

UNIVERSITE DE YAOUNDE I
UNIVERSITY OF YAOUNDE I



FACULTE DES SCIENCES
FACULTY OF SCIENCE

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET DE PHYSIOLOGIE ANIMALES
DEPARTMENT OF ANIMAL BIOLOGY AND PHYSIOLOGY

LABORATOIRE D'HYDROBIOLOGIE ET ENVIRONNEMENT
LABORATORY OF HYDROBIOLOGY AND ENVIRONMENT

**Effets des extraits de deux espèces de *Moringa Adans*,
1763 sur quelques microorganismes aquatiques
d'importance clinique**

THESE

Présentée et soutenue le 20 janvier 2022 en vue de l'obtention du diplôme de
Doctorat/Ph.D en Biologie des Organismes Animaux

Option : **Hydrobiologie et Environnement**

Par

METSOPKENG Claire Stéphane

Matricule : 08Q0618

Master ès-Sciences



Devant le jury composé de :

Présidente : ESSOMBA née NTSAMA MBALA, *Professeur* Université de Yaoundé I

Rapporteur : NOLA Moïse, *Professeur* Université de Yaoundé I

Membres : ZEBAZE TOGOUET Serge Hubert, *Professeur* Université de Yaoundé I

AJEAGAH Gideon AGHAINDUM, *Professeur* Université de Yaoundé I

NGAKOU Albert, *Professeur* Université de Ngaoundéré

Année 2022

REPUBLIQUE DU CAMEROUN
Paix - Travail – Patrie

UNIVERSITE DE YAOUNDE I
FACULTE DES SCIENCES

B.P. 812 Yaoundé
Tél: (237) 242239584
Fax: (237) 242234496



REPUBLIC OF CAMEROON
Peace – Work – Fatherland

UNIVERSITY OF YAOUNDE I
FACULTY OF SCIENCE

P.O. BOX 812 Yaounde
Phone: (237) 242239584
Fax: (237) 242234496

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE ANIMALES
DEPARTMENT OF ANIMAL BIOLOGY AND PHYSIOLOGY

ATTESTATION DE CORRECTION

Nous soussignés, membres du jury de soutenance de la **Thèse de Doctorat/Ph.D** en **Biologie des Organismes Animaux**, Option : **Hydrobiologie et Environnement**, de Madame **METSOPKENG Claire Stéphane**, matricule **08Q0618**, soutenance autorisée par la correspondance N° 220220/UYI/VREPDTIC/DAAC/DEPE/SPD/CB-AP du Recteur de l'Université de Yaoundé I en date du 17 janvier 2022 sur le sujet intitulé : « **Effets des extraits de deux espèces de *Moringa Adans*, 1763 sur quelques microorganismes aquatiques d'importance clinique** », attestons que les corrections exigées à la candidate lors de cette évaluation, qui a eu lieu le **jeudi 20 janvier 2022** dans la **salle S01/02** du **bloc pédagogique** de la **Faculté des Sciences**, ont réellement été effectuées et que le présent document peut être déposé sous sa forme actuelle.

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

Fait à Yaoundé, le..... **10 FEV. 2022**.....

L'Examineur

Le Président du Jury

Le Chef de Département



Charles Stélie Bilong Bilong
Professeur

P. C. Nsima Es.

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

LISTE DES ENSEIGNANTS DE LA FACULTE DES SCIENCES

LISTE PROTOCOLAIRE DE LA FACULTÉ DES SCIENCES

ANNÉE ACADEMIQUE 2021/2022

(Par Département et par Grade)

DATE D'ACTUALISATION 22 septembre 2021

ADMINISTRATION

DOYEN : TCHOUANKEU Jean- Claude, *Maître de Conférences*

VICE-DOYEN / DPSAA : ATCHADE Alex de Théodore, *Maître de Conférences*

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

VICE-DOYEN / DRC : ABOSSOLO Monique, *Maître de Conférences*

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

Chef Division des Affaires Académiques, de la Scolarité et de la Recherche DAASR : AJEAGAH Gideon AGHAINDUM, *Professeur*

1- DÉPARTEMENT DE BIOCHIMIE (BC) (37)			
N°	NOMS ET PRÉNOMS	GRADE	OBSERVATIONS
1	BIGOGA DAIGA Jude	Professeur	En poste
2	FEKAM BOYOM Fabrice	Professeur	En poste
3	FOKOU Elie	Professeur	En poste
4	KANSCI Germain	Professeur	En poste
5	MBACHAM FON Wilfried	Professeur	En poste
6	MOUNDIPA FEWOU Paul	Professeur	Chef de Département
7	NINTCHOM PENLAP V. épouse BENG	Professeur	En poste
8	OBEN Julius ENYONG	Professeur	En poste
9	ACHU Merci BIH	Maître de Conférences	En poste
10	ATOCHO Barbara Mma	Maître de Conférences	En poste
11	AZANTSA KINGUE GABIN BORIS	Maître de Conférences	En poste
12	BELINGA née NDOYE FOE F. M. C.	Maître de Conférences	Chef DAF / FS
13	BOUDJEKO Thaddée	Maître de Conférences	En poste
14	DJUIDJE NGOUNOUE Marceline	Maître de Conférences	En poste
15	EFFA ONOMO Pierre	Maître de Conférences	En poste
16	EWANE Cécile Annie	Maître de Conférences	En poste
17	MOFOR née TEUGWA Clotilde	Maître de Conférences	Inspecteur de Service MINESUP
18	NANA Louise épouse WAKAM	Maître de Conférences	En poste
19	NGONDI Judith Laure	Maître de Conférences	En poste

20	NGUEFACK Julienne	Maître de Conférences	En poste
21	NJAYOU Frédéric Nico	Maître de Conférences	En poste
22	TCHANA KOUATCHOUA Angèle	Maître de Conférences	En poste
23	AKINDEH MBUH NJI	Chargé de Cours	En poste
24	BEBEE Fadimatou	Chargée de Cours	En poste
25	BEBOY EDJENGUELE Sara Nathalie	Chargé de Cours	En poste
25	DAKOLE DABOY Charles	Chargé de Cours	En poste
26	DJUIKWO NKONGA Ruth Viviane	Chargée de Cours	En poste
27	DONGMO LEKAGNE Joseph Blaise	Chargé de Cours	En poste
28	FONKOUA Martin	Chargé de Cours	En poste
29	KOTUE TAPTUE Charles	Chargé de Cours	En poste
30	LUNGA Paul KEILAH	Chargé de Cours	En poste
31	MANANGA Marlyse Joséphine	Chargée de Cours	En poste
32	MBONG ANGIE M. Mary Anne	Chargée de Cours	En poste
33	Palmer MASUMBE NETONGO	Chargé de Cours	En poste
34	PECHANGOU NSANGOU Sylvain	Chargé de Cours	En poste
33	FOUPOUAPOUOGNIGNI Yacouba	Assistant	En poste
34	KOUOH ELOMBO Ferdinand	Assistant	En poste
35	MBOUCHE FANMOE Marceline Joëlle	Assistante	En poste
36	OWONA AYISSI Vincent Brice	Assistant	En poste
37	WILFRIED ANGIE Abia	Assistante	En poste

2- DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE ANIMALES (BPA) (51)

1	AJEAGAH Gideon AGHAINDUM	Professeur	<i>DAARS/FS</i>
2	BILONG BILONG Charles-Félix	Professeur	Chef de Département
3	DIMO Théophile	Professeur	En Poste
4	DJIETO LORDON Champlain	Professeur	En Poste
5	DZEUFLET DJOMENI Paul Désiré	Professeur	En Poste
6	ESSOMBA née NTSAMA MBALA	Professeur	<i>Vice Doyen/FMSB/UYI</i>
7	FOMENA Abraham	Professeur	En Poste
8	KAMTCHOUING Pierre	Professeur	En poste
9	KEKEUNOU Sévilor	Professeur	En poste
10	NJAMEN Dieudonné	Professeur	En poste
11	NJIOKOU Flobert	Professeur	En Poste
12	NOLA Moïse	Professeur	En poste
13	TAN Paul VERNYUY	Professeur	En poste
14	TCHUEM TCHUENTE Louis Albert	Professeur	<i>Inspecteur de service Coord.Progr./MINSANTE</i>
15	ZEBAZE TOGOUET Serge Hubert	Professeur	En poste
16	BILANDA Danielle Claude	Maître de Conférences	En poste
17	DJIOGUE Séfirin	Maître de Conférences	En poste
18	JATSA BOUKENG Hermine épouse MEGAPTCHÉ	Maître de Conférences	En Poste
19	LEKEUFACK FOLEFACK Guy B.	Maître de Conférences	En poste
20	MEGNEKOU Rosette	Maître de Conférences	En poste
21	MONY Ruth épouse NTONE	Maître de Conférences	En Poste
22	NGUEGUIM TSOFAK Florence	Maître de Conférences	En poste

23	TOMBI Jeannette	Maître de Conférences	En poste
24	ALENE Désirée Chantal	Chargée de Cours	En poste
25	ATSAMO Albert Donatien	Chargé de Cours	En poste
26	BELLET EDIMO Oscar Roger	Chargé de Cours	En poste
27	DONFACK Mireille	Chargée de Cours	En poste
28	ETEME ENAMA Serge	Chargé de Cours	En poste
29	GOUNOUE KAMKUMO Raceline	Chargée de Cours	En poste
30	KANDEDA KAVAYE Antoine	Chargé de Cours	En poste
31	MAHOB Raymond Joseph	Chargé de Cours	En poste
32	MBENOUN MASSE Paul Serge	Chargé de Cours	En poste
33	MOUNGANG Luciane Marlyse	Chargée de Cours	En poste
34	MVEYO NDANKEU Yves Patrick	Chargé de Cours	En poste
35	NGOUEATEU KENFACK Omer Bébé	Chargé de Cours	En poste
36	NGUEMBOK	Chargé de Cours	En poste
37	NJUA Clarisse Yafi	Chargée de Cours	Chef Div. UD
38	NOAH EWOTI Olive Vivien	Chargée de Cours	En poste
39	TADU Zephyrin	Chargé de Cours	En poste
40	TAMSA ARFAO Antoine	Chargé de Cours	En poste
41	YEDE	Chargé de Cours	En poste
42	AMPON NSANGO Indou	Assistant	En poste
43	BASSOCK BAYIHA Etienne Didier	Assistant	En poste
44	ESSAMA MBIDA Désirée Sandrine	Assistante	En poste
45	FEUGANG YOUMUSSI François	Assistant	En poste
46	FOKAM Alvine Christelle Epse KEGNE	Assistante	En poste
47	GONWOUO NONO Legrand	Assistant	En poste
48	KOGA MANG DOBARA	Assistant	En poste
49	LEME BANOCK Lucie	Assistante	En poste
50	NWANE Philippe Bienvenu	Assistant	En poste
51	YOUNOUSSA LAME	Assistant	En poste

3- DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE VÉGÉTALES (BPV) (31)

1	AMBANG Zachée	Professeur	Chef Division/UYII
2	BELL Joseph Martin	Professeur	En poste
3	DJOCGOUE Pierre François	Professeur	En poste
4	MBOLO Marie	Professeur	En poste
5	MOSSEBO Dominique Claude	Professeur	En poste
6	YOUMBI Emmanuel	Professeur	Chef de Département
7	ZAPFACK Louis	Professeur	En poste
8	ANGONI Hyacinthe	Maître de Conférences	En poste
9	BIYE Elvire Hortense	Maître de Conférences	En poste
10	MALA Armand William	Maître de Conférences	En poste
11	MBARGA BINDZI Marie Alain	Maître de Conférences	CT/ MINESUP
12	NDONGO BEKOLO	Maître de Conférences	<i>CE / MINRESI</i>
13	NGODO MELINGUI Jean Baptiste	Maître de Conférences	En poste
14	NGONKEU MAGAPTCHE Eddy L.	Maître de Conférences	En poste
15	TONFACK Libert Brice	Maître de Conférences	En poste
16	TSOATA Esaïe	Maître de Conférences	En poste
17	DJEUANI Astride Carole	Chargé de Cours	En poste
18	GOMANDJE Christelle	Chargée de Cours	En poste

19	MAFFO MAFFO Nicole Liliane	Chargé de Cours	En poste
20	MAHBOU SOMO TOUKAM. Gabriel	Chargé de Cours	En poste
21	NGALLE Hermine BILLE	Chargée de Cours	En poste
22	NNANGA MEBENGA Ruth Laure	Chargé de Cours	En poste
23	NOUKEU KOUAKAM Armelle	Chargé de Cours	En poste
24	ONANA JEAN MICHEL	Chargé de Cours	En poste
25	GODSWILL NTSOMBOH NTSEFONG	Assistant	En poste
26	KABELONG BANAHOU Louis-Paul- Roger	Assistant	En poste
27	KONO Léon Dieudonné	Assistant	En poste
28	LIBALAH Moses BAKONCK	Assistant	En poste
29	LIKENG-LI-NGUE Benoit C	Assistant	En poste
30	TAEDOUNG Evariste Hermann	Assistant	En poste
31	TEMEGNE NONO Carine	Assistant	En poste

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

1	AGWARA ONDOH Moïse	Professeur	<i>Chef de Département</i>
2	DJOUFAC WOUMFO Emmanuel	Professeur	En poste
3	Florence UFI CHINJE épouse MELO	Professeur	<i>Recteur Univ.Ngaoundere</i>
4	GHOGOMU Paul MINGO	Professeur	<i>Ministre Chargé de Miss. à la PR</i>
5	NANSEU Njiki Charles Péguy	Professeur	En poste
6	NDIFON Peter TEKE	Professeur	<i>CT MINRESI</i>
7	NDIKONTAR Maurice KOR	Professeur	<i>Vice-Doyen Univ. Bamenda</i>
8	NENWA Justin	Professeur	En poste
9	NGAMENI Emmanuel	Professeur	<i>DOYEN FS UDs</i>
10	NGOMO Horace MANGA	Professeur	<i>Vice Chancellor/UB</i>
11	ACAYANKA Elie	Maître de Conférences	En poste
12	EMADACK Alphonse	Maître de Conférences	En poste
13	KAMGANG YOUBI Georges	Maître de Conférences	En poste
14	KEMMEGNE MBOUGUEM Jean C.	Maître de Conférences	En poste
15	KONG SAKEO	Maître de Conférences	En poste
16	NDI NSAMI Julius	Maître de Conférences	En poste
17	NJIOMOU C. épse DJANGANG	Maître de Conférences	En poste
18	NJOYA Dayirou	Maître de Conférences	En poste
19	TCHAKOUTE KOUAMO Hervé	Maître de Conférences	En poste
20	BELIBI BELIBI Placide Désiré	Chargé de Cours	CS/ ENS Bertoua
21	CHEUMANI YONA Arnaud M.	Chargé de Cours	En poste
22	KENNE DEDZO GUSTAVE	Chargé de Cours	En poste
23	KOUOTOU DAOUDA	Chargé de Cours	En poste
24	MAKON Thomas Beauregard	Chargé de Cours	En poste
25	MBEY Jean Aime	Chargé de Cours	En poste
26	NCHIMI NONO KATIA	Chargé de Cours	En poste
27	NEBAH Née NDOSIRI Bridget NDOYE	Chargée de Cours	CT/ MINPROFF
28	NYAMEN Linda Dyorisse	Chargée de Cours	En poste
29	PABOUDAM GBAMBIE A.	Chargée de Cours	En poste

30	NJANKWA NJABONG N. Eric	Assistant	En poste
31	PATOUOSSA ISSOFA	Assistant	En poste
32	SIEWE Jean Mermoz	Assistant	En Poste
5- DÉPARTEMENT DE CHIMIE ORGANIQUE (CO) (40)			
1	DONGO Etienne	Professeur	Vice-Doyen/FSE/UIYI
2	GHOGOMU TIH Robert Ralph	Professeur	Dir. IBAF/UDA
3	NGOUELA Silvère Augustin	Professeur	Chef de Département UDA
4	NYASSE Barthélemy	Professeur	En poste
5	PEGNYEMB Dieudonné Emmanuel	Professeur	<i>Directeur/ MINESUP/</i> Chef de Département
6	WANDJI Jean	Professeur	En poste
7	Alex de Théodore ATCHADE	Maître de Conférences	Vice-Doyen / DPSAA
8	AMBASSA Pantaléon	Maître de Conférences	En poste
9	EYONG Kenneth OBEN	Maître de Conférences	En poste
10	FOLEFOC Gabriel NGOSONG	Maître de Conférences	En poste
11	FOTSO WABO Ghislain	Maître de Conférences	En poste
12	KEUMEDJIO Félix	Maître de Conférences	En poste
13	KENMOGNE Marguerite	Maître de Conférences	En poste
14	KOUAM Jacques	Maître de Conférences	En poste
15	MBAZOA née DJAMA Céline	Maître de Conférences	En poste
16	MKOUNGA Pierre	Maître de Conférences	En poste
17	MVOT AKAK CARINE	Maître de Conférences	En poste
18	NGO MBING Joséphine	Maître de Conférences	Sous/Direct. MINERESI
19	NGONO BIKOBO Dominique Serge	Maître de Conférences	C.E/ MINESUP
20	NOTE LOUGBOT Olivier Placide	Maître de Conférences	C.S/ MINESUP
21	NOUNGOUE TCHAMO Diderot	Maître de Conférences	En poste
22	TABOPDA KUATE Turibio	Maître de Conférences	En poste
23	TAGATSING FOTSING Maurice	Maître de Conférences	En poste
24	TCHOUANKEU Jean-Claude	Maître de Conférences	<i>Doyen /FS/ UYI</i>
25	TIH née NGO BILONG E. Anastasie	Maître de Conférences	En poste
26	YANKEP Emmanuel	Maître de Conférences	En poste
27	ZONDEGOUNBA Ernestine	Maître de Conférences	En poste
28	KAMTO Eutrophe Le Doux	Chargé de Cours	En poste
29	NGNINTEDO Dominique	Chargé de Cours	En poste
30	NGOMO Orléans	Chargée de Cours	En poste
31	OUAHOUE WACHE Blandine M.	Chargée de Cours	En poste
32	SIELINOU TEDJON Valérie	Chargé de Cours	En poste
33	MESSI Angélique Nicolas	Assistant	En poste
34	MUNVERA MFIFEN Aristide	Assistant	En poste
35	NONO NONO Éric Carly	Assistant	En poste
36	OUETE NANTCHOUANG Judith Laure	Assistante	En poste
37	TCHAMGOUE Joseph	Assistant	En poste
38	TSAFFACK Maurice	Assistant	En poste
39	TSAMO TONTSA Armelle	Assistante	En poste
40	TSEMEUGNE Joseph	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/ IGA.MINESUP</i>
3	NDOUNDAM René	Maître de Conférences	En poste
4	ABESSOLO ALO'O Gislain	Chargé de Cours	En poste
5	AMINOU Halidou	Chargé de Cours	<i>Chef de Département</i>
6	DJAM Xaviera YOUH - KIMBI	Chargé de Cours	En Poste
7	DOMGA KOMGUEM Rodrigue	Chargé de Cours	En poste
8	EBELE Serge Alain	Chargé de Cours	En poste
9	KOUOKAM KOUOKAM E. A.	Chargé de Cours	En poste
10	MELATAGIA YONTA Paulin	Chargé de Cours	En poste
11	MONTHÉ DJIADEU Valéry M.	Chargé de Cours	En poste
12	MOTO MPONG Serge Alain	Chargé de Cours	En poste
13	OLLE OLLE Daniel Claude Delort	Chargé de Cours	Directeur adjoint Enset. Ebolowa
14	TAPAMO Hyppolite	Chargé de Cours	En poste
15	TINDO Gilbert	Chargé de Cours	En poste
16	TSOPZE Norbert	Chargé de Cours	En poste
17	WAKU KOUAMOU Jules	Chargé de Cours	En poste
18	BAYEM Jacques Narcisse	Assistant	En poste
19	EKODECK Stéphane Gaël Raymond	Assistant	En poste
20	HAMZA Adamou	Assistant	En poste
21	JIOMEKONG AZANZI Fidel	Assistant	En poste
22	MAKEMBE. S. Oswald	Assistant	En poste
23	MESSI NGUELE Thomas	Assistant	En poste
24	MEYEMDOU Nadège Sylvianne	Assistante	En poste
25	NKONDOCK. MI. BAHANACK.N.	Assistant	En poste

7- DÉPARTEMENT DE MATHÉMATIQUES (MA) (35)

1	AYISSI Raoult Domingo	Professeur	Chef de Département
2	EMVUDU WONO Yves S.	Professeur	<i>Inspecteur MINESUP</i>
3	KIANPI Maurice	Maître de Conférences	En poste
4	MBANG Joseph	Maître de Conférences	En poste
5	MBEHOU Mohamed	Maître de Conférences	En poste
6	MBELE BIDIMA Martin Ledoux	Maître de Conférences	En poste
7	NKUIMI JUGNIA Célestin	Maître de Conférences	En poste
8	NOUNDJEU Pierre	Maître de Conférences	<i>Chef service des programmes & Diplômes/FS/UIYI</i>
9	TCHAPNDA NJABO Sophonie B.	Maître de Conférences	Directeur/AIMS Rwanda
10	TCHOUNDJA Edgar Landry	Maître de Conférences	En poste
11	BOGSO ANTOINE MARIE	Chargé de Cours	En poste
12	AGHOUKENG JIOFACK Jean Gérard	Chargé de Cours	Chef Cellule MINPLAMAT
13	CHENDJOU Gilbert	Chargé de Cours	En poste
14	DJIADEU NGAHA Michel	Chargé de Cours	En poste
15	DOUANLA YONTA Herman	Chargé de Cours	En poste

16	FOMEKONG Christophe	Chargé de Cours	En poste
17	KIKI Maxime Armand	Chargé de Cours	En poste
18	MBAKOP Guy Merlin	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 PEFOUKEU Romain	Chargée 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	TETSADJIO TCHILEPECK M. E.	Chargé de Cours	En poste
26	TIAYA TSAGUE N. Anne-Marie	Chargée de Cours	En poste
27	BITYE MVONDO Esther Claudine	Assistante	En poste
28	FOKAM Jean Marcel	Assistant	En poste
29	LOUMNGAM KAMGA Victor	Assistant	En poste
30	MBATAKOU Salomon Joseph	Assistant	En poste
31	MBIAKOP Hilaire George	Assistant	En poste
32	MEFENZA NOUNTU Thiery	Assistant	En poste
33	OGADOA AMASSAYOGA	Assistant	En poste
34	TCHEUTIA Daniel Duviol	Assistant	En poste
35	TENKEU JEUFACK Yannick Léa	Assistant	En poste

8- DÉPARTEMENT DE MICROBIOLOGIE (MIB) (21)

1	ESSIA NGANG Jean Justin	Professeur	<i>Chef de Département</i>
2	NYEGUE Maximilienne Ascension	Professeur	<i>VICE-DOYEN / DSSE</i>
3	NWAGA Dieudonné M.	Professeur	En poste
4	ASSAM ASSAM Jean Paul	Maître de Conférences	En poste
5	BOYOMO ONANA	Maître de Conférences	En poste
6	KOUITCHEU MABEKEU Epse KOUAM Laure Brigitte	Maître de Conférences	En poste
7	RIWOM Sara Honorine	Maître de Conférences	En poste
8	SADO KAMDEM Sylvain Leroy	Maître de Conférences	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	Chargée de Cours	En poste
13	TCHIKOUA Roger	Chargé de Cours	En poste
14	ESSONO Damien Marie	Assistant	En poste
15	LAMYE Glory MOH	Assistant	En poste
16	MEYIN A EBONG Solange	Assistante	En poste
17	MONI NDEDI Esther Del Florence	Assistante	En poste
18	NKOUDOU ZE Nardis	Assistant	En poste
19	SAKE NGANE Carole Stéphanie	Assistante	En poste
20	TAMATCHO KWEYANG Blandine Pulchérie	Assistante	En poste
21	TOBOLBAÏ Richard	Assistant	En poste

9. DEPARTEMENT DE PHYSIQUE (PHY) (44)

1	BEN- BOLIE Germain Hubert	Professeur	En poste
2	DJUIDJE KENMOE épouse	Professeur	En poste

	ALOYEM		
3	EKOBENA FOUDA Henri Paul	Professeur	<i>Vice-Recteur. UN</i>
4	ESSIMBI ZOBO Bernard	Professeur	En poste
5	KOFANE Timoléon Crépin	Professeur	En poste
6	NANA ENGO Serge Guy	Professeur	En poste
7	NANA NBENDJO Blaise	Professeur	En poste
8	NDJAKA Jean Marie Bienvenu	Professeur	Chef de Département
9	NJANDJOCK NOUCK Philippe	Professeur	En poste
10	NOUAYOU Robert	Professeur	En poste
11	PEMHA Elkana	Professeur	En poste
12	TABOD Charles TABOD	Professeur	Doyen FS Univ/Bda
13	TCHAWOUA Clément	Professeur	En poste
14	WOAFO Paul	Professeur	En poste
15	ZEKENG Serge Sylvain	Professeur	En poste
16	BIYA MOTTO Frédéric	Maître de Conférences	DG/HYDRO Mekin
17	BODO Bertrand	Maître de Conférences	En poste
18	ENYEGUE A NYAM épouse BELINGA	Maître de Conférences	En poste
19	EYEBE FOUDA Jean sire	Maître de Conférences	En poste
20	FEWO Serge Ibraïd	Maître de Conférences	En poste
21	HONA Jacques	Maître de Conférences	En poste
22	MBANE BIOUELE César	Maître de Conférences	En poste
23	MBINACK Clément	Maître de Conférences	En poste
24	NDOP Joseph	Maître de Conférences	En poste
25	SAIDOU	Maître de Conférences	Chef de centre/IRGM/MINRESI
26	SIEWE SIEWE Martin	Maître de Conférences	En poste
27	SIMO Elie	Maître de Conférences	En poste
28	VONDOU Derbetini Appolinaire	Maître de Conférences	En poste
29	WAKATA née BEYA Annie	Maître de Conférences	<i>Directeur/ENS/UIYI</i>
30	ABDOURAHIMI	Chargé de Cours	En poste
31	CHAMANI Roméo	Chargé de Cours	En poste
32	EDONGUE HERVAIS	Chargé de Cours	En poste
33	FOUEDJIO David	Chargé de Cours	Chef Cell. MINADER
34	MBONO SAMBA Yves Christian U.	Chargé de Cours	En poste
35	MELP'I Joelle Larissa	Chargée de Cours	En poste
36	MVOGO ALAIN	Chargé de Cours	En poste
37	OBOUNOU Marcel	Chargé de Cours	DA/Univ Inter Etat/Sangmalima
38	WOULACHE Rosalie Laure	Chargée de Cours	En poste
39	AYISSI EYEBE Guy François Valérie	Assistant	En poste
40	DJIOTANG TCHOTCHOU Lucie Angennes	Assistante	En poste
41	LAMARA Maurice	Assistant	En poste
42	OTTOU ABE Martin Thierry	Assistant	En poste
43	TEYOU NGOUPOU Ariel	Assistant	En poste
44	WANDJI NYAMSI William	Assistant	En poste

10- DÉPARTEMENT DE SCIENCES DE LA TERRE (ST) (42)

1	BITOM Dieudonné	Professeur	<i>Doyen / FASA / UDs</i>
2	FOUATEU Rose épouse YONGUE	Professeur	En poste
3	NDAM NGOUPAYOU Jules-Remy	Professeur	En poste
4	NDJIGUI Paul Désiré	Professeur	Chef de Département
5	NGOS III Simon	Professeur	En poste
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	BISSO Dieudonné	Maître de Conférences	<i>Directeur/Projet Barrage Memve'ele</i>
10	EKOMANE Emile	Maître de Conférences	En poste
11	GANNO Sylvestre	Maître de Conférences	En poste
12	GHOGOMU Richard TANWI	Maître de Conférences	CD/Uma
13	MOUNDI Amidou	Maître de Conférences	<i>CT/ MINIMDT</i>
14	NGUEUTCHOUA Gabriel	Maître de Conférences	CEA/MINRESI
15	NJILAH Isaac KONFOR	Maître de Conférences	En poste
16	NYECK Bruno	Maître de Conférences	En poste
17	ONANA Vincent Laurent	Maître de Conférences	<i>Chef service Maintenance & du Matériel/UYII</i>
18	TCHAKOUNTE J. épouse NUMBEM	Maître de Conférences	<i>Chef.cell / MINRESI</i>
19	TCHOUANKOUE Jean-Pierre	Maître de Conférences	En poste
20	TEMDJIM 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	En poste
24	BEKOA Etienne	Chargé de Cours	En poste
25	ELISE SABABA	Chargé de Cours	En poste
26	ESSONO Jean	Chargé de Cours	En poste
27	EYONG JOHN TAKEM	Chargé de Cours	En poste
28	FUH Calistus Gentry	Chargé de Cours	<i>Sec. D'Etat/MINMIDT</i>
29	LAMILLEN BILLA Daniel	Chargé de Cours	En poste
30	MBESSE CECILE OLIVE	Chargée de Cours	En poste
31	MBIDA YEM	Chargé de Cours	En poste
32	METANG Victor	Chargé de Cours	En poste
33	MINYEM Dieudonné-Lucien	Chargé de Cours	<i>CD/Uma</i>
34	NGO BELNOUN Rose Noël	Chargée de Cours	En poste
35	NGO BIDJECK Louise Marie	Chargée de Cours	En poste
36	NOMO NEGUE Emmanuel	Chargé de Cours	En poste
37	NTSAMA ATANGANA Jacqueline	Chargé de Cours	En poste
38	TCHAPTCHET TCHATO De P.	Chargé de Cours	En poste
39	TEHNA Nathanaël	Chargé de Cours	En poste
40	TEMGA Jean Pierre	Chargé de Cours	En poste
41	FEUMBA Roger	Assistant	En poste
42	MBANGA NYOBE Jules	Assistant	En poste

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

NOMBRE D'ENSEIGNANTS

DÉPARTEMENTS	Professeurs	Maîtres de Conférences	Chargés de Cours	Assistants	Total
BCH	8 (01)	14 (10)	13 (05)	05 (02)	40 (18)
BPA	15 (01)	8 (06)	18 (05)	10 (03)	51 (15)
BPV	07 (01)	9 (01)	8 (06)	07 (01)	31 (9)
CI	10 (01)	09 (02)	10 (02)	03 (0)	32 (5)
CO	6 (0)	21 (05)	05 (02)	08 (02)	40 (9)
IN	2 (0)	1 (0)	14 (01)	08 (01)	25 (2)
MAT	2 (0)	8 (0)	15 (01)	09 (02)	34 (7)
MIB	3 (0)	5 (03)	06 (01)	06 (02)	20 (6)
PHY	15 (0)	14 (02)	09 (03)	08 (03)	46 (8)
ST	7 (1)	15 (01)	18 (05)	02 (0)	42 (7)
Total	75 (5)	104 (30)	116 (31)	66 (16)	361 (86)

Soit un total de

361 (86) dont :

- Professeurs	75 (5)
- Maîtres de Conférences	104 (30)
- Chargés de Cours	116 (31)
- Assistants	66 (16)

() = Nombre de Femmes

86

DEDICACE

*Dieu le tout puissant Père, Dieu le Fils et Dieu le Saint Esprit qui a fait
toute chose sur la Terre.*

A la mémoire de mon feu Père Papa Dongmo Paul.

*A mon, époux **Néhemie Donfagsitéli Tchinda** pour son affection, son
soutien et tous les efforts consentis tout au long de ce travail de thèse.*

REMERCIEMENTS

Ces travaux n'auraient été réalisés sans le soutien de nombreuses personnes et personnalités auxquelles j'adresse mes sentiments de vive reconnaissance. Je pense à l'Agence Universitaire de la Francophonie (AUF) pour m'avoir accordé une bourse de recherche et au Centre National de la Recherche Scientifique (CNRS), France pour le financement du projet Moringa. Par ailleurs, je remercie :

- **Moïse NOLA**, Professeur, Directeur de cette thèse et Chef de Laboratoire d'Hydrobiologie et Environnement de la Faculté des Sciences de l'Université de Yaoundé I pour l'intérêt porté à mes travaux. Qu'il veuille recevoir, le témoignage de ma profonde gratitude ;

- **Télesphore SIME-NGANDO**, Directeur de Recherche CNRS au sein du LMGE (Microorganismes Génome et Environnement) de l'Université Clermont Auvergne en France, pour m'avoir acceptée au laboratoire pour la finalisation de mes travaux dans le cadre de la bourse de l'Agence Universitaire de la Francophonie (AUF) et le financement du Centre National de la Recherche Scientifique (CNRS), France ;

L'équipe de l'Institut de Chimie Clermont Auvergne (ICCF), particulièrement, le Professeur **Pierre CHALARD** et **Dr. Isabelle RIPOCHE** de l'équipe CESMA (Conception Extraction Synthèse de Molécules Antalgiques) pour leur accueil, leurs expertises lors des expérimentations de chimie particulièrement pour les analyses de chromatographie liquide à haute performance (CLHP) et pour la confiance qu'ils m'ont accordé durant ce stage ;

- Je remercie également toute l'équipe CMES du LMGE pour leur accueil, leur esprit d'équipe et tout l'aide qu'ils m'ont apporté, en particulier **Dr. Généviève Bricheux, Florence Donnadiu Bernard**, technicienne CNRS, qui m'a beaucoup aidé lors de mes expérimentations microbiologiques. Je tiens aussi à remercier **Fanny PERRIERE** de l'équipe BioADAPT, aussi situé au sein du LMGE, pour son aide lors de l'analyse chimique des résultats ;

- Les laboratoires du Centre de Recherches en Plantes médicinales et Médecine Traditionnelles de l'Institut de Recherche Médicales et d'Etudes des Plantes Médicinales (IMPM), Cameroun, pour le conditionnement du matériel végétal et le screening phyto chimique ;

- Tous les enseignants du Département de Biologie et Physiologie Animales, de la Faculté des Sciences de l'Université de Yaoundé I, et notamment, son Chef, le Professeur **Charles-Félix BILONG BILONG** pour la formation reçue, le soutien tant sur le plan administratif qu'académique ;

- Les enseignants d'Hydrobiologie et Environnement, en particulier les Professeurs **Gideon AJEAGAH AGHAINDUM, Serge Hubert ZEBAZE TOGOUET** et **Samuel FOTO MENBOHAN** ; les **Docteurs Marlyse MOUNGANG, Olive Vivien NOAH** et **Antoine TAMSA ARFAO**,

- Les Docteurs **Paul Alain NANA, Chrétien LONTSI** et **Jean Samuel EHETH** ;
- Tous mes camarades de promotion en particulier **NGO BAYEBEK, MANOURE NJOYA Awa**
- Mon frère **Jerry Laurence LEMOGO**, et son épouse **Farrah LEMOGO** qui m'ont soutenue financièrement durant mes travaux ;
- Ma mère, Madame veuve **Placède VOULONG** épouse **DONGMO** pour ses prières, encouragements et conseils ;
- Mes enfants **Hugo SAFOKEM, Alfred TCHINDA GSITELI, Grace GSITELI DEMANOU, Daniel GSITELI, Nathan FOLA GSITELI**, que ce soit pour vous un exemple à suivre ;
- Tous mes frères et sœurs, Mmes **Linda Liliane HOUDJEU** et **Brigitte NOUMEYI**, Mlles **Charlotte Joëlle ATIOKENG** et **Naima ATIOMO**, Mr **TITI Steven STACHOUNG, Willy Jackson TIOGO DONGMO, Schuller Kamni TIOGO, Full Derrick DONGMO** ;
- Mme **Evelyne NTUA**, qui a toujours pris soins de mes enfants pendant ma formation et mon séjour à Clermont Ferrand et toutes ses prières ;
- Tous mes oncles **Joseph KAZE, Claude TIOGO, Victor TCHOUPA, Jean FEUDJIO, Alain STACHOUNG** et mes tantes, **Chantal JIOGO, Charlotte MENISAN, Valentine KANA** ;
- Tous mes amis, de l'association **Aquafrik** dont les messages d'encouragement ne m'ont pas laissé indifférentes ;
- Tous mes amis, de l'association **APS** pour leur soutiens et encouragement pendant la formation,
- Tous mes amis, de la première cohorte Mathinbio **AUF 2018**, pour leur échange et encouragements les uns à l'endroit les autres ;
- Enfin, toutes les personnes qui m'ont accordé leur soutien de près ou de loin tout au long de cette thèse et dont les noms ne figurent pas ici.

SOMMAIRE

LISTE PROTOCOLAIRE DE LA FACULTÉ DES SCIENCES	i
DEDICACE	xi
REMERCIEMENTS	xii
LISTE DES FIGURES.....	xvii
LISTE DES TABLEAUX.....	xxi
LISTES DES ABREVIATIONS	xxiv
RESUME	xxvi
INTRODUCTION	1
CHAPITRE I : REVUE DE LA LITTERATURE.....	5
I.1- Aperçu sur les milieux lentiques et lotiques.....	6
I.2- Problèmes d’approvisionnement en eau potable dans les pays en developpement.....	6
I.3- Quelques bactéries et levures d’importances cliniques retrouvées dans l’eau de boisson	7
I.3.1. Bactéries	7
I.3.2. Levures	10
I.4. Quelques caractéristiques sur les bactéries et levures	11
I.4.1- Paroi cellulaire des bactéries	11
I.4.2- Paroi cellulaire des levures.....	12
I.5. Généralités sur la croissance des bactéries et levures.....	15
I.5.1- Facteurs nutritionnels	16
I.5.2- Facteurs physico-chimiques	16
I.6. Pathogénicité de quelques bactéries et levures aquatiques d’importance sanitaire et hygiénique.....	17
I.6.1. Pathogénicité des bactéries	17
I.6.2. Pathogénicité des levures.....	22
I.7 - Mécanisme d’inactivation des bactéries et levures	23
I.7.1 - Inhibition des bactéries.....	23
I.7.2 - Inhibition des levures	24
I.8- Méthodes de traitement des eaux	25
I.8.1- Traitements classiques.....	25
I.8.2- Utilisation des plantes médicinales	26
I.9- Généralités sur la plante du genre Moringa.....	28
I.9.1. Histoire, aire de répartition et conditions de croissance de Moringa	29
I.9.2- Classification taxonomique et écologie.....	30

I.9.3. Description botanique	32
I.9.4- Multiplication du Moringa	32
I.9.5. Potentiel antimicrobien de Moringa	33
I.9.6. Potentiel nutritionnel de Moringa	39
I.10- Quelques méthodes d'extraction en phyto chimie	42
I.10.1- Extraction traditionnelles	42
I.10.2- Extractions modernes	43
I.11- Rôle de la chromatographie dans le screening photochimique	44
I.11.1- Chromatographie	44
I.11.2- Principe de la chromatographie	44
I.11.3- Chromatographie liquide haute performance (CLHP)	45
I.11.4- Spectrométrie de masse (LC/MS)	47
CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES	50
II.1- Matériel	51
II.1.1- Caractéristiques des sites de récolte du matériel végétal et microbiologique.....	51
II.1.2- Caractéristiques des sites d'expérimentations.....	53
II.1.3- Choix du matériel végétal	54
II.2- Méthodes	55
II.2.1- Préparation des poudres de Moringa.....	55
II.2.2-Détermination des classes des substances phyto chimiques dans les extraits.....	57
II.2.3- Analyses chromatographiques des extraits	59
II.2.4- Isolement, identification et préparation des suspensions des microorganismes	62
II.2.5. Activité des différents extraits de Moringa sur les microorganismes	63
II.2.6. Analyse des données	68
CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION	70
III.1. Résultats	71
III.1.1. Détermination du rendement des extractions de <i>Moringa</i>	71
III.1.2. Effets des extraits de quelques organes de <i>Moringa stenopetala</i> sur des bactéries et levures planctoniques sous diverses températures du milieu.....	73
III.1.3. Impact de l'intensité lumineuse sur l'activité antimicrobienne de l'extrait de tige de <i>M. stenopetala</i>	109
III.1.4. Corrélations entre les variables considérées dans l'activité antimicrobienne d'extraits de <i>M. stenopetala</i>	121
III.1.5- Comparaison des abondances des microorganismes en présence d'extraits de <i>M. stenopetala</i> dans chaque condition expérimentale.....	133

III.1.6. Concentrations minimales inhibitrices (CMI), concentrations minimales bactéricides (CMB) et des concentrations minimales fongicides (CMF) des extraits de <i>Moringa</i>	147
III.1.7.- Différentes classes de métabolites et caractérisation de quelques molécules bioactives dans les extraits de <i>Moringa oleifera</i> et <i>M. stenopetala</i>	164
III.2- DISCUSSION.....	208
III.2.1- Screening phyto chimique des Moringa	208
III.2.2- Activité des extraits de <i>M. stenopetala</i> sur les microorganismes	210
III.2.3. Importance de l'intensité lumineuse sur l'inhibition des microorganismes planctoniques en présence des différents types d'extraits de <i>Moringa stenopetala</i>	212
III.2.4- Hiérarchisation des degrés d'implication des facteurs considérés dans l'inhibition des bactéries et levures planctoniques en présence des différents types d'extraits et partie de <i>Moringa stenopetala</i>	215
III.2.5-Molécules bioactives identifiées et concentration minimale inhibitrice (CMI) des extraits des <i>Moringa</i>	216
CONCLUSION, RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES.....	219
RECOMMANDATIONS.....	221
PERSPECTIVES	221
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	222
ANNEXES	253
LISTE DES PUBLICATIONS DE LA THESE	255
LISTES DES COMMUNICATIONS SCIENTIFIQUES.....	255

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Représentation schématique d'une paroi des Bactéries à GRAM négative et positive.....	12
Figure 2 : Organisation moléculaire de la paroi des levures du genre <i>Candida</i>	13
Figure 3 : Différentes portions du spectre électromagnétique	17
Figure 4 : Structure générale des Terpénoides	34
Figure 5 : Structure générale de quelques alcaloïdes d'Après	35
Figure 6 : Squelette de base des flavonoïdes d'Après	35
Figure 7 : Structure de tanins hydrolysables (A) et condensés (B) d'Après	37
Figure 8 : Structure de base des coumarines	37
Figure 9 : Quelques utilisations de <i>Moringa oleifera</i>	41
Figure 10 : Purification de l'eau à partir des graines de Moringa.....	42
Figure 11 : Dispositif de la chromatographie liquide haute performance.....	47
Figure 12 : Différentes parties de <i>M. oleifera</i> et <i>M. stenopetala</i>	54
Figure 13 : Dispositifs d'extraction au laboratoire	56
Figure 14 : Préparation des solutions d'extraits.....	57
Figure 15 : Dispositif expérimental d'exposition des cultures sous différentes conditions lumineuses	66
Figure 16 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>E. coli</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) et à l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de tiges de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	74
Figure 17 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Staphylococcus aureus</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	76
Figure 18 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Salmonella typhi</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	78
Figure 19 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Aeromonas hydrophila</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	80
Figure 20 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Candida albicans</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE)	

et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	82
Figure 21 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Candida parapsilosis</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) de tiges de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	84
Figure 22 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Escherichia coli</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) de feuilles de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	86
Figure 23 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Staphylococcus aureus</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) de feuilles de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	88
Figure 24 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Salmonella typhi</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) de feuilles <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	90
Figure 25 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Aeromonas hydrophila</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) de feuilles <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	92
Figure 26 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Candida albicans</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) de feuille de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	94
Figure 27 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Candida parapsilosis</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) de feuilles de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	96
Figure 28 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Escherichia coli</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de racine de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	98

Figure 29 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Staphylococcus aureus</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de racine de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	100
Figure 30 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Salmonella typhi</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de racine de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	102
Figure 31 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Aeromonas hydrophila</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de racine de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	104
Figure 32 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Candida albicans</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de racine de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	106
Figure 33 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Candida parapsilosis</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de racine de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes températures d'incubation	108
Figure 34 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Salmonella typhi</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes intensités lumineuses.....	110
Figure 35 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Escherichia coli</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes intensités lumineuses.....	112
Figure 36: Variation temporelle des abondances des cellules de <i>S aureus</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes intensités lumineuses.....	114
Figure 37 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Aeromonas hydrophila</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction	

à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes intensités lumineuses.....	116
Figure 38 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Candida albicans</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes intensités lumineuses d'éclairement.....	118
Figure 39 : Variation temporelle des abondances des cellules de <i>Candida parasilosis</i> en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de <i>Moringa stenopetala</i> à différentes intensités lumineuses d'éclairement.....	120

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Classification taxonomique du genre <i>Moringa</i>	31
Tableau II : Composition moyenne des feuilles de <i>Moringa</i> . Données pour 100 grammes de matière sèche.....	39
Tableau III : Composition chimique en sels minéraux des feuilles de <i>Moringa</i> . Données pour 100 grammes de matière sèche.	40
Tableau IV : Gradient d'éluion pour les analyses par CLHP	60
Tableau V: Rendement en extrait méthanolique des différentes parties de <i>M. oleifera</i> et <i>M. stenopetala</i>	71
Tableau VI : Rendement en extrait de macération à l'eau (EME), de l'extrait de décoction à l'eau (EDE) et de l'extrait de macération à l'éthanol (EMA) des différentes parties de <i>M. oleifera</i> et <i>M. stenopetala</i> issus des localités de Yaoundé et de Maroua.....	72
Tableau VII : Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de feuilles de <i>Moringa stenopetala</i> à chaque type d'extrait, et à chaque durée d'incubation.....	122
Tableau VIII. Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de racines de <i>Moringa stenopetala</i> à chaque type d'extrait, et à chaque période d'incubation	123
Tableau IX : Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de tiges de <i>Moringa stenopetala</i> à chaque type d'extrait, et à chaque période d'incubation	124
Tableau X. Corrélation entre les abondances des microorganismes et les concentrations d'extraits de tiges de <i>Moringa stenopetala</i> à chaque température d'incubation	125
Tableau XI : Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de racines de <i>Moringa stenopetala</i> à chaque température d'incubation.....	126
Tableau XII. Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de feuilles de <i>Moringa stenopetala</i> à chaque température d'incubation.....	127
Tableau XIII : Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de tiges de <i>Moringa stenopetala</i>	128
Tableau XIV. Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de racines de <i>Moringa stenopetala</i>	129

Tableau XV : Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de feuilles de <i>Moringa stenopetala</i>	130
Tableau XVI. Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de tiges de <i>Moringa stenopetala</i> à chaque type d'extrait, et à chaque durée d'incubation.....	131
Tableau XVII. Corrélation entre les abondances des microorganismes et les concentrations d'extraits de tiges de <i>Moringa stenopetala</i> à chaque intensité lumineuse.....	132
Tableau XVIII : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de tiges de <i>Moringa stenopetala</i>	134
Tableau XIX : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les périodes d'incubations à chaque concentration d'extrait de tiges de <i>Moringa stenopetala</i>	135
Tableau XX : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les températures d'incubations à chaque concentration d'extrait de feuilles de <i>Moringa stenopetala</i>	136
Tableau XXI : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les périodes d'incubations à chaque concentration d'extrait de feuilles de <i>Moringa stenopetala</i>	138
Tableau XXII : Comparaison des abondances des microorganismes entre les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de racines de <i>Moringa stenopetala</i>	139
Tableau XXIII : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les périodes d'incubations à chaque concentration d'extrait de racines de <i>Moringa stenopetala</i>	140
Tableau XXIV : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les différents types d'extraits à chaque concentration d'extraits de tiges de <i>Moringa stenopetala</i>	141
Tableau XXV : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les différents types d'extraits à chaque concentration d'extraits de feuilles de <i>Moringa stenopetala</i>	142
Tableau XXVI : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les différents types d'extraits à chaque concentration d'extraits de racines de <i>Moringa stenopetala</i>	143
Tableau XXVII : Comparaison des abondances entre les microorganismes à chaque type d'extrait de racines de <i>Moringa stenopetala</i>	143
Tableau XXVIII : Comparaison des abondances moyennes entre les microorganismes à chaque type d'extrait de tiges de <i>Moringa stenopetala</i>	144
Tableau XXIX : Comparaison des abondances moyennes entre les microorganismes à chaque type d'extrait de feuilles de <i>Moringa stenopetala</i>	144

Tableau XXX : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les intensités lumineuses à chaque concentration d'extrait de tiges de <i>Moringa stenopetala</i>	145
Tableau XXXI : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les périodes d'incubations à chaque types d'extrait de <i>Moringa stenopetala</i>	146
Tableau XXXII : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les différents types d'extraits à chaque concentration d'extraits de <i>Moringa stenopetala</i>	147
Tableau XXXIII : Concentrations minimales inhibitrices (CMI) et bactéricides (CMB) des extraits d'organe de <i>Moringa oleifera</i> sur quelques bactéries d'importance sanitaire	149
Tableau XXXIV : Rapport CMB/ CMI des extraits d'organe de <i>Moringa oleifera</i> sur quelques bactéries d'importance sanitaire	151
Tableau XXXV : Concentrations minimales inhibitrices (CMI) et concentrations minimales fongicide (CMF) des extraits d'organes de <i>Moringa oleifera</i> sur quelques champignons d'importance sanitaire	153
Tableau XXXVI : Rapport CMI et CMF des extraits d'organes de <i>Moringa oleifera</i> sur quelques champignons d'importance sanitaire	155
Tableau XXXVII : Concentrations minimales inhibitrice (CMI) et bactéricide (CMB) des extraits d'organes de <i>Moringa stenopetala</i> sur quelques bactéries d'importance sanitaire	157
Tableau XXXVIII : Rapport CMB/ CMI des extraits d'organes de <i>Moringa stenopetala</i> sur quelques bactéries d'importance sanitaire	159
Tableau XXXIX : Concentrations minimales inhibitrices (CMI) et concentrations minimales fongicides (CMF) des extraits d'organes de <i>Moringa stenopetala</i> sur quelques levures d'importance sanitaire	161
Tableau XXXX : Rapport CMI/CMF des extraits d'organes de <i>Moringa stenopetala</i> sur quelques champignons d'importance sanitaire	163
Tableau XXXXI : Récapitulatif des CMI significatives de <i>M. stenopetala</i> et <i>M. oleifera</i>	164
Tableau XXXXII : Profil des différents constituants chimiques des parties de <i>Moringa oleifera</i> et <i>Moringa stenopetala</i> et leurs abondances relatives.	167
Tableau XXXXIII : Nombre de composés chimiques retrouvés dans les différentes parties de <i>Moringa</i> .	169
Tableau XXXXIV : Composés chimiques majeurs identifiés dans <i>Moringa stenopetala</i> et à activité antimicrobienne	181
Tableau XXXXV : Composés chimiques majeurs identifiés dans <i>Moringa oleifera</i> et responsable en partie des activités antimicrobiennes	198

LISTES DES ABREVIATIONS

ADN	:	Acide désoxyribonucléique
AFD	:	Analyse Factorielle Discriminante
APHA	:	American Public Health Association
CAMWATER	:	Cameroon Water Utilities Corporation
CPC	:	Centre Pasteur du Cameroun
ADA	:	AMPLICILINE DEXTRINE AGAR
MO	:	<i>Moringa oleifera</i>
MS	:	<i>Moringa stenopatala</i>
EPEC	:	<i>Escherichia coli</i> entéropathogène
ETEC	:	<i>Escherichia coli</i> entérotoxinogène
GEI	:	Gastro-Enterites Infantiles
GSE	:	Groupe Scientifique de l'Eau
HNC	:	Herbier National du Cameroun
EMA	:	Extrait de macération à l'alcool
EME	:	Extrait de macération à l'eau
EDE	:	Extrait de décoction à l'eau
OMS	:	Organisation Mondiale de la Santé
PI	:	Pourcentage d'Inhibition
SODIS	:	Solar Water Disinfection
SPSS	:	Statistical Package for Social Sciences
APCI	:	Atmospheric Pressure Chemical Ionization
UFC	:	Unité Formant Colonie
MHB	:	Muller Hilton Broth
CMI	:	Concentration Minimale Inhibitrice
CMB	:	Concentration Minimale Bactéricide
BaCL ₂	:	Chlorure de Baryum
UNICEF	:	Fonds des Nations unies pour l'enfance
CDB	:	Convention on Biological Diversity
LC-MS	:	chromatography-mass spectrophotometry
HPLC	:	high-pressure liquid chromatography
CLHP	:	Chromatographie liquide haute performance
ESI	:	ElectroSprayIonization
TR	:	Temps de rétention
CBD	:	Convention on Biological Diversity

ORL	:	Rugeole Oréole Lubériole
UMVF	:	Université Médicale virtuelle Francophone
STE	:	Système transporteur d'électrons
PLP	:	Protéines de liaison aux pénicillines
JMP	:	Joint Monitoring Programme
UNCESCR	:	United Nations Committee on Economic, Social and Cultural Rights
UN–Water	:	United Nations World Water Assessment Programme
UNGA	:	United Nations Declaration on the Rights of Indigenous Peoples

RESUME

La présence des microorganismes pathogènes dans l'eau de consommation serait responsable de certaines maladies à l'instar des gastro-entérites, du choléra et de la fièvre typhoïde. L'usage des extraits de plante est une alternative au traitement à d'autres méthodes de désinfection de l'eau. L'objectif de ce travail est d'évaluer l'activité antimicrobienne des extraits d'organes de *Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala* et caractériser les molécules pouvant être responsables des inhibitions. Les solutions d'eaux physiologiques (NaCl, 0,85 g/l), contenant les microorganismes planctoniques (*Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Salmonella typhi*, *Aeromonas hydrophila*, *Candida albicans* et *Candida parapsilosis*) et incubées entre 3 à 24 h, aux températures 7 à 44°C et intensités lumineuses comprises entre 0 et 3000 lux, ont été traitées par différentes concentrations d'extraits (0,5 à 2 g/L) de *Moringa*. Le profil phyto chimique des différentes parties de *Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala* a été réalisé sur les extraits aqueux et éthanoliques, 11 composés ont été mis en évidence, dont les plus abondants sont les alcaloïdes, les flavonoïdes et les phénols. Néanmoins les glucosides et anthocyanines sont absents dans tous les types d'extraits aqueux et éthanoliques et différents organes des deux espèces de *Moringa*. Chez *Moringa stenopetala*, les abondances cellulaires des bactéries et levures sont obtenues avec les extraits éthanoliques de macération à l'alcool (EMA) des écorces de tiges, les extraits de décoction à l'eau (EDE) des feuilles, les extraits de décoction à l'eau des écorces de racines et les extraits de macération à l'eau (EME) des écorces de tiges, respectivement sur les bactéries *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Salmonella typhi*, *Aeromonas hydrophila*. En revanche avec les champignons *Candida albicans* et *Candida parapsilosis*, les inhibitions cellulaires sont obtenues après traitement soit par les 3 types d'extraits de feuilles d'écorce de tiges et racines. Quelle que soit le type de microorganisme, ces abondances cellulaires se traduisent généralement par une inhibition cellulaire totale aux concentrations d'extraits 1 à 2 g/L ; après 9 ou 24h d'incubation et aux températures 23, 37 ou 44°C. De plus, l'éclairement des cultures réduit significativement les abondances cellulaires notamment pour *Staphylococcus aureus* et les deux levures (*Candida albicans* et *Candida parapsilosis*). Elles se traduisent par une inhibition totale aux concentrations d'extraits 0,5 à 2 g/L. Le coefficient de corrélation de Pearson, dans la plupart des cas, a révélé une relation inversement proportionnelle entre les extraits de plantes et les cellules cultivées de *S. aureus* ($P \leq 0,05$). Pour *Candida albicans* et *Candida parapsilosis*, ces abondances ont diminué de 4,89 à 0 Log (UFC / 100 mL) ; 5,11 à 0 Log (UFC / 100 mL), respectivement. Ainsi, les inhibitions totales ont été observées avec les trois types d'extraits aux fortes intensités lumineuses. Cependant, une différence significative a été notée après 3h au seuil ($P \leq 0,05$) avec *Salmonella typhi* dans l'extrait éthanolique. Avec les levures *Candida albicans*, *Candida parapsilosis* ; des corrélations négatives et significatives au seuil ($P \leq 0,01$) ont été notées à tous les types d'extraits et temps d'incubation.

La lumière joue ainsi un effet synergique sur la bactérie *Salmonella typhi* et les deux levures *Candida albicans* et *Candida parapsilosis* en présence des extraits aqueux et éthanoliques de *Moringa stenopetala*. Une hiérarchisation des différents facteurs considérés pouvant influencer la croissance des cellules à l'état planctonique a montré que le temps d'incubation est le paramètre le plus influençant, ensuite la concentration de l'extrait suivie de la température et de l'intensité lumineuse. Les analyses chromatographiques ont permis d'identifier 176 et 149 molécules respectivement chez *Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala*. La plupart de ces molécules sont les flavonoïdes, des alcaloïdes et des phénols. Ainsi, 39,24 et 37,6 % ont été révélés respectivement chez ces espèces comme ayant des activités antibactériennes et antifongiques. Ces activités ont permis d'obtenir les meilleures concentrations minimales inhibitrices ($0,01 < \text{CMI} < 0,009$) sur *E. coli* et les deux champignons. Le rapport de la concentration minimale bactéricide ou fongicide (CMB/CMI et CMF/CMI) a montré que les activités sur les microorganismes sont soit bactériostatiques ou fongistatique ; soit bactéricide ou fongicide. Ces résultats montrent l'exploitation potentielle des extraits de *M. oleifera* et *M. stenopetala* dans le traitement microbiologique de l'eau destinée à la consommation humaine.

Mots clés : Extrait de *Moringa*, activité antimicrobienne, bactéries et levures, traitement de l'eau, organes végétal, facteur abiotique,

ABSTRACT

The presence of pathogenic microorganisms in drinking water is responsible for certain diseases such as gastroenteritis, cholera and typhoid fever. The use of plant extracts is an alternative method to chemical and physical treatment of water. The objective of this study is to evaluate the antimicrobial activity of extracts from the organs of *Moringa oleifera* and *Moringa stenopetala* organs extracts and characterize the molecules that may be responsible. Physiological solutions, containing planktonic microorganisms (*Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Salmonella typhi*, *Aeromonas hydrophila*, *Candida albicans* and *Candida parapsilosis*) and incubated between 3 to 24 hours; at temperatures 7 to 44 ° C and light intensities between 0 and 3000 lux, were treated with different concentrations of extracts (0.5 to 2 g / L) of Moringa. The phytochemical profile from aqueous and ethanolic extracts revealed 11 compounds, the most abundant of which were alkaloids, flavonoids and phenols. In *Moringa stenopetala*, cell abundances are obtained with alcohol maceration extracts (EMA) of the bark of the stems, water decoction extracts (EDE) of the leaves, water decoction extracts of the bark of roots and extracts of water maceration (EME) of the bark of the stems, respectively on the bacteria *S. aureus*, *E. coli*, *S. typhi*, *A. hydrophila*. On the other hand, with the fungi *C. albicans* and *C. parapsilosis*, cellular inhibitions were obtained after treatment with each of the 3 types of extracts from the bark leaves of stems and roots. Regardless of the type of microorganisms, cell abundances generally result in total cell inhibition at extract concentrations of 1 to 2 g / L; after 9 or 24 hours of incubation and at temperatures 23, 37 or 44 ° C. In addition, the illumination of the cultures significantly reduced cell abundance, especially for *S. aureus* and the two yeasts (*Candida albicans* and *Candida parapsilosis*). They result in total inhibition at extract concentrations of 0.5 to 2 g/L. Pearson's correlation coefficient, in most cases, revealed an inversely proportional relationship between plant extracts and *S. aureus* ($P \leq 0.05$) cells culture. For *Candida albicans* and *Candida parapsilosis*, these abundances decreased from 4.89 to 0 Log (CFU / 100 mL); 5.11 to 0 Log (CFU / 100 mL), respectively. Thus, total inhibitions were observed with the three types of extracts with high light intensities. However, a significant difference was noted after 3 h at the threshold ($P \leq 0.05$) which have *Salmonella typhi* in the ethanolic extract. With the yeasts *Candida albicans*, *Candida parapsilosis*; negative and significant correlations at the cut-off ($P \leq 0.01$) were noted for all types of extracts and incubation times. The light thus plays a synergistic effect on the bacterium *Salmonella typhi* and the two yeasts *Candida albicans* and *Candida parapsilosis* in the presence of aqueous and ethanolic extracts of *Moringa stenopetala*. A hierarchy of the various factors considered that can influence the growth of cells in the planktonic state showed that the incubation time is the most influencing parameter, then the concentration of the extract followed by the temperature and the light intensity. Chromatographic analyzes identified 176 and 149 molecules respectively in *M. oleifera* and *M. stenopetala*. Most of these molecules

were flavonoids, alkaloids and phenols. Thus, 39.24 and 37.6% of these species were revealed to have antibacterial and antifungal activities. These activities resulted in the best minimum inhibitory concentrations ($0.01 < \text{MIC} < 0.009$) on *Escherichia coli* and both fungi. The ratio of the MIC with the minimum bactericidal or fungicidal concentration showed that the activities on microorganisms are either bacteriostatic or fungistatic; either bactericidal or fungicidal. These results show the potential use of extracts of *M. oleifera* and *M. stenopetala* in the microbiological treatment of water intended for human consumption.

Keywords: Moringa extract, antimicrobial activity, bacteria and yeasts, water treatment, plant part, abiotic factor.

INTRODUCTION

Essentielle pour la vie, l'eau se trouve en quantité limitée sur terre et sa qualité est constamment détériorée. Il est donc très important de préserver cette qualité notamment pour l'approvisionnement en eau de boisson et la production alimentaire. La présence d'agents infectieux, de produits chimiques ou de radioactivité compromettent la qualité de l'eau (OMS, 2017). Selon l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), une eau potable est une eau que l'on peut boire sans risque pour la santé. C'est également une eau ayant les caractéristiques microbiennes, et chimiques qui répondent aux directives de l'OMS ou aux normes nationales relatives à la qualité de l'eau de boisson. Une eau potable est une eau qui ne contient pas d'agents pathogènes ou d'agents chimiques à des concentrations pouvant nuire à la santé (OMS, 2018).

Pour l'UNICEF, l'eau potable est une eau propre à la consommation que l'on peut boire, mais aussi utiliser pour l'alimentation. La majeure partie de la population Africaine n'a pas accès facile aux différents points d'eaux de consommation. Ceci à cause, de la pauvreté qui empêche de construire des points d'eau aménagés et des installations sanitaires. Les guerres et les catastrophes naturelles (sécheresses, inondations) seraient aussi à l'origine du manque d'eau potable et d'assainissement (OMS/UNICEF, 2000). Pour l'UNICEF environ 68 % des habitants d'Afrique subsaharienne ont accès à des sources d'eau améliorées, contre 90 % ou plus en Amérique latine, dans les Caraïbes, en Afrique du Nord et dans une grande partie de l'Asie. Près de, 946 millions de personnes défèquent à l'air libre (OMS/UNICEF, 2015).

Ainsi la mauvaise gestion de l'eau serait à l'origine des maladies hydriques qui se propagent dans les eaux de consommation et dont les populations qui l'utilisent ou sont en contact avec cette dernière se contaminent. En effet, la consommation de l'eau reste à l'origine, de nombreuses maladies infectieuses (gastro-entérites, cholera, fièvre typhoïde...) dont souffrent les populations. Ces maladies sont causées par divers germes pouvant appartenir aux genres *Salmonella*, *Shigella*, *Escherichia*, *Vibrio* et *Campylobacter* (OMS, 2004). Ces maladies sont plus fréquentes dans les pays en développement comme le Cameroun, à cause de la précarité des conditions d'hygiène généralement associée au très faible pouvoir d'achat des populations. Les besoins croissants en eau, liés à la démographie galopante, contrastent avec l'indisponibilité de cette ressource dans les agglomérations des pays en développement. Cette situation oblige les populations à recourir aux sources d'eau (les puits, et les rivières) de qualité douteuse pour satisfaire leurs besoins quotidiens, ce qui les expose à des contaminations qui sont parfois d'ordre microbiologique (Nola *et al.*, 2003).

Au Cameroun ces eaux de boissons qui ne sont pas toujours de bonne qualité devraient, au préalable, être traitées avant consommation. Plusieurs solutions sont souvent préconisées telles que le traitement chimique dont les résidus ont des effets sur la santé ; la filtration et l'ébullition qui sont laborieuses et ne sont pas toujours à la portée des populations. De plus, l'ébullition modifie

fortement ses propriétés organoleptiques et elle devient désagréable à la consommation. La technique du traitement par irradiation solaire ou Solar water Désinfection (SODIS), simple, naturelle et accessible à moindre coût a été également proposée pour détruire les germes présents dans l'eau (Meierhofer et Landolt, 2008). Seulement, l'eau ainsi traitée ne doit pas être stockée en vue d'une consommation ultérieure, la croissance des cellules bactériennes pouvant survenir après 24 heures de stockage (Nestor *et al.*, 2006). De plus, cette eau doit être dépourvue de matières organiques biodégradables (Bouteleux *et al.*, 2005 ; Maiga, 2010).

Une méthode de désinfection de l'eau par les extraits de plantes a également été proposée comme nouvelle alternative dans le traitement des eaux de consommation.

Certaines plantes ont depuis plusieurs siècles été utilisées par la médecine traditionnelle pour lutter contre les infections. Encore aujourd'hui, dans certains pays d'Asie et d'Afrique, 80% des populations ont recours aux plantes médicinales pour traiter divers problèmes de santé (OMS, 2002 ; Tawfeek *et al.*, 2021 ; Atrahimovich *et al.*, 2021). De ce fait, cette étude s'est orientée vers ces plantes pour contribuer à la quête de nouveaux composés antibactériens et antifongiques. Parmi, les nombreuses espèces des plantes recensées au Cameroun, *Moringa* a retenu notre attention. Des décoctions et macérations (aqueuses et alcooliques) des différents organes de cet arbuste sont utilisées aussi bien au Cameroun que dans d'autres pays d'Afrique subsaharienne pour lutter, entre autres, contre les maladies microbiennes comme les diarrhées, les infections cutanées, le paludisme, la fièvre typhoïde et le cancer (Hans et Bindanda, 2003 ; Moroh *et al.*, 2008 ; Mumtaz *et al.*, 2021).

Parallèlement, des études ont montré que les extraits aqueux d'autres plantes telles que *Lantana camara*, *Cymbogon citratus* et *Hibiscus rosa-sinensis* présentent un effet bactéricide en milieu aquatique (Sunda *et al.*, 2008). Par ailleurs, les extraits de *Eucalyptus microcorys* ont montré un effet inhibiteur vis-à-vis de certains germes pathogènes (Tamsa *et al.*, 2013).

Moringa est le seul genre de la famille des Moringaceae. Il comprend 14 espèces parmi lesquelles *Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala* qui sont majoritairement cultivées au Cameroun. *M. oleifera* est indigène du Nord-Ouest de l'Inde et du Pakistan au bord de l'Himalaya. Il a été introduit dans toutes les régions tropicales et subtropicales y compris de nombreux pays africains (Olson, 2003). Quant à *M. stenopetala*, il est originaire de l'Afrique de l'Est, où il est présent au nord du Kenya et en Ethiopie. Toutes les parties de ces deux espèces sont utilisées en médecine et thérapie traditionnelle pour le traitement de nombreuses infections (Alhakmani *et al.*, 2013). De même, leurs graines riches en huiles et protéines sont utilisées traditionnellement pour la floculation des particules dans l'eau de boisson (Jahn et Al Azbaia S, 1988). Sur la base de ces savoirs traditionnels et des propriétés antimicrobiennes sur de nombreuses espèces bactériennes et levures, l'on s'est posé alors la question de savoir quel pourrait être l'effet des extraits de *Moringa* sur les cellules planctoniques en milieu aquatique ? Par ailleurs, plusieurs composés ont été isolés

des différentes parties de ces espèces et leurs propriétés pharmacologiques établies : la pterygospermine, un agent antibactérien et anti fongique puissant (Ruckmani *et al.*, 1998) ; l'aglycone de désoxy-niazimicine (Nbenzyl, thioformate S-éthyl) isolé de la fraction chloroformique de l'extrait de l'écorce de la racine de *M. oleifera* s'est avéré responsable des activités antibactériennes et antifongiques (Nikkon *et al.*, 2003).

Cependant, on sait peu de choses sur la résistance des bactéries et levures aux extraits aqueux et éthanoliques des différentes parties de ces plantes en milieu aquatique et sous diverses conditions de culture telles que l'intensité d'éclairement et la durée d'incubation. Ces microorganismes, comme bien d'autres, sont pourtant souvent à l'origine de nombreux problèmes de santé publique dans les communautés.

La présente étude a pour objectif général d'évaluer l'activité antimicrobienne des extraits de 4 organes de deux plantes *Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala* et de caractériser les molécules pouvant être responsables de ladite activité. Il s'agit plus spécifiquement :

- évaluer l'effet des extraits de quelques organes (feuilles, écorce de tiges et racines), de la plante *Moringa stenopetala* sur la culture de quelques germes aquatiques d'importance sanitaire et hygiénique ;
- déterminer l'influence de quelques facteurs abiotiques sur l'activité antimicrobienne de ces extraits de *M. stenopetala* ;
- évaluer les concentrations minimales inhibitrices (CMI) ainsi que les concentrations minimales bactéricides (CMB) et concentrations minimales fongicides (CMF) des extraits de quelques organes des 2 espèces de *Moringa* (*M. stenopetala* et *M. oleifera*) cultivées au Cameroun ;
- identifier les classes des métabolites dans les extraits des organes considérés des 2 espèces de *Moringa* cultivées au Cameroun et caractériser quelques molécules bioactives présentes.

Le présent document comporte 3 parties présentées sous-formes de chapitres. Le premier chapitre est consacré à la revue de la littérature. Dans le second, seront exposées les principales méthodes et techniques utilisées pendant l'étude. La présentation des résultats obtenus, leur interprétation et leur discussion feront l'objet du troisième et dernier chapitre. Une conclusion, des recommandations, perspectives, références bibliographiques et annexes terminent le document.

CHAPITRE I : REVUE DE LA LITTERATURE

I.1- Aperçu sur les milieux lentiques et lotiques

Les écosystèmes aquatiques d'eaux douces peuvent être classés en deux grandes catégories, l'écosystème lentiques (eaux stagnantes) et les écosystèmes lotiques (eaux courantes). Les écosystèmes lentiques se distinguent les uns des autres selon leur taille et leur profondeur. On trouve ainsi des marécages, étangs, mares et des lacs. Malgré leurs affluents et confluents ces systèmes restent relativement fermés à la différence des eaux courantes (Chouteau, 2004).

Les eaux souterraines et les nappes phréatiques alimentées par infiltration de l'eau dans les sols ou du fait de la proximité d'un cours d'eau, connaissent, des conditions biotiques extrêmes (pauvreté en sels minéraux, absence de lumière...). Enfin les zones humides sont des zones d'eaux stagnantes particulièrement sensibles qui possèdent une faune et une flore riche et généralement thermique. Les écosystèmes lotiques forment des milieux ouverts étroitement liés aux écosystèmes terrestres environnants, les caractéristiques principales des cours d'eau (largeur, quantité d'eau, courant) permettent de distinguer les ruisseaux, des rivières et des fleuves (Chouteau, 2004).

Certains de ces milieux lentiques et lotiques constituent des sources d'approvisionnement en eau.

I.2- Problèmes d'approvisionnement en eau potable dans les pays en développement

Des progrès ont été réalisés au cours des vingt dernières années dans l'amélioration de l'accès à l'eau potable. Environ 2,3 milliards de personnes ont obtenu un accès à une source d'eau potable de meilleure qualité et 1,9 milliard à un service d'assainissement amélioré (OMS/UNICEF, 2014). Sur les personnes qui ont obtenu un accès à l'eau potable, 1,6 milliard utilisent à présent un niveau d'approvisionnement plus élevé (une alimentation en eau sous canalisation). Beaucoup reste encore à faire : 748 millions de personnes n'utilisent pas de source d'eau potable améliorée et 2,5 milliards n'utilisent pas de système d'assainissement amélioré. Un milliard de personnes pratiquent la défécation en plein air (OMS/UNICEF, 2014). On estime que 1,8 milliard de personnes utilisent une source d'eau potable affectée par une contamination fécale (Bain *et al.*, 2014). Les femmes et les filles sont souvent responsables de la collecte de l'eau ; en Afrique subsaharienne, dans les zones rurales, beaucoup d'entre elles passent au moins une demi-heure à réaliser cette tâche (OMS/UNICEF, 2012), et certaines font plusieurs voyages, ce qui leur prend de deux à quatre heures par jour (Pickering *et al.*, 2012). Le manque d'assainissement a plus de chance d'entraver le niveau d'instruction d'une fille que d'un garçon. Environ 1,2 milliards de personnes vivent dans des zones où l'eau est physiquement rare (UN-Water, 2006 et FAO, 2007). L'accès limité à l'eau des populations pauvres n'est pas uniquement dû à des pressions économiques, mais également à des pressions socio-politiques et environnementales, à la faiblesse de la gouvernance et des capacités

humaines, et à un manque d'infrastructures (Viala, 2008). Ces microorganismes dans ces eaux sont de nature et de propriétés différentes.

I.3- Quelques bactéries et levures d'importances cliniques retrouvées dans l'eau de boisson

I.3.1. Bactéries

Les Bactéries sont des microorganismes ubiquiste, unicellulaire et sans noyau (procaryote) dont le génome est d'ADN. Celui-ci consiste en un seul chromosome, et on note éventuellement la présence des plasmides (petit morceau d'ADN circulaire).

I.3.1.1. *Escherichia coli*

Escherichia coli est un bacille à Gram négatif (Patrick *et al.*, 1988), de forme non sporulée, de type anaérobie facultative, généralement mobile grâce aux flagelles, sa longueur varie de 2 à 6 μm , alors que sa largeur est de 1,1 à 1,5 μm (Steven *et al.*, 2004). Les bactéries appartenant à l'espèce *E. coli* constituent la majeure partie de la flore microbienne aérobie du tube digestif de l'homme et de nombreux animaux. Certaines souches sont virulentes, capables de déclencher spécifiquement chez l'homme ou chez certaines espèces animales des infections spontanées des voies digestives ou urinaires ou bien encore des méningites néo-natales. D'autres souches appartenant à la flore commensale peuvent être responsables d'infections opportunistes variées, surtout chez les sujets aux défenses immunitaires affaiblies (Patrick *et al.*, 1988).

I.3.1.2. *Salmonella typhi*

Salmonella typhi est une bactérie dont les caractères essentiels sont de ne pas fermenter le lactose et de ne pas produire d'uréase. Les Salmonelles sont des parasites de l'homme, des mammifères (rongeurs), des oiseaux (volailles) et des animaux à sang froid (reptiles). Elles sont responsables, après pénétration par voie orale, de nombreuses infections (salmonelloses), notamment des fièvres typhoïdes et paratyphoïdes, des gastro-entérites et des toxi-infections alimentaires collectives (CHU-PS, 2003). Le principal mode de contamination chez l'homme est l'ingestion à partir de l'eau, des aliments (ex : produits laitiers, œufs, viande) ou d'animaux familiers porteurs (tortues).

I.3.1.3. *Aeromonas hydrophila*

Aeromonas hydrophila est une bactérie en forme de bâtonnet. C'est donc un bacille, flagellée et mobile (Hart et Shears, 1997, Hochedez *et al.*, 2010). Les bactéries du genre *Aeromonas* qui ont pour habitats naturels les sols et les milieux aquatiques, peuvent être considérées comme faisant partie de la flore autochtone des rivières (Holmes *et al.*, 1996 ; Goñi-Urriza *et al.*, 2000). Ce sont en effet des bactéries ubiquitaires des environnements aquatiques (Araujo *et al.*, 1991).

L'influence des facteurs du milieu sur la croissance de cette bactérie révèle plusieurs caractéristiques. Des études suggèrent que certaines teneurs en matières organiques augmentent leur capacité de multiplication (Monfort et Baleux, 1991). Les stress d'autres facteurs du milieu tels que les ions métalliques (Fe^{3+}), les radiations ultra-violettes (Wang *et al.*, 2004) ainsi que les variations du pH et de la température indiquent une capacité de résistance de cette bactérie dans ces conditions.

I.3.1.4. *Staphylococcus aureus*

Les espèces *Staphylococcus aureus* sont des cocci à Gram positif, de forme sphérique, avec un diamètre de 0.8 à 1 μm . Elles sont regroupées en diplocoques ou en petits amas (grappe de raisin). Ce type de bactéries sont immobiles, sporulés, habituellement sans capsule. De nombreuses souches de *Staphylococcus aureus* produisent un pigment jaune doré (Patrick *et al.*, 1988). *S. aureus* est responsable de la méningite, ostéomyélite et la diarrhée (Steven *et al.*, 2004).

I.3.1.5. *Vibrio cholerea*

Les bactéries Vibrionacées constituent une famille de γ protéobactéries Gram⁻, halophiles, et sont considérées autochtones des écosystèmes aquatiques notamment marins (Boukef *et al.* ; 2010). Ces germes constituent environ 10% de la charge totale en bactéries marines cultivables (Eilers *et al.*, 2000) et leur distribution dans l'eau côtière dépendrait des fluctuations des facteurs abiotiques du milieu notamment la température et la salinité (Thompson *et al.*, 2004 ; Castaneda Chavez *et al.*, 2005 ; Boukef *et al.*, 2008). Les vibrions sont hétérogènes sur le plan phylogénique. Liés aux inondations, aux mauvaises conditions d'hygiène, aux famines et aux guerres, le choléra est une maladie diarrhéique aigüe, mortelle dans 70% des cas à l'absence d'un traitement approprié (N'Guessan *et al.*, 2006). La diarrhée et les vomissements, les principaux symptômes de la maladie, sont à l'origine d'une importante déperdition d'eau et de sels indispensables à la vie.

I.3.1.6. *Pseudomonas aeruginosa*

Communément appelé bacille pyocyanique, *Pseudomonas aeruginosa* est une bactérie aérobie stricte à Gram négatif, de 1 à 5 μm de long et de 0,5 à 1 μm de large (Holt *et al.*, 2000). C'est un pathogène opportuniste de l'homme isolé pour la première fois en 1872 par Schroeter et que l'on retrouve dans les sols et les milieux aquatiques (Plesiat, 2011). Il possède une capacité d'acquisition de divers mécanismes de résistance pouvant fréquemment coexister (Cattoen, 2002). En 2000, la séquence complète de son génome a été publiée et il s'est révélé être le plus large génome bactérien séquencé à ce jour (Faure *et al.*, 2008).

I.3.1.7. *Enterococcus faecalis*

Le terme « streptocoques fécaux » utilisé par Sherman en 1937, servait à décrire les streptocoques pouvant survivre pendant 30 minutes en bouillon salé (6,5 % de NaCl) de pH 9,6 et à une température de 60°C. En 1984, des expériences d'hybridation ADN-ADN et d'analyse des séquences d'ARNr 16S ont permis de montrer que les espèces *Streptococcus faecium* et *Streptococcus faecalis* étaient suffisamment distinctes des autres streptocoques pour justifier leur transfert dans le genre *Enterococcus* (Tremblay, 2012). *Streptococcus faecalis* ou encore *Enterococcus faecalis* est une coque à Gram positif, anaérobie aérotolérant. En raison de sa capacité de résistance, elle est communément utilisée comme indicateur de contamination fécale afin de tester la qualité hygiénique des échantillons environnementaux (Wheeler *et al.*, 2002).

I.3.1.8. *Klebsiella pneumoniae*

Klebsiella pneumoniae est une bactérie répandue dans la nature ; on peut l'isoler de l'eau, de végétaux, d'aliments divers. Elle est rencontrée chez 30 à 40 % des animaux sauvages ou domestiques, ainsi que chez l'homme. *Klebsiella pneumoniae* végète sur la peau, les muqueuses et les voies respiratoires supérieures.

I.3.1.9. *Campylobacter*

Les bactéries appartenant au genre *Campylobacter* sont des bactéries à Gram négatif (Mégraud F *et al.* ; 2000) ces bactéries se présentent sous la forme de bacilles fins mesurant de 0,5 à 5 µm de long et de 0,2 à 0,9 µm de diamètre, incurvés en forme de virgule ou de S. Les formes longues ont une forme hélicoïdale. Des formes coccoïdes peuvent apparaître dans les cultures anciennes. Leur mobilité caractéristique « dite en tire-bouchon » est due à une ciliature polaire le plus souvent monotriche. Au sein du genre *Campylobacter*, il est possible de classer les espèces en trois groupes : le groupe « thermophile » (dénommé ainsi car la température optimale de croissance est de 42°C) comprenant, entre autres espèces, *C. jejuni* et *C. coli*, le groupe « fetus » et le groupe des (Jain MG *et al.*, 1999) *Campylobacter* dits « anaérobies » (nécessitant pour leur croissance une concentration en oxygène inférieure à 5 %) (Mégraud F *et al.*, 2000).

I.3.1.10. *Listeria monocytogenes*

Les bactéries du genre *Listeria* sont de petits bacilles (1 à 2 µm de long et 0,5 µm de diamètre) à Gram positif non sporulés et non capsulés. Grâce à un système flagellaire péritriche, ces bactéries sont mobiles entre 20°C et 25°C mais à partir de 37°C, leur mobilité est très réduite. Elles sont micro aérophiles, oxydase négative et catalase positive. Ce sont des bactéries psychrotrophes qui peuvent se développer entre -2°C et 45°C, cependant leur température optimale de croissance se

situé entre 30°C et 37°C (Rocourt 1999 ; Bornert 2000). À côté des bactéries, ils existent plusieurs levures également responsables de diverses affections.

I.3.2. Levures

Les levures sont des microorganismes unicellulaires possédant une paroi, une membrane cytoplasmique ainsi qu'un noyau de type eucaryote, un appareil de Golgi et un réticulum endoplasmique situés dans son cytoplasme. On distinguera les levures, dont la démarche d'identification présente des similitudes avec celle des bactéries, des champignons filamenteux (les moisissures, dermatophytes...etc). Les levures sont des champignons unicellulaires ou donnant des pseudomycéliums. Les moisissures sont des champignons filamenteux formant un mycélium plus ou moins développé. Elles peuvent être sexuées (Anane *et al.*, 2010).

I.3.2.1. *Candida albicans*

Candida albicans est une levure commensale des muqueuses digestive et vaginale. Les *Candida* sont des agents opportunistes qui n'expriment leur pouvoir pathogène qu'en présence de facteurs de risque. *Candida albicans* est un champignon saprophyte appartenant à la famille des Saccharomycetes. Vu qu'il se trouve tant sur la peau que sur les muqueuses des sujets sains, le *Candida* vit d'habitude dans la cavité buccale, le tractus gastro-intestinal et le vagin (Develoux, Bretagne 2014).

I.3.2.2. *Candida parapsilosis*

Candida parapsilosis est maintenant la deuxième ou troisième cause la plus courante de candidose, derrière *C. albicans*. Il a été décrit pour la première fois en 1928 (Ashford, 1928). Il est également une levure saprophyte, responsable des infections dues aux levures du genre *Candida*. Cette levure fait partie de la flore normale de la peau chez l'homme (Dannaoui, 2007).

I.3.2.3. *Candida tropicalis*

Candida tropicalis représente 25% des isolats de levures de ce genre en pathologie humaine. Son pouvoir pathogène est comparable à celui du *Candida albicans*. *Candida tropicalis* est isolé dans la nature, le sol, les végétaux et l'eau. Cette levure est apparentée aux Ascomycètes. Elle a une forme variable, ronde à allongée et ses colonies poussent rapidement. Elles sont crémeuses, blanches, lisses ou légèrement plissées. Elles sont souvent associées à un pseudomycélium (Gloor, 2009).

I.3.2.4. *Cryptococcus neoformans*

Cryptococcus neoformans est une levure très répandue dans la nature notamment dans l'air, sur les fruits, les plantes, le lait de vache, le bois et certains aliments. Il s'agit de levures appartenant à la famille des Basidiomycètes. *Cryptococcus neoformans* est un hôte du tube digestif du pigeon chez qui il ne provoque aucune maladie ; le principal réservoir est la fiente d'oiseaux séchée, en particulier celle du pigeon. Cette levure est également un saprophyte de l'homme. La contamination, quant à elle, est surtout aérienne, mais elle peut être orale ou cutanée (Friedmann et al., 2000).

L'importance sanitaire et hygiénique de ces microorganismes varient en fonction de leur pathogénicité

I.4. Quelques caractéristiques sur les bactéries et levures

I.4.1- Paroi cellulaire des bactéries

La paroi bactérienne constitue la structure vitale de la cellule bactérienne. Elle peut renfermer des constituants qui contribuent au pouvoir pathogène. Elle assure la rigidité et détermine la forme bactérienne (excepté les mycoplasmes et quelques archaebactéries) et joue un rôle protecteur contre les attaques. Au niveau de l'adhésion, les interactions physicochimiques entre un support donné et une bactérie font intervenir les fonctions chimiques exposées à leur surface qui déterminent leur caractère extérieur apparent (acide ou basique, hydrophobe ou hydrophile). Dans le milieu aquatique, pour une même souche bactérienne, ces caractères sont modifiés en fonction des propriétés physicochimiques du milieu (Hamadi *et al.*, 2004). La structure de la paroi et son organisation diffèrent selon le type de GRAM telle qu'illustrée à la Figure 1.

- GRAM positive : la paroi des bactéries à Gram positif est constituée seulement d'une couche homogène de peptidoglycane (muréine ou mucopeptide) entre 20 à 80 nm d'épaisseur située à l'extérieur de la membrane cytoplasmique. Différentes structures se greffent sur le peptidoglycane (30 à 50%) telles que les acides teichoïques, les polysides ou des protéines (Samandougou, 2015).

- GRAM négative : la paroi des bactéries à GRAM négatif est plus complexe et constituée d'une couche de faible épaisseur de peptidoglycane de 3 nm entourée d'une membrane externe de 7 à 8 nm d'épaisseur, cette dernière structure est généralement asymétrique et a un rôle important dans la limitation des entrées et sorties des constituants. Comme toute membrane, elle est formée d'une double couche de phospholipides dans laquelle sont enchâssées des protéines. Le feuillet externe contient un lipide caractéristique, le lipopolysaccharide ou LPS (Bulard, 2012 ; Samandougou, 2015).

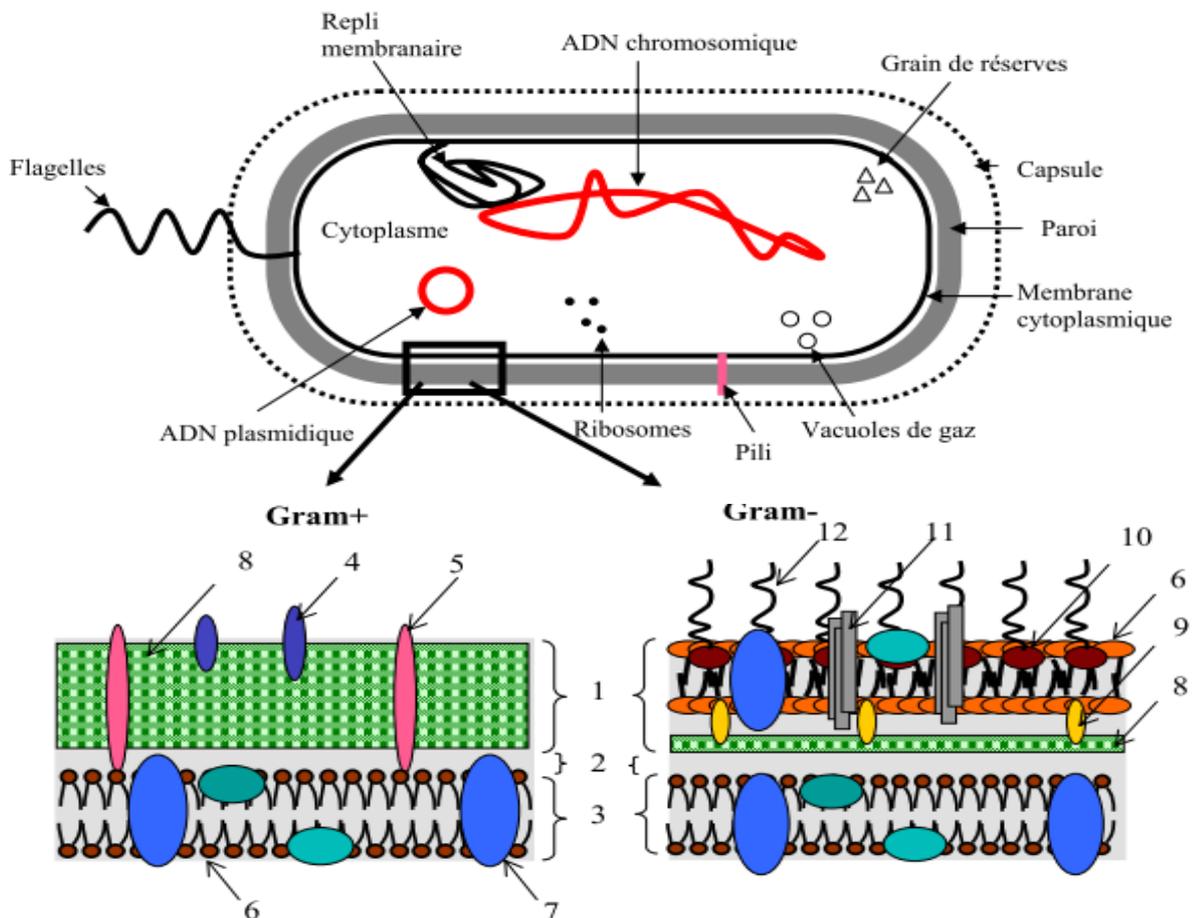


Figure 1 : Représentation schématique d'une paroi des bactéries à GRAM négatif et positif (Larpen et Larpen-Gourgau, 1985). **Légende :** 1 : paroi ; 2 : espace péri plasmique ; 3 : membrane plasmique ; 4 : acide teichoïque ; 5 : acide lipoteichoïque ; 6 : phospholipide ; 7 : protéine intrinsèque ; 8 : peptidoglycane ; 9 : lipoprotéines de Braun ; 10 : lipopolysaccharides ; 11 : porine ; 12 : chaînes latérales antigéniques O.

I.4.2- Paroi cellulaire des levures

Les levures du genre *Candida* possèdent tous les organites intracellulaires caractéristiques des eucaryotes à savoir un noyau, délimité par une double membrane nucléaire, et renfermant huit chromosomes, un nucléole, un réticulum endoplasmique, un appareil de Golgi (Zhao *et al.*, 2006 ; Lagane, 2007 ; Sarazin, 2010). La seule structure différenciant la levure d'une cellule eucaryote « classique » est la présence d'un système vaculo-vésiculaire, évoluant en relation avec le cycle cellulaire et la division (Barelle *et al.*, 2006), et impliqué en majeure partie dans la synthèse de la paroi (Lagane, 2007). Initialement, la paroi des levures du genre *Candida* était considérée comme

une structure inerte, assurant la protection et la rigidité du protoplaste. La Figure 2 représente l'organisation moléculaire de la paroi des levures du genre *Candida spp.*

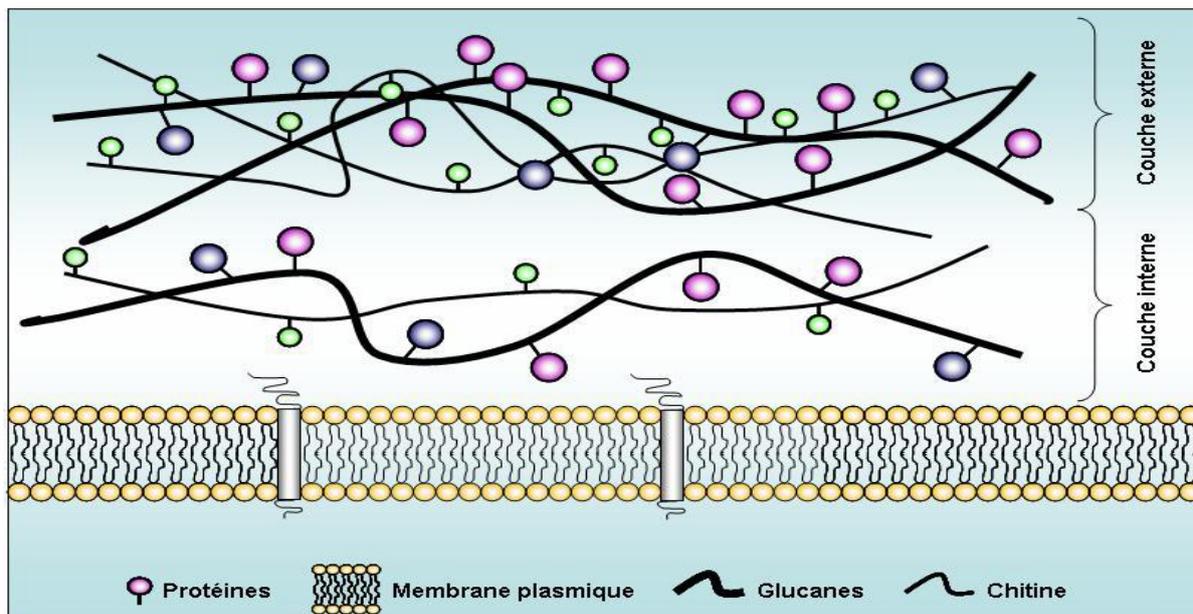


Figure 2 : Organisation moléculaire de la paroi des levures du genre *Candida* (Ruiz-Herrera *et al.*, 2006).

Il est établi que la paroi est un composant essentiel pour de nombreux aspects biologiques et pathogéniques de *Candida albicans* (Ruiz-Herrera *et al.*, 2006). La paroi cellulaire agit comme une membrane imperméable et maintient les caractéristiques morphologiques de la levure. La composition de la paroi de *C. albicans* et *C. parapsilosis* par exemple est constituée de 80 à 90% des hydrates de carbone (Lagane, 2007). Trois constituants forment la majorité des polysaccharides de la paroi (Figure 2).

- Des polymères ramifiés de glucides : il s'agit des polymères qui forment un squelette rigide avec la chitine grâce à l'existence de liaisons glycosidiques, et procurent de fortes propriétés physiques à la cellule (Sarazin, 2010). Des polymères de mannose sont associés à des protéines par des liaisons covalentes. Ils sont les constituants majeurs de la paroi, puisqu'ils représentent environ 40% des polysaccharides et sont les principaux participants à la formation de la matrice de la paroi (Lagane, 2007).

- Des polymères linéaires de *N*-acétyl-D-glucosamine (GlcNAc) contiennent de la chitine (Ruiz-Herrera *et al.*, 2006). Cette dernière participe avec les polymères ramifiés de glucose à la composition du squelette de la paroi et est impliquée dans la rigidité de la paroi (Sarazin, 2010).

- Des protéines : certaines interviennent en tant qu'unités structurales au niveau des mannoprotéines. La paroi contient également un certain nombre de protéines ayant une activité

enzymatique. Ces protéines peuvent être sécrétées ou non en fonction du stade de la cellule et de son environnement (Lagane, 2007 ; Sarazin, 2010).

Des lipides : ils participent à la rigidité de la cellule et sont en majorité les triglycérides, les phospholipides et les stérols libres ou estérifiés (Ruiz-Herrera *et al.*, 2006).

I.4.3.- Cytoplasme des bactéries

Le cytoplasme est une structure obligatoire de la cellule bactérienne, le cytoplasme, est généralement constitué d'un hyaloplasme où baignent essentiellement des ribosomes et parfois des éléments supplémentaires comme les substances de réserve. Dans le cytoplasme, on trouve l'appareil nucléaire diffus non entouré par une membrane. Le cytoplasme contient des ribosomes (20 000 à 30 000 par cellule), mais il ne renferme pas les autres organites membranaires observés chez les eucaryotes. Certains procaryotes sont dotés de flagelles, pour se déplacer, ou de pili, pour faciliter l'adhésion et/ou des échanges avec d'autres cellules. On note la présence d'ARN solubles (ARN messager et ARN de transfert), et ARN ribosomal. Présence d'environ 15.000 ribosomes (40% du poids de la bactérie, 90% de l'ARN) constitués de protéines ribosomales et d'ARN (16S, 23S, 5S) divisés en sous-unités : sous-unité 30S contient de l'ARN16S, sous-unité 50S constitué d'ARN 23S. Une variété importante d'inclusions existe dans le cytoplasme. Elles servent à emmagasiner des réserves organiques (glycogène, poly-B-hydroxybutyrate) ou inorganiques (granules de polyphosphate ou métachromatique, magnétosomes) UMVF, 2014.

I.4.3.1- Cytoplasme des levures

Le cytoplasme renferme en plus des organites cellulaires telles que les mitochondries (qui contiennent des AND, ARN polymérase et des enzymes respiratoires) et l'appareil de Golgi, des vacuoles (où se trouve le pool des acides aminés en plus des purines, des orthophosphate polymérisés et hydrolases) et des ribosomes. Il contient également des enzymes, notamment celles de la glycolyse et de la fermentation alcoolique, des polysaccharides, des polyphosphates, du glycogène et du tréhalose (Larpen, 1991).

I.4.3.2- Membrane plasmique des bactéries

C'est un élément indispensable à la survie bactérienne. Sa structure ressemble à celle des Eucaryotes : deux feuillets de phospholipides truffés de protéines. Cependant, la membrane bactérienne ne possède généralement pas de stérols tels que le cholestérol. La membrane plasmique est riche en systèmes enzymatiques impliqués dans le métabolisme producteur d'énergie (respiration cellulaire). C'est une structure interne à l'interface entre le cytoplasme et les structures externes. C'est une membrane tri lamellaire formée d'une double couche de phospholipides dont les pôles hydrophobes sont face à face, associée à des protéines. La membrane a un rôle métabolique majeur : on y trouve la plupart des activités associées aux mitochondries dans la cellule supérieure : Perméabilité sélective et transport des substances solubles vers l'intérieur de la bactérie ; rôle de barrière osmotique et de transport grâce aux perméases. C'est le siège de réactions énergétiques telles que le système transporteur d'électrons (STE) et la phosphorylation oxydative. Substances antibactériennes qui agissent sur les membranes : détergents, polymixines (UMVF, 2014).

I.4.3.3- Membrane plasmique des levures

C'est une membrane simple et fragile qui se trouve sous la paroi avec une épaisseur de 7,5 nm, retenant l'ensemble des constituants intracellulaires et résistante au pH acides mais altérée par des pH alcalins. Une membrane cytoplasmique composée principalement de phospholipides double couche (partie hydrophile à l'extérieur et partie lipophile à l'intérieur) et des stérols. Elle contient aussi des lipides et de nombreux complexes protéiques intrinsèques et extrinsèques dont les rôles sont variés, par exemple des enzymes appelées protéases mènent les transports de substances du milieu extérieur vers le milieu intracellulaire et/ou inversement avec ou non transformation du substrat durant le passage. Les stérols sont soit estérifiés avec un acide gras augmentent la rigidité de la membrane et diminuent sa perméabilité (Bayley et Parks, 1975). Les phospholipides, qui sont intimement associées aux protéines et aux stérols, assurent à la membrane sa fluidité permettant ainsi le bon fonctionnement des processus métaboliques.

I.5. Généralités sur la croissance des bactéries et levures

La croissance microbienne est l'accroissement ordonné et coordonné de tous les composants du microorganisme, induisant une augmentation du nombre de cellules microbiennes, un appauvrissement du milieu de culture en nutriments et un enrichissement de celui-ci en sous-produits du métabolisme. Elle est assurée par un ensemble d'éléments nutritifs et de facteurs environnementaux (Delhalle *et al.*, 2012 ; Samandougou, 2015).

I.5.1- Facteurs nutritionnels

Certains éléments sont nécessaires à la croissance des microorganismes. On peut citer :

- le carbone : il peut être d'origine organique (bactéries hétérotrophes) ou provenir du CO₂ (bactéries autotrophes). Une bactérie est constituée en moyenne de 50% de carbone (Madigan *et al.*, 2000) ;
- l'azote peut être d'origine variée : certaines bactéries sont capables d'assimiler l'ammoniac, les nitrates, l'azote atmosphérique et d'autres vont assimiler des acides aminés. Une bactérie est constituée en moyenne de 12% d'azote (Madigan *et al.*, 2000) ;
- le phosphate et le soufre : ces éléments sont nécessaires aux bactéries pour synthétiser respectivement les acides nucléiques et les acides aminés soufrés ; ils sont principalement d'origine inorganique (Madigan *et al.*, 2000) ;
- les facteurs de croissance : ce sont des composés organiques que les bactéries ne sont pas capables de synthétiser, mais qui sont indispensables pour leur survie. Il s'agit très souvent des acides aminés, des bases et des vitamines.

I.5.2- Facteurs physico-chimiques

L'activité des microorganismes et donc leur croissance varie selon les conditions physiques et chimiques du milieu. La connaissance de l'impact de cet environnement permet à la fois de mieux comprendre leur distribution dans la nature, et de concevoir des méthodes pour contrôler ou favoriser les activités microbiennes. Certains facteurs clés remplissent une fonction majeure dans le contrôle de la croissance de l'ensemble des microorganismes. On peut citer par exemple la température et les radiations lumineuses (Madigan et Martinko, 2007 ; Nola *et al.*, 2010a)

I.5.3- Température

La température est l'un des paramètres de l'environnement le plus important, si ce n'est le plus important, vis-à-vis de l'impact sur la croissance et la survie des microorganismes. Pour chaque organisme, il existe une température minimale au-dessous de laquelle il n'y a pas de croissance, une température optimale où la croissance est plus rapide, et une température maximale au-dessus de laquelle la croissance n'est plus possible. L'optimum de température est toujours plus proche du maximum que du minimum. Ces trois gammes de température, appelées températures cardinales, sont caractéristiques de chaque organisme et peuvent être légèrement modifiées en fonction d'autres paramètres de l'environnement, notamment la composition du milieu de culture. On distingue sept grands groupes de micro-organismes par rapport à leur relation à la température optimale de croissance. Il s'agit des psychrotrophes, psychrophiles (température optimale basse),

mésotrophes, mésophiles (température optimale moyenne), thermotrophes, thermophiles, hyper thermophiles (température optimale très élevée) (Madigan et Martinko, 2007).

I.5.4- Lumière blanche

La lumière est constituée de radiations électromagnétiques pouvant être groupées en deux catégories : les radiations visibles et les radiations non visibles. Les rayonnements ultraviolets font partie du rayonnement non visible tout comme les rayons X, les micro-ondes ou encore les infrarouges. La gamme des ultra-violets est encore subdivisée en trois portions d'énergies décroissantes : UV-C (120-280 nm), UV-B (280-315) et UV-A (315-380 nm). Chaque rayonnement est caractérisé par sa longueur d'onde et son énergie. En effet, plus la longueur d'onde est faible, plus le rayonnement aura une forte énergie et inversement. La Figure 3 présente les différentes portions du spectre électromagnétique de la lumière blanche. Les effets de la lumière sur les bactéries peuvent être observés à deux niveaux : sur la survie des bactéries et sur le phénomène d'adhésion. De tous les rayonnements du spectre électromagnétique, les UV représentent la portion la plus absorbée par les membranes vivantes, causant ainsi des dommages irréversibles. Les principaux dommages constatés après irradiation des bactéries concernent l'ADN (Acide DésoxyriboNucléique). Selon Lester *et al.* (2001), la portion des UV-B du spectre de la lumière blanche est la plus bactéricide car induisant des lésions de l'ADN. La Figure 3 représente les différents portions spectre électromagnétique

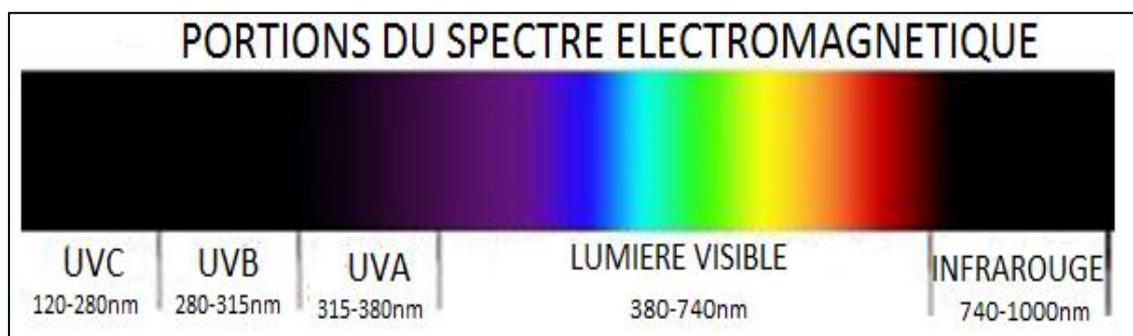


Figure 3 : Différentes portions du spectre électromagnétique (Downes et Blunt, 1877)

I.6. Pathogénicité de quelques bactéries et levures aquatiques d'importance sanitaire et hygiénique

I.6.1. Pathogénicité des bactéries

Les bactéries pathogènes sont des bactéries responsables d'une maladie même chez le sujet sain (ex : typhoïde, choléra, méningite...). Le pouvoir pathogène conditionne le type de maladie et va dépendre de l'espèce bactérienne responsable de l'infection.

I.6.1.1. *Escherichia coli*

Escherichia coli est la bactérie la plus fréquemment mise en cause dans les infections de l'arbre urinaire et, dans les cas les plus rares, de la vésicule biliaire (Manges *et al.*, 2001). Les infections à colibacille sont dues à la migration des germes de cette espèce du tube digestif vers l'arbre urinaire par voie ascendante et externe. *Escherichia coli* est parfois responsable de 50 % des septicémies (bactériémies) dues à des bactéries Gram⁻ et de 4% des méningites bactériennes touchant principalement les nouveaux nés (CNR, 2005). Les souches de *E. coli* agents d'entérites forment un groupe hétérogène au regard des mécanismes de pathogénicité impliqués. Ces souches représentent une cause importante de diarrhées, particulièrement chez le jeune enfant dans les régions pauvres et les régions en développement (Germani et Le Bouguéneq, 2008). Les souches *E. coli* entérotoxigènes sont responsables de diarrhées infantiles dans les pays en développement à bas niveau d'hygiène. Ils représentent environ 25% des étiologies des diarrhées de l'enfant de moins de 3 ans et de la « diarrhée des voyageurs » (ou « turista ») (Clarke, 2001 ; Berche, 2003). Les souches EPEC sont responsables de diarrhées aqueuses et de gastro-entérites infantiles (GEI). Elles provoquent des diarrhées aiguës accompagnées de fièvres, de malaises et de vomissements (Levine, 1987). De nos jours, les diarrhées à EPEC sévissent principalement dans les pays en voie de développement et ces pathogènes posent un véritable problème de santé publique car le taux de mortalité chez les jeunes enfants peut s'élever jusqu'à 30% (GSE, 2003).

I.6.1.2. *Salmonella typhi*

Toutes les souches de *Salmonella* sont potentiellement pathogènes pour l'Homme mais certains sérotypes sont particulièrement pathogènes, causant un syndrome typhoïde ; il s'agit de *Salmonella typhi*, *Salmonella sendai*, *Salmonella paratyphi* (Aoust, 2001 ; CNRS, 2005). La dose infectante serait de l'ordre de 10^5 à 10^9 UFC (Aibo, 2010). Les infections engendrées par *Salmonella* peuvent se manifester sous plusieurs formes cliniques : toxi-infections alimentaires collectives, gastro-entérite, fièvres typhoïde et paratyphoïde. Ces infections se traduisent cliniquement par la diarrhée, le vomissement, la fièvre, les douleurs abdominales et autres (Le Minor et Veron, 1999 ; CNRS, 2005). Ces pathogènes spécifiques provoquent des maladies consécutives à un défaut d'hygiène générale ou à une contamination alimentaire (Delmas *et al.*, 2011).

Après invasion silencieuse du tube digestif et du système reticulo-endothélial, les salmonelles pénètrent l'épithélium intestinal et y adhèrent, le traversent sans provoquer de lésions importantes pour atteindre la *lamina propia* et la sous muqueuse. Elles induisent des réactions inflammatoires avec afflux de polynucléaires et de macrophages qui phagocytent les bactéries. Les salmonelles gagnent ensuite les ganglions mésentériques, s'y multiplient et se propagent dans la

circulation sanguine par le canal thoracique. C'est ce qui explique les septicémies ; une partie des salmonelles se lyse avec libération d'une toxine qui va irriter le sympathique abdominal provoquant par son intermédiaire l'ulcération des plaques de Peyer. Cette toxine transportée au niveau des ventricules cérébraux provoque l'abattement et le tufos, d'où le nom de fièvre typhoïde donnée à cette maladie (House *et al.*, 2001 ; OMS, 2013).

I.6.1.3. *Aeromonas hydrophila*

Le pouvoir pathogène de *Aeromonas hydrophila* s'exprime principalement chez les poissons et batraciens (Santos *et al.*, 1999). Chez l'homme, depuis quelques années, le secteur de la santé publique reconnaît *Aeromonas hydrophila* comme un agent pathogène opportuniste. On l'a incriminé comme agent pathogène possible de la gastroentérite, de la septicémie, de la colite et de la méningite. On l'isole aussi souvent dans des infections de plaies subies en milieu aquatique (Krovacek *et al.*, 1992, Gavriel *et al.*, 1998; Alavandi *et al.*, 1998). On l'a aussi incriminé dans des infections extra-intestinales à l'exemple des infections cutanées (Hickman-Brenner *et al.*, 1998) et respiratoires (Janda et Abbott, 1998). Les enfants, les personnes âgées et celles dont le système immunitaire est compromis sont les plus à risque d'infection (Merino *et al.*, 1995).

I.6.1.4. *Staphylococcus aureus*

Staphylococcus aureus est responsable de plusieurs formes d'infection (Freeman-Cook *et al.*, 2006). Il s'agit :

- des infections cutanées (folliculites, furoncles, anthrax, onyxis, péri-onyxis, panaris) ;
- des infections des muqueuses (otites, sinusites, mastoïdites, conjonctivites) ;
- des infections généralisées (septicémie chez les sujets immunodéprimés) ;
- des infections intestinales (intoxication alimentaire).

Le pouvoir pathogène des staphylocoques résulte de la sécrétion chez l'hôte d'enzymes et de toxines (Le Minor et Véron, 1999). Ces enzymes, étudiées chez *Staphylococcus aureus* sont la coagulase libre (susceptible de coaguler le plasma sanguin humain ou du lapin) et la coagulase liée encore appelée « clumping factor » située à la surface du germe et ayant une affinité au fibrinogène, la fibrinolysine ou staphylokinase, l'hyaluronidase, la nucléase ou DNase (thermostable chez les staphylocoques à coagulase positive et thermolabile chez d'autres espèces) et la protéase. Ces enzymes provoquent des lésions tissulaires chez l'hôte, ce qui leur confère un pouvoir invasif (Avril *et al.*, 2000).

Staphylococcus aureus est l'espèce pathogène pour l'Homme, la plus connue parmi les staphylocoques à coagulase positive. Cette pathogénicité résulte :

- De la pénétration du germe dans l'organisme généralement après rupture de la barrière cutanée (blessure, brûlure) ou au niveau du follicule pileux ;
- De la rupture de l'équilibre hôte-bactérie, à la suite des circonstances favorisant l'infection telle que la virose (grippe, rougeole), le déficit immunitaire, l'alcoolisme.

Cette situation se matérialise par la production de toxines et d'enzymes correspondant à l'expression de la virulence du germe.

I.6.1.5. *Vibrio cholerae*

Le début du choléra est marqué par des nausées, des vomissements, une diarrhée profuse et des crampes abdominales. Les selles ressemblent à de l'eau de riz et contiennent du mucus, des cellules épithéliales et beaucoup de vibrions. (CHU-PS, 2003). Les pertes en eau (plusieurs litres d'eau par jour) et en électrolytes entraînent déshydratation, collapsus circulatoire et anurie. En l'absence de traitement, la mort survient en 2 à 5 jours dans 50 % des cas environ. Le cholera évolue souvent sous une forme mineure (simple entérite) et il y a de nombreux porteurs sains de vibrions cholériques en zone endémique.

I.6.1.6. *Pseudomonas aeruginosa*

L'acquisition fréquente du pouvoir pathogène fréquente dans les structures hospitalières, est non seulement due à sa présence dans les sources d'eau, mais aussi dans les solutions aqueuses et les équipements de ventilation mécanique (Boukerb et Cournoyer, 2012). Ce bacille est également retrouvé à l'état commensal dans l'intestin de l'homme et des animaux, et peut provoquer des infections telles otite, abcès de cornée et des infections cutanées bénignes ou graves chez des sujets sains (Epaulard, 2009).

I.6.1.7. *Enterococcus faecalis*

Elle est rencontrée au niveau de l'intestin de l'Homme et des animaux et est responsable des infections cutanéomuqueuses (plaies chirurgicales, brûlures, blessures). En France, environ 75 % des souches d'entérocoques identifiées lors d'infections nosocomiales appartiennent à l'espèce *E. faecalis* (Hébert, 2013).

I.6.1.8. *Klebsiella pneumoniae*

Klebsiella pneumoniae est principalement responsable de bronchopneumopathies et d'infections urinaires chez l'homme ; ce germe est secondairement responsable d'infections hépatovésiculaires, de pus divers, et d'infections péritonéales. Les septicémies à *Klebsiella* sont

sévères. Elles surviennent chez des malades débilisés et ont souvent pour point de départ une infection urinaire (cas le plus fréquent).

I.6.1.9. *Campylobacter*

Les *Campylobacter* appartenant au groupe thermophile provoquent principalement des entérites : celles-ci sont caractérisées par des diarrhées aqueuses d'une durée de 2 à 4 jours pouvant devenir muco-sanglantes. L'épisode diarrhéique dure en moyenne une semaine et est généralement précédé par de la fièvre et des douleurs abdominales intenses (Martin *et al.*, 2000). Chez les patients immunodéprimés, les bactériémies sont plus fréquentes et plus graves, et des entérites récidivantes sont plus volontiers observées (Martin *et al.*, 2000). En outre, *C. jejuni* et *C. coli* peuvent être impliqués dans des pathologies extra-intestinales, ils peuvent en effet atteindre les voies lymphatiques après avoir colonisé le mucus et avoir été internalisés au sein des entérocytes (translocation extra intestinale) (Lan Hu *et al.*, 2000). Le rôle de ces différents facteurs de pathogénicité n'est pas encore bien précisé en pathologie humaine. En effet, chez l'homme, l'expression du pouvoir pathogène des *Campylobacter* semble dépendre de la virulence de la souche infectante et de la susceptibilité de l'hôte (Lan Hu *et al.*, 2000). Les infections à *Campylobacter* sont des anthroponoses. La contamination survient le plus souvent à l'occasion de la consommation de viande de volailles ou de porc et à l'ingestion de lait. Elles sont parfois transmises par l'eau, les personnes ou les animaux infectés. Le mode de transmission est bien connu pour les *Campylobacter* appartenant au groupe thermophile et est vraisemblablement similaire pour les autres espèces (Dromigny, 1989 ; Friedmann. *et al.* , 2000).

I.6.1.10. *Listeria monocytogenes*

Listeria monocytogenes qui est l'agent de la listériose, maladie affectant aussi bien les hommes que les animaux (Hof and Hefner 1988 ; Low and Donachie 1997a ; Vazquez-Boland *et al.*, 2001). *L. monocytogenes* est considéré comme un pathogène opportuniste car cette bactérie touche principalement les sujets dont les défenses immunitaires sont compromises : personnes âgées, femmes enceintes, personnes hospitalisées, traitements immunosuppresseurs. La listériose peut se manifester sous différentes formes chez l'homme telles que des gastro-entérites, des septicémies, des méningites, des infections périnatales et des cas d'avortement (Gray 1966). La pathogénicité de *L. monocytogenes* est due à sa capacité de pénétrer et de se multiplier dans les cellules de l'épithélium intestinal, de gagner les vaisseaux lymphatiques et les vaisseaux sanguins afin de se disséminer dans les différents tissus de l'hôte (Vazquez-Boland *et al.*, 2001). *L. monocytogenes* possède une batterie de facteurs de virulence (internalines, hémolysines,

phospholipases...) qui contrôlent les étapes clés de son cycle de vie de parasite intracellulaire (Farber and Peterkin 1991 ; Vazquez-Boland *et al.*, 2001).

I.6.2. Pathogénicité des levures

I.6.2.1. *Candida albicans*

Les levures du genre *Candida* causent environ 54,3% des infections dues à l'espèce *albicans*. C'est la principale levure impliquée en pathologie humaine. C'est une levure commensale du tube digestif et des cavités naturelles de l'homme (Dupont, 1995). De façon générale, le rôle infectieux de *Candida albicans*, pathogène opportuniste, semble favorisé par une combinaison de facteurs liés aux statuts immunologique et physiologique de l'hôte, ainsi qu'à des facteurs liés au microorganisme, plutôt qu'à un facteur de virulence unique. Les infections candidosiques sont ainsi probablement initiées par une diminution des défenses de l'hôte qui modifie l'équilibre de commensalisme au profit de la levure, et entraîne le basculement du stade de colonisation à celui de l'infection (Clemons *et al.*, 2000).

I.6.2.2. *Candida parapsilosis*

Candida parapsilosis est une levure saprophyte, responsable d'environ 14,6% des infections dues aux levures du genre *Candida*. Cette levure fait partie de la flore normale de la peau chez l'homme. Elle a une forme variable, ronde à ovale. Les colonies croissent rapidement, sont blanches, crémeuses, lisses ou plissées. Sa fréquence est en augmentation et son pouvoir pathogène s'exprime avant tout par des septicémies et des Candidoses profondes (endocardites, arthrites et péritonites). Elle est aussi à l'origine des lésions superficielles, notamment d'onyxis et de lésions cutanées (Chabasse *et al.*, 2006).

I.6.2.3. *Candida tropicalis*

Les levures du genre *Candida tropicalis* causent environ 25% des infections dues à l'espèce *tropicalis*. De façon générale, le rôle infectieux de *Candida tropicalis*, pathogène opportuniste, semble favorisé par une combinaison de facteurs liés aux statuts immunologique et physiologique de l'hôte, ainsi qu'à des facteurs liés au microorganisme, plutôt qu'à un facteur de virulence unique. Les infections candidosiques sont ainsi probablement initiées par une diminution des défenses de l'hôte qui modifie l'équilibre de commensalisme au profit de la levure, et entraîne le basculement du stade de colonisation à celui de l'infection (Clemons *et al.*, 2000).

I.6.2.4. *Cryptococcus neoformans*

Le *Cryptococcus neoformans* peut provoquer des méningites subaiguës ou une primo infection pulmonaire le plus souvent latente chez les personnes immunodéprimées, en particulier chez les sidéens (chez 10% des patients positif au VIH environ). Lorsque l'on découvre un *Cryptococcus*, une recherche d'immunosuppression (VIH) s'impose systématiquement. Des localisations osseuses et des septicémies ont également été signalées. Ces levures sont de forme variable rondes à allongées, encapsulées. Il n'y a pas de pseudomycélium. Elles se reproduisent par bourgeonnement multilatéral. Elles sont pigmentées en beige à ocre. La mise en évidence de la capsule se fait grâce à l'encre de chine (Fiedmann. *et al .*, 2000).

Malgré la pathogénicité de ces microorganismes des méthodes physiques et chimiques ont été développées pour remédier à la contamination des eaux par les bactéries et les champignons.

I.7 - Mécanisme d'inactivation des bactéries et levures

I.7.1 - Inhibition des bactéries

Une bactérie est inactivée lorsqu'il y a l'arrêt ou inhibition de son métabolisme ou de ses fonctions vitales ou carrément la destruction de son unité de base des processus vitaux. On distingue différents types d'inactivation bactérienne.

I.7.1.1- Inhibition de la synthèse de la paroi bactérienne

Certaines bactéries sont protégées par une paroi, qui doit croître quand la bactérie se divise. Cette paroi contient en particulier une couche de peptidoglycane plus ou moins épaisse, un polymère spécifique comportant des acides aminés et des sucres. Il existe un mécanisme de synthèse qui fabrique les composants de cette paroi et qui est composée d'enzymes et de systèmes de transport acheminant les composants à la surface cellulaire. Pendant cette inhibition, ces différentes étapes de la synthèse sont bloquées. Ce blocage fragilise fortement l'enveloppe externe des bactéries, qui deviennent très sensibles à des stress extérieurs provoquant la lyse cellulaire (Gbedenu, 2013).

I.7.1.2 -Action sur la membrane des cellules

La membrane cellulaire est nécessaire à la survie bactérienne. Son rôle est double, d'une part elle permet de séquestrer les métabolites et les ions nécessaires à l'intérieur du cytoplasme, d'autre part, elle permet de maintenir un gradient de protons entre l'intérieur et l'extérieur de la cellule, généré par le cycle de Krebs et la chaîne respiratoire et qui permet le stockage de l'énergie cellulaire. Ce gradient de protons alimente l'ATP synthase qui fabrique l'ATP. Toute perturbation

de l'imperméabilité de la membrane rompt ces confinements, l'énergie chimiosmotique est dissipée et le contenu du cytoplasme fuit dans le milieu extracellulaire (Gbedenu, 2013).

I.7.1.3 -Inhibition de la synthèse des acides nucléiques

La synthèse des acides nucléiques, ADN et ARN est absolument vitale pour les cellules, sans elle, la division cellulaire et la fabrication des protéines est impossible. Chez les bactéries, les chromosomes sont souvent circulaires et se trouve dans un état topologique particulier caractérisé par un surenroulement négatif. Ce surenroulement négatif est essentiel à la réplication de l'ADN et aussi à la transcription de l'ARN et constitue une caractéristique de l'ADN bactérien. C'est l'ADN gyrase qui introduit ce surenroulement négatif dans l'ADN. Cette enzyme est essentielle à la survie des bactéries. Le blocage de cette enzyme rend la réplication de l'ADN impossible. C'est l'ARN polymérase qui permet la transcription de l'ARN, son blocage rend la transcription des gènes et la synthèse des ARN messagers impossible (Gbedenu, 2013).

I.7.1.4- Inhibition de la synthèse protéique

La synthèse des protéines est un processus essentiel des cellules vivantes. L'acteur central de ce processus dans lequel l'ARN messager est traduit en protéine est le ribosome. Le blocage des ribosomes rend la synthèse des protéines impossible (Gbedenu, 2013).

I.7.1.5 -Inhibition du métabolisme des folates

Le métabolisme des folates (vitamine B9) est une voie particulièrement importante. Les dérivées de folate notamment le dihydrofolate et le tétrahydrofolate, interviennent dans des réactions de transfert de groupements à un atome de carbone (méthyle, formyle) et en particulier dans des réactions de méthylation. Ces réactions sont essentielles à la synthèse de la thymine et par voie de conséquence, celle de l'ADN. Ces transferts de carbone dépendant du folate interviennent également de façon centrale dans le métabolisme de certains acides aminés : méthionine, glycine, sérine et donc indirectement dans la synthèse des protéines (Gbedenu, 2013).

I.7.2 - Inhibition des levures

L'inactivation des levures suit le même processus que celui des bactéries. Cependant il existe une différence structurale et chimique entre les deux microorganismes. Contrairement aux bactéries où la division se fait par scission binaire, chez les levures elle se fait par mitose classique à travers les mécanismes de la respiration et de la fermentation. L'absence des composés carbonés ou azotés dans les levures inhibe les mécanismes de fermentation qui réduit considérablement leurs croissances (Lepilleur, 1991). L'inhibition peut également intervenir au niveau des acides

nucléiques (ADN et ARN) ou au niveau de la membrane mitochondriale par le blocage du mécanisme de transport actif d'acides aminés, d'oses et de différents ions (Beauvoit *et al.*, 1993). Cette membrane est également impliquée dans le processus de transport des molécules et de biosynthèse des constituants de la paroi. Il y siège ainsi de nombreuses enzymes comme les chitines synthases, les glucanes synthases, les glycosyl et mannosyl transférases, les ATPases et les phospholipases donc certains agents chimiques tels que les sulfites, les antifongiques peuvent bloquer leur synthèse.

I.8- Méthodes de traitement des eaux

La désinfection a pour but de détruire tous les organismes nocifs qui sont présents dans l'eau pour la rendre propre à la consommation (OMS, 2013). Elle consiste à détruire les microorganismes pathogènes encore présents dans l'eau après la filtration. Plusieurs substances chimiques peuvent être utilisées comme désinfectants. Le chlore est employé sous forme de solution Hypochlorite de calcium CaCl_2 ou sodium (Na Cl). Il peut aussi être utilisé sous forme gazeux (Freddy et Shukuru, 2010). Il existe actuellement quatre méthodes courantes pour la désinfection de l'eau : la chloration de l'eau, l'ozonation, la stérilisation par les rayons U.V, la microfiltration.

I.8.1- Traitements classiques

I.8.1.1- Chloration de l'eau

La désinfection par le chlore est la plus utilisée car moins coûteuse et plus facile à mettre en application. En effet, le chlore et ses composés (exemple l'hypochlorite de calcium) sont bons marchés et faciles à obtenir. Il faut noter que son pouvoir rémanent fait de lui un produit très conseillé pour la désinfection de l'eau. Ses désavantages sont : il donne un goût caractéristique à l'eau, certains de ses dérivés demeurent dans l'eau traitée (Waris, 2007).

I.8.1.2- Ozonation

Le traitement de l'eau avec l'ozone est un procédé automatique qui permet de détruire les matières organiques, les bactéries, les germes et les virus. L'ozone désinfecte, améliore la couleur, le goût et l'odeur de l'eau. Il se décompose facilement en oxygène sans laisser de produits dérivés dans l'eau comme le chlore. Il y a moins de produits chimiques qui agressent les yeux, la peau ou les cheveux. L'ozone étant très instable, il faut donc le préparer au fur et à mesure des besoins. Ses désavantages sont : sa production consomme de l'énergie, son utilisation est assez complexe et demande un investissement de départ très important, il ne possède pas de pouvoir rémanent (Waris, 2007).

I.8.1.3- Stérilisation par les rayons U.V

Le traitement par rayons ultraviolets utilise des lampes à mercure disposées parallèlement ou perpendiculairement au flux d'eau. Leur rayonnement s'attaque directement aux microorganismes. Ce traitement est très simple à mettre en œuvre, car il n'y a ni stockage, ni manipulation de substances chimiques et les caractéristiques chimiques de l'effluent ne sont pas modifiées. La durée d'exposition nécessaire est très courte (20 à 30 s) (Waris, 2007).

I.8.1.4- Microfiltration

Les micros filtres utilisés ont des pores suffisamment petits (0,2 micromètre) pour arrêter les bactéries et d'autres microorganismes présents dans l'eau. Le système est très simple et les bactéries sont enlevées de l'eau et pas seulement inactivées. Mais c'est un système coûteux à l'utilisation car il faut renouveler régulièrement les cartouches filtrantes, il n'y a aucun effet sur les virus et n'a pas de pouvoir rémanent (Waris, 2007).

I.8.2- Utilisation des plantes médicinales

I.8.2.1. Plantes médicinales

Les plantes médicinales sont utilisées depuis l'antiquité, pour soulager et guérir les maladies humaines. Les plantes sont également des êtres vivants qui utilisent la matière minérale et l'énergie du soleil pour produire de la matière organique. Ce processus permet à la plante de synthétiser dans une première étape des hydrates de carbones (les glucides) (Bruneton, 2009 ; Dewick, 2011). En fait, leurs propriétés thérapeutiques sont dues à la présence de centaines, voire des milliers de composés naturels bioactifs appelés : les métabolites secondaires. De nombreuses études ont mis en évidence la présence de métabolites secondaires doués d'activités biologiques telles que les polyphénols, alcaloïdes, terpènes...etc. Le Cameroun possède une flore végétale riche et diversifiée. Parmi les plantes médicinales qui constituent le couvert végétal, se trouve le genre *Moringa*. Ce dernier est largement distribué surtout dans les régions semi arides. De nombreuses espèces appartenant à ce genre sont utilisées en médecine traditionnelle parce qu'elles renferment plusieurs molécules douées d'activités thérapeutiques. Cette plante largement utilisée pour traiter les troubles digestifs, les ulcères, les brûlures, la diarrhée, désinfection de l'eau...etc. a constitué le sujet de plusieurs études qui ont déterminé leurs compositions chimiques (Fahey 2005 ; Anwar *et al.* 2007), ainsi que les propriétés biologiques (Memmi *et al.*, 2007 ; Luqman *et al.*, 2012 ; Stohs et Hartman 2015, Pinto *et al.* (2015).

I.8.2.2. Formes d'utilisation en phytothérapie

La Phytothérapie peut donc se définir comme étant une discipline allopathique destinée à prévenir et à traiter certains troubles fonctionnels et/ou certains états pathologiques au moyen de plantes, de parties de plantes ou de préparations à base de plantes (Wichtl et Anton, 2003) qu'elles soient consommées ou utilisées en voie externe. Il est important de ne pas confondre cette discipline avec la phytopharmacie qui, désigne l'ensemble des substances utilisées pour traiter les plantes, à savoir les pesticides, fongicides, herbicides, ou encore insecticides.

On distingue deux types de phytothérapies :

- La phytothérapie traditionnelle qui est une thérapie de substitution ayant pour but de traiter les symptômes d'une affection. Ses origines peuvent parfois être très anciennes et elle se base sur l'utilisation de plantes selon les vertus découvertes empiriquement (Wichtl et Anton, 2003). Les indications qui s'y rapportent sont de première intention, propres au conseil pharmaceutique (Leclerc, 1999). Elles concernent notamment les pathologies saisonnières depuis les troubles psychosomatiques légers jusqu'aux symptômes hépatobiliaires, en passant par les atteintes digestives ou dermatologiques. On peut citer pour exemple les graines de Chardonmarie (*Silybum marianum* L.) qui sont utilisées pour traiter les troubles fonctionnels digestifs attribués à une origine hépatique. En effet cette drogue se distingue par ses propriétés hépatoprotectrice et régénératrice de la cellule hépatique associées à une action cholérétique. Pline l'Ancien (Chevallier et Crouzet-Segarra, 2004) lui-même recommandait de prendre le jus de la plante mélangé à du miel pour "éliminer les excès de bile" (Edzard, 2001) ;

- La phytothérapie clinique qui est une médecine de terrain dont une approche globale, du patient et de son environnement, est nécessaire pour déterminer le traitement, ainsi qu'un examen clinique complet. Son mode d'action est basé sur un traitement à long terme agissant sur le système neuro-végétatif. Cette fois-ci les indications sont liées à une thérapie de complémentarité. Elles viennent compléter ou renforcer l'efficacité d'un traitement allopathique classique pour des pathologies aiguës d'importance modérée (infection grippale, pathologies O.R.L.). On va principalement agir sur les effets secondaires. On peut citer par exemple l'utilisation chez un vagotonique de la Lavande (*Lavandula angustifolia* Mill.) en usage interne pour ses effets anti-stress, calmant, et pour ses actions contre les crampes musculaires, ainsi que contre les troubles du sommeil (Monnier, 2002).

I.8.2.3. Désinfection de l'eau par les extraits de plantes

La méthode de désinfection de l'eau par les extraits de plante est également une nouvelle alternative de traitement de l'eau au niveau des ménages. Ce phénomène a eu un regain d'intérêt avec les premières recherches sur les propriétés antibactériennes des plantes pour tenter de donner

une base scientifique à ces pratiques empiriques (Mela, 1950 ; Atinkson, 1996). En présence de la lumière solaire, les photosensibilisateurs absorbent par exemple de l'énergie qu'ils transfèrent à l'oxygène moléculaire stable (état triplet) pour générer l'oxygène singulet dans le milieu. L'oxygène singulet généré attaque et endommage la plupart des biomolécules, et entraîne ainsi la mort cellulaire ou tissulaire. Certaines plantes utilisées dans la pharmacopée traditionnelle africaine pour soigner les infections microbiennes sont capables de générer l'oxygène singulet en présence de la lumière solaire. L'application de ce principe de photosensibilisation à la désinfection de l'eau avec des extraits de ces plantes montre un effet bactéricide (Sunda, 2012).

L'étude de la désinfection de l'eau par photosensibilisation avec les extraits de plantes a révélé que les extraits aqueux de *Cassia occidentalis*, *Cassia alata*, *Carica papaya* et de *Coleus kilimandschari* présentent un effet photosensibilisateur. Quant aux extraits aqueux de *Lantana camara*, *Cymbopogon stratus*, *Hibiscus rosa simentis* et *Phyllanthus niruri*, un effet bactéricide a pu être mis en évidence (Sunda, 2012). On a également noté que l'infusion de *Artemisia annua* détruit certaines bactéries et ne provoque que des altérations subléthales réversibles chez d'autres (Allahdin *et al.*, 2008). Lutgen et Michels (2008) ont noté que l'effet bactéricide ou bactériostatique de *Artemisia annua* est lié aux groupements peroxydes de l'artémisinine. Les extraits généralement utilisés sont ceux des plantes médicinales. Ainsi, l'utilisation des extraits aqueux et éthanoliques des différentes parties et types d'extraits de plante du genre *Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala* est largement répandue dans la médecine traditionnelle, il existe à ce jour d'études réalisées dans le cadre de traitement des eaux par les extraits de *Moringa*.

I.9- Généralités sur la plante du genre *Moringa*

Moringa est le seul genre des Moringacées, famille apparentée aux Brassicacées, néverdier en français. Il comprend environ 13 espèces (*Moringa oleifera*, *Moringa Stenopetala*, *Moringa arborea*, *Moringa borziana*, *Moringa concanensis*, *Moringa drouhardi*, *Moringa hildebrandtii*, *Moringa longituba*, *Moringa ovalifolia*, *Moringa peregrina*, *Moringa pygmaea*, *Moringa rivae*, *Moringa Ruspoliana*), dont 8 sont endémiques de la Corne de l'Afrique (Olson, 2002). En plus d'être comestible, toutes les parties de *Moringa.oleifera* ont été déployées pour soigner d'innombrables maladies, c'est pour cette raison, qu'elle fut appelée "Miracle Tree" (Mbikay, 2012). Au Cameroun deux espèces majeurs sont cultivées : *Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala*.

I.9.1. Histoire, aire de répartition et conditions de croissance de Moringa

Les *Moringa* sont des arbres polyvalents largement répandus qui auraient des propriétés nutritionnelles, thérapeutiques et prophylactiques avec plusieurs applications industrielles. Ils sont bien connus du monde antique, mais ce n'est que récemment qu'ils ont été redécouverts en raison de leurs grandes variétés et utilisations potentielles. Ce sont des arbres à croissance rapide, vivaces qui peuvent atteindre une hauteur maximale de 7 à 12 m jusqu'à la couronne (Makkar et Becker, 1997) et qui poussent naturellement à des altitudes allant jusqu'à 1000 m au-dessus du niveau de la mer. Ils sont maintenant cultivés dans tout le Moyen-Orient, presque toute la ceinture tropicale et ils ont été introduits en Afrique de l'Est depuis l'Inde au début du 20^e siècle. Environ 33 espèces ont été signalées dans la famille des Moringacées (Arora *et al.*, 2013).

La production et la gestion des *Moringa* sont faciles en raison de leur croissance rapide, de leur faible demande en éléments nutritifs du sol et en eau après la plantation, en particulier aux stades ultérieurs, leur capacité élevée à repousser après la récolte leur permet de mieux fonctionner dans des conditions marginales avec une qualité nutritionnelle suffisante (Odee, 1998). Leurs racines pénètrent profondément dans le sol pour rechercher de l'eau et des nutriments, ce qui permet aux arbres de *Moringa* de tolérer des conditions difficiles. Les besoins relativement faibles d'irrigation rendent les espèces de *Moringa* supérieures à d'autres farines de bétail comme le soja, les tourteaux de coton et les herbes de parcours qui nécessitent une irrigation intensive, ce qui rend la culture trop difficile pour les petits éleveurs (Benavides, 1994). Les *Moringa* peuvent être cultivés dans divers sols, y compris les régions tropicales et subtropicales chaudes, humides, sèches, sauf dans des conditions saturées d'eau. Les *Moringa* prolifèrent dans les sols d'argile alcaline et de limon sableux qui sont considérés comme les meilleurs milieux pour cette espèce en raison de leur bon drainage (Ramachandran *et al.*, 1980).

I.9.2- Classification taxonomique et écologie

Les peuplements naturels de *Moringa stenopetala* se situent à 400–1000 m d'altitude, dans des régions où les températures moyennes annuelles sont de 24–30°C. Le *Moringa stenopetala* cultivé se trouve quant à lui à 500–1800 m d'altitude, mais la limite supérieure va jusqu'à 2100 m si les arbres sont abrités du vent et des fortes pluies. La pluviométrie annuelle de la région où il est présent en Ethiopie est de 500–2400 mm. Un léger gel est toléré, mais un gel sévère peut faire mourir les arbres jusqu'au niveau du sol. A l'état sauvage, *Moringa stenopetala* se rencontre généralement en terrain rocailleux près de points d'eau permanents. Il a une préférence pour les sols bien drainés où la nappe phréatique est élevée, ce qui ne l'empêche pas de supporter aussi des conditions de sécheresse. Par conséquent, on le trouve autant dans les zones inondées que dans les régions sèches (Olson et Carlquist, 2001).

Le Tableau I représenté la systématique de *Moringa* (Arora *et al.*, 2013 ; Laleye *et al.*, 2015).

Tableau I : Classification taxonomique du genre *Moringa*

Classification :

-
- **Domaine** : Biota Endl.(D.Don)

Règne : Plantae Haeckel, 1866

-
- **Sous-Règne** : Viridaeplantae/ Chlorobionta (Végétaux verts)

-
- **Infra-Règne** : Streptophyta John, Williamson & Guiry, 2011

-
- **Classe** : Equisetopsida C.Agardh, 1825, Plantes sans fleurs

Clade : Tracheophyta Sinnott ex Cavalier-Smith, 1998 Plantes vasculaires (vaisseaux conducteurs)

-
- **Clade** : Spermatophyta, Graines

-
- **Sous-Classe** : Magnoliidae Novák ex Takht., 1967, Plantes à fleurs

-
- **Super-Ordre** : Rosanae Takht., 1967, Dicotyledons

-
- **Ordre** : Brassicales Bromhead, 1838

-
- **Famille** : Moringaceae Martinov, 1820

-
- **Genre** : *Moringa* Adans., 1763

-
- **Espèce 1** : *Moringa oleifera* Lam., 1785

-
- **Espèce 2** : *Moringa stenopetala* Lam., 1785
-

I.9.3. Description botanique

I.9.3.1. Cas de *Moringa oleifera*

Moringa oleifera Lam. [Synonyme : *Moringa pterygosperma* (Gaertner)] est un arbre pérenne, à croissance rapide, qui peut atteindre 7 à 12 mètres de hauteur et dont le tronc généralement droit (20 à 40 cm de diamètre) atteint 1,5 à 2 mètres de haut avant de se ramifier, bien qu'il puisse parfois atteindre les 3 mètres. Les branches poussent de manière désorganisée et la canopée est en forme de parasol. Les feuilles, alternes et bi ou tripennées, se développent principalement dans la partie terminale des branches. Elles mesurent 20 à 70 cm de long et sont recouvertes d'un duvet gris lorsqu'elles sont jeunes de plus, elles ont un long pétiole avec 8 à 10 paires de pennes composées chacune de deux paires de folioles opposées, plus un à l'apex, ovales ou en forme d'ellipse, et mesurant 1 à 2 cm de long. Les fleurs mesurent 2,5 cm de large et se présentent sous forme de panicules axillaires et tombantes. Les fruits forment des gousses à trois lobes, mesurant 20 à 60 cm de long, qui pendent des branches. Lorsqu'ils sont secs, ils s'ouvrent en trois parties. Chaque gousse contient entre 12 et 35 graines. Les graines sont rondes, avec une coque marron semi-perméable (Obafemi *et al.*, 2015).

I.9.3.2. Cas *Moringa stenopetala*

Petit arbre atteignant 10 m de haut ; tronc atteignant 100 cm de diamètre, renflé, en forme de Bouteille ; écorce blanchâtre, gris pâle, argentée ou noirâtre, lisse ; cime fortement ramifiée ; jeunes pousses densément pubescentes. Feuilles alternes, atteignant 55 cm de long, 2–3-pennées, avec environ 5 paires de pennes ; stipules absentes, mais pétiole pourvu de glandes stipitées à la base ; folioles elliptiques à ovales, de 3,5–6,5 cm × 2–3,5 cm, pourvues de glandes en forme de stipelles à la base du pétiole, arrondies à cunéiformes à la base, apex aigu à apicule épaissie. Inflorescence : panicule dense atteignant 60 cm de long, portant un grand nombre de fleurs. Fleurs bisexuées, régulières, 5-mères ; sépales libres, de 4–7 mm de long, égaux, crème lavé de rose ; pétales libres, oblongs à linéaires-oblongs, de 8–10 mm de long, égaux, garnis de longs poils à l'intérieur. Fruit : capsule allongée à 3 valves, de 20–50 cm de long, cannelée, tordue à l'état jeune, contenant de nombreuses graines. Graines elliptiques-trigones, de 2,5–3, 5 cm × 1,5–2 cm, pourvues de 3 minces ailes de 6–9 cm de long (Bosch, 2004).

I.9.4- Multiplication du Moringa

Les Moringa peuvent être multipliées par plantation directe de graines, repiquage de semis et boutures de tiges matures. Le semis direct est préférable lorsque le taux de germination est élevé. Les graines doivent être semées à une profondeur maximale de 2 cm car un semis plus profond pourrait réduire le taux de germination. Il y a environ 4000 graines de Moringa (avec leur coquille) dans un kilo avec un pourcentage de germination de 78 à 94%. Les graines de Moringa germent 5 à

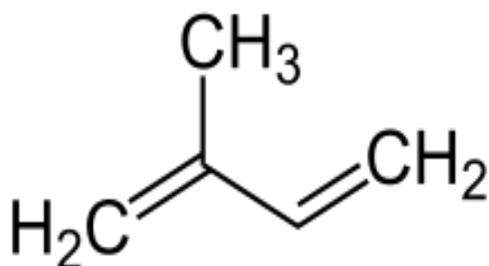
12 jours après le semis (Choudhary *et al.*, 2006). Les jeunes plants de *Moringa* doivent être nourris pendant 4 semaines avant le repiquage pour un meilleur taux de survie lorsqu'ils atteignent environ 30 cm de hauteur.

I.9.5. Potentiel antimicrobien de *Moringa*

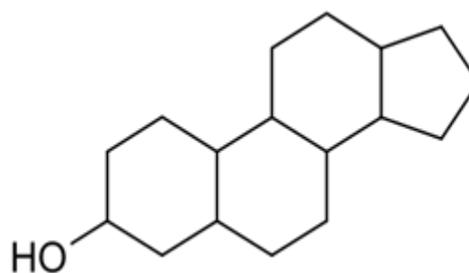
Les plantes du genre *Moringa* produisent les métabolites secondaires comme toutes les autres plantes, ce sont des molécules organiques complexes synthétisées et accumulées en petites quantités par les plantes autotrophes, ils sont divisés principalement en trois grandes familles : les polyphénols, les terpènes, les alcaloïdes (Lutge *et al.*, 2002 ; Abderrazak et Joël., 2007). Ces métabolites n'exercent pas de fonction directe au niveau des activités fondamentales de la plante (Peeking A *et al.*, 1987). Ces constituants chimiques sont primaires et jouent un rôle majeur dans les interactions de la plante avec son environnement. Ils présentent une énorme valeur économique en particulier pour l'industrie pharmaceutique et cosmétique (Verpoorte et Alfermann, 2000).

I.9.5.1- Terpénoïdes

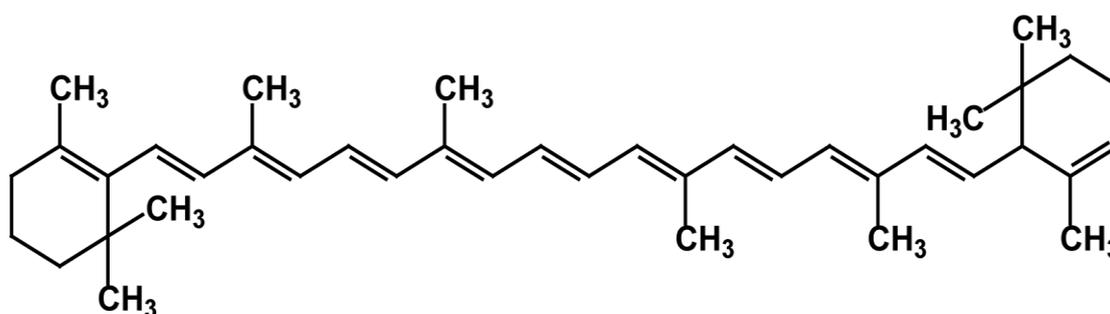
Ils constituent un vaste groupe de métabolites secondaires ; ce sont des hydrocarbures naturels, de structure cyclique ou de chaîne ouverte. En effet les plantes synthétisent plus de vingt-deux milles dérivés isopréniques qui possèdent des structures, des propriétés physiques et chimiques et activités biologiques très diverses. Leur particularité structurale la plus importante est la présence dans leur squelette d'unité isoprénique à 5 atomes de carbone (Bruneton., 2009). Ils constituent une importante classe de produits secondaires, hydrophobes quelquefois volatils et unis par une origine commune. En raison de leurs nombreuses structures, les terpénoïdes constituent un groupe hétérogène de molécules avec différentes propriétés physiques et chimiques. Ils peuvent être volatiles, semi-volatiles ou non-volatiles, saturées et insaturées, à chaîne droite, à chaîne ramifiée, cycliques ou acycliques, chiraux ou achiraux, portant éventuellement divers groupes fonctionnels oxygénés ou contenant de l'azote ou du soufre, et sont solubles ou insolubles dans l'eau (Bohlmann et Keeling, 2008 ; Schwab *et al.*, 2008). La Figure 4 présente la structure de base des Terpénoïdes.



A : Noyau isoprène



B : Noyau de base des stéroïdes



C : Formule de base des carotènes

Figure 4 : Structure des Terpénoides : A) Noyau isoprène, B) Noyaux stéroïls et C) carotènes (Malecky, Bohlmann et Keeling, 2008)

I.9.5.2- Stéroïdes

Les stéroïls ont une structure stéroïdique proche de celle des triterpènes. Les phytostéroïls sont spécifiques des végétaux. Ils sont sous forme libre, mais nombreux sont sous forme hétérosidique (saponosides et cardiotoniques).

I.9.5.3- Phénols

Les polyphénols sont des produits du métabolisme secondaire des végétaux, caractérisés par la présence d'au moins d'un noyau benzénique auquel est directement lié au moins un groupement hydroxyle libre, ou engagé dans une autre fonction tels que : éther, ester, hétéroside...etc. (Bruneton, 2009 ; Lugasi *et al.*, 2003). En effet les composés phénoliques, constituent le groupe le plus nombreux et le plus largement distribué dans le monde des végétaux, avec plus de 8000 structures phénoliques connus (Lugasi *et al.*, 2003). Les polyphénols sont présents dans toutes les parties des végétaux supérieurs : racine, tiges, feuilles, fleurs, fruits (Boizot et Charpentier, 2006).

I.9.5.4- Alcaloïdes

Les alcaloïdes forment une grande famille hétérogène de métabolites secondaires, qui présentent un intérêt par leurs propriétés pharmacologiques et leurs applications en médecine. Les alcaloïdes constituent une classe de produits naturels présentant une grande diversité structurale. Leurs propriétés biologiques, aussi variées que leurs structures chimiques, continuent à être bénéfiques dans les traitements de différentes maladies (Elgharbawy *et al.*, 2020). Aussi, comme alcaloïdes naturelles, la berbérine par exemple, isolée de *Berberis vulgaris*, a des propriétés antiinflammatoires et antimicrobiennes (Mohammedi, 2013). Les alcaloïdes dérivent de différents acides aminés ou de l'acide mévalonique en passant par différentes voies biosynthétiques. Selon leur structure chimique et surtout structure moléculaire, on peut diviser les alcaloïdes en plusieurs groupes : les phénylalanines, les alcaloïdes iso-quinoléïques, les alcaloïdes quinoléïques, les alcaloïdes pyrrolizidiniques, les

alcaloïdes dérivés du tropane et les alcaloïdes stéroïdes (Stockigt *et al.*, 2002). La Figure 5 montre les différentes structures chimiques des alcaloïdes.

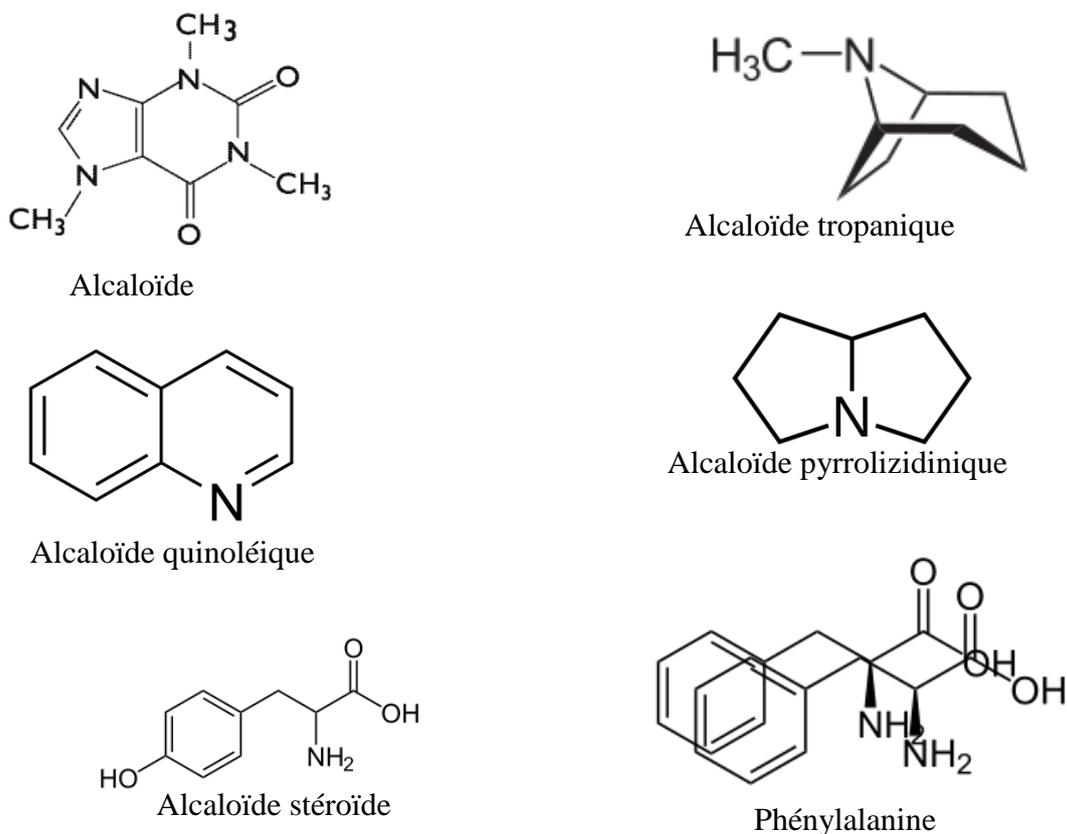


Figure 5 : Structure générale de quelques alcaloïdes d'Après (Stockigt *et al.*, 2002)

I.9.5.5- Flavonoïdes

Les flavonoïdes sont des molécules très répandues dans le règne végétal. Ils font partie de la classe des polyphénols, principaux métabolites secondaires des plantes. Les flavonoïdes ont une origine biosynthétique commune et, de ce fait, présentent le même élément structural de base (sauf exceptions : chalcones, aurones, isoflavones), à savoir quinze atomes de carbone constitués de deux cycles en C6 (A et B) reliés par une chaîne en C3 (noyau 2-phényl-1-benzopyrane) (Chebil, 2006). La Figure 6 ci-dessous montre le squelette de base des flavonoïdes.

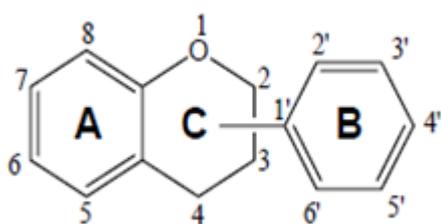


Figure 6 : Squelette de base des flavonoïdes d'Après (Chebil, 2006)

I.9.5.6- Saponines

Comme les flavonoïdes et les alcaloïdes, les saponines font partie des métabolites secondaires. Ce sont des composés qui servent de défense à la plante. Les saponines sont généralement connues comme des composés non-volatils, tensio-actifs qui sont principalement distribués dans le règne végétal (Vincken *et al.*, 2007). Les propriétés biologiques de ce métabolite secondaire ne sont pas limitées qu'à la protection des plantes, car de nombreuses espèces végétales à forte teneur en saponines sont utilisées en médecine traditionnelle, comme notamment les racines de *Bupleurum falcatum* L. (Fujioka *et al.*, 2003) et de *Panax ginseng* C. A. Meyer (Park *et al.*, 2005), pour ne citer que quelques exemples.

Les saponines retiennent l'attention aussi bien pour leur exploitation industrielle en lien avec leurs propriétés pharmacologiques. Plusieurs plantes à saponines sont utilisées par l'industrie pharmaceutique pour l'obtention de formes galéniques, d'autres ont des applications en phytothérapie. Structuralement, les saponines peuvent être classées en deux groupes selon la nature de la génine, saponine stéroïdique et saponine triterpénique (Bruneton, 2009).

I.9.5.7- Tanins

Les tanins sont des composés phénoliques complexes, hydrosolubles ayant un poids moléculaire compris entre 500 et 3000 Da. Ces composés naturellement produits par les plantes et se caractérisent par leur facilité à se combiner aux protéines, grâce à la présence de plusieurs groupements hydroxyles phénoliques. D'autres polymères organiques tels que des glucides, des acides nucléiques, des stéroïdes et des alcaloïdes, pour former avec eux des complexes stables. On peut les classer en tanins hydrolysables qui donnent après hydrolyse, soit de l'acide gallique, soit de l'acide éllagique, et en tanins condensés (ou cathéchique) non hydrolysables (Leinmüller *et al.*, 1991).

Ils sont très répandus dans le règne végétal, mais ils sont particulièrement abondants dans certaines familles comme les conifères, les Fagacée, les Rosacée Ils peuvent exister dans divers organes : l'écorce, les feuilles, les fruits, les racines et les graines (Privas, 2013). Les tanins condensés sont des polymères constitués par des unités de flavan-3-ols, liés entre elles par des liaisons carbone-carbone (Canon, 2010). La Figure 7 présente les structures de tanin hydrosoluble et tanin condensé.

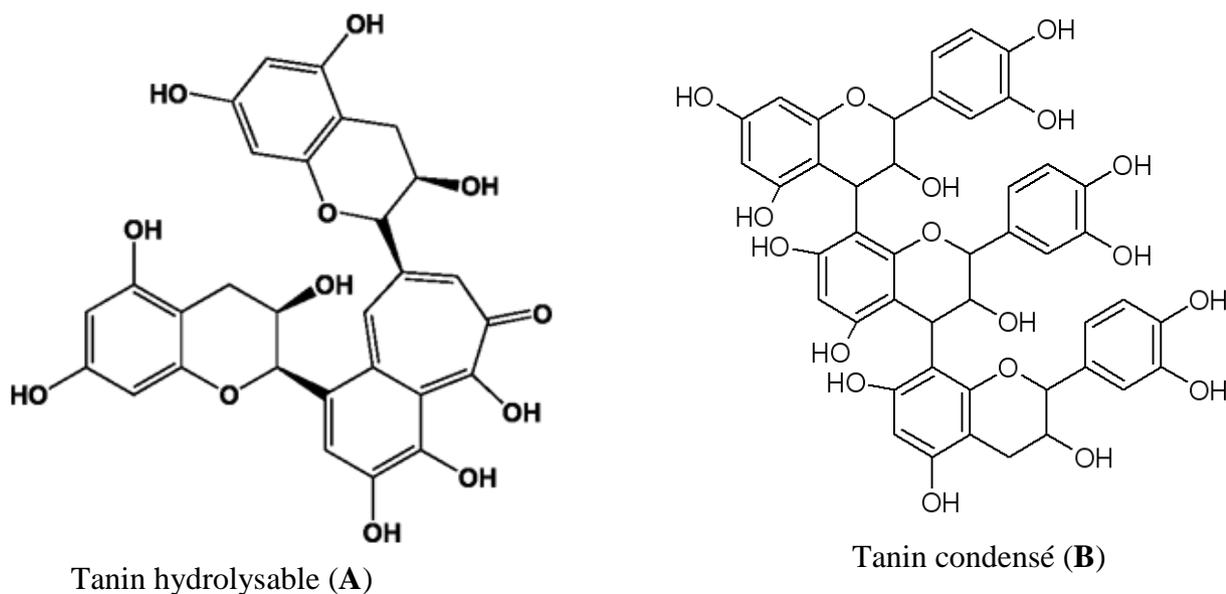


Figure 7 : Structure de tanins hydrolysables (A) et condensés (B) d'Après (Canon, 2010)

Les tanins sont utilisés en cas de catarrhe intestinale, de diarrhée, d'affection de la vésicule, ainsi que comme antidote lors d'empoisonnement par des alcaloïdes végétaux (Hatano *et al.*, 2005). Les tanins ont également une activité antiseptique (Chung et Wei, 1998 ; Bruneton, 2009), antimicrobienne (Hatano *et al.*, 2005 ; Song *et al.*, 2006), antifongique (Kamath *et al.*, 2015), et antivirale (Yamaguchi *et al.*, 2002 ; Song *et al.*, 2006).

I.9.5.7- Coumarines

Les coumarines sont des composés phénoliques végétaux, portant dans leur structure un noyau benzopyrone (Alignan, 2006). Ce sont des composés hétérocycles oxygénés, ayant un squelette de base en C6-C3, généralement hydroxylés en position 7, en 6, 7 et en 6, 7, 8. Ils dérivent de l'acide O-hydroxy-Z-cinnamique, ensuite de l'acide ortho-coumarique (Madiélé *et al.*, 2013). Les coumarines se forment donc par une substitution sur un cycle aromatique. D'après la nature des substitutions, on peut les classer en coumarines simples avec des substituants sur le cycle du benzène, coumarines prénylées, furanocoumarines et pyranocoumarines avec des substituants en position 3 et ou 4 (Hemmer, 2011). La Figure 8 présente la structure de base des couramines.

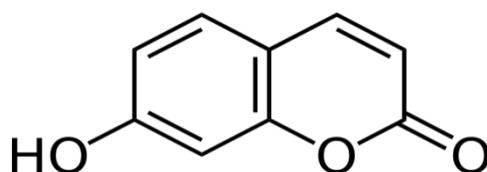


Figure 8 : Structure de base des coumarines (Alignan, 2006 ; Hemmer, 2011)

Les coumarines peuvent également exister sous forme de deux états : coumarines à l'état dimérique (bicoumarines) et coumarines à l'état trimériques (tricoumarines) (Hemmer, 2011). La scopolétine et la scopoline sont les deux coumarines qu'on retrouve dans les feuilles, tiges et graines de *Moringa* ; ce sont des coumarines simples (Sanner, 2008). Les coumarines manifestent diverses activités biologiques qui varient selon la substitution sur le cycle benzopyrone (Hemmer, 2011). Les coumarines simples contribuent généralement à fluidifier le sang par leur activité veinotonique et vasculoprotecteur.

L'intérêt des furanocoumarines a été signalé dans le cas du traitement des spasmes néphrétiques, de l'angine de poitrine. Les autres propriétés biologiques attribuées aux coumarines sont les propriétés anti-cancérogènes (Hirata *et al.*, 2009 ; Win *et al.*, 2011), anti-inflammatoires (Kalkhambkar *et al.*, 2007 ; Melagraki *et al.*, 2009), analgésiques (Kalkhambkar *et al.*, 2007), antiparasitaires (Iranshahi *et al.*, 2007), antibactérienne (Hemmer, 2011), antithrombotique et anti-allergénique (Wollgast et Anklam, 2000).

I.9.5.8- Anthraquinones

L'antraquinone appartient à la famille chimique des hydrocarbures aromatiques polycycliques. C'est un dérivé de l'anthracène. Présent à l'état naturel chez un certain nombre d'animaux et de plantes telles que la rhubarbe, l'aloès, le *Moringa*, les champignons et les lichens. Il est aussi une substance active de produit phytosanitaire (ou produit phytopharmaceutique, ou pesticide), qui présente un effet répulsif à l'égard des oiseaux. En médecine, on l'utilise pour ses effets laxatifs dans le traitement des troubles gastro-intestinaux (constipation, laxophobie, colopathie fonctionnelle). L'antraquinone entre aussi dans la composition de teintures, de pigments et de pâte à papier. C'est également un composé chimique, les autres noms de l'antraquinone sont 9,10-dihydro-9,10-dioxoanthracène, anthradione, 9,10-antraquinone et anthracène-9,10-quinone, et ses noms de vulgarisation sont entre autres anthranoïde. L'antraquinone est seulement très partiellement soluble dans l'eau, mais est miscible dans l'alcool, le nitrobenzène et l'aniline. Cette substance est chimiquement stable dans des conditions normales. L'antraquinone et ses dérivés actifs comme les glucosides d'antraquinone stimulent le péristaltisme de l'intestin grêle et augmentent les mouvements péristaltiques du côlon. Les glucosides d'antraquinone se transforment dans le côlon en osides. Ces derniers sont hydrophiles et réduisent l'absorption de l'eau en vue d'avoir un bol fécal fluide. Ils évitent par conséquent, la formation de selles grumeleuses (Narayanan *et al.*, 2016).

Les anthraquinones, telles que l'émodyne et l'endocrocine, proviennent de la cyclisation d'octacétides linéaires, et sont des pigments produits principalement par les hyphes du cortex supérieur. Elles sont également responsables de la couleur (jaune, orange, rouge...) des

fructifications (apothécies) et représentent un large groupe parmi les métabolites secondaires biologiquement actifs. La plupart de ces composés sont également présents chez d'autres organismes (Romagni et Dayan, 2002).

I.9.5.9- Anthocyanes

Les anthocyanes sont des hétérosides oxygénés dont l'aglycone est appelé anthocyanidine. Les anthocyanes sont des sous classes des flavonoïdes au sens large dont la structure de base est l'ion flavylium. Ils sont des pigments naturels des feuilles, fruits et pétales. Ils sont impliqués dans la protection des plantes contre la lumière excessive par l'ombrage des cellules de la mésophile foliaire et ont également un rôle important dans l'attraction des insectes pollinisateurs (CBD, 2018). Ils constituent un défi pour les biochimistes en raison de leurs importantes variations structurales et de la complexité de leurs biosynthèse (Harborne, 1998 ; Williams *et al.*, 2013).

I.9.6. Potentiel nutritionnel de Moringa

I.9.6.1 Composition chimique des feuilles de Moringa

Les qualités nutritionnelles des feuilles de Moringa sont importantes (Tableau II). Elles sont une excellente source de protéines dont les teneurs moyennes varient entre 19 à 35 % MS (Olugbemi *et al.*, 2010). Les feuilles ont une teneur élevée en fibres, notamment en cellulose brute variant de 9,13 à 28,2 % MS (Pamo *et al.*, 2005). Elles possèdent les 10 acides aminés essentiels à l'Homme (Laleye *et al.*, 2015). Ayant une teneur relativement élevée en énergie métabolisable, 2273 et 2978 kcal/kg MS (Makkar et Becker, 1997). Elles contiennent une très grande concentration en vitamines A (6,8 mg), B (423 mg), C (220 mg) etc. Sont riches en β -carotène (Fuglie, 2002). Et en minéraux (fer, calcium, zinc, sélénium, etc.) et occupent une part modeste de la matière sèche avec des teneurs de 0,6 à 11,42 % MS et la matière grasse varie de 2,3 à 10 % MS (Fuglie, 2002).

Tableau II : Composition moyenne des feuilles de *Moringa*. Données pour 100 grammes de matière sèche (Broin, 2005).

Composition globale enTeneurs	
Protéines (g)	25
Minéraux (g)	12
Glucides (g)	40
Lipides (g)	8
Fibres (g)	15
Teneur en eau	75%

I.9.6.2 Valeur nutritionnelle des feuilles de Moringa

Moringa se caractérise par une forte teneur en nutriments, en antioxydants, et en composés phytochimiques (Tableau III), et en particulier en β -carotène, le fer et les facteurs antinutritionnels (Yang *et al.*, 2008). Les feuilles de Moringa sont un légume de bonne qualité nutritionnelle et sont l'un des meilleurs légumes tropicaux.

Tableau III : Composition chimique en sels minéraux des feuilles de Moringa. Données pour 100 grammes de matière sèche (Broin, 2005).

Minéraux (mg)		Acides aminés (mg)	
Types	Quantité	Types	Quantité
Calcium	2100	Arginines	1600
Cuivre	1	Histidines	530
Fer	27	Leucines	2050
Potassium	1300	Lysines	1200
Magnésium	405	Méthionines	370
Phosphore	310	Phénylalanines	1400
Manganèse	8	Tréonine	1080
Sélénium	2,6	Tryptophanes	580
Zinc	2,6	Valine	1400
Molybdène	0,5	Isoleucine	1140
Sodium	100	/	/

Acides gras		Vitamines	
Type	Quantité	Type	Quantité
C16 :0	530	Vitamines A (mg)	14300
C18 :0	70	Vitamines B (mg)	850
C18 :1	60	Vitamines B1 (mg)	264
C18 :2	170	Vitamines B2 (mg)	205
C18 :3	11400	Vitamines C (mg)	220
/	/	Vitamines E (mg)	130

I.9.6.3. Domaines d'utilisation des feuilles de Moringa

Toutes les parties du Moringa ont une utilisation pour les humains et les animaux, dans différents domaines.

I.9.6.4. Alimentation humaine

Toutes les parties de la plante rentrent dans la préparation d'aliments pour les humains, et se consomment partout dans le monde (Figure 9). Peuvent être consommées fraîches ou en poudre (Broin, 2005), et même associées aux épices comme le piment, elles peuvent également être préparées en soupe ou en salade (Foidl *et al.*, 2001). Peuvent être utilisées pour la prévention et la

correction de la malnutrition en raison de leurs qualités nutritionnelles exceptionnelles (Saint Sauveur et Broin, 2010). La Figure 9 présente quelques utilisations de Moringa.



Figure 9 : Quelques utilisations de *Moringa* : a) Infusion de thé à partir de la poudre de feuille ; b) Préparation de sauces à partir des gousses immatures ; et c) Ajout de la poudre de feuille comme complément alimentaire (Saint Sauveur et Broin, 2010).

I.9.6.5. Alimentation animale

Les feuilles de Moringa sont utilisées comme fourrage pour le bétail. Les effets positifs sur le taux de croissance chez les moutons (Ben Salem et Makkar, 2009) et un double rendement de lait chez des vaches ont été rapportés par Reyes *et al.* (2006). Aussi l'incorporation de farine de feuilles de Moringa dans les rations des poulets (Paguia *et al.*, 2014) a montré une amélioration significative de la coloration jaune du jaune d'œuf.

I.9.6.6. Lutte contre la malnutrition chez les nourrissons

Les feuilles de Moringa peuvent être utilisées pour la prévention et la correction de la malnutrition en raison de leurs qualités nutritionnelles exceptionnelles (Saint-sauveur et Broin, 2010). De ce fait, les populations incluent les feuilles de Moringa dans la formulation de la poudre infantile à base de ces feuilles comme complément alimentaire des nourrissons (Madi *et al.*, 2012).

I.9.6.7. Utilisation médicinales

Moringa est décrite comme une plante médicinale, thérapeutique et surnommée dans beaucoup de sociétés comme : « arbre miracle », qui soigne plus de 300 maladies. De plus, Moringa a également des attributs médicinaux surprenants, notamment dans le traitement des maladies inflammatoires et infectieuses (Ferreira *et al.*, 2007).

I.9.6.8. Purification de l'eau

Les résultats des études montrent que la matière (flocs), qui sont produites avec la protéine sont mieux pour la purification de l'eau, grâce à sa richesse en poly-électrolytes cationiques actifs

(Poumaye *et al.*, 2012). La Figure 10 représente la purification de l'eau par les graines de Moringa.



Figure 10 : Purification de l'eau à partir des graines de Moringa : a) Eau de puits turbide de couleur jaune claire ; b) Eau de puits incolore et traitée par les graines (Poumaye *et al.*, 2012).

I.9.6.9. Autres utilisations

Moringa est utilisé pour la conservation des sols, et il est connu comme brise vent, etc. En Inde, la pulpe de quel a été utilisée pour fabriquer du papier approprié pour le papier journal, (Guha et Negi, 1965). Le « ben-oïl » issu des graines conserve sa qualité et peut donc lubrifier des machines de précision (William *et al.*, 2003). Il est également utilisé en cosmétiques-parfums et la coiffure. Les huiles sont particulièrement efficaces dans la fabrication de savon produisant une mousse. Le tourteau, considéré comme impropre à l'alimentation animale en raison de la forte teneur en alcaloïdes et saponines, est principalement utilisé comme engrais (Panda *et al.*, 2008).

I.10- Quelques méthodes d'extraction en phyto chimie

I.10.1- Extraction traditionnelles

L'extraction c'est la séparation des parties actives de tissus végétaux ou animaux des composants inactifs ou inertes à l'aide de solvants sélectifs, traditionnellement l'eau, les huiles végétales ou les graisses animales. Les produits ainsi obtenus sont relativement impures sous forme de liquide, semi-solides ou poudres exclusivement destinés à un usage oral ou externe. Il s'agit de préparations connues comme les tisanes et les huiles médicinales (Handa, 2008). La tisane, que ce soit infusion, décoction ou macération, est un procédé d'extraction de constituants actifs des plantes médicinales (Goetz, 2004).

I.10.1.1- Décoction

Elle convient pour l'extraction de matières végétales dures ou très dures : bois, écorce, racines, ou des plantes avec des constituants peu solubles (ex : l'acide silicique). Elle consiste à

faire bouillir les plantes fraîches ou séchées dans de l'eau pendant 10 à 30 min, pour bien extraire les principes médicinales (Baba-Aïssa, 2000 ; Kraft et Hobbs, 2004).

I.10.1.2- Macération

Elle consiste à mettre une plante ou partie de plante, dans de l'eau froide (macération aqueuse) ou une huile végétale (macération huileuse), pendant plusieurs heures, voire plusieurs jours, pour permettre aux constituants actifs de bien diffuser. Elle convient pour l'extraction de plantes contenant du mucilage, comme les graines de lin ou les graines du plantain des sables, leur forte concentration en amidon ou pectine peut causer une gélatinisation s'ils se préparent dans de l'eau bouillante. Egalement utilisée pour empêcher l'extraction de constituants indésirables qui se dissolvent dans l'eau chaude (Kraft et Hobbs, 2004). Elle concerne aussi les plantes dont les substances actives risquent de disparaître ou de se dégrader sous l'effet de la chaleur par ébullition (Baba-Aïssa, 2000).

I.10.2- Extractions modernes

I.10.2.1. Extraction au méthanol

Le méthanol est naturellement présent dans les organismes animaux (humain compris), dans les plantes et les aliments. Il est également produit par fermentation et dégradation de composés organiques (feuille), et via les métabolismes animaux. La principale source de méthanol pour l'homme est son alimentation, lors de la consommation de fruits et légumes frais, de jus de fruit, de boissons fermentées et d'aliments allégés contenant de l'aspartame. Le plus grand débouché du méthanol est, de loin, son utilisation comme matière première pour la synthèse d'autres produits chimiques. Environ 40% du méthanol est converti en formaldéhyde, pour être transformé en produits aussi divers que des matières plastiques, des résines synthétiques (Chih *et al.* , 2008).

I.10.2.2. Extraction à l'éthanol

Les débuts de l'usage des solvants organiques pour l'extraction des plantes médicinales sont mal connus, mais on pense que c'est l'apothicaire français Nicolas Lémery (1645-1715) qui a utilisé l'alcool comme solvant et a également prolongé la durée de l'extraction. Les solvants organiques sont des composés chimiques volatils et relativement inertes chimiquement et dans la plupart des applications ils jouent un rôle transitoire en facilitant le processus d'extraction, pour être ensuite évacués (Bégin et Gérin, 2002).

I.11- Rôle de la chromatographie dans le screening photochimique

L'utilisation des plantes médicinales dans les soins de santé primaires dans les pays africains est très répandue et répond à des exigences tant culturelles qu'économiques. Pour permettre une meilleure intégration de la médecine traditionnelle dans le système sanitaire de nos pays, il s'avère de plus en plus important de bien caractériser les médicaments dérivés de plantes sur le plan chimique, pharmacologique et toxicologique. Dans le souci d'assurer le contrôle de qualité des phyto médicaments, la méthode par chromatographie permet de quantifier les différentes molécules actives des extraits de plantes.

C'est également un ensemble de procédés applicables à des mélanges moléculaires ou ioniques, basés sur des différences de distribution des solutés entre une phase stationnaire et une phase mobile continue : les deux phases étant mises en contact intime et à contre-courant. Il existe quatre principaux types de chromatographie : la chromatographie sur couche mince (CCM), la chromatographie liquide à haute performance (CLHP) sont utilisées comme des méthodes qualitatives. Si les principes actifs sont connus, les mêmes techniques sont appliquées à des fins quantitatives. La chromatographie en phase gazeuse (CPG), la chromatographie en phase liquide (CPL). Par ailleurs il existe un certain nombre de détecteurs susceptibles de donner des signes spécifiques en fonction des composés.

I.11.1- Chromatographie

La chromatographie est une méthode physique de séparation des constituants d'un mélange. Cette séparation est basée sur les différences d'affinités des substances à analyser à l'égard de deux phases, une phase stationnaire ou fixe et une phase mobile (Lambert *et al.*, 1997).

I.11.2- Principe de la chromatographie

La chromatographie consiste à entraîner les différentes molécules contenues dans un mélange pour les séparer en fonction de leurs vitesses d'élutions. Les molécules sont adsorbées sur un support fixe qui est la phase stationnaire et résorbées par l'éluant. Il y a donc une distribution ou partition des composants du mélange plus ou moins rapide entre ces deux phases. Les différents constituants du mélange sont récupérés séparément dans plusieurs fractions (Dulaurent *et al.*, 2016). Au cours de notre étude nous avons utilisé deux types de chromatographies : la chromatographie liquide haute performance (CLHP) et la chromatographie couplée à la spectrométrie de masse (LC-MS).

I.11.3- Chromatographie liquide haute performance (CLHP)

La chromatographie liquide à haute performance consiste à exploiter les interactions des solutés avec deux phases l'une mobile et l'autre stationnaire sous haute pression. Le mode de fonctionnement de la CLHP est largement décrit. Ainsi, à un instant donné, le mélange à séparer est injecté à l'entrée de la colonne, et se trouve entraîné par la phase mobile. Les constituants du mélange sont ensuite recueillis et identifiés en fonction de leurs vitesses d'adsorption et de désorption. La chromatographie aboutit à un tracé représentatif de constituant (pic) en fonction de leur temps de rétention à la sortie de la colonne : c'est un chromatogramme (Dulaurent *et al.*, 2016).

I.11.3.1- Appareillage

La Chromatographie liquide haute performance est composée des éléments suivants : Les phases mobiles, le dégazeur, les pompes, l'injecteur, colonne, détecteur (Maurer, 2005).

I.11.3.1.1- Phases mobiles

Selon les composés à séparer on choisit des solvants de force éluante appropriée. La force éluante est directement reliée à la polarité de la molécule. En chromatographie liquide en phase normale, les solvants polaires ont une force éluante importante. En effet, seul les solvants polaires sont capables de décrocher des molécules polaires fixés sur la phase stationnaire qui est elle-même polaire.

I.11.3.1.2- Dégazeur

La présence de gaz (N₂, O₂, CO₂...) dans les solvants peut créer des bulles d'air dans les tubulures servant à véhiculer la phase mobile. Ces bulles d'air peuvent désamorcer les pompes qui poussent les phases mobiles dans ces tubulures. De plus, la formation de bulles augmente considérablement le bruit de fond et diminuerait la durée de vie des colonnes en dégradant la phase stationnaire. Les chaînes CLHP contiennent un dégazeur en ligne sous-vide. Il consiste à faire passer la phase mobile dans un tube poreux contenu dans une enceinte sous-vide. Seul les gaz sont capables de s'échapper du tube.

I.11.3.1.3- Pompes

Les pompes sont utilisées pour forcer le passage de la phase mobile dans la colonne dont la phase stationnaire est très compacte. On doit donc maintenir une pression élevée en amont de l'injecteur pour permettre le passage de la phase mobile dans la colonne. Les pompes doivent assurer un débit constant et non pulsé et résister à la corrosion. Elles fonctionnent grâce à un système de pistons alternatif : le mouvement de va et vient des pistons permet de pomper le solvant.

I.11.3.1.4- Injecteur

L'échantillon doit être inséré dans le flux de phase mobile le plus rapidement possible afin de perturber le moins possible le débit et la pression. L'injecteur utilisé en CLHP est une vanne haute pression qui comme son nom l'indique est capable de résister à des pressions élevées. Cette vanne possède un système de boucle et fonctionne en deux phases : une phase de chargement et une phase d'injection. La reproductibilité de l'injection n'est bonne, en boucle pleine, que si la boucle est correctement remplie lors de la phase de chargement. Pour s'assurer de son bon remplissage, il est nécessaire d'injecter deux à trois fois le volume de la boucle. En effet, cela permet de regrouper les molécules qui s'étaient dispersées pendant la phase de chargement et de les injecter toutes en même temps.

I.11.3.1.5- Colonne

Elle se présente sous la forme d'un cylindre creux en acier. Il existe un grand nombre de greffage possible sur les particules de silice. On choisit le greffage en fonction des composés à séparer. En théorie, le greffage doit être proche de ces derniers. La granulométrie des colonnes peut être très variée que soit en termes de diamètre de particules, diamètre de colonne et longueur de colonne. En effet, la pré-colonne peut fixer des poussières (phénomène physique) ou des composés (phénomènes physico-chimiques) qui auraient pu se fixer de manière irréversible dans la colonne. On conseille généralement de choisir une pré-colonne ayant exactement la même phase stationnaire que la colonne.

I.11.3.1.6- Détecteur :

Les chaînes CLHP peuvent être couplées à plusieurs types de détecteur : Détecteur UV à barrette de diodes, Détecteur d'indice de réfraction, Détecteur de fluorescence, Spectromètre de masse. Dans le cadre de cette étude nous avons travaillé avec un spectromètre de masse. La Figure 11 représente le dispositif de la chromatographie liquide haute performance.



Figure 11 : Dispositif de la chromatographie liquide haute performance : a) Microordinateur b) Analyseur des extraits

I.11.4- Spectrométrie de masse (LC/MS)

I.11.4.1- Généralités

I.11.4.1.1- Définition

La spectrométrie de masse est une technique d'analyse permettant de détecter et d'identifier les molécules d'intérêt en fonction de leur masse.

I.11.4.1.2- Principe

La première étape consiste à ioniser les molécules présentes dans l'échantillon à analyser. Les molécules sont ensuite séparées en fonction de leur rapport masse sur charge m/z par un analyseur avant d'arriver au détecteur.

I.11.4.1.3- Intérêt

Le spectromètre de masse est un détecteur sensible et facile à coupler à des méthodes séparatives telles que la CLHP. L'utilisation croissante des spectromètres de masse en tandem (présence de plusieurs analyseurs) a permis de gagner en sensibilité et en spécificité.

I.11.4.2- Mode d'ionisation

I.11.4.2.1- Mode d'ionisation : l'Electrospray (ESI)

A la sortie de la colonne, l'échantillon à analyser est conduit par un capillaire dans une aiguille d'ESI qui se situe dans la chambre d'ionisation. Un champ électrique est appliqué sur cette aiguille ce qui provoque une accumulation de charges dans le liquide de l'échantillon. Le champ électrique est obtenu en appliquant une forte différence de potentiel entre l'aiguille et une contre électrode (tension d'orifice). Cette différence de potentiel est positive si l'on veut étudier les ions positifs (ESI +) et négative (ESI -) si l'on veut étudier les ions négatifs. L'aiguille pulvérise (à l'aide d'un gaz de nébulisation) l'échantillon en fines gouttelettes qui sont donc électriquement chargées à leur surface. Cet ion est éjecté par répulsion électrostatique dans la phase gazeuse. Un système de lentilles permet de le focaliser et de faciliter son entrée dans l'analyseur.

L'intérêt de l'ESI est qu'elle permet de produire des ions pseudo-moléculaires à de faibles tensions d'orifice. Le fait de visualiser les ions pseudo-moléculaires est une information importante pour l'identification d'une molécule. A de plus fortes tensions d'orifice il devient impossible de visualiser les ions pseudo-moléculaires, la fragmentation augmentant avec la tension d'orifice.

Exemple d'ions pseudo-moléculaires en ESI. Les molécules possédant des groupements OH vont avoir tendance à perdre le proton pour devenir O⁻.

L'ion formé aura donc une masse M-H où M est la masse de la molécule. Exemple d'ions pseudo-moléculaire en ESI + : Les molécules possédant des groupements NH₃ vont avoir tendance à capter un proton pour devenir NH₄⁺. La masse de l'ion formé sera donc M+H. Des ions tels que [M+NH₄]⁺, [M+Na]⁺ peuvent aussi se former, les ions ammonium et sodium étant apportés par la phase mobile. Des molécules ne possédant que des carbones et des protons (= molécules apolaires) vont être très difficilement ionisables par cette technique. C'est pourquoi l'ESI est surtout, théoriquement, applicable aux molécules polaires. Cependant, l'expérience montre que la source ESI est une source universelle permettant l'ionisation d'un très large panel de molécules.

I.11.4.2.2- LC-MS (Spectre de masse)

La LC-MS s'est développée, il y a une vingtaine d'année, lorsque de nouveaux types d'ionisation en spectrométrie de masse ont été commercialisés : l'ESI (Electrospray) et l'APCI (Atmospheric Pressure Chemical Ionization). Ces nouvelles techniques ont permis d'augmenter la sensibilité de la LC jusqu'à égaler celle de la GC (Alder *et al.*, 2006). Puis, l'utilisation de la spectrométrie de masse en tandem a permis d'augmenter la richesse des informations (ex : obtention de transitions ion parent > ion fils) et donc d'augmenter la spécificité. Le principal objectif de l'association de LC avec un spectromètre de masse simple, ou en tandem, a été de pouvoir détecter des composés non analysables par GC-MS. Il est rapidement apparu qu'elle permettait de détecter

un très large panel de molécules que ce soit en terme de polarité, de poids moléculaire ou de stabilité thermique. La préparation des échantillons ne nécessite pas de techniques de dérivation et se montre donc plus simple et plus rapide qu'en GC-MS. Le temps d'analyse est également plus court (Vogeser Michael *et al.*, 2008). Cependant, la fragmentation obtenue en LC-MS/MS est moins reproductible qu'en GC-MS. Celle-ci peut varier de manière non négligeable entre deux instruments notamment pour l'abondance relative des ions (Weinmann *et al.*, 2001). Une bibliothèque de référence doit donc être créée pour chaque appareil. Un composé présent dans l'échantillon peut diminuer l'efficacité de l'ionisation vis-à-vis d'autres composés. Les termes « effet de matrice » ou « suppression ionique » sont employés pour qualifier cet événement. Ce dernier peut grandement perturber les analyses et doit obligatoirement être évalué lors de l'étape de validation (Maurer, 2005).

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

II.1- Matériel

II.1.1- Caractéristiques des sites de récolte du matériel végétal et microbiologique

Les feuilles, les écorces de tronc, les graines et racines de *M. stenopetala* et *M. oleifera* ont été récoltées à Yaoundé et à Maroua, deux localités respectives des régions du Centre et de l'Extrême Nord du Cameroun.

Les espèces bactériennes (*Aeromonas hydrophila*, *Escherichia coli*, *Salmonella typhi* et *Staphylococcus aureus*, *pseudomonas aeruginosa*, *Vibrio cholerea*) et les levures (*Candida albicans* et *Candida parapsilosis*) choisies ont été isolées des eaux souterraines de la localité de Yaoundé (Cameroun).

II.1.1.1-Relief de Yaoundé et Maroua

Yaoundé est située à 3°52' de latitude Nord et 11°32' de longitude Est, à une altitude moyenne de 759 m au sud de la région du centre (Kengne Fodouop, 1993). Il est implanté sur un réseau de collines dominées par les monts Mbam Minkom (1295 m) et le Mont Nkolodom (1221 m) dans le secteur nord-ouest de Yaoundé, ou le mont Eloumden (1159 m) au sud-ouest. Les différents quartiers, disséminés de manière anarchique, laissent une place importante à la végétation dans les bas-fonds. Yaoundé est traversée par de petits cours d'eau dont la rivière Mfoundi, la Biyeme et la Mefou (Kanga, 2014).

Quant à Maroua, le relief est relativement homogène, et s'étend des Monts Mandara jusqu'aux abords du fleuve Logone. Par endroit, celui-ci présente des formations rocheuses assez importantes. Il évolue globalement selon un plan incliné vers le Lac Tchad qui constitue son bassin versant. Cependant, malgré la douceur de ses pentes, ce relief reste assez agressif et favorise l'érosion. Compte tenu de la fragilité des sols, l'érosion hydrique constitue un facteur important des dégradations des formations pédologiques (Olivry *et al.*, 1975).

II.1.1.2- Climat de Yaoundé et de Maroua

La région de Yaoundé est soumise à un climat particulier que Suchel (1972) a appelé « climat Yaoundéen ». C'est un climat de type équatorial chaud et humide. La température moyenne est de l'ordre de 23°C, avec une amplitude thermique d'environ 2,5°C. La moyenne des précipitations annuelles se situe entre 1300 et 1500 mm de pluies. Le climat de Yaoundé est caractérisé par quatre saisons : une grande saison sèche de mi-novembre à mi-mars, une petite saison pluvieuse de mi-mars à juin, une petite saison sèche de juillet à août et une grande saison pluvieuse de septembre à mi-novembre (Kueté, 1977).

Le climat de Maroua est tropical du type sahélien. Il tombe en moyenne 700 mm de pluie par an. Les précipitations se concentrent entre les mois de juin et septembre. La saison des pluies

dure 3 mois. La saison sèche dure 9 mois et peut parfois aller jusqu'à 10 mois avec le changement climatique. Les températures sont variables. Elles sont de l'ordre de 25°C en saison de fraîcheur, de 30°C en saison pluvieuse et culminent à 45°C en périodes de fortes chaleurs. (Olivry *et al.*, 1975).

II.1.1.3- Réseau hydrographique de Yaoundé et Maroua

Le réseau hydrographique de la ville de Yaoundé est très diversifié et constitué essentiellement de ruisseaux, de rivières, de lacs et d'étangs qui sont pour la plupart permanents. Les ruisseaux sont assez nombreux et se jettent dans les quatre principales rivières que sont la Méfou (à l'Ouest et Sud-Ouest), l'Anga'a (à l'Est et Sud-Est), le Mfoulou (au Nord-Est) et le Mfoundi (au Centre). Les cours d'eau Anga'a et Mfoundi sont des affluents de la Méfou qui appartiennent au bassin du Nyong tandis que le Mfoulou appartient au bassin de la Sanaga. Le Mfoundi, affluent de la Méfou, prend sa source au pied du Mont Febé, à 950 m d'altitude. Il traverse la ville du Nord au sud et son bassin très étendu, draine les eaux du Ntongolo, du Ntem, de l'Ebogo, de l'Ewoué, de l'Aké, de l'Abiergué-Est grossi de l'Ekozoa, du Mingoa, de l'Olézoa et de la Biyemé. Le régime de ce réseau hydrographique est surtout fonction des précipitations.

Quant à celui de Maroua, il est réparti entre deux bassins, le bassin Atlantique et le bassin du lac Tchad. Le bassin Atlantique est constitué par la Bénoué et ses affluents dont le principal est le Faro. Le débit de la Bénoué varie énormément au cours de l'année passant de 1870 m³/s en septembre à 2,45 m³/s en avril à la station de Maroua Salen. La Bénoué connaît également un intense alluvionnement à partir de son cours moyen (Tilledient, 1990). Le bassin du lac Tchad est constitué des torrents issus des monts Mandara et du système Logone/Bas Chari. Les cours d'eau issus des montagnes sont caractérisés par un écoulement torrentiel dans leur cours supérieur et fluvial dès leur débouché dans la plaine de piémont. Le système Logone/Bas Chari se différencie par un écoulement permanent, une faible pente (1/7000), de vastes zones d'inondation et un alluvionnement intense (Wakuti, 1968).

II.1.1.4- Végétation de Yaoundé et de Maroua

La végétation de Yaoundé est du type intertropical avec prédominance de la forêt humide méridionale (Wéthé, 2003). Elle est composée des grands arbres de la forêt dense tropicale humide aux fûts élancés, droits pour ne se ramifier qu'à leur sommet et la base large avec les accotements ailés ou contreforts tels que *Milicia excelsa*, *Entandophragma cylindricum*, *Guibourtiates smannii*, le *Nauclea diderrichii* (Kanga, 2014).

La formation végétale de Maroua de type sahélienne reste assez pauvre. Elle est composée en général des steppes herbeuses et de strates ligneuses, constituée surtout des épineux (Acacias,

Faidherbia, Balanites), dont la forte exploitation provoque la raréfaction de cette ressource. Cette végétation est clairsemée et dominée par les ligneux (Olivry *et al.*, 1975).

II.1.1.5- Sols de Yaoundé et de Maroua

Les formations géologiques de la ville de Yaoundé appartiennent toutes au socle ancien (Pelletier, 1969). Son relief est caractérisé par de nombreux talwegs et interfluves (Eno-Belinga, 1986). La ville repose sur un socle granito-gneissique très tectonisé (Kuété, 1977). Ce sont des roches hétérogènes plus ou moins quartzieuses ou feldspathiques, avec des lits minéraux qui comprennent de la biotite, du grenat, de l'amphibole et du disthène. Les formations superficielles se constituent de sols ferrallitiques rouges lessivés qui ennoient le socle. La nature et la consistance de ces sols varient en fonction des unités de relief : des sols jeunes du massif montagneux, on passe aux sols ferrallitiques évolués du plateau, et aux formations colluviales/alluviales des fonds de vallées. (Bachelier, 1959 ; Pelletier, 1969 ; Yongue-Fouateu, 1986). Le pourcentage de sable est plus élevé en surface (73%) et diminue au fur et à mesure que la profondeur du sol augmente (Humbel et Pelletier, 1969). La granulométrie subit une fluctuation spatiale et varie de 17 à 80%. La porosité et la densité réelle du sol fluctuent respectivement de 5 à 71%, et de 2,7 à 3,1 (Bachelier, 1959 ; Humbel et Pelletier, 1969).

Les sols de la ville de Maroua sont à base des granites discordants ou alcalins et des alluvions. Ils sont généralement de type sédimentaire. La texture de ces sols varie de sableux à argileux. Tels que les sols alluvionnaires à texture sablo limoneux, qui se trouvent dans les plaines et surtout sur les abords des mayos et qui constituent le support d'une intense activité agricole (Naah, 1990).

II.1.2- Caractéristiques des sites d'expérimentations

Les travaux ont été conduits à l'Université de Yaoundé 1 (UY1), Cameroun en collaboration avec l'Institut de Recherches Médicales et d'Etudes des Plantes Médicinales (IMPM), Cameroun et à l'Université Clermont Auvergne, France. Ainsi, le matériel végétal a été récolté, séché, écrasé et conditionné par le laboratoire de Botanique et de Médecine Traditionnelle de l'IMPM. Les extraits ont été préparés au laboratoire de Technologie pharmaceutique de l'IMPM et au laboratoire de Chimie de l'Université de Clermont Auvergne (UCA), France, respectivement pour le screening phyto chimique et les analyses de chromatographie liquide de haute performance (CLHP). Quant à l'isolement des microorganismes et les tests d'activité biologique des extraits des plantes, ils ont été réalisés au laboratoire d'Hydrobiologie et Environnement de l'UY1 ainsi que le laboratoire des Microorganismes, Génomes et Environnement (LMGE) de l'UCA.

II.1.3- Choix du matériel végétal

Le matériel végétal utilisé était constitué des feuilles, des graines, des écorces de tiges et racines de *Moringa stenopetala* et *Moringa oleifera*. Ces plantes ont été choisis en raison de leurs usages courant en médecine traditionnelle et en alimentation dans les sociétés africaines, notamment dans le traitement biologique des eaux (Aberra *et al.*, 2011). Le choix a également été établi par la présence potentielle dans leurs différents extraits des groupes de métabolites à activités bactéricides (Marsh, 2003 ; Moore *et al.*, 2005 ; Donadieu, 2008).

Les différentes parties de *M. oleifera* ont été récoltés à Maroua au quartier Domayo. Et à Yaoundé au quartier Nsimyong dans un jardin. Quant à *M. stenopetala* le matériel végétal était aussi récolté, à Yaoundé. Ces différentes récoltes ont été effectuées durant la période de Mars 2017 à Mai 2018. L'espèce *Moringa oleifera* été authentifiée à l'Herbier National du Cameroun (HNC) sur le N ° 8241/SRF/Cam (Yaoundé) par comparaison à échantillon disponible. Pour l'espèce *Moringa stenopetala* l'échantillon identifié, a été confirmé et déposé à l'Herbier National du Cameroun sous le n° du collecteur Metsopkeng 001 du spécimen de la collection n° 67475/HNC.

La Figure 12 présente les différentes parties de *M. oleifera* et *M. stenopetala* récolté dans notre étude.



Figure 12 : Différentes parties de *M. oleifera* et *M. stenopetala* : a) et b) Ecorce de racines, c) et d) Ecorce de tiges, e) et f) Feuilles, g) et h) Graines (Photos Metsopkeng, 2021).

II.1.4-Choix des microorganismes utilisés

Neuf espèces bactériennes (*Escherichia coli*, *Escherichia coli* enteropathogène, *Staphylococcus aureus*, *Aeromonas hydrophila* et *Salmonella typhi*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Vibrio cholerae*) et deux espèces de levures (*Candida albicans* et *Candida parapsilosis*) ont été utilisées dans cette étude. Ces microorganismes ont été choisis en raison de leur intérêt en santé publique ainsi que pour leur capacité à indiquer la qualité microbiologique des eaux destinées à la

consommation (Rodier, 2009 ; Mobili *et al.*, 2015 ; Njiki *et al.*, 2016). Le choix de ses souches repose aussi sur les critères tels ; leur abondance dans l'environnement, et les dangers qu'ils représentent en tant que cause d'infections nosocomiales.

II.2- Méthodes

II.2.1- Préparation des poudres de Moringa

Les feuilles, les écorces de racines et de tiges ont été découpées et séchées, à l'ombre, à température ambiante ($23 \pm 2^{\circ}\text{C}$) pendant 4 et 7 jours respectivement. Quant aux graines séchées, elles ont été dépulpées et l'amande séchées également à température ambiante ($23 \pm 2^{\circ}\text{C}$) pendant 3 jours. Après séchage, ces différentes parties ont été moulues pour obtenir une poudre fine. Trois types d'extraits ont été préparés à partir des poudres.

II.2.1.1- Preparations des extraits de Moringa pour le screening phyto chimique

II.2.1.1.1- Extrait de macération à l'alcool

Pour l'extrait de macération à l'alcool (EMA), 100 g de poudre, de chaque partie de plante, ont été ajoutés à 1000 ml d'alcool éthylique (70%). L'ensemble a été laissé à la température ($23 \pm 2^{\circ}\text{C}$) sous agitateur magnétique réglé à 500 tr/min (RPM) pendant 24h. L'extrait obtenu a ensuite été filtré, successivement sur papier whatman (47 mm de porosité) et sur coton stérile. Un volume de 1000 ml de même solvant d'extraction (EeOh) est rajouté à la matière végétale restante, de la filtration précédente, les mêmes étapes sont effectuées pour la deuxième et ensuite la troisième macération. Les filtrats obtenus ont été mélangés et évaporés, sous vide au rota évaporateur à une pression de 175 Mba (en Millibar), pendant 10 à 60 min. Les extraits bruts obtenus ont été conservés au réfrigérateur (0°C) jusqu'à l'utilisation.

II.2.1.1.2- Extrait de macération à l'eau

Pour l'extrait de macération à l'eau (EME), 100 g de poudre de chaque partie de plante ont été ajoutés à 1000 ml d'eau distillée. L'ensemble a été laissé à température ambiante ($23 \pm 2^{\circ}\text{C}$) sous agitateur magnétique réglé à 500 tr/min (RPM) pendant 24h. L'extrait obtenu a ensuite été filtré, successivement sur papier whatman (47 mm de porosité) et sur coton stérile. Un volume de 1000ml de même solvant d'extraction (H_2O) est rajouté à la matière végétale restante, de la filtration précédente, les mêmes étapes sont effectuées pour la deuxième et ensuite la troisième macération. Le filtrat obtenu a ensuite été évaporé, sous vide au rota évaporateur à une pression de 72 Mba (Millibar), pendant 10 à 60 min. Les extraits bruts obtenus ont été conservés au réfrigérateur (0°C) jusqu'à l'utilisation.

II.2.1.1.3- Extrait de décoction à l'eau

Pour l'extrait de décoction à l'eau (EDE), 100 g de poudre de chaque partie de plante ont été ajoutés à 1000 ml d'eau distillée bouillante (100°C). L'ébullition a été maintenue pendant 15 minutes. Après refroidissement, l'ensemble a été laissé à température ambiante (23 ± 2°C) sous agitation d'un agitateur magnétique réglé à 500 tr/min (RPM) pendant 24h. Le lendemain l'extrait obtenu a ensuite été filtré, successivement sur papier whatman (47 mm de porosité) et sur coton stérile. Le filtrat obtenu a ensuite été évaporé, sous vide au rota évaporateur à une pression de 72 Mba (Millibar), pendant 10 à 60 min. Les extraits bruts obtenus ont été conservés au réfrigérateur (0°C) jusqu'à l'utilisation. La Figure 13 présente les dispositifs d'extraction au laboratoire.

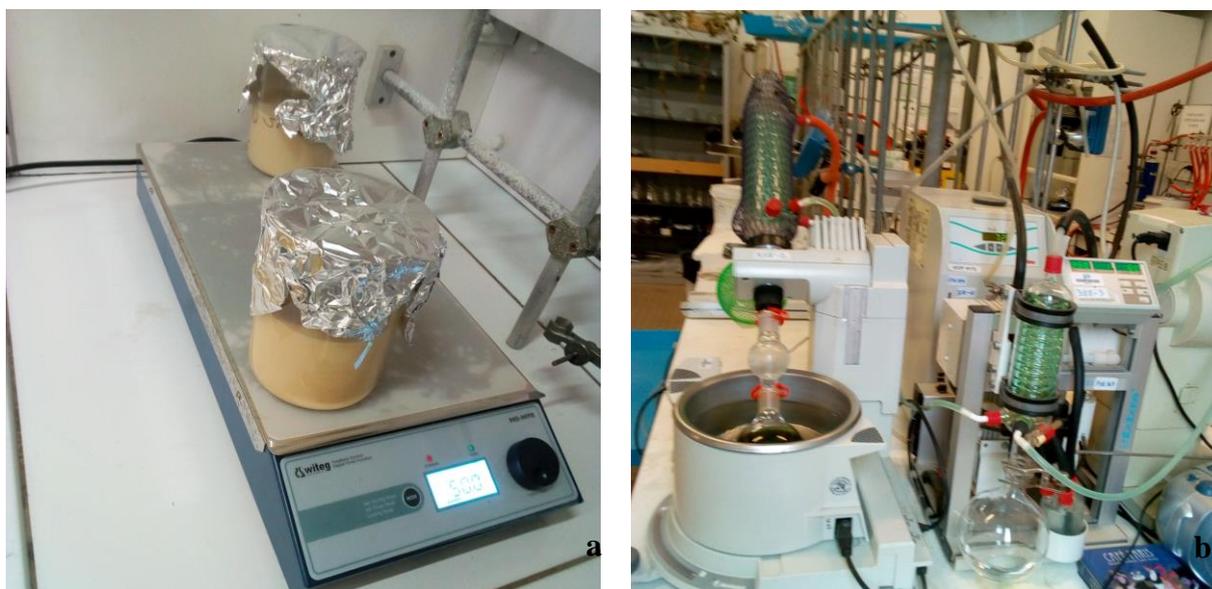


Figure 13 : Dispositifs d'extraction au laboratoire : a) Homogénéisation des extraits sur agitateur magnétique ; b) Evaporation des extraits sous vide au rotavapor.

Pour chaque extrait, les rendements moyens ont été calculés à partir du rapport de la masse de l'extrait (m_E) sur la masse de la poudre végétale (m_P) de départ selon la formule:

$$R = \left(\frac{m_E}{m_P} \right) \times 100$$

Les extraits obtenus ont été utilisés pour préparer des solutions à différentes concentrations.

II.2.1.2-Préparation des extraits pour activités antimicrobiennes

Toujours sur la base des études préliminaires, une gamme de quatre concentrations d'extrait à savoir 0,5 ; 1 ; 1,5 et 2 g/L, contre le témoin 0 g/L, a été préparée en utilisant de l'eau physiologique stérile. Chaque concentration a ensuite été filtrée sous vide d'abord sur papier filtre, sur coton stérile, puis sur membrane Whatman, et enfin sur membrane en nitrate de cellulose (0,45µm) (De Souza *et al.*, 1995). La Figure 14 présente les solutions d'extraits et le dispositif de filtration.



Figure 14 : Préparation des solutions d'extraits : a) Dispositif de filtration sous vide des extraits ; b) Différentes concentrations d'extraits filtrés sous vide.

II.2.2-Détermination des classes des substances phyto chimiques dans les extraits

Dans le but de mettre en évidence les différentes classes de substances bioactives (métabolites secondaires) présentes dans les extraits à l'eau et à l'alcool des plantes étudiées, un criblage phyto chimique a été réalisé suivant le protocole de Harbone (1998).

II.2.2.1-Mise en évidence des alcaloïdes

Dans un tube à essai contenant 5 mg d'extrait dissout dans 1 mL d'éthanol nous avons introduit 1 ml de H₂SO₄ 1%. L'ensemble a été porté à ébullition au bain-marie pendant 5 min. Après refroidissement et filtration, 5 gouttes de réactif de Dragendoff ont été ajoutées au filtrat. La formation d'un précipité blanc a été caractéristique de la présence des alcaloïdes.

II.2.2.2-Mise en évidence des flavonoïdes : test de Shinoda

Dans 1 mL de méthanol a été dissout 5 mg d'extrait. Ensuite, le mélange a été traité avec 0,05 g de copeaux de magnésium et 3 gouttes de H₂SO₄ concentré. Les flavonoïdes ont été mis en évidence par l'apparition des colorations suivantes : couleur jaune pour les flavones, rouge pour les flavonols et rose pour les flavonones.

II.2.2.3- Mise en évidence des phénols

Une masse de 5 mg d'extrait a été dissoute dans 1 mL d'éthanol. Ensuite, 3 gouttes de Chlorure de fer III 10 % (V/V) y ont été ajoutées ; l'apparition de la coloration bleu violet ou verdâtre a été caractéristique de la présence des phénols.

II.2.2.4- Mise en évidence des saponines

Dans un tube contenant 5 mL d'eau distillée, 5 mg d'extrait ont été dissouts puis portés à ébullition pendant 5 min. Après refroidissement, le contenu de chaque tube à essai a été agité dans le sens vertical pendant 15s, puis laissé au repos. L'apparition d'une mousse persistante d'une hauteur de plus d'un centimètre a indiqué la présence des saponines.

II.2.2.5- Mise en évidence des tanins

Dans un tube contenant 1 mL de méthanol, 5 mg d'extrait ont été dissouts. A la solution obtenue, 5 gouttes d'acide sulfurique 0,5 % ont été ajoutées, la présence des tanins a été caractérisée par l'apparition de la couleur verte ou bleu-noirâtre.

II.2.2.6- Test des terpénoïdes et stérols : préparation du réactif de Libermann-Burchard Le réactif de Libermann-Burchard préparé a été constitué de 1 ml d'acide sulfurique (H_2SO_4) concentré, 20 ml d'anhydride acétique, 50 ml de $CHCl_3$.

Dans un tube à essai contenant de l'extrait dissout dans l'eau distillé on ajoute de la potasse (KOH) à 10%. La solution obtenue est chauffée dans un bain-marie pendant dix minutes. Après avoir refroidi on introduit la solution dans une ampoule à décanter puis on ajoute l'éther. L'ensemble est agité puis laissé au repos il se forme alors deux phases que l'on sépare par la suite. A la solution étherée, on ajoute quelques gouttes du réactif de Libermann-Buchard. La présence des triterpènes se matérialise par une coloration violacée et celle des stérols par une coloration vert-bleuâtre.

II.2.2.7- Test d'identification des glucosides

Une masse d'1g d'extrait était hydrolysée dans 5 mL d'une solution d'acide chlorhydrique à 5% puis neutralisée avec 5 mL de soude à 5%. 6 gouttes d'une solution de liqueur de Fehling A et B ont été ajoutées au mélange. La formation d'un précipité rouge indiquait la présence des glucosides.

II.2.2.8- Test d'identification des coumarines

On chauffe la solution étherée de notre extrait puis on ajoute de l'eau chaude. La nouvelle solution est séparée dans deux tubes. Dans l'un on ajoute de l'ammoniaque dilué. Puis on observe les deux tubes à la lampe UV. La présence des coumarines est matérialisée par une fluorescence.

II.2.2.9-Test d'identification des anthocyanes

La recherche des anthocyanes a été réalisée à partir de 5 mL d'extrait dans laquelle 5 mL d' H_2SO_4 (1N) et 5 mL de NH_4OH dilué au demi ont été ajoutés successivement. En présence d'anthocyanes, la coloration s'accroît par acidification puis vire au bleu-violacée en milieu basique.

II.2.2.10-Test d'identification des quinones

À chaque groupe de quinones correspond un protocole de détermination précis.

➤ Quinones libres

Un gramme de poudre de *Moringa* est placé dans un tube avec 15 à 30 mL d'éther de pétrole. Après agitation et un repos de 24 heures, les extraits sont filtrés et concentrés au rota vapor. La présence de quinones libres est confirmée lorsqu'après ajout de quelques gouttes de NaOH (1/10), la phase aqueuse vire au jaune, rouge ou violet.

➤ Anthraquinones

Un gramme de poudre de *Moringa* est placé dans 10 mL de chloroforme puis chauffé pendant 3 minutes au bain-marie. À l'extrait chloroformique, on ajoute du KOH aqueux à 10% (v/v) ou 1 mL d'ammoniaque diluée. Après agitation, la présence des anthraquinones est confirmée par un virage de la phase aqueuse au rouge.

II.2.3- Analyses chromatographiques des extraits

II.2.3.1-Préparation de l'extrait au méthanol

La préparation des extraits pour analyse chromatographique a été faite selon le protocole préconisé par (Mellon *et al.*, 2002). Pour cela, trente gramme (30g) de matière végétale pour chaque partie de la plante ont été réduites en poudre, puis extraites trois fois avec du méthanol pendant 24h à température ambiante de manière que toutes les molécules puissent entrer en contact avec le solvant et que les composés d'intérêt se lient bien aux molécules de méthanol. Avec un rapport plante/ solvant de 1 :10 (masse : volume). Tous ceci sur un agitateur magnétique à une vitesse 500rpm. Par la suite, cette solution est filtrée sur papier whatmann N/4, afin de retirer les impuretés, et le reste du broyat dans le bécher mis à nouveau à macérer dans le méthanol. Le filtrat ainsi obtenu est évaporé sous vide au rotar vapor pendant 1 à 2h, afin d'éliminer le méthanol puisque à une pression de 337 mmHg (Millimercure), la température d'ébullition du méthanol se retrouve abaissée causant l'évaporation de ce dernier à 40° C au bain marie, laissant les composés d'intérêt dans le ballon. Par la suite l'extrait sec obtenu est conservé au frais pour les analyses chromatographiques (Gurjar *et al.*, 2012 ; Lin, H *et al.*, 2019)

II.2.3.2-Préparation de l'échantillon

A partir de l'extrait méthanolique brut des différentes parties de *Moringa*, environ 5 mg de matière ont été prélevés et dilués dans 5 mL de MeOH HPLC Grade. La solution a ensuite été homogénéisée dans une cuve ultrason. A l'aide d'une seringue de 2 ml, la solution a été prélevée et filtrée avec une membrane de porosité 0,45µm ou 0,22µm. Une partie du filtrat a été transférée dans

un Vial CLPH. Ensuite, 10 μ i ont été injectés dans une colonne C18 (Villas-Boas et al., 2005 ; Snyder *et al.*, 2012). (Uptisphere C18-3,250 x 4,6 mm, 5 μ m) d'Interchim. Les produits ont été élués à 0,8 mL/min en utilisant le gradient suivant dans le Tableau IV. Enfin, l'absorbance a été entièrement enregistrée entre 190 et 500 nm.

Tableau IV : Gradient d'éluion pour les analyses par CLHP

Temps (en min)	Eau+0,1% FA	Acétonitrile
0	100	0
10	80	20
35	73	27
40	0	100
50	0	100
51	100	0
60	100	0

II.2.3.3-Analyse CLHP/DAD (UV)

Sur la CLHP Agilent 1200 série du laboratoire, une colonne Interchim Uptisphere C18-3250x4.6 a été utilisée. Par la suite le spectre a été réalisé, en utilisant la méthode « Noyer sur cotinus ». Ainsi nous avons vérifié que la séparation des pics principaux est prête avant de réaliser l'analyse LC/MS.

II.2.3.4. Analyse LC/MS

Le même vial (tube contenant l'extrait au méthanolique filtré) a été remis à la Platte forme LC/MS. L'analyse a été réalisée avec la même colonne et la méthode « pos-neg 4 (également appelée « noyer »). Le mode d'ionisation a été précisé (positif, négatif ou les 2 par défaut demander les 2 sauf s'il y a un problème de résolution). Préciser également la gamme de masse (par défaut : 80-1200 g. mol⁻¹). S'il y a suspicion de tanin ou autre molécule de Masse importante (protéines...), pourra passer à une gamme de masse supérieure (140-2100 ou 200-3000). A la fin récupérer sur une clef ou un disque dur les datas bruts.

II.2.3.5-Etude du spectre de masse (LC/MS)

La spectrométrie de masse est une technique physique d'analyse permettant de détecter et d'identifier des molécules d'intérêt par mesure de leur masse, et de caractériser leur structure

chimique. Son principe réside dans la séparation en phase gazeuse de molécules chargées (ions) en fonction de leur rapport masse/charge (m/z).

Un spectre de masse est caractéristique d'une molécule. Ainsi en le comparant avec le contenu de banques de spectres, il est possible d'identifier la formule brute d'une molécule.

L'échantillon à analyser est introduit dans une enceinte sous vide. Il est ensuite vaporisé puis soumis au bombardement d'un canon à électrons de grandes énergies. Un électron est arraché aux molécules et on obtient une espèce qui est à la fois un cation (ion positif) et un radical libre (nombre impair d'électrons), que l'on appelle ion moléculaire, M^+ . La masse de l'ion moléculaire est aussi la masse moléculaire de la molécule intacte.

II.2.3.6-Préparation de l'analyse du spectre de masse

Une fois les données obtenues à partir de la CLHP, le spectre de masse de ces données est analysé à l'aide du logiciel X-Calibur. Le logiciel affiche les pics obtenus à la suite de l'analyse des différentes parties de la plante. Les ranges de masse des pics sont obtenus en positif et négatif à l'aide de l'option « Scan filter » (il permet de choisir le mode d'ionisation qui peut être en positif ou en négatif ou les deux à la fois) du logiciel X-Calibur.

II.2.3.7- Analyse du spectre de masse

Les données du spectre de masse sont introduites dans un format Excel standart et concernent la masse exacte de chaque composée, la masse $M+H$, la masse $M-H$, la masse en $M+NH_4$, la masse en $M-COOH$, la masse $M+Na$ et la masse expérimentale. A la suite de ces données, on calcul les formules brutes potentielles. Les composés ont été identifiés sur :

- la feuille Excel biblio ;
- la base de données du laboratoire ;
- les bases de données internet (google, scifinder, knapsack, Pubchem, <https://massbank.eu/MassBank/>).

II.2.3.8- Recherche des molécules identifiées déjà connues

Une bibliographie la plus complète possible a été réalisée sur l'espèce et ou le genre de la plante (scifinder, Sciencedirect, Pubchem google). Il était question de répertorier les composés identifiés dans la littérature avec leur formule brute et leur masse molaire. Si disponible, noter les analyses MS2 (fragments) de ces composés. Utiliser également le site «knapsackfamily.com/Knapsack_core/top.Php» qui permet de trouver les composés identifiés dans un genre ou une famille + lien bibliographie. Remplir la feuille Excel « biblio » du fichier « analyse_MS.xlsx ».

II.2.4- Isolement, identification et préparation des suspensions des microorganismes

II.2.4.1-Isolement et identification des bactéries et levures environnementales

La technique de filtration sur membrane a été utilisée pour la collecte des souches de bactéries et les levures dans les échantillons d'eau issus de l'environnement (Holt *et al.*, 2000).

Aeromonas hydrophila a été isolée par la technique des membranes filtrantes sur le milieu gélose à la dextrine et à l'ampicilline coulé en boîte de Pétri et incubé à la température de 37°C pendant 24 h. Les colonies sont de taille moyenne, aux contours irréguliers et de couleur jaune (Marchal *et al.*, 1991 ; APHA, 2012 ; Njiki *et al.*, 2016). Après subculture sur gélose ordinaire, la coloration de Gram a été effectuée sur les frottis de *A. hydrophila*. Les tests d'identification ont été effectués par les méthodes biochimiques standards (Marshall *et al.*, 1991 ; Holt *et al.*, 2000 ; Rodier, 2009 ; APHA, 2012).

Il ressort de ces identifications que les cellules de *A. hydrophila* sont des bacilles anaérobies facultatifs, non sporulés, à Gram négatif, fermentent le mannitol, produisent de l'indole et sont mobiles grâce à une ciliature monotriche. Elles ne possèdent pas d'uréase, de lysine-décarboxylase (LDC), d'ornithine-décarboxylase (ODC), et d'arginine dihydrolase (ADH).

Escherichia coli a été isolé sur le milieu gélosé Endo (Biokar Diagnostics), incubé à la température de 44°C pendant 24 à 48 heures. Les colonies rouges à reflets métalliques ont été cultivées sur la gélose ordinaire et coulées en pente pour les analyses biochimiques.

La gélose de Wilson-Blair (Biokar Diagnostics) a été utilisée pour l'isolement de *Salmonella typhi* après une incubation à 37°C pendant 24 à 48 h (Marchal *et al.*, 1991 ; APHA, 2005 ; Rodier *et al.*, 2009). Les colonies de couleur bleue foncée ont été conservées pour les analyses biochimiques.

L'isolement de *Staphylococcus aureus* a été effectué par la technique des membranes filtrantes sur le milieu gélosé Chapman Mannitol (Bio-Rad), coulé en boîte de Pétri et incubé à la température de 37°C pendant 24 heures. Les colonies jaunes, entourées d'un halo clair, ont été repiquées sur la gélose ordinaire coulée en pente pour les analyses biochimiques.

L'isolement de *Vibrio cholerae* a été effectué par la technique des membranes filtrantes sur le milieu gélosé de thiosulfate citrate de sels biliaires (TCBS) (Bio-Rad), coulé en boîte de Pétri et incubé à la température de 37°C pendant 24 heures. Les colonies jaunes, ont été repiquées sur la gélose ordinaire coulée en pente pour les analyses biochimiques.

L'isolement de *Pseudomonas aeruginosa* a été effectué par la technique des membranes filtrantes sur le milieu gélose au Citrimide (Bio-Rad), coulé en boîte de Pétri et incubé à la température de 37°C pendant 24 heures. Les colonies incolore, entourées d'un halo vert, ont été repiquées sur la gélose ordinaire coulée en pente pour les analyses biochimiques.

L'isolement de *Candida albicans* et *Candida parapsilosis* a été d'abord basé sur leurs caractères culturaux sur le milieu Sabouraud plus chloramphénicol après 24 à 48 h d'incubation à

37°C, les colonies de levures sont de couleur blanchâtres, rondes et crémeuses pour *C. albicans* et de couleur rose pour *C. parapsilosis* ensuite sur leurs caractères morphologiques au microscope (test de filamentation, chlamydosporulation, croissance à 45°C) et en fin leurs propriétés biochimiques en utilisant la galerie ELIchrom FUNGI.

II.2.4.2. Préparation des suspensions des différents microorganismes

Les bactéries et levures ont été activés sur la gélose ordinaire (PCA, Thermo Fisher Scientific Inc. UK.) pour la préparation d'inoculum microbien. Les suspensions des différents microorganismes ont été réalisées sur des cultures âgées de 18 à 24 h, introduites dans une solution stérile de NaCl (8,5g / L) et comparées au standard 0,5 McFarland (0,5mL de 0,48 mol / L BaCl₂, 2H₂O à 1,175% p / v) ajouté avec 99,5 mL de 0,18 mol / L H₂ SO₄ (1% v / v) (McFarland, 1907).

II.2.4.3. Concentrations des extraits de différentes parties des plantes de *M. oleifera* et *M. stenopetala*

En vue de déterminer les parties les plus actives des deux plantes, l'activités des extraits des feuilles, des racines, des tiges et des graines de *M. oleifera* et *M. stenopetala* issus respectivement des localités du Nord et du Centre ont été testées sur la bactérie *E. coli* et *A. hydrophila*. Sur la base des études préliminaires, 03 concentrations d'extraits (0, 1 et 2 g/L) issues des feuilles, racines et tiges ont été utilisées alors que pour les extraits des graines, les concentrations utilisées étaient 0, 20 et 40 g/L. Les extraits ont été incubés à température ambiante pendant 6h.

II.2.5. Activité des différents extraits de Moringa sur les microorganismes

II.2.5.1. Effet des extraits de *Moringa stenopetala* sur des microorganismes planctoniques sous différentes températures d'incubation

Pour chaque espèce bactériennes et levures utilisées, 360 flacons stériles ont été utilisés. Ces flacons ont été répartis en cinq séries A, B, C, D et E de 20 flacons de 350 mL chacun. Un volume de 100 mL de solution d'extraits de concentrations suivantes (0,5 ; 1 ; 1,5 et 2 g / L) préparées précédemment, ont été introduits dans des flacons stériles de 350 mL. Les flacons sans extrait (0g/L) ont servi de contrôle négatif. Conformément aux concentrations d'extrait sélectionnées, les bouteilles ont été divisées en 4 séries A, B, C et D. Chaque série a été subdivisée en 12 gammes, par exemple, les bouteilles de la série A ont été subdivisées en A3a, A3b, A3c, A6a, A6b, A6c, A9a, A9b, A9c, A24a, A24b et A24c. Chacune des concentrations d'extrait a été effectuée en triplicata.

La même subdivision a été faite pour les bouteilles des séries B, C et D. Dans chaque bouteille, 1 mL de suspension bactérienne, avec une concentration initiale de 9,27 unités (log (UFC / 100 mL)) et 1 mL d'une suspension de levures, à une concentration initiale de 8,95 unités (log (UFC / 100 mL)) ont été ajoutés, homogénéisés au moyen d'un vortex et incubés à différentes

températures. Les bouteilles de la série A ont été incubées dans le réfrigérateur ajusté à 7 ± 1 ° C. Celles de la série B ont été incubées à température ambiante 23 ± 2 ° C. Ceux des séries C et D ont été incubés dans l'étuve réglée à 37 ± 1 ° C et 44 ± 1 ° C, respectivement. De plus, les bouteilles codées A3a, A3b, A3c et A6a, A6b, A6c et celles codées A9a, A9b, A9c et A24a, A24b, A24c ont été incubées respectivement pendant 3, 6,9 et 24 h. Les bouteilles des séries B, C et D ont également été incubées selon les mêmes subdivisions.

Après chaque période d'incubation, 100 ml de chaque extrait contenu dans le triplet de flacons a, b et c ont été analysés sur les milieux de culture Chapman mannitol, ENDO, WILSON BLAIR, ADA (Ampliciline Dextrine Agar) et la gélose Sabouraud plus Chloramphenicol, respectivement pour les bactéries *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Salmonella typhi*, *Aeromonas hydrophila* et les levures *Candida albicans* et *Candida Parapsilosis* ceci en utilisant un procédé d'étalement en surface. Par exemple, après 3 h d'incubation, le contenu des 3 flacons A3a, A3b, A3c a été analysé. Des boîtes de Pétriensemencées ont ensuite été incubées à 37°C pendant 24 h, exceptées celles contenant *Escherichia coli*, qui ont été incubées à 44°C. Par la suite les unités formant colonie (UFC) ont été comptées (Marchal, 1991 ; APHA, 1998). Ce protocole a été utilisé pour les quatre parties de la plante (feuilles, graines, écorces de tiges et racines de *Moringa*) et trois types d'extraits (EME, EDE, EMA). Les abondances bactériennes et fongiques ont été exprimées en unités $\log(\text{UFC}/100\text{mL})$.

II.2.5.2. Effet des extraits de *Moringa stenopetala* sur les microorganismes planctoniques exposés à la lumière

Pour cette expérimentation, toutes les espèces bactériennes et levures ont été utilisées : *Escherichia coli*, *Salmonella typhi*, *Staphylococcus aureus* et *Aeromonas hydrophila* et deux levures *Candida albicans*, *Candida parapsilosis*. L'intensité lumineuse a été évalué en utilisant trois ampoule à incandescent de 100Watt, connectées en série et placé à 25Cm de chaque solution d'extrait. Ces solutions sont ensuite laissées aux intensités (0 Lux, 1000 Lux, 2000 Lux à 3000 Lux).

Pour chaque espèce bactériennes et levures, 360 flacons ont été utilisés pour cette étude. Ces flacons ont été répartis en cinq séries A, B, C, D et E de 20 flacons de contenance 350 ml chacun. Un volume de 100 ml de solution d'extraits de différentes concentrations (0,5 ; 1 ; 1,5 et 2 g / L) a été introduits dans des flacons stériles de 350 ml. Les flacons sans extrait (0 g / L) ont servi de contrôle négatif. Conformément aux concentrations d'extrait sélectionnées, les bouteilles ont été divisées en 4 séries A, B, C et D. Chaque série a été subdivisée en 12 gammes, par exemple, les bouteilles de la série A ont été subdivisées en A3a, A3b, A3c, A6a, A6b, A6c, A9a, A9b, A9c,

A24a, A24b et A24c. Chacune des concentrations d'extrait a été effectuée en triplicata. La même subdivision a été faite pour les bouteilles des séries B, C et D.

Dans chaque bouteille, 1 ml de suspension bactérienne, avec une concentration initiale de 9,27 unités (log (UFC / 100 ml)) et 1 mL de suspension de levures, à une concentration initiale de 8,95 unités (log (UFC / 100 ml)) ont été ajoutés, homogénéisés au moyen d'un vortex et incubés à différentes intensités lumineuses. Les bouteilles de la série A ont été incubées à l'obscurité 0 Lux. Celles de la série B ont été incubées à la luminosité 1000 Lux. Ceux des séries C et D ont été incubées aux longueurs d'onde de 2000 Lux à 3000 Lux respectivement. De plus, les bouteilles codées A3a, A3b, A3c et A6a, A6b, A6c et celles codées A9a, A9b, A9c et A24a, A24b, A24c ont été incubées respectivement pendant 3, 6,9 et 24 h.

Les bouteilles des séries B, C et D ont également été incubées selon les mêmes subdivisions. Après chaque période d'incubation, 100 ml de chaque extrait contenu dans le triplet de flacons a, b et c ont été analysés sur les milieux de culture Chapman mannitol, ENDO, WILSON BLAIR, ADA (Ampliciline Dextrine Agar) et la gélose Sabouraud plus Chloramphénicol, respectivement pour les bactéries *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Salmonella typhi*, *Aeromonas hydrophila* et les levures *Candida albicans* et *Candida parapsilosis* ceci en utilisant un procédé d'étalement en surface. Par exemple, après 3 h d'incubation, le contenu des 3 flacons A3a, A3b, A3c a été analysé. Des boîtes de Pétriensemencées ont ensuite été incubées à 37°C pendant 24 h, exceptées celles contenant *Escherichia coli*, qui ont été incubées à 44°C. Par la suite les unités formant colonie (UFC) ont été comptées (Marchal, 1991 ; APHA, 1998). Ce protocole a été utilisé pour une seule partie de la plante (écorces de tiges de *Moringa stenopetala*) et trois types d'extraits (EME, EDE, EMA). Les abondances bactériennes et fongiques ont été exprimées en unités (log (UFC /100mL)). La Figure 15 présente le dispositif expérimental d'exposition sous différentes conditions lumineuses. L'analyse bactériologique a été effectuée après chaque durée d'incubation.



Figure 15 : Dispositif expérimental d'exposition des cultures sous différentes conditions lumineuses (Photo Metsopkeng, 2022).

II.2.5.3. Détermination des concentrations minimale inhibitrice (CMI), des concentrations minimales bactéricides (CMB) et fongicides (CMF) de l'extrait des différents organes de *Moringa*.

Les plus petites concentrations qui permettent d'obtenir une inhibition totale ou une activité bactéricide ou fongicide ont été déterminées, pour chacune des 4 parties considérées des plantes (graines, de feuilles, d'écorces de racine et d'écorce de tronc).

Au total 08 fractions d'extraits au méthanol purifiés ont été obtenues. Huit (08) souches de microorganismes ont été utilisées à savoir : *Escherichia coli*, *Salmonella typhi*, *Vibrio cholerae*, *Aeromonas hydrophila*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* et les deux levures (*Candida albicans* et *Candida parapsilosis*).

II.2.5.3.1. Préparation des solutions d'extraits

La solution mère d'extrait de concentration 2,5 mg/mL a été préparée dans un volume de 5mL d'eau physiologique. Le mélange obtenu, a été homogénéisé au vortex, ensuite à l'aide d'une seringue de 10 ml, le mélange a été filtré sur une membrane de porosité 0,2 ou 0,45 μm ceci dans une hotte à PSM, afin de limiter toute contamination (CHU-PS, 2003).

II.2.5.3.2. Détermination des CMI

Pour ce travail nous avons utilisé la méthode de microplaque décrite par (Newton *et al.*, (2002). Un volume de 100µL du bouillon Mueller Hinton a été introduit dans toutes les 96 puits de la microplaque comme indiqué par (Jennifer. Andrew, 2001), Newton *et al.*, 2002, Naïtali et Dubois Brissonnet 2017).

Dans les puits des colonnes 1, 2 et 3 correspondant aux réplifications, nous avons introduit une série de volume de 100ul de solution mère d'extrait diluée, de raison 2, afin d'obtenir une gamme de neuf concentrations allant de 2,5 à 0, 009mg/mL.

A partir d'une culture jeune de 24h sur milieu gélosé coulé en pente, une suspension microbienne de chaque germe a été préparée dans de l'eau physiologique stérile (NaCl, 8,5%) en ajustant la turbidité à celle de la solution de 0,5 Mac Farland (ajouter 0,5 mL de 0.0048M BaCl₂ (1.17%w/v BaCl₂. 2H₂O) à 99.5mL de 0.18M H₂SO₄ (1% v/v) soit 1,5×10⁸ UFC/mL pour les bactéries et 2×10⁸ UFC/mL pour les levures (Hang M. (1999), Jennifer M. Andrew. (2001), Kuete *et al.*, 2010). Une première dilution a ensuite été faite pour obtenir des solutions intermédiaires respectivement à 10⁷ UFC/mL et à 10⁶ UFC/mL. Puis une deuxième dilution pour obtenir des inocula à 10⁶ UFC/mL et 10⁵ UFC/mL (CASFM / EUCAST, 2020). 100 µl de chaque inoculum a été par la suite introduit dans chaque puits, pour un volume final de 200 µl par puits. Le control positif a été placé dans les colonnes 11 et 12. Ce contrôle positif constitué de la Gentamicine ou du fluconazole, a été préparé dans les mêmes conditions que l'extrait et testé à une concentration de 08 dilutions successives comprises entre 50 à 0, 39 mg/mL (Houssou *et al.*, 2010). Le contrôle négatif a été constitué d'un mélange (milieu de culture + inoculum bactérien dans les proportions (1/1 ; V/V)). Les puits contenant uniquement le milieu de culture ont été réservées au contrôle de stérilité. Les microplaques ont été incubées à 37°C pendant 18 à 24h. Après incubation, la révélation de la croissance bactérienne a été faite à l'aide de l'iodonitrotétrazolium chloride (INT) dont le principe est basé sur la capture de protons émis par des enzymes déshydrogénases présentes sur la membrane des bactéries vivantes (Houssou *et al.*, 2018). 40 µl de la solution d'INT ont ainsi été introduits dans chacun des puits de la microplaque. Après métabolisation du glucose, un virage du milieu au rose-rouge, après 30 min de ré-incubation révèle une insuffisance de la concentration du métabolite pour inhiber la croissance bactérienne. Dans le puits non coloré et contenant la plus faible quantité de métabolite secondaire, la concentration de l'extrait correspondant à la CMI (Houssou *et al.*, 2018). La CMI correspond à la concentration du puits non coloré en rouge et dans lequel il y a la plus faible quantité de métabolite secondaire. Les tests ont été répétés en triplicata.

II.2.5.3.3. Détermination des CMB (Concentration minimale Bactéricide) et des CMF (Concentration minimale Fongicide)

Le protocole utilisé est celui préconisé par (Marmonier, 1990 ; Okou, 2012). Un volume de 150µL de milieu (Mueller Hinton Broth) stérile a été introduit dans les puits d'une autre microplaque, elle aussi stérile et différente de celle des CMI. Ensuite nous avons ajouté 50µl d'extrait prélevé dans les puits correspondant aux CMI obtenues. Nous avons prélevé également 50µL d'extrait dans les puits qui ont précédé celles ayant la CMI (ISO standard 20766-1 : 2006). Le contrôle de stérilité a été constitué de 200µL de milieu (Mueller Hinton Broth). Le contrôle positif a été constitué de la Gentamicine/fluconazole, traitée comme les extraits. Le contrôle négatif a été le milieu sans extrait. La CMB ou la CMF a été représenté par le puits correspondant à la plus faible concentration d'extrait qui n'a montré aucune croissance bactérienne visible (CE 1997 ; Okou *et al.*, 2015).

II.2.5.3.4. Signification des rapports CMB/CMI, CMF/CMI

Les rapports CMB/CMI et CMF/CMI ont permis de confirmer, respectivement le caractère bactériostatique ou bactéricide et le caractère fongistatique ou fongicide des extraits d'organes testés. Lorsque ce rapport est supérieur à 4, l'extrait est dit bactériostatique ou fongistatique, respectivement pour les bactéries et les champignons. Si ce rapport est inférieur à 4, l'extrait est considéré comme bactéricide ou fongicide, respectivement pour les bactéries et les champignons (Oussou *et al.*, 2008, Abedini 2013).

NB : CMB/CMI > 4, extrait bactériostatique

CMB/CMI < 4, extrait bactéricide

CMF/CMI > 4, extrait fongistatique

CMF/CMI < 4, extrait fongicide

II.2.6. Analyse des données

II.2.6.1. Variations temporelles des abondances cellulaires et pourcentage d'inhibition

Les variations temporelles des concentrations bactériennes et antifongiques ont été exprimées en unité logarithmique en base 10 (UFC/100 ml) et illustrées sous forme d'histogramme pour les tests sur les cellules planctoniques, à l'aide du tableur Microsoft Excel 2010.

Les pourcentages d'inhibition (PI) des extraits de *Moringa* sur les cellules planctoniques à chaque condition d'expérimentation ont été évalués en utilisant la formule décrite par Weathers et Reed (2014)

$$PI = \left(\frac{N_0 - N_n}{N_0} \right) \times 100$$

Où : N_0 = abondance des cellules bactériennes dans la solution d'eau physiologique (témoin) ;

N_n = abondance bactérienne après action de l'extrait de Moringa.

II.2.6.2. Relations entre les variables

Les degrés de liaisons entre les abondances cellulaires des microorganismes et les durées d'incubation pour chaque condition expérimentale ont été déterminés en utilisant le test de corrélation "*r*" de Spearson. Le traitement des données a été réalisé en utilisant le logiciel de statistique SPSS version 18.0.

Pour les expérimentations réalisées avec les bactéries et levures planctoniques, les relations entre les abondances cellulaires et les différentes concentrations d'extrait de *Moringa* d'une part, et entre abondances cellulaires et différentes gammes de température et d'intensité lumineuse d'autre part, entre les types d'extraits et partie de la plante ont été évaluées par les tests de corrélation de Pearson à chaque période d'incubation.

II.2.6.3. Analyses des variances

Les données relatives aux pourcentage d'inhibition des extraits des organes récoltés dans les localités, les concentrations minimales inhibitrices, bactéricides et fongicides des différents extraits d'organes de plantes ont été soumises à l'analyse des variances. Les comparaisons des moyennes des différents paramètres ont été faite par le test de Duncan au seuil $P < 0,05$. Ces analyses ont été réalisées grâce au logiciel SPSS 18.0.

Les facteurs abiotiques considérés dans la présente étude ont été les concentrations de l'extrait de Moringa, l'intensité lumineuse, la température, la durée d'incubation, les parties de la plante, les différents types d'extraits de plante, tout ceci pour les expérimentations avec les cellules bactériennes et levures planctoniques. Le test de MANOVA pour la hiérarchisation de l'impact de facteurs abiotiques sur la cultivabilité des bactéries et levures a été effectué par le logiciel R.

Les molécules chimiques ont été identifiées à l'aide du logiciel X –Calibur. Ces molécules ont été dessinées par le logiciel Chem Draw.

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

III.1. Résultats

III.1.1. Détermination du rendement des extractions de *Moringa*

Le rendement est la quantité d'extrait obtenue à partir d'une matière végétale. Ce rendement a été calculé (Bssaibis *et al.*, 2009 ; Dinzedi, 2015). Il est exprimé en pourcentage par rapport à la matière sèche (poudre végétale).

Quatre types d'extraits ont été préparés avec les feuilles, graines, écorces de tronc et racines des espèces de *Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala*. Il s'agit de l'extrait de macération à l'eau, de l'extrait décoction à l'eau, de l'extrait de macération à alcool éthanol, et de l'extrait au méthanol. L'extrait de décoction à eau a présenté le rendement le plus élevé au niveau des feuilles (50,3%), suivi de la macération à l'eau (49,06%) au niveau des feuilles également. Les valeurs des rendements de tous les extraits ont été comprises entre 1,42 et 50,3 %. Les aspects macroscopiques des différents extraits ont varié d'une espèce végétale à l'autre et d'une partie de la plante à l'autre, ainsi que d'une région à l'autre. L'ensemble de ces résultats est consigné dans le Tableau V.

Le rendement en extrait méthanolique de *Moringa oleifera* a varié entre (6,7% à 20,33%) les feuilles, graines, écorces de tronc et racines. *Moringa stenopetala* le rendement est compris entre (6% à 24,4%) (Tableau VI).

Tableau V : Rendement en extrait méthanolique des différentes parties de *M. oleifera* et *M. stenopetala*

Espèces	Parties	Rendement (%)	Aspects	Couleur
<i>Moringa stenopetala</i>	Feuilles	24,4	Solide	Verte
	Ecorce racines	13,1	Solide	Marron
	Ecorce tiges	6	Solide	Marron
	Graines	6,5	Solide	Or
<i>Moringa oleifera</i>	Feuilles	20,33	Solide	Verte
	Ecorce racines	9,8	Solide	Marron
	Ecorce tiges	6,7	Solide	Marron
	Graines	15,16	Solide	Or

Tableau VI : Rendement en extrait de macération à l'eau (EME), de l'extrait de décoction à l'eau (EDE) et de l'extrait de macération à l'éthanol (EMA) des différentes parties de *M. oleifera* et *M. stenopetala* issus des localités de Yaoundé et de Maroua

Localités	Espèce	Parties plante	Extraits	Rendement (%)	Aspects	Couleur apparente
Yaoundé	<i>Moringa stenopetala</i>	Graines	EME	12,10	Pâteux	Blanche
			EMA	9,300	Pâteux	Or
		Feuilles	EME	49,06	Solide	Verte
			EDE	50,03	Solide	Verte
			EMA	39,47	Pâteux	Verte
		Ecorce tiges	EME	15,00	Solide	Marron
			EDE	22,34	Collant	Marron
			EMA	6,25	Solide	Marron
		Ecorce racines	EME	12,77	Solide	Marron
			EDE	31,13	Solide	Marron
			EMA	17,20	Collant	Marron
		Yaoundé	<i>Moringa oleifera</i>	Graines	EME	18,60
EMA	15,50				Pâteux	Or
Feuilles	EME			25,00	Collant	Verte
	EDE			27,79	Collant	Verte
	EMA			19,00	Solide	Verte
Ecorce tiges	EME			6,960	Compact	Marron
	EDE			9,000	Compact	Marron
	EMA			1,420	Compact	Marron
Ecorce racines	EME			7,960	Compact	Marron
	EDE			12,55	Cristaux/ Visqueux	Marron
	EMA			6,710	Solide	Marron
Maroua	<i>Moringa oleifera</i>			Graines	EME	20,20
		EMA	17,30		Pâteux	Or
		Feuilles	EME	24,11	Collant	Verte
			EDE	14,97	Collant	Verte
			EMA	15,82	Solide	Verte
		Ecorce tiges	EME	11,61	Compact	Marron
			EDE	9,130	Compact	Marron
			EMA	5,72	Compact	Marron
		Ecorce racines	EME	11,61	Compact	Marron
			EDE	9,13	Compact	Marron
			EMA	5,72	Cristaux/ Visqueux	Marron

III.1.2. Effets des extraits de quelques organes de *Moringa stenopetala* sur des bactéries et levures planctoniques sous diverses températures du milieu

Les figures 16 à 33 illustrent les variations temporelles des abondances cellulaires des espèces bactériennes et levures étudiées. Elles sont exprimées en unité logarithmique de base (UFC/100 mL). Dans l'eau physiologique (NaCl : 0,85%), c'est-à-dire dans les tubes témoins, les densités bactériennes varient peu d'une période d'incubation à l'autre, d'une température à l'autre etc. En présence d'extraits de *Moringa stenopetala*, on note une baisse des abondances des microorganismes en générale. Ces valeurs fluctuent en fonction de la concentration de l'extrait de plante, du type d'extrait, de la partie de la plante, température d'incubation et du temps de contact du microorganisme dans la solution d'extrait de plante.

III.1.2.1. Effets des extraits des tiges sur les bactéries *Escherichia coli*, *Aeromonas. hydrophila*, *Staphylococcus aureus*, *Salmonella typhi* et sur les levures *Candida albicans* et *Candida parasilosis*

III.1.2.1.1- Variation temporelle des abondances de *Escherichia coli*

La Figure 16 montre la variation temporelle des abondances des cellules *E. coli* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; et de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation. Le témoin est constitué de l'eau physiologique (NaCl : 0,85%).

Comparé aux témoins, les abondances cellulaires dans les EMA ont varié entre 4,77 et 2,07 ; 4,16 et 0 ; 3,78 et 0 ; 3,88 et 0 (Log (UFC/100 mL)), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale aux concentrations 1,5 - 2 g/L ; 1- 2 g/L et 1- 2 g/L pendant 9 ou 24h d'incubation, respectivement aux températures 23 °C, 37 °C et 44°C.

Par rapport aux témoins, il en ressort une diminution des abondances des cellules de *Escherichia coli* lorsque la concentration des EDE augmente. Ces abondances ont fluctué entre 8,20 et 0 ; 11,48 et 4,60 ; 11,44 et 4,97 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale aux concentrations 1,5 - 2 g/L pendant 9 ou 24h d'incubation, uniquement à température 7 °C.

De même par rapport aux témoins, les abondances cellulaires dans les différentes concentrations des EME ont diminué de 9,77 à 0 ; 9,85 à 0 ; 7,49 et 0 ; 8,38 à 0 (Log (UFC/100 mL)), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale à la concentration 2 g/L pendant 9 ou 24h d'incubation, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Il apparaît que pour *Escherichia coli* les extraits de macération à l'alcool (EMA) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* semblent être la plus efficace par rapport aux deux autres extraits.

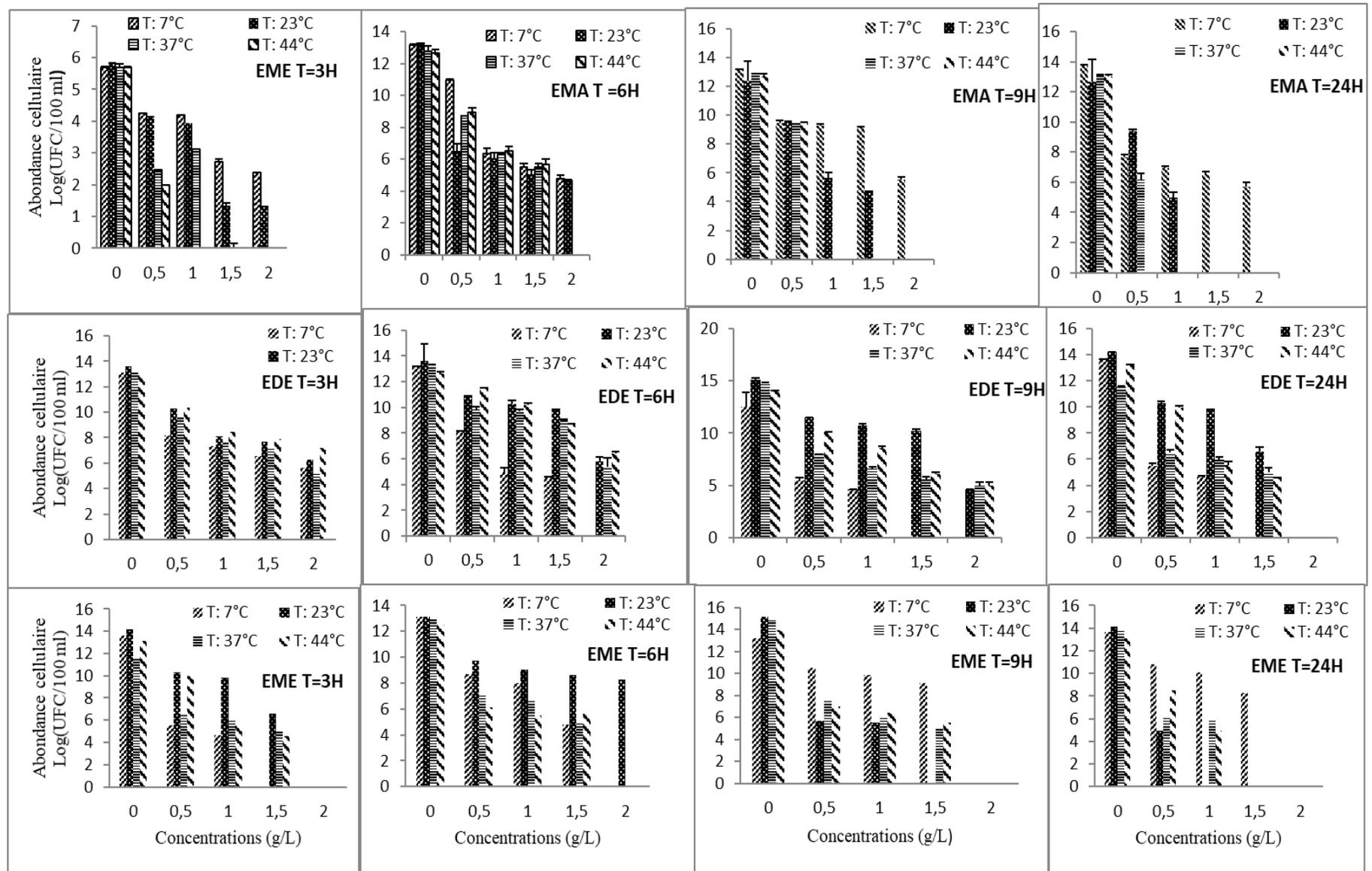


Figure 16 : Variation temporelle des abondances des cellules de *E. coli* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) et à l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

III.1.2.1.2- Variation temporelle des abondances de *Staphylococcus aureus*

La Figure 17 représente la variation temporelle des abondances des cellules de *Staphylococcus aureus* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de tiges *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

Avec les EMA des écorces de tiges, les abondances cellulaires en comparaison aux témoins ont diminué de 3 à 0 ; 3,10 à 0 ; 3,49 à 0 et 3,10 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale aux concentrations 1 - 2 g/L pendant 3h, 9h et 24h d'incubation, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Concernant les EDE, il a été noté que par rapport à la solution témoin une diminution des abondances des cellules de *Staphylococcus aureus* est observée. Ils ont fluctué entre 5,02 et 0 ; 4,86 et 0 ; 4,98 et 0 4,96 et 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. A cet effet, nous observons une baisse des abondances cellulaires aux concentrations 0,5 - 2 g/L aux temps 6 et 9h. En général, une inhibition totale aux concentrations 0,5 - 2 g/L est observée pendant 24h d'incubation, à toutes les températures.

Par ailleurs les EME, les abondances cellulaires par rapport au témoin ont diminué de 4,42 à 0 ; 4,51 à 0 ; 4,03 à 0 et 4,18 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures (7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C). Ces résultats se traduisent par une inhibition totale aux concentrations 1,5-2 g/L pendant 3-24h d'incubation, respectivement aux mêmes températures.

Il en ressort que les extraits de macération à l'alcool (EMA) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* semblent plus efficaces sur les cellules de *Staphylococcus aureus*, par rapport aux EDE et EME.

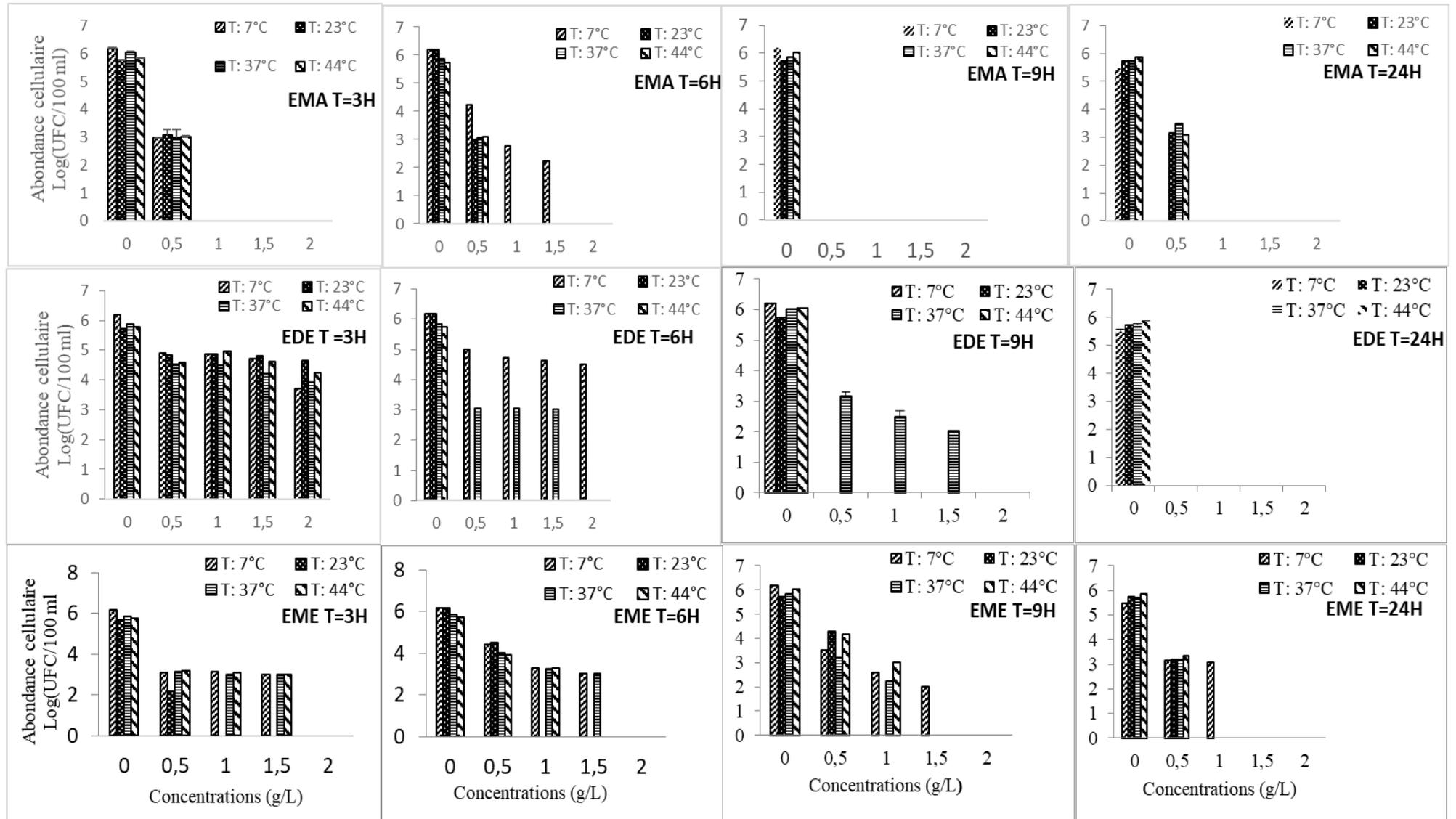


Figure 17 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Staphylococcus aureus* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

III.1.2.1.3- Variation temporelle des abondances de *Salmonella typhi*

La variation temporelle des abondances des cellules de *Salmonella typhi* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de tiges *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation est représentée dans la Figure 18.

Avec une augmentation de la concentration des EMA des écorces de racines, les abondances cellulaires décroissent de 5,24 à 3,30 ; 5,48 à 3,34 ; 5,36 à 3,11 et 5,93 à 3,14 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Nous remarquons en générale une baisse constante des abondances. Mais aucune inhibition totale aux concentrations 0,5 - 2 g/L, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C n'a été obtenue.

Avec les différentes concentrations croissantes des EDE, il a été noté que par rapport aux témoins une diminution des abondances de cellules de *Salmonella typhi*. Elles ont fluctué entre 0 ; 3,66 et 0 ; 4,77 et 0 ; 5,48 et 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une baisse des abondances à toutes les concentrations. Mais nous remarquons une inhibition totale aux concentrations 1,5 - 2 g/L pendant 6 - 9h d'incubation, à toutes les températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Cependant une résistance des cellules bactériennes est observée à la température 44°C après 24h d'incubation.

Quant à l'accroissement de la concentration des EME, on note à l'inverse et par rapport aux témoins, une diminution des abondances cellulaires de 5,34 à 0 ; 5,19 à 0 ; 4,81 à 0 et 5,22 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une baisse importante des abondances aux concentrations 1 - 2 g/L. Ainsi une inhibition totale est enregistrée aux concentrations 1,5 - 2 g/L après 24h d'incubation, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

En guise de conclusion, les extraits de décoction à l'eau (EDE) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* sont largement plus efficaces sur les cellules de *Salmonella typhi*, par rapport aux EMA et EME.

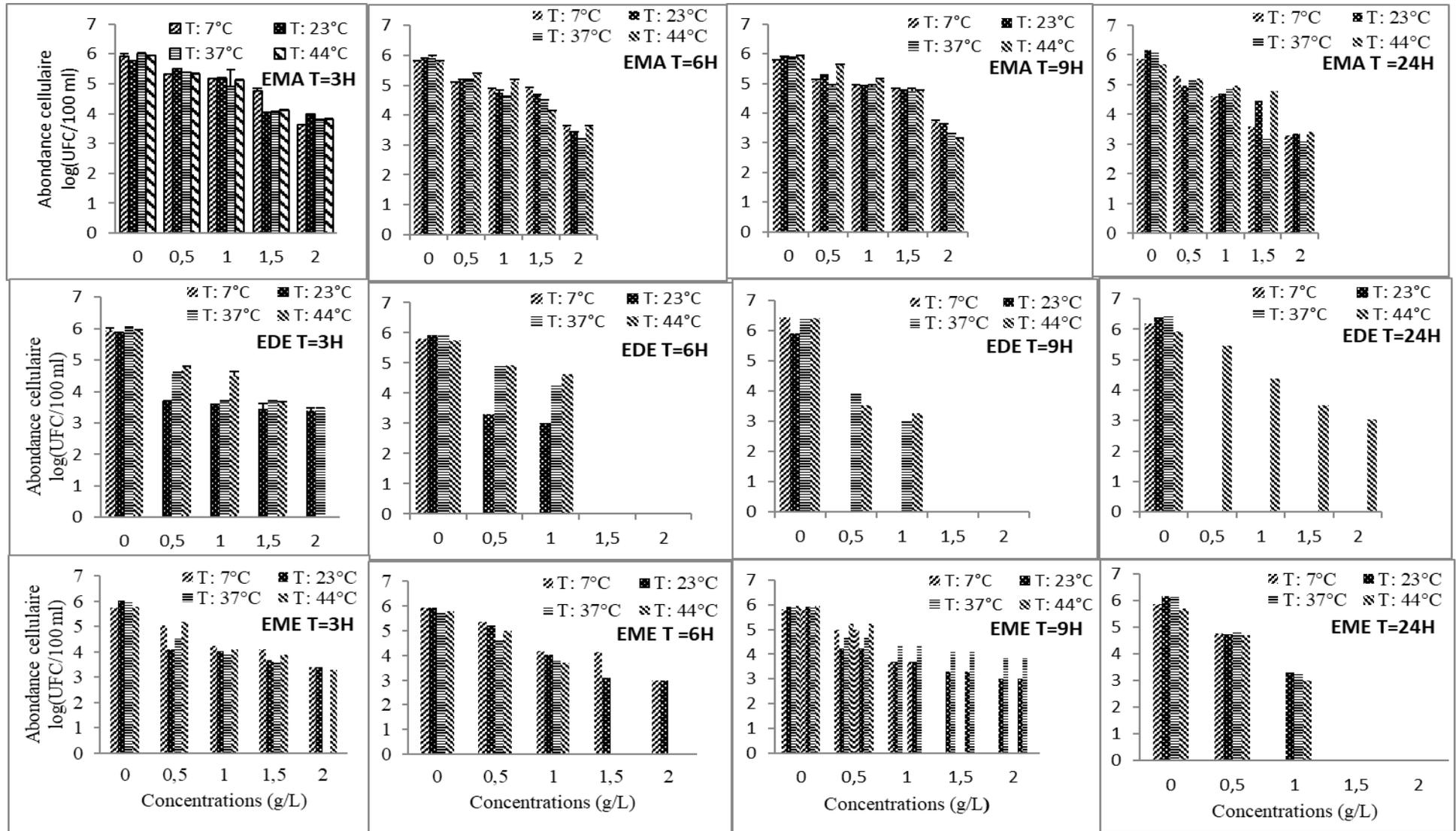


Figure 18 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Salmonella typhi* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

III.1.2.1.4- Variation temporelle des abondances de *Aeromonas hydrophila*

La Figure 19 représente la variation temporelle des abondances des cellules de *Aeromonas hydrophila* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation.

Avec l'accroissement de la concentration des EMA des écorces de tiges, les abondances cellulaires en comparaison aux témoins ont diminué de 4,71 à 4,04 ; 4,47 à 0 ; 4,46 à 3,04 et 4,46 à 3,07 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Pour ces résultats, une inhibition totale est observée à la température 23 °C, aux concentrations 1,5 - 2 g/L pendant 24h d'incubation.

Pour ce qui est des EDE, une diminution des abondances des cellules de *Aeromonas hydrophila* est observée. Elles ont fluctué entre 4,89 et 3,30 ; 5,16 et 3,07 ; 5,26 et 3 ; 5,10 et 3 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats montrent ainsi une baisse constante des abondances. Malgré cette baisse aucune inhibition totale n'a été observé à toutes les conditions de culture.

Quant à l'accroissement de la concentration des EME, les abondances cellulaires par rapport aux témoins ont également diminué de 4,67 à 0 ; 4,97 à 0 ; 4,88 à 0 ; 4,61 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale observée aux concentrations 1,5 -2 g/L après 24h d'incubation, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Il en ressort que les EME d'écorces de tiges de *Moringa stenopetala* semblent mieux agir sur les cellules de *Aeromonas hydrophila*, par rapport aux autres parties de la plante.

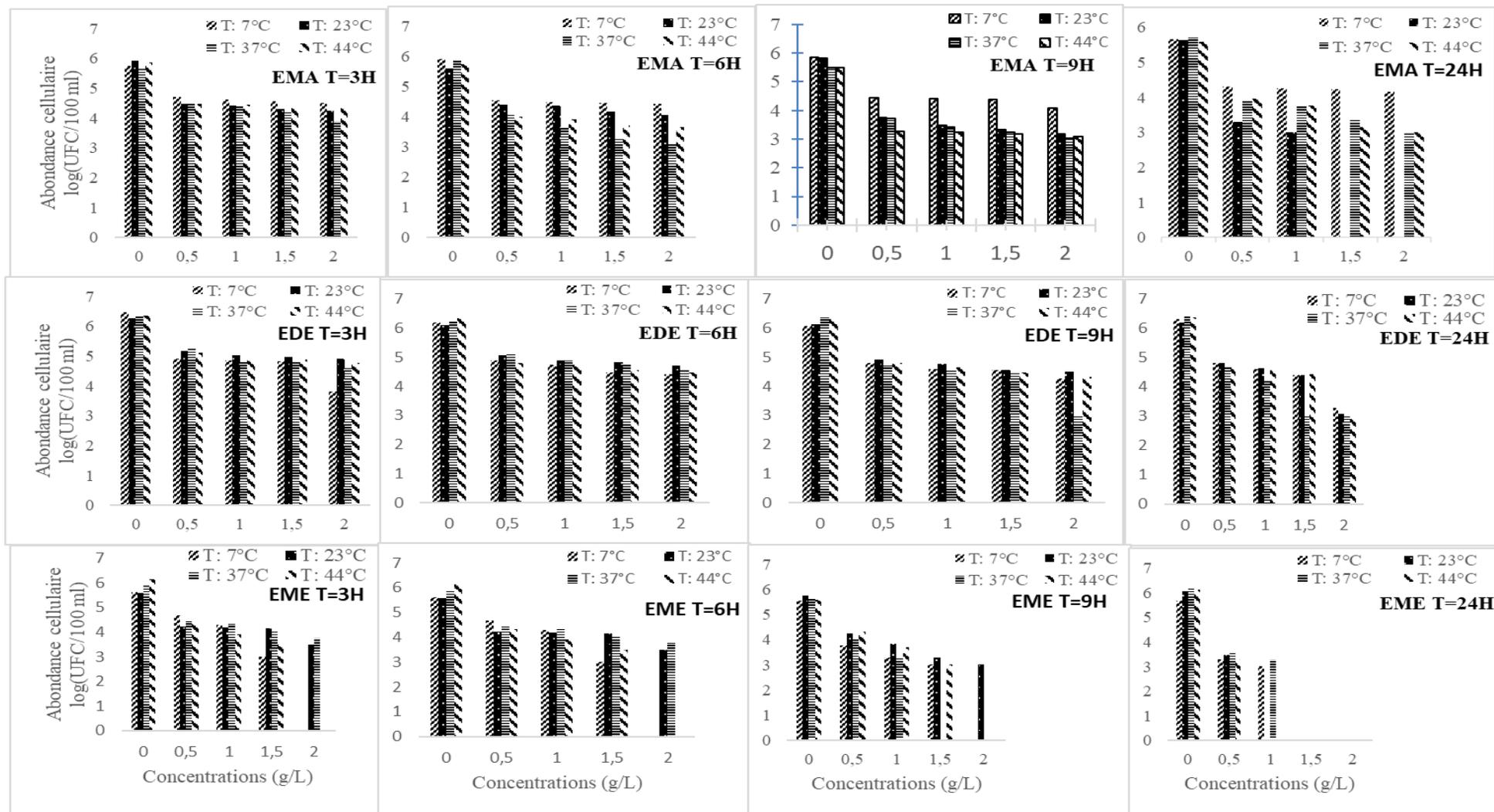


Figure 19 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Aeromonas hydrophila* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

III.1.2.1.5- Variation temporelle des abondances *Candida albicans*

La Figure 20 est une représentation de la variation temporelle des abondances des cellules de *Candida albicans* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation.

Quand la concentration des EMA augmente, on assiste à une diminution des abondances cellulaires de 4,38 à 0 ; 4,5 à 0 ; 4,81 à 0 et 4,98 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Nous avons relevé une résistance des cellules *Candida albicans* au temps 3 - 24h et aux concentrations 0,5 et 1 g/L. Cependant, une inhibition totale de ces abondances fongiques est observée aux concentrations 1,5 - 2 g/L et au temps 6 - 24h d'incubation, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Par rapport à la variation croissante de la concentration des EDE, il apparait une diminution des abondances de ces cellules de *Candida albicans*. Ces abondances ont fluctué entre 3 et 0 ; 4,53 et 0 ; 4,94 et 0 ; 4,61 et 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats par rapport aux témoins se traduisent par une baisse de l'abondance des cellules de *Candida albicans* à toutes les concentrations. Néanmoins il ressort en général, une résistance de ce germe à toutes les concentrations au temps 3 et 6h. Par contre, une inhibition totale aux concentrations 1,5 - 2 g/L pendant 9 h d'incubation est observée.

Quant à l'accroissement de la concentration des EME, les abondances cellulaires par rapport aux témoins ont diminué de 4,35 et 4,36 et 3 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces valeurs ont été parfois nulles. Cependant, une baisse importante des abondances au temps 3- 6h à la concentration 2 g/L est observée. Toute fois après 9 et 24h nous notons une inhibition totale de *Candida albicans* à toutes les concentrations, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Il a été noté que, les extraits de macération à l'eau (EME) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* semblent mieux agir sur les cellules de *Candida albicans*, par rapport au deux autres parties de la plante.

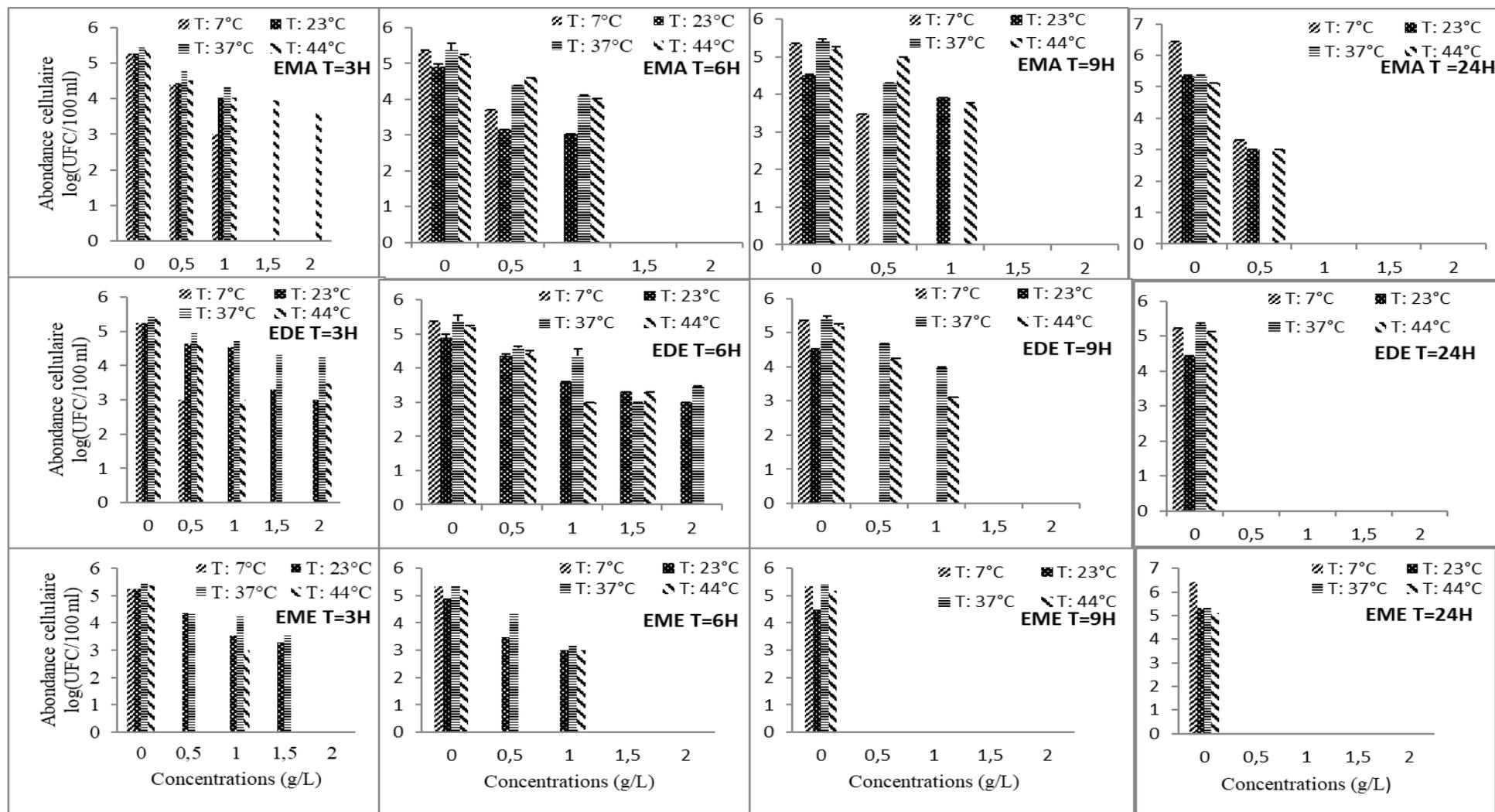


Figure 20 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Candida albicans* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

III.1.2.1.6- Variation temporelle des abondances *Candida parapsilosis*

La Figure 21 représente la variation temporelle des abondances des cellules de *Candida parapsilosis* en fonction de la concentration des extraits éthanoliques (EE) ; de décoction (ED) et de macération (EM) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation. Le témoin est constitué de l'eau physiologique (NaCl : 0,85%).

Comparé aux témoins, les abondances cellulaires dans les EMA ont diminué de 3,25 à 0 ; 4,48 à 0 ; 5,18 à 0 et 4,64 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats montrent que à 44°C après 3 - 6h d'incubation, aucune inhibition totale de ces abondances fongiques n'est relevée à toutes les concentrations. Par contre partir de 9- 24h, aux concentrations 1,5 et 2 g/L nous enregistrons une inhibition totale de ces abondances fongiques, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Par rapport aux témoins, il apparaît une diminution des abondances des cellules de *Candida parapsilosis* lorsque la concentration des EDE augmente. Ces abondances ont fluctué entre 3 et 0 ; 4,69 et 0 ; 4,51 et 0 ; 4,61 et 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Néanmoins, aucune inhibition totale après 3h d'incubation n'est observée. Par contre à partir de 6 et 9h aux concentrations 1,5 - 2 g/L cette inhibition devient totale, à toutes les températures d'incubation.

De même par rapport aux témoins, les abondances cellulaires dans les différentes concentrations des EME ont diminué de 3 à 0 ; 4,27 à 0 ; 4,27 à 0 ; 3 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale de *Candida parapsilosis* à toutes les concentrations, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Il en ressort que, les extraits de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* semblent être la plus efficace *Candida parapsilosis* par rapport aux extraits de macération à l'alcool (EMA).

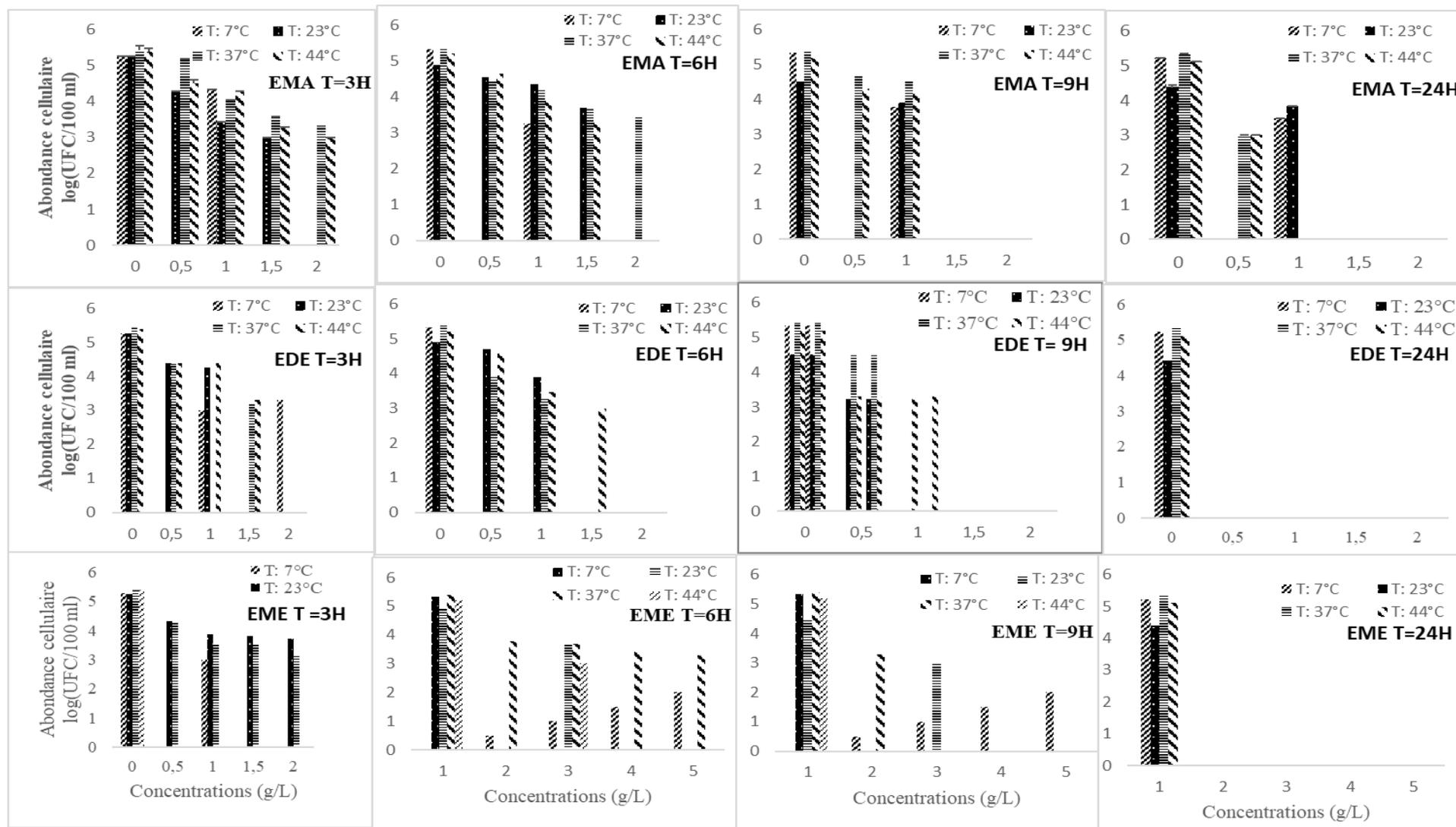


Figure 21 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Candida parapsilosis* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) de tiges de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

III.1.2.2. Effets des extraits des feuilles sur les bactéries *E. coli*, *A. hydrophila*, *S. aureus*, *S. typhi* et sur les levures *Candida albicans* et *C. parasilosis*

III.1.2.2.1-Variation temporelle des abondances des cellules de *Escherichia coli*

La variation temporelle des abondances des cellules de *E. coli* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des feuilles de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation est présenté à la Figure 22.

Comparé aux témoins [l'eau physiologique (NaCl : 0,85%)], les abondances cellulaires dans les EMA ont diminué de 4,17 à 0 ; 5,12 à 0 ; 4,94 à 0 ; 4,94 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale aux concentrations 0,5 - 2 g/L pendant 9h uniquement aux températures 37 °C et 44°C. Mais après 24h d'incubation une inhibition totale aux concentrations 1,5 - 2 g/L, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Par rapport aux témoins, nous relevons une diminution des abondances des cellules de *Escherichia coli* lorsque la concentration des EDE de feuille augmente. Ces abondances ont fluctué entre 5,28 et 3,22 ; 5,12 et 3,23 ; 5,24 et 3,77 ; 5,24 et 4,05 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C ; traduisant ainsi une inhibition totale à toutes les concentrations, températures et temps d'incubation.

Les abondances cellulaires dans les différentes concentrations des EME, par comparaison aux témoins, ont diminué de 4,86 à 3,30 ; 4,70 à 0 ; 5,26 à 0 ; 4,92 à 0 (Log (UFC/100 mL)), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale aux la concentrations 1,5- 2 g/L, à la température 44°C après 6h. Il apparait une inhibition totale de ces abondances aux concentrations 0,5- 2 g/L entre 9 ou 24h d'incubation, respectivement aux températures 23 °C, 37 °C et 44°C.

Il a été noté que pour *Escherichia coli* les extraits de décoction à l'eau (EDE) des feuilles de *Moringa stenopetala* semblent plus efficaces, par rapport aux extraits où nous n'avons relevé aucune inhibition totale à toutes les conditions.

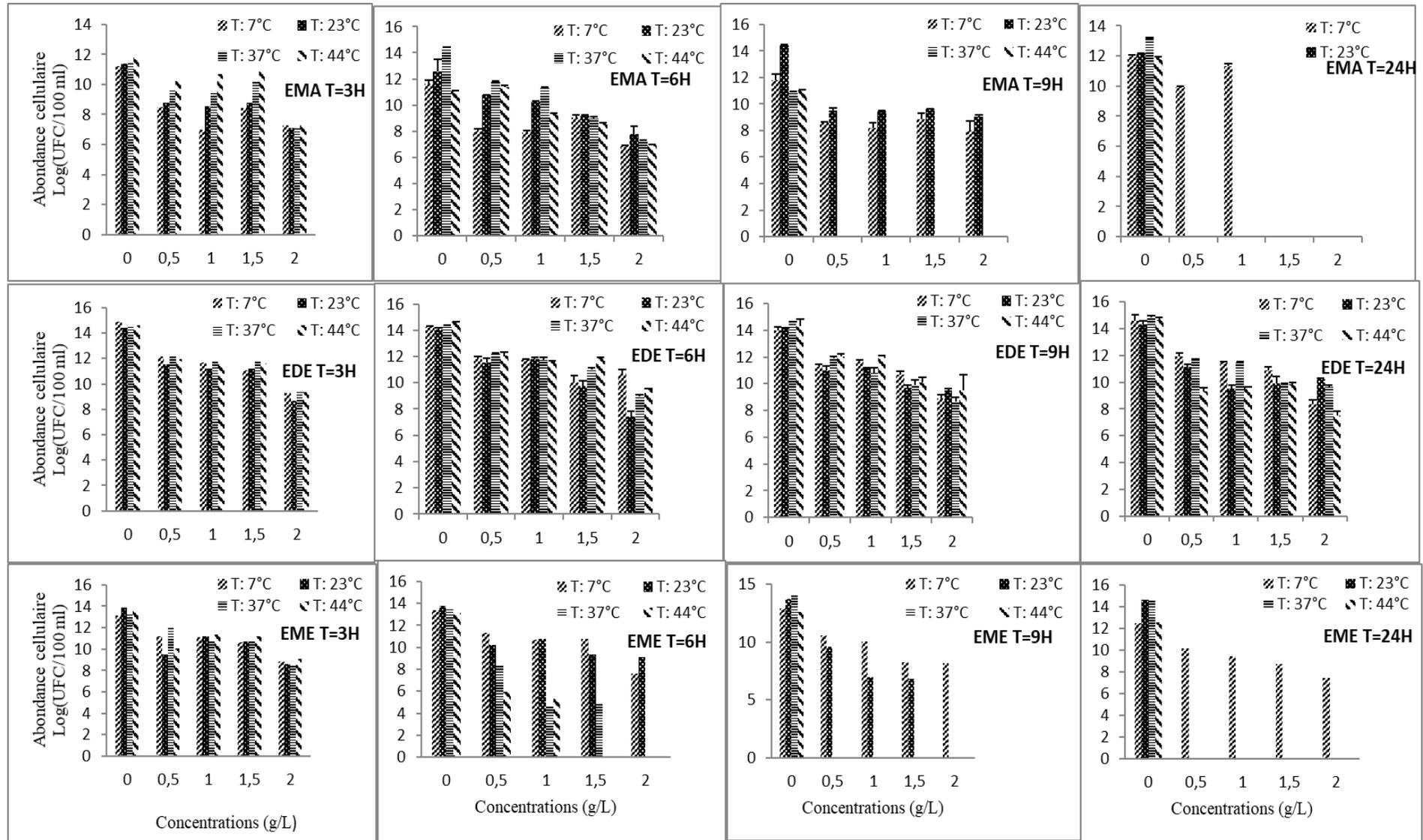


Figure 22 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Escherichia coli* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) de feuilles de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

III.1.2.2.2-Variation temporelle des abondances des cellules de *Staphylococcus aureus*

La variation temporelle des abondances des cellules de *Staphylococcus aureus* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des feuilles *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation est représentée dans la Figure 23.

Avec l'augmentation de la concentration des EMA des écorces des feuilles, les abondances cellulaires en comparaison aux témoins ont diminué de 4,48 à 2,99 ; 4,74 à 0 ; 4,90 à 0 ; 4,90 à 3 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale aux concentrations 1 - 2 g/L après 3 - 24h d'incubation, uniquement aux températures 23 °C et 37°C.

Concernant l'augmentation de la concentration des EDE, il a été noté que par rapport au témoin une diminution des abondances des cellules de *Staphylococcus aureus*. Elles ont fluctué entre 4,18 et 0 ; 4,90 et 0 ; 4,41 et 0 ; 4,70 et 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. En général, une inhibition totale après 3h d'incubation est observée uniquement aux températures 7 °C et 37 °C. Cette inhibition totale des abondances correspond aux temps d'incubation 9 et 24h, et les concentrations 1 - 2 g/L.

Concernant par ailleurs les EME, les abondances cellulaires par rapport au témoin ont diminué de 4,70 à 3,01 ; 4,93 à 3,01 ; 4,70 à 0 et 4,42 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale à la concentration 2 g/L, après 24h d'incubation, respectivement aux températures 37 °C et 44°C.

Il en ressort que les extraits de décoction à l'eau (EDE) des écorces de feuilles de *Moringa stenopetala* semblent plus efficaces sur les cellules de *Staphylococcus aureus*, par rapport aux EDE et EME.

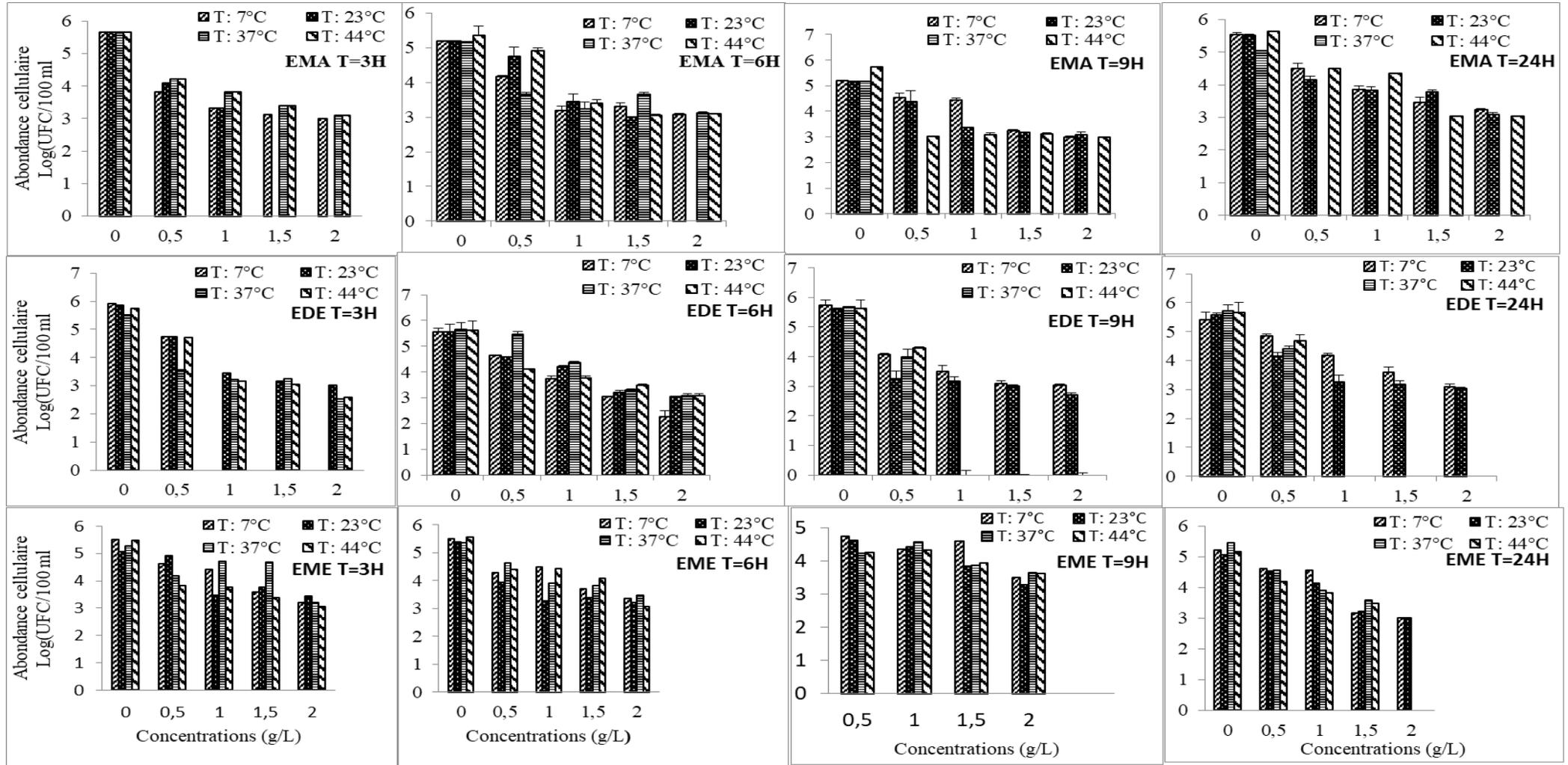


Figure 23 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Staphylococcus aureus* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA); de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) de feuilles de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

III.1.2. 2.3-Variation temporelle des abondances des cellules de *Salmonella typhi*

La Figure 24 représente la variation temporelle des abondances des cellules de *Salmonella typhi* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de feuilles *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation.

Avec l'accroissement de la concentration des EMA des écorces de tiges, les abondances cellulaires en comparaison aux témoins ont diminué de 5,78 à 3,01 ; 5,78 à 0 ; 5,81 à 0 et 5,74 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats témoignent de la baisse des abondances en fonction du temps. Mais une inhibition totale est remarquée aux concentrations 1-2 g/L après 24h respectivement aux températures 23 °C, 37 °C et 44°C.

Concernant les EDE, il apparaît que par rapport au témoin une diminution des abondances des cellules de *Salmonella typhi*. Elles ont fluctué entre 6,06 et 4,70 ; 6,06 et 4,30 ; 6,13 et 4,30 ; 6,14 et 4,28 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Il a été noté qu'en générale une légère baisse des abondances par rapport au control. Cependant aucune inhibition totale n'a été noté à toutes les concentrations, températures et temps d'incubation.

Contrairement à l'accroissement de la concentration des EME, les abondances cellulaires par rapport aux témoins ont diminué de 5,45 à 0 ; 5,45 à 0 ; 5,65 à 0 et 5,35 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale aux la concentrations 1- 2 g/L, après 24h., respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Ainsi, les extraits de macération à l'eau (EME) des écorces de feuilles de *Moringa stenopetala* semblent plus efficaces sur les cellules de *Salmonella typhi*, par rapport aux EDE et EMA.

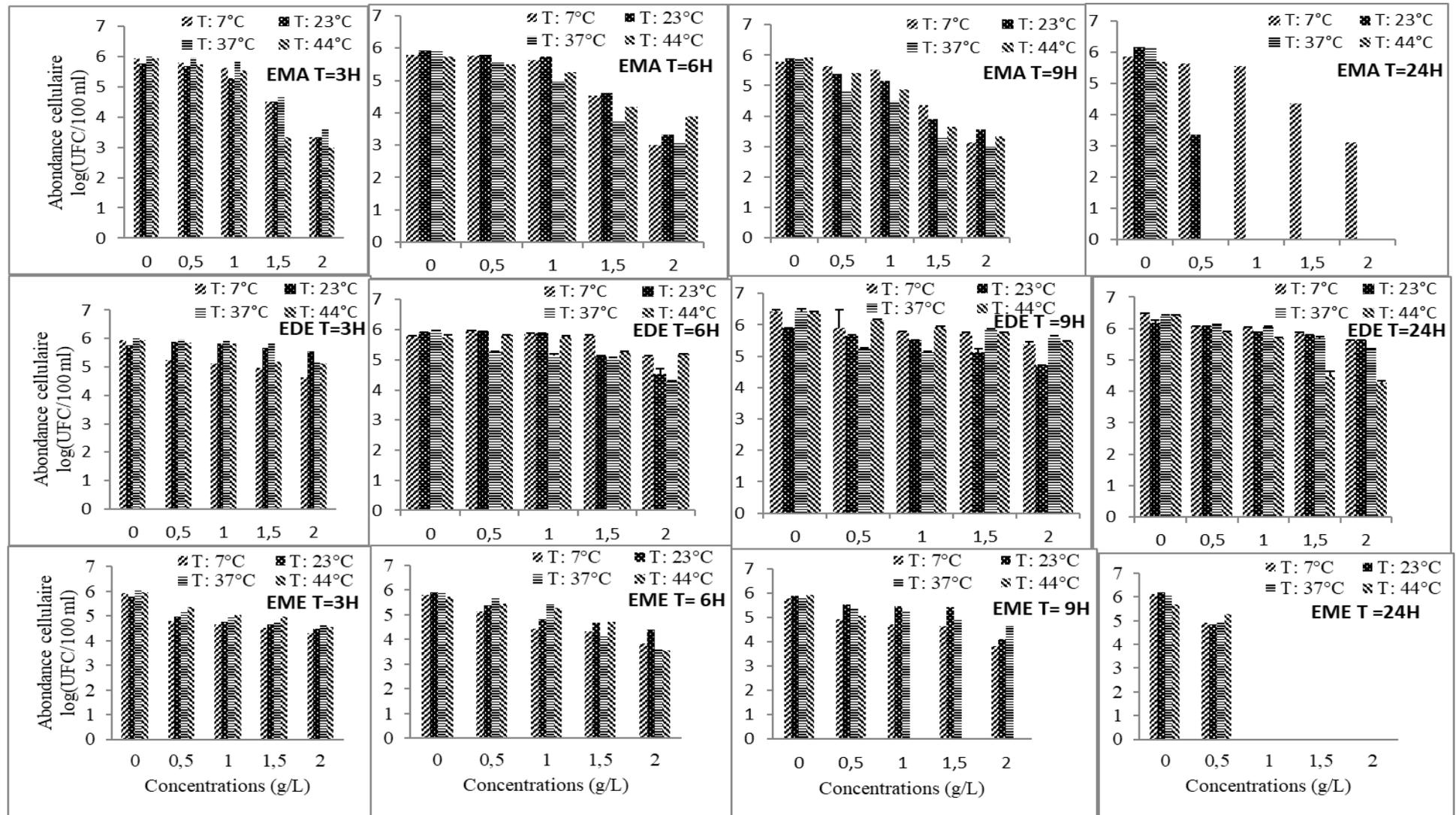


Figure 24 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Salmonella typhi* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) de feuilles *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation.

III.1.2.2.4-Variation temporelle des abondances des cellules de *Aeromonas hydrophila*

La variation temporelle des abondances des cellules de *Aeromonas hydrophila* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des feuilles *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation est représentée dans la Figure 25.

Avec l'augmentation de la concentration des EMA des écorces des feuilles, les abondances cellulaires en comparaison aux témoins ont diminué de 4,53 à 0 ; 5,04 à 0 ; 4,42 à 0 et 5,54 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Il en ressort une résistance des cellules à la température 44°C après 3h. Par contre, une inhibition totale est obtenue à la concentration 2 g/L pendant 24h et à toutes les températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Avec l'accroissement de la concentration des EDE, nous relevons par rapport aux témoins une diminution des abondances des cellules de *Aeromonas hydrophila*. Ils ont fluctué entre 6,28 et 3,12 ; 6,01 et 3,12 ; 6,35 et 3,20 ; 6,23 et 3,07 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Il a été noté qu'en générale une baisse de ces abondances en fonction du temps d'incubation. Mais aucune inhibition totale à toutes les concentrations et températures n'a été observé.

Concernant par ailleurs les EME, les abondances cellulaires en comparaison aux témoins ont diminué de 5,50 à 3,39 ; 5,55 à 0 ; 5,59 à 0 et 5,74 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une baisse générale de ces abondances à toutes les températures et en fonction du temps. Mais une inhibition totale est relevée aux concentrations 1- 2 g/L, aux températures 23 °C, 37 °C 44°C après 24h.

En effet, les extraits de macération à l'eau (EME) des feuilles de *Moringa stenopetala* semblent plus efficaces sur les cellules de *Aeromonas hydrophila*, par rapport aux autres parties de la plante.

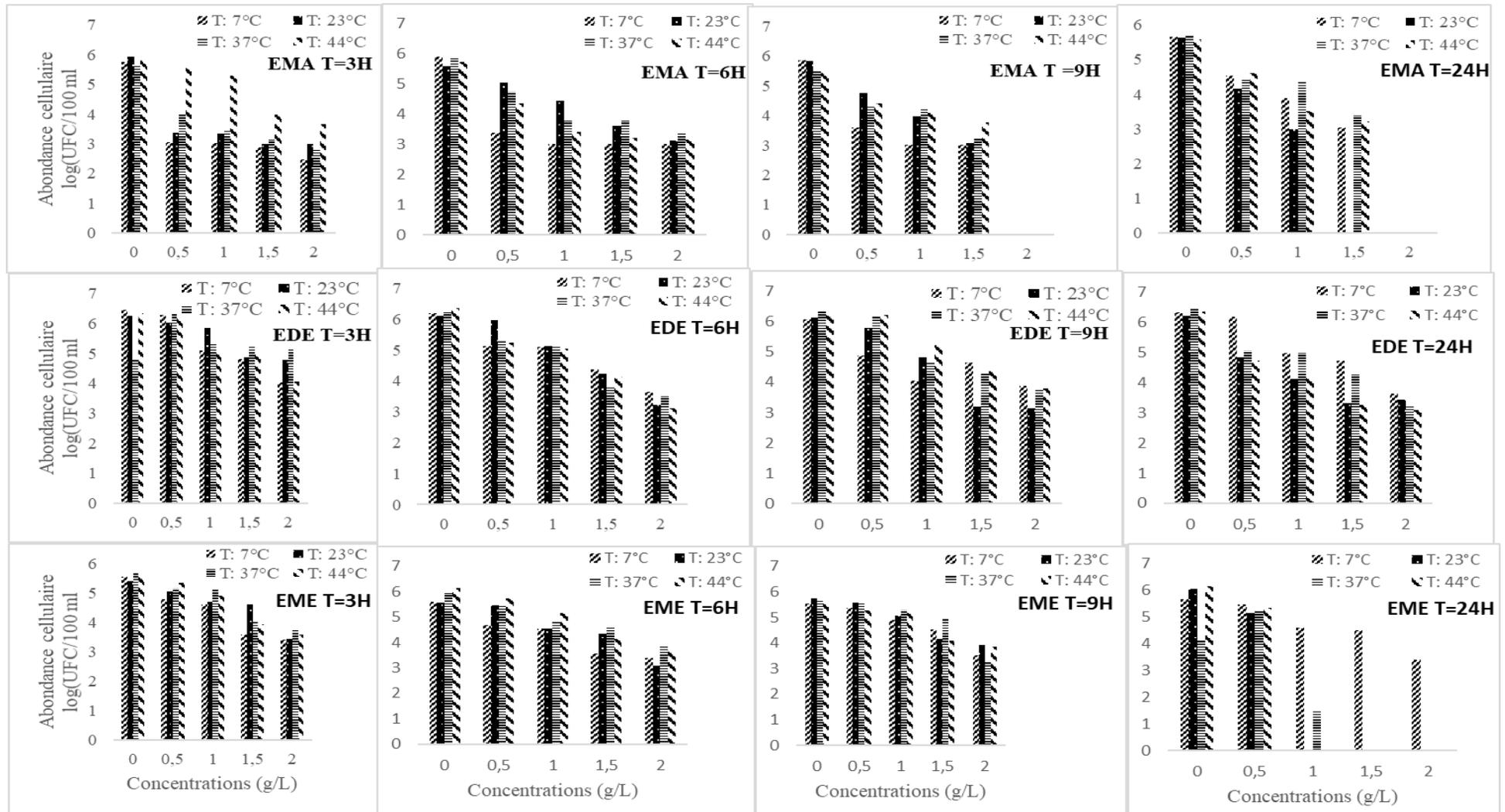


Figure 25 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Aeromonas hydrophila* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) de feuilles *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

III.1.2.2.5-Variation temporelle des abondances des cellules de *Candida albicans*

La variation temporelle des abondances des cellules de *Candida albicans* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des feuilles de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation est représentée par la Figure 26.

Lorsque la concentration des EMA augmente, on assiste à une diminution des abondances cellulaires de 3,60 à 0 ; 3,47 à 0 ; 3 à 0 et 3 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent après 3h par rapport au témoin à une inhibition totale à la température 23 °C et une résistance des cellules aux températures 37 et 44°C. Par contre après 6h, une inhibition remarquable à toutes les concentrations et températures d'incubations est notée.

Par rapport à la variation croissante de la concentration des EDE, il apparait dans le milieu une diminution des abondances de ces cellules de *Candida albicans*. Ces abondances ont fluctué entre 2,84 et 2 ; 2,30 et 0 ; 2,47 et 0 ; 4,51 et 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Il apparait en générale une baisse des abondances fongiques par rapport au control, mais entre 3 - 24h aucune inhibition totale n'a été relevée à toutes les concentrations et températures d'incubation.

Quant à l'accroissement de la concentration des EME, les abondances cellulaires par rapport aux témoins ont diminué de 4,67 à 0 ; 3,26 à 0 ; 3,65 à 0 et 3,91 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Cependant une inhibition totale à la concentration 0,5 g/L est observée après 6h. La même inhibition totale est noté à la concentration 2 g/L aux temps 3, 9 et 24h d'incubation, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Il ressort que, les extraits de macération à l'alcool (EMA) des feuilles de *Moringa stenopetala* semblent mieux agir sur les cellules de *Candida albicans*, par rapport au deux autres parties de la plante.

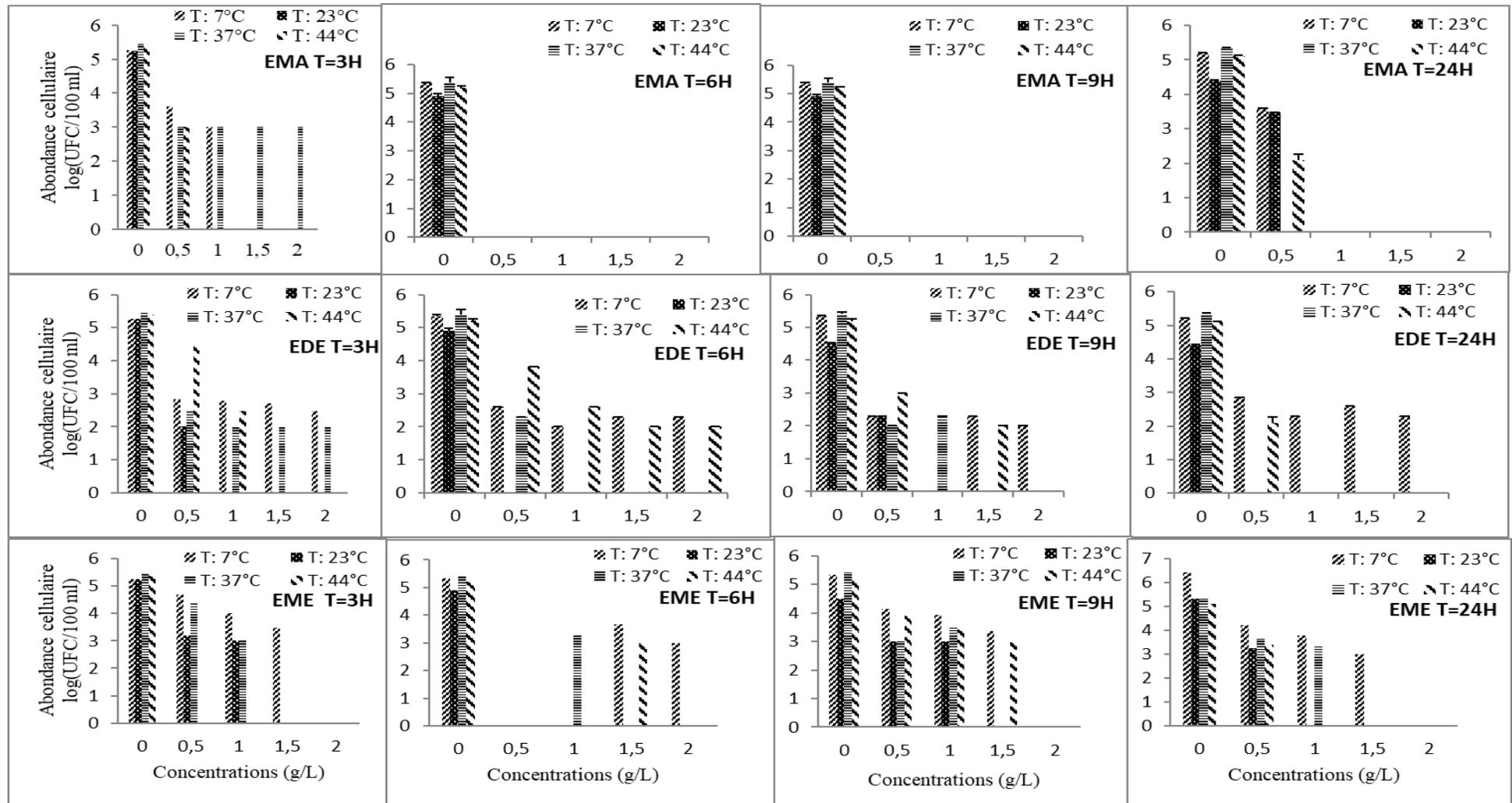


Figure 26 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Candida albicans* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) de feuille de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation.

III.1.2.2.6-Variation temporelle des abondances des cellules de *Candida parapsilosis*

La Figure 27 représente la variation temporelle des abondances des cellules de *Candida parapsilosis* en fonction de la concentration des extraits éthanoïques (EE) ; de décoction (ED) et de macération (EM) des feuilles de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation.

Comparé aux témoins, les abondances cellulaires dans les EMA ont diminué de 3,60 et 2 ; 3,71 et 0 ; 3,60 et 0 ; 3,30 et 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Cependant, aucune inhibition totale n'a été relevée à toutes les concentrations aux temps 3 - 9h. C'est à partir de 24h d'incubation que l'inhibition totale aux concentrations 1,5 et 2 g/L et correspondant aux températures d'incubations 23 °C et 44°C.

Avec les EDE, nous relevons par rapport au témoin, une diminution des abondances de cellules de *Candida parapsilosis*. Ils ont varié entre 4 et 0 ; 3,30 et 0 ; 3 et 0 ; 3,95 et 0 (Log (UFC/100 mL)), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. A la concentration 0,5 g/L aucune inhibition totale de *Candida parapsilosis* sauf à 37 °C au temps 3 et 9h d'incubation n'est observée. Cependant, à partir de 3 - 24h, une inhibition totale a été relevée aux concentrations 1 - 2 g/L.

De même par rapport aux témoins, les abondances cellulaires dans les différentes concentrations des EME ont diminué de 3 à 0 ; 4,27 à 0 ; 4,27 à 0 ; 3 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale de *Candida parapsilosis* à toutes les concentrations, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Concernant également les EME, les abondances cellulaires ont diminué de 3,69 à 0 ; 4,01 à 0 ; 4,61 à 0 et 3,84 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Aucune inhibition totale aux concentrations 0,5 - 1,5 g/L n'a été obtenue. Par contre à la concentration 2 g/L correspondant aux temps 6 et 9h d'incubation cette inhibition totale est observée.

Il en ressort que, les extraits de décoction à l'eau (EDE) des feuilles de *Moringa stenopetala* semblent être la plus efficace sur les cellules de *Candida parapsilosis* par rapport aux extraits des autres parties de la plante

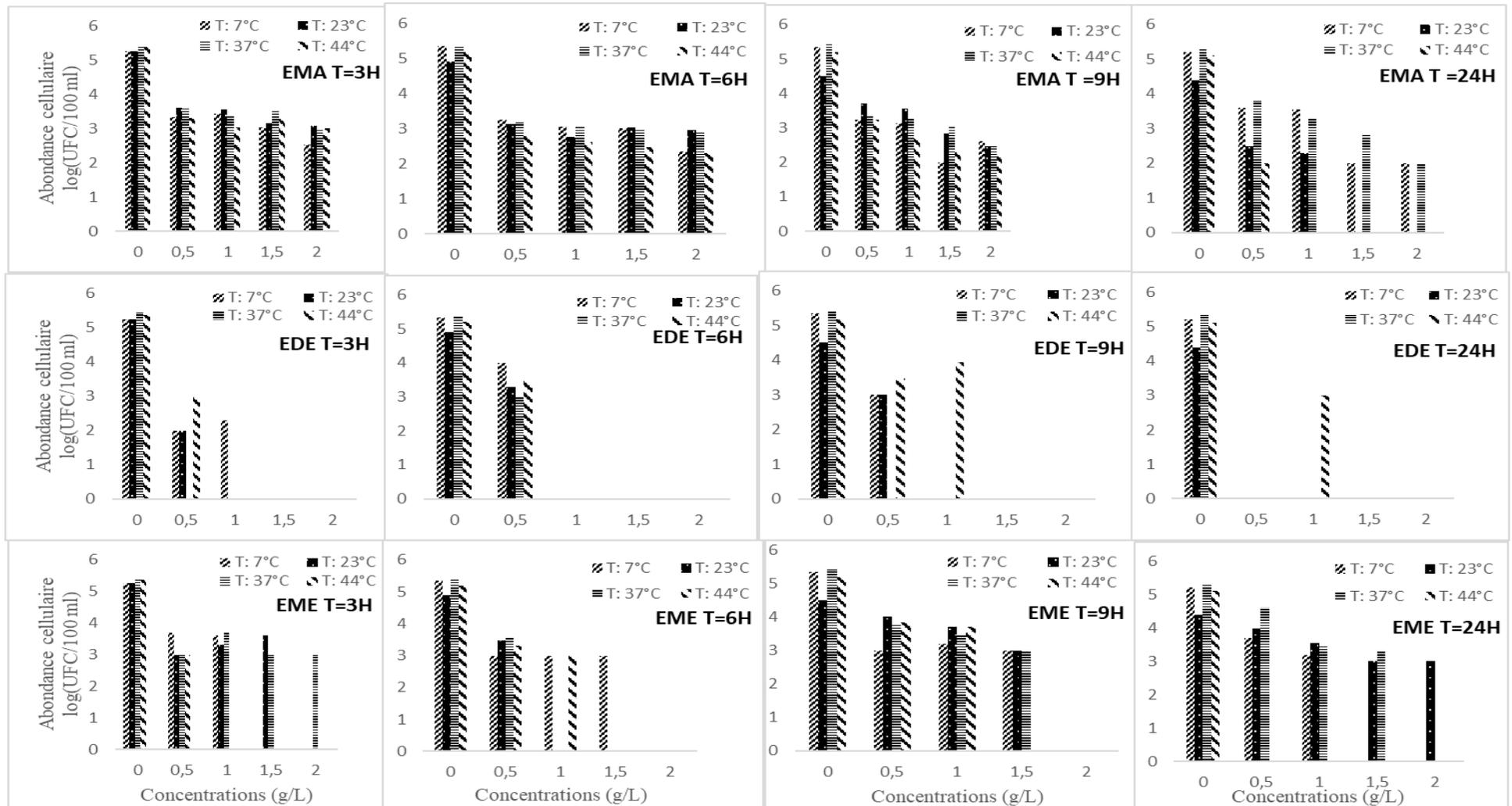


Figure 27 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Candida parapsilosis* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) de feuilles de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation.

III.1.2.3-Effets des extraits des écorces de racines sur les bactéries *E. coli*, *A. hydrophila*, *S. aureus*, *S. typhi* et sur les levures *Candida albicans* et *C. parasilosis*

III.1.2.3.1-Variation temporelle des abondances des cellules de *E. coli*

La variation temporelle des abondances des cellules de *E. coli* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation est présentée à la Figure 28.

Par comparaison aux différentes solutions témoins [eau physiologique (NaCl : 0,85%)], les abondances cellulaires dans les EMA des écorces ont diminué de 4,72 à 0 ; 4,73 à 0 ; 4,79 à 0 ; 4,89 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures d'incubations 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats expriment ainsi une inhibition totale aux concentrations 1,5 - 2 g/L après 24h d'incubation, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Pour ce qui est des EDE, nous relevons par rapport aux témoins une diminution des abondances des cellules de *Escherichia coli* lorsque la concentration de ces extraits augmente. Cette diminution des abondances a fluctué entre 4,78 et 3,35 ; 4,69 et 0 ; 4,53 et 0 ; 4,59 et 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux mêmes températures d'incubation 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Les résultats traduisent ainsi une inhibition totale particulière aux concentrations 1,5 - 2 g/L pendant 9 ou 24h d'incubation, respectivement aux températures 23 °C, 37 °C et 44°C.

Les abondances cellulaires dans les différentes concentrations des EME, par comparaison aux témoins, ont diminué de 5,46 à 0 ; 5,46 à 0 ; 5,43 à 0 ; 5,43 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ainsi, l'inhibition cellulaire totale est observée avec les concentrations 0,5 - 2 g/L qui correspondent respectivement aux températures 23 °C, 37 °C et 44°C. Par ailleurs, une baisse spectaculaire de ces abondances a été notée à la concentration 2 g/l à toutes les températures et aux temps 9 et 24h.

Nous pouvons dire que pour *Escherichia coli* les extraits de macération à l'alcool (EMA) des écorces de racines de *Moringa stenopetala* semblent être plus efficaces, par rapport aux autres extraits

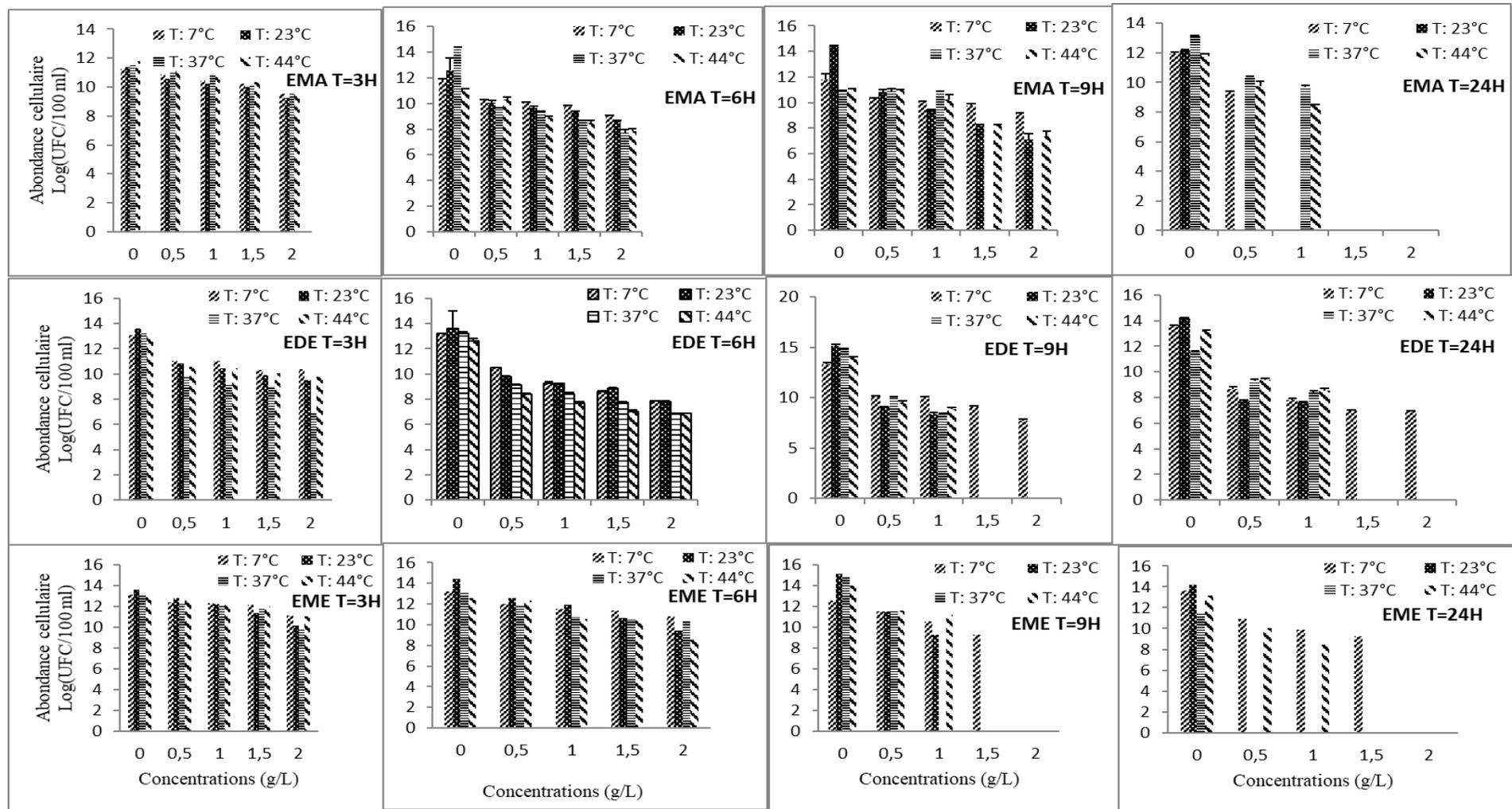


Figure 28 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Escherichia coli* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de racine de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation.

III.1.2.3.2-Variation temporelle des abondances des cellules de *Staphylococcus aureus*

La variation temporelle des abondances des cellules de *Staphylococcus aureus* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de racines *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation est représentée dans la Figure 29.

Une augmentation de la concentration des EMA des écorces de racines se traduit par rapport aux témoins à une diminution des abondances cellulaires de 4,63 à 4,07 ; 4,62 à 0 ; 4,65 à 0 ; 4,61 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent également par une inhibition totale aux concentrations 1,5 - 2 g/L après 24h d'incubation, respectivement aux températures 23 °C, 37 °C et 44°C.

Pour ce qui est l'augmentation de la concentration des EDE. Il en ressort que par rapport au témoin une diminution des abondances des cellules de *Staphylococcus aureus*. Elles ont varié entre x et 0 ; 3 et 0 ; 3 et 0 (Log (UFC/100 mL)), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale spectaculaire des abondances ceci à toutes les concentrations 0,5 - 2 g/L, aux temps 3 - 24h d'incubation, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Quant à l'augmentation de la concentration des EME, on note à l'inverse et par rapport aux témoins, une diminution des abondances cellulaires de 5,75 à 3 ; 5,02 à 3 ; 5,03 à 3,02 et 4,66 à 3,10 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une baisse des abondances. Cependant aucune inhibition totale a été noté à toutes les températures et concentrations d'extraits.

Il en ressort que les extraits de décoction à l'eau (EDE) des écorces de racines de *Moringa stenopetala* sont largement plus efficaces sur les cellules de *Staphylococcus aureus*, par rapport aux EMA et EME.

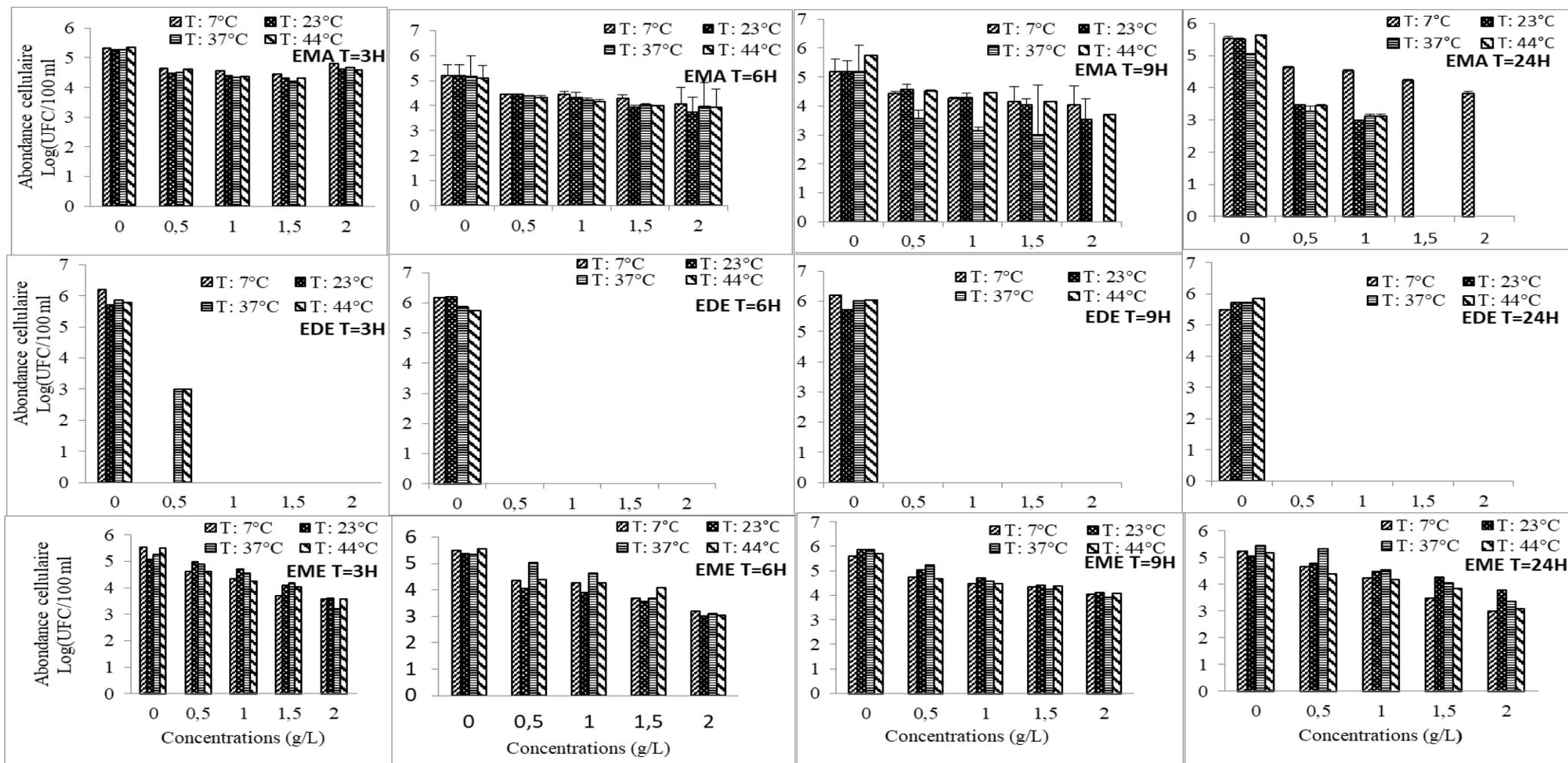


Figure 29 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Staphylococcus aureus* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de racine de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

III.1.3.3.3-Variation temporelle des abondances des cellules de *Salmonella typhi*

La Figure 30 représente la variation temporelle des abondances des cellules de *Salmonella typhi* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de racines de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation.

Avec l'accroissement de la concentration des EMA des écorces de racines, les abondances cellulaires en comparaison aux témoins ont diminué de 5,40 à 4,17 ; 5,58 à 0 ; 5,72 à 0 ; 5,83 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une baisse successive des abondances aux concentrations 0,5 - 2 g/L après 24h. Mais une inhibition totale est relevée aux concentrations 1 - 2 g/L après 24h d'incubation, respectivement aux températures 23 °C, 37 °C et 44°C.

Pour ce qui est des EDE, une diminution des abondances des cellules de *Salmonella typhi* est observée. Elles ont fluctué entre 4,04 et 0 ; 4,53 et 0 ; 4,73 et 0 ; 4,91 et 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats montrent ainsi une baisse des abondances aux temps 3- 9h. Cependant une inhibition totale est enregistrée aux concentrations 1,5 - 2 g/L pendant 9 - 24h d'incubation, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Quant à l'accroissement de la concentration des EME, les abondances cellulaires par rapport aux témoins ont diminué de 5,55 à 0 ; 5,56 à 0 ; 5,53 à 3,60 ; 5,92 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale enregistrée à la concentration 2 g/L, respectivement aux températures 7 °C et 44°C et après 24h d'incubation.

Il en ressort que les EDE d'écorces de racines de *Moringa stenopetala* semblent mieux agir sur les cellules de *Salmonella typhi*, par rapport au deux autres parties de la plante.

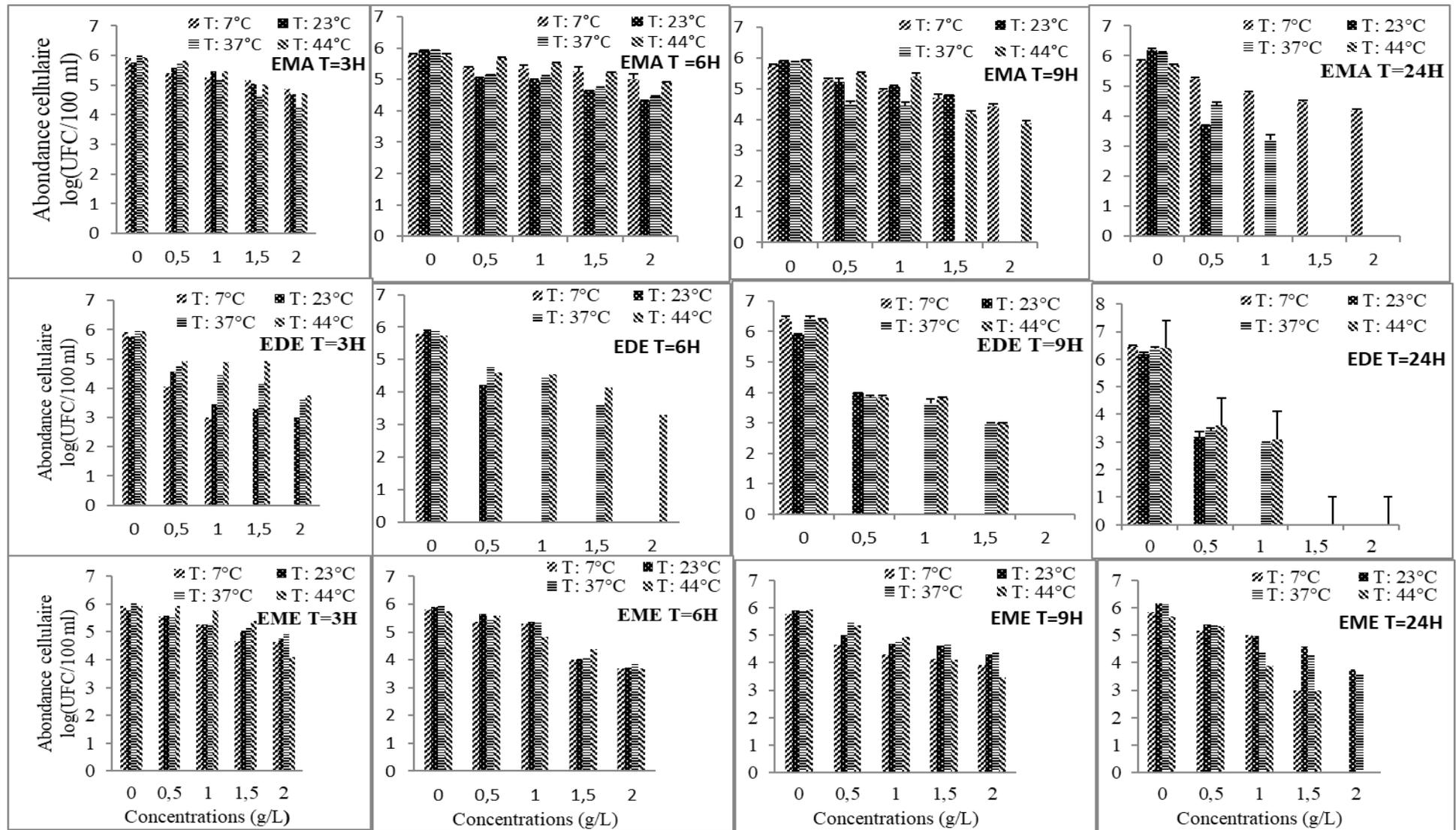


Figure 30 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Salmonella typhi* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de racine de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

III.1.2.3.4-Variation temporelle des abondances des cellules de *Aeromonas hydrophila*

La Figure 31 représente la variation temporelle des abondances des cellules de *Aeromonas hydrophila* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de racines de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation.

Avec l'accroissement de la concentration des EMA des écorces de racines, les abondances cellulaires ont plutôt diminué de 5,70 à 5,05 ; 5,72 à 4,13 ; 5,75 à 3,90 et 5,75 à 3,30 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Une baisse en général des abondances est observée par rapport au control. Aucune inhibition totale n'est notée à toutes les concentrations respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Par rapport à la variation croissante des EDE, il apparait une diminution des abondances de cellules de *Aeromonas hydrophila*. Ces abondances ont fluctué entre 4,78 et 0 ; 5,15 et 3,80 ; 4,86 et 0 ; 4,99 et 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une diminution générale des abondances aux concentrations 1 - 2 g/L. Mais une inhibition totale est enregistrée aux 1,5 - 2 g/L pendant 9 ou 24h d'incubation, respectivement aux températures 37 °C et 44°C.

Quant à l'accroissement de la concentration des EME, les abondances cellulaires par rapport aux témoins ont diminué de 4,67 à 3 ; 4,63 à 3,32 ; 4,69 à 0 et 4,61 à 3,41 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Cependant, une inhibition totale n'est observée qu'à la concentration 2 g/L, uniquement à la température 37 °C.

Il a été noté que les EDE d'écorces de racines de *Moringa stenopetala* semblent mieux agir sur les cellules de *Aeromonas hydrophila*, par rapport au deux autres parties de la plante.

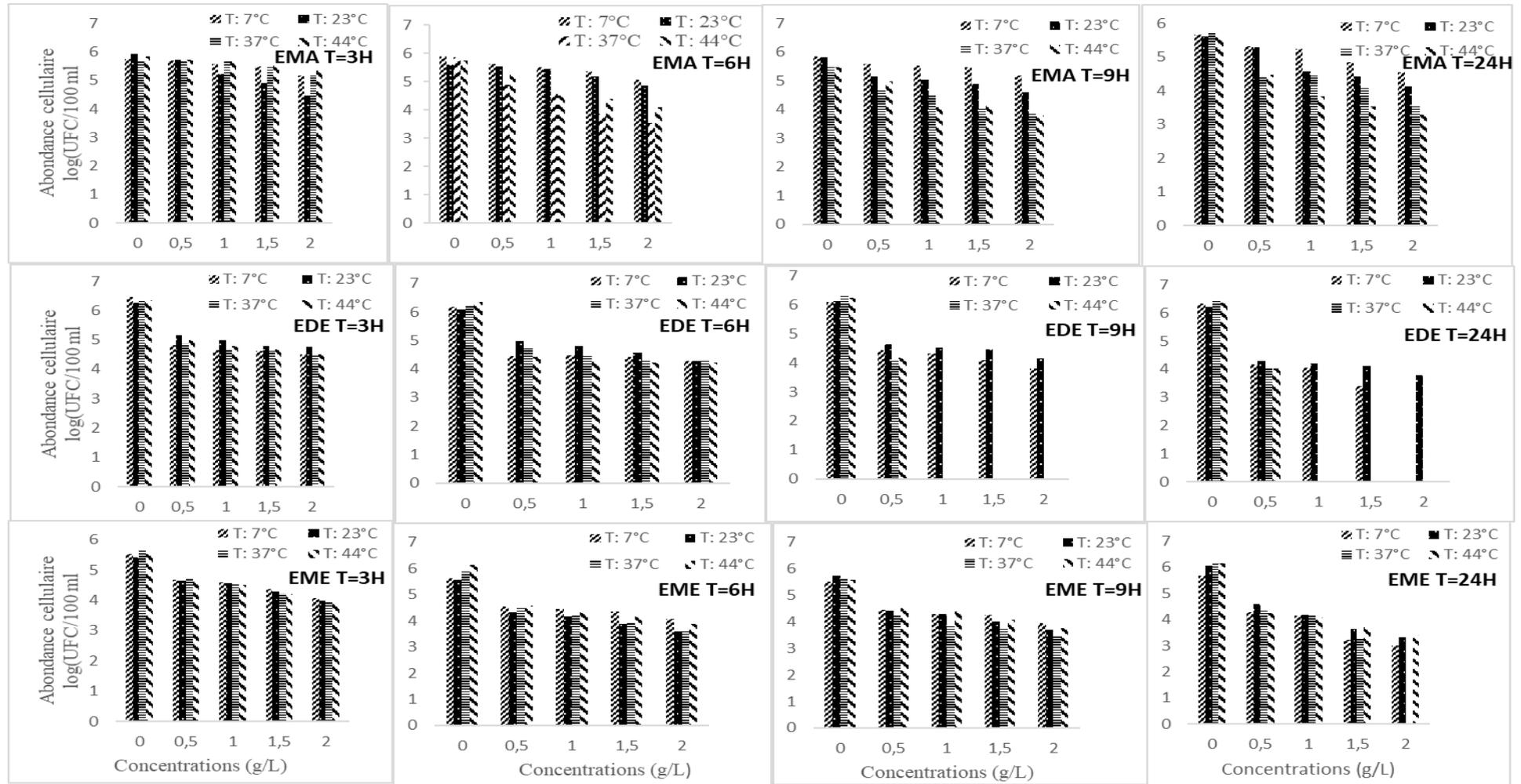


Figure 31 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Aeromonas hydrophila* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de racine de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

III.1.2.3.5-Variation temporelle des abondances des cellules de *Candida albicans*

La variation temporelle des abondances des cellules de *Candida albicans* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de racines de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation est représentée dans la Figure 32.

Une augmentation de la concentration des EMA des écorces de racines en comparaison au témoin entraîne une diminution des abondances cellulaires de 3 à 0 ; 3,60 à 0 et 3,30 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent entre 6 et 24h à une inhibition presque totale aux concentrations 1 - 2 g/L, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

De même lorsque concentration des EDE augmente, nous relevons par rapport au témoin une diminution des abondances des cellules de *Candida albicans*. Elles ont fluctué entre 3 et 0 ; 0 ; 3 et 0 ; 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. En général, une inhibition totale remarquable est prononcée aux concentrations 0,5 - 2 g/L entre 3 - 24h d'incubation, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C.

Concernant les EME, les abondances cellulaires par rapport au témoin ont également diminué de 3,69 à 0 ; 3 à 0 ; 3,30 à 0 ; 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent en général par une inhibition totale après 3-24h à toutes les concentrations et temps d'incubation.

En fin, tous les trois types d'extrait sont très efficaces sur les cellules de *Candida albicans*.

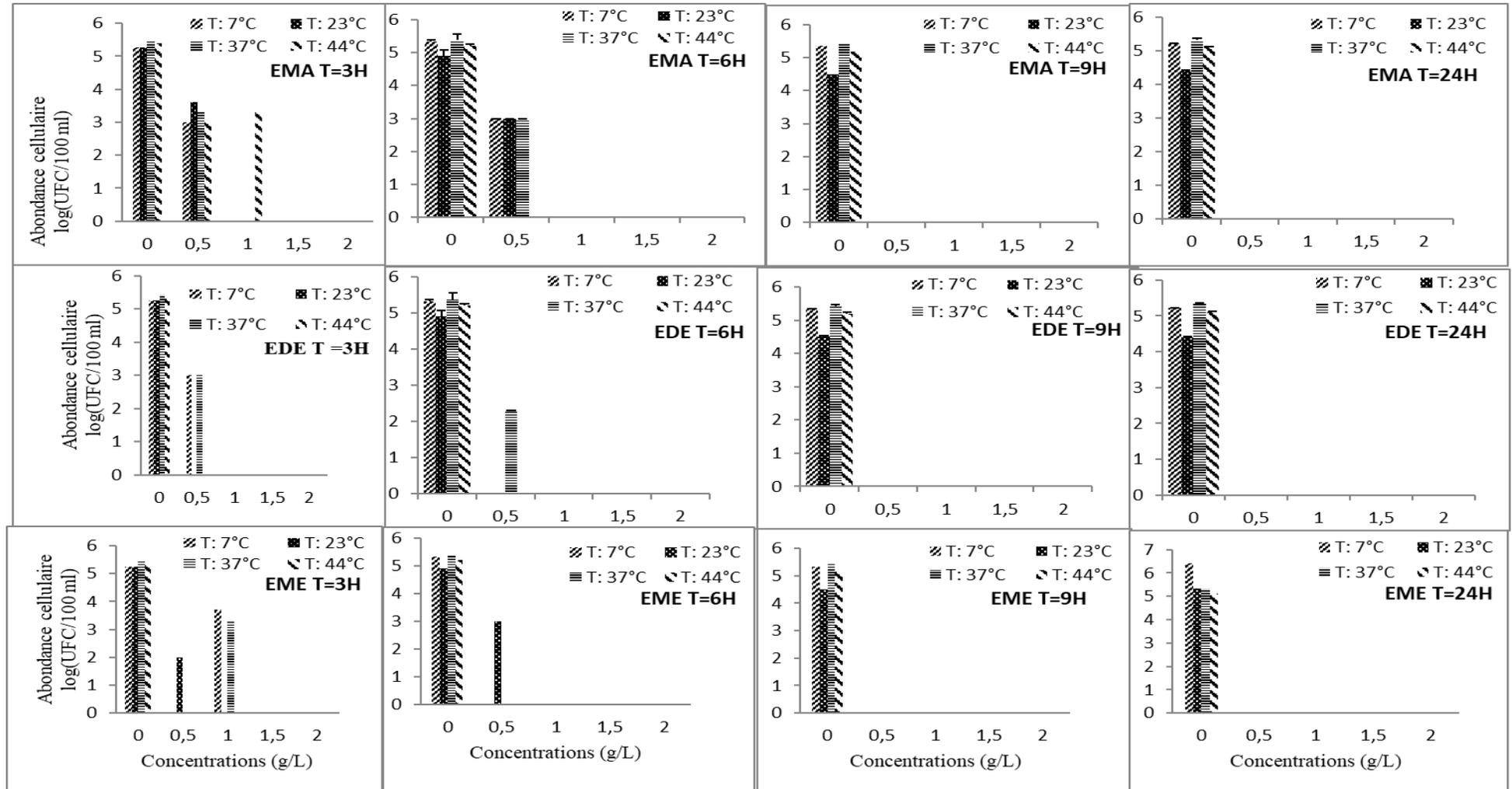


Figure 32 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Candida albicans* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de racine de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

III.1.2.3.6- Variation temporelle des abondances des cellules de *Candida parapsilosis*

La variation temporelle des abondances des cellules de *Candida parapsilosis* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de racines de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation est représentée dans la Figure 33.

Une augmentation de la concentration des EMA des écorces de racines en comparaison aux témoins entraîne une diminution des abondances cellulaires de 0 ; 4,58 à 0 ; 3 à 0 ; 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale à partir de 3h d'incubation à la concentration 2 g/L respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. De même, une inhibition de ces abondances s'observe après 6 -24h d'incubation aux concentrations 0,5 - 2 g/L.

De même lorsque la concentration des EDE s'accroît, nous relevons par rapport au témoin une diminution des abondances des cellules de *Candida parapsilosis*. Elles ont fluctué entre 3, 60 et 0 ; 0 ; 3 et 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent après 3 -6h à une inhibition totale observé aux concentrations 1 - 2 g/L, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Mais entre 9 -24h, toutes les concentrations et températures ont montré une diminution spectaculaire de l'abondance des levures par rapport au témoin.

Concernant les EME, les abondances cellulaires par rapport au témoin ont également diminué de 3,47et 0 ; 3 et 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. Ces résultats se traduisent en général par une d'inhibition totale aux concentrations 0,5 – 1,5 g/L, respectivement aux températures 7 °C, 23 °C, 37 °C et 44°C. et également aux concentrations 0,5 - 2 g/L.

En conclusion, tous les trois types d'extrait sont très efficaces sur les cellules de *Candida parapsilosis*.

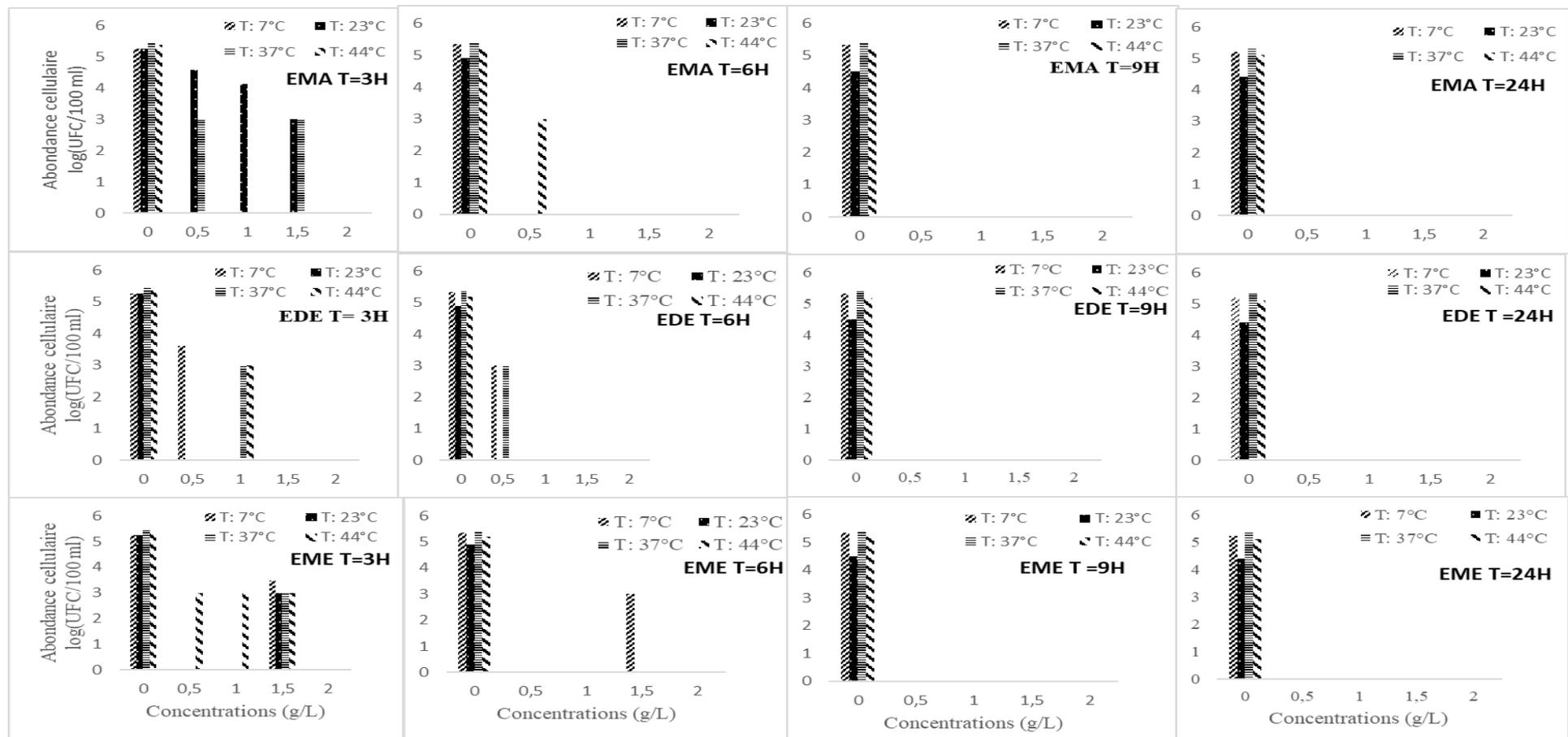


Figure 33 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Candida parapsilosis* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de racine de *Moringa stenopetala* à différentes températures d'incubation

III.1.3. Impact de l'intensité lumineuse sur l'activité antimicrobienne de l'extrait de tige de *M. stenopetala*

III.1.3.1. Impact de l'intensité lumineuse en présence de *Salmonella typhi*

La Figure 34 montre la variation temporelle des abondances des cellules de *Salmonella typhi* dans la solution témoins (NaCl : 0,85%) et dans les différentes solutions d'extraits de macération à l'alcool (EMA) ; à l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* sous diverses intensités lumineuses.

Une augmentation de la concentration des EMA des écorces de racines en comparaison aux témoins entraîne une diminution des abondances cellulaires de 4,50 à 3,32 ; 5,40 à 3,39 ; 5,11 à 0 et 5,59 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux temps 3h, 6h, 9h et 24h. Ces résultats se traduisent avec une baisse des abondances pris aux intensités 0, 1000 et 3000 lux. Mais nous relevons une inhibition totale aux concentrations 1 et 2 g/L, aux temps 9 et 24h d'incubation, respectivement aux intensités 1000 et 3000 lux.

De même lorsque la concentration des EDE s'accroît, nous relevons par rapport au témoin une diminution des abondances des cellules de *Salmonella typhi*. Elles ont fluctué entre 5,34 à 0 ; 5,45 à 4,18 ; 5,55 à 4,63 et 4,91 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux temps 3h, 6h, 9h et 24h. Ces résultats se traduisent par une inhibition totale aux concentrations 0,5 - 2 g/L aux temps 3h et 24h d'incubation, pris aux intensités 0 et 3000 lux.

Concernant les extraits de macération, les abondances cellulaires par rapport aux témoins ont également diminué entre 4,41 ; 4,34 à 0 ; 5,60 à 0 et 5,90 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux temps 3h, 6h, 9h et 24h. Ces résultats ont permis d'obtenir une inhibition totale à toutes les concentrations 0 - 2 g/L après 3h d'incubation, observé à toutes les intensités lumineuses.

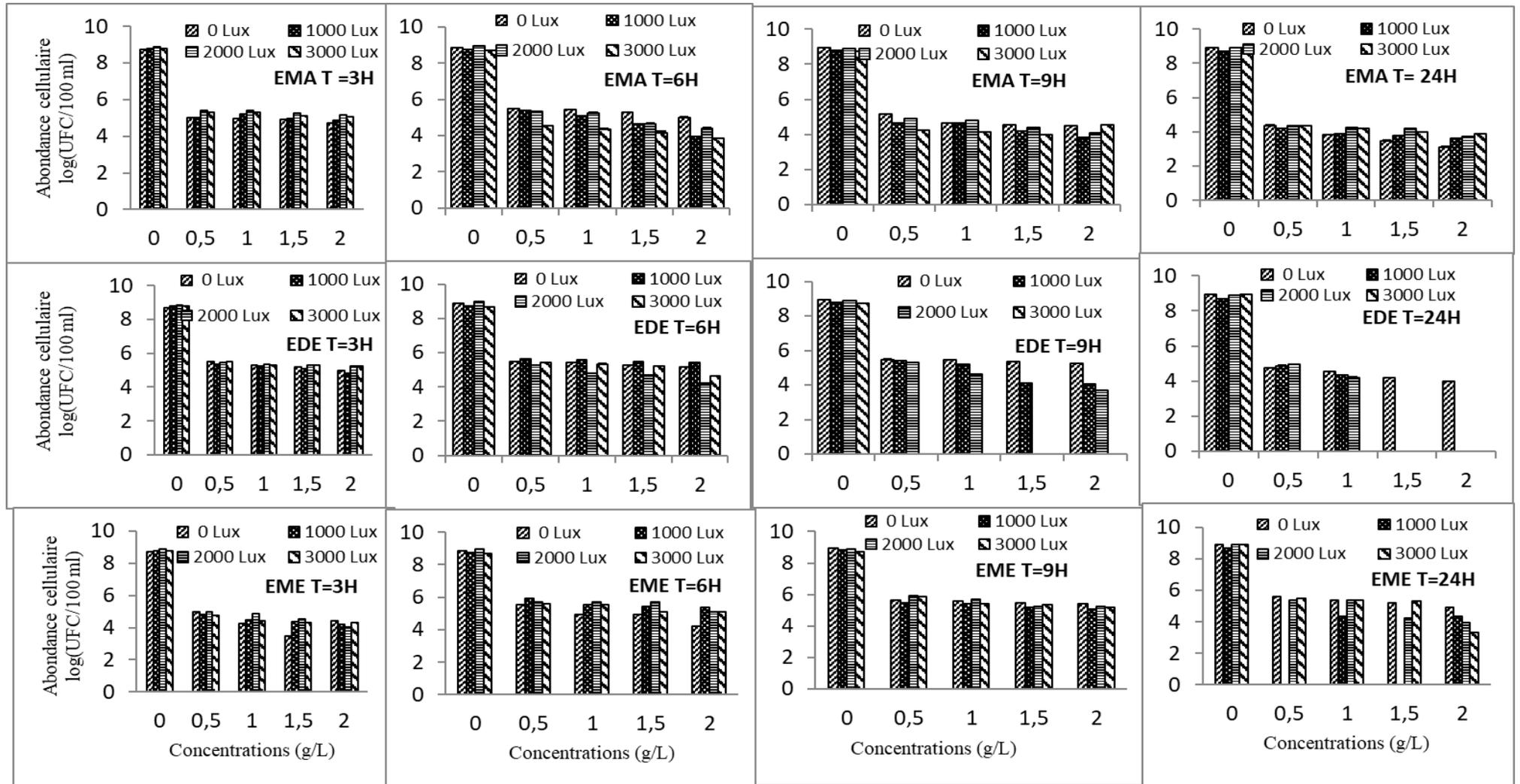


Figure 34 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Salmonella typhi* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de *Moringa stenopetala* à différentes intensités lumineuses.

III.1.3.2- Impact de l'intensité lumineuse en présence de *Escherichia coli*

La variation temporelle des abondances des cellules de *Escherichia coli*. En fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; à l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des tiges *Moringa stenopetala* à différentes intensités lumineuses est représentée dans la Figure 35.

L'augmentation de la concentration des EMA des écorces de tiges en comparaison aux témoins conduit à une baisse des abondances cellulaires de 5,78 à 5,17 ; 5,65 à 4,60 ; 5,81 à 4,51 et 4,38 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux temps 3h, 6h, 9h et 24h. Ces résultats se traduisent avec une baisse des abondances pris aux intensités 0, 1000 et 3000 lux. Mais nous relevons une inhibition totale aux concentrations 0,5-2 g/L, pris à 24h d'incubation.

Quant aux concentrations des EDE, il apparaît également que par rapport aux témoins une baisse des abondances des cellules de *Escherichia coli*. Elles ont fluctué de 5,48 à 4,96 ; 5,33 à 0 ; 4,57 à 0 et 3 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux temps 3h, 6h, 9h et 24h. Ces résultats se traduisent parfois avec une inhibition totale à toutes concentrations, et intensités lumineuses. Mais quelques fois les résistances ont été observés aux intensités 2000 et 3000 lux, aux temps 9h et 24h.

Il en est de même pour les EME où en comparaison avec les témoins, les abondances cellulaires ont diminué de 4,98 à 0 ; 5,30 à 0 et 5,20 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux temps 3h, 6h, 9h. Ces résultats se traduisent par une baisse des abondances, de même qu'une inhibition totale à toutes les concentrations, après 24h d'incubation, observé à toutes les intensités lumineuses.

Il en ressort que pour les cellules de *Escherichia coli* les extraits de macération à l'eau (EME) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* semblent plus efficaces par rapport aux autres extraits.

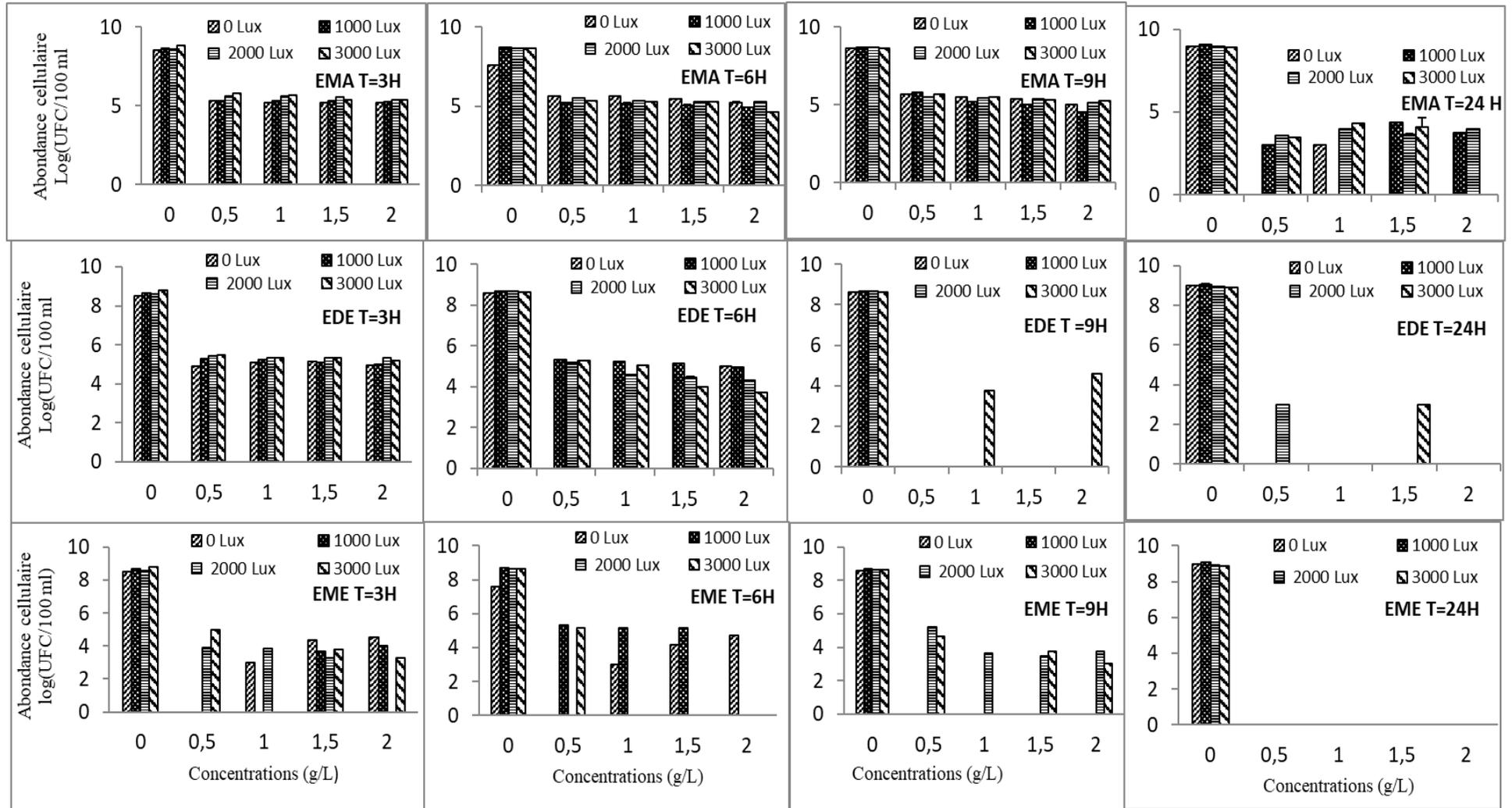


Figure 35 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Escherichia coli* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de *Moringa stenopetala* à différentes intensités lumineuses.

III.1.3.3- Impact de l'intensité lumineuse en présence de *Staphylococcus aureus*

La Figure 36 montre la variation temporelle des abondances des cellules de *staphylococcus aureus* en fonction des différentes concentrations des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; à l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala*.

En comparant aux témoins, les abondances cellulaires diminuent lorsqu'on augmente progressivement la concentration des EMA des écorces de tiges. Les valeurs de ces abondances cellulaires passent de 3,47 à 0 ; 3 à 0 ; et 4,68 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux temps 3h, 6h, et 24h. Cependant, une inhibition totale n'est observée qu'aux concentrations 0,5-2 g/L correspondant à 9h d'incubation.

Avec une augmentation de la concentration des EDE, il a été noté que par rapport aux témoins, une diminution des abondances des cellules de *staphylococcus aureus*. Elles ont fluctué entre 4,42 et 0 ; 4,28 et 0 et 3,3 et 0 [Log (UFC/100 mL)], respectivement aux temps 3h, 6h et 9h. Ces résultats se traduisent par une baisse des abondances entre 3h - 9h à toutes les intensités lumineuses. Une inhibition totale à toutes concentrations, et toutes les intensités lumineuses, observé au temps de contact 24h.

Quant aux EME et en comparaison avec les témoins, les abondances cellulaires ont baissé de 3 à 0 ; 5,24 à 0 ; et 3 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux temps 3h, 6h, 9h. Ces résultats se traduisent par une baisse des abondances, de même qu'une inhibition totale à toutes les concentrations, après 9h d'incubation, observé à toutes les intensités lumineuses.

Ainsi tous les trois extraits des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* sont tous efficaces sur les cellules de *S. aureus*.

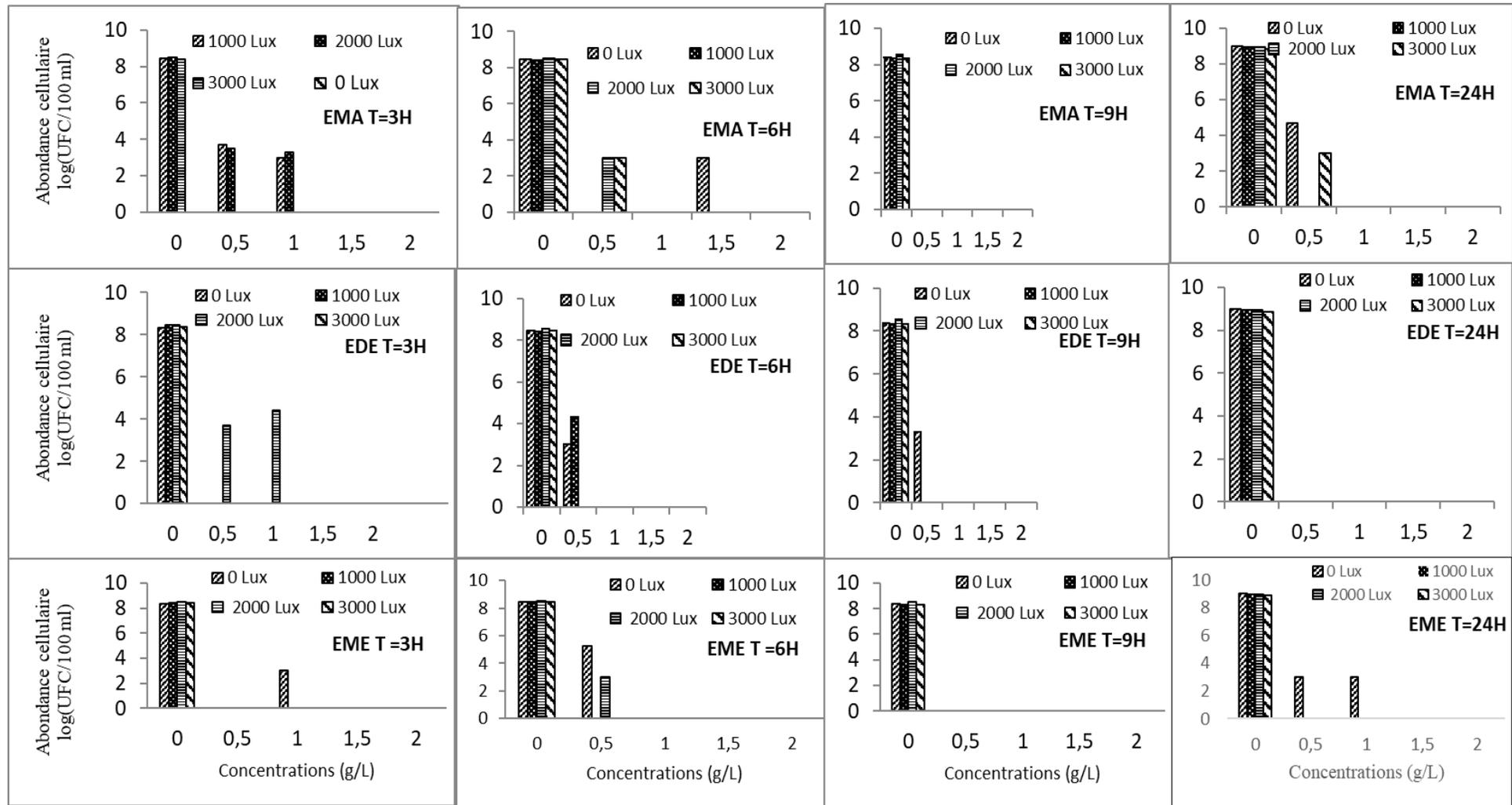


Figure 36: Variation temporelle des abondances des cellules de *S aureus* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de *Moringa stenopetala* à différentes intensités lumineuses.

III.1.3.4- Impact de l'intensité lumineuse en présence de *Aeromonas hydrophila*

Une représentation de la variation temporelle des abondances des cellules de de *Aeromonas hydrophila* en fonction des différentes concentrations des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; à l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* est observée à la Figure 37

En comparaison aux témoins, les abondances cellulaires diminuent lorsqu'on augmente progressivement la concentration des EMA des écorces de tiges. Les valeurs de ces abondances cellulaires ont varié de 5,42 à 4,97 ; 5,49 à 3,85 ; 5,16 à 3,11 ; et 4,37 à 3,11 Log (UFC/100 mL), respectivement aux temps 3h, 6h, et 24h. Cependant, aucune inhibition totale n'est observée quel que soit la concentration de l'extrait et les conditions de culture.

Avec une augmentation de la concentration des EDE, il apparait que par rapport aux témoins, une baisse des abondances des cellules de *Aeromonas hydrophila*. Elles ont fluctué de 5,51 à 4,81 ; 5,62 à 4,14 ; 5,48 à 0 et 4,97 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux temps 3h, 6h et 9h. Ces résultats se traduisent par une baisse des abondances entre 3h - 24h à toutes les intensités lumineuses. Une inhibition totale des abondances a été observée à toutes concentrations et uniquement à 3000 lux aux temps de contact 9h et 24h.

Comparé aux EDE, l'augmentation de la concentration des EME ont eu un effet similaire sur les cellules de *Aeromonas hydrophila*. En effet, une diminution des abondances cellulaires, comparée aux témoins, a varié de 5 à 3,49 ; 5,94 à 4,23 ; 5,93 à 5,05 et 5,93 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux temps 3h, 6h, 9h et 24h. Cependant, aucune inhibition totale n'est observée quel que soit la concentration de l'extrait et les conditions de culture.

Il en ressort que les EDE des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* ont été plus efficaces sur les cellules de *Aeromonas hydrophila*.

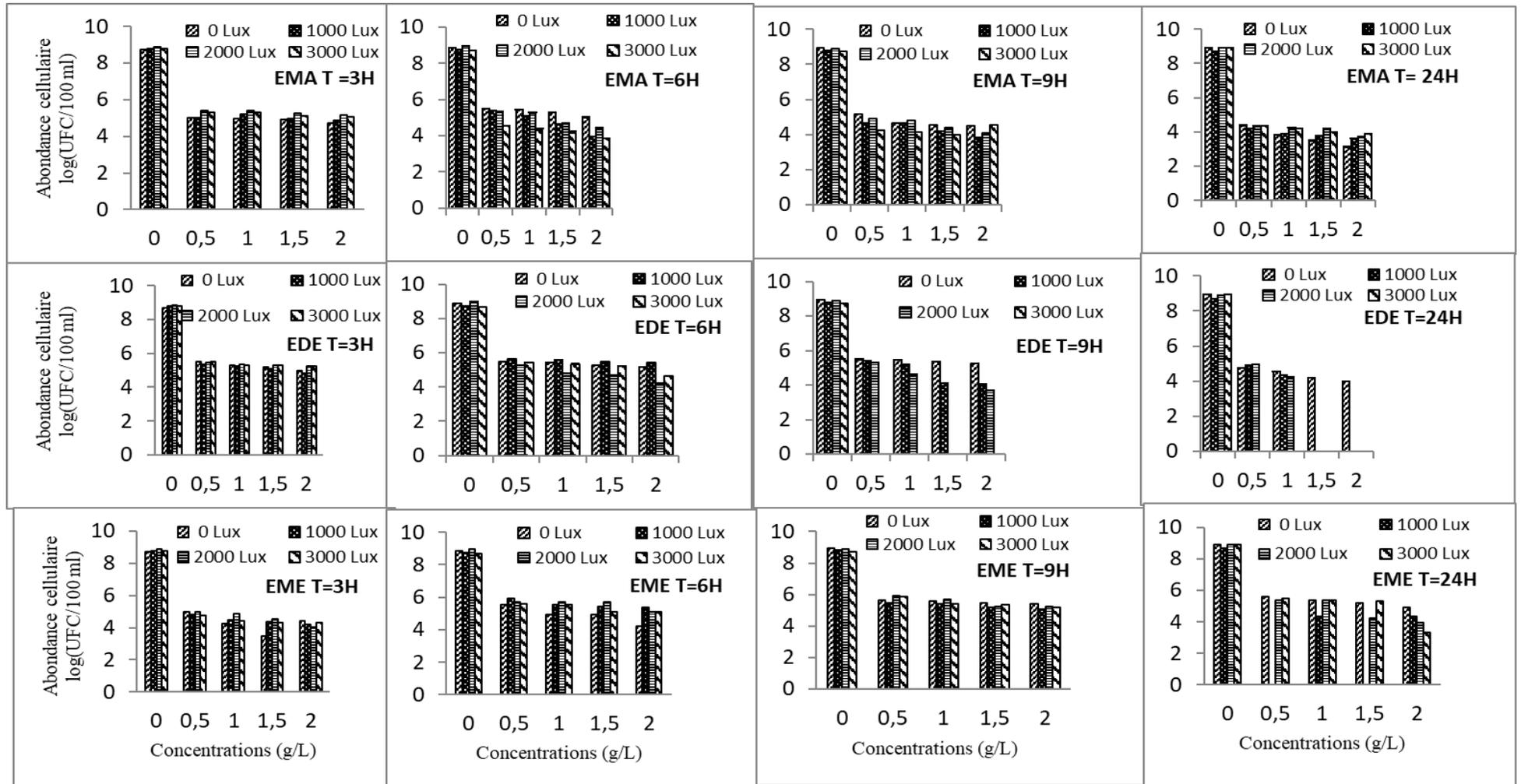


Figure 37 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Aeromonas hydrophila* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de *Moringa stenopetala* à différentes intensités lumineuses

III.1.3.5- Impact de l'intensité lumineuse en présence de *Candida albicans*

La Figure 38 montre par rapport aux témoins (NaCl : 0,85%) la variation temporelle des abondances des cellules de *Candida albicans* en fonction des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; à l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala*.

En comparaison aux témoins, les abondances cellulaires diminuent lorsqu'on augmente la concentration des EMA des écorces de tiges. Les valeurs de ces abondances cellulaires ont varié de 4,89 à 0 ; 3 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux temps 3h et 24h. Ces résultats se traduisent avec une baisse des abondances proportionnelle à la hausse des intensités lumineuse. Il apparait une inhibition totale, à toutes les intensités lumineuses mais uniquement aux temps 6h et 9h.

Avec une augmentation de la concentration des EDE, il a été noté que par rapport aux témoins, une baisse des abondances des cellules de *Candida albicans*. Elles ont fluctué de 3,07 à 0 Log (UFC/100 mL), uniquement au temps 3h. Ces résultats se traduisent par une baisse des abondances entre 3h - 24h à toutes les intensités lumineuses. Une inhibition totale des abondances a été notée à toutes concentrations, et toutes les intensités lumineuses correspondant aux temps de contact 6h, 9h et 24h.

Quant aux EDE, l'accroissement des teneurs des EME ont eu un effet similaire sur les cellules de *Candida albicans*. En effet, une diminution des abondances cellulaires, comparée aux témoins, a varié de 4,25 à 0 ; 3 à 0 Log (UFC/100 mL), respectivement aux temps 3h, 6h, Cependant, une inhibition totale est observée à presque toutes les concentrations de l'extrait et les conditions de culture.

Il en ressort que tous les trois extraits des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* sont tous efficaces sur les cellules de *Candida albicans*.

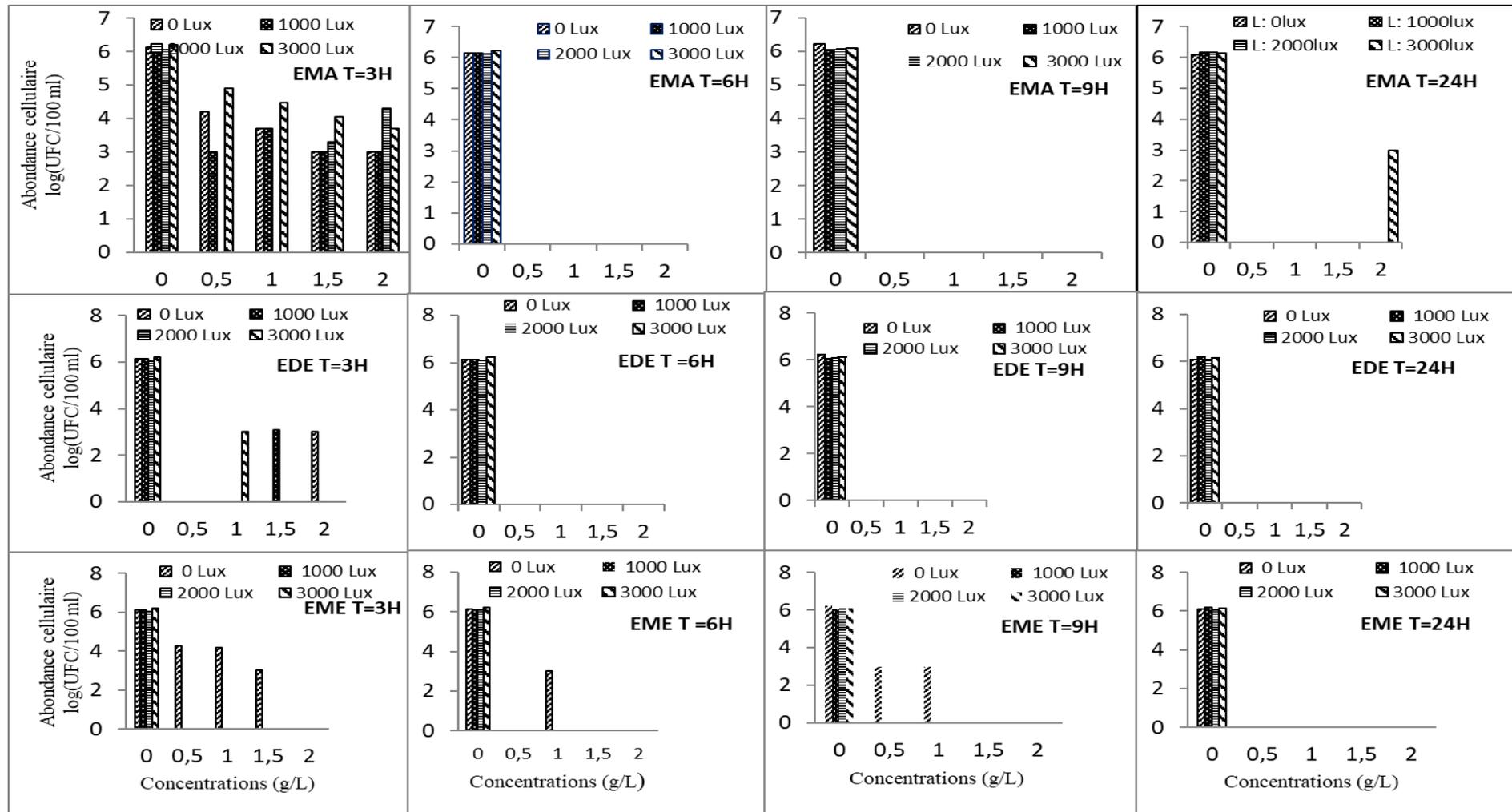


Figure 38 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Candida albicans* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de *Moringa stenopetala* à différentes intensités lumineuses d'éclairage.

III.1.3.6- Impact de l'intensité lumineuse en présence de *Candida parasilosis*

La Figure 39 montre par rapport aux témoins (NaCl : 0,85%) la variation temporelle des abondances des cellules de *Candida parasilosis* en fonction des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; à l'eau (EME) et de décoction à l'eau (EDE) des écorces de tiges de *Moringa stenopetala*.

Concernant les EMA, les abondances ont diminué de 4,17 à 0 Log (UFC/100 mL), uniquement au temps 3h. Ces résultats se traduisent par une baisse des abondances à toutes les concentrations. Il a été noté une inhibition totale, à toutes les intensités lumineuses et concentrations d'extraits aux temps 6h - 24h.

Avec une augmentation de la concentration des EDE, nous notons par rapport aux témoins, une baisse des abondances des cellules de *Candida parasilosis*. Elles ont fluctué de 3,67 à 0 ; 3 à 0 Log (UFC/100 mL), uniquement aux temps 3h et 6h. Ces résultats se traduisent par une baisse des abondances entre 3h - 24h à toutes les intensités lumineuses. Une inhibition totale des abondances a été prise à toutes concentrations, et toutes les intensités lumineuses, observé aux temps de contact 6h à 24h.

Quant à l'accroissement des teneurs des EME, celles-ci ont eu un effet similaire sur les cellules de *Candida parasilosis*. En effet, une diminution des abondances cellulaires, comparée aux témoins, a varié de 5,11 à 0 Log (UFC/100 mL), uniquement aux temps 3h. Cependant une inhibition totale aux concentrations 0,5 -2 g/L, après 6h à 24h d'incubation, est observée à toutes les intensités lumineuses.

Il apparaît que tous les trois extraits des écorces de tiges de *Moringa stenopetala* sont efficaces sur les cellules de *Candida parasilosis*.

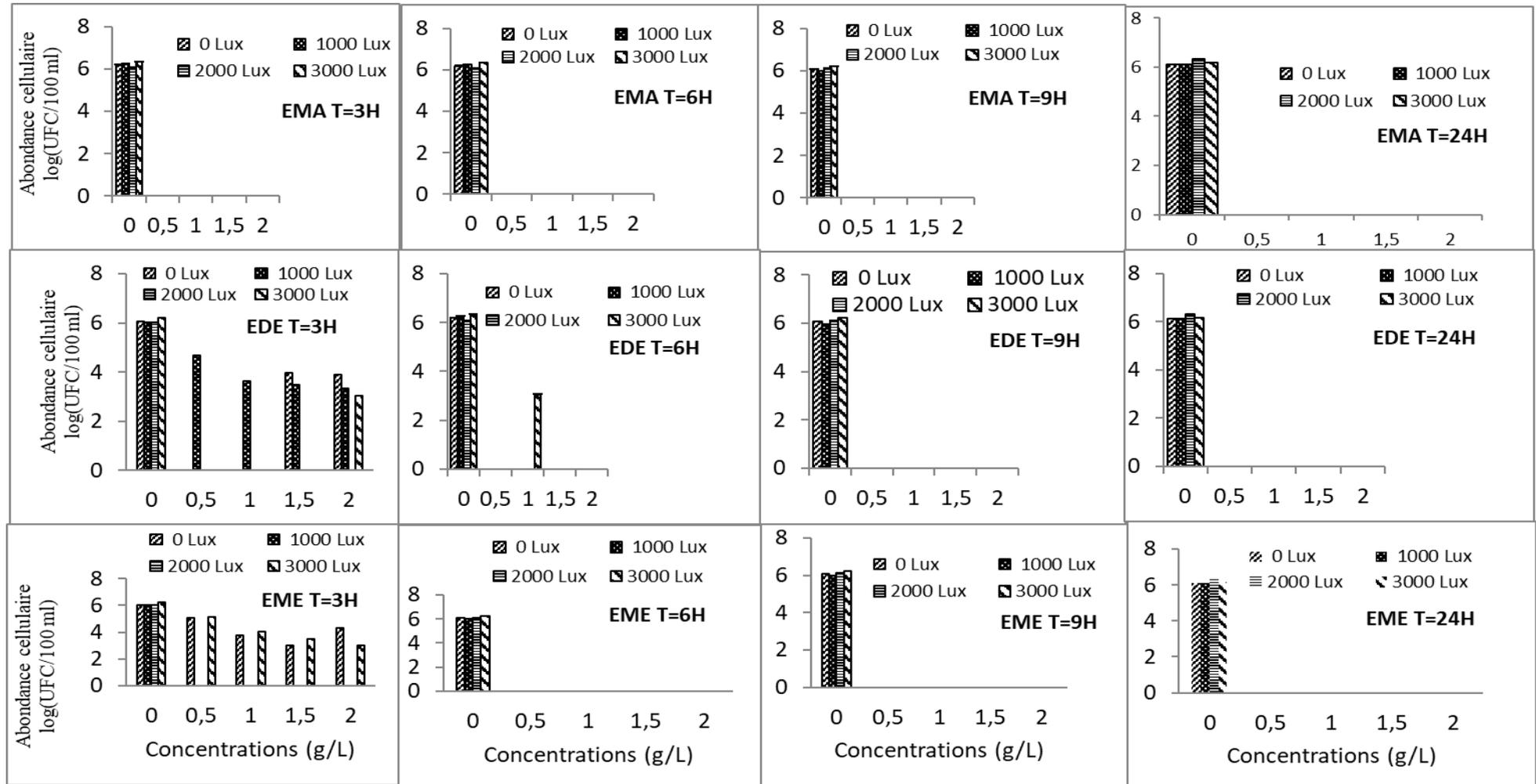


Figure 39 : Variation temporelle des abondances des cellules de *Candida parasilosis* en fonction de la concentration des extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME) d'écorce de tige de *Moringa stenopetala* à différentes intensités lumineuses d'éclairage.

III.1.4. Corrélations entre les variables considérées dans l'activité antimicrobienne d'extraits de *M. stenopetala*

III.1.4.1. Corrélation pour chaque type d'extraits, entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait à chaque durée d'incubation

III.1.4.1.1- Cas des feuilles

Les coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de *Moringa stenopetala* d'une part à chaque type d'extraits, parties de la plante et d'autre part à chaque durée d'incubation ont été calculés et sont présentés dans le Tableau VII. Il en ressort que dans la majorité des cas, l'augmentation de la concentration de l'extrait à tous les temps d'incubations et types d'extraits expérimentés favorise significativement au seuil ($P \leq 0,05$) et ($P < 0,01$). Entraînant la diminution des abondances de cellules cultivables de toutes les souches des microorganismes considérées. Mais quelles que exceptions sont observées avec toutes les bactéries et la levure *Candida albicans*. Concernant *Escherichia coli* nous n'avons relevé aucune différence significative au temps 6 et 9h d'incubation avec l'extrait éthanolique. Pour ce qui est de *Staphylococcus aureus* après 24h, au niveau de l'extrait de décoction. Quant à *Salmonella typhi* cette absence de différence est relevée au temps 6 et 24h, au niveau de l'extrait de décoction. Pour *Aeromonas hydrophila* cette différence est notée au temps 9 et 24h, au niveau de l'extrait de décoction et macération. Enfin pour la levure *Candida albicans* cette différence est relevée après 24h d'incubation, au niveau de l'extrait macération (Tableau VII).

Tableau VII : Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de feuilles de *Moringa stenopetala* à chaque type d'extrait, et à chaque durée d'incubation

Espèces de microorganismes et types d'extraits		Périodes d'incubation (heures)			
		3	6	9	24
<i>E. coli</i>	Alcoolique	-0,394**	-0,195	-0,186	-0,289*
	Décoction	-0,340**	-0,350**	-0,302*	-0,386**
	Macération	-0,342**	-0,344**	-0,298*	-0,202*
<i>S.aureus</i>	Alcoolique	-0,352**	-0,336**	-0,269*	-0,326*
	Décoction	-0,344**	-0,354**	-0,281*	-0,223
	Macération	-0,334**	-0,326*	-0,292*	-0,320*
<i>S.typhi</i>	Alcoolique	-0,264*	-0,255*	-0,322*	-0,303*
	Décoction	-0,265*	-0,214	-0,278*	-0,327
	Macération	-0,358**	-0,307*	-0,358**	-0,306*
<i>A.hydrophila</i>	Alcoolique	-0,333**	-0,344**	-0,319*	-0,348**
	Décoction	-0,277*	-0,333**	-0,224**	-0,360**
	Macération	-0,319**	-0,275*	-0,300*	-0,196
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	-0,337**	-0,351**	-0,315*	-0,308*
	Décoction	-0,333**	-0,351**	-0,315*	-0,309*
	Macération	-0,327*	-0,352**	-0,311*	-0,200
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	-0,338**	-0,351**	-0,315*	-0,308*
	Décoction	-0,337**	-0,350**	-0,315*	-0,309*
	Macération	-0,339**	-0,349**	-0,315*	-0,297*

**= corrélation significative à $P < 0,01$, *= corrélation significative à $P \leq 0,05$, ddl : 59

III.1.4.1.2- Cas des racines

Les coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de *Moringa stenopetala* d'une part à chaque type d'extraits, et d'autre part à chaque durée d'incubation ont été calculés et sont présentés dans le Tableau VIII. Il en ressort que dans la majorité des cas, l'augmentation de la concentration de l'extrait à tous les temps d'incubations et types d'extraits expérimentés favorise significativement au seuil ($P \leq 0,05$) et ($P < 0,01$), la diminution des abondances de cellules cultivables de toutes les souches des microorganismes considérées. Mais quelles que exceptions sont observées avec *Escherichia coli* et

la levure *Candida albicans*. Concernant *Escherichia coli* nous n'avons relevé aucune différence significative au temps 6 et 9h d'incubation avec l'extrait éthanolique. Concernant *Candida albicans* cette différence est notée après 24h d'incubation, au niveau de l'extrait macération (Tableau VIII).

Tableau VIII. Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de racines de *Moringa stenopetala* à chaque type d'extrait, et à chaque période d'incubation

Espèces de microorganismes et types d'extraits		Périodes d'incubation (heures)			
		3	6	9	24
<i>E. coli</i>	Alcoolique	-0,351**	-0,199	-0,181	-0,285*
	Décoction	-0,331**	-0,319*	-0,302*	-0,282*
	Macération	-0,349**	-0,262*	-0,301*	-0,281*
<i>S.aureus</i>	Alcoolique	-0,356**	-0,364**	-0,279*	-0,328*
	Décoction	-0,317*	-0,317*	-0,326*	-0,336**
	Macération	-0,311*	-0,313*	-0,293*	-0,263*
<i>S.typhi</i>	Alcoolique	-0,311**	-0,321*	-0,347**	-0,311*
	Décoction	-0,363**	-0,328*	-0,346**	-0,340**
	Macération	-0,302*	-0,301*	-0,344**	-0,301**
<i>A.hydrophila</i>	Alcoolique	-0,302*	-0,318*	-0,289*	-0,338**
	Décoction	-0,344**	-0,345**	-0,301*	-0,386**
	Macération	-0,350**	-0,314*	-0,355**	-0,306*
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	-0,337**	-0,351**	-0,315*	-0,309*
	Décoction	-0,337**	-0,351**	-0,315*	-0,309*
	Macération	-0,337*	-0,351**	-0,315*	-0,201
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	-0,336**	-0,351**	-0,315*	-0,309*
	Décoction	-0,337**	-0,351**	-0,315*	-0,309*
	Macération	-0,339**	-0,351**	-0,315*	-0,309*

**= corrélation significative à $P < 0,01$, *= corrélation significative à $P \leq 0,05$, ddl : 59

III.1.4.1.3- Cas des tiges

Les coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de *Moringa stenopetala* d'une part à chaque type d'extraits, parties de la plante et d'autre part à chaque durée d'incubation ont été calculés et sont présentés dans le Tableau IX. Il en ressort que dans la majorité des cas, l'augmentation de la concentration de

l'extrait à tous les temps d'incubations et types d'extraits expérimentés favorise significativement au seuil ($P \leq 0,05$) et ($P < 0,01$). Entraînant la baisse des abondances de cellules cultivables de toutes les souches des microorganismes considérées. Mais une exception est observée avec la levure *Candida albicans*. Ou aucune différence significative après 24h d'incubation a été noté, au niveau de l'extrait alcoolique et de macération (Tableau IX).

Tableau IX : Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de tiges de *Moringa stenopetala* à chaque type d'extrait, et à chaque période d'incubation

Espèces de microorganismes et types d'extraits	Périodes d'incubation (heures)				
	3	6	9	24	
<i>E. coli</i>	Alcoolique	-0,342**	-0,350**	-0,367**	-0,354**
	Décoction	-0,330**	-0,318*	-0,302*	-0,282*
	Macération	-0,360**	-0,338**	-0,301*	-0,281*
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	-0,330*	-0,319*	-0,321*	-0,339**
	Décoction	-0,305*	-0,316*	-0,326*	-0,336**
	Macération	-0,314*	-0,317*	-0,325*	-0,338**
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	-0,349**	-0,332**	-0,356**	-0,310**
	Décoction	-0,363**	-0,329*	-0,346**	-0,340**
	Macération	-0,380*	-0,317*	-0,345**	-0,310*
<i>hydrophila</i>	Alcoolique	-0,349**	-0,346**	-0,322**	-0,351**
	Décoction	-0,335**	-0,345**	-0,319*	-0,387**
	Macération	-0,347**	-0,314*	-0,350**	-0,306*
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	-0,331**	-0,343**	-0,297*	-0,201
	Décoction	-0,326*	-0,350**	-0,308*	-0,309*
	Macération	-0,337**	-0,351**	-0,315*	-0,201
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	-0,301*	-0,348**	-0,312**	-0,309*
	Décoction	-0,335**	-0,342**	-0,311*	-0,309*
	Macération	-0,337**	-0,352**	-0,315*	-0,309*

**= corrélation significative à $P < 0,01$, *= corrélation significative à $P \leq 0,05$, ddl : 59

III.1.4.2- Corrélation entre les abondances des microorganismes et les concentrations d'extraits à chaque température d'incubation

III.1.4.2.1- Cas des tiges

Les coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations d'extrait de *Moringa stenopetala* à chaque température d'incubation ont été calculés et sont présentés dans le Tableau X. Il en ressort que dans la majorité des cas, l'augmentation des températures d'incubations et types d'extraits expérimentés favorise significativement au seuil ($P \leq 0,05$) et ($P < 0,01$). Entraînant l'inhibition des abondances de cellules cultivables de toutes les souches des microorganismes considérées. Mais une corrélation significative et négative existe entre tous les microorganismes, les températures d'incubations et les trois types d'extraits au seuil ($P < 0,01$). Seul *A. hydrophila* a montré une corrélation au seuil ($P \leq 0,05$), entre la température ambiante (7°C), au niveau de l'extrait éthanolique (Tableau X).

Tableau X. Corrélation entre les abondances des microorganismes et les concentrations d'extraits de tiges de *Moringa stenopetala* à chaque température d'incubation

Espèces de microorganismes et types d'extraits		Températures d'incubation (°C)			
		7	23	37	44
<i>E. coli</i>	Alcoolique	-0,688**	-0,645**	-0,692**	-0,635**
	Décoction	-0,657**	-0,575**	-0,467**	-0,626**
	Macération	-0,688**	-0,501**	-0,443**	-0,617**
<i>S.aureus</i>	Alcoolique	-0,608**	-0,677**	-0,677**	-0,812**
	Décoction	-0,648**	-0,597**	-0,689**	-0,687**
	Macération	-0,638**	-0,602**	-0,700**	-0,678**
<i>S.typhi</i>	Alcoolique	-0,733**	-0,762**	-0,848**	-0,668**
	Décoction	-0,589**	-0,661**	-0,629**	-0,608**
	Macération	-0,787**	-0,696**	-0,718**	-0,728**
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	-0,677*	-0,648**	-0,406**	-0,617**
	Décoction	-0,663**	-0,693**	-0,708**	-0,712**
	Macération	-0,718**	-0,609**	-0,608**	-0,594**
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	-0,740**	-0,764**	-0,706**	-0,586**
	Décoction	-0,700**	-0,585**	-0,758**	-0,726**
	Macération	-0,404**	-0,610**	-0,709**	-0,674**
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	-0,771**	-0,743**	-0,400**	-0,933**
	Décoction	-0,699**	-0,598**	-0,717**	-0,720**
	Macération	-0,700**	-0,543**	-0,697**	-0,674**

**= corrélation significative à $P < 0,01$, *= corrélation significative à $P < 0,05$, ddl : 59

III.1.4.2.2- Cas des racines

Les coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations d'extrait de racine *Moringa stenopetala* à chaque température d'incubation ont été calculés et sont présentés dans le Tableau XI. Au niveau des racines nous avons observées une corrélation significativement et négative au seuil ($P \leq 0,05$) ; ($P < 0,01$). Mais une exception est faite avec l'extrait alcoolique, chez la levure *Candida parapsilosis*, nous avons observés une corrélation au seuil ($P \leq 0,05$) à la température (7°C). Mais une corrélation significative et négative existe entre tous les microorganismes, les températures d'incubations et les trois types d'extraits au seuil ($P < 0,01$).

Tableau XI : Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de racines de *Moringa stenopetala* à chaque température d'incubation

Espèces de microorganismes et types d'extraits		Températures d'incubation (°C)			
		7	23	37	44
<i>E. coli</i>	Alcoolique	-0,732**	-0,438**	-0,453**	-0,770**
	Décoction	-0,706**	-0,568**	-0,468**	-0,605**
	Macération	-0,716**	-0,630**	-0,484**	-0,664**
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	-0,659**	-0,655**	-0,584**	-0,694**
	Décoction	-0,637**	-0,598**	-0,684**	-0,673**
	Macération	-0,753**	-0,706**	-0,707**	-0,821**
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	-0,802**	-0,711**	-0,751**	-0,805**
	Décoction	-0,590**	-0,655**	-0,630**	-0,604**
	Macération	-0,765**	-0,820**	-0,786*	-0,728**
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	-0,824**	-0,802**	-0,627**	-0,567**
	Décoction	-0,654**	-0,692**	-0,694**	-0,696**
	Macération	-0,608**	-0,612**	-0,595**	-0,404**
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	-0,701**	-0,538**	-0,687**	-0,674**
	Décoction	-0,700**	-0,533**	-0,687**	-0,673**
	Macération	-0,593**	-0,686**	-0,673**	-0,699**
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	-0,700*	-0,565**	-0,686**	-0,674**
	Décoction	-0,703**	-0,533**	-0,674**	-0,674**
	Macération	-0,532**	-0,686**	-0,674**	-0,942**

**= corrélation significative à $P < 0,01$, *= corrélation significative à $P \leq 0,05$, ddl : 59

III.1.4.2.3- Cas des feuilles

Les coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations d'extrait de feuilles *Moringa stenopetala* à chaque température d'incubation ont été calculés et sont représentés dans le Tableau XII. Avec les feuilles il a été observé une corrélation significative et négative au seuil ($P \leq 0,01$) avec tous les microorganismes. Cependant nous avons également noté une corrélation significative ($P \leq 0,05$) observé dans l'extrait alcoolique, chez *Candida parapsilosis*, à la température (7°C). Toujours chez *Candida parapsilosis* une corrélation non significative et négative existe entre, la température (44°C), observé au niveau de l'extrait de macération.

Tableau XII. Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de feuilles de *Moringa stenopetala* à chaque température d'incubation

Espèces de microorganismes et types d'extraits		Températures d'incubation (°C)			
		7	23	37	44
<i>E. coli</i>	Alcoolique	-0,667**	-0,435**	-0,455**	-0,682**
	Décoction	-0,681**	-0,701**	-0,727**	-0,719**
	Macération	-0,716**	-0,647**	-0,630**	-0,637**
<i>S.aureus</i>	Alcoolique	-0,662**	-0,670**	-0,579**	-0,703**
	Décoction	-0,638**	-0,572**	-0,656**	-0,634**
	Macération	-0,755**	-0,561**	-0,607**	-0,681**
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	-0,948**	-0,764**	-0,759**	-0,815**
	Décoction	-0,831**	-0,741**	-0,811**	-0,765**
	Macération	-0,758**	-0,708**	-0,783**	-0,804**
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	-0,686**	-0,698**	-0,695**	-0,706**
	Décoction	-0,795**	-0,700**	-0,633**	-0,686**
	Macération	-0,834**	-0,711**	-0,643**	-0,699**
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	-0,703**	-0,533**	-0,686**	-0,674**
	Décoction	-0,699**	-0,707**	-0,536**	-0,687**
	Macération	-0,409**	-0,604**	-0,702**	-0,681**
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	-0,707*	-0,541**	-0,692**	-0,675**
	Décoction	-0,680**	-0,700**	-0,533**	-0,686**
	Macération	-0,706**	-0,555**	-0,712**	-0,681

**= corrélation significative à $P < 0,01$, *= corrélation significative à $P < 0,05$, ddl : 59

III.1.4.3- Corrélations entre les abondances des microorganismes et les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de de *Moringa stenopetala*

III.1.4.3.1- Cas des tiges

Les coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de *Moringa stenopetala*, d'une part à chaque type d'extraits, parties de la plante ont été calculés et sont présentés dans le Tableau XII. Au niveau des écorces de tiges nous avons relevé les corrélations significatives et négative au seuil ($P \leq 0,05$) ; ($P < 0,01$), entre tous les microorganismes, types d'extraits. Par moment il a été observé des corrélations, non significatives et positive avec tous les microorganismes considérés.

Tableau XIII : Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de tiges de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes et types d'extrait		Concentrations d'extrait de tiges de <i>Moringa stenopetala</i> (g/l)				
		0	0,5	1	1,5	2
<i>E. coli</i>	Alcoolique	-0,458**	-0,473**	-0,537**	-0,395**	-0,766**
	Décoction	-0,093	-0,298*	-0,060	-0,051	-0,402**
	Macération	0,018	-0,568*	-0,276	-0,410*	-0,164
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	-0,410**	-0,288*	-0,333*	-0,312*	-0,005
	Décoction	-0,397**	-0,132	-0,129	-0,257	-0,203
	Macération	-0,026	-0,088	0,500	-0,256	-0,302
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	0,019	-0,358*	-0,282	-0,240	-0,160
	Décoction	0,049	-0,540**	-0,542**	0,255	0,015
	Macération	0,301	-0,094	-0,545**	-0,542**	-0,286**
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	-0,286*	-0,517**	-0,535**	-0,582**	-0,522**
	Décoction	0,273	0,065	-0,104	-0,065	0,273
	Macération	0,300	-0,070	-0,066	0,086	-0,140
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	-0,337*	-0,513*	-0,411**	-0,346*	-0,140
	Décoction	-0,104	-0,055	0,092	-0,140	-0,406*
	Macération	-0,050	0,085	0,104	-0,406*	0,140
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	-0,350*	0,142	-0,225	-0,261	-0,998**
	Décoction	0,106	0,132	0,182	0,140	-0,325*
	Macération	0,024	-0,062	-0,002	-0,040	-0,999*

**= corrélation significative à $P < 0,01$, *= corrélation significative à $P < 0,05$, ddl : 47

III.1.4.3.2- Cas des racines

Les coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de *Moringa stenopetala*, d'une part à chaque type d'extraits, parties de la plante ont été calculés et sont présentés dans le Tableau XIII. Pour les racines il en ressort que les corrélations significatives et négative au seuil ($P \leq 0,05$) ; ($P < 0,01$), ont été obtenues. Par moment certaines corrélations sont, non significatives et positives avec certains microorganismes considérés.

Tableau XIV. Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de racines de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes et types d'extrait		Concentrations d'extrait de racines de <i>Moringa stenopetala</i> (g/l)				
		0	0,5	1	1,5	2
<i>E. coli</i>	Alcoolique	-0,28	-0,360*	-0,180	-0,160	-0,150
	Décoction	-0,110	-0,324*	-0,294*	-0,238	-0,232
	Macération	-0,110	0,025	-0,070	-0,110	-0,14
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	-0,420	-0,190	-0,280	-0,210	-0,230
	Décoction	-0,394**	-0,338*	0,200	0,405	0,010
	Macération	0,016	0,098	-0,030	0,163	-0,063
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	0,200	0,279	0,205	-0,250	-0,244
	Décoction	0,053	-0,471**	-0,560**	-0,436**	-0,427**
	Macération	0,020	0,418**	0,150	-0,290*	-0,100
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	-0,300*	-0,390**	-0,276	-0,287	-0,260
	Décoction	-0,450**	0,230	-0,079	-0,228	-0,190
	Macération	-0,433**	-0,140	-0,123	-0,244	-0,246
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	0,150	-0,140	-0,160	-0,350*	0,080
	Décoction	0,130	0,140	-0,153	0,005	0,001
	Macération	-0,350*	-0,152	-0,285*	-0,200	-0,800
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	0,090	0,140	-0,104	-0,115	-0,003
	Décoction	0,010	0,505	0,140	-0,394**	-0,388*
	Macération	0,046	-0,348*	-0,340*	0,230*	0,980*

**= corrélation significative à $P < 0,01$, *= corrélation significative à $P < 0,05$, ddl : 47

III.1.4.3.3- Cas des feuilles

Les coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de *Moringa stenopetala*, d'une part à chaque type d'extraits, parties de la plante ont été calculés et sont présentés dans le Tableau XIV. Au niveau des feuilles a été relevé les corrélations significatives et négative au seuil ($P \leq 0,05$) ; ($P < 0,01$), entre tous les microorganismes, types d'extraits. Par moment nous avons noté des corrélations, non significative et positive avec certains microorganismes considérés.

Tableau XV : Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de feuilles de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes et types d'extrait		Concentrations d'extrait de feuilles de <i>Moringa stenopetala</i> (g/l)				
		0	0,5	1	1,5	2
<i>E. coli</i>	Alcoolique	-0,240	-0,280	-0,280	-0,026	-0,136
	Décoction	0,231	0,104	-0,031	-0,290*	-0,147
	Macération	-0,034	-0,274	-0,251	-0,092	-0,227
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	-0,207	-0,082	0,019	-0,239*	-0,413**
	Décoction	0,081	0,034	-0,188	-0,211	-0,276
	Macération	0,016	-0,395**	-0,188	-0,044	-0,067
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	-0,501**	0,104	-0,286*	-0,375**	-0,366*
	Décoction	0,0503	-0,019	-0,002	-0,272	-0,145
	Macération	0,019	-0,373**	0,154	-0,086	-0,142
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	-0,550**	-0,339*	0,140	-0,273	0,104
	Décoction	0,140	-0,406**	-0,045	-0,596**	-0,603**
	Macération	-0,407**	0,268	-0,400**	-0,600	-0,590**
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	-0,273	-0,144	0,180	0,081	0,140
	Décoction	-0,406**	-0,040	-0,695**	-0,630**	-0,165
	Macération	-0,337*	-0,381**	-0,540**	-0,560**	-0,364*
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	-0,207	-0,494**	0,108	0,046	-0,990**
	Décoction	-0,378*	-0,001	-0,090	0,180	-0,989**
	Macération	0,140	-0,096	0,103	-0,217	-0,169

**= corrélation significative à $P < 0,01$, *= corrélation significative à $P < 0,05$, ddl : 47

III.1.4.4- Corrélation pour chaque durée d'incubation, entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de tige

Les coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de *Moringa stenopetala* d'une part à chaque type d'extraits, intensité lumineuse et d'autre part à chaque durée d'incubation. Ces valeurs ont été calculées et sont présentés dans le Tableau XV Il en ressort que dans la majorité des cas, l'augmentation de la concentration de l'extrait à tous les temps d'incubations et types d'extraits au seuil ($P \leq 0,05$) et ($P \leq 0,01$). La diminution des abondances de cellules cultivables de toutes les souches des microorganismes considérées. Mais quelles que exceptions sont observées avec une bactérie et les deux levures. Concernant *Salmonella typhi* a été relevé aucune différence significative au temps 6h, 9h et 24h d'incubation avec tous les types d'extraits. Mais une différence significative a été notée après 3h au seuil ($P \leq 0,05$) avec *Salmonella typhi*, dans l'extrait éthanolique. Pour les bactéries *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Aeromonas hydrophila* et les levures *Candida albicans*, *Candida parapsilosis* ; des corrélations négatives et significatives au seuil ($P \leq 0,01$) ont été notée à tous les types d'extraits et temps d'incubation (Tableau XV).

Tableau XVI. Coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations de l'extrait de tiges de *Moringa stenopetala* à chaque type d'extrait, et à chaque durée d'incubation

Espèces de microorganismes et types d'extraits		Périodes d'incubation (heures)			
		3	6	9	24
<i>E. coli</i>	Alcoolique	-0,675**	-0,614**	-0,706**	-0,699**
	Décoction	-0,675**	-0,706**	-0,706**	-0,699**
	Macération	-0,675**	-0,614**	-0,706**	-0,699**
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	-0,701**	-0,702**	-0,686**	-0,702**
	Décoction	-0,701**	0,702**	0,686**	-0,702**
	Macération	-0,701**	0,702**	0,686**	-0,702**
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	-0,429*	-0,688	-0,683	-0,688
	Décoction	-0,429	-0,688	-0,688	-0,688
	Macération	-0,429	-0,688	-0,688	-0,688
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	-0,700**	-0,681**	-0,695**	-0,691**
	Décoction	-0,700**	-0,681**	-0,695**	-0,691**
	Macération	-0,700**	-0,682**	-0,695**	-0,691**
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	-0,707**	-0,701**	-0,696**	-0,703**
	Décoction	-0,700**	-0,701**	-0,696**	-0,703**
	Macération	-0,702**	-0,701**	-0,696**	-0,703**
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	-0,700**	-0,696**	-0,690**	-0,689**
	Décoction	-0,699**	-0,688**	-0,690**	-0,689**
	Macération	-0,713**	-0,688**	-0,690**	-0,684**

**= corrélation significative à $P < 0,01$, *= corrélation significative à $P \leq 0,05$, ddl : 59

III.1.4.5- Corrélation entre les abondances des microorganismes et les concentrations d'extraits de tiges à chaque intensité lumineuse

Les coefficients de corrélation « r » de Pearson entre les abondances des microorganismes et les concentrations d'extrait de *Moringa stenopetala* à chaque intensité lumineuse ont été calculés et sont présentés dans le Tableau XVI. Il en ressort que dans la majorité des cas, l'augmentation des intensités lumineuses et types d'extraits expérimentés favorise significativement au seuil ($P < 0,01$). Mais il existe une corrélation non significative et négative avec *Salmonella typhi*, les intensités lumineuses et les trois types d'extraits. Les microorganismes suivant *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Aeromonas hydrophila* et *Candida albicans*, *Candida parapsilosis* ont présenté des corrélations significatives et négative au seuil ($P \leq 0,01$), avec tous les intensités lumineuses, au niveau de tous les types d'extraits. Mais une exception est relevée au niveau des deux levures pris à 0 lux, car il existe trois corrélations non significatives, dans l'extrait de macération pour *C. albicans*, pour *C. parapsilosis* dans les extraits de décoction et macération (Tableau XVI).

Tableau XVII. Corrélation entre les abondances des microorganismes et les concentrations d'extraits de tiges de *Moringa stenopetala* à chaque intensité lumineuse

Espèces de microorganismes et types d'extraits		Intensité lumineuse (lux)			
		0	1000	2000	3000
<i>E. coli</i>	Alcoolique	-0,534**	-0,636**	-0,657**	-0,681**
	Décoction	-0,619**	-0,636**	-0,657**	-0,681**
	Macération	-0,534**	-0,636**	-0,657**	-0,681**
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	-0,543**	-0,572**	-0,610**	-0,598**
	Décoction	-0,543**	-0,572**	-0,610**	-0,598**
	Macération	-0,543**	-0,572**	-0,610**	-0,598**
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	-0,687	-0,682	-0,448	-0,681
	Décoction	-0,687	-0,682	-0,448	-0,681
	Macération	-0,687	-0,682	-0,448	-0,681
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	-0,692**	-0,704**	-0,704**	-0,688**
	Décoction	-0,692**	-0,704**	-0,704**	-0,688**
	Macération	-0,693**	-0,704**	-0,704**	-0,688**
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	-0,703**	-0,702**	-0,704**	-0,708**
	Décoction	-0,701**	-0,702**	-0,706**	-0,708**
	Macération	-0,703	-0,618**	-0,706**	-0,701**
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	-0,700**	-0,680**	-0,673**	-0,699**
	Décoction	-0,699	-0,684**	-0,673**	-0,698**
	Macération	-0,710	-0,680**	-0,673**	-0,707**

**= corrélation significative à $P < 0,01$, ddl : 59

III.1.5- Comparaison des abondances des microorganismes en présence d'extraits de *M. stenopetala* dans chaque condition expérimentale

III.1.5.1.-Comparaison entre les abondances des microorganismes à chaque température d'incubation pour différentes concentrations d'extrait de tiges

Les valeurs moyennes abondances des microorganismes planctoniques cultivables enregistrées dans différentes concentrations d'extrait de tiges de *Moringa stenopetala* et à chaque température d'incubation ont été comparées entre elles en utilisant le test de ANOVA. Les valeurs des coefficients de significativité sont présentées dans le Tableau XVII. Il en ressort que dans la plupart des cas, les abondances de cellules planctoniques de *E. coli*, *Salmonella typhi*, *Aeromonas hydrophila* et *Staphylococcus aureus* et les levures *Candida albicans* et *Candida parapsilosis* cultivables dénombrées diffèrent significativement ($p \leq 0,05$). Ceci avec les températures d'incubation, type d'extrait à l'autre sous la plupart des concentrations d'extraits. Mais concernant *E. coli* aucune différence significative n'a été relevé au niveau de l'extrait alcoolique à la concentration 1,5g/L au niveau de la macération cette absence est notée dans le témoin et la concentration 0,5g/L. Pour *Staphylococcus aureus* aucune différence n'est observé à tous les types d'extraits et à la concentration 0,5g/L, au niveau de la décoction aux concentrations 1 et 2g/L. Pour *Salmonella typhi* il en ressort aucune différence au niveau de l'extrait alcoolique aux concentrations 1,5 et 2g/L ; ces mêmes concentrations retrouvées au niveau de l'extrait de décoction et dans le control. Pour *Aeromonas hydrophila*, au niveau de l'extrait alcoolique aucune différence significative n'a été observée au niveau du control. Concernant la décoction cette différence apparait aux concentrations 0,5, 1,5 et 2g/L. En fin pour la macération aux concentrations 1 et 1,5 g/L. Chez *Candida albicans* aucune différence relevée avec la macération pour la concentration 2g/L. Quant à *Candida parapsilosis* cette absence a été noté avec l'extrait alcoolique à la concentration 1,5 g/L (Tableau XVII).

Tableau XVIII : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de tiges de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes et types d'extraits		Concentration d'extraits de tiges de <i>Moringa stenopetala</i>				
		0	0,5	1	1,5	2
<i>E. coli</i>	Alcoolique	P=0,011*	P=0,002*	P=0,001*	P=0,004	P=0,001*
	Décoction	P=0,002*	P=0,001*	P=0,001*	P=0,001*	P=0,007*
	Macération	P=0,052	P=0,860	P=0,044*	P=0,001*	P=0,001*
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	P=0,005*	P=0,084	P=0,028*	P=0,048*	P=0,001*
	Décoction	P=0,007*	P=0,0259	P=0,355	P=0,180	P=0,307
	Macération	P=0,003*	P=0,125	P=0,002*	P=0,012*	P=0,003*
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	P=0,008*	P=0,003*	P=0,021*	P=0,088	P=0,138
	Décoction	P=0,092	P=0,001*	P=0,001*	P=0,280	P=0,078
	Macération	P=0,008*	P=0,148	P=0,063	P=0,063	P=0,016*
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	P=0,250	P=0,002*	P=0,001*	P=0,004*	P=0,005*
	Décoction	P=0,008*	P=0,112	P=0,040*	P=0,298	P=0,014
	Macération	P=0,002*	P=0,021*	P=0,459	P=0,059	P=0,012*
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	P=0,001*	P=0,013*	P=0,001*	P=0,006*	P=0,019*
	Décoction	P=0,001*	P=0,001*	P=0,004*	P=0,024*	P=0,007*
	Macération	P=0,005*	P=0,013*	P=0,002*	P=0,022*	P=0,065
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	P=0,020*	P=0,001*	P=0,001*	P=0,307	P=0,018*
	Décoction	P=0,008*	P=0,015*	P=0,013*	P=0,005*	P=0,020*
	Macération	P=0,001*	P=0,008*	P=0,016*	P=0,001*	P=0,035*

*: $P \leq 0.05$

III.1.5.2- Comparaison des abondances des microorganismes entre les périodes d'incubation à chaque concentration d'extrait de tige

Les valeurs moyennes abondances des microorganismes planctoniques cultivables enregistrées dans différentes concentrations d'extrait de tiges de *Moringa stenopetala* et à chaque période d'incubations ont été comparées entre elles en utilisant le test de ANOVA. Les valeurs des coefficients de significativité sont présentées dans le Tableau XVIII. Il apparait que dans la plupart des cas, les abondances de cellules planctoniques de *E. coli*, *Salmonella typhi*, *Aeromonas hydrophila* et *Staphylococcus aureus* également les levures *Candida albicans* et *Candida parapsilosis* cultivables dénombrées diffèrent significativement ($p \leq 0,05$). Mais concernant *E. coli* aucune différence significative n'a été relevé avec la macération, cette absence a été noté dans le

témoin et la concentration 0,5g/L. Pour *Staphylococcus aureus* aucune différence a été observé à tous les types d'extraits et à la concentration 0,5 g/l, pour la décoction aux concentrations 1 et 2 g/L. Pour *Salmonella typhi* il n'apparait aucune différence dans l'extrait alcoolique aux concentrations 1,5 et 2 g/L ; ces mêmes concentrations observées dans l'extrait de décoction et dans le control, pour la macération aucune différence aux concentrations 0,5 et 1g/L. Pour *Aeromonas hydrophila*, dans l'extrait alcoolique aucune différence significative n'a été observée au niveau du témoin, dans la décoction cela s'observe aux concentrations 0,5 et 1,5 g/L. Quant à la macération aux concentrations 0,5 et 1 g/L. Pour *Candida albicans* aucune différence relevée au niveau de la macération pour la concentration 1,5 g/L. Concernant *Candida parapsilosis* cette absence se relève avec l'extrait alcoolique à la concentration 0,5 g/L (Tableau XVIII).

Tableau XIX : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les périodes d'incubations à chaque concentration d'extrait de tiges de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes et types d'extraits		Concentration d'extraits de tiges de <i>Moringa stenopetala</i>				
		0	0,5	1	1,5	2
<i>E. coli</i>	Alcoolique	P=0,010*	P=0,003*	P=0,002*	P=0,005*	P=0,002*
	Décoction	P=0,002*	P=0,001*	P=0,001*	P=0,004*	P=0,007*
	Macération	P=0,060	P=0,900	P=0,049*	P=0,003*	P=0,004*
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	P=0,005*	P=0,084	P=0,028*	P=0,048*	P=0,003*
	Décoction	P=0,007*	P=0,259	P=0,355	P=0,180	P=0,307
	Macération	P=0,003*	P=0,125	P=0,002*	P=0,012*	P=0,001*
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	P=0,009*	P=0,004*	P=0,025*	P=0,090	P=0,140
	Décoction	P=0,092	P=0,003*	P=0,005*	P=0,283	P=0,078
	Macération	P=0,008*	P=0,149	P=0,065	P=0,018*	P=0,004*
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	P=0,300	P=0,008*	P=0,003*	P=0,002*	P=0,001*
	Décoction	P=0,008*	P=0,112	P=0,040*	P=0,298	P=0,014*
	Macération	P=0,021*	P=0,459	P=0,059	P=0,012*	P=0,005*
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	P=0,013*	P=0,001*	P=0,006*	P=0,020*	P=0,022*
	Décoction	P=0,001*	P=0,004*	P=0,008*	P=0,024*	P=0,007*
	Macération	P=0,013*	P=0,002*	P=0,022*	P=0,070	P=0,003*
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	P=0,003*	P=0,307	P=0,018*	P=0,001*	P=0,004*
	Décoction	P=0,001*	P=0,015*	P=0,013*	P=0,005*	P=0,019*
	Macération	P=0,002*	P=0,016*	P=0,001*	P=0,020*	P=0,035*

*: $P \leq 0.05$

III.1.5.3-Comparaison des abondances des microorganismes entre les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de feuilles

Les valeurs moyennes abondances des microorganismes planctoniques cultivables enregistrées dans différentes concentrations d'extrait de feuilles de *Moringa stenopetala* et à chaque température d'incubations ont été comparées entre elles en utilisant le test de ANOVA. Les valeurs des coefficients de significativité sont présentées dans le Tableau XIX. Il en ressort que dans la plupart des cas, les abondances de cellules planctoniques de *E. coli*, *Salmonella typhi*, *Aeromonas hydrophila* et *Staphylococcus aureus* également les levures *Candida albicans* et *Candida parapsilosis* cultivables dénombrées diffèrent significativement au seuil ($p \leq 0,05$). Mais concernant *E. coli* aucune différence significative n'a été relevée au niveau de l'extrait de macération et décoction aux concentrations 1 et 2 g/L. Pour l'extrait alcoolique aucune différence aux concentrations 0,5 et 1,5 g/L. Pour *Staphylococcus aureus* aucune différence n'est observée aux extraits alcooliques et de décoction aux concentrations 1 et 1,5 g/L et le control. Pour la macération cette absence s'identifie au niveau du control, aux concentrations 1 et 2 g/L. Chez *Salmonella typhi* il en ressort aucune différence au niveau de l'extrait alcoolique aux concentrations 0,5 et 2 g/L ; Quant à l'extrait de décoction les concentrations 0,5, 1 et 2g/L et dans le control, pour la macération aucune différence aux concentrations 1 et 2g/L. Pour *Aeromonas hydrophila*, concernant l'extrait alcoolique aucune différence significative n'est observée au niveau du control et la concentration 1,5 g/L. Pour *Candida albicans* aucune différence relevée au niveau de l'extrait alcoolique aux concentrations 0,5 et 1 g/L. Pour *Candida parapsilosis* cette absence se relève avec l'extrait de macération et décoction à la concentration 1 g/L (Tableau XIX).

Tableau XIX : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les températures d'incubations à chaque concentration d'extrait de feuilles de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes et types d'extraits		Concentration d'extraits des feuilles de <i>Moringa stenopetala</i>				
		0	0,5	1	1,5	2
<i>E. coli</i>	Alcoolique	P=0,020*	P=0,240	P=0,612	P=0,399	P=0,015*
	Décoction	P=0,018*	P=0,002*	P=0,115	P=0,090	P=0,623
	Macération	P=0,003*	P=0,019*	P=0,208	P=0,618	P=0,233
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	P=0,004*	P=0,055	P=0,092	P=0,465	P=0,007*
	Décoction	P=0,342	P=0,205	P=0,373	P=0,477	P=0,025*
	Macération	P=0,447	P=0,016*	P=0,056	P=0,135	P=0,767
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	P=0,009*	P=0,149	P=0,028*	P=0,005*	P=0,357
	Décoction	P=0,071	P=0,635	P=0,834	P=0,020*	P=0,664

	Macération	P=0,008*	P=0,016*	P=0,079	P=0,065	P=0,203
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	P=0,255	P=0,020*	P=0,037*	P=0,111	P=0,001*
	Décoction	P=0,018*	P=0,427	P=0,106	P=0,474	P=0,169
	Macération	P=0,043*	P=0,209	P=0,034*	P=0,033*	P=0,669
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	P=0,001*	P=0,066	P=0,101	P=0,025*	P=0,025*
	Décoction	P=0,001*	P=0,002*	P=0,005*	P=0,001*	P=0,003*
	Macération	P=0,013*	P=0,001*	P=0,003*	P=0,005*	P=0,019*
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	P=0,001*	P=0,026*	P=0,003*	P=0,005*	P=0,001*
	Décoction	P=0,004*	P=0,001*	P=0,056	P=0,006*	P=0,003*
	Macération	P=0,002*	P=0,020*	P=0,353	P=0,001*	P=0,077*

*: $P \leq 0.05$

III.1.5.4- Comparaisons des abondances des microorganismes entre les périodes d'incubations à chaque concentration d'extraits de feuilles

Les valeurs moyennes abondances des microorganismes planctoniques cultivables enregistrées dans différentes concentrations d'extrait de feuilles de *Moringa stenopetala* et à chaque période d'incubations ont été comparées entre elles en utilisant le test de ANOVA. Les valeurs des coefficients de significativité sont présentées dans le Tableau XX. Il en ressort que dans la plupart des cas, les abondances de cellules planctoniques de *E. coli*, *Salmonella typhi*, *Aeromonas hydrophila* et *Staphylococcus aureus* et les levures *Candida albicans* et *Candida parapsilosis* cultivables dénombrées diffèrent significativement ($p \leq 0,05$) des périodes d'incubation d'un type d'extrait à l'autre sous la plupart des concentrations d'extraits à l'autre. Mais pour *E. coli* aucune différence significative n'a été relevé au niveau de l'extrait alcoolique aux concentrations comprises entre 0,5 et 1,5 g/L, cette absence est enregistrée au niveau de la décoction et macération aux concentrations 1- 2 g/L. Chez *Staphylococcus aureus* aucune différence n'est observée aux concentrations 0,5-1,5g/L avec l'extrait alcoolique. Chez *Salmonella typhi* il n'apparaît aucune différence au niveau de l'extrait alcoolique aux concentrations 0,5 et 2 g/L ; au niveau de l'extrait de décoction cette absence s'observe dans le control et aux concentrations 0,5, 1 et 2 g/L. La même observation a été obtenu avec les autres bactéries. Pour *Candida albicans* l'extrait alcoolique ne présente aucune différence significative aux concentrations 0,5 et 1 g/L. Chez *Candida parapsilosis* cette absence se relève avec l'extrait alcoolique à la concentration 2 g/L pour la décoction à 1 g/L, pour la macération aux concentrations 1 et 2 g/L (Tableau XX).

Tableau XX: Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les périodes d'incubations à chaque concentration d'extrait de feuilles de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes et types d'extraits		Concentration d'extraits des feuilles de <i>Moringa stenopetala</i>				
		0	0,5	1	1,5	2
<i>E. coli</i>	Alcoolique	P=0,017*	P=0,232	P=0,612	P=0,399	P=0,013*
	Décoction	P=0,020*	P=0,002*	P=0,115	P=0,090	P=0,625
	Macération	P=0,002*	P=0,019*	P=0,208	P=0,618	P=0,233
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	P=0,004*	P=0,055	P=0,092	P=0,465	P=0,007*
	Décoction	P=0,342	P=0,205	P=0,373	P=0,477	P=0,025*
	Macération	P=0,447	P=0,016*	P=0,056	P=0,135	P=0,767
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	P=0,008*	P=0,149	P=0,026*	P=0,005*	P=0,373
	Décoction	P=0,075	P=0,635	P=0,834	P=0,020*	P=0,664
	Macération	P=0,008*	P=0,016*	P=0,079	P=0,065	P=0,203
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	Alcoolique	P=0,250	P=0,019*	P=0,037*	P=0,001*
	Décoction	P=0,665	P=0,019*	P=0,427	P=0,106	P=0,474
	Macération	P=0,043*	P=0,209	P=0,034*	P=0,033*	P=0,669
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	P=0,001*	P=0,066	P=0,101	P=0,025*	P=0,025*
	Décoction	P=0,169	P=0,001*	P=0,002*	P=0,005*	P=0,001*
	Macération	P=0,013*	P=0,001*	P=0,003*	P=0,002*	P=0,019
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	P=0,001*	P=0,005*	P=0,001*	P=0,010*	P=0,123
	Décoction	P=0,002*	P=0,004*	P=0,056	P=0,006*	P=0,009*
	Macération	P=0,002*	P=0,020*	P=0,353	P=0,001*	P=0,077

*: $P \leq 0.05$

III.1.5.5. Comparaison entre les abondances des microorganismes entre les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de racines

Les valeurs moyennes abondances des microorganismes planctoniques cultivables enregistrées dans différentes concentrations d'extrait de racines de *Moringa stenopetala* et à chaque température d'incubation ont été comparées entre elles en utilisant le test de ANOVA. Les valeurs des coefficients de significativité sont présentées dans le Tableau XXI. Il en ressort que dans la majorité des cas, les abondances de cellules planctoniques de *E. coli*, *Salmonella typhi*, *Aeromonas hydrophila* et *Staphylococcus aureus* et les champignons *Candida albicans* et *Candida parapsilosis* cultivables dénombrées diffèrent significativement ($p \leq 0,05$). Mais concernant *E. coli* une différence

significative a été relevée au niveau des trois types d'extraits, enregistré dans le control. Au niveau de la décoction cette différence est enregistrée à la concentration 1g/L. Pour *Staphylococcus aureus* une différence est observée à tous les types d'extraits et dans le témoin. Pour *Salmonella typhi* il apparait une différence significative au niveau de l'extrait alcoolique à toutes les concentrations. Pour *Aeromonas hydrophila*, au niveau de l'extrait alcoolique une différence significative est observée au niveau des concentrations 0,5 ; 1,5 et 2g/L. Pour *Candida albicans* une différence significative est relevée au niveau du control et à toutes les concentrations. Quant à *Candida parapsilosis* cette absence se relève avec l'extrait alcoolique et la décoction aux concentrations 1 et 1,5 g/L (Tableau XXI).

Tableau XXI : Comparaison des abondances des microorganismes entre les températures d'incubation à chaque concentration d'extrait de racines de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes et types d'extraits	Concentration d'extraits de racines de <i>Moringa stenopetala</i>					
	0	0,5	1	1,5	2	
<i>E. coli</i>	Alcoolique	P=0,017*	P=0,126	P=0,560	P=0,321	P=0,414
	Décoction	P=0,002*	P=0,057	P=0,048*	P=0,159	P=0,090
	Macération	P=0,001*	P=0,377	P=0,686	P=0,444	P=0,221
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	P=0,005*	P=0,014*	P=0,001*	P=0,002*	P=0,033*
	Décoction	P=0,007*	P=0,077	P=0,001*	P=0,001*	P=0,001*
	Macération	P=0,001*	P=0,001*	P=0,194	P=0,481	P=0,008
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	P=0,008*	P=0,042*	P=0,010*	P=0,013*	P=0,004*
	Décoction	P=0,071	P=0,007*	P=0,001*	P=0,005*	P=0,024*
	Macération	P=0,026*	P=0,717	P=0,227	P=0,063	P=0,021*
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	P=0,250	P=0,250	P=0,023*	P=0,091	P=0,022*
	Décoction	P=0,018*	P=0,026*	P=0,003*	P=0,050*	P=0,239
	Macération	P=0,995	P=0,300	P=0,030*	P=0,019*	P=0,013*
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	P=0,001*	P=0,113	P=0,019*	P=0,001*	P=0,001*
	Décoction	P=0,001*	P=0,034*	P=0,001*	P=0,001*	P=0,001*
	Macération	P=0,001*	P=0,050*	P=0,001*	P=0,002*	P=0,001*
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	P=0,020*	P=0,022*	P=0,020*	P=0,077	P=0,001*
	Décoction	P=0,008*	P=0,003*	P=0,077	P=0,001*	P=0,001*
	Macération	P=0,019*	P=0,019*	P=0,041*	P=0,002*	P=0,003*

*: $P \leq 0.05$

III.1.5.6. Comparaison des abondances des microorganismes entre les périodes d'incubation à chaque concentration d'extrait de racines

Les valeurs moyennes abondances des microorganismes planctoniques cultivables enregistrées dans différentes concentrations d'extrait de racines de *Moringa stenopetala* et à chaque période d'incubations ont été comparées entre elles en utilisant le test de ANOVA. Les valeurs des coefficients de significativité sont présentées dans le Tableau XXII. Concernant *E. coli* une différence significative a été observée dans le control avec tous les types d'extraits. Pour *Staphylococcus aureus* on note une différence presque partout. Sauf une exception observée dans le control et à la concentration 0,5 g/L, prises dans la macération et la décoction. Pour *Salmonella typhi* on a noté aucune différence au niveau de l'extrait de décoction et macération enregistrés dans le control et aux concentrations 1-2 g/L. Concernant *Aeromonas hydrophila*, dans l'extrait alcoolique aucune différence significative n'est observée dans le témoin, et à la concentration 1g/L. Quant à *Candida albicans* aucune différence obtenue au niveau de l'extrait alcoolique à 0,5 g/L. Chez *Candida parapsilosis* cette absence se relève avec l'extrait alcoolique et la décoction aux concentrations 1 ; 1,5 et 2 g/L (Tableau XXII).

Tableau XXII : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les périodes d'incubations à chaque concentration d'extrait de racines de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes et types d'extraits		Concentration d'extraits de racines de <i>Moringa stenopetala</i>				
		0	0,5	1	1,5	2
<i>E. coli</i>	Alcoolique	P=0,017*	P=0,126	P=0,559	P=0,321	P=0,414
	Décoction	P=0,002*	P=0,057	P=0,048*	P=0,159	P=0,090
	Macération	P=0,001*	P=0,377	P=0,686	P=0,444	P=0,221
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	P=0,004*	P=0,013*	P=0,001*	P=0,002*	P=0,033*
	Décoction	P=0,007*	P=0,077	P=0,001*	P=0,001*	P=0,001*
	Macération	P=0,447	P=0,001*	P=0,001*	P=0,194	P=0,481
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	P=0,008*	P=0,042*	P=0,010*	P=0,013*	P=0,004*
	Décoction	P=0,071	P=0,007*	P=0,001*	P=0,005*	P=0,024
	Macération	P=0,008*	P=0,026*	P=0,717	P=0,227	P=0,021*
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	P=0,250	P=0,023*	P=0,0091	P=0,022*	P=0,027*
	Décoction	P=0,018*	P=0,026*	P=0,003*	P=0,050*	P=0,239
	Macération	P=0,993	P=0,299	P=0,026*	P=0,019*	P=0,013*
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	P=0,001*	P=0,113	P=0,019*	P=0,001*	P=0,001*
	Décoction	P=0,001*	P=0,034*	P=0,001*	P=0,001*	P=0,001*
	Macération	P=0,001*	P=0,050*	P=0,001*	P=0,001*	P=0,001*
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	P=0,001*	P=0,022*	P=0,020*	P=0,077	P=0,001*
	Décoction	P=0,001*	P=0,003*	P=0,077	P=0,001*	P=0,078
	Macération	P=0,001*	P=0,019*	P=0,020*	P=0,041*	P=0,001*

*: $P \leq 0.05$

III.1.5.7- Comparaison des abondances des microorganismes entre les différents types d'extrait à chaque concentration d'extraits de tige

Les valeurs moyennes des abondances de microorganismes planctoniques cultivables enregistrées dans les trois types d'extraits et différentes concentrations d'extrait de tiges de *Moringa stenopetala* ont été comparées entre elles en utilisant le test de ANOVA. Les valeurs des coefficients de significativité sont présentées dans le Tableau XXIII. Il en ressort que au niveau des tiges aucune différence significative n'est relevée avec la bactérie *Staphylococcus aureus* et les levures *Candida albicans* et *Candida parapsilosis* dans la solution témoin. Par contre une différence significative a été notée avec les trois autres espèces bactériennes de *E. coli*, *Salmonella typhi* et *Aeromonas hydrophila* ceci à toutes les concentrations au seuil ($p \leq 0,05$).

Tableau XXIII : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les différents types d'extraits à chaque concentration d'extraits de tiges de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes	Concentration d'extraits de tiges de <i>Moringa stenopetala</i>				
	0	0,5	1	1,5	2
<i>E. coli</i>	P=0,001*	P=0,001*	P=0,003*	P=0,004*	P=0,002*
<i>S. aureus</i>	P=0,874	P=0,001*	P=0,001*	P=0,003*	P=0,005*
<i>S. typhi</i>	P=0,005*	P=0,008*	P=0,001*	P=0,004*	P=0,002*
<i>A. hydrophila</i>	P=0,001*	P=0,003*	P=0,040*	P=0,008*	P=0,005*
<i>C. albicans</i>	P=0,167	P=0,001*	P=0,007*	P=0,071	P=0,005*
<i>C. parapsilosis</i>	P=0,990	P=0,008*	P=0,001*	P=0,019*	P=0,118

*: $P \leq 0.05$

III.1.5.8- Comparaison des abondances des microorganismes entre les différents types d'extrait à chaque concentration d'extraits de feuilles

Les valeurs moyennes abondances des microorganismes planctoniques cultivables enregistrées dans les trois types d'extraits et différentes concentrations d'extrait de feuilles de *Moringa stenopetala* ont été comparées entre elles en utilisant le test de ANOVA. Les valeurs des coefficients de significativité sont présentées dans le Tableau XXIV. Il en ressort que dans la plupart des cas, les abondances de cellules planctoniques de *E. coli*, *Salmonella typhi*, *Aeromonas hydrophila* et *Staphylococcus aureus* de même que les levures *Candida albicans* et *Candida parapsilosis* cultivables comptés diffèrent significativement ($p \leq 0,05$). Au niveau des feuilles aucune différence significative n'est relevée avec la levure *Candida parapsilosis* dans control. Par contre

une différence significative a été observé avec tous les autres microorganismes. De même cette observation a été noté chez *Candida albicans* ceci à toutes les concentrations au seuil ($p \leq 0,05$).

Tableau XXIV : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les différents types d'extraits à chaque concentration d'extraits de feuilles de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes	Concentration d'extraits de feuilles de <i>Moringa stenopetala</i>				
	0	0,5	1	1,5	2
<i>E. coli</i>	P=0,001*	P=0,008*	P=0,004*	P=0,002*	P=0,001*
<i>S. aureus</i>	P=0,003*	P=0,018*	P=0,005*	P=0,016*	P=0,009*
<i>S. typhi</i>	P=0,007*	P=0,001*	P=0,001*	P=0,003*	P=0,004*
<i>A. hydrophila</i>	P=0,002	P=0,001*	P=0,001*	P=0,001*	P=0,004*
<i>C. albicans</i>	P=0,032*	P=0,003*	P=0,001*	P=0,004*	P=0,998
<i>C. parapsilosis</i>	P=0,999	P=0,001*	P=0,008*	P=0,001*	P=0,007*

*, $P \leq 0.05$, *, $P \geq 0.05$

III.1.5.9- Comparaison des abondances des microorganismes entre les différents types d'extrait à chaque concentration d'extraits de racines

Les valeurs moyennes abondances des microorganismes planctoniques cultivables enregistrées dans les trois types d'extraits et différentes concentrations d'extrait de racines de *Moringa stenopetala* ont été comparées entre elles en utilisant le test de ANOVA. Les valeurs des coefficients de significativité sont observées dans le Tableau XXV. Il en ressort que les abondances de cellules planctoniques de *E. coli*, *Salmonella typhi*, *Aeromonas hydrophila* et *Staphylococcus aureus* de même que les levures *Candida albicans* et *Candida parapsilosis* cultivables comptés différent significativement ($p \leq 0,05$). Il apparait qu'au niveau des racines une différence significative entre les concentrations d'extraits les différents microorganismes au seuil ($p \leq 0,05$). Mais une exception est relevée avec la levure *Candida parapsilosis* au niveau du control et aux concentrations 0,5 et 1 g/L.

Tableau XXV : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les différents types d'extraits à chaque concentration d'extraits de racines de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes	Concentration d'extraits de racines de <i>Moringa stenopetala</i>				
	0	0,5	1	1,5	2
<i>E. coli</i>	P=0,001*	P=0,002*	P=0,005*	P=0,006*	P=0,009*
<i>S. aureus</i>	P=0,001*	P=0,003*	P=0,003*	P=0,004*	P=0,008*
<i>S. typhi</i>	P=0,015*	P=0,020*	P=0,004*	P=0,050*	P=0,001*
<i>A. hydrophila</i>	P=0,001*	P=0,001*	P=0,001*	P=0,001*	P=0,001*
<i>C. albicans</i>	P=0,032*	P=0,009*	P=0,023*	P=0,005*	P=0,003*
<i>C. parapsilosis</i>	P=0,999	P=0,057	P=0,089	P=0,001*	P=0,040*

*: $P \leq 0.05$

I

II.1.5.10- Comparaison pour chaque organe végétal, entre les abondances de divers microorganismes à chaque type et chaque concentration d'extrait

III.1.5.10.1- Cas de racines

Nous relevons au niveau des racines qu'une différence significative est notée entre les concentrations d'extraits, les trois types d'extraits et tous les différents microorganismes au seuil ($p \leq 0,05$) Tableau XXVI.

Tableau XXVI : Comparaison des abondances entre les microorganismes à chaque type d'extrait de racines de *Moringa stenopetala*

Types d'extraits de racines de <i>M. stenopetala</i>	Concentration des extraits de racines de <i>M. stenopetala</i>				
	0	0,5	1	1,5	2
EMA	P=0,005*	P=0,001*	P=0,008*	P=0,050*	P=0,009*
EDE	P=0,001*	P=0,015*	P=0,040*	P=0,060*	P=0,003*
EME	P=0,019*	P=0,020*	P=0,021*	P=0,007*	P=0,008*

Extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME)

*: $P \leq 0.05$

III.1.5.10.2- Cas des tiges

Au niveau de cette partie on observe également une différence significative entre toutes les concentrations d'extraits, les trois types d'extraits et tous les microorganismes au seuil ($p \leq 0,05$) (Tableau XXVII).

Tableau XXVII : Comparaison des abondances moyennes entre les microorganismes à chaque type d'extrait de tiges de *Moringa stenopetala*

Types d'extraits de tiges de <i>M. stenopetala</i>	Concentration des extraits de tiges de <i>M. stenopetala</i>				
	0	0,5	1	1,5	2
EMA	P=0,005*	P=0,003*	P=0,050*	P=0,001*	P=0,003*
EDE	P=0,004*	P=0,001*	P=0,040*	P=0,040*	P=0,030*
EME	P=0,050*	P=0,040*	P=0,002*	P=0,005*	P=0,030*

Extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME)

*: $P \leq 0.05$

III.1.5.10.3- Cas des feuilles

Au niveau des feuilles on observe tout de même une différence significative entre toutes les concentrations d'extraits, les trois types d'extraits et tous les différents microorganismes au seuil ($p \leq 0,05$) (Tableau XXIX).

Tableau XXIX : Comparaison des abondances moyennes entre les microorganismes à chaque type d'extrait de feuilles de *Moringa stenopetala*

Types d'extraits de feuilles de <i>M. stenopetala</i>	Concentration des extraits de feuilles de <i>M. stenopetala</i>				
	0	0,5	1	1,5	2
EMA	P=0,045*	P=0,030*	P=0,020*	P=0,025*	P=0,001*
EDE	P=0,003*	P=0,004*	P=0,001*	P=0,003*	P=0,005*
EME	P=0,008*	P=0,007*	P=0,001*	P=0,001*	P=0,009*

Extraits de macération à l'alcool (EMA) ; de décoction à l'eau (EDE) et de macération à l'eau (EME)

*: $P \leq 0.05$

III.1.5.11- Comparaison des abondances des microorganismes planctoniques cultivables sous diverses intensités lumineuses, en présence de chaque concentration d'extrait de tiges *Moringa stenopetala*

Les valeurs moyennes abondances des microorganismes planctoniques cultivables enregistrées dans différentes concentrations d'extrait de tiges de *Moringa stenopetala* et à chaque intensité lumineuse ont été comparées entre elles en utilisant le test de ANOVA. Les valeurs des coefficients de significativité sont présentées dans le Tableau XXX. Il a été noté que, les abondances de cellules planctoniques de *E. coli*, *Salmonella typhi*, *Aeromonas hydrophila* et *Staphylococcus aureus*, les levures *Candida albicans* et *Candida parapsilosis* cultivables

dénombrées diffèrent significativement ($p \leq 0,05$). Concernant *E. coli* aucune différence significative n'a été relevée au niveau de l'extrait de décoction à toutes les concentrations. Pour *Staphylococcus aureus* aucune différence n'est observé à tous les types d'extraits et à la concentration 0g/L. Pour *Salmonella typhi* il en ressort une différence au niveau des trois types d'extraits dans le témoin et à la concentration 2g/L. Pour *Aeromonas hydrophila*, au niveau de tous les types d'extraits une différence significative a été observée dans le control, Dans l'extrait de décoction et à la concentration 1g/L. Pour la levure *Candida albicans* une différence est relevée au niveau de tous les types d'extraits, à toutes les concentrations. Quant à *Candida parapsilosis* cette absence se relève avec l'extrait de macération aux concentrations 0,5 et 1 g/L (Tableau XXX).

Tableau XXX : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les intensités lumineuses à chaque concentration d'extrait de tiges de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes et types d'extraits		Concentration d'extraits <i>Moringa stenopetala</i>				
		0	0,5	1	1,5	2
<i>E. coli</i>	Alcoolique	P=0,308	P=0,896	P=0,195	P=0,027*	P=0,311
	Décoction	P=0,695	P=0,090	P=0,356	P=0,803	P=0,992
	Macération	P=0,308	P=0,069	P=0,024*	P=0,035*	P=0,000*
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	P=0,814	P=0,037*	P=0,058*	P=0,019*	nd
	Décoction	P=0,814	P=0,059*	P=0,019*	nd	nd
	Macération	P=0,814	P=0,018*	P=0,000*	nd	nd
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	P=0,013*	P=0,643	P=0,452	P=0,279	P=0,034*
	Décoction	P=0,013*	P=0,017*	P=0,006*	P=0,004*	P=0,001*
	Macération	P=0,013*	P=0,725	P=0,281	P=0,168	P=0,019*
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	P=0,000*	P=0,171	P=0,414	P=0,281	P=0,476
	Décoction	P=0,000*	P=0,179	P=0,044*	P=0,180	P=0,314
	Macération	P=0,000*	P=0,709	P=0,060	P=0,715	P=0,820
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	P=0,000*	P=0,033*	P=0,049*	P=0,056*	P=0,051*
	Décoction	P=0,000*	nd	P=0,019*	P=0,019*	P=0,019*
	Macération	P=0,005*	P=0,010*	P=0,004*	P=0,019*	P=0,028
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	P=0,002*	P=0,010*	P=0,019*	P=0,019*	P=0,028*
	Décoction	P=0,002*	P=0,019*	P=0,037*	P=0,044*	P=0,054*
	Macération	P=0,002*	P=0,076	P=0,061	P=0,044*	P=0,022*

* $P \leq 0,05$, ddl=47 ; nd : non déterminé

III.1.5.12- Comparaison des abondances des microorganismes entre les périodes d'incubation à chaque types d'extrait de *Moringa stenopetala*

Les valeurs moyennes abondances des microorganismes planctoniques cultivables enregistrées dans différentes concentrations et types d'extrait de tiges de *Moringa stenopetala* et à chaque période d'incubations ont été comparées entre elles en utilisant le test de ANOVA. Les valeurs des coefficients de significativité sont présentées dans le Tableau XXXI. Il a été noté que, les abondances de cellules planctoniques de tous les microorganismes diffèrent significativement ($p \leq 0,05$). Pour *E. coli*, *Staphylococcus aureus* et *Salmonella typhi* une différence significative a été relevée au niveau de tous les trois types d'extraits, et toutes les concentrations. Pour *Aeromonas hydrophila*, concernant les trois types d'extraits aucune différence significative n'est observée au niveau du témoin, mais une différence est observée avec toutes les concentrations, et dans les trois types d'extraits. Pour *Candida albicans* aucune différence n'ai relevé au niveau du témoin. Enfin pour *Candida parapsilosis* une différence a été relevée avec tous les types d'extraits et toutes les concentrations (Tableau XXXI).

Tableau XXXI : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les périodes d'incubations à chaque types d'extrait de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes et types d'extraits		Concentration d'extraits de <i>Moringa stenopetala</i>				
		0	0,5	1	1,5	2
<i>E. coli</i>	Alcoolique	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*
	Décoction	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*
	Macération	P=0,000*	P=0,010*	P=0,023*	P=0,013*	P=0,052*
<i>S. aureus</i>	Alcoolique	P=0,000*	P=0,026*	P=0,000*	P=0,019*	nd
	Décoction	P=0,000*	P=0,033*	P=0,019*	nd	nd
	Macération	P=0,000*	P=0,018*	P=0,077	nd	nd
<i>S. typhi</i>	Alcoolique	P=0,033*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,007*
	Décoction	P=0,033*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*
	Macération	P=0,033*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,002*	P=0,003*
<i>A. hydrophila</i>	Alcoolique	P=0,129	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*
	Décoction	P=0,129	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*
	Macération	P=0,129	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*
<i>C. albicans</i>	Alcoolique	P=0,548	P=0,002*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*
	Décoction	P=0,548	nd	P=0,019*	P=0,019*	P=0,019*
	Macération	P=0,548	P=0,022*	P=0,028*	P=0,019*	nd
<i>C. parapsilosis</i>	Alcoolique	P=0,001*	P=0,019*	P=0,019*	P=0,019*	P=0,004*
	Décoction	P=0,001*	P=0,019*	P=0,032*	P=0,000*	P=0,000*
	Macération	P=0,001*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,011*

* $p \leq 0,05$, ddl=47 ; nd : non déterminé

III.1.5.13- - Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre divers types d'extraits à chaque concentration d'extraits de *Moringa stenopetala*

Les valeurs moyennes abondances des microorganismes planctoniques cultivables enregistrées dans les trois types d'extraits et différentes concentrations d'extrait de tiges de *Moringa stenopetala* ont été comparées entre elles en utilisant le test de ANOVA. Ces valeurs sont présentées dans le Tableau XXXII. Il en ressort que, les abondances de cellules planctoniques de tous les microorganismes cultivables diffèrent significativement ($P \leq 0,05$). Une différence a été observée avec la solution témoin. Pour *Staphylococcus aureus* une différence a été notée à la concentration 1,5 g/L. Les levures *Candida albicans* et *Candida parapsilosis* ont montré une différence avec toutes les concentrations, mais aucune différence n'a été obtenue à la concentration 2 g/L chez *Candida parapsilosis*. Par contre une différence est notée avec les trois autres espèces bactériennes de *E. coli*, *Salmonella typhi* et *Aeromonas hydrophila* ceci à toutes les concentrations au seuil ($p \leq 0,05$). Par contre aucune différence n'a été relevée à la concentration 0,5 g/L chez *Salmonella typhi*.

Tableau XXXII : Comparaison des abondances moyennes des microorganismes entre les différents types d'extraits à chaque concentration d'extraits de *Moringa stenopetala*

Différents microorganismes	Concentration d'extraits de <i>Moringa stenopetala</i>				
	0	0,5	1	1,5	2
<i>E. coli</i>	P=0,877	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*
<i>S. aureus</i>	P=1,000	P=0,175	P=0,082	P=0,047*	nd
<i>S. typhi</i>	P=1,000	P=0,126	P=0,028*	P=0,000*	P=0,000*
<i>A. hydrophila</i>	P=1,000	P=0,000*	P=0,000*	P=0,000*	P=0,008*
<i>C. albicans</i>	P=1,000	P=0,030*	P=0,044*	P=0,009*	P=0,005*
<i>C. parapsilosis</i>	P=1,990	P=0,001*	P=0,374*	P=0,441*	P=0,430

* $P \leq 0.05$, ddl=47 ; nd : non déterminé

III.1.6. Concentrations minimales inhibitrices (CMI), concentrations minimales bactéricides (CMB) et des concentrations minimales fongicides (CMF) des extraits de *Moringa*

III.1.6.1- Détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI) et bactéricides (CMB) des extraits d'organes de *Moringa oleifera* sur les bactéries cibles

Le Tableau XXXIII montre que les valeurs CMI et CMB varient en fonction du type d'organe et de la bactérie. Chez *E. coli*, les plus petites CMI (0,0045) et CMB (0,0625) sont obtenues avec les feuilles alors que chez *Staphylococcus aureus*, les plus petites CMI (0,0045) et CMB (0,312) sont obtenus respectivement avec les tiges et feuilles. Chez *Salmonella typhi* les plus

petites CMI (0,019) et CMB (0,078) sont obtenues cette fois ci respectivement avec les graines et racines ou graines. Avec *Aeromonas hydrophila* et *Pseudomonas aeruginosa* les plus petites CMI (0,019 et 0,104), sont enregistrées lorsqu'elles sont traitées respectivement par les extraits de graines et les feuilles. Avec *Vibrio cholerea* ce sont les racines qui enregistrent la valeur la plus faible valeur de la CMI (0,0045). Par rapport au témoin positif N°1 (Gentamicine de référence) (1,156), les différents CMI des extraits sont toujours plus élevées. En général, les extraits des feuilles sont plus efficaces sur *E. coli* et *Pseudomonas aeruginosa* alors que les extraits de tiges, de graines et de racines sont plus efficaces respectivement sur *Staphylococcus aureus*, *Salmonella typhi* et *Vibrio cholerea*. Concernant cette fois ci le témoin positif N°2 (Eau de javel), les CMI par rapport aux extraits sont plus grandes avec *E. coli* quel que soit la partie de la plante. Par contre avec les autres bactéries, les CMI sont plus petites avec les extraits de racines chez *S. aureus* ; les extraits de graine chez *S. typhi* ; les extraits de feuilles et graines chez *A. hydrophila* et les extraits de feuilles chez *P. aeruginosa* et les extraits de racines et graines chez *Vibrio cholerea*.

Tableau XXXIII : Concentrations minimales inhibitrices (CMI) et bactéricides (CMB) des extraits d'organe de *Moringa oleifera* sur quelques bactéries d'importance sanitaire

Bactéries	Organes	CMI			CMB		
		Extrait (mg/ml)	Gent (mg/ml)	Eau javel (mg/ml)	Extrait (mg/ml)	Gent (mg/ml)	Eau javel (mg/ml)
<i>E. coli</i>	Feuilles	0,0045	1,625	1,25	0,078	6,25	0,078
	Tiges	0,01	1,625	1,25	1,25	6,25	0,078
	Racines	0,0195	1,625	1,25	0,625	6,25	0,078
	Graines	0,625	1,625	1,25	1,25	6,25	0,078
<i>S. aureus</i>	Feuilles	0,0145	1,625	0,019	0,3125	6,25	0,312
	Tiges	0,007	1,625	0,019	0,625	6,25	0,312
	Racines	0,312	1,625	0,019	1,25	6,25	0,312
	Graines	0,0195	1,625	0,019	0,625	6,25	0,312
<i>S. typhi</i>	Feuilles	1,25	1,625	0,156	1,25	0,763	0,625
	Tiges	1,25	1,625	0,156	1,25	0,763	0,625
	Racines	0,182	1,625	0,156	0,078	0,763	0,625
	Graines	0,0195	1,625	0,156	0,078	0,763	0,625
<i>A. hydrophila</i>	Feuilles	0,078	12,5	0,156	0,9375	6,25	0,312
	Tiges	1,25	12,5	0,156	0,039	6,25	0,312
	Racines	1,25	12,5	0,156	0,078	6,25	0,312
	Graines	0,0195	12,5	0,156	0,2603	6,25	0,312
<i>P. aeruginosa</i>	Feuilles	0,104	3,13	0,312	0,625	6,25	/
	Tiges	1,25	3,13	0,312	0,625	6,25	/
	Racines	1,25	3,13	0,312	0,078	6,25	/
	Graines	1,25	3,13	0,312	0,078	6,25	/
<i>Vibrio cholerea</i>	Feuilles	0,156	3,13	0,039	1,25	6,25	0,078
	Tiges	0,156	3,13	0,039	1,25	6,25	0,078
	Racines	0,0045	3,13	0,039	0,078	6,25	0,078
	Graines	0,007	3,13	0,039	0,625	6,25	0,078

Témoins positifs : Gentamicine et eau de javel

III.1.6.2.- Comparaison entre l'activité des extraits de *Moringa oleifera* et l'hypochlorite de sodium (NaOCl) et la gentamicine sur les bactéries considérées

Afin de mieux expliquer l'incidence des concentrations minimales bactéricides et concentrations minimales inhibitrices sur l'inactivation des bactéries, leur rapport CMB/CMI a été calculé et enregistré dans le Tableau XXXIV. L'action des extraits sur les bactéries est bactériostatique quand ce rapport est ≥ 4 et bactéricide quand le rapport est < 4 .

En utilisant les extraits d'organes pour le traitement, chez *Staphylococcus aureus* et *Vibrio cholerae* cette action est essentiellement bactériostatique quel que soit le type d'organes alors que chez les autres espèces bactériennes, elle est soit bactéricide ou bactériostatique en fonction du type d'organe.

Lorsqu'on compare les valeurs des rapports CMB/CMI des extraits à ceux du contrôle positif N°1(gentamicine), on constate que la gentamicine a une action bactéricide sur les microorganismes utilisés.

Par contre lorsque les valeurs des rapports CMB/CMI des extraits sont comparées à ceux du contrôle positif N°2 (eau de javel), on constate que l'action de l'eau de javel est bactériostatique chez *S. aureus* et *S. typhi* alors que chez les autres bactéries (*E. coli*, *A. hydrophila*, *P. aeruginosa* et *V. cholerae*) cette action est plutôt bactéricide.

Tableau XXXIV : Rapport CMB/ CMI des extraits d'organe de *Moringa oleifera* sur quelques bactéries d'importance sanitaire

Bactérie	Organe	CMB/CMI		CMI/CMB		CMB/CMI	
		Extrait	Signification	Eau de javel	Signification	Gentamicine	Signification
<i>E. coli</i>	Feuilles	17,33	Bactériostatique	0,063	Bactéricide	3,84	Bactéricide
	Tiges	125	Bactériostatique	0,063	Bactéricide	3,84	Bactéricide
	Racines	32,05	Bactériostatique	0,063	Bactéricide	3,84	Bactéricide
	Graines	2	Bactéricide	0,063	Bactéricide	3,84	Bactéricide
<i>S. aureus</i>	Feuilles	21,55	Bactériostatique	16,42	Bactériostatique	3,84	Bactéricide
	Tiges	89,21	Bactériostatique	16,42	Bactériostatique	3,84	Bactéricide
	Racines	4	Bactériostatique	16,42	Bactériostatique	3,84	Bactéricide
	Graines	32,05	Bactériostatique	16,42	Bactériostatique	3,84	Bactéricide
<i>S. typhi</i>	Feuilles	1	Bactéricide	4	Bactériostatique	0,47	Bactéricide
	Tiges	1	Bactéricide	4	Bactériostatique	0,47	Bactéricide
	Racines	0,43	Bactéricide	4	Bactériostatique	0,47	Bactéricide
	Graines	4	Bactériostatique	4	Bactériostatique	0,47	Bactéricide
<i>A. hydrophila</i>	Feuilles	12,01	Bactériostatique	2	Bactéricide	0,5	Bactéricide
	Tiges	0,03	Bactéricide	2	Bactéricide	0,5	Bactéricide
	Racines	0,06	Bactéricide	2	Bactéricide	0,5	Bactéricide
	Graines	13,34	Bactériostatique	2	Bactéricide	0,5	Bactéricide
<i>P. aeruginosa</i>	Feuilles	6	Bactériostatique	/	/	1,99	Bactéricide
	Tiges	0,5	Bactéricide	/	/	1,99	Bactéricide
	Racines	0,06	Bactéricide	/	/	1,99	Bactéricide
	Graines	0,06	Bactéricide	/	/	1,99	Bactéricide
<i>Vibrio cholerea</i>	Feuilles	8	Bactériostatique	2	Bactéricide	1,99	Bactéricide
	Tiges	16,02	Bactériostatique	2	Bactéricide	1,99	Bactéricide
	Racines	17,33	Bactériostatique	2	Bactéricide	1,99	Bactéricide
	Graines	94,48	Bactériostatique	2	Bactéricide	1,99	Bactéricide

III.1.6.3.- Détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI) et concentrations minimales fongicides (CMF) des extraits d'organes de *Moringa oleifera* sur les levures du genre *Candida*

Le Tableau XXXV montre que les CMI et CMB varient en fonction du type d'organe et du champignon. Chez *Candida albicans*, les plus petites CMI (0,019) et CMB (0,625) sont obtenues avec les racines alors que chez *Candida parapsilosis*, les plus petites CMI (0,0095) et CMB (1,125) sont obtenus respectivement avec les racines/graines et toutes les parties de la plante. Par rapport au témoin (antibiotique de référence) (3,125 et 6,25), les différents CMI du contrôle positif sont toujours plus élevées. En général, les extraits des racines sont plus efficaces sur *Candida albicans* alors que les extraits de racines et graines sont plus efficaces *Candida parapsilosis*.

Tableau XXXV : Concentrations minimales inhibitrices (CMI) et concentrations minimales fongicide (CMF) des extraits d'organes de *Moringa oleifera* sur quelques champignons d'importance sanitaire

Champignons	Organes	CMI			CMF		
		Extrait (mg/ml)	Fluc (mg/ml)	Eau javel (mg/ml)	Extrait (mg/ml)	Fluc (mg/ml)	Eau javel (mg/ml)
<i>C. albicans</i>	Feuilles	1,25	3,125	0,078	1,25	6,25	0,312
	Tiges	1,25	3,125	0,078	1,25	6,25	0,312
	Racines	0,0195	3,125	0,078	0,625	6,25	0,312
	Graines	1,25	3,125	0,078	1,25	6,25	0,312
<i>C. parapsilosis</i>	Feuilles	1,25	6,25	0,312	1,25	6,25	0,156
	Tiges	1,25	6,25	0,312	1,25	6,25	0,156
	Racines	0,0095	6,25	0,312	1,25	6,25	0,156
	Graines	0,0095	6,25	0,312	1,25	6,25	0,156

Témoins positifs : Fluconazole et eau de javel

III.1.6.4.- Comparaison entre l'activité des extraits de *Moringa oleifera* et celle de l'hypochlorite de sodium (NaOCl) et du fluconazole sur les levures du genre *Candida*

Dans le but d'expliquer l'incidence des concentrations minimales fongicides et les concentrations minimales inhibitrices sur l'inactivation des levures, leur rapport CMF/CMI a été calculé et rapporté dans le Tableau XXXVI. L'action des extraits sur les levures est fongistatique quand ce rapport est ≥ 4 et fongicide quand le rapport est < 4 .

En utilisant les extraits d'organes pour le traitement et excepté les racines, l'action des autres types d'extrait sur *Candida albicans* est fongicide alors que chez *Candida parapsilosis*, l'action uniquement des extraits de feuilles et tiges est également fongicide en fonction du type d'organe.

Lorsqu'on compare les valeurs des rapports CMF/CMI des extraits à ceux du contrôle positif N°1(Fluconazole), on constate que la fluconazole a une action fongicide sur les deux levures (*C. albicans* et *C. parapsilosis*) utilisés.

Par contre lorsque les valeurs des rapports CMF/CMI des extraits sont comparés à ceux du contrôle positif N°2 (eau de javel), on constate que l'action de l'eau de javel est fongistatique chez *C. albicans* alors que chez *C. parapsilosis* cette action est plutôt fongicide.

En général l'extrait en fonction du type d'organe a une action à la fois fongicide et fongistatique sur chaque levure alors que l'action de l'eau de javel est spécifique à chacune des levures. Par contre le fluconazole a une action uniquement fongicide.

Tableau XXXVI : Rapport CMI et CMF des extraits d'organes de *Moringa oleifera* sur quelques champignons d'importance sanitaire

Champignon	Organe	CMF/CMI		CMF/CMI		CMF/CMI	
		Extrait	Signification	Eau de javel	Signification	Fluconazole	Signification
<i>C. albicans</i>	Feuilles	1	Fongicide	4	fongistatique	2	fongicide
	Tiges	1	Fongicide	4	fongistatique	2	fongicide
	Racines	32,05	Fongiostatique	4	fongistatique	2	fongicide
	Graines	1	Fongicide	4	fongistatique	2	fongicide
<i>C. parapsilosis</i>	Feuilles	1	Fongicide	0,5	fongicide	1	fongicide
	Tiges	1	Fongicide	0,5	fongicide	1	fongicide
	Racines	131,51	Fongiostatique	0,5	fongicide	1	fongicide
	Graines	131,51	Fongiostatique	0,5	fongicide	1	fongicide

III.1.6.5.- Détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI) et bactéricides (CMB) des extraits d'organes de *Moringa stenopetala* sur les bactéries cibles

La variation des CMI et CMB en fonction du type d'organe de *M. stenopetala* et de bactérie est consignée dans le Tableau XXXVII. Chez *E. coli* les plus petites CMI (0,007) et CMB (0,098) sont obtenues avec les feuilles alors que chez *Staphylococcus aureus*, les plus petites CMI (0,0062) et CMB (0,078) sont obtenus respectivement avec les tiges et les graines. Chez *Salmonella typhi* les plus petites CMI (0,012) et CMB (0,009) sont obtenues respectivement avec les extraits de racines. Avec *Aeromonas hydrophila* et *Pseudomonas aeruginosa* les plus petites CMI (0,0045 et 0,009), sont enregistrées lorsqu'elles sont traitées respectivement par les extraits de racines et des tiges. Avec *Vibrio cholerae* ce sont les graines qui enregistrent la valeur la plus faible de la CMI (0,0585).

Par rapport au témoin positif N°1 (Gentamicine) (1,625 et 12,5), les différentes CMI des extraits sont toujours plus élevées. En général, les extraits des feuilles sont plus efficaces sur *E. coli* alors que les extraits de tiges sont plus efficaces avec *Staphylococcus aureus* et *Aeromonas hydrophila*. Quant aux CMB, elles sont en général toujours supérieures aux valeurs de l'extrait.

Concernant cette fois ci le témoin positif N°2 (Eau de javel), les CMI par rapport aux extraits sont en général plus grandes avec *E. coli*, *S. aureus*, *S. typhi*, *P. aeruginosa* et *A. hydrophila* quel que soit la partie de la plante. Par contre avec la bactérie *Vibrio cholerae*, les CMI sont plus petites avec les extraits. Quant aux CMB, elles sont en générale aussi supérieure aux valeurs de l'extrait.

Tableau XXXVII : Concentrations minimales inhibitrice (CMI) et bactéricide (CMB) des extraits d'organes de *Moringa stenopetala* sur quelques bactéries d'importance sanitaire

Bactéries	Organes	CMI			CMB		
		Extrait (mg/ml)	Gent (mg/ml)	Eau javel (mg/ml)	Extrait (mg/ml)	Gent. (mg/ml)	Eau javel (mg/ml)
<i>E. coli</i>	Feuilles	0,007	1,625	1,25	0,0975	6,25	0,078
	Tiges	0,3125	1,625	1,25	0,9375	6,25	0,078
	Racines	0,314	1,625	1,25	0,3515	6,25	0,078
	Graines	0,8333	1,625	1,25	1,25	6,25	0,078
<i>S. aureus</i>	Feuilles	0,625	1,625	0,019	0,156	6,25	0,312
	Tiges	0,00615	1,625	0,019	0,625	6,25	0,312
	Racines	0,0128	1,625	0,019	0,234	6,25	0,312
	Graines	0,029	1,625	0,019	0,078	6,25	0,312
<i>S. typhi</i>	Feuilles	0,021	1,625	0,156	0,9375	0,763	0,625
	Tiges	0,012	1,625	0,156	0,9375	0,763	0,625
	Racines	0,011	1,625	0,156	0,0095	0,763	0,625
	Graines	0,0145	1,625	0,156	0,117	0,763	0,625
<i>A. hydrophila</i>	Feuilles	0,0405	12,5	0,156	0,9375	6,25	0,312
	Tiges	0,03065	12,5	0,156	0,02925	6,25	0,312
	Racines	0,0045	12,5	0,156	0,23425	6,25	0,312
	Graines	0,0145	12,5	0,156	0,019	6,25	0,312
<i>P.s aeruginosa</i>	Feuilles	1,25	3,13	0,312	0,9375	6,25	/
	Tiges	0,0095	3,13	0,312	0,156	6,25	/
	Racines	1,25	3,13	0,312	0,0293	6,25	/
	Graines	0,022	3,13	0,312	0,2343	6,25	/
<i>Vibrio cholerea</i>	Feuilles	0,782	3,13	0,039	0,9375	6,25	0,078
	Tiges	0,117	3,13	0,039	1,25	6,25	0,078
	Racines	1,25	3,13	0,039	0,0059	6,25	0,078
	Graines	0,0585	3,13	0,039	0,3905	6,25	0,078

Témoins positifs : Gentamicine (Gent) et eau de javel

III.1.6. 6.- Comparaison entre l'activité des extraits de *Moringa stenopetala* et celle l'hypochlorite de sodium (NaOCl) /gentamicine sur les bactéries cibles

Le Tableau XXXVIII montre l'incidence des concentrations minimales bactéricides et concentrations minimales inhibitrices sur l'inactivation des bactéries en se référant aux rapports CMB/CMI. L'action des extraits sur les bactéries est bactériostatique quand ce rapport est ≥ 4 et bactéricide quand le rapport est inférieur à 4.

En testant les extraits d'organes sur l'activité des microorganismes, on constate que leurs actions sont autant bactériostatiques que bactéricide dépendant du type d'organe et de la bactérie sauf chez *E. coli* où l'action est bactéricide avec trois parties de la plantes (tiges, racines et graines).

Lorsqu'on compare les valeurs des rapports CMB/CMI des extraits à ceux du contrôle positif N°1(gentamicine), on constate que la gentamicine a une action bactéricide sur les microorganismes utilisés.

Par contre lorsque les valeurs des rapports CMB/CMI des extraits sont comparées à ceux du contrôle positif N°2 (eau de javel), on constate que l'action de l'eau de javel est bactériostatique chez *S. aureus* et *S. typhi* alors que chez les autres bactéries (*E. coli*, *A. hydrophila*, *P. aeruginosa* et *V. cholerea*) cette action est plutôt bactéricide.

Tableau XXXVIII : Rapport CMB/ CMI des extraits d'organes de *Moringa stenopetala* sur quelques bactéries d'importance sanitaire

Bactéries	Organes	CMB/CMI		CMB/CMI		CMB/CMI	
		Extrait	Signification	Eau de javel	Signification	Gentamicine	Signification
<i>E. coli</i>	Feuilles	13,93	bactériostatique	0,063	Bactéricide	3,84	Bactéricide
	Tiges	3	bactéricide	0,063	Bactéricide	3,84	Bactéricide
	Racines	1,11	bactéricide	0,063	Bactéricide	3,84	Bactéricide
	Graines	1,5	bactéricide	0,063	Bactéricide	3,84	Bactéricide
<i>S. aureus</i>	Feuilles	0,25	bactéricide	16,42	Bactériostatique	3,84	Bactéricide
	Tiges	101,63	bactériostatique	16,42	Bactériostatique	3,84	Bactéricide
	Racines	18,28	bactériostatique	16,42	Bactériostatique	3,84	Bactéricide
	Graines	2,69	bactéricide	16,42	Bactériostatique	3,84	Bactéricide
<i>S. typhi</i>	Feuilles	44,64	bactériostatique	4	Bactériostatique	0,47	Bactéricide
	Tiges	78,125	bactériostatique	4	Bactériostatique	0,47	Bactéricide
	Racines	0,85	bactéricide	4	Bactériostatique	0,47	Bactéricide
	Graines	8,06	bactériostatique	4	Bactériostatique	0,47	Bactéricide
<i>A. hydrophila</i>	Feuilles	23,14	bactériostatique	2	Bactéricide	0,5	Bactéricide
	Tiges	0,95	bactéricide	2	Bactéricide	0,5	Bactéricide
	Racines	52,05	bactériostatique	2	Bactéricide	0,5	Bactéricide
	Graines	13,46	bactériostatique	2	Bactéricide	0,5	Bactéricide
<i>P. aeruginosa</i>	Feuilles	0,75	bactéricide	/	/	1,99	Bactéricide
	Tiges	16,42	bactériostatique	/	/	1,99	Bactéricide
	Racines	0,002	bactéricide	/	/	1,99	Bactéricide
	Graines	10,77	bactériostatique	/	/	1,99	Bactéricide
<i>V. cholerea</i>	Feuilles	1,2	bactéricide	2	Bactéricide	1,99	Bactéricide
	Tiges	10,68	bactériostatique	2	Bactéricide	1,99	Bactéricide
	Racines	0,05	bactéricide	2	Bactéricide	1,99	Bactéricide
	Graines	6,68	bactériostatique	2	Bactéricide	1,99	Bactéricide

III.1.6.7.- Détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI) et fongicide (CMB) des extraits d'organes de *Moringa stenopetala* sur les levures *Candida*

Le Tableau XXXIV montre que les valeurs CMI et CMB varient en fonction du type d'organe et de levure. Chez *Candida albicans*, les plus petites CMI (0,022) et CMB (0,183) sont obtenues avec les racines alors que chez *Candida parapsilosis*, les plus petites CMI (0,007) et CMB (0,083) sont obtenus avec les extraits de tiges. Par rapport au témoin N°1 (fluconazole de référence) (3,125 et 6,25), les différents CMI des extraits sont toujours plus inférieures. La même tendance est observée avec les CMF des extraits qui sont également plus inférieures.

Par contre en se référant au témoin N°2 (eau de javel de référence) les différents CMI des extraits sont toujours plus élevées sauf au niveau des graines. La même tendance est observée avec les CMF des extraits qui sont également plus élevées sauf au niveau des feuilles de *C. albicans* et les racines de *C. parapsilosis*.

Tableau XXXIX : Concentrations minimales inhibitrices (CMI) et concentrations minimales fongicides (CMF) des extraits d'organes de *Moringa stenopetala* sur quelques levures d'importance sanitaire

Champignons	Organes	CMI			CMF		
		Extrait (mg/ml)	Fluc (mg/ml)	Eau javel (mg/ml)	Extrait (mg/ml)	Fluc (mg/ml)	Eau javel (mg/ml)
<i>C. albicans</i>	Feuilles	1,25	3,125	0,078	0,183	6,25	0,312
	Tiges	0,625	3,125	0,078	1,0417	6,25	0,312
	Racines	0,625	3,125	0,078	0,312	6,25	0,312
	Graines	0,022	3,125	0,078	1,25	6,25	0,312
<i>C. parapsilosis</i>	Feuilles	0,029	6,25	0,312	0,625	6,25	0,156
	Tiges	0,007	6,25	0,312	0,083	6,25	0,156
	Racines	0,625	6,25	0,312	0,312	6,25	0,156
	Graines	0,039	6,25	0,312	0,703	6,25	0,156

Témoins positifs : Fluconazole (Fluc) et eau de javel

III.1.6.8.- Comparaison entre l'activité des extraits de *Moringa stenopetala* et celle de l'hypochlorite de sodium (NaOCl)/fluconazole sur les levures *Candida*

Dans le but d'expliquer l'incidence des concentrations minimales fongicides et les concentrations minimales inhibitrices sur l'inactivation des levures, leurs rapports CMF/CMI a été calculé et rapporté dans le Tableau XXXX. L'action des extraits sur les levures est fongistatique quand ce rapport est ≥ 4 et fongicide quand le rapport est < 4 .

L'utilisation des extraits d'organes montrent que chez *Candida albicans*, ils ont une action fongicide en dehors de extraits des graines. A l'inverse chez *Candida parapsilosis*, tous les différents types d'extraits sont fongistatiques en dehors de extraits des racines.

Lorsqu'on compare les valeurs des rapports CMF/CMI des extraits à ceux du contrôle positif N°1(Fluconazole), on constate que le fluconazole a une action fongicide sur les deux levures (*C. albicans* et *C. parapsilosis*) utilisés.

Par contre lorsque les valeurs des rapports CMF/CMI des extraits sont comparés à ceux du contrôle positif N°2 (eau de javel), on constate que l'action de l'eau de javel est fongistatique chez *C. albicans* alors que chez *C. parapsilosis* cette action est plutôt fongicide.

En général l'extrait en fonction du type d'organe a une action à la fois fongicide et fongistatique sur chaque levure alors que l'action de l'eau de javel est spécifique à chacune des levures. Par contre la fluconazole a une action uniquement fongicide.

Tableau XXXX : Rapport CMI/CMF des extraits d'organes de *Moringa stenopetala* sur quelques champignons d'importance sanitaire

Champignon	Organe	CMF/CMI	Signification	CMF/CMI	Signification	CMF/CMI	Signification
		Extrait		Eau de javel		Fluconazole	
<i>C. albicans</i>	Feuilles	0,15	Fongicide	4	fongistatique	2	fongicide
	Tiges	1,66	Fongicide	4	fongistatique	2	fongicide
	Racines	0,5	Fongicide	4	fongistatique	2	fongicide
	Graines	57,47	Fongistatique	4	fongistatique	2	fongicide
<i>C. parapsilosis</i>	Feuilles	21,36	Fongistatique	0,5	fongicide	1	fongicide
	Tiges	11,82	Fongistatique	0,5	fongicide	1	fongicide
	Racines	0,5	Fongicide	0,5	fongicide	1	fongicide
	Graines	18,025	Fongistatique	0,5	fongicide	1	fongicide

III.1.6.9. CMI des extraits de divers organes de *Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala* significatives vis-à-vis des germes considérés

En se basant sur les recommandations de Kueté (2010), les CMI significatives de chaque partie de la plante sont inscrit dans le tableau XXXXI.

Tableau XXXXI : Récapitulatif des CMI significatives de *M. stenopetala* et *M. oleifera*

Espèces	Parties de la plante	CMI significatives <i>M. oleifera</i>							
		EC	SA	ST	AH	PS	VC	CA	CP
<i>M. oleifera</i>	Feuilles	0,0045*	0,0145*	1,25	0,078*	0,104	0,156	1,25	1,25
	Tiges	0,01*	0,007*	1,25	1,25	1,25	0,156	1,25	1,25
	Racines	0,0195*	0,312	0,182	1,25	1,25	0,0045*	0,0195*	0,0095*
	Graines	0,625	0,0195*	0,0195*	0,0195*	1,25	0,007*	1,25	0,0095*
	Parties de la plante	CMI significatives <i>M. stenopetala</i>							
<i>M. stenopetala</i>	Feuilles	0,007	0,625	0,021*	0,0405*	1,25	0,782	1,25	0,029*
	Tiges	0,3125	0,00615*	0,012*	0,03065*	0,0095*	0,117	0,625	0,007*
	Racines	0,314	0,0128*	0,011*	0,0045*	1,25	1,25	0,625	0,625
	Graines	0,8333	0,029*	0,0145*	0,0145*	0,022*	0,0585*	0,022*	0,039*

*Valeurs significatives (CMI<0,1mg/mL)

III.1.7.- Différentes classes de métabolites et caractérisation de quelques molécules bioactives dans les extraits de *Moringa oleifera* et *M. stenopetala*

III.1.7.1- Classes de métabolites dans différents extraits de *M. oleifera* et *M. stenopetala*

Pour mettre en évidence les différentes classes de métabolites secondaires présents dans nos extraits un criblage phyto chimique a été réalisé. L'extraction des différents types d'extraits, nous a permis de noter que les constituants chimiques majoritaires identifiés, des extraits aqueux et éthanoïques de *Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala* ont été les alcaloïdes, les flavonoïdes et les tannins. Les stéroïdes, saponines, les phénols, ont été assez abondant, les Terpénoides quant à eux sont moins abondant et parfois sous forme de traces (Tableau XXXXII).

Au niveau de l'extrait de macération à l'eau : Les graines de *Moringa stenopetala* sont les plus riches en métabolites secondaires avec la présence de neuf (9) familles sur les onze (11) recherchées soit 81,81%. Les feuilles contiennent sept (7) sur onze (11) familles de métabolites

secondaires soit 63,63%. Les écorces de tronc contiennent cinq (5) sur onze (11) familles de métabolites soit 45,45%. Quant aux écorces de racines de *Moringa stenopetala* ils contiennent (6) sur onze (11) familles recherchées soit 54,54%. Ces molécules sont plus concentrées dans les racines.

Les résultats du criblage phyto chimique ont révélée l'absence d'anthocyanines et de glucosides dans l'ensemble des organes de *Moringa*.

Pour l'extrait de Macération à l'alcool : les graines et les feuilles de *Moringa stenopetala* sont les plus riches en métabolites secondaires avec la présence de neuf (9) sur les onze (11) familles recherchées soit 81,81%. Quant aux écorces de racines et troncs de *Moringa stenopetala*, ils contiennent (6) sur les onze (11) familles recherchées soit 54,54%. Les alcaloïdes, tanins et flavonoïdes sont assez abondants dans les feuilles et écorces de tronc de *Moringa stenopetala*.

Pour l'extrait de décoction à l'eau, les graines de *Moringa stenopetala* n'ont pas été utilisées pour réaliser la décoction à cause du risque de destruction des propriétés biologiques de la plante par la chaleur. Les feuilles de *Moringa stenopetala* sont les plus riches en métabolites secondaires avec la présence de neuf (9) sur les onze (11) familles recherchées soit 81,81%. Quant aux écorces de racines et tiges de *Moringa stenopetala* elles contiennent (5) familles de métabolites secondaires des onze (11) recherchés soit 45,45%. Les tanins et flavonoïdes sont assez abondants dans les feuilles et écorces de racines de *Moringa stenopetala*.

Pour l'espèce *Moringa oleifera* de Yaoundé, au niveau de la macération à l'eau, les graines sont les plus riches en métabolites secondaires avec la présence de neuf (9) sur les onze (11) familles recherchées soit 81,81%. Les feuilles contiennent sept (7) sur les onze (11) familles recherchées, soit 63,63%. Les écorces de tronc et de racines contiennent cinq (5) sur les douze (11) familles recherchées, soit 45,45%. Les flavonoides, alcaloides tanins et anthraquinones sont assez abondants au niveau des tiges, feuilles et racines. Par contre dans les graines tous les métabolites présents sont assez abondants.

Au niveau de la macération à l'alcool : les graines de *Moringa oleifera* sont les plus riches en métabolites secondaires avec la présence de neuf (9) sur les onze (11) familles recherchées, soit 81,81%. Les feuilles contiennent sept (7) sur les onze (11) familles de métabolites secondaires recherchés soit 63,63%. Les écorces de tronc et racines contiennent (5) familles sur les onze (11) de métabolites secondaires recherchés, soit 45,45%. Les flavonoïdes, alcaloïdes, tanins et Anthraquinones sont abondants et assez abondant au niveau des tiges, feuilles et racines.

Au niveau de l'extrait de décoction à l'eau, les feuilles de *Moringa oleifera* contiennent six (6) sur les onze (11) familles de métabolites secondaires recherchés, soit 54,54%. Les écorces de tronc et racines contiennent (4) familles sur les onze (11) recherchés, soit 36,36%. Les alcaloïdes et tanins sont assez abondants au niveau des tiges et racines.

Pour l'espèce *Moringa oleifera* de Maroua, au niveau de la macération à l'eau les feuilles contiennent six (6) sur les onze (11) familles recherchées, soit 54,54%. Les écorces de tronc et racines contiennent (3) familles sur les (11) familles recherchés, soit 27,27%.

Au niveau de la macération à l'alcool : les feuilles de *Moringa oleifera* de Maroua contiennent neuf (9) sur les onze (11) familles de métabolites secondaire recherchés, soit 81,81%. Les écorces de tronc et racines contiennent sept (7) des onze (11) familles recherchées soit 63,63%. Les alcaloïdes et tanins sont abondants, les terpénoïdes, coumarines, stéroïdes, anthraquinones et phénols sont peu abondants. Quant aux flavonoïdes ils sont assez abondants dans toutes les trois parties de la plante.

Au niveau de l'extrait de décoction, les feuilles de *Moringa oleifera* de Maroua contiennent huit (8) sur les onze (11) familles de métabolites secondaires recherchés, soit 72,72 %. Par contre, Les écorces de tronc et racines contiennent (7) sur les onze (11) familles de métabolites secondaires recherchés soit, 63,63%. Le Tableau XXXXII présente le profil des différents constituants chimiques des parties de *Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala* et leurs abondances relatives.

Tableau XXXXII : Profil des différents constituants chimiques des parties de *Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala* et leurs abondances relatives.

Localités	Espèce	Extraits	Organes	Terpe	Stéro	Phé	Alcal	Flavo	Sapo	Gluc	Tan	Cou	Anthra	Antho	
Yaoundé	<i>Moringa stenopetala</i>	Extrait de F		++	-	+	++	++	-	-	++	+	++	-	
		Macération à l'eau	ET	++	-	-	-	+	-	-	+++	+	++	-	
			ER	++	-	-	-	++	+	-	+++	+	++	-	
			G	++	++	++	+++	++	-	-	++	+	++	-	
		Extrait de F		+	+	+	+++	+	+	-	+++	+	+	-	
		Macération à l'alcool	ET	+	+	-	+++	++	-	-	-	+	+	-	
			ER	+	-	-	+	++	+	-	-	+	+	-	
			G	+	+	++	++	++	-	-	+	+	+	-	
		Extrait de décoction	F		+	-	+	+	++	-	-	+++	+	+	-
		à l'eau	ET		+	-	-	-	+	-	-	+	+	+	-
		ER		+	-	-	-	++	+	-	-	+	+	-	
Yaoundé	<i>Moringa stenopetala</i>	Extrait de F		++	-	+	+++	++	-	-	+++	+	++	-	
		Macération à l'eau	ET	++	-	-	-	+	-	-	+++	+	++	-	
			ER	++	-	-	-	+	-	-	+++	+	++	-	
			G	++	++	++	+++	++	-	-	++	+	++	-	
		Extrait de F		+	+	+	++	++	-	-	+	+	+	-	
	Extrait de Macération	ET		+	+	trace	-	++	-	-	+++	+	+	-	
	à l'eau	ER		+	-	-	+	++	+	-	+++	+	+	-	

		l'alcool	G	+	+	++	+	++	-	-	+	+	+	-
		Extrait de	F	+	-	+	+	++	-	-	-	+	+	-
		décoction à	ET	+	-	-	-	-	-	-	++	+	+	-
		l'eau	ER	+	-	-	-	-	-	-	+	+	+	-
		Extrait de	F	++	-	+	++	+	-	-	-	+	++	-
		Macération à	ET	++	-	-	-	-	-	-	-	+	++	-
		l'eau	ER	++	-	-	-	-	-	-	-	+	++	-
			G	++	++	++	+++	++	-	-	++	+	++	-
Maroua	<i>Moringa oleifera</i>		F	+	+	+	+++	++	+	-	+++	+	+	-
		Extrait de	ET	+	-	-	++	++	+	-	+++	+	+	-
		Macération à	ER	+	-	-	++	++	+	-	+++	+	+	-
		l'alcool	G	++	++	++	+++	++	-	-	++	+	++	-
		Extrait de	F	+	-	+	+++	++	+	-	+++	+	+	-
		décoction à	ET	+	-	-	+	+	-	-	+	+	+	-
		l'eau	ER	+	-	-	+	+	-	-	+	+	+	-

Légende : +++ : Abondant ; ++ : assez abondant ; + : peu abondant ; - : moins abondant ou traces

Terp : Terpenoides ; Ster : Steroides ; Phe : Phenoles ; Alcaloïdes ; Flav : Flavonïdes ; Sapo : Saponines ; Gluc : Glucosides ; Tan : Tanins ; Cou : Coumarines ; Anthra : Anthraquinones ; Antho : Anthocyanines

III.1.7.2.- Caractérisation de quelques molécules chimiques dans les extraits de *Moringa oleifera* et *M. stenopetala*

Le Tableau XXXXIII présente le nombre de composés chimiques retrouvés dans les différentes parties de *Moringa*. L'espèce *M. oleifera* est plus riche en molécules chimiques comparée à *M. stenopetala*. En effet, un nombre de 176 et 149 molécules ont respectivement été isolées des deux plantes pour un total de 325. Cependant, 18 et 24 molécules n'ont pas été identifiées respectivement chez *M. oleifera* et *M. stenopetala*. Cependant ce nombre varie en fonction des différentes parties de la plante. Le plus grand nombre de composés identifiés (26%) se retrouve uniquement dans les feuilles de *M. oleifera* contre 25,6% plutôt dans les tiges de *M. stenopetala*. Par ailleurs 3,7 et 1,6% de composés identifiés se retrouvent à la fois dans toutes les parties respectives de ces espèces. Seulement 25 composés sont communs aux deux espèces, soit 36, 24, 16 et 2% qui se retrouvent à la fois et respectivement dans les feuilles, les tiges, les racines et les graines de ces deux plantes.

Tableau XXXXIII : Nombre de composés chimiques retrouvés dans les différentes parties de *Moringa*.

Parties de la plante	Composés de <i>M. oleifera</i>		Composés de <i>M. stenopetala</i>		Composés spécifiques à <i>M. oleifera</i>	Composés spécifiques à <i>M. stenopetala</i>	Composés communs aux deux espèces
	D	ND	D	ND			
Tiges, feuilles, racines, graines	06	0	02	0	4	0	02
Tiges, feuilles, racines,	0	0	01	0	0	1	0
Tiges, racines, graine	01	0	0	0	01	0	0
Tiges, feuilles, graines	0	0	0	0	0	0	0
Feuilles, racines, graines	0	0	0	0	0	0	0
Tiges, feuilles	02	0	02	0	02	02	0
Tiges, racines	04	0	0	0	04	0	0
Tiges, graines	0	0	02	0	0	02	0
Feuilles, racines	08	0	02	0	06	0	02
Feuilles, graines	0	0	01	0	0	01	0
Racines, graines	03	0	01	0	03	01	0
Tiges	34	02	35	06	28	29	06
Feuilles	42	06	32	05	33	23	09
racines	29	04	17	07	25	13	04
Graines	29	06	30	06	27	28	02
Total des composés	158	18	125	24	133	100	25

D : déterminée ; ND : non déterminée

La Figure 40 (a, b, c, d) représente l'abondance relative des différents composés, leur pic d'absorption en pôle positif et négatif, temps de rétention, leur nom ainsi que la catégorie chimique auxquels ils appartiennent. Dans cette étude nous notons en général, chez *M. stenopetala*, la famille des grands groupes de métabolites à savoir les sucres, les aminoacides, les flavonoïdes, les alcaloïdes, les polyphénols, les acides carboxyliques, les triglycérides, tannins, vitamines, isothiocyanates, glucosinolates caroténoïdes. Les principaux groupes sont les alcaloïdes avec environ 34,72% suivi des flavonoïdes 31,94% et Phénols 27,77 %, coumarines 2,77 % et 2,77 % de terpènes. Tous ces grands groupes représentent au total 99,97%, le reste des 0,3% se retrouve dans les autres familles.

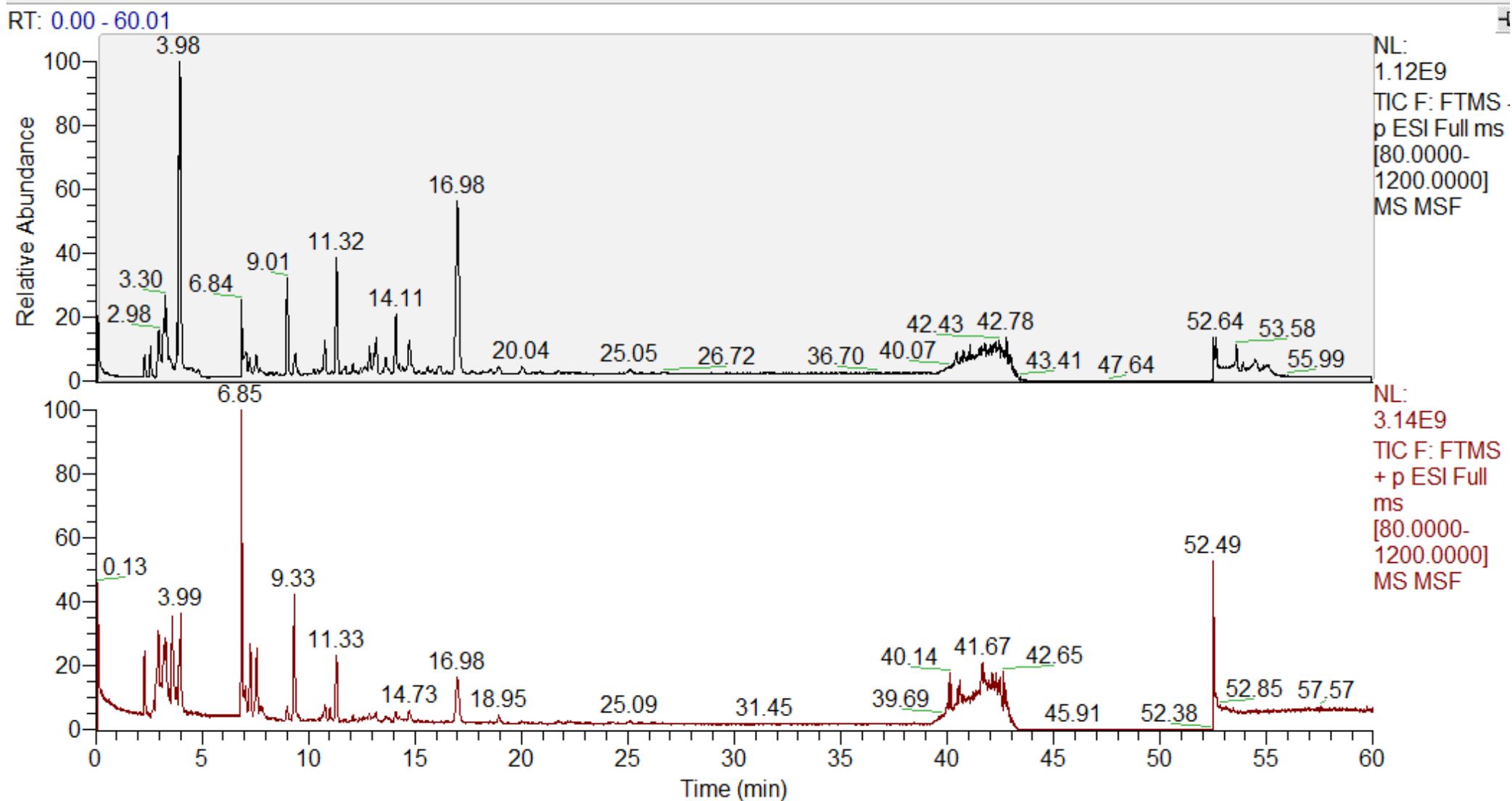


Figure 40a: Profil LC/MS de l'extrait brut au méthanol des feuilles MSF, en haut le spectre (-), et en bas le spectre (+), le pic majoritaire est un **sucrose et l'acide citrique**

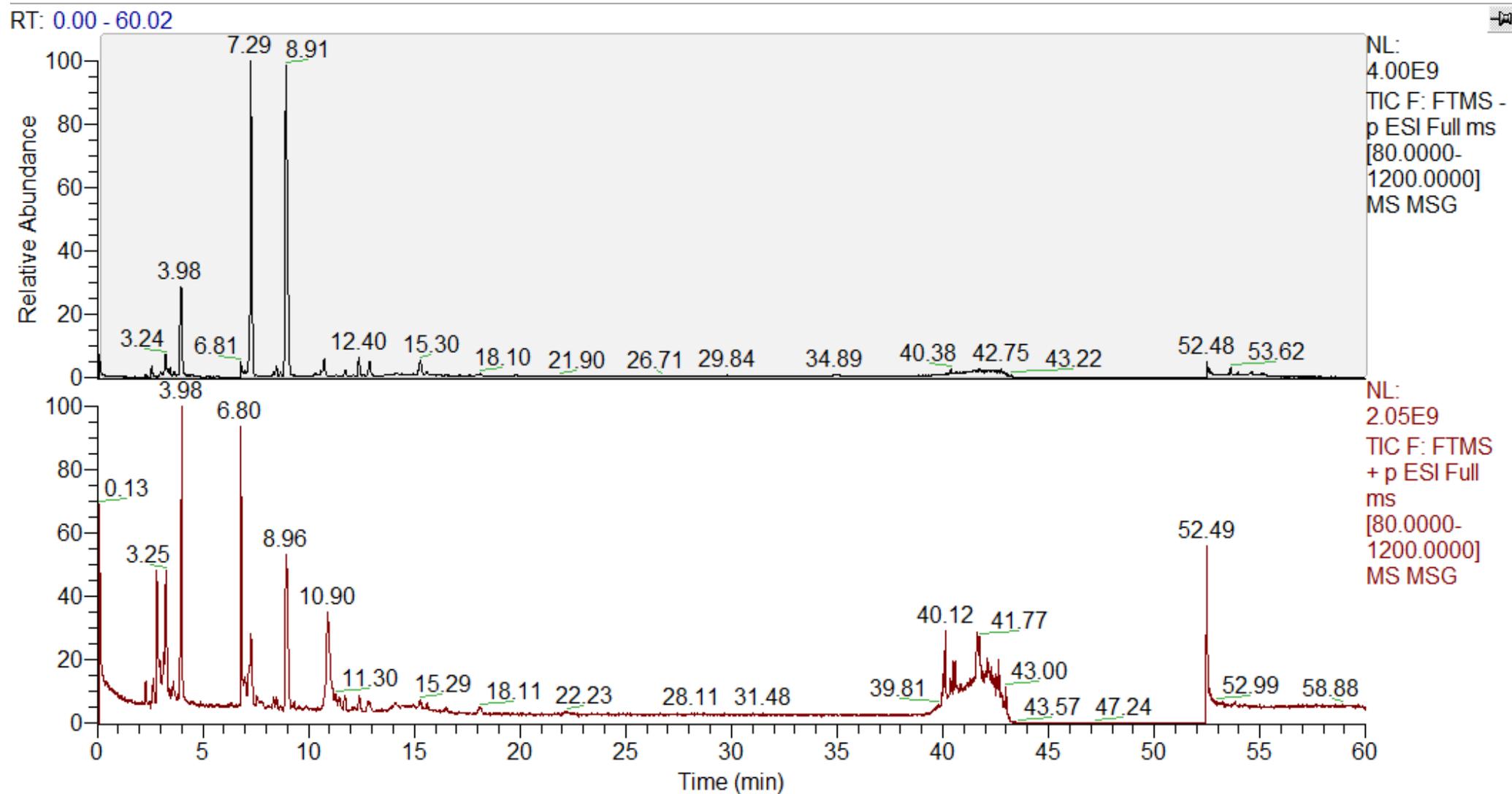


Figure 40 b : Profil LC/MS de l'extrait brut au méthanol des graines MSG, en haut le spectre (-), et en bas le spectre (+), le pic majoritaire est un sucre le α -maltose

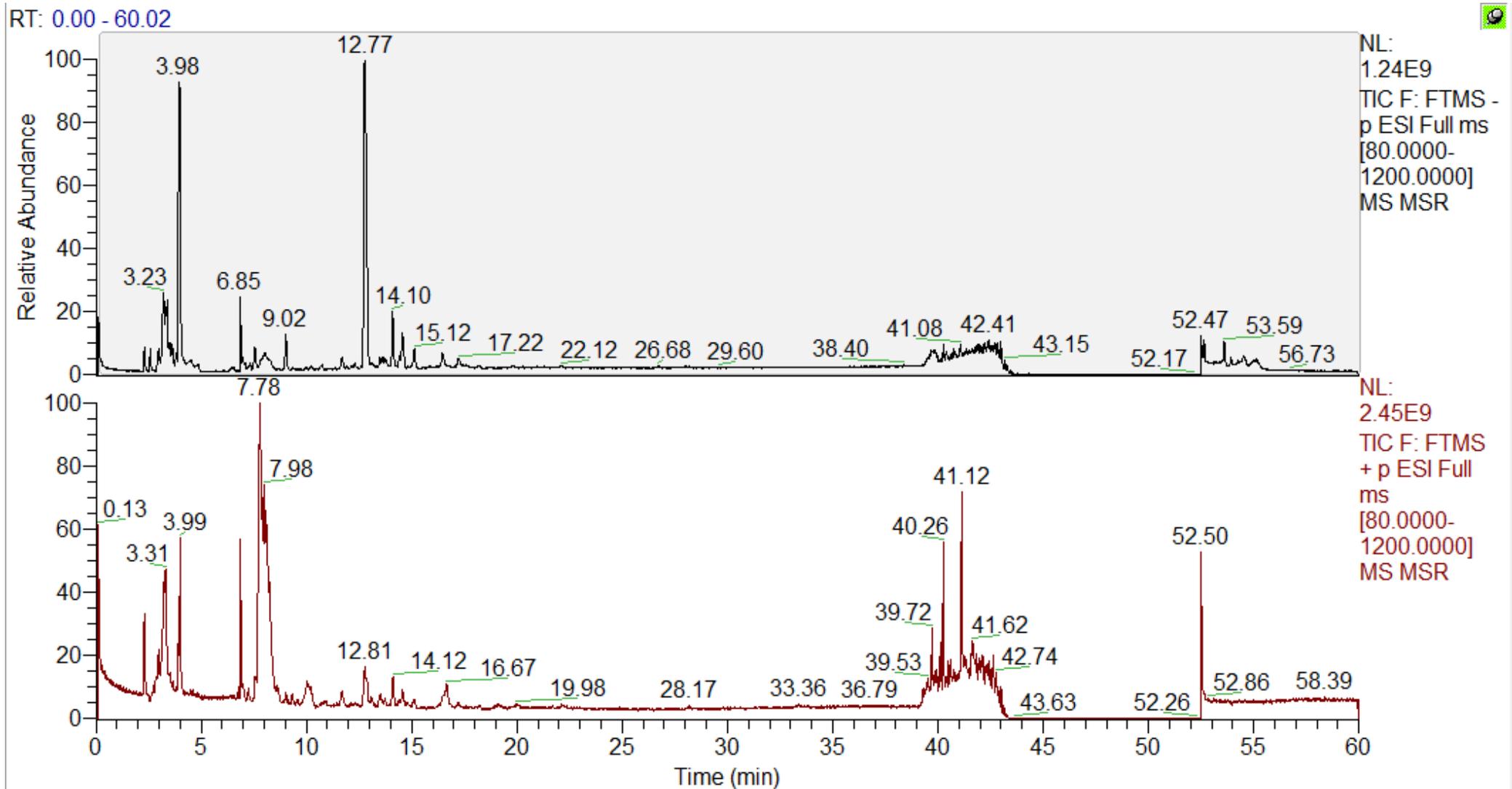


Figure 40 c : Profil LC/MS de l'extrait brut au méthanol des racines MSR, en haut le spectre (-), et en bas le spectre (+), le pic majoritaire est une Glucotropaelin

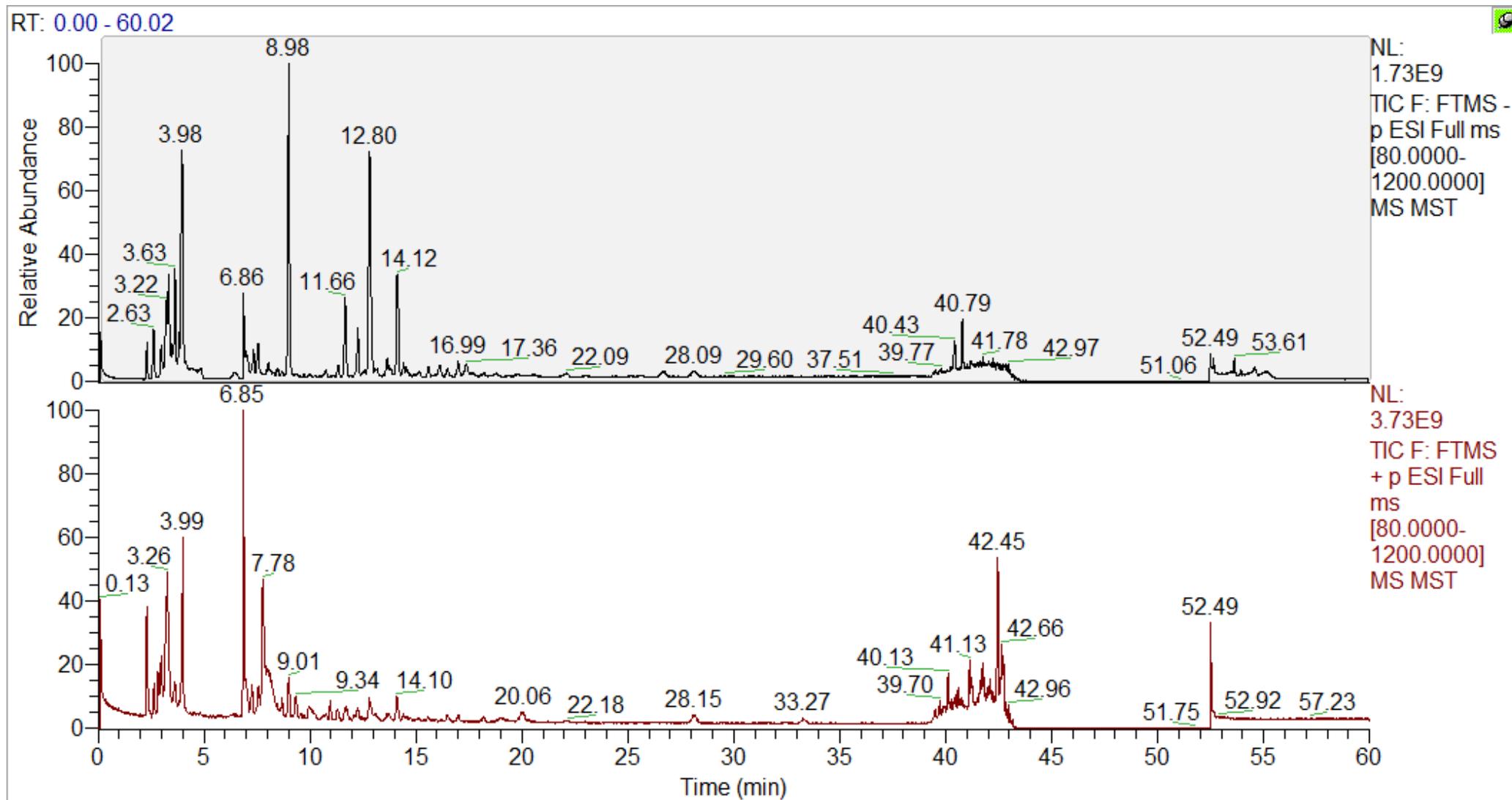


Figure 40 d : Profil LC/MS de l'extrait brut au méthanol des tiges MOT, en haut le spectre (-), et en bas le spectre (+), le pic majoritaire est le **Meglutol**

La Figure 41(a, b, c, d) représente l'abondance relative des différents composés, leur pic d'absorption en positif et négatif, temps de rétention, leur nom ainsi que la catégorie chimique auxquels ils appartiennent. Pour *Moringa oleifera* nous avons également obtenus, presque les mêmes grands groupes de molécules avec les alcaloïdes qui sont à 50,40% suivi des flavonoïdes 33,33%, Phénols 13,82 % et 2,43 % de terpènes. Tous ces grands groupes représentent au total 99,98%, le reste des 0,2% se retrouve dans les autres familles.

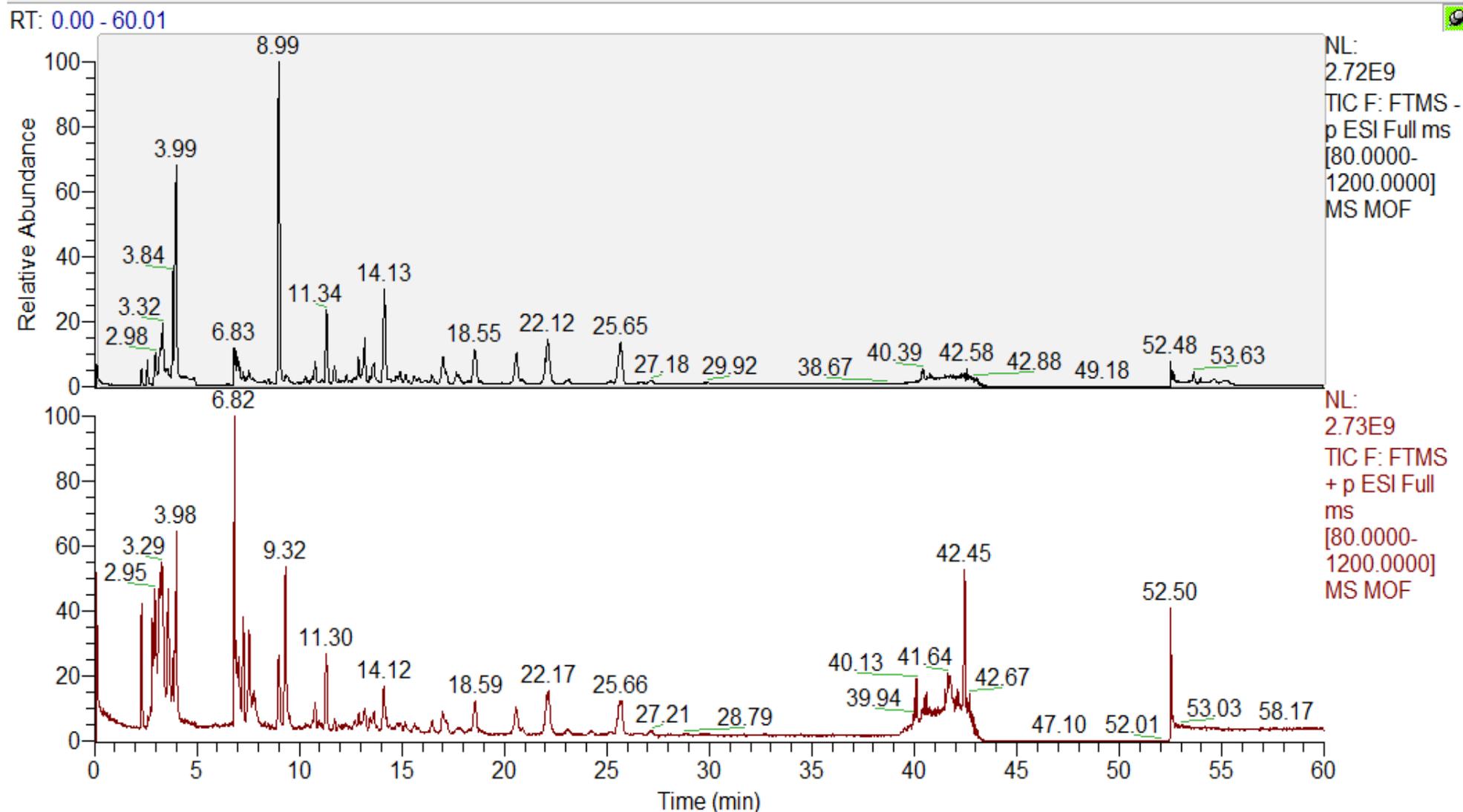


Figure 41a : Profil LC/MS de l'extrait brut au méthanol des feuilles MOF, en haut le spectre (-), et en bas le spectre (+), le pic majoritaire serait une glucosinolate le 4-O-a-L-Rhamnopyranosylglucosinalbin et le fructose qui est sucre.

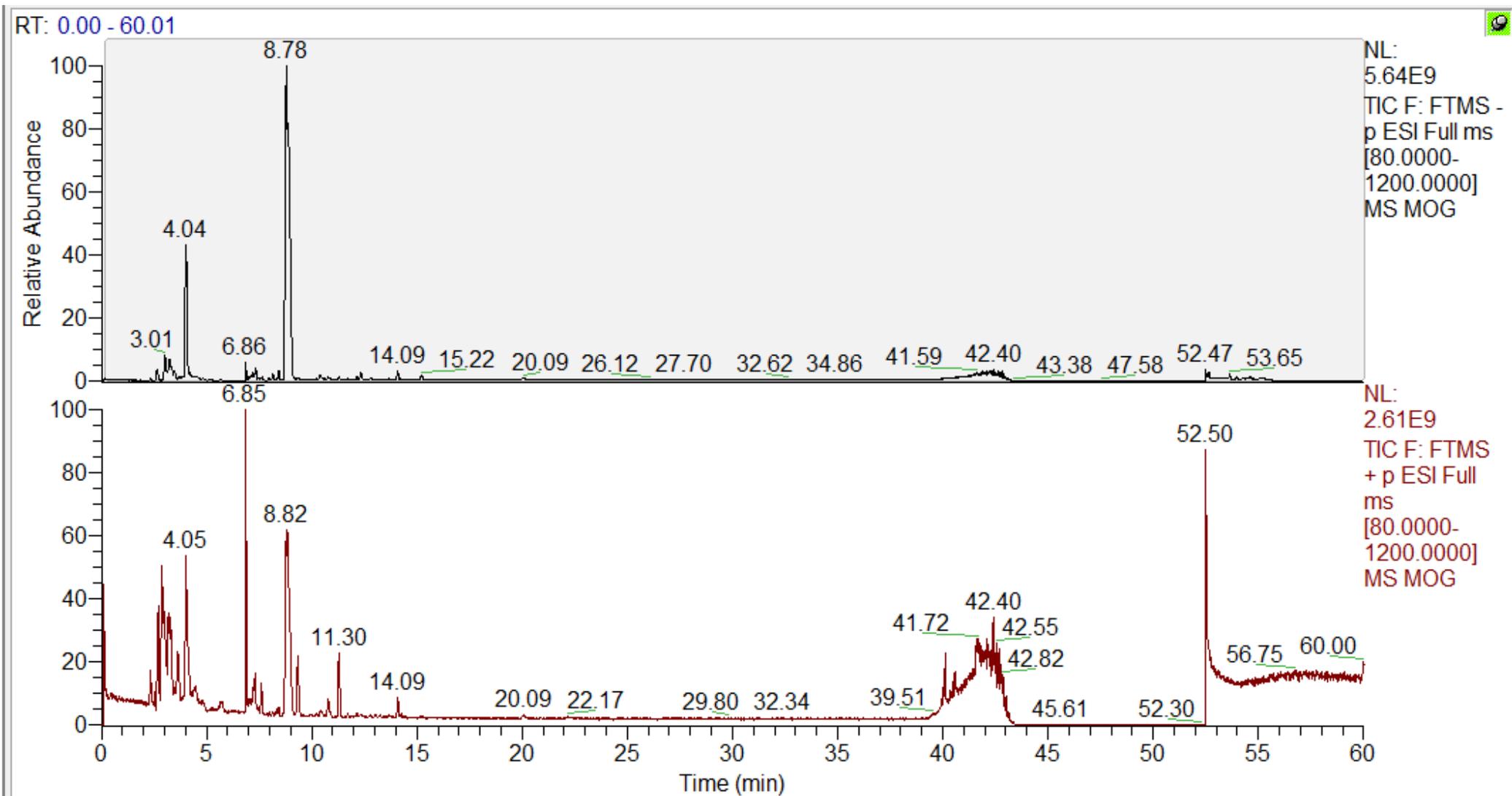


Figure 41 b: Profil LC/MS de l'extrait brut au méthanol des graines MOG, en haut le spectre (-), et en bas le spectre (+), le pic majoritaire serait un alcaloïde [(5-hydroxy-2-oxo-1,3-oxazolidin-5-yl)oxy].

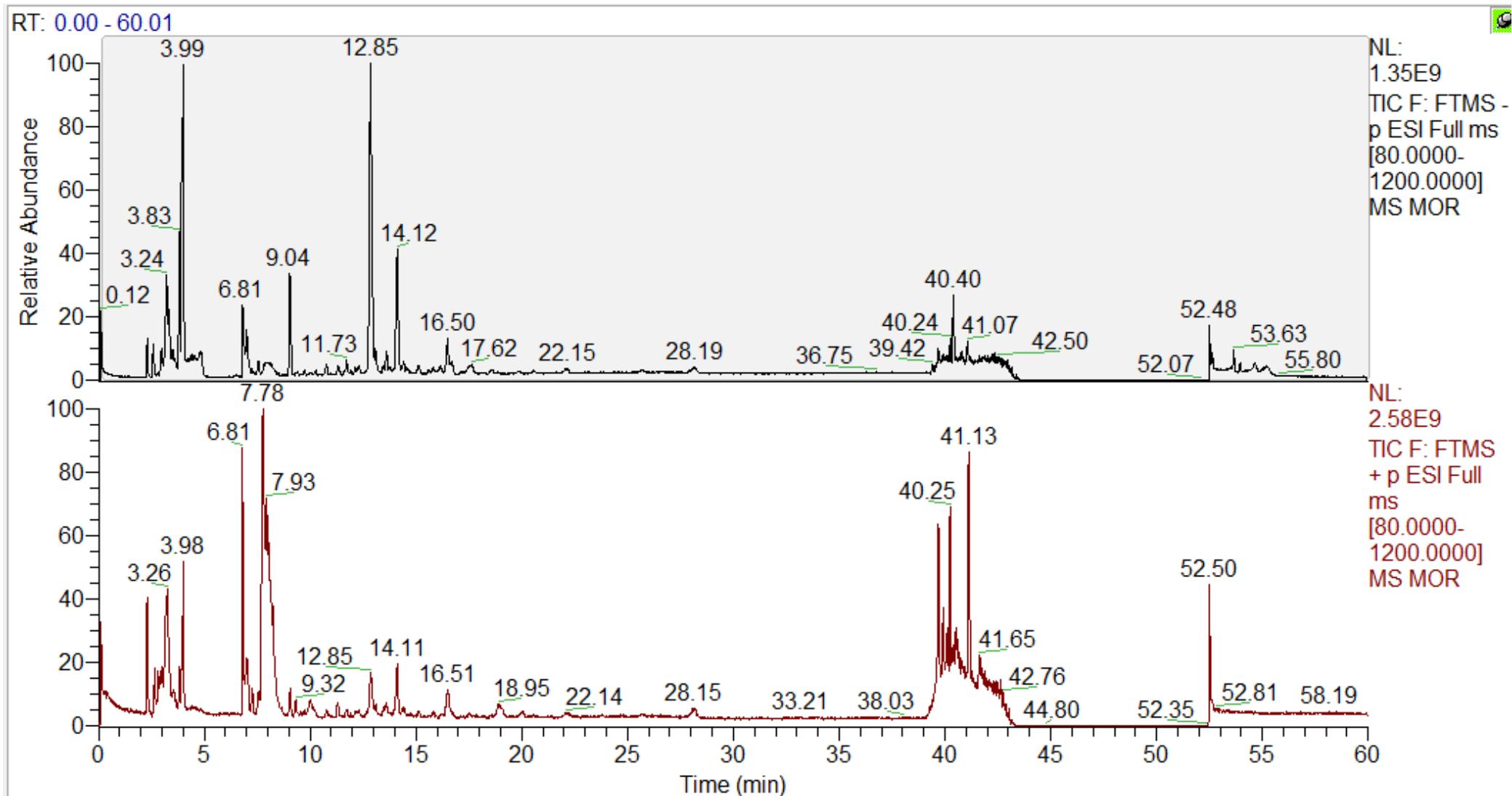


Figure 41 c : Profil LC/MS de l'extrait brut au méthanol des racines MOR, en haut le spectre (-), et en bas le spectre (+), le pic majoritaire est un sucre le α -maltose, et un alcaloïde le 2-amino-3hydroxy propaneperoxoate.

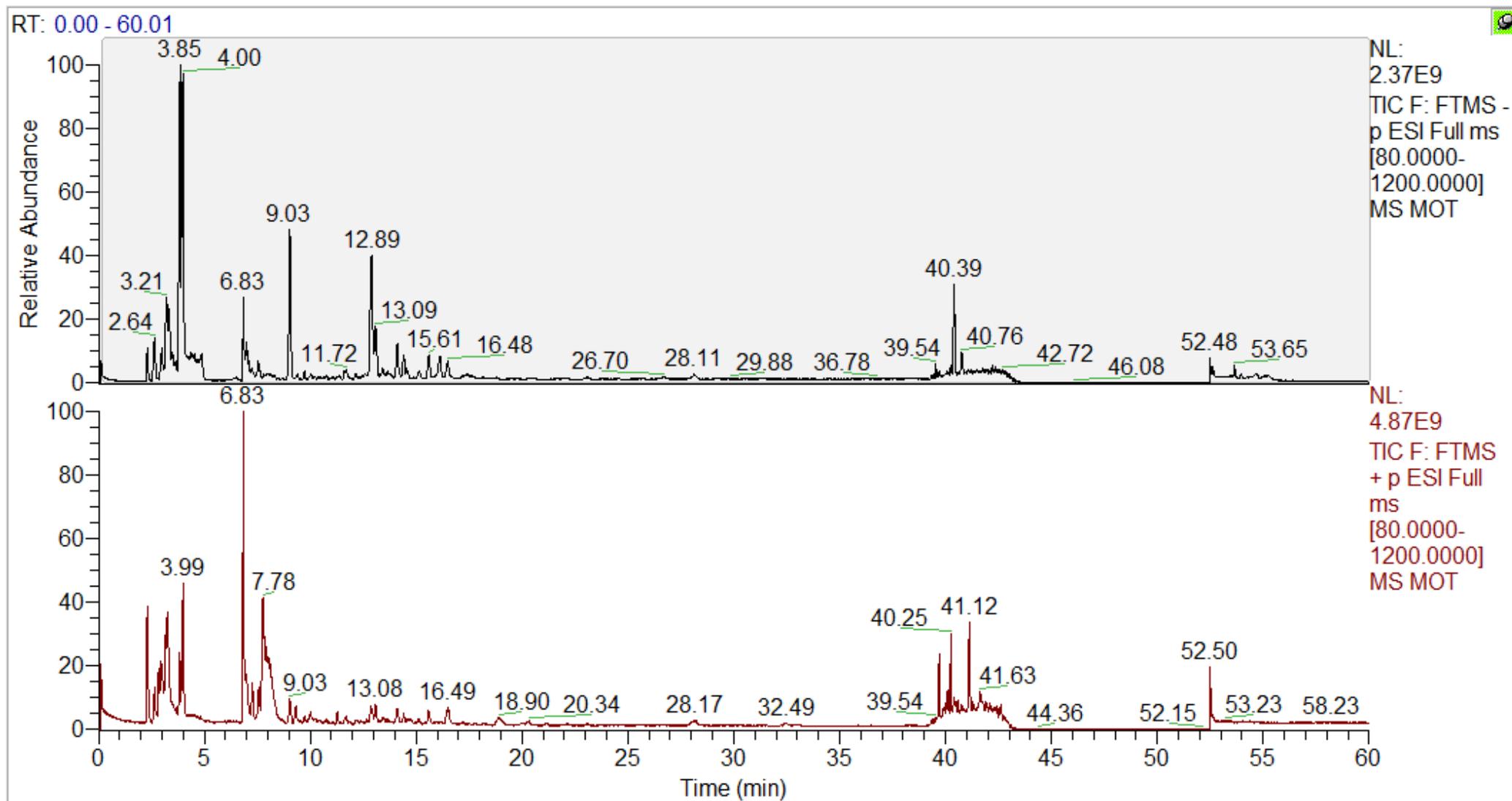
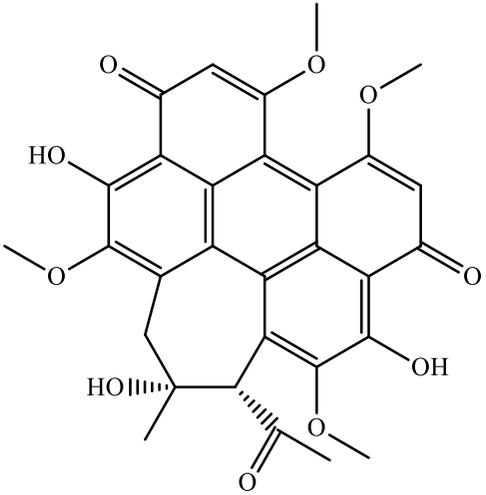


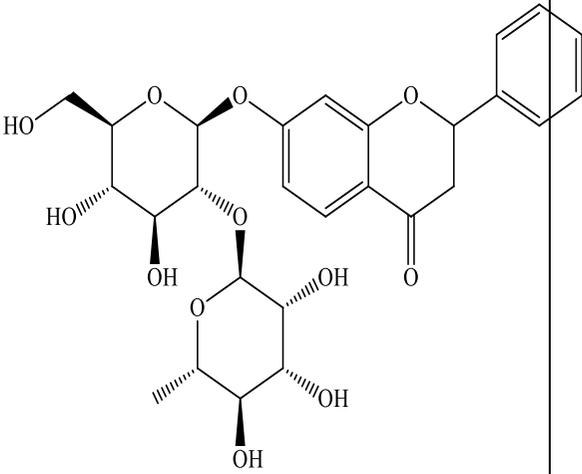
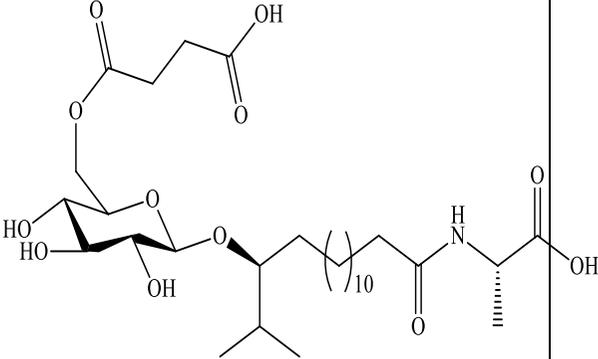
Figure 41 d : Profil LC/MS de l'extrait brut au méthanol des tiges MOT, en haut le spectre (-), et en bas le spectre (+), le pic majoritaire est l'acide quinique

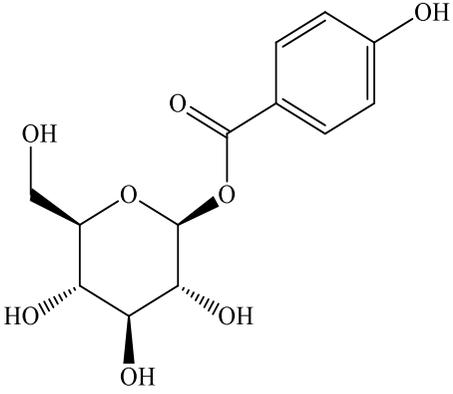
III.1.7.2.1.- Quelques molécules bioactives identifiées dans les extraits de *M. stenopetala*

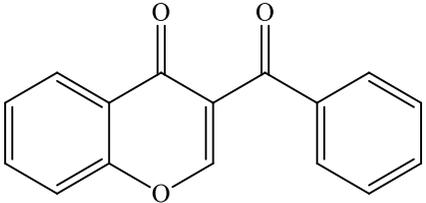
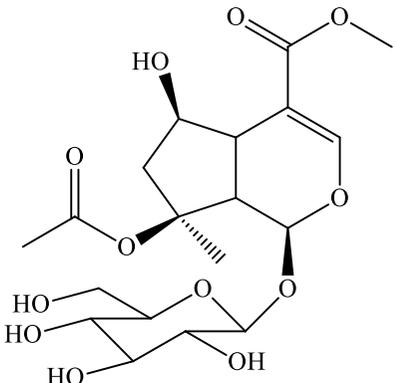
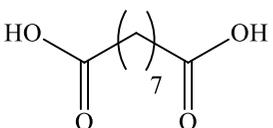
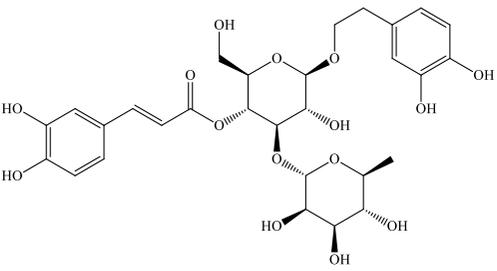
Le Tableau XXXXIV présente 40 molécules chimiques retrouvés dans les différentes parties de *Moringa stenopetala*. Ces molécules sont responsables en partie des activités antimicrobiennes retrouvés dans notre étude. L'espèce *M. stenopetala* est plus riche en molécules antimicrobiennes comparée à *M. oleifera*. En effet, des 40 molécules ont respectivement été isolées des parties de la plante. Cependant ce nombre varie en fonction des différentes parties de la plante. Le plus grand nombre de composés identifiés (40%) se retrouve uniquement dans les tiges de *M. stenopetala* contre 30% plutôt dans les feuilles. Par ailleurs 20% dans les racines et 10% au niveau des graines. De ces molécules les grands groupes responsables de ces activités antimicrobiennes sont : les alcaloïdes, flavonoïdes, phénols, Quinones, stéroïdes, terpénoïdes, anthraquinones, triglycérides, vitamines, glucosinolates, glycolipopeptides, les coumarines, glycosides etc...

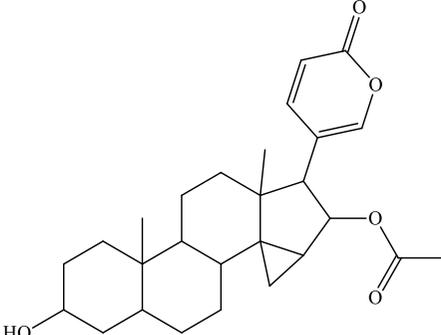
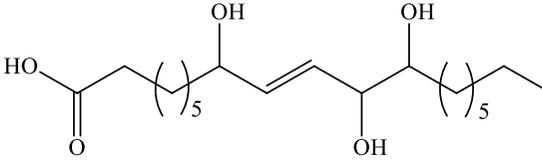
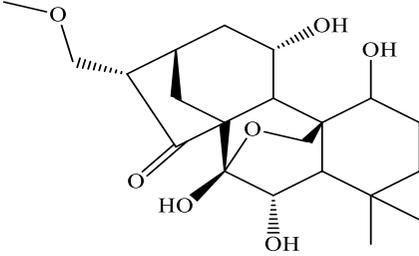
Tableau XXXXIV : Composés chimiques majeurs identifiés dans *Moringa stenopetala* et à activité antimicrobienne

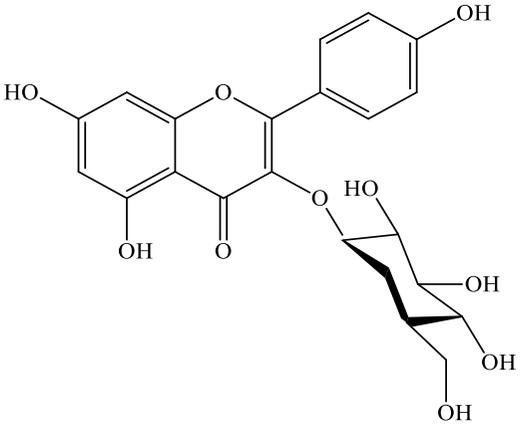
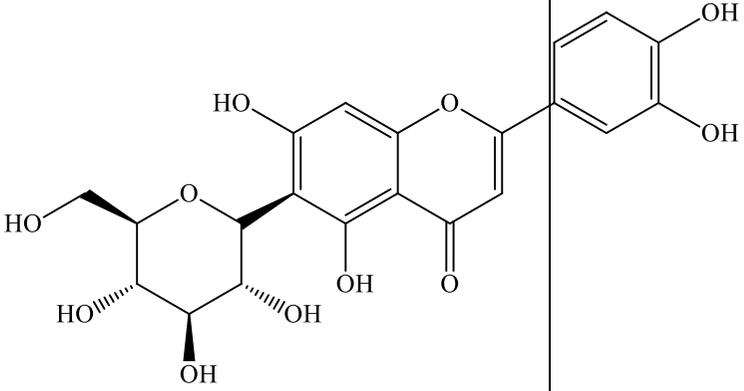
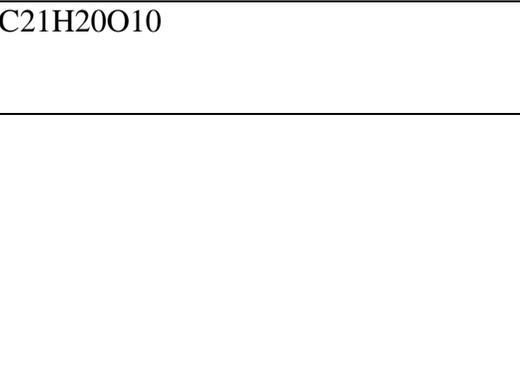
Données spectrales			Composé chimique identifié et partie de la plante analysée			
Pic (abondance relative) (%)	Temp s	M+H/M-H	Formule brute/semi développée	Nature du composé	Groupe de composé	Partie de la plante analysée
22	16,67	547,1599/ 545,1453	C ₃₀ H ₂₆ O ₁₀ 	Hypocrellin A	Flavonoïdes	Racines
16	14,12	549,1966/ 547,1821	C ₂₇ H ₃₂ O ₁₂	Flavanone 7-O-[alpha-L-rhamnosyl-(1->2)-beta-D-glucoside]	Glucosinolates	Racines

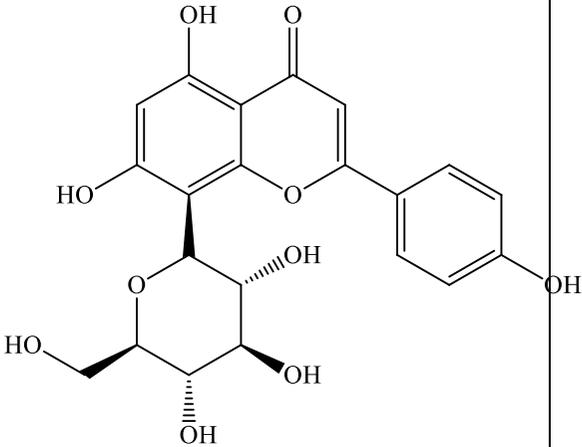
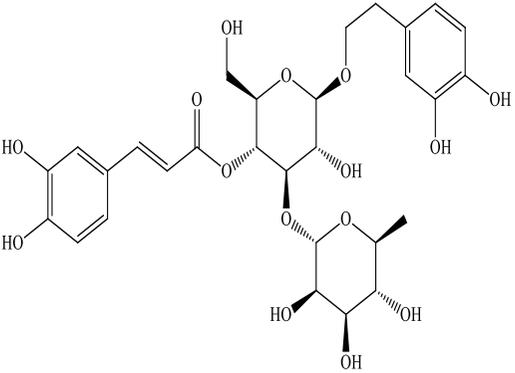
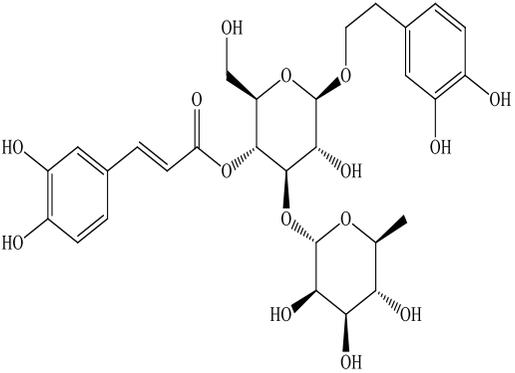
						
21	41,62	606,3484/ 604,3338	<p>C₂₉H₅₁O₁₂N</p> 	Ieodoglucomide B	Glycolipopeptides/ Alcaloïdes	racines
9	15,12	429,1967/ 427,1821	<p>C₁₇H₃₂O₁₂</p> 	Pentohexose, 4- Hydroxybenzoyl glucose	Phénols	Racines

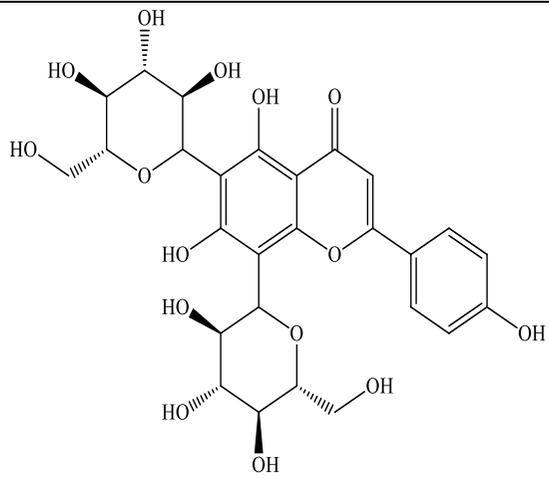
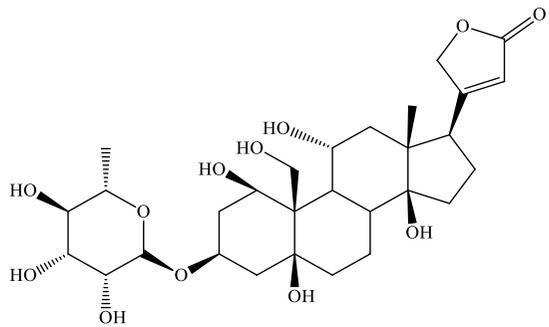
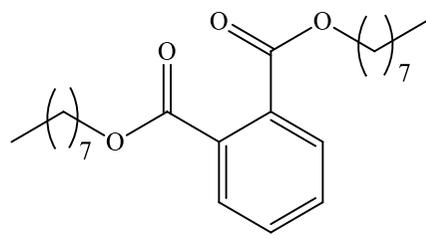
						
18	21,73	543,1861/ 541,1715	C28H30O11	Bruceanol-A	Triterpènes	Racines
13	15,12	493,1916/ 491,1770	C21H32O13	6-O-alpha-L- Rhamnopyranosylaucubin	Phénols	Racines
19	19,14	417,1485/ 415,1340	C29H20O3	benzoylchromen-4-one	Quinone	Racines

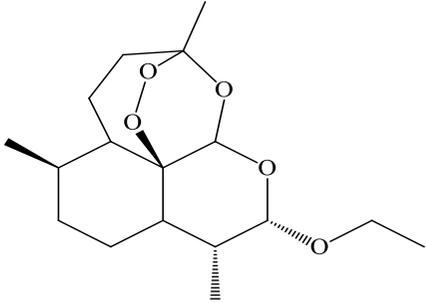
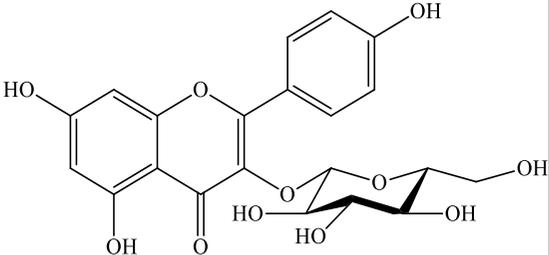
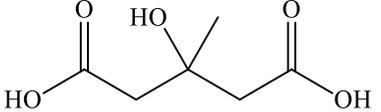
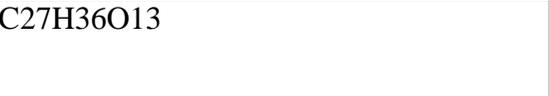
						
11	14,1	449,1654/ 447,1508	C19H28O12 	8-O- acetylshanzhiside methyl ester	Triglycérides	Racines
4	26,66	189,1121/ 187,0976	C9H16O4 	Azelaic acid	Anthranquinolone	Tiges
38	10,98	625,2127/ 623,1981	C29H36O15 	Acteoside	flavonoides	Tiges

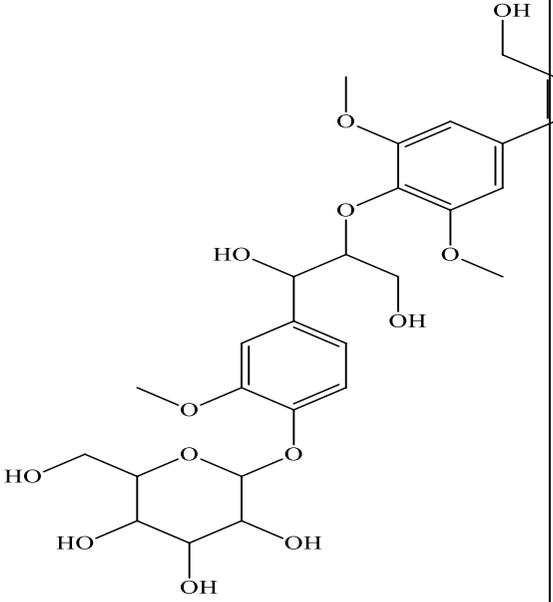
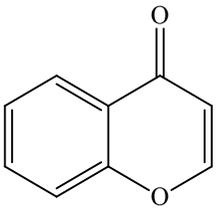
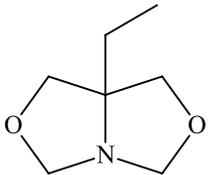
31	39,7	443,2428/ 441,2283	C ₂₆ H ₃₄ O ₆ 	Cinobufagin	Stéroïdes	Tiges
13	40,79	331,2479/ 329,2333	C ₁₈ H ₃₄ O ₅ 	Tianshic acid	Phénols	Tiges
21	40,43 00	397,2221/ 395,2075	C ₂₁ H ₃₂ O ₇ 	Lushanrubescensin F, Kauran-15-one	Flavonoïdes	Tiges
19	22,09	449,1078/ 447,0933	C ₂₁ H ₂₀ O ₁₁	Kaempferol-3-O-glucoside	Flavonoïdes	Tiges

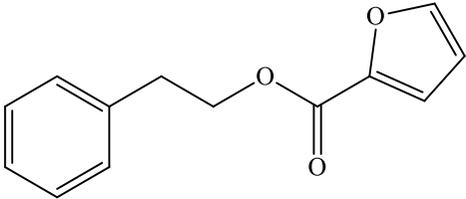
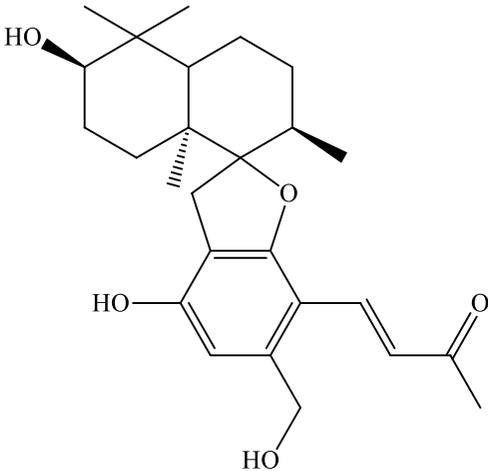
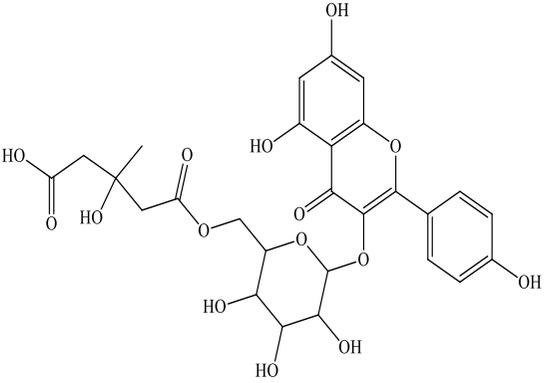
						
19	22,09	449,1078/ 447,0933	<chem>C21H20O11</chem> 	luteolin-6-c-glucoside	Flavonoides/ Terpenoides	Tiges
15	17,67 00	433,1129/ 431,0984	<chem>C21H20O10</chem> 	Apigenin-8-C-glucoside	Flavonoides	Tiges

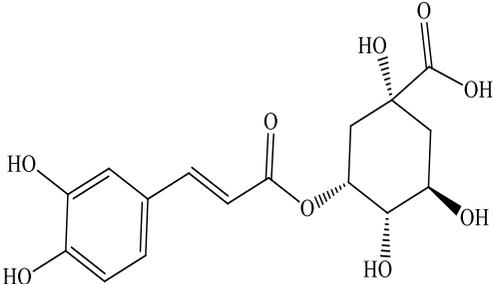
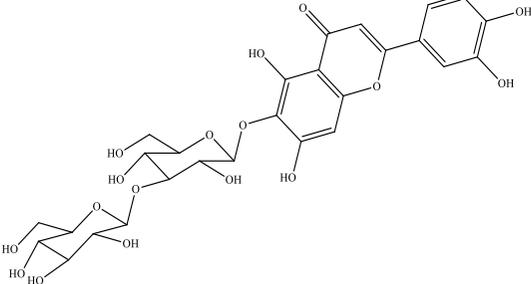
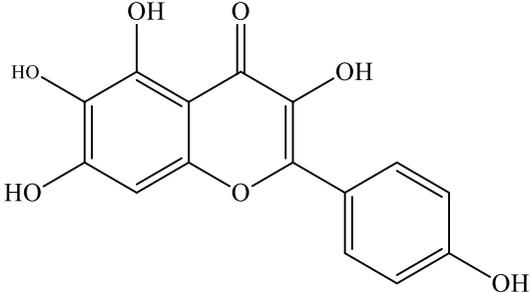
						
38	10,98	625,2127/ 623,1981	<p>C₂₉H₃₆O₁₅</p> 	Acteoside	flavonoides	Tiges
33	20,06	595,1657/ 593,1512	<p>C₂₇H₃₀O₁₅</p> 	vicenin-2, Biorobin (Glycoside Flavonoides)	Flavonoides	Tiges

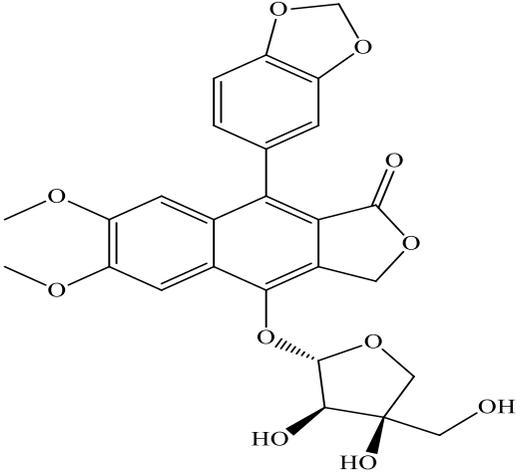
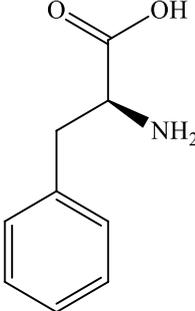
						
40	36,23	584,2827/ 582,2682	C29H43O12 	ouabain anion (Glycoside)	Glucosinolate	Tiges
36	52,49	467,3731/ 465,3585	C28H50O5 	Flexol Plasticizer PEP, Diisodecyl tetrahydro-4,5- epoxyphthalate	Diester de phtalate	Tiges

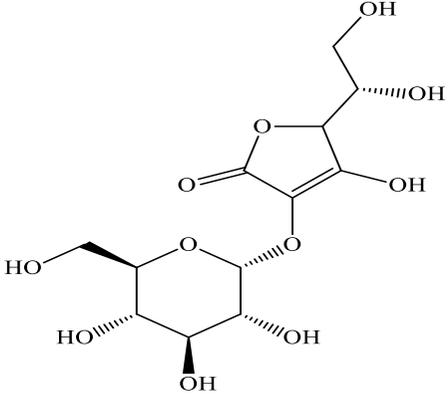
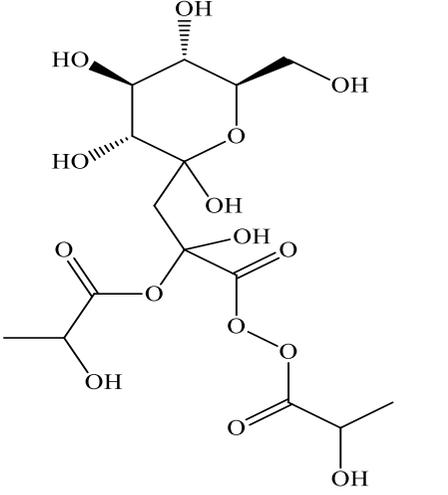
10	41,78	313,2010/ 311,1864	C17H28O5 	Artemotil	Artémicine	Tiges
18	22,09	449,1078/ 447,0933	C21H20O11 	Astragaline	Flavonoides	Tiges
3	6,86	163,0600/ 161,0455	C6H10O5 	Meglutol, 3-hydroxy-3-methylglutaric acid	Acides dicarboxylique	Tiges
34	16,99	569,2229/ 567,2083	C27H36O13 	Citrusin B	Flavonoides	Tiges

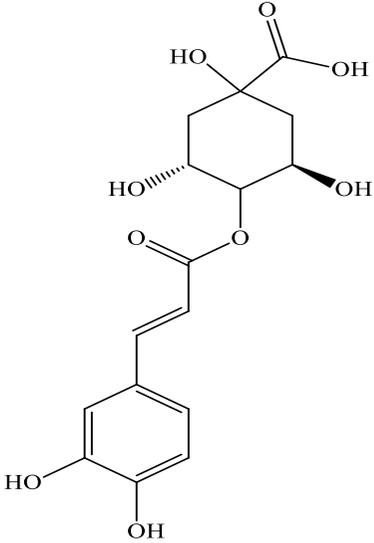
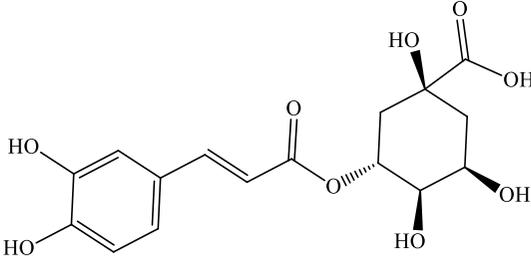
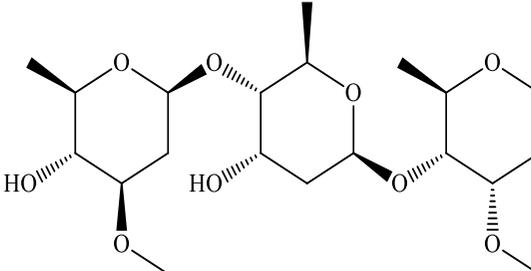
						
18	22,23	471,0921/ 469,0776	<chem>C23H18O11</chem> 	4H-1-benzopyran-4-one	Coumarines	Graines
6	3,98	144,10119 / 142,0874	<chem>C7H13O2N</chem> 	Oxazolidine E	Protéines	Graines
7	6,8	217,0859/ 215,0714	<chem>C13H12O3</chem>	phenylethyl 2-furoate	Acides organiques	Graines

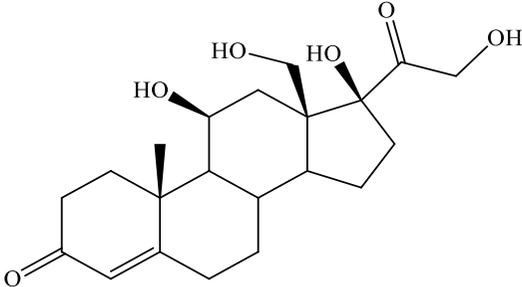
						
20	41,65	429,2635/ 427,2490	C26H36O5 	Stachartin A	Phénols triprényl	Graines
29	25,09 0	593,1501/ 591,1355	C27H28O15 	6''-O-(3-Hydroxy-3-methylglutaroyl)	Flavonoides	Feuilles

14	11,32	355,1024/ 353,0878	C16H18O9 	Neochlorogenic acid (Phénols)	Phénols	Feuilles
33	20,04	595,1657/ 593,1512	C27H30O15 	isovitexin-3''-O- glucopyranoside	Flavonoides	Feuilles
11	16,98	303,0499/ 301,0354	C15H10O7 	6-hydroxykaempferol	Flavonoides	Feuilles
26	31,45	513,1391/ 511,1246	C26H24O11 	Diphyllin apioside	Glycosides	Feuilles

						
5	9,33	166,0863/ 164,0717	$C_9H_{11}O_2N$ 	Phenylalanine	Acide aminé	Feuilles
7	6,84	339,0922/ 337,0776	$C_{12}H_{18}O_{11}$	L-Ascorbic acid 2-glucoside	Vitamine C	Feuilles

						
7	6,84	445,1188/ 443,1042	$C_{12}H_{18}O_{11}$ 	Glucose lactate lactate lactate	Phénols	Feuilles
14	11,32	355,1024/ 353,0878	$C_{16}H_{18}O_9$	Acide cryptochlorogénique	Phénols	Feuilles

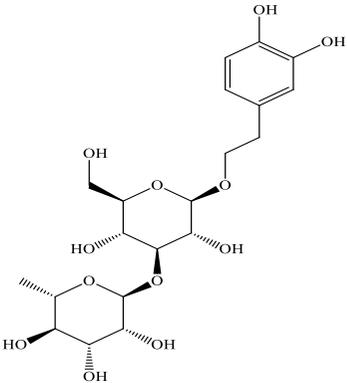
			 <p>The structure shows a quinic acid core (a cyclohexane ring with a carboxylic acid group and three hydroxyl groups) esterified with a caffeoyl group (a trans-alkene attached to a 3,4-dihydroxyphenyl ring).</p>			
17	11,32	355,1024/ 353,0878	<p>C16H18O9</p>  <p>The structure shows a quinic acid core esterified with a caffeoyl group, identical to the structure above.</p>	3-caffeoylquinic acid	Phenols	Feilles
20	25,05	419,2276/ 417,2130	<p>C20H34O9</p>  <p>The structure shows a trisaccharide composed of three pyranose rings linked by glycosidic bonds. The rings have various substituents including methyl groups, hydroxyl groups, and methoxy groups.</p>	Maryal	Phénols	Feilles

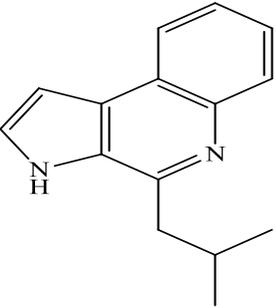
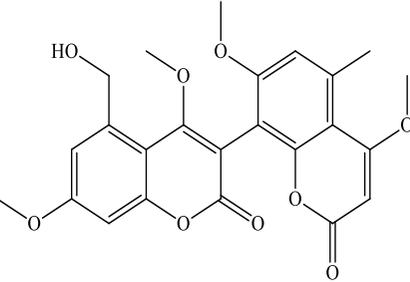
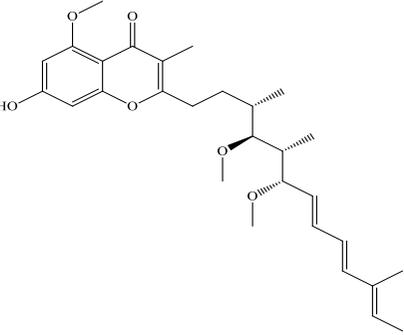
21	42,43	379,2115/ 377,1970	C ₂₁ H ₃₀ O ₆  <p>The image shows the chemical structure of 18-Hydroxycortisol, a steroid hormone. It features a four-ring steroid nucleus with a ketone group at C-3, a double bond between C-4 and C-5, and hydroxyl groups at C-11, C-14, and C-17. A hydroxyethyl side chain is attached at C-17.</p>	18-Hydroxycortisol	Stérols	Feuilles
----	-------	-----------------------	---	--------------------	---------	----------

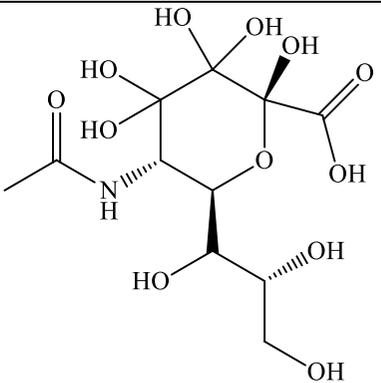
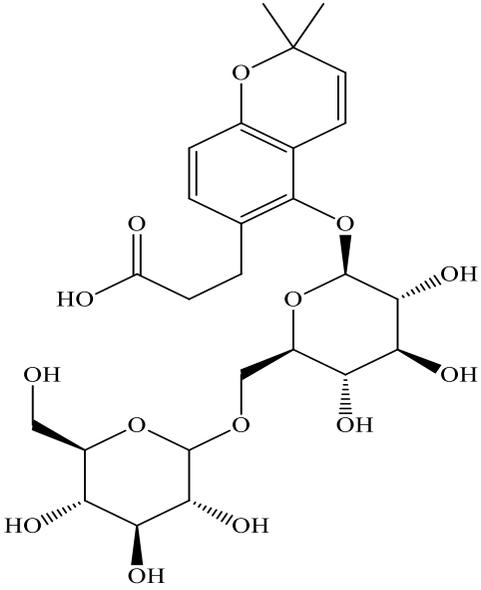
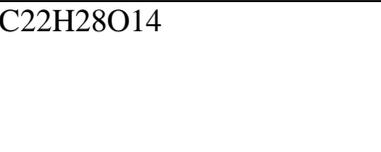
III.1.7.2.2. Quelques molécules bioactives identifiées dans les extraits de *M. oleifera*

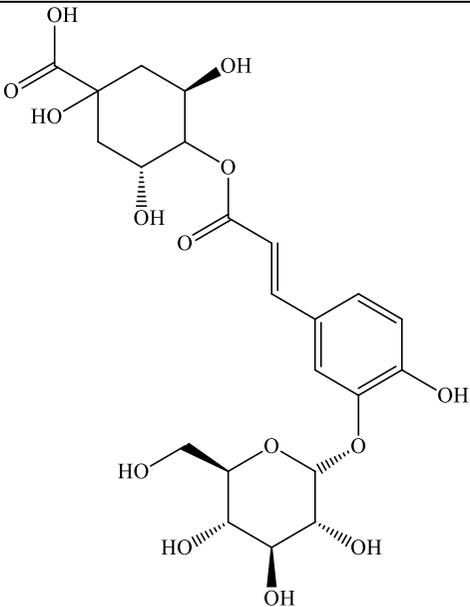
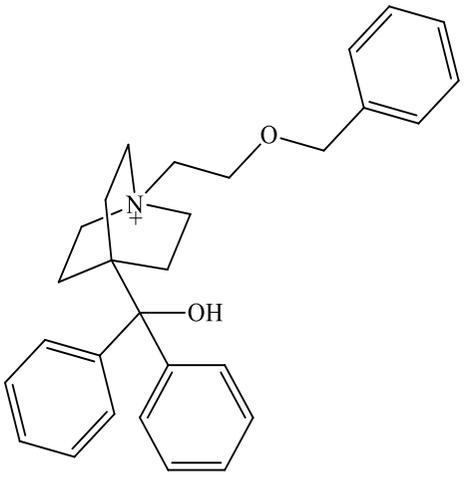
Le Tableau XXXXV présente 28 molécules chimiques retrouvés dans les différentes parties de *Moringa oleifera*. Ces molécules sont responsables en partie des activités antimicrobiennes retrouvés dans notre étude. En effet, 28 molécules ont respectivement été isolées des parties de la plante. Cependant ce nombre varie en fonction des différentes parties de la plante. Le plus grand nombre de composés identifiés (32,14%) se retrouve uniquement dans les racines de *M. oleifera* contre 25% plutôt dans les tiges. Par ailleurs 21,42% dans les feuilles et des graines. De ces molécules les grands groupes responsables de ces activités antimicrobiennes sont entre autre : les alcaloïdes, flavonoïdes, phénols, quinones, stéroïdes, terpénoïdes, anthraquinones, triglycérides, vitamines, glucosinolates, glycolipopeptides, les coumarines, glycosides, etc.

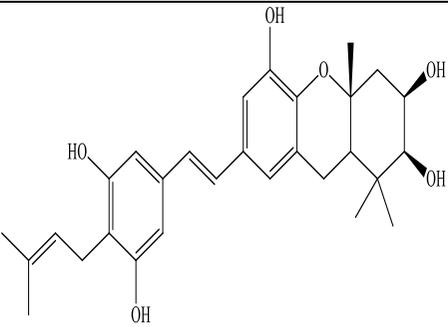
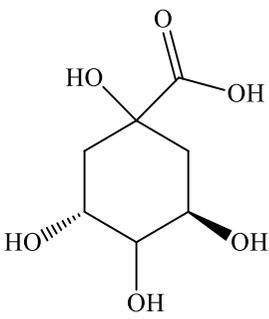
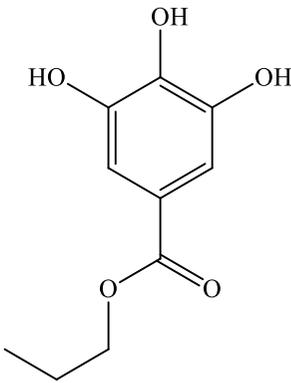
Tableau XXXXV : Composés chimiques majeurs identifiés dans *Moringa oleifera* et responsable en partie des activités antimicrobiennes

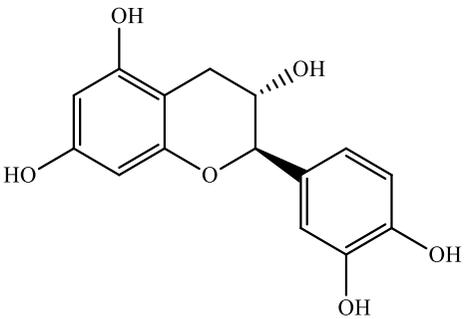
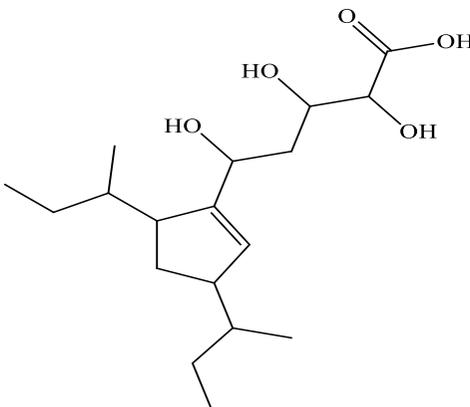
Données spectrales			Composé chimique identifié et partie de la plante analysée			
Pic (abondance relative) (%)	Temps	M+H/M-H	Formule brute	Nature du composé	Groupe de composé	Partie de la plante analysée
21	16,5	463,1810/ 461,1664	C ₂₀ H ₃₀ O ₁₂ 	Verbascoside	Polyphénols	Racines
16	18,95	225,1386/ 223,1241	C ₁₅ H ₁₆ N ₂	Marinoquinoline B	Alcaloïdes	Racines

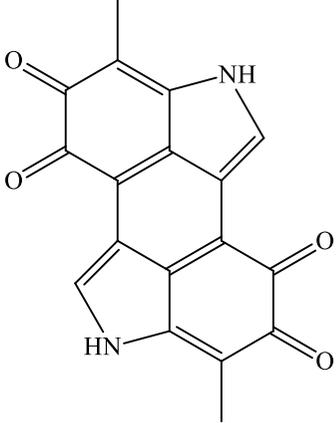
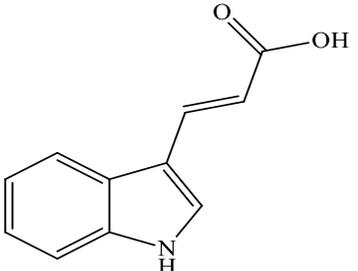
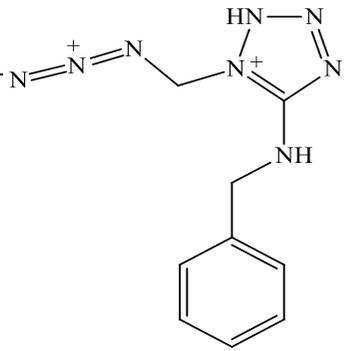
						
34	16,51	455,1336/ 453,1191	C ₂₄ H ₂₂ O ₉ 	Aflavarin	Coumarines	Racines
47	40,4	485,2897/ 483,2752	C ₂₉ H ₄₀ O ₆ 	Stigmatellin Y	Phénols	Racines
8	40,4	358,0980/ 356,0834	C ₁₁ H ₁₉ O ₁₂ N	sialic acid triol	Alcaloides	Racines

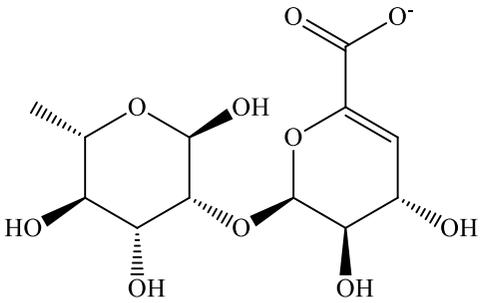
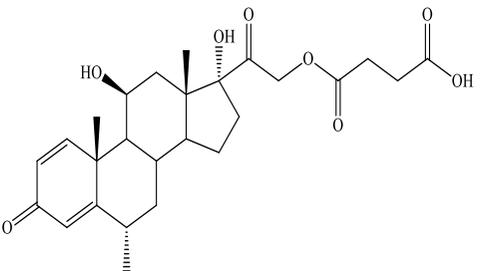
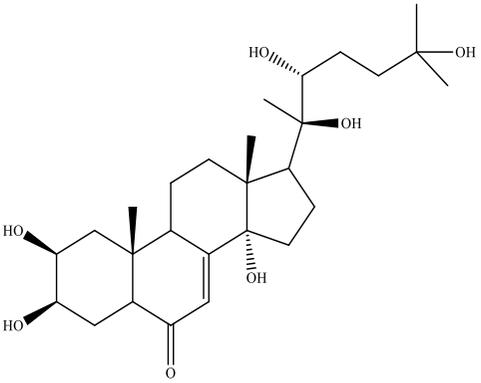
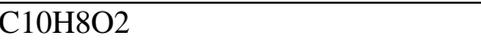
						
38	14,12	573,2177/ 571,2032	<p>C26H36O14</p> 	omubioside	Flavonoides	Racines
26	14,12	517,1551/ 515,1406	<p>C22H28O14</p> 	4-O-(3'-O-alpha-D-Glucopyranosyl)-caffeoyl quinic acid	Flavonoides	Racines

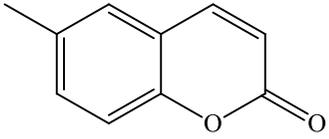
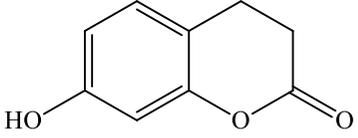
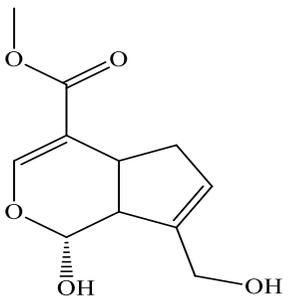
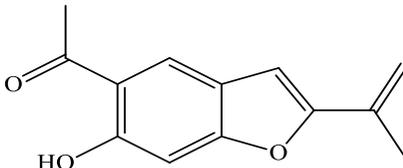
						
45,33	41,65;39, 51	429,2635/ 427,2490	<chem>C29H34O2N</chem> 	Umeclidinium	Alcaloides	Racines
42-46	41,12-	481,2584/	<chem>C29H36O6</chem>	Vedelianin	Flavonoïdes	Racines

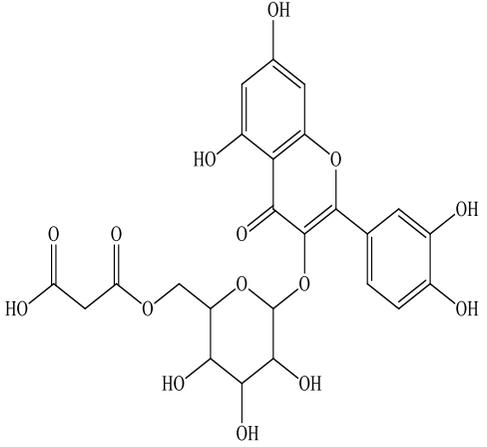
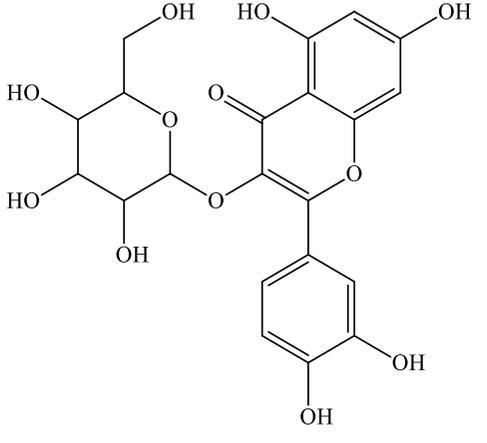
	41,13	479,2439				
5	3,85	193,0707/ 191,0561	C7H12O6 	quinic acid	Phénols	Tiges
8	11,72	213,0757/ 211,0612	C10H12O5 	propyl gallate	Acides phénoliques	Tiges
30	18,9	391,2842/	C24H38O4 	Dioctyl phthalate	Phénols	Tiges

		389,2697				
43	39,42	549,2694/ 547,2549	C ₂₉ H ₄₀ O ₁₀	Kaempferol-G-S	Flavonoïdes	Tiges
16	13,09	291,0863/ 289,0718	C ₁₅ H ₁₄ O ₆ 	Catechin	Flavonoïdes	Tiges
20,31	40,39	329,2323/ 327,2177	C ₁₈ H ₃₂ O ₅ 	Auxin A	Hormone végétale	Tiges
45	39,5400	621,2177/ 619,2032	C ₃₀ H ₃₆ O ₁₄	Matsutakeside, Egonol primeveroside	Glycosides	Tiges
13	6,86	319,0713/ 317,0568	C ₁₈ H ₁₀ O ₄ N ₂	Melanin	Alcaloïdes	Graines

						
8	11,3	188,0706/ 186,0561	<p>C₁₁H₉O₂N</p> 	3-Indoleacrylic acid	Alcaloïdes	Graines
6	20,09	232,1179/ 230,1034	<p>C₉H₁₁N₈</p> 	1-(azidomethyl)-N-benzyl-2H-tetrazol-1-ium-5-amine	Alcaloïdes	Graines
9	20,0900	322,0894/	<p>C₁₂H₁₇O₁₀</p>	2-O-(4-deoxy-beta-L-threo-	Flavonoïdes	Graines

		320,0749		hex-4-enopyranuronosyl)- alpha-L-rhamnose		
23	39,51	475,2326/ 473,2181		Methylprednisolone succinate	Corticostéroïdes	Graines
27	52,5	481,3159/ 479,3014		20-hydroxyecdysone	Hormone Stéroïdiennes	Graines
12	6,82	161,0597/		Toncarine, 6-Methyl coumarin	Coumarine	Feuilles

		159,0452				
10	11,3	163,0390/ 161,0244	C ₉ H ₆ O ₃ 	Umbelliferone(Coumarine)	Coumarines	Feuilles
17	14,12	227,0914/ 225,0768	C ₁₁ H ₁₄ O ₅ 	Genipin	Phénols	Feuilles
20	6,82	217,0859/ 215,0714	C ₁₃ H ₁₂ O ₃ 	Euparine	Phénols/Huiles essentiellles	Feuilles
46	22,17	551,1031/ 549,0886	C ₂₄ H ₂₂ O ₁₅	Quercetin-3-O-(6"- malonyl)glucoside	Flavonoïdes	Feuilles

			 <p>The image shows the chemical structure of Quercetin-3-O-beta-D-glucopyranoside. It consists of a quercetin aglycone (a flavon-3-ol) linked to a beta-D-glucopyranose sugar at the 3-position. The quercetin aglycone has hydroxyl groups at positions 2, 3, 7, and 8. The glucose sugar is in its cyclic pyranose form with hydroxyl groups at positions 2, 3, 4, and 6.</p>			
38	18,55	465,1028/ 463,0882	<p>C₂₁H₂₀O₁₂</p>  <p>The image shows the chemical structure of Quercetin-3-O-beta-D-glucopyranoside. It consists of a quercetin aglycone (a flavon-3-ol) linked to a beta-D-glucopyranose sugar at the 3-position. The quercetin aglycone has hydroxyl groups at positions 2, 3, 7, and 8. The glucose sugar is in its cyclic pyranose form with hydroxyl groups at positions 2, 3, 4, and 6.</p>	Quercetin-3-O-β-D-glucopyranoside	Flavonoïdes	Feuilles

III.2- DISCUSSION

III.2.1- Screening phyto chimique des *Moringa*

Les résultats obtenus dans la présente étude ont mis en évidence une forte activité antimicrobienne et antifongique des extraits aqueux et éthanoliques testés (*Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala*) contre les bactéries et levures isolées de l'environnement. Comme solvants d'extraction, nous avons utilisé de l'éthanol à 70% et l'eau distillée. Les meilleurs rendements d'extraction sont 50,03 ; 22,34 et 31,13 % respectivement pour les extraits de décoction de feuilles, tiges et racines de *Moringa stenopetala*. Egalement *Moringa oleifera* récolté dans la localité de Yaoundé les meilleurs rendements de l'ordre de 27 ;79,9 et 12,55% sont observés au niveau des extraits de décoction de feuilles, tiges et racines. Par ailleurs pour *Moringa oleifera* récolté dans la localité de Maroua, les meilleurs rendements ont été de l'ordre de 24,11 et 11,61% sont observés au niveau des extraits de macération de feuilles, tiges et racines. Les plus faibles rendements de l'ordre de 1,42 ; 5,72 et 6,71 % pour les extrais éthanoliques de tiges et racines de *Moringa stenopetala* et *Moringa oleifera*. Le rendement calculé des extraits éthanoliques et aqueux de *Moringa* est nettement supérieur dans certaines parties de la plante, à celui trouvé par Dzotam *et al.* (2016) où le rendement en extrait était 3,95%, Cette différence en teneur pourrait s'expliquer par l'origine géographique d'une part et la méthode d'extraction d'autre part, aussi par les facteurs internes liés à la nature des espèces végétales.

Concernant les analyses phyto chimiques des extraits aqueux et éthanoliques de *Moringa* les travaux antérieurs n'entérinent pas les résultats obtenus et ceci s'expliquerait par la différence des régions pédoclimatiques des lieux de récolte (Brunetton, 1999). Les composants misent en évidence dans les extraits *M. oleifera* et *M. stenopetala* sont les tanins, les composés terpéniques, flavonoïdes, alcaloïdes, stéroïdes, saponines, phénols, coumarines et les anthraquinones. Au cours de cette étude nous avons également relevé l'absence de certains métabolites secondaires tels que les glucosides et les anthocyanines recherchés. Mais ces résultats diffèrent de ceux où, le criblage phyto chimique de l'extrait méthanolique de *M. oleifera* a montré la présence de tous les composés phytochimiques mis en évidence. Ceci corrobore avec les résultats des travaux menés par Kasolo *et al.* (2010) en Ouganda, Dzotam *et al.* (2016) au Cameroun et Millogho-Kone *et al.* (2013) au Burkina-Faso sur les extraits méthanoliques, éthanol-eau et au chlorure de méthylène respectivement.

Le criblage phyto chimique a révélé la présence d'alcaloïdes, de flavonoïdes, de tanins qui sont des composés cités par les auteurs précédents comme ayant un effet bactéricide significatif en milieu aquatique (Tamsa. Arfao, *et al* ;2020).

Dans notre étude nous avons constatés que certains métabolites secondaires tels que les flavonoïdes, anthraquinones, alcaloïdes saponines, les tannins, les stéroïdes, et phénols sont relativement plus abondants dans les parties comme les tiges, racines et graines que les autres constituants chimiques. Les alcaloïdes des extraits aqueux de *Lantana camara*, *Cymbopogon stratus* et de *Hibiscus rosa simentis* sont cités par plusieurs auteurs comme ayant un effet bactéricide remarqué (Davenport, 2006). Les anthraquinones sont connues comme étant d'excellents générateurs d'oxygène singulet (Fufezan *et al.*, 2007). En présence de la lumière, ces composés sont capables de générer l'oxygène singulet qui attaque et endommage la plupart des microorganismes présents dans le milieu (Sabbahi *et al.*, 2000 ; Cavalcante *et al.*, 2002).

Certains travaux ont montré que la famille des Moringacées produisent des substances volatiles tels que les terpènes qui sont accumulés dans les glandes abondamment distribuées dans tout le parenchyme foliaire et de l'écorce (Moleyar et Narasimham, 1986 ; Rakotonirainy et Lavédrine, 2005).

Dans notre étude les résultats du screening Phytochimique des extraits aqueux et éthanoïques de *Moringa stenopetala* ont montré la présence des flavonoïdes dans les racines, feuilles tiges et graines. Mais dans les extraits de *Moringa oleifera* isolé à Yaoundé apparait la présence des flavonoïdes dans les feuilles et l'absence de ce métabolite au niveau des extraits de décoction et de macération de tiges et racines. Pour (Vessal *et al.*, 2003) les flavonoïdes baissent le taux de glycémie, réduit le taux de cholestérol plasmatique active l'activité de la glucokinase et probablement stimule la sécrétion de l'insuline par les îlots de cellules pancréatiques.

Tout de même les résultats du screening des extraits aqueux et éthanoliques de *Moringa stenopetala* ont montré la présence des saponines beaucoup plus dans les racines que dans les feuilles mais absent au niveau des tiges. Les travaux de (Ngo *et al.*, 1986) ont montré que les saponines étaient responsables de la stimulation et la libération de l'insuline et du blocage de l'élévation du taux du glucose dans le sang.

Il ressort de l'étude que l'analyse de la composition chimique réalisée sur nos deux variétés de Moringa, a montré par moment la présence ou l'absence des alcaloïdes dans un type d'extrait précis et pas dans toutes les parties de la plante. Ces derniers ont été présents beaucoup plus dans les graines des deux espèces. C'est au niveau de l'extrait de tige et racine de *Moringa oleifera* isolé de la région de l'extrême Nord à Maroua que nous avons relevé la présence de ce métabolite. Ces données sont comparables, à ceux de Takin *et al.* (2014) qui ont révélé qu'une absence d'alcaloïdes dans ces mêmes parties de la plante. Ces différences chimiques pourraient s'expliquer par la nature du solvant utilisé, la période à laquelle cette recherche a été effectuée et la nature du sol sur lequel cette plante a poussé. A cet effet, Anwar *et al.* (2006) ont montré que la composition chimique de l'huile essentielle des feuilles de *Moringa oleifera* varie suivant la salinité ou non du sol sur lequel

pousse cette plante. La forte présence dans les feuilles de *Moringa oleifera* d'alcaloïdes, de tanins et de flavonoïdes a été relevée par Ijeomah *et al.* (2012).

III.2.2- Activité des extraits de *M. stenopetala* sur les microorganismes

Une variation temporelle des abondances des cellules planctoniques en présence des extraits aqueux et éthanolique de *Moringa stenopetala* a été observée. Cette variation dépend de plusieurs facteurs tels la concentration de l'extrait de plante, les types d'extraits, les parties de la plante mais aussi des paramètres associés tels que la température d'incubation et les intensités lumineuses.

L'activité des extraits aqueux et éthanolique des parties de *Moringa stenopetala* sur la survie des espèces considérées tels que *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Salmonella typhi*, *Aeromonas hydrophila* et les levures *Candida albicans* et *Candida parapsilosis* a été évalué parfois par l'activité antibactérienne et antifongique de ses microorganismes. En générale une réduction importante des microorganismes en présence des extraits aqueux et éthanoïques de *Moringa stenopetala* a été noté, avec les gammes de concentrations choisies. C'est le cas avec *Staphylococcus aureus*, au niveau des écorces de racines de *Moringa stenopetala*, les extraits de décoction semblent plus efficaces que les extraits éthanoliques et macération aqueuse. Car avec la décoction il apparait une diminution des abondances bactériennes à toutes les températures d'incubation et concentrations d'extraits. Il en ressort que l'inhibition totale observée dans notre étude avec l'extrait de décoction de racines de *Moringa stenopetala* sur la bactérie Gram positif *Staphylococcus aureus* et à tous les temps et températures d'incubation, serais due à la présence des métabolites secondaires, tannins, flavonoïdes et alcaloïdes, responsable en partie des activités antibactériennes.

Des travaux ont également été effectués sur les racines de *Moringa oleifera* à cause du principe actif qu'elles contiennent : la pterygospermine, est un agent antibactérien et anti fongique puissant selon (Ruckmani *et al.*, 1998, Raj *et al.*, 2011). Aussi L'aglycone de désoxy-niazimicine (Nbenzyl, thioformate S-éthyl) isolé de la fraction chloroformique de l'extrait de l'écorce de racine s'est avéré responsable des activités antibactériennes et antifongiques (Nikkon *et al.*, 2003). Des études ont révélé *in vitro* que l'extrait d'éther de pétrole d'écorce de *Moringa oleifera* inhibe 6 souches de champignons et 10 souches bactériennes inactives (Chitravadivu *et al.*, 2009). De même dans notre étude il apparait une inhibition, avec les extraits aqueux et éthanoliques des racines de *Moringa stenopetala* sur les cellules de *Salmonella typhi*. Ces résultats se rapprochent de ceux de (Doughari *et al.*, 2007) ou l'extrait éthanolique de *Moringa oleifera* a montré un maximum d'action contre la bactérie responsable de la fièvre typhoïde. De même, les travaux de Bhatia *et al.* (2021) sur *Moringa oleifera* possèdent une activité antibactérienne.

La présente étude montre également que les abondances des cellules cultivables des microorganismes, entraînent les inhibitions totales obtenues dans les extraits de feuilles. Ces résultats se rapprochent de ceux de Mashiar *et al.* (2009) et Nigussie *et al.* (2021) dans lesquels l'efficacité d'une poudre était obtenue respectivement à partir de l'extrait éthanolique et méthanolique des feuilles de *M. oleifera*. Dans cette même étude les résultats obtenus avec les extraits de graines de Moringa étudiés ont montré qu'ils contiennent des bio-composés dont les potentiels antibactériens sont très comparables à celle obtenue à partir des feuilles. Cependant, il y a une différence significative ($p < 0,05$) entre la concentration 1,5 (g/L) de *staphylococcus aureus* au niveau de l'extrait alcoolique, et l'extrait de décoction pour *E. coli*. Toujours avec *E. coli* nous n'avons noté aucune différence avec les autres concentrations et types d'extraits de *Moringa stenopetala*. Ces résultats se rapprochent de ceux de (Mashiar *et al.*, 2009) qui étaient intéressants depuis les méthodes traditionnelles de traitement des infections bactériennes de s'appuyer sur les concentrations plus élevées en extrait.

Tous ces résultats ne s'éloignent pas de ceux réalisés avec les extraits du n-hexane qui ont montré de manière significative ($P < 0,05$), les inhibitions plus élevées contre *E. coli* à une concentration de 40% et la moindre inhibition à une concentration de 5%, respectivement pour *M. oleifera* et *M. stenopetala*. Mais l'ampleur de l'inhibition observée sur *E. coli* a révélé que l'extrait du n-hexane des graines de Moringa a une puissance élevée et peut être utilisé avec succès pour la destruction des bactéries qui provoquent des maladies d'origine hydrique. Selon Chandarana *et al.* (2005), les souches de *E. coli* sont connues pour être extrêmement sensibles aux antibiotiques tels que la streptomycine. Ainsi une étude comparative avec les résultats de cette étude est nécessaire avec ceux de Aney *et al.* (2009) qui ont trouvé que l'extrait de graines *M. oleifera* sont aussi efficaces que plusieurs antibiotiques contre *E. coli*. Il en est de même des travaux de (Metsopkeng *et al.*, 2019), dans l'utilisation des concentrations des graines de *Moringa oleifera* pour le traitement de la microflore bactériennes contenu dans l'eau.

Les résultats obtenus montrent que la solution contenant les différents extraits de *Moringa stenopetala* montre une certaine inhibition sur la croissance des bactéries et levures étudiés. La température est l'un des paramètres explicatifs des changements dans l'abondance bactérienne. Il influence indirectement la productivité bactérienne en modifiant les propriétés physiques et chimiques de leur environnement. Dans cette étude, la température apparaît comme un facteur important impliqué dans l'inhibition cellulaire. Cette température d'incubation augmente l'efficacité de l'extrait aqueux des parties de *Moringa stenopetala*, l'inhibition étant considérable à la température psychrophile (Mauguin *et al.*, 2004).

Cependant *S. aureus* est une bactérie mésophile dont la température de croissance est comprise entre 25 et 30°C avec un optimum de croissance thermique entre à 37 ° C (Meyer, Deiana,

Leclerc, 1994). Des valeurs nulles de l'ordre 0 unités (log (CFU/100 mL)) de l'échantillon ont été enregistrées avec l'extrait de décoction de racine, après des périodes d'incubation de 3 à 24 heures, respectivement à des températures de 7 à 44 ° C. Ces résultats seraient liés à la nature de sa paroi Gram +, à sa nature mésophile (Aguilar-Galvez *et al.*, 2012).

Tout de même les résultats obtenus ont montré que les abondances de cellules cultivables varient relativement par rapport à la température d'incubation. Il en ressort que les réactions biochimiques du métabolisme cellulaire dépendent des activités des enzymatiques, elles-mêmes largement influencées par la température d'incubation (Regnault, 2002). Certains auteurs ont montré que dans des conditions psychrophiles, les bactéries présentent une résistance aux extraits de plantes (Tamsa, 2017). Une augmentation de la température serait liée à une augmentation de la vitesse des réactions métaboliques et biochimiques. D'où de fortes inhibitions observées aux températures 37°C et 44 ° C. Le test d'analyse des variances a montré qu'il existe globalement une différence significative ($P < 0,05$) entre les abondances moyennes des cellules de *S. aureus* sous chaque température, à différentes concentrations, types d'extraits et parties de la plante *M. stenopetala*.

Certains travaux sur les feuilles de *Moringa stenopetala* ont révélé une action inhibitrice sur l'alpha amylasique et l'alpha glucosidasique (Adisakwattana *et al.*, 2011) ralentissant le transport du glucose à travers l'épithélium intestinal. Ainsi les biomolécules responsables de cette activité anti alpha amylasique selon (Pan *et al.*, 2003) sont les alcaloïdes. En effet, des ressources végétales riches en composés polyphénoliques, flavonoïdes, protéines, bêta-carotène, calcium, potassium, vitamines comme dans les feuilles de *Moringa oleifera* Lam. (Moringacées) peuvent être utilisées pour la prévention de nombreuses pathologies (Gülçin, 2012).

III.2.3. Importance de l'intensité lumineuse sur l'inhibition des microorganismes planctoniques en présence des différents types d'extraits de *Moringa stenopetala*

Il apparaît une baisse importante des abondances des différents microorganismes pendant la période d'exposition à la lumière, des solutions contenant des différents types d'extraits de tiges de *Moringa stenopetala*. Pour cette partie nous avons travaillé avec l'écorce de tige uniquement. Car elle a montré une inhibition importante avec les différentes températures d'incubations. Tous les microorganismes choisis dans notre étude ont présenté entre autre une diminution des abondances bactériennes et fongiques.

Il a été relevé dans cette étude des corrélations négatives et significatives au seuil ($P \leq 0,01$) observée à tous les types d'extraits et temps d'incubation contre les bactéries *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Aeromonas hydrophila* et les levures *Candida albicans*, *Candida parapsilosis*. Une différence significative a été notée après 3h au seuil ($P \leq 0,05$) avec *Salmonella*

typhi, dans l'extrait éthanolique. Toutes ces diminutions des abondances en présence de la lumière se rapprochent des travaux de Maiga (2010) qui ont montré que la radiation solaire a une forte influence sur la survie de *E. coli* et des entérocoques dans les eaux usées, lorsqu'on compare les abattements obtenus en présence et en absence de la lumière. De même, les travaux de Nola *et al.* (2010a) effectués sur la photo inactivation de *Staphylococcus aureus* et *Vibrio parahaemolyticus* en microcosme aquatique ont révélé un impact considérable de la lumière sur l'inhibition bactérienne, inhibition beaucoup plus marquée en présence de lumière qu'à l'obscurité. Il apparaît dans cette étude que les fortes activités ont été observées en présence de la lumière, se situent entre les intensités de 1000 à 3000 lux.

La présente étude montre également que plus l'intensité lumineuse augmente, plus le degré de significativité est prononcé avec les corrélations ($P \leq 0,01$) contre tous les microorganismes sauf une exception avec *Salmonella typhi*, ou aucune différence n'a été observée avec tous les paramètres. Et à l'obscurité, nous avons par moment noté de différence entre les extraits de décoction et macération de tige de *Moringa stenopetala* ceci contre les levures *Candida albicans* et *Candida parapsilosis*. Ainsi Nola *et al.* (2010a) montraient dans leurs travaux que l'augmentation du taux d'inhibition cellulaires est due à l'augmentation de l'intensité lumineuse.

Le mécanisme mis en jeu pour expliquer cette inhibition cellulaire en présence de lumière serait la présence des sites photosensibles P présents chez les bactéries et levures étudiées. Ces sites photosensibles P en présence de la lumière, sont convertis en formes réactives P*. Ces formes activées P* convertissent les molécules d'oxygène en oxygène à l'état singulet (1O_2), qui est un puissant oxydant et qui détruit les cellules bactériennes (Stanier *et al.*, 1990). La toxicité est due à des radicaux super oxyde et au peroxyde d'hydrogène qui sont produits au cours des réactions d'oxydation (Stanier *et al.*, 1990, Nola *et al.*, 2010a). La radiation UV-B du spectre ultraviolet de la lumière est la plus bactéricide, causant des dommages photo biologiques directs à l'ADN. De plus, les rayons UV-B sont très fortement absorbés par l'ADN d'où leurs effets néfastes sur les microorganismes. Aux longueurs d'onde supérieures à 329 nm, les mécanismes photochimiques, en particulier la photo-oxydation, deviennent plus importants, par l'intermédiaire des sites photosensibles pour détruire les composants de la cellule et de préférence la membrane cellulaire (Sinton *et al.*, 2002).

La présence de l'oxygène lors de l'exposition à la lumière est nécessaire pour permettre la formation d'espèces réactives d'oxygène, toxiques pour les bactéries (Curtis et Mara, 1994). La dimérisation entre bases pyrimidiques adjacentes est la réaction la plus probable, résultant de l'action directe des UV sur l'ADN (Mitchell, 1997). Les deux photoproduits majeurs formés sont le dimère cyclobutyl pyrimidine et la pyrimidine (6-4) pyrimidinone. Ces deux photoproduits inhibent la synthèse de l'ADN et la transcription des gènes (Jeffrey et Mitchell, 1997). La photo oxydation

peut également être catalysée par des photosensibilisateurs exogènes (notamment les pigments photosynthétiques). Ces photosensibilisateurs absorbent dans une large gamme de longueur d'ondes (UV et visible) et produisent des espèces réactives d'oxygène qui réagissent sur certaines parties des microorganismes comme la membrane cellulaire des bactéries (Davies-Colley *et al.*, 1999).

L'interaction observée entre la lumière et les différents types d'extraits d'écorce de tige de *Moringa stenopetala* influence sur la diminution des abondances cellulaires contre chaque concentration d'extrait et de chaque intensité lumineuse. Ainsi les plantes telles que *Cassia alata*, *Cassia occidentalis*, *Carica papaya*, *Phyllanthus niruri* et *Coleus kilimandschari*, notamment celles utilisées dans la pharmacopée traditionnelle pour soigner les infections microbiennes et parasitaires, sont aussi capables de produire l'oxygène singulet (Sunda, 2012). Ces plantes contiennent des chromophores, molécules responsables de leur coloration. Celles-ci, une fois dans l'eau et en présence d'une source d'énergie, sont capables d'absorber l'énergie et de passer de l'état fondamental à l'état excité. L'énergie emmagasinée est par la suite transférée à l'oxygène présent dans l'eau. Ce dernier passe dès lors de l'état fondamental à l'état excité, singulet, tout en endommageant les microorganismes présents dans l'eau (Taba et Luwenga, 1999). Au regard de l'inhibition des microorganismes en présence de la lumière, les différents types d'extraits d'écorce de tige de *Moringa stenopetala* auraient donc un effet photosensibilisateur à travers certains de ces métabolites secondaires. Les composés comme les quinones et particulièrement les anthraquinones isolées dans cette étude sont très abondantes dans l'extrait de macération de *Moringa stenopetala* et *Moringa oleifera* isolées autant dans la région du Centre que dans celle de L'Extrême Nord à Maroua. Ces deux molécules seraient photosensibilisatrices (Sunda *et al.*, 2008). Dans certains travaux, les quinones sont citées comme d'excellents générateurs d'oxygène singulet (Taba et Luwenga, 1999 ; Fufezan *et al.*, 2007). Pour Taba et Luwenga (1999), l'activité photodynamique des extraits de plante serait liée à la présence des quinones et anthraquinones, qui sont cités par Masscheleir-Kleiner et Heylen (1968) comme étant des colorants naturels. Ces molécules sont capables d'emmagasiner l'énergie solaire. Celle-ci étant ensuite transférée à l'oxygène. Ce dernier passe dès lors de l'état fondamental, forme triplet, à l'état excité, forme singulet, tout en endommageant drastiquement les bactéries présentes dans le milieu (Sabbahi *et al.*, 2000 ; Cavalcante *et al.*, 2002).

L'inhibition totale abondances des microorganismes observées à chaque fois à certaines périodes d'incubations et types d'extraits serait due à la nature de la paroi bactérienne qui semble avoir une influence sur l'intensité lumineuse. En présence de ces intensités lumineuses, on a enregistré une diminution des abondances bactériennes et fongiques très accentuée avec la bactérie *Staphylococcus aureus* et les levures *Candida albicans* et *Candida parapsilosis*. Ces trois microorganismes ont montré une inhibition totale avec les trois types d'extraits, toutes les

concentrations, et aux intensités 1000 à 3000 lux. Ces inhibitions s'expliqueraient à l'exemple de *Staphylococcus aureus* est une bactérie à Gram⁺ constituée seulement d'une couche homogène de peptidoglycane (muréine ou mucopeptide) de 20 à 80 nm d'épaisseur située à l'extérieur de la membrane cytoplasmique. En comparant à celle de *E. coli* qui est une bactérie Gram⁻ constituée d'une couche de faible épaisseur de peptidoglycane de 3nm d'épaisseur entourée d'une membrane externe de 7 à 8 nm d'épaisseur (Madigan et Martinko, 2007). Cette dernière structure est généralement asymétrique et joue un rôle important pour limiter l'entrée et la sortie des constituants. Pour ce qui est de la composition de la paroi de *C. albicans* et *C. parapsilosis* par exemple est constituée de 80 à 90% des hydrates de carbone (Lagane, 2007). Ces faibles valeurs de la paroi montrent la sensibilité importante des levures, en présence des différentes conditions étudiées et parties de *Moringa stenopetala* mis en jeu dans notre étude.

C'est ainsi que la lumière visible, en présence d'oxygène et par l'intermédiaire de la formation d'espèces oxygénées réactives (ROS) peut attaquer les acides gras mono-insaturés membranaires et provoquer une accumulation de peroxydes lipidiques (Curtis et Mara, 1994).

III.2.4- Hiérarchisation des degrés d'implication des facteurs considérés dans l'inhibition des bactéries et levures planctoniques en présence des différents types d'extraits et partie de *Moringa stenopetala*

Les pourcentages des sommes des carrés des facteurs considérés lors des expériences avec des cellules planctoniques montrent que ces facteurs agissent à divers degrés mis en exergue dans ces travaux. Ceci sur l'effet des différents types d'extraits de *Moringa stenopetala* pris sur les bactéries et levures utilisées. Le premier paramètre qui se démarque est la concentration de l'extrait. Elle a présenté un impact considérable sur l'inhibition des cellules bactériennes et fongiques. Les concentrations d'extrait variant de 0,5 à 2g/L ont montré une efficacité qui entraîne un fort taux d'inhibition cellulaire. Une corrélation négative et significative ($P < 0,01$) entre les abondances cellulaires de *Escherichia coli* et toutes les concentrations d'extraits de tige de *Moringa stenopetala* pris dans l'extrait alcoolique a été observée. Le test de comparaison d'ANOVA au seuil 5% a été observé avec tous les types d'extraits et à toutes les concentrations d'extraits variant de 0,5 et 2 g/L.

Certaines parties de *Moringa* contiennent des composants bactéricides et fongicides. Telle que la 4(α -L-rhamnosyloxy benzyl isothiocyanate) qui est relâché par hydrolyse lors du broyage des graines. L'espèce *M. stenopetala* en contient d'ailleurs d'avantage que le *M. oleifera* (Jahn, 1991). Cependant, certains travaux ont montré que la désinfection demande des dosages très élevés de 200g/L (1 :10 pour avoir un effet germicide avec *M. oleifera*) (Jahn, 1988a). Mais dans notre étude nous avons eu des inhibitions totales avec des concentrations de l'ordre de 1 à 40g/L pour les extraits de graines de *M. oleifera* ; et de 0,5 à 2g/L pour les extraits aqueux et éthanoliques des feuilles et d'écorce de tiges et racines de *M. stenopetala*.

III.2.5-Molécules bioactives identifiées et concentration minimale inhibitrice (CMI) des extraits des *Moringa*.

La détermination des composés chimiques a été faite à partir de l'extrait méthanolique des parties de *Moringa*. Le méthanol à cause de sa force ionique est un solvant couramment utilisé pour les extractions. Le rendement le plus élevé de l'extrait méthanolique chez *Moringa oleifera* est obtenu avec les feuilles (20,33%) suivi des graines (15,16%), des racines (9,8%) et des tiges (6,7%). Par contre chez *Moringa stenopetala*, le rendement a varié entre 24,4% avec les feuilles et 6,03% avec les tiges. Ces rendements sont nettement plus élevés comparés au taux de 3,95% obtenu chez *M. oleifera* par Dzotam *et al.* (2016). Les extraits ont servi à l'analyse des composés chimiques et à l'évaluation de leurs activités antimicrobiennes à travers la concentration minimale inhibitrice (CMI). C'est la concentration au-delà de laquelle la croissance d'une souche microbienne est totalement inhibée (Naïtali et Dubois-Brissonnet 2017).

L'activité antibactérienne des extraits de *Moringa* a été évaluée sur la croissance de 8 souches de microorganismes, dont, deux souches de levures. Ces micro-organismes sont responsables des gastro-entérites infections microbiennes, et des diarrhées. Cela pourrait donc justifier l'utilisation traditionnelle de *Moringa* dans le traitement de ces maladies hydriques (Kamnzi, 2002). Les paramètres antibactériens, à savoir la (CMI), la (CMB) et le rapport CMB/CMI ont été déterminés entre les différentes parties de *Moringa*. La plus petite valeur à laquelle, l'action inhibitrice de l'extrait méthanolique commence à s'exercer est de 0,0045 mg/ml. Cette valeur est obtenue avec *Escherichia coli* et *Vibrio cholerea* au niveau des feuilles et racines de *M. oleifera*.

Chez *M. stenopetala*, cette plus petite valeur de la CMI est obtenue au niveau des racines avec la bactérie *Aeromonas hydrophila*. On peut, donc, dire que l'extrait méthanolique a une action plus efficace contre ces souches. Les résultats obtenus corroborent à ceux d'Oluronké *et al.* (2000). En effet, ces auteurs ont montré que les extraits aqueux et méthanolique de *Anogeissus leiocarpus* ont une activité efficace contre les bactéries multi résistantes (*Pseudomonas aeruginosa*, *Burkholderia cepacia*, *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline), responsables des infections opportunistes. Nous pouvons aussi dire dans cette étude que la majorité des CMI, obtenues ont une valeur inférieure à 0,1 mg/ml. Ainsi, selon une classification de l'activité des extraits des plantes en fonction de la valeur de leur CMI révélé par Kuete (2010). En effet, pour cet auteur, l'activité d'un extrait de plante médicinale est significative lorsque la CMI < 0,1mg/ml, modérée lorsque $0,1 \leq \text{CMI} \leq 0,625$ mg/ml et non significative lorsque CMI > 0,625 mg/ml. Par ailleurs, les extraits de cette plante ont un effet bactéricide et bactériostatique avec les bactéries et les effets fongicides et fongistatiques avec les levures. Sur l'ensemble des souches bactériennes

soumises à cette étude car les rapports CMB/CMI sont inférieurs et supérieurs ou égal à 4 (Kamanzi, 2002).

L'absence de la croissance bactérienne a été observée avec les microorganismes, en fonction de chaque partie de la plante. Pour *Moringa stenopetala*, la bactérie *Escherichia coli* a montré une inhibition importante avec toutes les parties de la plante. Mais la plus petite CMI (0,007) est notée au niveau des feuilles. Cette activité serait due à la présence des composés phénoliques et flavonoïdes isolés dans cette partie (Astragaline, Isovitexin-3"-O-glucopyranoside, Neochlorogenic acid). Ces molécules sont responsables des activités antibactériennes (Artur Adamczak *et al* 2020). Chez *Staphylococcus aureus*, les plus petites CMI (0,0062) a été noté au niveau des tiges, cette bactérie est un Gram positif. L'inhibition est observée par la présence des composés tels que l'acide Azelaïque et l'Acetoside) qui sont également responsables des activités antibactériennes (Melissa *et al.*, 2005 ; Sieber et Hegel. 2013). Chez *Salmonella typhi* la plus petite CMI (0,0223) est obtenue avec les extraits de racines. Cette inhibition se traduit par la présence de l'Hypocrellin A, responsable de cette activité antibactérienne (Guo *et al.*, 2017; Lin *et al.*, 2017). Avec *Aeromonas hydrophila* et *Pseudomonas aeruginosa* les plus petites CMI (0,0045 et 0,0095), sont enregistrées lorsqu'elles sont traitées respectivement par les extraits de racines et des tiges. Ce sont des pathogènes opportunistes et qui sont très résistants à plusieurs antibiotiques.

L'inhibition observée est marquée par la présence des molécules tels que la Flavanone 7-O-[alpha-L-rhamnosyl-(1->2) -beta-D-glucoside] et la Cinobufagin (Cushnie et Lamb, 2005, Chetia and Gogoi, 2011; Abdulkadir *et al.*, 2015). Pour *Vibrio cholerae* seules les graines ont montré la valeur la plus faible de la CMI (0,117). L'activité est marquée par la présence de la molécule 4H-1-benzopyran-4 one issus de la famille des coumarines (Al-Majed *et al.*, 2017, Bhagat *et al.*, 2019) et responsable de l'activité antibactérienne, également la protéine l'Oxazolidine E (Das *et al.*, 2005). Concernant les levures les activités ont également fluctué en fonction des microorganismes et des différentes parties de la plante. Chez *Candida albicans*, la plus petite CMI (0,0435) est relevée avec les racines alors que chez *Candida parapsilosis*, la plus petite CMI (0,014) est enregistrée avec les extraits de tiges. Ces activités antifongiques sont dues à la présence de l'Ieodoglucomide B qui est une glycolipopeptide et l'acide Tianshique (Fakir Shahidullah *et al.*, 2012, Abdulkadir *et al.* (2015).

En général les valeurs CMI des antibiotiques de référence (Gentamicine et fluconazole) pour les bactéries et les champignons sont plus élevées comparées à celle des extraits témoignant ainsi leur efficacité avérée. Les rapports CMB /CMI ont montré à la fois des effets bactéricides et bactériostatiques et par moment, fongicides et fongistatiques. Les extraits qui ont les effets bactéricides et fongicides sont les plus préférées en ce sens que les bactéries et les champignons ne sont pas inhibés mais tués lors du traitement de l'eau.

Chez *Moringa oleifera* la concentration minimale inhibitrice (CMI) a également fluctué en fonction des différentes parties de la plante et les microorganismes. Les plus petites CMI (0,0045) et CMB (0,063) sont obtenues avec les feuilles chez *Escherichia coli*. L'inhibition serait due à l'activité antibactérienne des molécules contenues dans les feuilles telles que l'Euparine qui est une huile essentielle. Cet extrait a aussi présenté un effet bactéricide sur la souche de *Escherichia coli*. Ce résultat confirme celui obtenu par (Hermal, 1993) dans lequel la sensibilité des microorganismes peut varier selon le germe testé car une huile essentielle peut être bactéricide vis-à-vis de certaines souches, bactériostatique vis-à-vis d'autres ou n'avoir aucun effet. Comme mécanisme d'action, cette huile essentielle agit essentiellement sur la structure de la paroi et la perméabilité membranaire des bactéries. Elle exerce son pouvoir antimicrobien par son interférence avec la bicouche lipidique de la bactérie grâce à sa propriété hydrophobe, ce qui entraîne : l'augmentation de la perméabilité puis la perte des constituants cellulaires ; l'acidification de l'intérieur de la bactérie, bloquant la production de l'énergie cellulaire et la synthèse des composants de structure ; la destruction du matériel génétique, conduisant à la mort de la bactérie (Caillet et Lacroix, 2007).

Par contre chez *Staphylococcus aureus*, les plus petites CMI (0,0045) et CMB (0,313) sont obtenus respectivement avec les tiges et feuilles. Cette activité est probablement due la présence des acides phénoliques (acide Quinique, acide Ferulique). Ces molécules interagissent sur la cellule bactérienne et de façon irréversibles sur les propriétés de la membrane, induisant notamment une rupture locale ou la formation de pores dans les membranes cellulaires avec une fuite de constituants intracellulaires (Borges *et al.*, 2013).

Chez *Salmonella typhi* les plus petites CMI (0,0195) et CMB (0,078) sont obtenues cette fois ci respectivement avec les graines et racines. Cette activité se matérialise par la présence de la Marinoquinoline B, alcaloïde responsable des activités antibactériennes. Cette molécule agit au niveau cellulaire, la synthèse a lieu au niveau du réticulum endoplasmique et le stockage dans les vacuoles (Krief, 2003). Avec *Aeromonas hydrophila* et *Pseudomonas aeruginosa* les plus petites CMI (0,0195 et 0,104), sont enregistrées lorsqu'elles sont traitées respectivement par les extraits de graines et les feuilles. Cette inhibition se matérialise par la présence de la molécule Methylprednisolone succinate, qui est un corticostéroïde. Avec *Vibrio cholerae* ce sont les racines qui enregistrent la valeur la plus faible de la CMI (0,0045), cette activité est due à la présence de la Stigmatellin Y. Chez la levure *Candida albicans*, les plus petites CMI (0,0195) et CMB (0,625) sont obtenues avec les racines alors que chez *Candida parapsilosis*, ou les plus petites CMI (0,009) et CMB (1,125) sont obtenus respectivement avec les racines/graines. Ces activités antifongiques sont dues à la présence de l'Aflavin qui est une Bicomarine (Hemmer, 2011) et l'alcaloïde (azidométhyl)-N-benzyl-2H-tétrazol-1-ium-5-amine.

CONCLUSION, RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES

Le travail avait pour but d'évaluer l'activité antimicrobienne des extraits de 4 organes de deux plantes *Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala* et caractériser les molécules pouvant être responsables de ladite activité. Les facteurs mis en exergue, dans cette étude ont été : la concentration des extraits de *Moringa oleifera* et *Moringa stenopetala*, le temps de contact des microorganismes dans la solution d'extrait, la température d'incubation, l'intensité lumineuse, les différentes parties des deux espèces de plante et types d'extraits.

Dans l'ensemble, l'effet des extraits de quelques organes de la plante *Moringa stenopetala* sur la cultivabilité de quelques germes a montré que la présence des extraits aqueux, éthanoliques de *Moringa stenopetala* inhibent considérablement la croissance des microorganismes planctoniques dans l'eau. Les trois types d'extraits choisis ont montré d'une efficacité importante sur les cellules. Ainsi toutes les parties de la plante utilisées ont montré une efficacité sur les souches microbiennes. Cependant, l'efficacité des écorces de tiges et racines a été plus importante comparée aux autres parties.

Tout de même l'influence de quelques facteurs abiotiques sur l'activité antimicrobienne des extraits de *M. stenopetala* varie relativement en fonction de l'espèce cellulaire présente et des conditions abiotiques considérées. Le taux d'inhibition cellulaire augmente avec la température d'incubation. Cependant la présence d'extrait de *Moringa stenopetala* induit de manière significative l'inhibition totale et parfois partielle des cellules de tous les microorganismes dans l'eau au seuil de 1% et 5%. La température d'incubation et les concentrations des différents types d'extraits ont significativement influencé la survie des microorganismes. Sous l'effet de l'intensité lumineuse, l'inhibition des microorganismes diminue progressivement avec l'augmentation de la lumière.

L'activité antimicrobienne de l'extrait des parties de *Moringa* a révélé la présence des concentrations minimales inhibitrices significatives (CMI < 0,1 mg/ml). Ces concentrations ont été chaque fois inférieures à ceux des contrôles positifs choisies (la gentamicine pour les bactéries, la fluconazole pour les levures, et l'hypochlorite de sodium pour tous les groupes microorganismes). Les rapports CMB/CMI ont montré des effets bactéricides et bactériostatiques avec les bactéries. Les levures quant à eux ont présenté des effets fongicides et fongistatiques vis-à-vis des extraits.

Le screening phyto chimique des extraits aqueux et éthanolique des parties de *Moringa* a révélé la présence de certains métabolites tels que les alcaloïdes, les anthraquinones, les flavonoïdes, les saponines, les coumarines, les glucosides, terpenoïdes, et tannins. Ces derniers sont parfois présents ou absents en termes de proportions dans les différents organes de la plante de *Moringa*. Ces métabolites secondaires sont des composés bioactifs à rôle antibactérienne et antifongique.

L'analyse de la chromatographie à haute performance couplé à la spectrométrie de masse, a permis d'obtenir plusieurs composés bioactifs isolés de l'extrait méthanolique des parties de Moringa. Ces molécules bioactives ont confirmé la présence des grandes familles isolées pendant le screening phyto chimique. Dans cette étude 158 molécules ont été isolées des feuilles, graines, écorces de tiges et racines de *M. oleifera* et 125 dans les parties de *M. stenopetala*. Tout de même 25 molécules ont été communes dans les deux plantes. Soient au total 308 molécules déterminées. Mais 42 de ces molécules n'ont pas été identifiées dans la base des données.

RECOMMANDATIONS

Dans les pays en voie de développement où l'accès à l'eau potable reste une préoccupation permanente. Le problème de traitement de l'eau dans notre municipalité reste encore très crucial. Ces eaux n'étant pas de bonne qualité sont responsables de plusieurs maladies hydriques. Ainsi plusieurs solutions telles que le traitement biologique de ces eaux à base des extraits de Moringa peuvent être préconisées. Il s'agit notamment des extraits des tiges et des racines. Ainsi, ces extraits pourraient contribuer à réduire les risques liés aux traitements chimiques des eaux qui retiennent parfois de fortes concentrations de chlore nocives à la santé humaine et de certains animaux.

PERSPECTIVES

Par ailleurs, il serait important d'identifier les 42 composés chimiques qui n'ont pas été identifiés dans la base de données, les caractériser et envisager la purification des molécules d'intérêt jusqu'au principe actif pour le traitement des eaux.

Enfin une analyse physicochimique de l'eau traitée aux extraits de Moringa est importante afin de maîtriser la composition physique et organoleptique qui est tributaire à la qualité de l'eau destinée à la consommation.

D'étendre l'activité de ces métabolites secondaires et des huiles essentielles purifiés sur la survie, l'enkystement et la réactivation des parasites isolés de l'eau et à intérêt sanitaire tels que, *Entamoeba histolitica* (amibiase), *Giardia intestinalis*, les virus.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Abderrazak M et Joël R. 2007. *La botanique d'A à Z*. Ed. Dunod. Paris. 177p.
- Abedini A. 2013. *Evaluation biologique et phytochimique des substances naturelles d'Hyptis atrorubens Poit. (Lamiaceae), sélectionnée par un criblage d'extraits de 42 plantes* Thèse Université du Droit et de la Santé-Lille II, France 211 p.
- Aberra M., Workinesh T et Tegene N. 2011. Effects of feeding *Moringa stenopetala* leaf meal on nutrient intake and growth performance of Rhode Island Red chicks under tropical climate. ***Tropical and Subtropical Agroecosystems***. 14: 485-492.
- Adisakwattana S., Jiphimai P., Prutanopajai P., Chanathong B., Sapwar S et Ariyapitipan T. 2010. Evaluation of alpha-glucosidase, alpha-amylase protein glycation inhibitory activities of edible plants. ***International Journal of Food Science and Nutrition***. 61: 295-305. DOI: <http://dx.doi.org/10.3109/09637480903455963>.
- Aguilar-Galvez, R. Dubois-Dauphin, J. Destain, D et Campos, P. 2012. Thonart, Enterococci: advantages and disadvantages in biotechnology (Bibliographic synthesis). ***Biotechnology Agronomy and Social Environment*** 1 (16): 67-76.
- Aibo N.I. 2010. *Evaluation du diagnostic biologique de la fièvre typhoïde au niveau du CHU GT, du CHU du point G et de L'INRSP0, étude rétrospective sur 2 ans (2007-2008)*. Thèse de Médecine, Université Cheik Anta Diop de Dakar, 134p.
- Alavandi S., Ananthan S et Kang G. 1998. Prevalence *in vitro* secretory activity and cytotoxicity of *Aeromonas* species associated with childhood gastroenteritis in Chennai (Madras), **India**. ***Japanese Journal of Medical Science and Biology*** 1: 1-12.
- Alder L., Greulich K., Kempe G et Vieth B. 2006. Residue analysis of 500 high priority pesticides: better by GC-MS or LC-MS/MS? ***Mass Spectrometry Review*** 25:838-865.
- Alhakmani F., Kumar S et Khan, S.A. 2013. Estimation of total phenolic content, in-vitro antioxidant and anti-inflammatory activity of flowers of *Moringa oleifera*, ***Asian Pacific Journal of tropical biomedicine*** 3(8): 623-627.
- Alignan M. 2006. *Phoma du Tournesol : déterminisme de la tolérance de l'hôte à la maladie*. Thèse de doctorat, Institut National Polytechnique de Toulouse, 297p.
- Allahdin O., Gothard-Bassebe M., Biteman O., Foto E., Mabingui J et Lutgen P. 2008. Essai de désinfection de l'eau de puits par *Artemisia annua* en République Centrafricaine. ***Revue Technique Luxembourgeoise***. 3: 165-168.
- American Public Health Association (APHA). 2012. *Standard methods for the examination of water and waste water*, Washington, DC 22th Edition, 820 p.
- Anane S., Kaouech E., Zouari B., Belhadj S., Kallel K et Chaker E. 2010. Les candidoses vulvovaginales : facteurs de risque et particularités cliniques et mycologiques, ***Médicale Journal of Mycology*** 20(1):36-41.

- Anwar U.B and Mazza G. 2009. Extraction and purification of ferulic acid from flax shives, wheat and corn bran by alkaline hydrolysis and pressurised solvents, *Food Chemistry* 115:1542–1548.
- Anwar F, Abdullah I.J.A.Z. Hussain¹, Muhammad A, Amer J. and Shahid Iqbal. 2006. Effect of salinity on yield and quality of *Moringa oleifera* seed oil, *Grasas y Aceites* 57(4):394-401. <http://dx.doi.org/10.3989/gya.2006.v57.i4.65>.
- Anwar F., Latif S., Ashraf M et Gilani A.H. 2007. *Moringa oleifera*: a food plant with multiple medicinal uses, *Phytotherapy Research* 21:17–25.
- APHA 2005. *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 20th edition, American Public Health Association/American Water Works Association/Water Environment Federation, Washington DC, USA. 1220p.
- APHA. 1998. *Standard methods for the examination of water and wastewater*. American Public Health Association
- Araujo R.M., Arribas R.M et Pares R. 1991. Distribution of *Aeromonas* species in water with different levels of pollution, *Journal of Applied Bacteriology* 71: 182-190.
- Arora D.S., Onsare J.G et Kaur H. 2013 Bioprospecting of *Moringa* (Moringaceae): Microbiological perspective, *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry* 1: 193-215.
- Asmat A et Gires U. 2002. *The occurrence of aerolysin-positive Aeromonas hydrophila strains in seawater and associated with marine copepods* Hotel Renaissance Kuala Lumpur, Malaysia 1: 495-502.
- Atakpama W., Kponor E.G.E., Kanda M., Dourma M., Nare M., Batawila K et Akpagana K. 2014. *Moringa oleifera* Lamarck (Moringaceae) : une ressource phytogénétique à usage multiple, *Revue Cames SVT-A* 2 (1): 6-14.
- Atkinson N. 1996. Antibacterial activity in members of the native Australian flora. *Nature* 158 : 876.
- Atrahimovich, D., Harris, R., Eitan, R., Cohen, M and Khatib, S. 2021. Galantamine quantity and alkaloid profile in the bulbs of *Narcissus tazetta* and Daffodil cultivars (Amaryllidaceae) grown in Israel. *Metabolites*, 11(3). <https://doi.org/10.3390/metabo11030185>.
- Baba-Aïssa F. 2000. *Encyclopédie des Plantes Utiles, Flore d'Algérie et du Maghreb, Substances Végétales d'Afrique, d'Orient et d'Occident*. EDAS Algérie.
- Bachelier G. 1959. Etude pédologique des sols de Yaoundé ; contribution à l'étude de la pédologie des sols ferrallitiques. *Agronomie Tropicale* 14: 279-305.
- Bain R., Cronk R., Wright J., Yang H et Bartram J. 2014. Fecal contamination of drinking water in developing countries: a systematic review and meta-analysis. *Médecine PLoS* 11: e1001644.

- Balasubashini M.S., Rukkumani R., Viswanathan P et Menon V.P. 2004. Ferulic acid alleviates lipid peroxidation in diabetic rats, *Phytotherapy Research* 18: 310–314.
- Bayley R.B et Parks L.W. 1975. Yeast sterols esters and their relationship to the growth of yeast. *Journal of Bacteriology* 124: 606-612.
- Beauvoit B., Rigoulet M., Bunoust O., Raffard G., Canioni P et Guérin, B. 1993. Interactions between glucose metabolism and oxidative phosphorylations on respiratory- competent *Saccharomyces cerevisiae* cells. *European Journal of Biochemistry* 214 :163–172. doi:10.1111/j.1432- 1033.1993.tb17909.x.
- Bégin D et Gérin M. 2002. *Les Grandes Familles de Solvants Organiques, Utilisation et Aspects Physico-Chimiques*. In: Gérin M. (Ed.) Solvants industriels : Santé, Sécurité, Substitution. Masson, Paris. pp. 13-38.
- Ben Salem H et Makkar H. 2009. Defatted *Moringa oleifera* seed meal as a feed additive for sheep, *Animal Feed Science and Technology* 50: 27-33.
- Benavides J.E. 1994. Researching trees for forestry, *Trees and Shrubs in Central America* 1(3): 28-36.
- Berche P. (2003). *Les bactéries des diarrhées aiguës*. Faculté de Médecine Necker- Enfants malades. In : Bactériologie Systématique. DCEM1, pp. 31-47.
- Berkovitch L., Earon G., Ron I., Rimmon A., Vexler A et Lev-Ari S. 2013. *Moringa oleifera* aqueous leaf extract down-regulates nuclear factor-kappaB and increases cytotoxic effect of chemotherapy in pancreatic cancer cells, *BMC Complementary and Alternative Medicine* 13: 212
- Besse F. 1996. *Moringa oleifera* LAM. L'arbre du mois, Le Flamboyant no 40, Décembre P. 4-7.
- Bhatia P., Sharma A., George A.J., Anvitha D., Kumar P., Dwivedi V.P and Chandra, N.S. 2021. Antibacterial activity of medicinal plants against ESKAPE: An update. *Heliyon*, 7(2). <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2021.e06310>
- Bianco A., Guiso M., Lavarone C., Passacantilli P et Trogolo C. 1981. Iridoids, XXIX-Sinuatol (6-O-u-L rhamnopyranosylaucubin) from *Verbascum sinuatum*, *Journal of medicinal plants Research* 41: 75-79.
- Blume G. 2013. *Novel Carrier System for the Transport of Active Substances into the Skin*. US Patent: 20.130.011.455.
- Bohlmann J and Keeling C.I. 2008. Terpenoid biomaterials, *Plant Journal* 54: 656-669.
- Boizot N et Charpentier J.P. 2006. Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre foustier, *Le cahier des techniques de l'INRA* 1 :79-82.

- Borges A., Ferreira C., Saavedra M.J and Simões M. 2013. Antibacterial Activity and Mode of Action of Ferulic and Gallic Acids Against Pathogenic Bacteria. *Microbial Drug Resistance* 19(4) : 256-265.
- Bornert G. 2000. Importance des bactéries psychrotrophes en hygiène des denrées alimentaires. *Médecine Vétérinaire* 151: 1003-1010.
- Bosch C.H. 2004. *Moringa stenopetala* (Baker F.) Cufod. [Internet] Fiche de Protabase.
- Boukef I., El Bour M., El Mejri S., Bjaoui B., Mraouna R., Harzallah A. et Boudabous A. 2008. Étude de l'influence des facteurs environnementaux sur la distribution de différentes populations bactériennes dans une station mytilicole de la lagune de Bizerte (Nord-Tunisie). *Revue des Sciences de l'Eau* 21 : 571-583.
- Boukef I., Elbour M., Belhassen M., Mraouna R., Mejri S., Bejaoui B., Harzallah A. et Boudabous A. 2010. Distribution spatiale des *vibrionaceae* dans les sédiments lagunaires (la lagune de Bizerte-Nord Tunisie). *Revue de Microbiologie Industrielle, Sanitaire et Environnementale*, 4 (2) : 83-94.
- Boukerb M.A et Cournoyer B. 2012. *Bactéries Pathogènes Opportunistes et Environnement*. Villeurbanne, France, pp 147-149.
- Bouteleux C., Saby S., Tozza D., Cavard J., Lahoussine V., Hartemann P and Mathieu L. 2005. *Escherichia coli* behavior in the presence of organic matter released by algae exposed to water treatment chemicals. *Applied and Environmental Microbiology* 71 (2): 734-740.
- Brahimi S. M., Dahia B. Azouzi, M. Nasri et H. Laouer. 2020. Composition chimique et activité antimicrobienne de l'huile essentielle de *Deverra reboudii* (Coss. et Durieu) *Phytothérapie* 18 : 314-320.
- Broin M. 2005. *Composition nutritionnelles des feuilles de Moringa oleifera*. CTA, 5p. Disponible sur <http://www.moringanews.org>.
- Brunelli D., Tavecchio M., Falcioni C., Frapolli R., Erba E and Iori R. 2010. Theisothiocyanate produced from glucomoringin inhibits NF-kB and reduces myeloma growth innude mice in vivo. *Biochemistry and Pharmacology* 79, 1141–1148. doi : 10.1016/j.bcp.2009.12.008
- Bruneton J. 2009. *Pharmacognosie, phytochimie. Plantes médicinales*. Ed. Technique et Documentation, 3^e édition Lavoisier, Paris 1120 p.
- Bssaïbis F., Gmira N., Meziane M. 2009. Activité antibactérienne de *Dittrichia viscosa* (L.) W. Greuter. *Revue de Microbiologie Industrielle Sanitaire et Environnementale* 3 : 44-55.
- Bulard Emilie. 2012. *L'adhésion bactérienne sondée à l'échelle moléculaire*. Thèse de Doctorat/Ph. D de l'Université Paris-Sud, 186p.

- Burt S. 2004. Essential oils: their antibacterial properties and potential applications in foods a review. *International Journal of Food Microbiology* 94(3): 223-253.
- Butler M.J and Day A.W (1998) Fungal melanins: a review. *Canadian Journal. of Microbiology* 44(12) : 1115-1136.
- Caillet S et Lacroix M. 2007. *Les huiles essentielles : leurs propriétés antimicrobiennes et leurs applications potentielles en alimentaire*. INRS-Institut Armand-Frappier, RESALA.
- Canon F. 2010. *Contribution de la spectrométrie de masse à l'étude des interactions entre les protéines salivaires riches en proline et les tanins*. Thèse de doctorat, Centre international d'études supérieures en sciences agronomiques, 272 p.
- Castaneda Chavez M., Sedas V., Borunda E and Reynoso F. 2005. Influence of water temperature and salinity on seasonal occurrences of *Vibrio cholerae* and enteric bacteria in oyster-producing areas of Veracruz, Mexico, *Marine Pollution Bulletin* 50: 1641-1648.
- Cattoen C. 2002. *Epidémiologie bactérienne dans le Nord de Calais*. CLIN, Valence.
- Cavalcante A., Martinez G., Mascio P., Merck C and Agnez L. 2002. Cytotoxicity and mutagenesis induced by singlet oxygen in wild type and DNA repair deficient *Escherichia coli* strains, *Elsevier DNA Repair* 1: 1051-1056.
- CBD 2018. *Convention on Biological Diversity, Subsidiary Body on Scientific, Technical and Technological Advice*. 22nd meeting of SBSTTA "Conservation and Sustainable use of Pollinators", Montreal, Canada.
- CE. 1997. *Antiseptiques et désinfectants chimiques - Activité bactéricide de base - Méthode d'essai et prescriptions [Phase 1. AFNOR; NF EN 1040 ((T 72-152))]*.
- Chabasse D., Robert R., Marot A and Pihet M. 2006. *Candida pathogènes. Monographie de Microbiologie*, collection dirigée par Jean- Paul Larpent. Editions Tec et Doc Lavoisier, 178p.
- Chebil L. 2006. *Acylation des flavonoïdes par les lipases de Candida antarctica et de Pseudomonas cepacia : études cinétique, structurale et conformationnelle*. Thèse de Doctorat de l'Institut National Polytechnique de Lorraine, 229 p.
- Chekesa B and Mekonnen Y. 2015. Antibacterial activity of *Moringa stenopetala* against some human pathogenic bacterial strains, *Science, Technology and Arts Research Journal* 4 (2):190-198.
- Chevallier L et Crouzet-Segarra C. 2004. *Médicaments à base de plantes*, 2ème édition, Paris, Ed. Masson.
- Chih-Yao H, Yeong-Shenn L, Yuh T W, Chii-Ming J and Ming-Chang W. 2008 « Effect of storage conditions on methanol content of fruit and vegetable juices », *Journal of Food Composition and Analysis*, vol.21,n5,p.410-415(DOI 10.1016/j.jfca.2008.04.004)

- Chitravadivu C., Bhoopathi M., Balakrishnan V., Elavazhagan T and Jayakumar S. 2009. Antimicrobial activity of Laehiums prepared by herbal venders, *South India America Eurasia Journal Science Research* 4: 142-147.
- Choudhary L.C., Kumara D.N., Neeta A et Ravindra K.2006. Evaluation of *Moringa oleifera* leaves in Sheep, *Indian Journal Animal and Nutrition* 23(3): 196-98.
- Chouteau C. 2004. *Développement d'un biocapteur conductimétrique bi enzymatique à cellules algales*, N° d'ordre : 04-ISAL-0066.
- Chu M.D et Ulick S. 1992. Isolement et identification du 18-hydroxycortisol de l'urine des patients présentant l'aldostéronisme primaire, *Journal of Biology and Chemistry* 257 :2218-2224.
- Chuang P.H., Lee C.W., Chou J.Y., Murugan M., Shieh B.J and Chen H.M. 2007. Anti-fungal activity of crude extracts and essential oil of *Moringa oleifera* Lam. *Bioresources and Technology* 98: 232-236. doi: 10.1016/j.biortech.2005. 11.003.
- Chumark P., Khunawat P., Sanvarinda Y., Phornchirasilp S., Morales N.P et Phivthong-Nngam L. 2008. The *in vitro* and *ex vivo* antioxidant properties, hypolipidaemic and antiatherosclerotic activities of water extract of *Moringa oleifera* Lam. Leaves, *Journal of Ethnopharmacology* 116: 439-446. doi: 10.1016/j. jep.2007.12.010
- Chung K.T and Wei C.I. 1998. Are tannins a double edged sword in biology and health? *Trends in Food Science and Technology* 9:168-175.
- CHU-PS. 2003. **Bactériologie DCEM1**. Université Paris-VI Pierre et Marie Curie, Faculté de Médecine Pitié-Salpêtrière. Service de Bactériologie, 122 p.
- Chyan Y.J, Poeggeler B., Omar R.A, Chain D.G, Frangione B., Ghiso J et Pappolla M.A. 1999. « Propriétés neuroprotectrices puissantes contre la bêta-amyloïde d'Alzheimer par une structure endogène melatonin-connexes d'indole, acide indole-3-propionique, *Journal of Biology and Chemistry* 274 (31) : 21937-21942. doi:10.1074/jbc.274.31.21937.
- Clarke S. 2001. Diarrhoeagenic *Escherichia coli* - an emerging problem? *Diagnostic Microbiology and Infectious Disease* 41: 93-98.
- Clemons, K.V et Stevens D.A. 2000. Treatment of orogastrointestinal candidosis in SCID mice with fluconazole alone or in combination with recombinant granulocyte colony-stimulating factor or interferon-gamma, *Medical Mycology* 38:213-219.
- Clifford M.N., Johnston K.L., Knight S and Kuhnert N.A. 2003. A hierarchical scheme for LC-MSn identification of chlorogenic acids, *Journal of Agriculture Food and Chemistry* 51: 2900- 2911.
- Clifford M.N., Knight S and Kuhnert N.A. 2005. Discriminating between the six isomers of dicaffeoylquinic acid by LC-MSn, *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 53: 3821-3832.

- Clinton S.K., Rimm E.B., Willett W.C., Giovannucci E.L., Michaud D.S et Spiegelman 1999. Fruit and vegetable intake of bladder cancer in a male prospective cohort, *Journal of National Cancer Institute Applied* 91(7):605-13.
- CNRS. 2005. Les *Escherichia coli* pathogènes. Portail Institut Pasteur. 3p.
- Coppin J.P., Xu Y., Chen H. Pan M.H., Ho C.T., Juliani R and Simon T.E. 2013. Determination of flavonoids by LC/MS and anti-inflammatory activity in *Moringa oleifera*, *Journal of Functional Food* 5:1892-1899.
- Curtis T and Mara D. 1994. The effect of sunlight on mechanisms for the die-off of faecal coliform bacteria in waste stabilization ponds, *Research Monographs in Tropical Public Health Engineering* 1: 94-99.
- Cushnie T.P. and Lamb, A.J. 2005. Antimicrobial activity of flavonoids, *International Journal of Antimicrobial Agents* 26: 343-56.
- Dannaoui E. 2007. *Principaux antifongiques systémiques : Mécanismes d'action et de résistance, spectre, indications*. Centre National de Référence de la Mycologie et des Antifongiques, Institut Pasteur, Paris.
- D'Aoust J.Y. 2001. *Salmonella*. In: Labbé R.G., García S. (Eds.) Guide to foodborne pathogens, John Wiley and Sons, Inc.: New York, pp 163-191.
- Davies D., Chakrabarty A and Geesy G. 1993. Exopolysaccharide production in biofilms: Substratum activation of alginate gene expression by *Pseudomonas aeruginosa*, *Applied and Environmental Microbiology* 59: 1181-1186.
- Davies-Colley R., Donnison A., Speed D., Ross C and Nagels J. 1999. Inactivation of faecal indicator micro-organisms in waste stabilization ponds: interactions of environmental factors with sunlight, *Water Research* 33 (5): 1220-1230.
- Dawood H and Fathy A. 2014. Extract of *Moringa oleifera* leaves ameliorates streptozotocin-induced Diabetes mellitus in adult rats, *Acta Histochemical*. 116 : 844-854. doi :10.1016 /j. acthis.2014.02.002.
- De Souza C., Koumaglo K. et Gbeassor M.1995. Evaluation des propriétés antimicrobiennes des extraits aqueux totaux de quelques plantes médicinales. *Pharmacie et Médecine Traditionnelle Africaine* 3 : 103-112.
- Degefu D.M and Dawit M. 2013. Chromium removal from Modjo tannery wastewater using *Moringa stenopetala* seed powder as an adsorbent, *Water Air Soil Pollution* 224 :17-19.
- Delhalle L., Daube G., Adolphe Y., Crevecoeur S and Clinquart A. 2012. Les modèles de croissance en microbiologie prévisionnelle pour la maîtrise de la sécurité des aliments (synthèse bibliographique) *Biotechnology and Agronomic Society Environment*, 16 (3) : 369-381.

- Demeulenaere E. 2001. *Moringa stenopetala*, a subsistence resource in the Konso district. Development potential of Moringa products. Proceedings of a workshop held 29 Oct.-2 Nov. 2001 in Dar es Salaam, Tanzania.
- Develoux M et Bretagne S. 2014. Candidoses et autres levures. *EMC-Maladies infectieuses* 11(2):11-13.
- Dewick P.M. 2011. *Medicinal Natural Products: A Biosynthetic Approach*, Wiley 550 p.
- Diantini A., Subarnas A., Lestari K., Halimah E., Yasmiwar S., Supriyatna., Julaeha, E., Achmad, T.H., Suradji, E.W., Yamazaki C., Kobayashi K., Koyama H and Abdulah R. 2012. Kaempferol-3-O-rhamnoside isolated from the leaves of *Schima wallichii* Korth. inhibits MCF-7 breast cancer cell proliferation through activation of the caspase cascade pathway. *Oncology Letters* 3:1069-1072.
- Dinzedi M.R. 2015. *Activités antibactériennes de extraits de Terminalia catappa et Thonningia sanguinea sur Escherichia coli, Klebsiella pneumoniae et Staphylococcus aureus multiresistantes d'origine humaine*. Thèse de Doctorat de l'Université Félix Houphouët Boigny, Abidjan, Côte d'Ivoire, 133 p.
- Donadieu Y. 2008. *La Propolis*. Editions Dangles, Paris, 90 p.
- Doughari J.H, Pukuma M.S et De N. 2007. Antibacterial effects of *Balanites aegyptiaca* L. Drel. and *Moringa oleifera* Lam. on *Salmonella typhi*, *Africa Journal of Biotechnology* 6(19): 2212-2215.
- Downes A and Blunt T.P., 1877. Researches on the effect of light upon bacteria and other organisms. *Proceeding of the Royal Society of London* 26 : 488-500.
- Dromigny E. 1989. *Les modes de transmission des campylobactérioses humaines*. Méd Mal Infect Hors série Les Campylobacters et leur pathologie. 35-42.
- Dulaurent S., El Balkhi S., Poncelet L., Gaulier J.M, Marquet P and Saint-Marcoux F. 2016. Quechers sample preparation prior to LC-MS/MS determination of opiates, amphetamines, and metabolites in whole blood *Chimie Analytique et bioanalytique* 408:1467-1474.
- Dupont P.F. 1995. *Candida albicans*, the opportunist. A cellular and molecular perspective. *Journal of the American Podiatric Medical Association* 85:104-115.
- Dzotam J.K., Touani K.F and Kuete V. 2016. Antibacterial and antibiotic-modifying activities of three food plants (*Xanthosoma mafaffa* Lam., *Moringa oleifera* (L.) Schott and *Passiflora edulis* Sims) against multidrug-resistant (MDR) Gram-negative bacteria. *BioMedical Central Complementary and Alternative Medicine* 16:9: 2-8.
- Edzard E.2001. *The desktop guide to complementary and alternative medicine*, 2ème édition, Grande-Bretagne, Ed. Mosby.

- Eilers H., Pernthaler J., Glockner F and Amann R. 2000. Culturability and in situ abundance of pelagic bacteria from the North Sea. *Applied and Environmental Microbiology* 66: 3044-3051.
- Elgharbawy, A.A.M., Samsudin, N., Benbelgacem, F.F., Hashim, Y.Z.H.Y., Salleh, H. M. and Santhanam, J. 2020. Phytochemicals with antifungal properties: Cure from nature. *Malaysian Journal of Microbiology*, 16(4), 323–345. <https://doi.org/10.21161/mjm.190551>.
- Eno-Belinga S.M. 1986. *Il y a 600 millions d'années. Paléoclimats et métaux non-métaux et substances minérales utiles du Cameroun*. Alitaf Yaoundé, 128 p.
- Epaulard O. 2009. *Pseudomonas : stratégies et antibiotiques*. DU Grenoble, France 154 p.
- Fahey J.W. 2005. *Moringa oleifera*: a review of the medical evidence for its nutritional therapeutic, and prophylactic properties. Part 1, *Trees for Life Journal* 1:1-15.
- Fakir S.T., Ji H.K., Min A.L, Hyi-Seung L., Ong S.L et Hee J.S. 2012 Ieodoglucomides A et B d'une bactérie d'origine marine *Bacillus licheniformis*, *Organic Letters* 14 (6): 1464-1467 <https://doi.org/10.1021/ol300202z>.
- FAO, 2007. *Modernizing irrigation management – the MASSCOTE approach: Mapping System and Services for Canal Operation Techniques*. Prepared by Renault, D., Facon, T. & Wahaj, R. FAO Irrigation and Drainage Paper, No 6
- Farber J.M and Peterkin P.I. 1991. *Listeria monocytogenes*, a food-borne pathogen. *Microbiology Review* 55: 476-511.
- Farooq F., Rai M., Tiwari A., Khan A.A and Farooq S. 2012. Medicinal properties of *Moringa oleifera*: an overview of promising healer. *Journal of Medical Plants Research* 6 :4368-4374. doi:10.5897/JMPR12.279.
- Faure K., Kipnis E et Guery B. 2008. Prise en charge des pneumonies liées à *Pseudomonas aeruginosa*. *Revue Tunisienne d'Infectiologie* 2 (1) : 1-8.
- Ferreira P.M.P., Carvalho A.F.F.U., Sousa D.F., Ferreira J.M., Martins A.R., Martins A.M.C and Queiroz M.G.R. 2007. Water extract of *Moringa oleifera* seeds: a toxicological approach. *Revista Eletrônica Pesquisa Médica* 1 (4): 45- 53.
- Flatt T, Heyland A., Rus F., Porpiglia E., Sherlock C., Yamamoto R., Garbuzov A., Palli SR., Tatar M et Silverman N. 2008. Régulation hormonale de la réponse immunitaire innée humoristique dans *Drosophila melanogaster*. *Journal of Experimental Biology* 211: 2712-2724. doi:10.1242/jeb.014878.
- Foidl N., Makkar H.P.S et Becker K. 2001. *Potentiel de Moringa oleifera en agriculture et dans l'industrie*, Dar es Salaam.Tanzanie. 29 octobre - 2 novembre 2001.

- Fouotsa H.A.T. Mbaveng C.D., Mbazoa A.E. Nkengfack, S. Farzana, C.M. Iqbal J.J.M., Meyer N. Lall V et Kuete 2013. Constituants antibactériens de trois plantes médicinales camerounaises : *Garcinia nobilis*, *Oricia suaveolens* et *Balsamocitrus camerunensis* **Complementary BMC Alternative Medicine** 13 : 81-89.
- Freddy et Shukuru S. 2010. *Approvisionnement en eau dans la ville de Bukavu et son impact sur les maladies de mains sales*. Université officielle de Bukavu - Licence en santé publique.
- Freeman-Cook L., Freeman-Cook K.D and Alcamo E.I. 2006. *Staphylococcus aureus* infections. **Infobase publishing** 182 : 27-42.
- Friedmann C.R., Neimann J., Wegene H.C.R., and Tauxe R.V. 2000. *Epidemiology of Campylobacter jejuni infections in the United States and other industrialized nations*. In: Irving N., Blaser M.J: *Campylobacter* 2nd Edition. ASM. Washington, pp. 121-138.
- Fufezan C., Gross C.M., Sjodin M., Rutherford W., Krieger L. and Kirilovsky D. 2007. Influence of the potential of the primary quinone electron acceptor on photoinhibition in photosystem II. **Journal of Biology and Chemistry** 282: 12492-12502.
- Fuglie L.J. 2002. *Combating malnutrition with Moringa (Senegal)*. In: Development potential for moringa products De Saint Sauveur A., Appora V et Besse F. (eds.). International Workshop, Dar es Salam, Tanzanie ISBN 2-87614-516-2.
- Fujioka T., Yoshida K., Fujii H., Nagao T., Okabe H and Mihashi, K. 2003. Antiproliferative constituents from Umbelliferae plants VI. New ursane-type saikosaponin analogs from the fruits of *Bupleurum rotundifolium*. **Chemical and Pharmaceutical Bulletin** 51: 365-372.
- Gao D., Cho C.W., Cheong T.K., Jeong W.S and Kang J.S. 2020. Evaluation of the Antiwrinkle Activity of Enriched *Isatis Folium* Extract and an HPLC–UV Method for the Quality Control of Its Cream Products. **Plants** 9 : 1-12. doi:10.3390/plants 9111586
-
- Gavriel, A.A., Landre, J.P and Lamb, J.P.1998. Incidence of mesophilic *Aeromonas* within a public drinking water supply in north-east Scotland. **Journal of Applied Microbiology** 84 383-392.
- Gbedenu K.D. 2013. *Etude du mécanisme d'inactivation des bactéries pathogènes au cours de la potabilisation de l'eau par chloration et par désinfection solaire*. Master, Institut International d'Ingénierie Rue de la Science – Ouagadougou (- Burkina Faso), Eaux et Assainissement
- Gérin M. 2002. *Solvants et Prévention : Nouvelles Perspectives*. In: Gérin M. (Ed.) *Solvants industriels : Santé, Sécurité, Substitution*. Masson, Paris. pp.1-12.
- Germani Y et Le Bouguéneq C. 2008. Diagnostic des *Escherichia coli* agents de diarrhée chez l'homme. **Revue Francophone des Laboratoires** 38 (400): 67-76.

- Gloor A. 2009. *Comparaison de méthode de deux antifongigrammes* : ATB FUNGUS3 et Carte Vitek AST-YS01. Laboratoire de bactériologie, Sion Travail de diplôme 2008-2009.
- Goetz P. 2004 Plaidoyer pour la tisane médicinale, *Phytothérapie* 1 : 8-15.
- Goñi-Urriza M., Pineau L., Capdepuy M., Roques C., Caumette P and Quentin C. 2000. Antimicrobial resistance of mesophilic *Aeromonas* spp. isolated from two European rivers. *Journal of Antimicrobial Chemotherapie* 46 (2): 297-301.
- Gray M.L and Killinger A.H. 1966. *Listeria monocytogenes* and listeric infections. *Bacteriology Reviews* 30: 309–382.
- Grubben G.J.H et Denton O.A. *PROTA (Plant Resources of Tropical Africa / Ressources végétales de l’Afrique tropicale)*, Wageningen, Pays Bas.
- GSE (Groupe Scientifique sur l’eau). (2003). *Escherichia coli, dans fiches synthèses sur l’eau potable et la santé humaine*, Institut National de Santé Publique du Québec, 4 p.
- Guha S.R.D and Negi J.S. 1965. Wrapping, printing, and writing paper from *Moringa pterygasperma*. *Indian Pulp* 6:377-379.
- Gülçin I. 2012. Antioxidant activity of food constituents: an overview, *Archeology Toxicology* 86 (3): 345-391.
- Guo L.Y., Yan S.Z., Li Q., Xu Q., Lin X et Qi S.S. 2017. Les nanoparticules acides poly(lactiques-co-glycoliques) améliorent la biodisponibilité orale de l’hypocrellin A chez le rat. *RSC Adv.* 7 42073-42082. 10.1039/c7ra04748g
- Gurjar M.S., Ali S., Akhtar M and Singh K.S. 2012. Efficacy of plant extracts in plant disease management. *Agr Sci* 3:425–433
- Hamadi F., Latrache H., Elghmari A., Mabrouki M., Ellouali M. and Kuider N. 2004. Effect of pH and ionic strength on hydrophobicity and electron donor and electron acceptor characteristics of *Escherichia coli* and *Staphylococcus aureus*. *Annals Microbiology*, 54: 213-225.
- Handa S.S. 2008. *An Overview of Extraction Techniques for Medicinal and Aromatic Plants*. In: Handa S.S., Khanuja S.P.S., Longo G., Rakesh D.D. (Eds) *Extraction Technologies for Medicinal and Aromatic Plants*. International Centre For Science and High Technology, Trieste, Italy. pp. 21-54.
- Hang M. 1999. *Basic technics for microbiological research in: Microbiological research technics*. Laboratory of Microbiology Cooperative project in Higher Education between China and Cameroon. *Science Press*, Beijing : 29 p.
- Hans M et Bindanda M. 2003. *La médecine naturelle tropicale : comment se soigner avec les plantes tropicale ? Schafweide*, Winnenden, 159 p.
- Harbone J.B. 1998. *Phytochemical method: a guide to modern technique of plants*. Third edition. ISBN: 0412-57260-5.

- Harborne J. 1989. *General procedures and measurement of total phenolics* In: J. B. Harborne (Ed.). *Methods in Plant Biochemistry*. Academic Press, London. (2) (PDF) Phenolic compounds: Potential Health Benefits and Toxicity. pp.1–28.
- Harraz F.M.H., El-Halawany M.A., Sabah, H.E.G and Abdel-Sattar E. 2009. *Iridoid glycosides from Barleria trispinos*, *Natural Product Research* 23: 903-908.
- Hart T. and Shears 1996. *Color Atlas of Medical Microbiology*. Times Mirror International Publishers Limited. Published by Mosby-Wolfe.
- Hatano T., Kusuda M., Inada K., Ogawa T.O., Shiota S., Tsuchiya T and Yoshida T. 2005. Effects of tannins and related polyphenols on methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *Phytochemistry* 66 : 2047-2055.
- Hébert S et Légaré S. 2000. *Suivi de la qualité des rivières et petits cours d'eau du Québec*. Ministère de l'Environnement, rapport n° QE-123, 24p.
- Hemmer M., 2011. *Conception, Synthèse et Évaluation Biologique de Dérivés Coumariniques en tant qu'Agents Anticancéreux Potentiels*. Thèse de médecine, Université de Liège, 216 p.
- Hermal C. 1993. *Activité bactériostatique de sept émulsions d'huiles essentielles et de deux associations d'émulsions d'huiles essentielles*. Thèse, Faculté de pharmacie, Université Montpellier I. 87 p.
- Hickman-Brenner F.W., Fanning G.R., Arduino M.J., Brenner D.J and Farmer J.J. 1998. *Aeromonas schubertii*, a new mannitol-negative species found in human clinical specimens, *Journal of Clinical Microbiology* 26: 1561-1570.
- Hirata T., Fujii M., Akita K., Yanaka N., Ogawa K., Kuroyanagi M and Hongo D. 2009. Identification and physiological evaluation of the components from Citrus fruits as potential drugs for anti-obesity and anticancer. *Bioorganic and Medicinal Chemistry*, 17: 25- 28.
- Hochedez P., Hope-Rapp E., Olive C., Nicolas M., Beaucaire G and Cabié A. 2010. Bacteremia Caused by *Aeromonas hydrophila* Complex in the Caribbean Islands of Martinique and Guadeloupe. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 83(5): 1123–1127.
- Hof H and Hefner P. 1988. Pathogenicity of *Listeria monocytogenes* in comparison to other *Listeria* species. *Infection* 16: S141-S144.
- Holmes P., Niccolls L.M and Sartory D.P. 1996. *The ecology of mesophilic Aeromonas in the aquatic environment*. In: Austin B et al., eds. *The genus Aeromonas*. London, Wiley: 127–150.
- Holt J.G., Krieg N.R., Sneath P.H.A., Staley J.T and Williams S.T. 2000. *Bergey's manual of determinative bacteriology*. Lipponcott Williams and Wilkins, Philadelphia, pp.62-75.

- Hosoi S. Shimizu E and Ohno K. 2006. "Structural studies of zoospore attractants from *Trachelospermum jasminoides* var. *pubescens*: taxifolin 3-O-glycosides, *Phytochemical Analysis* 17(17): 20-24.
- House D., Bishop A., Parry C., Dougan G and Wain J. 2001. Typhoid fever: pathogenesis and disease. *Current Opinion in Infectious Diseases* 14 :573-578.
- Houssou R., Fatondji F., Gbaguidi, Kpoviessi S., Sonounameto E, Latifou L., Sanni A., Moudachirou M.J.P and Accrombessi G.C. 2010. Synthesis, Characterisation and Study of Antimicrobial activities of the Semicarbazone and the Thiosemicarbazone of the Carvone, *Journal of Society Ouest-Africa Chemistry* 30: 11-17.
- Houssou Raymond Fatondji, Kpoviessi S., Gbaguidi F., Chabi S.K., Gbenou J., Coffi G., Accrombessi, Moudachirou M and Poupaert J. 2018. Synthesis, Characterization and Antimicrobial Properties of Some 1,3,4-thiadiazolines. *American Journal of Applied Chemistry* 6 (2). 64-70. Doi : 10.11648/j.ajac.20180602.15.
- Humbel F. et Pellier J. 1969. *Porosité, densité et perméabilité des sols ferrallitiques rouges et jaunes près de Yaoundé*. ORSTOM, Série Sol, Yaoundé. 50 p.
- Humbel F.X. et Pelletier J.L. 1996. *Porosité, densité et perméabilité des sols ferrallitiques rouge et jaune près de Yaoundé*. Yaoundé-ORSTOM. 60 p.
- Iranshahi M., Arfa P., Ramezani M., Jaafari M.R., Sadeghian H., Bassarello C., Piacente S et Pizza C. 2007. Sesquiterpene coumarins from *Ferula szowitsiana* and *in vitro* antileishmanial activity of 7-prenyloxycoumarins against promastigotes. *Phytochemistry* 68: 554–561.
- ISO. 2006. *Clinical laboratory testing and in vitro diagnostic test systems – Susceptibility testing of infectious agents and evaluation of performance of antimicrobial susceptibility test devices – Part 1*. Geneva: International Organization for Standardization.
- Ivanova B., Mikhova H., Najdenski I., Tsvetkova et I. Kostova, 2009. Chemical composition and antimicrobial activity of wild garlic *Allium ursinum* of Bulgarian origin," *Natural Product Communications* 4 (4): 1059-1062.
- Jahn et Samia Al A. 1988. Using Moringa seeds as coagulants in developing countries. *Journal of American Water Works Association* 90: 43-50.
- Jain M.G, Hislop G.T, Howe G.R et Ghadirian P. 1999. Plant foods, antioxidants, and prostate cancer risk: findings from case control studies in Canada. *Nutritional Cancer* 34(2): 173-84.
- Janda J.M et Duffey P.S. 1988. Mesophilic aeromonads in human disease: current *A. jandaei* to select antimicrobial agents have yet been pub- taxonomy, laboratory identification, and infectious disease spectrum listed. *Review of Infectious Diseases* 10: 980-997
- Jeffrey W and Mitchell D. 1997. Mechanisms of UV-induced DNA damage and response in marine microorganisms. *Photochemical and Photobiology* 65 (2): 261-263.

- Jennifer M et Andrew. 2001 Determination of minimum inhibitory concentrations. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy* 48: 5-16
- Jurd L., King A.D et Mihara J.K. 1971. Propriétés antimicrobiennes des dérivés de l'umbellifère. *Phytochemistry* 10: 2965-2970
- Kalkhambkar R.G., Kulkarni G.M., Shivkumar H and Rao R.N. 2007. Synthesis of novel triheterocyclic thiazoles as anti-inflammatory and analgesic agents. *European Journal of Medicinal Chemistry*, 42 : 1272 -1276.
- Kamanzi A.K. 2002. *Plantes médicinales de Côte d'Ivoire : Investigations phytochimiques guidées par des essais biologiques*. Thèse de doctorat, Université de Cocody, Abidjan, p 176.
- Kamath M., Malagi K.J., Kranthi K. and Adiga S.H., 2015. Ethno botanical and antimicrobial activity of *Terminalia arjuna* and *Terminalia chebula*. *Asia Pacific Journal of Research* 1 : 99-105.
- Kanga B. 2014. *Contribution à la valorisation du jardin zoo-botanique de Mvog-Betsi de Yaounde Cameroun : cas des infrastructures et la communication*. Rapport de stage présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Spécialiste de la Faune, 47p.
- Kasolo N.J., Bimenya G.S., Ojok L., Ochieng J and Ogwali-Okeng W.J. 2010. Phytochemicals and uses of *Moringa oleifera* leaves in Uganda rural communities *Journal of Medicinal Plants Research* 4 (9): 753-757.
- Kataoka M.; Hirata K.; Kunikata T.; Ushio S.; Iwaki K.; Ohashi K.; Ikeda M and Kurimoto M. 2001. Antibacterial action of tryptanthrin and kaempferol, isolated from the indigo plant (*Polygonum tinctorium* Lour.), against *Helicobacter pylori*-infected Mongolian gerbils. *Journal Gastroenterology* 36: 5-9.
- Kraft K and Hobbs C. 2004. *Pocket Guide to Herbal Medicine*. Thieme, Stuttgart, New York.
- Krief S. 2003. *Métabolites secondaires, des plantes et comportement animal*, Thèse de Doctorat, Muséum Nationale d'Histoire Naturelle, France.
- Krovacek K., Faris A., Baloda S.B., Lindberg T., Peterz M and Mansson I. 1992. Isolation and virulence profiles of *Aeromonas* spp. from different municipal drinking-water supplies in Sweden. *Food Microbiology* 9 :215-222.
- Kueté M. 1977. *Etude géomorphologique du massif de Yaoundé*. Thèse de Doctorat de 3^{ème} cycle, Université de Bordeaux.
- Kuete V. 2010. Potential of Cameroonian plants and derived products against microbial infections: a review. *Planta Medica* 76: 1479-1491.doi.org/10.1371/journal.pone.0078085 Sep 09, 2014
- Kumar Gupta S., Kumar B., Srinivasan B.P., Nag T.C., Srivastava S and Saxena R. 2013 - Retinoprotective effects of *Moringa oleifera* via antioxidant, anti-inflammatory and

- antiangiogenic mechanisms in streptozotocin-induced diabetic rats. *Journal of Ocular Pharmacology and Therapy* 29: 419-426. doi:10.1089/jop.2012.0089.
- Lagane C. 2007. *Rôle de l'IL-13 et des ligands de PPAR-γ dans la réponse anti-infectieuse des macrophages murins et des monocytes humains vis-à-vis de Candida albicans. Implication de PPAR-γ*. Thèse de Doctorat/Ph. D de l'Université Toulouse III, 151p.
- Laleye O.A.F., Ahissou H., Olounlade AP., Azando E.V.B et Laleye A. 2015. Etude bibliographique de trois plantes antidiabétiques de la flore béninoise : *Khaya senegalensis* (Desr) A. Juss (Meliaceae), *Momordica charantia* Linn (Cucurbitaceae) et *Moringa oleifera* Lam (Moringaceae). *International Journal of Biological and Chemical Sciences* 9 (5): 2682-2700.
- Lambert W., Van Bocxlaer J and De Leenheer A. 1997. Potential of high performance liquid chromatography with photodiode array detection in forensic toxicology. *Journal of chromatography B* 689: 45-53.
- Lan Hu D. Kopecko J., Irving J et Blaser M.J. 2000. *Interactions of Campylobacter with eukaryotic cells: gut luminal colonization and mucosal invasion mechanisms*. Campylobacter 2nd Edition. ASM. Washington.
- Larpent J.P. 1991. *Biotechnologie des levures*. Ed Masson, Paris, 445 P.
- Le Minor L et Véron M. 1999. *Bactériologie médicale*. Flammarion Ed, Paris, France, 460p.
- Leclerc H. 1999. *Traité de phytothérapie - Thérapeutique par les plantes*, Ed. Masson.
- Leinmüller E., Steingass H and Menke K.H. 1991. Tannins in feeds for ruminants. II Effects on rumen metabolism in vitro. *Übersichten zur Tierernährung* (19):45-70.
- Lepilleur C. 1991. *Etablissement de la phase stationnaire chez la levure Saccharomyces Cerevisiae : perception du signal de carence en glucose, relation avec le cycle cellulaire*, thèse de Doctorat, Bordeaux, France.
- Lester M., Merkt R., Heil C.A., Vargo G.A., Neely M.B., Spence D.N., Melahn L and Walsh J.J., 2001. Harmful Algal Blooms. *Applied and Environmental Microbiology*, 161-164.
- Levine M. 1987. *Escherichia coli* that cause diarrhea: enterotoxigenic, enteropathogenic, enteroinvasive, enterohaemorrhagic, and enteroadherent. *Journal of Infectious Disease* 155: 377-389.
- Lin X., Yan S.Z., Qi S.S., Xu Q., Han S.S et Guo L.Y. 2017. Les nanoparticules modifiées par transferrine pour la thérapie photodynamique augmentent l'efficacité antitumorale de l'hypocrellin A. *Devant. Pharmacology* 8:815. 10.3389/fphar.2017.00815.
- Lin, H., Zhu, H., Tan, J., Wang, H., Wang, Z., Li, P., Zhao, C et Liu, J. 2019. Comparative Analysis of Chemical Constituents of *Moringa oleifera* Leaves from China and India by Ultra-

- Performance Liquid Chromatography Coupled with Quadrupole-Time-Of-Flight Mass Spectrometry. *Molecules*, 24(5). <https://doi.org/10.3390/molecules24050942>
- Low, J. C et Donachie W.1997. A review of *Listeria monocytogenes* and listeriosis. *Veterinary Journal* 153: 9-29.
- Lugasi A., Hovari J., SagiK and Biro L. 2003. The role of antioxidant phytonutrients in the prevention of diseases. *Journal Acta of Biologica. Szegediensis* 47 (1-4): 119-125.
- Luqman S., Srivastava S., Kumar R., Maurya A.K and Chanda D. 2012. Experimental assessment of *Moringa oleifera* Leaf and fruit for its antistress, antioxidant, and scavenging potential using *in vitro* and *in vivo* assays. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine* 51: 90-94. <https://doi.org/10.1155/2012/519084>.
- Lutge U., Kluge M et Bauer G. 2002. *Botanique*. 3ème Edition : Technique et documentation.
- Lutgen P et Michels B. 2008. *Bactericidal properties of Artemisia annua tea and dosimetry of artemisinin in water by fluorescence under UV light*. Proceedings of the International Conference “Tropical diseases, humanitarian and economic aspects”, Luxembourg, 3- 4.
- Lutgen P et Michels B. 2008. Bactericidal properties of *Artemisia annua* tea and dosimetry of artemisinin in water by fluorescence under UV light. *Revue Technique Luxembourgeoise*. 2 : 73-78.
- Madi O P., Bourou S et Noé W. 2012. Utilisation et importances socio-économiques du *Moringa oleifera* lam. En zone de savanes d’Afrique central.cas de la ville de Moribga au Nord-Cameroun. *Journal of Applied Biosciences* 60 :4421-4432.
- Madiélé M.A.B., Nkounkou L.C, Agnanié H., Moutsamboté J.M et Ouamba J.M. 2013. Les plantes tinctoriales d’Afrique Centrale : enquête ethnobotanique et screening phyto chimique. *Journal of Applied Biosciences* 67 :5236-5251.
- Madigan M. et Martinko J. 2007. *Biologie des micro-organismes*. Onzième édition : Université Carbondale de l’Illinois du Sud. Pearson Education, 1047p.
- Madigan M., Martinko J and Parker J. 2000. *Biology of microorganisms*. 9th edition ed.: Prentice hall Inc.
- Maiga Y. 2010. *Processus d’élimination d’Escherichia coli et des Entérocoques des bassins de Lagunage sous Climat Sahélien : Influence de la radiation solaire*. Thèse de doctorat, Unité de Formation et de Recherche Science de la Vie et de la Terre (UFR-SVT), Université de Ouagadougou, 153p.
- Makkar, H.P.S. and Becker, K. 1997. Nutrients and antiquality factors in different morphological parts of the *Moringa oleifera* tree. *Journal of Agricultural Science* 128: 311-322.
- Makut M.D, Gyar S.D., Pennap G.R.I and Anthony P. 2008. Phytochemical screening and antimicrobial activity of the ethanolic and methanolic extracts of the leaf and barks of *Khaya*

- senegalensis*. *African Journal Biotechnology* 7(9):1216-1219. DOI : [http:// dx.doi.org/10.1016/s0377-8401\(96\)01023-1](http://dx.doi.org/10.1016/s0377-8401(96)01023-1).
- Malecky M. 2008. *Métabolisme des terpénoïdes chez les caprins*. Thèse de Doctorat, Institut des Sciences et Industries du Vivant et de l'Environnement (Agro Paris Tech), 205p.
- Manges A.R., Johnson J.R., Foxman B., O'Bryan T., Fullerton K and Riley L. 2001. Widespread distribution of urinary tract infections caused by a multidrug-resistant *Escherichia coli* clonal group. *New England Journal of Medicine* 345: 1007-1013.
- Manguro L and Lemmen P. 2007. Phenolics of *Moringa oleifera* leaves. **Nature Production Research**. 21(1) :56–68.
- Marchal N., Bourdon J. L. et Richard Cl. 1991. *Les milieux de culture pour l'isolement et l'identification biochimique des bactéries*, 4e édition, Doin, Paris. 507p.
- Marchal. N., Bourdon J and Richard D. 1991. *Culture media for the isolation and identification of bacteria*. 3rd édition. Paris.
- Marmonier AA, 1990. Technique de diffusion en gélose : Méthode des disques. Dans : **Bactériologie Médicale, Techniques usuelles**, p 237-244.
- Marsh K., Foley W., Cowling A and Wallis I. 2003. Differential susceptibility to *Eucalyptus* secondary compounds explains feeding by the common ringtail (*Pseudocheirus peregrinus*) and common brushtail possum (*Trichosorus vulpecula*) *Journal of Comparative Physiology B*, 173: 69-78.
- Martin B. Skirrow and Martin J. Blaser 2000. In: I. Nachamkin, M.J. Blaser (Eds). *Clinical aspects of Campylobacter infection*. Campylobacter 2nd Edition. ASM. Washington, 69-88.
- Masscheleir-Kleiner et Heylen J. 1968. Analyse des plaques Rouges anciennes, *Studies in Conservation* 13 : 87-89.
- Maurer H. 2005. Multi-analyte procedures for screening for and quantification of drugs in blood, plasma, or serum by liquid chromatography-single stage or tandem mass spectrometry (LC-MS or LC-MS/MS) relevant to clinical and forensic toxicology.
- Mbikay M. 2012. Therapeutic potential of *Moringa oleifera* leaves in chronic hyperglycemia adyslipidemia: areview. *Frontiers Pharmacology* 3:24. doi:10.3389/fphar. 2012.00024
- McFarland J. 1907. Nephelometer an instrument for media used for estimating the number of bacteria in suspensions used for calculating the opsonic index and for vaccines. *Journal of America Medical Association* 14 (117): 6-8.
- McGuigan K.G., Joyce T.M., Conroy R.M., Gillespie J.B. et Elmore-Meegan M. 1998. Solar disinfection of drinking water contained in transparent plastic bottles: characterizing the bacterial inactivation process. *Journal of Applied microbiology* 84 (06):1138-1148.

- Mégraud F, Feney J., Renaud F, Hansen W et Bollet C. 2000. Campylobacter. Précis de Bactériologie Clinique. ESKA. Paris.
- Mehta L.K., Balaraman R., Amin AH., Bafna P.A and Gulati O.D. 2003. Effect of fruits of *Moringa oleifera* on the lipid profile of normal and hypercholesterolaemic rabbits. *Journal of Ethnopharmacology* 86: 191-195.
- Meierhofer R. and Landolt G. 2008. Factors supporting the sustained use of solar water disinfection- Experiences from a global promotion and dissemination programme, *Water and Sanitation in Development and Disaster Relief*. 1:164-170.
- Meierhofer R and Wegelin M. 2002. *Solar Water Disinfection*. A guide for the application of Sodis.
- Mekonnen Y et Gessesse A. 1998. Documentation on the uses of *Moringa stenopetala* and its possible antileishmanial and antifertility effects. *Ethiopian Journal of Science* 21(2): 287-295.
- Mekonnen Y., Yardley V., Rock P et Croft S. 1999. *In vitro* antitrypanosomal activity of *Moringa stenopetala* leaves and roots. *Phytotherapy Research* 13 (6):538-539.
- Mela C. 1950. Presence of substances having antibiotic action in the higher plants. *Fitoterapia*, 21: 98-99.
- Melagraki G., Afantitis A., Igglessi-Markopoulou O., Detsi A., Koufaki M., Kontogiorgis C and Hadjipavlou et Litina D.J. 2009. Synthesis and evaluation of the antioxidant and anti-inflammatory activity of novel coumarin-3-aminoamides and their α -lipoic acid adducts. *European Journal of Medicinal Chemistry*, 44: 320-326.
- Melesse A., Tiruneh W and Negesse T. 2011. Effects of feeding *Moringa stenopetala* leaf meal on nutrient intake and growth performance of Rhode Island red chicks under tropical climate. *Tropical and Subtropical Agroecosystems* 14:485-492.
- Mellon, F. A.; Bennett, R. N.; Holst, B.; Williamson, G. Intact glucosinolate analysis in plant extracts by programmed cone voltage Electrospray LC/MS: Performance and comparison with LC/MS/MS methods. *Anal. Biochem.* 2002, 306, 83-91.
- Memmi A., Sansa G., Rjeibi I., El ayebe M., Srairi-Abid N., Bellasfer Z and Fekhih A. 2007. Use of medicinal plants against scorpionic and ophidian venoms. *Archeological Institut Pasteur. Tunis*. 84 (1-4): 49-55.
- Mengistu M., Abebe Y., Mekonnen Y and Tolessa T. 2012. In vivo and in vitro hypotensive effect of aqueous extract of *Moringa stenopetala*. *African Health Sciences* 12 (4):545-551.
-
- Merino, S., Rubires, X., Knochel, S. and Tomas, J.M. 1995 Emerging pathogens: *Aeromonas* spp. *International Journal of Food Microbiology* 28:157– 168.

- Meskerem A and Boonkaewwan C. 2013. Protective effects of *Moringa stenopetala* leaf supplemented diets on *Eimeria tenella* infected broiler chickens in Debre Zeit, Central, Ethiopia. *Kasetsart Journal Natural Science* 47 :398-406.
- Messaoud A. 2015. *Culture de la Moringa à Bechar : réussite des essais à Tabelbala*, Le quotidien le courrier d'Algérie, édition 10/11/2015, consulté le 02/04/2018.
- Meyer A., Deiana J and Leclerc H. 1994. *Course in general microbiology*. New edition. Paris: Dion.
- Mingshu C, Karl F, Jan H, Tom F, Susanne R and Chris J. 2015. Predicting retention time in hydrophilic interaction liquid chromatography mass spectrometry and its use for peak annotation in metabolomics. *Metabolomics*. 11(3):696–706.
- Mitchell D. 1997. *Ultraviolet radiation damage to DNA*. In *Molecular Biology and Biotechnology: A Comprehensive Desk Reference* (Edited by R. A. Meyers) VCH Publishers, New York, pp. 939-943.
- Miyoshi N., Takabayashi S., Osawa T and Nakamura Y. 2004. Benzyl isothiocyanate inhibits excessive superoxide generation in inflammatory leukocytes: implication for prevention against inflammation-related carcinogenesis. *Carcinogenesis* 25 : 567-571. doi: 10.1093/carcin/bgh051
- Mobili O., Lontsi D., Tamsa Arfao A., Nougang M., Allahdin O., Noah O., Mabingui J., Bricheux G., Simé-Ngando T. et Nola M. 2015. Synergistic effect of light, pH and *Artemisia annua* extract on *Enterococcus faecalis* in aquatic microcosms. *International Journal of Applied Microbiology and Biotechnology Research* 3: 62-72.
- Monfort P and Baleux B. 1991. Distribution and survival of motile *Aeromonas spp.* in brackish water receiving sewage treatment effluent. *Applied Environmental Microbiology* 57 : 245-246.
- Monnier C. 2002. *Les plantes médicinales - vertus et traditions*, Ed. Privat.
- Moore B., Foley W., Wallis I., Cowling A et Handasyde K. 2005. *Eucalyptus* foliar chemistry explains selective feeding by koalas. *Biology Letters* 1(1): 64-67.
- Muhammad A.A et Palanisamy A. 2016. Pike see cheah, Farida abas sharida Fakurazi, evaluation of wound healing properties of bioactive aqueous fraction from *Moringa oleifera* Lam on experimentally induced diabetic animal model, *Drug Design Development and Therapy* 10:1715-1730
- Mumtaz, M.Z., Kausar, F., Hassan, M., Javaid, S. and Malik, A. 2021. Anticancer activities of phenolic compounds from *Moringa oleifera* leaves: in vitro and in silico mechanistic study. Beni-Suef *University Journal of Basic and Applied Sciences*, 10(1). <https://doi.org/10.1186/s43088-021-00101-2>

- N'Guessan K., Kouassi E. et Zirihi N. (2006). Etude botanique et Tri phytochimique de *Pertersianthus macrocarpus* (P. Beauv.) Liben (Barringtoniaceae), dans la lutte contre le choléra. *Pharmacie et Médecine Traditionnelle Africaine* 14 : 97-116.
- Naah. E. 1990 *Hydrologie du grand Yaéré du Nord Cameroun*. Thèse de Doctorat ès sciences, Université de Yaoundé, Cameroun.
- Nagoba B.; Davane M.; Gandhi R.; Wadher B.; Suryawanshi N and Selkar S. 2017. Treatment of skin and soft tissue infections caused by *Pseudomonas aeruginosa*-A review of our experiences with citric acid over the past 20 years. *Wound Medical* 19: 5-9.
- Nagoba B.S.; Suryawanshi N.M.; Wadher B and Selkar S. 2015. Acidic environment and wound healing: A review. *Wounds* 27 : 5-11.
- Naïtali, M., et Dubois-Brissonnet F. 2017. *Développement des microorganismes pathogènes dans les aliments*. In : Risques microbiologiques alimentaires. Paris, France : Lavoisier. pp. 37–86.
- Narayanan S.R., Surya Prakash G.K., Advait M et Sankarganesh K. 2016. High-Performance Aqueous Organic Flow Battery with Quinone-Based Redox Couples at Both Electrodes », *Journal of The Electrochemical Society*. 163 (7) : 1442-1449
- Nestor J., Lutgen P et Schosser P. (2006). Mise en œuvre de la méthode de stérilisation de l'eau SODIS en Colombie, *Revue Technique Luxembourgeoise*. 3 :151-152.
- Newton S.M., Lau C., Gurcha S.S., Besra G.S and Wright C.W. 2002. The Evaluation of Forty-Three Plant Species for *in vitro* Antimycobacterial Activities; isolation of active constituents from *Psoralea corylifolia* and *Sanguinaria canadensis*. *Journal of Ethnopharmacology* 79:57-63.
- Nigussie, D., Davey, G., Legesse, B.A., Fekadu, A. and Makonnen, E. 2021. Antibacterial activity of methanol extracts of the leaves of three medicinal plants against selected bacteria isolated from wounds of lymphoedema patients. *BMC Complementary Medicine and Therapies*, 21(1), 1-10. <https://doi.org/10.1186/s12906-020-03183-0>.
- Nikkon F., Saud Z.A., Rehman M.H and Haque M.E. 2003. *In vitro* antimicrobial activity of the compound isolated from chloroform extract of *Moringa oleifera* Lam. *Pakistan Journal of Biological Sciences* 22:1888–1890. DOI:<http://dx.doi.org/10.3923/pjbs.2003.1888.1890>.
- Njiki A., Kamgang-Youbi G., Laminsi S., Lontsi C. D., Payom G., Nola M. and Ngameni E. 2016. Gliding arc discharge-assisted biodegradation of crystal violet in solution with *Aeromonas hydrophila* strain. *International Journal of Environmental Science and Technology* 13: 263-274.
- Nola M., Njine T., Servais P., Mesouli M., Boutin C., Foto M.S., Kemka N et Zebaze S.H. 2003. Evaluation de l'adsorption de deux bactéries fécales par l'horizon argilo-sableux et l'horizon

- quartzo-feldspathique d'un sol ferrallitique au Cameroun (Afrique Centrale). *Journal of Environment and Engenering Sciences* 2 (5) : 383-393.
- Nola M., Nlep R., Servais P., Kemka N., Zebaze Togouet S., Krier F., Chihib N.E., Hornez J.P et Njine T. 2010b. Assessment of the effects of sulfate and nitrate-t-on the temporal evolution of *Klebsiella oxytoca* and *Staphylococcus aureus* abundance under shaking conditions, in aquatic microcosm. *Revue des Sciences de l'Eau* 23 : 197-212.
- Nola M., Simo M., Mobili O., Nougang M., Krier F, Chihib N., Hornez J. and Njine T 2010a. Photoinactivation of *Staphylococcus aureus* and *Vibrio parahaemolyticus* in the model aquatic microcosm : effect of light intensity and dissolved biodegradable organic compound. *Water Sciences and Technology* 62(8): 1775-1783.
- Odee D. 1998. Forest biotechnology research in drylands of Kenya: the development of Moringa species. *Dryland Biodivers* 2 :7-8.
- Okou OC, 2012. *Efficacité et spectre d'activité des extraits de Mitracarpus scaber Zucc. Ex Schult + Scult.f. (Rubiaceae) et de l'acide fusidique sur les Bactéries Cocci Gram Positif*. Thèse de Doctorat de l'Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Côte d'Ivoire, 229 p.
- Okou OC, Ackah J.A.A.B., Angaman DM and Djaman A.J. 2015. Activity of *Mitracarpus scaber* on *Enterococcus faecalis*. *World Journal of Pharmaceutical Research*, 4(5): 377-385
- Olivry J.C. et Hoorclbeeke. R. 1975. *Etude hydrologique du haul-bassin du Mayo Tsanaga à Mokolo (1974-1975)*, Rapport définitif. Institut de Recherches Géologiques cl Minières, ONAREST, ORSTOM, Yaoundé, Cameroun.
- Olson M.E et Carlquist S. 2001. Stem and root anatomical correlations with life form diversity, ecology, and systematics in Moringa (Moringaceae). *Botanical Journal of the Linnean Society* 135(4): 315-348.
- Olson M.E. 2002. Intergeneric Relationships within the *Caricaceae- Moringaceae* Clade (Brassicales) and Potential Morphological Synapomorphies of the Clade and Its Families, *Australian Systematic Botanic* 27: 55-73.
- Olson M.E. 2003. Ontogenetic origins of floral bilateral symmetry in *Moringaceae* (Brassicales). *America Journal of Botany* 90: 49-71p.
- Olugbemi T.S., Mutayoba S.K. S.K et Lekule F.P. 2010. Effet du Moringa (*Moringa oleifera*) Inclusion dans les régimes à base de manioc nourris aux poulets à griller. *International Journal of Poultry Science* 9: 363-367.
- Oluronké T., Hong X.X and Song F. 2000. Antibacterial Activities of Extracts from Nigeria Chewing sticks. *Phytoterapy Research* 13(8): 675-679.
- OMS, 2002. Organisation Mondiale de la Santé (OMS) Rapport sur la médecine traditionnelle : Besoins et potentiel. N°-4.6P.

- OMS. 2004. *Guidelines for drinking water quality*. OMS Recommandations éd, Geneva, 233p.
- OMS 2011 *Guidelines for drinking water quality*, 4th edition. OMS, Geneva, Switzerland.
- OMS 2011. *Guidelines for Drinking-water Quality*. Fourth edition, WHO Library Cataloguing-in-Publication Data ISBN. 541p.
- OMS/UNICEF. 2012. *JMP Working Group on Equity and Non-Discrimination* Final Report. Geneva, Switzerland.
- OMS, 2013. *Infections à Salmonella (non typhiques)*. Aide-mémoire n°139, 3p.
- OMS 2013. *Traitement de l'eau de boisson au point d'utilisation dans les situations d'urgence*, Rapport Organisation Mondiale de la Santé, 2p.
- OMS/UNICEF. 2014. *Progress on drinking water and sanitation: Report WHO/UNICEF Joint Monitoring Programme on water supply and sanitation*, also known as JMP, Geneva, Switzerland.
- OMS 2017a *Water quality and health - Review of turbidity: information for regulators and water suppliers*. WHOedit,WHO/FWC/WSH/17.01 (http://www.who.int/water_sanitation_health/publications/turbidity-technical-brief/en/)
- OMS 2017b *Guidelines for drinking-water quality*. Fourth edition incorporating the first addendum. Geneva: World Health Organization. (http://www.who.int/water_sanitation_health/water-quality/guidelines/en/)
- OMS, global water, sanitation and hygiene: annual report 2018. World Health Organization. License: CC BY-NC-SA 3.0 IGO; (2019) <https://apps.who.int/iris/handle/10665/327118>
- OMS, the World Intellectual Property Organization. Quality guidelines for drinking water fourth ed. incorporating the first Geneva additive: World Health Organization: CC BY-NC-SA 3.0 IGO; (2017). <http://www.who.int/about/licensing>.
- Oussou K.R., Youlou S., Kanko C., Guessenn K.N., Boti J.B., Ahibo C et Casanova J. 2008. Etude chimique et activité antidiarrhéique des huiles essentielles de deux plantes aromatiques de la pharmacopée Ivoirienne. *European Journal of Scientific Research* 1: 94-103.
- Pagua H.M., Pagua R.Q., Balba C.H et Flores R.C. 2014. Utilisation and evaluation of *Moringa oleifera* L. As poultry feeds. *Apchee Procedia* 8: 343-347.
- Pal S.K., Mukherjee P.K and Saha B.P. 1995. Studies on the antiulcer activity of *Moringa oleifera* leaf extract on gastric ulcer models in rats. *Phytotherapeutic Resource* 9: 463-465.doi:10.1002/ptr.2650090618
- Pamo E.T, Niba A.T, Fonteh F.A, Tedonkeng F, Kana J.R, Boukila B et Tsachoung J. 2005. Effet de la supplémentation au *Moringa oleifera* ou aux blocs multinationnels sur l'évolution du

- poids post partum et la croissance pré-sevrage des cobayes (*Cavia porcellus* L.). **Livestock Research for Rural Development** 17: 1-8.
- Pan G.Y., Huang Z.J., Wang G.J., Fawcett J.P., Liu X.D., Zhao X.C., Sun J.G and Xie Y.Y. 2003. The anti-hyperglycaemic activity of berberine arises from a decrease of glucose absorption. **Planta Medica** 69: 632-636. DOI: <http://dx.doi.org/10.1055/s-2003-41121>.
- Panda S.K., Horie T., Kaneko T., Sugimota G., Sasano S., Shibasaki M and Katsuhara M. 2008. Mechanisms of Water transport mediated by PIP aquaporins and Their regulation via phosphorylation events under salinity stress in barley roots. Oxford Journals: **Plant and Cell physiology** 52 (4): 663-675.
- Pandey A.K, Mohan M., Singh P., Palni U.T et Tripathi N.N. 2014. Composition chimique, activité antibactérienne et antioxydante de l'huile essentielle de *Eupatorium adenophorum* Spreng. de l'Est de l'Uttar Pradesh, en Inde. **Aliments Bioscience**. 7(9):80-87.
- Park J. D., Rhee D. K and Lee Y. H. 2005. Biological activities and chemistry of saponins from Panax ginseng C. A. Meyer. **Phytochemistry Reviews** 4: 1579-1584.
- Parrotta J.A.P. 2009. *Moringa oleifera* L.A.M. Enzyklopädie der Holzgewächse, Handbuch und Atlas der Dendrologie; Roloff A., Weisgerber H., Lang U., Stimm B.; WILEY-VCH Verlag GmbH & Co. KGaA, Weinheim.
- Patrick B., Jean L et Michel S. 1988. *Bactériologie : Les bactéries des infections humaines*. 1er Edition Médecine –Sciences Flammarion. Paris.
- Peeking A., Picand B., Hacene K., Lokiec F et Guerin P. 1987. Oligimères procyanidoliques (Endotélon) et système lymphatique. Artères et Veines. **Publications médicales AGCF** 6: 512-513.
- Pelletier J.L. 1969. *Données générales sur la répartition des principaux types de sol de la région de Yaoundé*. Document ORSTOM, série sol.
- Pickering, Amy J and Jennifer D. 2012. Freshwater availability and water fetching affect child health in Sub-Saharan Africa. **Environmental Science and Technology** 46(4): 2391–2397. doi.org/10.1021/es203177v
- Pinto C.E., Farias D.F., Carvalho A.F., Oliveira J.T., Pereira M.L, Grangeiro T.B and Vasconcelos I.M. .2015. Food safety assessment of an antifungal protein from *Moringa oleifera* seeds in an agricultural biotechnology perspective. **Food Chemistry and Toxicology** 83:1-9.
- Plesiat P. 2011. *Groupement de recherche sur pseudomonas*. Centre National de la Recherche Scientifique, Nances.
- Poumayea N., Mabinguia J., Iutgen D.P et Etbiganc M. 2012. Contribution to the clarification of surface water from the *Moringa oleifera*: case M'Poka River to Bangui, Central African Republic. **Chemical engineering research and design** .90 :2346-2352.

- Privas E. 2013- *Matériaux ligno-cellulosiques « Élaboration et Caractérisation laboration »*. Thèse de Doctorat en Science et génie des matériaux, L'École Nationale Supérieure des Mines, Paris. France.
- Raina V., Koul S et Bhatia A. 2012. Evaluation and comparison of immunomodulatory potential of *Eupatorium cannabinum* Linn. **Bioinfolet-a Quarterly Journal of Life Sciences** 9(3): 345-348.
- Raina, V., Koul, S et Bhatia, A. 2011. Immunorestorative effect of natural and *in vitro*-raised *Eupatorium cannabinum* L., A high altitude medicinal plant. **Applied Biological Research**, 14(2): 220-222.
- Raj A; J., Gopalakrishnan V.K., Yadav S.A and Dorairaj, S. 2011. Antimicrobial activity of *Moringa oleifera* (Lam.) root extract. **Journal of Pharmacy Research** 4 (5): 1426-1427.
- Ramachandran C., Peter K.V and Gopalakrishnan P.K. 1980. Drumstick (*Moringa oleifera*): a multipurpose Indian vegetable. **Economic Botany** 34(3): 276-283. DOI: 10.1007/BF02858648.
- Ramachandran C., Peter K.V et Gopala krishnana P.K. 1980. Drumstick (*Moringa oleifera*): A multipurpose Indian vegetable. **Economic Botany** 34: 276-83. doi: 10.1007/BF02858648
- Regnault J. 2002. Elements of microbiology and immunology. 1st Edition. Canada: Decarie.
- Reyes-Sanchez N., Spordndly E and Ledin I. 2006. Effect of feeding different levels of foliage of *Moringa oleifera* to Creole dairy cows on intake, digestibility, milk production and composition. **Livestock Science** 101 (1-3) 24-31.
- Rocourt J., Jacquet, C and Reilly A. 2000. Epidemiology of human listeriosis and seafoods. **International Journal of Food Microbiology** 62: 197-209.
- Rodier J., Legube B., Merlet N., Mialocq J-C., Leroy P., Houssin M., Lavison G., Bechemin C. et Vincent M. 2009. *L'analyse de l'eau* In Dunod Paris, 9^{ème} Edition, 1579p.
- Romagni J.G and Dayan F.E. 2002. *Advances in Microbial Toxin Research and Its Biotechnological Exploitation* R.K. Upadhyay (Edition) 151-169.
- Romagni J.G and Dayan F.E. 2002. *Advances in Microbial Toxin Research and Its Biotechnological Exploitation* R.K. Upadhyay (Edition.)
- Roy S. Douglas C.W.I and Stafford G.P. 2010. A Novel Sialic Acid Utilization and Uptake System in the Periodontal Pathogen *Tannerella forsythia* **Journal of Bacteriology**, 192, N° 9, 1^{er} Mai, p. 2285–Ruckmani K, Kavimani S, Anandan R, Jaykar B. 1998. Effect of *Moringa oleifera* Lam on paracetamol-induced hepatotoxicity. **Indian Journal of Pharmaceutical Sciences** 60: 33-35.
- Ruckmani K., Kavimani S., Anandan R and Jaykar B. 1998. Effect of *Moringa oleifera* Lam on paracetamol-induced hepatotoxicity. **Indian Journal of Pharmaceutical Science** 60:

- Ruiz-Herrera J., Elorza M.V., Valentin E et Sentandreu R. 2006. Molecular organization of the cell wall of *Candida albicans* and its relation to pathogenicity. *Federation of European Microbiological Societies Yeast Research* 6:14-29.
- Rus F., Flatt T., Tong M., Aggarwal K., Okuda K., Kleino A., Yates E., Tatar M et Silverman N. 2013. Ecdysone déclenché PGRP-LC expression contrôle l'immunité innée Drosophila. *EMBO Journal* 32:1626-1638. doi:10.1038/emboj.2013.100.
- Rutala W., Barbee S., Aguiar N., Sobsey M.D. and Weber D. 2000. Antimicrobial activity of home disinfectants and natural products against potential human pathogens. *Infection Control in Hospital Epidemiology* 21: 33-38.
- Sabbahi S., Alouini Z et Jemli M. 2000. *Etude de la désinfection Photodynamique des eaux usées par le Rose de Bengale sel dissodique RB-2Na*. Proc. Int. conf. on waste water treatment and Reuse Adapted to Mediterranean Area, 137-140.
- Saint-Sauveur A et Broin M. 2010. *Produire et transformer les feuilles de Moringa*. Editeurs Moringa Association of Ghana (MAG) et Moringanews, 26p.
- Sajidu S.M.I., Henry E.M.T., Persson I., Masamba W.R.L et Kayambazinthu D. 2013. pH dependence of sorption of Cd²⁺, Zn²⁺, Cu²⁺ and Cr³⁺ on crude water and sodium chloride extracts of *Moringa stenopetala* and *Moringa oleifera*. *African Journal of Chemistry* 1(2):63-66.
- Samandougou Idrissa. 2015. *Étude structurale et fonctionnelle du phénomène d'adhésion des Norovirus sur des surfaces inertes et des aliments*. Thèse de Doctorat/Ph.D de l'Université de LAVAL, 157 pages.
- Sanner A. 2008. *L'artémisinine et ses dérivés : apports de la médecine traditionnelle chinoise dans la lutte contre le paludisme chimiorésistant et perspectives contemporaines*. Thèse de doctorat en médecine, Université Henry Poincaré de Nancy, 182p.
- Santos S. et Mello J. 2003. *Taninos*. In: SIMÕES, C.M.O. et al. (Orgs). *Farmacognosia: da planta ao Medicamento* pp 615-683.
- Santos S. et Mello J. (2003). *Taninos*. In: SIMÕES, C.M.O. et al. (Orgs). *Farmacognosia: da planta ao medicamento*, 615-683.
- Sarazin A. 2010. *Les glycannes pariétaux de levures et leur implication dans l'induction et la régulation de la réponse immunitaire de l'hôte*. Thèse de Doctorat/Ph.D de l'université Lille 2, 182 p
- Scherrmann M.C., Malacria M., Goddard J.P et Ollivier C. 2008. *Chimie dans l'Eau* (K1210). Editions Techniques de l'Ingénieur, Paris, France.
- Schwab W., Davidovich-Rikanati R et Lewinsohn E. 2008. Biosynthesis of plant-derived flavor compounds. *The Plant Journal* 54: 712-732.

- Séverin F. 2002. *Plant ak pye Bwa tè d'Ayiti*; Éditions Quitel de Desk Top Advisory;143p.
- Sharma P., Shah G.C., Dhama D.S, Chauhan P.K et Singh V. 2014. Composition chimique, activités antibactériennes et *antioxydantes de senecio laetus* edgew. Du désert froid de l'Himalaya occidental. ***International Journal of Pharmaceutical Research Biosciences*** 3(1): 188-199.
- Sieber M.A and Hegel J.K.E. 2013. *Global Medical Affairs Dermatology*, Bayer Pharma AG, Berlin, Germany.
- Sileshi T., Makonnen E and Debella A. 2014 Tesfaye B. Antihyperglycemic and subchronic toxicity study of *Moringa stenopetala* leaves in mice, ***Journal of Coastal Life Medicine*** 2(3):214-221.
- Sinton L., Hall C., Lynch P and Davies-Colley R. 2002. Sunlight inactivation of fecal indicator bacteria and bacteriophages from waste stabilization pond effluent in fresh and saline waters. ***Applied and Environmental Microbiology*** 68: 1122-1131.
- Société Française de Microbiologie. Détermination de la sensibilité aux antibiotiques In : CASFM / EUCAST : **Société Française de Microbiologie** Ed ; 2020 : p.06-25
- Song B., Wang G., Tan M. and Yuan J., 2006. A europium (III) complex as an efficient singlet oxygen luminescence probe. ***Journal of American Chemistry Society*** 128: 13442–13450.
- Stanier R., Ingraham L., Wheelis, M. et Painter P. 1990. *General Microbiology*. MacMillan, London.
- Steven P., Rachel C., Martha E., Paul H., Jane S and Peter W.J. 2004. *Microbiology of Waterborne Diseases*. Edition Elsevier Academic Press.
- Stockigt J., Sheludko Y., Unger M., Gerasimenko, I., Warzecha, H. and Stöckigt, D. 2002. High-performance liquid chromatographic, capillary electrophoretic and capillary electrophoretic–electrospray ionisation mass spectrometric analysis of selected alkaloid groups. ***Review Journal of Chromatography***, 967: 85-113
- Stohs S.J, Hartman M.J. 2015. Review of the safety and efficacy of *Moringa oleifera*. ***Phytotherapy Research*** 29:796-804
- Sunda M. 2012. *Contribution à la désinfection de l'eau par photosensibilisation avec des extraits de plantes*. Thèse de Doctorat, Université de Liège, Belgique, 160 p.
- Sunda M., Rosillon F et Taba K. 2008. Contribution à l'étude de la désinfection de l'eau par photosensibilisation avec des extraits de plantes. ***European Journal of Water quality*** (39) 2 : 199-209.
- Sutherland I. 2001. Biofilm exopolysaccharides: a strong and sticky framework. ***Microbiology*** 147: 3-9.
- Taba K et Luwenga E. 1999. *L'effet de la photosensibilisation des extraits de plantes dans la désinfection de l'eau*, Med. Fac., Landbouww, Université de Gent, 64/1.

- Tahiliani P and Kar A. 2000. Role of *Moringa oleifera* leaf extract in the regulation of thyroid hormone status in adult male and female rats. *Pharmacological Research* 41 :319-323. doi:10.1006/phrs.1999.0587
- Takin M, Ahokpè M, Zohoun L, Assou E, Aïvodji N and Agossou E. 2014. Effect of total *Khaya senegalensis* (Meliaceae) barks extracts on hepatic liberation of glucose, *Natural Journal of Physiology and Pharmacy* 4: 105-110. DOI: <http://dx.doi.org/10.5455/njppp.2014.4.290920133>.
- Tamsa A, Noah Ewoti O.V., Onana F.M., Lontsi Djimeli C., Tchakonté S and Djafsia B. 2020. The combined effect of *Eucalyptus microcorys* plant extract and light on enteropathogenic *Escherichia coli* survival in aquatic microcosm. *Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Sciences* 9(5):1003-1008, doi:10.15414/jmbfs.2020.9.5.1003-1008.
- Tamsa A.A. 2017. *Effet de l'extrait aqueux des feuilles d'Eucalyptus microcorys Müller, 1860 sur la cultivabilité de quelques bactéries d'importance sanitaire*. Thèse de Doctorat PhD, Université de Yaoundé 1 (Cameroun), Faculté des Sciences, Département de Biologie et Physiologie Animales, Laboratoire d'Hydrobiologie et Environnement, 237p.
- Tamsa Arfao A., Nola M., Lontsi Djimeli C., Nandjou Nguéfack R V., Nougang M E., Bricheux G. and Sime-Ngando T. 2013. Comparison of the inhibition of commensally and enteropathogenic *E. coli* strains in the presence of *Eucalyptus microcorys* leaves extract in aquatic microcosm, *Microbiology Application of Science* 2(6) : 80-96.
- Tawfeek, N., Mahmoud, M.F., Hamdan, D.I., Sobeh, M., Farrag, N., Wink, M. and El-Shazly, A. M. 2021. Phytochemistry, Pharmacology and Medicinal Uses of Plants of the Genus *Salix*: An Updated Review. *Frontiers in Pharmacology*, 12 : 1-30. <https://doi.org/10.3389/fphar.2021.593856>.
- Thoisson O., Hnawia E., Guéritte Voegelien F and Sévenet T. 1992. Vedelianin, a hexahydroxanthene derivative isolated from *Macaranga vedeliana*. *Phytochemistry* 31(4): 1439-1442.
- Thompson J., Randa M., Marcelino L., Tomita-Mitchell A., Lim E. and Ploz M. 2004. Diversity and dynamics of a north Atlantic Coastal *Vibrio* community. *Applied Environmental Microbiology* 70 : 4103-4110.
- Tilledient B. 1990. *Hydrogéologie du Nord-Cameroun*. Bulletin n°6 de la Direction.
- Toma A., Makonnen E., Mekonnen Y., Debella A and Addisakwattana S. 2014. Intestinal α -glucosidase and some pancreatic enzymes inhibitory effect of hydroalcoholic extract of *Moringa stenopetala* leaves. *BMC Complementary and Alternative Medicine* 14:18-26.
- Tremblay Cindy-Love, 2012. *Étude de la résistance aux antibiotiques des entérocoques d'origine animale*. Thèse, Université de Montréal, 425 p.

- Trigos Á.G. Mendoza M. Luna G., Heredia R.M et Arias 2005. Evaluación antibacteriana de hongos microscópicos del suelo y restos vegetales. *Revista Mexicana de Micología* 20:89-92.
- UMVF (Université Médicale virtuelle Francophone), 2014. *Structure et physiologie de la bactérie : Anatomie et Structure*. Collégiale des enseignants de bactériologie-virologie-hygiène.
- UN/Water.2006. *United Nations World Water Development Report Water, a Shared Responsibility*. Paris.
- Vazquez-Boland J.A., Kuhn M., Berche P., Chakraborty T., Dominguez-Bernal G., Goebel W., Gonzalez-Zorn B., Wehland J et Kreft J. 2001. Listeria pathogenesis and molecular virulence determinants. *Clinical Microbiology Reviews* 14: 584-640.
- Verpoorte R and Alfermann A.W. 2000. *Metabolic Engineering of Plant Secondary Metabolism*. Ed. Kluwer Academic, Dordrecht. Netherlands. 286 p.
- Vessal M., Hemmati M and Vasei M. 2003. Hypoglycemic effects of quercétine in streptozocin-induceddiabeticrats. *Comparative Biochemistry Physiology Toxicology and Pharmacology*, 135: 357-364.
- Viala E. 2008. Water for food, water for life a comprehensive assessment of water management in agriculture. *Irrigation Drainage Systems* 22, 127-129. doi.org/10.1007 /s10795-008-9044-8
- Villas-Boas SG, Mas S, Akesson M, Smedsgaard J, Nielsen J. 2005. Mass spectrometry in metabolome analysis. *Mass Spectrom Rev* 24:613–646
- Vincken J.P., Heng L., DE Groot A and Gruppen H. 2007. Saponins, classification and occurrence in the plant kingdom. *Phytochemistry* 68: 275-297.
- Vogeser M and Seger C. 2008. A decade of HPLC-MS/MS in the routine clinical laboratory – goals for futher developments
- Wakuti. C. 1968. Etudes hydrogéologiques du Nord-Cameroun. Contrat et/284 p.
- Walter A., Samuel W., Peter A and Joseph O. 2001. Antibacterial activity of *Moringa oleifera* and *Moringa stenopetala* methanol and n-hexane seed extracts on bacteria implicated in water borne diseases. *African Journal of Microbiological Research* 5(2):153-157.
- Wang Y., Leung P.C., Peiyuan Qian and Dong Gu J. 2004. Effects of UV, H₂O₂ and Fe³⁺ on the growth of four environmental isolates of *Aeromonas* and *Vibrio* Species from Mangrove environment. *Environmental Microbiology* 19 (2): 163-171.
- Waris K.C. 2007. *Evaluation de la qualité des eaux des puits couverts munis de pompe dans la commune de Porto-Novo* Université d'Abomey-Calavi (Institut de Mathématiques et de Sciences Physiques)

- Weathers, P.J and Reed, K. 2014. *Whole plant approaches to therapeutic use of Artemisia annua L. (Asteraceae)*. In: *Artemisia annua. Pharmacology and Biotechnology*. Aftab T., Ferreira J. F. S., Khan M. M.A et Naeem M. Eds., Springer, London.
- Wegelin M., Canonica S., Mechsner K., Fleischmann T., Pesaro F and Metzler A. 1994. Solar water disinfection: scope of the process and analysis of radiation experiments. *Journal of water Supply Research and Technology-AQUA* 43 (3): 154-169.
- Weinmann W., Stoertzel M., Vogt S and Wendt J. 2001. Tune compounds for electrospray ionization / in-source collision-induced dissociation with mass spectral library searching. *Spectrometry Journal of Mass* 36(9):1013-23. doi: 10.1002/jms.201.PMID : 11599079.
- Wéthé J., Radoux M et Tanawa E. 2003. Assainissement des eaux usées et risques socio-sanitaires et environnementaux en zones d’habitat planifié de Yaoundé (Cameroun). *Revue en Sciences de l’Environnement* 5: 23-25.
- Wheeler A.L., Hartel P.G., Godfrey D.J., Hill J.L and Segars W.I. 2002. Potential of *Enterococcus faecalis* as a human fecal indicator for microbial source tracking. *Environmetal Quality* 31: 1286-1293.
- Wichtl M et Anton R. 2003. *Plantes thérapeutiques – Tradition, pratique officinale, science et thérapeutique*, 2ème édition, Ed. Tec & Doc.
- William G., Hpkins C. M et Evrard M. 2003. Physiologie végétal. *Molécules et Métabolisme* : 532-539.
- Williams, D.J., Edwards D., Hamernig I. Jian L., James A. P., Johnson S. K and Tapsell. L.C. 2013. Vegetables containing phytochemicals with potential anti-obesity properties: A review. *Food Research International* 52: 323–333.
- Win M., Abdul-Hamid A., Baharin B., Anwar F., Sabu M.C and Mohd S. 2011. Phenolic compounds and antioxidant activity of peanut’s skin, hull, raw kernel and roasted kernel flour. *Pakistan Journal of Botanic*, 43(3): 1635-1642.
- Winotapun W., Opanasopit, P and Ngawhirunpat T. 2013. One enzyme catalyzed simultaneous plant cell disruption and conversion of released glycoside to aglycone combined with in situ product separation as green one-pot production of genipin from Gardenia fruit. *Enzym Microbial Technology* 53: 92–96.
- Wittmann, C., Weber, J., Betiku, E., Krömer, J., Böhm, D and Rinas, U. 2007. *Response of Fluxome and Metabolome to temperature-induced recombinant protein synthesis in Escherichia coli*. *J. Biotechnol.* 132: 375-384.
- Wollgast J and Anklam E. 2000. Review on polyphenols in *Theobroma cacao*: Changes in composition during the manufacture of chocolate and methodology for identification and quantification. *Food Research International* 33: 423-447.

- Yamaguchi A., Watanabe Y., Ishida H and Harimoto T. 2002. Community and trophic structures of pelagic copepods down to greater depths in the western subarctic Pacific (WEST-COSMIC). *Deep-Sea Research Part I* 49:1007-1025
- Yang Y and Zhang F. 2008. Ultrasound-assisted extraction of rutin and quercetin from *Euonymus Alatus*(Thumb.) Sieb. *Ultrasonics Sonochemistry* 15(4) : 308-313.
- Yongue-Fouateu R. 1986. *Contribution à l'étude pétrographique de l'altération et des faciès de cuirassement ferrugineux des gneiss magmatiques de la région de Yaoundé*. Thèse de Doctorat, Université de Yaoundé I, Cameroun, 125 p.
- Zirihi GN, Kra AKM et Guédé-Guina F. 2003. Évaluation de l'activité antifongique de *Microglossa pyrifolia* (Lamarck) O. Kantze (Astéracées) « PYMI » sur la croissance in vitro de *Candida albicans*, *Revue de Médecine et Pharmacie Afrique* 17 : 11-18.

ANNEXES

Annexe 1: Hiérarchisation des facteurs complet sur les Microorganismes

Caractéristiques		<i>C. parapsilosis</i>			
	Df	Sum sp	Mean sq	F value	Pr (>F)
Time	1	344	344	17.1	3.97 e ⁻⁰⁵ ***
Conc	1	9747	9747	484.480	< 2 e ⁻¹⁶ ***
Lux	1	10	10	0.488	0.488
Residual		716	14405	20	

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Caractéristiques		<i>C. albicans</i>			
	Df	Sum sp	Mean sq	F value	Pr (>F)
Time	1	322	322	17.114	3.97 e ⁻⁰⁵ ***
Conc	1	10183	10183	541.631	< 2 e ⁻¹⁶ ***
Lux	1	50	50	2.649	0.104
Residual		716	13461	19	

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Caractéristiques		<i>C. hydrophila</i>			
	Df	Sum sp	Mean sq	F value	Pr (>F)
Time	1	886	886	70.85	3.97 e ⁻⁰⁵ ***
Conc	1	7712	7712	616.79	< 2 e ⁻¹⁶ ***
Lux	1	194	194	15.51	9 e ⁻⁵ ***
Residual		716	8953	13	

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Caractéristiques		<i>S. thyphi</i>			
	Df	Sum sp	Mean sq	F value	Pr (>F)
Time	1	106	106	6.747	0.00958
Conc	1	10484	10484	669.108	< 2 e ⁻¹⁶ ***
Lux	1	0	0	0	9 e ⁻⁵ ***
Residual		716	11218	16	

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Caractéristiques		<i>S. aureus</i>			
	Df	Sum sp	Mean sq	F value	Pr (>F)
Time	1	2	2	0.065	0.799
Conc	1	24753	24753	891.659	< 2 e ⁻¹⁶ ****
Lux	1	39	39	1.399	0.237
Residual		713	19793	28	

Signif. codes: 0 '****' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Caractéristiques		<i>E. coli</i>			
	Df	Sum sp	Mean sq	F value	Pr (>F)
Time	1	3625	3625	109.254	< 2 e ⁻¹⁶ ****
Conc	1	10548	10548	317.913	< 2 e ⁻¹⁶ ****
Lux	1	241	241	7.256	0.00723**
Residual		716	23757	33	

Signif. codes : 0 '****' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

LISTE DES PUBLICATIONS DE LA THESE

Metsopkeng CS, Nougang ME, Nana PA, Tamsa Arfao A, NGO Bahebeck P, Lontsi Djimeli C, Eheth JS, Noah Ewoti OV, Mougang LM, Agbor GA, Perriere F, Sime-Ngando T, Nola M (2020). Comparative study of *Moringa stenopetala* root and leaf extracts against the bacteria *Staphylococcus aureus* strain from aquatic environment. *Scientific African* **10**: e00549. <https://doi.org/10.1016/j.sciaf.2020.e00549>

Metsopkeng CS, Lontsi DC, Noah EOV, Mougang LM, Nana PA, Tamsa AA, Ngo BP, Sime-Ngando T, Nola M. 2019. *Moringa oleifera* seeds extract activity on Enteropathogenic *Escherichia coli* and *Aeromonas hydrophyla* cells in aquatic microcosm. *Journal of Applied Biotechnology*. 7(2): 13-30.

LISTES DES COMMUNICATIONS SCIENTIFIQUES

Metsopkeng Rôle of environmental light intensity on the ethanoic and aqueous extract activity of the stem barks of *Moringa stenopetala* against *Candida parapsilosis* and *Salmonella typhi* in aquatic microcosm. Premier Regroupement du collège Doctoral, Université Catholique d'Afrique Centrale (UCAC) du 08 au 12 octobre 2018.

Metsopkeng Impact de quelques facteurs abiotiques des extraits d'organes de *Moringa stenopetala* sur l'activité des cellules de *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus* en microcosme aquatique. Deuxième Regroupement du collège Doctoral, Université MARIEN NGOUABI Congo Brazzaville du 21 au 25 octobre 2019.

Metsopkeng Purification et caractérisation de composés chimiques antibactériens et antifongiques isolés de plantes médicinales du genre *Moringa*. Mobilité collège Doctoral(AUF), Université Clermont Auvergne en France le 11 décembre 2020.