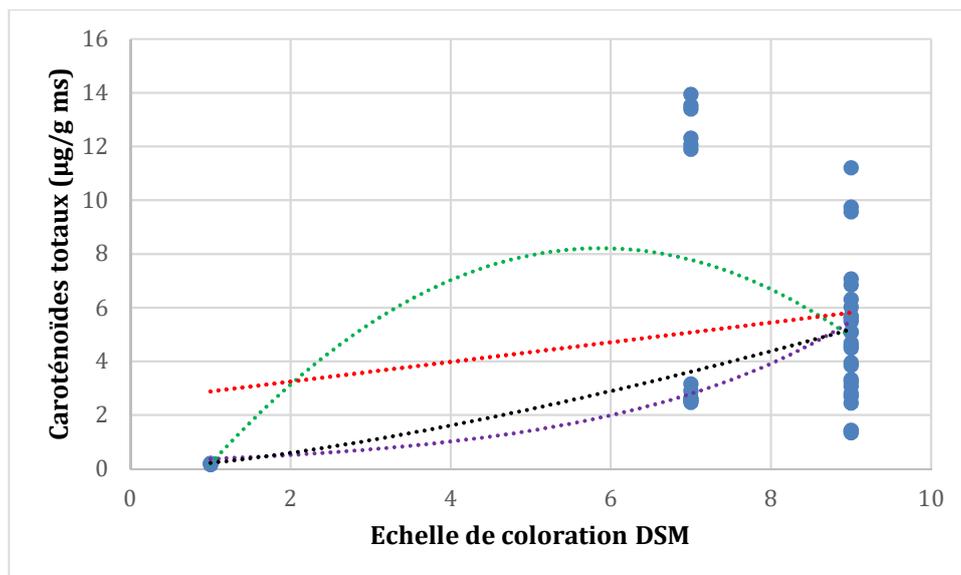


Figure 19 : Courbes de régression du taux de caroténoïdes en fonction de la couleur des pulpes de plantains.

Légende : Courbe de couleur rouge (modèle linéaire); Courbe de couleur violette (modèle exponentiel) ; courbe de couleur verte (modèle polynomial d'ordre 2) ; Courbe de couleur noire (modèle de puissance).

III.1.4. Screening d'une portion des PNG de la collection de *Musacées*

Les cultivars de *Musa* du groupe Papouasie Nouvelle Guinée (PNG) sont de génotypes très variés : AA, AAA, AAB, AAT. Ils ont généralement des pulpes de couleur orange à l'exception de *Kungor* (ivoire), *Maia pulam* (crème) et *Te'engi* (crème) dont les concentrations en caroténoïdes totaux ne sont pas proportionnelles aux valeurs obtenues à l'aide de l'échelle de coloration DSM, qui sont respectivement 3, 1 et 1 (Tableau XVIII).

Parmi les vingt et un cultivars analysés dans le cadre de cette étude, deux présentent des teneurs en caroténoïdes totaux supérieures à 13 µg/g ms, qui représente la valeur maximale présentées par les plantains et les bananes à cuire. Il s'agit de cultivars *Bira* et *Hung tu* dont les concentrations respectives s'élèvent à 21 µg/g ms et 18 µg/g ms, et ne sont pas proportionnelles aux valeurs obtenues sur l'échelle de coloration DSM.

Les pulpes des cultivars de PNG contiennent les plus fortes valeurs de caroténoïdes totaux. Toutefois, il convient de relever que certaines accessions présentent des valeurs de DSM très élevées pour de teneurs en caroténoïdes très faibles et vice versa. Ceci montre très clairement que l'échelle de coloration DSM ne serait pas une échelle de base pour

l'établissement des corrélations fiables entre les concentrations en caroténoïdes totaux et les couleurs des pulpes de bananiers.

L'analyse de régression avec cinq modèles possibles présente des coefficients de détermination très faible ; à l'exception du modèle polynomial quadratique dont R² se rapproche de 0,5 (Tableau XIX). Ces données indiquent une faible adaptation des équations ci-dessous aux données expérimentales. Les courbes de régression (linéaire, exponentielle, puissance, polynomiale cubique et quadratique) sont présentées dans la figure 20.

Tableau XVIII : Screening d'une portion des PNG de la collection de Musacées

Accession*	Code ITC	GG ⁰	IFC**	IPGRI ¹	HarvestPlus ²	DSM ³	TCT ⁴
AIVIP	0785	AA	50	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	4,65 ± 0,09
AWONDAEKE	0884	AA	93	orange	RHS 9/3 - 7507U	8	5,53 ± 0,29
BIRA	0945	AAB	75	orange	RHS 9/3 - 7507U	7	21,67 ± 0,11
BOUNG FU	0940	AAB	66	orange	RHS 9/3 - 7507U	7	3,27 ± 0,20
HUNG TU	0601	AA	60	orange	RHS 9 - 137U	13	18,25 ± 0,63
IGUA (IGUA)	0891	AA	90	orange	RHS 9/3 - 7507U	8	6,17 ± 0,24
INORI	0850	AA	52	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	4,65 ± 0,30
KAROINA	0851	AAT	92	orange	RHS 3/3 - 1205U	1	6,31 ± 0,34
KEKIAU (KEK)	0776	AA	78	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	1,73 ± 0,06
KENAR (KENA)	0816	AAA	75	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	2,54 ± 0,42
KIMBEN	0871	AAB	66	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	4,40 ± 0,34
KUNGOR	0834	AA	68	ivoire	RHS 5/3 - 7401U	3	5,00 ± 0,46
LALALUR	0794	AA	38	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	12,99 ± 0,45
MAIA PULAM	-		61	crème	RHS 3/3 - 1205U	1	5,59 ± 0,34
PAGATAU	0595	AAA	53	ivoire	RHS 5/3 - 7401U	3	5,42 ± 0,06
PITU	0777	AA	104	orange	RHS 5/3 - 7401U	3	2,87 ± 0,08
SENA	1013	AA	69	orange	RHS 9/3 - 7507U	7	11,27 ± 0,09
TANGAMOR	1186	AA	52	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	1,46 ± 0,10
TE'ENGI	0951	AA	61	crème	RHS 3/3 - 1205U	1	1,85 ± 0,08
TIGUA	0875	AAB	84	orange	RHS 9/2 - 1355U	9	3,14 ± 0,39
TOMOLO (TOMO)	1187	AA	93	orange	RHS 9/3 - 7507U	7	6,12 ± 0,18

* dénomination de l'accession selon MGIS (*Musa* Germplasm International system) ;

** IFC : Intervalle Floraison – Coupe ; ⁰ : Groupe génomique ;

¹ : IPGRI ; ² : HARVESTPLUS ; ³ : DSM ; ⁴ : TCT : Teneur en caroténoïdes Totaux (µg/g ms)

Les codes insérés entre parenthèses sont ceux desdits accessions disponibles au CARBAP à Njombé et répertoriées à l'ITC à Leuven en Belgique ;

Source Code ITC : https://www.crop-diversity.org/mgis/accession-search?accession_name= consultée le 13 mai 2017

Tableau XIX : Equation de régression entre la couleur de la pulpe à maturité mesurée à l'aide de la charte de coloration DSM et la teneur en caroténoïdes totaux des fruits des cultivars de PNG

Modèle de régression	Equation	Coefficient de détermination
Linéaire	$y = 0,4479x + 3,3806$	$R^2 = 0,075$
Exponentielle	$y = 3,7369e^{0,0412x}$	$R^2 = 0,0346$
Polynomiale quadratique	$y = 0,0235x^4 - 0,5822x^3 + 4,5009x^2 - 11,335x + 11,721$	$R^2 = 0,4408$
Puissance	$y = 3,754x^{0,1607}$	$R^2 = 0,0297$
Polynomiale cubique	$y = 0,052x^3 - 1,0024x^2 + 5,6742x - 1,859$	$R^2 = 0,2553$

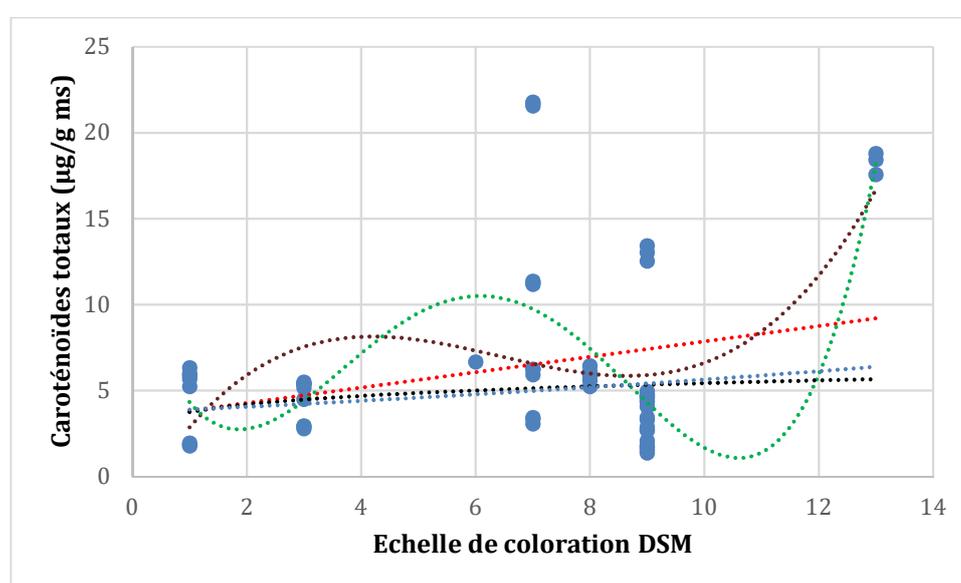


Figure 20: Courbes de régression du taux de caroténoïdes en fonction de la couleur des pulpes des cultivars de PNG.

Légende : Courbe de couleur rouge (modèle linéaire); Courbe de couleur bleue (modèle exponentiel) ; courbe de couleur verte (modèle polynomiale quadratique) ; Courbe de couleur noire (modèle de puissance); courbe de couleur marron (modèle polynomiale cubique).

Il est important de préciser que la [figure 21](#) permet de visualiser rapidement les corrélations entre les teneurs en caroténoïdes totaux et les couleurs des pulpes obtenues à l'aide des trois échelles de coloration. Elle permet également d'analyser les données quantitatives malgré l'utilisation d'un outil de statistique exploratoire (ACP) qui ne permet pas généralement de tester des hypothèses.

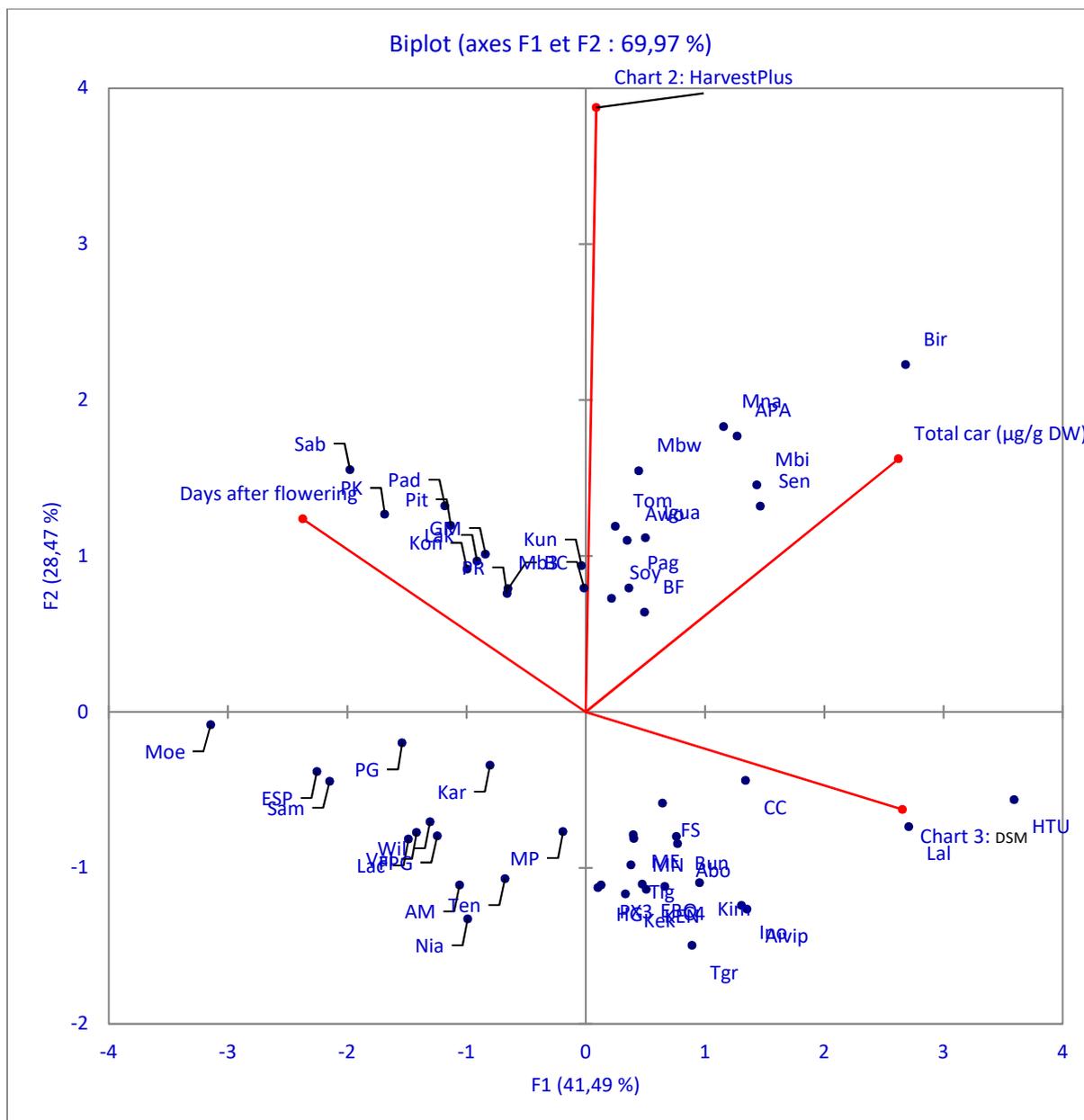


Figure 21: Diagramme ACP portion de la collection

III.1.5. Comparaison des types de bananiers en fonction des échelles de coloration

Sur la base des échantillons analysés dans le cadre de cette étude, les échelles de coloration HarvestPlus et DSM ainsi que la méthode de détermination des teneurs en caroténoïdes totaux par spectrophotométrie ne permettent pas d'établir des différences entre les bananes à cuire et les bananes dessert.

Par contre, l'échelle de coloration HarvestPlus permet :

- (i) de séparer les Plantains des PNG ;
- (ii) de différencier les bananes à cuire du groupe composé de PNG et des plantains ;
- (iii) de séparer les bananes dessert du groupe composé des PNG et des Plantains.

Il en est de même pour l'échelle de coloration DSM, sauf que les différences entre les groupes de PNG et de Plantains d'une part, et d'autre part les groupes de bananes à cuire et dessert, ne sont pas significatives. Par ailleurs, la méthode spectrophotométrique qui consiste à déterminer les teneurs en caroténoïdes totaux, permet tout simplement de séparer très significativement les bananes dessert des PNG et des plantains ([Tableau XX](#)).

Les groupes génomiques des bananiers sont très variés. Ce travail réalisé sur une portion de 55 cultivars de bananiers de la collection des *Musacées* du CARBAP montre qu'il est très difficile, voire impossible de séparer les bananiers en tenant compte de leurs génomes sur la base des teneurs en caroténoïdes totaux déterminées par spectrophotométrie ([Tableau XXI](#)).

Tableau XX : Comparaison des types de bananiers en fonction des échelles de coloration (comparaison des moyennes 2 à 2 à l'aide du test de Tukey au seuil de 5%)

Groupe de <i>Musa</i>	Echelle de coloration <i>HarvestPlus</i>	Echelle DSM	Caroténoïdes totaux
Banane à cuire # Banane dessert	ns	ns	ns
Banane à cuire # PNG	***	***	ns
Banane à cuire # Plantain	***	***	ns
Banane dessert # PNG	**	***	***
Banane dessert # Plantain	***	***	**
PNG # Plantain	***	ns	ns

ns : non significatif ; ** : significatif au seuil de 1% ($P < 0,01$) ; *** : significatif au seuil de 1^o/100 ($P < 0,001$)

Tableau XXI : Comparaison des groupes génomiques de bananiers en fonction des échelles de coloration (comparaison des moyennes 2 à 2 à l'aide du test de Tukey au seuil de 5%)

Echelle de coloration Groupe génomique	Echelle HARVESTPLUS	Echelle DSM	Caroténoïdes totaux
	AAB # AA	ns	ns
AAB # AAA	***	***	ns
AAB # AAT	***	ns	ns
AAB # ABB	***	***	ns
AA # AAA	ns	***	ns
AA # AAT	**	ns	ns
AA # ABB	*	***	ns
AAA # AAT	ns	ns	ns
AAA # ABB	ns	ns	ns
AAT # ABB	ns	ns	ns

*ns : non significatif ; * : significatif au seuil de 5% (P < 0,05) ;*

*** : significatif au seuil de 1% (P < 0,01) ; *** : significatif au seuil de 1⁰/100 (P < 0,001)*

III.1.6. Corrélation entre les teneurs en caroténoïdes totaux et la couleur des pulpes de bananiers

Une analyse de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes totaux et la couleur de la pulpe obtenue à l'aide de l'échelle de coloration DSM, a été réalisée grâce au logiciel Graph pad prism 5 version 5.01 et les courbes de corrélation sont présentées en [annexe d](#). En effet, pour chaque groupe de bananiers, les résultats montrent clairement qu'il existe une corrélation positive (même si très faible) entre les données de coloration des pulpes des cultivars de bananiers obtenues à l'aide de l'échelle DSM et les teneurs en caroténoïdes totaux de ces mêmes pulpes ([Tableau XXII](#)). Cependant, il convient de préciser que toutes ces corrélations ne sont pas significatives ($P > 0,05$). En outre, les coefficients de détermination sont très faibles (inférieurs à 0,2). Ce qui confirme un très faible degré d'ajustement de la relation existant entre les caroténoïdes totaux et la coloration de la pulpe des bananiers. Par ailleurs, cette analyse de corrélation a également indiqué que les teneurs en caroténoïdes totaux augmentent avec l'intensité de la coloration orangée de la pulpe du bananier.

Tableau XXII : Analyse de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes totaux des pulpes et leurs valeurs de coloration obtenues avec l'échelle de coloration DSM (test de Pearson)

Paramètres	Banane à cuire	Banane dessert	Plantain	PNG
Coefficient de corrélation	0,40	0,02	0,19	0,26
Droite de régression	$Y=0,119 X +2,7143$	$Y=0,114 X +1,5858$	$Y=0,2022 X +9,37$	$Y=0,2734 X +9,43$
R ²	0,013	0,0026	0,1507	0,101
p. value	0,31	0,90	0,49	0,24

Y : teneur en caroténoïdes totaux ; X : valeur coloration-DSM ; R² : Coefficient de détermination

Les teneurs en caroténoïdes de la portion de bananiers issus de la collection des *Musacées* du CARBAP qui a été analysée dans le cadre de cette étude, varient très significativement selon qu'il s'agisse des bananes à cuire, des bananes dessert, des plantains et des plantains du pacifique (PNG). Dans chaque groupe, on observe des différences significatives entre les variétés. Les teneurs en caroténoïdes totaux augmentent proportionnellement avec la coloration orangée de la pulpe du bananier. Toutefois, il convient de relever qu'il existe une grande variabilité de la coloration des pulpes de bananiers analysés.

Par ailleurs, les cultivars qui présentent des teneurs en caroténoïdes totaux supérieures à 10 µg/g ms constituent d'une part, d'éventuelles sources alimentaires riches en caroténoïdes qui peuvent être utilisées dans le cadre de la lutte contre les carences en vitamines A, et d'autre part des potentiels géniteurs identifiés qui doivent être utilisés dans le cadre de l'amélioration variétale des bananiers avec pour objectif d'améliorer la qualité nutritionnelle des pulpes destinées à la consommation. Il s'agit de :

1. *Mbwazirume* et *Mnalouki* pour les bananes à cuire
2. *Apantu*, *Corne cantebalon* et *Mbirinyong* pour les plantains
3. *Bira*, *Hung tu*, *Lalalur* et *Senar* pour les plantains du pacifique (PNG).

Eu égard à tout ce qui précède et considérant les résultats relatifs à la charte de coloration DSM, les corrélations qui existent entre les teneurs en caroténoïdes et les couleurs des pulpes de bananiers sont positives, mais très faibles.

Il est important de préciser que toutes les échelles de coloration utilisées dans le cadre de cette étude sont sujettes à des observations visuelles qui sont pour la plupart de temps subjectives. Il serait donc impérieux de poursuivre cette étude d'estimation ou de prédiction de la teneur en caroténoïdes des pulpes de bananiers en fonction de leurs

couleurs en utilisant un chromamètre qui donnerait les valeurs plus fiables de coloration dans le système $L^* a^* b^*$. En effet, **Hagenimana *et al.*, (1999)** ont montré qu'il existe une forte corrélation entre la couleur de la pulpe de patate douce évaluée à l'aide d'un chromamètre et la teneur en caroténoïdes.

III.2. Influence de quelques facteurs environnementaux sur la composition nutritionnelle des pulpes de quelques cultivars et hybrides de bananiers

III.2.1. Analyse des sols

Avant la mise en place de chaque parcelle, des échantillons de sols ont été prélevés. Il est à noter que deux (02) transepts longitudinaux étaient réalisés dans chaque parcelle rectangulaire et suivant ces transepts, cinq (05) échantillons doubles de sol ont été prélevés à 20 cm et 40 cm de profondeur. Cette opération a été répétée à la floraison de plus de 50% des plants significatifs des 2 parcelles.

Ces échantillons de sols ont été analysés pour leurs caractéristiques physicochimiques au laboratoire d'analyses des sols de l'IRAD à Ekona dans la région du Sud-Ouest Cameroun. Il s'agissait des paramètres suivants : pH, phosphore, potassium, sodium, calcium, magnésium, manganèse, cuivre, fer, zinc, aluminium, capacité d'échange effective de cation, carbone organique, azote total et rapport C/N.

Tableau XXIII : Résultats d'analyses des échantillons de sols collectés à Njombé et à Ekona

Paramètres	Njombé				Ekona			
	Av<20cm		Av < 40cm		Av<20cm		Av < 40cm	
	planting	floraison	planting	floraison	planting	floraison	planting	floraison
pH(H ₂ O) 1 : 2,5	6,21	5,40	6,17	5,42	6,21	5,13	6,03	4,97
pH(KCL) 1 : 2,5	5,43	5,27	5,45	5,22	5,10	4,70	5,29	4,54
Ca ²⁺ (AmAc)(cmol/kg	6,97	13,01	3,95	11,92	11,86	8,37	9,50	6,38
Mg ²⁺ (AmAc)(cmol/kg	3,29	2,42	1,68	1,06	6,63	4,69	5,33	3,40
K ⁺ (AmAc)(cmol/kg	0,84	0,80	0,29	0,23	2,51	1,86	1,38	1,45
Na ⁺ (AmAc)(cmol/kg	0,11	0,06	0,05	0,07	0,26	0,03	0,17	0,04
AL + H(KCl)	0,17	0,00	0,24	0,00	0,16	0,00	0,04	0,04
ECEC	11,37	16,29	6,19	13,28	21,41	14,95	16,42	11,30
Av.P(Bray-2) mg/kg	56,50	12,75	43,50	9,94	40,67	23,40	38,00	11,66
Zn mg/kg	10,50	4,36	7,50	2,86	9,67	2,48	7,00	1,04
Cu mg/kg	12,50	2,53	9,00	2,32	9,67	1,92	10,00	1,42
Mn mg/kg	59,00	3,25	56,00	2,24	1153,33	64,54	902,00	42,48
Fe mg/kg	515,00	100,44	414,00	104,03	836,33	110,40	811,00	91,06
Org.carbon%	4,66	3,73	3,98	3,33	3,74	2,67	3,11	1,94
Total N%	0,32	0,45	0,33	0,39	0,34	0,33	0,32	0,24
C/N	14,78	8,37	12,25	8,65	11,01	8,14	9,72	8,14

Les résultats d'analyses des échantillons de sols collectés à la mise en place des parcelles expérimentales et à la floraison des plants de bananiers sont présentés dans le [tableau XXIII](#). Ils montrent que le pH diminue dans les 2 localités avec la profondeur et peut atteindre une valeur inférieure à 5 comme à Ekona à plus de 20 cm de profondeur. L'on observe également une diminution du pH du planting à la floraison qui serait probablement due à l'application des intrants et autres pesticides lors des processus d'entretien et de suivi des parcelles. Cette réduction du pH entraîne une diminution de la disponibilité du phosphore.

Les cations (Na^+ , Mg^{2+} , K^+ , à l'exception du Ca^{2+}) diminuent légèrement du planting à la floraison des plants à Njombé et à Ekona. Cette même observation a été faite avec l'aluminium qui décroît jusqu'à 0 à la floraison sauf à Ekona où sa concentration reste inchangée à environ 40cm de profondeur.

En ce qui concerne la capacité effective d'échange de cation et la concentration en azote total, une variation opposée a été observée dans les 2 localités. En effet, du planting à la floraison, ces 2 paramètres augmentent à Njombé et diminuent plutôt à Ekona. Les concentrations en manganèse et en fer étaient élevées à Ekona et leur diminution du planting à la floraison était plus spectaculaire à Ekona qu'à Njombé.

III.2.2. Données agronomiques

Les dates de floraison et de récolte ont été enregistrées dans les 2 parcelles expérimentales à Ekona et Njombé. Ces deux lots de données nous ont permis de calculer l'intervalle floraison coupe (IFC). A la floraison, la hauteur de la plante, la circonférence du pseudotrunc à 10 cm du sol et le nombre de feuilles fonctionnelles ont également été enregistrés. A la récolte, le poids du régime, le nombre de mains par régime, le nombre de fruits de la 2^{ème} main du régime ont été déterminés. Les [tableaux XXIV et XXV](#) présentent l'essentiel des résultats obtenus au premier cycle de production.

Ces résultats indiquent qu'à la floraison tous les cultivars étaient plus grands et possédaient des pseudotrons plus épais à Ekona qu'à Njombé. Aussi, l'hybride de type plantain (*CRBP 39*) et la banane dessert (*Grande naine*) ont présenté un nombre élevé de feuilles vivantes à Ekona qu'à Njombé.

Dans chaque localité, le cultivar *Grande naine* a présenté les plus petites valeurs de la hauteur et de la circonférence du plant, alors que le cultivar de plantain *Agbagba* était le plus grand et le plus épais à Njombé. Par ailleurs, la banane dessert *Gros michel* était le plus grand et la banane à cuire *Popoulou* le plus épais à Ekona. Seul l'hybride de type plantain du groupe des

Musacées analysés dans cette partie de l'étude a présenté le grand nombre de feuilles vivantes à la floraison que ce soit à Ekona ou à Njombé, indiquant ainsi sa résistance partielle à la maladie des raies noires en comparaison aux cultivars locaux de plantains et de bananes.

A la récolte, le poids du régime le plus élevé a été obtenu avec l'hybride de type plantain CRBP39 qui était significativement élevé comparé aux cultivars locaux de plantains et de bananes. Ceci serait probablement dû à son génotype, aux conditions environnementales et plus particulièrement à sa résistance partielle à la maladie des raies noires. Toutefois, le nombre de mains par régime n'a pas véritablement varié aussi bien à Njombé qu'à Ekona, contrairement au nombre de fruits de la 2^{ème} main du régime ; la banane dessert *Gros michel* présentant le plus grand nombre alors que le cultivar de plantain *Agbagba* présentait moins de sa moitié. Ce dernier présentait des fruits au grade élevé et bien remplis. En général, les régimes ont mis plus de temps de la floraison à la récolte à Ekona qu'à Njombé, ce phénomène serait attribué à la faible température due à l'altitude, les 2 localités se situant respectivement à environ 400 m et 80 m d'altitude.

Tableau XXIV : Quelques données agronomiques qui ont été collectées à Ekona

Paramètres	<i>Agbagba</i>	<i>Popoulou</i>	<i>Gros michel</i>	<i>Grande naine</i>	<i>CRBP 39</i>
HP (cm)	330,00 ± 0,00	295,00 ± 18,03	363,33 ± 2,89	220,00 ± 7,07	315,00 ± 13,23
CP (cm)	60,50 ± 4,95	66,00 ± 21,28	60,00 ± 1,00	50,50 ± 0,71	56,00 ± 1,00
NFV	8,00 ± 1,41	8,33 ± 1,53	9,00 ± 0,00	9,50 ± 0,71	16,00 ± 1,00
PR (kg)	8,50 ± 0,71	11,67 ± 3,79	16,00 ± 1,73	14,00 ± 1,41	23,00 ± 2,00
NMR	6,00 ± 0,00	7,00 ± 1,73	8,33 ± 0,58	10,50 ± 0,71	7,00 ± 1,00
NF2MR	7,50 ± 0,71	11,33 ± 4,16	17,33 ± 2,52	16,00 ± 0,00	15,33 ± 0,58
IFC	80,00 ± 11,31	97,67 ± 2,89	98,33 ± 20,50	102,50 ± 2,12	125,67 ± 10,02

HPM : hauteur du plant ; CP : circonférence du pseudotrunc ; NFV : Nombre de feuilles vivantes à la floraison ; PR : Poids du régime
NMR : Nombre de main du régime ; NF2MR : Nombre de fruit deuxième main du régime ; IFC : Intervalle floraison coupe

Tableau XXV : Quelques données agronomiques qui ont été collectées à Njombé

Paramètres	<i>Agbagba</i>	<i>Popoulou</i>	<i>Gros michel</i>	<i>Grande naine</i>	<i>CRBP 39</i>
HP (cm)	310,00 ± 8,70	260,00 ± 10,00	283,30 ± 25,20	218,30 ± 58,00	288,30 ± 2,90
CP (cm)	57,000 ± 3,50	49,70 ± 2,10	55,3 ± 2,10	44,30 ± 2,50	48,00 ± 10,60
NFV	9,33 ± 0,58	10,33 ± 0,58	7,67 ± 0,58	8,00 ± 1,00	11,67 ± 0,58
PR (kg)	16,30 ± 1,50	13,70 ± 1,20	16,30 ± 2,10	13,30 ± 3,50	21,70 ± 2,10
NMR	7,30 ± 0,60	6,70 ± 0,60	8,00 ± 0,00	7,70 ± 0,60	7,00 ± 0,00
NF2MR	7,70 ± 0,60	12,00 ± 3,50	18,30 ± 0,60	15,00 ± 1,70	14,30 ± 1,50
IFC	85,30 ± 2,50	72,70 ± 4,90	76,70 ± 7,00	82,70 ± 8,30	99,30 ± 7,00

HPM : hauteur du plant ; CP : circonférence du pseudotrunc ; NFV : Nombre de feuilles vivantes à la floraison ; PR : Poids du régime
NMR : Nombre de main du régime ; NF2MR : Nombre de fruit deuxième main du régime ; IFC : Intervalle floraison coupe

III.2.3. La couleur des pulpes de bananiers

Le [tableau XXVI](#) ci-dessous présente l'essentiel des résultats liés à la couleur de la pulpe des fruits issus de six régimes par cultivar évalué. En effet, il y ressort que les pulpes des cultivars de plantain et de banane à cuire ont une coloration orange alors que celles de l'hybride de type plantain ont une coloration ivoire, intermédiaire entre l'orange et la coloration crème de la pulpe des bananes dessert. Les chartes de coloration *HarvestPlus* et *DSM* ont permis d'observer la différence qu'il y a entre le plantain et la banane à cuire, la pulpe de cette dernière étant plus orange. Par contre, elles n'indiquent aucune différence entre les pulpes de plantain et celles de l'hybride de type plantain.

En général, les localités n'ont eu aucune influence sur la coloration des pulpes des accessions de bananiers analysés, puisque les résultats obtenus avec 3 différentes échelles de coloration n'ont montré aucune différence de données relatives aux variétés cultivées à Njombé (80 m d'altitude) et à Ekona (400 m d'altitude). L'altitude n'aurait donc pas d'influence sur la couleur de la pulpe des *Musacées* cultivés dans les 2 régions ciblées.

Tableau XXVI : Couleur de la pulpe des accessions provenant des 2 localités de l'étude

	<i>IPGRI colour chart</i>		<i>H⁺ colour chart</i>		<i>DSM colour chart</i>	
	Ekona	Njombé	Ekona	Njombé	Ekona	Njombé
<i>Popoulou</i> ¹	Orange	Orange	RHS 9/2 - 1355U	RHS 9/2 - 1355U	9	9
<i>Agbagba</i> ²	Orange	Orange	RHS 9/3 - 7507U	RHS 9/3 - 7507U	7	7
<i>French clair</i> ²	Orange	Orange	RHS 9/3 - 7507U	RHS 9/3 - 7507U	7	7
<i>CRBP 39</i> ³	Ivoire	Ivoire	RHS 9/3 - 7507U	RHS 9/3 - 7507U	7	7
<i>Gros michel</i> ⁴	Crème	Crème	RHS 5/3 - 7401U	RHS 5/3 - 7401U	3	3
<i>Grande naine</i> ⁴	Crème	Crème	RHS 5/3 - 7401U	RHS 5/3 - 7401U	3	3

¹ banane à cuire ; ² plantain ; ³ hybride de type plantain ; ⁴ banane dessert

III.2.4. Les caroténoïdes totaux des pulpes de bananiers

Le [tableau XXVII](#) présente les teneurs en caroténoïdes totaux exprimées en µg/g de matière sèche des pulpes des fruits obtenus au cycle 1 de production à Ekona (400 m d'altitude) et à Njombé (80 m d'altitude). Il en ressort que quatre (04) des six (06) cultivars de *Musacées* étudiés ont des comportements différents en ce qui concerne leurs teneurs en caroténoïdes totaux. L'altitude n'aurait pas un effet significatif sur les caroténoïdes totaux du plantain *French clair* et de la banane à cuire *Popoulou*. Il est à noter que cette même conclusion a été observée pour la couleur des pulpes des fruits évaluée avec trois (03) échelles de coloration. Bien que la couleur orangée du *Popoulou* ait été plus

prononcée que celle de *Agbagba* et de *French clair* dans les 2 localités, les valeurs des teneurs en caroténoïdes de cette banane à cuire comparées aux cultivars de plantain de l'étude sont respectivement élevées et faibles à Ekona et à Njombé. Par ailleurs, les fruits des bananes desserts cultivés à 400m d'altitude contiennent plus de caroténoïdes que ceux cultivés en basse altitude ; les premiers présentant 3 fois les valeurs des seconds.

En définitive, les résultats de cette partie de l'étude montrent qu'au premier cycle de production, l'environnement en général et l'augmentation de l'altitude en particulier exercent une influence significative positive (test de SNK au seuil de 5%) sur les caroténoïdes totaux des fruits du plantain *French clair*, des bananes dessert, de la banane à cuire et de l'hybride de type plantain analysés.

Tableau XXVII : Teneurs en caroténoïdes totaux ($\mu\text{g/g ms}$) des pulpes non mûres des fruits obtenus au cycle 1 de production dans 2 localités au Cameroun (Ekona et Njombé)

Cultivar	Localité		P value
	Ekona	Njombé	
Agbagba ¹	16,52 ^a ± 3,83	34,72 ^b ± 1,26	0,0014
CRBP39 ²	25,74 ^a ± 1,24	9,69 ^b ± 0,72	< 0,0001
French clair ¹	26,93 ^a ± 6,89	24,61 ^a ± 3,35	0,6280
Grande naine ³	18,03 ^a ± 1,97	5,11 ^b ± 1,38	0,0007
Gros michel ³	20,95 ^a ± 1,76	6,31 ^b ± 0,72	0,0002
Popoulou ⁴	28,14 ^a ± 4,22	20,08 ^a ± 5,71	0,1207

¹ plantain ; ² hybride de type plantain ; ³ banane dessert ; ⁴ banane à cuire

Les moyennes portant les mêmes lettres dans la même ligne ne sont pas significativement différentes (SNK au seuil de 5%)

En général, au second cycle de production, l'altitude favorise également une augmentation des teneurs en caroténoïdes des pulpes de *Musacées* qui peut être légère (*Agbagba* et *Gros michel*) ou très significative (*French clair*, *Grande naine* et *Popoulou*). Toutefois, on a observé des variations très significatives des teneurs en caroténoïdes totaux des fruits produits au 2^{ème} cycle à Ekona comparées à celles du 1^{er} cycle. En effet, on a assisté à une double augmentation des valeurs présentées par les pulpes du plantain *Agbagba* et une double réduction des valeurs de la banane dessert *Gros michel* et de l'hybride de type plantain *CRBP 39* (Tableau XXVIII).

Les fruits des *Musacées* cultivés dans la localité de Njombé ont présenté au 2nd cycle des teneurs en caroténoïdes totaux légèrement élevées comparées aux valeurs présentées au 1^{er} cycle de production à l'exception du plantain *Agbagba*. A basse altitude (80 m), le second cycle favoriserait en général l'augmentation même si elle n'est pas significative des teneurs en caroténoïdes totaux des pulpes des fruits de *Musacées*. Par contre en altitude (400 m), les teneurs en caroténoïdes des fruits de bananiers obtenus au 2nd cycle présentent deux tendances :

- a) soit elles se stabilisent (légère augmentation ou légère diminution pas significative au seuil de 5%) ;
- b) soit elles diminuent très significativement de moitié au moins.

En définitive, sur la base des résultats obtenus à Ekona et Njombé sur deux plantains, deux bananes dessert, un hybride de type plantain et une banane à cuire, le cycle de production exerce une influence qui peut être très significative sur les teneurs en caroténoïdes totaux des pulpes de *Musacées* analysées dans le cadre de la présente étude (Figures 22 et 23). Cette influence significative varie selon les cultivars et les localités.

Tableau XXVIII : Teneurs en caroténoïdes totaux des pulpes des fruits non mûres obtenus au cycle 2 de production dans 2 localités (Ekona et Njombé)

<i>Localité</i>	<i>Ekona</i>	<i>Njombé</i>	<i>P value</i>
<i>Variété</i>			
Agbagba	35,09 ^a ± 6,27	30,41 ^a ± 1,02	0,2719
CRBP39	11,08 ^a ± 2,20	13,98 ^a ± 0,32	0,0875
French clair	33,94 ^a ± 1,43	29,26 ^b ± 0,93	0,0089
Grande naine	16,94 ^a ± 3,75	8,20 ^b ± 0,23	0,0158
Gros michel	10,21 ^a ± 2,91	8,93 ^a ± 1,15	0,5194
Popoulou	34,66 ^a ± 4,18	21,53 ^b ± 0,24	0,0056

Les moyennes portant les mêmes lettres dans la même ligne ne sont pas significativement différentes (SNK au seuil de 5%)

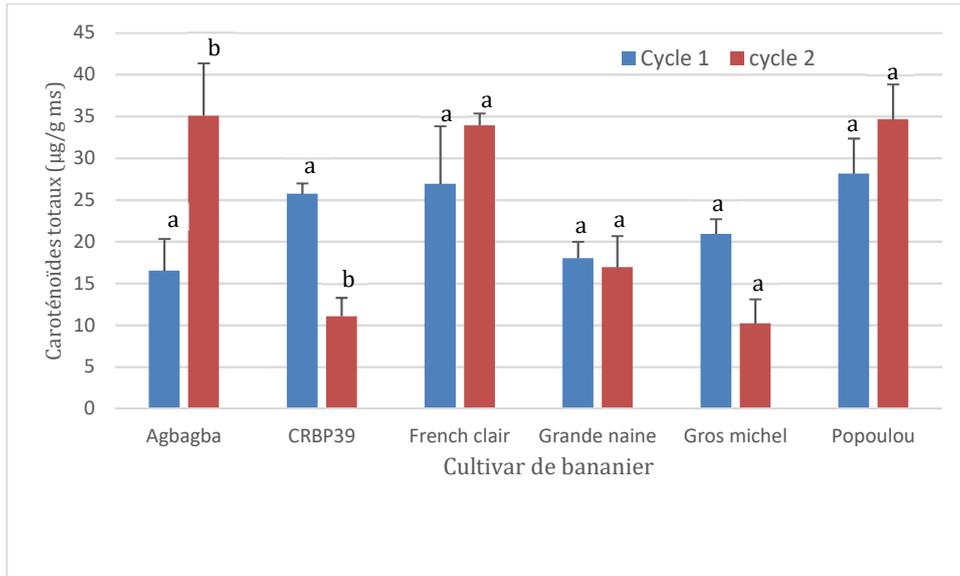


Figure 22: Caroténoïdes totaux (µg/g ms) des pulpes des fruits obtenus aux cycles 1 et 2 de production à Ekona

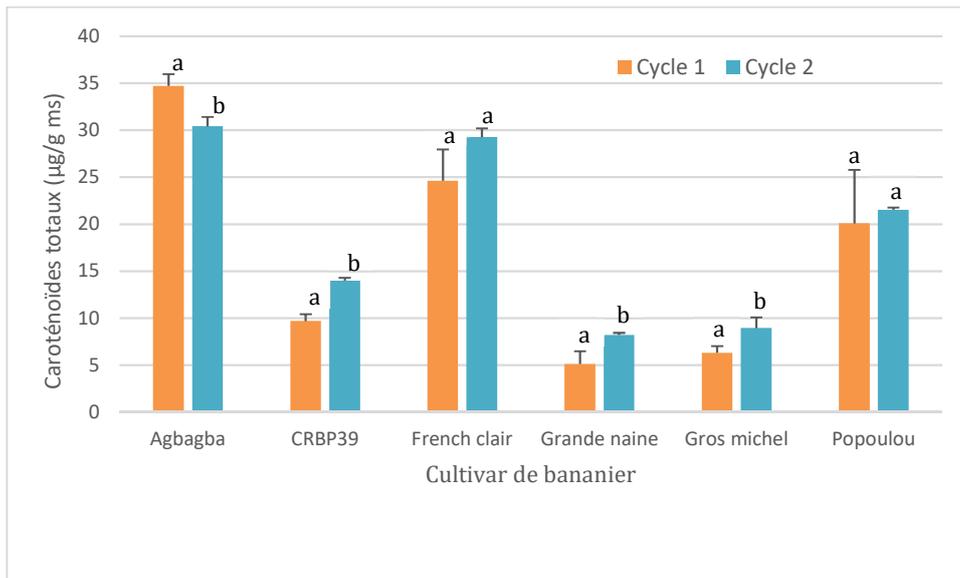


Figure 23: Caroténoïdes totaux (µg/g ms) des pulpes des fruits obtenus aux cycles 1 et 2 de production à Njombé

III.3. Etude des variations du profil et des teneurs en caroténoïdes au cours de la maturation pré-récolte et post-récolte des fruits de 3 variétés de bananiers

III.3.1. Variation du profil et des teneurs en caroténoïdes au cours de la maturation pré-récolte (remplissage des fruits)

III.3.1.1. Profil en caroténoïdes des pulpes de bananiers étudiés

L'analyse des chromatogrammes (exemple à la [figure 24](#)) a permis de relever que les pulpes des cultivars de plantain *French sombre*, de banane à cuire *Pelipita* et de la banane dessert *Grande naine* sont composées d'environ 9 caroténoïdes détectables et quantifiables dans les conditions analytiques précisées dans la méthodologie de cette étude. Parmi ces caroténoïdes, 4 n'ont pas été identifiés et ont été nommés NI₁, NI₂, NI₃ et NI₄ (NI signifie *non-identifié* et les chiffres en indice 1, 2, 3 et 4 représentent leur ordre de sortie de la colonne de chromatographie). Il s'agirait des dérivés isomères ou oxydés des caroténoïdes, puis que les conditions analytiques leur sont également favorables et spécifiques.

Contrairement au plantain et à la banane à cuire qui contiennent tous les 9 caroténoïdes, la banane dessert ne contient ni NI₁, ni NI₃ ; même dans l'ordre des traces. Toutefois, les 5 caroténoïdes qui ont été clairement identifiés simultanément dans les pulpes de ces 3 cultivars de bananiers sont :

- **la lutéine** (temps de rétention compris entre 21 – 22 min) ;
- **l'isomère 13-cis β -carotène** (temps de rétention compris entre 32 – 33,2 min) ;
- **l' α -carotène** (temps de rétention compris entre 34,5 – 35,5 min)
- **le β -carotène** (temps de rétention compris entre 36 – 37 min)
- **l'isomère 9-cis β -carotène** (temps de rétention compris entre 37,9 – 38,3 min)

Il est important de préciser que les différents temps de rétention ci-dessus présentés découlent des chromatogrammes des différents étalons obtenus dans le cadre du dosage par chromatographie liquide haute performance, au cours de laquelle la séparation a été réalisée grâce à une colonne YMC-30 (250 X 4,6 mm, 5 μ m) thermostatée à 25°C et à débit 1 ml/min. Il s'agit des conditions analytiques similaires à celle de nos travaux qui ont été adaptées de **Caris-Veyrat et al. (2003)**.

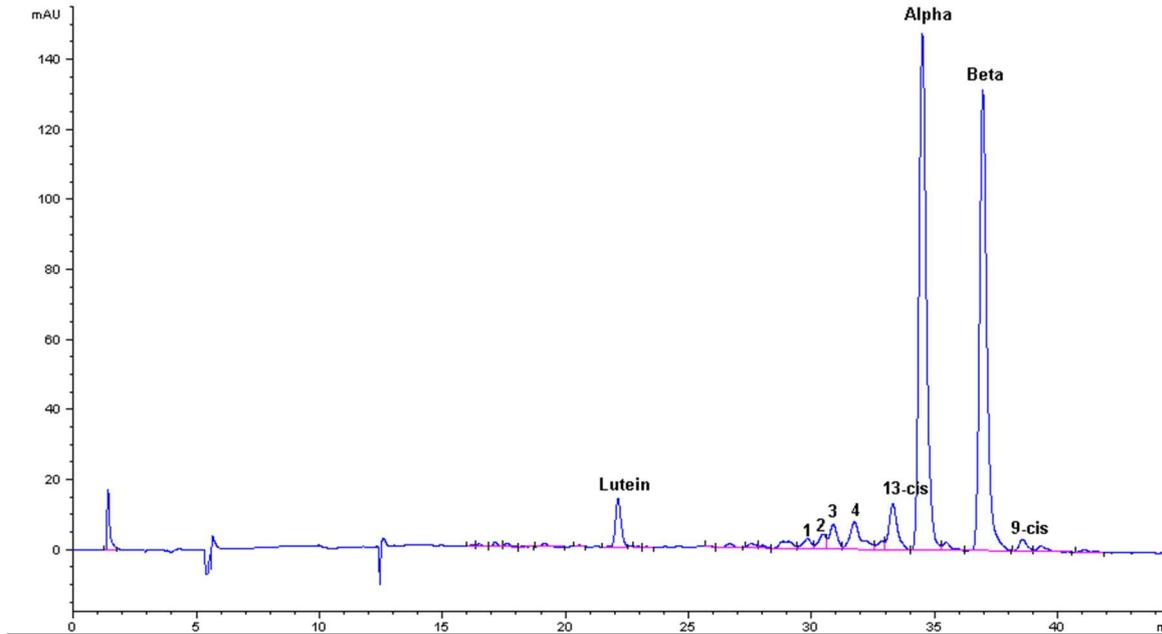


Figure 24: Exemple de chromatogramme obtenu au cours de l'analyse des pulpes de *French sombre* au 84^{ème} jour après la floraison

III.3.1.2. Evolution de la teneur en caroténoïdes au cours du remplissage des fruits

III.3.1.2.1. Le cultivar de plantain : *French sombre*

a) Caroténoïdes non identifiés

De la floraison au 28^{ème} jour de remplissage, les teneurs en caroténoïdes NI₁, NI₂ et NI₃ sont nulles, tandis que le caroténoïde NI₄ présente une valeur de 45 µg/100 g ms à la floraison. Cette concentration diminue avant de s'annuler au 28^{ème} jour. A partir du 42^e jour, tous les caroténoïdes non identifiés présentent des concentrations supérieures ou égales à 10 µg/100 g ms. Elles varient au cours du phénomène de remplissage pour dépasser la barre de 50 µg/100 g ms au 84^e jour, le caroténoïde NI₄ présentant la plus forte valeur : 79,62 µg/100 g ms (Tableau XXIX).

b) Caroténoïdes identifiés

A la floraison, la lutéine présente une teneur de 163,41 µg/100 g ms qui diminue de moitié au cours du remplissage (83,0 µg/100 g ms au 84^e jour). Contrairement à la lutéine, les concentrations des isomères 13-cis et 9-cis β-carotène qui sont nulles à la floraison, augmentent significativement au cours du remplissage et présentent les valeurs maximales de 177 µg/100 g ms et 33 µg/100 g ms respectivement au 84^{ème} jour (Tableau XXX).

La concentration en α -carotène évolue en « dents de scie » de la floraison au 42^{ème} jour, date à laquelle elle franchit la barre de 175 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$ avant d'augmenter de manière exponentielle et atteindre une valeur maximale de 1966,25 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$ au 84^e jour. Quant au β -carotène, sa teneur est de 221,89 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$ à la floraison. Cette valeur diminue jusqu'au 28^e jour avant de suivre le même sens de variation que l' α -carotène à partir du 42^{ème} jour et atteindre son de 1715,52 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$. En ce qui concerne les caroténoïdes totaux, leurs concentrations au cours du remplissage suivent une courbe en « U » comme celles du β -carotène. En effet, à la floraison, ils présentent une forte teneur (807,03 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$), qui diminue et atteint un minima d'environ 160 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$ au 28^e jour. A partir du 42^{ème} jour elle augmente pour atteindre son maximum de plus 4600 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$ au 84^e jour (Tableau XXXI).

Tableau XXIX : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g } \% \text{ g ms}$) en caroténoïdes *non identifiés* au cours du remplissage des fruits du cultivar de plantain *French sombre*

Durée de remplissage (jours)	NI ₁	NI ₂	NI ₃	NI ₄
0	0,00 \pm 0,00 ^e	0,00 \pm 0,00 ^c	0,00 \pm 0,00 ^e	45,42 \pm 0,17 ^{ab}
14	0,00 \pm 0,00 ^e	0,00 \pm 0,00 ^c	0,00 \pm 0,00 ^e	5,06 \pm 0,54 ^c
28	0,00 \pm 0,00 ^e	0,00 \pm 0,00 ^c	0,00 \pm 0,00 ^e	0,00 \pm 0,00 ^c
42	11,63 \pm 0,81 ^d	47,22 \pm 0,60 ^a	10,02 \pm 0,59 ^d	33,93 \pm 0,05 ^{bc}
56	32,61 \pm 0,25 ^c	0,00 \pm 0,00 ^c	13,52 \pm 0,42 ^c	24,18 \pm 0,51 ^{bc}
70	42,74 \pm 0,22 ^b	26,40 \pm 0,01 ^b	26,01 \pm 0,46 ^b	49,12 \pm 0,17 ^{ab}
84	65,51 \pm 0,87 ^a	50,09 \pm 0,16 ^a	68,14 \pm 0,71 ^a	79,62 \pm 0,48 ^a

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

Tableau XXX : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g } \% \text{ g ms}$) en caroténoïdes *identifiés* au cours du remplissage des fruits du cultivar de plantain *French sombre*

Durée de remplissage (jours)	Lutéine	Isomère 13-cis	Isomère 9-cis
0	163,41 \pm 0,34 ^a	0,00 \pm 0,00 ^e	0,00 \pm 0,00 ^d
14	51,80 \pm 0,28 ^c	19,84 \pm 0,84 ^{cd}	5,90 \pm 0,23 ^{cd}
28	18,24 \pm 0,13 ^e	0,00 \pm 0,00 ^e	0,00 \pm 0,00 ^d
42	28,55 \pm 0,57 ^{de}	14,86 \pm 0,84 ^{de}	9,12 \pm 0,90 ^{bcd}
56	30,66 \pm 0,98 ^{de}	33,71 \pm 0,41 ^c	17,15 \pm 0,05 ^{bc}
70	38,56 \pm 0,95 ^{cd}	75,95 \pm 0,55 ^b	20,11 \pm 0,27 ^b
84	83,00 \pm 0,13 ^b	177,37 \pm 0,37 ^a	33,71 \pm 0,47 ^a

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

Tableau XXXI : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g } \beta\% \text{ g ms}$) en caroténoïdes *identifiés* au cours du remplissage des fruits du cultivar de plantain *French sombre* (suite)

Durée de remplissage (jours)	α -carotène	β -carotène	Caroténoïdes totaux
0	0,00 \pm 0,00 ^e	221,89 \pm 0,39 ^d	807,03 \pm 0,96 ^d
14	69,61 \pm 0,47 ^{de}	144,36 \pm 0,60 ^{de}	360,11 \pm 0,68 ^{ef}
28	29,81 \pm 0,94 ^e	43,60 \pm 0,18 ^e	159,58 \pm 0,29 ^f
42	175,17 \pm 0,91 ^d	161,52 \pm 0,35 ^{de}	588,67 \pm 0,13 ^{de}
56	618,85 \pm 0,48 ^c	566,01 \pm 0,92 ^c	1442,80 \pm 0,42 ^c
70	1188,28 \pm 0,31 ^b	1042,42 \pm 0,63 ^b	2664,68 \pm 0,17 ^b
84	1966,25 \pm 0,43 ^a	1715,52 \pm 0,18 ^a	4648,19 \pm 0,88 ^a

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

Avant la récolte du régime, les concentrations en caroténoïdes non identifiés sont soit nulles, soit inférieures à 80 $\mu\text{g Eq } \beta$ -carotène pour 100 g de matière sèche (Tableau XXIX). Elles varient significativement ($p<0,05$) avec le temps et atteignent leurs valeurs maximales à la fin du remplissage des fruits sans jamais atteindre 100 $\mu\text{g Eq } \beta$ -carotène pour 100 g de matière sèche.

Au cours de ce phénomène de remplissage des fruits du cultivar *French sombre* (FS), on observe une diminution significative ($p<0,05$) de la teneur en lutéine jusqu'à la récolte où les pulpes présentent 83 $\mu\text{g Eq } \beta$ -carotène pour 100 g de matière sèche (Eq $\beta\% \text{ ms}$) qui correspond à la moitié de la teneur initiale. Contrairement à la lutéine, la teneur en α -carotène des pulpes du cultivar *French sombre* est nulle à la floraison tandis que celle du β -carotène s'élève à plus de 200 $\mu\text{g Eq } \beta\% \text{ ms}$, mais ces concentrations augmentent significativement du 42^{ème} jour à la récolte où elles présentent plus de 1700 $\mu\text{g Eq } \beta\% \text{ ms}$ (Tableau XXXI). **A partir de cette 6^{ème} semaine de remplissage (42^{ème} jour), la teneur en α -carotène est toujours supérieure à celle du β -carotène.** Par ailleurs, les isomères 13-cis et 9-cis β -carotène présentent des teneurs en équivalent β -carotène très faible comparées à celles des α -carotène et β -carotène.

En général, les teneurs en caroténoïdes non identifiés (NI₁, NI₂, NI₃ et NI₄), en isomères 13-cis et 9-cis, en α -carotène, en β -carotène et en caroténoïdes totaux augmentent significativement de la floraison au 84^{ème} jour de remplissage des fruits du cultivar de plantain *French sombre*. Ce 84^{ème} jour correspond à la date de récolte du régime dudit

cultivar. Cependant, la lutéine est le seul caroténoïde qui présente un sens de variation contraire.

Les figures 25 à 34 présentent les courbes d'évolution ou de variation des concentrations en caroténoïdes au cours du remplissage des fruits du cultivar de plantain *French sombre*. Les équations qui en découlent, tentent de déterminer le modèle de régression de la variation de chaque composé en fonction du temps (Tableau XXXII).

Il convient de préciser que la structure du nuage des points ne présume pas une relation linéaire ou polynomiale entre la concentration en caroténoïdes et le temps de remplissage. C'est pourquoi l'on fait recours à une approche ou une démarche empirique et non paramétrique qui est celle des moyennes mobiles. L'ordre de la moyenne mobile est choisi en fonction du rapprochement de la courbe avec l'ensemble du nuage de points. R est le degré d'ajustement. Plus R^2 est élevé et tend vers 1 alors la relation est bien ajustée ou encore plus robuste, justifiant ainsi une meilleure relation entre les paramètres croisés.

Tableau XXXII : Données liées au modèle de variation des teneurs en caroténoïdes de la pulpe du cultivar *French sombre* au cours du remplissage des fruits

N°	Composé	Modèle de régression	Equation	Degré d'ajustement
1	Caroténoïde NI ₁	Linéaire	$y = 0,8026x - 11,926$	$R^2 = 0,8735$
2	Caroténoïde NI ₂	Polynomiale d'ordre 4	$y = 2,10^{-5}x^4 - 0,0039x^3 + 0,1871x^2 - 2,2596x + 0,4782$	$R^2 = 0,6073$
3	Caroténoïde NI ₃	Polynomiale d'ordre 2	$y = 0,0158x^2 - 0,6382x + 3,3687$	$R^2 = 0,9372$
4	Caroténoïde NI ₄	Polynomiale d'ordre 2	$y = 0,0253x^2 - 1,5791x + 35,7$	$R^2 = 0,6339$
5	Lutéine	Polynomiale d'ordre 2	$y = 0,059x^2 - 5,6059x + 144,33$	$R^2 = 0,8662$
6	Isomère 13-cis	Polynomiale d'ordre 2	$y = 0,0441x^2 - 1,9759x + 16,547$	$R^2 = 0,9259$
7	Isomère 9-cis	Polynomiale d'ordre 2	$y = 0,0049x^2 - 0,0372x + 1,3672$	$R^2 = 0,8103$
8	α -carotène	Polynomiale d'ordre 2	$y = 0,4364x^2 - 14,398x + 71,1$	$R^2 = 0,9876$
9	β -carotène	Polynomiale d'ordre 2	$y = 0,4381x^2 - 19,451x + 257,26$	$R^2 = 0,9883$
10	Caroténoïdes totaux	Polynomiale d'ordre 2	$y = 1,2217x^2 - 58,196x + 855,74$	$R^2 = 0,9882$

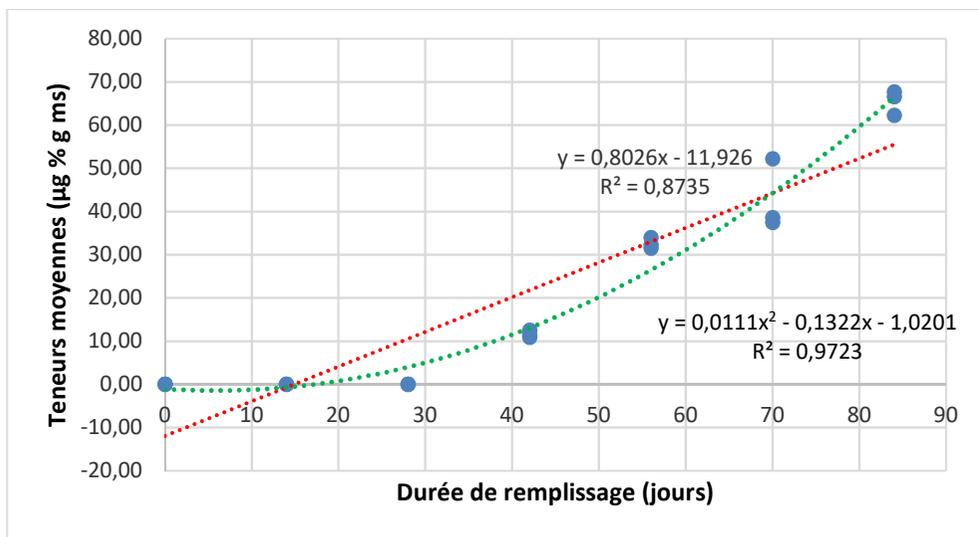


Figure 25: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₁ au cours du remplissage (FS)

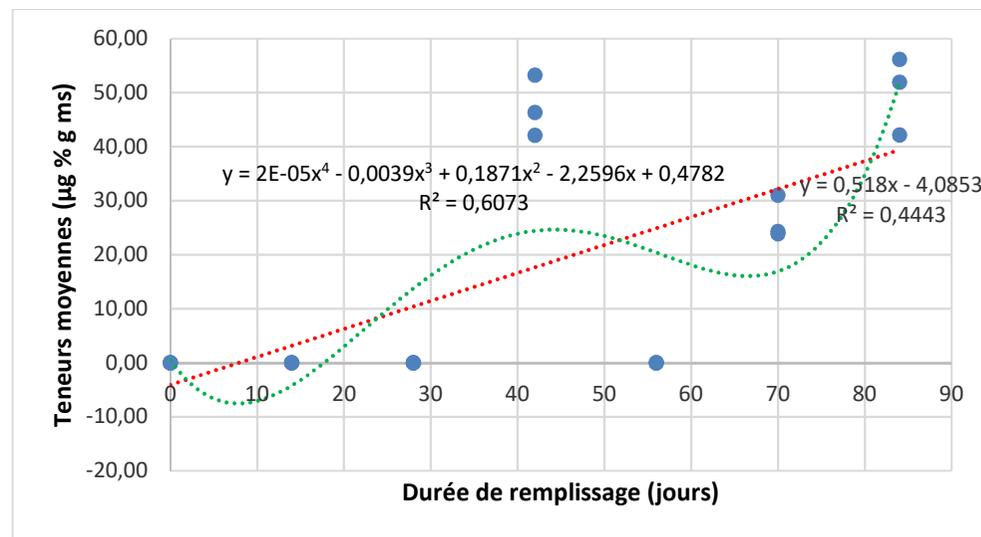


Figure 26: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₂ au cours du remplissage (FS)

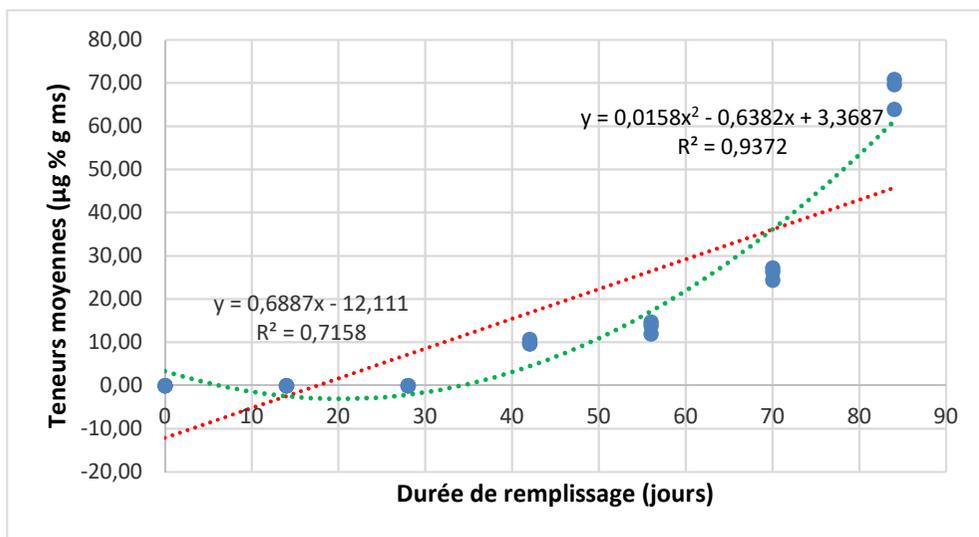


Figure 27: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₃ au cours du remplissage (FS)

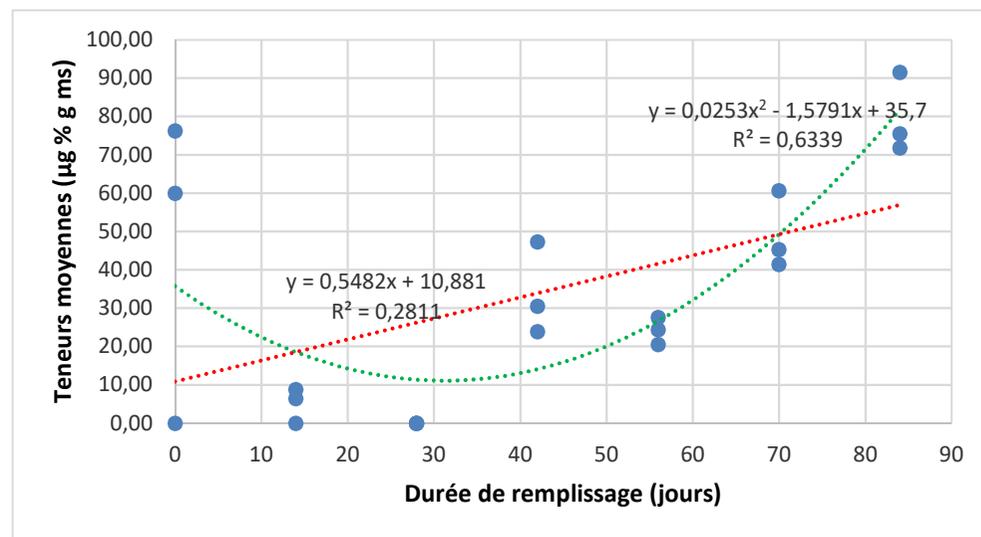


Figure 28: Evolution de la teneur en caroténoïdes NI₄ au cours du remplissage (FS)

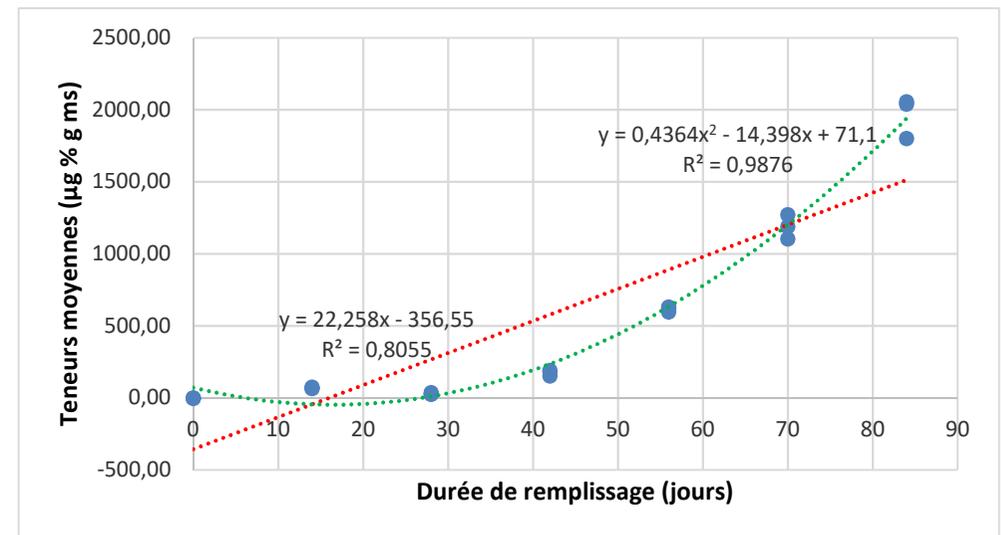
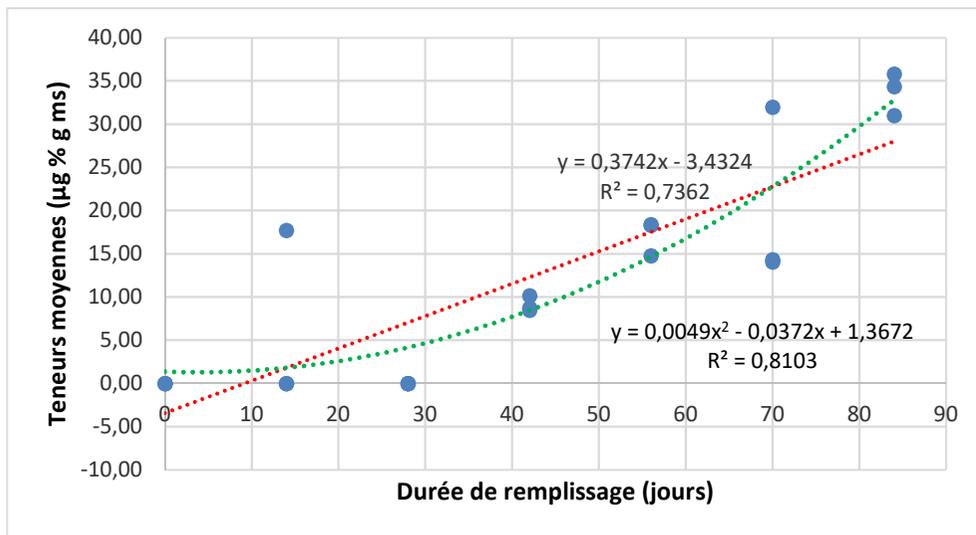
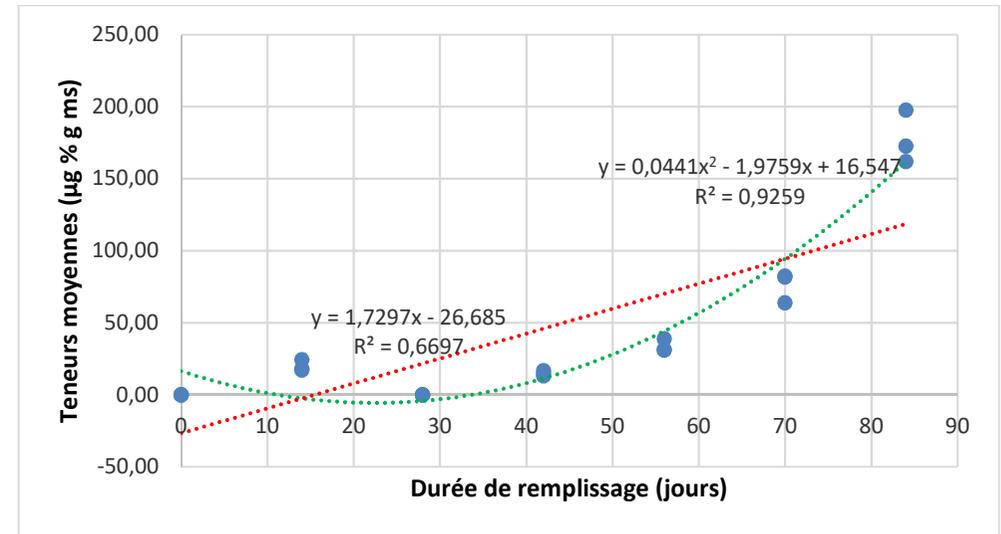
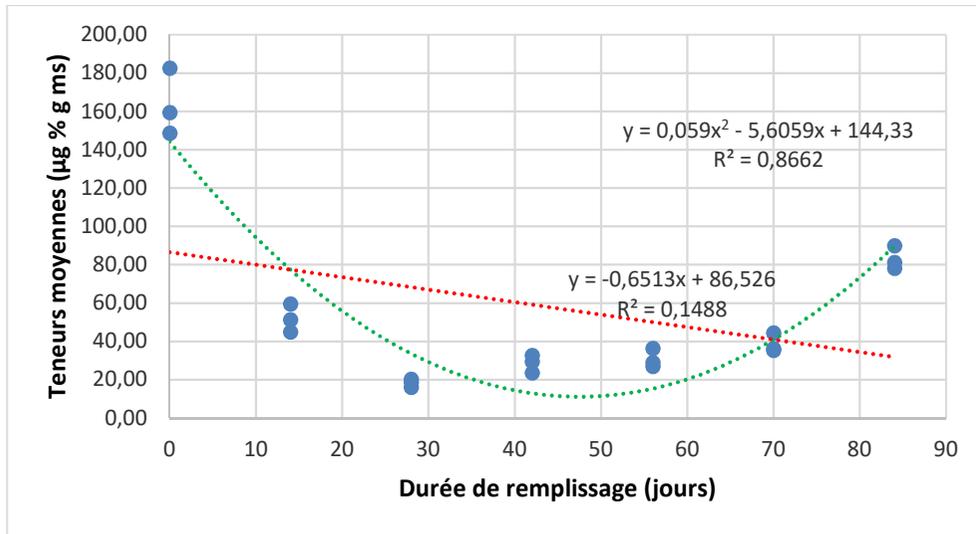


Figure 31: Evolution de la teneur en isomère 9-cis carotène au cours du remplissage (FS)

Figure 32: Evolution de la teneur en α-carotène au cours du remplissage (FS)

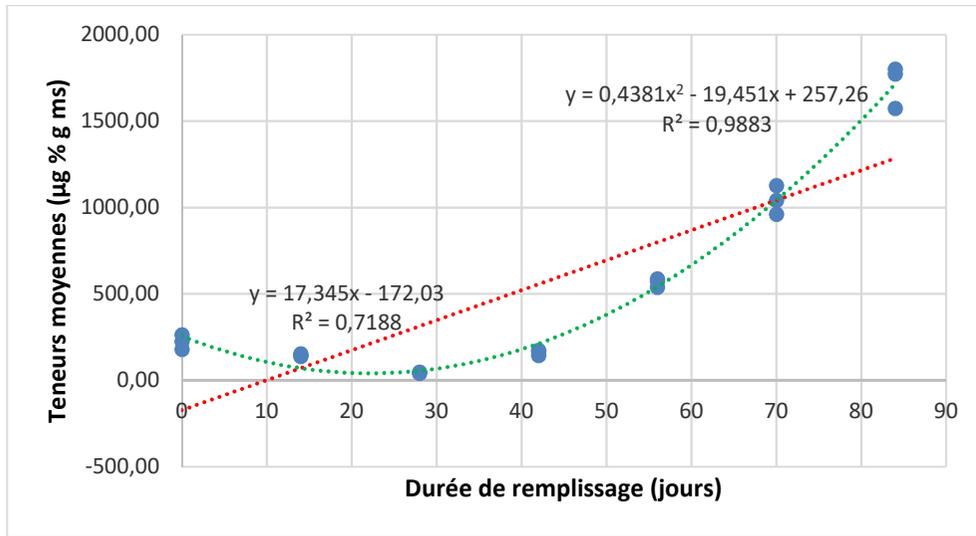


Figure 33: Evolution de la teneur en β -carotène au cours du remplissage (FS)

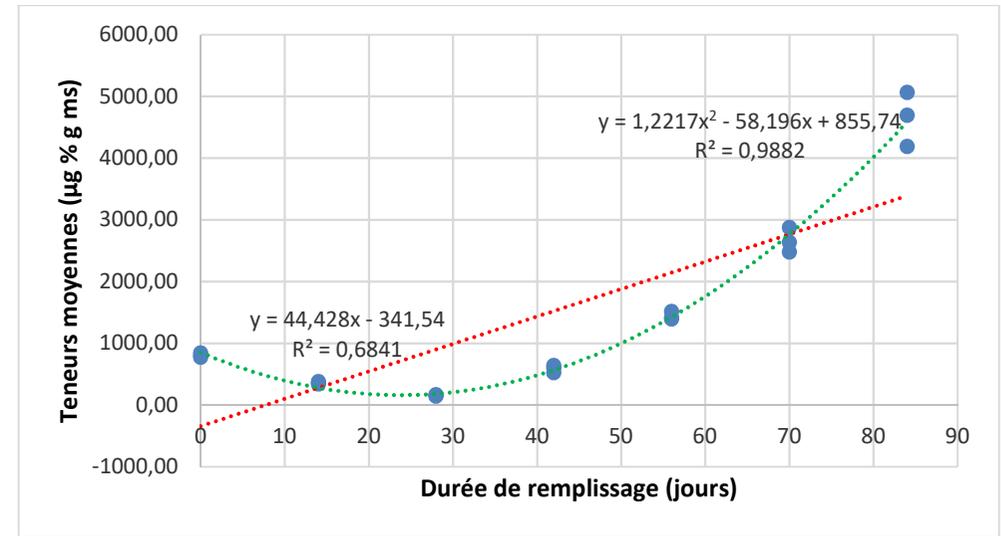


Figure 34: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux au cours du remplissage (FS)

III.3.1.2.2. Le cultivar de banane à cuire : *Pelipita*

Contrairement aux cultivars de plantain (*French sombre*) et de banane dessert (*Grande naine*), les données collectées sur le cultivar de banane à cuire *Pelipita* (PPT) sont séparées de 21 jours compte tenu de son intervalle planting – récolte qui est plus long en condition non intensive ou paysanne⁴ (508 jours contre 365 jours pour les 2 autres cultivars).

a) Caroténoïdes non identifiés

A la floraison, les teneurs en caroténoïdes non identifiés sont pratiquement nulles. Leurs faibles concentrations observées lors du second prélèvement des fruits s'annulent de nouveau jusqu'au 84^{ème} jour de remplissage. A partir de cette date jusqu'à la récolte, on note une augmentation significative de leurs teneurs (comme celles des pulpes du cultivar *French sombre*), qui ne franchissent jamais le seuil de 80 µg Eq β%ms ([Tableau XXXIII](#)).

b) Caroténoïdes identifiés

Contrairement aux caroténoïdes non identifiés, la teneur en lutéine de la pulpe de *Pelipita* est très élevée à la floraison (485 µg/100g ms). Elle chute brusquement au 21^{ème} jour de remplissage pour atteindre une valeur 15 fois inférieure à celle initiale. A partir de ce moment, la concentration en lutéine continue à diminuer mais pas significativement jusqu'à la récolte ([Tableau XXXIV](#)). Au cours du remplissage des fruits de *Pelipita*, on observe une diminution de la teneur en lutéine de la pulpe, due soit à une dégradation ou à une destruction de cette molécule, soit à sa conversion en d'autres composés.

Par ailleurs, comme celles du plantain *French sombre*, les pulpes de la banane à cuire *Pelipita* sont très pauvres en isomères 13-cis et 9-cis β-carotène. En effet, la concentration de l'isomère 13-cis β-carotène est très élevée à la floraison comme celle de la lutéine et chute de près de la moitié à la récolte. L'isomère 9-cis β-carotène présente un sens de variation semblable à celui des caroténoïdes non identifiés ; sauf que comme la lutéine, elle ne franchit jamais le seuil de 40 µg Eq β%ms ([Tableau XXXIV](#)).

⁴ La culture du bananier en condition paysanne consiste à réaliser une fertilisation limitante, uniquement 30g d'urée à la plantation, sans irrigation, sans application de produits phytosanitaires contre les maladies et autres bio-agresseurs, sans effeuillage systématique, sans tuteurage et avec œilletonnage tardif à la récolte.

Tableau XXXIII : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g \% g ms}$) en caroténoïdes *non identifiés* au cours du remplissage des fruits du cultivar de banane à cuire *Pelipita*

Durée de remplissage (jours)	NI ₁	NI ₂	NI ₃	NI ₄
0	0,00 ± 0,00 ^e	0,00 ± 0,00 ^d	0,00 ± 0,00 ^d	0,00 ± 0,00 ^d
21	9,60 ± 0,14 ^d	22,22 ± 0,69 ^b	51,61 ± 0,75 ^a	34,72 ± 0,45 ^c
42	0,00 ± 0,00 ^e	0,00 ± 0,00 ^d	0,00 ± 0,00 ^d	0,00 ± 0,00 ^d
63	0,00 ± 0,00 ^e	0,00 ± 0,00 ^d	0,00 ± 0,00 ^d	0,00 ± 0,00 ^d
84	24,55 ± 0,03 ^c	0,00 ± 0,00 ^d	6,30 ± 0,23 ^c	26,46 ± 0,44 ^c
105	36,34 ± 0,05 ^b	16,18 ± 0,86 ^c	16,32 ± 0,16 ^b	52,63 ± 0,75 ^b
126	38,13 ± 0,29 ^b	0,00 ± 0,00 ^d	18,85 ± 0,53 ^b	52,58 ± 0,36 ^b
147	54,73 ± 0,02 ^a	32,52 ± 0,97 ^a	17,52 ± 0,31 ^a	72,86 ± 0,64 ^a

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

Tableau XXXIV : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g \% g ms}$) en caroténoïdes *identifiés* au cours du remplissage des fruits du cultivar de banane à cuire *Pelipita*

Durée de remplissage (jours)	Lutéine	Isomère 13-cis	Isomère 9-cis
0	485,63 ± 0,46 ^a	124,47 ± 0,72 ^a	0,00 ± 0,00 ^e
21	33,05 ± 0,45 ^b	77,66 ± 0,84 ^b	33,28 ± 0,96 ^{ab}
42	17,27 ± 0,83 ^b	12,92 ± 0,31 ^d	0,00 ± 0,00 ^e
63	16,42 ± 0,54 ^b	9,39 ± 0,15 ^d	0,00 ± 0,00 ^e
84	14,54 ± 0,06 ^b	27,21 ± 0,73 ^{cd}	14,69 ± 0,63 ^d
105	10,80 ± 0,92 ^b	39,94 ± 0,29 ^c	21,32 ± 0,03 ^c
126	9,10 ± 0,94 ^b	41,42 ± 0,49 ^c	28,22 ± 0,46 ^b
147	13,08 ± 0,65 ^b	66,70 ± 0,56 ^b	38,11 ± 0,04 ^a

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

Dès la floraison, les teneurs en α -carotène et en β -carotène de la pulpe de *Pelipita* sont consistantes. Elles diminuent au cours du remplissage jusqu'au 42^{ème} jour, date à laquelle elles atteignent leurs valeurs minimales respectives. A partir du 63^{ème} jour, et ce jusqu'à la récolte, on assiste à une augmentation continue et très significative des teneurs en α -carotène et β -carotène de la pulpe de *Pelipita* vers des valeurs respectivement proches de 3 à 2 fois celles observées à la floraison ([tableau XXXV](#)). **Comparée au French sombre à partir du 42^{ème} jour du remplissage, c'est plutôt la teneur en β -carotène qui est toujours supérieure à celle de l' α -carotène des pulpes de PPT.**

Au cours du remplissage des fruits de *Pelipita*, la teneur en caroténoïdes totaux de la pulpe diminue très significativement jusqu'au 42^{ème} jour à partir duquel elle augmente continuellement et significativement jusqu'à la récolte, où elle reste toutefois inférieure à celle des pulpes du cultivar de plantain *French sombre*.

Tableau XXXV : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g \% g ms}$) en caroténoïdes *identifiés* au cours du remplissage des fruits du cultivar de banane à cuire *Pelipita*

Durée de remplissage (jours)	α -carotène	β -carotène	Caroténoïdes totaux
0	86,08 \pm 0,93 ^e	541,84 \pm 0,40 ^c	1934,00 \pm 0,89 ^a
21	127,13 \pm 0,70 ^c	328,94 \pm 0,36 ^d	888,23 \pm 0,54 ^{bc}
42	17,14 \pm 0,88 ^h	78,99 \pm 0,46 ^e	654,24 \pm 0,99 ^c
63	36,15 \pm 0,38 ^g	124,31 \pm 0,78 ^e	832,23 \pm 0,01 ^{bc}
84	68,02 \pm 0,71 ^f	286,93 \pm 0,35 ^d	772,18 \pm 0,63 ^{bc}
105	110,92 \pm 0,37 ^d	513,18 \pm 0,96 ^c	1060,08 \pm 0,35 ^{bc}
126	152,42 \pm 0,30 ^b	645,83 \pm 0,21 ^b	1254,00 \pm 0,84 ^b
147	224,00 \pm 0,62 ^a	903,16 \pm 0,95 ^a	2073,96 \pm 0,49 ^a

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

Les figures 35 à 44 présentent les courbes de variation des concentrations en caroténoïdes au cours du remplissage des fruits du cultivar de banane à cuire *Pelipita*. Les équations qui en découlent, tentent de déterminer le modèle de régression de chaque composé au cours du phénomène de remplissage du fruit en fonction du temps (Tableau XXXVI). Il convient de préciser que la structure du nuage des points ne présume pas une relation linéaire ou polynomiale entre la concentration en caroténoïde et le temps de remplissage de fruits de *Pelipita*. C'est pourquoi l'on fait recours à une approche ou une démarche empirique et non paramétrique qui est celle des moyennes mobiles. L'ordre de la moyenne mobile est choisi en fonction du rapprochement de la courbe avec l'ensemble du nuage de points.

R est le degré d'ajustement. Plus R^2 est élevé et tend vers 1 alors la relation est bien ajustée ou encore plus robuste, justifiant ainsi une meilleure relation entre les paramètres croisés.

Tableau XXXVI : Données liées au modèle de variation des caroténoïdes de la pulpe du cultivar French sombre au cours du remplissage des fruits

N°	Composé	Modèle de régression	Equation	Degré d'ajustement
1	Caroténoïde NI ₁	Linéaire	$y = 0,3737x - 7,0515$	$R^2 = 0,809$
2	Caroténoïde NI ₂	Polynomiale d'ordre 5	$y = 8 \times 10^{-8}x^5 - 3 \times 10^{-5}x^4 + 0,004x^3 - 0,2185x^2 + 4,1747x - 0,1003$	$R^2 = 0,889$
3	Caroténoïde NI ₃	Polynomiale d'ordre 6	$y = -2 \times 10^{-9}x^6 + 9 \times 10^{-7}x^5 - 0,0002x^4 + 0,0157x^3 - 0,6883x^2 + 11,367x + 0,1075$	$R^2 = 0,9717$
4	Caroténoïde NI ₄	Linéaire	$y = 0,4443x - 2,7473$	$R^2 = 0,631$
5	Lutéine	Polynomiale d'ordre 3	$y = -0,0009x^3 + 0,2331x^2 - 18,866x + 439,13$	$R^2 = 0,8799$
6	Isomère 13-cis	Polynomiale d'ordre 2	$y = 0,0151x^2 - 2,4896x + 116,73$	$R^2 = 0,8228$
7	Isomère 9-cis	Polynomiale d'ordre 4	$y = -2 \times 10^{-6}x^4 + 0,0007x^3 - 0,0639x^2 + 1,8471x + 3,6702$	$R^2 = 0,6822$
8	α -carotène	Polynomiale d'ordre 3	$y = 2 \times 10^{-5}x^3 + 0,0156x^2 - 1,9815x + 106,26$	$R^2 = 0,8287$
9	β -carotène	Polynomiale d'ordre 2	$y = 0,098x^2 - 11,236x + 497,82$	$R^2 = 0,9075$
10	Caroténoïdes totaux	Polynomiale d'ordre 2	$y = 0,2299x^2 - 31,547x + 1728,1$	$R^2 = 0,8127$

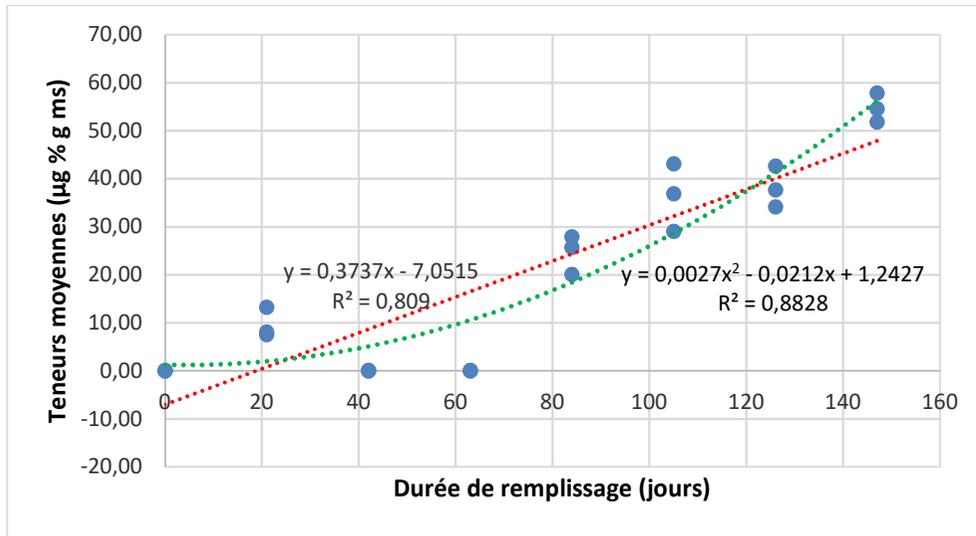


Figure 35: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₁ au cours du remplissage (PPT)

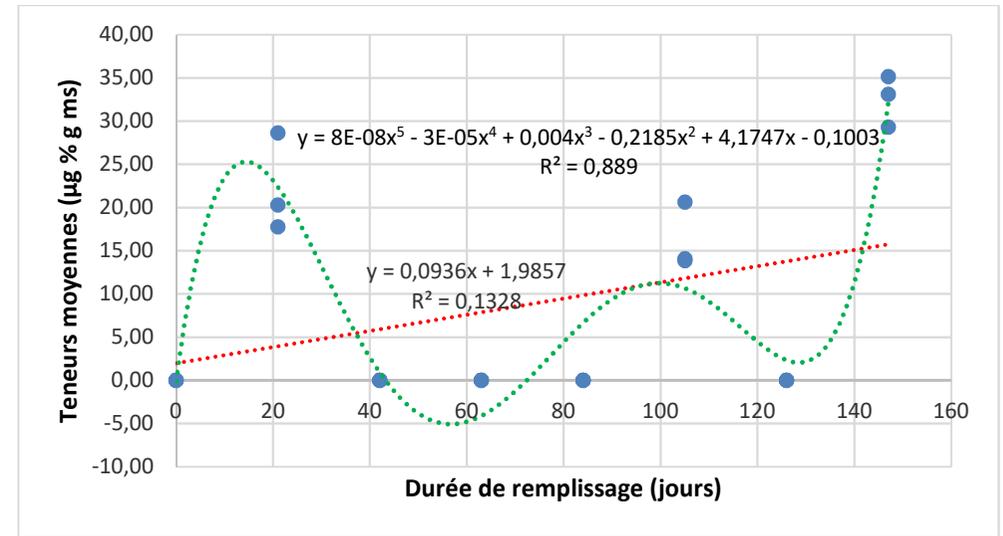


Figure 36: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₂ au cours du remplissage (PPT)

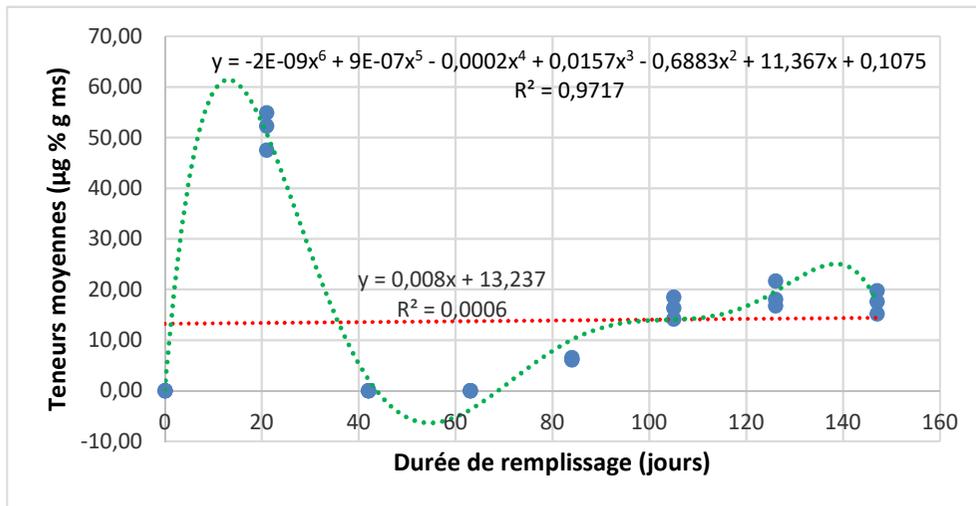


Figure 37: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₃ au cours du remplissage (PPT)

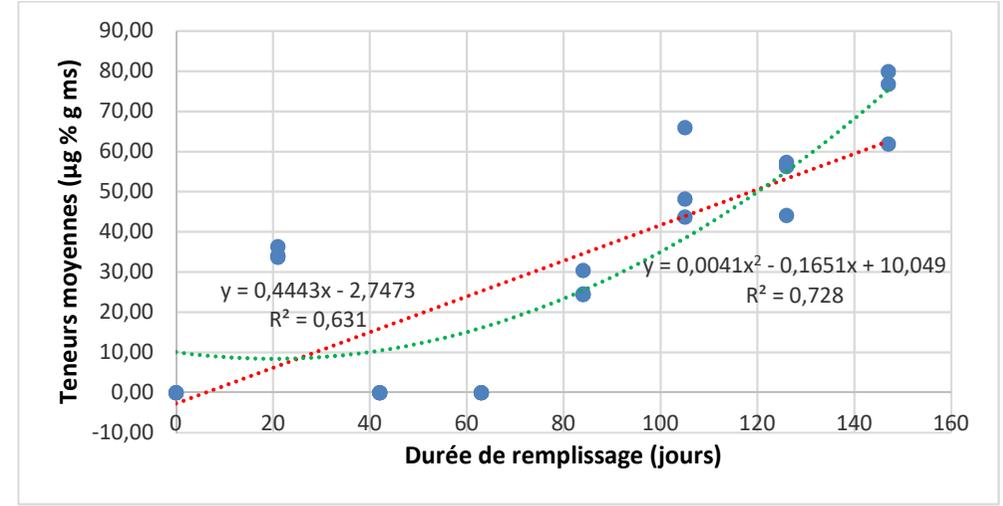


Figure 38: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₄ au cours du remplissage (PPT)

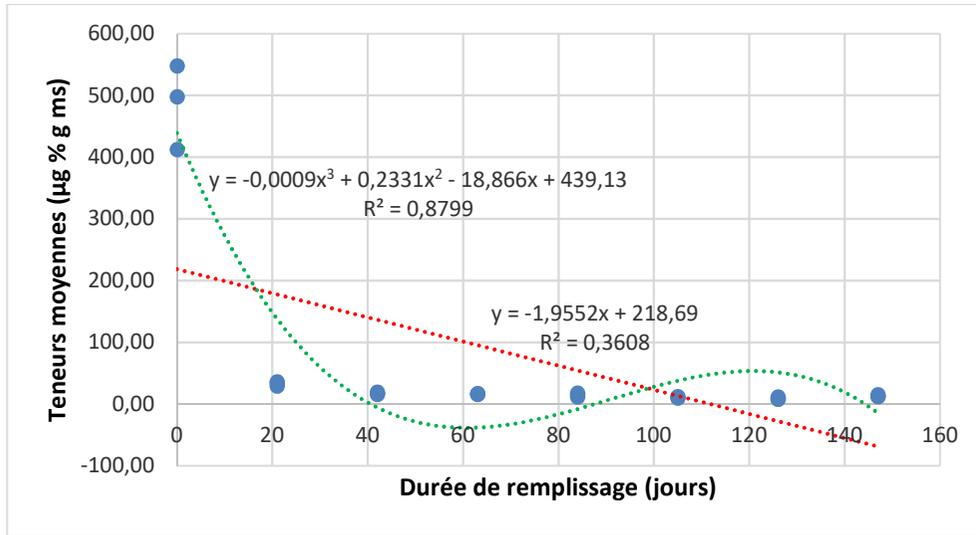


Figure 39: Evolution de la teneur en lutéine au cours du remplissage (PPT)

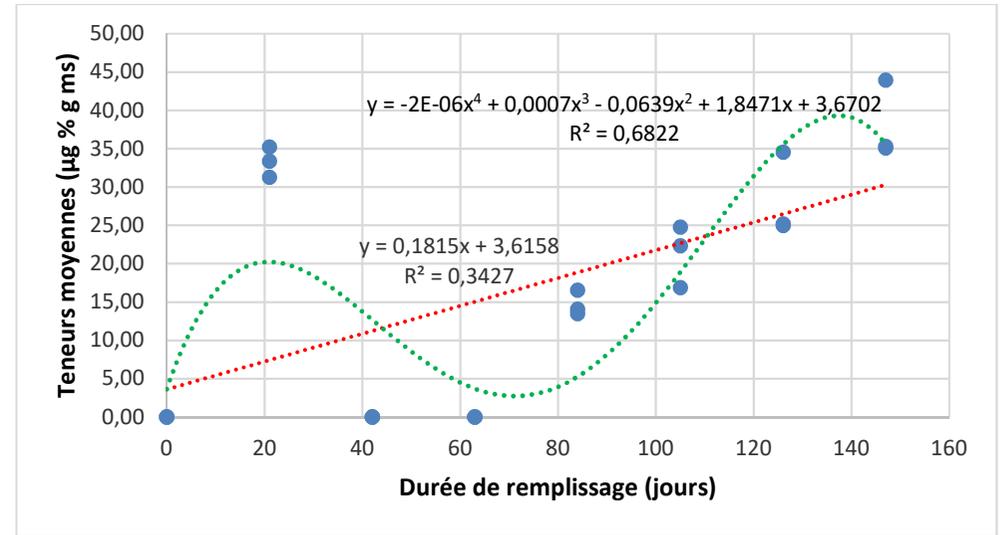


Figure 40: Evolution de la teneur en isomère 9-cis carotène au cours du remplissage (PPT)

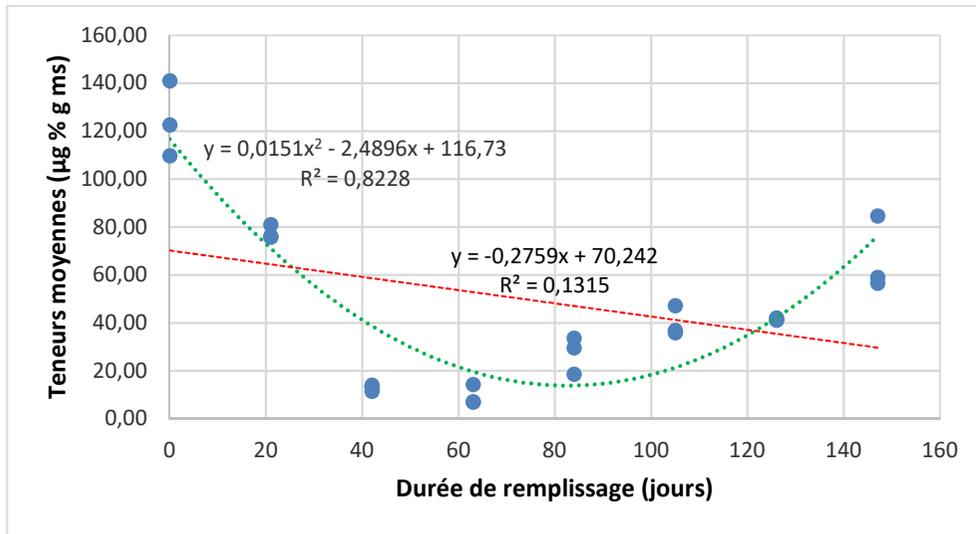


Figure 41: Evolution de la teneur en isomère 13-cis carotène au cours du remplissage (PPT)

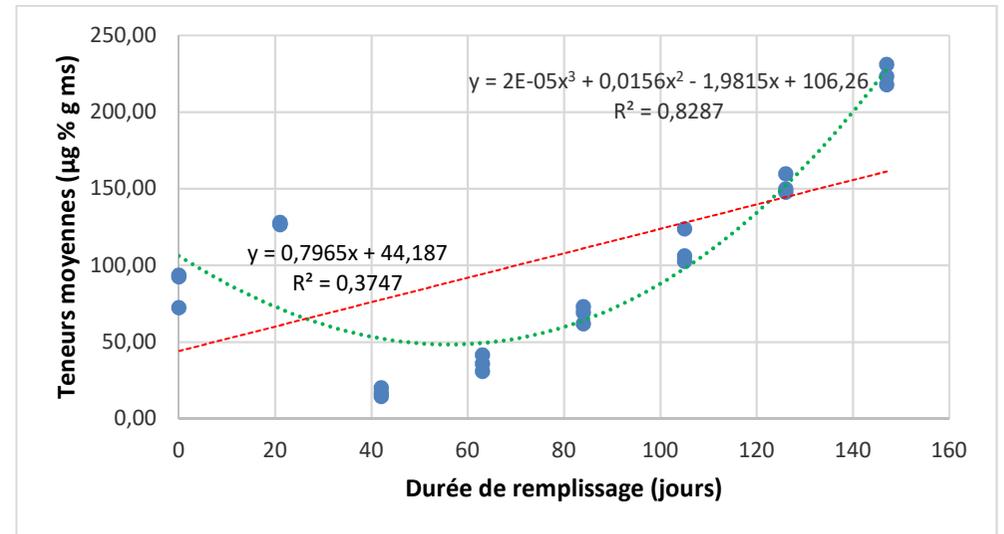


Figure 42: Evolution de la teneur en α-carotène au cours du remplissage (PPT)

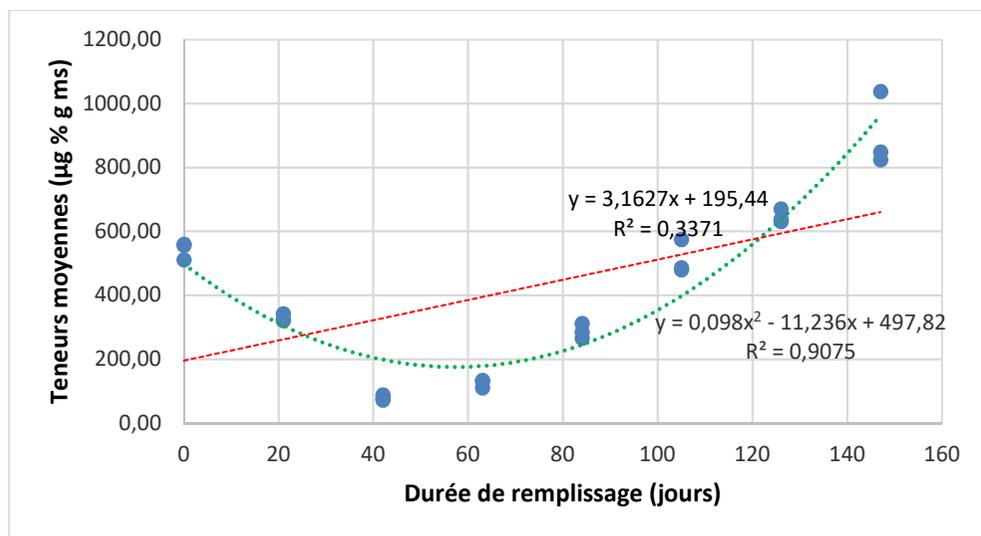


Figure 43: Evolution de la teneur en β -carotène au cours du remplissage (PPT)

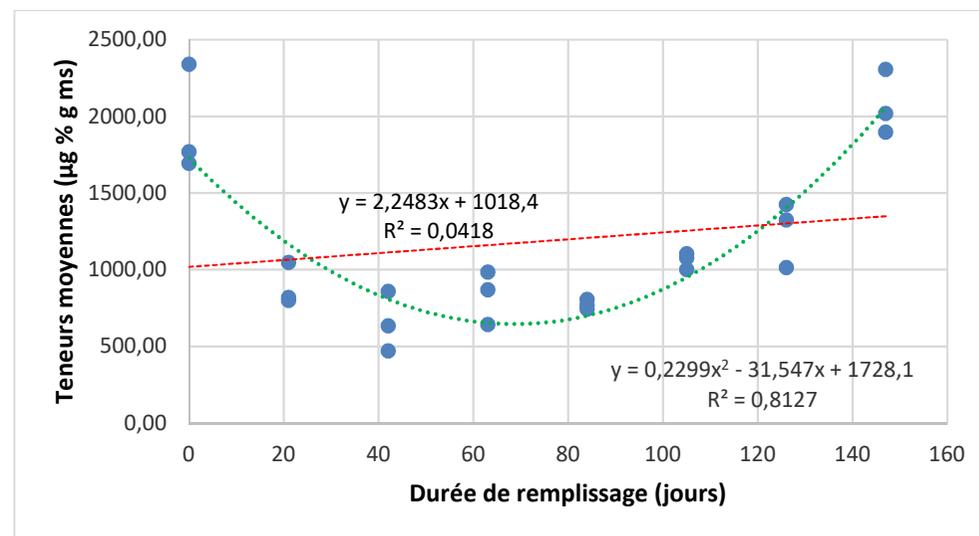


Figure 44: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux au cours du remplissage (PPT)

III.3.1.2.3. Le cultivar de banane dessert : *Grande Naine*

a) Caroténoïdes non identifiés

Au cours du remplissage des fruits de la banane dessert *Grande naine* (GN), la pulpe est pratiquement dépourvue des caroténoïdes non identifiés NI₁ et NI₃. Le caroténoïde NI₂ n'est détecté qu'à la récolte et à très faible concentration (inférieure à 5 µg Eq β% g ms). En ce qui concerne NI₄, il apparaît 14 jours après la floraison et sa concentration diminue au cours du phénomène de remplissage pour s'annuler à la récolte du régime (Tableau XXXVII).

b) Caroténoïdes identifiés

Comme les pulpes des cultivars de plantain *French sombre* et de banane à cuire *Pelipita*, celle de la banane dessert *Grande naine* contient une teneur relativement élevée en lutéine à la floraison (100 µg Eq β % g ms). Elle diminue continuellement et très significativement jusqu'au 84^{ème} jour du remplissage où elle atteint 23 µg/100g ms. Les isomères 13-cis β-carotène et 9-cis β-carotène présentent des concentrations nulles à la floraison, et *en trace* à la récolte (Tableau XXXVIII).

A la floraison, les teneurs en α-carotène, en β-carotène et en caroténoïdes totaux des pulpes sont élevées et se situent respectivement autour de 37 µg Eq β% g ms, 109 µg Eq β % g ms et 1200 µg Eq β % g ms. Elles diminuent considérablement jusqu'au 42^{ème} jour avant d'augmenter légèrement pour se stabiliser autour de 20 µg Eq β % g ms, 10 µg Eq β % g ms et 100 µg Eq β% g ms respectivement (Tableau XXXIX).

Tableau XXXVII : Teneurs moyennes (exprimées en µg % g ms) en caroténoïdes *non identifiés* au cours du remplissage des fruits du cultivar de banane dessert *Grande naine*

Durée de remplissage (jours)	NI ₂	NI ₄
0	0,00 ± 0,00 ^b	0,00 ± 0,00 ^d
14	0,00 ± 0,00 ^b	11,03 ± 0,88 ^a
28	0,00 ± 0,00 ^b	0,00 ± 0,00 ^d
42	0,00 ± 0,00 ^b	3,36 ± 0,70 ^b
56	0,00 ± 0,00 ^b	1,74 ± 0,42 ^c
70	0,00 ± 0,00 ^b	1,85 ± 0,16 ^c
84	4,81 ± 0,39 ^a	0,00 ± 0,00 ^d

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes (α=5%)

Tableau XXXVIII : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g \% g ms}$) en caroténoïdes *identifiés* au cours du remplissage des fruits du cultivar de banane dessert *Grande naine*

Durée de remplissage (jours)	Lutéine	Isomère 13-cis	Isomère 9-cis
0	100,45 \pm 0,54 ^a	0,00 \pm 0,00 ^d	0,00 \pm 0,00 ^c
14	55,34 \pm 0,22 ^b	9,77 \pm 0,04 ^a	5,76 \pm 0,63 ^a
28	41,82 \pm 0,55 ^c	6,87 \pm 0,17 ^b	0,00 \pm 0,00 ^c
42	27,42 \pm 0,67 ^d	3,99 \pm 0,31 ^c	0,00 \pm 0,00 ^c
56	41,42 \pm 0,38 ^c	3,27 \pm 0,23 ^c	0,00 \pm 0,00 ^c
70	23,72 \pm 0,50 ^d	3,31 \pm 0,74 ^c	1,18 \pm 0,04 ^{bc}
84	19,36 \pm 0,55 ^d	5,14 \pm 0,22 ^{bc}	2,77 \pm 0,54 ^b

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

Tableau XXXIX : Teneurs moyennes (exprimées en $\mu\text{g \% g ms}$) en caroténoïdes *identifiés* au cours du remplissage des fruits du cultivar de banane dessert *Grande naine*

Durée de remplissage (jours)	α -carotène	β -carotène	Caroténoïdes totaux
0	37,18 \pm 0,44 ^a	109,43 \pm 0,88 ^a	1252,66 \pm 0,05 ^a
14	17,88 \pm 0,95 ^b	24,43 \pm 0,03 ^b	176,48 \pm 0,69 ^b
28	14,03 \pm 0,68 ^b	13,07 \pm 0,82 ^b	94,37 \pm 0,06 ^b
42	11,74 \pm 0,63 ^b	10,63 \pm 0,24 ^b	76,01 \pm 0,07 ^b
56	21,41 \pm 0,51 ^b	13,94 \pm 0,62 ^b	93,52 \pm 0,23 ^b
70	23,15 \pm 0,15 ^b	12,95 \pm 0,98 ^b	85,98 \pm 0,26 ^b
84	20,88 \pm 0,06 ^b	10,22 \pm 0,81 ^b	99,21 \pm 0,83 ^b

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

Les figures 45 à 52 présentent les courbes de variation des teneurs en caroténoïdes au cours du remplissage des fruits du cultivar de banane dessert *Grande naine*. Les équations qui en découlent, tentent de déterminer le modèle de régression de chaque composé au cours du phénomène de remplissage du fruit de la *Grande naine* en fonction du temps (Tableau XL).

Il convient de préciser que la structure du nuage des points ne présume pas une relation linéaire ou polynomiale entre la concentration en caroténoïdes et le temps de remplissage. C'est pourquoi l'on fait recours à une approche ou une démarche empirique et non paramétrique qui est celle des moyennes mobiles. L'ordre de la moyenne mobile est choisi en fonction du rapprochement de la courbe avec l'ensemble du nuage de points.

R est le degré d'ajustement. Plus R^2 est élevé et tend vers 1 alors la relation est bien ajustée ou encore plus robuste, justifiant ainsi une meilleure relation entre les paramètres croisés.

Tableau XL : Données liées au modèle de variation des caroténoïdes de la pulpe du cultivar Grande naine au cours du remplissage des fruits

N°	Composé	Modèle de régression	Equation	Degré d'ajustement
1	Caroténoïde NI ₂	Polynomiale d'ordre 2	$y = 0,0015x^2 - 0,0859x + 0,5726$	$R^2 = 0,7185$
2	Caroténoïde NI ₄	Polynomiale d'ordre 5	$y = 4 \times 10^{-7}x^5 - 8 \times 10^{-5}x^4 + 0,0066x^3 - 0,2286x^2 + 2,8369x + 0,128$	$R^2 = 0,8288$
3	Lutéine	Linéaire	$y = -0,7829x + 77,102$	$R^2 = 0,7162$
4	Isomère 13-cis	Polynomiale d'ordre 3	$y = 0,0002x^3 - 0,0206x^2 + 0,7059x + 0,9737$	$R^2 = 0,7074$
5	Isomère 9-cis	Polynomiale d'ordre 4	$y = -4 \times 10^{-6}x^4 + 0,0007x^3 - 0,0431x^2 + 0,7692x + 0,2929$	$R^2 = 0,6515$
6	α -carotène	Polynomiale d'ordre 3	$y = -0,0003x^3 + 0,0452x^2 - 1,9267x + 37,198$	$R^2 = 0,7846$
7	β -carotène	Polynomiale d'ordre 2	$y = 0,0288x^2 - 3,2374x + 90,319$	$R^2 = 0,768$
8	Caroténoïdes totaux	Polynomiale d'ordre 2	$y = 0,3578x^2 - 39,35x + 1009,2$	$R^2 = 0,7626$

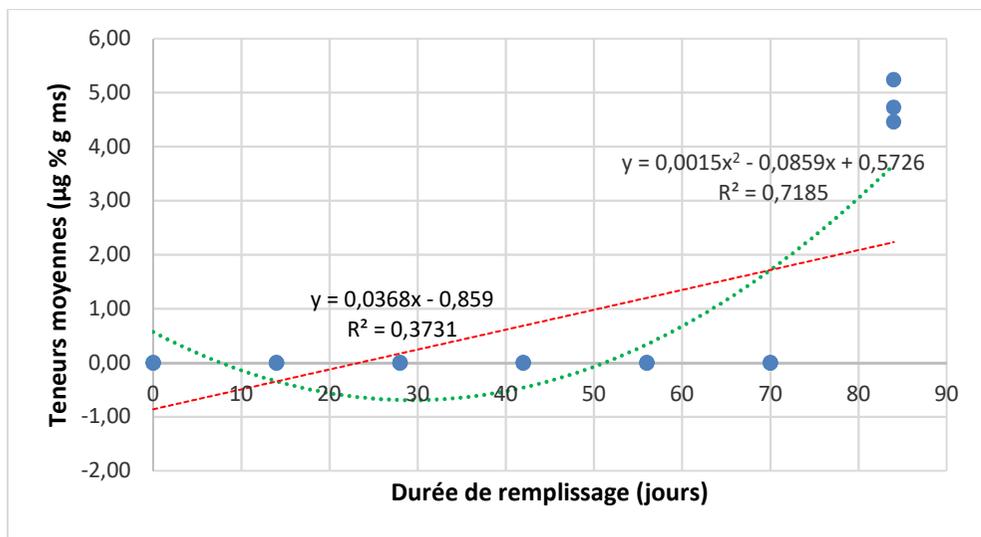


Figure 45: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₂ au cours du remplissage (GN)

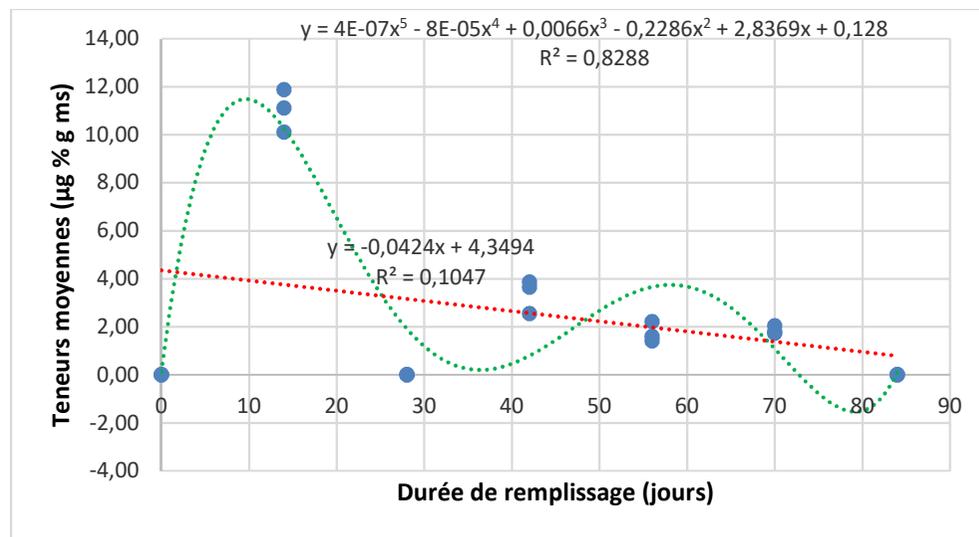


Figure 46: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₄ au cours du remplissage (GN)

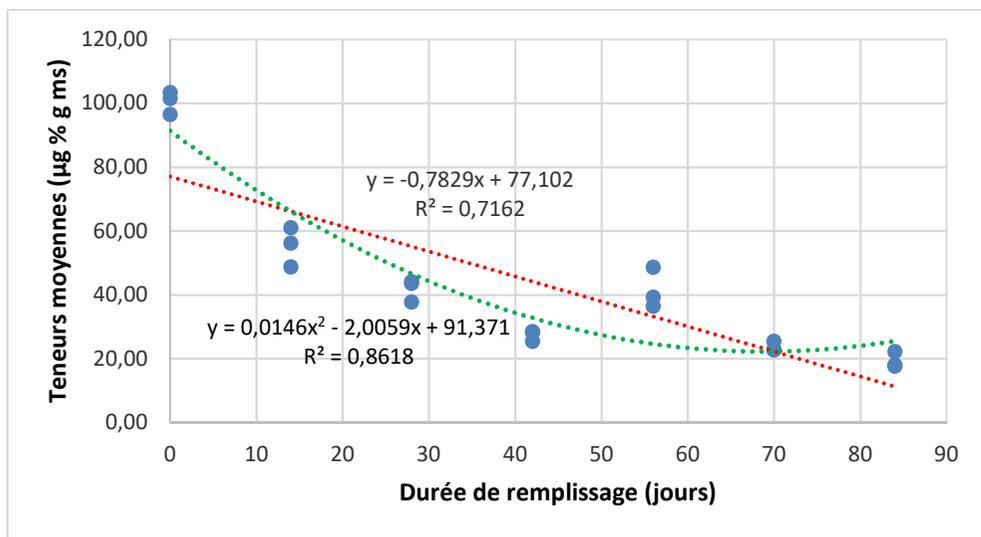


Figure 47: Evolution de la teneur en lutéine au cours du remplissage (GN)

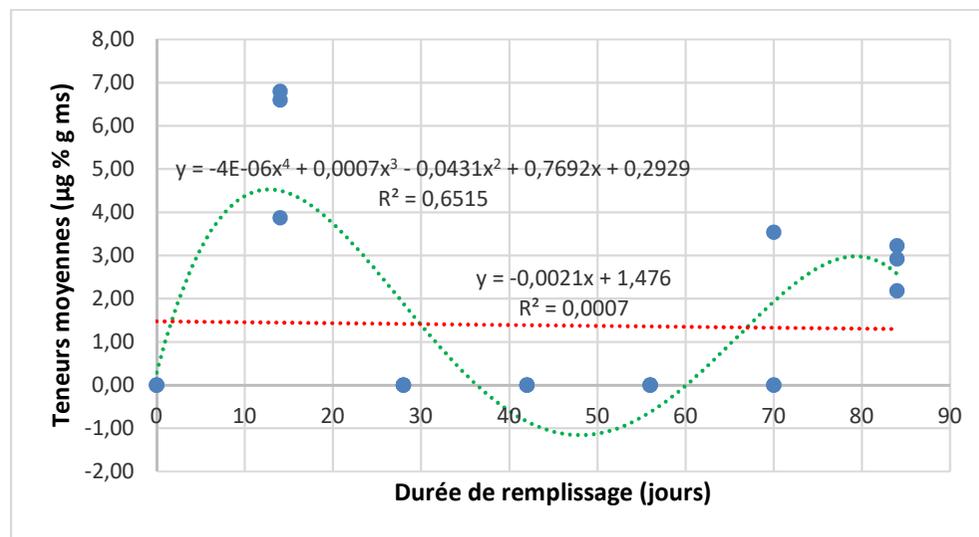


Figure 48: Evolution de la teneur en isomère 9-cis carotène au cours du remplissage (GN)

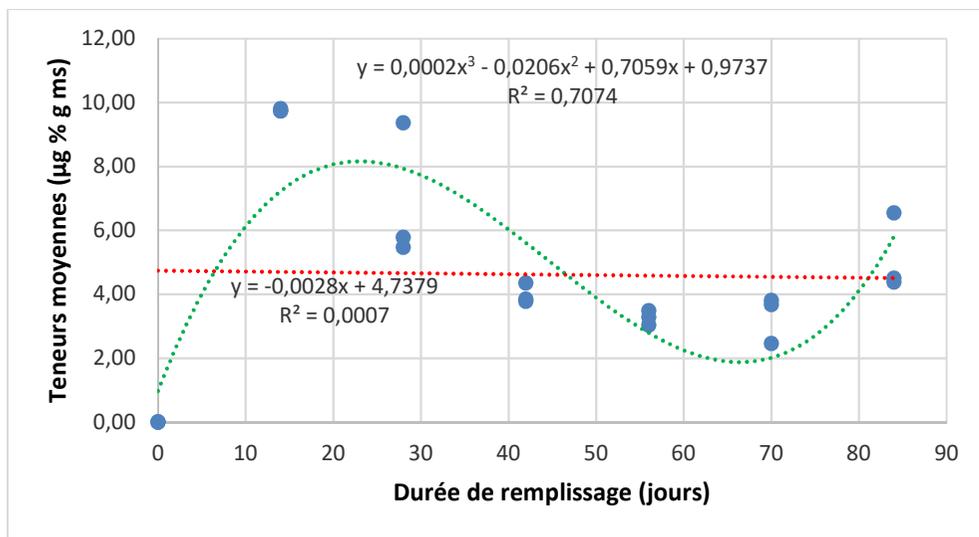


Figure 49: Evolution de la teneur en isomère 13-cis carotène au cours du remplissage (GN)

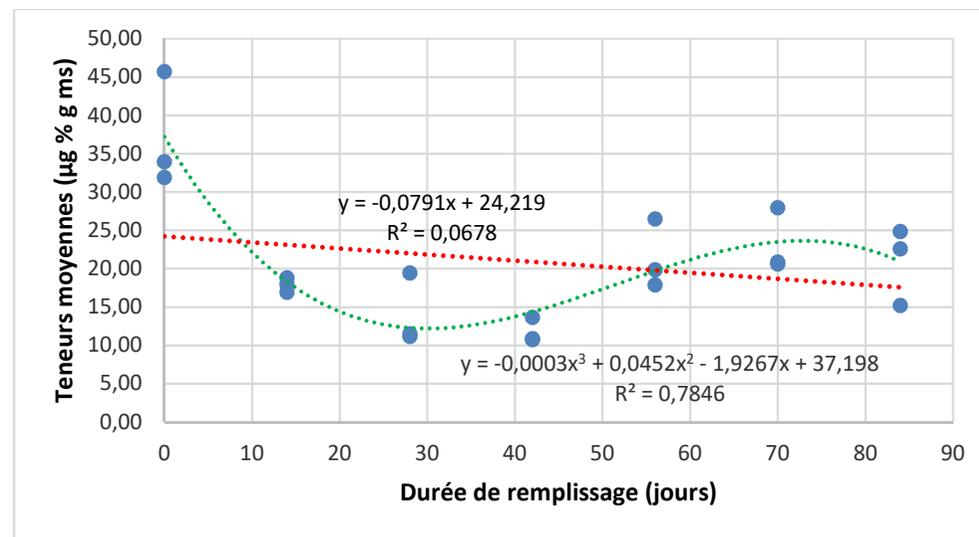


Figure 50: Evolution de la teneur en α -carotène au cours du remplissage (GN)

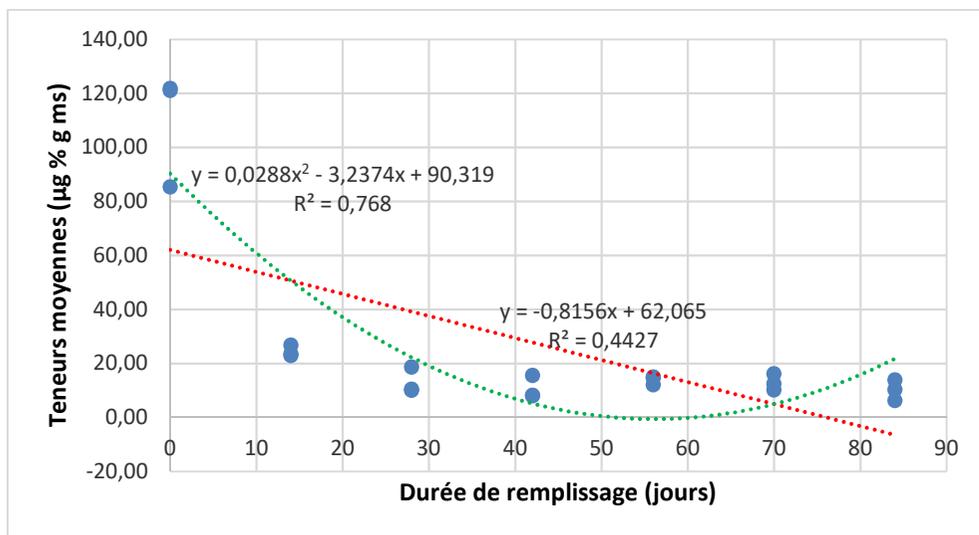


Figure 51: Evolution de la teneur en β -carotène au cours du remplissage (GN)

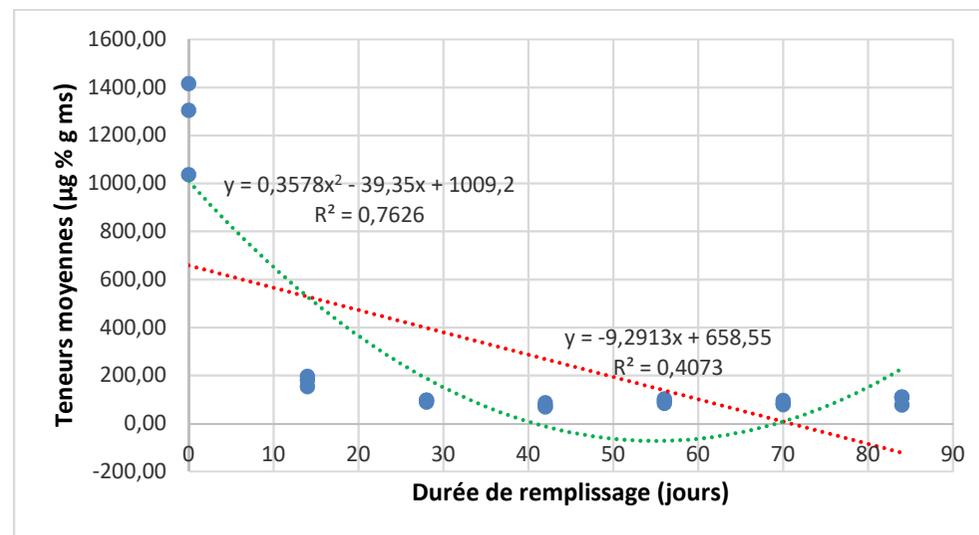


Figure 52: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux au cours du remplissage (GN)

III.3.1.3. Etude comparative de l'évolution de la concentration de certains caroténoïdes des pulpes de bananiers à des périodes précises de la maturation

French sombre, Pelipita et Grande naine à T₀, T₄₂, T₈₄ et T_r

Une analyse croisée du phénomène de remplissage des fruits à des périodes précises et similaires de la maturation pré-récolte des cultivars *French sombre, Pelipita et Grande naine* a été réalisée. Ces périodes ont été choisies parce qu'elles correspondent aux mêmes jours de prélèvement des fruits des trois (03) cultivars de *Musa* à analyser. Il s'agit de : T₀ = Jour 0 ou fin de la floraison ; T₄₂ = 42^{ème} jour de remplissage du fruit après floraison ; T₈₄ = 84^{ème} jour de remplissage du fruit après floraison et T_r = jour de récolte du régime. Les résultats indiquent que les profils et les concentrations en caroténoïdes identifiés diffèrent significativement en fonction du temps et du cultivar.

III.3.1.3.1 La lutéine

A la floraison, les teneurs en **lutéine** des pulpes diffèrent selon les 3 cultivars de bananiers et sont toujours très significativement élevées (> 100 µg/100 g ms). Au cours de l'évolution de la maturation, on observe en général une diminution significative de ces concentrations qui augmentent légèrement à la récolte sans jamais atteindre les valeurs de départ (T₀) pour les cultivars *French sombre* et *Pelipita* alors que celles du cultivar *Grande naine* atteignent le double à la récolte (Figure 53).

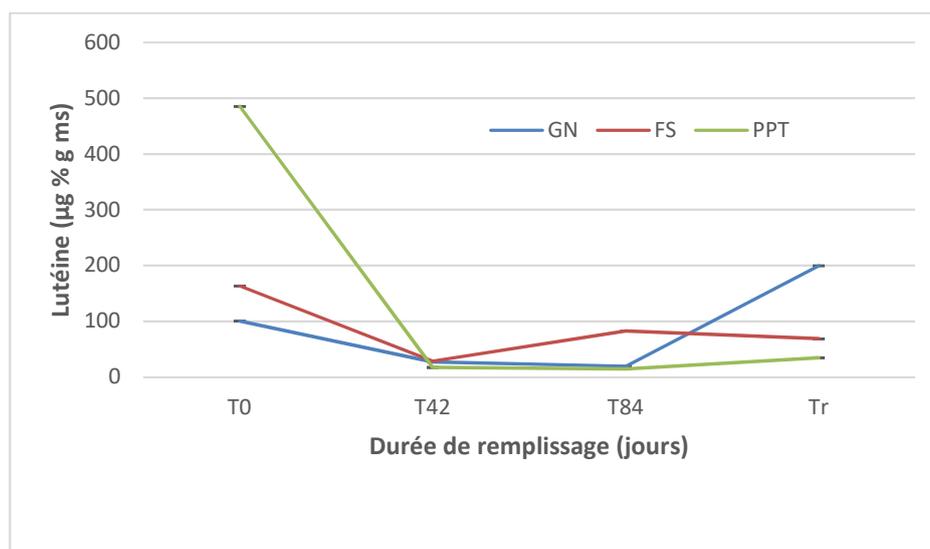


Figure 53: Evolution de la teneur en lutéine des pulpes de bananiers au cours du remplissage

Légende : FS : *French sombre* ; PPT : *Pelipita* ; GN : *Grande naine* ; T₀ : Jour 0 = floraison ; T₄₂ : 42^{ème} jour après la floraison ; T₈₄ : 84^{ème} jour après la floraison ; T_r : jour de récolte (90^{ème}, 162^{ème} et 89^{ème} jours après la floraison respectivement pour FS, PPT et GN).

III.3.1.3.2. L' α -carotène

En ce qui concerne l' α -carotène à la floraison, contrairement à la *Grande naine* et au *Pelipita* qui présentent une teneur quantifiable en α -carotène, le profil en caroténoïde de *French sombre* ne montre aucune trace d' α -carotène. Toutefois, on assiste à une biosynthèse très intense de l' α -carotène au cours de l'évolution du phénomène de remplissage des fruits de *French sombre* et une biosynthèse modérée « en dents de scie » dans les fruits de *Pelipita* jusqu'au 84^{ème} jour. A partir de cet instant, la teneur en α -carotène varie très peu jusqu'à la récolte des fruits de *French sombre*. Par contre, elle change très brusquement et significativement du 84^{ème} jour jusqu'à la récolte des fruits de *Pelipita* et *Grande naine* (Figure 54). En effet, les fruits ont été récoltés au 89^{ème}, 90^{ème} et 162^{ème} jour du phénomène de maturation respectivement pour *Grande naine*, *French sombre* et *Pelipita*. L'augmentation vertigineuse (de 20 μg à 260 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$) de la concentration en α -carotène de la *Grande naine* en 5 jours seulement indique que sa biosynthèse serait très rapide lorsque les fruits approchent la maturité physiologique optimale. Par contre, l'intense biosynthèse de l' α -carotène chez *Pelipita* observée pendant 78 jours traduirait la lenteur de la synthèse de l' α -carotène de la pulpe de cette banane à cuire.

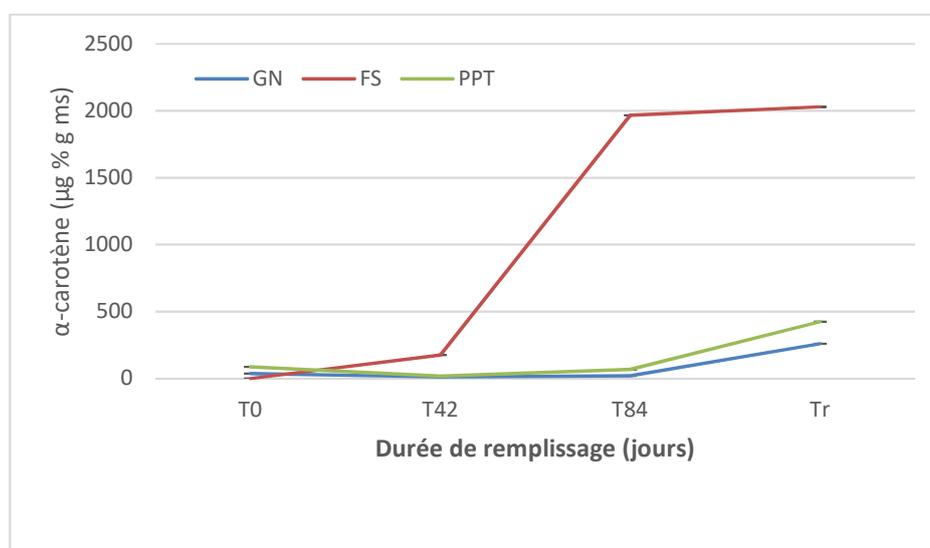


Figure 54 : Evolution de la teneur en α -carotène des pulpes de bananiers au cours du remplissage

Légende : FS : French sombre ; PPT : Pelipita ; GN : Grande naine ; T0 : Jour 0 = floraison ; T42 : 42^{ème} jour après la floraison ; T84 : 84^{ème} jour après la floraison ; Tr : jour de récolte (90^{ème}, 162^{ème} et 89^{ème} jours après la floraison respectivement pour FS, PPT et GN).

III.3.1.3.3. Le β -carotène

Quant au β -carotène, on observe un phénomène presque similaire avec l' α -carotène. En effet, à la floraison toutes les pulpes de bananiers contiennent de teneurs en β -carotène supérieures à 110 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$. De cet instant jusqu'au 84^{ème} jour, on observe des variations diverses des concentrations en β -carotène selon les cultivars (Figure 55) :

- elles diminuent significativement, puis se stabilisent autour de 10 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$ entre les 42^{ème} et 84^{ème} jours avant de présenter un saut spectaculaire à la récolte de près de neuf fois plus en cinq jours seulement pour la banane dessert (*Grande naine*) ;
- elles diminuent d'abord jusqu'au 42^{ème} jour avant d'augmenter de manière exponentielle et très significative jusqu'à la récolte pour les cultivars de plantain et de banane à cuire (*French sombre* et *Pelipita*) ; ce résultat est similaire à ceux de **Faber et al. (2013)** qui ont trouvé que la teneur en β -carotène augmentait progressivement dans les racines de patate douce du 4^{ème} au 6^{ème} mois après plantation dans les zones rurales (de 16 575 à 20 779 $\mu\text{g}/100\text{ g}$ de matière fraîche).

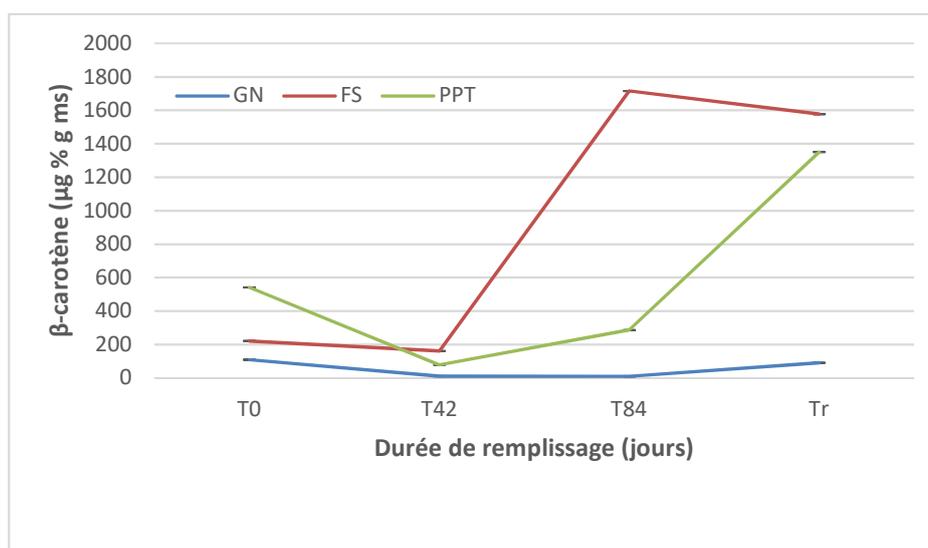


Figure 55: Evolution de la teneur en β -carotène des pulpes de bananiers au cours du remplissage

Légende : FS : French sombre ; PPT : Pelipita ; GN : Grande naine ; T0 : Jour 0 = floraison ; T42 : 42^{ème} jour après la floraison ; T84 : 84^{ème} jour après la floraison ; Tr : jour de récolte (90^{ème}, 162^{ème} et 89^{ème} jours après la floraison respectivement pour FS, PPT et GN).

III.3.1.3.4. Les caroténoïdes totaux

Chaque cultivar de *Musa* analysé contient à la floraison des **caroténoïdes totaux** à une concentration relativement intéressante et comprise entre 800 et 2 000 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$. Au cours de la maturation, on assiste à une diminution drastique et significative de la teneur

en caroténoïdes totaux des pulpes de *Grande naine* qui n'atteint jamais sa valeur initiale, même à la récolte. Par contre, l'on observe une légère diminution de la teneur en caroténoïdes totaux des pulpes de French sombre au 42^{ème} jour.

A partir de cet instant, une intense activité de synthèse des caroténoïdes totaux se met en place pendant 42 autres jours se traduisant par une concentration supérieure à 4 500 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$, qui se stabilise autour de 4 300 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$ à la récolte (Figure 56). Par ailleurs, l'augmentation des teneurs en caroténoïdes totaux des pulpes de *Pelipita* du 84^{ème} jour jusqu'à la récolte est toute aussi significative, mais ne dépasse jamais le seuil de 2 700 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$.

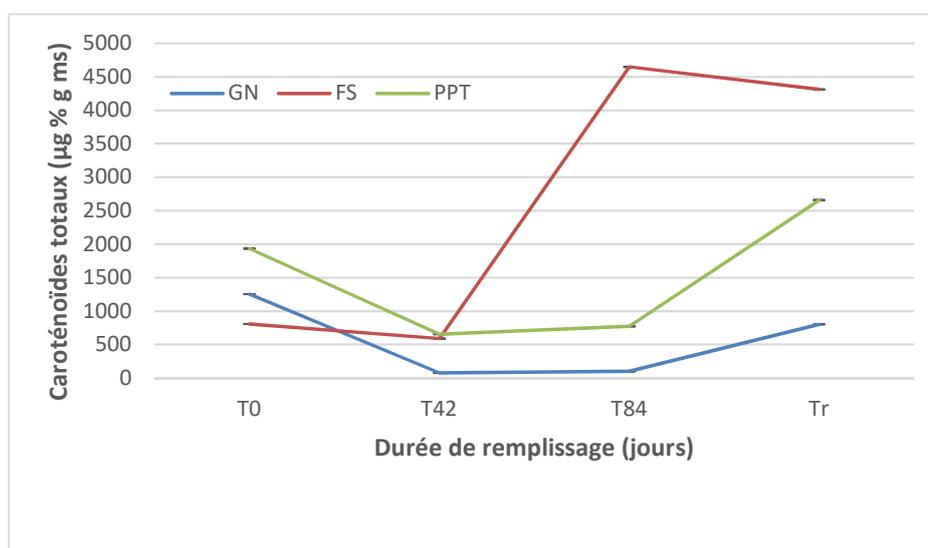


Figure 56: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux des pulpes de bananiers au cours du remplissage

Légende : FS : French sombre ; PPT : Pelipita ; GN : Grande naine ; T0 : Jour 0 = floraison ; T42 : 42^{ème} jour après la floraison ; T84 : 84^{ème} jour après la floraison ; Tr : jour de récolte (90^{ème}, 162^{ème} et 89^{ème} jours après la floraison respectivement pour FS, PPT et GN).

III.3.1.3.5. L'isomère 13-cis carotène

En ce qui concerne *l'isomère 13-cis carotène*, ses concentrations au cours de la maturation pré-récolte varient selon le génotype étudié. En effet, de la floraison à la récolte, on observe globalement une augmentation significative de sa teneur dans les pulpes de la banane dessert et du plantain. Malgré les variations observées dans l'intervalle floraison – coupe du régime de *Pelipita*, la teneur en 13-cis carotène se stabilise à environ 125 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$ (Figure 57).

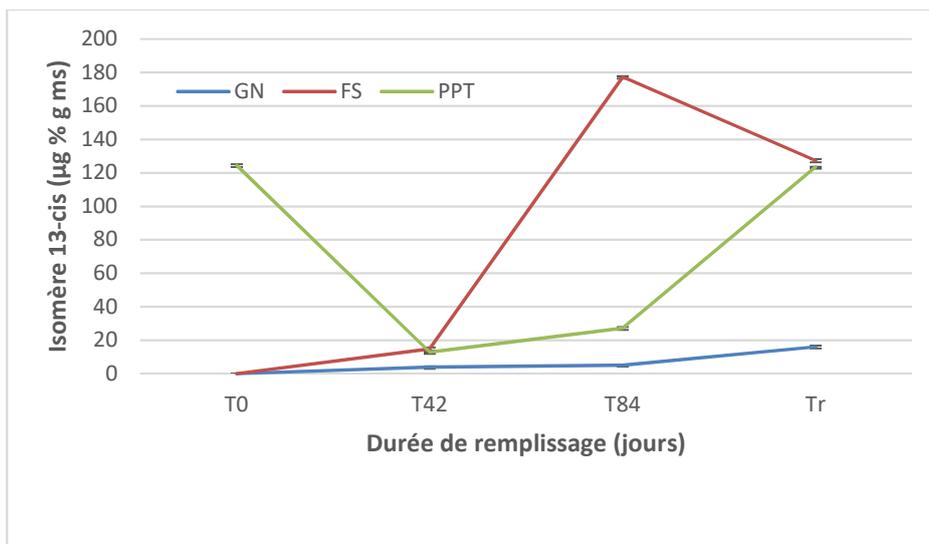


Figure 57 : Evolution de la teneur en isomère 13-cis des pulpes de bananiers au cours du remplissage

Légende : FS : French sombre ; PPT : Pelipita ; GN : Grande naine ; T0 : Jour 0 = floraison ; T42 : 42^{ème} jour après la floraison ; T84 : 84^{ème} jour après la floraison ; Tr : jour de récolte (90^{ème}, 162^{ème} et 89^{ème} jours après la floraison respectivement pour FS, PPT et GN).

III.3.1.3.6. L'isomère 9-cis carotène

En ce qui concerne **l'isomère 9-cis carotène**, globalement ses concentrations au cours de la maturation pré-récolte augmentent significativement jusqu'à la récolte des pulpes des cultivars *French sombre* et *Pelipita* et atteignent 25 µg/100 g ms et 64 µg/100 g ms respectivement (Figure 58).

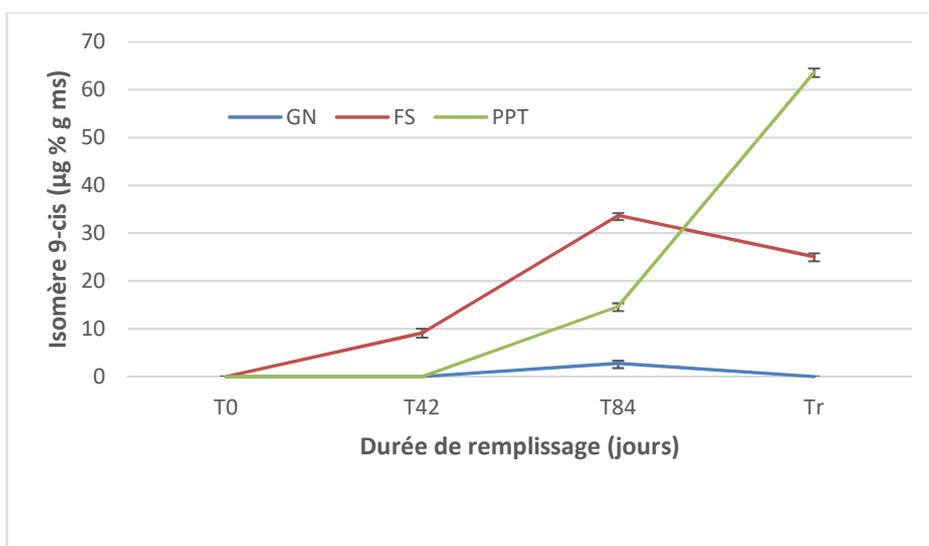


Figure 58: Evolution de la teneur en isomère 9-cis des pulpes de bananiers au cours du remplissage

Légende : FS : French sombre ; PPT : Pelipita ; GN : Grande naine ; T0 : Jour 0 = floraison ; T42 : 42^{ème} jour après la floraison ; T84 : 84^{ème} jour après la floraison ; Tr : jour de récolte (90^{ème}, 162^{ème} et 89^{ème} jours après la floraison respectivement pour FS, PPT et GN).

III.3.1.4. Etude des corrélations au cours du remplissage des fruits de bananiers

Les tableaux XLI, XLII et XLIII ci-dessous présentent les résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de remplissage des fruits de bananiers ou de développement pré-récolte des pulpes de bananiers, qui correspond en réalité à la période allant de la floraison jusqu'à la récolte du régime.

En effet, à l'exception de la lutéine, l'on observe des corrélations toutes positives et significatives entre tous les caroténoïdes non identifiés, les isomères 9-cis β -carotène et 13-cis β -carotène, l' α -carotène, le β -carotène, les caroténoïdes totaux et la durée de remplissage du cultivar de plantain *French sombre*, qui est de 84 jours (Tableau XLI).

En ce qui concerne le cultivar de banane à cuire *Pelipita*, deux caroténoïdes non identifiés (NI₂ & NI₃), l'isomère 13-cis β -carotène et les caroténoïdes totaux ne présentent aucune corrélation ($p > 0,05$) entre leurs teneurs et le temps de remplissage qui s'élève à 162 jours. Par contre, au cours de cette même période, l'on observe d'une part, des corrélations positives et significatives ($p < 0,05$) pour les caroténoïdes non identifiés NI₁, NI₄, l'isomère 9-cis β -carotène, l' α -carotène et le β -carotène dont les teneurs augmentent proportionnellement avec le temps, et d'autre part, une corrélation significative mais dont le coefficient de corrélation de Pearson est négatif (Tableau XLII). En d'autres termes, plus durée de remplissage augmente, plus la concentration en lutéine diminue.

Quant à la Grande naine, le caroténoïde non identifié NI₄, les isomères 9-cis β -carotène et 13-cis β -carotène et l' α -carotène ne présentent aucune corrélation ($p > 0,05$) entre leurs teneurs et le temps de remplissage qui s'élève à 89 jours. Par contre, des corrélations significatives ($p < 0,05$), mais avec des coefficients de corrélation de Pearson négatifs, existent entre les concentrations en lutéine, en β -carotène et en caroténoïdes totaux et la durée de maturation pré-récolte des pulpes (Tableau XLIII) ; seul NI₂ présente une corrélation significative positive ($r = 0,6108$).

En définitive, l'on a observé des corrélations positives et significatives pour chaque caroténoïde et la durée du remplissage des fruits du plantain analysé (à l'exception de la lutéine), tandis que les cultivars de bananes dessert et à cuire étudiés, ont présenté soit une absence de corrélation, soit l'existence des corrélations significatives avec des coefficients de corrélation de Pearson variés (positifs ou négatifs) selon le caroténoïde investigué.

Tableau XLI : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de remplissage des fruits du cultivar *French sombre*

Paramètre	r	P value	Résumé P value	R ²
Lutéine	-0,3857	0,0842	ns	0,1488
NI₁	0,9346	< 0.0001	***	0,8735
NI₂	0,6665	0,0010	***	0,4443
NI₃	0,8460	< 0.0001	***	0,7158
NI₄	0,5302	0,0134	*	0,2811
13-cis β-carotène	0,8184	< 0.0001	***	0,6697
α-carotène	0,8975	< 0.0001	***	0,8055
β-carotène	0,8478	< 0.0001	***	0,7188
9-cis β-carotène	0,8580	< 0.0001	***	0,7362
Caroténoïdes Totaux	0,8271	< 0.0001	***	0,6841

r : coefficient de corrélation de Pearson ; ns : la corrélation est-elle significative au seuil de 5% ; R² : Coefficient de détermination

Tableau XLII : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de remplissage des fruits du cultivar *Pelipita*

Paramètre	r	P value	Résumé P value	R ²
Lutéine	-0,6007	0,0019	**	0,3608
NI₁	0,8995	< 0.0001	***	0,8090
NI₂	0,3644	0,0800	ns	0,1328
NI₃	0,02362	0,9128	ns	0,0005577
NI₄	0,7944	< 0.0001	***	0,6311
13-cis β-carotène	-0,3627	0,0815	ns	0,1315
α-carotène	0,6121	0,0015	**	0,3747
β-carotène	0,5806	0,0029	**	0,3371
9-cis β-carotène	0,5855	0,0027	**	0,342
Caroténoïdes Totaux	0,2044	0,3379	ns	0,04180

r : coefficient de corrélation de Pearson ; ns : la corrélation est-elle significative au seuil de 5% ; R² : Coefficient de détermination

Tableau XLIII : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de remplissage des fruits du cultivar *Grande naine*

Paramètre	r	P value	Résumé P value	R ²
Lutéine	-0,8463	< 0.0001	***	0,7162
NI₂	0,6108	0,0033	**	0,3730
NI₄	-0,3235	0,1526	ns	0,1047
13-cis β-carotène	-0,02575	0,9118	ns	0,0006631
α-carotène	-0,2604	0,2543	ns	0,06781
β-carotène	-0,6654	0,0010	***	0,4427
9-cis β-carotène	-0,02700	0,9075	ns	0,0007290
Caroténoïdes Totaux	-0,6382	0,0019	**	0,4073

r : coefficient de corrélation de Pearson ; ns : la corrélation est-elle significative au seuil de 5% ; R² : Coefficient de détermination

III.3.2. Analyse au cours de la maturation post-récolte : influence du temps de conservation à température ambiante sur les teneurs en caroténoïdes des fruits de bananiers

III.3.2.1. Le cultivar de plantain : *French sombre*

III.3.2.1.1. Profil en caroténoïdes des pulpes au cours de la conservation

A la récolte du régime de French sombre (FS), le profil en caroténoïdes de la pulpe présente 9 éléments dont 5 ont été clairement identifiés, il s'agit des isomères 9-cis carotène et 13-cis carotène ainsi que des caroténoïdes suivants : lutéine, α - carotène et β -carotène (Figure 59). Au cours du mûrissement, ce profil ne varie pratiquement pas et présente la même configuration qu'à la récolte (Figure 60). Leurs concentrations respectives sont différentes et varient au cours de la maturation post récolte des fruits. Elles évoluent différemment selon qu'il s'agisse d'un caroténoïde *non identifié* au cours de cette étude, d'un isomère ou d'un caroténoïde spécifique bien identifié.

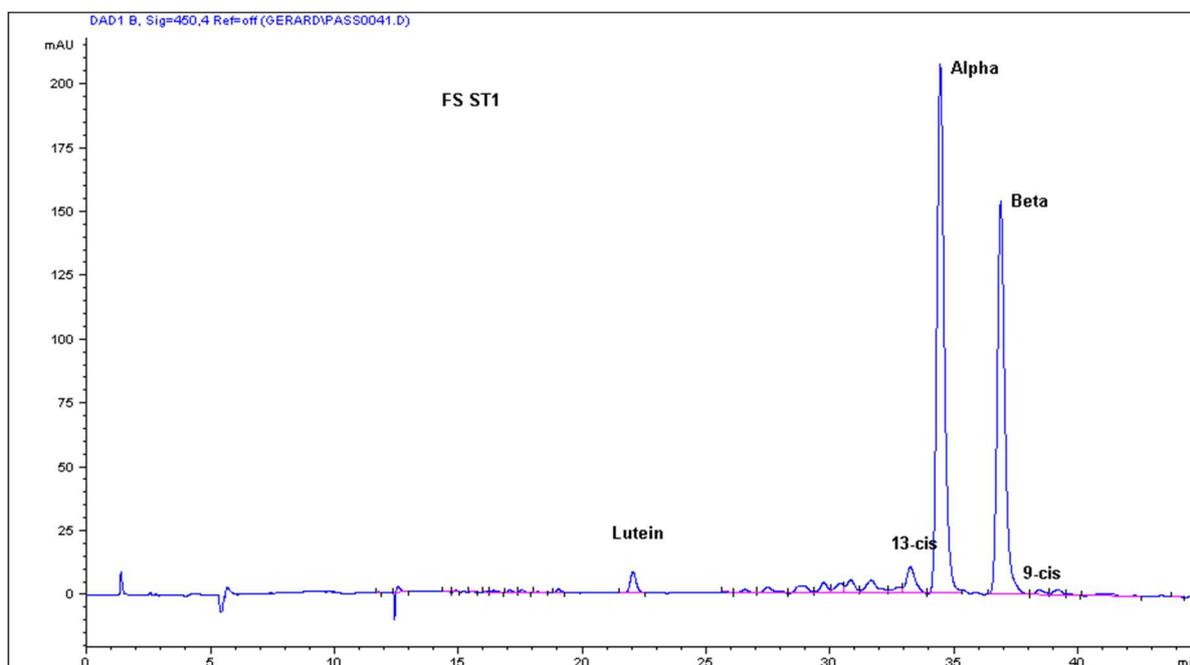


Figure 59: Profil en caroténoïdes des pulpes non mûres de *French sombre* stade 1 de maturation

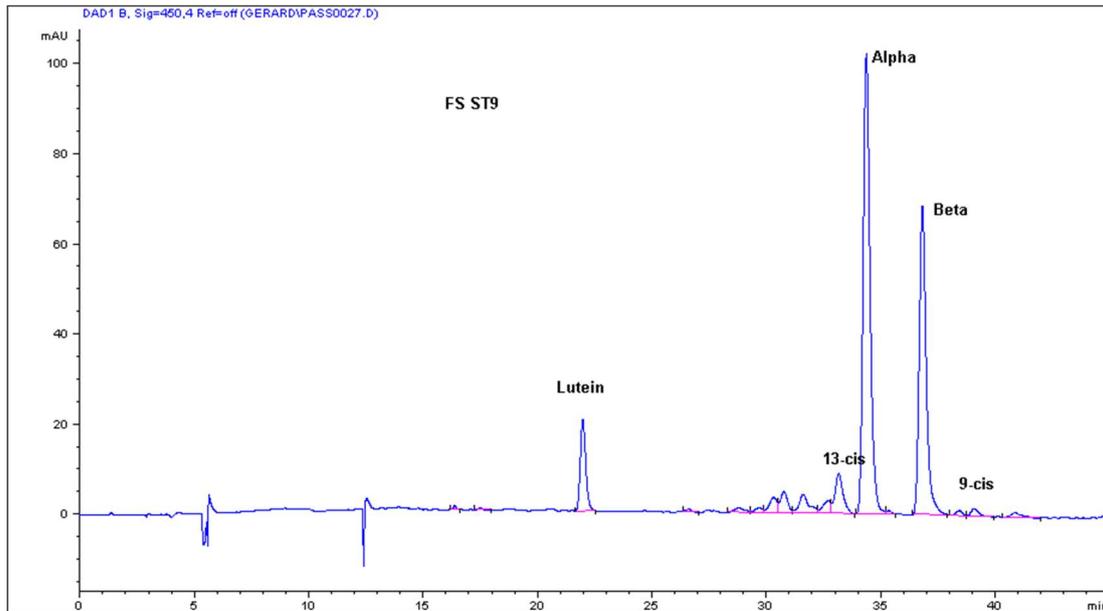


Figure 60: Profil en caroténoïdes des pulpes mûres du *French sombre* stade 9 de maturation

III.3.2.1.2. Evolution des teneurs en caroténoïdes au cours de la conservation

a) Caroténoïdes non identifiés

A la récolte des fruits de *French sombre*, leurs pulpes présentent des teneurs en caroténoïdes *non identifiés* supérieures à 40 $\mu\text{g}/100\text{g ms}$. Contrairement au caroténoïde NI₁ dont la concentration reste stable au cours de la maturation post-récolte, celles des caroténoïdes non identifiés NI₂, NI₃ et NI₄ augmentent significativement jusqu'aux stades 7 et 9 de maturation. Les pulpes de *French sombre* conservées pendant 8 jours à température ambiante présentent des concentrations en caroténoïdes non identifiés 2 à 3 fois supérieures à leurs valeurs initiales observées à la récolte (Tableau XLIV).

b) Caroténoïdes identifiés

Au cours de la maturation post-récolte des fruits de *French sombre*, on observe également une augmentation significative et même continue des teneurs en lutéine et en isomère 13-cis β -carotène. Par contre, la variation de la teneur en isomère 9-cis β -carotène a une évolution en forme de cloche dont le pic (55 – 56 $\mu\text{g}/100\text{g ms}$) se situe aux stades 3 et 5 de maturation, où aucune différence significative n'est observée (Tableau XLV).

A chaque stade de maturation post-récolte, la teneur en α -carotène des pulpes du plantain *French sombre* est toujours supérieure à celle du β -carotène. Le début de mûrissement (stade 3) provoque une augmentation significative des concentrations de ces 2 caroténoïdes. A partir de cette étape, elles augmentent jusqu'au stade 9 sans jamais être significatives ($\alpha=5\%$). Il en est de même pour les caroténoïdes totaux dont la teneur augmente de plus de 2200 $\mu\text{g}/100\text{g}$ ms lorsque le mûrissement est déclenché et dépasse le seuil de 7000 $\mu\text{g}/100\text{g}$ ms quand le fruit devient plus noir que jaune ([Tableau XLVI](#)).

Tableau XLIV : Teneurs en caroténoïdes *non identifiés* (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits du plantain *French sombre*

Durée depuis la floraison	Stade de maturation post-récolte	NI ₁	NI ₂	NI ₃	NI ₄
90	ST1	42,73 \pm 0,91 ^a	46,70 \pm 0,80 ^c	57,73 \pm 0,67 ^c	90,55 \pm 0,37 ^c
92	ST3	53,42 \pm 0,37 ^a	68,73 \pm 0,03 ^b	105,49 \pm 0,54 ^b	154,84 \pm 0,66 ^a
94	ST5	40,44 \pm 0,75 ^a	70,60 \pm 0,01 ^b	96,50 \pm 0,09 ^b	136,78 \pm 0,40 ^b
96	ST7	49,71 \pm 0,66 ^a	115,15 \pm 0,56 ^a	137,75 \pm 0,45 ^a	166,07 \pm 0,65 ^a
98	ST9	40,74 \pm 0,48 ^a	112,44 \pm 0,11 ^a	156,46 \pm 0,99 ^a	173,43 \pm 0,54 ^a

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

ST : stade de maturation

Tableau XLV : Teneurs en caroténoïdes (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits du plantain *French sombre*

Durée depuis la floraison	Stade de maturation post-récolte	Lutéine	Isomère 13-cis carotène	Isomère 9-cis carotène
90	ST1	68,86 \pm 0,25 ^c	127,35 \pm 0,83 ^c	25,09 \pm 0,69 ^c
92	ST3	203,01 \pm 0,39 ^b	224,68 \pm 0,33 ^b	55,20 \pm 0,97 ^a
94	ST5	340,99 \pm 0,23 ^a	251,27 \pm 0,31 ^{ab}	56,32 \pm 0,90 ^a
96	ST7	414,14 \pm 0,28 ^a	266,48 \pm 0,25 ^{ab}	33,15 \pm 0,81 ^b
98	ST9	469,50 \pm 0,90 ^a	315,99 \pm 0,03 ^a	34,80 \pm 0,67 ^b

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

ST : stade de maturation

Tableau XLVI : Teneurs en caroténoïdes (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits du plantain *French sombre*

Durée depuis la floraison	Stade de maturation post-récolte	α -carotène	β -carotène	Caroténoïdes totaux
90	ST1	2029,15 \pm 0,56 ^b	1577,63 \pm 0,20 ^b	4312,29 \pm 0,77 ^b
92	ST3	2912,41 \pm 0,30 ^a	2421,26 \pm 0,81 ^a	6568,77 \pm 0,96 ^a
94	ST5	2737,52 \pm 0,27 ^a	2106,06 \pm 0,57 ^a	6138,68 \pm 0,42 ^a
96	ST7	3066,65 \pm 0,96 ^a	2064,41 \pm 0,34 ^a	6843,37 \pm 0,65 ^a
98	ST9	2983,71 \pm 0,45 ^a	2082,55 \pm 0,22 ^a	7062,84 \pm 0,81 ^a

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

ST : stade de maturation

Les figures 61 à 70 présentent les courbes de variation des concentrations en caroténoïdes au cours de la conservation post-récolte des fruits du cultivar de plantain *French sombre*. Les équations qui en découlent décrivent la variation de chaque caroténoïde en fonction du temps de stockage (Tableau XLVII).

Il convient de préciser que la structure du nuage des points ne présume pas une relation linéaire ou polynomiale entre la concentration en caroténoïdes et la durée de conservation post-récolte. C'est pourquoi l'on fait recours à une approche empirique et non paramétrique qui est celle des moyennes mobiles. L'ordre de la moyenne mobile est choisi en fonction du rapprochement de la courbe avec l'ensemble du nuage de points.

R est le degré d'ajustement. Plus R^2 est élevé et tend vers 1, alors la relation est bien ajustée ou encore plus robuste, justifiant ainsi une meilleure relation entre les paramètres croisés.

Tableau XLVII : Données liées au modèle de variation de chaque caroténoïde de la pulpe du cultivar *French sombre* au cours de la conservation post-récolte des fruits

N°	Composé	Modèle de régression	Equation	Degré d'ajustement
1	Caroténoïde NI ₁	Polynomiale d'ordre 4	$y = -0,2251x^4 + 84,695x^3 - 11946x^2 + 748674x - 2 \times 10^7$	$R^2 = 0,5864$
2	Caroténoïde NI ₂	Linéaire	$y = 8,8957x - 753,48$	$R^2 = 0,8246$
3	Caroténoïde NI ₃	Linéaire	$y = 11,486x - 968,94$	$R^2 = 0,8168$
4	Caroténoïde NI ₄	Linéaire	$y = 8,8502x - 687,59$	$R^2 = 0,6783$
5	Lutéine	Linéaire	$y = 50,62x - 4459$	$R^2 = 0,9084$
6	Isomère 13-cis	Linéaire	$y = 20,954x - 1732,5$	$R^2 = 0,7729$
7	Isomère 9-cis	Polynomiale d'ordre 3	$y = 0,5604x^3 - 159,48x^2 + 15120x - 477482$	$R^2 = 0,8938$
8	α -carotène	Polynomiale d'ordre 4	$y = -6,4537x^4 + 2433,3x^3 - 343961x^2 + 2 \times 10^7x - 5 \times 10^8$	$R^2 = 0,794$
9	β -carotène	Polynomiale d'ordre 3	$y = 12,694x^3 - 3604,3x^2 + 340974x - 1 \times 10^7$	$R^2 = 0,6846$
10	Caroténoïdes totaux	Linéaire	$y = 288,78x - 20961$	$R^2 = 0,5995$

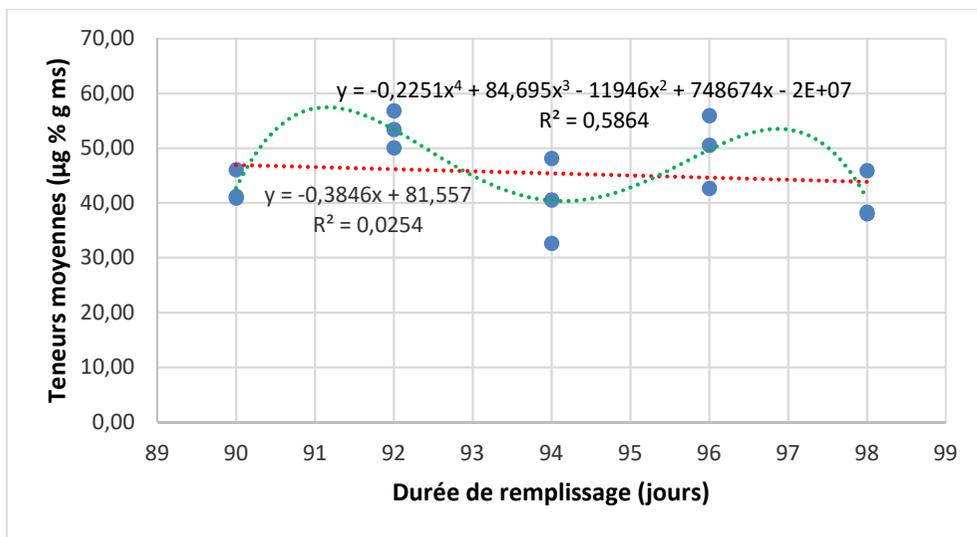


Figure 61: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₁ au cours de la conservation (FS)

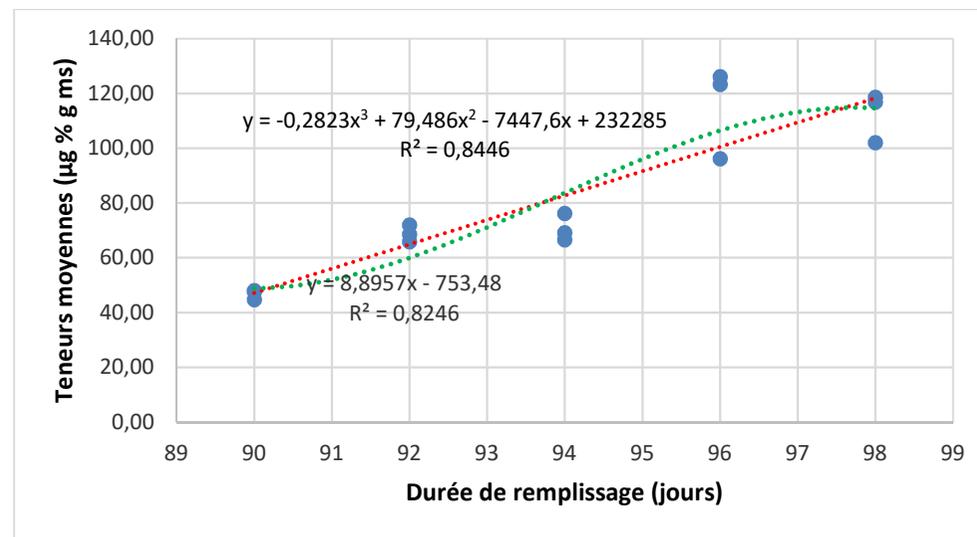


Figure 62: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₂ au cours de la conservation (FS)

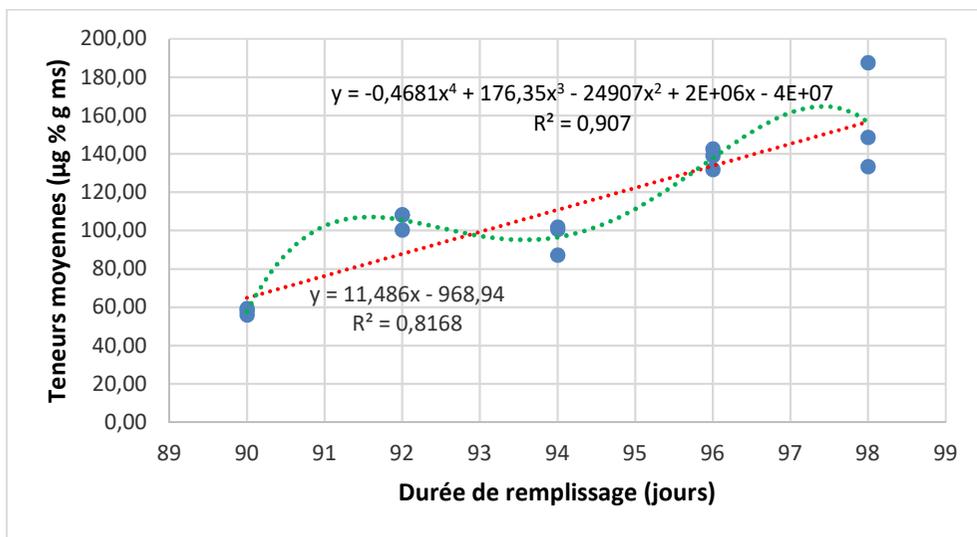


Figure 63: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₃ au cours de la conservation (FS)

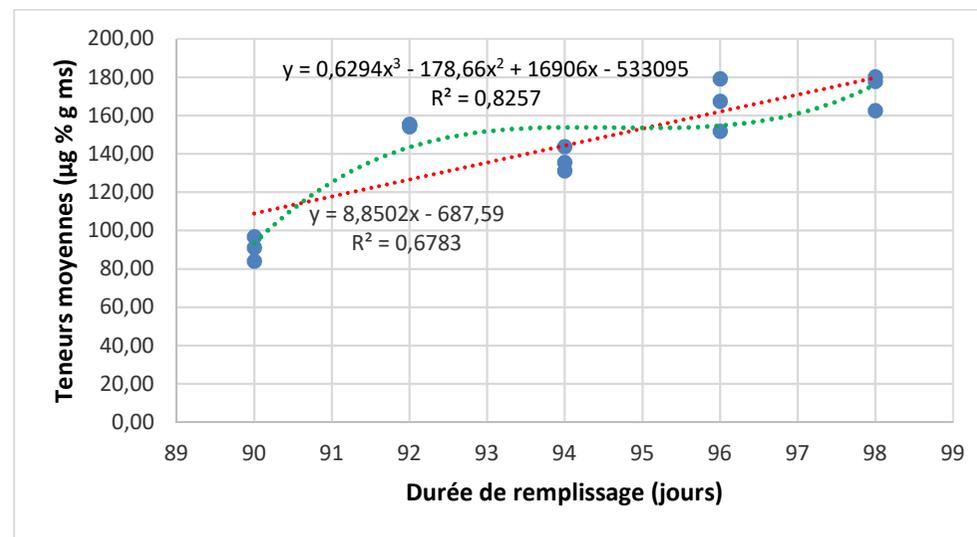


Figure 64: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₄ au cours de la conservation (FS)

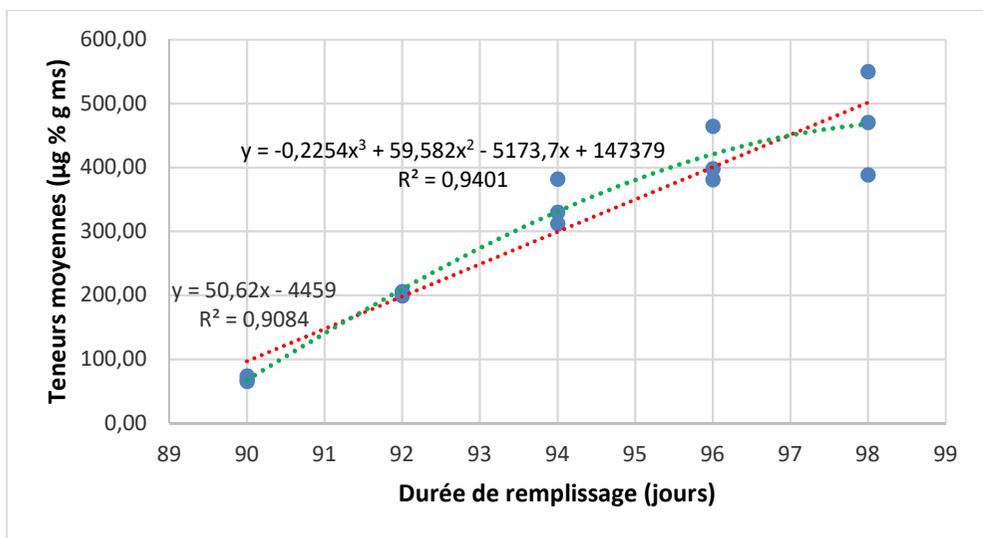


Figure 65: Evolution de la teneur en lutéine au cours de la conservation (FS)

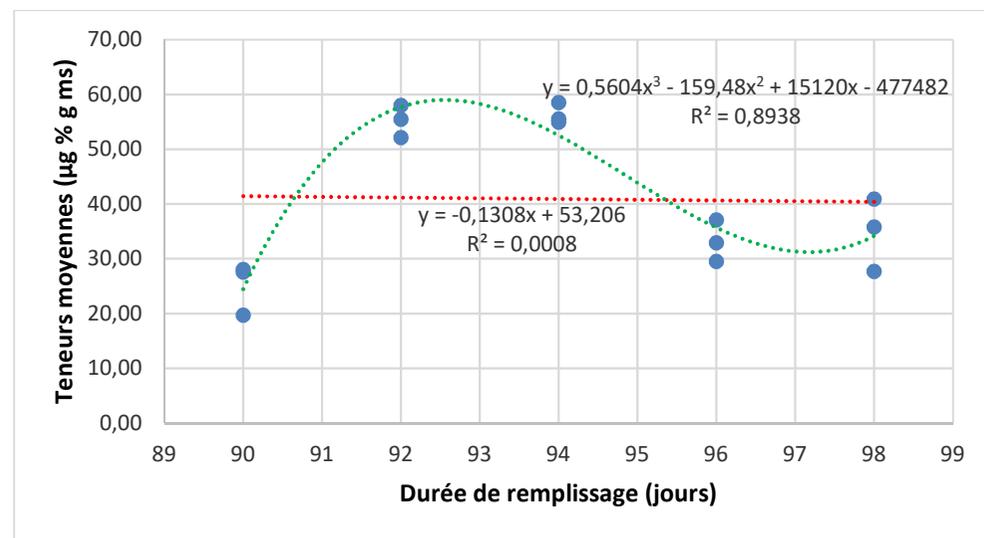


Figure 66: Evolution de la teneur en isomère 9-cis carotène au cours de la conservation (FS)

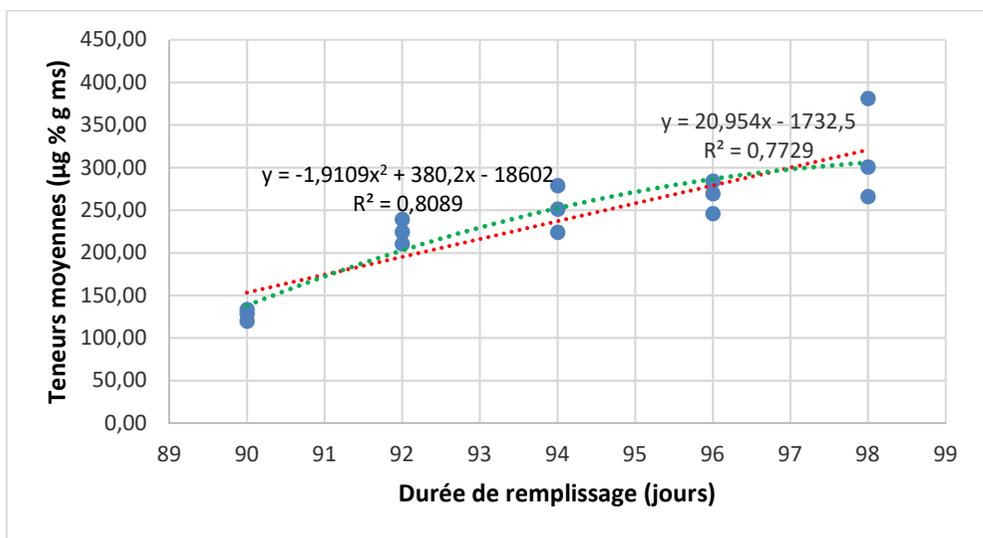


Figure 67: Evolution de la teneur en isomère 13-cis carotène au cours de la conservation (FS)

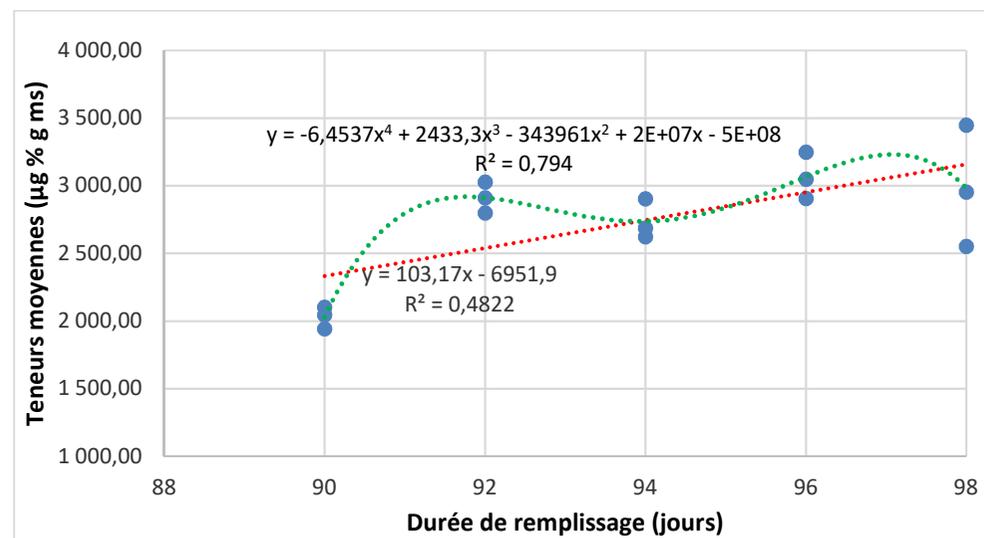


Figure 68: Evolution de la teneur en α -carotène au cours de la conservation (FS)

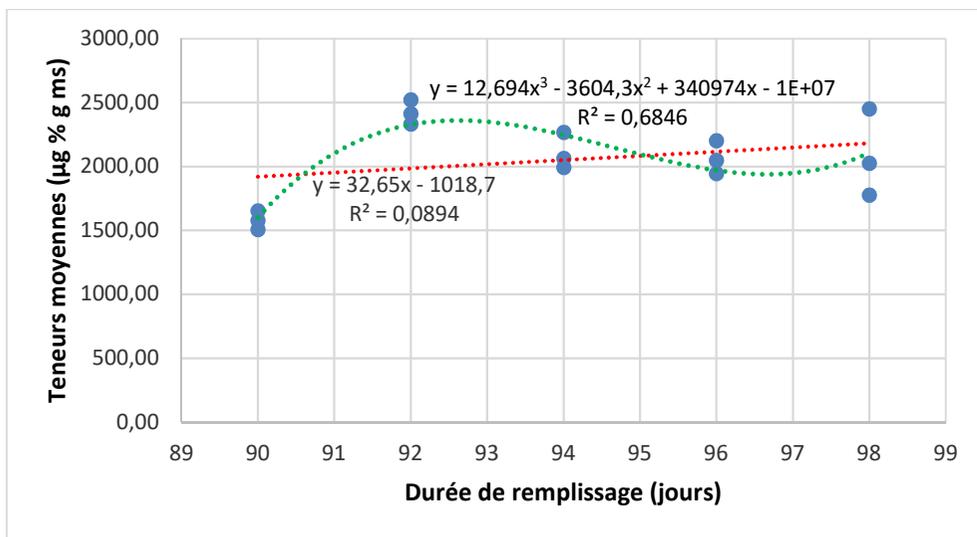


Figure 69: Evolution de la teneur en β -carotène au cours de la conservation (FS)

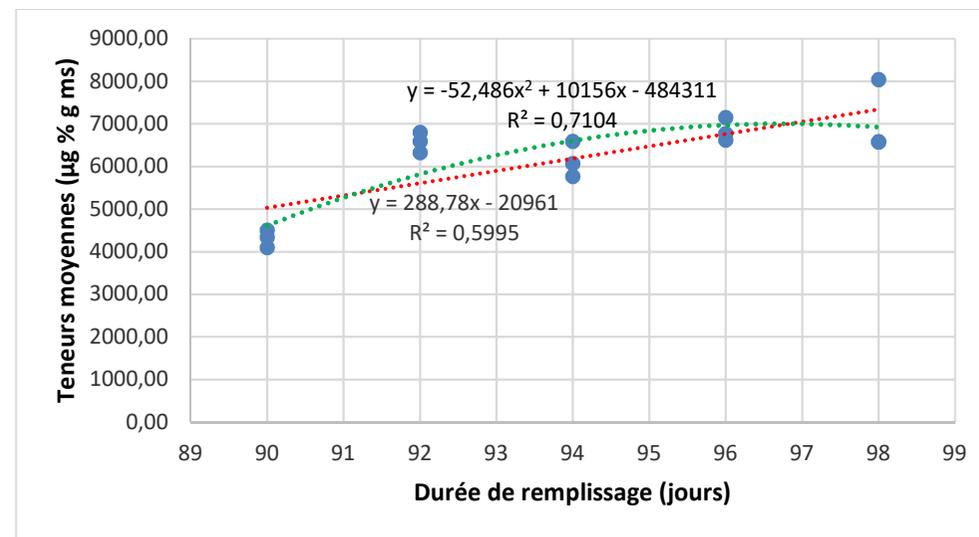


Figure 70: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux au cours de la conservation (FS)

III.3.2.2. Le cultivar de banane à cuire : *Pelipita*

III.3.2.2.1. Profil en caroténoïde des pulpes au cours de la conservation

Le profil en caroténoïdes de la pulpe de *Pelipita* est similaire à celui du *French sombre* et comporte également neuf (09) éléments dont cinq (05) ont été clairement identifiés, il s'agit des isomères 9-cis carotène et 13-cis carotène ainsi que des caroténoïdes suivants : lutéine, α - carotène et β -carotène. Leurs concentrations respectives et les sens de variation au cours de la maturation post récolte des fruits diffèrent en fonction du stade de murissement. Elles évoluent différemment selon qu'il s'agisse d'un caroténoïde *non identifié*, d'un isomère ou d'un caroténoïde spécifique bien identifié.

III.3.2.2.2. Evolution des teneurs en caroténoïdes au cours de la conservation

a) Caroténoïdes non identifiés

A la récolte, les teneurs en caroténoïdes non identifiés sont supérieures à 45 $\mu\text{g}/100\text{g ms}$. Au cours de la maturation post-récolte, les concentrations de NI₁, NI₂ et NI₄ diminuent significativement tandis que celle NI₃ qui était la plus faible à la récolte, augmente et atteint 72 $\mu\text{g}/100\text{g ms}$, représentant la plus forte valeur au stade de 9 ([Tableau XLVIII](#)).

b) Caroténoïdes identifiés

Contrairement aux teneurs en caroténoïdes non identifiés NI₁, NI₂ et NI₄, la teneur en lutéine augmente de manière significative jusqu'à stade 9. Les concentrations en isomères 13-cis et 9-cis varient de manière opposée au cours du mûrissement des fruits de *Pelipita*, le premier présente une évolution croissante et significative contrairement au second qui diminue considérablement avant de se stabiliser lorsque le fruit devient complètement mûr ([Tableau XLIX](#)).

Les variations des teneurs en α -carotène, β -carotène et caroténoïdes totaux au cours de la maturation post récolte des pulpes sont similaires. Elles augmentent significativement lorsque la pulpe commence à mûrir, puis se stabilisent ou ne varient plus significativement jusqu'à ce que la pulpe devienne complètement mûre. Entre les stades 7 et 9 on observe en général une augmentation très significative de ces teneurs ([Tableau L](#)).

Tableau XLVIII : Teneurs en caroténoïdes *non identifiés* (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits de la banane à cuire *Pelipita*

Durée depuis la floraison	Stade de maturation post-récolte	NI ₁	NI ₂	NI ₃	NI ₄
162	ST1	89,46 \pm 0,07 ^a	48,01 \pm 0,89 ^a	46,28 \pm 0,31 ^{bc}	107,80 \pm 0,29 ^a
164	ST3	56,17 \pm 0,44 ^b	24,50 \pm 0,84 ^{bc}	58,89 \pm 0,43 ^{ab}	41,07 \pm 0,47 ^c
166	ST5	55,04 \pm 0,63 ^b	19,35 \pm 0,31 ^c	54,78 \pm 0,14 ^{abc}	28,72 \pm 0,18 ^c
169	ST7	37,87 \pm 0,73 ^c	6,19 \pm 0,02 ^d	36,45 \pm 0,23 ^c	29,57 \pm 0,79 ^c
171	ST9	66,64 \pm 0,51 ^b	29,76 \pm 0,02 ^b	72,24 \pm 0,51 ^a	57,99 \pm 0,94 ^b

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

ST : stade de maturation

Tableau XLIX : Teneurs en caroténoïdes (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits de la banane à cuire *Pelipita*

Durée depuis la floraison	Stade de maturation post-récolte	Lutéine	Isomère 13-cis carotène	Isomère 9-cis carotène
162	ST1	34,58 \pm 0,65 ^c	123,57 \pm 0,15 ^c	63,66 \pm 0,79 ^a
164	ST3	114,90 \pm 0,03 ^a	207,67 \pm 0,95 ^b	57,27 \pm 0,30 ^a
166	ST5	75,92 \pm 0,56 ^b	206,73 \pm 0,90 ^b	32,63 \pm 0,80 ^b
169	ST7	93,93 \pm 0,41 ^b	228,74 \pm 0,54 ^b	37,13 \pm 0,34 ^b
171	ST9	139,66 \pm 0,49 ^a	399,01 \pm 0,14 ^a	41,77 \pm 0,17 ^b

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

ST : stade de maturation

Tableau L : Teneurs en caroténoïdes (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits de la banane à cuire *Pelipita*

Durée depuis la floraison	Stade de maturation post-récolte	α -carotène	β -carotène	Caroténoïdes totaux
162	ST1	423,78 \pm 0,06 ^c	1351,17 \pm 0,16 ^c	2658,13 \pm 0,72 ^c
164	ST3	609,31 \pm 0,23 ^{ab}	2155,58 \pm 0,46 ^{ab}	3623,81 \pm 0,05 ^{ab}
166	ST5	594,17 \pm 0,81 ^{ab}	2088,59 \pm 0,51 ^{ab}	3243,68 \pm 0,33 ^{abc}
169	ST7	520,84 \pm 0,94 ^{bc}	1848,76 \pm 0,64 ^b	3008,54 \pm 0,17 ^{bc}
171	ST9	695,63 \pm 0,36 ^a	2430,81 \pm 0,29 ^a	4041,86 \pm 0,47 ^a

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

ST : stade de maturation

Les figures 71 à 80 présentent les courbes d'évolution ou de variation des concentrations en caroténoïdes au cours de la conservation post-récolte des fruits du cultivar de banane à cuire *Pelipita*. Les équations qui en découlent, tentent de déterminer le modèle de variation de chaque caroténoïde en fonction du temps (Tableau LI).

R est le degré d'ajustement. Plus R^2 est élevé et tend vers 1, alors la relation est bien ajustée ou encore plus robuste, justifiant ainsi une meilleure relation entre les paramètres croisés.

Tableau LI : Données liées au modèle de variation de chaque caroténoïde de la pulpe du cultivar *Pelipita* au cours de la conservation post-récolte des fruits

N°	Composé	Modèle de régression	Equation	Degré d'ajustement
1	Caroténoïde NI ₁	Polynomiale d'ordre 2	$y = 1,5926x^2 - 533,22x + 44675$	$R^2 = 0,7827$
2	Caroténoïde NI ₂	Polynomiale d'ordre 2	$y = 1,2777x^2 - 427,93x + 35843$	$R^2 = 0,8439$
3	Caroténoïde NI ₃	Polynomiale d'ordre 3	$y = 0,5436x^3 - 270,95x^2 + 45010x - 2 \times 10^6$	$R^2 = 0,7161$
4	Caroténoïde NI ₄	Polynomiale d'ordre 2	$y = 3,0413x^2 - 1017,6x + 85134$	$R^2 = 0,9317$
5	Lutéine	Polynomiale d'ordre 3	$y = 1,0479x^3 - 523,4x^2 + 87129x - 5 \times 10^6$	$R^2 = 0,7671$
6	Isomère 13-cis	Linéaire	$y = 24,536x - 3849,7$	$R^2 = 0,7537$
7	Isomère 9-cis	Polynomiale d'ordre 2	$y = 0,8207x^2 - 276,04x + 23247$	$R^2 = 0,7258$
8	α -carotène	Polynomiale d'ordre 3	$y = 3,4374x^3 - 1717,6x^2 + 286045x - 2 \times 10^7$	$R^2 = 0,7459$
9	β -carotène	Polynomiale d'ordre 3	$y = 12,888x^3 - 6444,5x^2 + 1 \times 10^6x - 6 \times 10^7$	$R^2 = 0,7957$
10	Caroténoïdes totaux	Polynomiale d'ordre 3	$y = 19,401x^3 - 9683x^2 + 2 \times 10^6x - 9 \times 10^7$	$R^2 = 0,6965$

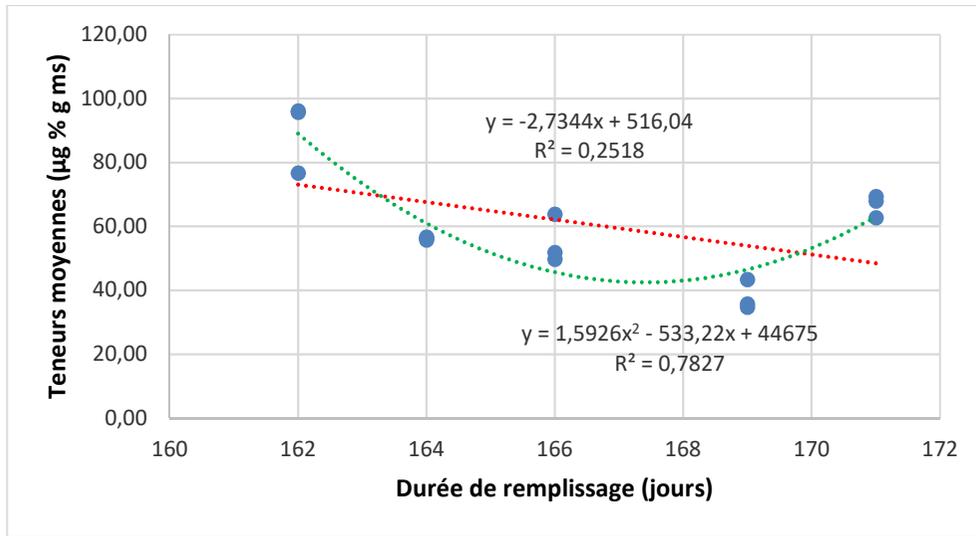


Figure 71: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₁ au cours de la conservation (PPT)

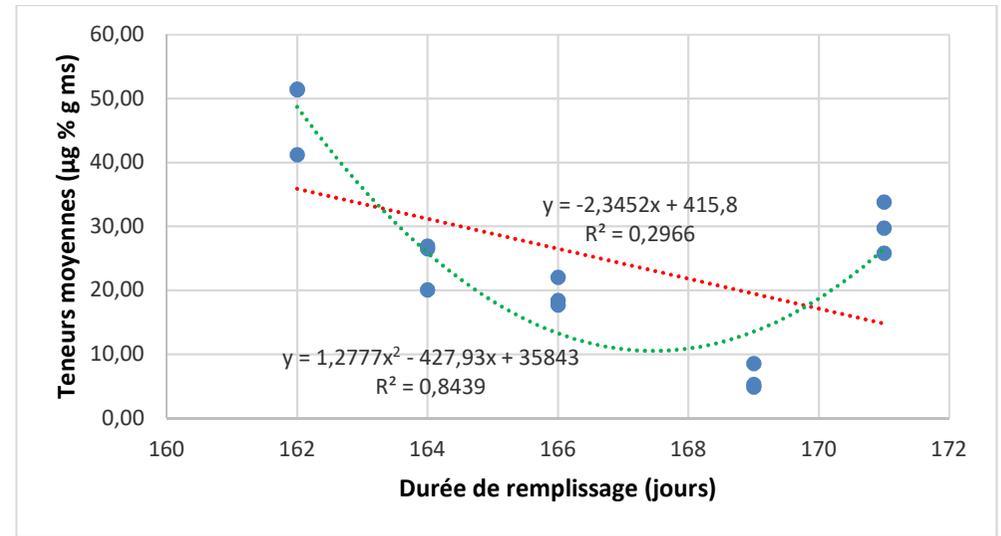


Figure 72: Evolution de la teneur en NI₂ au cours de la conservation (PPT)

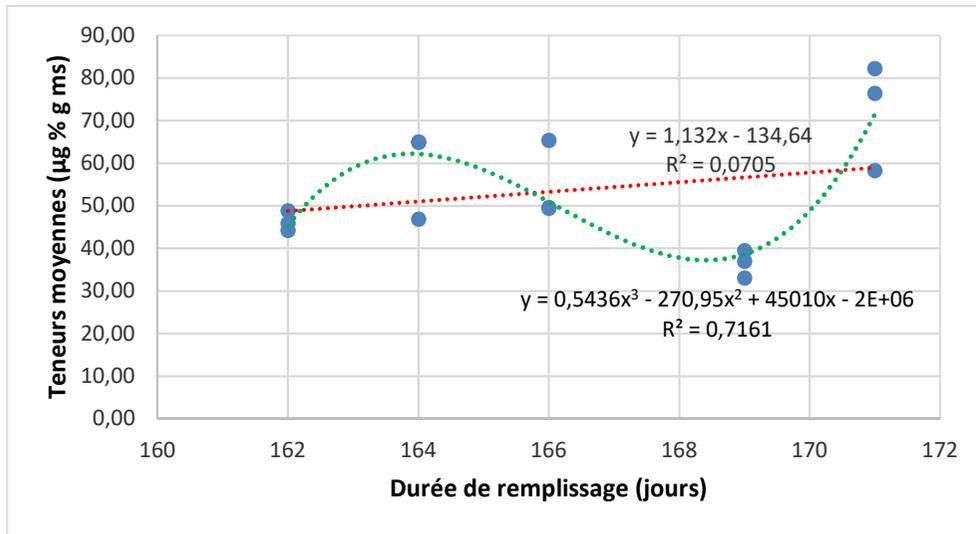


Figure 73: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₃ au cours de la conservation (PPT)

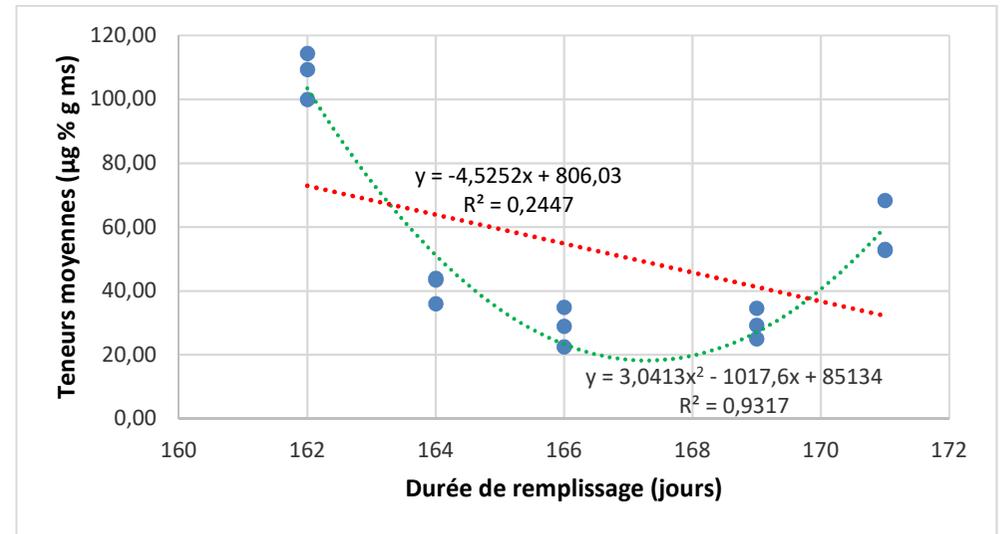


Figure 74: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₄ au cours de la conservation (PPT)

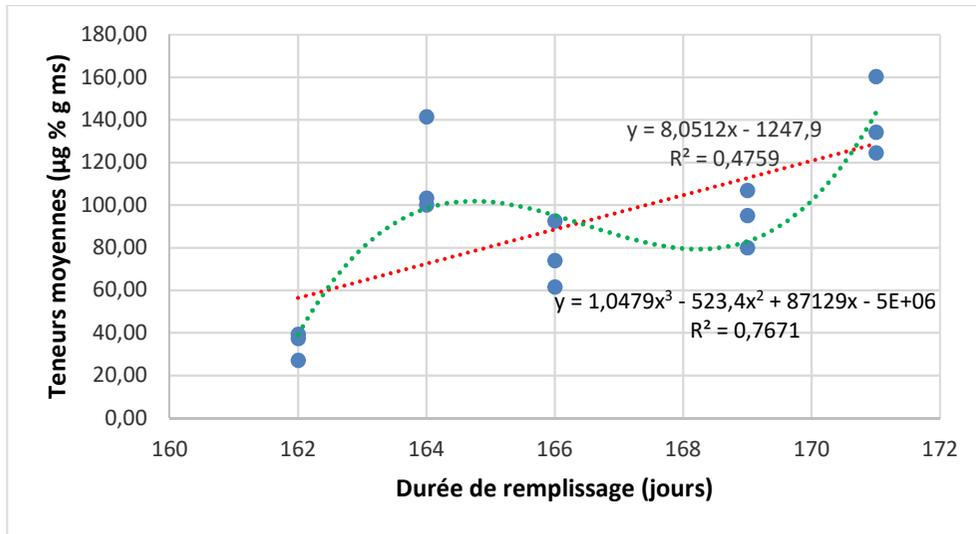


Figure 75: Evolution de la teneur en lutéine au cours de la conservation (PPT)

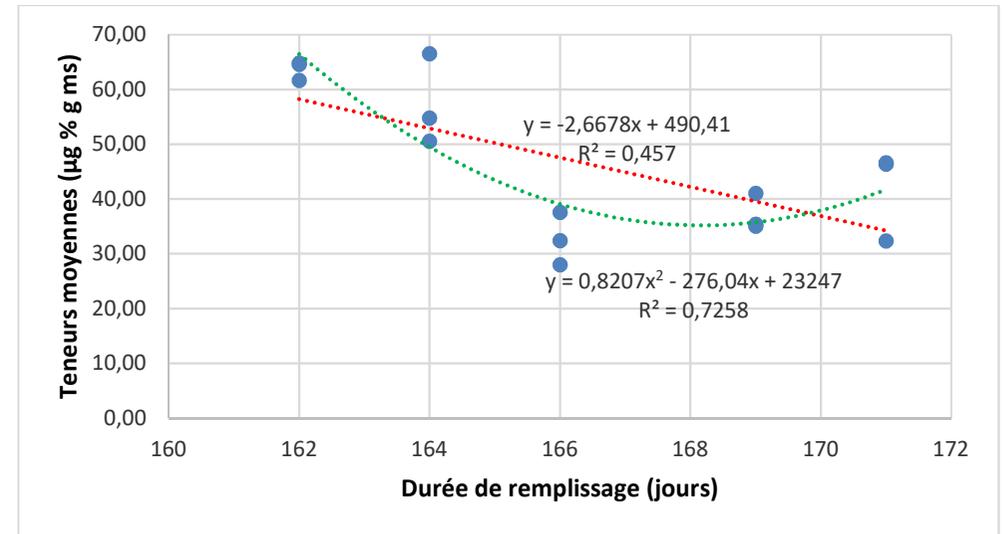


Figure 76: Evolution de la teneur en isomère 9-cis carotène au cours de la conservation (PPT)

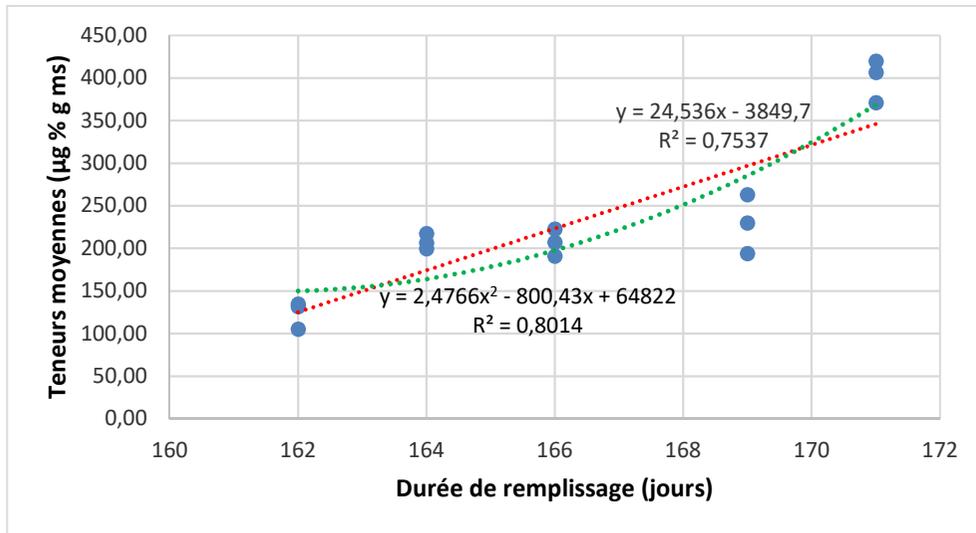


Figure 77: Evolution de la teneur en isomère 13-cis carotène au cours de la conservation (PPT)

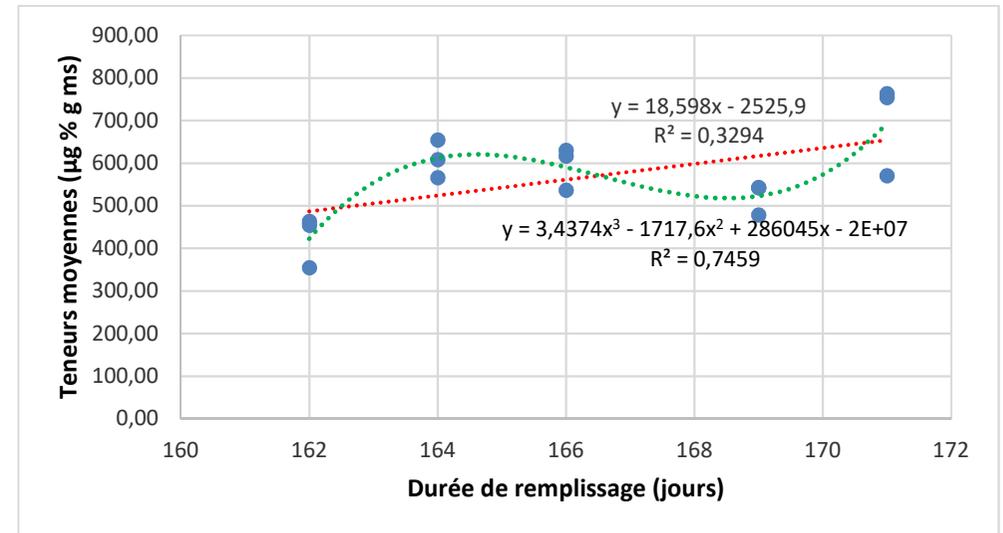


Figure 78: Evolution de teneur en α -carotène au cours de la conservation (PPT)

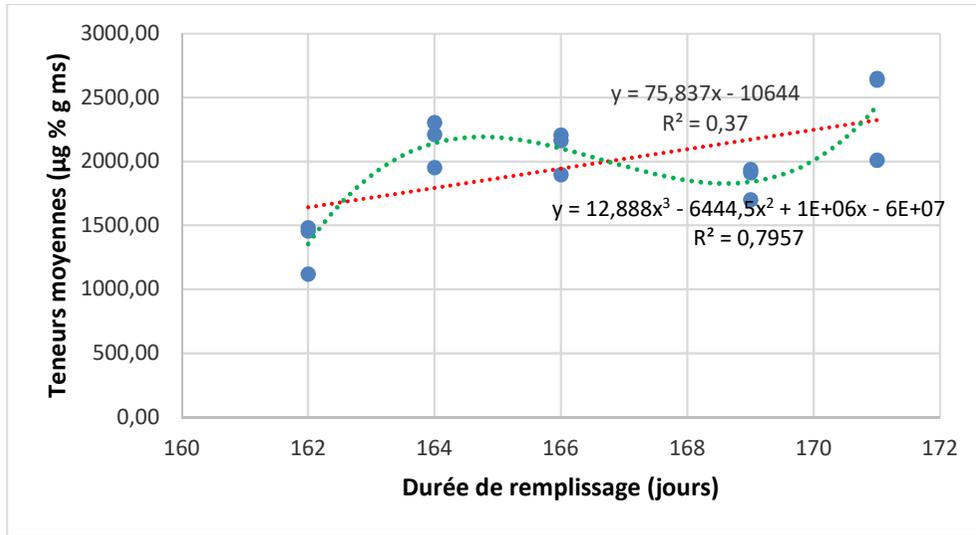


Figure 79: Evolution de teneur en β-carotène au cours de la conservation (PPT)

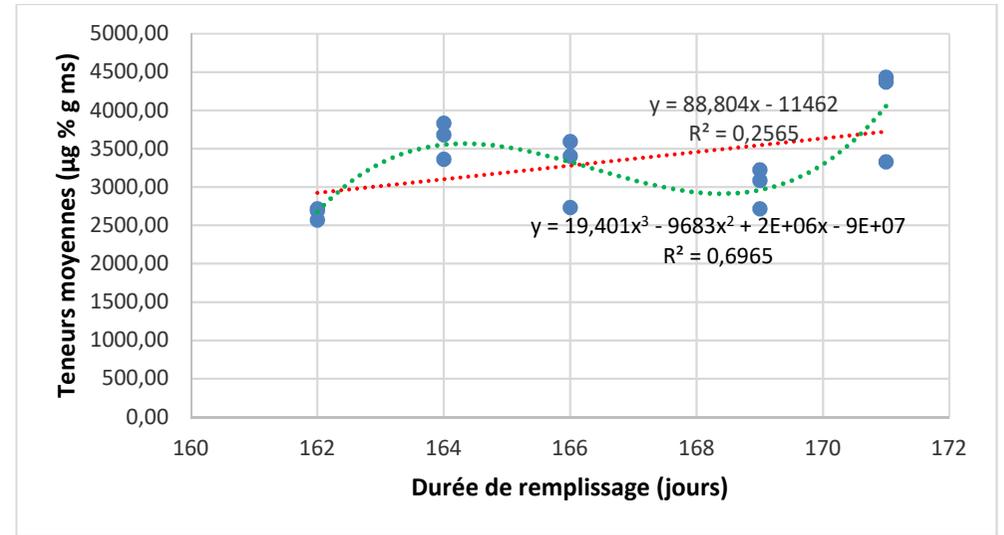


Figure 80: Evolution de teneur en caroténoïdes totaux au cours de la conservation (PPT)

III.3.2.3. Le cultivar de banane dessert : *Grande naine*

III.3.2.3.1. Profil en caroténoïde des pulpes au cours de la conservation

Le profil en caroténoïdes de la pulpe de la banane dessert *Grande naine* ne diffère pas qu'il s'agisse du phénomène de remplissage du fruit sur la plante ou de la maturation post-récolte. Il comporte deux (02) caroténoïdes non identifiés (NI₂ & NI₄) et cinq (05) autres qui ont été clairement identifiés à savoir : les isomères 9-cis carotène et 13-cis carotène, la lutéine, l' α - carotène et le β -carotène. Leurs concentrations respectives et les sens de variation au cours de la maturation post récolte des fruits diffèrent en fonction du stade de murissement.

III.3.2.3.2. Evolution des teneurs en caroténoïdes au cours de la conservation

a) Caroténoïdes non identifiés

A la récolte, les concentrations en caroténoïdes non identifiés NI₂ et NI₄ sont inférieures à 20 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$. Elles augmentent significativement au cours de la maturation post-récolte des fruits pour atteindre plus du double de la valeur initiale, sans jamais franchir le pic de 50 $\mu\text{g}/100\text{ g ms}$ (Tableau LII). Cette variation positive de la concentration de ces caroténoïdes témoigne du phénomène de synthèse qui survient pendant la conservation à température ambiante des fruits de banane dessert.

b) Caroténoïdes identifiés

L'isomère 9-cis apparaît lorsque la pulpe commence à mûrir. Sa teneur qui ne varie pas significativement au cours de ce phénomène reste très faible comparée à celles des autres caroténoïdes. En général, au cours de la maturation post-récolte des pulpes de la Grande naine, on observe :

- une augmentation significative des concentrations en caroténoïdes *non identifiés* et des isomères 9-cis et 13-cis, mais qui restent très faibles (< 45 $\mu\text{g}/100\text{g ms}$) et par conséquent considérées comme « *trace* » dans le cadre de cette étude (Tableau LIII) ;
- une augmentation significative des teneurs en lutéine, en α -carotène, en β -carotène et en caroténoïdes totaux qui passent du simple au double et se rapprochent même du triple selon les cas (Tableau LIV).

Tableau LII : Teneurs en caroténoïdes *non identifiés* (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits de la banane dessert *Grande naine*

Durée depuis la floraison	Stade de maturation post-récolte	NI ₂	NI ₄
89	ST1	18,74 \pm 0,70 ^c	14,25 \pm 0,81 ^c
91	ST3	22,11 \pm 0,69 ^c	23,82 \pm 0,86 ^b ^c
93	ST5	31,48 \pm 0,83 ^b	39,11 \pm 0,02 ^{ab}
96	ST7	34,09 \pm 0,42 ^b	37,07 \pm 0,48 ^{ab}
98	ST9	44,71 \pm 0,16 ^a	44,18 \pm 0,66 ^a

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

ST : stade de maturation

Tableau LIII : Teneurs en caroténoïdes (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits de la banane dessert *Grande naine*

Durée depuis la floraison	Stade de maturation post-récolte	Lutéine	Isomère 13-cis carotène	Isomère 9-cis carotène
89	ST1	199,55 \pm 0,70 ^c	16,06 \pm 0,73 ^b	0,00 \pm 0,00 ^c
91	ST3	240,04 \pm 0,72 ^b	18,85 \pm 0,39 ^b	15,64 \pm 0,36 ^a
93	ST5	183,07 \pm 0,66 ^c	30,55 \pm 0,37 ^a	17,02 \pm 0,91 ^a
96	ST7	284,05 \pm 0,30 ^b	30,47 \pm 0,77 ^a	8,26 \pm 0,09 ^b
98	ST9	409,25 \pm 0,95 ^a	35,25 \pm 0,65 ^a	5,68 \pm 0,05 ^b

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

ST : stade de maturation

Tableau LIV : Teneurs en caroténoïdes (μg pour 100 g de matière sèche) des pulpes au cours de la maturation post-récolte des fruits de la banane dessert *Grande naine*

Durée depuis la floraison	Stade de maturation post-récolte	α -carotène	β -carotène	Caroténoïdes totaux
89	ST1	260,05 \pm 0,28 ^d	91,12 \pm 0,50 ^d	801,99 \pm 0,65 ^d
91	ST3	291,84 \pm 0,64 ^d	99,92 \pm 0,65 ^d	836,35 \pm 0,65 ^d
93	ST5	414,39 \pm 0,47 ^c	168,46 \pm 0,70 ^c	1029,38 \pm 0,27 ^c
96	ST7	531,87 \pm 0,61 ^b	202,83 \pm 0,58 ^b	1250,93 \pm 0,26 ^b
98	ST9	623,77 \pm 0,07 ^a	237,87 \pm 0,27 ^a	1560,58 \pm 0,71 ^a

Dans la même colonne, les moyennes portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas significativement différentes ($\alpha=5\%$)

ST : stade de maturation

Les figures 81 à 88 présentent les courbes d'évolution ou de variation des concentrations en caroténoïdes au cours de la conservation post-récolte des fruits du cultivar de banane dessert *Grande naine*. Les équations qui en découlent, tentent de déterminer le modèle de variation de chaque caroténoïde en fonction du temps (Tableau LV). R est le degré d'ajustement. Plus R² est élevé et tend vers 1, alors la relation est bien ajustée ou encore plus robuste, justifiant ainsi une meilleure relation entre les paramètres croisés.

Tableau LV : Données liées au modèle de variation de chaque caroténoïde de la pulpe du cultivar *Pelipita* au cours de la conservation post-récolte des fruits

N°	Composé	Modèle de régression	Equation	Degré d'ajustement
1	Caroténoïde NI ₂	Linéaire	$y = 2,7477x - 226,41$	R ² = 0,8698
2	Caroténoïde NI ₄	Linéaire	$y = 3,0849x - 256,44$	R ² = 0,6567
3	Lutéine	Polynomiale d'ordre 2	$y = 4,6195x^2 - 843,73x + 38720$	R ² = 0,8849
4	Isomère 13-cis	Linéaire	$y = 2,1287x - 172,58$	R ² = 0,7709
5	Isomère 9-cis	Polynomiale d'ordre 2	$y = -0,6895x^2 + 129,06x - 6022,7$	R ² = 0,7013
6	α-carotène	Linéaire	$y = 42,14x - 3511,5$	R ² = 0,9607
7	β-carotène	Linéaire	$y = 17,17x - 1443,6$	R ² = 0,9394
8	Caroténoïdes totaux	Linéaire	$y = 84,274x - 6775,3$	R ² = 0,9103

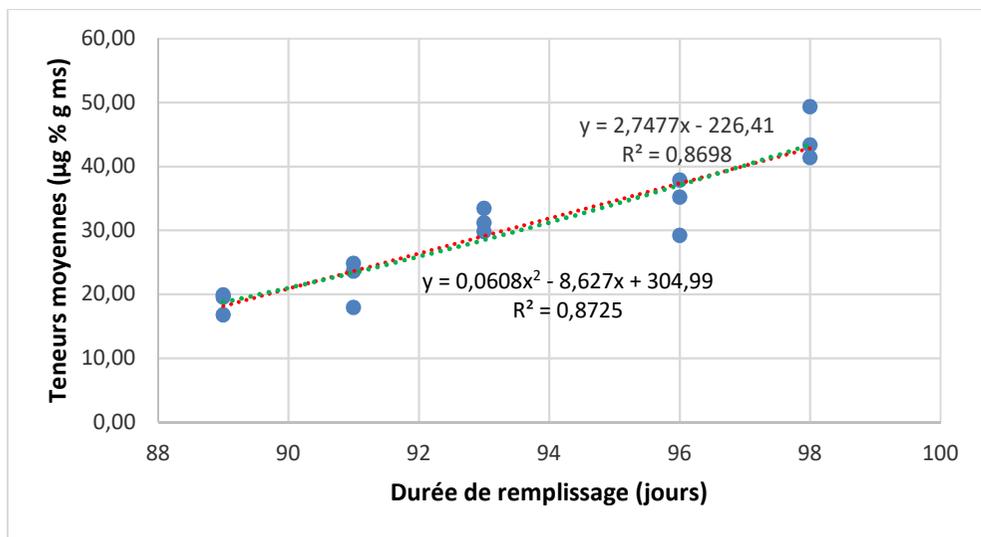


Figure 81: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₂ au cours de la conservation (GN)

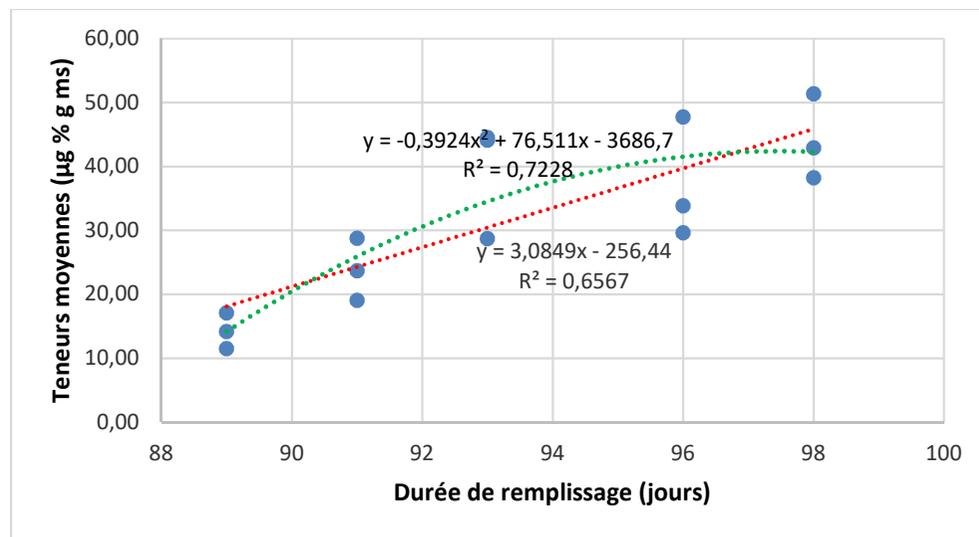


Figure 82: Evolution de la teneur en caroténoïde ND₄ au cours de la conservation (GN)

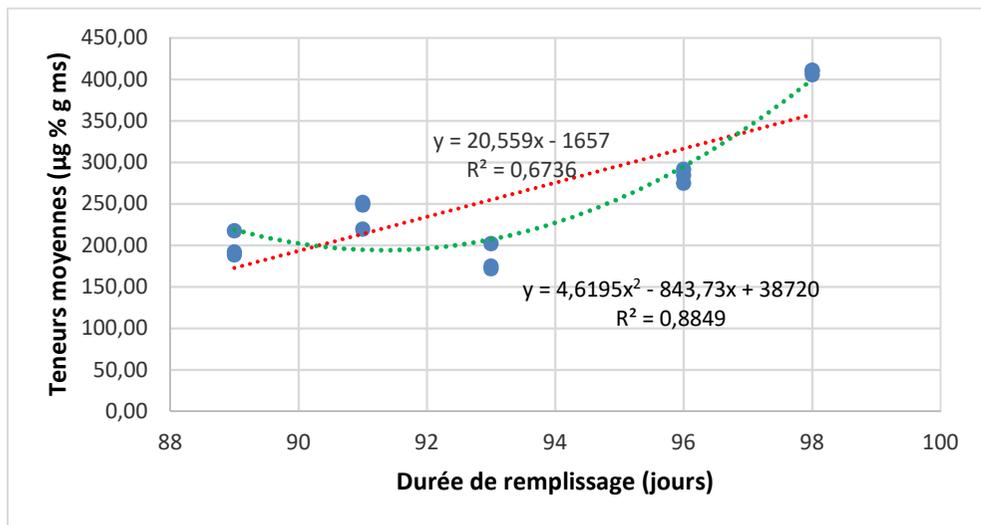


Figure 83: Evolution de la teneur en lutéine au cours de la conservation (GN)

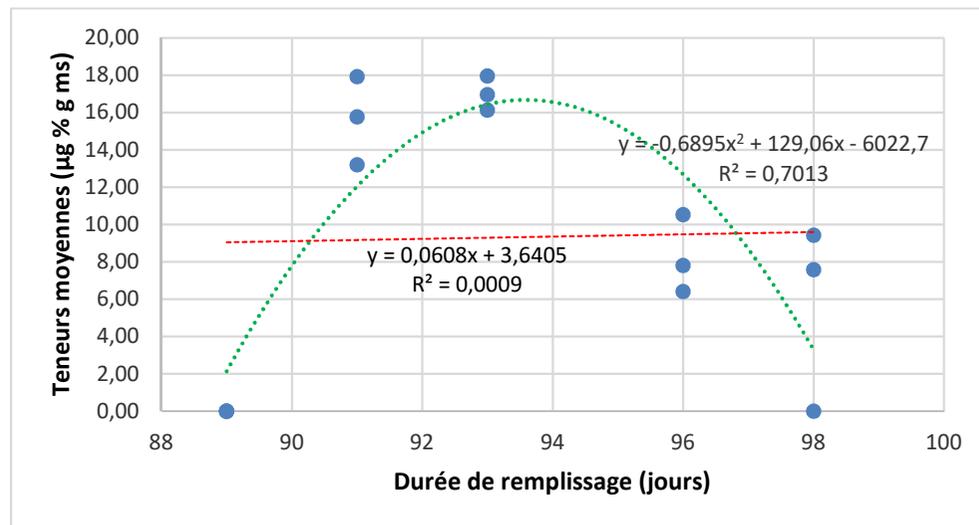


Figure 84: Evolution de la teneur en isomère 9-cis carotène au cours de la conservation (GN)

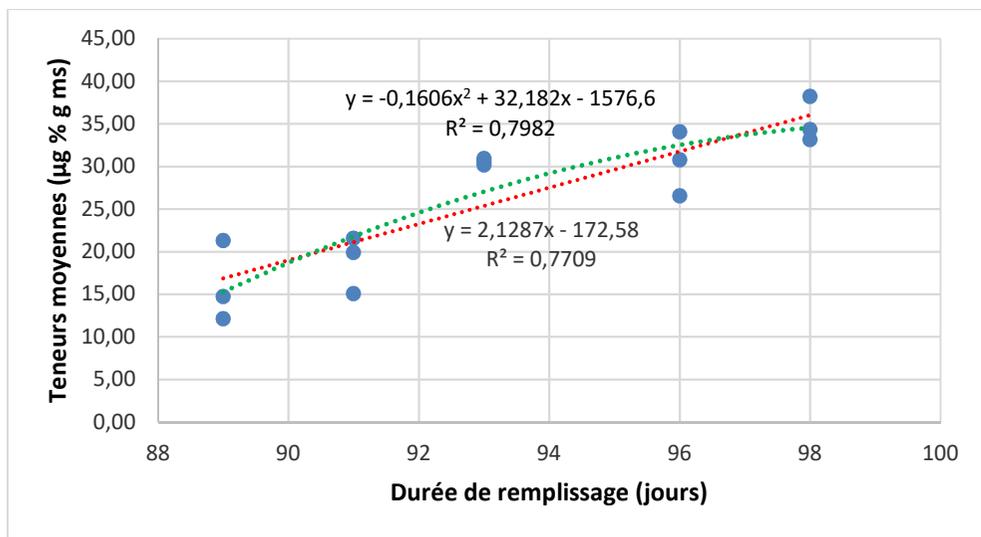


Figure 85: Evolution de la teneur en isomère 13-cis carotène au cours de la conservation (GN)

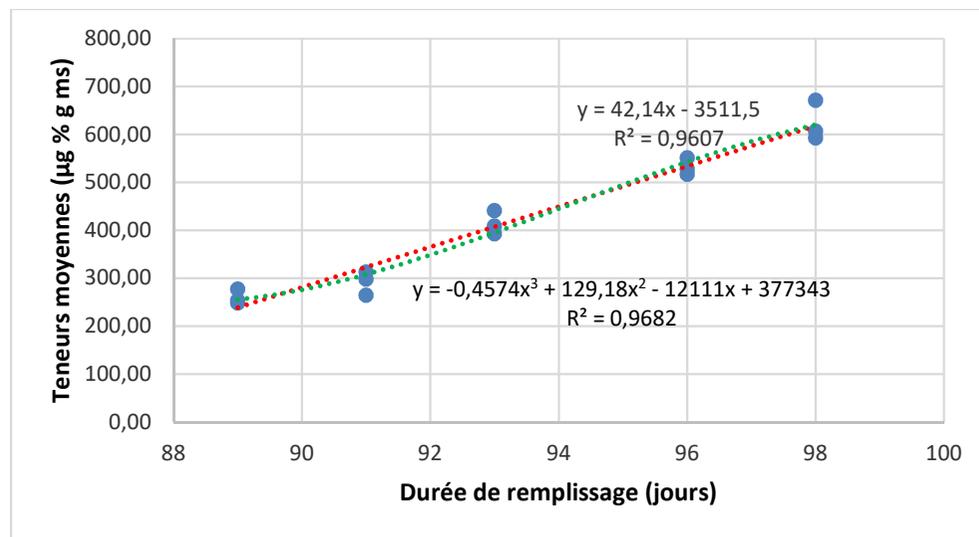


Figure 86: Evolution de la teneur en α -carotène au cours de la conservation (GN)

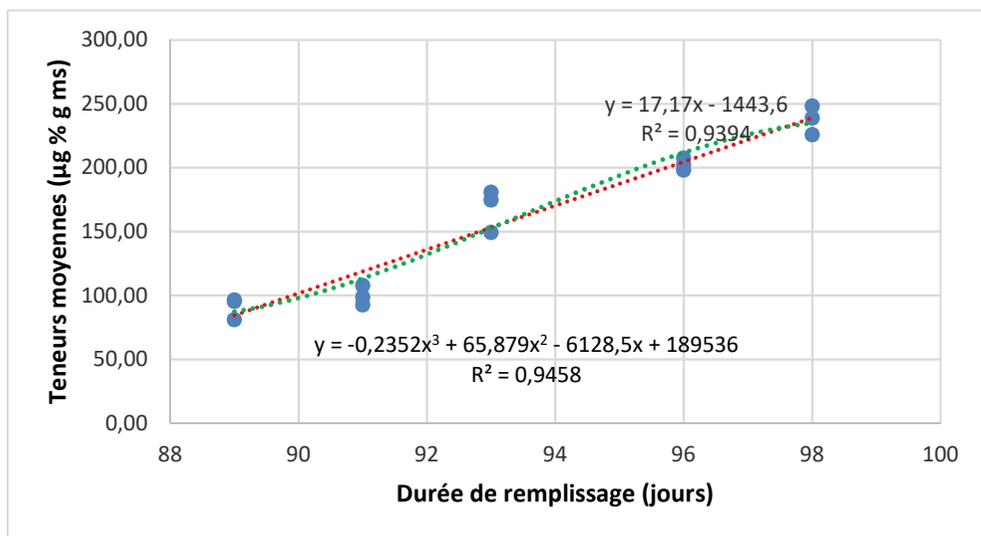


Figure 87: Evolution de la teneur en β -carotène au cours de la conservation (GN)

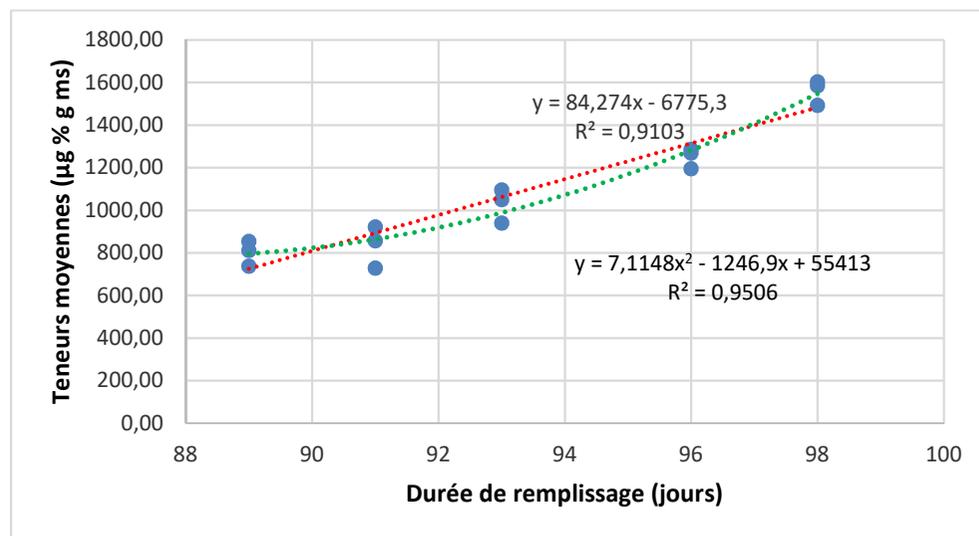


Figure 88: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux au cours de la conservation (GN)

Dès la récolte des régimes, les caroténoïdes non identifiés des pulpes de bananiers étudiés dans le cadre de ce travail présentent des teneurs très faibles de l'ordre de 15 – 170 µg /100g ms en fonction des stades de maturation post-récolte des fruits des 3 cultivars de bananiers analysés. Elles sont évidemment très inférieures aux concentrations des caroténoïdes identifiés dans les pulpes des cultivars de plantain, de banane à cuire et de banane dessert étudiés, c'est pourquoi nous pouvons les considérer comme des « caroténoïdes *en trace* » dans leurs pulpes.

En ce qui concerne l'isomère 9-cis β-carotène, qu'il s'agisse du plantain, de la banane dessert ou de la banane à cuire, ses faibles concentrations observées à la récolte du régime varient très peu au cours du phénomène de maturation post-récolte. En général, elles se situent entre 5 – 65 µg % g ms. Cet isomère peut être également considéré comme un « caroténoïde *en trace* » dans les pulpes des cultivars de bananiers étudiés. Par contre, l'isomère 13-cis présente des concentrations supérieures à 120 µg % g ms dans les fruits de plantain et de banane à cuire à la récolte, à l'exception de la banane dessert. Toutefois, ses teneurs augmentent très significativement au cours de la conservation des fruits pour atteindre parfois le triple de la valeur observée à la récolte ; démontrant ainsi l'intensité du phénomène de synthèse qui se produit au cours de ce stockage à température ambiante. Ceci confirme le caractère climactérique des fruits de bananiers.

Les pulpes de la banane à cuire et du plantain disposent des teneurs en lutéine relativement élevées (34 – 460 µg /100g ms). Cependant, pour être consommées, ces pulpes subissent à différents stades de maturation des transformations susceptibles de provoquer à priori la détérioration ou la perte d'une partie de ce micronutriment. D'où la problématique de la biodisponibilité de ce caroténoïde qui nécessite une attention particulière. Par contre, les pulpes de la banane dessert (*Grande naine*) qui sont régulièrement consommées sous la forme naturelle aux stades 5, 7 et 9 de maturation post-récolte, seraient plus bénéfiques à l'organisme en termes d'apport en lutéine, puisqu'elles en contiennent environ 200 µg % g ms lorsque le fruit est mûr, près de 300 µg % g ms lorsque le fruit est bien mûr et plus de 400 µg /100g ms lorsque le fruit est plus noir que jaune, c'est-à-dire avec une pulpe trop mûre. En effet, la couleur jaune de la macula de l'œil est attribuable à la présence de lutéine, de la zéaxanthine et de la méso-zéaxanthine. Ces caroténoïdes ne sont pas synthétisés par l'homme et doivent donc être apportés par l'alimentation. La lutéine a une propriété antioxydante et elle filtre la

lumière bleue, deux actions qui contribueraient, selon **Mozaffarieh et al., (2003)** à prévenir la dégénérescence de la rétine. La lutéine agit à la fois en neutralisant les électrons libres qui peuvent endommager la rétine (effet antioxydant) et en filtrant la lumière bleue qui agresse les photorécepteurs de l'œil (effet antioxydant indirect).

Les teneurs en α -carotène et β -carotène des pulpes de bananiers étudiés sont relativement élevées à la récolte des régimes, les plus grandes valeurs étant détenues par le plantain, puis la banane à cuire et enfin la banane dessert. Au cours de la maturation post-récolte les concentrations en α -carotène et β -carotène augmentent significativement quel que soit le génotype de bananier étudié. Il convient de relever qu'à la récolte, la teneur en α -carotène est en général supérieure à celle du β -carotène des cultivars de plantain et de banane dessert, tandis que la banane à cuire présente une tendance inverse.

En effet, Les caroténoïdes sont des pigments apolaires synthétisés et stockés dans les plastes (chloroplastes et chromoplastes) sous l'action d'enzymes codées par des gènes nucléaires (**Hirschberg, 2001; Fraser et Bramley, 2004 ; Phillips et al., 2008**) ([Figure 89](#)). Les précurseurs sont principalement formés à partir du 3-phosphoglyceraldéhyde et du pyruvate par la voie chloroplastique du 2-C-méthyl-D-érythritol 4-phosphate (MEP ou voie de Rhomer) (**Phillips et al., 2008**). La première étape de la voie de biosynthèse des caroténoïdes, catalysée par la phytoène synthase (PSY) correspond à la condensation de deux molécules de diphosphate de géranylgeranyl (GGPP) pour former le phytoène en C 40 et comportant 9 doubles liaisons carbone-carbone. Les autres étapes, de désaturation ou d'hydroxylation, permettent de former le lycopène et les différentes xanthophylles.

L'accumulation des caroténoïdes correspond à un bilan entre la synthèse et la dégradation ([Figure 89](#)). D'après **Cazzonelli et Pogson (2010)**, la disponibilité en précurseurs provenant de la glycolyse et/ou la connexion entre les voies du méthylérythritol phosphate et des caroténoïdes joueraient un rôle de contrôle de la concentration en caroténoïdes. Les sorties possibles sont la dégradation des xanthophylles violaxanthine et néoxanthine, en aval de la voie par rapport aux carotènes, pour former l'acide abscissique (ABA) sous l'action des 9-cis-époxy-caroténoïde dioxygénases (NCED) (**Chernys et Zeevaart, 2000**). Les autres voies de catabolisme sont la formation des apocaroténoïdes en C 30, précurseurs d'hormones, comme les strigolactones synthétisées dans les racines (**Koltai, 2011**), ou d'arômes, comme la β -ionone formée à partir du β -carotène (**Simkin et al., 2004**).

Par ailleurs, la lumière, la température et les apports en eau sont les principaux facteurs impactant les teneurs en caroténoïdes. Des approches plus ciblées d'écophysiologie ont montré que ces trois facteurs prédominants influençaient les caroténoïdes des fruits charnus (Gautier *et al.*, 2008 ; Poiroux-Gonord *et al.*, 2010 ; Gautier *et al.*, 2005^a ; Gautier *et al.*, 2005^b). De manière générale, une forte intensité lumineuse, certaines longueurs d'ondes (dans le bleu ou le rouge) ou une température modérée (< 26 °C) apparaissent favorables à la synthèse des caroténoïdes chez la tomate (Poiroux-Gonord *et al.*, 2010).

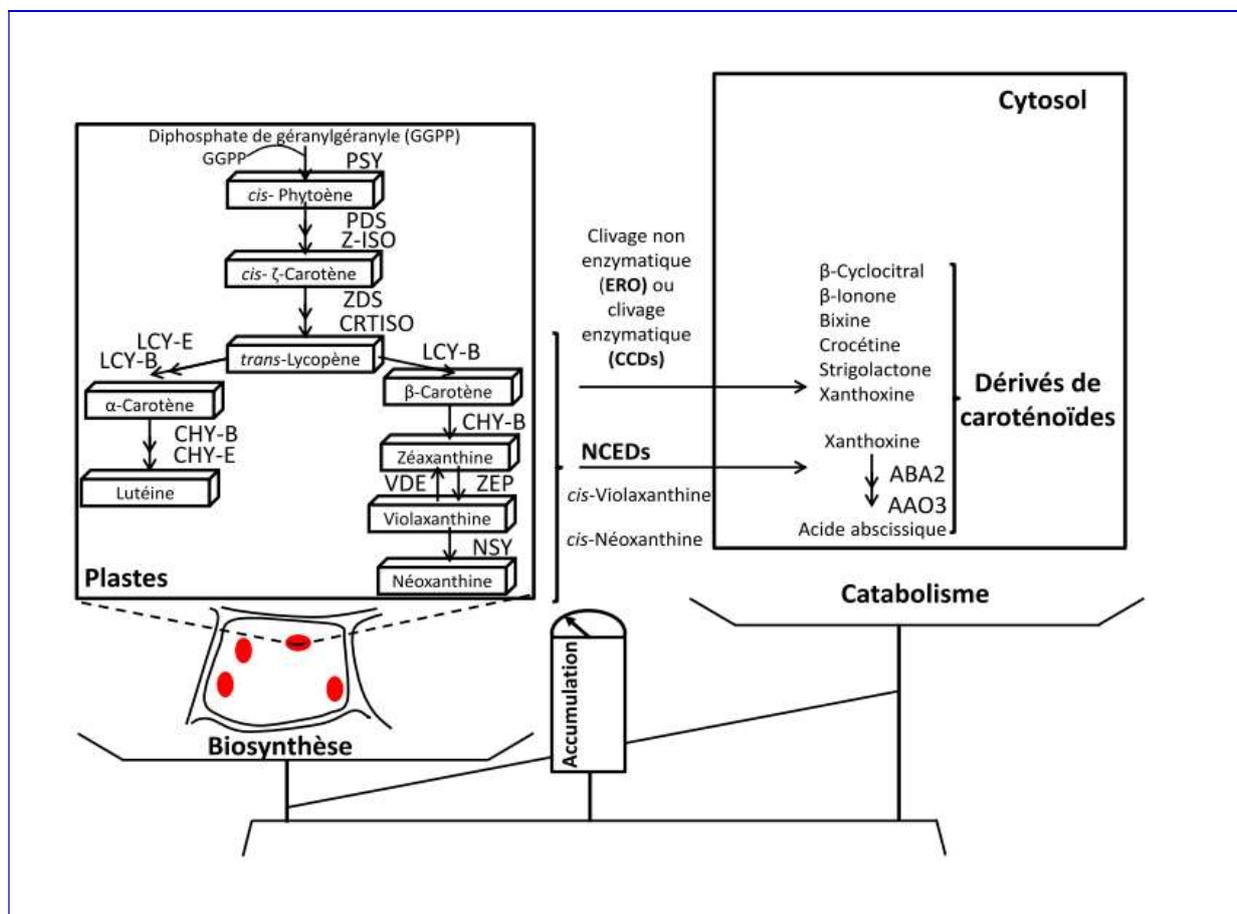


Figure 89: Synthèse et accumulation des caroténoïdes d'après Fanciullino *et al.* (2014).

Légende : GGPP : géranylgeranyl diphosphate ; PSY : phytoène synthase ; AAO3 : aldéhyde abscissique oxydase ; ABA2 : déshydrogénase ; CCD : caroténoïde dioxygénase ; CHY-B : caroténoïde β-hydroxylase ; CHY-E : caroténoïde ε-hydroxylase ; CRTISO : caroténoïde isomérase ; ERO : espèces réactives de l'oxygène ; LCY-B : lycopène β-cyclase ; LCY-E : lycopène ε-cyclase ; NCED : 9-cis-époxy-caroténoïde dioxygénase ; NSY : néoxanthine synthase ; PDS : phytoène désaturase ; VDE : violaxanthine dé-époxydase ; ZDS : ζ-carotène désaturase ; ZEP : zéaxanthine époxydase ; Z-ISO : ζ-carotène isomérase.

Les caroténoïdes peuvent contribuer à la stimulation du système immunitaire et à la décroissance des maladies dégénératives comme le cancer, les maladies cardiovasculaires, la formation de la cataracte (**McLaren et Frigg, 2002^b**). Ces effets biologiques sont indépendants de l'activité provitaminique A et ont été attribués à une propriété antioxydante des caroténoïdes à travers la désactivation des radicaux libres (atome ou groupe d'atomes possédant un électron instable, non lié) et l'atténuation des atomes libres d'oxygène (**Burton 1989, Krinsky 1989, Palozza et Krinsky 1992, Rodriguez-Amaya, 1997**). Cette habilité est liée à la présence du système de doubles liaisons conjuguées et une protection maximale est accordée à ceux ayant neuf doubles liaisons et plus.

S'il est clair que plusieurs fonctions ou des actions très bénéfiques à la santé seraient attribuées aux caroténoïdes (**Rodriguez – Amaya, 1997 ; McLaren et Frigg, 2002^b**), il faut reconnaître que les caroténoïdes des plantains (dont le cultivar *French sombre*) et des autres bananes à cuire (dont le cultivar *Pelipita*) subissent des effets de la transformation avec leur ingestion par l'organisme. Il s'agit entre autres des traitements de conservation, des préparations pré-culinaires et culinaires, etc. qui dénaturent et provoquent des pertes en caroténoïdes. *Il convient donc d'accorder une attention particulière à la biodisponibilité des caroténoïdes alimentaires des plantains.*

Par ailleurs, il convient de relever que les teneurs en β -carotène à la récolte des pulpes des fruits de la banane dessert, du plantain, et la bananes à cuire évalués sont très faibles comparées à celles des légumes feuilles (*Ipomée, Oseille de Guinée, Amarante verte, Amarante claire et Amarante rouge*) comprises entre 462 et 1445 ppm de matière sèche (**Tientore, 2004**). En revanche les teneurs en β -carotène des cultivars de plantain (*French sombre*) et de banane à cuire (*Pelipita*) étudiés sont supérieures à celles des oranges (0,04 – 1,4 ppm), des mandarines (0,26 ppm), du fruit de la passion (5,3 ppm), de l'ananas (0,1 – 2,1 ppm), des papayes (1,4 - 6,1 ppm), de certaines goyaves (Pink-fleshed 3,7 ppm) et de l'avocat (0,2 ppm) (**Brat et al., 2002**). Il en est de même pour les teneurs en α -carotène de ces mêmes fruits dont les teneurs sont comprises entre 0,02 et 3,6 ppm respectivement pour l'orange et l'avocat (**Brat et al., 2002**).

En outre, **Lima et al. (2005)** ont montré que les teneurs en caroténoïdes des génotypes de l'acérola récolté à trois stades de murissement, sont très faibles dans le fruit vert et augmentent très significativement dans le fruit mûr. Toutefois, nos résultats corroborent

avec ceux **Baiyeri et al. (2011)** en ce qui concerne les effets du mûrissement sur la teneur en β -carotène du cultivar de plantain (*Musa* sp. AAB cv. 'Agbaba') qui augmentait avec le mûrissement, mais diminuait drastiquement au stade pleinement mûr. Ces changements reflètent la dégradation des chlorophylles avec une augmentation concomitante en caroténoïdes (**Alves et al., 1995**). Des résultats similaires ont été au cours des phénomènes pré- et post-récoltes du cultivar *Carica papaya* L. de papaye à pulpe rouge, dans laquelle les xanthophylles estérifiées tels que le laurate et le caprate de β -cryptoxanthine étaient les pigments les plus abondants au cours de la biosynthèse des caroténoïdes. La maturation post-récolte des fruits a entraîné une accumulation progressive de caroténoïdes, alors que le laurate de β -cryptoxanthine et la teneur totale en lycopène ont augmenté de façon disproportionnée (**Schweiggert et al., 2011**). Au cours de la croissance et du développement de trois variétés d'olive (*Olea europaea* L.) dont : *Hojiblanca*, *Picual* et *Arbequina*, le phénomène d'accumulation des caroténoïdes est identique à celui observé dans les pulpes de bananiers, avec une faible concentration en lutéine, une teneur élevée en β -carotène et une évidence de dégradation des caroténoïdes au cours du mûrissement (**Roca & Mínguez-Mosquera, 2003**).

III.3.2.4. Etude des corrélations au cours du mûrissement des fruits de bananiers

Les [tableaux LVI, LVII et LVIII](#) ci-dessous présentent les résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de mûrissement des fruits de bananiers ou de maturation post-récolte des pulpes de bananiers. Cette durée correspond en réalité à la période allant de la récolte du régime (c'est-à-dire à partir de l'atteinte de la maturité physiologique optimale généralement caractérisée par l'apparition d'un doigt tournant sur la 1^{ère}, la 2^{ème} ou la 3^{ème} main du régime) jusqu'au mûrissement complet des fruits dudit régime.

Le caroténoïde non identifié NI₁, l'isomère 9-cis β -carotène et le β -carotène ne présentent aucune corrélation ($p > 0,05$) entre leurs teneurs et le temps de mûrissement des fruits du cultivar de plantain *French sombre*, qui s'élève à 09 jours. Par contre, au cours de cette même période, l'on observe des corrélations positives et significatives ($p < 0,05$) pour la lutéine, les caroténoïdes non identifiés NI₂, NI₃ et NI₄, l'isomère 13-cis β -carotène, l' α -carotène et les caroténoïdes totaux dont les teneurs augmentent proportionnellement avec la durée de maturation post-récolte ([Tableau LVI](#)).

Pour le cultivar de banane à cuire *Pelipita*, trois caroténoïdes non identifiés (NI₁, NI₃ & NI₄) et les caroténoïdes totaux ne présentent aucune corrélation ($p > 0,05$) entre leurs teneurs et le temps de maturation post-récolte qui s'élève à 10 jours. Par contre, au cours de cette même période, l'on observe d'une part, des corrélations positives et significatives ($p < 0,05$) pour la lutéine, l'isomère 13-cis β -carotène, l' α -carotène et le β -carotène dont les teneurs augmentent proportionnellement avec le temps, et d'autre part, une corrélation significative mais dont le coefficient de corrélation de Pearson est négatif pour le caroténoïde non identifié NI₂ et l'isomère 9-cis β -carotène ([Tableau LVII](#)).

En ce qui concerne la *Grande naine*, à l'exception de l'isomère 9-cis β -carotène, l'on observe des corrélations toutes positives et significatives entre tous les caroténoïdes non identifiés NI₂ & NI₄, l'isomères 13-cis β -carotène, l' α -carotène, le β -carotène, les caroténoïdes totaux et la durée mûrissement de ses fruits, qui est de 10 jours ([Tableau LVIII](#)).

En définitive, on a noté d'une part, l'absence de corrélation entre les concentrations de certains caroténoïdes spécifiques et la durée de maturation post-récolte des fruits de bananiers étudiés. D'autre part, l'on a observé des corrélations positives et significatives pour certains caroténoïdes et la durée du remplissage des fruits des cultivars de banane dessert et de plantain analysés, tandis que le cultivar de banane à cuire étudié, a présenté des corrélations significatives avec des coefficients de corrélation de Pearson variés (positifs ou négatifs) selon le caroténoïde investigué.

Tableau LVI : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de mûrissement des fruits du cultivar *French sombre*

Paramètre	r	P value	Résumé P value	R ²
Lutéine	0,9531	< 0.0001	***	0,9084
NI1	-0,1596	0,5700	ns	0,02546
NI2	0,9081	< 0.0001	***	0,8246
NI3	0,9037	< 0.0001	***	0,8168
NI4	0,8236	0,0002	***	0,6783
13-cis β-carotène	0,8792	< 0.0001	***	0,7729
α-carotène	0,6944	0,0041	**	0,4822
β-carotène	0,2989	0,2791	ns	0,08937
9-cis β-carotène	-0,02825	0,9204	ns	0,0007980
Caroténoïdes Totaux	0,7743	0,0007	***	0,5995

r : coefficient de corrélation de Pearson ; ns : la corrélation est-elle significative au seuil de 5% ; R² : Coefficient de détermination

Tableau LVII : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de mûrissement des fruits du cultivar *Pelipita*

Paramètre	r	P value	Résumé P value	R ²
Lutéine	0,6898	0,0044	**	0,4759
NI1	-0,5018	0,0566	ns	0,2518
NI2	-0,5446	0,0358	*	0,2966
NI3	0,2655	0,3389	ns	0,07049
NI4	-0,4947	0,0609	ns	0,2447
13-cis β-carotène	0,8682	< 0.0001	***	0,7537
α-carotène	0,5739	0,0253	*	0,3294
β-carotène	0,6083	0,0161	*	0,3700
9-cis β-carotène	-0,6759	0,0057	**	0,4569
Caroténoïdes Totaux	0,5064	0,0541	ns	0,2565

r : coefficient de corrélation de Pearson ; ns : la corrélation est-elle significative au seuil de 5% ; R² : Coefficient de détermination

Tableau LVIII : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de mûrissement des fruits du cultivar *Grande naine*

Paramètre	r	P value	Résumé P value	R ²
Lutéine	0,8207	0,0002	***	0,6735
NI2	0,9327	< 0.0001	***	0,8699
NI4	0,8104	0,0002	***	0,6567
13-cis β-carotène	0,8779	< 0.0001	***	0,7708
α-carotène	0,9802	< 0.0001	***	0,9607
β-carotène	0,9692	< 0.0001	***	0,9394
9-cis β-carotène	0,02953	0,9168	ns	0,0008720
Caroténoïdes Totaux	0,9541	< 0.0001	***	0,9103

r : coefficient de corrélation de Pearson ; ns : la corrélation est-elle significative au seuil de 5% ; R² : Coefficient de détermination

III.4. Influence des traitements de transformation sur la composition en caroténoïdes de la pulpe du bananier plantain

III.4.1. Influence du séchage sur la composition en caroténoïdes des pulpes de bananiers

III.4.1.1. Profils en caroténoïdes des pulpes séchées

Les figures 90, 91, 92 et 93 présentent respectivement les profils en caroténoïdes des pulpes du cultivar *Batard* non séchées, séchées après blanchiment à l'eau bouillante, séchées après blanchiment à l'acide citrique et séchées après blanchiment par pré-cuisson directe des fruits entiers. La lutéine, les isomères 9-cis carotène et 13-cis carotène, l' α -carotène et le β -carotène ont été clairement identifiés tandis que quatre (04) autres caroténoïdes ont été détectés mais n'ont pas été identifiés. Ces derniers ont été marqués 1, 2, 3 et 4 et ont formé le groupe des « *non identifiés* » par opposition au groupe des « *identifiés* ».

Contrairement aux pulpes fraîches (non séchées), quel que soit la technique de blanchiment utilisée, toutes les pulpes séchées ont présenté un certain nombre de pics qui correspondraient sans doute à une multitude d'isomères « *cis* » ou non détectés (entre la 12^{ème} et la 21^{ème} minute après injection de l'échantillon) avant l'apparition du pic de la lutéine (Figures 91, 92 et 93). Ces caroténoïdes n'ont pas également été identifiés dans le cadre de ce travail. Cette observation permet de conclure que le séchage provoque la modification du profil en caroténoïde de la pulpe de plantain (*Batard* cv.). Ce changement de profil (augmentation du nombre de caroténoïdes) serait attribué à l'effet de la chaleur (isomérisation des caroténoïdes tout-*trans* en *cis*). En effet, **Edwards et Lee (1986)** ont montré que lors d'un traitement thermique, il y a augmentation de 10 à 39% du pourcentage total de *cis*-isomères des caroténoïdes provitamines A ; l'isomérisation entraînant une diminution significative de la couleur et de l'activité pro-vitaminique. Lors du traitement thermique des fruits et légumes colorés, le *cis*-isomère majoritaire est le 13-*cis*-isomère alors que pour les légumes feuilles, les 9-*cis*-isomère et 13-*cis*-isomère sont prépondérants, puis un *cis*-isomère non identifié et enfin le 15-*cis*-isomère (**Rodriguez-Amaya, 1999 ; Pott et al., 2003**).

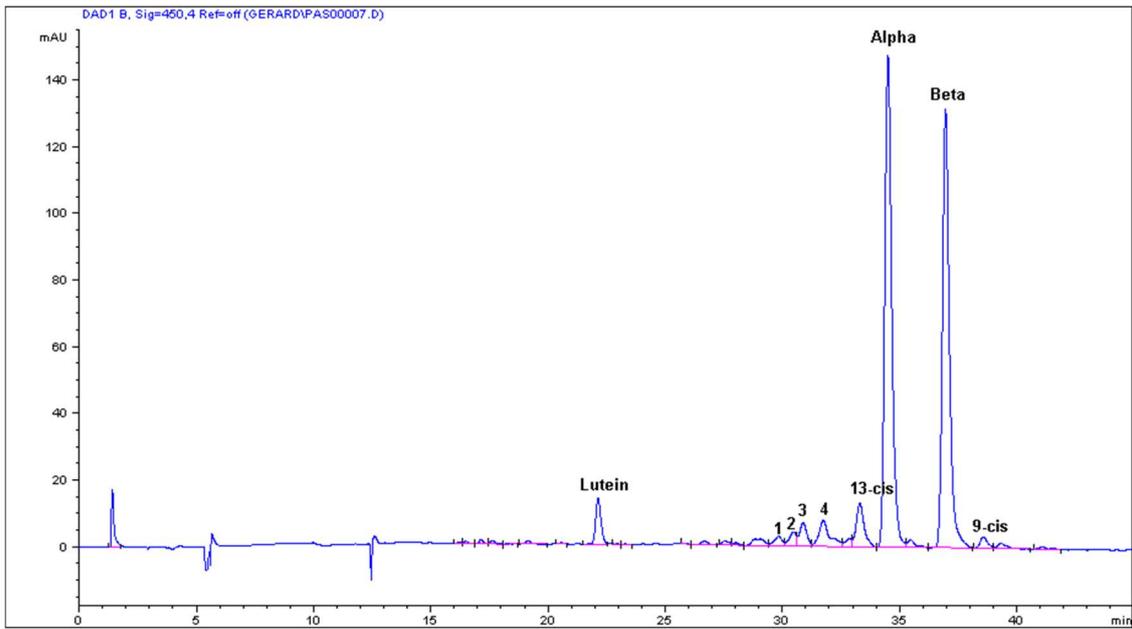


Figure 90: Profil des caroténoïdes des pulpes « non séchées » du cultivar *Batard*

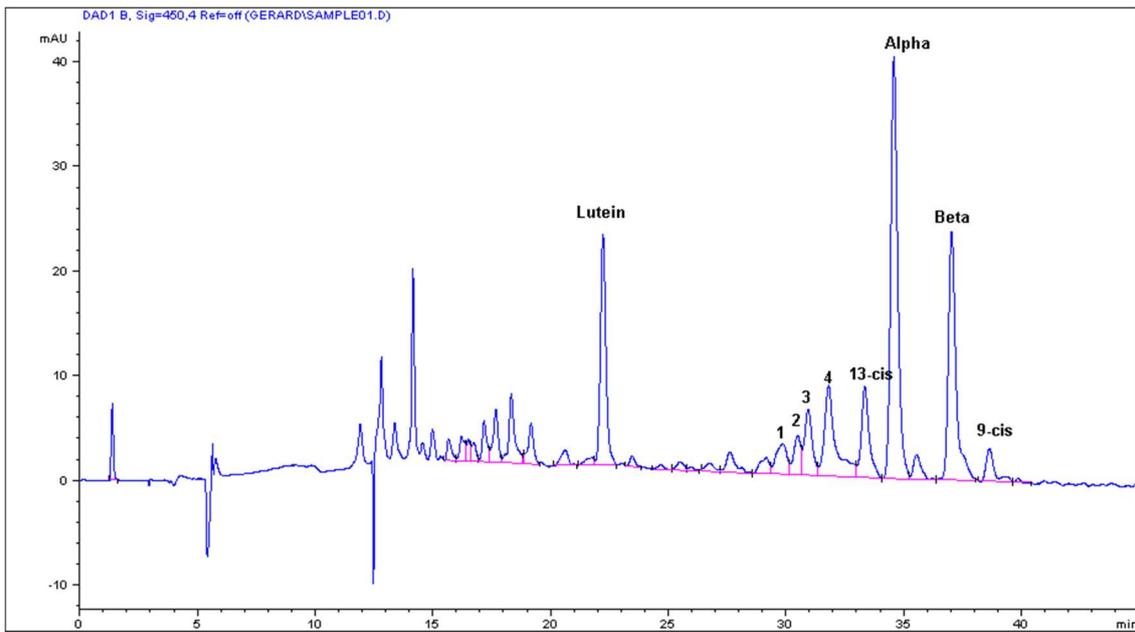


Figure 91: Profil des caroténoïdes des pulpes séchées après blanchiment à l'eau chaude (*Batard cv.*)

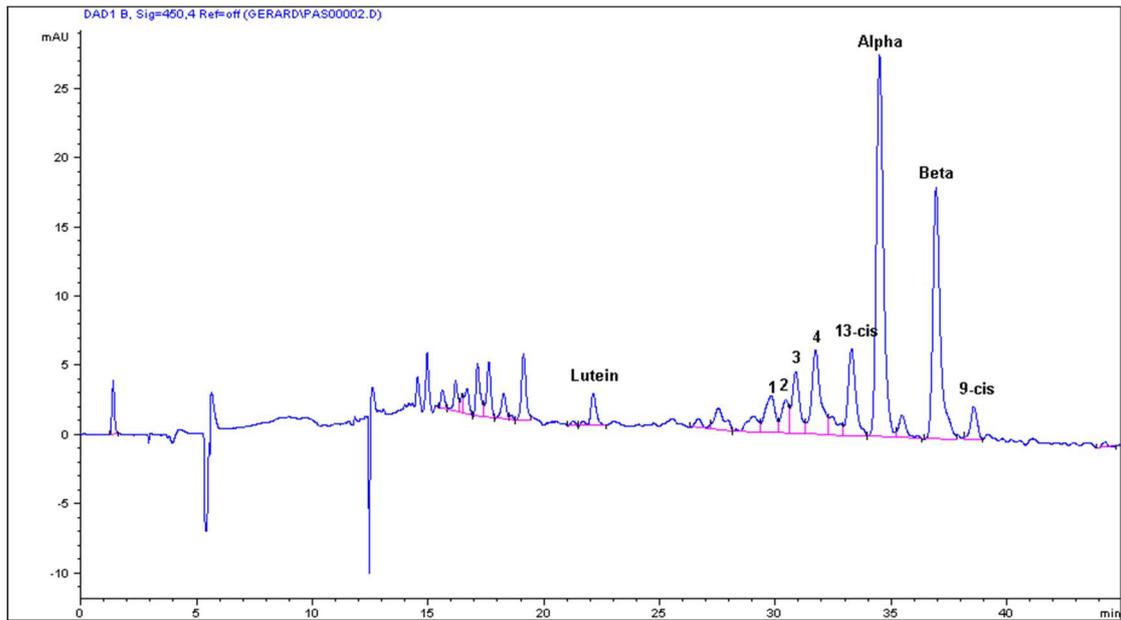


Figure 92: Profil des caroténoïdes des pulpes séchées après blanchiment à l'acide citrique (*Batard cv.*)

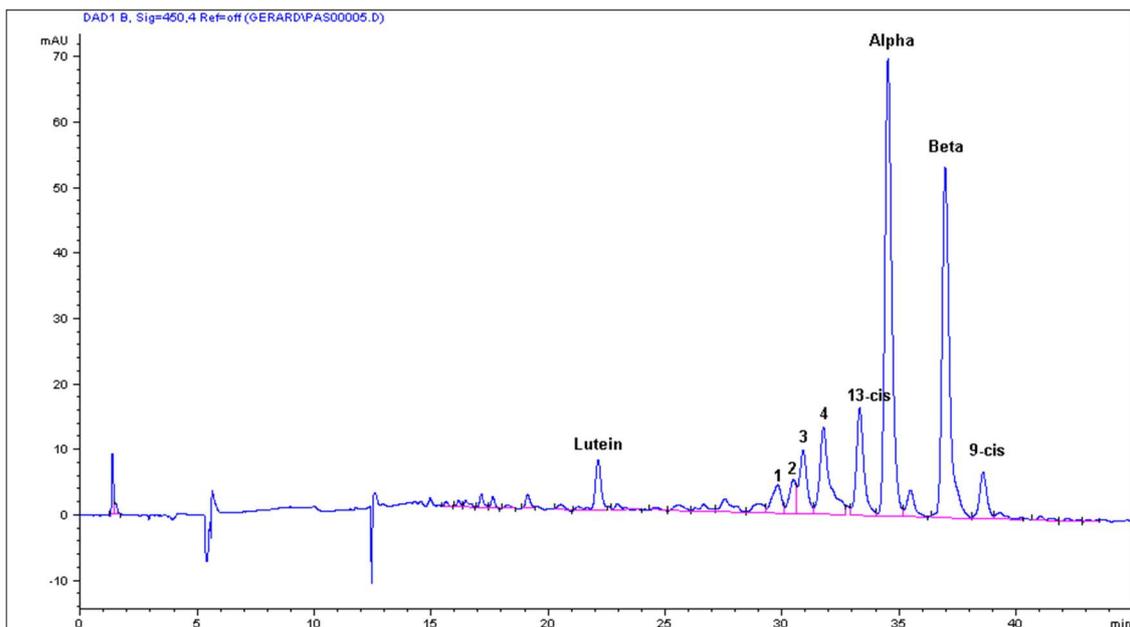


Figure 93: Profil des caroténoïdes des pulpes séchées après blanchiment par pré-cuisson du fruit entier (*Batard cv.*)

III.4.1.2. Concentrations en caroténoïdes identifiés

III.4.1.2.1. Teneur en lutéine

La teneur moyenne en lutéine des pulpes du cultivar de plantain *Batard* est de 0,30 mg Eq β -carotène/100 g ms. Au cours du séchage, on observe une diminution hautement significative de cette valeur en fonction des techniques de blanchiment utilisées ($P < 0,0001$). En effet, le

séchage provoque 91%, 90% et 79% de perte de la concentration initiale en lutéine respectivement pour les pulpes traitées à l'eau bouillante, les pulpes traitées à l'acide citrique et celle issues de la pré-cuisson des fruits (Figure 94).

III.4.1.2.2. Teneur en α -carotène

A la récolte, la teneur en α -carotène de la pulpe de *Batard* est de 4,08 mg Eq β -carotène/100 g ms (Tableau LIX). A la fin du processus de séchage, les pulpes ayant subi la technique de pré-cuisson des fruits ont présenté une perte significative de l'ordre de 80% de la concentration initiale en α -carotène alors que les pertes au niveau des pulpes traitées à l'acide citrique et l'eau bouillante s'élevaient à 96% et 89% ($P < 0,0001$).

III.4.1.2.3. Teneur en β -carotène

Comparé à la lutéine et à l' α -carotène, une forte similitude a été notée en ce qui concerne le sens de variation des concentrations des pulpes séchées en β -carotène. Elles diminuent également très significativement et présentent un taux de perte de l'ordre de 82%, 92% et 97% de la concentration initiale (3,67 mg Eq β -carotène/100 g ms) respectivement pour la pré-cuisson, les traitements à l'eau bouillante et à l'acide citrique (Figure 94).

III.4.1.2.4. Teneurs en caroténoïdes totaux

A la fin du processus de séchage, les pulpes blanchies par la pré-cuisson présentent seulement une perte de 71% alors que celles traitées à l'eau bouillante et à l'acide citrique indiquent respectivement 82% et 91% de la teneur initiale qui est de 10 mg Eq β -carotène/100 g ms.

Tableau LIX : Concentration en caroténoïdes des pulpes séchées de plantain (*Batard cv.*)

Caroténoïde Traitement	Lutéine*	α - carotène*	β - carotène*	Caroténoïdes Totaux*
Témoin ¹	0,30 ^a ± 0,02	4,08 ^a ± 0,35	3,67 ^a ± 0,32	10,03 ^a ± 0,83
Eau bouillante ²	0,03 ^b ± 0,01	0,45 ^c ± 0,01	0,29 ^c ± 0,01	1,78 ^c ± 0,23
Acide citrique ³	0,03 ^b ± 0,00	0,17 ^d ± 0,01	0,12 ^d ± 0,02	0,93 ^d ± 0,08
Pré-cuisson ⁴	0,06 ^c ± 0,01	0,81 ^b ± 0,16	0,66 ^b ± 0,11	2,89 ^b ± 0,39

*: exprimée en mg Eq β -carotène/100 g ms

¹: pulpe fraîche non traitée ou encore n'ayant pas subi le processus de séchage ;

²: pulpe séchée après avoir été blanchie à l'eau bouillante ;

³: pulpe séchée après avoir été blanchie à l'acide citrique ;

⁴: pulpe séchée après avoir été blanchie par la pré-cuisson.

Les moyennes portant les mêmes lettres en exposant dans la même colonne ne sont pas significativement différentes au seuil de 5%

Le séchage provoque des pertes hautement significatives des teneurs en lutéine, en α -carotène, en β -carotène et en caroténoïdes totaux des pulpes du cultivar de plantain *Batard*. Toutefois, cet effet sur les paramètres nutritifs évalués est plus sévère en ce qui concerne le β -carotène qui selon la présente étude est le caroténoïde alimentaire le plus sensible, le plus dégradé avec plus de 90% de perte de sa concentration initiale au cours du séchage (Figure 95). La méthode de blanchiment utilisée lors du processus de fabrication des farines de plantain introduit également une différence très significative en ce qui concerne les taux de perte en micronutriments évalués. Ces taux de perte après le séchage des pulpes sont généralement compris entre 71% et 96%. Le processus de blanchiment par la pré-cuisson des fruits présente le taux de perte le plus faible.

En effet, la cause majeure de perte de caroténoïdes lors d'un traitement de la matrice végétale est l'oxydation, or, à priori, l'effet de la montée de température se réduit à l'isomérisation (Chandler et Schwartz, 1988). Les isomères *cis* et *trans* des caroténoïdes des pulpes de plantain du cultivar *Batard* ont été sujets d'oxydation. Il est admis qu'après l'oxydation, les dérivés peuvent se fragmenter en composés de faibles masses moléculaires hors activité enzymatique (Figure 96) et donc volatiles et pas toujours désirables (Rodriguez-Amaya, 1999).

Lors de la production de masse de la farine de plantain, cette technique serait donc fortement recommandée en vue de minimiser ou de réduire les pertes des micronutriments ci-dessus évoqués. Par ailleurs, comparée aux deux autres techniques de blanchiment des pulpes de bananiers, cette technologie (pré-cuisson) présente plusieurs avantages lors du processus de fabrication des farines ; parmi lesquels :

- a. cette technologie est moins pénible et relativement plus facile à mettre en œuvre que les autres (facilité à l'épluchage, inexistence des étapes d'égouttage, pas de salissure due à la sève, etc.) ;
- b. elle est peu coûteuse (utilisation de peu d'équipements, très faibles quantités d'eau utilisée, etc.) ;
- c. elle permet d'éviter la perte des quantités importantes de pulpes suite aux multiples blessures de la pulpe par le couteau lors de l'épluchage ;
- d. elle favorise le séchage rapide des cossettes ;
- e. elle favoriserait également l'utilisation directe des peaux précuites (alimentation du bétail, etc.).

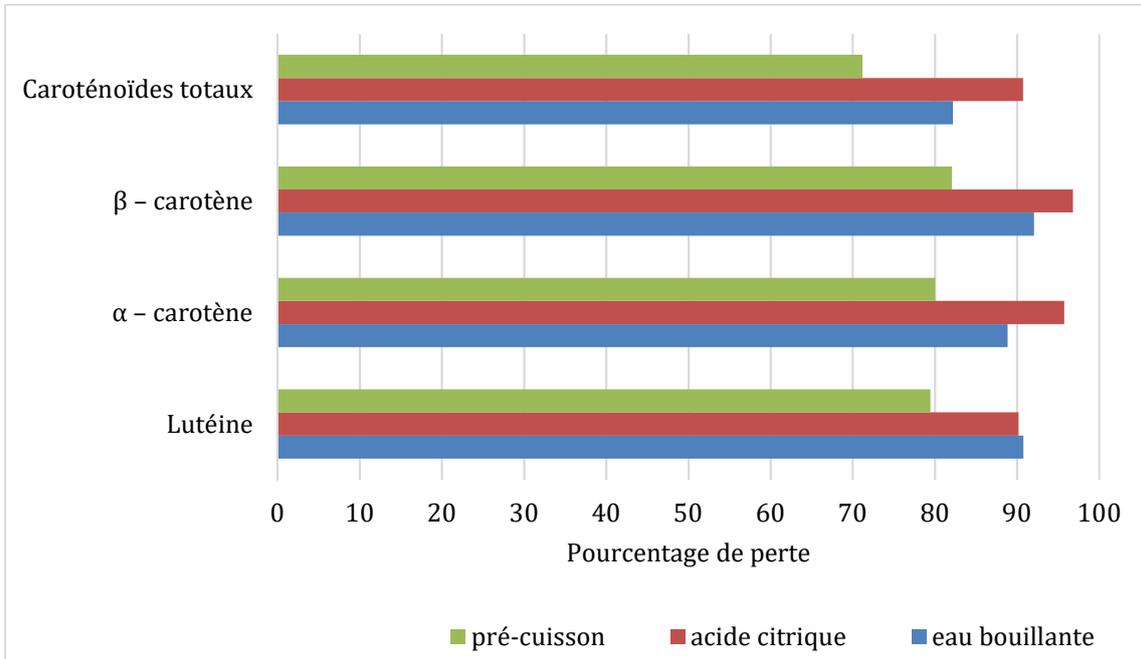


Figure 94: Taux de perte en caroténoïdes des pulpes séchées de plantain (*Batard cv.*)

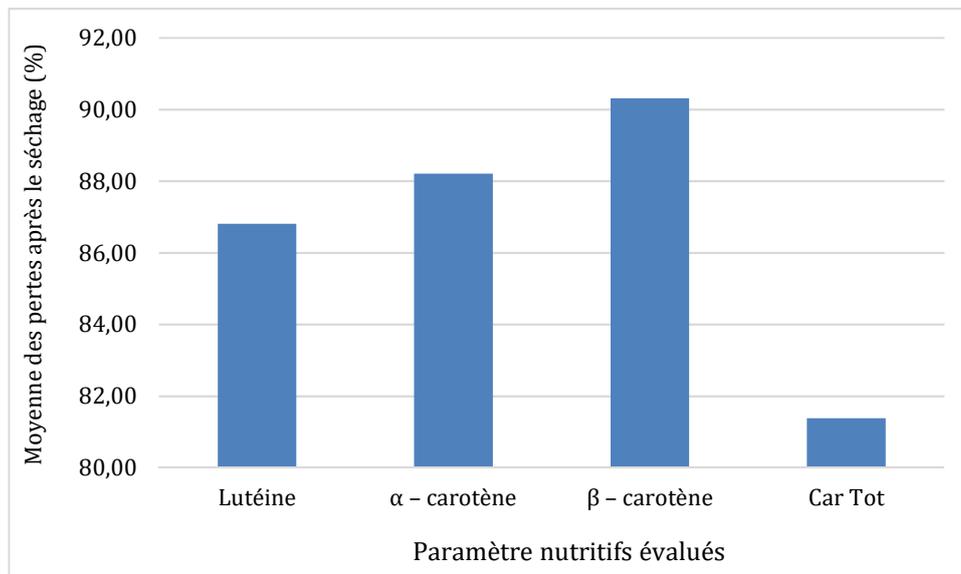


Figure 95: Influence du séchage sur les paramètres nutritifs analysés

Car Tot : caroténoïdes totaux

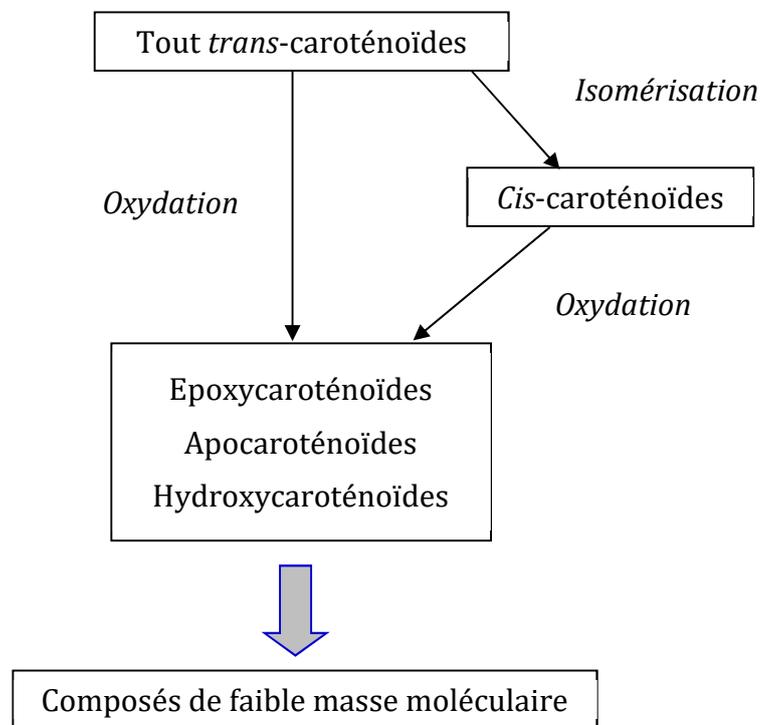


Figure 96: Schéma de dégradation possible des caroténoïdes (Source : **Rodriguez-Amaya, 1999**)

III.4.2. Influence de la cuisson à l'eau bouillante sur la composition en caroténoïdes des pulpes de bananiers

III.4.2.1. Profils en caroténoïdes des pulpes cuites de bananier plantain

Dans cette section portant sur l'influence de la cuisson sur les caroténoïdes des pulpes de bananiers, les pulpes obtenues après la cuisson du fruit entier ont été appelées « *pulpes cuites avec la peau* » ou encore « *pcap* » tandis que les pulpes obtenues par cuisson directe des pulpes dans l'eau bouillante ont été appelées « *pulpes cuites sans la peau* » ou « *pcsp* ». Il est important de rappeler que la cuisson est une opération qui consiste à chauffer un aliment à un certain niveau pendant un certain temps et dans un environnement bien défini (**Bimbenet et al., 2002**). Cette action modifie généralement la matière pour la rendre propre à un certain usage.

Le chromatogramme de la pulpe non traitée (non cuite) du cultivar de plantain *Batard* indique la détection de la lutéine à la 21^{ème} min de l'écoulement de l'échantillon, suivie de l'apparition de quatre (04) autres caroténoïdes qui n'ont pas été identifiés dans le cadre de ce travail mais marqués 1, 2, 3 et 4 sur la [figure 97](#). Les caroténoïdes 13-cis β -carotène, α -carotène, β -carotène et 9-cis β -carotène apparaissent plus tard respectivement à la 32^{ème} min, 34^{ème} min, 36^{ème} min et 37^{ème} min comme chez les cultivars de plantain *French sombre*, de banane à cuire *Pelipita* et de banane dessert *Grande naine*. Ce même profil en caroténoïde a été observé par **Ngoh Newilah et al. (2009)** sur la dizaine de cultivars de plantain analysés pour leurs teneurs en caroténoïdes au cours du processus de maturation post-récolte.

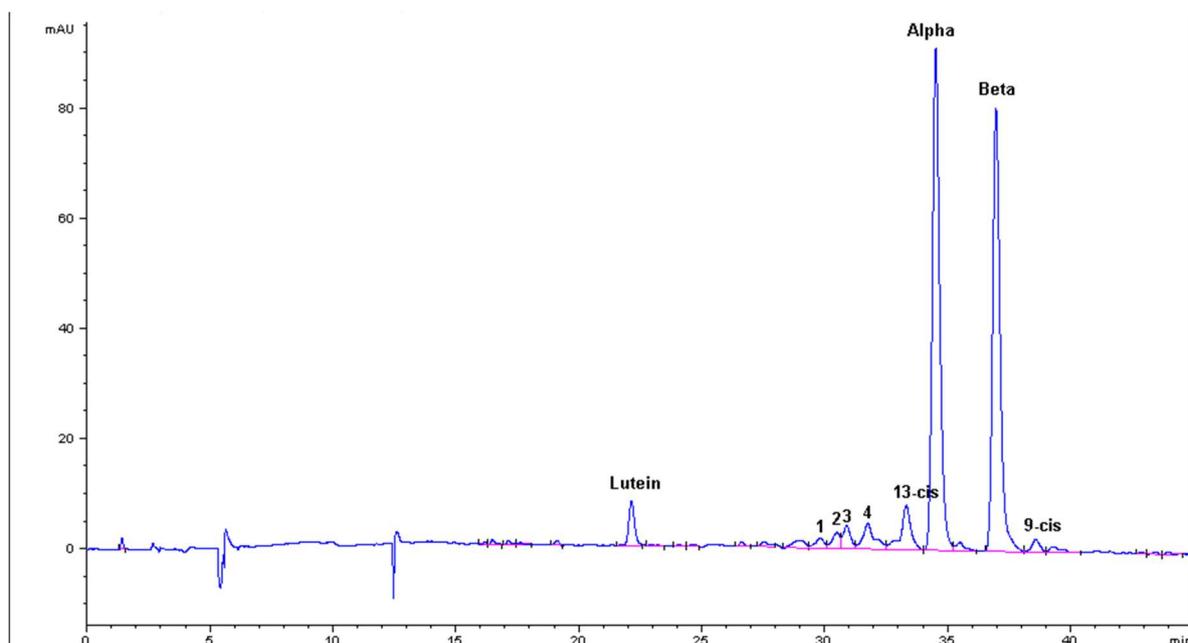


Figure 97: Profil en caroténoïdes des pulpes non bouillies du cultivar *Batard* (t = 0 min)

Que les pulpes du cultivar *Batard* soient bouillies avec ou sans la peau, les aires des pics (et donc les concentrations) de ces différents caroténoïdes varient significativement sans jamais disparaître. Le profil en caroténoïdes de la pulpe du cultivar *Batard* ne varie pas au cours de la cuisson ou encore en fonction du temps de cuisson. Ce résultat est contraire à ceux des études réalisées par **Edwards et Lee (1986)** sur les fruits et légumes colorés qui indiquent une augmentation du nombre de caroténoïdes, attribuée à l'effet de la chaleur (isomérisation tout-*trans* en *cis*). En effet, ces auteurs ont montré que lors d'un traitement thermique, il y a augmentation de 10 à 39% du pourcentage total de *cis*-isomères des caroténoïdes provitamine A. Les chromatogrammes des figures 98 et 99 montrent une forte similitude des profils en caroténoïdes des pulpes cuites entre la 40^{ème}, la 50^{ème} et la 60^{ème} min de cuisson des pulpes du cultivar *Batard*. Pendant ces périodes, les pulpes dudit cultivar de plantain sont considérées comme « cuites » et prêtes à la consommation au Cameroun (**Ngoh Newilah et al., 2005^a**).

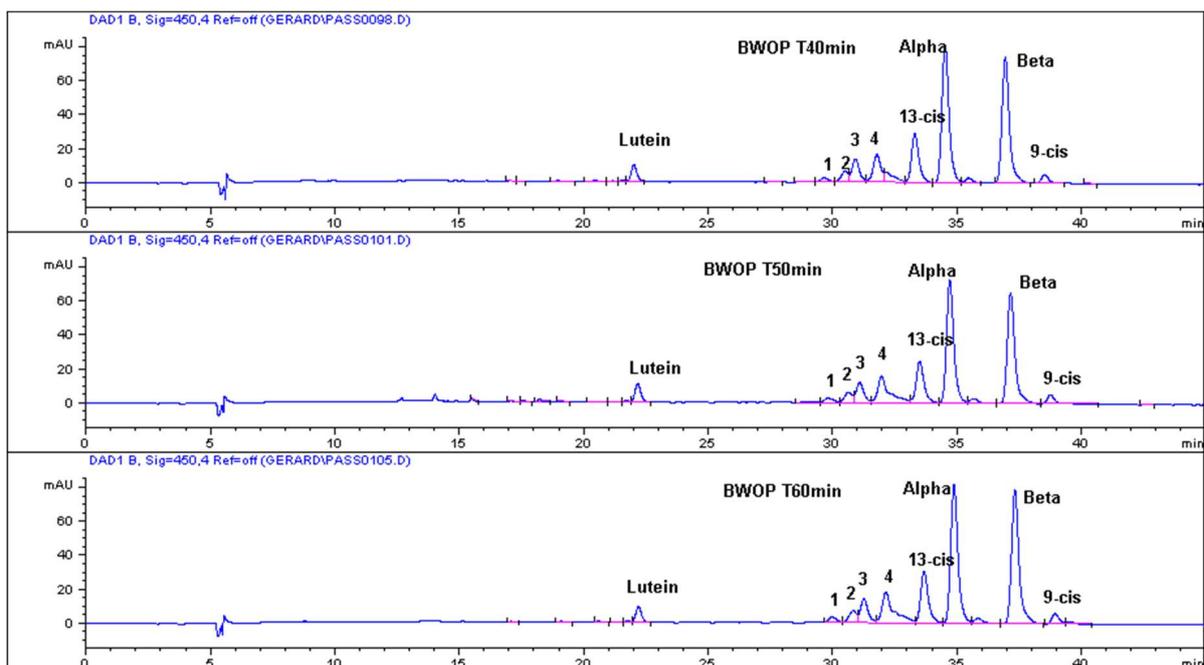


Figure 98: Profil en caroténoïdes des pulpes de *Batard* bouillies sans la peau pendant 40, 50 et 60 min

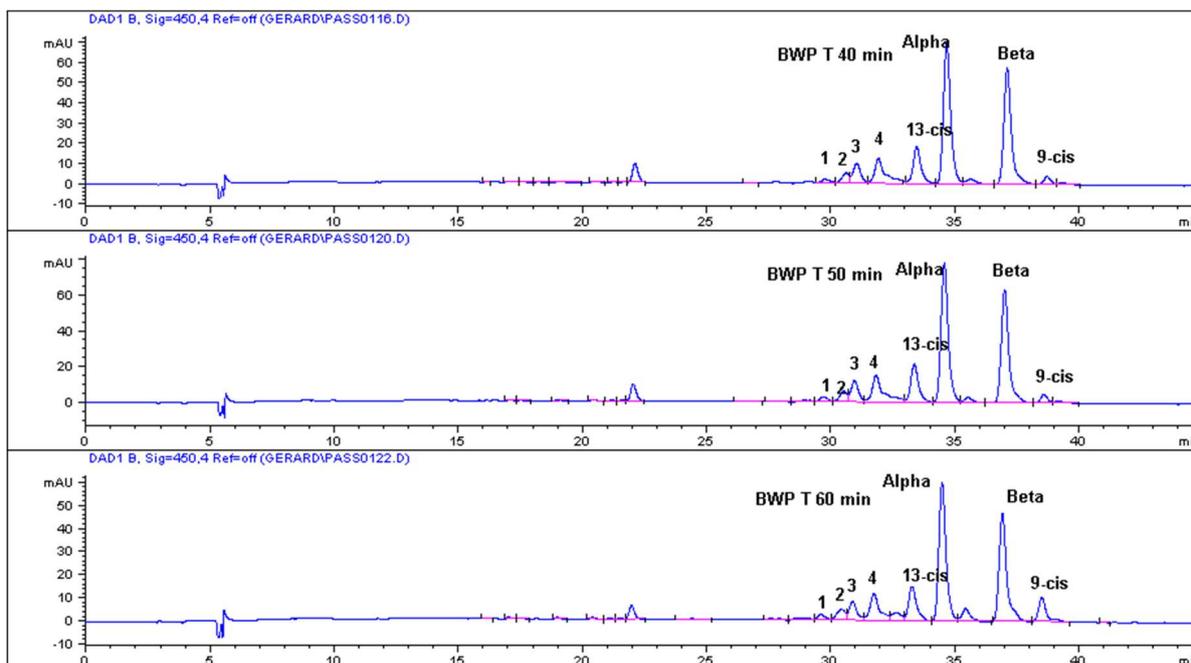


Figure 99: Profil en caroténoïdes des pulpes de *Batard* bouillies avec la peau pendant 40, 50 et 60 min

III.4.2.2. Teneurs en caroténoïdes des pulpes cuites de plantain (*Batard* cv.)

III.4.2.2.1. Les caroténoïdes non identifiés

Que les pulpes aient été bouillies avec ou sans la peau, les 4 caroténoïdes non identifiés ont présenté des concentrations non négligeables au cours de l'évolution de la cuisson. En effet, leurs teneurs n'ont cessé d'augmenter au cours du processus, passant parfois du simple au triple de la valeur obtenue pour la pulpe fraîche non traitée. La cuisson provoquerait donc une augmentation très significative de la concentration en caroténoïdes non identifiés (Tableau LX). A partir de la 40^{ème} min de cuisson (durée de la préparation à partir de laquelle les pulpes de plantain sont considérées comme prêtes à la consommation), on observe une très faible variation des teneurs en caroténoïdes non identifiés. Le mode de cuisson (avec ou sans peau) influence significativement les teneurs en caroténoïdes non identifiés NI₁, NI₂, NI₃ et NI₄ des pulpes prêtes à la consommation (Tableaux LX & LXI). Par ailleurs, selon le mode de cuisson et en vue de conserver le maximum de caroténoïdes non identifiés, il serait donc conseillé aux amateurs de pulpes fermes de faire cuire les pulpes sans la peau pendant 40 min dans de l'eau bouillante. Par ailleurs, les consommateurs qui apprécient les pulpes plus tendres devront porter à

ébullition les pulpes sans leurs peaux pendant environ 60 min pour conserver au maximum ou provoquer la libération de ces caroténoïdes non identifiés.

Tableau LX : Evolution des concentrations en caroténoïdes non identifiés au cours de la cuisson des pulpes sans leurs peaux

Temps de cuisson (min)	Car NI ₁ *	Car NI ₂ *	Car NI ₃ *	Car NI ₄ *
0	13,78 ^{bc} ±0,67	16,53 ^d ±1,82	24,61 ^e ±0,94	44,04 ^d ±4,23
10	10,69 ^{cd} ±0,56	17,51 ^d ±0,64	39,74 ^d ±3,76	61,95 ^{cd} ±17,15
20	9,04 ^d ±0,71	19,71 ^d ±1,43	50,85 ^c ±6,00	55,54 ^{cd} ±4,76
30	11,14 ^{cd} ±2,89	26,24 ^c ±2,27	62,06 ^b ±4,56	78,95 ^c ±5,95
40	15,70 ^{ab} ±4,50	33,52 ^{ab} ±6,08	75,28 ^a ±11,40	117,60 ^b ±31,00
50	16,06 ^{ab} ±3,60	31,28 ^{bc} ±3,04	61,60 ^b ±4,19	123,74 ^{ab} ±6,63
60	19,69 ^a ±1,30	37,22 ^a ±1,50	72,72 ^a ±4,92	145,41 ^a ±10,36

* : concentration exprimée en µg Eq β-carotène/100 g matière fraîche

Car NI₁ : caroténoïde non identifié n°1

Car NI₂ : caroténoïde non identifié n°2

Car NI₃ : caroténoïde non identifié n°3

Car NI₄ : caroténoïde non identifié n°4

Les moyennes portant les mêmes lettres en exposant dans la même colonne ne sont pas significativement différentes (test de Fisher α = 0,05)

Tableau LXI : Evolution des concentrations en caroténoïdes non identifiés au cours de la cuisson des pulpes avec leurs peaux

Temps de cuisson (min)	Car NI ₁ *	Car NI ₂ *	Car NI ₃ *	Car NI ₄ *
0	13,78 ^{ab} ±0,67	16,53 ^c ±1,82	24,61 ^e ±0,94	44,04 ^c ±4,23
10	6,61 ^c ±5,76	10,08 ^d ±2,33	15,93 ^f ±3,24	28,91 ^c ±4,79
20	9,83 ^{bc} ±1,18	19,99 ^b ±0,36	39,74 ^d ±1,19	61,72 ^b ±13,37
30	7,12 ^c ±1,28	19,78 ^b ±1,43	43,32 ^{cd} ±4,22	64,68 ^b ±17,54
40	14,35 ^a ±0,15	27,16 ^a ±1,17	55,92 ^a ±2,94	100,80 ^a ±6,28
50	14,61 ^a ±0,23	26,78 ^a ±0,23	51,25 ^b ±1,11	96,31 ^a ±3,75
60	13,18 ^{ab} ±1,54	26,40 ^a ±1,51	46,62 ^c ±2,30	85,70 ^a ±10,67

* : concentration exprimée en µg Eq β-carotène/100 g matière fraîche

Car NI₁ : caroténoïde non identifié n°1

Car NI₂ : caroténoïde non identifié n°2

Car NI₃ : caroténoïde non identifié n°3

Car NI₄ : caroténoïde non identifié n°4

Les moyennes portant les mêmes lettres en exposant dans la même colonne ne sont pas significativement différentes (test de Fisher, α = 0,05)

Les figures situées en [annexes e et f](#) présentent les courbes de variation des teneurs en caroténoïdes au cours de cuisson des pulpes du cultivar *Batard* selon deux méthodes qui consistent à faire bouillir la pulpe sans la peau d'une part, et avec la peau, c'est-à-dire le fruit entier d'autre part. Les équations qui en découlent, tentent de déterminer le modèle de variation de chaque caroténoïde en fonction du temps de cuisson ([Tableaux LXII et LXIII](#)).

Il convient de préciser que la structure du nuage des points ne présume pas une relation linéaire ou polynomiale entre la concentration en caroténoïdes et la durée de cuisson. C'est pourquoi l'on fait recours à une approche ou une démarche empirique et non paramétrique qui est celle des moyennes mobiles. L'ordre de la moyenne mobile est choisi en fonction du rapprochement de la courbe avec l'ensemble du nuage de points.

R est le degré d'ajustement. Plus R^2 est élevé et tend vers 1, alors la relation est bien ajustée ou encore plus robuste, justifiant ainsi une meilleure relation entre les paramètres croisés.

Tableau LXII : Données liées au modèle de variation de chaque caroténoïde de la pulpe du cultivar *Batard* au cours de la cuisson sans la peau

N°	Composé	Modèle de régression	Equation	Degré d'ajustement	Tendance générale
1	Caroténoïde NI ₁	Polynomiale d'ordre 2	$y = 6 \times 10^{-6}x^2 - 0,0002x + 0,0129$	$R^2 = 0,6418$	Augmentation
2	Caroténoïde NI ₂	Linéaire	$y = 0,0004x + 0,0149$	$R^2 = 0,8465$	Augmentation
3	Caroténoïde NI ₃	Linéaire	$y = 0,0008x + 0,0325$	$R^2 = 0,7485$	Augmentation
4	Caroténoïde NI ₄	Linéaire	$y = 0,0017x + 0,0371$	$R^2 = 0,8426$	Augmentation
5	Lutéine	Polynomiale d'ordre 5	$y = 6 \times 10^{-9}x^5 - 9 \times 10^{-7}x^4 + 5 \times 10^{-5}x^3 - 0,0012x^2 + 0,0095x + 0,0374$	$R^2 = 0,6438$	± stable
6	Isomère 13-cis	Linéaire	$y = 0,0015x + 0,0716$	$R^2 = 0,7883$	Augmentation
7	Isomère 9-cis	Polynomiale d'ordre 3	$y = 1 \times 10^{-7}x^3 - 2 \times 10^{-5}x^2 + 0,001x + 0,0156$	$R^2 = 0,6046$	Augmentation
8	α-carotène	Polynomiale d'ordre 5	$y = 4 \times 10^{-8}x^5 - 5 \times 10^{-6}x^4 + 0,0003x^3 - 0,0059x^2 + 0,0353x + 0,5124$	$R^2 = 0,8324$	Diminution
9	β-carotène	Polynomiale d'ordre 5	$y = 4 \times 10^{-8}x^5 - 6 \times 10^{-6}x^4 + 0,0003x^3 - 0,0065x^2 + 0,0458x + 0,461$	$R^2 = 0,8154$	Diminution
10	Caroténoïdes totaux	Polynomiale d'ordre 5	$y = 1 \times 10^{-7}x^5 - 2 \times 10^{-5}x^4 + 0,0008x^3 - 0,0172x^2 + 0,1199x + 1,2594$	$R^2 = 0,5805$	± stable

Tableau LXIII : Données liées au modèle de variation de chaque caroténoïde de la pulpe du cultivar *Batard* au cours de la cuisson avec la peau (cuisson du fruit entier)

N°	Composé	Modèle de régression	Equation	Degré d'ajustement	Tendance générale
1	Caroténoïde NI ₁	Polynomiale d'ordre 5	$y = -4 \times 10^{-10}x^5 + 6 \times 10^{-8}x^4 - 4 \times 10^{-6}x^3 + 0,0001x^2 - 0,0014x + 0,0137$	$R^2 = 0,5734$	± Stable
2	Caroténoïde NI ₂	Linéaire	$y = 0,0003x + 0,0134$	$R^2 = 0,6978$	Augmentation
3	Caroténoïde NI ₃	Linéaire	$y = 0,0005x + 0,0233$	$R^2 = 0,6516$	Augmentation
4	Caroténoïde NI ₄	Linéaire	$y = 0,0011x + 0,0369$	$R^2 = 0,6645$	Augmentation
5	Lutéine	Polynomiale d'ordre 3	$y = -2 \times 10^{-7}x^3 - 6 \times 10^{-7}x^2 + 0,0005x + 0,034$	$R^2 = 0,6758$	Diminution
6	Isomère 13-cis	Linéaire	$y = 0,0008x + 0,0556$	$R^2 = 0,589$	Augmentation
7	Isomère 9-cis	Polynomiale d'ordre 4	$y = 4 \times 10^{-8}x^4 - 4 \times 10^{-6}x^3 + 0,0001x^2 - 0,0012x + 0,0145$	$R^2 = 0,7494$	Augmentation
8	α-carotène	Linéaire	$y = -0,0031x + 0,4753$	$R^2 = 0,7786$	Diminution
9	β-carotène	Linéaire	$y = -0,0029x + 0,4259$	$R^2 = 0,7286$	Diminution
10	Caroténoïdes totaux	Polynomiale d'ordre 5	$y = -5 \times 10^{-8}x^5 + 8 \times 10^{-6}x^4 - 0,0005x^3 + 0,0121x^2 - 0,1137x + 1,2532$	$R^2 = 0,7225$	Diminution

III.4.2.2. Les caroténoïdes identifiés

a) La lutéine

Avant la cuisson, la teneur en lutéine de la pulpe du plantain (*Batard cv.*) analysé s'élève à 37 µg Eq β-carotène/100 g mf. Lorsque cette pulpe est mise à bouillir sans la peau, on observe au bout de 10 min une augmentation significative de la teneur en lutéine. Cette même tendance de variation est observée entre la 20^{ème} et la 30^{ème} min de cuisson de la pulpe avec la peau. Cette différence de temps s'explique par le fait que la chaleur doit traverser la peau avant d'atteindre la pulpe dans ce dernier cas. L'augmentation de la concentration en lutéine serait due la fragilisation des parois cellulaires qui provoque la libération des caroténoïdes parmi lesquels la lutéine.

Après ce pic de concentration observé respectivement à la 10^{ème} et à la 20^{ème} min de cuisson de la pulpe cuite sans la peau « *pcsp* » et de la pulpe cuite avec la peau « *pcap* », leurs concentrations en lutéine commencent à décroître jusqu'à se stabiliser à 35 µg Eq β-carotène/100 g mf entre 50 – 60 min d'ébullition pour la *pcsp* d'une part, et d'autre part diminuent jusqu'à 21 µg Eq β-carotène/100 g mf à la 60^{ème} min de cuisson pour la *pcap*. Ces résultats indiquent clairement qu'en vue de réduire les pertes en lutéine au cours de la cuisson, il serait conseillé de faire bouillir les pulpes de plantain sans la peau puisque cette dernière conserve la chaleur pendant l'ébullition et stimule la destruction de la lutéine selon les équations de dégradation suivantes :

$y = 6 \times 10^{-9}x^5 - 9 \times 10^{-7}x^4 + 5 \times 10^{-5}x^3 - 0,0012x^2 + 0,0095x + 0,0374$; $R^2 = 0,6438$ (cuisson sans peau)

$y = -2 \times 10^{-7}x^3 - 6 \times 10^{-7}x^2 + 0,0005x + 0,034$; $R^2 = 0,6758$ (cuisson avec peau)

b) Les isomères 9-cis et 13-cis carotène

A la récolte, les pulpes du cultivar *Batard* présentent une teneur en 9-cis β-carotène de 14 µg Eq β-carotène/100 g mf. Au cours de la cuisson, cette teneur augmente continuellement pour atteindre respectivement 31 et 41 µg Eq β-carotène/100 g mf pour la *pcsp* et la *pcap* à la 60^{ème} min d'ébullition avec un pic à la 40^{ème} min pour la *pcsp*. En ce qui concerne l'isomère 13-cis β-carotène dont la teneur à la récolte est 4 fois supérieure à celle du 9-cis β-carotène, les mêmes tendances de variation ont été observées au cours de la cuisson qui permet d'obtenir plus de 2 fois sa teneur à la récolte.

La cuisson provoque une augmentation très significative des teneurs en isomères 9-cis β -carotène et 13-cis β -carotène. Ceci serait attribué à la fragilisation des parois cellulaires par la chaleur avec comme conséquence directe la libération de ces isomères. Par ailleurs, l'on pourrait aussi attribuer cette augmentation à l'isomérisation des caroténoïdes sous l'effet de la chaleur (isomérisation tout-*trans* en *cis*). **Edwards et Lee (1986)** ont montré une augmentation de 10 à 39% du pourcentage de total des cis-isomères des caroténoïdes provitamines A dans les conditions de cuisson à ébullition.

En vue d'obtenir plus d'isomères 9-cis et 13-cis carotène au cours de la cuisson, il serait conseillé de porter à ébullition les pulpes avec ou sans la peau pendant 40 min seulement ([Tableau LXIV](#)). Contrairement à la lutéine qui présente des équations de variation polynomiale d'ordre différent, l'isomère 13-cis β -carotène suit un modèle linéaire de croissante de sa concentration au cours de la cuisson ([Tableaux LXII et LXIII](#) ; [Figure 98](#)).

c) L' α -carotène et le β -carotène

Les pulpes du cultivar *Batard* ont des teneurs en α -carotène et β -carotène significativement différentes à la récolte de l'ordre de 511 et 460 μg Eq β -carotène/100 g mf respectivement. Qu'elles soient cuites avec ou sans la peau, les concentrations en α - et β -carotène des pulpes présentent les mêmes sens de variation, c'est-à-dire la diminution significative jusqu'à la 40^{ème} min de cuisson à partir de laquelle l'on n'observe plus de différence significative entre les valeurs de l' α - et du β -carotène respectivement (autour de 400 μg pour les *pcsp* ; 360 et 308 μg pour les *pcap* ([Tableau LXIV](#)). Elles continuent leur chute pour atteindre près de 390 μg après 1h d'ébullition des *pcsp* contre environ 260 μg pour les *pcap*.

Contrairement aux isomères 9-cis et 13-cis carotènes dont les teneurs augmentent significativement au cours de la cuisson, les concentrations en α - carotène et en β -carotène diminuent de manière significative au cours de ce processus. Cette diminution serait certainement due à l'isomérisation de l' α - carotène et du β -carotène en isomères -*cis* (probablement 9-*cis* β -carotène et 13 *cis* β -carotène) sous l'action de la chaleur. En effet, pendant que les concentrations en α - carotène et β -carotène diminuent après 40 min de cuisson, celles des isomères 9-*cis* et 13-*cis* β -carotène ont tendance à augmenter surtout lorsque les pulpes sont cuites sans leurs peaux.

S'il est vrai que la cuisson augmente la facilité d'extraction des caroténoïdes, il n'est toujours pas vrai qu'elle provoque l'augmentation des caroténoïdes rapportée par certains auteurs. Selon **Rodriguez-Amaya (1999)**, cette augmentation serait due soit :

- à la perte des caroténoïdes dans le matériel cru à cause de l'activité enzymatique ;
- à la plus grande facilité d'extraction des caroténoïdes du matériel cuit ou traité ;
- à une perte inexplicée d'eau,
- à la fuite des solides solubles.

Toutefois, si la chaleur est drastique elle peut conduire à la détérioration des caroténoïdes. Ceci semble être le cas des pulpes de plantain (*Batard cv.*) dans lesquelles on observerait des détériorations ou des destructions après la 40^{ème} min de cuisson à l'eau bouillante de la pulpe avec ou sans la peau.

Les résultats obtenus dans le cadre de cette partie de l'étude corroborent avec ceux de **Bernhardt et Schlich (2006)** qui ont montré que la cuisson par ébullition du brocoli frais pendant 16 minutes augmentait sa teneur en β -carotène tout-*trans* de 0,05 à 0,27 mg/100 g mf.

variations en caroténoïdes identifiés au cours de la cuisson des pulpes de plantain (*Batard* cv.)

	13-cis β-carotène*	α-carotène*	β-carotène*	9-cis β-carotène*	Caroténoïdes totaux*
	57,35 ^e ± 7,52	511,67 ^a ± 44,51	460,06 ^b ± 39,72	14,76 ^d ± 1,57	1257,98 ^{abc} ± 104,45
2	84,78 ^d ± 7,16	512,10 ^a ± 41,08	518,88 ^a ± 40,33	27,86 ^{bc} ± 4,46	1411,33 ^a ± 143,71
5	109,93 ^c ± 10,90	362,45 ^{cd} ± 37,61	366,08 ^{cd} ± 38,27	23,02 ^c ± 6,03	1093,90 ^{ac} ± 109,27
8	131,78 ^b ± 6,38	416,23 ^{bc} ± 10,28	408,75 ^{bc} ± 13,62	33,50 ^{ab} ± 1,80	1269,82 ^{abc} ± 37,59
15	155,52 ^a ± 18,92	428,32 ^b ± 32,34	407,71 ^{bc} ± 28,31	34,83 ^a ± 4,44	1368,87 ^a ± 154,29
20	131,29 ^b ± 4,68	345,70 ^d ± 19,19	332,79 ^d ± 16,88	27,98 ^{bc} ± 2,59	1155,64 ^{bc} ± 59,10
30	155,79 ^a ± 8,67	391,10 ^{bcd} ± 20,79	386,08 ^c ± 20,71	31,19 ^{ab} ± 1,77	1319,71 ^{ab} ± 77,88
	57,35 ^d ± 7,52	511,67 ^a ± 44,51	460,06 ^a ± 39,72	14,76 ^{bc} ± 1,57	1257,98 ^a ± 104,45
5	41,02 ^e ± 1,19	383,97 ^c ± 10,68	330,22 ^c ± 8,92	11,60 ^c ± 0,62	893,62 ^d ± 30,38
10	86,22 ^{bc} ± 3,11	438,10 ^b ± 0,85	409,33 ^b ± 1,69	22,16 ^b ± 0,70	1189,15 ^a ± 6,54
15	85,78 ^c ± 8,85	376,84 ^c ± 6,49	327,52 ^c ± 4,60	19,41 ^{bc} ± 1,67	1031,43 ^{bc} ± 32,36
20	103,74 ^a ± 5,27	360,94 ^c ± 16,15	308,42 ^c ± 13,77	21,85 ^b ± 0,85	1082,22 ^b ± 49,08
30	95,96 ^{ab} ± 2,08	317,17 ^d ± 9,44	271,30 ^d ± 7,25	20,36 ^{bc} ± 0,12	972,94 ^{cd} ± 25,21
40	91,58 ^{bc} ± 7,15	297,02 ^d ± 3,71	259,73 ^d ± 8,53	41,33 ^a ± 14,93	945,13 ^d ± 17,54

otène/100g matière fraîche

osant dans la même colonne ne sont pas significativement différentes (test de Fisher, $\alpha = 0,05$)

III.4.2.3. Comparaison des deux modes de cuissons

Le [tableau LXV](#) présente les données de comparaison des 2 modes de cuisson (ébullition des pulpes sans leurs peaux et ébullition des pulpes avec leurs peaux) qui ont permis d'obtenir les échantillons analysés. Lorsque les pulpes du cultivar de plantain *Batard* sont cuites avec ou sans leurs peaux, on n'observe aucune différence significative des concentrations en lutéine et en caroténoïde non identifié NI₁. Par contre, à chaque temps de cuisson, la présence ou non de la peau influence :

(i) significativement les teneurs en caroténoïdes non identifiés NI₂ et NI₄, les concentrations en α -carotène et de l'isomère 9-cis carotène ($P < 0,05$) ;

(ii) très significativement les teneurs en NI₃, en 13-cis carotène, en β -carotène et en caroténoïdes totaux ($P < 0,001$).

En général, pour le cultivar de plantain *Batard* et comparées aux pulpes cuites avec les peaux, les pulpes de plantain cuites sans leurs peaux conservent mieux les caroténoïdes identifiés et non identifiés analysés dans le cadre de cette étude.

Tableau LXV : Comparaison des 2 modes de cuisson des pulpes du cultivar *Batard*

Paramètre nutritionnel	P value	Comparaison des 2 modes de cuisson (pcsp # pcap)
Lutéine	0,0799	ns
NI ₁	0,0637	ns
NI ₂	0,0177	*
NI ₃	0,0003	***
NI ₄	0,0311	*
Isomère 13-cis carotène	< 0,0001	***
α -carotène	0,0146	*
β -carotène	< 0,0001	***
Isomère 9-cis carotène	0,0181	*
Caroténoïdes totaux	< 0,0001	***

ns : non significatif ; * : significatif au seuil de 5% ($P < 0,05$) ;

** : significatif au seuil de 1% ($P < 0,01$) ; *** : significatif au seuil de 1⁰/₀₀ ($P < 0,001$)

III.4.2.4. Etude des corrélations au cours de la cuisson des pulpes de plantain

Les tableaux LXVI et LXVII ci-dessous présentent les résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de cuisson des pulpes de bananier. Il s'agit de la durée de cuisson (comprise entre 0 min et 60 min) de la pulpe avec ou sans la peau des fruits du cultivar de plantain *Batard*.

En effet, lorsque les pulpes sont cuites avec leurs peaux, à l'exception du caroténoïde non identifié NI₁, l'on observe des corrélations significatives entre le temps de cuisson et tous les autres caroténoïdes détectés dans les conditions analytiques de notre étude ([Tableau LXVI](#)). Toutefois, il faut préciser que les coefficients de corrélation de Pearson sont :

- soit négatifs, c'est le cas de la lutéine, de l' α -carotène, du β -carotène et des caroténoïdes totaux. Concrètement, ce qui veut dire que plus le temps de cuisson augmente, plus la teneur en caroténoïde concerné diminue ;
- soit positifs, c'est le cas de tous les caroténoïdes non identifiés et des isomères 9-cis β -carotène et 13-cis β -carotène

Au cours de la cuisson, pendant que les concentrations des éléments du groupe 1 composé de la lutéine, de l' α -carotène et du β -carotène diminuent, celles des éléments du groupe 2 constitué des caroténoïdes non identifiés et des isomères 9-cis β -carotène et 13-cis β -carotène, augmentent. Ces résultats montrent à suffisance et confirment clairement que pendant la cuisson, la dégradation des éléments du groupe 1 donne lieu à la formation de ceux du groupe 2, qui seraient majoritairement représentés par les isomères. Les caroténoïdes non identifiés seraient inévitablement des dérivés isomères ou oxydés des caroténoïdes.

En ce qui concerne la cuisson sans la peau, la lutéine et les caroténoïdes totaux ne présentent aucune corrélation ($p > 0,05$) entre leurs teneurs et la durée de cuisson. Par contre, au cours du même processus de transformation, l'on observe des corrélations négatives et positives, mais toutes significatives ($p < 0,05$) pour tous les autres caroténoïdes analysés dans le cadre de cette étude ([Tableau LXVII](#)).

Tableau LXVI : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de cuisson des pulpes avec leurs peaux (cultivar *Batard*)

Paramètre	r	P value	Résumé P value	R ²
Lutéine	-0,4400	0,0459	*	0,1936
NI₁	0,3575	0,1116	ns	0,1278
NI₂	0,8354	< 0.0001	***	0,6978
NI₃	0,8072	< 0.0001	***	0,6515
NI₄	0,8152	< 0.0001	***	0,6645
13-cis β-carotène	0,7675	< 0.0001	***	0,5891
α-carotène	-0,8824	< 0.0001	***	0,7786
β-carotène	-0,8536	< 0.0001	***	0,7286
9-cis β-carotène	0,6943	0,0005	***	0,4821
Caroténoïdes Totaux	-0,4917	0,0236	*	0,2418

r : coefficient de corrélation de Pearson ; cs : la corrélation est-elle significative au seuil de 5% ; R² : Coefficient de détermination

Données obtenues à l'aide du logiciel GraphPad Prism version 5.01, 7 August 2007, for Windows, GraphPad Software, La Jolla California USA, www.graphpad.com".

Tableau LXVII : Résultats des analyses de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et la durée de cuisson des pulpes sans leurs peaux (cultivar *Batard*)

Paramètre	r	P value	Résumé P value	R ²
Lutéine	-0,3321	0,1413	ns	0,1103
NI₁	0,6257	0,0024	**	0,3915
NI₂	0,9201	< 0.0001	***	0,8466
NI₃	0,8651	< 0.0001	***	0,7484
NI₄	0,9179	< 0.0001	***	0,8426
13-cis β-carotène	0,8879	< 0.0001	***	0,7883
α-carotène	-0,6724	0,0008	***	0,4521
β-carotène	-0,6347	0,0020	**	0,4029
9-cis β-carotène	0,6222	0,0026	**	0,3872
Caroténoïdes Totaux	-0,02698	0,9076	ns	0,0007280

r : coefficient de corrélation de Pearson ; cs : la corrélation est-elle significative au seuil de 5% ; R² : Coefficient de détermination

Données obtenues à l'aide du logiciel GraphPad Prism version 5.01, 7 August 2007, for Windows, GraphPad Software, La Jolla California USA, www.graphpad.com".

III.4.2.5. Les caroténoïdes provitamines A disponibles

L' α -carotène et le β -carotène constituent l'essentiel des caroténoïdes identifiés dans les pulpes mûres de la banane dessert (*Grande naine*) et dans les pulpes cuites du plantain (*Batard*) porté à ébullition avec ou sans la peau pendant 40 min, 50 min et 60 min. Sur la base de cette information, il a été possible de calculer l'équivalent activité rétinol (Retinol Activity Equivalent) exprimé en μg RAE pour 100g mf. Le RAE est utilisé pour comparer l'activité de la vitamine A des différents caroténoïdes identifiés comme sources de provitamines A. En effet, 1 μg de rétinol équivaut à 1 μg de RAE, alors que 12 μg de β -carotène correspondent à 1 μg de RAE. Par ailleurs 24 μg des autres caroténoïdes (α -carotène, β -cryptoxanthine, lycopène et lutéine + zeaxanthine) correspondent à 1 μg de RAE.

a) Cas des pulpes cuites du cultivar de plantain *Batard*

Qu'elles soient cuites avec ou sans la peau, les pulpes du cultivar de plantain *Batard* présentent une valeur optimale de RAE à 40 min d'ébullition qui est de 52,73 μg RAE pour 100g de matière fraîche ([tableau LXVIII](#)). Au regard des résultats présentés ci-dessus, cette étude confirme que les pulpes de plantain en particulier, et de bananiers en général, constituent une source non négligeable de caroténoïdes provitamine A. **Englberger et al. (2006)** ont considéré les pulpes de bananiers évalués en Papouasie Nouvelle Guinée comme étant de bonnes sources en caroténoïdes provitamine A lorsque la valeur de RAE était supérieure à 75 μg RAE. Pour satisfaire les apports journaliers recommandés (AJR) en RAE des individus se nourrissant uniquement des pulpes cuites de plantain du cultivar *Batard*, chaque classe de la population pourrait se référer au [tableau LXIX](#).

[Tableau LXVIII](#) : RAE des pulpes du cultivar de plantain *Batard* après cuisson

Mode de cuisson	Durée de cuisson		
	40 min	50 min	60 min
Ebullition sans peau	52.73 μg RAE	44.95 μg RAE	49.21 μg RAE
Ebullition avec peau	41.52 μg RAE	36.46 μg RAE	34.47 μg RAE

Tableau LXIX : Quantité de pulpes cuites de plantain nécessaire pour satisfaire les AJR

	AJR ($\mu\text{g RAE}$)	Quantité de pulpes (g)			
		40 min	50 min	60 min	
Cuisson des pulpes sans peau	AJR pour enfants				
	1-3 ans	300	568,98	667,41	609,61
	4-8 ans	400	758,64	889,89	812,82
	AJR enfants de sexe masculin				
	9-13 ans	600	1137,95	1334,83	1219,23
	14-18 ans	900	1706,93	2002,24	1828,84
	AJR enfants de sexe féminin				
	9-13 ans	600	1137,95	1334,83	1219,23
	14-18 ans	700	1327,61	1557,30	1422,43
	AJR Adulte				
	Masculin	900	1706,93	2002,24	1828,84
	Féminin	700	1327,61	1557,30	1422,43
	Cuisson des pulpes avec peau	AJR pour enfants			
1-3 ans		300	722,58	822,72	870,25
4-8 ans		400	963,44	1096,96	1160,34
AJR enfants de sexe masculin					
9-13 ans		600	1445,17	1645,44	1740,51
14-18 ans		900	2167,75	2468,16	2610,76
AJR enfants de sexe féminin					
9-13 ans		600	1445,17	1645,44	1740,51
14-18 ans		700	1686,03	1919,68	2030,59
AJR Adulte					
Masculin		900	2167,75	2468,16	2610,76
Féminin		700	1686,03	1919,68	2030,59

AJR : Apports Journaliers Recommandés exprimés en $\mu\text{g RAE}$

b) Cas des pulpes mûres du cultivar de la banane dessert Grande naine

Au Cameroun, les pulpes de banane dessert (*Grande naine*) sont généralement consommées lorsque la couleur de la peau des fruits est au moins jaune. C'est pourquoi les valeurs de l'équivalent activité rétinol (RAE) ont été calculées aux stades 5, 7 et 9 de maturation post-récolte. Elles sont très inférieures à celles présentées par les pulpes cuites du cultivar de plantain *Batard* et sont comprises entre 7 et 13 $\mu\text{g RAE}$ (Tableau LXX).

Par conséquent pour satisfaire ses besoins en RAE, l'individu se nourrissant uniquement des pulpes de bananiers devra consommer cinq fois plus de banane dessert que de plantain (Tableaux LXIX et LXXI).

Tableau LXX : RAE des pulpes du cultivar *Grande naine* au cours du murissement

Stade de maturation		
ST5	ST7	ST9
7,67 µg RAE	8,98 µg RAE	12,36 µg RAE

Tableau LXXI : Quantité de pulpes mûres de banane dessert nécessaire pour satisfaire les AJR

	AJR (µg RAE)	Quantité de pulpes (g)		
		ST5	ST7	ST9
AJR pour enfants				
1-3 ans	300	3 909,61	3 341,39	2 426,77
4-8 ans	400	5 212,81	4 455,19	3 235,69
AJR enfants de sexe masculin				
9-13 ans	600	7 819,22	6 682,78	4 853,54
14-18 ans	900	11 728,83	10 024,17	7 280,31
AJR enfants de sexe féminin				
9-13 ans	600	7 819,22	6 682,78	4 853,54
14-18 ans	700	9 122,42	7 796,58	5 662,46
AJR Adulte				
Masculin	900	11 728,83	10 024,17	7 280,31
Féminin	700	9 122,42	7 796,58	5 662,46

AJR : Apports Journaliers Recommandés AJR exprimés en µg RAE

CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES

CONCLUSION

Cette étude sur l'évaluation de la qualité post-récolte des fruits de bananiers et plantains produits au Cameroun, visait une meilleure valorisation sur le double plan alimentaire et de l'amélioration variétale du bananier. Elle avait pour objectif l'identification des cultivars de bananiers dont les fruits ont un fort potentiel en caroténoïdes et la détermination des facteurs susceptibles d'influencer les profils et les concentrations en caroténoïdes des pulpes de bananiers et des produits alimentaires dérivés de la transformation.

En effet, les teneurs en caroténoïdes de la portion de bananiers issus de la collection des *Musacées* et des parcelles expérimentales du CARBAP, varient très significativement selon qu'il s'agisse des bananes à cuire, des bananes dessert, des plantains et des plantains du pacifique (PNG). Il existe une grande variabilité de la coloration des pulpes de bananiers analysés (blanche, crème, ivoire, orange). Pour chaque groupe de bananiers, les résultats montrent clairement qu'il existe une corrélation positive (même si très faible) entre les données de coloration des pulpes des cultivars de bananiers obtenues à l'aide de l'échelle DSM et les teneurs en caroténoïdes totaux de ces mêmes pulpes. Ces corrélations ne sont pas significatives ($P > 0,05$), et les coefficients de détermination sont très faibles. Toutefois, l'analyse de corrélation a également indiqué que les teneurs en caroténoïdes totaux augmentent avec l'intensité de la coloration orangée de la pulpe du bananier. Par ailleurs, les cultivars qui présentent des teneurs en caroténoïdes totaux supérieures à $10 \mu\text{g/g ms}$ constituent d'une part, d'éventuelles sources alimentaires riches en caroténoïdes qui peuvent être utilisées dans le cadre de la lutte contre les carences en vitamines A, et d'autre part des potentiels géniteurs identifiés qui doivent être utilisés dans le cadre de l'amélioration variétale des bananiers avec pour objectif d'améliorer les qualités post-récoltes et nutritionnelles des pulpes destinées à la consommation. Il s'agit de :

1. *Mbwazirume* et *Mnalouki* pour les bananes à cuire ;
2. *Apantu*, *Corne cantebalon* et *Mbirinyong* pour les plantains ;
3. *Bira*, *Hung tu*, *Lalalur* et *Senar* pour les plantains du pacifique (PNG).

En ce qui concerne l'étude sur le génotype x environnement, les localités n'ont eu aucune influence sur la coloration des pulpes des accessions de bananiers récoltés à Njombé et à Ekona. En fonction des cultivars de bananiers, la localité et les cycles de production influencent très significativement les teneurs en caroténoïdes totaux des pulpes de

bananiers. L'environnement en général et l'augmentation de l'altitude en particulier exerce une influence significative positive sur les caroténoïdes totaux des fruits du plantain, des bananes dessert, de la banane à cuire et de l'hybride de type plantain.

Les pulpes des cultivars de plantain *French sombre* et *Batard*, de banane à cuire *Pelipita* et de la banane dessert *Grande naine* sont composées d'environ 9 caroténoïdes détectables et quantifiables dans les conditions analytiques précisées dans la méthodologie de cette étude. Parmi ces caroténoïdes, 4 n'ont pas été identifiés et ont été nommés NI₁, NI₂, NI₃ et NI₄. Les 5 caroténoïdes qui ont été clairement identifiés simultanément dans les pulpes de ces 4 cultivars de bananiers sont : la lutéine, l'isomère 13-cis β -carotène, l' α -carotène, le β -carotène et l'isomère 9-cis β -carotène. Au cours du phénomène de remplissage des fruits de bananiers, les teneurs en chaque caroténoïde varient très significativement en fonction du temps. Pour tous les cultivars de bananiers analysés, les résultats obtenus traduisent généralement une synthèse (augmentation de la concentration) du caroténoïde identifié ou non, à l'exception de la lutéine dont les concentrations ont plutôt tendance à diminuer au cours de ce processus. Au cours du murissement des fruits, les concentrations de tous les caroténoïdes des pulpes varient significativement en fonction du stade de maturation et du type de bananier. Toutefois, les modèles de régression de la variation des concentrations des caroténoïdes sont différents en fonction du composé et sont soit linéaires, exponentielles, puissances et/ou polynomiales d'ordre varié avec des degrés d'ajustement généralement très forts (R^2 proche de 1). Globalement, au cours des phénomènes de maturation pré- et post-récolte des fruits de bananiers, des corrélations très significatives avec des coefficients de corrélation de Pearson généralement positifs, existent entre les teneurs en caroténoïdes spécifiques et les durées de remplissage et de mûrissement.

Comme observé chez les cultivars *French sombre* (plantain) et *Pelipita* (banane à cuire), le profil en caroténoïde des pulpes fraîches non transformées du cultivar *Batard* (plantain) montre également 9 caroténoïdes détectables et quantifiables dans les conditions analytiques précisées dans cette étude. Le séchage provoque la modification du profil en caroténoïde de la pulpe de *Batard*. En outre, on observe une diminution hautement significative de la teneur en lutéine, en α -carotène, en β -carotène et en caroténoïdes totaux des pulpes de plantain (*Batard cv.*) en fonction de la technique de blanchiment. Selon le caroténoïde, la perte est estimée entre 71 et 96% de la

concentration initiale. Toutefois, les résultats ont démontré que la pré-cuisson est la méthode de blanchiment qui favorise une meilleure rétention des caroténoïdes. Ainsi, lors de la production de masse de la farine de plantain, cette technique serait donc fortement recommandée en vue de réduire les pertes des micronutriments ci-dessus cités. Par ailleurs, le profil en caroténoïdes de la pulpe du cultivar *Batard* ne varie pas au cours de la cuisson, ni en fonction du mode de cuisson des pulpes (avec ou sans peau) ou encore en fonction du temps de cuisson. Cependant, la cuisson provoque plutôt une augmentation très significative de la concentration en caroténoïdes non identifiés et une diminution significative des concentrations en α -carotène, en β -carotène et caroténoïdes totaux des pulpes cuites avec ou sans la peau. Par ailleurs, au cours de la cuisson les modèles de régression de la variation des teneurs en caroténoïdes sont différents en fonction du composé et sont soit linéaires, soit polynomiales d'ordre varié avec des degrés d'ajustement généralement très forts (R^2 proche de 1). En général, les pulpes de plantain cuites sans leurs peaux conservent mieux les caroténoïdes identifiés et non identifiés analysés dans le cadre de cette étude.

PERSPECTIVES

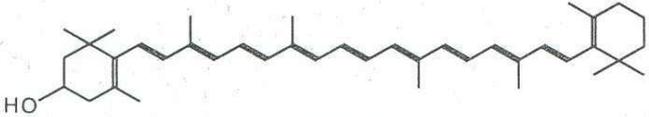
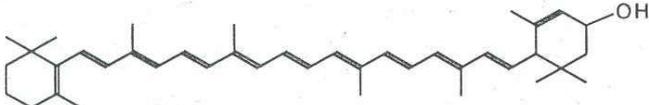
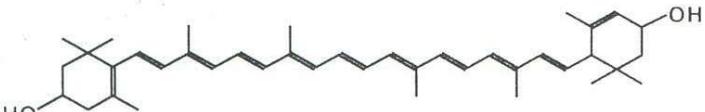
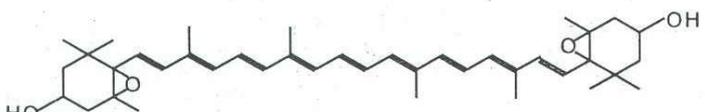
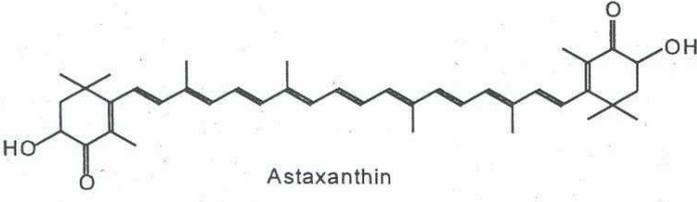
Dans le cadre des futures études, il serait souhaitable :

- de poursuivre l'évaluation des couleurs de la pulpe d'une gamme plus large de la collection des *Musacées* du CARBAP en utilisant un colorimètre permettant de déterminer les paramètres L^* a^* b^* , qui sont plus fiables dans le cadre de l'établissement des corrélations entre les teneurs en caroténoïdes des pulpes et leurs couleurs ;
- d'étudier la biodisponibilité des caroténoïdes alimentaires des pulpes de bananiers en intégrant l'évaluation des facteurs antinutritionnels susceptibles d'interférer avec l'utilisation de ces micronutriments dont l'importance pour le bon fonctionnement de l'organisme humain n'est plus à démontrer ;
- de poursuivre les investigations liées à l'influence des traitements de transformation sur les caroténoïdes alimentaires des fruits de bananiers dans la perspective de proposer une technologie qui permettrait de conserver le maximum de caroténoïdes des pulpes prêtes à la consommation ;
- d'identifier les caroténoïdes non identifiés et étudier leurs fonctions biologiques.

ANNEXES

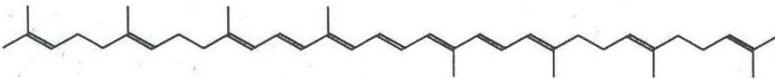
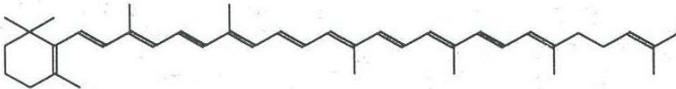
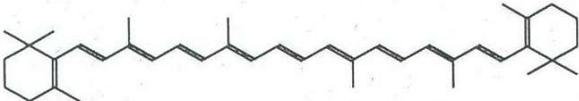
ANNEXES

Annexe a : Quelques structures et caractéristiques des xanthophylles alimentaires

Structure	Characteristics	Oxygen function
 <p>β-Cryptoxanthin</p>	bicyclic (2 β -rings), orange	1 hydroxy-group
 <p>α-Cryptoxanthin</p>	bicyclic (1 β -, 1 ϵ -ring), yellow	1 hydroxy-group
 <p>Zeaxanthin</p>	bicyclic (2 β -rings), yellow-orange	2 hydroxy-groups
 <p>Lutein</p>	bicyclic (1 β -, 1 ϵ -ring), yellow	2 hydroxy-groups
 <p>Violaxanthin</p>	bicyclic, yellow	2 hydroxy-groups, 2 epoxy-groups
 <p>Astaxanthin</p>	bicyclic (2 β -rings), red	2 hydroxy-groups, 2 keto-groups

Source : Rodriguez - Amaya (1997).

Annexe b : Quelques structures et caractéristiques des carotènes alimentaires

Structure	Characteristics
 <p>Phytofluene</p>	acyclic, colorless
 <p>ζ-Carotene</p>	acyclic, light yellow
 <p>Lycopene</p>	acyclic, red
 <p>γ-Carotene</p>	monocyclic (1β-ring), red-orange
 <p>β-Carotene</p>	bicyclic (2β-ring), orange
 <p>α-Carotene</p>	bicyclic (1β-ring, 1 ε-ring), yellow

Source : Rodriguez - Amaya (1997).

Annexe c : Dosage des caroténoïdes

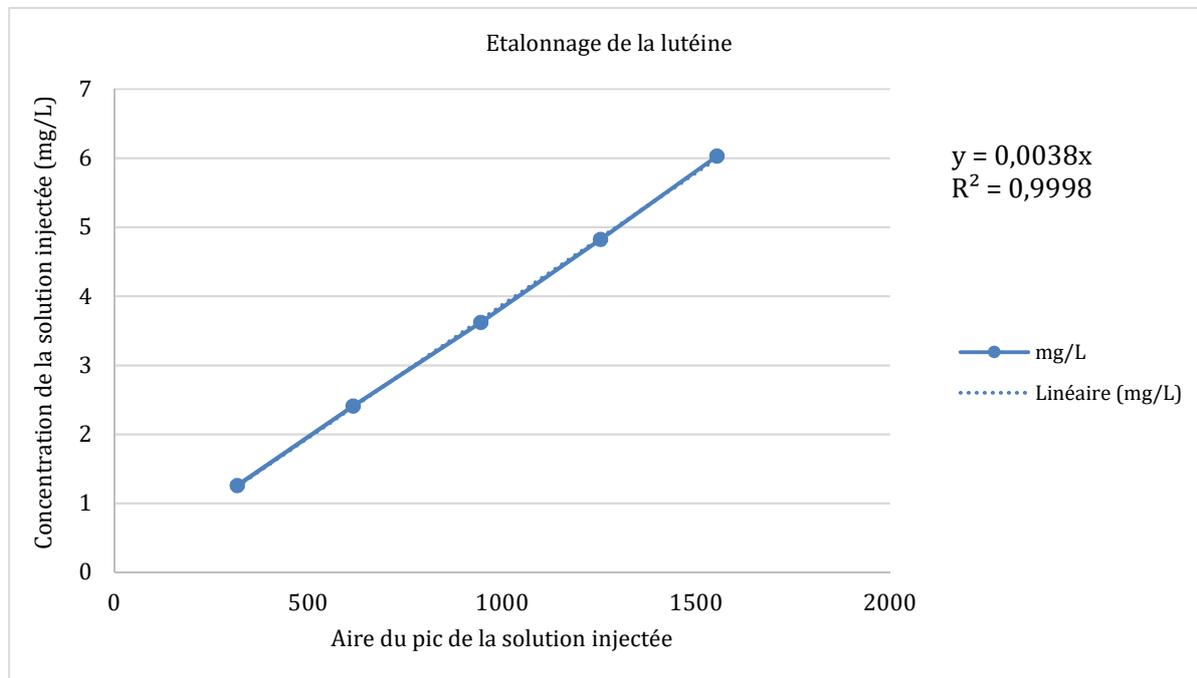


Figure 100 : Courbe d'étalonnage de la lutéine

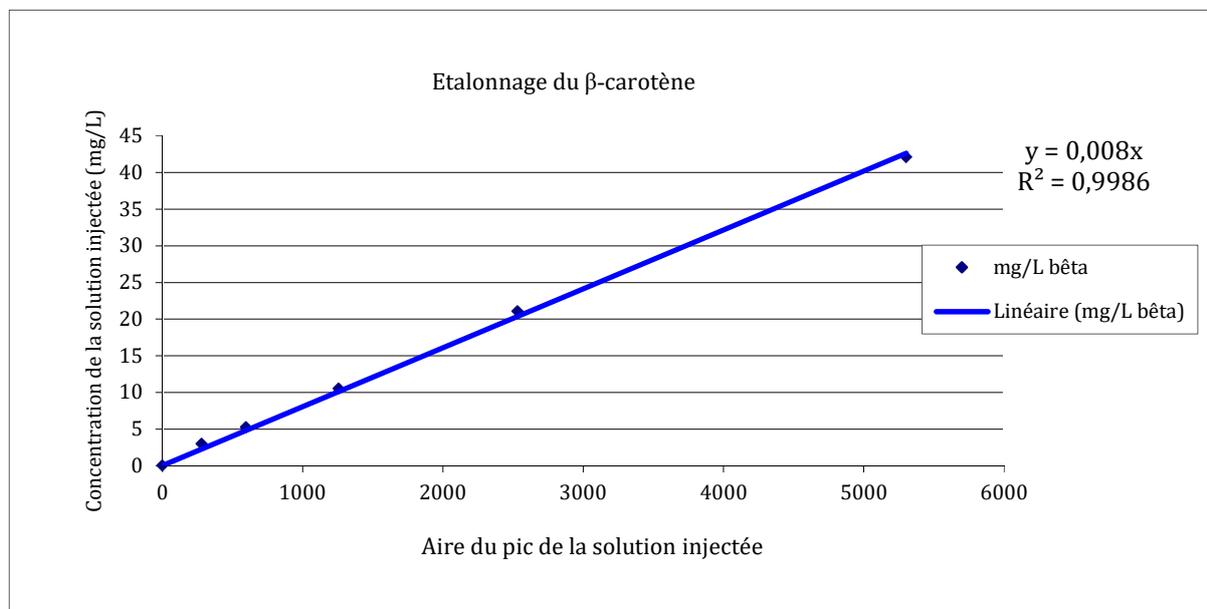


Figure 101 : Courbe d'étalonnage du β -carotène

Lorsque l'on injecte une solution, on obtient une aire. On peut alors substituer dans l'équation pour avoir :

$$Y \text{ (mg/L)} = a \times \text{Apic} \text{ (1)}$$

L'échantillon a été récupéré dans 1 ml de solvant de solubilisation c'est-à-dire dans 0,001 L

Si par 1 L on a Y mg de caroténoïde

Pour 0,001 L on aura Y1 en mg

$$Y1(\text{mg}) = Y \times 0,001 \text{ L} / 1 \text{ L} \text{ (2)}$$

Y1 est la teneur dans le poids frais (Pf) prélevé lors de l'extraction ≈ 2 à 5 g

On aura donc Y2 dans 100g de matière fraîche

$$Y2(\text{mg}) = 100 Y1 / \text{Pf} \text{ (3)}$$

On peut ainsi ramener cette teneur en pourcentage de matière sèche connaissant la TMS de l'échantillon. Supposons TMS le taux de matière sèche de l'échantillon

Si pour 100g de matière fraîche on a Y2 (mg) -----> TMS

??? Y3 (mg) -----> 100 g de MS

$$Y3 = 100 \times Y2 / \text{TMS} \text{ (4)}$$

En remplaçant (1), (2) et (3) dans (4) on aura Y3, la quantité de caroténoïdes en mg équivalent β -carotène par 100 g de matière sèche :

$$Y3 = \frac{10 \times a \times \text{Apic}}{\text{Pf} \times \text{TMS}}$$

où :
 a : pente de la courbe étalon
 Apic : aire du pic obtenue après chromatographie
 Pf : poids aliment frais de départ (extraction)
 TMS : taux de matière sèche de l'aliment

Annexe d : Courbes de corrélation entre les teneurs en caroténoïdes totaux et la couleur de la pulpe des bananiers (Echelle de coloration DSM)

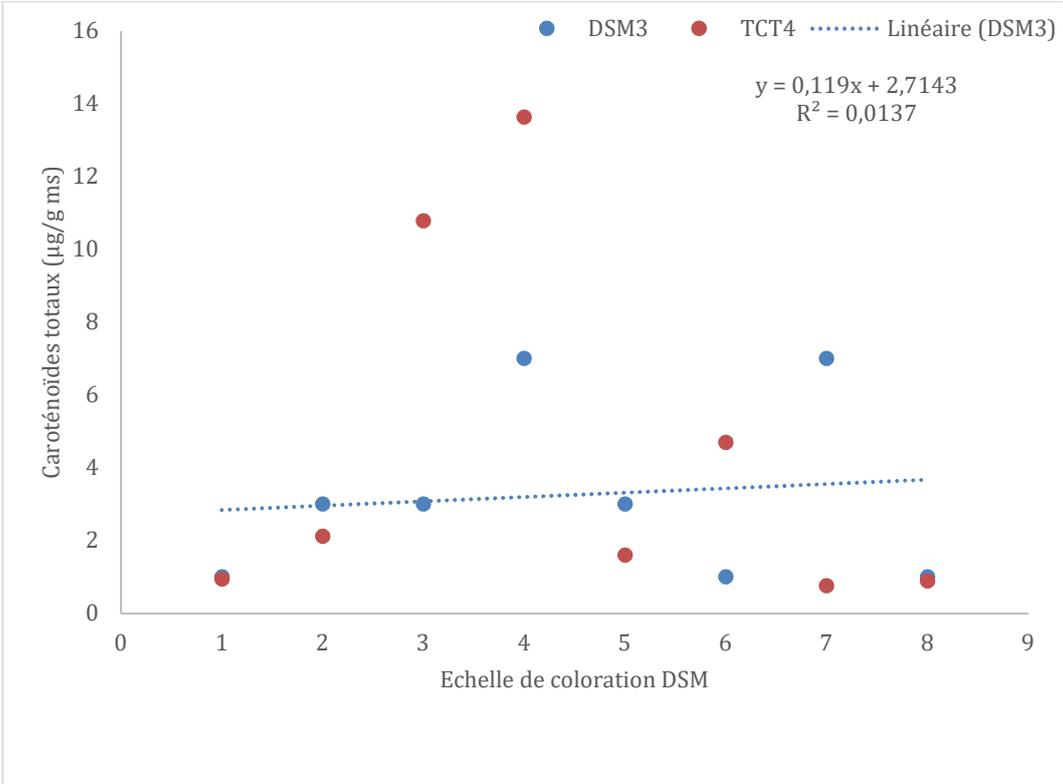


Figure 102 : Courbe de corrélation TCT et couleur-DSM des cultivars de banane à cuire

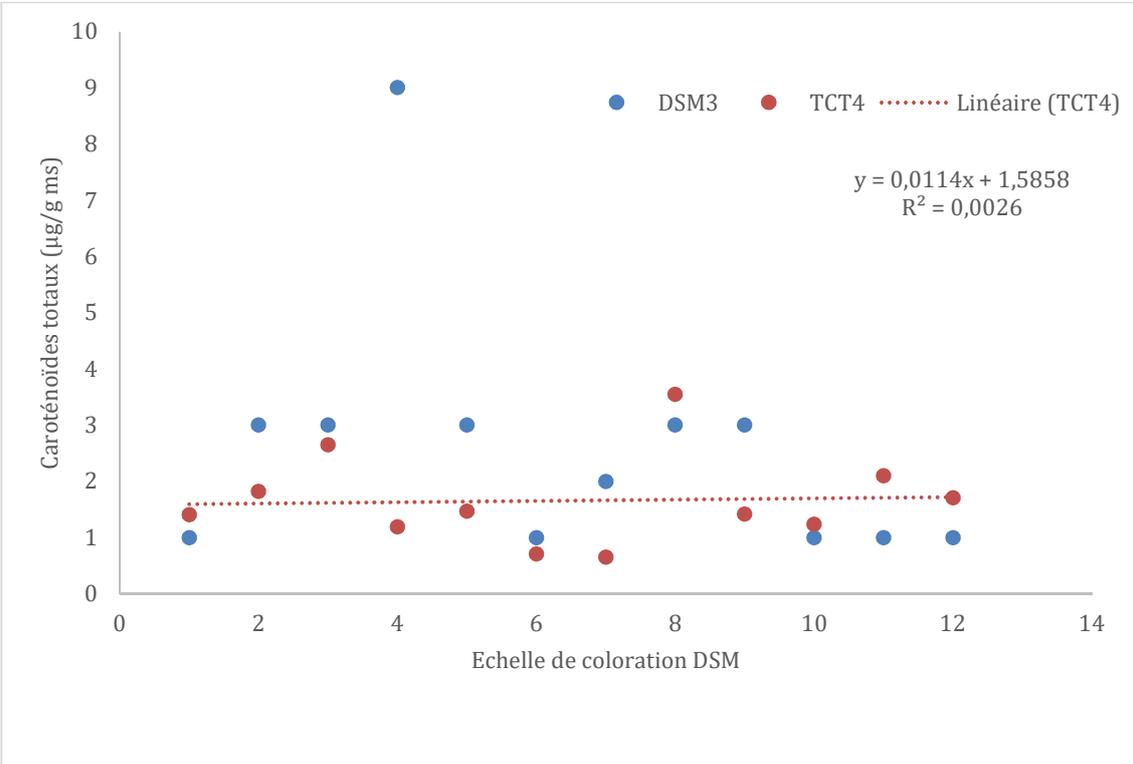


Figure 103: Courbe de corrélation TCT et couleur-DSM des cultivars de banane dessert

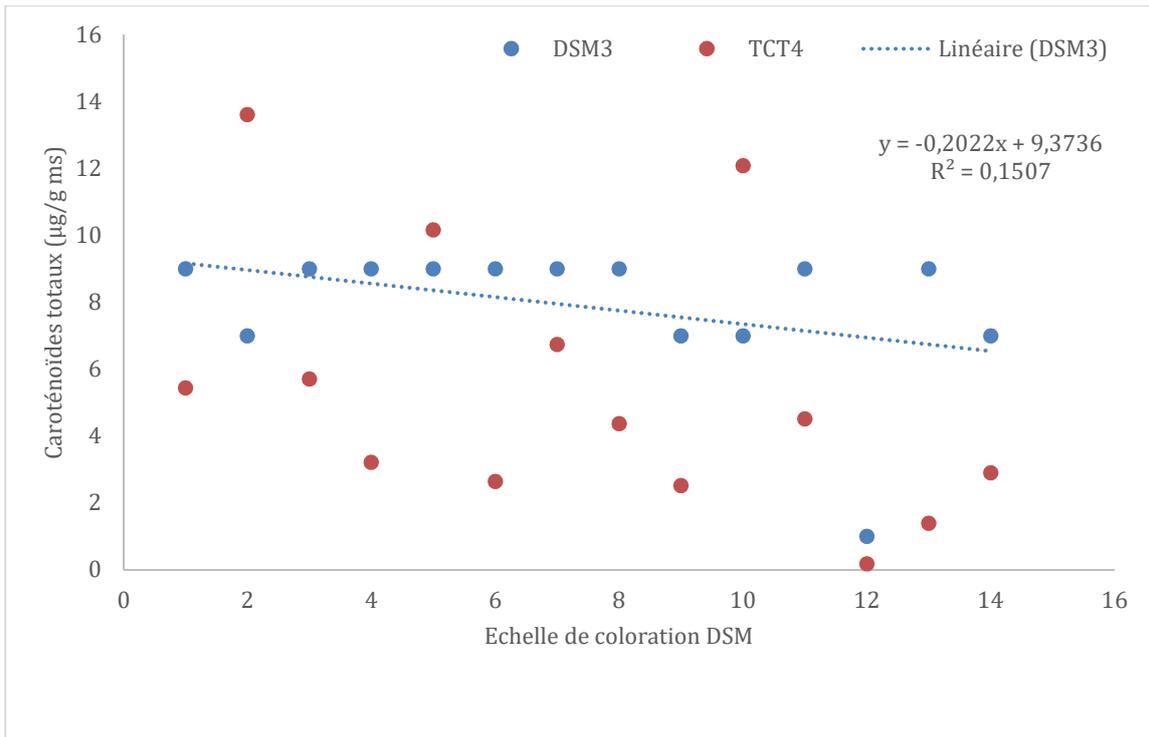


Figure 104: Courbe de corrélation TCT et couleur-DSM des cultivars de plantain

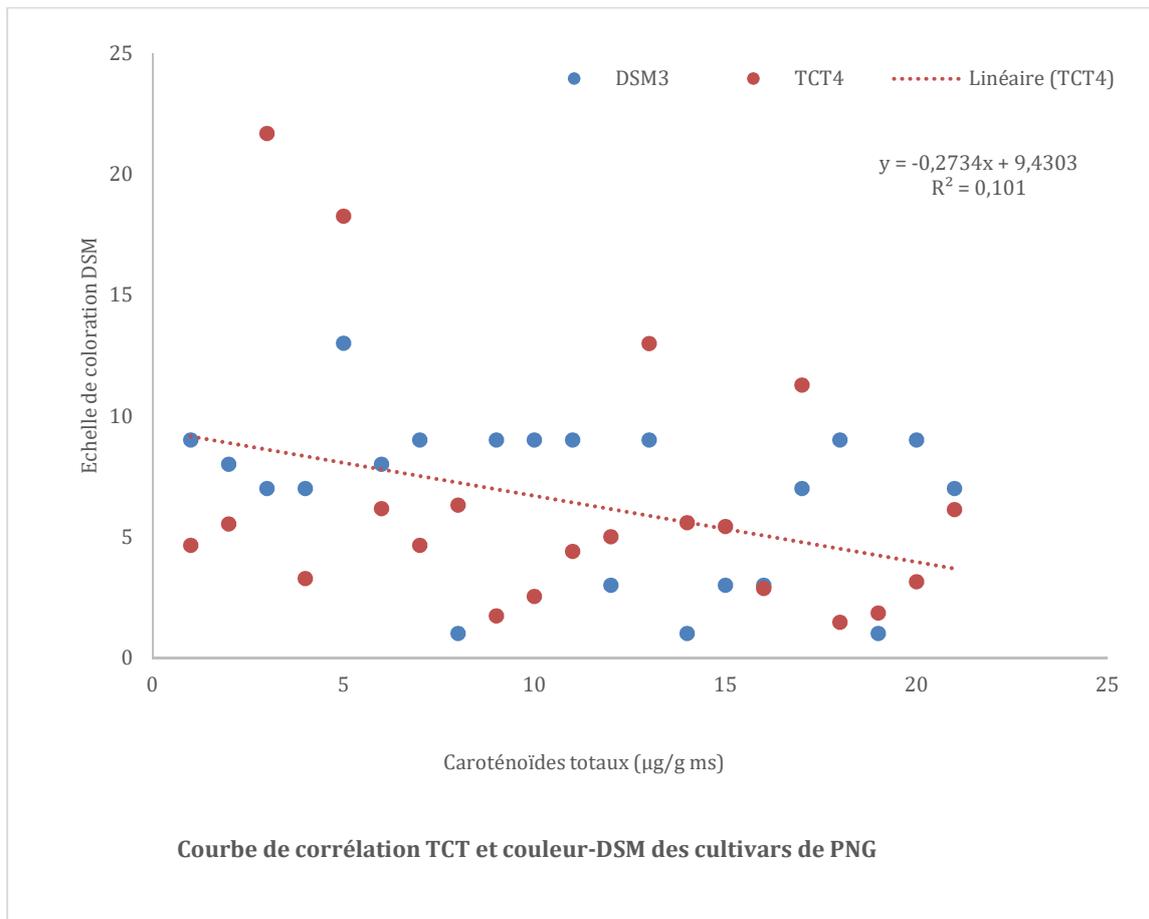


Figure 105: Courbe de corrélation TCT et couleur-DSM des cultivars de PNG

Annexe e : Courbes d'évolution ou de variation des concentrations en caroténoïdes au cours de cuisson des pulpes du cultivar *Batard* (cuisson sans peau)

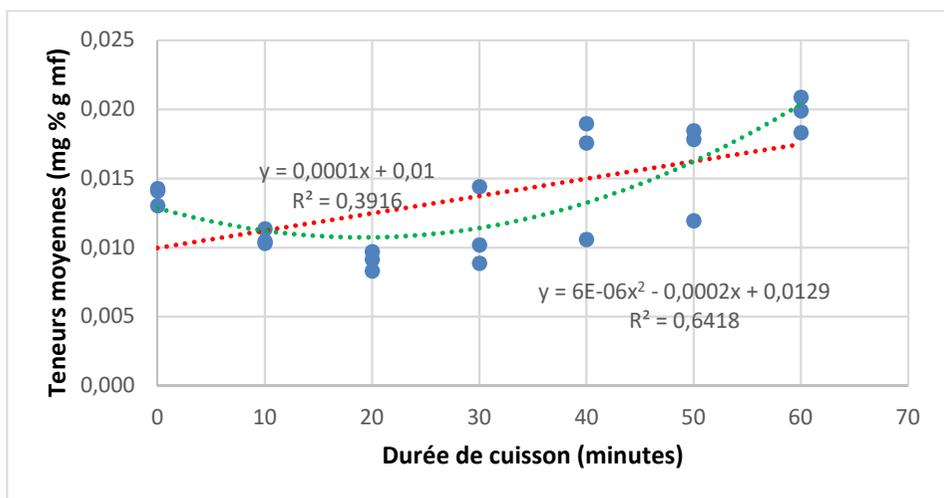


Figure 106: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₁ au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

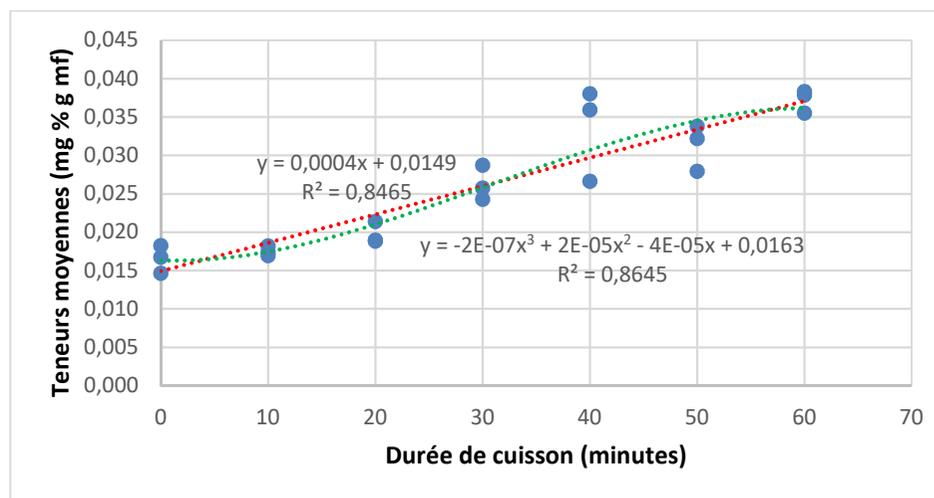


Figure 107: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₂ au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

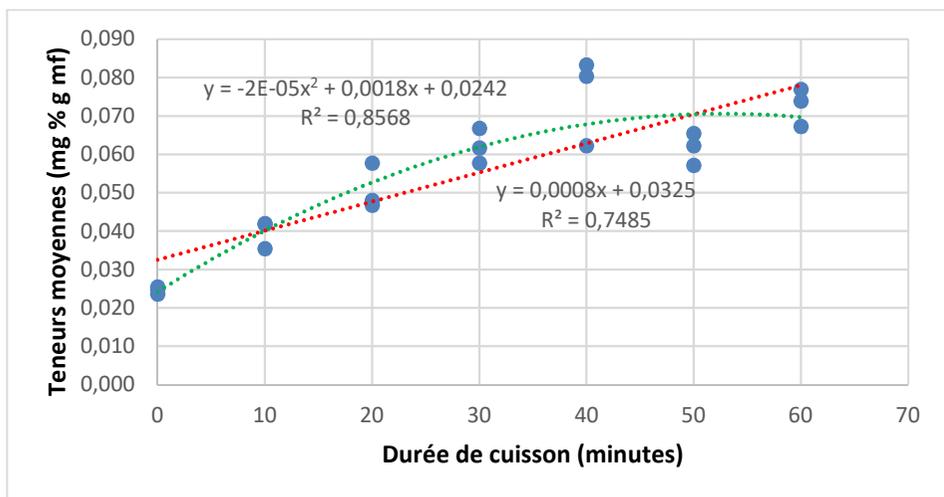


Figure 108: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₃ au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

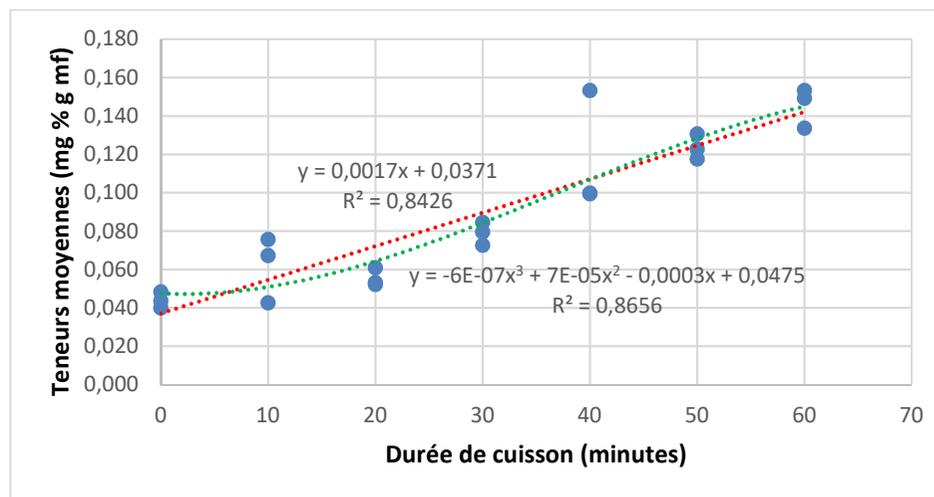


Figure 109: Evolution de la teneur en caroténoïde NI₄ au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

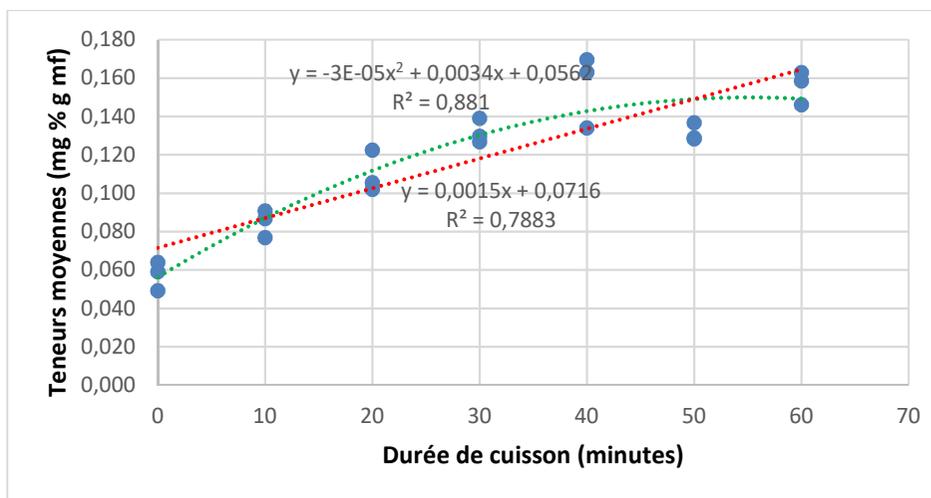
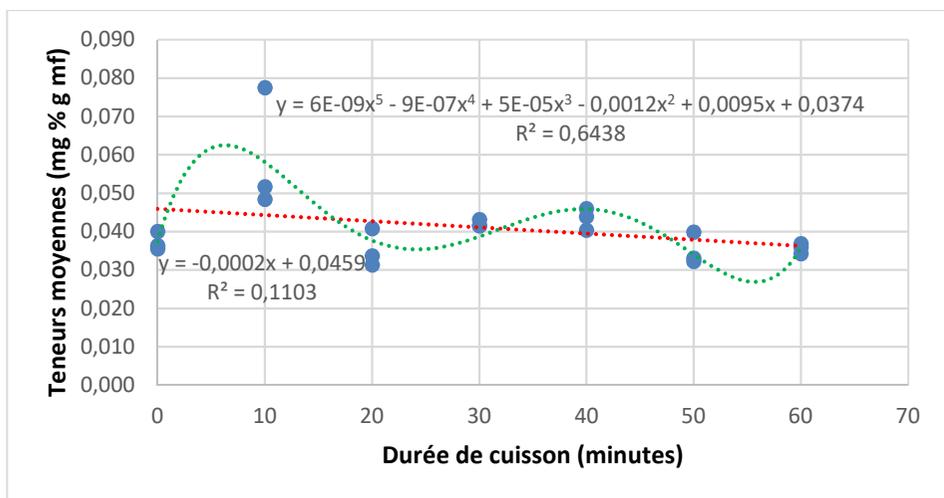


Figure 110: Evolution de la teneur en lutéine au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

Figure 111: Evolution de la teneur en isomère 13-cis au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

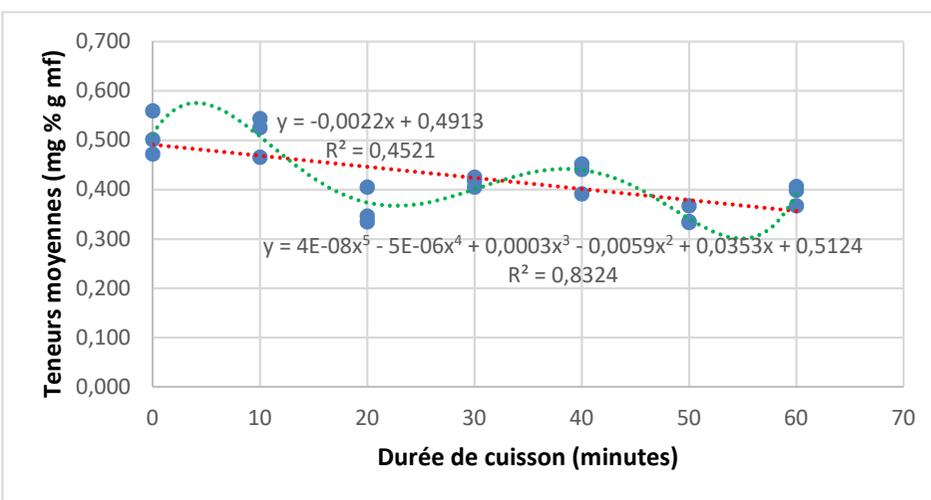
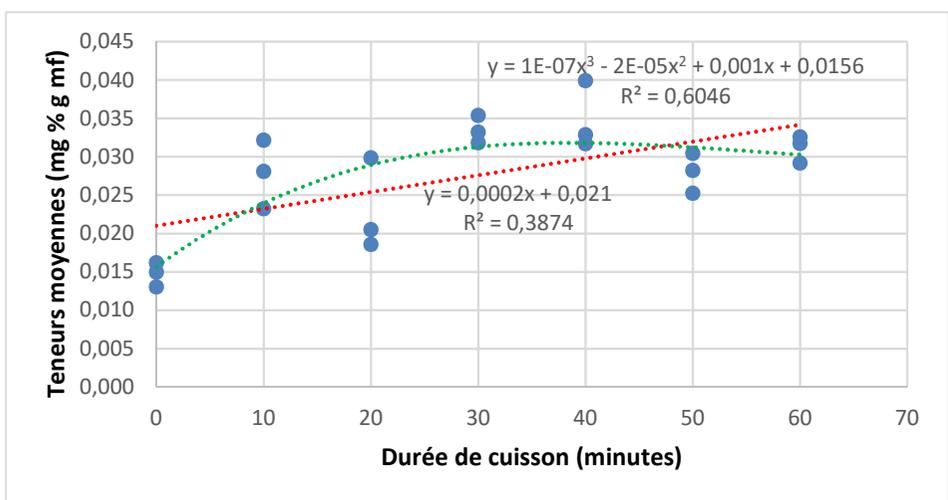


Figure 112: Evolution de la teneur en isomère 9-cis au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

Figure 113: Evolution de la teneur en α-carotène au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

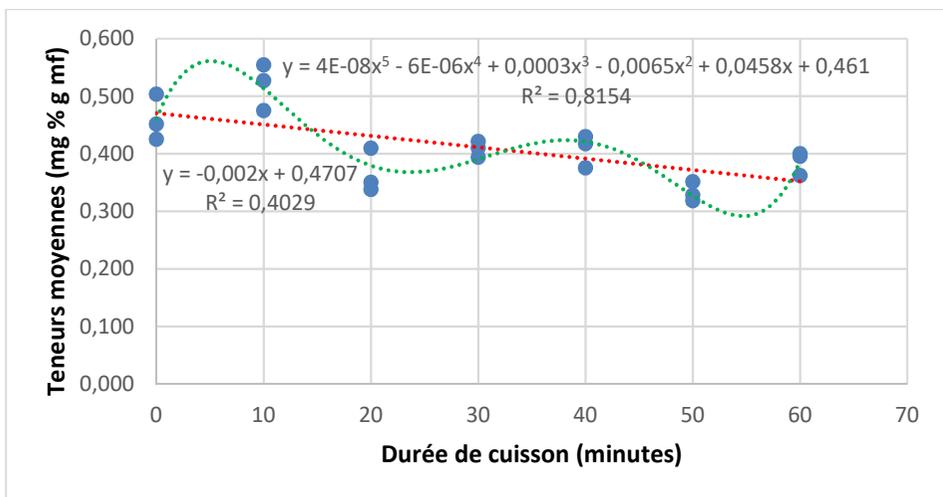


Figure 114: Evolution de la teneur en β -carotène au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

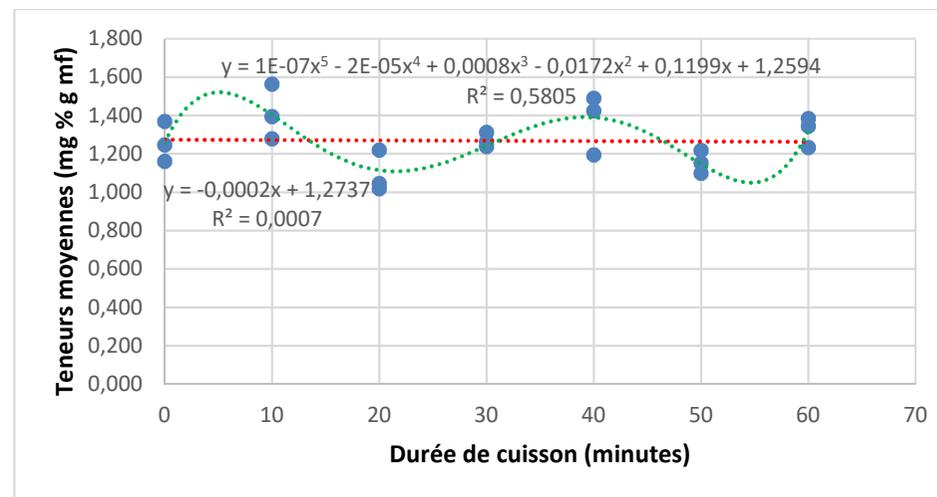


Figure 115: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux au cours de la cuisson sans peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

Annexe f : Courbes d'évolution ou de variation des concentrations en caroténoïdes au cours de cuisson des pulpes du cultivar *Batard* (cuisson avec peau)

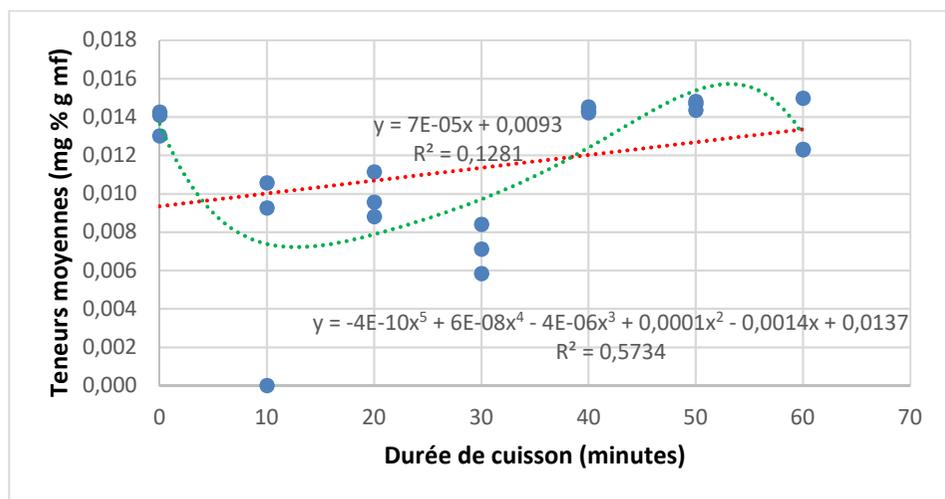


Figure 116: Evolution de la teneur en caroténoïde NI1 au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

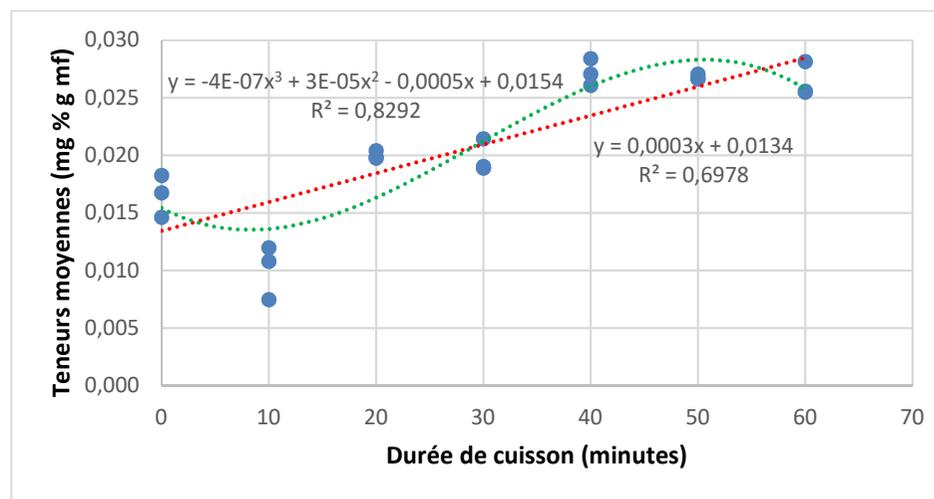


Figure 117: Evolution de la teneur en caroténoïde NI2 au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

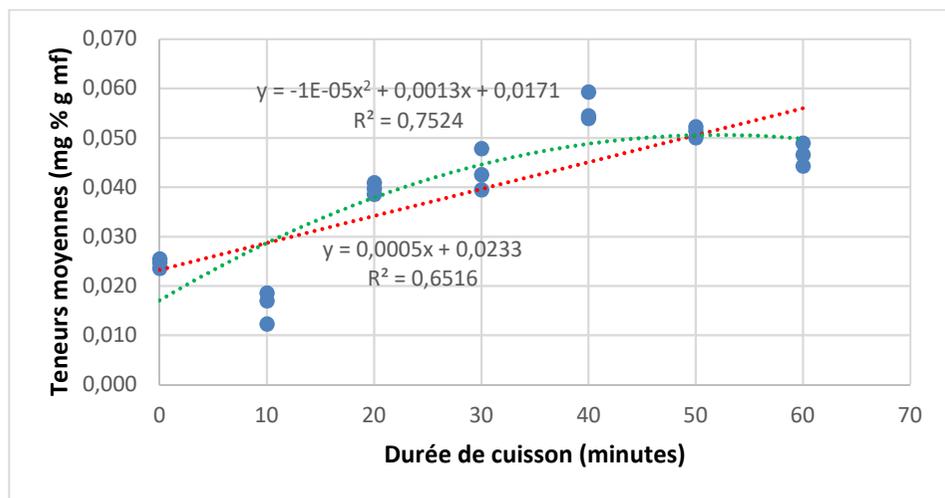


Figure 118: Evolution de la teneur en caroténoïde NI3 au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

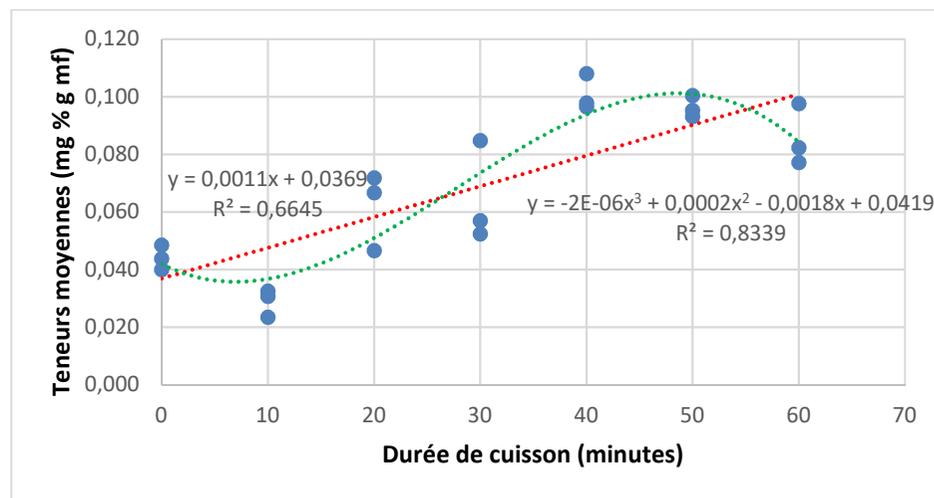


Figure 119: Evolution de la teneur en caroténoïde NI4 au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

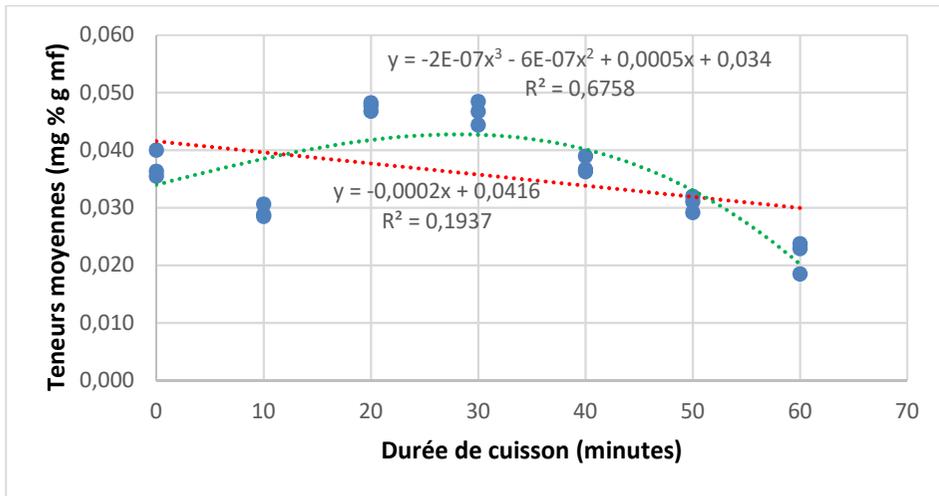


Figure 120: Evolution de la teneur en lutéine au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

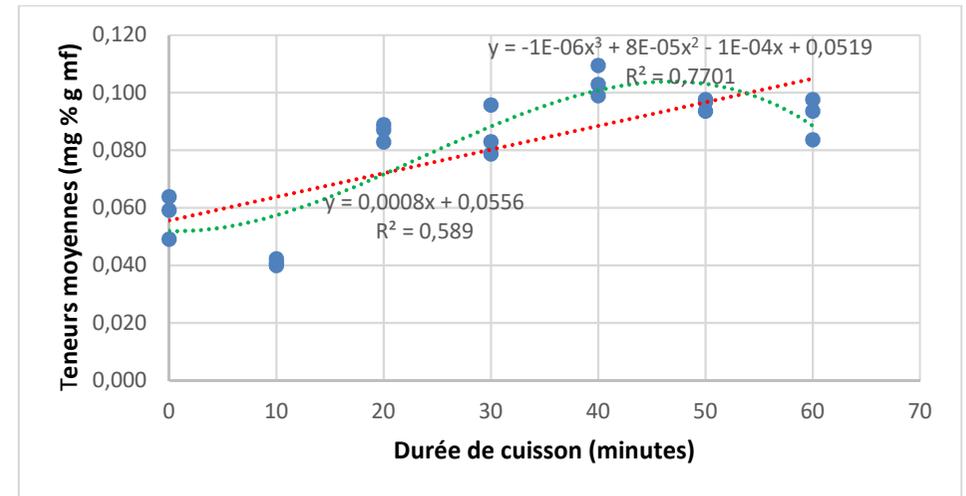


Figure 121: Evolution de la teneur en isomère 13-cis au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

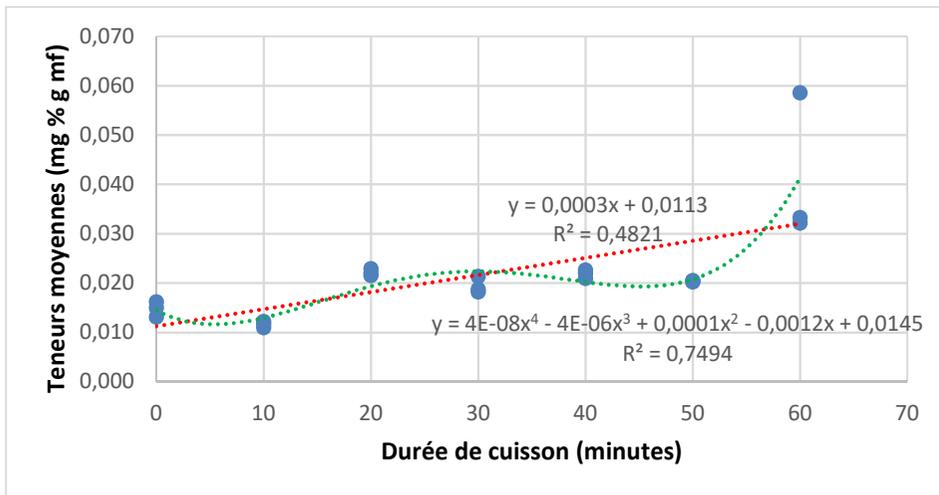


Figure 122: Evolution de la teneur en isomère 9-cis au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

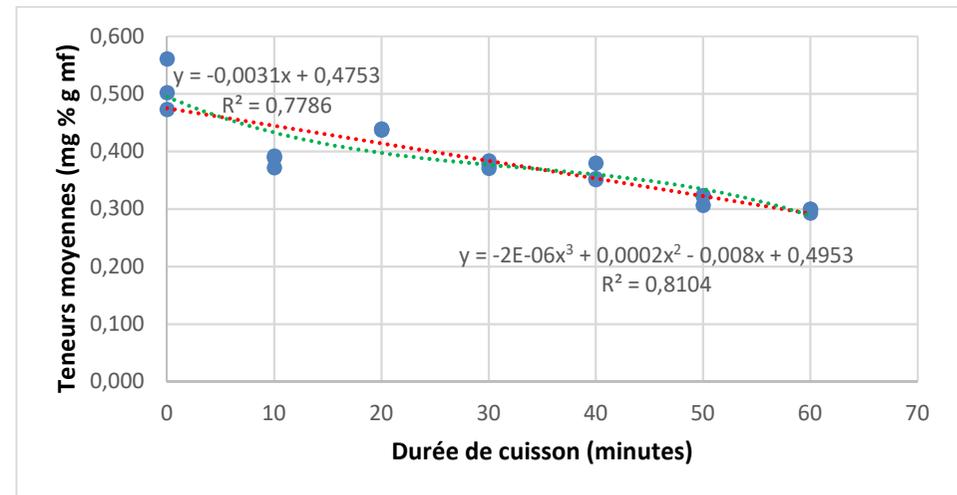


Figure 123: Evolution de la teneur en α-carotène au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

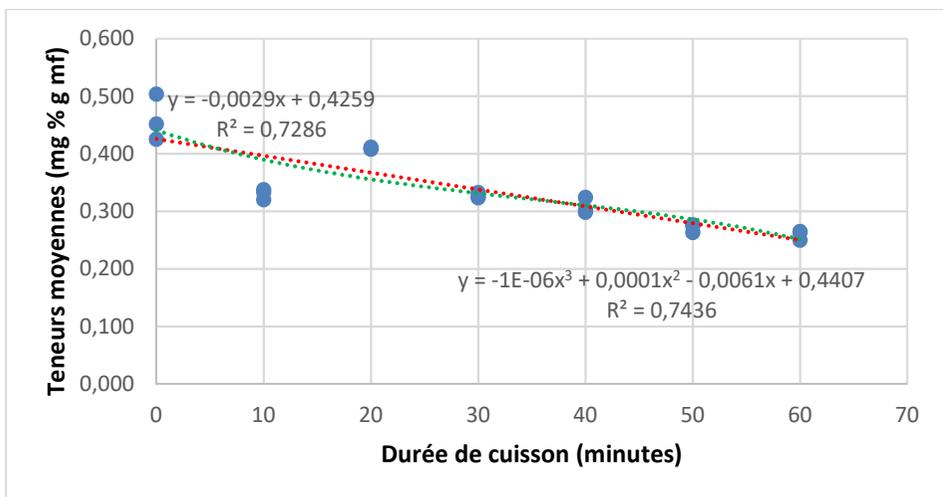


Figure 124: Evolution de la teneur en β -carotène au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

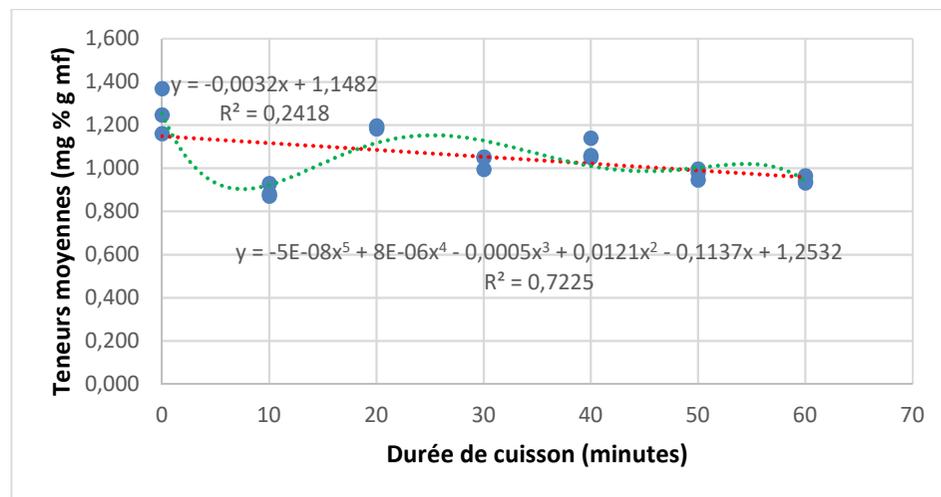


Figure 125: Evolution de la teneur en caroténoïdes totaux au cours de la cuisson avec peaux des pulpes de plantain (Batard cv.)

Annexe g : Corrélations globales entre les teneurs en caroténoïdes et le temps de maturation pré- et post-récolte

Tableau LXXII : Corrélations globales entre les teneurs en caroténoïdes et la durée de remplissage et de mûrissement des fruits de bananiers (de la floraison au mûrissement complet du régime de *French sombre*)

Paramètre	r	P value	Résumé P value	cs ($\alpha=0.05$)	R ²
Lutéine	0,5528	0,0005	***	Oui	0,3055
NI1	0,8956	< 0.0001	***	Oui	0,8020
NI2	0,8079	< 0.0001	***	Oui	0,6527
NI3	0,8432	< 0.0001	***	Oui	0,7109
NI4	0,8091	< 0.0001	***	Oui	0,6547
13-cis β-carotène	0,8657	< 0.0001	***	Oui	0,7494
α-carotène	0,9270	< 0.0001	***	Oui	0,8593
β-carotène	0,9155	< 0.0001	***	Oui	0,8381
9-cis β-carotène	0,8428	< 0.0001	***	Oui	0,7103
Caroténoïdes Totaux	0,9024	< 0.0001	***	Oui	0,8144

r : coefficient de corrélation de Pearson ; cs : la corrélation est-elle significative au seuil de 5% ; R² : Coefficient de détermination

Tableau LXXIII : Corrélations globales entre les teneurs en caroténoïdes et la durée de remplissage et de mûrissement des fruits de bananiers (de la floraison au mûrissement complet du régime de *Pelipita*)

Paramètre	r	P value	Résumé P value	cs ($\alpha=0.05$)	R ²
Lutéine	-0,3226	0,0452	*	Oui	0,1041
NI1	0,8719	< 0.0001	***	Oui	0,7603
NI2	0,5425	0,0004	***	Oui	0,2944
NI3	0,6117	< 0.0001	***	Oui	0,3741
NI4	0,6302	< 0.0001	***	Oui	0,3971
13-cis β-carotène	0,5778	0,0001	***	Oui	0,3339
α-carotène	0,8067	< 0.0001	***	Oui	0,6508
β-carotène	0,8038	< 0.0001	***	Oui	0,6461
9-cis β-carotène	0,7546	< 0.0001	***	Oui	0,5694
Caroténoïdes Totaux	0,7304	< 0.0001	***	Oui	0,5335

r : coefficient de corrélation de Pearson ; cs : la corrélation est-elle significative au seuil de 5% ; R² : Coefficient de détermination

Tableau LXXIV : Corrélations globales entre les teneurs en caroténoïdes et la durée de remplissage et de mûrissement des fruits de bananiers (de la floraison au mûrissement complet du régime de *Grande naine*)

Paramètre	r	P value	Résumé P value	cs ($\alpha=0.05$)	R ²
Lutéine	0,6102	< 0.0001	***	Oui	0,3723
NI1					
NI2	0,7544	< 0.0001	***	Oui	0,5691
NI3					
NI4	0,6462	< 0.0001	***	Oui	0,4175
13-cis β-carotène	0,6960	< 0.0001	***	Oui	0,4844
α-carotène	0,7146	< 0.0001	***	Oui	0,5107
β-carotène	0,5127	0,0014	**	Oui	0,2629
9-cis β-carotène	0,4884	0,0025	**	Oui	0,2385
Caroténoïdes Totaux	0,3563	0,0329	*	Oui	0,1270

r : coefficient de corrélation de Pearson ; cs : la corrélation est-elle significative au seuil de 5% ; R² : Coefficient de détermination

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Aguayo V. M. & Haselow N., Sibetcheu D. & Nankap M. (2005).** Vitamin A Deficiency and Child Mortality in Cameroon: The Challenge Ahead. *Journal of tropical pediatrics*. 51, 256-7. DOI: 10.1093/tropej/fmh094.
- Alistair S. (2010).** La Saga de la banane. Ed. Charles Léopold Mayer, 25p.
- Alves R. E., Chitarra A. B. & Chitarra M. I. F. (1995).** Postharvest physiology of acerola (*Malpighia emarginata* D.C.) fruits: Maturation changes, respiratory activity and refrigerated storage at ambient and modified atmospheres. *Acta Horticulturae*, 370: 223–229.
- Armstrong G. A. & Hearst J. E. (1996).** Genetics and molecular biology of carotenoid pigment biosynthesis. *FASEB J.* 10: 228-237.
- Armstrong G. A. (1994).** Eubacteria show their true colors: genetics of carotenoid pigment biosynthesis from microbes to plants. *J. Bacteriol.* 176: 4795-4802.
- Bakry F., Carreel F., Caruana M.L., Côte F.X., Jenny C. & Tezenas du Montcel H. (1997).** Les bananiers. Dans : *L'amélioration des plantes tropicales*, Charrier A., Hamon S., Jacqot M., Nicolas D. (eds.), Montpellier, CIRAD, ORSTOM, 109-139.
- Basset L. (2008).** Can conditional cash transfer programs play a greater role in reducing child undernutrition. SP working document n° 0835, 84p.
- Bauernfeind J. C., (1972).** Carotenoid vitamin A precursors and analogs in food and feeds. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 20 (3): 456-472.
- Bernhardt S. & Schlich E. (2006).** Impact of different cooking methods on food quality: Retention of lipophilic vitamins in fresh and frozen vegetables. *Journal of Food Engineering*, 77 : 327–333.
- Bimbenet J. J., Duquenoy A. & Trystram G. (2002).** Génie des procédés alimentaires. Des bases aux applications, Ed. Dunod, Paris, 554p.
- Brat P., Olle D., Reynes M., & Brillouet J. M. (2002).** The carotenoids of tropical and Mediterranean fruits and their products. *Food Science and Product Technology*, 187-198.

- Brat P., Yahia A., Chillet M., Bugaud C., Bakry F., Reynes M. & Brillouet J. M. (2004).** Influence of cultivar, growth altitude and maturity stage on banana volatile compound composition. *Fruits*, 59: 75-82.
- Britton G. (1995).** Structure and properties of carotenoids in relation to function. *FASEB Journal*, 9 : 1551 – 1558.
- Britton G., Liaasen-Jensen S., & Pfander H. (1995).** Carotenoids. Volume 1B: spectroscopy, 360 pp. Birkhäuser, Basel.
- Britton. G., Liaaen-Jensen S. & Pfander. H. (1995).** In carotenoids. Volume 3: Biosynthesis and Metabolism. 414p.
- Burton G. (1989).** Antioxidant action of carotenoids. *Journal of Nutrition*, 119: 109-111
- Cane D. E. (1999).** Isoprenoid biosynthesis: overview. In: Comprehensive natural products chemistry. (Barton, D.H.R. and Nakanishi, K., Eds.), pp. 1-13. Elsevier.
- CARBAP. (2002).** Création et conduite d'une bananeraie au Cameroun, le cas du bananier plantain. *Fiche Technique*, 27p.
- CARBAP. (2007).** Rapport d'activités scientifiques et Technique : année 2006. *Document Technique*, 85p.
- CARBAP. (2014).** Rapport d'activités scientifiques et Technique : année 2013. *Document Technique*, 88p.
- Caris-Veyrat C., Schmid A., Carail M. & Böhm V. (2003).** Cleavage products of lycopene produced by *in vitro* oxidations, characterisation and mechanisms of formation. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51: 7318-7325.
- Carreel F., Fauré S., Gonzalez de Leon D., Lagoda P. J. L., Perrier X., Bakry F., Tézenas du Montcel H., Lanaud C. & Horry J. P. (1994).** Evaluation of the genetic diversity in diploid bananas (*Musa* sp.) *Genetics, selection, evolution*, 26 (Suppl. 1): 125s-136s.
- Cazzonelli C.I. & Pogson B. J. (2010).** Source to sink: regulation of carotenoid biosynthesis in plants. *Trends in Plant Science*, 15 : 266-274.
- Champion J., (1963).** Le bananier. Paris : Maisonneuve et Larose, 263 p.

Chandler L & Schwartz S (1988). Isomerisation and losses of trans- β -carotene in sweet potatoes as affected by processing treatments. *Journal of agricultural and food chemistry*, 36: 129 – 133.

Chang W.H., Hwang Y.J. & Wei T.C. (1990). Chemical composition and enzyme activity of Taiwan northern banana fruit of different maturity and harvested in different seasons. *Acta Horticulturae*, 275: 621-629.

Chernys J.T. & Zeevaart J. A. D. (2000). Characterization of the 9-cis-epoxycarotenoid dioxygenase gene family and the regulation of abscisic acid biosynthesis in avocado. *Plant Physiology*, 124: 343-353.

CIE : Commission Internationale de l'Eclairage (1931). Proceedings of the 8th Session of CIE, Cambridge, 19-29.

CIE: Commission Internationale de l'Eclairage (2015). Proceedings of the 28th CIE SESSION. Manchester, United Kingdom, June 28 – July 4, 2015. Vol 2, 119p.

Cunningham-Jr F. X. & Gantt, E. (1998). Genes and enzymes of carotenoid biosynthesis in plants. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 49: 557-583.

Dadzie B. K & Orchard J. E. (1997). Évaluation post-récolte des hybrides de bananiers et bananiers plantain : Critères et méthodes. *Guides Techniques Inibap*, 26-30.

Dadzie B. K. (1993). Report on a visit to Ghana and Nigeria to identify the important post-harvest selection criteria of West African cooking banana and plantains (project No C0361), 17 February – 24 March 1992. *Natural Resources Institute*, May 1993. 21p

Dadzie B. K. (1994). Traitement post – récolte des bananes plantain au Ghana. *Infomusa*, 3 (2): 9-10.

Daniells J., Jenny C., Karamura D. & Tomekpe K. (2001). *Musalogue*: a catalogue of *Musa* germplasm. Diversity in the genus *Musa* (E. Arnaud and S. Sharrock, compil.). *International Network for the improvement of Bananas and Plantains*, Montpellier, France. 213 p.

Davey M., Stals E., Ngoh Newilah G., Tomekpe K., Lusty C., Markham R., Swennen R. & Keulemans J. (2006). Sampling strategies and variability in fruit pulp micronutrients contents of West and Central African bananas and plantains (*Musa* spp.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55: 2633 – 2644.

Davies. B.H. (1976). Carotenoids. *Chemistry and biochemistry of plant pigments*, 2: 38-165.

De Gubernatis A. (2011). *La mythologie des plantes ou les légendes du règne végétal*, Éd. Maxtor, 21-24.

Demmig-Adams B., Gilmore A. M. & Adams W. W. (1996). Carotenoids 3: *in vivo* function of carotenoids in higher plants. *FASEB Journal*, 10: 403-412.

Dury S., Bricas N., Tchango Tchango J., Temple L. & Bikoi A. (2002). The determinants of urban plantain consumption in Cameroon. *Food Quality and preference*, 13: 81 – 82.

Edwards C. & Lee C. (1986). Determination of β -carotène stereoisomers by spectrophotometric analysis; *Journal of food science*, 51 (2): 528 – 530.

Eisenreich W., Rohdich F. & Bacher A. (2001). Deoxyxylulose phosphate pathway to terpenoids. *Trends Plant Sci.* 6: 78-84.

Englberger L., Aalbersberg W., Ravi P., Bonnin E., Marks G. C., Fitzgerald M. H. & Elymore J. (2003). Further analyses on Micronesian banana, taro, breadfruit and other foods for provitamin A carotenoids and minerals. *Journal of Food Composition and Analysis*, 16: 219-236.

Englberger L., Wills R.B.H., Dufficy L., Blades B., Daniells J.W. & Coyne T. (2006). Carotenoid content and flesh color of selected banana cultivars growing in Australia. *Food Nutrition Bulletin*, 27: 281-291.

Engle-Stone R., Haskell M.J., Ndjebayi A.O., Nankap M., Erhardt J.G., Gimou M.-M. & Brown K.H. 2011. Plasma retinol-binding protein predicts plasma retinol concentration in both infected and uninfected Cameroonian women and children. *Journal of Nutrition*, 141: 2233–2241.

Engle-Stone R., Nankap M., Ndjebayi A., Gimou M. M., Friedman A., Haskell M. J., Tarini A. & Brown K. H. 2017. Vitamin A Status of Women and Children in Yaoundé and Douala, Cameroon, is Unchanged One Year after Initiation of a National Vitamin A Oil Fortification Program. *Nutrients*, 522 (9) : 1 – 15. doi:10.3390/nu9050522

Faber M., Laurie S. M. & van Jaarsveld P. J. (2013). Total β -carotene content of orange sweetpotato cultivated under optimal conditions and at a rural village. *African Journal of Biotechnology*, 12 (25) : 3947-3951.

FAO. (2002^b). Agriculture, alimentation et nutrition en Afrique. Un ouvrage de référence à l'usage des professeurs d'agriculture, 230-247.

FAO. (2010). Recul de la faim dans le monde, qui reste néanmoins à des niveaux inadmissibles. Plaquette éditée par le Département du développement économique et social de la FAO, Septembre 2010. 2p.

FAO. (2011^a). FOOD AND AGRICULTURE ORGANISATION STATISTICS. Programme continental de réduction des pertes après récolte. Evaluation rapide des besoins. Rapport No: 09/018 FAO-BAD CMR. 85p.

FAO. (2011^b). FOOD AND AGRICULTURE ORGANISATION STATISTICS, OAA Division de la Statistique 2010 <http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#ancor>, consulté le 17 octobre 2011.

FAO. (2018). FOOD AND AGRICULTURE ORGANISATION STATISTICS, OAA Division de la Statistique 2016. <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>; consultée le 1^{er} février 2018.

Fongang Fouepe G. H., Folefack D. P., Pane Pagui Z., Bikoi A. & Noupadja P. 2016. Transformation et commercialisation des chips de banane plantain au Cameroun : une activité artisanale à forte valeur ajoutée. *International Journal of Biology and Chemistry Sciences*, **10** (3): 1184-1198.

Fraser P.D. & Bramley P. M. (2004). The biosynthesis and nutritional uses of carotenoids. *Progress in Lipid Research*, 43: 228-265.

Fungo R. & Pillay M. 2011. β -Carotene content of selected banana genotypes from Uganda. *African Journal of Biotechnology*, **10** (28): 5423-5430. DOI: 10.5897/AJB10.1047

Gann P. H. & Khachick F. (2003). Tomatoes or lycopene versus prostate cancer: is evolution anti-reductionist? *Journal of the National Cancer Institute*, 95: 1563-1565.

Gautier H., Diakou-Verdin V., Benard C., Reich M., Buret M., Bourgaud F., Poessel J-L. & Génard M., (2008). How does tomato quality (sugar, acid, and nutritional quality) vary with ripening stage, temperature, and irradiance? *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56: 1241-1250.

Gautier H., Rocci A., Buret M., Grasselly D. & Causse M. (2005^a). Fruit load or fruit position alters response to temperature and subsequently cherry tomato quality. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 85:1009-1016.

- Gautier H., Rocci A., Buret M., Grasselly D., Dumas Y. & Causse M. (2005^b).** Effect of photoselective filters on the physical and chemical traits of vine-ripened tomato fruits. *Canadian Journal of Plant Science*, 85: 439-446.
- Gerster H. (1997).** The potential role of lycopene for human health. *Journal of the American College of Nutrition*, 16: 109-126.
- Grimaldi J. & Bikia A. (1985).** Le grand livre de la cuisine camerounaise. Ed. SOPECAM, Yaoundé-Cameroon. 258p.
- Hadley C. W., Miller E. C., Schwartz S. J. & Clinton S. K. (2002).** Tomatoes, lycopene and prostate cancer: progress and promise. *Experimental Biology and Medicine (Maywood)*, 227: 869-880.
- Hagenimana V., Carey E.E., Gichuki S.T., Oyunga M.A. & Imungi J.K. (1999).** Carotenoid contents in fresh, fried and processed sweetpotato products. *Ecology of Food and Nutrition*, 37: 455-473.
- Hardisson A., Rubio C., Baez A., Martin M., Alvarez R. & Diaz E. (2001).** Mineral composition of the banana (*Musa acuminata*) from the island of Tenerife. *Food Chemistry*, 73 (2):153-161.
- Heslop-Harrison, J. S. & Schwarzacher, T. (2007).** Domestication, genomics and the future for banana. *Annals of Botany*, 100 (5): 1073 – 1084. doi 10.1093/aob/mcm1.91.
- Hirschberg J. (2001).** Carotenoid biosynthesis in flowering plants. *Current Opinion in Plant Biology*, 4: 210-218.
- Hornero-Méndez D. & Minguez-Mosquera M. (2000).** Carotenoid biosynthesis changes in five red pepper (*Capsicum annum* L.) cultivars during ripening. Cultivar selection for breeding. *J. Agric. Food Chem.*, 48: 3857-3864.
- Horry J. P., Ortiz R., Arnaud E., Crouch J. H., Ferris R. S. B., Jones D. R., Mateo N., Picq C. & Vulylsteke D. 1997.** Banana and Plantain in Biodiversity in trust. Conservation and use of plant genetic resources in CGIAR centres (D. Fuccillo, L. Sears and P. Stapleton, eds). *Cambridge University press*, 67-81.
- Jenny C., Carreel F., Tomekpe K., Perrier X., Dubois C., Horry J. P. & Tézenas du Monctcel H. (1999).** Les Bananiers in Diversité génétique des plantes tropicales

cultivées. (P. Hamon, M. Seguin, X. Perrier et J. C. Glaszmann, eds). *Collection Repères*, 113-139.

John P. & Marchal J. (1995). Ripening and biochemistry of fruit. *In*: Gowen S., ed. *Bananas and Plantains*. Chapman & Hall. London. pp. 434-467.

Koltai H. (2011). Strigolactones are regulators of root development. *New Phytologist*, 190: 545-549.

Krinsky N. I. (1993). Actions of carotenoids in biological systems. *Annual Review of Nutrition*, 13: 561-587.

Krinsky N. I., Landrum J. T. & Bone R. A. (2003). Biologic mechanisms of the protective role of lutein and zeaxanthin in the eye. *Annual Review of Nutrition*, 23: 171-201.

Krügel H., Krubasik P., Weber K., Saluz H.P. & Sandmann G. (1999). Functional analysis of genes from *Streptomyces griseus* involved in the synthesis of isorenieratene, a carotenoid with aromatic end groups, revealed a novel type of carotenoid desaturase. *Biochim. Biophys. Acta*, 1439: 57-64.

Lassoudière A. (2007). Le bananier et sa culture. Ed. Quae, 383p.

Lecerf J. M., Borgiès B. & Bal S. (2004). Le lycopène, intérêts nutritionnels et bénéfices santé. Ed. Institut Pasteur de Lille, 37p.

Lescot T. 2011. Close-up Banana: Statistics. *FruiTrop* 189: 59-62.

Lima V. L. A. G., Mélo E. A., Maciel M. I. S., Prazeres F. G., Musser R. S. & Lima D. E. S. (2005). Total phenolic and carotenoid contents in acerola genotypes harvested at three ripening stages. *Food Chemistry*, 90 : 565–568.

Lizada M. C. C., Pantastico Er. B., Shudor A. R. Abd. & Subari S. D. (1990). Changes during ripening of banana. *In*: Banana fruit development, postharvest handling and marketing in ASEAN (Ed. Hasson and Er. B. Pantastico) Kuala Lumpur, ASEAN Food Handling Bureau, 65-72.

Marchal J. (1990). Contraintes post – récolte et perspective d'amélioration de la manutention, du stockage et de la transformation du plantain et autres bananes à cuire en Afrique de l'Ouest. *Fruits*, 45 (5) : 439-445.

McLaren D & Frigg M. (2002^a). Manuel « sight and life » sur les troubles dus à la carence en vitamine A (TCVA). *Groupe de travail sight and life*, 172p.

McLaren D. & Frigg M. (2002^b). Voir et vivre. Guide pratique sur la vitamine A dans la santé et la maladie. Seconde édition. *Groupe de travail voir et vivre*, 39p.

Mosso K., Kouadio N. & Nemlin G. J. (1996). Transformations traditionnelles de la banane, du manioc, du taro et de l'igname dans les régions du centre et du sud de la Côte d'Ivoire. *Industries Alimentaires et Agricoles*, 3: 91-96.

Motulsky H.J. (2007). Prism 5 Statistics Guide, GraphPad Software Inc., San Diego CA, www.graphpad.com

Mozaffarieh M., Sacu S. & Wedrich A. (2003). The role of the carotenoids, lutein and zeaxanthin, in protecting against age-related macular degeneration: A review based on controversial evidence. *Nutrition Journal*, 2 : 20. <http://www.nutritionj.com/content/2/1/20>.

Nations Unies (2015). Objectifs du Millénaire pour le développement, Rapport 2015. 75p.

Nève J. (2002). Antioxydants alimentaires : vitamines, oligoéléments et non-nutriments *in* Aliments Fonctionnels, *Collection Sciences et Techniques Agroalimentaires*, (Roberfroid, Ed.) Lavoisier, 281-313.

Ngeze P.B. (1994). Bananas and their management. Bukoba (Tanzania), Kagera Writers and Pub. Co-operative Society, 111 p.

Ngoh Newilah G. (2005^a). Utilisation alimentaire, caractérisation physico-chimique et biochimique des fruits de quelques cultivars et hybrides de bananiers et plantains produits au Cameroun. Thèse de "Doctorat 3ème Cycle" en Biochimie option sciences alimentaires. Université de Yaoundé I. 132p.

Ngoh Newilah G., Brat P., Tomekpe K., Alter P. Fokou E. & Etoa F. X. (2010). Effect of ripening on total polyphenol contents of Musa hybrids and cultivars grown in Cameroon. Proceedings of the International Conference on Banana & Plantain in Africa. Eds. T. Dubois et al. *Acta Horticulturae*, **879** (1): 413 – 418.

Ngoh Newilah G., Dhuique-Mayer C., Rojas-Gonzalez J., Tomekpe K., Fokou E., & Etoa F. X. (2009^a). Carotenoids contents during ripening of banana hybrids and cultivars grown in Cameroon. *Fruits*, **64** (4): 197 – 206.

- Ngoh Newilah G., Lusty C., Van den Bergh I., Akyeampong E., Davey M.W., & Tomekpe K. (2008).** Evaluating bananas and plantains grown in Cameroon as a potential source of carotenoids. *Food – Global Science Books*, 2 (2): 135 – 138.
- Ngoh Newilah G., Tchangho Tchangho J., Fokou E., Dury S. & Etoa F. X. (2005^b).** Processing and food uses of bananas and plantains in Cameroon. *Fruits*, 60 (4): 245 – 253.
- Ngoh Newilah G., Tomekpe K., Fokou E. & Etoa F. X. (2011).** Effect of ripening on physicochemical composition of plantain cultivars and *Musa* hybrids grown in Cameroon. *Fresh Produce - Global Science Books*, 5 (1): 61 – 68.
- Ngoh Newilah G., Tomekpe K., Fokou E. & Etoa F.X. (2009^b).** Physicochemical changes during ripening of bananas grown in Cameroon. *Fresh Produce - Global Science Books*, 3 (1): 64 – 70.
- Nkendah R., Nzouessin C. B. & Temple L. 2007.** Economic analysis of the spatial integration of plantain markets in Cameroon. *African Journal of Economic Policy*, 14 (1): 57-82.
- Ogazi P. O. (1996).** Plantain: Production, processing and utilisation. (Paman and Associates Ltd. Okigwe state, Nigeria. ed). 305p.
- Omoaka P. O. (2000).** Postharvest physiology, ripening and quality evaluation in banana (*Musa sp.*) fruits. Thèse de Doctorat. Université Catholique de Leuven, Faculté des sciences agricoles et biologiques appliquées, Département des sciences appliquées aux plantes. 182p.
- Palace V. P., Khaper N., Qin Q. & Singal P. (1999).** Antioxidant potentials of vitamin A and carotenoids and their relevance to heart disease. *Free Radical Biology and Medicine*, 26: 746-761.
- Palmer J. K. (1971).** The banana. In: Hulme, A.C. (ed). *The biochemistry of fruits and their products*. Academic Press, London, 65-105.
- Palozza P. & Krinsky N. I. (1992).** Antioxidant effects of carotenoids *in vivo* and *in vitro*: An overview. *Methods Enzymology*, 213: 403-420.
- Phillips M.A., Leon P., Boronat A. & Rodriguez-Concepcion M. (2008).** The plastidial MEP pathway: unified nomenclature and resources. *Trends in Plant Science*, 13: 619-623.

- Poiroux-Gonord F., Bidel L. P. R., Fanciullino A. L., Gautier H., Lauri-Lopez F. & Urban L. (2010).** Health benefits of vitamins and secondary metabolites of fruits and vegetables and prospects to increase their concentrations by agronomic approaches. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 58: 12065-12082.
- Pott I., Marx M., Neidhart S., Mühlbauer W. & Carle R. (2003).** Quantitative determination of β -carotène stereoisomers in fresh, dried and solar-dried mangoes (*Mangifera indica* L.); *Journal of agricultural and food chemistry*, 51: 4527 – 4531.
- Prabha T. & Bhagyalakshmi N. (1998).** Carbohydrate metabolism in ripening banana fruit. *Phytochemistry*, 48 (6): 915-919.
- Rao A. V. & Agarwal S. (1999).** Role of lycopene as antioxidant carotenoid in the prevention of chronic diseases: a review. *Nutrition Research*, 19: 305-323.
- Rao A. V. & Agarwal S. (2000).** Role of Antioxidant Lycopene in Cancer and Heart Disease. *Journal of the American College of Nutrition*, 19 (5): 563–569.
- Roca M. & Mínguez-Mosquera M. I. (2003).** Carotenoid levels during the period of growth and ripening in fruits of different olive varieties (*Hojiblanca*, *Picual* and *Arbequina*). *J. Plant Physiol.* 160: 451–459.
- Rock C. (1997).** Carotenoids: biology and treatment. *Pharmacology & Therapeutics*, 75: 185-197.
- Rodriguez – Amaya D. B. (1997).** Carotenoids and food preparation: the retention of provitamin A carotenoids in prepared, processed and stored foods. Washington, DC: OMNI / USAID. 88p.
- Rodriguez – Amaya D. B. (1999).** Changes in carotenoids during processing and storage of foods. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, 49: 38 - 47.
- Rodriguez – Amaya D. B. (2001).** A guide to carotenoid analysis in foods. Washington, DC: OMNI / ILSI, 64p.
- Rodriguez-Amaya D.B. & Kimura M. (2004).** Harvestplus Handbook for Carotenoid Analysis. HarvestPlus Technical Monograph 2. Washington, DC and Cali: International Food Policy Research Institute (IFPRI) and International Center for Tropical Agriculture (CIAT), 58p.

- Rohmer M. (1999).** A mevalonate-independent route to isopentenyl diphosphate. In: Comprehensive natural products chemistry. (Barton, D.H.R. and Nakanishi, K., Eds.), pp. 45-67. Elsevier.
- Ronen G., Cohen M., Zamir D. & Hirschberg J. (1999).** Regulation of carotenoid biosynthesis during tomato fruit development: expression of the gene for lycopene epsilon-cyclase is down-regulated during ripening and is elevated in the mutant. *Delta. Plant J.*, 17: 341- 351.
- Roussef R.L., Raley I. & Hofsommer H.J. (1996).** Application of diode array detection with a C-30 reversed phase column for the separation and identification of saponified orange juice carotenoids. *Journal of agricultural and food chemistry*, 44: 2176-2181.
- Sandmann G. (2001).** Carotenoid biosynthesis and biotechnological application. *Arch. Biochem. Biophys*, 385: 4-12.
- Schweiggert R. M., Björn Steingass C., Mora E., Esquivel P. & Carle R. (2011).** Carotenogenesis and physico-chemical characteristics during maturation of red fleshed papaya fruit (*Carica papaya* L.). *Food Research International*, 44: 1373–1380.
- Seymour G. B. (1993).** Banana. In: Biochemistry of Fruit Ripening (Ed. G.B. Seymour, J.E. Taylor and G.A. Tucker), Chapman and Hall NY, pp. 83-106.
- Sharrock S. & Lusty C. (2000).** Nutritive Value of banana. In: INIBAP annual Report 1999.
- Shepherd K. & Ferreira F. R. (1982).** The Papua New Guinea Biological Foundation's Banana Collection at Laloki, Port Moresby, Papua New Guinea. *IBPGR/SEAN Newsletter*, 8 (4): 28-34.
- Sieiro C., Poza M., Miguel T. D. & Villa T. G. (2003).** Genetic basis of microbial carotenogenesis. *Int. Microbiol*, 6: 11-16.
- Simkin A.J., Schwartz S.H., Auldridge M., Taylor M.G. & Klee H.J. (2004).** The tomato carotenoid cleavage dioxygenase 1 genes contribute to the formation of the flavor volatiles β -ionone, pseudoionone, and geranylacetone. *The Plant Journal*, 40: 882-892.
- Simmonds N. W. & Shepherd K. (1955).** The taxonomy and origins of the cultivated bananas. *J. Linn Soc. (Bot)*, 55: 302-312.
- Simmonds N. W. (1966).** Bananas. Second Edition, Tropical Agriculture Series, 512p.

Simpson K. L. (1983). Relative value of carotenoïds as precursors of vitamin A. *Proceedings of the Nutrition Society*, 42 : 7 – 17.

Sriwichai W. (2016). Déterminants de la bioaccessibilité des caroténoïdes et tocophérols de légumes feuilles : comparaison variétale et influence du procédé. *Thèse de Doctorat* présentée et soutenue à l'Université de Montpellier, 170p.

Stickforth P., Steiger S., Hess W. R. & Sandmann G. (2003). A novel type of lycopene epsilon-cyclase in the marine cyanobacterium *Prochlorococcus marinus* MED4. *Arch. Microbiol*, 179: 409-415.

Taungbodhitam A., Jones G., Wahlqvist M. & Briggs D. (1998). Evaluation of extraction method for the analysis of carotenoids in fruits and vegetables. *Food Chemistry*, 63 (4): 577-584.

Tchango Tchango J., Bikoi A., Achard R., Escalant J. V. & Ngalani J. A. (2000). Banana Plantain: Post-harvest Operations *In* Information Network on Post-harvest Operations, Chapter XIV, *INPHO CD-ROM N° 2*. Edited by Danielo Mejia, Beverly Lewis and Carolin Bothe, AGSI/FAO. (This document is also on the Web at <http://www.fao.org/inpho/>).

Temple L. Bikoi A. & Chataigner J. 1997. La consommation de banane plantain au Cameroun. *Les cahiers de la Recherche Développement*, 44 : 73 – 85.

Tézenas du Monctel H. (1985). Le bananier plantain. *Coll. Le Technicien d'Agriculture Tropicale* (Maisonneuve et Larose, eds.), 3 : 144p.

Tiemtore T. W. E. (2004). Impact de la cuisson hydrothermique sur les micronutriments des légumes-feuilles. *Thèse de Master of Science en Génie Agroalimentaire méditerranéen et tropical*, ENSIA SIARC Montpellier, 67p.

Yan F., Shi M., He Z., Wu L., Xu X., He M., Chen J., Deng X., Cheng Y. & Xu J. (2018). Largely different carotenogenesis in two pummelo fruits with different flesh colors. *PLoS ONE* 13(7): e0200320. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0200320>

Zhang P., Whistler R., BeMiller J. & Hamaker B. (2005). Banana starch: production, physicochemical properties and digestibility – A review. *Carbohydrate Polymers*, 59 : 443-458.

Zude M. (2003). Non-destructive prediction of banana fruit quality using VIS/NIR spectroscopy. *Fruits*, 53 : 135-142.

**LISTE DES COMMUNICATIONS ET
PUBLICATIONS ISSUES DES
TRAVAUX**

LISTE DES COMMUNICATIONS ISSUES DES TRAVAUX DE LA THESE

1. **G Ngoh Newilah**, P Brat, J Tchango Tchango, C. Dhuique-Mayer, E Fokou, K Tomekpe & F X Etoa. 2007. [Teneurs en caroténoïdes de quelques hybrides et cultivars de *musa* produits au Cameroun.](#) Communication poster présentée à la 14^{ème} Conférence Annuelle du Comité Camerounais de Biosciences ; tenue **du 06 au 08 décembre 2007** à l'Antenne Bambili de l'Université de Dschang et IRAD Bambui au **Cameroun**.
2. **G. Ngoh Newilah**, C. Dhuique-Mayer, K. Tomekpe, E. Fokou and F.X. Etoa. 2009. [Post-Harvest Characterisation of three Banana Cultivars from the CARBAP *Musa* Germplasm in Cameroon.](#) Communication poster présentée au symposium "International ISHS/ProMusa Banana Symposium: Global Perspectives on Asian Challenges" tenue **du 14 au 18 septembre 2009** à **Gouangzhou en Chine**.
3. **Ngoh Newilah Gérard**, Dhuique-Mayer Claudie, Tomekpe Kodjo, Fokou Elie And Etoa François-Xavier. 2009. [Total carotenoid changes during early fruit development and ripening of 3 *Musa* cultivars grown in Cameroon.](#) Communication orale présentée à la 16^{ème} Conférence Annuelle du Comité Camerounais de Biosciences qui s'est tenue du **03 au 05 décembre 2009** à **l'Université de Yaoundé I au Cameroun**.
4. **Gérard Ngoh Newilah**, Claudie Dhuique-Mayer, Kodjo Tomekpe, Elie Fokou & François-Xavier Etoa. 2010. [Specific carotenoid changes during early fruit development and ripening of 3 *Musa* cultivars grown in Cameroon.](#) Communication orale présentée à la 17^{ème} conférence annuelle de la Société Camerounaise de Biosciences qui s'est tenue du **02 - 04 décembre 2010** à **l'Université des Montagnes - Bagangté au Cameroun**.

LISTE DES PUBLICATIONS ISSUES DES TRAVAUX DE LA THESE

1. **Ngoh Newilah G.**, Lusty C., Van den Bergh I., Akyeampong E., Davey M.W., & Tomekpe K. 2008. [Evaluating bananas and plantains grown in Cameroon as a potential source of carotenoids.](#) *Food-Global Science Books*, **2** (2), 135 – 138.
2. **Gérard Ngoh Newilah**, Claudie Dhuique-Mayer, Juan Rojas-Gonzalez, Kodjo Tomekpe, Elie Fokou, & François Xavier Etoa. 2009. [Carotenoids contents during ripening of banana hybrids and cultivars grown in Cameroon.](#) *Fruits*, **64** (4): 197 – 206.
3. **Ngoh Newilah Gérard**, Dhuique-Mayer Claudie, Tomekpe Kodjo, Fokou Elie, Etoa François-Xavier. 2010. [Total carotenoid changes during early fruit development and ripening of bananas grown in Cameroon.](#) *Biosciences Proceedings 2010*, **16**: 37–40.
4. L.C. Pereira, **G.B. Ngoh Newilah**, M.W. Davey and I. Van den Bergh. 2011. [Validation of rapid \(colour-based\) prescreening techniques analysis of fruit provitamin A contents in banana \(*Musa* spp.\).](#) Proceedings of the International ISHS-ProMusa Symposium on Global Perspectives on Asian Challenges, Eds. I. Van den Bergh et al. *Acta Hort.* **897**, ISHS 2011. **161 – 168**.
5. **Ngoh Newilah Gérard Bertin**, Tembe Tembe Jonas, Nkouandou Mama, Ngombi Ngombi Eric, Kendine Vepowo Cédric, Fokou Elie, Etoa François-Xavier, Dhuique-Mayer Claudie. 2018. [Effects of drying and boiling on some specific dietary carotenoids profiles and levels of plantain pulp \(*Batard* cv.\) produced in Cameroon.](#) *International Journal of Agriculture, Environment and Bioresearch*, **3** (06): 212 – 231.

Evaluating Bananas and Plantains Grown in Cameroon as a Potential Source of Carotenoids

Gérard Ngoh Newilah^{1*} • Charlotte Lusty² • Inge Van den Bergh² •
 Ekow Akyeampong³ • Mark W. Davey⁴ • Kodjo Tomekpe¹

¹ African Research Centre on Bananas and Plantains (CARBAP), 832 Douala, Cameroon

² Bioversity International, Parc Scientifique Agropolis II 34397 Montpellier Cedex 5 - France

³ WARDA S/C ICRISAT, BP320, Bamako, Mali

⁴ Lab of Fruit Breeding and Biotechnology, Department of Biosystems, Katholieke Universiteit Leuven, De Croylaan 42, Leuven, B-3001, Belgium

Corresponding author: * gngoh@yahoo.com

ABSTRACT

Strategies based on the utilisation of cultural and locally consumed foods seem essential for identifying solutions to reduce micronutrient malnutrition in Cameroon and other developing countries. Vitamin A deficiency and associated chronic diseases have recently worsened in many African countries where bananas and plantains are staple foods. The aim of this study is to identify yellow- and orange-fleshed banana and plantain cultivars in the *Centre Africain de Recherches sur Bananiers et Plantains de Njombé* (CARBAP) collection that contain significant levels of total carotenoids, as well as to evaluate the effect of ripening and boiling on their total carotenoid retention. Two types of colour fan were used for germplasm screening as a proxy for carotenoid content of 104 *Musa* accessions. Unripe, starting to ripe, ripe and fully ripe fruits of *Musa* cultivars sourced from the CARBAP collection in Cameroon were analysed for their total carotenoid levels by UV-VIS spectrophotometry at 450 nm. The results showed that 'Manameg red' (AAA), 'Hung tu' (AA) and 'Enar' (AA), three accessions from PNG, had the highest total carotenoid contents among all the *Musa* types (plantains, cooking and dessert bananas as well as plantain hybrids) analysed. During post-harvest maturation and processing (boiling), the total carotenoids content of *Musa* pulps vary significantly with genotypes. The yellow or orange fleshed carotenoid-rich *Musa* varieties could be considered for promotion to contribute to the alleviation of vitamin A deficiency and associated chronic diseases in target communities.

Keywords: *Musa*, processing, ripening, total carotenoid

INTRODUCTION

According to the World Bank, economists and public health specialists, micronutrients are among the best bets to stimulate development in poor countries (World Bank 2006). Micronutrients have proven to be essential for chemical processes that ensure the survival, growth and functioning of vital human systems. Apart from well-known functions in vision, vitamin A has been implicated in several other physiological processes including spermatogenesis, fetal development, immune response, and growth. Studies suggest that around one million children under the age of five die each year from the effects of vitamin A deficiency (World Bank 2006). Also, at current prevalence levels, vitamin A deficiency accounts for 9 and 13% of child and maternal deaths, respectively (Sanghvi *et al.* 2007). Strategies based on the utilisation of culturally-significant and locally consumed foods are essential for identifying solutions to reduce micronutrient malnutrition in urban and rural populations in West and Central Africa.

Bananas and plantains are grown widely throughout the humid tropics and are major staple foods for many people in developing countries especially in sub-Saharan Africa, with annual production being in the region of 26 M tonnes, of which only some 0.3 M tonne is exported (FAO 2006). These fruits are an important source of dietary minerals and vitamins as well as calories, and the wider use of micronutrient-rich *Musa* varieties has the potential to have a significant long-term beneficial impact on the population health in these areas. The occurrence of banana and plantain varieties with naturally orange-coloured fruit flesh is an indication that these varieties could be an important source of dietary pro vitamin A carotenoids (Englberger *et al.* 2003a). How-

ever, there is little published information on the variability in micronutrient content of bananas and plantains. Recent studies have investigated methods for sampling banana fruit and the efficient quantification of fruit pro vitamin A carotenoids using High Performance Liquid Chromatography (HPLC), and initial data point to significant variability in fruit pulp micronutrient contents (Davey *et al.* 2006, 2007). Thus, it is important to initiate activities to identify banana and plantain cultivars with high levels of provitamin A and other carotenoids and encourage their production and consumption in regions of vitamin A deficiency.

The aim of this study was to screen selected banana and plantain cultivars available at the CARBAP *Musa* collection, selecting on the basis of high yellow- and orange-flesh coloration, and to evaluate the effect of storage and processing on their total carotenoid content as a contribution to understanding the potential impact of high-micronutrient banana and plantain to address micronutrient deficiencies in sub-Saharan Africa.

MATERIALS AND METHODS

All fruit samples were obtained from the *Musa* germplasm collection maintained by CARBAP, Njombé, Cameroon. CARBAP has the richest collection of traditional cultivars from the West and Central African region; predominantly plantain cultivars. It also holds a representative collection of banana cultivar diversity worldwide, with particularly significant collections from East Africa, Papua New Guinea and the Pacific, as well as a selection of improved hybrids and breeding lines from CARBAP and other banana breeding programmes. Fruits were obtained from healthy, non-diseased plants of the same age cultivated under standard field conditions. Each genotype (variety) was represented by at least

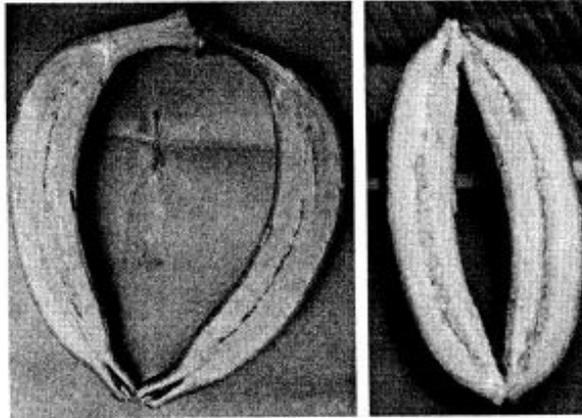


Fig. 1 Longitudinal section of unripe fruits of 'Batard' (left), a plantain and 'Enar' (right) a cooking banana.

five identical plants (clones) planted at a density of one plant per 6 m². Fruits were harvested when at least one finger of the first hand on the bunch showed signs of ripening or yellowing. All fruits were harvested at stage 1 and transported to the *Post Harvest Technology Laboratory* of CARBAP at Njombé for analysis from June to November 2006.

Three inner fruits of 104 cultivars from the first, median and last hands were cut longitudinally (Fig. 1) and compared to two colour fans; one based on the flesh colour variation in potato, developed on the initiative of the CGIAR HarvestPlus Challenge Programme, and the other based on egg yolk colour variation developed by DSM.

The two inner, middle fruits from the second and third hands of the same bunch were peeled and the pulps were quartered, weighed, frozen at -20°C and lyophilised for 24 hours before being ground to a fine powder. The total carotenoids were determined according to methods published in Rodriguez-Amaya and Kimura (2004). The pulverized lyophilised matter was extracted in cooled acetone and transferred in petroleum spirit for colorimetric analysis. The absorbance of the clarified extracts was determined

at 450 nm using a SHIMADZU UV Mini 1240 spectrophotometer. Three replications were carried out for each experiment and the results expressed as average \pm standard deviation ($\mu\text{g/g}$ of fresh matter).

Also, fruits from the 2nd and 3rd hands of 'Batard' (AAB plantain cultivar), 'Grande naine' (AAA, Cavendish dessert banana cultivar) and 'Popoulou CMR' (AAB, Main Maoli/Popoulou cooking banana) cultivars were kept at ambient temperature (23-26°C) in the laboratory in order to study the effects of post-harvest maturation. The ripening stage was estimated based on the peel colour as described by Dadzie and Orchard (1997). According to this scale, stage 1 = unripe; stage 3 = starting to ripen; stage 5 = ripe; stage 7 = fully ripe; and stage 9 = overripe. At each stage, fruits were peeled and the pulps were quartered, weighed, frozen at -20°C and lyophilised for 24 hours before being ground to a fine powder. The total carotenoid contents were determined as described above. Each experiment was repeated three times and the results expressed as $\mu\text{g/g}$ fresh matter.

The influence of a typical cooking method (boiling) on total carotenoid content of 'Batard' was investigated under controlled conditions. Both peeled and unpeeled pulps (i.e. the entire fruits) from the 2nd and 3rd hands of the same bunch were boiled respectively for 30 and 40 mins. The cooled pulps obtained at each cooking time were then quartered, weighed, frozen at -20°C and lyophilised for 24 hours before being ground to fine powder. The total carotenoids content of the pulverized lyophilized matter was determined using spectrophotometry as described above. Three replications were carried out for each experiment.

Finally, all data were analysed statistically using SPSS statistical software (version 10.2 for Windows). ANOVA and mean comparisons by the SNK test ($P \leq 0.05$) were performed.

RESULTS AND DISCUSSION

Sixteen cooking bananas, 21 dessert bananas, 47 plantains, five plantain hybrids and 15 Papua New Guinea (PNG) cultivars were evaluated for their flesh colouration. Table 1 shows results of some selected cultivars from each of the *Musa* types. Of all these *Musa* types, the cultivars from PNG 'Hung tu' (AA) and 'Manameg red' (AAA) pulps scored highest orange colour compared to plantains, dessert bananas, plantain hybrids and cooking bananas using the two colour fans. In general, plantain and cooking bananas

Table 1 Pre-screening *Musa* cultivars for provitamin A using colour charts.

<i>Musa</i> types	Genotypes	Harvest Plus colour fan	DSM yolk colour fan	Time of harvest of fruits (days after flowering)
Plantains				
French sombre	AAB	RHS 9/2 - 1355U	9	93
Batard	AAB	RHS 9/2 - 1355U	9	85
Ebang	AAB	RHS 9/2 - 1355U	9	83
Makemba noir	AAB	RHS 9/2 - 1355U	9	90
Apantu	AAB	RHS 9/3 - 7507U	7	91
3 hands planty	AAB	RHS 9/3 - 7507U	7	92
Ihitism	AAB	RHS 9/3 - 7507U	7	83
Agbagba	AAB	RHS 9/3 - 7507U	7	79
Cooking bananas				
Topala	AA	RHS 9/2 - 1355U	9	87
Popoulou	AAB	RHS 9/2 - 1355U	9	75
Pelipita	ABB	RHS 9/3 - 7507U	7	140
Dessert bananas				
Grande naine	AAA	RHS 5/3 - 7401U	3	78
Figue famille	AAB	RHS 5/3 - 7401U	3	139
Pisang pipit	AA	RHS 3/3 - 1205U	1	88
Plantain hybrids				
CRBP 39	AAAB	RHS 9/3 - 7507U	7	100
CRBP 755	-	RHS 9/3 - 7507U	7	180
Cultivars from Papua New Guinea				
Manameg red	AAA	RHS 9 - 137U	13	80
Hung tu	AA	RHS 9 - 137U	13	60
Wikago	AA	RHS 9/3 - 7507U	7	62

Low score (1 or RHS 3/3 - 1205U) = less orange colour
Higher score (13 or RHS 9 - 137U) = more orange colour

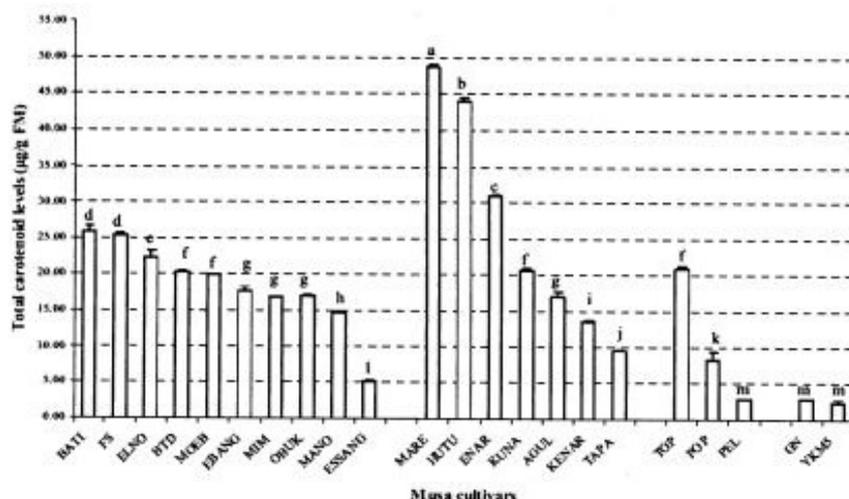


Fig. 2 Total carotenoid content ($\mu\text{g/g}$ fresh matter) of selected unripe raw *Musa* cultivars. **Plantain:** BATI: Banane tigrée; FS: French sombre; ELNO: Elat noir; BTD: Batard; MOEB: Moto ebanga; MIM: Mimbomena; OBUK: Obubit ukom; MANO: Makemba noir; **Cultivars from PNG:** MARE: Manameg red; HUTU: Hung tu; KUNA: Kunaimp; **TAPA: Tapatuput;** **Cooking bananas:** TOP: Topala; POP: Popoulou CMR; **Dessert bananas:** GN: Grande naine; YKM5: Yangambi km5

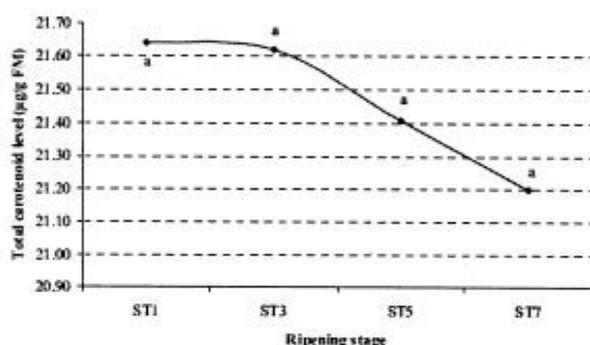


Fig. 3 Influence of post harvest maturation on plantain pulps (cv. 'Batard'). DAH = number of days after harvest. ST1: 0 DAH, ST3: 3-4 DAH, ST5: 5-6 DAH, ST7: 7-9 DAH.

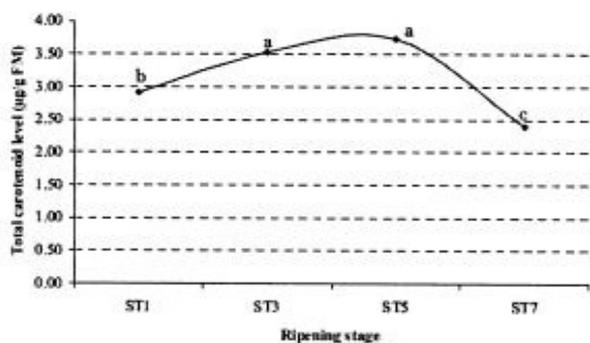


Fig. 4 Influence of post harvest maturation on dessert banana pulps (cv. 'Grande naine'). DAH = number of days after harvest. ST1: 0 DAH, ST3: 2-3 DAH, ST5: 4-5 DAH, ST7: 6-7 DAH.

had more orange flesh than dessert bananas. No significant difference of colour was observed between the fruits from the various hands of the bunch. However, colour evaluation using colour fans is a difficult and subjective task and the range of colour shades in the available colour fans, being designed for other food crops, only have a limited application to banana and plantain. The use of a colorimeter could provide more precise results.

Among the 104 *Musa* cultivars pre-screened with colour fans investigated, 17 and 5 accessions with high and low orange colour flesh respectively were analysed for their total carotenoids content using spectrophotometry. The levels ranged from 2.32 $\mu\text{g/g}$ (lower level) to > 20.00 $\mu\text{g/g}$ fw

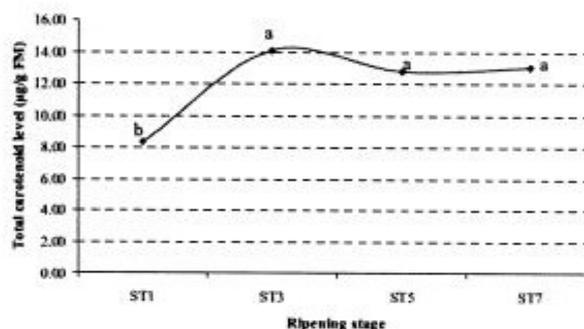


Fig. 5 Influence of post harvest maturation on cooking banana pulps (cv. 'Popoulou CMR'). DAH = number of days after harvest. ST1: 0 DAH, ST3: 2-3 DAH, ST5: 3-4 DAH, ST7: 7-8 DAH.

in 9 of these 22 cultivars (Fig. 2). PNG and plantain varieties with yellow- or orange-fleshed pulp exhibit higher values for total carotenoids than the cream-fleshed dessert banana. The total carotenoid contents of *Musa* varies significantly ($P < 5\%$) according to *Musa* types (plantains, cooking and dessert bananas). These results confirm the powerful correlation existing between the colour of *Musa* pulps and total carotenoids content.

Maturation or ripening in fruits and vegetables is usually accompanied by enhanced carotenogenesis (Rodriguez-Amaya 1993). The total carotenoid contents of 'Batard' (plantain cultivar), 'Grande naine' (dessert banana cultivar) and 'Popoulou CMR' (cooking banana cultivar) investigated in this study were also affected by the stage of maturity, but the trends differed according to the cultivar. Fig. 3, 4 and 5 present the changes observed during ripening. The total carotenoid contents of *Musa* pulps slightly decreased for the plantain cultivar 'Batard', even though not significantly ($P < 0.05$), meanwhile a significant increase of total carotenoids was observed from unripe to ripe stage of dessert banana before decreasing at fully ripe stage. The unripe pulp of Popoulou CMR showed significant lower values of total carotenoids compared to those obtained with start ripe, ripe and fully ripe stage; which were not significantly different. In some matured fruits such as strawberry, red currant and olive 'Picual' variety, carotenoid contents decrease during ripening. However, similar to acerola fruits and olive 'Aberquina' variety, which showed an increase of carotenoid pigments during the ripeness state (Lima *et al.* 2005), this phenomenon did not occur in all the bananas and plantains analysed. For 'Grande naine', no significant difference was observed between unripe, starting to ripe, ripe and fully ripe

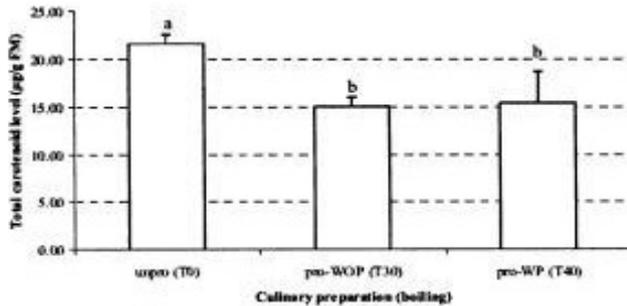


Fig. 6 Effect of boiling 'Batard' pulps with or without peel on total carotenoid level of edible portion. unpro: unprocessed pulps (cooking time: 0 min); pro-WOP (T30): processed pulps without peel (cooking time: 30 min); pro-WP (T40): processed pulps with peel (cooking time: 40 min).

pulps of 'Grande naine', 'Popoulou CMR' showed an increase in total carotenoid content during post-harvest maturation at ambient temperature and significant difference was observed between unripe 'Popoulou CMR' pulp and its other ripening stages. However, the total carotenoid levels of the 3 cultivars were highly significantly different according to their sub-groups and genotypes.

After boiling the total carotenoids content of unripe 'Batard' pulps decreases (Fig. 6). This is probably due to enzymatic or non-enzymatic oxidation and isomerization during heat treatment. The percentage loss after 30-40 mins boiling is between 28-30% being very similar for pulps with or without peel. There is no significant difference boiling 'Batard' pulps with or without peels. Considerable retention or loss of carotenoids during processing and storage of food has been reported in numerous papers. However, data are somewhat conflicting and often difficult to interpret because of many reasons such as the description of processing and storage conditions, the difficulty of comparing foods processed differently, etc. (Rodriguez-Amaya 1997).

This study confirms recent findings from other studies of Micronesian banana (Englberger *et al.* 2003a, 2003b, 2006) that yellow- and yellow/orange-fleshed banana cultivars are carotenoid-rich, offering potential for alleviating vitamin A deficiency. Nine among the 22 tested Cameroonian bananas and plantains cultivars with yellow or orange-fleshed fruit contained nutritionally significant levels of total carotenoids; i.e. they can potentially provide at least 50% of daily recommended for a nonpregnant, nonlactating adult woman and for a child 1 to 3 years old allowances (respectively 500 µg and 400 RE/day) within an average meal size (WHO/FAO 2002). These cultivars could be niche-marketed in both industrialised and developing countries as functional foods and play a role in alleviating micronutrient deficiency and chronic disease problems, including cancer, heart disease and diabetes in target communities. Furthermore, they should be of interest to breeding programmes focussed on providing improved varieties for adoption by smallholder farmers, as a means of ensuring

that essential micronutrients are delivered as well as high yields to banana-dependent households in developing countries.

ACKNOWLEDGEMENTS

The authors acknowledge with gratitude the financial support given by *HarvestPlus* through *Biodiversity LOA INIB 2006/08*. We also thank Mr. Fonbah Cletus Chick for his help during statistical analysis of the data.

REFERENCES

- Dadzie BK, Orchard JE (1997) Routine post-harvest screening of banana/plantain hybrids: criteria and methods. *INIBAP Technical Guidelines 2*. International Plant Genetic Resources Institute, Rome, Italy; International Network for the improvement of banana and plantain, Montpellier, France; ACP-EU Technical Centre for Agricultural and Rural Cooperation, Wageningen, The Netherlands, 63 pp
- Davey MW, Keulemans J, Swennen R (2006) Methods for the efficient quantification of fruit provitamin A contents. *Journal of Chromatography A* 1136, 176-184
- Davey MW, Stals E, Ngho Newilah G, Tomekpe K, Lusty C, Markham R, Swennen R, Keulemans J (2007) Sampling strategies and variability in fruit pulp micronutrients contents of West and Central African bananas and plantains (*Musa spp.*). *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 55, 2633-2644
- Englberger L, Schlerle J, Marks GC, Fitzgerald MH (2003a) Micronesian banana, taro, and other foods: newly recognized sources of provitamin A and other carotenoids. *Journal of Food Composition and Analysis* 16, 3-19
- Englberger L, Aalbersberg W, Ravi P, Bonnin E, Marks GC, Fitzgerald MH, Elymore J (2003b) Further analyses on Micronesian banana, taro, breadfruit and other foods for provitamin A carotenoids and minerals. *Journal of Food Composition and Analysis* 16, 219-236
- Englberger L, Wills RBH, Blades B, Dufficy L, Daniells JW, Coyne T (2006) Carotenoid content and flesh color of selected banana cultivars growing in Australia. *Food and Nutrition Bulletin* 27 (4), 281-291
- FAO (2006) FAOSTAT - Data, Rome Italy. Available online: <http://faostat.fao.org/faostat/notes/citation.htm2006>
- Lima VLAG, Melo EA, Maciel MS, Prazeres FG, Musser RS, Lima DES (2005) Total phenolic and carotenoid contents in acerola genotypes harvested at three ripening stages. *Food Chemistry* 90, 565-568
- Rodriguez-Amaya DB (1993) Nature and distribution of carotenoids in foods. In: Charalambous G (Ed) *Shelf-life Studies of Foods and Beverages. Chemical, Biological, Physical and Nutritional Aspects*, Elsevier Science Publishers, Amsterdam, pp 547-589
- Rodriguez-Amaya DB (1997) *Carotenoids and Food Preparation: The Retention of Provitamin A Carotenoids in Prepared, Processed and Stored Foods*, Opportunities for micronutrient intervention (OMNI), Arlington, 88 pp
- Rodriguez-Amaya DB, Kimura M (2004) *HarvestPlus Handbook for Carotenoid Analysis*, HarvestPlus technical monograph series 2, Washington DC and Cali: International Food Policy Research Institute (IFPRI) and International Center for Tropical Agriculture (CIAT), 58 pp
- Sanghvi T, Van Ameringen M, Baker J, Fiedler J (2007) Vitamin and mineral deficiencies technical situation analysis: a report for the ten year strategy for the reduction of vitamin and mineral deficiencies. *Food and Nutrition Bulletin (Suppl)* 28 (1), S157-S219
- The World Bank (2006) *Directions in development. Repositioning nutrition as central to development. A Strategy for large-scale action*. The International Bank for Reconstruction and Development: Washington, DC, 246 pp
- World Health Organisation/Food and Agriculture Organisation (2002) Vitamin A. In: Human vitamin and mineral requirements. Report of a joint FAO/WHO expert consultation, Bangkok, Thailand, FAO/WHO, Rome, 228 pp

Carotenoid contents during ripening of banana hybrids and cultivars grown in Cameroon

Gérard NGOH NEWILAH¹*, Claudie DHUIQUE-MAYER², Juan ROJAS-GONZALEZ², Kodjo TOMEKPE¹, Elie FOKOU³, François X. ETOA³

¹ Cent. Afr. Rech. Banan. Plantains, Njombé, BP 832, Douala, Cameroon
gongoh@yahoo.com

² UMR 95, Integr. Food Process. Res. Unit, CIRAD, Persyst, TA B-95 / 16, 34398 Montpellier Cedex 5, France

³ Dep. Biochem., Univ. Yaoundé I, BP 812, Yaoundé, Cameroon

Carotenoid contents during ripening of banana hybrids and cultivars grown in Cameroon.

Abstract — Introduction. Bananas and plantains (*Musa* spp.) are staple foods in Cameroon and surrounding countries. Strategies based on the utilization of cultural and locally consumed foods are essential for the identification of solutions for the reduction of micronutrient malnutrition. **Materials and methods.** To assess the nutritional content of some varieties in order to assist the selection of new *Musa* hybrids, the carotenoid contents of 19 *Musa* cultivars and hybrids from the CARBAP (Douala, Cameroon) germplasm were determined at three ripening stages. Frozen pulps were analyzed for their β -carotene, α -carotene and lutein contents using the HPLC method. The retinol activity equivalents (RAE)-100 g⁻¹ fresh weight were calculated for four representative *Musa* types. **Results and discussion.** Significant differences were observed between *Musa* cultivars according to their genotype. Plantain type (Mbouroukou n°1) and *Musa* hybrid (CRBP 755) exhibited the highest levels of RAE [148 and 70) RAE-100 g⁻¹] compared with dessert bananas (16 RAE-100 g⁻¹). During ripening, the concentrations of these carotenoids increased or decreased significantly ($\alpha = 0.05\%$) according to the *Musa* type analyzed. The high β - and α -carotene as well as lutein contents of these *Musa* sp. could contribute to the nutritional status of people consuming these banana varieties in West and Central Africa and enhance their use in *Musa* breeding programs.

Cameroon / *Musa* / fruits / ripening / developmental stages / carotenoids

Teneur en caroténoïdes pendant la maturation d'hybrides et de cultivars de bananes, cultivés au Cameroun.

Résumé — Introduction. Les bananes et les plantains (*Musa* spp.) sont des aliments de base au Cameroun et dans les pays environnants. Des stratégies basées sur l'utilisation d'aliments de culture et de consommation locales sont essentielles pour l'identification de solutions visant à réduire le manque d'oligoéléments dans la nutrition. **Matériel et méthodes.** Pour évaluer la valeur alimentaire de quelques variétés de bananes afin d'aider au choix de nouveaux hybrides de *Musa*, les teneurs en caroténoïdes de 19 cultivars et hybrides du genre *Musa* présents dans la collection de matériel génétique du CARBAP (Douala, Cameroun) ont été déterminées à trois stades de maturation post-récolte. Des pulpes congelées ont été analysées pour leurs teneurs en β -carotène, α -carotène et lutéine en utilisant la méthode HPLC. Les équivalents d'activité du rétinol (EAR-100 g⁻¹ de matière fraîche) ont été calculés pour quatre types représentatifs de *Musa*. **Résultats et discussion.** En fonction des génotypes, on a observé des différences significatives parmi les cultivars de *Musa* ; Mbouroukou n°1 (type plantain) et l'hybride CRBP 755 ont présenté les niveaux d'EAR les plus élevés [148 et 70) EAR-100 g⁻¹] comparés aux valeurs mesurées pour les bananes dessert (16 EAR-100 g⁻¹). Pendant la maturation, les concentrations des caroténoïdes ont augmenté ou diminué de manière significative ($\alpha = 0.05\%$) selon le type de banane analysé. Les fortes teneurs en β -carotène, α -carotène et lutéine de ces cultivars pourraient contribuer à améliorer le statut nutritionnel des personnes qui les consomment en Afrique centrale et occidentale et encourager leur utilisation dans des programmes d'amélioration variétale du bananier.

Cameroon / *Musa* / fruits / maturation / stade de développement / caroténoïde

* Correspondence and reprints

Received 4 August 2008
Accepted 9 February 2009

Fruits, 2009, vol. 64, p. 197–206
© 2009 Cirad/EDP Sciences
All rights reserved
DOI: 10.1051/fruits/2009015
www.fruits-journal.org

RESUMEN ESPAÑOL, p. 206

1. Introduction

Carotenoids are notable for their wide distribution, structural diversity and various functions. Those in foods are generally C₄₀ tetraterpenoids formed from eight C₅ isoprenoids head-to-tail, except at the center, where a tail-to-tail linkage reverses the order, resulting in a symmetrical molecule. Hydrocarbon carotenoids are known as carotenes, and oxygenated derivatives are called xanthophylls [1]. Carotenoids are present in fruits, vegetables and other crops and they are also found in algae, bacteria, yeast and fungi [2, 3]. Provitamin A carotenoids, most importantly beta-carotene, followed by alpha-carotene, are those which are converted into vitamin A in the body and help protect against infection, night blindness and eye disease. Another important carotenoid with demonstrated health benefits is lutein. In nature about 100 Mt of these compounds are produced annually [4]. Carotenoid-rich foods, whether with vitamin A activity or not, have been credited with other beneficial effects on human health: enhancement of the immune response and reduction of the risk of degenerative diseases such as cancer, cardiovascular diseases, cataracts and macular degeneration [5–12]. The biological action of carotenoids against diseases has been attributed to an antioxidant property; specifically, their ability to quench singlet oxygen and interact with free radicals [13].

In carotenogenic fruits and fruit vegetables, ripening is usually accompanied by enhanced carotenogenesis as chlorophylls decompose and the chloroplasts are transformed into chromoplast. Increased carotenogenesis with maturation has been documented in *Mormordica charantia*, yellow Lauffener gooseberry, red pepper, badami mango, etc. In fruits in which the color at the ripe stage is due to anthocyanins (yellow cherry, red currant, strawberry) and in fruits that retain their green color when ripe (kiwi), the carotenoid concentrations decrease with ripening. The one factor that decisively affects the carotenoid content is the maturity of the plant food when harvested and offered for consumption [14].

Bananas and plantains are grown in more than 120 countries in the tropical and sub-

tropical regions of the world, mainly for their fruits, as well as for their leaves and fibers. Generally, banana and plantain varieties are characterized by different yellow and orange shades of flesh coloration when ripe. In Cameroon, their production has been estimated at 2.26 Mt per annum¹. Strategies based on the utilization of cultural and locally consumed foods are essential for the identification of solutions for the reduction of micronutrient malnutrition in Cameroon and other countries. Micronutrient malnutrition constitutes a major health problem in sub-Saharan Africa. In Cameroon, the national vitamin A deficiency (VAD) survey conducted in 2000 revealed that 40% of children were vitamin A-deficient (serum retinol concentration < 0.70 mmol·L⁻¹) [15]. Vitamin A deficiency affects more than 250 M children below 5 years old in the world. Most compellingly, the region exhibits one of the highest rates of clinical or severe sub-clinical vitamin A deficiency (VAD) and mortality in children under 5 years of age (seven out of the top ten countries with the highest under-five-years mortality rates are in West and Central Africa) according to the UNICEF State of the World's Children report in 2005 [16].

Our study was carried out in order to determine the carotenoid contents during ripening of some dessert and cooking bananas, plantain cultivars and *Musa* hybrids produced in the African Research Center on Bananas and Plantains, in Njombé, Cameroon. This was achieved by considering the general nutritional aspect of carotenoids, and specifically their provitamin A activity. Also, the aim of our study was defined knowing that bananas and plantains are major staple food crops for millions of people in West and Central Africa where they contribute significantly to food security, and due to the need for a better utilization of these plants in human nutrition and *Musa* breeding.

¹ www.fao.org. Cameroon production of bananas and plantains in 2006, in: Food Agric. Organ. Stat. Div. 2008, <http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567>, seen on June 2008.

2. Materials and methods

We studied ten plantain cultivars (Essong, French clair, French sombre, Kelong mekintu, Red Yade, Big Ebanga, Mbouroukou n°1, Mbouroukou n°3, Bâtard and Biya 2), three cooking bananas (Dwarf kalapua, Laknau and Popoulou CMR) and three dessert bananas (Foconah, Grande Naine and Yangambi km 5), as well as three *Musa* hybrids (DS 11, CRBP 39 and CRBP 755). The main *Musa* varieties consumed in some regions of Cameroon were thus considered [17].

Bunches were harvested from an experimental plot settled in CARBAP. Fruits from the second and third hands were detached from the stalk and put in the same cardboard box before being mixed so as not to identify more fruits of the 2nd or 3rd hand. Thereafter, they were randomized, collected, then sorted into three stages of maturation according to the external color of the peel [18]: full green (initial or stage 1), yellow with green ends (ripe or stage 5) and entirely yellow with black spots (fully ripe or stage 7). Samples were thus grouped because physicochemical analysis of some bananas and plantains during ripening showed and confirmed that generally these peel colors indicate the ripeness of the flesh well [19, 20] although, in a few *Musa* varieties, the flesh may be ripe when the peel appears to be still green/unripe.

2.1. Sample preparations

About 50 g of quartered fresh pulps from two chosen fruits of the second and third hands were electrically sealed in polyethylene bags after air removal through simple aspiration and kept frozen at -20°C . These samples were stored for between (3 and 5) months prior to analysis. The frozen pulps, still in polyethylene bags entirely covered with ice blocks in a cool box/ice chest, were transported by airmail to CIRAD in Montpellier, France, for further carotenoid analyses. It should be noted that the samples arrived in the laboratory completely in a frozen condition for unripe pulps and about 80% frozen for ripe pulps.

2.2. Extraction, and qualitative and quantitative analysis

Reference compounds were from Extrasynthèse (Genay, France) and reagents as well as all solvents, which were of the highest analytical grade, were from Sigma-Aldrich Chimie (Saint-Quentin Fallavier, France).

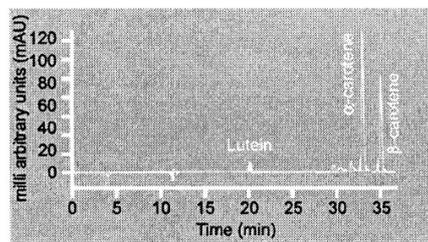
2.2.1. Carotenoid extraction

At least three frozen samples of the same variety were quartered and 15 g were pulverized for 3 min in liquid nitrogen with a Dangoumeau 300-ball mill (Prolabo, France). Carotenoid extraction was adapted from the method of Kimura and Rodriguez-Amaya [21]. Tert-butyl-methyl-phenol (0.1% v/v) was added to all the extraction and HPLC solvents. Under red light, powdered samples [(2–5) g] were mixed for 10 min in a glass tube with 15 mL of acetone and 150 mg of magnesium carbonate to neutralize acids. The mixture was then filtered with a sintered glass funnel (porosity 3 or 4). This operation was repeated thrice, until the residue was colorless. The filtrate was transferred to a separatory glass funnel containing 15 mL petroleum ether for partition. The mixture was washed once with 10% sodium chloride and several times (3–5) with distilled water; the aqueous layer was discarded after 3 min of partition. The petroleum layer was then concentrated in a rotary evaporator at 32°C .

2.2.2. Carotenoid analysis

Carotenoids were analyzed according to an already published method [22]. The residue was dissolved in 1 mL [dichloromethane:tert-methyl-buthyl-ether:methanol] (50:40:10, v/v/v). Samples were filtered through a 0.45- μm polyvinylidenedifluoride (PVDF) filter and injected immediately into HPLC. The carotenoid analysis was performed with an Agilent 1100 series chromatograph. The column was a polymeric YMC-30 (250 mm \times 4.6 mm, 5 μm particle size, YMC Inc., Wilmington NC) thermostated at 25°C , and the mobile phase was composed of distilled water, methanol and tert-methyl-buthyl-ether at a flow rate of $1\text{ mL}\cdot\text{min}^{-1}$. A gradient was applied from (40:60:0) to (4:81:15)

Figure 1.
Chromatogram of fully ripe
pulp of Kelong Mekintu (*Musa*,
Plantain type, AAB) in
Cameroon.



(v/v/v) over 10 min, then from (4:81:15) to (4:11:85) (v/v/v) over 50 min until the end of the run. A UV-visible photodiode array detector was used and chromatographs were analyzed at the wavelength of maximum absorption of the carotenoids in the mobile phase ($\lambda = 450$ nm). Carotenoids were identified according to their characteristic absorption spectra, and by comparing their retention times with a reference standard alpha+beta-carotene mixture, beta-carotene and lutein (Extrasynthese-Genay-France). Quantification of carotenoids was achieved using calibration curves with β -carotene. The results were expressed in μg β -carotene equivalent per 100 g on a dry matter basis.

2.2.3. Vitamin A value

Based on fresh weight, the vitamin A value was calculated as retinol activity equivalent (RAE), using the following conversion: $\text{RAE} = (\mu\text{g of } \beta\text{-carotene}/12) + (\mu\text{g of } \alpha\text{-carotene}/24)$.

2.3. Statistical analysis

For the same variety, three frozen samples from three different bunches were submitted to carotenoid extraction and analyses were performed in triplicate. ANOVA and mean comparisons by the SNK test ($P \leq 0.05$) were performed with the general linear model procedure of SAS statistical software (version 8.2 for Windows) [23].

3. Results and discussion

The chromatograms of the *Musa* pulps analyzed at three post-harvest maturity stages showed that the principal carotenoids were

β -carotene, α -carotene and lutein, the first two nutrients being the major banana and plantain carotenoids (figure 1).

The α -carotene levels of unripe pulps of all the *Musa* analyzed were higher than those of lutein and β -carotene for the same variety, except for Dwarf kalapua. Also, Yangambi km 5 exhibited a higher value of lutein compared with the β - and α -carotene levels. At this maturity stage, Mbouroukou n°1 and Bâtard exhibited the highest values, which was not observed during the ripening process of the 19 cultivars studied (tables I–III). The amount of α -carotene decreased considerably from stage 1 to stage 7 for the plantains, and varied (increasing or decreasing according to the variety) during post-harvest maturation of bananas and plantain hybrids. These changes are not often significantly different. However, samples were not prepared using vacuum sealing, but air removal in polyethylene bags prior to sealing was done through simple aspiration for all the samples whether unripe, starting to be ripe, ripe or fully ripe pulps and stored in the same conditions. It is likely that a little oxidation may have taken place during storage. The α -carotene contents in raw pulps of hybrids and some plantain cultivars, as well as of the banana varieties analyzed are, respectively, higher than and similar to those (42–383 $\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ of edible portion) of Micronesian bananas, in which β -carotene levels are higher than those of α -carotene [24].

β - and α -carotene concentrations of Yangambi km 5 were very low at all the stages of maturity studied. The unripe pulps of Bâtard and Mbouroukou n°1 still showed the highest β -carotene contents. They varied significantly during their post-harvest maturation; the maximum values were always obtained with unripe and, sometimes, with ripe pulps compared with fully ripe pulps (table II). In plantain, evidence suggests that the yellowing of the fruit pulp during ripening is caused by the breakdown of the chlorophyll, a process which reveals the carotenoids, rather than by carotenoid biosynthesis, as occurs in other fruits such as apricot, mango or papaya [25]. Almost all the *Musa* analyzed (except dessert bananas) were found to have β -carotene levels greater than 121 $\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ of edible

Table I.
 α -carotene contents of *Musa* pulps during ripening in Cameroon ($\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ dry matter).

<i>Musa</i> types	Genomic groups	Unripe pulp color	α -Carotene		
			Unripe	Ripe	Fully ripe
Plantains					
Essong	AAB	Orange	3246 \pm 152 a	1825 \pm 82 b	1574 \pm 282 b
French clair	AAB	Orange	2629 \pm 442 a	2635 \pm 477 a	1351 \pm 412 b
French sombre	AAB	Orange	3412 \pm 769 a	3201 \pm 256 a	2013 \pm 102 b
Kelong mekintu	AAB	Orange	2997 \pm 355 a	3142 \pm 484 a	1549 \pm 144 b
Red yade	AAB	Orange	2768 \pm 396 a	2802 \pm 461 a	2087 \pm 312 a
Big ebanga	AAB	Orange	2171 \pm 963 a	1926 \pm 454 a	1469 \pm 251 a
Mbouroukou n°1	AAB	Orange	4208 \pm 444 a	2152 \pm 402 b	1009 \pm 137 c
Mbouroukou n°3	AAB	Orange	2858 \pm 820 a	2097 \pm 339 a	922 \pm 82 b
Btard	AAB	Orange	4188 \pm 167 a	2543 \pm 246 ab	1457 \pm 36 b
Biya2	AAB	Orange	2347 \pm 150 a	1451 \pm 175 b	451 \pm 215 c
Cooking bananas					
Dwarf kalapua	ABB	Ivory	128 \pm 63 a	125 \pm 21 a	165 \pm 8 a
Laknau	AAB	Ivory	823 \pm 265 a	644 \pm 39 a	627 \pm 171 a
Popoulou CMR	AAB	Orange	1336 \pm 404 a	545 \pm 49 b	595 \pm 21 b
Dessert bananas					
Foconah	AAB	Ivory	517 \pm 112 a	196 \pm 21 c	326 \pm 21 b
Grande Naine	AAA	Cream	947 \pm 90 a	586 \pm 168 a	539 \pm 17 a
Yangambi km 5	AAA	Cream	62 \pm 5 a	106 \pm 15 a	44 \pm 8 a
Plantain hybrids					
CRBP 39	AAAB	Ivory	1593 \pm 89 a	1694 \pm 207 a	1784 \pm 61 a
CRBP 755	AAA	Ivory	2088 \pm 332 a	1961 \pm 315 a	1686 \pm 184 a
DS 11	AA	Orange	1710 \pm 192 c	2347 \pm 61 b	2984 \pm 346 a

Values are the mean of three independent determinations.

Different letters in the same line indicate significant differences ($\alpha = 0.05\%$).

portion, which is at least 5 to 29 times the β -carotene level ($21\ \mu\text{g}\cdot 100\ \text{g}^{-1}$) found in bananas analyzed in the United States and the United Kingdom; although those bananas were not documented by cultivar name, they were most likely Cavendish, the primary banana cultivar marketed globally [26, 27]. Also, some unripe plantain cultivars have greater amounts of β -carotene (700 – $1200\ \mu\text{g}\cdot 100\ \text{g}^{-1}$ of edible portion) compared with some papaya cultivars (80 – $410\ \mu\text{g}\cdot 100\ \text{g}^{-1}$) and passion fruits (500 – $1000\ \mu\text{g}\cdot 100\ \text{g}^{-1}$) [1, 28–30]. However, green leafy vegetables have very rich β - and α -carotene contents, but they have been shown to have poor bioavailability in relation to orange-fleshed fruits [31].

At the green mature stage, Dwarf kalapua and Popoulou CMR had no lutein; meanwhile, Yangambi km 5 was the richest in this carotenoid pigment. French sombre, Mbouroukou n°1 and Mbouroukou n°3 exhibited the highest contents among the plantain cultivars. During the ripening of plantain cultivars, the lutein levels always decreased at stage 5 (ripe pulps), then increased considerably at stage 7 (fully ripe pulps), where the maximum value (French sombre) was observed. The lutein amounts of plantain hybrid pulps increased continuously during their ripening process, spectacular changes being noted with CRBP 755 (table III). However, compared with raw salad vegetables (*Cichorium intybus*, *Eruca*

Table II. β -carotene contents of *Musa* pulps during ripening in Cameroon ($\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ dry matter).

<i>Musa</i> types	Genomic groups	β -Carotene		
		Unripe	Ripe	Fully ripe
Plantains				
Essong	AAB	2025 \pm 57 a	1504 \pm 67 b	1105 \pm 192 c
French clair	AAB	2113 \pm 360 a	2218 \pm 448 a	955 \pm 226 b
French sombre	AAB	2069 \pm 412 b	2858 \pm 404 a	1625 \pm 36 b
Kelong mekintu	AAB	2064 \pm 200 a	2157 \pm 442 a	1132 \pm 129 b
Red Yade	AAB	1687 \pm 537 a	2029 \pm 347 a	1444 \pm 204 a
Big Ebanga	AAB	2086 \pm 101 a	1760 \pm 407 a	1267 \pm 198 a
Mbouroukou n°1	AAB	2843 \pm 125 a	1729 \pm 324 b	726 \pm 103 c
Mbouroukou n°3	AAB	1865 \pm 521 a	1330 \pm 238 a	580 \pm 96 b
Btard	AAB	3300 \pm 137 a	1988 \pm 157 ab	1228 \pm 125 b
Biya2	AAB	2073 \pm 115 a	1208 \pm 134 b	330 \pm 150 c
Cooking bananas				
Dwarf kalapua	ABB	341 \pm 33 a	344 \pm 57 a	459 \pm 44 a
Laknau	AAB	630 \pm 185 a	339 \pm 29 a	389 \pm 129 a
Popoulou CMR	AAB	1125 \pm 450 a	587 \pm 53 a	678 \pm 98 a
Dessert bananas				
Foconah	AAB	365 \pm 81 a	122 \pm 10 b	196 \pm 25 b
Grande Naine	AAA	298 \pm 28 a	253 \pm 45 a	214 \pm 38 a
Yangambi km 5	AAA	13 \pm 22 b	61 \pm 8 a	32 \pm 3 b
Plantain hybrids				
CRBP 39	AAAB	744 \pm 37 a	950 \pm 119 a	896 \pm 51 a
CRBP 755	AAA	1397 \pm 347 a	1261 \pm 203 a	1079 \pm 141 a
DS 11	AA	704 \pm 285 b	1278 \pm 48 a	1577 \pm 206 a

Values are the mean of three independent determinations.

Different letters in the same line indicate significant differences ($\alpha = 0.05\%$).

sativa, *Nasturtium officinale*, *Lactuca sativa*, *Lycopersicon esculentum*, *Daucus carota* and *Capsicum annuum*) studied in Brazil and in the USA, respectively, these values were too low [32, 33].

The levels of β - and α -carotenes, as well as of lutein, which were low in unripe pulps and then greatly increased in the ripe fruit, reflect the degradation of chlorophylls with a concomitant rise in carotenoids [28]. In addition, according to some studies, soil fertilization, which was applied in the experimental plot during the fruit production cycle, could be one of the factors that affected carotenoid biosynthesis in fruits

[34]. The decrease in these carotenoids, especially β - and α -carotenes, during ripening could be due to their degradation, which may stimulate the synthesis of other carotenoid isomers during post-harvest maturation; this phenomenon may have been enhanced by the storage conditions (at $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ for more than 3 months) of the analyzed pulps.

In some matured fruits such as strawberry, red currant and the Picual olive variety, carotenoid contents decrease during ripening, as observed with many *Musa* cultivars studied in our study. However, this decrease did not occur in all the bananas

Table III.
Lutein contents of *Musa* pulps during ripening in Cameroon ($\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ dry matter).

<i>Musa</i> types	Genomic groups	Lutein		
		Unripe	Ripe	Fully ripe
Plantains				
Essong	AAB	68 ± 28 a	22 ± 3 b	60 ± 4 a
French clair	AAB	40 ± 6 b	34 ± 5 b	307 ± 53 a
French sombre	AAB	107 ± 11 b	34 ± 7 c	323 ± 19 a
Kelong mekintu	AAB	64 ± 10 b	45 ± 12 b	118 ± 35 a
Red Yade	AAB	48 ± 7 c	66 ± 1 b	80 ± 7 a
Big Ebanga	AAB	68 ± 13 b	28 ± 3 c	98 ± 3 a
Mbouroukou n°1	AAB	104 ± 5 a	23 ± 1 b	108 ± 5 a
Mbouroukou n°3	AAB	113 ± 6 a	28 ± 2 b	131 ± 17 a
Btard	AAB	44 ± 10 b	189 ± 21 a	67 ± 16 b
Biya2	AAB	38 ± 3 b	53 ± 4 b	146 ± 44 a
Cooking bananas				
Dwarf kalapua	ABB	Not detected	Not detected	35 ± 2 a
Laknau	AAB	28 ± 3 c	81 ± 22 b	258 ± 15 a
Popoulou CMR	AAB	ND	133 ± 8 a	56 ± 13 b
Dessert bananas				
Foconah	AAB	106 ± 78 a	104 ± 16 a	152 ± 6 a
Grande Naine	AAA	53 ± 5 c	183 ± 10 a	105 ± 25 b
Yangambi km 5	AAA	193 ± 22 a	64 ± 9 b	86 ± 10 b
Plantain hybrids				
CRBP 39	AAAB	20 ± 4 c	80 ± 7 b	168 ± 13 a
CRBP 755	AAA	129 ± 63 b	349 ± 33 a	405 ± 50 a
DS 11	AA	64 ± 6 a	24 ± 1 b	10 ± 6 c

Values are the mean of three independent determinations.

Different letters in the same line indicate significant differences ($\alpha = 0.05\%$).

and plantains analyzed, similar to acerola fruits and the Aberquina olive variety, which showed an increase in carotenoid pigments during the ripeness stage [35].

Finally, the retinol activity equivalents (RAE)-100 g^{-1} of fresh weight were calculated for four *Musa* types, taking into account β - and α -carotenes, that were the only identified provitamin A carotenoids present in bananas and plantains. RAE varied considerably according to *Musa* types and their ripening stages. The plantain type (Mbouroukou n°1) and the *Musa* hybrid (CRBP 755) exhibited the highest levels (table IV). These two plantain cultivars represent better sources of provitamin A com-

pared with cooking bananas or dessert bananas. According to Englberger *et al.*, fruits were considered as good sources of vitamin A when RAE was superior to 75. Our results showed similar and superior RAE values compared with the best varieties analyzed in the Federated States of Micronesia [36].

Our data show that the carotenoid contents of *Musa* vary significantly according to their genomic groups and during the ripening process of the pulps or their stage of post-harvest maturity, which is an important criterion for banana and plantain consumers in Cameroon and neighboring countries [17, 37].

Table IV.
Retinol activity equivalents (RAE)-100 g fresh weight of four *Musa* types collected in Cameroon.

Ripening stage	Mbouroukou n°1	Popoulou CMR	Grande Naine	CRBP 755
Unripe	147.99	43.54	16.02	70.26
Ripe	78.63	20.19	9.74	61.01
Fully ripe	33.49	21.41	8.38	48.79

4. Conclusion

Our study showed that *Musa* cultivars produced in Cameroon had high carotenoid contents, although our data could have been influenced by the fruit production conditions, the harvest periods, the conservation method before analysis and the extraction and quantification procedures (exclusion of saponification for carotenoids). The interest in these staple crops as potential sources of provitamin A, whose antioxidant properties are essential in human health, was also confirmed. With their high β - and α -carotene levels, Bâtard and Mbouroukou n°1 could be used by the *Musa* breeding programs for the creation and selection of new hybrids containing high carotenoid levels to enhance the nutritional status of the population. These staple foods potentially rich in provitamin A carotenoids could play a significant role in the fight against chronic infections and to prevent some cancers as well as cardiovascular diseases. Studies are currently being carried out in CARBAP (Cameroon) on some *Musa* varieties to confirm the significant changes in lutein, and β - and α -carotene contents, as well as total carotenoid levels, attributed to genetic factors, climates, soils and agricultural practices; in addition, the aim of these studies is to measure the effect of cooking on the composition of banana and plantain pulps which are always boiled, dried or fried before being eaten with food complements according to the eating habits of each region.

Acknowledgments

The authors extend sincere gratitude to CARBAP, CIRAD (Dep. PERSYST, UMR 95)

and Bioversity International. They also thank Michel Ndooumbe Nkeng (IRAD) and Fabienne Ribeyre (CIRAD) for their help with the statistical analyses.

References

- [1] Britton G., Liaanen-Jensen S., Pfander H., Carotenoids: Spectroscopy 1B. Basel, Switzerland, 1995.
- [2] Palace V.P., Khaper N., Qin Q., Singal P., Antioxidant potentials of vitamin A and carotenoids and their relevance to heart disease, *Free Radic. Biol. Med.* 26 (1999) 746–761.
- [3] Rock C., Carotenoids: biology and treatment, *Pharmacol. Ther.* 75 (1997) 185–197.
- [4] Rodríguez-Amaya D.B., Carotenoids and food preparation: the retention of provitamin A carotenoids in prepared, processed and stored foods, OMNI/USAID, Washington DC, USA, 1997, 88 p.
- [5] Astrog P., Food carotenoids and cancer prevention: An overview of current research, *Trends Food Sci. Technol.* 81 (1997) 406–413.
- [6] Bendich A., Recent advances in clinical research involving carotenoids, *Pure Appl. Chem.* 66 (1994) 1017–1024.
- [7] Burri B.J., Beta-carotene and human health: A review of current research, *Nutr. Res.* 17 (1997) 547–580.
- [8] Krinsky N.I., Actions of carotenoids in biological systems, *Annu. Rev. Nutr.* 13 (1993) 561–587.
- [9] Mayne S.T., Beta-carotene, carotenoids, and disease prevention in humans, *FASEB J.* 10 (1996) 690–701.
- [10] Olson J.A., Carotenoids, in: Shils M.E., Olson J.A., Shike M., Ross A.C. (Eds.), *Modern nutrition in health and disease*, 9th ed., Williams & Wilkins, Baltimore, USA, 1999.

- [11] Olson J.A., Krinsky N.I., The colourful, fascinating world of the carotenoids: Important physiologic modulators, *FASEB J.* 9 (1995) 1547–1550.
- [12] McLaren D., Frigg M., *Voir et vivre. Guide pratique sur la vitamine A dans la santé et la maladie*, 2^e éd., Groupe trav. Voir et Vivre, Bâle, Suisse, 2002.
- [13] Nève J., Antioxydants alimentaires : vitamines, oligoéléments et non-nutriments, in: Roberfroid M., *Aliments fonctionnels*, Lavoisier (Eds.), Coll. Sci. Techn. Agroaliment., Cachan, France, 2002.
- [14] Rodriguez-Amaya D.B., *A guide to carotenoid analysis in foods*, 1st ed., OMNI Res., USA, 2001, 64 p.
- [15] Aguayo V.M., Baker S.K., Vitamin A deficiency and child survival in sub-Saharan Africa: A reappraisal of challenges and opportunities, *Food Nutr. Bull.* 26 (4) (2005) 348–355.
- [16] Anon., *The state of the world's children 2005. Childhood under threat*, United Nations Children's Fund (UNICEF), New York, USA, 2005.
- [17] Ngho Newilah G., Tchango Tchango J., Fokou E., Dury S., Etoa F.X., Processing and food uses of bananas and plantains in Cameroon, *Fruits* 60 (4) (2005) 245–253.
- [18] Dadzie B.K., Orchard J.E., *Routine postharvest screening of banana and plantain hybrids: criteria and methods*, INIBAP, Techn. Guidel. 2, Montpellier, France, 1997, 63 p.
- [19] Burdon J.N., Moore K.G., Wainwright H., The post harvest ripening of three plantain cultivars (*Musa* spp., AAB group), *Fruits* 46 (1991) 137–143.
- [20] Ngalani J.A., Tchango Tchango J., Ndoumbe Nkeng M., Noupadja P., Tomekpe K., Physicochemical changes during ripening in some plantain cultivars grown in Cameroon, *Trop. Sci.* 38 (1998) 42–47.
- [21] Kimura M., Rodriguez-Amaya D.B., A scheme for obtaining standards and HPLC quantification of leafy vegetable carotenoids, *Food Chem.* 78 (2002) 389–398.
- [22] Dhuique-Mayer C., Caris-Veyrat C., Ollitrault P., Curk F., Amiot M.J., Varietal and interspecific influence on micronutrient contents in citrus from the Mediterranean area, *J. Agric. Food Chem.* 53 (2005) 2140–2145.
- [23] Anon., *SAS User's Guide: Statistics*, Release 8.2, SAS Institute Inc., Cary, NC, USA, 2001.
- [24] Englberger L., Aalbersberg W., Ravi P., Bonnin E., Marks G.C., Fitzgerald M.H., Elymore J., Further analyses on Micronesian banana, taro, breadfruit and other foods for provitamin A carotenoids and minerals, *J. Food Compos. Anal.* 16 (2003) 219–236.
- [25] Lusty C., Akyeampong E., Davey M.W., Ngho Newilah G., Markham R., A staple food with nutritious appeal, *Infomusa* 15 (1–2) (2006) 39–43.
- [26] Holden J.M., Eldridge A.L., Beecher G.R., Buzzard I.M., Bhagwat S., Davis C.S., Douglas L.W., Gebhardt S., Haytowitz D., Schakel S., Carotenoid content of US foods: An update of the database, *J. Food Compos. Anal.* 12 (1999) 169–196.
- [27] Holland B., Welch A.A., Unwin I.D., Buss D.H., Paul A.A., Southgate D.A.T., *The composition of foods*, McCance, Widdowson (Eds.), R. Soc. Chem. Minist. Agric. Fish. Food, Cambridge, UK, 1991.
- [28] Alves R.E., Chitarra A.B., Chitarra M.I.F., Post harvest physiology of acerola (*Malpighia emarginata* D. C.) fruits: Maturation changes, respiratory activity and refrigerated storage at ambient and modified atmospheres, *Acta Hort.* 370 (1995) 223–229.
- [29] Wall M.M., Ascorbic acid, vitamin A, and mineral composition of banana (*Musa* sp.) and papaya (*Carica papaya*) cultivars grown in Hawaii, *J. Food Compos. Anal.* 19 (2006) 434–445.
- [30] Brat P., Olle D., Reynes M., Brillouet J.M., The carotenoids of tropical and Mediterranean fruits and their products, in: Nakano T., Ozimek L. (Eds.), *Food science and product technology*, Res. Signopost, Kerala, India, 2002, pp. 187–198.
- [31] De Pee S., West C.E., Permaesih D., Martuti S., Muhilal, Hautvast G.A.J.J., Orange fruit is more effective than are dark-green, leafy vegetables in increasing serum concentrations of retinol and β -carotene in schoolchildren in Indonesia, *Am. J. Clin. Nutr.* 68 (1998) 1058–1067.
- [32] Niizu P.Y., Rodriguez-Amaya D.B., New data on the carotenoid composition of raw salad vegetables, *J. Food Compos. Anal.* 18 (2005) 739–749.
- [33] Lee J.J., Crosby K.M., Pike L.M., Yoo K.S., Laskovar D.I., Impact of genetic and environmental variation on development of flavonoids

- and carotenoids in pepper (*Capsicum* spp.), *Scientia Hort.* 106 (2005) 341–352.
- [34] Gross J., *Pigments in fruits*, Acad. Press, London, UK, 1987.
- [35] Lima V.L.A.G., Mélo E.A., Maciel M.I.S., Prazeres F.G., Musser R.S., Lima D.E.S., Total phenolic and carotenoid contents in acerola genotypes harvested at three ripening stages, *Food Chem.* 90 (2005) 565–568.
- [36] Englberger L., Wills R.B.H., Dufficy L., Blades B., Daniells J.W., Coyne T., Carotenoid content and flesh color of selected banana cultivars growing in Australia, *Food Nutr. Bull.* 27 (2006) 281–291.
- [37] Dury S., Bricas N., Tchango Tchango J., Temple L., Bikoi A., The determinants of urban plantain consumption in Cameroon, *Food Qual. Prefer.* 32 (3) (2002) 81–82.

Contenido de carotenoides durante la maduración de híbridos y de cultivares de banana, cultivados en Camerún.

Resumen — Introducción. Las bananas y los plátanos (*Musa* spp.) son alimentos básicos en Camerún y en los países de alrededor. Son esenciales unas estrategias basadas en la utilización de alimentos de cultivo y de consumo locales para identificar soluciones enfocadas a reducir la carencia de oligoelementos en la nutrición. **Material y métodos.** Para evaluar el valor alimenticio de ciertas variedades de bananas; y así participar en la elección de nuevos híbridos de *Musa*, se determinaron los contenidos de los carotenoides de 19 cultivares y de híbridos del tipo *Musa* presentes en el conjunto de material genético del CARBAP (Douala, Camerún); y esto, en tres estados de maduración post-cosecha. Se analizaron pulpas congeladas para determinar sus contenidos en β -caroteno, α -caroteno y en luteína, mediante el método HPLC. Se calcularon los equivalentes de actividad del retinol (EAR-100 g^{-1} de materia fresca) para cuatro tipos representativos de *Musa*. **Resultados y discusión.** En función de los genotipos, se observaron diferencias significativas entre los cultivares de *Musa*; Mbouroukou n°1 (tipo plátano) y el híbrido CRBP 755 presentaron los niveles de EAR más elevados (148 y 70) EAR-100 g^{-1} comparados con los valores medidos para las bananas de postre (16 EAR-100 g^{-1}). Durante la maduración, aumentaron o disminuyeron las concentraciones de los carotenoides de manera significativa ($\alpha = 0.05$ %) de acuerdo con el tipo de banana analizado. Los altos contenidos en β -caroteno, α -caroteno y en luteína de estos cultivares podrían contribuir a la mejora del estado alimenticio de las personas que los consumen en África central y occidental; así como al fomento de su uso en los programas de la mejora de las variedades de la banana.

Camerún / *Musa* / frutas / maduramiento / etapas de desarrollo / carotinoides

Total carotenoid changes during early fruit development and ripening of bananas grown in Cameroon

Ngoh Newilah Gerard¹, Dhuique-Mayer Claudie², Tomekpe Kodjo³, Fokou Elie⁴ and Etoa François-Xavier⁴

¹Post Harvest Technology Program – CARBAP, PO Box 832 Douala, Cameroon ²CIRAD – Persyst-Qualisud, Bd. De la Lironde, PO Box 34398 Montpellier CEDEX 5, France ³Breeding Program – CARBAP, PO Box 832 Douala Cameroon ⁴University of Yaoundé I, PO Box 812 Yaoundé, Cameroon E-mail ghngoh@yahoo.com

Abstract

Strategies based on the utilisation of cultural and locally consumed foods are essential for the identification of solutions for the reduction of micronutrient malnutrition in Cameroon. Bananas and plantains are staple crops in west and central Africa where they play an important role in the population's diet. The aim of this study was to determine total carotenoid contents of three *Musa* types, namely *French Sombre* (plantain), *Pelipita* (cooking banana) and *Grande Naine* (dessert banana) during early fruit development and ripening. Immediately after shooting, samples were collected every two or three weeks from the 2nd and 3rd hands of at least 3 'on-plant' bunches. The quartered and lyophilised pulps were submitted to HPLC techniques for total carotenoid levels determination. From early development to harvest of these banana and plantain fruits, total carotenoid contents of the pulps varied significantly ($p < 5\%$) and followed 2nd degree polynomial equations. During fruit ripening, different trends were observed according to cultivar. Carotenoid changes differed significantly according to sub-group in relation to the two phenomena investigated. This study confirmed the interest in these staple crops as potential sources of carotenoids, thus they can be used to enhance the nutritional status of the population. Future works are related to the investigation of the effect of processing techniques on *Musa* pulp carotenoid composition.

Keywords: Bananas, total carotenoids, early development, ripening, Cameroon

INTRODUCTION

Fresh fruit and vegetables have been a part of the human diet since the dawn of history. They are also excellent sources of the provitamin A carotenoids, which are essential for the maintenance of ocular health, as well as folic acid, which prevent certain anaemias. However, vitamin A deficiency leads to disorders of growth, development, vision, immune systems and severe cases may lead to blindness and death. (McLaren and Frigg, 2001). Bananas and plantains are members of the *Musaceae* and provide a dessert fruit (banana) or a starch staple (plantain) to millions of the world's people. They rank amongst citrus, pome fruit and grapes as major international trading commodities (Turner, 1997). In Cameroon, their production in 2006 has been estimated at 2.26 million tonnes by FAO (2008). They are consumed fresh as desserts at ripen stages for some cooking and dessert banana cultivars or processed either at green or ripen stages of cooking banana and plantain cultivars (into boiled pulps, fried pulps, dried pulps, pounded pulps, etc.). The rate at which *Musa* fruits ripen and the changes in composition that occur during ripening are significant in determining how long they remain useful for specific methods of processing.

Many recent studies have shown that bananas are potential source of carotenoids (Englberger *et al.*, 2006; Honfo *et al.*, 2007; Ngoh Newilah *et al.*, 2008; Ngoh Newilah *et al.*, 2009). But most of these studies were focused on pulps composition at harvest and on effect of ripening on carotenoid levels. Furthermore, the growth and early maturation was rarely or not considered as well as the over ripe stage during post harvest maturation. Thus, the purpose of this study was to investigate the total carotenoid contents of 3 banana cultivar pulps from early fruit filling to harvest

and during ripening in order to better understand carotenoid synthesis or degradation rates and the trends of variations that occur after harvest in the pulp related to total carotenoids.

MATERIALS AND METHODS

A plantain *French sombre* (AAB), a cooking banana *Pelipita* (ABB), and a dessert banana *Grande Naine* (AAA) obtained from the CARBAP collection at Njombé – Cameroon were considered in this study. At least three plants (growing in the same line in the collection) per cultivar were identified, selected and marked immediately after flower emergence for the experiments. The fruits were followed up from early development to completely ripen stage. Fruit sampling started immediately at shooting and continued every two weeks for the plantain and dessert banana cultivars, and every three weeks for *Pelipita*. These frequencies were defined according to the estimated time from shooting to harvest of each cultivar.

Bunches were harvested when one finger on the first hand was ripe. Number of days from shooting to harvest of each bunch was calculated. Bunches were dehanded and fruits were stored at room temperature (23°C – 26°C) in order to follow up the post harvest maturation. According to external colour of the peel as described by Dadzie and Orchard (1997) the ripening stages considered were 1: dark green; 3: pale green with yellow tips; 5: more yellow than green; 7: yellow with black spots and 9: more black than yellow. Fruits were randomly selected from the 2nd and 3rd hands of bunches of each cultivar and assessed in triplicate for three bunches at each ripening stage.

About 50g of quartered fresh pulps from 2 chosen fruits of the 2nd and 3rd hands were electrically sealed in polyethylene bags after air removal through simple

aspiration and kept frozen at -20°C . These samples were lyophilised and analysed for their total carotenoid levels. Carotenoid extraction was adapted from the method of Kimura and Rodriguez-Amaya (2002) and their analysis were realised according to a published method (Dhuique-Mayer *et al.*, 2005). A UV-visible photodiode array detector was used and chromatographs were analysed at the wavelength of maximum absorption of the carotenoids in the mobile phase ($\lambda = 450 \text{ nm}$). The sum of all detected picks gave the total carotenoid content of the sample. Quantification of carotenoids was achieved using calibration curves with β -carotene.

The results were expressed (as mean \pm standard deviation) in μg β -carotene equivalent per 100g on fresh matter basis. Analyses of variance were performed using SPSS 12.0 for Windows statistical package. The means were compared using Student Newman Keuls range test.

RESULTS AND DISCUSSION

At shooting total carotenoid levels of the 3 banana cultivars analysed were less than $260 \mu\text{g}/100 \text{ g}$ fresh matter (fm) with *French sombre* (plantain cultivar) exhibiting the lowest. From this point, their pulp carotenoid contents decreased significantly and presented sometime less than 1/10 of the former values. A spectacular decrease was observed with *Grande naine* 28 days after flowering figure 1. During early fruit development the total carotenoid changes of *French sombre* and *Pelipita* pulps followed the same trend as shown on figure 2 and 3. This highly significant variation is based on a 2nd degree polynomial equation where y stands for total carotenoid level and x stands for duration or number of days after shooting:

$$y = 73.264x^2 - 188.22x + 118.61 \text{ for } \textit{French sombre} \text{ (plantain)}$$

$$y = 21.318x^2 - 76.80x + 247.42 \text{ for } \textit{Pelipita} \text{ (cooking banana)}$$

$$y = 13.291x^2 - 86.26x + 137.5 \text{ for } \textit{Grande naine} \text{ (dessert banana)}$$

The total carotenoid content is highly correlated to fruit development duration (number of days after flowering) with different correlation factors respectively $r = 0.99$ for *French sombre*, $r = 0.96$ for *Pelipita* and $r = 0.87$ for *Grande naine*. The variation of their pulp content indicated either a synthesis (increase) or degradation (decrease) of the existing constituents. The different pattern of the polynomial curve found in *Grande naine* (AAA) and that similarly for *French sombre* (AAB) and *Pelipita* (ABB) may be highly related to the presence of the B-genome in their genotype.

It was only at harvest that dessert banana pulp presented higher carotenoid levels ($182 \mu\text{g}/100\text{g}$ fm) compared to values obtained at shooting contrary to

plantain and cooking banana pulps that exhibited these higher carotenoid levels only 42 and 63 days after shooting (respectively 184 and $274 \mu\text{g}/100\text{g}$ fm). From this stage, significant increase of total carotenoid levels was observed. The highest values of plantain and cooking banana pulps were obtained when the pulps started to ripe meanwhile the highest total carotenoid content of dessert banana cultivar was obtained when the pulp was over ripen (Table 1). This result confirms that the consumption of raw dessert banana at stage 9 may enable the consumers to gain more carotenoids than the previous ripening stages. During ripening, the total carotenoid contents of *Grande naine* increased significantly meanwhile *French sombre* and *Pelipita* followed the same variation trend, increasing from unripe to start ripe stage from where they slightly decreased until the pulps became fully ripen. These phenomenon: increasing – decreasing – then increasing has also been observed by Wills and Widjanarko (1995) for papaya (*Carica papaya* L.). In addition, the over ripe stage exhibited highest total carotenoid levels for cooking and dessert banana cultivars analysed, thus indicating increased carotenogenesis with post harvest maturation or ripening that was also documented in *Momordica charantia*, yellow Lauffener gooseberry, red pepper, badami mango and leaves (Rodriguez – Amaya, 2001).

CONCLUSION

This study confirmed the interest in these staple crops (plantain, dessert and cooking banana) as potential sources of carotenoids. During early fruit development stages, total carotenoid levels of plantain and cooking banana cultivars significantly increased continuously while those of dessert banana decreased significantly. Analysis of *Musa* pulps during early fruit maturation has enabled a better understanding of synthesis or degradation rates of total carotenoids before harvest. During ripening – storage at ambient temperature in the laboratory – carotenoid changes showed different trends: significantly increasing continuously for *Grande naine* and increasing-decreasing-then increasing for *French sombre* and *Pelipita* from unripe to over ripe pulps. This investigation indicated that the over ripe dessert banana pulps contained more total carotenoids than the previous ripening stages, thus advisable to consumers. Knowing that in Cameroon and neighbouring countries plantains and cooking bananas are always transformed at various ripening stages before consumption, future investigations are related to the effects of processing on micronutrient composition of these *Musa* pulps. Also, works should be carried out in order to investigate the effect of the B-genome in carotenoid synthesis during early fruit maturation.

ACKNOWLEDGMENTS

The authors extend sincere gratitude to CARBAP and CIRAD – Dept PERSYST/UMR95. They also thank Mr Cletus Fonbah Chick for his help during statistical analysis.

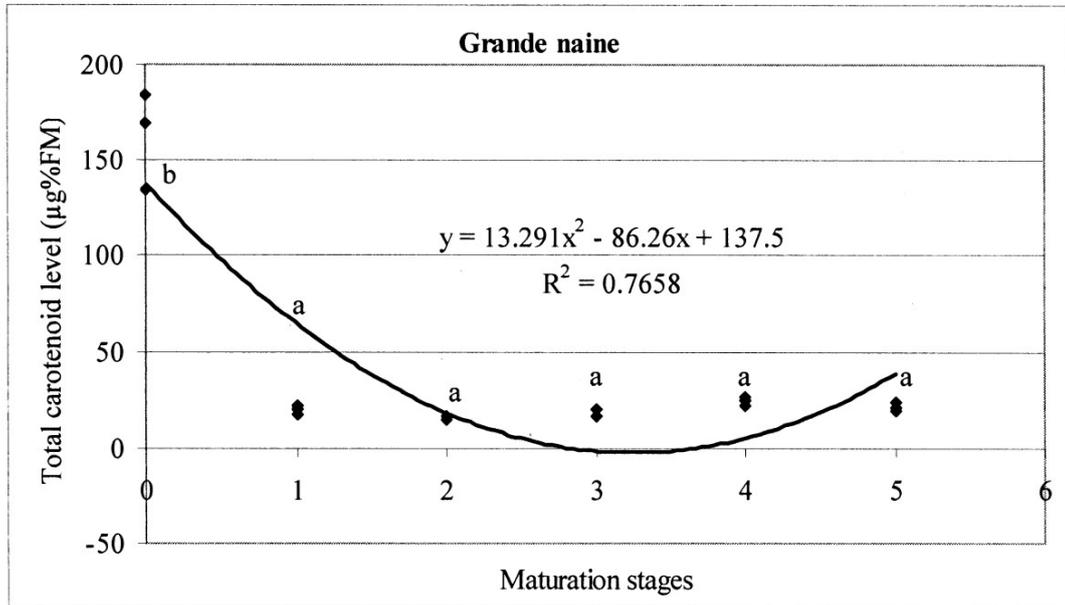


Figure 1: Total carotenoid changes during early fruit maturation of *Grande naine* (dessert banana cv.)
Legend: 0, 1, 2, 3, 4 and 5 represent respectively 0, 14, 28, 42, 56 and 70 days after shooting

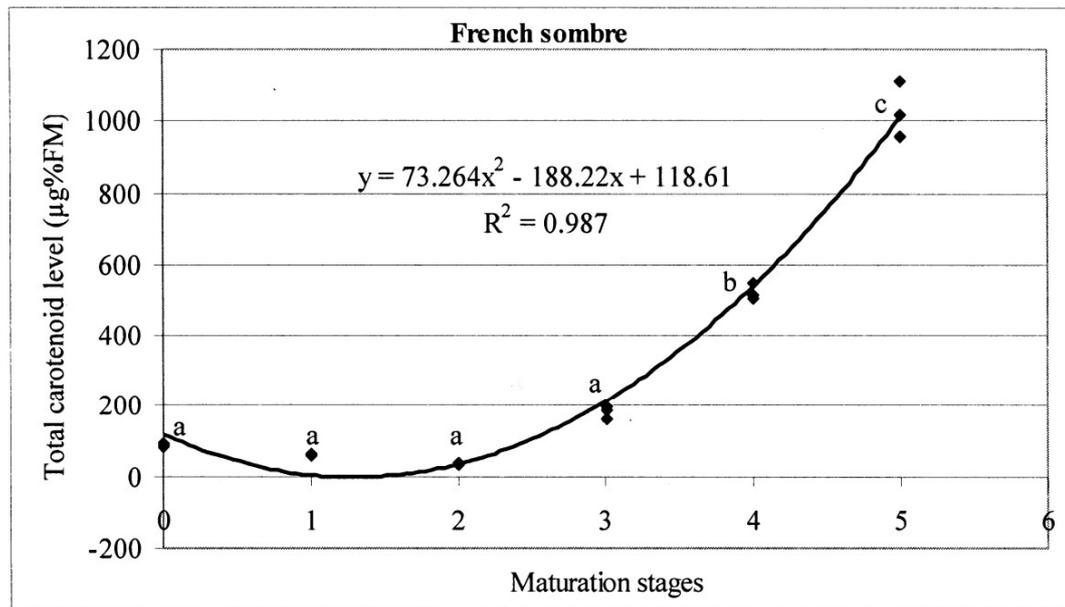


Figure 2: Total carotenoid changes during early fruit maturation of *French sombre* (plantain cv.)
Legend: 0, 1, 2, 3, 4 and 5 represent respectively 0, 14, 28, 42, 56 and 70 days after shooting

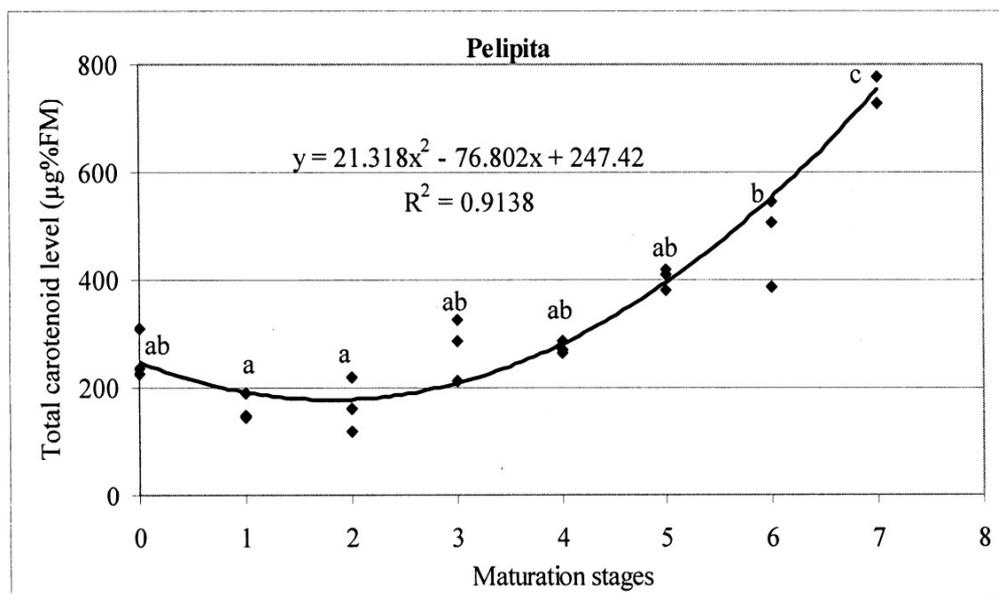


Figure 3: Total carotenoid changes during early fruit maturation of *Pelipita* (cooking banana cv.)

Legend: 0, 1, 2, 3, 4, 5, 6 and 7 represent respectively 0, 21, 42, 63, 84, 105, 126 and 147 days after shooting

Table 1: Total carotenoid content changes during ripening of *Musa* pulps

Banana cultivars	Pulp post harvest maturation stages					
	Unripe	Start ripe	Ripe	Fully ripe	Over ripe	
<i>French sombre</i>	1631 ^a ± 77	2543 ^d ± 91	2355 ^b ± 160	2341 ^b ± 92	2485 ^c ± 297	
<i>Pelipita</i>	1047 ^a ± 31	1421 ^c ± 94	1315 ^{bc} ± 183	1162 ^{ab} ± 101	1456 ^c ± 223	
<i>Grande naine</i>	182 ^a ± 13	185 ^a ± 22	225 ^b ± 17	250 ^c ± 10	355 ^d ± 13	

Values are the mean of three independent determinations

Different letters in the same line indicate significant differences ($\alpha = 0.05\%$)

REFERENCES

Dadzie, B. K. and Orchard, J. E. 1997. Routine post-harvest screening of banana/plantain hybrids: criteria and methods. *Inibap Technical Guidelines*, 63p.

Dhuique-Mayer C., Caris-Veyrat C., Ollitrault P., Curk F., Amiot M.J. 2005. Varietal and interspecific influence on micronutrient contents in citrus from the Mediterranean area. *J Agric Food Chem*. 53, 2140-2145.

Englberger L., Wills R.B.H., Dufficy L., Blades B., Daniells J.W., Coyne T. 2006. Carotenoid content and flesh color of selected banana cultivars growing in Australia. *Food Nutr Bull*. 27, 281-291.

Food and Agriculture Organisation Statistics Division. 2008. www.fao.org. Cameroon production of bananas and plantains in 2006.

Honfo F. G., Kayodé A. P. P., Coulibaly O., Tenkouanou A. 2007. Relative contribution of banana and plantain products to the nutritional requirements for iron, zinc and vitamin A of infants and mothers in Cameroon. *Fruits* 62 (5): 267 – 277.

Kimura M., Rodriguez-Amaya D.B. 2002. A scheme for obtaining standards and HPLC quantification of leafy vegetable carotenoids. *Food Chem*. 78, 389-398.

Ngoh Newilah G., Dhuique-Mayer C., Rojas-Gonzalez J., Tomekpe K., Fokou E., Etoa F. X. 2009. Carotenoids contents during ripening of banana hybrids and cultivars grown in Cameroon. *Fruits* 64 (4): 197 – 206.

Ngoh Newilah G., Lusty C., Van den Bergh I., Akyeampong E., Davey M.W., Tomekpe K. 2008. Evaluating bananas and plantains grown in Cameroon as a potential source of carotenoids. *Food-Global Science Books* 2 (2), 135 – 138.

Rodriguez – Amaya D.B. 2001. A guide to carotenoid analysis in foods. 64p.

Turner D. W. 1997. Bananas and plantains, in: Mitra S. (ed.), Postharvest physiology and storage of tropical and subtropical fruits. Pp 47 – 83.

Wills R. B. H., Widjanarko S. B. 1995. Changes in physiology, composition and sensory characteristics of Australian papaya during ripening. *Australian journal of experimental Agriculture* 35, 1173 – 1176.

Validation of Rapid (Colour-Based) Prescreening Techniques for Analysis of Fruit Provitamin A Contents in Banana (*Musa* spp.)

L.C. Pereira¹, G.B. Ngoh Newilah², M.W. Davey³ and I. Van den Bergh¹

¹Bioversity International, 1990 Boulevard de la Lironde, Parc Scientifique Agropolis II, 34397 Montpellier, France

²Centre Africain de Recherches sur Bananiers et Plantains, 110 Rue Dinde Bonanjo, 832, Douala, Cameroon

³Laboratory for Fruit Breeding and Biotechnology, Department of Biosystems, Katholieke Universiteit Leuven, De Croylaan 42, 3001 Heverlee, Belgium

Keywords: carotenoids, colour chart, colorimetry, high-pressure liquid chromatography (HPLC), plantain

Abstract

Banana and plantain (*Musa* spp.) fruits have been shown to be a potentially rich source of provitamin A carotenoids (pVACs) and can thus play a key role in reducing vitamin A deficiency in developing countries. Recently, the screening of over 170 *Musa* genotypes indicated that there is substantial genetic diversity in the pVACs contents of banana and plantain fruit pulp. Additional screening of the more than 6000 accessions maintained in over 60 field genebanks worldwide is highly desirable, but detailed pVACs analysis by spectrophotometry and reversed phase-high performance liquid chromatography (RP-HPLC) is both time consuming and expensive, due to the need for specialised equipment and technical expertise. The aim of this work was to validate alternative colour-based prescreening techniques for measuring fruit pVACs contents. The prescreening techniques used showed that pulps with white-cream coloration contained low levels of carotenoids, while those with more orange colour had levels of carotenoids ranging from low to high. The regression models tested indicated a positive correlation between *Musa* pulp colour and carotenoids content (significant at $P < 0.001$), especially for the lower colour scores. The correlation was stronger for the yellowness index measured by colorimetry than for the DSM colour chart scores. It is expected that these results will allow researchers to reduce the costs and time required for pVACs analysis by prescreening field germplasm collections by colour-based methods and selecting only the most interesting accessions for precision analysis.

INTRODUCTION

Vitamin A deficiency (VAD) is a global public health problem and is a major cause of blindness and mortality among children and women, particularly in Africa and Southeast Asia (Sommer et al., 1996; World Health Organization, 1992). Efforts to decrease VAD have focused on the production and promotion of vitamin A-rich foods, including eggs and orange-yellow fruits and vegetables such as papaya, pumpkin, cassava, carrot and sweet potato (Englberger et al., 2003; McLaren et al., 2001). Recently, the screening of over 170 *Musa* genotypes has indicated that bananas and plantains are another potentially rich source of provitamin A carotenoids (pVACs) which are converted into vitamin A in the human body (Davey et al., 2009a). While the fruit pVACs content of export banana cultivars of the Cavendish type is low, traditional orange-fleshed cultivars seem in general to have higher carotenoids levels (Amorim et al., 2009; Davey et al., 2009a; Englberger, 2003). Further screening of more than 6000 *Musa* accessions maintained in over 60 field genebanks worldwide is highly desirable, but detailed pVACs analysis by spectrophotometry and high performance liquid chromatography (HPLC) is both time consuming and expensive, since it requires specialised equipment and technical expertise. The development of a rapid prescreening method based on fruit colour would facilitate the large-scale screening of germplasm collections as it uses relatively inexpensive tools and does not require a high level of technical expertise. It could

therefore be used to prescreen entire field germplasm collections and select only the most interesting accessions for full pVACs analysis. The aim here was thus to assess the suitability of using fruit pulp colour evaluation as a prescreening method for pVACs contents in a wide variety of *Musa* cultivars.

MATERIALS AND METHODS

Sampling Procedure, Colour Coding and Carotenoids Analysis

A total of 439 fruit samples from 353 different cultivars were used in this study. All fruit samples were obtained from the germplasm collection maintained by the *Centre Africain de Recherches sur Bananiers et Plantains* (CARBAP) in Njombé, Cameroon (4°35'N, 9°39'E, 80 m a.s.l.). Fruits were collected from the centre of hands situated at the top (proximal), middle and bottom (distal) end of each bunch, and where possible from 2-3 bunches harvested at optimal physiological maturity (appearance of a ripe fruit on the proximal hand).

After harvest, fruits were weighed and sliced lengthwise. Pulp colour was then assessed using the DSM Colour Chart for Egg Yolk Colour, which is a linear colour chart that ranges from 1 (light yellow) to 15 (dark orange). Fruit pulp colour was also analysed by colorimetry. The HunterLab colorimeter (Minolta CR-14) used measures three colour coordinates named 'L' (white-black), 'a' (green-red) and 'b' (blue-yellow). However, in this study, only the 'b' parameter was evaluated which is a quantitative measure of blue to yellow colour, with a negative value for blue and a positive value for yellow (yellowness index). Subsequently, individual carotenoids species were analysed by reversed phase-high performance liquid chromatography (RP-HPLC) as described by Davey et al. (2006, 2009a).

Statistical Analysis

Linear and multiple regressions, using the Curve Estimation procedure ($P < 0.05$) of the SPSS software package version 16.0, were carried out to identify correlations between pulp colour (measured by colour chart and colorimetry) and the content of total and individual carotenoids as measured by RP-HPLC. SPSS Curve Estimation automatically excludes from the analysis all cases with missing values for one or more of the variables (SPSS User's Guide, 2007). While the individual carotenoids contribute to the degree of orange colour of the fruit, the objective of this study was to determine the predictive value of the pulp colour for pVACs content. Colour codes and colorimetric measurements were therefore treated as independent variables and total and individual carotenoid contents as dependent variables. The coefficient of determination (R^2) was used to determine the best-fit correlation between observed values and model predictions. R^2 ranges from 0 to 1, where a value of 0 indicates the model has no predictive capability and a value of 1 means the model has perfect predictive capability, i.e. that the regression line perfectly fits the data.

RESULTS AND DISCUSSION

Colour Assessment and Total Carotenoids Content

Regression models indicated a positive relation between DSM value and total carotenoids content (TCC), and between yellowness index and TCC (Figs. 1A and B), indicating as expected that TCC increases with increasing orange colour of the fruit pulp. For the DSM value, coefficients of determination of 0.313 for the linear regression and 0.428 for the power regression indicate that from 31 to 43% of the variation within the data could be explained by the regression models (significant at $P < 0.001$) (Table 1). For the yellowness index, coefficients of determination for the linear regression and the power regression were 0.391 and 0.415, respectively (significant at $P < 0.001$) (Table 1).

From Figures 1A and B, it can further be seen that genotypes with a whiter pulp colour (lower DSM value or yellowness index) all had relatively low TCC values.

However, the more orange genotypes (higher DSM value or yellowness index) had TCC values ranging from almost 0 to >100 nmol/g dw.

These findings broadly agree with data of Chávez et al. (2006), who determined a strong and positive association ($R^2=0.769$, $P<0.01$) between colour intensity (visual colour) and TCC in cassava roots, but also found a better correlation for the lower colour ranges.

Colour Assessment and Individual Carotenoids Content

In a next step, the correlation between pulp colour and individual carotenoids content as determined by RP-HPLC was investigated. Figure 2A shows the correlations between the DSM value and the mean all-*trans* α -carotene (t-AC), all-*trans* β -carotene (t-BC), 13-*cis* β -carotene (c-BC) and lutein contents. Figure 2B shows the same correlations with the yellowness index, determined colorimetrically. As for TCC, there seems to be a general increase in individual carotenoids content with increasing orange colour of the fruit pulp, except for lutein which tends to first increase and then decrease with increasing orange colour.

For the DSM value, the linear regression model had a coefficient of determination of 0.285 for t-AC content, 0.318 for t-BC content and 0.130 for c-BC content (significant at $P<0.001$). No significant correlation was found for lutein. For the yellowness index, the linear regression model had a coefficient of determination of 0.374 for t-AC content and 0.409 for t-BC content (significant at $P<0.001$). No significant correlation was found for c-BC and lutein contents.

These results indicate that the orange colour intensity of pulps appears to be primarily determined by t-AC and t-BC rather than by c-BC or lutein. This contrasts with the findings of Burgos et al. (2009), who reported a significant and negative correlation between yellow flesh colour and β -carotene concentration in tubers of potato accessions (*Solanum phureja*) ($R=-0.77$, $P<0.001$). They found, nevertheless, a significant positive correlation between yellow pulp colour and the total carotenoids content and with two other carotenoid species, antheraxanthin and zeaxanthin, which are not found in *Musa* fruit pulp in any significant concentration ($R=0.93$, 0.81 and 0.82, respectively, $P<0.001$).

Colour Assessment and Vitamin A Activity

Ultimately, the nutritional value of a cultivar is determined by its net vitamin A activity, and not all pVACs have the same vitamin A potential. The relative vitamin A activity of c-BC has been estimated to be 53% of t-BC (Schieber and Carle, 2005), while that of t-AC is only 50% of the activity of t-BC (Fraser and Bramley, 2004; Trumbo et al., 2003). Lutein has no vitamin A activity. The vitamin A activity of ingested t-BC has been determined to be approximately 50% of that of retinol itself, meaning that 1 μg retinol is equivalent to 2 μg of t-BC. More recent data suggest that 6 μg of dietary t-BC is required to have the same effectiveness as 1 μg of purified t-BC. Therefore, an overall conversion factor of 12:1 is used to calculate the vitamin A activity of ingested t-BC (Yeum and Russell, 2002). The net vitamin A nutritional value or retinol activity equivalent (RAE) of banana fruit was thus calculated as: $\text{RAE} = 1/12$ of the total t-BC equivalents, with t-BC equivalent = $0.5 \text{ t-AC} + \text{t-BC} + 0.53 \text{ c-BC}$.

For the correlation between DSM value and t-BC equivalents, coefficients of determination ranged from 0.318 (linear regression) to 0.423 (power regression) at significance levels of $P<0.001$ (Fig. 3A). For the yellowness index, these coefficients varied from 0.400 (linear regression) to 0.432 (power regression), again at a significance level of $P<0.001$ (Fig. 3B).

Englberger et al. (2006), while studying Fe'i bananas, also found a significant positive correlation ($R^2=0.43$, $P<0.05$) between fruit RAE values and the colorimetric yellowness index (HunterLab colour coordinates). While in our study only the yellowness colorimetric parameter was analysed, Englberger et al. (2006) further assessed the redness index of pulps and reported a high significant linear relationship $Y = 0.056X + 0.66$ (where $Y = \text{colour}$ and $X = \text{RAE}$) with a R^2 of 0.84 and $P<0.001$. The authors concluded that in

Fe'i bananas, an increase in RAE is highly correlated with increased redness of the fruit pulp.

Application of Colour-Based Prescreening in a Vitamin A Screening Programme

According to the HarvestPlus Challenge Program, target dietary micronutrient levels are expressed based on the 'Population Weighted Estimated Average Requirements' (EAR). The EAR is an approximation of the median of the distribution of nutrient requirements for individuals of the target population, and as such provides the most valid, single-point comparison for the estimates of the probable contribution of a food to the overall nutrient needs of a population (Tarasuk, 2006).

The EAR for vitamin A has been set at 250 µg RAE/day for children (Davey et al., 2009a). Assuming an average daily banana consumption of 250 g fw/day and assuming an average water content of 70%, banana accessions with an RAE of at least 0.501 µg/g fw (0.93 nmol/g fw) or 1.67 µg/g dw (3.10 nmol/g dw) can provide 50% of the daily vitamin A requirements (i.e. 125 µg RAE/day) for children. For processed banana products, potential losses during processing also have to be taken into account. From Figure 4A and B, it can be seen that all accessions with an RAE of at least 1.67 µg/g dw have a DSM value of 7 or more, and a yellowness index of 62 or more.

CONCLUSION

Detailed analysis of individual pVACs by RP-HPLC provides accurate information on the concentration of individual carotenoids profile in fruit of *Musa* cultivars. However, RP-HPLC is both time-consuming and expensive, requiring both specialised equipment and technical expertise.

In this study, pulp colour (measured by visual scoring and by colorimetry) and carotenoids content in banana fruit were positively correlated. As expected, this correlation was stronger for the yellowness index measured by colorimetry (objective colour measurement) than for the DSM score (subjective colour assessment). The correlation was also found to be stronger for fruit with lower colour scores (more white pulp) than for those with higher scores (more orange pulp). *Musa* genotypes with a white pulp colour all had relatively low carotenoids levels while the more orange genotypes displayed much more variation in carotenoids contents ranging from low to high.

Genotypes with a t-BC equivalent high enough to provide 50% of the daily EAR for children at realistic consumption levels were shown to have a DSM value of 7 or more and a yellowness index of more than 62. These results demonstrate that simple colour-based methods can be used for the visual inspection and rapid prescreening of field germplasm collections for carotenoids content to exclude low-carotenoid cultivars. Precision screening by spectrophotometry or RP-HPLC will still be needed however for the analysis of more orange genotypes. As such colour-based prescreening can help reduce time and costs in *Musa* carotenoids screening programmes.

Recently, it has been demonstrated that visible/near-infrared reflectance spectroscopy (vis/NIRS) can be used for the rapid, accurate and non-destructive analysis of carotenoids in lyophilised *Musa* fruit pulp and in *Zea mays* (Davey et al., 2009b; Brenna and Berardo, 2004). The high speed and low operational costs of this technique holds out much promise for implementation in screening and breeding programmes, but it remains to be seen whether the method is also suitable for the field evaluation of fresh fruit.

It is hoped that this study will contribute to a better use of *Musa* genetic resources in breeding and biofortification strategies to increase the content of vitamin A of this important staple food.

ACKNOWLEDGMENTS

The authors are grateful to HarvestPlus Challenge Program of the Consultative Group on International Agricultural Research (CGIAR) for the financial support and also to the staff of the CARBAP Post-Harvest Technology and Breeding programmes for the

technical assistance.

Literature Cited

- Amorim, E.P., Vilarinhos, A.D., Cohen, K.O., Vanusia, B.O., Amorim, V.B.O., Dos Santos-Serejo, J.A., Oliveira e Silva, S., Pestana, K.N., Dos Santos, V.J., Paes, N.S., Monte, D.C. and Dos Reis, R.V. 2009. Genetic diversity of carotenoid-rich bananas evaluated by Diversity Arrays Technology (DArT). *Genet. Mol. Biol.* 32(1):96-103.
- Brenna, O.V. and Berardo, N. 2004. Application of near-infrared reflectance spectroscopy (NIRS) to the evaluation of carotenoids content in maize. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 52:5577-5582.
- Burgos, G., Salas, E., Amoros, W., Auqui, M., Munoa, L., Kimura, M. and Bonierbale, M. 2009. Total and individual carotenoid profiles in *Solanum phureja* of cultivated potatoes: I. Concentrations and relationships as determined by spectrophotometry and HPLC. *Journal of Food Composition and Analysis* 22(6):503-508.
- Chávez, A.L., Sánchez, T., Ceballos, H., Rodríguez-Amaya, D.B., Nestel, P., Tohme, J. and Ishitani, M. 2006. Retention of carotenoids in cassava roots submitted to different processing methods. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 87(3):388-393.
- Davey M.W., Keulemans, J. and Swennen, R. 2006. Methods for the efficient quantification of fruit provitamin A contents. *Journal of Chromatography* 1136(2):176-184.
- Davey, M.W., Van den Bergh, I., Markham, R., Swennen, R. and Keulemans, J. 2009a. Genetic variability in *Musa* fruit provitamin A carotenoids, lutein and mineral micronutrient contents. *Food Chemistry* 115(3):806-813.
- Davey, M.W., Saeys, W., Hof, E., Ramon, H., Swennen, R. and Keulemans, J. 2009b. Application of visible and near-infrared reflectance spectroscopy (VIS/NIRS) to determine carotenoid contents in banana (*Musa* spp.) fruit pulp. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 57(5):1742-1751.
- Englberger, L. 2003. Carotenoid-rich bananas in Micronesia. *InfoMusa* 12(2):2-5.
- Englberger, L., Aalbersberg, W., Ravi, P., Bonnin, E., Marks, G.C., Fitzgerald, M.H. and Elymore, J. 2003. Further analyses on Micronesian banana, taro, breadfruit and other foods for provitamin A carotenoids and minerals. *Journal of Food Composition and Analysis* 16:219-236.
- Englberger L., Shierle, J., Aalbersberg, W., Hoffmann, P., Humphries, J., Huang, A., Lorens, A., Levendusky, A., Daniels, J., Marks, G.C. and Fitzgerald, H.M. 2006. Carotenoid and vitamin content of Karat and other and other Micronesian banana cultivars. *International Journal for Food Sciences and Nutrition* 57(5-6):399-418.
- Fraser, P.D. and Bramley, P.M. 2004. The biosynthesis and nutritional uses of carotenoids. *Progress in Lipid Research* 43(3):228-265.
- McLaren, D.S. and Frigg, M. 2001. *Sight and Life Manual on Vitamin A Deficiency Disorders (VADD)*. Task Force Sight and Life, Basel, Switzerland.
- Schieber, A. and Carle, R. 2005. Occurrence of carotenoid cis-isomers in food: Technological, analytical, and nutritional implications. *Trends in Food Science & Technology* 16(9):416-422.
- Sommer, A. and West, K.P. Jr. 1996. *Vitamin A Deficiency: Health, Survival and Vision*. Oxford University Press, New York, USA.
- SPSS User's Guide. 2007. SPSS 16.0. Tutorial Section of Statistical Package for the Social Sciences. <http://support.spss.com>
- Tarasuk, V. 2006. Use of population-weighted estimated average requirements as a basis for daily values on food labels. *American Journal of Clinical Nutrition* 83(5):1217-1222.
- Trumbo, P.R., Yates, A.A., Schlicker-Renfro, S. and Sutor, C. 2003. Dietary Reference Intakes: revised nutritional equivalents for folate, vitamin E and provitamin A carotenoids. *Journal of Food Composition and Analysis* 16(3):379-382.
- World Health Organization. 1992. Vitamin A mortality and morbidity studies. Report of a Joint WHO/USAID/National Eye Institute Consultation of Principal Investigators.

Vitamin A Field Support Project. Arlington, USA.
 Yeum, K.J. and Russell, R.M. 2002. Carotenoid bioavailability and bioconversion.
 Annual Review of Nutrition 22:483-504.

Tables

Table 1. Linear and best-fit regression models for the correlation between pulp colour at maturity, measured by DSM colour chart and by colorimetry, and total carotenoids content of *Musa* fruit pulp.

Regression models		Pearson correlation coefficient	R square	P value
Y = Total carotenoids content X = DSM colour chart value				
Linear	$Y = 0.513 + 4.623X$	0.559	0.313	<0.001
Power	$Y = 2.494X^{1.121}$	0.654	0.428	<0.001
S- curve	$Y = e^{[3.474 + (-2.699/X)]}$	0.642	0.412	<0.001
Exponential	$Y = 2.684e^{(0.276X)}$	0.620	0.384	<0.001
Y = Total carotenoids content X = Yellowness index (colorimetry)				
Linear	$Y = -64.039 + 1.507X$	0.625	0.391	<0.001
Power	$Y = 8.027E-8X^{4.643}$	0.644	0.415	<0.001
S- curve	$Y = e^{[7.029 + (-256.520/X)]}$	0.642	0.412	<0.001
Exponential	$Y = 0.113e^{(0.080X)}$	0.636	0.404	<0.001

Figures

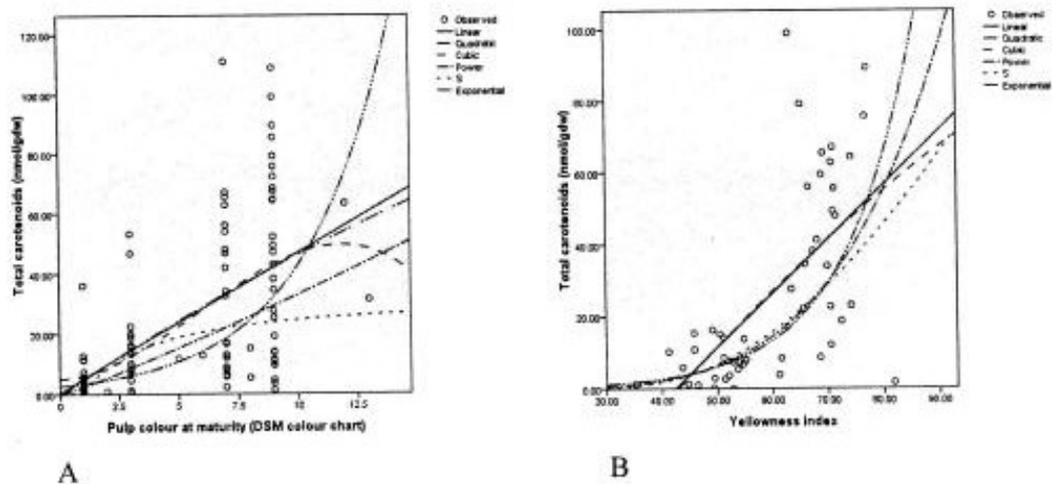


Fig. 1. Correlation between pulp colour at maturity, measured by DSM colour chart (A) and by colorimetry (B), and total carotenoids content of *Musa* fruit pulp.

Vitamin A Field Support Project. Arlington, USA.
 Yeum, K.J. and Russell, R.M. 2002. Carotenoid bioavailability and bioconversion.
 Annual Review of Nutrition 22:483-504.

Tables

Table 1. Linear and best-fit regression models for the correlation between pulp colour at maturity, measured by DSM colour chart and by colorimetry, and total carotenoids content of *Musa* fruit pulp.

Regression models		Pearson correlation coefficient	R square	P value
Y = Total carotenoids content X = DSM colour chart value				
Linear	$Y = 0.513 + 4.623X$	0.559	0.313	<0.001
Power	$Y = 2.494X^{1.121}$	0.654	0.428	<0.001
S- curve	$Y = e^{[3.474 + (-2.699/X)]}$	0.642	0.412	<0.001
Exponential	$Y = 2.684e^{(0.276X)}$	0.620	0.384	<0.001
Y = Total carotenoids content X = Yellowness index (colorimetry)				
Linear	$Y = -64.039 + 1.507X$	0.625	0.391	<0.001
Power	$Y = 8.027E-8X^{4.643}$	0.644	0.415	<0.001
S- curve	$Y = e^{[7.029 + (-256.520/X)]}$	0.642	0.412	<0.001
Exponential	$Y = 0.113e^{(0.080X)}$	0.636	0.404	<0.001

Figures

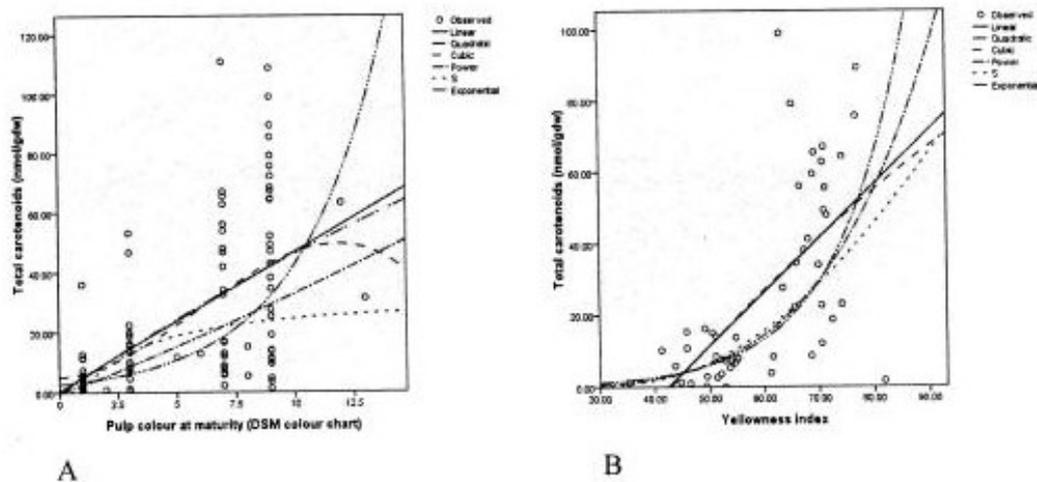


Fig. 1. Correlation between pulp colour at maturity, measured by DSM colour chart (A) and by colorimetry (B), and total carotenoids content of *Musa* fruit pulp.

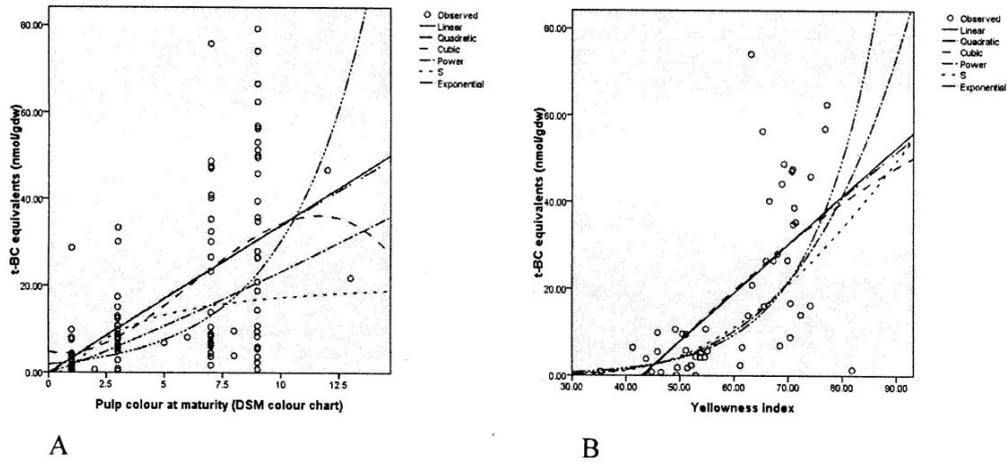


Fig. 3. Correlation between pulp colour at maturity, measured by DSM colour chart (A) and by colorimetry (B), and t-BC equivalents content of *Musa* fruit pulp.

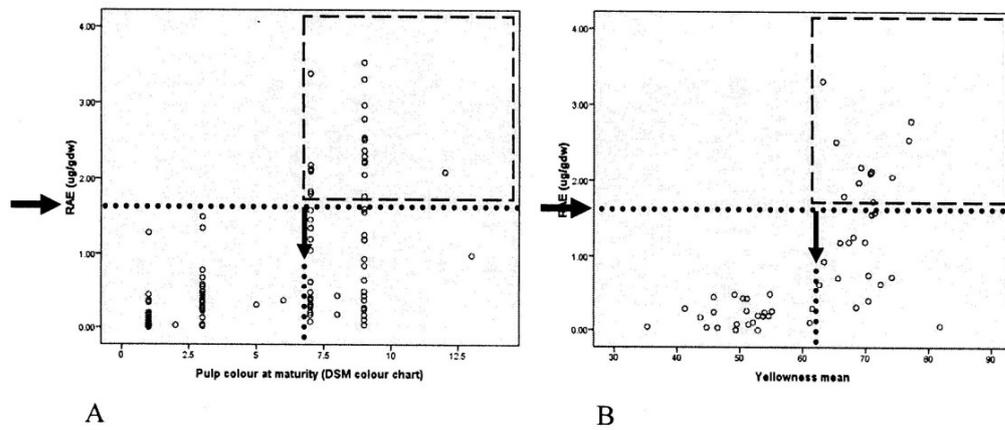


Fig. 4. Target groups of high-vitamin A cultivars: accessions with an retinol activity equivalent (RAE) of at least 1.67 $\mu\text{g/g dw}$ (\rightarrow) have a DSM value of 7 or more (A), and a yellowness index of 62 or more (B).

**EFFECTS OF DRYING AND BOILING ON SOME SPECIFIC DIETARY
CAROTENOIDS PROFILES AND LEVELS OF PLANTAIN PULP (Batard cv.)
PRODUCED IN CAMEROON**

Ngoh Newilah Gérard Bertin^{1,6,2}, Tembe Tembe Jonas², Nkouandou Mama², Ngombi Ngombi Eric²,
Kendine Vepowo Cédric², Fokou Elie³, Etoa François-Xavier⁴, Dhuique-Mayer Claudie⁵

¹University of Dschang, Laboratory of Medicinal Plants Biochemistry, Food and Nutritional Sciences
(LABPMAN), Department of Biochemistry – 67 Dschang, Cameroon

²Centre Africain de Recherches sur Bananiers et Plantains, Postharvest Technology Laboratory – 832 Douala,
Cameroon

³University of Yaoundé I, Department of Biochemistry – 812 Yaoundé, Cameroon

⁴University of Douala, 2701 Douala, Cameroon

⁵Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement
UMR-Qualisud, Bd. De la Lironde, 34398 Montpellier CEDEX 5, France

ABSTRACT

In this study, the effects of drying and boiling on carotenoid contents and profiles of plantain pulps (Batard cv.) were evaluated. Three blanching methodologies (use of citric acid, application of boiled water and fruit pre-cooking) were performed before drying meanwhile two boiling methods were investigated: boiling plantain pulps with and without peels. Some specific carotenoid profiles and contents of the derived products namely plantain flours and boiled plantain pulps were determined by High Performance Liquid Chromatography. The chromatograms of untreated plantain pulps, plantain flours and boiled plantain pulps showed that the principal carotenoids were β -carotene, α -carotene, lutein, 9-cis carotene and 13-cis carotene isomers. These five carotenoids were clearly identified meanwhile four others were detected but not identified and coded as UIC1, UIC2, UIC3 and UIC4. Drying significantly ($p < 0.05$) influenced the carotenoid profile and composition of plantain flour. Depending on the carotenoid, the average losses range between 88% and 58% respectively for the use of citric acid and fruit pre-cooking. Boiling did not influence the carotenoid profile of plantain pulps (Batard cv.), but significantly ($p < 0.05$) changes their concentrations. During boiling, the trends of variation of unidentified and identified carotenoid contents change considerably depending on the boiling method. Finally, fruit pre-cooking should be recommended to flour processors. In order to better retain identified and unidentified specific dietary carotenoids, Batard pulps should be boiled for about 40 min.

Keywords: Drying, boiling, plantain pulps, carotenoid contents and profiles

1. INTRODUCTION

In general, carotenoids are classified in two great groups: carotenes, which are strictly hydrocarbons, and xanthophylls, which derive from the former and contain oxygenated

functions. Nutritionally, their main physiological function is the capacity to act as precursors of vitamin A; therefore, they are said to have provitaminA value. However, this important quality has led to propose their classification according to nutritional activity (depending on their provitaminA character) and their biological activity (anti-ulcer, anti-cancer, immunological regulators, antenna photosynthetic pigments, etc.) [1]-[2]. Other health-benefiting effects of the carotenoid pigments are derived from their antioxidant action, which can protect against certain cancers and tumours related with the appearance of free radicals. They are substances of great dietetic importance not only as precursors of vitamin A but also as molecules that take part in cell protection and consumer attraction through the natural relation of colour and quality and vice versa. The predominant carotenoids found in human tissues are beta-carotene, alpha-carotene, lycopene, lutein, zeaxanthin, and beta-cryptoxanthin; their relative abundance depends on dietary intake [3]. Dietary beta-carotene is obtained from a number of fruits and vegetables, among the vegetables, the most important sources of carotenoids are carrots, spinach, peaches, apricots, and sweet potatoes [4]. In consequence, carotenoid content and composition are important factors in the nutritional evaluation of fruits, vegetables and foods in general [5].

Plantains and other cooking bananas are staple food crops for approximately 70 million of central and occidental African inhabitants[6]. They are produced throughout the year in Cameroon where their production was estimated at about 4 314 910 tons in 2016 [7]. They are generally eaten cooked or boiled green/unripe and eaten as a vegetable, fried when ripe or unripe to make fried-ripe-plantains or chips, baked when ripe or green, mashed, etc. [8]-[9]. Plantains are always processed before eaten. Boiling, frying and drying are the common treatments applied by consumers or processors, the first being the most important. In Cameroon, although plantain pulps are always boiled after peeling, some tribes boil the entire fruit (pulp and peel) and the peels are removed at the end of the cooking process. What could be the effect of such processing technique on carotenoid content?

Drying is the most widespread and the oldest method of preserving perishable products. Traditional drying, known as open air, remains an economically viable solution to meet the expectations of processors. Indeed, to reduce the reactions involved in food deterioration, it is important to extract a significant portion of its water. Three fundamental parameters are essential for the control of the drying process: the thermal energy brought, the capacity of surrounding air and the speed of this air at the level of the product. The strong implication of traditional drying is based on good local control, the absence of expensive tools and equipment, and good organoleptic qualities of the obtained product. The production and utilisation of flour from unripe cooking bananas and plantains has been reported in Nigeria and Cameroon [9]-[10]-[11].

In order to contribute to the reduction of postharvest losses of bananas and plantains and to diversify uses of plantain in Cameroon, flours derived from plantain pulps are sometimes produced using artisanal methodologies. The colour of these flours is often dark or black-like because of the activity of polyphenol oxidase. Therefore, to improve the flour's colour, plantain pulps are blanched before the heat drying process. The common costless blanching techniques are based on the utilisation of boiled water or the use of a solution of citric acid. Heat drying

seriously damages some nutrient contents of food, and blanching has significant effect on approximate composition, mineral contents and pasting properties of whole Musa flour [12].

Few studies have revealed micronutrient composition of bananas and plantain pulps. In Micronesia, banana pulps were reported to be rich in carotenoids and minerals [13]. In Cameroon, a study [14] reported carotenoids significant differences between Musa cultivars according to their genotype with plantain type and plantain-like hybrid exhibiting the highest levels of Retinol Activity Equivalent (RAE) [(148 and 70) RAE•100 g⁻¹] compared to dessert bananas (16 RAE•100 g⁻¹). Also, during ripening, the concentrations of β - and α -carotene, as well as lutein changed significantly according to the Musa type. If it is clear that processing techniques (boiling, cooking, drying, etc.) influence carotenoid contents of green leafy vegetables, tomatoes, carrots, broccoli, spinach, cassava roots and sweet potatoes [15]-[16]-[17]-[18]-[19]-[20]-[21], very few information exists concerning banana and plantain pulps. Therefore, the objective of this work was to provide information on the effect of boiling time on carotenoid profiles and concentrations and the influence of blanching techniques on specific dietary carotenoid levels of plantain flour obtained from Batard cultivar, a local plantain mostly consumed in west and central African countries, this in furtherance of their potential industrial utilisation.

2. MATERIALS AND METHODS

2.1. Plant material

A local plantain cultivar namely Batard was investigated at unripe stage of postharvest maturation (green fruits at harvest). It was chosen based on its availability and high consumption, its consistent agronomic performance, postharvest qualities, farmers perception and its widely distribution in west and central Africa. Samples were collected from the world's biggest plantain collection hosted by the African Research Centre on Bananas and Plantains (CARBAP), based in Njombé – Cameroon, located on latitude 4°35' N, longitude 9°39' E and 80m altitude above sea level. The soil is volcanic and slightly cuprous, but very organic. Rainfall is bimodal with an annual total of about 2550 mm. The ambient temperature varies between 21 and 35°C and the humidity of the air ranges between 85 and 90%.

2.2. Drying plantain pulps

Preliminary studies carried out in CARBAP (Postharvest Technology Laboratory) showed that unblanched plantain pulps gave a very dark colour derived flours. During hedonic tests, 95% of the consumers spontaneously rejected these flours compared to orange-colour flours derived from blanched pulps. These unpublished results confirmed that blanching is an essential step for plantain flour production. Therefore, three (03) blanching techniques were tested.

2.2.1. Blanching techniques

Blanching using boiled water: After peeling, pulps are sliced into cubes of about 1 cm³. Boiled water at 95°C to 100°C is poured on these pulp cubes. After 3 min, the pulps are drained and dried directly.

Blanching using citric acid: After peeling, pulps are sliced into cubes of about 1 cm³ and soaked in a citric acid solution (0.3%) at room temperature for 10 min, then drained and dried directly.

Blanching by precooking: Fruits are immersed in boiling water at about 100°C. Depending on the thickness of the skin, the fruit can remain between 5 and 15 min (10 min in this case). After this step, the fruits are quickly peeled and the pulp sliced and dried directly.

2.2.2. Flour production

Undamaged unripe green fruits of Batard from the second and third hands of the bunch were chosen and washed. Two batches were then peeled and pulps cut into cubes of about 1 cm³, resulting in "cosettes" which underwent blanching using boiling water and blanching using citric acid solution respectively as described above. Blanching was carried out on another batch by dipping whole fruit in boiling water at 100°C for 10 min before peeling and slicing.

These three techniques were implemented in order to inactivate an enzyme namely polyphenol oxidase (PPO) responsible for plantain pulp blackening when exposed to oxygen. Drying was carried out for 48 hours in an electric oven (Binder brand, model 708533) whose temperature was controlled at 50°C. The dried "cosettes" were milled using an ordinary stainless Chef Warring Blender (Blender 8010E, model 38BL40). The flour obtained was sieved using a 200 µm stainless steel sieve (photo 1, 2 & 3). The flour was kept in a hermetically sealed plastic box for further analysis of dietary carotenoids. Each blanching technique was repeated three times, thus 4 samples per blanching technique were obtained and kept in a cool room (12 – 13°C). Finally, the twelve flour samples obtained from four plantain bunches, were transported by airmail to CIRAD in Montpellier - France, for further carotenoid analyses.



Photo 1. Plantain flour (pulp blanched using citric acid)



Photo 2. Plantain flour (pulp blanched using boiled water)



Photo 3. Plantain flour (pulp blanched through fruit precooking)



Photo 4. Boiled plantain

2.3. Boiling plantain pulps

2.3.1. Boiling plantain pulps without peels

Fruits from the 2nd and 3rd hands of the bunch were selected and randomized. Twenty-one (21) of these fruits were collected, washed and peeled. The pulps were temporarily conserved in cold water to avoid blackening. Three (03) pulps were considered for the cooking time $T_0 = 0$ min. Three whole pulps were boiled at each cooking time ($T_1 = 10$ min, $T_2 = 20$ min, $T_3 = 30$ min, $T_4 = 40$ min, $T_5 = 50$ min and $T_6 = 60$ min) in boiling water at about 100°C in an aluminum cooking pan placed on an ordinary gas-cooker. The three cooked pulps were removed and coded. This operation was repeated twice and the nine (09) boiled pulps obtained (photo 4) for each cooking time underwent a "quartering" process (split in the longitudinal direction, then the 2 parts obtained are cut at their median, the two diametrically opposed parts are then recovered) and cut into cubes of 1 cm^3 .

2.3.2. Boiling plantain pulps with peels

Fruits from the 2nd and 3rd hands of the bunch were selected and randomized. Twenty-one (21) of these fruits were collected and washed. Three (03) fruits were considered for the cooking time $T_0 = 0$ min. Three whole fruits were boiled at each cooking time ($T_1 = 10$ min, $T_2 = 20$ min, $T_3 = 30$ min, $T_4 = 40$ min, $T_5 = 50$ min and $T_6 = 60$ min) in boiling water at about 100°C in an aluminum cooking pan placed on an ordinary gas-cooker. The three boiled fruits were removed, peeled and the pulps coded. This operation was repeated twice and the nine (09) boiled pulps obtained for each cooking time underwent a "quartering" process (as described above) and cut into cubes of 1 cm^3 .

2.3.3. Boiled plantain pulp samples

About 50 g - 100 g of these cubes were either lyophilized then kept in hermetically sealed plastic boxes and placed in the cold room, or packed in polyethylene sachets and cooled in the refrigerator for 2 hours before being stored at -20°C . These frozen samples were subsequently lyophilized and also kept in hermetically sealed plastic boxes and placed in the cold room (temperature between 11°C and 13°C).

2.4. Carotenoid extraction, qualitative and quantitative analysis

Reference compounds were from Extrasynthèse (Genay, France) and reagents as well as all solvents, which were of the highest analytical grade, were from Sigma-Aldrich Chimie (Saint-Quentin Fallavier, France).

2.4.1. Carotenoid extraction

Carotenoid extraction was adapted from the method of [22]. Tert-butyl-methyl-phenol (0.1% v/v) was added to all the extraction and HPLC (High Performance Liquid Chromatography) solvents. Under red light, powdered samples [(2-5) g] were mixed for 8 min in a glass tube with 10 mL of acetone and 150 mg of magnesium carbonate to neutralize acids. The mixture was then filtered with a sintered glass funnel (porosity 3 or 4). This operation was repeated thrice until the residue was colourless. The filtrate was transferred to a separatory glass funnel containing 10 mL

petroleum ether for partition. The mixture was washed once with 10% sodium chloride and several times (3–5) with distilled water; the aqueous layer was discarded after 3 min of partition. The petroleum layer was then concentrated in a rotary evaporator at 32 °C.

Carotenoid extraction was also performed on non-treated pulp (undried or unboiled) in order to also visualise the effect of drying and boiling. Two fruits from each bunch were peeled and their pulps were quartered and frozen. 15 g of frozen pulps were pulverized for 3 min in liquid nitrogen with a Dangoumeau 300-ball mill (Prolabo, France). 2-5 g powdered samples then underwent carotenoid extraction as described above.

2.4.2. Carotenoid analysis (qualitative and quantitative)

Carotenoids were analyzed according to an already published method [23]. The residue was dissolved in 1 mL [dichloromethane:methyl-buthyl-ether:methanol] (50:40:10, v/v/v). Samples were filtered through a 0.45- μ m polyvinylidene difluoride (PVDF) filter and injected immediately into HPLC. The carotenoid analysis was performed with an Agilent 1100 series chromatograph. The column was a polymeric YMC-30 (250 mm \times 4.6 mm, 5 μ m particle size, YMC Inc., Wilmington) thermo stated at 25 °C, and the mobile phase was composed of distilled water, methanol and tert-methyl-buthylether at a flow rate of 1 mL \cdot min⁻¹. A gradient was applied from (40:60:0) to (4:81:15) (v/v/v) over 10 min, then from (4:81:15) to (4:11:85) (v/v/v) over 50 min until the end of the run. A UV-visible photodiode array detector was used and chromatographs were analyzed at the wavelength of maximum absorption of the carotenoids in the mobile phase (λ = 450 nm). Carotenoids were identified according to their characteristic absorption spectra, and by comparing their retention times with a reference standard α + β -carotene mixture, β -carotene and lutein (Extrasynthèse-Genay-France). Quantification of carotenoids was achieved using calibration curves with β -carotene.

2.5. Statistical analysis

For a bunch, three blanching techniques were applied and a control sample (fresh undried pulp) was collected. This operation was repeated thrice, thus four different bunches were investigated. Sixteen flour samples were submitted to carotenoid extraction and analyses were performed in triplicate. The results were expressed in mg Eq β -carotene/100 g dry weight (DW). For each boiling method (boiling pulps without and with peels) six boiling times were considered and applied thrice. Also, three control samples (fresh unboiled pulp) were collected. Twenty-one boiled samples were submitted to carotenoid extraction and analyses were performed in triplicate. The results were expressed in μ g Eq β -carotene/100 g fresh weight (FW). ANOVA and mean comparisons by the SNK test ($P < 0.05$) were performed with the general linear model procedure of GraphPad Prism 5 [24] and R i386 version 3.0.1 statistical software.

3. RESULTS AND DISCUSSION

3.1. Carotenoid profile of dried plantain pulps

The chromatograms of undried plantain pulps and plantain flours obtained after applying three blanching techniques showed that the principal carotenoids were β -carotene, α -carotene, lutein, 9-cis carotene and 13-cis carotene isomers. The first two micronutrients being the major plantain pulp and flour carotenoids. These five carotenoids were clearly identified meanwhile four others were detected but not identified. They were further coded as UIC1, UIC2, UIC3 and UIC4 standing for unidentified carotenoid 1, 2, 3 and 4 as shown on figures 1 to 4.

In contrast to undried fresh pulps, no matter the blanching technique used, all dried pulps showed a number of peaks that would probably correspond to a multitude of unidentified isomers before the appearance of the lutein peak. These carotenoids were detected between 12 and 21 min after sample injection in the column. This observation enabled to conclude that drying causes a modification of carotenoid profile of plantain pulp (*Batard cv.*). The increase in the number of carotenoids could be attributed to the effect of heat characterised by isomerization of all-trans carotenoids. During thermal treatment, the total percentage of cis-isomers of provitamin A carotenoids is increased by 10 to 39% with canning [25]. Also, during heat treatment of coloured fruits and vegetables, the predominant cis-isomer is the 13-cis- whereas for leafy vegetables, the 9-cis- and 13-cis-isomers predominate, followed by an unidentified -cis-isomer and finally by the 15-cis-isomer [26]-[27].

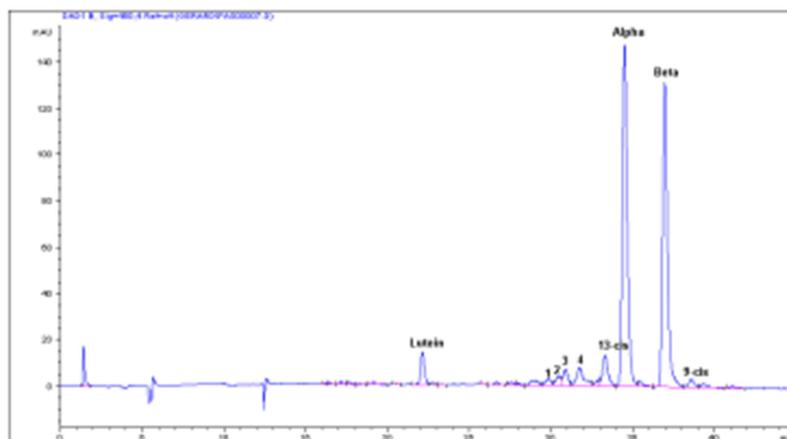


Figure 1. Carotenoid profile of untreated (undried and unboiled) plantain pulps (*Batard cv.*)

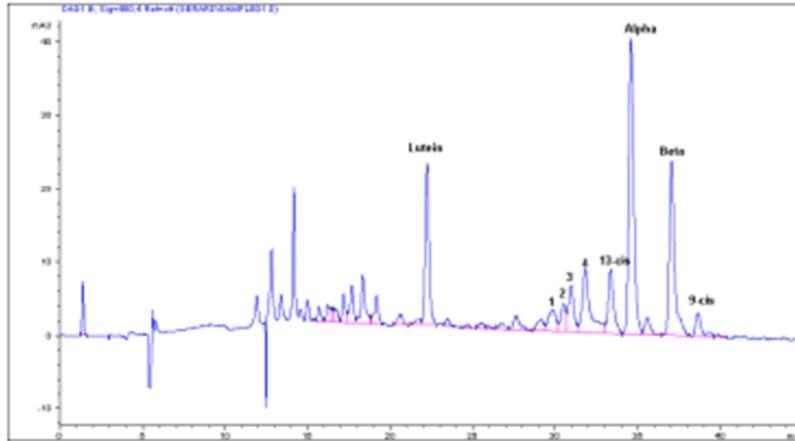


Figure 2. Carotenoid profile of dried plantain pulps blanched with boiling water (*Batard* cv.)

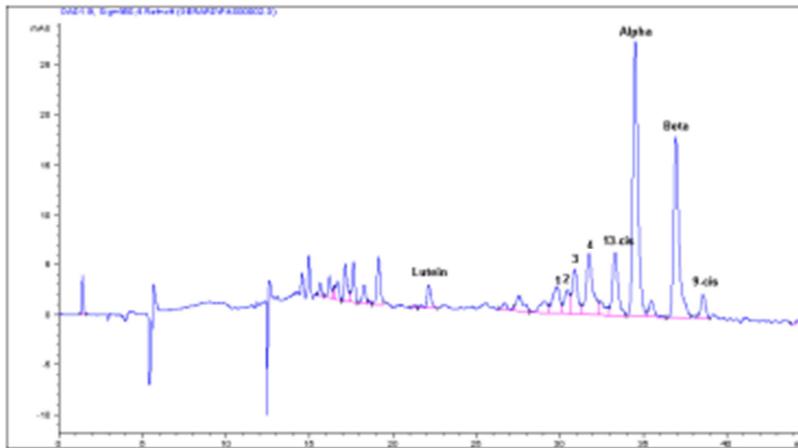


Figure 3. Carotenoid profile of dried plantain pulps blanched with citric acid (*Batard* cv.)

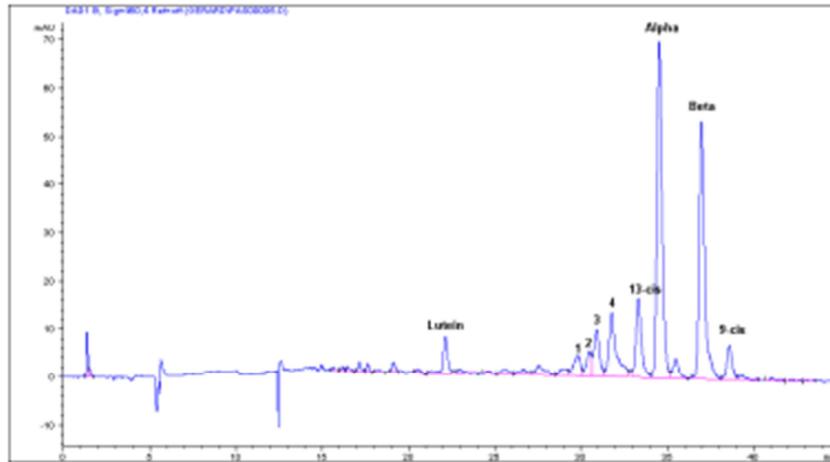


Figure 4. Carotenoid profile of dried plantain pulps blanched through fruit precooking (*Batard cv.*)

3.2. Carotenoid contents of dried plantain pulps

The average lutein content of *Batard cv.* pulp is 0.30 mg Eq. β -carotene Eq / 100 gdw. During drying, this value significantly decreases depending on the blanching techniques ($P < 0.0001$). Drying process causes 91%, 90% and 79% loss of initial lutein concentration respectively for boiling water treatment, citric acid utilisation and fruit pre-cooking respectively (Figure 5).

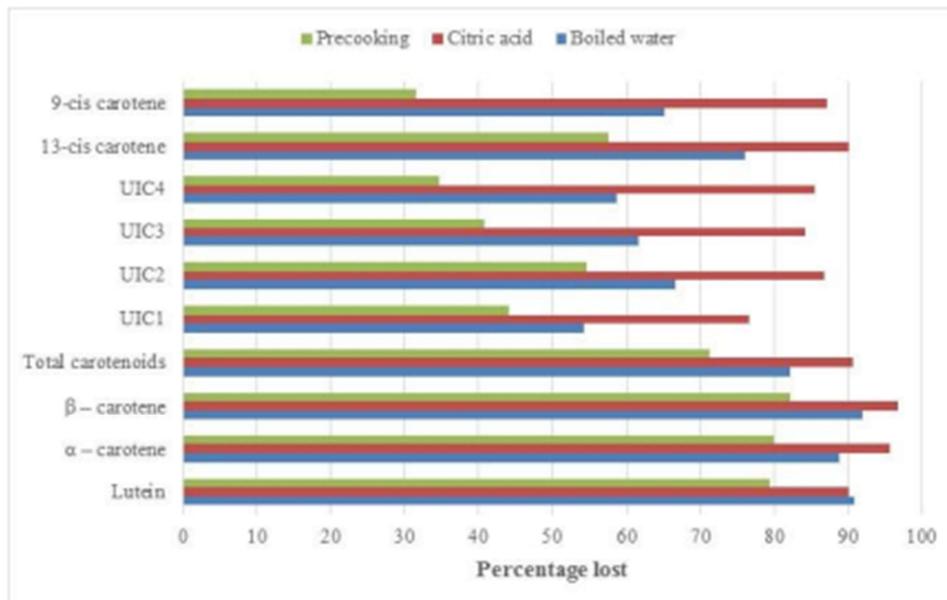


Figure 5. Losses encountered by carotenoid during plantain flour processing according to blanching technique

The α -carotene levels of unripe plantain (Batard cv.) pulps were higher than those of lutein and β -carotene (Table 1). Fresh plantain pulp exhibits more than 4mg Eq. β -carotene/100 g dw, about 3.7 mg Eq. β -carotene/100 g dw and 10 mg Eq. β -carotene/100 g dw respectively for α -carotene, β -carotene and total carotenoids. Compared to Malaysian sweet potato flesh analysed by [28], these carotenoid contents are very high. During the drying process, they significantly decrease according to blanching technique: precooking exhibited the lowest loss percentage meanwhile the utilisation of citric acid for blanching generally enabled highest losses of specific dietary carotenoids (Figure 5). Almost similar to lutein, 13-cis isomer and 9-cis isomer and as well as the unidentified carotenoids (UIC1, UIC2, UIC3 and UIC4) presented low concentrations in undried plantain pulp (< 0.40 mg Eq. β -carotene Eq/ 100 g dw).

Precooking enabled 9-cis and 13-cis-isomers as well as the four unidentified carotenoids to lose less than 60% of their initial levels after the drying process, 9-cis isomer exhibited the lowest loss (32%). The utilisation of citric acid for blanching induces highest damages on plantain flour carotenoid compared to blanching using boiled water and fruit precooking. Based on the ten specific carotenoids analysed, the average losses range as follow: 88% (min = 77%- maxi = 97%), 74% (min = 54% - maxi = 92%) and 58% (min = 35% - maxi = 82%) respectively for the use of citric acid, the application of boiled water and fruit precooking as blanching techniques. Heat drying seriously damaged specific dietary carotenoids of plantain. The three blanching techniques applied in this study during flour processing significantly reduced carotenoid contents of the derived plantain product. Similar results were observed on proximate composition and some specific minerals of whole flour made from black Sigatoka resistant Musa hybrids pulp and peel mixture [12].

Table 1. Carotenoid contents of plantain flours obtained after drying (Batard cv.)

Treatment Carotenoid	Undried pulp ¹	Boiled water ²	Citric acid ³	Precooking ⁴
Lutein*	0.30 ^a ± 0.02	0.03 ^b ± 0.01	0.03 ^b ± 0.00	0.06 ^c ± 0.01
α -carotene*	4.08 ^a ± 0.35	0.45 ^c ± 0.01	0.17 ^d ± 0.01	0.81 ^b ± 0.16
β -carotene*	3.67 ^a ± 0.32	0.29 ^c ± 0.01	0.12 ^d ± 0.02	0.66 ^b ± 0.11
Total carotenoids*	10.03 ^a ± 0.83	1.78 ^c ± 0.23	0.93 ^d ± 0.08	2.89 ^b ± 0.39
13-cis carotene*	0.38 ^a ± 0.05	0.09 ^c ± 0.00	0.04 ^d ± 0.01	0.16 ^b ± 0.01
9-cis carotene*	0.10 ^a ± 0.01	0.03 ^c ± 0.00	0.01 ^d ± 0.00	0.07 ^b ± 0.01
UIC [*] ₁	0.09 ^a ± 0.00	0.04 ^c ± 0.00	0.02 ^d ± 0.00	0.05 ^b ± 0.01
UIC [*] ₂	0.11 ^a ± 0.01	0.04 ^c ± 0.00	0.01 ^d ± 0.00	0.05 ^b ± 0.00
UIC [*] ₃	0.16 ^a ± 0.01	0.06 ^c ± 0.01	0.03 ^d ± 0.00	0.10 ^b ± 0.01
UIC [*] ₄	0.29 ^a ± 0.03	0.12 ^c ± 0.02	0.04 ^d ± 0.01	0.19 ^b ± 0.01

*: results are expressed in mg Eq. β -carotene/100 g dry weight; 1: untreated fresh pulp or undried pulp; 2: dried pulp after blanching with boiled water; 3: dried pulp after blanching with citric acid; 4: dried pulp after fruit precooking; UIC: unidentified carotenoid.

Values in the same line with different superscript letters are significantly different at $p < 0.05$.

3.3.Carotenoid profile of boiled plantain pulps

In this section, the pulps obtained after cooking the whole fruit were called "pulp boiled with peels" or "pbwp" while the pulps obtained by direct cooking in boiling water were coded as "pulp boiled without peels" or "pbwop". According to [29], boiling is a cooking operation that involves heating a food at a level for a certain time and in a well-defined environment which is bubbling water. This action generally modifies the food and makes it suitable for specific purposes.

Figure 6 shows the carotenoid profile of uncooked plantain pulp. The detection of lutein occurred at the 21st minute of the sample flow, followed by the appearance of four (04) other unidentified carotenoids and labelled within the framework of this study as UIC1, UIC2, UIC3 and UIC4. Five clearly identified carotenoids namely: 13-cis carotene, α -carotene, β -carotene and 9-cis carotene later appeared respectively at the 32nd, 34th, 36th and 37th minute of sample flow. The same carotenoid profile was observed on ten plantain cultivars analysed for their carotenoid contents during ripening [14].

The peak areas (and therefore the concentrations) of the different carotenoids do not disappear, but vary significantly according to boiling time, whether the plantain pulps are boiled with peels or not. Hence, the carotenoid profile of plantain pulps (Batard cv.) does not vary according to the boiling process and the boiling time. This is confirmed by the strong similarity of carotenoid profiles of pulp cooked for 40, 50 and 60 min (Figures 6 & 7). This result is contrary to those obtained during investigations on coloured fruits and vegetables which indicate an increase in the number of carotenoids, attributed to the effect of heat (all-trans isomerization in cis) [25].

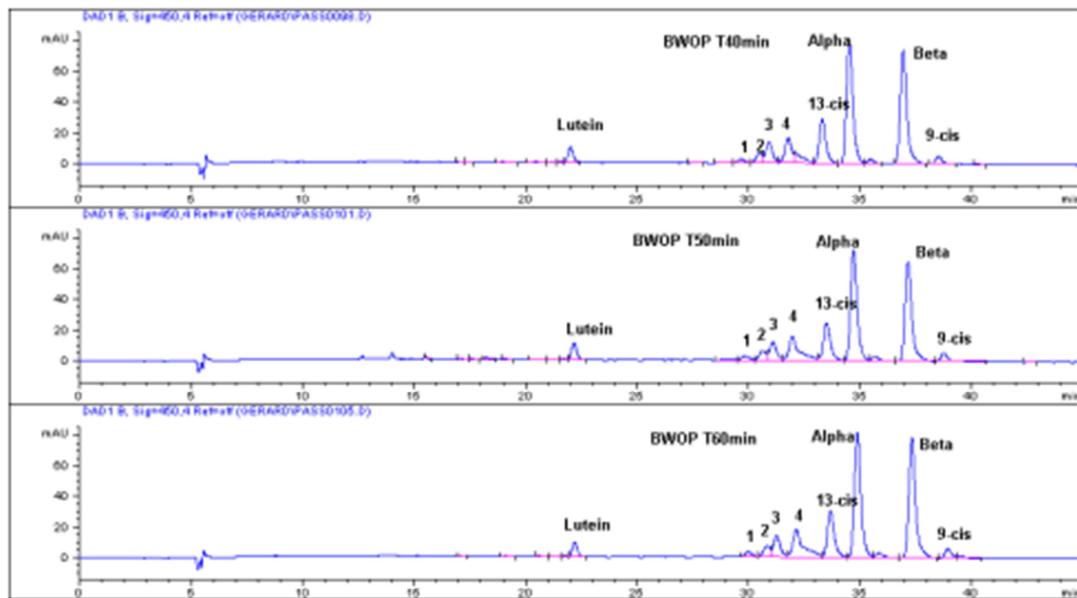


Figure 6. Carotenoid profiles of plantain pulps boiled without peels within 40, 50 and 60 min

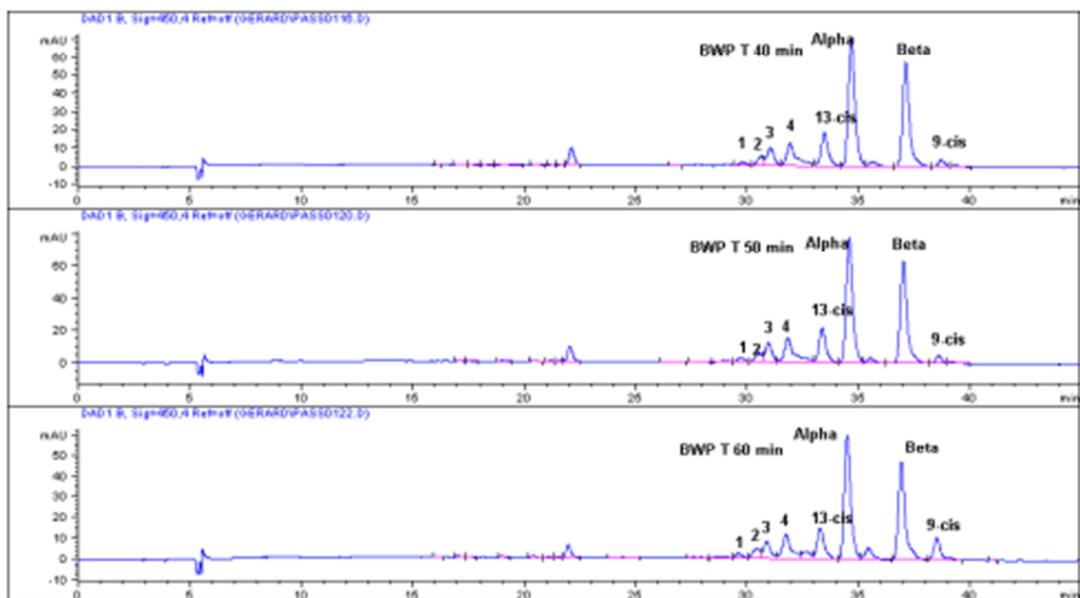


Figure 7. Carotenoid profiles of plantain pulps boiled with peels within 40, 50 and 60 min

3.4. Carotenoid contents of boiled plantain pulps

Whether the pulps were boiled with or without peels, the four unidentified carotenoids showed significant concentrations during cooking. During this process, their contents increased sometime thrice compared to the value observed with untreated fresh pulp. Boiling, therefore, enabled a significant increase of unidentified carotenoid levels. At 40 min, 50 min and 60 min of boiling, the variation of unidentified carotenoid contents was very low. Unripe plantain pulps are usually ready for consumption in Cameroon within these three boiling times. The cooking method (with or without peel) significantly influences the unidentified carotenoid contents (Table 2). In order to preserve maximum unidentified carotenoids or to enable their availability, it would be advisable for plantain consumers to boil them for 40 min and 60 min respectively with peels and without peels.

Table 2. Changes in unidentified carotenoid levels during plantain pulp boiling without and with peels

Cooking mode	Boiling time (min)	UIC ₁ *	UIC ₂ *	UIC ₃ *	UIC ₄ *
Pulps boiled without peels	0	13.78 ^{bc} ± 0.67	16.53 ^d ± 1.82	24.61 ^e ± 0.94	44.04 ^d ± 4.23
	10	10.69 ^{cd} ± 0.56	17.51 ^d ± 0.64	39.74 ^d ± 3.76	61.95 ^{cd} ± 17.15
	20	9.04 ^d ± 0.71	19.71 ^d ± 1.43	50.85 ^c ± 6.00	55.54 ^{cd} ± 4.76
	30	11.14 ^{cd} ± 2.89	26.24 ^c ± 2.27	62.06 ^b ± 4.56	78.95 ^c ± 5.95
	40	15.70 ^{ab} ± 4.50	33.52 ^{ab} ± 6.08	75.28 ^a ± 11.40	117.60 ^b ± 31.00
	50	16.06 ^{ab} ± 3.60	31.28 ^{bc} ± 3.04	61.60 ^b ± 4.19	123.74 ^{ab} ± 6.63
	60	19.69 ^a ± 1.30	37.22 ^a ± 1.50	72.72 ^a ± 4.92	145.41 ^a ± 10.36
Pulps boiled with peels	0	13.78 ^{bc} ± 0.67	16.53 ^d ± 1.82	24.61 ^e ± 0.94	44.04 ^d ± 4.23
	10	6.61 ^c ± 5.76	10.08 ^d ± 2.33	15.93 ^f ± 3.24	28.91 ^e ± 4.79
	20	9.83 ^{bc} ± 1.18	19.99 ^b ± 0.36	39.74 ^d ± 1.19	61.72 ^b ± 13.37
	30	7.12 ^c ± 1.28	19.78 ^b ± 1.43	43.32 ^{cd} ± 4.22	64.68 ^b ± 17.54
	40	14.35 ^a ± 0.15	27.16 ^a ± 1.17	55.92 ^a ± 2.94	100.80 ^a ± 6.28
	50	14.61 ^a ± 0.23	26.78 ^a ± 0.23	51.25 ^b ± 1.11	96.31 ^a ± 3.75
	60	13.18 ^{ab} ± 1.54	26.40 ^a ± 1.51	46.62 ^c ± 2.30	85.70 ^a ± 10.67

UIC*: concentration of unidentified carotenoid expressed in $\mu\text{g Eq. } \beta\text{-carotene}/100\text{ g fresh weight}$

Values in the same column with different superscript letters are significantly different at $p < 0.05$.

The lutein content of unboiled plantain pulp was $37\ \mu\text{gEq } \beta\text{-carotene} / 100\text{ g FW}$. During the boiling process, it significantly increases and decreases according to the boiling method. When

plantain pulp is boiled without peel, a significant increase of lutein content is observed after 10 min. This same observation was made for pulp boiled with peel between 20 min and 30 min (Table 3). This difference in time may be due to the fact that, heat must pass through peel before reaching the pulp in the latter case. The increase of lutein concentration is due to the weakening of the cell walls which causes the release of carotenoids including lutein. Whether boiled with peels or not, the 13-cis and 9-cis isomers levels increase significantly during the boiling process, meanwhile total carotenoids, α -carotene and β -carotene concentrations decrease (Table 3). For all the boiling times, 13-cis- β -carotene isomer exhibited approximately 4 times 9-cis isomer contents. Boiling causes a very significant increase of 9-cis and 13-cis isomers levels. This could be attributed to the destruction of cell walls by heat with the release of these isomers as a direct consequence. In addition, this increase could be due to the isomerization of carotenoids under the effect of heat (all-trans isomerization to cis). Furthermore, a study showed a 10-39% increase of total cis-isomers under boiling conditions of canning[25]. In order to make available maximum 9-cis and 13-cis isomers, it would be advisable to boil plantain pulps with or without peels for 40 min (Table 3).

Table 3. Changes in identified carotenoid levels during plantain pulp boiling without and with peels

Cooking mode	Boiling time (min)	Lutein*	13-cis β -carotene*	α -carotene*	β -carotene*	9-cis β -carotene*	Total carotenoids *
Pulps boiled without peels	0	37.27 ^a \pm 2.41	57.35 ^a \pm 7.52	511.67 ^a \pm 44.51	460.06 ^b \pm 39.72	14.76 ^d \pm 1.57	1257.98 ^{abc} \pm 104.45
	10	59.17 ^b \pm 15.92	84.78 ^d \pm 7.16	512.10 ^a \pm 41.08	518.88 ^a \pm 40.33	27.86 ^{bc} \pm 4.46	1411.33 ^a \pm 143.71
	20	35.21 ^a \pm 4.95	109.93 ^c \pm 10.90	362.45 ^{cd} \pm 37.61	366.08 ^{cd} \pm 38.27	23.02 ^c \pm 6.03	1093.90 ^{ac} \pm 109.27
	30	42.03 ^a \pm 0.93	131.78 ^b \pm 6.38	416.23 ^{bc} \pm 10.28	408.75 ^{bc} \pm 13.62	33.50 ^{ab} \pm 1.80	1269.82 ^{abc} \pm 37.59
	40	43.38 ^a \pm 2.86	155.52 ^a \pm 18.92	428.32 ^b \pm 32.34	407.71 ^{bc} \pm 28.31	34.83 ^a \pm 4.44	1368.87 ^a \pm 154.29
	50	35.02 ^a \pm 4.20	131.29 ^b \pm 4.68	345.70 ^d \pm 19.19	332.79 ^d \pm 16.88	27.98 ^{bc} \pm 2.59	1155.64 ^{bc} \pm 59.10
	60	35.63 ^a \pm 1.33	155.79 ^a \pm 8.67	391.10 ^{cd} \pm 20.79	386.08 ^c \pm 20.71	31.19 ^{ab} \pm 1.77	1319.71 ^{ab} \pm 77.88
Pulps boiled with peels	0	37.27 ^a \pm 2.41	57.35 ^a \pm 7.52	511.67 ^a \pm 44.51	460.06 ^b \pm 39.72	14.76 ^d \pm 1.57	1257.98 ^a \pm 104.45
	10	29.32 ^c \pm 1.15	41.02 ^e \pm 1.19	383.97 ^c \pm 10.68	330.22 ^c \pm 8.92	11.60 ^e \pm 0.62	893.62 ^d \pm 30.38
	20	47.57 ^b \pm 0.74	86.22 ^{bc} \pm 3.11	438.10 ^b \pm 0.85	409.33 ^b \pm 1.69	22.16 ^b \pm 0.70	1189.15 ^a \pm 6.54
	30	46.50 ^b \pm 2.05	85.78 ^c \pm 8.85	376.84 ^c \pm 6.49	327.52 ^c \pm 4.60	19.41 ^{bc} \pm 1.67	1031.43 ^{bc} \pm 32.36
	40	37.29 ^b \pm 1.46	103.74 ^a \pm 5.27	360.94 ^c \pm 16.15	308.42 ^c \pm 13.77	21.85 ^b \pm 0.85	1082.22 ^b \pm 49.08
	50	30.75 ^c \pm 1.45	95.96 ^{ab} \pm 2.08	317.17 ^d \pm 9.44	271.30 ^d \pm 7.25	20.36 ^{bc} \pm 0.12	972.94 ^{cd} \pm 25.21
	60	21.73 ^d \pm 2.82	91.58 ^{bc} \pm 7.15	297.02 ^d \pm 3.71	259.73 ^d \pm 8.53	41.33 ^a \pm 14.93	945.13 ^d \pm 17.54

*: concentration carotenoid expressed in $\mu\text{g Eq. } \beta\text{-carotene}/100 \text{ g fresh weight}$

Values in the same column with different superscript letters are significantly different at $p < 0.05$.

Unboiled plantain pulps exhibited significantly different levels of α -carotene and β -carotene (511 and 460 $\mu\text{gEq } \beta\text{-carotene} / 100 \text{ g FW}$ respectively). Whether boiled with peels or not, the concentrations of α -carotene and β -carotene significantly decrease till 40 min from where they stabilise between 300 and 400 $\mu\text{gEq } \beta\text{-carotene} / 100 \text{ g FW}$. Unlike 9-cis and 13-cis carotene isomers whose contents increase significantly during boiling, the levels of α -carotene and β -carotene significantly decrease during this process. This may be due to their isomerisation into cis isomers (probably 9-cis carotene and 13 cis carotene) under heat conditions. If it's true that cooking facilitates carotenoid extraction, it is not always true that it causes the increase of carotenoids reported by some authors. According to [26], this increase could be due to the loss of carotenoids through enzymatic activity, to the facility of carotenoids extraction from the cooked or treated food matrix, and/or to an unexplained water loss and to the leakage of soluble solids. However, exposure of the food matrix to drastic heat may lead to carotenoids deterioration. This seems to be the case of plantain pulp (Batard cv.) where serious damages were observed 40 min boiling with or without peel.

During cooking, the trends of variation of unidentified and identified carotenoid contents change considerably depending on the boiling method. The resulting equations attempt to predict the variation model of each specific carotenoid as a function of the boiling method (Tables 4 & 5). Generally, unidentified carotenoids and cis-isomers levels increase during boiling meanwhile α -carotene and β -carotene tend to decrease. It should be noted that the point cloud structure does not assume a linear or polynomial relationship between carotenoid concentration and boiling time. This is why an empirical and non-parametric approach is used, namely moving averages. The order of the moving average is chosen according to the approximation of the curve with the whole cloud of points. R is the degree of adjustment. The more R^2 is high and closer to 1, the more the relationship is well adjusted or more robust, thus justifying a better relation between the crossed parameters.

Table 6 presents the comparison data of the two boiling methods investigated within the framework of this study: boiling plantain pulps without peels and boiling plantain pulps with peels. Whether boiled with peel or not, no significant difference was observed regarding lutein and UIC1 levels. Furthermore, for each boiling time, the presence or not of peels influences significantly the concentrations of α -carotene, 9-cis carotene isomer and two unidentified carotenoids namely UIC2 and UIC4 ($P < 0.05$); the levels of UIC3, 13-cis carotene, β -carotene and total carotenoids ($P < 0.001$). Finally, plantain pulps boiled without peels better retained identified and unidentified carotenoids analysed.

Table 5. Data related to variation model of carotenoid during plantain boiling (pulp boiled with peels)

N°	Component	Regression model	Equation	Degree of adjustment	Trend
1	UIC ₁	Polynomial order 5	$y = -4 \times 10^{-10}x^5 + 6 \times 10^{-8}x^4 - 4 \times 10^{-6}x^3 + 0.0001x^2 - 0.0014x + 0.0137$	R ² = 0.5734	± Stable
2	UIC ₂	Linear	$y = 0.0003x + 0.0134$	R ² = 0.6978	Increase
3	UIC ₃	Linear	$y = 0.0005x + 0.0233$	R ² = 0.6516	Increase
4	UIC ₄	Linear	$y = 0.0011x + 0.0369$	R ² = 0.6645	Increase
5	Lutein	Polynomial order 3	$y = -2 \times 10^{-7}x^3 - 6 \times 10^{-7}x^2 + 0.0005x + 0.034$	R ² = 0.6758	Decrease
6	13-cis isomer	Linear	$y = 0.0008x + 0.0556$	R ² = 0.589	Increase
7	9-cis isomer	Polynomial order 4	$y = 4 \times 10^{-8}x^4 - 4 \times 10^{-6}x^3 + 0.0001x^2 - 0.0012x + 0.0145$	R ² = 0.7494	Increase
8	α-carotene	Linear	$y = -0.0031x + 0.4753$	R ² = 0.7786	Decrease
9	β-carotene	Linear	$y = -0.0029x + 0.4259$	R ² = 0.7286	Decrease
10	Total carotenoids	Polynomial order 5	$y = -5 \times 10^{-8}x^5 + 8 \times 10^{-6}x^4 - 0.0005x^3 + 0.0121x^2 - 0.1137x + 1.2532$	R ² = 0.7225	Decrease

Table 6. Comparison of 2 cooking modes boiling plantain pulps with peel and boiling plantain pulps without peels (Batardev.)

Nutritional Parameter	P value	(pbwop # pbwp)
Lutein	0.0799	ns
UIC ₁	0.0637	ns
UIC ₂	0.0177	*
UIC ₃	0.0003	***
UIC ₄	0.0311	*

13-cis Isomer	<0.0001	***
α -carotene	0.0146	*
β -carotene	<0.0001	***
9-cis Isomer	0.0181	*
Total carotenoids	< 0.0001	***

ns : not significant ; * : significant at 5% threshold (P < 0.05) ;

** : significant at 1% threshold (P < 0.01) ; *** : significant at 10/100 threshold (P < 0.001) pbwop : pulp boiled without peel ; pbwp : pulp boiled with peel

4. CONCLUSION

β -carotene, α -carotene, lutein, 9-cis carotene and 13-cis carotene isomers, as well as four unidentified carotenoids, are plantain pulp principal carotenoids, the first two micronutrients being the major of plantain derived products (boiled pulp and flours). This study clearly demonstrates that heat drying seriously damages specific dietary carotenoids of plantain flour. The application of three blanching techniques before drying exhibited a negative effect on specific carotenoid contents, the degree of influence was different. Depending on the carotenoid, the average losses range as follows: 88%, 74% and 58% respectively for the use of citric acid, the application of boiled water and fruit precooking. Thus, fruit precooking should be recommended as the best pulp blanching technique (among the three investigated in this study) before drying in order to conserve maximum plantain flour carotenoids such as lutein, α -carotene, β -carotene, 13-cis isomer and 9-cis isomer as well as unidentified carotenoids coded as UIC1, UIC2, UIC3 and UIC4 in this study. Furthermore, fruit precooking enabled to avoid peeling difficulties, helped to reduce drying time and energy consumption because pulps were not in contact with water, thus increasing benefits of the processors.

Whether boiled with or without peels, plantain pulps presented the above nine specific dietary carotenoids detected within the framework of this study. During boiling, their profiles do not change meanwhile their concentrations varied significantly according to boiling methods and times. Generally, unidentified carotenoids (UIC1, UIC2, UIC3 and UIC4) and cis-isomers levels increase meanwhile lutein, α -carotene and β -carotene tend to decrease during the boiling process. The trends of variation of unidentified and identified carotenoid contents differ depending on the boiling method. The variation model of each specific carotenoid changes as a function of the boiling method. Finally, boiling methods significantly influence the concentrations of α -carotene, β -carotene, 9-cis carotene and 13-cis carotene isomers, total carotenoids and three unidentified carotenoids namely UIC2, UIC3 and UIC4. Because plantain pulps boiled without peels better retained identified and unidentified specific dietary carotenoids, 40 min is recommended for boiling Batard pulps.

REFERENCES

[1] Bendich A. & Olson J.A. Biological actions of carotenoids, FASEB J. 3, 1927-1932, 1989.

- [2] Swanson J.E. & Parker R.S. Biological effects of carotenoids in humans, in Handbook of Antioxidants, Cadenas, E. and Packer, L., Eds., Marcel Dekker, New York, chap 12, 337-367, 1996.
- [3] Khalil I. A. Saleemullah. Book of Bio Analytical Chemistry, 2nd Ed. National Book Foundation Islamabad, 26-29, 2004.
- [4] Gimeno E., Castellote A. I., Lamuela R. M., Raventós M., Boronat M. C. & Sabater M. C. Rapid high-performance liquid chromatographic method for the simultaneous determination of retinol, α -tocopherol and beta -carotene in human plasma and low density lipoprotein. J. Chromatogr, 2: 315-352, 2001.
- [5] Britton G. & Hornero-Mendez D. Carotenoids and colour in fruits and vegetables, in Phytochemistry of fruit and vegetables, Tomás-Barberán, F.A and Robins, R.J., Eds., Clarendon Press, Oxford, 11-27, 1997.
- [6] Tchango Tchango J. & Ngalani J. A. Transformation et utilisation de la banane plantain en Afrique centrale et occidentale. In, INIBAP (dir.), Banana and food security: Les productions bananières un enjeu économique majeur pour la sécurité alimentaire, Montpellier: INIBAP. 361-373, 1998.
- [7] Food and Agriculture Organisation. FAOSTAT2016, OAA Division of Statistics. <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>; consulted on 1st February 2018, 2018.
- [8] Ngoh Newilah G., Tchango Tchango J., Fokou E., Dury S. & Etoa F.X. Processing and food uses of bananas and plantains in Cameroon. Fruits60 (4): 245-253, 2005.
- [9] Ngoh Newilah G. B., Manjia Ngoungoure S. U., Tembe Tembe J., Nkouandou M., Ngombi Ngombi E., Kendine Vepowo C. & Kuate J.R. Physicochemical and Nutritional Values of Some Recipes Made of Bananas and Plantains consumed in the East Region of Cameroon. Greener Journal of Agricultural Sciences, 8 (2): 030-041, 2018.
- [10] Ogazi P. O. Plantain: Production, processing and utilisation. (Paman and Associates Ltd. Okigwe state, Nigeria. ed). 305p, 1996.
- [11] Oyesile O.O. Comparative studies on cooking banana and plantain products. MSc. Thesis, Department of Food Technology, University of Ibadan-Nigeria. 11 lp, 1987.
- [12] Adeniji T.A. & Tenkouano A. Effect of processing on the proximate, mineral and pasting properties of whole flour made from some new plantain and banana hybrids pulp and peel mixture. Journal of Tropical Agriculture, Food, environment and extension, 7 (2): 99-105, 2008.
- [13] Englberger L., Aalbersberg W., Ravi P., Bonnin E., Marks G.C., Fitzgerald M.H. & Elymore J. Further analyses on Micronesian banana, taro, breadfruit and other foods for provitamin A carotenoids and minerals. J. Food Compos. Anal. 16, 219-236, 2003.

- [14] Ngoh Newilah Gérard, Dhuique-Mayer Claudie, Rojas-Gonzalez Juan, TomekpeKodjo, FokouElie, &Etoa François Xavier. Carotenoids contents during ripening of banana hybrids and cultivars grown in Cameroon. *Fruits* 64 (4): 197 – 206, 2009.
- [15] Agbemaflé Robert, Obodai A. Edward, Adukpo E. Genevive, &Amprako N. Daniel. Effects of boiling time on the concentrations of vitamin c and beta-carotene in five selected green vegetables consumed in Ghana. *Advances in Applied Science Research*, 3 (5): 2815-2820, 2012.
- [16] Farida Anjum, Barkat Ali Khan, Nadia Noreen, Tariq Masood &Sulaiman Faisal. Effect of Boiling and Storage on Beta-Carotene Content of Different Vegetables. *Pak. j. life soc. sci.* 6 (1): 63-67, 2008.
- [17] Elizalde-González P. María& Hernández-Ogarcía G. Socorro. Effect of Cooking Processes on the Contents of Two Bioactive Carotenoids in *Solanumlycopersicum* Tomatoes and *Physalisixocarpa* and *Physalisphiladelphica* Tomatillos. *Molecules* 12, 1829-1835, 2007.
- [18] NkongaDjuikwo Viviane, Aba Ejoh Richard, GouadoInocent, Mbofung Carl Moses &Tanumihardjo A. Sherry. Determination of Major Carotenoids in Processed Tropical Leafy Vegetables Indigenous to Africa. *Food and Nutrition Sciences* 2, 793-802, 2011.
- [19] Ogbadoyi O. Emmanuel, Musa Amanabo, Oladiran A. Johnson, Ezenwa I.S. Matthew &Akanya H. Funmilayo. Effect of processing methods on some nutrients, anti-nutrients and toxic substances in *Amaranthuscruentus*. *International Journal of Applied Biology and Pharmaceutical Technology* 2 (2): 487-502, 2011.
- [20] Park W. Young. Effect of freezing, thawing, drying and cooking on carotene retention in carrots, broccoli and spinach. *Journal of Food Science* 52 (4): 1022-1025, 1987.
- [21] Hagenimana V., Carey E. E., Gichuki S. T., Oyunga M. A. &Imungi J. K. Carotenoid contents in fresh, dried and processed sweet potato products. *Ecology of Food and Nutrition* 37, 455-473, 1999.
- [22] Taungbodhitam A., Jones G., Wahlqvist M. & Briggs D. Evaluation of extraction method for the analysis of carotenoids in fruits and vegetables. *Food Chemistry*, 63 (4): 577-584, 1998.
- [23] Dhuique-Mayer C., Caris-Veyrat C., Ollitrault P., Curk F. &Amiot M.J. Varietal and interspecific influence on micronutrient contents in citrus from the Mediterranean area, *J. Agric. Food Chem.* 53: 2140-2145, 2005.
- [24] Motulsky H.J. *Prism 5 Statistics Guide*, GraphPad Software Inc., San Diego CA, www.graphpad.com. 2007.
- [25] Edwards C & Lee C Determination of β -carotène stereoisomers by spectrophotometric analysis; *Journal of food science*, 51(2): 528 – 530, 1986.

- [26] Rodriguez – Amaya D. B. Changes in carotenoids during processing and storage of foods. Arch LatinoamerNutr. 49: S38 – 47, 1999.
- [27] Pott I., Marx M., Neidhart S., Mühlbauer W. & Carle R. Quantitative determination of β -carotène stereoisomers in fresh, dried and solar-dried mangoes (*Mangifera indica* L.); Journal of agricultural and food chemistry, 51, 4527 – 4531, 2003.
- [28] Kammona S., Othman R., Jaswir I. & Jamal P. Characterisation of carotenoid content in diverse local sweet potato (*Ipomoea batatas*) flesh tubers. International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences, 7 (2): 347-351, 2015.
- [29] Bimbenet J.-J., Duquenoy A. & Trystram G. (2002). Génie des procédés alimentaires. Des bases aux applications, Ed. Dunod, Paris, 554p