

UNIVERSITE DE YAOUNDE I

UNIVERSITY OF YAOUNDE I



FACULTE DES SCIENCES

FACULTY OF SCIENCE

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

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

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE VEGETALES

DEPARTMENT OF PLANT BIOLOGY

**Potentiel bioactif des extraits des graines de *Jatropha curcas* L.
contre la fusariose, la sclérotiniose et quelques insectes
ravageurs du niébé (*Vigna unguiculata* L. Walp)**

THESE

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

Option : Biotechnologies Végétales

Par :

TCHASEP WANDJI Nadège

Matricule : 03V325

Master ès Sciences

Sous la direction de :
NDONGO BEKOLO

Professeur

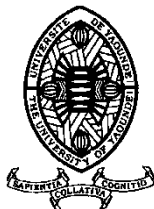
Université de Yaoundé I

2025



UNIVERSITE DE YAOUNDE I

UNIVERSITY OF YAOUNDE I



FACULTE DES SCIENCES

FACULTY OF SCIENCE

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

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

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE VEGETALES

DEPARTMENT OF PLANT BIOLOGY

**Potentiel bioactif des extraits des graines de *Jatropha curcas* L.
contre la fusariose, la sclérotiniose et quelques insectes
ravageurs du niébé (*Vigna unguiculata* L. Walp)**

THESE

**Présentée en vue de l'obtention du Diplôme de Doctorat/Ph.D en Biologie
des Organismes Végétaux**

Option : Biotechnologies Végétales

Par :

TCHASEP WANDJI Nadège

Matricule : 03V325

Master ès Sciences

**Sous la direction de :
NDONGO BEKOLO**

Professeur

Université de Yaoundé I

2025



DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE VEGETALES
DEPARTMENT OF PLANTS BIOLOGY

Yaoundé, le 31 OCT 2025

ATTESTATION DE CORRECTION

Nous soussignés, membres du jury de soutenance de thèse de Doctorat/Ph.D en Biologie des Organismes Végétaux option : Biotechnologies Végétales, soutenue le **24 Juillet 2025** par l'étudiante **TCHASEP WANDJI Nadège**, matricule : **03V325** intitulé « **Potentiel bioactif des extraits des graines de *Jatropha curcas* contre la fusariose, la sclérotiniose et quelques insectes ravageurs du niébé (*Vigna unguiculata* L. Walp)** » Certifions ~~qu'elle~~ effectué les corrections conformément aux remarques et recommandations du jury.

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

Président

AMBANG Zachée
Professeur

Rapporteur

NDONGO BEKOLO
Professeur


Membres

NYASSE Salomon
Directeur de Recherche

NGALLE Hermine BILLE
Maître de Conférences

MALA Armand William
Maître de Conférences

LISTE PROTOCOLAIRE

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	

ANNÉE ACADEMIQUE 2024/2025

(Par Département et par Grade)

DATE D'ACTUALISATION 16 janvier 2025

ADMINISTRATION

- 1. DOYEN : OWONO OWONO Luc Calvin, Professeur**
- 2. VICE-DOYEN / DPSAA : NDJIGUI Paul-Désiré, Professeur**
- 3. VICE-DOYEN / DSSE : NYEGUE Maximilienne Ascension, Professeur**
- 4. VICE-DOYEN / DRC : NOUNDJEU Pierre, Maître de Conférences**
- 5. Chef Division Administrative et Financière : NDOYE FOE Florentine Marie Chantal, Maître de Conférences**
- 6. Chef Division des Affaires Académiques, de la Recherche et de la Scolarité DAARS : AJEAGAH Gideon AGHAINDUM, Professeur**

1- DÉPARTEMENT DE BIOCHIMIE (BC) (44)			
N°	NOMS ET PRÉNOMS	GRADE	OBSERVATIONS
1.	BIGOGA DAIGA Jude	Professeur	En poste
2.	FEKAM BOYOM Fabrice	Professeur	En poste
3.	KANSCI Germain	Professeur	En poste
4.	MBACHAM FON Wilfred	Professeur	En poste
5.	MOUNDIPA FEWOU Paul	Professeur	<i>Chef de Département</i>
6.	NGUEFACK Julienne	Professeur	En poste
7.	NJAYOU Frédéric Nico	Professeur	En poste
8.	OBEN Julius ENYONG	Professeur	En poste
9.	ACHU Merci BIH	Maître de Conférences	En poste
10.	BEBEE Fadimatou	Maître de Conférences	En poste
11.	BEBOY EDJENGUELE Sara N.	Maître de Conférences	En poste
12.	FONKOUA Martin	Maître de Conférences	En poste
13.	AKINDEH MBUH NJI	Maître de Conférences	En poste
14.	ATOGHO Barbara MMA	Maître de Conférences	En poste
15.	AZANTSA KINGUE GABIN BORIS	Maître de Conférences	En poste
16.	BELINGA née NDOYE FOE F. M. C.	Maître de Conférences	<i>Chef DAF / FS</i>
17.	DAKOLE DABOY Charles	Maître de Conférences	En poste
18.	DONGMO LEKAGNE Joseph Blaise	Maître de Conférences	En poste
19.	DJUIDJE NGOUNOUE Marceline	Maître de Conférences	En poste

20.	DJUIKWO NKONGA Ruth Viviane	Maître de Conférences	En poste
21.	EFFA ONOMO Pierre	Maître de Conférences	<i>VD/FS/Univ Ebwa</i>
22.	EWANE Cécile Annie	Maître de Conférences	En poste
23.	KENGNE NOUEMSI Anne Pascale	Maître de Conférences	En poste
24.	KOTUE TAPTUE Charles	Maître de Conférences	En poste
25.	LUNGA Paul KEILAH	Maître de Conférences	En poste
26.	MANANGA Marlyse Joséphine	Maître de Conférences	En poste
27.	MBONG ANGIE M. Mary Anne	Maître de Conférences	En poste
28.	MOFOR née TEUGWA Clotilde	Maître de Conférences	<i>Doyen FS / UDs</i>
29.	NANA Louise épouse WAKAM	Maître de Conférences	En poste
30.	NGONDI Judith Laure	Maître de Conférences	En poste
31.	Palmer MASUMBE NETONGO	Maître de Conférences	En poste
32.	PECHANGOU NSANGOU Sylvain	Maître de Conférences	En poste
33.	TCHANA KOUATCHOUA Angèle	Maître de Conférences	En poste
34.	BAKWO BASSOGOG Christian Bernard	Chargé de Cours	En poste
35.	ELLA Fils Armand	Chargé de Cours	En poste
36.	EYENGA Eliane Flore	Chargée de Cours	En poste
37.	FOUPOUAPOUOGNIGNI Yacouba	Chargé de Cours	En poste
38.	KOUOH ELOMBO Ferdinand	Chargé de Cours	En poste

39.	MADIESSE KEMGNE Eugenie Aimée	Chargée de Cours	En poste
40.	MANJIA NJIKAM Jacqueline	Chargée de Cours	En poste
41.	MBOUCHE FANMOE Marceline J.	Chargée de Cours	En poste
42.	OWONA AYISSI Vincent Brice	Chargé de Cours	En poste
43.	WILFRED ANGIE ABIA	Chargé de Cours	En poste
44.	WOGUIA Alice Louise	Chargée de Cours	En poste
2- DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE ANIMALES (BPA) (50)			
1.	AJEAGAH Gideon AGHAINDUM	Professeur	<i>DAARS/FS</i>
2.	DJIETO LORDON Champlain	Professeur	En poste
3.	DZEUFLET DJOMENI Paul Désiré	Professeur	En poste
4.	ESSOMBA née NTSAMA MBALA	Professeure	<i>CD et Vice Doyen/FMSB/U YI</i>
5.	KEKEUNOU Sévilor	Professeur	<i>Chef de Département</i>
6.	MEGNEKOU Rosette	Professeure	En poste
7.	NJAMEN Dieudonné	Professeur	En poste
8.	NOLA Moïse	Professeur	En poste
9.	TAN Paul VERNYUY	Professeur	En poste
10.	TCHUEM TCHUENTE Louis Albert	Professeur	<i>Inspecteur de service / Coord.Progr./MINSANT E</i>
11.	ZEBAZE TOGOUET Serge Hubert	Professeur	En poste
12.	ALENE Désirée Chantal	Maître de Conférences	<i>Vice Doyen/ Uté Ebwa</i>

13.	ATSAMO Albert Donatien	Maître de Conférences	En poste
14.	BILANDA Danielle Claude	Maître de Conférences	En poste
15.	DJIOGUE Séfirin	Maître de Conférences	En poste
16.	GOUNOUE KAMKUMO Raceline épse FOTSING	Maître de Conférences	En poste
17.	JATSA BOUKENG Hermine épse MEGAPTCHÉ	Maître de Conférences	En Poste
18.	KANDEDA KAVAYE Antoine	Maître de Conférences	En poste
19.	LEKEUFACK FOLEFACK Guy B.	Maître de Conférences	En poste
20.	MAHOB Raymond Joseph	Maître de Conférences	En poste
21.	MBENOUN MASSE Paul Serge	Maître de Conférences	En poste
22.	MOUNGANG Luciane Marlyse	Maître de Conférences	En poste
23.	NOAH EWOTI Olive Vivien	Maître de Conférences	En poste
24.	MONY Ruth épse NTONE	Maître de Conférences	En Poste
25.	MVEYO NDANKEU Yves Patrick	Maître de Conférences	En poste
26.	NGUEGUIM TSOFAK Florence	Maître de Conférences	En poste
27.	NGUEMBOCK	Maître de Conférences	En poste
28.	TADU Zephyrin	Maître de Conférences	En poste
29.	TAMSA ARFAO Antoine	Maître de Conférences	En poste
30.	TOMBI Jeannette	Maître de Conférences	En poste
31.	YEDE	Maître de Conférences	En poste
32.	AMBADA NDZENGUE GEORGIA ELNA	Chargée de Cours	En poste
33.	BASSOCK BAYIHA Etienne Didier	Chargé de Cours	En poste
34.	ETEME ENAMA Serge	Chargé de Cours	En poste
35.	FEUGANG YOUMSSI François	Chargé de Cours	En poste

36.	FOKAM Alvine Christelle Epse KENGNE	Chargée de Cours	En poste
37.	FOSSI TANKOUA Olivia Epse DJEUTCHOUANG SAYANG	Chargée de Cours	En poste
38.	GONWOUO NONO Legrand	Chargé de Cours	En poste
39.	KOGA MANG Dobara	Chargé de Cours	En poste
40.	LEME BANOCK Lucie	Chargée de Cours	En poste
41.	MAPON NSANGO Indou	Chargé de Cours	En poste
42.	METCHI DONFACK Mireille Flaure EPSE GHOUMO	Chargée de Cours	En poste
43.	NDENGUE Jean De Matha	Chargé de Cours	En poste
44.	NGOUATEU KENFACK Omer Bébé	Chargé de Cours	En poste
45.	NJUA Clarisse YAFI	Chargée de Cours	<i>Cheffe Div. U. Bamenda</i>
46.	NWANE Philippe Bienvenu	Chargé de Cours	En poste
47.	YOUNOUSSA LAME	Chargé de Cours	En poste
48.	ZEMO GAMO Franklin	Chargé de Cours	En poste
49.	KODJOM WANCHE Jacguy Joyce	Assistante	En poste

3- DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE VÉGÉTALES (BPV) (37)

1.	AMBANG Zachée	Professeur	<i>Chef de Département</i>
2.	BIYE Elvire Hortense	Professeure	En poste
3.	DJOCGOUE Pierre François	Professeur	En poste
4.	MBOLO Marie	Professeure	En poste
5.	NDONGO BEKOLO	Professeur	En poste
6.	ZAPFACK Louis	Professeur	En poste
7.	ANGONI Hyacinthe	Maître de Conférences	En poste

8.	DJEUANI Astride Carole	Maître de Conférences	En poste
9.	MAHBOU SOMO TOUKAM Gabriel	Maître de Conférences	En poste
10.	MALA Armand William	Maître de Conférences	En poste
12.	NGALLE Hermine BILLE	Maître de Conférences	En poste
13.	NGONKEU MAGAPTCHE Eddy L.	Maître de Conférences	<i>CT/MINRESI</i>
14.	TONFACK Libert Brice	Maître de Conférences	En poste
15.	TSOATA Esaïe	Maître de Conférences	En poste
16.	ONANA Jean Michel	Maître de Conférences	En poste
17.	DIDA LONTSI Sylvere Landry	Chargé de Cours	En poste
18.	GONMADGE Christelle	Chargé de Cours	En poste
19.	MAFFO MAFFO Nicole Liliane	Chargé de Cours	En poste
20.	MANGA NDJAGA JUDE	Chargé de Cours	En poste
21.	NNANGA MEBENGA Ruth Laure	Chargée de Cours	En poste
22.	NOUKEU KOUAKAM Armelle	Chargée de Cours	En poste
23.	NSOM ZAMBO EPSE PIAL Annie Claude	Chargée de Cours	<i>En détachement/UN ESCO MALI</i>
24.	GODSWILL NTSOMBOH NTSEFONG	Chargé de Cours	En poste
25.	KABELONG BANAHOU Louis-Paul- Roger	Chargé de Cours	En poste
26.	KONO Léon Dieudonné	Chargé de Cours	En poste
27.	LIBALAH Moses BAKONCK	Chargé de Cours	En poste
28.	LIKENG-LI-NGUE Benoit C	Chargé de Cours	En poste
29.	TAEDOUNG Evariste Hermann	Chargé de Cours	En poste

30.	TEMEGNE NONO Carine	Chargée de Cours	En poste
31.	BOLIE Hubert	Assistant	En poste
32.	MACHE NKOUANDEU Pasma	Assistante	En poste
33.	MAFFO FOKOU Adèle	Assistante	En poste
34.	METSEBING Blondo-Pascal	Assistant	En poste
35.	NTONMEN YONKEU Amandine Flore	Assistante	En poste
36.	ONANA EBODE Clotaire	Assistant	En poste
37	PETMI Carine	Assistante	En poste
4- DÉPARTEMENT DE CHIMIE INORGANIQUE (CI) (28)			
1.	GHOGOMU Paul MINGO	Professeur	<i>Ministre Chargé de Mission PR</i>
2.	NANSEU NJIKI Charles Péguy	Professeur	En poste
3.	NDIFON Peter TEKE	Professeur	<i>CT MINRESI</i>
4.	NGOMO Horace MANGA	Professeur	<i>Vice Chancelor/UB</i>
5.	NJIOMOU C. épouse DJANGANG	Professeur	En poste
6.	NJOYA Dayirou	Professeur	En poste
7.	ACAYANKA Elie	Maître de Conférences	En poste
8.	EMADAK Alphonse	Maître de Conférences	En poste
9.	KAMGANG YOUBI Georges	Maître de Conférences	En poste
10.	KEMMEGNE MBOUGUEM Jean C.	Maître de Conférences	En poste
11.	KENNE DEDZO GUSTAVE	Maître de Conférences	En poste
12.	MBEY Jean Aimé	Maître de Conférences	En poste
13.	NDI Julius NSAMI	Maître de Conférences	<i>Chef de Département</i>

14.	NEBAH Née NDOYI Bridget NDOYE	Maître de Conférences	<i>Sénatrice/SENA T</i>
15.	NYAMEN Linda Dyorisse	Maître de Conférences	En poste
16.	PABOUDAM GBAMBIE AWAWOU	Maître de Conférences	En poste
17.	TCHAKOUTE KOUAMO Hervé	Maître de Conférences	En poste
18.	BELIBI BELIBI Placide Désiré	Maître de Conférences	<i>Chef Service/ ENS Bertoua</i>
19.	CHEUMANI YONA Arnaud M.	Maître de Conférences	En poste
20.	KOUOTOU DAOUDA	Maître de Conférences	En poste
21.	MAKON Thomas Beauregard	Chargé de Cours	En poste
22.	NCHIMI NONO KATIA	Chargée de Cours	En poste
23.	NJANKWA NJABONG N. Eric	Chargé de Cours	En poste
24.	PATOUOSSA ISSOFA	Chargé de Cours	En poste
25.	SIEWE Jean Mermoz	Chargé de Cours	En Poste
26.	BOYOM TATCHEMO Franck W.	Assistant	En Poste
27.	DANTIO NGUELA Christian Brice	Assistant	En poste
28.	LEKENE NGOUATEU Reine	Assistant	En poste
5- DÉPARTEMENT DE CHIMIE ORGANIQUE (CO) (33)			
1	Alex de Théodore ATCHADE	Professeur	<i>DEPE/Univ. Bertoua</i>
2	DONGO Etienne	Professeur	<i>Vice- Doyen/FSE/UII</i>
3	NGUELA Silvère Augustin	Professeur	<i>Chef de Département/U DS</i>

4	PEGNYEMB Dieudonné Emmanuel	Professeur	<i>Recteur UBertoua/ Chef de Département</i>
5	MBAZOA née DJAMA Céline	Professeur	En poste
6	MKOUNGA Pierre	Professeur	En poste
7	AMBASSA Pantaléon	Maître de Conférences	En poste
8	EYONG Kenneth OBEN	Maître de Conférences	<i>Director/HTTTC /UBda</i>
8	FOTSO WABO Ghislain	Maître de Conférences	En poste
10	KAMTO Eutrophe Le Doux	Maître de Conférences	En poste
11	KENMOGNE Marguerite	Maître de Conférences	En poste
12	MVOT AKAK CARINE	Maître de Conférences	En poste
13	NGOMO Orléans	Maître de <conférences	En poste
14	NGO MBING Joséphine	Maître de Conférences	<i>Chef de Cellule MINRESI</i>
15	NGONO BIKOBO Dominique Serge	Maître de Conférences	<i>Chef Div./MINESUP</i>
16	NOTE LOUGBOT Olivier Placide	Maître de Conférences	<i>Dir ENS/Uté Bertoua</i>
17	NOUNGOUE TCHAMO Diderot	Maître de Conférences	En poste
18	TABOPDA KUATE Turibio	Maître de Conférences	En poste
19	TAGATSING FOTSING Maurice	Maître de Conférences	En poste
20	OUAHOUE WACHE Blandine M.	Maître de Conférences	En poste
21	ZONDEGOUNBA Ernestine	Maître de Conférences	En poste
22	MELONG Radius	Chargé de Cours	En poste
23	MESSI Angélique Nicolas	Chargé de Cours	En poste
24	MUNVERA MFIFEN Aristide	Chargé de Cours	En poste

25	NGNINTEDO Dominique	Chargé de Cours	En poste
26	NONO NONO Éric Carly	Chargé de Cours	En poste
27	OUETE NANTCHOUANG Judith Laure	Chargée de Cours	En poste
28	SIELINOU TEDJON Valérie	Chargé de Cours	En poste
29	TCHAMGOUE Joseph	Chargé de Cours	En poste
30	TSAFFACK Maurice	Chargé de Cours	En poste
31	TSAMO TONTSA Armelle	Chargée de Cours	En poste
32	TSEMEUGNE Joseph	Chargé de Cours	En poste
33	NDOGO ETEME Olivier	Assistant	En poste
34	NGUEMDJO CHIMEZE Valery Wilfried	Assistant	En poste
6- DEPARTEMENT DES ENERGIES RENOUVELABLES (ER) (1)			
1.	BODO Bertrand	Professeur	<i>Chef de</i>

7- DÉPARTEMENT D'INFORMATIQUE (IN) (22)

1.	ATSA ETOUNDI Roger	Professeur	<i>Chef de Division des SI/MINESUP</i>
2.	FOUDA NDJODO Marcel Laurent	Professeur	<i>Inspecteur Général Académique/ MINESUP</i>
3.	NDOUNDAM René	Professeur	En poste
4.	ABESSOLO ALO'O Gislain	Maître de Conférences	<i>CTI/MINFOPRA</i>
5.	MELATAGIA YONTA Paulin	Maitre de Conférences	En poste
6.	TSOPZE Norbert	Maître de Conférences	En poste

7.	AMINOUE HALIDOU	Chargé de Cours	<i>Chef de Département</i>
8.	DJAM Xaviera YOUH - KIMBI	Chargée de Cours	En Poste
9.	DOMGA KOMGUEM Rodrigue	Chargé de Cours	En poste
10.	EBELE Serge Alain	Chargé de Cours	En poste
11.	EKODECK Stéphane Gaël Raymond	Chargé de Cours	En poste
12.	HAMZA Adamou	Chargé de Cours	En poste
13.	JIOMEKONG AZANZI Fidel	Chargé de Cours	En poste
14.	KOUOKAM KOUOKAM E. A.	Chargé de Cours	En poste
15.	MESSI NGUELE Thomas	Chargé de Cours	<i>Chef de Département/Gé nie Info./U Ebolowa</i>
16.	MONTHÉ DJIADEU Valéry M.	Chargé de Cours	En poste
17.	NZEKON NZEKO'O Armel Jacques	Chargé de Cours	En poste
	OLLE OLLE Daniel Claude Georges Delort	Chargé de Cours	<i>Directeur Adjoint ENSET Ebolowa</i>
18.	TAPAMO Hyppolite	Chargé de Cours	En poste
19.	BAYEM Jacques Narcisse	Assistant	En poste
20.	MAKEMBE. S. Oswald	Assistant	<i>Directeur CUTI</i>
21.	MAXWELL NDOGNKON MANGA	Assistant	En poste
22.	NDOM Francis Rollin	Assistant	En poste
23.	NGUIMEYA TSOFAK Baudoin	Assistant	En poste
24.	NKONDOCK. MI BAHANACK. N.	Assistant	En poste

8- DÉPARTEMENT DE MATHÉMATIQUES (MA) (34)

1.	AYISSI Raoult Domingo	Professeur	<i>Chef de Département/D. ENSPY</i>
2.	KIANPI Maurice	Maître de Conférences	En poste
3.	MBANG Joseph	Maître de Conférences	En poste
4.	MBEHOU Mohamed	Maître de Conférences	<i>Chef de Division/ENSPY</i>
5.	MBELE BIDIMA Martin Ledoux	Maître de Conférences	En poste
6.	NOUNDJEU Pierre	Maître de Conférences	<i>VDRC/FS/UYI</i>
7.	TAKAM SOH Patrice	Maître de Conférences	En poste
8.	TCHAPNDA NJABO Sophonie B.	Maître de Conférences	<i>Directeur/AIMS Rwanda</i>
9.	TCHOUNDJA Edgar Landry	Maître de Conférences	En poste
10.	AGHOUKENG JIOFACK Jean Gérard	Chargé de Cours	<i>Chef Cellule MINEPAT</i>
11.	BOGSO ANTOINE Marie	Chargé de Cours	En poste
12.	BITYE MVONDO Esther Claudine	Chargé de Cours	En poste
13.	CHENDJOU Gilbert	Chargé de Cours	En poste
14.	DJIADEU NGAHA Michel	Chargé de Cours	En poste
15.	DOUANLA YONTA Herman	Chargé de Cours	En poste
16.	KIKI Maxime Armand	Chargé de Cours	En poste
17.	KOKOMO AYISSI Eric Brice	Chargé de Cours	En poste (transfert de l'université de Douala)
18.	LOUMNGAM KAMGA Victor	Chargé de Cours	En poste
19.	MBAKOP Guy Merlin	Chargé de Cours	En poste
20.	MBATAKOU Salomon Joseph	Chargé de Cours	En poste

21.	MENGUE MENGUE David Joël	Chargé de Cours	<i>Chef Dpt /ENS Université d'Ebolowa</i>
22.	MBIAKOP Hilaire George	Chargé de Cours	En poste
23.	NGUEFACK Bernard	Chargé de Cours	En poste
24.	NIMPA PEFOUKEU Romain	Chargée de Cours	En poste
25.	OGADOA AMASSAYOGA	Chargée de Cours	En poste
26.	POLA DOUNDOU Emmanuel	Chargé de Cours	<i>En stage</i>
27.	TENKEU JEUFACK Yannick Léa	Chargé de Cours	En poste
28.	TCHEUTIA Daniel Duviol	Chargé de Cours	En poste
29.	TETSADJIO TCHILEPECK M. Eric.	Chargé de Cours	En poste
30.	EBODE ATANGANA Pie Désiré	Assistant	En poste
31.	FOKAM Jean Marcel	Assistant	En poste
32.	GUIDZAVAI KOUCHERE Albert	Assistant	En poste
33.	MAMA ASSANDJE Prosper	Assistant	En poste
34.	MANN MANYOMBE Martin Luther	Assistant	En poste
35.	MEFENZA NOUNTU Thiery	Assistant	En poste
36.	NYOUMBI DLEUNA Christelle	Assistant	En poste

9 - DÉPARTEMENT DE MICROBIOLOGIE (MIB) (24)

1.	ESSIA NGANG Jean Justin	Professeur	<i>Chef de Département</i>
2.	KOUITCHEU MABEKU Epse KOUAM Laure Brigitte	Professeure	En poste
3.	MUNE MUNE Martin Alain	Professeur	En poste
4.	NYEGUE Maximilienne Ascension	Professeure	<i>Vice-Doyen / DSSE</i>

5.	RIWOM Sara Honorine	Professeure	En poste
6.	SADO KAMDEM Sylvain Leroy	Professeur	En poste
7.	ASSAM ASSAM Jean Paul	Maître de Conférences	<i>Doyen/FASA/UD s</i>
8.	BOUGNOM Blaise Pascal	Maître de Conférences	En poste
9.	NJIKI BIKOÏ Jacky	Maître de Conférences	En poste
10.	TCHIKOUA Roger	Maître de Conférences	<i>Chef de Service de la Scolarité</i>
11.	EHETH Jean Samuel	Chargé de Cours	En poste
12.	ESSONO Damien Marie	Chargé de Cours	En poste
13.	EZO'O MENGO Fabrice Télésfor	Chargé de Cours	En poste
14.	LAMYE Glory MOH	Chargé de Cours	En poste
15.	MEYIN A EBONG Solange	Chargée de Cours	En poste
16.	MONI NDEDI Esther Del Florence	Chargée de Cours	<i>Cheffe de service/DAAC/U YI</i>
17.	NKOUDOU ZE Nardis	Chargé de Cours	En poste
18.	NKOUÉ TONG Abraham	Chargé de Cours	En poste
19.	NGOUE NAM Romial Joël	Chargé de Cours	En poste
20.	NJAPNDOUNKE Bilkissou	Chargé de Cours	En poste
21.	TAMATCHO KWEYANG Blandine Pulchérie	Chargée de Cours	En poste
22.	SAKE NGANE Carole Stéphanie	Chargée de Cours	En poste
23.	TOBOLBAÏ Richard	Chargé de Cours	En poste
24.	ZO'O EZO'O Fabrice Télésfor	Assistant	En poste
25.	MAYI Marie Paule Audrey	Assistante	En poste

10. DEPARTEMENT DE PHYSIQUE (PHY) (45)			
1.	BEN- BOLIE Germain Hubert	Professeur	En poste
2.	BIYA MOTTO Frédéric	Professeur	<i>DG/HYDRO Mekin</i>
3.	DJUIDJE KENMOE ép. ALOYEM	Professeur	En poste
4.	EKOBENA FOU DA Henri Paul	Professeur	<i>Vice-Recteur. Uté Ngaoundéré</i>
5.	ESSIMBI ZOBO Bernard	Professeur	En poste
6.	EYEBE FOU DA Jean sire	Professeur	En poste
7.	FEWO Serge Ibraïd	Professeur	En poste
8.	HONA Jacques	Professeur	En poste
9.	NANA ENGO Serge Guy	Professeur	En poste
10.	NANA NBENDJO Blaise	Professeur	<i>Chef de Département/Uni. Bertoua</i>
11.	NDJAKA Jean Marie Bienvenu	Professeur	<i>Chef de Département</i>
12.	NJANDJOCK NOUCK Philippe	Professeur	En poste
13.	SAIDOU	Professeur	<i>Chef de centre/IRGM/MI NRESI</i>
14.	SIEWE SIEWE Martin	Professeur	En poste
15.	SIMO Elie	Professeur	En poste
16.	TABOD Charles TABOD	Professeur	<i>Doyen FS/Univ/Bda</i>
17.	TCHAWOUA Clément	Professeur	En poste
18.	WOAFO Paul	Professeur	En poste

19.	ZEKENG Serge Sylvain	Professeur	En poste
20.	VONDOU Derbetini Appolinaire	Professeur	En poste
21.	ENYEGUE A NYAM épouse BELINGA	Maître de Conférences	<i>Cheffe de Div./ENSPY</i>
22.	FOUEJIO David	Maître de Conférences	<i>Chef Cell/MINADER</i>
23.	MBINACK Clément	Maître de Conférences	En poste
24.	MBONO SAMBA Yves Christian U.	Maître de Conférences	En poste
25.	MELI'I Joelle Larissa	Maître de Conférences	En poste
26.	MVOGO ALAIN	Maître de Conférences	En poste
27.	NDOP Joseph	Maître de Conférences	En poste
28.	WAKATA née BEYA Annie Sylvie	Maître de Conférences	<i>Secrétaire Générale /UYII</i>
29.	WOULACHE Rosalie Laure	Maître de Conférences	<i>Absente de son poste</i>
30.	ABDOURAHIMI	Chargé de Cours	En poste
31.	AYISSI EYEBE Guy François Valérie	Chargé de Cours	En poste
32.	CHAMANI Roméo	Chargé de Cours	En poste
33.	DJIOTANG TCHOTCHOU Lucie Angennes	Chargée de Cours	En poste
34.	EDONGUE Hervais	Chargé de Cours	En poste
35.	KAMENI NEMATCHOUA Modeste	Chargé de Cours	En poste
36.	LAMARA Maurice	Chargé de Cours	En poste
37.	NGA ONGODO Dieudonné	Chargé de Cours	En poste
38.	OTTOU ABE Martin Thierry	Chargé de Cours	<i>Chef de Div./DIPD/UYI</i>
39.	SOUFFO TAGUEU Merimé	Chargé de Cours	En poste

40.	TCHAPET NJAFA Jean-Pierre	Chargé de Cours	Chef Ser. Adj./FLASH/UIYI
41.	TEYOU NGOUPO Ariel	Chargé de Cours	En poste
42.	TOGUEU MOTCHEYO Alain Bertrand	Chargé de Cours	En poste
43.	WANDJI NYAMSI William	Chargé de Cours	En poste
44.	ETEME Armand Sylvain	Assistant	En poste
45.	NGO MOUELLAS épouse LOTHIN	Assistante	En poste
46.	TCHODIMOU Carole	Assistant	En poste
47.	SOUFFO TAGUEU Merimé	Assistant	En poste
11- DÉPARTEMENT DE SCIENCES DE LA TERRE (ST) (34)			

1.	BISSO Dieudonné	Professeur	<i>Chef de Département</i>
2.	EKOMANE Emile	Professeur	<i>Chef Div./Uté Ebolowa</i>
3.	GANNO Sylvestre	Professeur	En poste
4.	NDJIGUI Paul-Désiré	Professeur	<i>Vice-Doyen /DPSAA</i>
5.	NGUEUTCHOUA Gabriel	Professeur	<i>CEA/MINRESI</i>
6.	NGOS III Simon	Professeur	En poste
7.	NKOUMBOU Charles	Professeur	En poste
8.	ONANA Vincent Laurent	Professeur	<i>Chef de Département/Uté. Eb.</i>
9.	YENE ATANGANA Joseph Q.	Professeur	<i>Chef Div. /MINTP</i>
10.	TCHOUANKOUE Jean Pierre	Professeur	En poste

11.	Elisé SABABA	Maitre de Conférences	En poste
12.	EYONG John TAKEM	Maître de Conférences	En poste
13.	FUH Calistus Gentry	Maître de Conférences	<i>Sec. D'Etat/MINMIDT(ai)</i>
14.	MAMDEM TAMTO Lionelle Estelle, épouse BITOM	Maitre de Conférences	En poste
15.	MBIDA YEM	Maître de Conférences	En poste
16.	MBESSE Cécile Olive	Maitre de Conférences	En poste
17.	METANG Victor	Maître de Conférences	En poste
18.	NGO BIDJECK Louise Marie	Maître de Conférences	En poste
19.	NJILAH Isaac KONFOR	Maître de Conférences	En poste
20.	NTSAMA ATANGANA Jacqueline	Maître de Conférences	En poste
21.	TCHAKOUNTE Jacqueline épouse NUMBEM	Maître de Conférences	<i>Chef. Cell /MINRESI</i>
22.	TCHAPTCHET TCHATO De P.	Maître de Conférences	En poste
23.	TEMGA Jean Pierre	Maître de Conférences	En poste
24.	ZO'O ZAME Philémon	Maître de Conférences	<i>DG/ART</i>
25.	ANABA ONANA Achille Basile	Chargé de Cours	En poste
26.	KOAH NA LEBOGO Serge P.	Chargé de Cours	En poste
27.	NGO BELNOUN Rose Noël	Chargée de Cours	En poste
28.	NGO'O ZE ARNAUD	Chargé de Cours	En poste
29.	NOMO NEGUE Emmanuel	Chargé de Cours	En poste
30.	TEHNA Nathanaël	Chargé de Cours	En poste
31.	TENE DJOUKAM Joëlle Flore, épouse KOUANKAP NONO	Chargée de Cours	En poste
32.	FEUMBA Roger	Chargé de Cours	En poste
33.	MBANGA NYOBE Jules	Chargé de Cours	En poste

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

Nombre d'Enseignants

Département	Professeurs	Maîtres de Conférences	Chargés de Cours	Assistants	Total
BCH	08 (01)	25 (15)	11 (05)	00 (00)	44 (21)
BPA	12 (02)	18 (06)	16 (06)	01 (01)	47 (15)
BPV	08 (02)	10 (03)	14 (06)	06 (03)	39 (14)
CI	06 (01)	14 (02)	05 (01)	03 (01)	28 (05)
CO	06 (01)	14 (05)	12 (03)	02 (00)	33 (09)
ER	01 (00)	/	/	/	01 (0)
IN	03 (00)	03 (00)	13 (01)	06 (00)	24 (01)
MAT	01 (00)	08 (00)	20 (01)	07 (01)	36 (02)
MIB	05 (03)	05 (01)	13 (06)	01 (01)	24 (11)
PHY	17 (01)	11 (04)	15 (01)	04 (02)	45 (08)
ST	10 (00)	14 (05)	09 (02)	00 (00)	33 (07)
Total	67 (11)	122 (41)	128 (32)	30 (09)	342 (88)

Soit un total de 360 (94) dont :

- Professeurs 67 (11)
- Maîtres de Conférences 122 (41)
- Chargés de Cours 128 (32)
- Assistants 30 (09)

() = Nombre de Femmes 94

ENSEIGNANTS SOUS CONTRAT DE COLLABORATION

1.	BELL JOSEPH MARTIN	547019U	17/06/1957	M	PR
2.	DJOUFAC WOUMFO EMMANUEL	547069Z	09/01/1957	M	PR
3.	FOMENA ABRAHAM	546778X	10/11/1958	M	PR
4.	GHOGOMU TIH RAPH	547004-K	23/12/1956	M	PR

5.	KAMTCHOUING PIERRES	143299X	13/09/1955	M	PR
6.	NGADJUI TCHALEU BONAVENTURE	546959-G	15/09/1953	M	PR
7.	NGO BILONG ANASTASIE épouse TIH	546164-I	27/12/1955	F	MC
8.	NKENGFAK EPHRAIM AUGUSTIN	546948-F	17/06/1955	M	PR
9.	NDIKONTAR MAURICE KOR	169784G	09/05/1958	M	PR
10.	NJIOKOU FLOBERT	547321H	11/06/1958	M	PR
11.	BENG NEE NINTCHOM PENLAP VERONIQUE	546643B	07/01/1957	F	PR
12.	FOKOU ELIE	546725J	08/06/1957	M	PR
13.	TCHOUANKEU JEAN CLAUDE	547295-E	06/01/1959	M	PR
14.	BOYOMO ONANA				MC
15.	WANDJI JEAN	162242M	09/06/1958	M	UYI
16.	YOUMBI EMMANUEL	547332Z	12/02/1959	M	PR
17.	NGODO MELINGUI JEAN	500475X	05/09/1958		MC
18.	KOFANE TIMOLEON CREPIN				PR
19.	NGAMENI EMMANUEL	547277-C	24/04/1959	M	PR
20.	BITOM DIEUDONNE	547050X	23/11/1958	M	PR

DEDICACE

À

la famille WANDJI

REMERCIEMENTS

La réalisation du présent travail a été rendue possible grâce à l'effort de plusieurs personnes qui m'ont formé et m'ont apporté leurs soutiens multiformes. Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à :

- Pr. AMBANG Zachée, Chef de Département de Biologie et Physiologie Végétales, de la Faculté des Sciences de l'Université de Yaoundé I et Chef de l'Unité de Recherche de Phytopathologie et Protection des Plantes du Laboratoire de Biotechnologies Végétales et Environnement pour l'accueil, les conseils et les encouragements tout au long de l'élaboration et de la réalisation de ce travail ;
- Pr. NDONGO BEKOLO, mon directeur de thèse. Professeur merci pour votre encadrement et votre disponibilité, merci pour votre rigueur dans le travail scientifique, merci pour vos conseils, pour votre grande gentillesse et pour la confiance que vous m'avez témoignée tout au long de cette étude.
- tous les enseignants du Département de Biologie et Physiologie Végétales de la Faculté des Sciences de l'Université de Yaoundé I, pour la qualité de la formation apportée durant mon parcours académique ;
- tous mes camarades de promotion, pour leurs encouragements et les moments de convivialités;
- Ma grande et petite famille pour le soutien financier indéfectible, soutien moral, affectif et encouragements. Je suis très contente de vous. Trouvez ici l'assurance de ma profonde reconnaissance ;
- M. NKODO, Mme Alphonsine BEKONO et maman Fillette BEKONO, pour leur hospitalité durant mon long séjour à Akonolinga ;
- M. le Chef du laboratoire du Contrôle des Pesticides du Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural (MINADER) pour les analyses phytochimiques (GC-MS des extraits) et les concentrations des extraits ;
- M. le chef du laboratoire de Phytobiochimie et Etude des Plantes Médicinale de l'université de Yaoundé I pour les analyses biochimiques ;
- Mrs les Chefs de laboratoire de Phytopathologie de l'Institut de Recherche Agricole pour le Développement (IRAD) ; de l'Université de Yaoundé I pour l'isolement des agents pathogènes et d'Entomologie pour l'identification des insectes ravageurs.
- Tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail, qu'ils reçoivent ma très profonde gratitude.

SOMMAIRE

LISTE PROTOCOLAIRE.....	i
DEDICACE.....	xxii
REMERCIEMENTS	xxiii
SOMMAIRE	xxiv
LISTE DES FIGURES	xxvii
LISTE DES TABLEAUX	xxix
LISTE DES ABRÉVIATIONS	xxx
RÉSUMÉ.....	xxxii
ABSTRACT	xxxii
INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I. REVUE DE LA LITTÉRATURE	5
I.1. Généralités sur le Niébé.....	5
I.1.1. Origine et répartition géographique	5
I.1.2. Classification botanique du niébé	5
I.1.3. Phénologie et écologie du niébé.....	6
I.1.4. Caractéristiques morphologiques du niébé	6
I.1.5. Reproduction.....	8
I.1.6. Techniques culturales.....	10
I.1.7. Production et importance du niébé.....	11
I.1.8. Contraintes de la culture du niébé.....	14
I.2. Généralités sur <i>F. oxysporum</i> agent causal de la fusariose	23
I.2.1. Systématique et morphologie de <i>F. oxysporum</i>	23
I.2.2. Mode d'action de <i>F. oxysporum</i>	24
I.2.3. Facteurs influençant la maladie du flétrissement	25
I.2.4. Mode de colonisation de <i>F. oxysporum</i>	26
I.3. Généralités sur <i>S. sclerotiorum</i> agent causal de la sclérotiniose	27
I.3.1. Systématique et morphologie de <i>S. sclerotiorum</i>	27
I.3.2. Processus d'infection et cycle de développement de <i>S. sclerotiorum</i>	29
I.4. Généralités sur les stratégies de contrôle des ennemis du niébé	30
I.4.1. Lutte génétique et culturale.....	31
I.4.2. Lutte chimique	31
I.4.3. Lutte biologique	31

I.4.4. Biopesticides	32
I.5. Généralités sur <i>J. curcas</i>	32
I.5.1. Origine et distribution	32
I.5.2. Classification de <i>J. curcas</i>	33
I.5.3. Botanique de <i>J. curcas</i>	33
I.5.4. Croissance et développement.....	34
I.5.5. Ecologie	35
I.5.6. Diversité génétique	36
I.5.7. Composition biochimique des graines de <i>J. curcas</i>	36
I.5.8. Importance de <i>J. curcas</i>	37
I.5.9. Mécanismes d'action de <i>J. curcas</i>	39
I.6. Généralités sur les métabolites	39
I.6.1. Polyphénols.....	40
I.6.2. Flavonoïdes	40
I.6.3. Tanins.....	40
I.6.4. Alcaloïdes.....	41
I.6.5. Terpénoïdes.....	41
I.7. Généralités sur les mécanismes de défense des plantes	41
I.7.1. Mécanisme de défense passive	41
I.7.2. Mécanisme de défense active.....	41
I.7.3. Mécanismes de défense des plantes contre <i>S. sclerotiorum</i> et <i>F. oxysporum</i>	42
I.7.4. Résistance génétique du niébé	42
I.7.5. Antioxydants et mécanisme d'action	43
I.7.6. Protéines et quelques enzymes oxydatives	43
CHAPITRE II. MATÉRIEL ET MÉTHODES	45
II.1. Matériel	45
II.1.1. Carte du site d'étude	45
II.1.2. Matériel végétal	46
II.1.3. Matériel fongique.....	48
II.1.4. Matériel chimique	48
II.1.5. Autre matériel	48
II.2. Méthodes	49
II.2.1. Caractérisation du profil chromatographique des extraits des graines de <i>J. curcas</i>	49

II.2.2. Appréciation <i>in vitro</i> de l'effet des extraits des graines de <i>J. curcas</i> sur le développement de <i>S. sclerotiorum</i> et de <i>F. oxysporum</i>	50
II.2.3. Evaluation de l'effet des extraits des graines de <i>J. curcas</i> sur le développement de la fusariose, de la sclérotiniose et vis-à-vis de quelques insectes ravageurs du niébé en champ....	54
II.2.4. Déterminer la teneur de quelques substances secondaires impliquées dans la défense naturelle des plants de niébé en champ traités aux extraits de graines de <i>J. curcas</i>	59
II.2.5. Analyse statistique des données.....	63
CHAPITRE III. RÉSULTATS ET DISCUSSION	64
III.1. Résultats.....	64
III.1.1. Caractéristiques les extraits des graines de <i>J. curcas</i> issus de l'analyse GC-MS	64
III.1.2. Effet des extraits des graines de <i>J. curcas</i> sur le développement des isolats de <i>S. sclerotiorum</i> et de <i>F. oxysporum in vitro</i>	70
III.1.3. Effet des extraits des graines de <i>J. curcas</i> vis-à-vis des insectes ravageurs et des maladies du niébé en champs	79
III.1.4. Teneur de quelques substances secondaires impliquées dans la défense naturelle des plants de niébé en champ traités aux extraits de graines de <i>J. curcas</i>	100
III.2. Discussion	106
CONCLUSION, RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES	117
BIBLIOGRAPHIE	119
ANNEXES	144
PUBLICATION	146

LISTE DES FIGURES

Fig. 1. Représentation graphique d'un plant de niébé.....	7
Fig. 2. Superficie récoltée, quantité produite et rendement du niébé dans certains pays africains, 2021.....	12
Fig. 3. Plant de niébé attaqué par les pucerons	16
Fig. 4. Manifestation virale de la mosaïque du niébé transmise par les pucerons.	17
Fig. 5. Larves perforant une gousse	18
Fig. 6. Punaise (<i>Anoplocnemis curvipes</i>) sur une gousse de niébé.	19
Fig. 7. Graines de niébé endommagées par les charançons.	19
Fig. 8. Brûlure bactérienne sur les feuilles.....	20
Fig. 9. Tissu végétal infecté par <i>F. oxysporum</i>	23
Fig. 10. Caractéristiques microscopiques de <i>F. oxysporum</i>	24
Fig. 11. Caractéristiques macroscopiques et microscopiques de l'isolat FMR 13411 du complexe d'espèces de <i>F. oxysporum</i>	25
Fig. 12. Cycle infectieux du <i>F. oxysporum</i>	26
Fig. 13. Caractérisation morphologique de <i>S. sclerotiorum</i> :.....	28
Fig. 14. Cycle évolutif de <i>S. sclerotiorum</i> chez les cultures légumières	30
Fig. 15. Tissus végétal infecté par <i>S. sclerotiorum</i>	30
Fig. 16. Aspect d'une plante de <i>J. curcas</i>	33
Fig. 17. Quelques aspects morphologiques du <i>J. curcas</i>	34
Fig. 18. Graines de <i>J. curcas</i>	35
Fig. 19. Molécules d'acides gras contenus dans les graines de <i>J. curcas</i>	36
Fig. 20. Carte de localisation de la zone d'étude en champ dans la localité d'Akonolinga.....	46
Fig. 21. Graines de niébé.....	47
Fig. 22. Graines de <i>J. curcas</i>	47
Fig. 23. Isolats purs	48
Fig. 24. Principe de mesure de la croissance mycélienne du pathogène en boîte de Pétri.....	52
Fig. 25. Dispositif expérimental de niébé.	55
Fig. 26. Préparation du site expérimental.....	55
Fig. 27. Profil chromatographique GC-MS de l'extrait aqueux des graines de <i>J. curcas</i>	65
Fig. 28. Profil chromatographique GC-MS de l'extrait à l'acétone des graines de <i>J. curcas</i>	66
Fig. 29. Profil chromatographique GC-MS de l'extrait à l'hexane des graines de <i>J. curcas</i>	67
Fig. 30. Spectre de masse des composés chimiques contenus dans les extraits de <i>J. curcas</i>	68
Fig. 31. Amas mycélien de <i>S. sclerotiorum</i>	70
Fig. 32. Culture pure de <i>S. sclerotiorum</i>	71
Fig. 33. Amas mycélien de <i>F. oxysporum</i>	71
Fig. 34. Activité inhibitrice <i>in vitro</i> des extraits organiques et de l'extrait aqueux des graines de <i>J. curcas</i> sur la croissance radiale de <i>S. sclerotiorum</i> et <i>F. oxysporum</i> sur milieu PDA.....	72
Fig. 35. Effet des traitements sur l'activité inhibitrice de <i>S. sclerotiorum</i> et <i>F. oxysporum</i>	73
Fig. 36. Droites de régression de la croissance mycélienne de <i>F. oxysporum</i>	74
Fig. 37. Droites de régression de la croissance mycélienne de <i>S. sclerotiorum</i>	75
Fig. 38. Effet des extraits des graines de <i>J. curcas</i> sur la germination des ascospores de <i>S. sclerotiorum</i> et des conidies de <i>F. oxysporum</i>	77

Fig. 39. Taux de levée des deux variétés de niébé en fonction du temps.	79
Fig. 40. Diamètre au collet des plantes de deux variétés de niébé en fonction des traitements.....	81
Fig. 41. Insectes ravageurs identifiés.	85
Fig. 42. Variation de la teneur en composés phénoliques dans les feuilles de niébé traitées et non traitées avec les extraits des graines de <i>J. curcas</i> :	100
Fig. 43. Variation de la teneur en flavonoïdes dans les feuilles de niébé	101
Fig. 44. Relation de Pearson entre les paramètres biochimiques, agronomiques et épidémiologiques	106

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I. Teneur en éléments nutritifs du niébé.	14
Tableau II. Caractéristiques de la variété de niébé au Cameroun	47
Tableau III. Rendement d'extraction des graines de <i>J. curcas</i>	64
Tableau IV. Composés phytochimiques à activité fongicide (F) et insecticide (I) dans les extraits de graines de <i>J. curcas</i> par GC-MS.....	69
Tableau V. Corrélation entre le pourcentage d'inhibition et concentrations des différents extraits sur les isolats de <i>S. sclerotiorum</i> et <i>F. oxysporum</i>	73
Tableau VI. Concentrations minimales inhibitrices (CMI ₅₀ et CMI ₉₀).....	78
Tableau VII. Activité antifongique des extraits de graines de <i>J. curcas</i>	78
Tableau VIII. Effet des extraits des graines de <i>J. curcas</i> sur la hauteur des plants.	80
Tableau IX. Effet des traitements sur le nombre de feuilles	83
Tableau X. Fréquence d'apparition des insectes ravageurs sur les organes attaqués.	85
Tableau XI. Effet des traitements sur l'incidence des attaques des insectes.....	87
Tableau XII. Effet des traitements sur la sévérité des attaques des insectes	89
Tableau XIII. Effet des traitements sur l'incidence de la fusariose	91
Tableau XIV. Effet des traitements sur l'incidence de la sclerotiniose.	93
Tableau XV. Effet des traitements sur la sévérité de la fusariose.....	95
Tableau XVI. Effet des traitements sur la sévérité de la sclérotiniose.....	97
Tableau XVII. Rendement en graines de niébé en champs.....	99
Tableau XVIII. Teneur en composés biochimiques dans les feuilles de niébé.....	104

LISTE DES ABRÉVIATIONS

ANOVA	:	Analysis of Variance
BSA	:	Bovine Serum Albumine
CAT	:	Catalase
CMI	:	Concentration Minimale Inhibitrice
EACJC	:	Extrait Acétone <i>Jatropha curcas</i>
EAQJC	:	Extrait Aqueux <i>Jatropha curcas</i>
EGJC	:	Extrait des Graines <i>Jatropha curcas</i>
EHJC	:	Extrait Hexane <i>Jatropha curcas</i>
FAO	:	Food and Agriculture Organization (Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture)
GC-MS	:	Chromatographie en phase Gazeuse couplée d'une Spectrometrie de Masse
GPS	:	Global Positioning System
GPX	:	Gaïacol Peroxydase
IRAD	:	Institut de Recherche Agricole pour le Développement
JAS	:	Jour Après Semis
MF	:	Masse Fraîche
Minader	:	Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural
MS	:	Masse Sèche
nmol	:	nanomole
PAL	:	Phénylalanine ammonialyase
PDA	:	Potatoes Dextrose Agar
PPO	:	Polyphénoloxydase
SAS	:	Semaine Après Semis
SOD	:	Superoxyde Dismutase

RÉSUMÉ

Le niébé (*Vigna unguiculata* L. Walp.), légumineuse originaire d'Afrique, est largement cultivé dans les zones arides et semi-arides. Dans ces régions, la fusariose causée par *Fusarium oxysporum* f.sp. *tracheiphilum*, la pourriture blanche due à *Sclerotinia sclerotiorum*, ainsi que les insectes ravageurs, représentent les principaux bio-agresseurs, entraînant des pertes pouvant atteindre 50 à 100 %. L'usage intensif de pesticides chimiques pour les combattre pose de sérieux problèmes environnementaux et sanitaires. C'est dans ce contexte que cette étude vise à contrôler ces attaques en utilisant des extraits des graines de *Jatropha curcas*. Une analyse GC-MS a été réalisée sur des extraits aqueux, à l'acétone et à l'hexane des graines de *J. curcas*. Ces extraits ont ensuite été testés *in vitro* en triplicata à des concentrations de 15, 30, 60 et 120 µL/mL, puis comparés à un fongicide synthétique dont la matière active est un mélange de 80 g/kg de Métalaxyl et 640 g/kg de Mancozèbe. Les extraits de graines ont également été testés en champ sur deux variétés (améliorée et locale) de niébé selon un dispositif split-plot à quatre répétitions, avec six traitements différents. Leur effet a été évalué sur la sévérité des maladies, les dégâts causés par les insectes et le rendement en graines. L'analyse GC-MS des extraits de graines de *J. curcas* a révélé la présence de plusieurs métabolites secondaires connus pour leur activité biopesticide. Les tests *in vitro* ont montré une inhibition totale de la croissance mycélienne de *F. oxysporum* et *S. sclerotiorum* avec les extraits aqueux et à l'acétone à des concentrations de 60 et 120 µL/mL, équivalente à celle du fongicide de synthèse. L'extrait aqueux s'est distingué par des concentrations inhibitrices minimales (CMI50) plus faibles et une forte efficacité sur la germination des spores. Lors des essais en champ, les extraits de graines ont significativement réduit l'incidence et la sévérité des maladies ainsi que les dommages causés par les insectes, ce qui a entraîné une amélioration du rendement. Pour la variété améliorée Lori 24-130, le rendement le plus élevé a été obtenu avec le fongicide de synthèse (1080 kg/ha), suivi de près par l'extrait aqueux (1035 kg/ha), tandis que les parcelles non traitées ont affiché les rendements les plus faibles (630 kg/ha). Pour la variété locale, l'extrait aqueux a permis d'atteindre le meilleur rendement (885 kg/ha), suivi du fongicide synthétique (882,98 kg/ha), avec des rendements nettement inférieurs dans les parcelles témoins (330 kg/ha). Les extraits de graines de *J. curcas* ont significativement amélioré le rendement du niébé en stimulant la production de composés biochimiques et d'enzymes oxydatives au développement des plants.

Mots clés: Niébé, *Jatropha curcas*, Activité biopesticide, GC-MS, *Fusarium oxysporum*, *Sclerotinia sclerotiorum*.

ABSTRACT

Cowpea (*Vigna unguiculata* L. Walp.), a legume native to Africa, is widely cultivated in arid and semi-arid regions. In these areas, fusarium wilt caused by *Fusarium oxysporum* f.sp. *tracheiphilum*, white mold due to *Sclerotinia sclerotiorum*, and insect pests are the main biotic threats, leading to crop losses ranging from 50 % to 100 %. The intensive use of chemical pesticides to combat these issues raises serious environmental and health concerns. In this context, the present study aims to control these attacks using seed extracts from *Jatropha curcas*. A GC-MS analysis was performed on aqueous, acetone, and hexane extracts from *J. curcas* seeds. These extracts were then tested *in vitro* in triplicate at concentrations of 15, 30, 60, and 120 $\mu\text{L}/\text{mL}$, and compared to a synthetic fungicide containing 80 g/kg of Metalaxyl and 640 g/kg of Mancozeb as active ingredients. The seed extracts were also evaluated under field conditions on two cowpea varieties (improved and local) using a split-plot design with four replications and six different treatments. Their effects were assessed on disease severity, insect damage, and yield. Additionally, the biochemical compounds and the activity of several oxidative enzymes were measured in the treated cowpea leaves. The GC-MS analysis of *J. curcas* seed extracts revealed the presence of several secondary metabolites known for their biopesticide activity. *In vitro* tests showed complete inhibition of mycelial growth of *F. oxysporum* and *S. sclerotiorum* with aqueous and acetone extracts at concentrations of 60 and 120 $\mu\text{L}/\text{mL}$, comparable to the synthetic fungicide. The aqueous extract stood out with lower minimum inhibitory concentrations (MIC₅₀) and strong effectiveness against spore germination. In field trials, the seed extracts significantly reduced disease incidence and severity, as well as insect damage, leading to improved crop yield. For the improved variety Lori 24-130, the highest yield was obtained with the synthetic fungicide (1080 kg/ha), closely followed by the aqueous extract (1035 kg/ha), while untreated plots recorded the lowest yields (630 kg/ha). For the local variety, the aqueous extract resulted in the highest yield (885 kg/ha), followed by the synthetic fungicide (882.98 kg/ha), with significantly lower yields in the control plots (330 kg/ha). *J. curcas* seed extracts significantly improved cowpea yield by stimulating the production of biochemical compounds and oxidative enzymes essential for plant development.

Keywords: Cowpea, *Jatropha curcas*, Biopesticidal activity, GC-MS, *Fusarium oxysporum*, *Sclerotinia sclerotiorum*.

INTRODUCTION

INTRODUCTION

Le secteur agricole demeure l'un des moteurs de la croissance socio-économique du Cameroun. Le secteur de l'agriculture vivrière, industrielle et d'exportation est le premier pourvoyeur d'emplois, soit près de 60 % en 2020 (Anonyme, 2022). Toutefois, la contribution économique et sociale de ce secteur au regard de son fort potentiel demeure en deçà des attentes en termes de réduction de la pauvreté et de la sécurité alimentaire. Selon le Programme Alimentaire Mondial (PAM), environ 3 millions de camerounais sont en situation de crise alimentaire. Cette insécurité alimentaire touche tout aussi bien les villes que les campagnes du pays (Anonyme, 2022). La résolution de ce problème de malnutrition comme le recommande l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), passera nécessairement par la culture des plantes à fort potentiel nutritif et économique à l'instar du niébé.

Le niébé (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) est une légumineuse originaire d'Afrique et appartenant à la famille des Fabaceae. C'est l'une des principales cultures protéiques (23 à 32 %) du monde de plus en plus cultivée et appréciée car toutes ses parties sont utilisées des jeunes feuilles aux fanes, en passant par ses gousses vertes et ses graines sèches. Egalement, il a une teneur élevée en glucides (50 à 60 %), un profil d'acides aminés complémentaire à celui des céréales et une teneur en matières grasses de 1 % font du niébé un aliment nutritionnel important dans l'alimentation humaine (Jayathilake *et al.*, 2018). Le niébé joue un grand rôle dans la sécurité alimentaire des populations (Louise *et al.*, 2018). Le niébé a récemment retenu l'attention des consommateurs et chercheurs du monde entier entre autres dans le domaine de la santé en raison de la présence de composés tels que les fibres alimentaires solubles et insolubles, les produits phytochimiques, les protéines et les peptides contenus dans le niébé et dans le domaine agronomique (propriétés écologiques) en raison de sa capacité à améliorer la fertilité du sol par la fixation de l'azote atmosphérique et à servir d'outil biologique pour la conservation du sol par la culture de couverture (Jayathilake *et al.*, 2018 ; Osipitan *et al.*, 2019 ; Soti et Racelis, 2020).

De nos jours, la production mondiale du niébé est estimée à 8 907 644 tonnes. L'Afrique est le plus grand producteur de grains de niébé avec environ 14,5 millions d'hectares par an représentant 85 % de la production mondiale du niébé (Anonyme, 2020). Le Nigeria et le Niger sont les principaux producteurs de niébé en Afrique (Nkomo, 2021). Au Cameroun, le niébé est largement cultivé dans la région septentrionale, à l'Ouest, à l'Est, au Nord-Ouest et au Sud-Ouest. Il constitue la troisième légumineuse la plus produite et consommée, après l'arachide et le soja (Metsena *et al.*, 2021). En 2021, la production a été estimée à 0,8 tonne par hectare sur une superficie récoltée de 0,22 million d'hectares (Nwagboso *et al.*, 2024), mais les rendements

locaux restent faibles en raison de plusieurs contraintes majeures liées à la culture du niébé, notamment les attaques d'insectes ravageurs et les maladies, dont la gravité peut dépasser 60 %, affectant durement les producteurs (Ngakou *et al.*, 2008 ; Gonné *et al.*, 2018).

Des études ont montré que la fusariose et la sclérotiniose respectivement causées par *Fusarium oxysporum* et *Sclerotinia sclerotiorum* sont citées parmi les agents pathogènes les plus répandus et redoutables responsables des dégâts chez le niébé (Omoigui *et al.*, 2018 ; Antwi-Boasiako *et al.*, 2022). Le niébé est également attaqué par les ravageurs en champ tels que le thrips des fleurs, le foreur des gousses de légumineuses (*Maruca vitrata*) et les punaises suceuses de gousses (*Anoplocnemis curvipes*, *Riptortus dentipes* et *Clavigralla tomentosicollis*) qui peuvent entraîner des pertes de rendement allant jusqu'à 90 % en l'absence de mesures de lutte appropriées (Omoigui *et al.*, 2020). Dans cette situation, l'utilisation des pesticides de synthèse est la méthode de contrôle la plus répandue. Bien qu'efficace, l'utilisation intensive et incontrôlée des produits de synthèse présente de nombreux inconvénients pour l'environnement et la santé humaine (Gebily *et al.*, 2021 ; Nwagboso *et al.*, 2024).

Pour contrer ces nuisances, il est crucial de développer des alternatives aux pesticides de synthèse afin de lutter contre les ennemis du niébé. L'utilisation des plantes à potentiel pesticide riches en métabolites secondaires avec de multiples mécanismes d'action, pourraient être une alternative viable aux pesticides de synthèse (Trivedi *et al.*, 2018 ; Ashrafzadeh *et al.*, 2023). Leurs modes d'action variés sont attribués à la composition phytochimique de différentes plantes (Divekar *et al.*, 2022). En outre, les plantes à métabolites secondaires possédant des propriétés bioactives de lutte contre les maladies et les ravageurs des cultures ont déjà démontré leur efficacité dans plusieurs études (Ambang *et al.*, 2010 ; Ndongo *et al.*, 2017 ; Jamwal *et al.*, 2018 ; Thierry *et al.*, 2020 ; Meena *et al.*, 2021, Fallanaj *et al.*, 2015, Desoky *et al.*, 2019, Dida *et al.* 2024).

Comme la plupart de ces plantes à potentiel biopesticide, *Jatropha curcas* L., espèce appartenant à la famille des Euphorbiaceae, communément appelée pourghère en français et traditionnellement utilisée à des fins médicinales dans les régions tropicales et subtropicales a également fait l'objet de nombreuses études aux termes desquelles il lui a été attribué des propriétés biopesticides (Sharma, 2016 ; Francis *et al.*, 2021).

Compte tenu du caractère bio pesticide de cette plante et par le fait que peu de travaux ont été réalisés sur l'utilisation des graines de *Jatropha* en tant que méthode de lutte biologique dans la protection de la culture du niébé au Cameroun, la question de recherche générale peut être posée comme suit :

Quel est le potentiel bioactif des extraits de graines de *Jatropha curcas* dans la lutte contre les principales maladies fongiques et quelques insectes ravageurs du niébé (*Vigna unguiculata*) ? Les questions suivantes peuvent alors être posées :

- quelles peuvent être les différents phytoconstituants antifongiques et anti- insecticides présents dans les extraits des graines de *Jatropha curcas* (EGJC) ?
- les extraits de graines de *J. curcas* peuvent-ils inhiber *in vitro* la croissance mycélienne de l'agent pathogène de *Fusarium oxysporum* et *Sclerotinia sclerotiorum* agents responsables des maladies du niébé ?
- les extraits de graines de *J. curcas* peuvent- ils réduire les dégâts causés par les insectes ravageurs en contrôlant le développement de *Fusarium oxysporum* et de *Sclerotinia sclerotiorum* agents responsables des maladies du niébé en champ?
- Les métabolites secondaires induits par les extraits de graines de *J. curcas* contribuent-ils à la défense du niébé contre les bioagresseurs ?

Dans le cadre du présent travail, l'hypothèse principale de recherche est la suivante :

les extraits de graines de *J. curcas* ont un effet bioactif dans la lutte contre les principales maladies fongiques et les insectes ravageurs du niébé (*Vigna unguiculata*). Quatre hypothèses subsidiaires ont été donc formulées comme suit:

- plusieurs composés bioactifs sont présents dans les graines de *J. curcas* ;
- les extraits de graines de *J. curcas* inhibent *in vitro* la croissance mycélienne de *F. oxysporum* et *S. sclerotiorum* agents responsables des maladies du niébé ;
- les extraits de graines de *J. curcas* limitent les dégâts causés par la fusariose, la sclerotiniose et les insectes ravageurs du niébé en champ ;
- les métabolites secondaires induits par les extraits de graines de *J. curcas* contribuent à la défense du niébé contre les bioagresseurs.

Au terme de ces questions et hypothèses, l'objectif général de ce travail est de contrôler les attaques de *Sclerotinia sclerotiorum*, de *Fusarium oxysporum* et des insectes ravageurs du niébé par l'utilisation des extraits des graines de *J. curcas*.

De manière spécifique, il est question de :

- caractériser les extraits des graines de *J. curcas* issus de l'analyse GC-MS (Chromatographie en phase gazeuse et spectrométrie de masse) ;
- apprécier *in vitro* l'effet des extraits des graines *J. curcas* sur le développement de *S. sclerotiorum* et de *F. oxysporum* ;

- évaluer l'effet des extraits des graines de *J. curcas* sur le développement de la fusariose, de la sclérotiniose et vis-à-vis de quelques insectes ravageurs du niébé en champ ;
- déterminer les teneurs des substances secondaires impliquées dans la défense naturelle des plants de niébé en champ traités aux extraits de graines de *J. curcas*.

Cette étude s'inscrit dans le cadre de la protection phytosanitaire et de la biotechnologie. Elle revêt une importance dans la prévention et la lutte contre les ennemis des végétaux par l'utilisation des produits phytosanitaires sans danger pour la santé humaine, animale et l'environnement. L'intérêt de cette étude se présente sur plusieurs plans : socio-économique, scientifique et technologique.

- Sur le plan socio-économique

Compte tenu des métabolites secondaires responsables de l'activité pesticide des EGJC, cette plante devrait davantage être valorisée à travers sa culture à grande échelle. Une structure de production des formulations à base de cette plante sera mise sur pied et permettra la création des emplois aboutissant au renforcement de l'autonomie du pays vis-à-vis des biopesticides. Par ailleurs, le potentiel à moindre coût de ces produits, ainsi que leur disponibilité contribueront à augmenter le gain des paysans dans la production agricole du niébé.

- Sur le plan scientifique et technologique

Les résultats de cette étude apporteront des connaissances concernant le contrôle biologique des agents pathogènes et des insectes ravageurs du niébé au laboratoire et en champ par la maîtrise d'une part des propriétés de certaines molécules bioactives contenues dans les EGJC et d'autre part la détermination des doses efficaces qui pourront être utilisées pour contrôler efficacement les agents pathogènes (*F. oxysporum* et *S. sclerotiorum*) et quelques insectes ravageurs du niébé en champ et en laboratoire.

CHAPITRE I. REVUE DE LA LITTERATURE

CHAPITRE I. REVUE DE LA LITTÉRATURE

I.1. Généralités sur le Niébé

I.1.1. Origine et répartition géographique

Le niébé commun *Vigna unguiculata* encore appelé pois à œil noir, haricot à œil noir, pois du Sud, pois crowder, pois des champs, haricot long, haricot asperge, est une légumineuse à graine, a été domestiqué pour la première fois en Afrique (Davis *et al.*, 1991). Selon Couplan et Manny (2004), cette plante, auparavant classifiée sous le genre *Phaseolus*, a été mise en culture il y a 5000 ans en Abyssinie qui est maintenant l'Éthiopie. Le haricot cornille s'est ensuite diffusé dans le monde entier. Il se trouve dans différents pays : le Nigeria, le Niger, le Burkina Faso, l'Ouganda, le Sénégal et dans les régions tempérées, tropicales et subtropicales du globe. Trois synonymes ont été identifiés à savoir : le niébé, pois à vache et dolique à œil noir. Les principales sous-espèces cultivées de *Vigna unguiculata* sont : *Vigna unguiculata* subsp. *unguiculata* (le niébé); *Vigna unguiculata* subsp. *Cylindrica* (le pois à vache); *Vigna unguiculata* subsp. *sesquipedalis* (le haricot long) (Allen, 1983). La région nord de l'Afrique du Sud a été établie comme centre d'origine de *V. unguiculata*, en raison de la disponibilité des variétés sauvages les plus primitives, par ex. var. *rhomboidea*, var. *protracta*, var. *tenuis* et var. *sténophylla* (Singh *et al.*, 1997). Dans cette région de l'Afrique du Sud, l'espèce s'est dispersée jusqu'au Mozambique et en Tanzanie où elle a évolué en deux sous-espèces qui partagent une répartition éco géographique similaire de l'Afrique du Sud au Zimbabwe et au Mozambique (Singh *et al.*, 1997).

I.1.2. Classification botanique du niébé

Le niébé (*Vigna unguiculata* L. Walp) est une espèce dicotylédone qui contient 22 chromosomes ($2n=2X=22$) de la famille des Fabaceae et du genre *Vigna* (Boukar *et al.*, 2020). Le niébé se caractérise par une grande variabilité avec la présence des formes cultivées et des formes sauvages annuelles. Pour la taxonomie des variétés cultivées, plusieurs approches ont été adoptées ; l'approche la plus classique est celle de Piper (1912) qui a classé, en rang d'espèces les groupes identifiés sur la base des caractères des graines et des gousses par Linné. Le niébé est une importante culture annuelle de légumineuses à feuilles (Gerrano *et al.*, 2015 ; 2017). Selon Cronquis (1981), le niébé est classé comme suit :

- règne des planteae ;
- division des Magnoliophyta ;
- classe des Magnoliopsida ;

- ordre des Rosales ;
- la famille des Fabaceae ;
- genre *Vigna* ;
- espèce *Vigna unguiculata* L. Walp.

I.1.3. Phénologie et écologie du niébé

Le cycle de développement (semi-maturité) varie d'une variété à une autre. Il existe des variétés à cycle court de 55 à 60 jours et des variétés à cycle long au-delà de 75 jours (Cissé *et al.*, 1996 ; Omoigui *et al.*, 2018.). La durée de la phase « levée – 50 % de floraison » varie de 44-77 jours. La floraison est étalée suivie de la formation et de la croissance des gousses. Le niébé tolère la sécheresse et s'adapte bien aux sols sablonneux et pauvres. Toutefois, c'est sur des sols bien drainés, sablo-limoneux à limono -argileux à pH égal à 6 ou 7, qu'il atteint ses meilleurs rendements (Dugjé *et al.*, 2009). Il ne supporte pas l'engorgement des eaux (Neya, 2001). Il peut être cultivé en condition pluviale, sous irrigation ou avec l'humidité résiduelle du sol le long des fleuves en saison sèche, avec des températures de 28 à 30 °C. Sa culture affiche aussi une bonne performance dans les zones agro écologiques où la pluviométrie varie de 500 à 1200 mm/an (Dugjé *et al.*, 2009).

I.1.4. Caractéristiques morphologiques du niébé

Le niébé est une légumineuse herbacée, annuelle à port semi- érigé, érigé ou rampant et sa germination est épigée (Pasquet et Baudoin, 1997). Le système racinaire du niébé est pivotant et profond et peut descendre jusqu'à 1,2 m de profondeur ce qui confère à la plante une certaine tolérance à la sécheresse. Les racines portent des nodules caractéristiques des légumineuses qui renferment des bactéries fixatrices d'azotes du genre *Rhizobium* (Ali, 2005). Généralement, les feuilles sont alternes pétiolées et trifoliées, à pédoncule long de 4 à 15 cm mais les deux premières feuilles sont opposées sessiles et entières (Charrier *et al.*, 1997). Les tiges du niébé sont plus ou moins longues selon les variétés, cylindriques, volubiles, quelques fois glabres et creuses et ne sont pas ligneuses (Pasquet et Baudoin, 1997). Chaque nœud de la tige porte deux stipules prolongées sous l'insertion caractéristique de *Vigna unguiculata*, et trois bourgeons axillaires capables de donner une tige ou une inflorescence. L'inflorescence est toujours axillaire composée de racèmes simples et modifiée issue de pédoncule ; elle mesure 10-30 cm (Fig. 1).

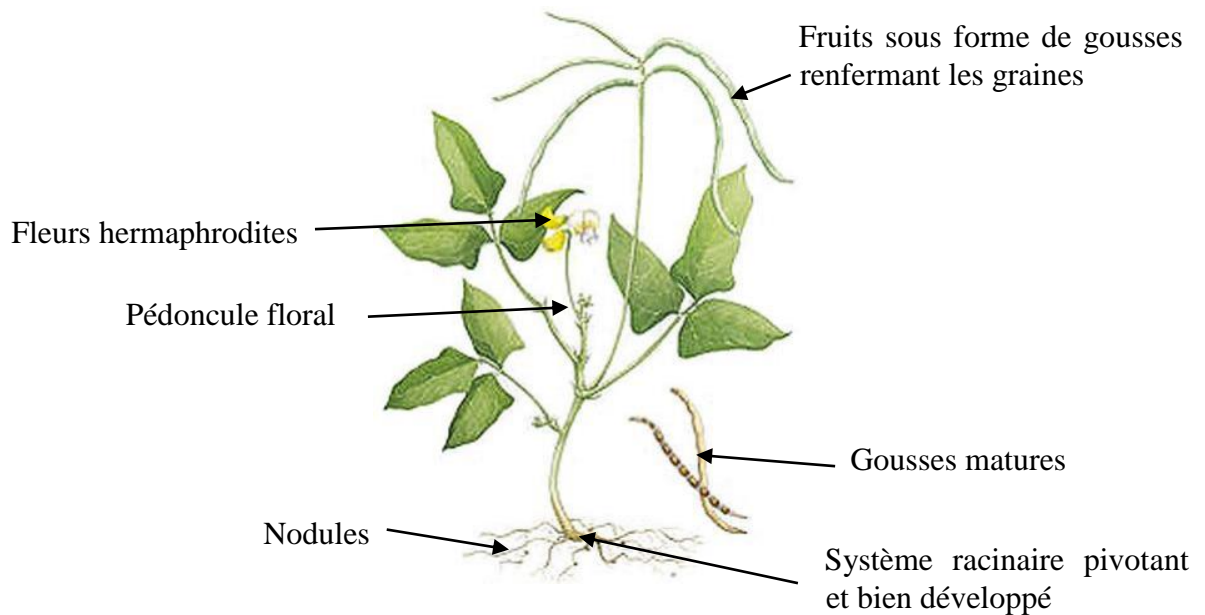


Fig. 1. Représentation graphique d'un plant de niébé (Carlos, 2004).

Chez les formes cultivées les fleurs s'ouvrent en général à la fin de la nuit pour se fermer en fin de matinée. Après la pollinisation, elles flétrissent et tombent (Ehlers et Hall, 1997 ; Addou *et al.*, 2020). Les fleurs sont de couleur variable, blanchâtre, quelques fois jaunâtre ou violette, elles sont de grande taille et pour la plupart autofécondées. Les fruits sont des gousses longues de 7-12 cm et contiennent 8-20 graines qui sont globuleuses réniformes, lisses ou ridées de couleur blanche, verte, jaune, brune, noire, tachetée (Fig. 1).

Les caractéristiques des graines et des gousses sont très diversifiées chez les formes cultivées de niébé. Elles sont largement utilisées pour décrire les cultivars (Piper, 1912). La distribution des pigments anthocyaniques dans la gousse est très variable. La gousse peut être entièrement pourpre, pigmentée sur les valves, sur les sutures ou à son extrémité, marbrée ou dépourvue de pigments. Plusieurs gènes conditionnent ces différents phénotypes (Fery, 1985).

Les gousses des formes sauvages sont déhiscentes. Sèches, elles s'ouvrent de manière explosive et dispersent les graines. L'endocarpe des gousses déhiscentes présente près de la surface extérieure une couche de fibres spiralées. Cette couche est fortement réduite chez les formes cultivées. Sa disparition complète conduit chez quelques cultivars à une gousse sèche aux valves minces comme du papier. La déhiscence est contrôlée par un seul gène et le caractère déhiscence est dominant. Ces caractères sont mono ou biogéniques. Le phénotype de ce cultigroupe est récessif.

La forme réniforme de ses graines est aussi un caractère monogénique, mais dominant (Fery, 1985). La couleur de la graine est déterminée par le gène C *genera* / *cotor factor*, associé

aux gènes contrôlant les types de pigments à savoir l'anthocyanine acide, l'anthocyanine basique et la mélanine dans les différentes couches du tégument. En présence du gène C la graine est colorée et la fleur est mauve, comme celle des formes sauvages. En son absence, la graine est partiellement blanche, ainsi que la fleur. Le gène est donc dominant (Fery, 1985).

Les phénotypes sauvages Mottled (marbrure marron) correspondant au cultivar américain Whippoorwill, Grey (fines taches noires donnant un aspect général gris) correspondant aux cultivars américains Taylor et New Era et Speckled (tâches quadrangulaires noires qui peuvent couvrir uniformément la graine) seraient déterminés par trois gènes dont le mode d'expression n'est pas clairement défini. Plusieurs autres gènes déterminent les différentes couleurs (Fery, 1985).

Toutefois la couleur n'est pas répartie uniformément sur la graine, elle concerne la zone de l'œil qui entoure le hile. La forme de l'œil est contrôlée par plusieurs gènes, qui sont à l'origine des phénotypes propres, watson, holstein, small eye, very small eye et qui déterminent aussi la répartition de la pigmentation mauve sur la fleur (Fery, 1985). La nature du tégument est également une caractéristique importante de la graine. On trouve, en effet deux types de tégument : L'un épais, lisse et plus ou moins brillant et l'autre mince, ridé et mat. Ces deux types semblent déterminés par au moins deux gènes et le phénotype à tégument lisse est dominant (Fery, 1985).

I.1.5. Reproduction

I.1.5.1. Germination

Le niébé se reproduit par autogamie, sa germination est épigée, c'est-à-dire les cotylédons sont soulevés au-dessus de la surface du sol (Stanton *et al.*, 1970). La racine pivotante est en général bien développée, ce qui permet au niébé de suivre la descente des nappes d'eau en culture de décrue. Les racines portent des nodules qui renferment des bactéries fixatrices d'azote (Pasquet et Baudoin, 1997).

I.1.5.2. Croissance

La croissance initiale est lente jusqu'au début de la fixation de l'azote, par ailleurs, la croissance des racines s'effectue durant les 70 premiers jours. Au cours de sa végétation, le niébé produit de façon constante de nouvelles feuilles alors qu'en même temps les feuilles vieilles sèchent et tombent (Addou *et al.*, 2020). On distingue deux principaux types de croissance, ce sont les croissances déterminées et indéterminées. Le premier type signifie que le nombre de nœuds d'un rameau est fixe et que celui-ci cesse de croître lorsque ce nombre est atteint, il arrive souvent que les rameaux déterminés se terminent par un groupe de bourgeons floraux.

Le deuxième type signifie que le rameau continue à pousser, donnant naissance à de nouveaux embranchements latéraux et à fleurs, c'est le cas des légumineuses rampantes ou grimpantes (Stanton *et al.*, 1970).

I.1.5.3. Floraison

La floraison se déroule en trois étapes : l'évocation, l'initiation et la différenciation. Ces étapes sont influencées par la longueur du jour et de la température. De nombreuses variétés traditionnelles fleurissent en jours courts (Vanderborgh et Baudoin, 2001). Chez les formes cultivées, les fleurs s'ouvrent en général à la nuit pour se fermer en fin de matinée (Pasquet et Baudoin, 1997). Le niébé est une plante autogame et diploïde. Cependant, des études conduites à Bambey ont montré que le taux d'allogamie moyen est de 1,14 % (il varie de 0,22 à 2,6 %). La déhiscence des anthères se produit plusieurs heures avant que la fleur ne s'ouvre alors que le stigmate est réceptif depuis deux jours (Addou *et al.*, 2020).

I.1.5.4. Maturation

Le niébé peut être récolté en deux stades différents de maturité : soit vert dont les gousses sont destinées au marché frais et sont prêtes pour la récolte 20 jours après la floraison, soit 40 jours pour la récolte en sec (Davis *et al.*, 1991).

I.1.5.5. Récolte

La récolte du niébé se fait dès que le niébé est arrivé à maturité. On le reconnaît par :

- le cycle à partir du 60^{ème} jour selon les variétés ;
- les signes de maturité à savoir le jaunissement suivi de dessèchement et la chute des feuilles et enfin le changement de couleur des gousses ;
- la récolte manuelle des gousses mûres et sèches se fait par passages successifs (deux au minimum). Pendant le séchage il faut séparer les gousses non encore sèches pour hâter le battage (Addou *et al.*, 2020) ;
- le niébé doit être récolté dès que les gousses sont complètement mûres et sèches afin d'éviter toute infestation sur le terrain, car la plupart des insectes nuisibles de stockage sont des insectes de champ à entrepôt. La récolte se fait à la main, en ramassant les gousses. Pour les variétés précoces et à port dressé, une récolte est suffisante. Pour les variétés à croissance indéterminée et rampantes, les gousses sèches peuvent être récoltées deux ou trois fois, car elles ne mûrissent pas toutes au même moment en raison de l'étalement de la floraison décalée.

Après la récolte, les gousses sont séchées, battues et vannées pour extraire les graines. Celles-ci sont ensuite triées et emballées dans des sacs plastiques pour le stockage (Omoigui *et al.*, 2018).

I.1.5.6. Conservation

Les moyens traditionnels de conservation dont dispose le paysan (sable, cendres de bois ou diverses parties de plantes odorantes) sont aussi efficaces mais seulement pour la protection de petits stocks destinés essentiellement aux semis. Cependant, les chercheurs explorent depuis plus de deux décennies de nouvelles alternatives de lutte contre les ravageurs des denrées stockées. Parmi ces alternatives, l'emploi des biopesticides d'origine végétale répond à cet impératif à cause de leur caractère naturel, écologiquement sain et économiquement accessible (Brice *et al.*, 2016).

I.1.6. Techniques culturales

I.1.6.1. Site de culture

Il est très important de faire un choix judicieux du site de culture. Pour le niébé pluvial, choisissez un sol sableux-limoneux bien drainé. Pour la culture de contre-saison, choisissez les dépressions intérieures ou les rivages lacustres afin d'exploiter l'humidité résiduelle. Le niébé ne tolère pas les sols trop humides ou engorgés, et ne doit pas être cultivé sur les sols mal drainés (Omoigui *et al.*, 2018).

I.1.6.2. Préparation du sol

La préparation du sol se fait en débarrassant le site des arbustes et broussailles au moins deux semaines avant le semis. Elle peut également se faire manuellement à l'aide d'une houe africaine. Les sols doivent être cultivés suffisamment en profondeur pour éviter toute barrière à la pénétration du sol par la racine pivotante. Pour cela, il faut labourer le sol à plat ou en formant des billons. Après le labour, il faut procéder au piquetage en respectant les écartements suivants : 80 cm entre les lignes et 30 cm sur la ligne pour les variétés précoces ; 100 cm entre les lignes et 50 cm sur la ligne pour les variétés tardives. L'utilisation d'un tracteur est nécessaire pour ameublir le sol par labour et hersage, favorisant la croissance des racines et limitant les mauvaises herbes. Le billonnage est optionnel. Dans les zones sensibles à l'érosion, le labour réduit ou le non-labour sont privilégiés (Omoigui *et al.*, 2018).

I.1.6.3. Semis et écartement du niébé

Les variétés dressées devraient être semées à un écartement serré de 50 cm entre les lignes et 20 cm sur la ligne, particulièrement pour les variétés précoces et très précoces (55–75

jours). Toujours pour le port dressé, le semis en double ligne peut être fait en partie afin de maximiser le rendement mais le rapport taux de semis devrait être doublé. Tout récemment, un double rendement en graines a été obtenu en utilisant une densité de plants plus élevée avec un semis à deux lignes sur une crête (Kamara *et al.*, 2016). Pour les variétés semi-dressées, l'écartement doit être de 75 cm entre les lignes et de 25 à 30 cm entre les plantes. Pour les variétés prostrées/ rampantes, il est recommandé de planter à 75 cm les lignes et à 40 cm sur la ligne. Pour tous les écartements de plantes recommandés, semer 3 graines par poquet et éclaircir à 2 plantes par poquet deux semaines après le semis. Le niébé doit être semé sur des crêtes ou sur des bandes plates, selon la préparation du terrain. Le semis peut être fait manuellement ou des planteuses mécaniques peuvent être utilisées si disponibles. Les graines doivent être semées à une profondeur de 2,5 à 5 cm pour la plupart des variétés, semer les graines à plus de 5 cm va retarder la levée. Les graines vont pourrir et la densité de semis va diminuer.

I.1.6.4. Entretien

L'entretien consiste à démarier les plants, les arroser, sarcler, butter et fertiliser. Le démarriage consiste à enlever certains plants pour ne conserver qu'un ou deux (les plus vigoureux) par poquet. Cette opération a lieu lorsque les plants ont 5 à 10 cm de hauteur. Si l'opération a plutôt eu lieu en pépinière, le repiquage doit se faire en conservant la motte de terre autour du plant, 15 à 20 jours après le semis, quand les plants ont 3 à 4 feuilles. L'arrosage se déroule au moins trois fois par semaine en saison sèche. Au stade 4 feuilles, un arrosoir de 15 L permet d'arroser 30 à 35 poquets à raison de 0,5 L d'eau par poquet. Cette quantité d'eau augmente progressivement jusqu'à 1,5 L par poquet dès le début de la floraison jusqu'à la récolte. Deux séances de sarclage sont généralement recommandées : la première a lieu un mois après le semis et la seconde un mois après la première. Lorsque la plante à 50 cm de hauteur, le buttage est nécessaire et consiste à ramener la terre autour du plant. Dans la limite du possible, le mulching peut être effectué pour réduire les travaux d'entretien et conserver l'humidité du sol (Omoigui *et al.*, 2018).

I.1.7. Production et importance du niébé

I.1.7.1. Production

Le niébé, communément appelé « haricot » ou « Koki » au Cameroun, est la légumineuse la plus cultivée, distribuée et commercialisée au monde (Horn *et al.*, 2022). En termes de rendement, le Ghana et le Kenya ont surpassé le Nigeria et le Niger en 2021, mettant en évidence leur plus grande efficacité en matière de productivité du niébé (Nwagboso *et al.*, 2024). Selon les statistiques de l'Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et

l'Agriculture en 2023, le Cameroun, le Nigéria et le Sénégal ont occupé le troisième rang après le Ghana et le Kenya en termes de rendement dans la production de niébé (Fig. 2.). Les principaux producteurs et consommateurs de niébé sont les agriculteurs de subsistance des régions semi-arides et subhumides d'Afrique (Fery, 2002).

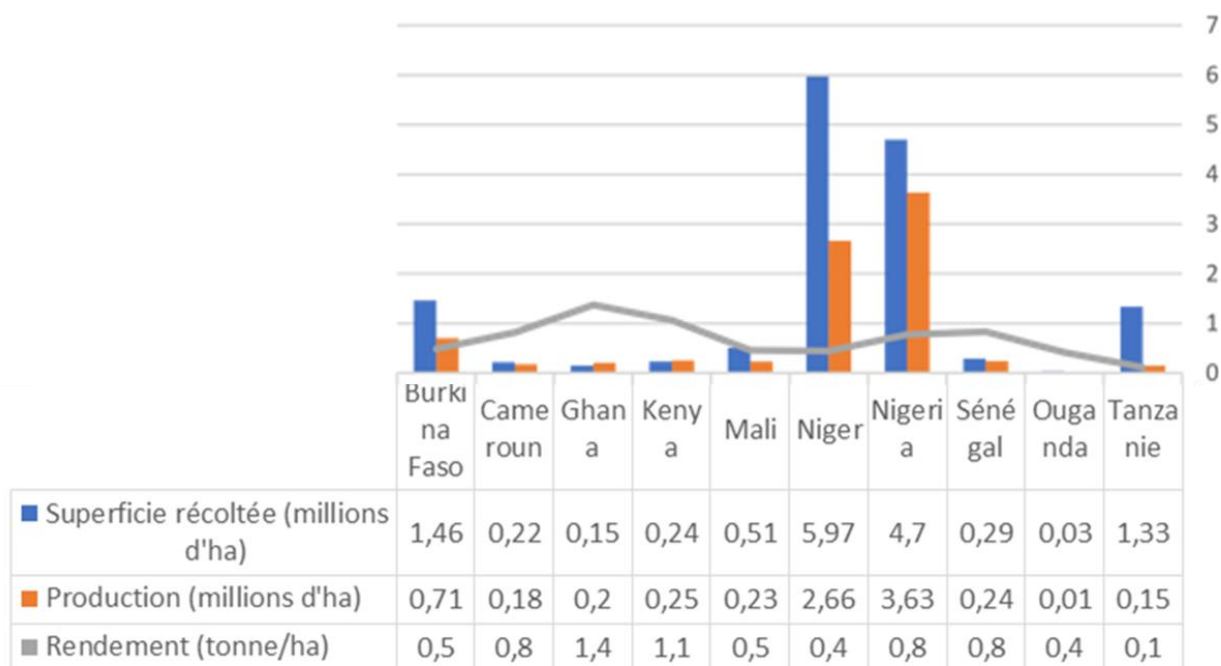


Fig. 2. Superficie récoltée, quantité produite et rendement du niébé dans certains pays africains, 2021 (Anonyme, 2023).

I.1.7.2. Importance du niébé

Le niébé est un aliment polyvalent qui englobe à la fois la consommation humaine et animale et revêt une importance économique significative. Le niébé est une culture nutritive qui contient des protéines, des vitamines et des minéraux (Tableau I). Leur utilisation en alimentation avicole est de plus en plus fréquente (Akanji *et al.*, 2012 ; Kana *et al.*, 2012 ; Abdon *et al.*, 2013). Les feuilles, les gousses immatures et les pois sont utilisés comme légumes, et les légumes sont utilisées à plusieurs fins telles que les collations et les repas principaux (Singh *et al.*, 1997).

Le niébé peut également être utilisé comme une culture fourragère ou de couverture pour supprimer les mauvaises herbes, contrôler l'érosion et attirer les insectes utiles (Summerfield et Roberts, 1985 ; Valenzuela et Smith, 2002). Les jeunes pousses peuvent être bouillies et consommées comme des épinards.

Dans certains pays, comme le Nigeria, les feuilles matures sont bouillies et séchées au soleil pour être utilisées comme condiment, lorsque les légumes frais sont rares. La pâte de niébé, préparée à partir de pois secs, est l'ingrédient principal du célèbre produit nigérian frit de niébé « Akara » (Bulgarelli *et al.*, 1988). Lors de la préparation de la pâte, les graines sont conservées dans l'eau, décortiquées manuellement et réduites en pâte, puis la pâte est fouettée pour incorporer suffisamment d'air dans le mélange afin de faciliter la formation d'une mousse stable (Singh et Rachie, 1985).

Les graines de niébé peuvent également être transformées en farine composite pour des applications de pâtisserie, Akara (amuse-gueules d'Afrique de l'Ouest à base de niébé trempés, décortiqués et de mil humide), snacks extrudés, aliments de sevrage (comme ingrédient dans les aliments préparés pour le sevrage des enfants, en particulier ceux qui passent du lait maternel à l'alimentation solide), ou pour les aliments traditionnels (Phillips *et al.*, 2003). Selon Singh *et al.* (1997), une caractéristique importante du niébé est qu'il joue un rôle majeur dans la fixation de l'azote par symbiose avec les bactéries nodulaires (*Bradyrhizobium* spp.).

Le niébé augmente également la teneur en matière organique du sol et améliore la structure du sol après incorporation dans le sol (Valenzuela et Smith, 2002). La fibre du niébé est utilisée pour fabriquer des lignes de pêche et est également considérée comme une source de pâte pour fabriquer du papier de bonne qualité (Summerfield et Roberts, 1985). Les coques du niébé sont hautement digestibles et peuvent être utilisées comme aliment pour le bétail et sont donc importantes pour les agriculteurs (Savadogo *et al.*, 2000 ; Ajeigbe *et al.*, 2003).

L'utilisation du niébé comme culture à double usage, qui fournit à la fois des céréales et du fourrage, est intéressante dans les systèmes de cultures mixtes (cultures et élevage) où les terres et les aliments pour animaux sont rares (Singh *et al.*, 1997). Le fourrage pour le niébé a des valeurs nutritives plus élevées que de nombreuses cultures de légumineuses (Inaizumi *et al.*, 1999). Le niébé est riche en éléments nutritifs tel que cité dans le tableau I (Souilah, 2015).

Il contribue également à la durabilité des systèmes de culture et à l'amélioration de la fertilité des sols dans les terres marginales en fournissant une couverture végétale et des résidus végétaux et en supprimant les mauvaises herbes (Davis *et al.*, 1991 ; Valenzuela et Smith, 2002).

Tableau I. Teneur en éléments nutritifs du niébé (Souilah, 2015).

Élément minéraux	Teneur dans les graines de niébé	
	/100 g	
Protéines	21,1-23,5 g	
Glucides	54,7-60,1 g	
Fibres alimentaires	10,6 g	
Lipides	1,2 g	
Fer	7,8-8,3 mg	
Zinc	3,4-8 mg	
Calcium	84-110 mg	
Magnésium	41-184 mg	
Vitamine B9	359-633 µg	
Vitamine A	2,5-3,3 µg	

I.1.8. Contraintes de la culture du niébé

La production du niébé participe à la sécurité alimentaire et à la réduction de la pauvreté. Cependant, plusieurs contraintes biotiques et abiotiques s'opposent à la production, la rentabilité et à la compétitivité de cette culture (Omoigui *et al.*, 2018 ; Oumarou *et al.*, 2017). En effet, les rendements en milieu paysan sont faibles en raison des facteurs comme l'inadaptation des variétés locales à de nouvelles conditions climatiques, le faible niveau de fertilité des sols, la pression parasitaire, les dates de semis très défavorables, les insectes, les attaques des ravageurs et maladies, les sécheresses en phase de fructification des plants, difficultés d'accès aux crédits et intrants agricoles (engrais, semences appropriées etc.).

I.1.8.1. Mauvaises herbes

Les mauvaises herbes se répartissent en trois grands groupes : les graminées (Poaceae), les carex (Cyperaceae) et les dicotylédones à feuilles larges. Celles-ci rivalisent avec les plantes cultivées pour la lumière, l'eau, les nutriments et l'espace. En règle générale, l'infestation est un problème crucial dans la production de niébé et est plus aigüe au début de la période (5 à 8 semaines après la plantation).

Le niébé n'est pas un compétiteur puissant contre les mauvaises herbes, en particulier au début de sa croissance. Les mauvaises herbes peuvent également abriter des parasites et

réduire à la fois le rendement et la qualité des graines. Le rendement en fourrage peut également être réduit, en particulier au début de la croissance. Le type de moyen de lutte contre les mauvaises herbes adoptées devrait être fondé sur la nature du problème et les ressources disponibles pour le producteur, il pourrait être appliqué avant la plantation ou immédiatement après la plantation.

Actuellement, les méthodes les plus couramment utilisées pour lutter contre les mauvaises herbes chez le niébé sont manuelles, mécaniques ou chimiques. Une lutte adéquate contre les mauvaises herbes est nécessaire pour une bonne croissance et des rendements élevés (Omoigui *et al.*, 2018). Plusieurs espèces de plantes agissant comme mauvaises herbes ont été recensées dans la culture de niébé. Il s'agit notamment de *Acanthospermum hispidus*, *Alectravogelii*, *Amaranthus* spp., *Cynodondactylon* (L.) Pers., *Digitaria* spp., *Euphorbia heteropyllal*, *Synedrella nodilora* Gaertn., *Talinum triangulare*, *Vernonia galamensis* (Cass.) et *Striga gesnerioides*. Cependant, ces espèces n'ont pas le même degré de nuisance pour la culture du niébé et celles qui sont particulièrement nuisibles peuvent être rangées dans deux catégories : espèces difficiles à éliminer des champs de niébé (*Euphorbia heterophylla* et *Vernonia galamensis*) et espèces qui interfèrent directement avec les plants de niébé en les parasitant (*Striga gesnerioides* et *Alectra vogelii*).

I.1.8.2. Insectes ravageurs du niébé

Le niébé est très sensible aux ravageurs et aux maladies depuis la plantation jusqu'à la phase de stockage. Les insectes et les ravageurs sont les contraintes biotiques les plus importantes pour la production de niébé, en particulier dans des conditions climatiques fluctuantes (Sangoyomi et Alabi, 2016 ; Baoua *et al.*, 2021). L'étape la plus périlleuse des attaques d'insectes dans la production de niébé se situe entre le développement des gousses, la floraison et le stockage.

I.1.8.2.1. Ravageurs du niébé en post-floraison

Les ravageurs post-floraison tels que le thrips des fleurs, le foreur des gousses de légumineuses (*Maruca vitrata*) et les punaises suceuses de gousses (*Anoplocnemis curvipes*, *Riptortus dentipes* et *Clavigralla tomentosicollis*) peuvent entraîner des pertes de rendement allant jusqu'à 90 % en l'absence de mesures de contrôle appropriées (Omoigui *et al.*, 2020). Certains insectes ravageurs du niébé jouent aussi un rôle important de vecteurs de maladies via le transport des agents pathogènes des zones infectées vers les zones saines. Il s'agit par exemple

des pucerons et des coléoptères fréquemment impliqués dans la transmission de virus (Omoigui *et al.*, 2018).

I.1.8.2.2. Ravageurs du niébé en pré-floraison

Les insectes nuisibles de pré-floraison les plus nuisibles au niébé sont les pucerons (*Aphis craccivora* Koch) et les aleurodes ou mouches blanches (*Bemisia tabaci* Genn.) (Omoigui *et al.*, 2018).

I.1.8.2.2.1. *Aphis craccivora*

Ce puceron est un ravageur qui attaque le niébé à tous les stades de développement (Fig. 3). L'espèce est très prolifique, et les larves adultes se nourrissent continuellement de la sève sur les plants du niébé. L'espèce est aussi vectrice des maladies virales. C'est une des espèces les plus craintes par les producteurs.

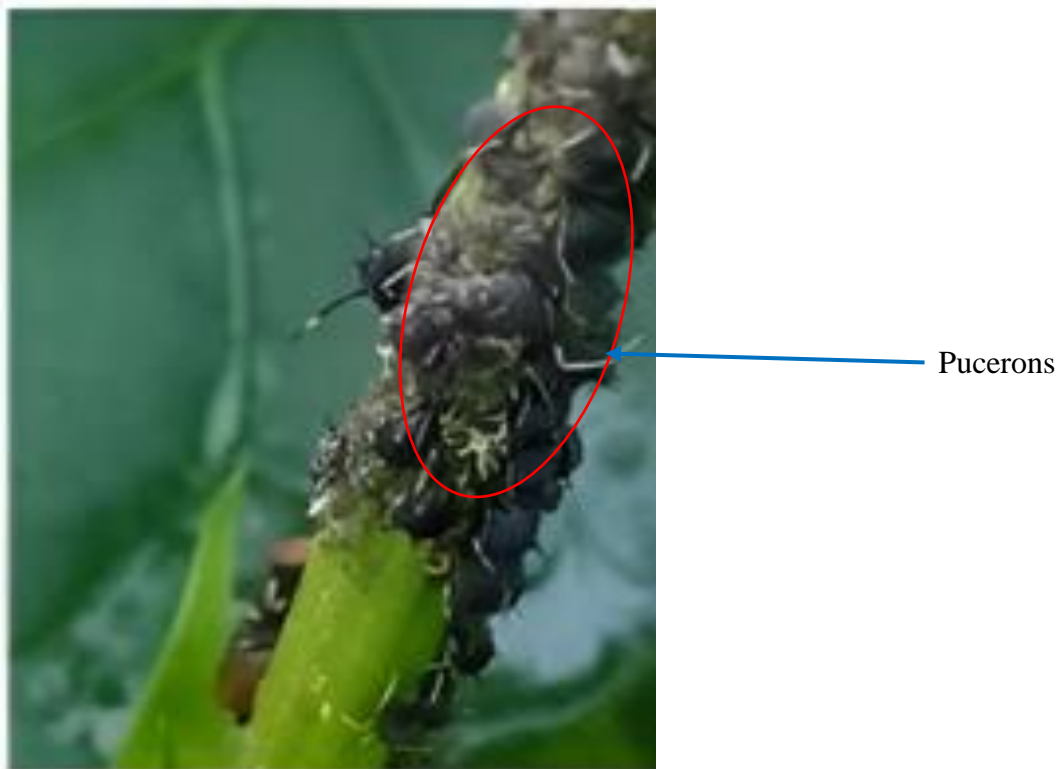


Fig. 3. Plant de niébé attaqué par les pucerons (Omoigui *et al.*, 2018).

Ce ravageur provoque des pertes économiques directement par succion de la sève et indirectement par la transmission de maladies virales (Omoigui *et al.*, 2018). Ainsi, il provoque non seulement des dégâts directs à la plante, mais agit également comme vecteur dans la transmission du virus de la mosaïque du niébé (Fig. 4).



Manifestation virale

Fig. 4. Manifestation virale de la mosaïque du niébé transmise par les pucerons (Omoigui *et al.*, 2018).

I.1.8.2.2. Mouche blanche (*Bemisia tabaci* Genn.)

La Mouche blanche (*Bemisia tabaci* Genn.) cause des dégâts directs et affaiblit les plantes en aspirant la sève et en éliminant les nutriments. Les feuilles deviennent marbrées et jaunâtres. Les dégâts peuvent être plus graves lorsque les plantes subissent un stress hydrique. Les plantes infestées peuvent se faner ; jaunissent, deviennent rabougris ou meurent lorsque les infestations sont fortes ou de longue durée (Omoigui *et al.*, 2018). Les mouches blanches causent non seulement des dommages directs à la plante, mais aussi agissent comme un vecteur dans la transmission du virus de la mosaïque jaune du niébé. Les adultes sont petits avec des ailes blanches densément recouvertes d'une poudre cireuse. Les nymphes sont noires et rondes ou ovales.

I.1.8.2.3. Ravageurs de floraison

Les insectes nuisibles à la floraison les plus redoutables du niébé sont les thrips (*Megalurothrips sjostedti* Trybom.) et *Maruca vitrata* (Fabricius, 1787). Ils sont souvent responsables de la perte totale de récolte (Omoigui *et al.*, 2018). Les adultes de thrips sont des insectes minuscules noirs et minces avec deux paires d'ailes en plumes. Les adultes et les larves sans ailes (nymphes) sont attirés par les fleurs blanches, jaunes mais aussi par des fleurs de couleur claire. Le ravageur se nourrit de boutons floraux et de fleurs. Une attaque pendant la période précédant la floraison peut endommager le bourgeon foliaire terminal et les bractées,

entraînant la déformation de ces dernières avec une apparence jaune brunâtre. Les plantes gravement infestées ne produisent pas de fleurs. Lorsque la population de thrips est très élevée, les fleurs ouvertes sont déformées et décolorées. Les boutons floraux et les fleurs tombent prématurément sans former de gousses. Les pertes de rendement dues à cet insecte nuisible ont été estimées entre 20 et 100 % dans différentes parties de l'Afrique de l'Ouest (Omoigui *et al.*, 2018). Parmi les foreurs de gousse de niébé, *Maruca vitrata* est le plus répandu (Fig. 5). C'est un ravageur de pré et de post floraison qui se nourrit de toutes les parties de la plante. L'adulte est un papillon nocturne, brun clair avec des marques blanchâtres sur ses ailes antérieures, qui pond des œufs sur la plante. Les larves qui émergent endommagent les plantes au champ, en particulier au stade de la reproduction, en se nourrissant des parties tendres de la tige, des pédoncules, des boutons floraux, des fleurs, des gousses et des graines (Omoigui *et al.*, 2018). Le symptôme des dommages est constitué par les trous provoqués par la consommation des bourgeons, des fleurs ou des gousses. Les gousses et les fleurs infestées sont palmées ensemble. Cet insecte nuisible peut entraîner une réduction significative du rendement en grain de 20 à 80 % s'il n'est pas contrôlé avec des insecticides.

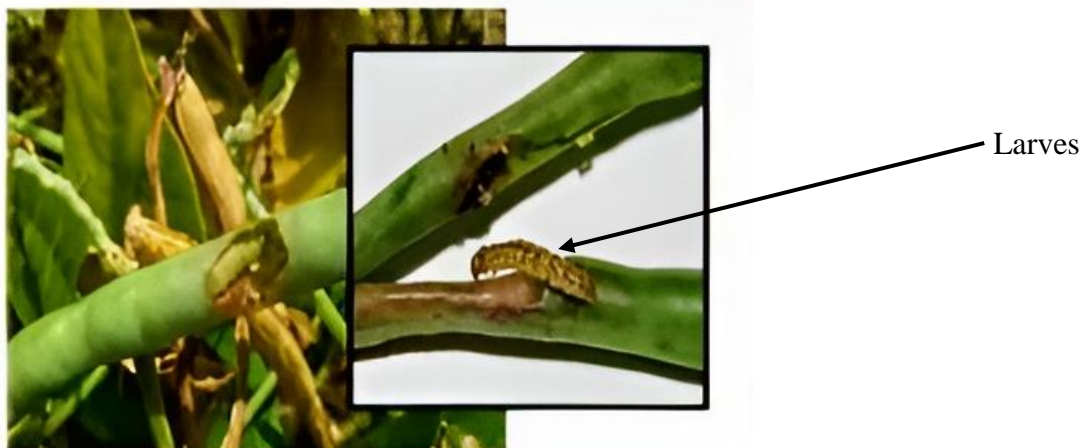


Fig. 5. Larves perforant une gousse (Omoigui *et al.*, 2018).

La punaise ou insectes suceurs de gousses (*Anoplocnemis curvipes*) présentée par la figure 6, est un ravageur redoutable du niébé en Afrique tropicale. Les pertes de rendement causées par *Anoplocnemis curvipes* varient de 30 à 70 % (Omoigui *et al.*, 2018). Il suce la sève des gousses vertes, ce qui les fait se ratatiner et de s'assécher prématurément, entraînant la perte de graines.

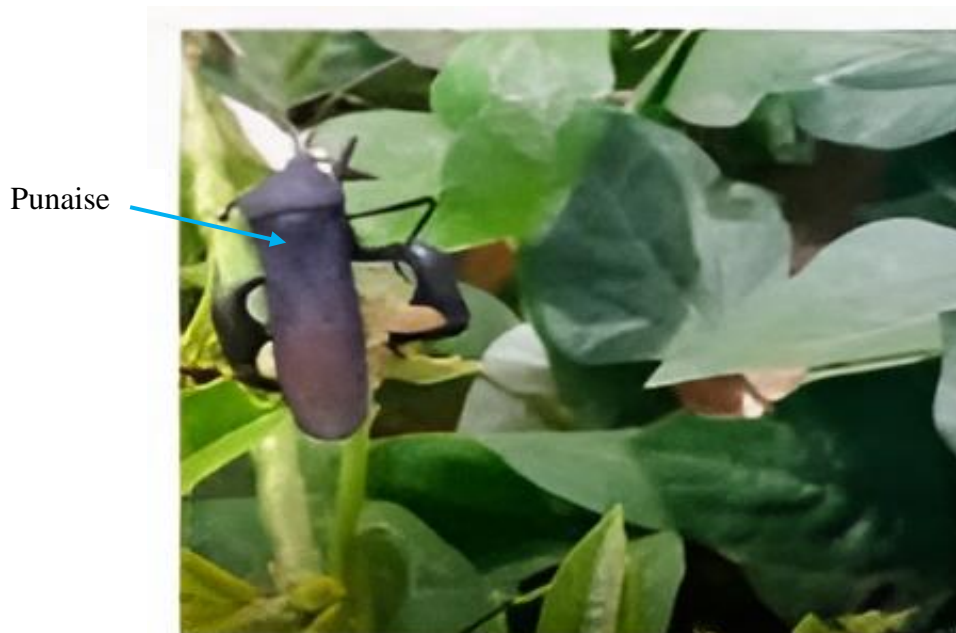


Fig. 6. Punaise (*Anoplocnemis curvipes*) sur une gousse de niébé (Omoigui *et al.*, 2018).

I.1.8.2.4. Ravageurs de stockage

Le charançon du niébé, *Callosobruchus maculatus* (Fabricius) (Fig. 7), est un ravageur cosmopolite du champ au stockage qui commence à attaquer peu de temps avant la récolte et continue ses dégâts pendant le stockage. Les adultes pondent leurs œufs sur les graines et les larves creusent dans les graines, se nourrissant des cotylédons et causant des pertes substantielles. Les dommages affectent la qualité des semences et altèrent le goût des graines, affectant ainsi la valeur marchande. Ce coléoptère est responsable de la plupart des pertes qui surviennent dans le niébé stocké (Omoigui *et al.*, 2018).

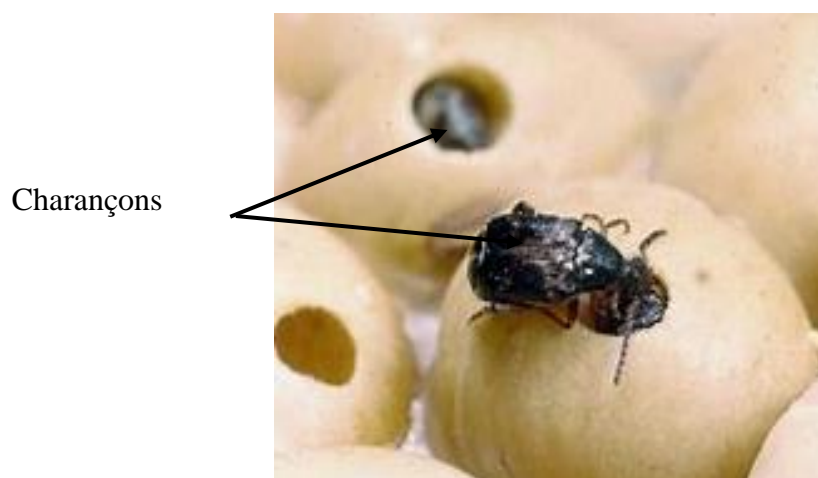


Fig. 7. Graines de niébé endommagées par les charançons (Omoigui *et al.*, 2018).

I.1.8.3. Maladies du niébé

Le niébé peut être attaqué par plusieurs sortes de maladies. Selon la nature de l'agent pathogène, qui peut être soit une bactérie, soit un virus ou un champignon, on parle alors de maladies bactériennes, virales ou cryptogamiques.

I.1.8.3.1. Maladies bactériennes

Le flétrissement bactérien est causé par *Xanthomonas vignicola* (Fig. 8). La maladie est répandue en Afrique tropicale, en Amérique et en Inde où elle revêt beaucoup d'importance pour la culture du niébé. La maladie occasionne une fonte des semis pouvant frapper 60 % des plantules et parties des semences contaminées. Cette maladie est endémique aux zones semis arides du Sahel. Différentes stratégies sont utilisées pour lutter contre la maladie, notamment les pratiques culturales, les cultures associées et l'application de produits chimiques. La culture de variétés de niébé résistantes est la stratégie la plus prometteuse pour lutter contre cette maladie (Omoigui *et al.*, 2018).



Fig. 8. Brûlure bactérienne sur les feuilles (Omoigui *et al.*, 2018)

I.1.8.3.2. Maladies virales

Parmi les maladies virales on a la mosaïque du niébé transmise par le puceron qui tient son nom des symptômes de mosaïque qui se manifestent par la présence des zones vert-sombre et vert-clair sur les limites des feuilles des plantes malades. La mosaïque peut se présenter sous des formes très diversifiées en fonction de la sévérité de l'infection, la souche virale ou les variétés de niébé infectées. Ainsi, la coloration vert-sombre peut être localisée seulement le long des nervures. Dans certains cas, les symptômes de mosaïque s'accompagnent de marbrure,

déformation foliaire et de chlorose. Les plantes affectées subissent généralement une réduction de taille et peuvent être atteintes de rabougrissement ou de nanisme. En conséquence, la floraison est retardée ou complètement inhibée entraînant des pertes de rendement allant de 10 à 100 % (Omoigui *et al.*, 2018). Le meilleur moyen de lutter contre la maladie virale est de cultiver une variété résistante ou de lutter contre les vecteurs, le cas échéant, avec des insecticides. Éliminer les plantes présentant des symptômes pendant la croissance active.

I.1.8.3.3. Maladies fongiques

I.1.8.3.3.1. Pourriture molle de la tige

La pourriture molle de la tige du niébé est principalement causée par les champignons du genre *Pythium*. *Pythium* spp. est considéré comme important dans des conditions tropicales chaudes et humides telles que celles de la forêt tropicale, de la partie sud de la Guinée méridionale, de la savane d'Afrique occidentale et centrale et des zones subtropicales humides de l'Inde, en raison des dommages qu'il cause aux cultures (Singh *et al.*, 1997). La pourriture molle de la tige par *Pythium* est caractérisée par une ceinture gris-vert imbibée d'eau de la tige s'étendant du sol et incluant les branches inférieures (Singh et Rachie, 1985 et Davis *et al.*, 1991). Selon Singh *et al.* (1997), la base visqueuse de la tige est recouverte d'une croissance mycélienne blanche et cotonneuse pendant les périodes de forte humidité. L'incidence de la maladie augmente avec les populations végétales élevées, tandis que l'utilisation de populations végétales moyennes peut réduire le taux d'infection (Singh *et al.*, 1997). Certains fongicides donnent un meilleur contrôle des maladies lorsqu'ils sont utilisés comme traitement des semences plutôt que par arrosage du sol.

I.1.8.3.3.2. Anthracnose

L'anthracnose du niébé est causée par le pathogène *Colletotrichum gloeosporioides* f.sp. (CGA) (Singh *et al.*, 1997). Le pathogène attaque la tige, les feuilles et les gousses (Boyhan *et al.*, 1999). Les symptômes sont des lésions lenticulaires brunes et enfoncées qui s'étendent rapidement et fusionnent pour ceinturer les tiges, les pédoncules et les pétioles des espèces sensibles de niébé. La principale source d'inoculum est la graine et les sources secondaires sont les éclaboussures de pluie, les courants d'air et le contact avec l'homme et les animaux (Singh et Rachie, 1985). Les conditions humides pendant la saison de croissance sont favorables à l'anthracnose (Singh *et al.*, 1997).

I.1.8.3.3.3. Oïdium

Le niébé est sensible à l'oïdium dans des conditions humides (Emechebe et Florini, 1997 ; Valenzuela et Smith, 2002). L'oïdium est causé par *Oidium* spp. Les symptômes sont une croissance blanche et poudreuse constituée d'oïdies apparaissant sur la face supérieure de la feuille (Boyhan, 1999). Des tâches chlorotiques puis brunes apparaissent également sur la face supérieure des feuilles, qui aboutissent finalement à la défoliation de la plante.

I.1.8.3.3.4. Tâches foliaires cercosporéennes et pseudo cercosporéennes

La cercosporiose est induite par *Cercospora canescens* Ell. et Mart, tandis que la tâche foliaire de *Pseudocercospora* est induite par *Pseudocercospora (Mycosphaerella) cruenta* (Sacc.) Deighton, formellement *C. cruenta* (Emechebe et Shoyinka, 1985). Les lésions sont petites, brunes et circulaires avec des bordures rouge-violet sur les feuilles (Emechebe et Florini, 1997 ; Boyhan *et al.*, 1999).

I.1.8.3.3.5. Fusariose du niébé

La fusariose est causée par le pathogène fongique, *Fusarium oxysporum* f. sp. *tracheiphilum* (Fot). C'est l'une des maladies qui constituent une menace majeure pour la production mondiale du niébé. La maladie induit des pertes de rendement substantielles allant de 50 à 100 % (Omoigui *et al.*, 2018). La présence et la propagation épidémique de cette maladie transmise par le sol sont influencées par des facteurs tels que les niveaux d'éléments nutritifs du sol, la température et le stress hydrique. L'agent pathogène fongique *F. oxysporum* possède une large gamme d'hôtes, incluant des plantes appartenant aux familles des Leguminosae, Malvaceae et Solanaceae, et provoque un flétrissement vasculaire. L'agent pathogène pénètre dans la plante par le système racinaire et envahit le tissu vasculaire. Les plantes infectées présentent une réduction de la croissance des plantes, de la chlorose des feuilles, du flétrissement et de la décoloration vasculaire, ce qui entraîne la mort des plantes infectées avec une perte de rendement globale importante (Fig. 9). Le moyen de lutte le plus rentable et le plus respectueux de l'environnement consiste à utiliser des cultivars résistants lorsqu'ils sont disponibles (Omoigui *et al.*, 2018).



Symptômes de *Fusarium oxysporum*

Fig. 9. Tissu végétal infecté par *Fusarium oxysporum* (Omoigui *et al.*, 2018).

I.2. Généralités sur *Fusarium oxysporum* agent causal de la fusariose

Le genre *Fusarium* tire son nom du latin « fusus » car ses spores sont en forme de fuseau. La première et véritable description du genre *Fusarium* a été réalisée par Link H.F. en 1809 (Fethi, 2015), Ce dernier a créé le genre pour des espèces présentant des spores appelées macroconidies, cloisonnées, fusiformes, et formées sur des stromas. Les espèces de *F. oxysporum* se caractérisent par une large gamme de plantes hôtes. La plupart des souches pathogènes envahissent le système vasculaire de ces plantes et présentent une spécificité parasitaire, c'est-à-dire qu'elles ne peuvent attaquer qu'un hôte déterminé (Badra et Houria, 2022).

I.2.1. Systématique et morphologique de *F. oxysporum*

L'espèce *F. oxysporum* est considérée comme ascomycète ayant plus de 120 formes spéciales.

I.2.1.1. Systématique de *F. oxysporum*

La classification de *F. oxysporum* est la suivante :

- règne : Fungi ;
- division : Ascomycota ;
- classe : Sordariomycetes ;
- ordre : Hypocreales ;
- famille : Nectriaceae ;
- genre *Fusarium* ;
- espèce *Fusarium oxysporum* (Fethi, 2015).

I.2.1.2. Caractères morphologiques de *F. oxysporum*

F. oxysporum est un champignon vasculaire, imparfait avec un mycélium septé aérien, généralement blanchâtre ou rosâtre, il peut prendre d'autres pigmentations (violet, mauve, orange ou beige) qui sont dues à la formation d'une multitude de spores en surface par des organes fructifères, ainsi qu'aux variations de la lumière du milieu de culture (Fethi, 2015). *F. oxysporum* appartient au groupe des champignons imparfaits, chez lesquels la phase sexuée est absente ou, du moins, n'a jamais été observée. Il produit trois types de spores asexuées, notamment les macroconidies, les microconidies et les chlamydoconidies, formées par des sporodochies ou des sclérotés (Fethi, 2015) (Fig. 10).

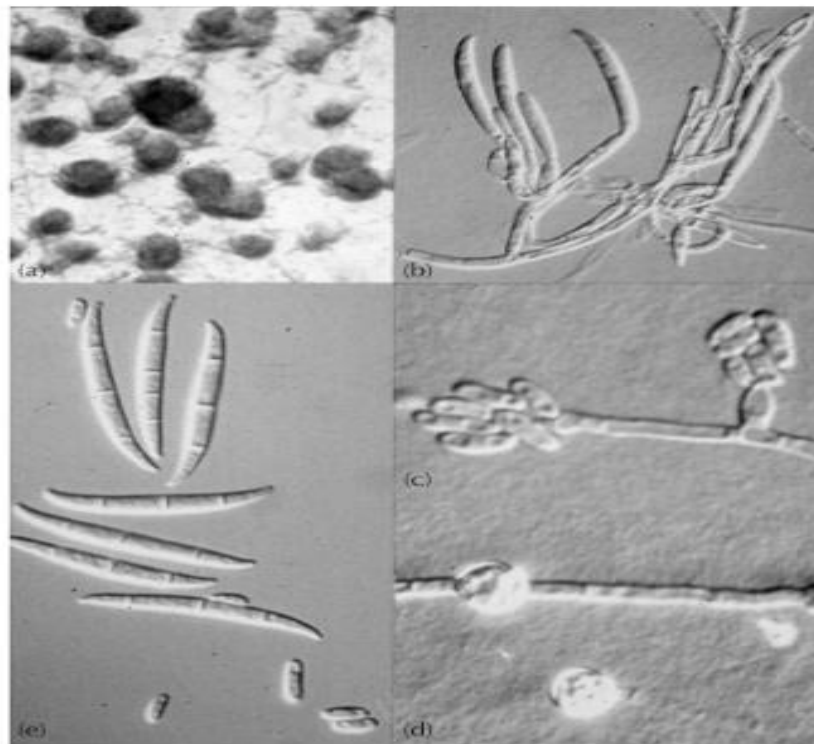


Fig. 10. Caractéristiques microscopiques de *F. oxysporum* a) Sporodochia ; b) Macro conidies ; c) Micro conidies dans une fausse tête sur un monophialide ; d) Chlamydoconidies terminales et intercalaires et e) macro conidies et microconidies (Fethi, 2015).

I.2.2. Mode d'action de *F. oxysporum*

Fusarium oxysporum est un champignon tellurique très ubiquiste, qui présente une très grande diversité génétique et écologique et qui infectent collectivement plus de 100 hôtes différents, provoquant des pertes économiques importantes chez de nombreuses plantes cultivées comme le bananier, le cotonnier, le melon, la tomate, etc. provoquant ainsi des maladies sur de nombreuses espèces végétales cultivées d'intérêt économique. Les champignons du genre *Fusarium* synthétisent des toxines responsables de l'augmentation de la perméabilité cellulaire.

Il est responsable de diverses maladies, la principale étant le flétrissement vasculaire caractérisée par un flétrissement des plantes dû à l’envahissement des vaisseaux du xylème par le pathogène, il provoque une pourriture des tissus avec apparition d’un mycélium blanc rosé à la surface (Fethi, 2015) (Fig. 11).

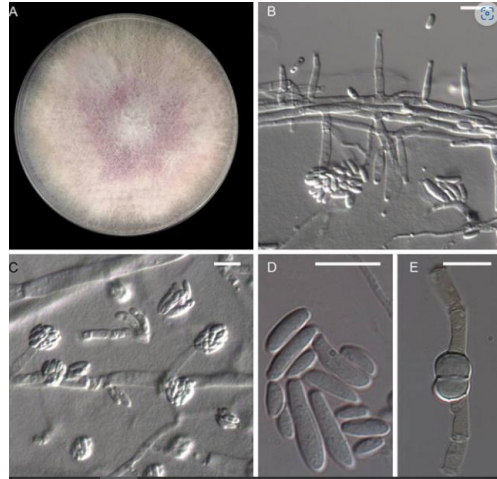


Fig. 11. Caractéristiques macroscopiques et microscopiques de l’isolat FMR 13411 du complexe d’espèces de *F. oxysporum*.

A) Colonie sur PDA après 14 jours à 25°C. (B) Monophialides. (C) Microconidies disposées en fausses têtes. (D) Macroconidies et microconidies (E) Chlamydospores intercalaires. Barre d'échelle=10 µm (Fethi, 2015).

I.2.3. Facteurs influençant la maladie du flétrissement

Certains facteurs possèdent une très grande influence sur la croissance de l’espèce fongique et principalement sur les possibilités de réalisation de l’interaction hôte – parasite. Parmi les facteurs, on peut distinguer :

- la température

Le processus d’infection par le FOC est influencé par l’environnement spécialement la température avoisinant 25°C.

- l’humidité

Des observations de l’incidence du flétrissement du pois chiche dans le champ ont montré que les sols humides augmentent la sévérité de la maladie.

- l’effet des exsudats racinaires

La qualité et la quantité des substances libérées par les racines vers la rhizosphère sont conditionnées par les espèces de plantes, les conditions de croissance, le stade de développement, les facteurs environnementaux, les blessures mécaniques dues aux bio-agresseurs et de l’activité microbienne (Badra, 2022). Ces substances peuvent être soit des sucres, des acides aminés, des acides organiques, des composés phénoliques, des flavonoïdes, des enzymes, des acides gras, des

régulateurs de croissance, des nucléotides, des tannins, des stéroïdes, des terpenoïdes, des alcaloïdes, des poly acétylènes et des vitamines (Bertin *et al.*, 2003).

- la densité de l'inoculum

La sévérité de la maladie dépend également de la densité d'inoculum. Ce facteur est rapporté par certains auteurs qui ont observé que l'augmentation de la charge de l'inoculum augmente la sévérité et la rapidité de la maladie, par contre sa diminution supprime l'expression de la maladie (Navas-Cortes *et al.*, 2000).

I.2.4. Mode de colonisation de *F. oxysporum*

Après infection des racines de l'hôte, le champignon traverse le cortex et entre dans les tissus du xylème. Généralement, le mycélium migre à travers la partie inférieure de la plante vers la tige et la couronne, ensuite le pathogène se branche aux vaisseaux du xylème où le mycélium produit des microconidies, les microconidies se détachent et se transportent dans le système vasculaire (sève) via le flux de transpiration. A ce stade les microconidies germent et le mycélium pénètre dans la paroi du vaisseau adjacent et il devient systémique dans les tissus de l'hôte. L'économie de l'eau des plants infectés est éventuellement compromise sévèrement par le blocage des vaisseaux conducteurs, par la germination des microconidies, le résultat est la clôture des stomates, flétrissement et mort des feuilles, suivie par la mort de la plante (Badra, 2022) (Fig. 12).

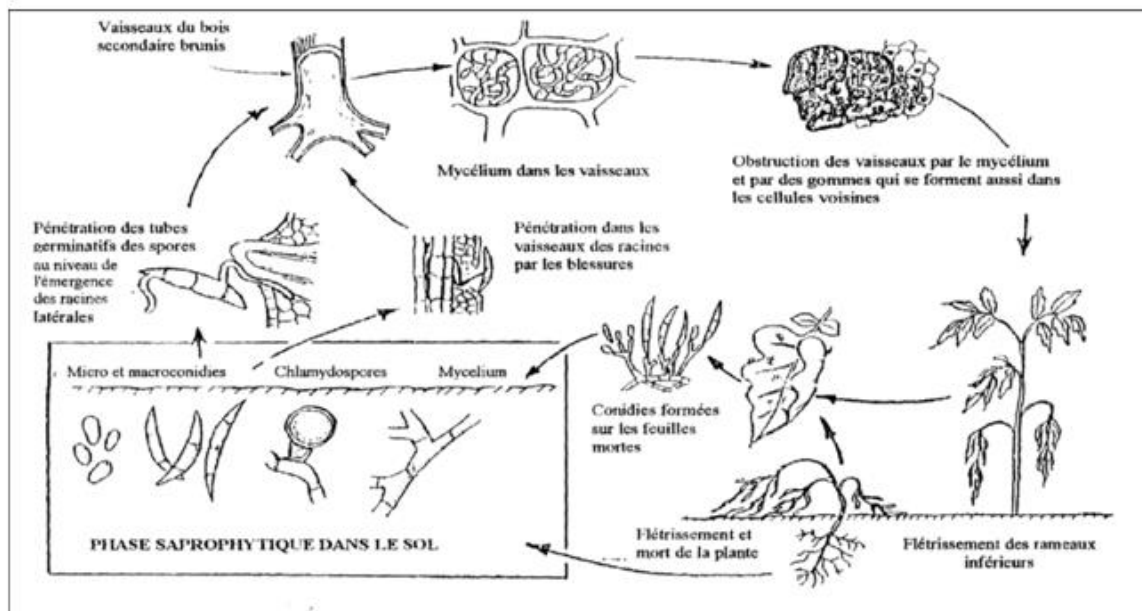


Fig. 12. Cycle infectieux du *Fusarium oxysporum* d'après Agrios (2005).

I.3. Généralités sur *S. sclerotiorum* agent causal de la sclérotiniose

La sclérotiniose également connue sous les noms de moisissure blanche, pourriture molle aqueuse et pourriture cotonneuse est causée par trois champignons du genre *S. sclerotiorum*, *S. minor* et *S. trifoliorum*. *S. sclerotiorum* (Lib.) de Bary est un pathogène ubiquitaire, nécrotrophe ubiquiste, avec une large gamme d'hôtes et une présence mondiale (Laurens, 2016). Le champignon infecte plus de 400 espèces de plantes appartenant à 278 genres et 75 espèces de plantes. Saharan et Mehta (2008) ont observé qu'environ 500 espèces de plantes sont attaquées par ce champignon. Le pathogène provoque la pourriture des racines, des tiges chez les légumineuses, les légumes, les plantes ornementales, les plantes médicinales et les cultures fourragères, ce qui entraîne de mauvaises récoltes avec une incidence de la maladie de 60 à 80 % et une perte de rendement pouvant aller jusqu' à 100 % (Laurens, 2016).

I.3.1. Systématique et morphologie de *S. sclerotiorum*

S. sclerotiorum a été décrit pour la première fois en 1837 sous le nom de *Peziza sclerotiorum*. Ce nom était utilisé avant que l'espèce ne soit transférée dans le nouveau genre *Sclerotinia* (Bolton *et al.*, 2006). Selon Purdy (1979), le nom *Sclerotinia sclerotiorum* a été utilisé pour la première fois par de Bary en 1884. *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary est un champignon pathogène nécrotrophe qui provoque des maladies dans une large gamme de plantes. Le genre *Sclerotinia* compte plus de 250 espèces dont seulement trois sont reconnues : *S. minor* (Jagger), *S. trifoliorum* (Eriks), et *S. sclerotiorum* (Lib.) de Bary (Bolton *et al.*, 2006). *S. sclerotiorum* est capable de coloniser plus de 400 espèces végétales dans le monde. La majorité de ces espèces sont des dicotylédones, bien qu'un certain nombre de plantes monocotylédones importantes pour l'agriculture soient également des hôtes (Mahmood, 2021). L'agent pathogène touche des espèces chez plusieurs familles telles que les astéracées, cucurbitacées, crucifères et apiacées. En plus du soja, d'autres espèces d'importance économique sont également affectées tel que le tournesol, le canola, la laitue, la pomme de terre, la luzerne, l'arachide, le haricot commun et le niébé (Bolton *et al.*, 2006 ; Mehta, 2009).

I.3.1.1. Systématique de *S. sclerotiorum*

La classification de *S. sclerotiorum* est la suivante :

- règne : champignons ;
- embranchement : Ascomycota ;
- classe : discomycètes ;
- ordre : Helotiales ;

- famille : Sclerotiniaceae ;
- genre : *Sclerotinia* ;
- espèce : *Sclerotinia sclerotiorum* (Sharma *et al.*, 2016).

I.3.1.2. Morphologie de *S. sclerotiorum*

Le champignon *S. sclerotiorum* se développe très rapidement, formant une masse mycélienne de couleur blanchâtre à grise dans une boîte de Pétri en soixante-douze heures (Fig. 13). Au cours de son développement, la masse mycélienne subit une transformation progressive, passant d'un aspect blanc crémeux à la formation de sclérotés rigides, noirs, de forme irrégulière à la périphérie des boîtes de Pétri sous forme de cercles et de sous-cercle (Mahmood, 2021). Les hyphes sont hyalins, septés, ramifiés et multinucléés.

Le mycélium peut apparaître blanc à beige en culture et sur la plante. Aucune conidie asexuée n'est produite. La survie à long terme est assurée par le sclérote, une structure pigmentée à plusieurs hyphes qui peut rester viable pendant de longues périodes dans des conditions de croissance défavorables. Les sclérotés peuvent germer pour produire des mycéliums ou des apothécies en fonction des conditions environnementales. Les apothécies produisent des ascospores ovales, unicellulaires, hyaloïdes et densément emballées qui sont le principal moyen d'infection de la plupart des plantes hôtes (Mahmood, 2021).

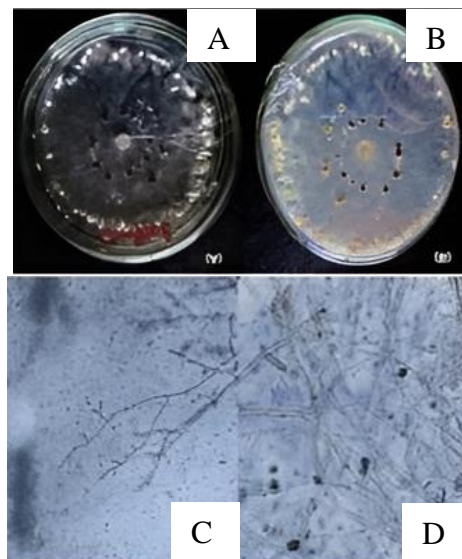


Fig. 13. Caractérisation morphologique de *S. sclerotiorum* : A) Vue de face de la plaque de culture; B) Vue rare de la plaque de culture; C) Vue microscopique des hyphes en germination; D) Amas d'ascospores au microscope (Mahmood, 2021).

I.3.2. Processus d'infection et cycle de développement de *S. sclerotiorum*

Le processus d'infection de *S. sclerotiorum* est déterminé par l'hôte, le pathogène et l'environnement (Fig. 14). Cependant, le rôle de l'environnement est crucial dans l'établissement et la progression de la maladie. Par exemple, les sclérotés produisent des apothécies lorsque les conditions (humidité et lumière) sont réunies. De même, les ascospores de *S. sclerotiorum* germent et provoquent l'infection lorsque les feuilles sont humides (Shahoveisi *et al.*, 2022). Les spores libérées par les apothécies infectent les fleurs, et l'infection est favorisée par la canopée de la plante (Willbur *et al.*, 2018). Plus tard, l'infection peut être observée sur les feuilles et les pétioles ou les fleurs, puis se propager aux tiges. La tige devient blanc grisâtre et molle.

La progression de la maladie entraîne le blanchiment des tiges (Fig. 15) en raison des lésions qui les ceinturent, ce qui provoque le flétrissement et la mort de la plante (Grau *et al.*, 2004 ; Willbur *et al.*, 2019). En général, les gousses des légumineuses ont une couleur blanche, sont plus petites, contiennent peu de graines et peuvent contenir des sclérotés qui est le signe le plus évident des plantes infectées par *S. sclerotiorum*. Les plantes peuvent également présenter des signes de retard de croissance et de maturation prématurée. L'incidence de la maladie est élevée pendant les stades critiques de la floraison, du développement des gousses et du remplissage des grains, et les symptômes deviennent évidents après la floraison. Les feuilles fortement touchées deviennent progressivement jaunes et brunes, et finissent par tomber.

L'infection des tiges se traduit par des lésions brunes foncées ou pâles, imbibées d'eau, plus proches de la ligne du sol. Inversement, les symptômes du champignon varient selon les cultures de légumineuses. Cette maladie affecte les feuilles, les tiges et les gousses et engendre des pertes importantes pouvant aller de 30 à 100 % dans les champs en l'absence de moyens de lutte appropriés (Buruchara *et al.*, 2010).

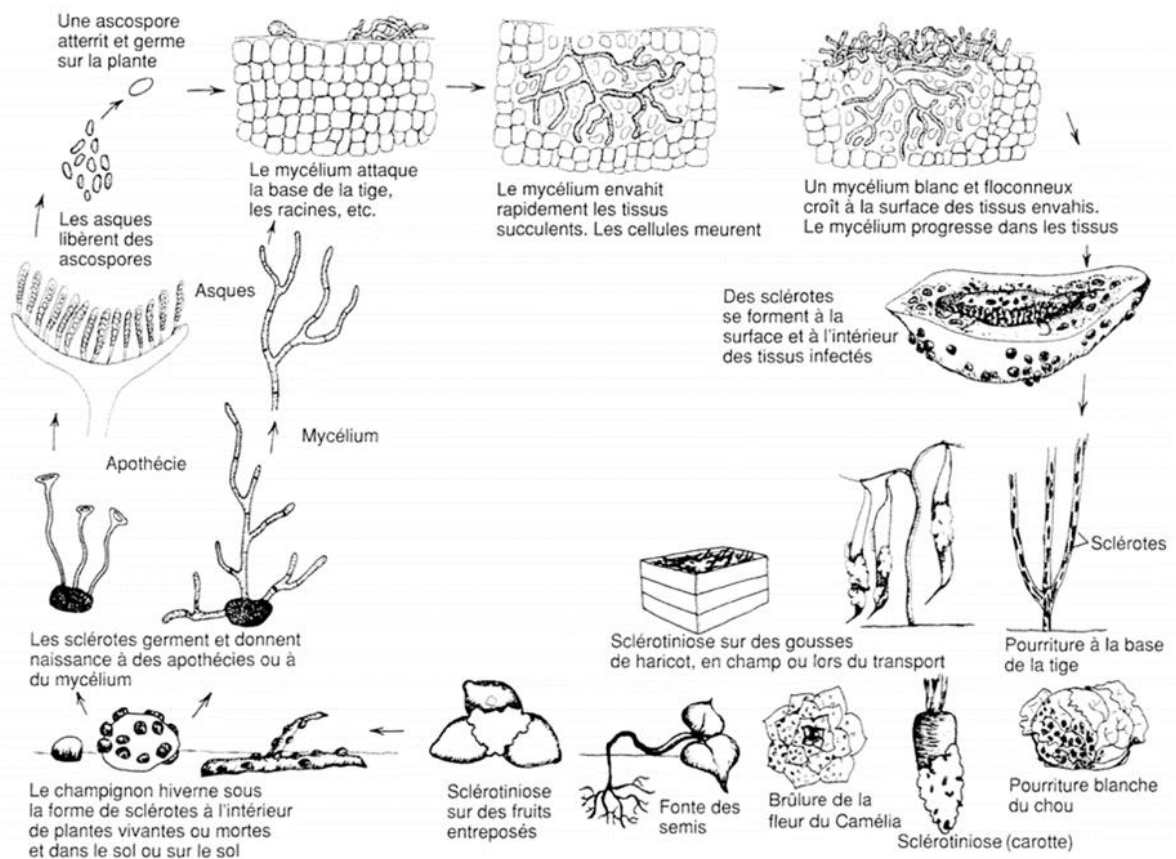


Fig. 14. Cycle évolutif de *S. sclerotiorum* chez les cultures légumières (Agrios, 2005) reproduit et publié par Bolton *et al.* (2006).



Fig. 15. Tissus végétal infecté par *S. sclerotiorum* (Sharma *et al.*, 2016).

I.4. Généralités sur les stratégies de contrôle des ennemis du niébé

Les méthodes les plus couramment utilisées pour lutter contre les ennemis du niébé sont : la lutte génétique, la lutte culturale, la lutte chimique et biologique (Omoigui *et al.*, 2018 ; Antwi-Boasiako *et al.*, 2022).

I.4.1. Lutte génétique et culturale

La lutte génétique et culturale est une méthode durable de protection des cultures contre les bioagresseurs.

- Lutte génétique

Elle consiste à choisir les variétés de niébé naturellement résistantes aux ravageurs et aux maladies (Omoigui *et al.*, 2018).

- Lutte culturale

Elle consiste à alterner la culture du niébé avec d'autres cultures afin de réduire l'accumulation des ravageurs spécifiques au niébé (Omoigui *et al.*, 2018) et de créer des conditions défavorables au développement du parasite.

I.4.2. Lutte chimique

Elle est essentiellement basée sur l'utilisation des pesticides chimiques en respectant les doses recommandées pour éviter la résistance des parasites et les impacts négatifs sur l'environnement. Les fongicides sont largement utilisés pour lutter contre *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum*. Cela a entraîné la mise sur le marché d'une gamme de fongicides tels que les inhibiteurs de la déméthylation, les anilinopyrimidines, les benzimidazoles, les triazoles, les strobilurines, les pyridines-carboxamides, les dicarboxamides, l'iprodione et les inhibiteurs de la succinate déshydrogénase (SDHI) dans le but de réduire les effets associés sur le rendement et la qualité des récoltes. Les ingrédients actifs des fongicides sont les suivants : le tétraconazole, la pyraclostrobine, le prothioconazole, le thiophanate méthyle et le prothioconazole. Par exemple, les fongicides les plus fréquemment utilisés pour lutter contre *S. sclerotiorum* sont les dicarboximides et les benzimidazoles. Ainsi, l'application des fongicides est efficace pour lutter contre les agents pathogènes. Cependant les fongicides constituent une menace pour l'homme et l'environnement ce qui a entraîné l'interdiction par exemple du thiophanate méthyle et du prothioconazole en Europe (Antwi-Boasiako *et al.*, 2022).

I.4.3. Lutte biologique

Elle est basée sur l'utilisation des plantes naturelles qui ont des propriétés insecticides et fongicides. Les deux méthodes les plus importantes et les plus répandues sont la lutte chimique et la résistance variétale. Une lutte adéquate pour contrôler les ennemis du niébé est nécessaire pour une bonne croissance et des rendements élevés. L'application des pesticides chimiques est le moyen de lutte le plus connu pour la protection du niébé (Matteson, 1982). Cette application présente des risques sur la santé humaine et sur l'environnement. Par ailleurs les Plantes à métabolites secondaires (les alcaloïdes, les terpènes, les amines, les glucosinolates, les glucosides

cyanogéniques, les quinones, composés phénoliques, peptides et polyacétylènes) possédant des propriétés bioactives de lutte contre les maladies et les ravageurs des cultures ont déjà démontré leur efficacité (Jamwal *et al.*, 2018 ; Meena *et al.*, 2021). Les extraits de *J. curcas* contiennent des métabolites secondaires dont les propriétés fongicides, bactéricides, insecticides, nématocides et molluscicides ont été démontrées par plusieurs chercheurs (Sharma, 2017 ; Francis *et al.*, 2021).

I.4.4. Biopesticides

Les produits chimiques de synthèse sont largement utilisés dans tous les pays du monde mais sont considérés comme écologiquement inacceptables. Par conséquent, il existe une pression sociale accrue pour les remplacer par des biopesticides (Mazid *et al.*, 2011). Les biopesticides, « organismes vivants ou produits issus de ces organismes ayant la particularité de supprimer ou limiter les ennemis des cultures » (Thakore, 2006), sont utilisés depuis des siècles par les fermiers et paysans. Les produits considérés comme des biopesticides par les agences de réglementation européennes et mondiales sont d'origines diverses. Ils peuvent être classés en trois grandes catégories, selon leur nature : les biopesticides microbiens, végétaux et animaux (Chandler *et al.*, 2011 ; Leng *et al.*, 2011). Les biopesticides végétaux qui constituent un groupe important de produits phytosanitaires d'origine naturelle, contiennent des mélanges de substances biologiquement actives, de sorte que les organismes nuisibles et pathogènes ne peuvent développer de résistance (Saxena, 1983). Par conséquent, l'utilisation de biopesticides végétaux a été recommandée comme une alternative à la protection des plantes avec un minimum de risques négatifs (Isman, 2006).

I.5. Généralités sur *J. curcas*

I.5.1. Origine et distribution

La plante de *J. curcas* a été décrite pour la première fois par le botaniste Suédois Carl Linné en 1753. Originnaire du Mexique ou d'Amérique Centrale (Heller, 1996). *J. curcas* aurait été introduit en Afrique au 16ème siècle par des navigateurs portugais à partir du Cap Vert et de la Guinée Bissau. La plante s'est ensuite répandue en Afrique et en Asie (Domergue et Pirot, 2008). Son aire de distribution naturelle se situe principalement dans les zones arides et semi arides (Makkar *et al.*, 1997). Mais la plante se rencontre également dans les régions tropicales humides (Pirot et Hamel, 2012).

I.5.2. Classification de *J. curcas*

L'espèce *Jatropha curcas*, étymologiquement, vient des mots grecs *Jatros* (Docteur) et *trophé* (nourriture), ce qui sous-entend ses propriétés médicinales (Ouédraogo, 2000) et dont l'un des noms usuels est la pourghère (Fig. 16). C'est une dicotylédone regroupant 170 espèces identifiées (Campa *et al.*, 2008). La taxonomie récente, celle de Balakrishnan *et al.* (2007) donne la classification suivante :

- règne : Plantae
- division : Magnoliophyta
- classe : Magnoliopsida
- ordre : Euphorbiales
- famille : Euphorbiaceae
- genre : *Jatropha*
- espèce : *Jatropha curcas* L.



Fig. 16. Aspect d'une plante de *J. curcas* (Domergue et Pirot, 2008.).

I.5.3. Botanique de *J. curcas*

Le genre *Jatropha* comprend environ 170 espèces (entre 160 et 177), dont la plupart se trouvent dans des régions tempérées chaudes et subtropicales, ainsi que dans les tropiques à saison sèche (Heller, 1996 ; Leye *et al.*, 2009). L'Afrique compte environ 70 espèces indigènes dont les plus connues sont : *J. integerrima*, *J. cardiophylla*, *J. cathartica*, *J. cinerea*, *J. cuneata*, *J. podagrica* et *J. curcas*. L'espèce la plus cultivée de nos jours à travers le monde, est *J. curcas* (Alfons, 2008). Cette espèce est connue sous diverses appellations, notamment le Pourghère (en Français), Physic nut (en Anglais), Bagani (en Dioula), Wanb-n-bangma (en Mooré). Le *J. curcas* est un arbuste ou petit arbre caducifolié, atteignant 5 à 8 m de haut (Domergue et Pirot,

2008). Les feuilles de *J. curcas* sont alternées, simples, avec des stipules minuscules ; un pétiole de 3 à 20 cm de long, glabre ; un limbe à contour ovale, une base cordée, un apex aigu, des bords entiers, glabres de 5 à 7 nervures partant de la base (Fig. 17). Le système racinaire comporte une racine centrale pivotante et des racines latérales (Achten *et al.*, 2008 ; Behera *et al.*, 2010).

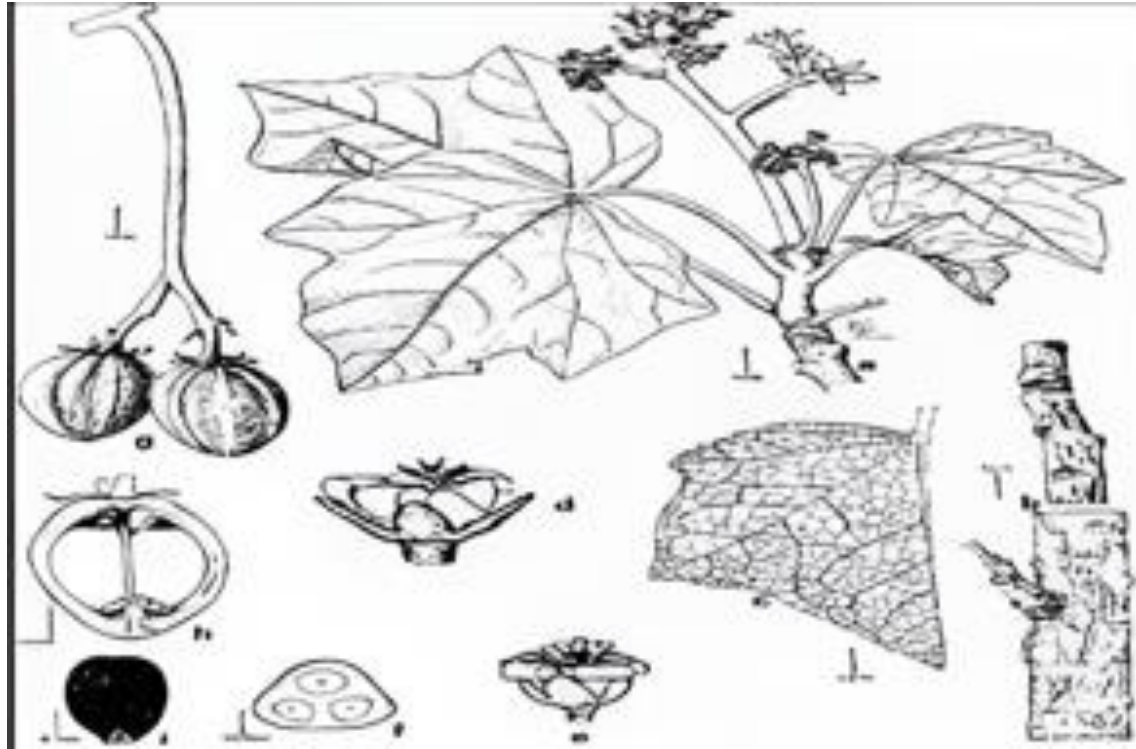


Fig. 17. Quelques aspects morphologiques du *Jatropha curcas* (Heller, 1996). a-branche en floraison ; b-écorce ; c-nervation des feuilles ; d- pistil ; e-étamine ; f- coupe transversale d'un fruit ; g- fruits non mûrs ; h-coupe longitudinale d'un fruit ; i : fruits mûrs.

I.5.4. Croissance et développement

La croissance de *J. curcas* est affectée par l'humidité du sol, la lumière et la température. Les branches de *J. curcas* contiennent du latex et portent des feuilles longues de 10-15 cm, légèrement lobées (Legendre, 2008). Dans les zones humides, la plante garde ses feuilles vertes toute l'année. Par contre dans les zones et régions à saison alternée, les feuilles chutent pendant la saison sèche ou lorsque la pluviométrie est réduite. Cette chute des feuilles permet à la plante de réduire ses pertes en eau par transpiration, mais constitue aussi une source de matière organique pour le sol (Legendre, 2008). La plante est monoïque avec des fleurs unisexuées rarement hermaphrodites, de couleur violette et jaune (Barbier *et al.*, 2012). Dans l'inflorescence, les fleurs mâles s'ouvrent pendant 8 à 10 jours, alors que les femelles s'ouvrent seulement pour 2 à 4 jours (Pirot et Hamel, 2012).

La pollinisation est directe ou indirecte en fonction de l'environnement. Après la pollinisation, un fruit trilobulaire ellipsoïdal se forme. L'exocarpe demeure charnu jusqu'à la maturité. Le fruit est vert lorsqu'il se forme, puis il jaunit et devient noir ridé et rugueux. Les graines sont de couleur noire, d'environ 1 à 2 cm de long et 1 cm d'épaisseur (Fig. 18). Elles contiennent une protéine toxique, la curcine et des esters phorbéliques qui les rendent impropres à la consommation humaine et/ou animale (Alfons, 2008).



Fig. 18. Graines de *Jatropha curcas* (Kone, 2018).

I.5.5. Ecologie

J. curcas est une plante qui s'adapte plus ou moins facilement aux milieux difficiles. Mais de manière générale, son développement normal dépend de certaines conditions environnementales. Sa température optimale se situe entre 20 et 28 °C, bien qu'il existe des variétés pouvant tolérer un gel léger. La plante peut supporter une longue période de sécheresse, mais a besoin d'un minimum de 300 mm de précipitation par an, avec une exigence optimale de 1200 à 1500 mm/an. La plante est adaptée aux sols marginaux à cause de son système racinaire très développé qui aide à mobiliser les éléments nutritifs dans les profondeurs du sol, mais elle est mal adaptée aux sols présentant un risque d'engorgement. Le *J. curcas* s'adapte aux sols marginaux traditionnellement impropres à l'agriculture et préfère les sols à pH compris entre 6 et 8 (Alfons, 2008 ; Pirot et Hamel, 2012). Le *J. curcas* n'est pas exigeant en fertilisants, mais des apports d'appoint de N, P₂₀₅ et K₂₀ dans le trou de plantation favorisent l'établissement précoce, la croissance rapide des nouveaux plants et l'accroissement des rendements. Domergue et Pirot, (2008) recommandent pour une bonne productivité de *J. curcas*, 30 kg/ha d'azote et 10 kg/ha de phosphore pour la première année de plantation, 45 kg N/ha et 20 kg P/ha pour les années suivantes.

I.5.6. Diversité génétique

L'étude de la diversité génétique de la pourghère basée sur les caractères morphologiques, est assez limitée du fait que, ces caractères soient susceptibles aux effets environnementaux et pédoclimatiques. Néanmoins, des différences ont déjà été mises en évidence concernant quelques écotypes : des plantes à fleurs roses et des plantes à fleurs jaunes; des graines claires et des graines foncées en Malaisie (Burkill, 1996) ; des feuilles vertes et des feuilles rouges au Bénin. D'autre part, il existe une variété dite mexicaine qui serait non toxique, car utilisée en alimentation humaine et animale après avoir été grillée (Domergue et Pirot, 2008). Il semble que le chauffage diminue sa toxicité.

I.5.7. Composition biochimique des graines de *J. curcas*

Le screening phytochimique des différents extraits des graines de *J. curcas* révèle la présence de plusieurs composés à l'aide de méthodes standard, appartenant à diverses familles chimiques telles que : les terpènes, les stérols, les phénols, les saponines, les flavonoïdes, les huiles, les sucres, les saponines, les alcaloïdes. Le profil chromatographique des extraits des graines de *J. curcas* a révélé la présence de nombreux composés parmi lesquels un a été majoritaire. Par contre les composés minoritaires et ultra minoritaires ont été les plus abondants (Sharma *et al.*, 2016 ; kone, 2018). Diverses molécules ont été mises en évidence à partir des graines de *J. curcas*. Il s'agit des protéines toxiques telles la curcine, la lectine (Domergue et Pirot, 2008). On y retrouve également les estérases et les lipases, des phorbolsters (Makkar *et al.*, 1997), l'huile de jatropha, est essentiellement formée d'acide linoléique, acide palmitique, acide oléique, acide stéarique, acide myristique et acide arachidonique (Wafa, 2015) (Fig. 19).

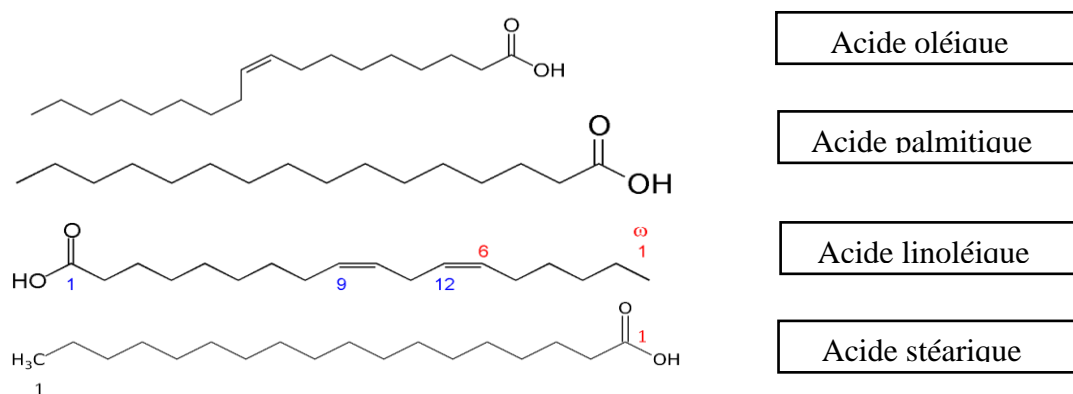


Fig. 19. Molécules d'acides gras contenus dans les graines de *J. curcas*.

I.5.8. Importance de *J. curcas*

I.5.8.1. Utilisation pour les haies

Les populations paysannes surtout dans les régions du centre du Cameroun et dans les pays tels que l'Inde, utilisent les tiges de *Jatropha* pour la construction des haies pour habitat, et pour certains champs afin d'y éviter la pénétration des animaux. Cette plante est récemment implantée dans les zones arides au Cap-Vert pour aider dans le contrôle de l'érosion des sols (Heller, 1996). Au Mali, des kilomètres de *J. curcas* servent de haies qui clôturent les champs de coton (Lutz, 1992).

I.5.8.2. Utilisation dans l'alimentation et comme Biofertilisant

La plante est riche en azote 3,2 à 3,8 % (Juillet *et al.*, 1995). Les tourteaux de pourghère contiennent plus d'azote de phosphore et de potassium que les bouses de vache. Il existe une variété de *J. curcas* non toxique, originaire de certaines régions mexicaines, dont les graines sont comestibles dès lors qu'elles sont suffisamment chauffées (Delgado *et al.*, 1989).

I.5.8.3. Utilisation médicinale et dans la Fabrication de savon

Des travaux ont déjà permis d'identifier plusieurs propriétés médicinales et activités anti microbiennes de *J. curcas* (Shetty *et al.*, 2006). Les nanoparticules d'argent (AgNps) synthétisées à partir d'extraits de graines et de feuilles de *J. curcas* ont montré des propriétés bactéricides importantes (Nitin *et al.*, 2016). D'autre part, l'huile de graines de *J. curcas* est utilisée pour le traitement de l'eczéma et d'autres maladies de la peau, et pour calmer les douleurs rhumatismales (Heller, 1996). Différentes espèces de *J. curcas* ont été utilisées traditionnellement pour traiter plusieurs maladies en Afrique, en Asie et en Amérique latine (Burkill, 1994). En outre, après ébullition des jeunes feuilles, la solution obtenue et consommée pour diminuer la fièvre et les fruits ou les graines sont également appliqués contre les douleurs abdominales et les dysenteries. Le latex des écorces est exploité depuis longtemps pour soigner les blessures, les plaies et traiter les maux de dents (Villegas *et al.*, 1997). L'huile extraite des graines de *J. curcas* est utilisée pour la fabrication du savon, ce dernier étant durable et bien adapté pour le ménage (Kumar et Sharma, 2008).

I.5.8.4. Utilisation comme pesticides

Les propriétés pesticides de *J. curcas* sont nombreuses. Plusieurs travaux ont été effectués avec ce dernier en tant que biopesticide dans la littérature où il lui est associé des propriétés insecticides contre *Alphis fabae* sur le niébé (Habou *et al.*, 2011), les propriétés fongicides contre plusieurs champignons (Makum *et al.*, 2011). Les propriétés insecticides et fongicides contre

Cercospora malayensis sur le gombo (Kone *et al.*, 2022). On identifie trois types principaux de métabolites secondaires : les terpénoïdes, les alcaloïdes et les molécules phénoliques. Les esters de phorbol font partie des terpénoïdes et sont les composés les plus toxiques dans *J. curcas* ; les terpénoïdes ou terpènes sont des substances généralement lipophiles qui ont souvent une fonction de défense contre les insectes et les herbivores. Par contre, la curcine et l'inhibiteur de trypsine sont des protéines (métabolites primaires) (Nesseim *et al.*, 2012).

I.5.8.5. Utilisation comme bio-carburant

Dans le but de limiter l'utilisation des carburants fossiles, une attention particulière a été portée à d'autres ressources naturelles. En effet, plusieurs recherches ont été menées pour arriver à la production d'un biodiesel à partir des plantes oléagineuses et en particulier *J. curcas*. Ainsi une expérience a été réalisée par la Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ) dans les îles du Cap-Vert pour alimenter les moteurs avec les huiles de *J. curca*. Il a été confirmé que l'huile de *J. curcas* est compétitive comparée au diesel importé. Elle pourrait donc remplacer les carburants fossiles dans les régions éloignées où ils ne sont pas disponibles (Lutz, 1992 ; Heller, 1996).

I.5.8.6. Toxicité et technologie de détoxification des graines de *J. curcas*

L'utilisation des tourteaux issus de la trituration de graines de *J. curcas* pour l'alimentation du bétail est limitée car ils présentent des teneurs plus ou moins élevées, selon les variétés, en composés toxiques et antinutritionnels dont les plus importants sont les esters de phorbol et la curcine. Ces esters de phorbol (diterpènes caractéristiques des Euphorbiaceae), sont connus pour leur action inflammatoire entraînant une irritation et une toxicité pour les insectes, les poissons et les mammifères. Ces composés sont parfois totalement dégradés dans le sol et leur teneur peut être réduite par des procédés physiques, chimiques ou biologiques, avec un taux de réduction compris entre 50 et 95 %. La curcine est une toxalbumine à activité lectinique et irritante qui se limite par des traitements thermiques à 121°C pendant 30 min. D'autres facteurs anti nutritionnels sont également présents tels que les saponines qui sont des inhibiteurs de l'activité des trypsines. Ce dernier composé interfère avec les processus de digestion et sa réduction se fait également grâce à des traitements thermiques, chimiques ou biologiques. L'élimination de ces molécules ou la réduction de leur teneur est nécessaire pour la valorisation des tourteaux de *J. curcas* (TJC) dans la filière de l'alimentation du bétail (Nesseim *et al.*, 2012). La détoxification du TJC à l'aide de la papaye verte est une méthode simple réalisable en milieu paysan. Son incorporation à hauteur de 6,5 % dans l'alimentation des coquelets en croissance est possible sans effet néfaste sur les performances de croissance et la survie des animaux. Afin

d'exploiter le potentiel de cette plante, plusieurs techniques de détoxification du TJC ont été utilisées avec plus ou moins de succès. Les procédés expérimentaux de détoxification de ce tourteau destiné à le rendre comestible sont les méthodes physiques (chaleur, ozonation, irradiation gamma) (Chivandi *et al.*, 2004 ; Gaur, 2009), chimiques (extraction à l'éthanol) ou les deux à la fois (Sadubthummarak *et al.*, 2013) et la fermentation biologique (fongiques et bactériennes) (De Barros *et al.*, 2011). Dans l'optique de contribuer à la valorisation des tourteaux de *J. curcas* (TJC) en tant que complément alimentaire, plusieurs tests de supplémentation alimentaire sur des animaux ont été réalisés avec des résultats relativement satisfaisants chez les porcs (Berenchtein *et al.*, 2014), et les volailles (Sumiati *et al.*, 2009 ; Annongu *et al.*, 2010).

I.5.9. Mécanismes d'action de *J. curcas*

Le *J. curcas* contient davantage de stéroïdes, de terpénoïdes, de flavonoïdes et d'alcaloïdes (principalement l'ester de phorbol), de flavonoïdes et d'alcaloïdes (principalement la jatrophine) dans les feuilles et les graines. L'activité molluscicide, insecticide, fongicide et bactéricide des extraits de *J. curcas* est probablement due à leur capacité à former des complexes avec les protéines extracellulaires et solubles et les parois cellulaires bactériennes par des forces non spécifiques telles que la liaison hydrogène et les effets hydrophobes, ainsi que par la formation de liaisons covalentes. Ainsi, leur mode d'action antimicrobienne peut être lié à leur capacité à inactiver les adhésines microbiennes, les enzymes, les protéines de transport de l'enveloppe cellulaire, etc. (Rampadarath *et al.*, 2016).

I.6. Généralités sur les métabolites

Les plantes ont une importance capitale pour la survie de l'homme et des différents écosystèmes. Elles renferment une part importante des composés qui interviennent dans l'ensemble des réactions enzymatiques ou biochimiques ayant lieu dans l'organisme. On distingue ainsi deux groupes de métabolites à savoir les métabolites primaires et les métabolites secondaires. Les métabolites primaires sont des molécules organiques qui se trouvent dans toutes les cellules de l'organisme d'une plante pour y assurer sa survie. Ces composés sont classés en quatre principaux groupes, les glucides, les protéines, les lipides et les acides nucléiques. Les métabolites secondaires sont des molécules ayant une répartition limitée dans l'organisme de la plante. Ils sont nécessaires à sa défense contre les agressions extérieures (Bouamama et Bouanane, 2023). Ils représentent une source importante de molécules utilisables par l'homme dans des domaines aussi différents que la pharmacologie ou l'agroalimentaire. Les métabolites secondaires sont des composés bio-synthétisés naturellement par les végétaux mais qui ne

participent pas directement au métabolisme végétal (Guillaume et Charrouf, 2005). Les métabolites secondaires sont classés selon leurs appartenances chimiques en : les polyphénols ou composés phénoliques, alcaloïdes et des terpènes. Chacune de ces classes renferme une très grande diversité de composés, qui possèdent une très large gamme d'activité biologique. Les métabolites secondaires sont réputés par leurs activités biologiques nombreuses comme antibactériennes, anticancéreuses, antifongiques, anti-inflammatoires, gastro-intestinales et antioxydant (Harborne, 1998 ; Bruneton, 2009). On trouve des métabolites secondaires dans toutes les parties de plantes, mais ils sont distribués différemment selon leurs rôles et varient d'une plante à l'autre. Parmi les principales familles de métabolites secondaires trouvées chez les plantes, on peut distinguer les polyphénols, les flavonoïdes, les tanins, les alcaloïdes et les terpénoïdes.

I.6.1. Polyphénols

Les polyphénols sont des phyto-micronutriments synthétisés par les végétaux et qui appartiennent à leur métabolisme secondaire caractérisés par la présence d'un cycle aromatique portant des groupements hydroxyles libres ou engagés avec un glucide. Ils sont présents dans toutes les parties des végétaux supérieurs et sont impliqués dans de nombreux processus physiologiques comme la croissance cellulaire, la germination des graines ou la maturation des fruits (Boizot et Charpentier, 2006).

I.6.2. Flavonoïdes

Les flavonoïdes représentent une classe de métabolites secondaires largement répandus dans le règne végétal. Ce sont des pigments quasiment universels des végétaux qui sont en partie responsables de la coloration des fleurs, des fruits et parfois des feuilles, ils constituent un groupe de plus de 6000 composés naturels du règne végétal (Ghedira, 2005). Le terme flavonoïde vient du latin « flavus », signifiant « jaune » ; les flavonoïdes donnent le pigment jaune orangé et bleu aux fleurs.

I.6.3. Tanins

C'est une substance phénolique polymérique, ayant une masse moléculaire comprise entre 500 et 3000 daltons. Ils présentent, à côté des réactions classiques des phénols, la propriété de précipiter les alcaloïdes, la gélatine et les protéines. Les tanins sont caractérisés par une saveur astringente et sont trouvés dans toutes les parties de la plante : l'écorce, le bois, les feuilles, les fruits et les racines (Bouamama et Bouanane, 2023).

I.6.4. Alcaloïdes

Les alcaloïdes sont des substances organiques d'origine végétale, azotée et à caractère alcalin. Bien que beaucoup d'entre eux soient toxiques (comme la strychnine ou l'aconitine), certains sont employés dans la médecine pour leurs propriétés analgésiques (comme la morphine, la codéine), dans le cadre de protocoles de sédation (anesthésie, atropine) souvent accompagnés des hypnotiques, ou comme agents antipaludéens (quinine, chloroquinine) ou agents anticancéreux (taxol, vinblastine, vincristine) (Bouamama et Bouanane, 2023).

I.6.5. Terpénoïdes

Les terpénoïdes sont des métabolites secondaires synthétisés par les plantes, organismes marins, les champignons et même les animaux, ils résultent de l'enchaînement de plusieurs unités isoprénique (Bouamama et Bouanane, 2023).

I.7. Généralités sur les mécanismes de défense des plantes

Une plante est soumise à divers stress biotiques ou abiotiques dans son environnement, mais elle peut se protéger contre des bioagresseurs potentiels malgré un « système immunitaire » peu évolué (Kot *et al.*, 2015).

I.7.1. Mécanisme de défense passive

Les plantes, au cours de leur évolution, ont mis en place des barrières protectrices contre les bioagresseurs : cuticule, paroi pectocellulosique. Ces barrières mécaniques leur confèrent une résistance constitutive, notamment face aux agents pathogènes (Blanchard et Limache, 2005). Mais si ceux-ci réussissent à les franchir, ils ont affaire aux mécanismes de défense active.

I.7.2. Mécanisme de défense active

Les mécanismes de défense active peuvent débiter par la réaction d'hypersensibilité (HR) qui est un type de défense naturelle globale. La réaction HR est une réaction spécifique basée sur le concept gène pour gène de Flor, dans laquelle le produit du gène de virulence du pathogène est reconnu par le produit du gène de résistance de la plante (Blanchard et Limache, 2005). Cette réaction intense et violente se manifeste par la mort de la cellule hôte qui, avant de s'autodétruire, aura émis des signaux d'alerte vers les cellules voisines pour créer une zone de résistance locale acquise (LAR). Il s'ensuit la synthèse de molécules de défense antimicrobienne à action directe ou indirecte. Ces premières lignes de défense sont très efficaces pour confiner le pathogène et retarder son invasion dans l'organisme. La propagation des signaux et la synthèse des molécules de défense peuvent se généraliser à la plante entière : il s'agit de la résistance systémique acquise (RAS). Ce type de résistance est certes moins intense mais plus durable : la plante est préparée

contre une nouvelle attaque du pathogène ou du ravageur et pourra y répondre plus rapidement (Blanchard et Limache, 2005).

I.7.3. Mécanismes de défense des plantes contre *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum*

Face à l'attaque des pathogènes, les plantes doivent détecter avec précision et envoyer un signal en temps voulu, puis répondre de manière appropriée à chacune des stratégies des agents pathogènes; Celles-ci peuvent être multiples et comprendre des mécanismes de défense physiques, chimiques et biologiques. Les réactions de défense commencent souvent par la reconnaissance de motifs moléculaires associés à des bactéries par des récepteurs de reconnaissance des formes (PRR) à la surface des cellules végétales, soit par la reconnaissance des molécules de virulence de l'agent pathogène. Ces molécules de virulence, appelées effecteurs, sont reconnues par un ensemble de récepteurs de résistance intracellulaire (RIR) de la plante, ou par un ensemble de produits génétiques de résistance intracellulaire (R) de la plante, ce qui entraîne la formation d'un MAMP (ou PAMP) (Wang *et al.*, 2019).

I.7.4. Résistance génétique du niébé

I.7.4.1. Développement de cultivars de niébé résistants

L'utilisation de variétés résistantes, en combinaison avec des pratiques culturales appropriées, est probablement la méthode la plus adéquate, la plus accessible et la plus simple pour lutter contre les parasites. La résistance complète est la plus souhaitable puisqu'elle permet de réduire la quantité de graines dans le sol. La recherche d'une résistance horizontale (résistance polygénique et donc quantitative, modérée) serait plus durable que la recherche d'une résistance verticale (monogénique, élevée), puisque cette dernière est facilement contournée et déjouée par le parasite. Néanmoins, la plupart des travaux effectués chez le niébé ont trait à la résistance verticale, puisqu'il est facile et rapide de transférer ce type de résistance à des variétés aux propriétés agronomiques intéressantes (Dubé et Olivier, 2001).

I.7.4.2. Mécanismes de défense de l'hôte

Les mécanismes de la résistance de la plante de niébé se procèdent de deux manières : la présence des protéines PR (pathogenesis-related), un groupe de protéines qui s'accumulent en réponse à la présence de pathogènes variés, pourraient être impliquées dans la réaction de défense du niébé. La plante de niébé développe une réaction d'hypersensibilité suite à une infection (Dubé et Olivier, 2001). Les plantes de niébé produisent des composés chimiques défensifs tels que les phytoalexines et les protéines de défenses. Ces substances peuvent inhiber la croissance du champignon ou détruire ses structures cellulaires (Adandonon et Aveling, 2017). Les plantes

peuvent produire des enzymes comme les chitinases et les glucanases qui dégradent les parois cellulaires du champignon.

I.7.5. Antioxydants et mécanisme d'action

I.7.5.1. Antioxydants

Les antioxydants sont des molécules ayant la capacité de neutraliser des radicaux libres qui sont responsables de nombreuses maladies. Les antioxydants sont des composés qui inhibent ou retardent le processus d'oxydation en bloquant l'initiation ou la propagation des chaînes de réactions oxydatives. Les antioxydants naturels ou synthétiques sont utilisés pour prévenir de nombreuses maladies (cardiovasculaires et neurodégénératives, diabète et inflammatoires) et le vieillissement, dus à la formation exagérée des radicaux libres. Les antioxydants sont également utilisés dans les aliments pour retarder la détérioration, le rancissement ou la décoloration qui est souvent due à l'oxydation causée par la lumière, la chaleur et certains métaux (Koudou, 2009).

I.7.5.2. Mécanisme d'action des antioxydants

Dans les conditions dites physiologiques, il y a un équilibre entre la production des radicaux libres et les mécanismes endogènes de défense antioxydante constituée par le système enzymatique (catalase, peroxydase dismutase, glutathion peroxydase), les vitamines A, E et C et les polyphénols apportés par l'alimentation et les plantes. Ainsi le rôle déterminant de la peroxydase dismutase SOD dans le système de défense antioxydante de l'organisme est connu depuis 1968. L'ion peroxyde O_2 est le point de départ de la chaîne de production des radicaux libres. Or dès ce stade précoce, la SOD inactive l'ion O_2 en le transformant en peroxyde d'hydrogène H_2O_2 . Celui-ci est rapidement catabolisé par la catalase et les peroxydases en dioxygène O_2 et en molécules d'eau H_2O (Koudou, 2009).

I.7.6. Protéines et quelques enzymes oxydatives

I.7.6.1. Protéines

Les protéines sont des macromolécules biologiques présentes dans toutes les cellules vivantes. Elles sont formées d'une ou de plusieurs chaînes polypeptidiques. Chacune de ces chaînes est constituée de l'enchaînement de résidus d'acides aminés liés entre eux par des liaisons peptidiques. Ceux-ci sont apportés par l'alimentation, et peuvent être d'origine animale (viande, poisson, œufs) ou végétale (fruits, légumes, céréales).

Bien que la plupart des protéines intracellulaires soient produites dans le cytoplasme et que la plupart des protéines membranaires ou sécrétées dans le milieu extracellulaire sont produites dans le réticulum endoplasmique, il est rare qu'on comprenne précisément comment

les protéines ciblent spécifiquement certaines structures cellulaires ou certains organites. Le génie génétique offre des outils utiles pour se faire une idée de la localisation de certaines protéines.

Les protéines assurent une multitude de fonctions au sein de la cellule vivante et dans les tissus. Ce sont des protéines enzymatiques qui catalysent les réactions chimiques de synthèse et de dégradation nécessaires au métabolisme de la cellule. D'autres protéines assurent un rôle structural au sein du cytosquelette ou des tissus, certaines sont des moteurs moléculaires qui permettent la mobilité, d'autres sont impliquées dans le conditionnement de l'ADN, la régulation de l'expression génétique ou encore la transmission des signaux cellulaires. Les protéines sont régulièrement renouvelées et la dégradation des protéines est appelée protéolyse ou hydrolyse. C'est en partie pour remplacer les protéines dégradées que nous avons besoin d'ingérer des aliments tous les jours (Ngatsi, 2020).

I.7.6.2. Catalase

La catalase est une hydroperoxydase peroxisomique qui dégrade H_2O_2 en H_2O et O_2 . Elle joue un rôle important dans la protection de la cellule contre les dommages oxydatifs par des espèces réactives de l'oxygène (ROS) et possède l'un des nombreux les plus élevés de turnover de toutes les enzymes ; une molécule de catalase peut convertir des millions de molécules de peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène chaque seconde. Des contraintes environnementales telles que la salinité, les chocs thermiques ou le froid, réduisent le taux de renouvellement des protéines, provoquent une baisse de l'activité catalase (Boguszewska *et al.*, 2010). Les catalases sont impliquées dans les mécanismes de défense des plantes en réponse aux stress biotique et abiotique, à travers leur participation au renforcement de la paroi cellulaire (Blilou *et al.*, 2000).

I.7.6.3. Phenylalanine ammonia-lyase

La PAL est une enzyme dont l'activité varie avec l'état physiologique de la plante. Elle est la première enzyme engagée dans la voie du phénylpropanoïde. Elle catalyse une réaction transformant la L-phénylalanine en ammoniacque et en acide trans-cinnamique, et participe donc à la biosynthèse des composés polyphénoliques tels que les flavonoïdes, les phénylpropanoïdes, la lignine (Fritz *et al.*, 1976), et l'acide salicylique dans les plantes (Nugroho *et al.*, 2002). C'est une voie métabolique secondaire qui est active dans les plantes supérieures et certains autres organismes qui sont principalement impliqués dans les mécanismes de défense. L'activité de la PAL est induite de manière spectaculaire en réponse à divers stimuli tels que la blessure des tissus, l'attaque pathogène (fongique) ou élicitation des plantes, la lumière, les basses températures et les hormones (Gümez *et al.*, 2004). L'induction de ces mécanismes de défense

est précoce et intense chez les cultivars résistants alors qu'elle est tardive et faible chez les cultivars sensibles.

CHAPITRE II. MATÉRIEL ET MÉTHODES

CHAPITRE II. MATÉRIEL ET MÉTHODES

II.1. Matériel

II.1.1. Carte du site d'étude

Le présent travail a été réalisé dans deux environnements distincts à savoir une phase au laboratoire et une autre en champ. Le laboratoire de Biotechnologies et Environnements, Unité de Recherche de Phytopathologie et de Protection des Plantes du Département de Biologie et Physiologie Végétales de l'Université de Yaoundé I ; le laboratoire de Phytopathologie de l'Institut de Recherche Agricole pour le Développement (IRAD) ; le laboratoire de Phytobiochimie et d'Étude des Plantes Médicinales de l'Université de Yaoundé I ; le Laboratoire National d'Analyse Diagnostique des Produits et Intrants Agricoles du Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural (MINADER) et le laboratoire d'Entomologie de l'Université de Yaoundé I ont été sollicités pour l'isolement des agents pathogènes, les tests *in vitro* sur la croissance mycélienne des isolats de *F. oxysporum* et *S. sclerotiorum*, les analyses biochimiques, les analyses GC-MS des extraits de graines de *J. curcas* et l'identification de quelques insectes ravageurs du niébé. L'expérimentation en plein champ s'est déroulée à Akonolinga lors de deux campagnes consécutives, en avril 2021 et 2022, sur une jachère d'au moins deux ans, précédemment cultivée en manioc, avec une répétition de l'essai la deuxième année sur le même site.

La localité d'Akonolinga, située à environ 110 km de Yaoundé, se trouve dans la zone agro-écologique V du Cameroun, caractérisée par une forêt tropicale à deux saisons de pluie (Fig. 20). Les coordonnées géographiques précises, relevées à l'aide d'un GPS Garmin modèle Etrex Legend HCX, sont N 03°47'32,2'' et E 012°15'48'', avec une altitude de 669 m et une précision de ± 3 m. La pluviométrie moyenne annuelle est de 1 633 mm, répartie en quatre saisons dont deux saisons de forte pluie (mars-juin et septembre-novembre) et deux saisons plus sèches (décembre-février et juillet-août) avec une température moyenne annuelle de 23,5 °C.

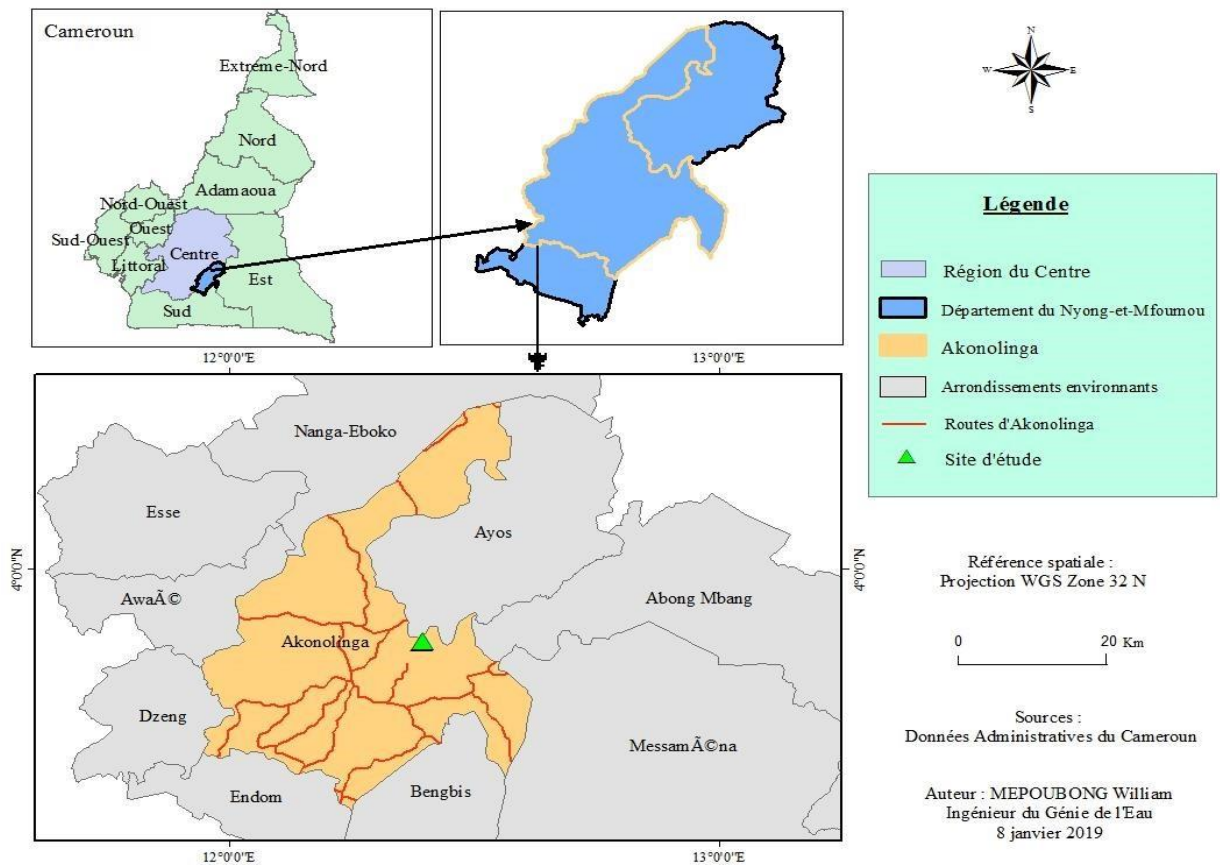


Fig. 20. Carte de localisation de la zone d'étude en champ dans la localité d'Akonolinga (Ngatsi, 2020).

II.1.2. Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé comprenait les graines de deux variétés naines de niébé. La variété locale provenant de la localité du marché Mokolo à Yaoundé, et la variété améliorée, Lori 24-130, reconnue pour sa tolérance aux maladies foliaires, provenant de la station IRAD de Maroua (Fig. 21). Le choix de ces variétés s'est appuyé sur leurs intérêts agronomiques, scientifiques ainsi que leur pertinence pour les essais en phytoprotection. Les caractéristiques spécifiques des deux variétés sont détaillées dans le tableau II (Hall *et al.*, 2003). Par ailleurs, les graines de *J. curcas* (Fig. 22) ont été récoltées dans la localité de Makénééné.



Fig. 21. Graines de niébé : (A) Variété locale ; (B) Variété améliorée.

Tableau II. Caractéristiques de la variété de niébé au Cameroun.

Variétés Niébé	de	Origine	Port	Rendement (kg/ha)	Maturité	Tégument
Locale		Yaoundé	-	-	-	-
Lori (tolérante aux maladies foliaires)	24-130 aux	Maroua	Port étalé	1,5-2	82-85 jours	Tégument blanc rugueux et un œil brun foncé.



Fig. 22. Graines de *Jatropha curcas*.

II.1.3. Matériel fongique

Le matériel fongique était constitué des isolats purs de *F. oxysporum* et de *S. sclerotiorum* obtenus à partir des organes infectés présentant les symptômes de la maladie (feuilles, tiges et gousses) (Fig. 23).

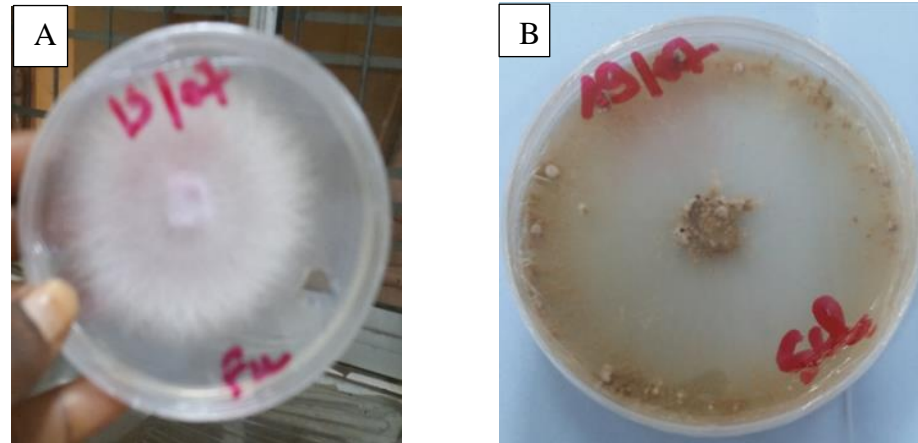


Fig. 23. Isolats purs: (A) *Fusarium oxysporum*; (B) *Sclerotinia sclerotiorum*.

II.1.4. Matériel chimique

Comme matériel chimique, un insecticide et un fongicide achetés dans une boutique phytosanitaire agréée ont été utilisés. Le fongicide était d'aspect poudreux agissant de façon systémique et par contact à large spectre, de couleur jaune et ayant pour matière active un mélange de 80 g/kg de Métalaxyl et 640 g/kg de Mancozèbe. L'insecticide quant à lui était d'aspect liquide, agissant par ingestion et par contact et ayant pour matière active 12 g/L de cyperméthrine. Les solvants organiques tels que l'acétone et l'hexane ont été utilisés lors des phases d'extraction.

II.1.5. Autre matériel

Les boîtes de Pétri en plastique de 90 mm de diamètre, des seringues à insuline et des seringues de 10 mL, des béchers, un erlenmeyer, une spatule, du coton hydrophile, tissu de mousseline, un microscope, un rota vapeur, un distillateur, un appareil GC-MS, une balance de précision de marque Sartorius, du papier aluminium, du film alimentaire, un autoclave, un sonicateur, des pipettes, une hanse de platine, un emporte-pièces, un agitateur magnétique, une règle graduée de 30 cm, une machette, une houe, un cache-nez, un appareil photo, une ficelle, le milieu de culture PDA, un pulvérisateur à dos, un cache-nez, un appareil photo de marque canon, une ficelle, un décimètre, une paire de gants, un microscope photonique, un réfrigérateur de marque Hisense, un incubateur, une hotte à flux laminaire, une balance à précision, de l'alcool

70°, l'eau distillée, les pinces, des lames et lamelles ainsi qu'une trousse à dissection contenant des lames et bistouri.

II.2. Méthodes

II.2.1. Caractérisation du profil chromatographique des extraits des graines de *J. curcas*

II.2.1.1. Obtention des extraits des graines de *J. curcas*

Les graines de *J. curcas* ont été obtenues à Makenéné dans la région du Centre. Les fruits matures de *J. curcas* ont été dépulpés et les graines obtenues ont été séchées à température ambiante en laboratoire pendant 3 semaines. Ces amandes des graines ont été ensuite broyées de façon à obtenir une poudre. 500 g de cette poudre ont été pesés à l'aide d'une balance de précision, puis macérés pendant 72 heures dans 2 litres de solvant organique à l'acétone et à l'hexane (Kone *et al.*, 2018). Le mélange soluté-solvant est filtré avec le papier filtre (Whatman n° 1), et le filtrat obtenu est concentré au rota-vapeur (évaporateur rotatif Büchi R 200 à 60 °C). L'extrait obtenu après l'évaporation a été conservé au réfrigérateur à 4 °C jusqu'à utilisation. La solution aqueuse a été obtenue en macérant 125 g de poudre de graines de *J. curcas* dans 500 mL d'eau distillée stérile pendant 48 h. La solution a été filtrée et utilisée directement.

II.2.1.2. Rendement d'extraction des différents extraits

Les rendements d'extraction (Rdt) des différents extraits des graines de *J. curcas* ont été calculés par rapport au poids du matériel végétal suivant la formule utilisée par Ngoh Dooh (2014):

$$Rdt (\%) = \frac{\text{masse de l'extrait}(g)}{\text{masse de matériel végétal } (g)} \times 100$$

II.2.1.3. Chromatographie en phase gazeuse et spectrométrie de masse des extraits de *J. curcas*

Les extraits des graines de *J. curcas* ont été analysés par chromatographie en phase gazeuse capillaire suivie d'une spectrométrie de masse (CG-MS), afin d'identifier les composés biochimiques susceptibles de se volatiliser. Pour les extraits organiques au laboratoire, 0,5 mL de chaque extrait a été recueilli et complété à 1,5 mL respectivement avec l'acétone et l'hexane. Pour l'extrait aqueux, 5 mL d'extrait sont prélevés à l'aide d'une pipette graduée et introduit dans le tube à essai gradué. Le mélange est complété avec 6 mL de solvant Acétonitrile. 2,5 g de Sulfate de Magnésium et 0,5 g d'Acétate de Sodium sont ajoutés pour absorber de l'eau dans le mélange. Les mélanges sont passés au Vortex pendant 1mn pour homogénéiser le mélange.

Ensuite les tubes sont introduits dans la centrifugeuse pour séparer les particules à une vitesse de 5000 trs/mn pendant 3 mn. Les particules sont séparées en deux phases. Une quantité d'environ 1 mL de chaque extrait a été prélevé à l'aide d'une micropipette et introduite dans les flacons à GC-MS. La GC-MS est un chromatographe en phase gazeuse (Agilent GC 7890A) couplé à un détecteur de spectromètre de masse (Agilent 5975 C TAD VL MSD) équipé d'une colonne capillaire de silice fondue Elite-1 (30 m x 0,25 mm avec une épaisseur de film de 0,25) et d'hélium comme gaz porteur. Un système d'ionisation électronique avec une énergie d'ionisation de 70 eV a été utilisé pour la détection des composés. Un microlitre (1 µL) de chaque préparation a été injecté dans la colonne. La température initiale du four était de 150 °C maintenue pendant 1 mn à 20 °C/mn jusqu'à une température finale de 280 °C maintenue pendant 9 minutes. Le temps de fonctionnement total du GC était de 60 mn. Les constituants séparés ont été identifiés en comparant leurs spectres à ceux de la base de données du National Institute Standards and Technology (NIST) qui compte plus de 62 000 modèles (Anastassiades *et al.*, 2003).

II.2.2. Appréciation *in vitro* de l'effet des extraits des graines de *J. curcas* sur le développement de *S. sclerotiorum* et de *F. oxysporum*

II.2.2.1. Préparation du milieu de culture PDA

Le milieu PDA (Potato Dextrose Agar) a été préparé selon un protocole modifié de Bentaraa (2015). Pour ce faire, 200 g de pommes de terre ont été découpés en morceaux et bouillis dans de l'eau distillée. Le jus recueilli a été complété à 1 L avec de l'eau distillée auquel 15 g d'agar et 20 g de D-glucose ont été ajoutés. La solution a été homogénéisée, puis stérilisée à l'autoclave à 121 °C pendant 15 mn. Après refroidissement à environ 45 °C au bain-marie, le milieu a été supplémenté avec une solution d'antibiotique contenant 500 mg de Starnicillin (ampicilline) et conservé au réfrigérateur à 4 °C jusqu'à utilisation.

II.2.2.2. Isolement des isolats de *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum*

Les isolats des agents phytopathogènes ont été obtenus à partir des feuilles, des gousses et des tiges de deux variétés de niébé présentant des symptômes d'infection par *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum*. Les échantillons végétaux ont été soigneusement emballés dans des enveloppes, conservés dans une glacière contenant de la glace, puis acheminés au laboratoire pour l'isolation des pathogènes. Au laboratoire, les explants ont été sectionnés en fragments d'environ 2 mm, prélevés au niveau du front de croissance du pathogène. Ces fragments ont ensuite été désinfectés superficiellement à l'aide d'une solution d'hypochlorite de sodium à 5 %, pendant 2 mn. Après trois rinçages successifs à l'eau distillée stérile, les fragments ont été séchés sur du papier hydrophile, puis transférés, à raison de trois à quatre fragments par boîte de Pétri, sur le milieu

de culture PDA. Après trois jours d'incubation au laboratoire à une température de 23 ± 1 °C, des colonies du pathogène, visibles autour des fragments ont été prélevées et repiquées dans de nouvelles boîtes de Pétri contenant le milieu de culture PDA. Ce processus a été répété plusieurs fois jusqu'à l'obtention des cultures pures de *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum*. L'identification des cultures pures a été faite à partir des observations (microscopiques et macroscopiques) et d'une clef d'identification (Booth, 1977 ; Purdy, 1979 ; Ekins *et al.*, 2005).

II.2.2.3. Postulat de Koch

Le postulat de Koch a été réalisé sur de jeunes feuilles de niébé saines placées sur du papier buvard imbibé d'eau distillée dans des boîtes de Pétri ($\varnothing = 90$ mm) et traitées d'une part avec des solutions de 10 μ L d'une suspension d'ascospores de *Sclerotinia sclerotiorum* calibrée à $2-3 \cdot 10^5$ ascospores/mL et d'autre part avec des solutions de 10 μ L d'une suspension des conidies de *Fusarium oxysporum* calibrée à $2-3 \cdot 10^5$ conidies/mL. Des boîtes de Pétri contenant des isolats purs de *S. sclerotiorum* et de *F. oxysporum* âgés de 10 jours sur un milieu PDA ont été sélectionnées pour la préparation des suspensions des ascospores et des conidies. Les feuilles témoins saines ont été traitées avec de l'eau distillée stérile (SDS). Les boîtes inoculées ont été scellées et incubées dans des conditions de laboratoire à 23 °C. Les observations ont été faites du 2^e jour du traitement jusqu'au 15^e jour (Abdessemed, 2021).

II.2.2.4. Préparation des différentes concentrations de l'extrait

Une solution mère de 500 μ L /mL est préalablement préparée en mélangeant 50 mL d'extrait avec 100 mL de solvant. Des milieux de culture de 15 ; 30 ; 60 et 120 μ L /mL sont préparés en prélevant successivement 0,9 ; 1,8 ; 3,6 et 7,2 mL de cette solution mère et en y ajoutant respectivement 29,1 ; 28,2 ; 26,4 ; 22,8 mL de PDA pour un volume final de 30 mL chacun. Ce volume final obtenu est coulé dans des boîtes de 90 mm, en raison de 10 mL chacune. Ces volumes sont obtenus en utilisant la formule $C_i V_i = C_f V_f$ (Gata-gonçalves, 2001). Pour les témoins négatifs, une solution de 10 mL de milieu est directement coulée dans chaque boîte de Pétri. La préparation du milieu enrichi au fongicide de synthèse a respecté les doses prévues pour la formulation par le fabricant, soit 3,33 g /L. Pour cela une solution mère de 50 mg/mL est préalablement préparée en mélangeant 500 mg de la poudre de fongicide avec de l'eau distillée stérile, pour un volume final de 10 mL. Un volume de 2 mL est prélevé de la solution mère et mélangé à 28 mL de milieu PDA pour un volume final de 30 mL. Ces proportions sont obtenues en utilisant la relation $C_i V_i = C_f V_f$. Une solution mère de l'extrait aqueux de 250 mg/mL a été préalablement préparée en macérant 500 g de graines de *J. curcas* dans 2 L d'eau distillée stérile

pendant au moins 12 h. Des milieux de culture de 15 ; 30 ; 60 et 120 μL /mL sont préparés en prélevant successivement 1,8 ; 3,6 ; 7,2 et 14,4 mL de cette solution mère et en y ajoutant respectivement 28,2 ; 26,4 ; 22,8 et 15,6 mL de PDA pour un volume final de 30 mL chacun. Ces volumes sont obtenus en utilisant la formule $C_i V_i = C_f V_f$.

II.2.2.5. Activité antifongique *in vitro* des extraits des graines de *J. curcas* contre *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum*

Les mesures de la croissance mycélienne des pathogènes ont été faites à partir du deuxième jour après incubation. Pour ce faire, les disques de 7 mm de diamètre des hyphes mycéliens de cultures pures de *S. Sclerotiorum* et *F. oxysporum* âgées de 10 jours ont été prélevés à l'aide d'un scalpel stérilisé et déposés au centre de chaque boîte de Pétri contenant le milieu PDA supplémenté d'une solution d'antibiotiques (STARNICILLIN 500), d'extraits des graines de *Jatropha* et /ou de fongicide de synthèse quand il était question d'un témoin positif. L'expérimentation a été faite avec trois répétitions pour chacun des agents pathogènes. Les boîtes de Pétri ont été scellées avec du film adhésif et mises en incubation dans une chambre de culture à 25 °C et la croissance mycélienne des deux agents pathogènes a été évaluée tous les jours à partir du deuxième jour après l'incubation en mesurant les deux diamètres perpendiculaires de la culture (Fig. 24). La mesure s'est terminée lorsque le mycélium avait rempli les boîtes de Pétri témoins et les calculs ont été faits suivant la formule de Singh *et al.* (1993).

$$D = \frac{(d_1 + d_2)}{2} - d_0$$

Où : D = croissance mycélienne ; d_1 et d_2 = diamètres perpendiculaires de la culture ;
 d_0 = diamètre de l'explant

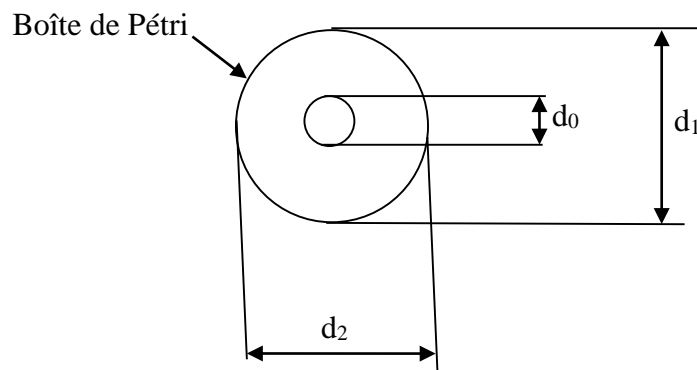


Fig. 24. Principe de mesure de la croissance mycélienne du pathogène en boîte de Pétri.

II.2.2.6. Relation entre les concentrations et les pourcentages d'inhibitions de la croissance mycélienne

Les différentes relations entre les concentrations et les pourcentages d'inhibitions ont été déterminées par la méthode utilisée par Ngoh Dooh (2014). A partir de l'équation $y = ax + b$ avec $x =$ concentration, et $y =$ pourcentage d'inhibition. Dans ce cas, si $a < 0$, la pente est négative ; si $a > 0$, alors la pente est positive ; si r est compris entre 0,8 et 1 alors la relation est parfaite et positive ; si r est compris entre -0,8 et -1 alors la relation est parfaite et négative ; si $r < 0,8$ alors la relation est positive mais imparfaite ; si $r > -0,8$ alors la relation est négative mais imparfaite.

II.2.2.7. Évaluation de la concentration minimale inhibitrice (CMI 50 et CMI 90)

Le pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne par rapport au témoin a été calculé pour toutes les concentrations de chaque fongicide en utilisant la formule proposée par Ayoub *et al.* (2017).

$$I(\%) = \frac{D_{to} \text{ (mm)} - D_{xi} \text{ (mm)}}{D_{to} \text{ (mm)}} \times 100$$

Où : $I =$ pourcentage d'inhibition ; $D_{to} =$ croissance mycélienne du contrôle ; $D_{xi} =$ croissance mycélienne dans le traitement.

Les concentrations minimales inhibant la croissance mycélienne (MIC50 et MIC90) des différents traitements utilisés contre *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum* ont été déterminées en calculant les valeurs (MIC50 et MIC90) par l'équation de régression linéaire de type $y = ax + b$. Où l'abscisse (x) est représentée par la concentration des extraits testés, l'ordonnée (y) par le pourcentage d'inhibition (%), a par la pente de la droite et b par la constante (Halima *et al.*, 2020).

II.2.2.8. Effet des extraits des graines de *J. curcas* sur la germination des spores de *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum*

Pour évaluer l'effet des extraits sur la germination des ascospores de *S. sclerotiorum* et les conidies de *F. oxysporum*, des disques mycéliens de 5 mm contenant les isolats de *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum* sont prélevés à partir des cultures sur milieu PDA, âgés de 5 jours et de 8 jours, respectivement. Pour les deux isolats fongiques pathogènes étudiés, cinq traitements ont été indispensables (le témoin PDA ; l'extrait aqueux, l'extrait à l'acétone l'extrait à l'hexane et une dose de fongicide dont la matière active est un mélange de 80 g/kg de Métalaxyl et 640 g/kg de Mancozèbe utilisée à la dose 2 %). Les différentes concentrations qui ont servi au test sur la croissance radiale à savoir 15 $\mu\text{L/mL}$; 30 $\mu\text{L/mL}$; 60 $\mu\text{L/mL}$; 120 $\mu\text{L/mL}$ ont été maintenues. Trois répétitions sont faites par traitement et l'essai a été répété une seule fois. Les différents milieux supplémentés d'extraits et fongicides sont coulés sur les lames. Les solutions

de 20 µL d'une suspension d'ascospores et de conidies calibrée à 3.10^5 ascospores/ mL de *S. sclerotiorum* et 3.10^5 conidies/ mL ont été déposées et étalées à l'aide d'une micropipette sur les préparations. Chaque dose est répétée trois fois et l'essai a été repris une fois. L'ensemble a été porté à l'obscurité pendant 12 h au moins. Le comptage a été fait sur un total de 100 ascospores et 100 conidies germées. Soit au total 300 spores par traitement au microscope ordinaire (Ngho Dooh, 2014).

II.2.2.9. Activité fongicide et fongistatique des extraits des graines de *J. curcas*

À la fin de l'expérience, des explants mycéliens des deux champignons testés ont été prélevés dans des boîtes de Pétri dans lesquelles la croissance fongique était complètement inhibée. Ces explants ont été ensemencés aseptiquement sur un milieu PDA sans extrait de graine ni fongicide. Après sept jours, selon que les champignons ont repris leur croissance ou non, la substance de départ (extrait) a été classée comme fongistatique ou fongicide selon la méthode utilisée par Hmiri *et al.* (2019).

II.2.3. Evaluation de l'effet des extraits des graines de *J. curcas* sur le développement de la fusariose, de la sclérotiniose et vis-à-vis de quelques insectes ravageurs du niébé en champ

II.2.3.1. Dispositif expérimental

Pour mener à bien ce travail en champ, un dispositif bifactoriel en « split-plot » (Ngatsi *et al.*, 2020) avec quatre blocs a été mis en place durant deux campagnes expérimentales Avril 2021 et 2022. Les variétés constituent le facteur principal à deux niveaux (variété locale en provenance de Mokolo dans la localité de Yaoundé notée V1 et la variété améliorée Lori notée V2 provenant de l'IRAD de Maroua). Les traitements représentent le facteur secondaire à six niveaux (parcelles non traitées (T0) ; parcelles traitées à l'extrait aqueux des graines de *J. curcas* (T-EAq) ; parcelles traitées à l'extrait à l'acétone des graines de *J. curcas* (T-EA) ; parcelles traitées à l'extrait à l'hexane des graines de *J. curcas* (T-EH) ; parcelles traitées à l'insecticide de synthèse (T-Ins) et les parcelles traitées au fongicide de synthèse (T-Fong)). Chaque bloc est composé de douze (12) sous parcelles, soit un total de quarante-huit (48) sous-parcelles ou unités expérimentales en respectant les écartements suivants : 50 cm entre les lignes, 20 cm sur la ligne, 50 cm entre les sous-parcelles et 1 m entre les blocs. Le dispositif expérimental a été étalé sur une superficie de 304,5 m² (Fig. 25).

II.2.3.3. Semis et entretien

Le semis des graines a été effectué le 6 Avril pour chaque campagne. La profondeur du semis était de 3 cm contenant trois graines par poquet. L'entretien des parcelles a consisté à démarier les plants, les arroser, sarcler quand cela était nécessaire (Omoigui *et al.*, 2018). Le démarriage s'est fait manuellement après deux semaines et a consisté à enlever les plants pour conserver deux (les plus vigoureux) par poquet.

II.2.3.4. Préparation des traitements à base des extraits des graines de *J. curcas*

Partant de la concentration inhibitrice de la croissance mycélienne des isolats (c3), les extraits aqueux de *J. curcas* ont été préparés suivant le protocole modifié de Diabaté *et al.* (2014). Des extraits aqueux de graines de *Jatropha* ont été préparés à raison de 100 grammes de grains dans 1L d'eau. Pour une meilleure extraction 500 g de poudre de graines est pesé à l'aide d'une balance de précision de marque « Sartorius Ag Gottinguen » et macéré dans 5 L d'eau pendant 24 h. soit environ 156,25 kg de poudre de graines par hectare pour 1562,5 L. Le contenu est vigoureusement agité toutes les 2 heures. Le mélange hétérogène est filtré à l'aide d'un tissu de mousseline et le filtrat recueilli est versé dans un bidon de 5 L. Après 48 heures, le filtrat obtenu est versé dans un pulvérisateur à dos de 15 L, auquel 10 g de savon en poudre sont ajoutés comme agent mouillant afin de renforcer l'adhésion des produits sur les parties de la plante à traiter avant son application en champ, ceci suivant la méthode utilisée par Ngoh Dooh (2014). S'agissant de l'extrait organique, 26,95 mL qui représente la concentration minimale d'inhibition à 90 % d'extrait sont introduits dans un pulvérisateur à dos à pression entretenue de 15 L contenant 5 L d'eau, auquel 10 g de savon en poudre sont ajoutés comme agent mouillant. La solution a été filtrée avant son application en champ afin de renforcer l'adhésion des produits sur les parties de la plante traitée.

II.2.3.5. Préparation du traitement fongicide et insecticide de synthèse

Les pesticides chimiques ont été utilisés suivant la méthode et la dose recommandées par le fabricant soit 3,33 g/L pour le fongicide dont la matière active est un mélange de 80 g/kg de Métalaxyl et 640 g/kg de Mancozèbe et 1,66 mL/L pour l'insecticide avec pour matière active (30 g/L d'Imidaclopride + 60 g/L et de Lambda-cyhalothrines). En effet, 50 g de poudre du fongicide ont été prélevés et pesés à l'aide d'une balance de précision (Sartorius) et introduit dans 15 L d'eau, puis le mélange a été homogénéisé et versé dans un pulvérisateur de 15 L avant l'application en champ, de même à l'aide d'une seringue, 10 mL d'insecticide ont été prélevés et introduits dans 5 L d'eau pour le traitement des jeunes plants effectués dans les parcelles à partir du 21^{ème} jour après semis.

II.2.3.6. Collecte des paramètres agro-morphologiques

Durant les deux campagnes expérimentales, les observations faites ont été portées sur le taux de levée, la hauteur des plants, le nombre de feuilles, le diamètre au collet, le poids de 100 graines, le nombre moyen de graines par gousse et le rendement en grains. Les graines semées par variété ont été suivies et le nombre de graines levées était relevé par intervalle de deux jours jusqu'au 6^{ème} jour. L'évaluation du taux de levée des graines a été effectuée en utilisant la formule de Moubitang (2010).

$$Tl (\%) = \frac{n}{N} \times 100$$

Tl (%) : taux de levée des graines ; n : nombre de graines levées ; N : nombre total de graines semées.

La hauteur des plants, le diamètre au collet, le nombre de feuilles et ont été évalués chaque semaine sur 10 plants étiquetés au hasard dans les unités expérimentales à 3, 5, 7 et 9 semaines après semis (SAS). La hauteur des plants a été mesurée à l'aide d'un mètre du collet jusqu'au niveau de l'apex, le diamètre au collet à l'aide d'un pied à coulisse et le nombre de feuilles par simple comptage. Le rendement a été évalué par des pesées des grains secs obtenus dans les unités expérimentales et extrapolé à l'hectare par la formule utilisée par Zakari (2003).

$$Rdt \text{ en kg/ha} = \frac{\text{poids/parcelle (g)}}{\text{surface/parcellaire (m}^2\text{)}} \times \frac{10000 \text{ m}^2}{1 \text{ ha}} \times \frac{1 \text{ kg}}{1000 \text{ g}}$$

II.2.3.7. Collecte des paramètres épidémiologiques des insectes ravageurs du niébé en champs

Durant les deux campagnes en champ, les insectes ravageurs trouvés dans les parcelles ont été collectés et conservés dans des boîtes contenant de l'alcool à 70 °C, puis ramenés au laboratoire d'entomologie de l'Université de Yaoundé 1 pour identification à l'aide des clefs dichotomiques.

II.2.3.7.1. Incidence des dégâts causés par les insectes ravageurs du niébé

L'incidence (proportion des plants ravagés au sein d'une unité expérimentale donnée, indépendamment de la gravité de l'attaque de chaque plants ; c'est-à-dire le nombre de plants attaqués par les ravageurs sur le nombre total de plants dans la parcelle) a été évaluée toutes les deux semaines à partir de la première semaine d'application des traitements, sur les 10 plants

étiquetés au hasard dans chaque unité expérimentale (feuilles, tiges, gousses) (Aroga, 2007). L'incidence est déterminée suivant la formule de Tchoumakov et Zaharova (1990).

$$I(\%) = \frac{N_{pa} \times 100}{N_{pt}}$$

Où : I (%) est l'incidence des insectes ravageurs ou maladies dans la parcelle exprimée en pourcentage, N_{pa} est le nombre de plants attaqués par les insectes dans la parcelle et N_{pt} le nombre total de plants dans la parcelle.

II.2.3.7.2. Sévérité des dégâts causés par les insectes ravageurs du niébé

La sévérité est le degré d'attaque d'un organe ou d'une plante entière par un ravageur. La sévérité est évaluée visuellement chaque deux semaines dès l'apparition des premiers symptômes, sur les 10 plants étiquetés au hasard dans chaque unité expérimentale (feuilles, tiges, gousses). La sévérité est déterminée en utilisant la formule proposée par Tchoumahov et Zaharova (1990).

$$S(\%) = \frac{\sum(ab)}{N} \times 100$$

Où : S (%) est la sévérité, $\sum(ab)$ est la somme des produits du nombre de plants attaqués (a) par le degré d'infection (b) donné en % et N est le nombre de plants malades ou attaqués.

La sévérité (S) des ravageurs traduisant le degré d'attaque des insectes ravageurs sur les plants (b) est évaluée à l'aide d'une échelle de notation visuelle de 1 à 9 proposé par Fablo *et al.*, (2012) où : 1 = 0 ; 2 = 2,5 % ; 3 = 12,5 % ; 4 = 25 % ; 5 = 50 % ; 6 = 75 % ; 7 = 87,5 % ; 8 = 97,5 % et 9 = 100 % de pourcentage moyen d'attaque.

II.2.3.8. Collecte des paramètres épidémiologiques de la fusariose et la sclérotiniose du niébé en champs

Dans le cadre de cette étude, deux maladies cryptogamiques ont fait l'objet de notre travail ; il s'agit de la fusariose et de la pourriture blanche connu sous le nom de la sclérotiniose du niébé. Elles sont respectivement causées par *F. oxysporum Schl. f.sp. tracheiphilum* et *S. sclerotiorum* (Lib.) de Bary. Les plants phénotypiquement malades ont été identifiés, dénombrés et étiquetés par sous parcelles et par variété. Ces plants ont par la suite été dénombrés par degré d'infection et la quantification de la maladie a été faite sur des parcelles unitaires et en fonction du temps. L'incidence et la sévérité de la maladie ont été déterminées en adoptant les formules de Tchoumakov et Zaharova, (1990).

II.2.3.8.1. Incidence de la fusariose et la sclérotiniose du niébé

L'incidence est la proportion des plants malades au sein d'une unité expérimentale donnée, indépendamment de la gravité de l'attaque de chaque plante ; c'est-à-dire le nombre de plants malades sur le nombre total de plants dans la parcelle. L'incidence est évaluée chaque deux semaine à partir de la première semaine d'application des traitements, sur les 10 plants étiquetés au hasard dans chaque unité expérimentale (feuilles et gousses). L'incidence est déterminée suivant la formule de Tchoumakov et Zaharova (1990).

$$I(\%) = \frac{Nm}{Nt} \times 100$$

Où : I (%) = incidence ; Nm = nombre de plantes malades et Nt = nombre de plantes étudiées.

II.2.3.8.2. Sévérité de la fusariose et la sclérotiniose du niébé

La sévérité de la maladie mesure la quantité de maladie sur un organe de la plante ou sur une plante entière. C'est le degré d'attaque d'un organe ou de la plante entière par la maladie. Pour ce faire, les plants étiquetés et malades ont été identifiés et caractérisés suivant un degré d'infection bien déterminé. La sévérité a été calculée suivant la formule ci-dessous :

$$S(\%) = \frac{\sum AB}{Nm} \times 100$$

Où : $\sum AB$ est la somme des multiplications du nombre des plantes malades (A) avec le degré d'infection correspondant (B) donné en % ; et Nm le nombre total de plantes malades. L'échelle utilisée pour le degré d'infection (B) est celui proposé par Wangungu *et al.* (2011) où 0 = 0 % d'infection de la plante ; 1 = infection recouvrant entre 1 - 15 % de la plante ; 2 = infection recouvrant entre 16 - 40 % de la plante ; 3 = infection recouvrant entre 41 - 75 % ; 4 = infection recouvrant entre 76 - 100 % de la plante.

II.2.4. Déterminer la teneur de quelques substances secondaires impliquées dans la défense naturelle des plants de niébé en champ traités aux extraits de graines de *J. curcas*.

Les déterminations quantitatives des principaux groupes de composés biologiques tels que les composés phénoliques (phénols et flavonoïdes), les protéines solubles totales et les activités de quelques enzymes ont été évaluées sur les feuilles de niébé ayant reçu les différents traitements (T0, T-EAq, T-EA, T-EH, T-Ins et T-Fong). Les feuilles de niébé âgées de 8 semaines ont été récoltées dès 05 h du matin et introduites séparément dans les enveloppes A4 portant le code du traitement correspondant pour éviter la confusion. Sept à dix jeunes feuilles de chaque traitement étaient ramenées au Laboratoire de Phytobiochimie et Etude des Plantes Médicinales

de l'université de Yaoundé1. Une fois au laboratoire, les jeunes feuilles ont été lavées avec de l'eau distillée.

II.2.4.1. Extraction et dosage des protéines solubles totales

II.2.4.1.1. Extraction des protéines solubles totales

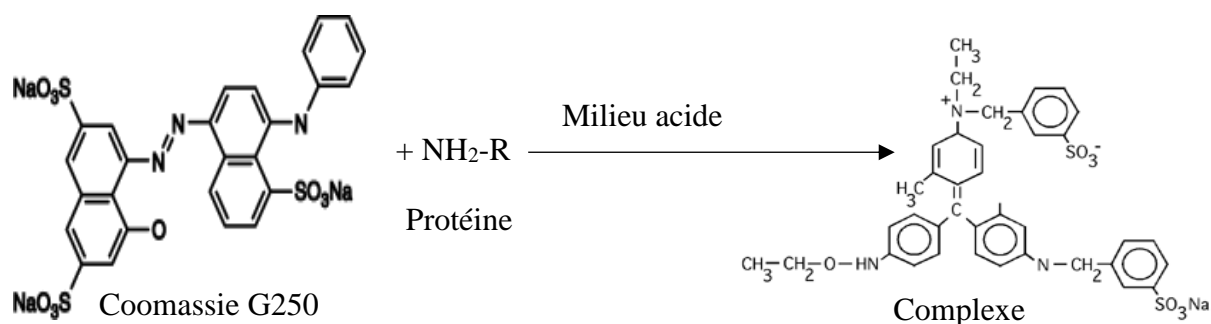
Les protéines solubles totales ont été extraites suivant le protocole décrit par Tarafdar et Marschner, (1994). 1 g de matériel végétal frais a été broyé dans un mortier contenant 5 mL de tampon phosphate de sodium 0,1 M à pH =7 placé dans la glace. Après centrifugation à 5000 g pendant 10 minutes à 4°C, le surnageant récupéré a constitué l'extrait brut enzymatique.

II.2.4.1.2. Dosage des protéines solubles totales

Pour chaque traitement, des feuilles bien développées de même rang foliaire sont prélevées et utilisées pour le dosage des protéines par la méthode de Bradford, (1976). En effet, 100 µL de l'extrait protéique (surnageant) précédemment obtenu sont prélevés ensuite 0,5 mL de tampon phosphate (pH=7,0), de l'eau distillée et 2 mL du réactif de Bradford sont ajoutés pour un volume final de 3 mL. L'étalonnage est réalisé en remplaçant l'extrait par des concentrations croissantes de BSA (Bovine Serum Albumine) et les densités sont lues à 595 nm après 10 minutes d'incubation à 25°C. Chaque essai a été répété 3 fois.

- Principe

En présence des chaînes latérales des acides aminés basiques (lysine, arginine, histidine), aromatiques et sur les fonctions amines libres de la chaîne polypeptidique, le bleu de Coomassie G₂₅₀ forme un complexe chromogène de coloration bleu, présentant un maximum d'absorption à 595 nm. L'équation de la réaction est celle donnée ci-dessous :



II.2.4.2. Dosages enzymatiques

La quantification des mesures spectrophotométriques a été réalisée selon la formule utilisée par Stéphane (2004) suite aux dosages enzymatiques de la GPX, PAL SOD, PPO et la CAT.

$$As. = \frac{\Delta A. Vt}{\epsilon . \Delta t. L. Ve. p}$$

AS : Activité spécifique enzymatique en $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ de Protéines ; ϵ : Coefficient d'extinction linéique molaire en μM ; ΔA : Différence moyenne de l'absorbance, Vt : Volume total du mélange réactionnel en ml ; Ve : Volume de l'extrait enzymatique en mL, L : Largeur de la cuve de mesure en cm ; P : Teneur en protéine en mg ; T : temps de lecture en min.

II.2.4.2.1. Détermination de l'activité du superoxyde dismutase (SOD-EC 1.15.1.1)

La détermination de l'activité du superoxyde dismutase (SOD) s'est faite suivant la méthode décrite par Mishra et Fridovich, (1972). A 166 μL de tampon carbonate (0,05 M, pH 10,2) et de méthionine (130 mM) ont été ajoutés 134 μL d'extrait protéique puis la réaction a été déclenchée par ajout de 200 μL d'adrénaline 0,3 mM excepté chez le tube blanc et le mélange homogénéisé par inversion rapide des tubes. En suite les densités optiques ont été lues à 480 nm après 20 et 80 secondes. L'activité spécifique de la SOD est définie en unité de SOD nécessaire pour causer une inhibition de 50 % de l'oxydation de l'adrénaline en adrénochrome pendant une minute. Chaque essai a été répété 3 fois.

II.2.4.2.2. Détermination de l'activité du gaïacol peroxydase (GPX-EC 1.1.11.1.7)

L'activité du gaïacol peroxydase a été déterminée selon la méthode de Fielding et Hall, (1978). Pour un volume final de 3 mL, le mélange réactionnel contient : 100 μL d'extrait enzymatique, 50 μL d' H_2O_2 à 0,3% et 2850 μL de tampon phosphate-Gaïacol (50 mM tampon phosphate, 8 mM de gaïacol, pH = 7,20). L'étalonnage de l'appareil s'est fait en l'absence de l'extrait enzymatique. La réaction a été déclenchée par l'ajout du peroxyde d'hydrogène. Après incubation à température ambiante pendant 1mn, la réaction a été stoppée par ajout de 0,5 mL de HCl 5N et l'absorbance a été mesurée par spectrophotométrie à 470 nm contre le blanc. Chaque essai a été répété 3 fois.

II.2.4.2.3. Évaluation de l'activité de la phénylalanine ammonialyase (PAL-EC 4.3.1.24)

L'activité de la phénylalanine ammonialyase a été évaluée suivant le protocole décrit par Zucker, (1968) avec quelques modifications. Un (1) mL de tampon phosphate 0,1M (pH = 7) a été mélangé à 1 mL de phénylalanine 50 mM contenu dans un tube à essai, puis 1 mL d'extrait enzymatique a été ajouté. Après incubation à 37° C pendant 1h, la réaction a été stoppée par ajout de 0,5 mL de HCl, 5N et l'absorbance mesurée par spectrophotométrie à 290 nm contre le blanc. Chaque essai a été répété 3 fois. L'activité spécifique de la PAL a été déterminée puis exprimée en DO /min/mg de protéines.

II.2.4.2.4. Détermination de l'activité du polyphénol oxydase (PPO)

La mesure de l'activité de la Polyphénol oxydase a été mise au point à partir de la méthode de Mayer *et al.* (1965) et Avallone *et al.* (2003). Ces enzymes transforment les composés phénoliques en Produits quinoniques. Dans notre cas, le substrat utilisé est le pyrocathécol et est oxydé en 0-Quinone qui absorbe à 420 nm. 300 µL de pyrocathécol à 50 mM et 200 µL d'extrait pur ont été introduits dans un tube à essai contenant 2,5 mL de tampon phosphate 0,1M (pH = 6,8) contre 300 µL de pyrocathécol à 50 mM introduit dans une cuve blanche contenant 2,7 mL de tampon phosphate 0,1 M, pH 6,8. L'étude de la cinétique enzymatique se fait à une longueur d'onde 420 nm, pendant 4 mn, à l'aide d'un spectrophotomètre UV visible. Chaque essai a été répété 3 fois.

II.2.4.2.5. Détermination de l'activité de la catalase (CAT)

Le protocole de mesure de l'activité de la CAT a été mis au point à partir de la méthode de Saulia, (2010). La décomposition du peroxyde d'hydrogène par la catalase est suivie au spectrophotomètre UV à 240 nm. 300 µL de H₂O₂ à 0,34 M et 200 µL d'extrait enzymatique ont été introduits dans un tube à essai contenant 2,5 mL de tampon phosphate 50 mM, (pH = 7) contre le blanc. La cinétique de la catalase est mesurée à 240 nm pendant 5 mn dans des cuves en quartz, avec un spectrophotomètre UV. Chaque essai a été répété 3 fois.

II.2.4.3. Extraction et dosage des composés phénoliques et des flavonoïdes

II.2.4.3.1. Extraction des composés phénoliques

L'extraction des composés phénoliques a été réalisée suivant le protocole de Luthria et Pastor-Corrales, (2006) modifié par Mujica *et al.* (2009). 1g de poudre de chaque échantillon, respectivement ont été ajouté à 10 mL de méthanol 80 % acidifié à 0,1 % avec le HCl. Chaque mélange a été homogénéisé, incubé 2 heures à température ambiante et centrifugé à 1800 g pendant 15 minutes. Le surnageant a été récupéré et le culot retraité de nouveau tel que décrit précédemment. Les extraits méthanoliques (surnageant) ainsi obtenus ont servi au dosage des composés phénoliques et flavonoïdes. Chaque essai a été répété 3 fois.

II.2.4.3.2. Dosage des composés phénoliques (phénols totaux)

Le dosage des composés phénoliques a été réalisé suivant le protocole légèrement modifié de Singleton et Rossi, (1965).

II.2.4.3.3. Dosage des flavonoïdes

Le protocole de chlorure d'aluminium décrit par Enujiugha (2010) a été utilisé pour quantifier la teneur totale en flavonoïdes dans les feuilles de chaque traitement. Essentiellement, 1,25 mL d'eau distillée ont été ajoutés à 0,25 mL de chaque extrait phénolique de jeunes feuilles de niébé en trois exemplaires. Ensuite, 75 µL de NaNO₃ à 50 % ont été ajoutés et laissés au repos pendant 6 minutes, par la suite, 150 µL de chlorure d'aluminium (10 %) ont été ajoutés. Après 5 minutes d'incubation à température ambiante, 0,5 mL de NaOH (1M) a été ajouté. Le mélange réactionnel a ensuite été obtenu à 2,5 mL par addition d'eau distillée. Un autre ensemble de tubes à essai a reçu le même traitement, mais l'extrait phénolique a été remplacé par l'étalon d'acide gallique à différentes concentrations (10 à 1000 µg/mL). Après homogénéisation, l'absorbance a été mesurée à 510 nm. Les teneurs totales en flavonoïdes de chaque traitement ont été exprimées en équivalents d'acides gallique (mg A gallique/g échantillon sec) à l'aide d'une courbe d'étalonnage (R = 0,9552) réalisé à partir d'acide gallique pure.

II.2.5. Analyse statistique des données

Les données relevées pour les différents tests *in vitro* et en champ ont été saisies sous formes de moyenne ± écart type puis représentées sous forme de graphes et de tableau à l'aide du tableur Microsoft Excel 2013. L'analyse de variance à un facteur et à deux facteurs (ANOVA) des données a été possible grâce au logiciel R version 3.5.1. La comparaison multiple des moyennes a été déterminée et le test de Duncan après vérification de la normalité des données (Test de Shapiro-Wilk à $P > 0,05$) et l'homogénéité de variance (Test de Levene à $P > 0,05$) et lorsque des différences significatives ($P < 0,05$) pour un des facteurs ont été décelées. La droite de régression linéaire de type $y = ax + b$ issue de la fonction $PI = f(\text{Inci})$ a été obtenu à partir du tableur Excel 2013 pour déterminer les CMI50 et CMI90. La corrélation de Pearson, l'analyse en composantes principales (ACP) et le dendrogramme ont été réalisés grâce au logiciel R-Studio version 3.5.1 entre les variétés, les paramètres agronomiques (diamètre au collet, hauteur des plants et nombre de feuilles), biochimiques (phénols, flavonoïdes, protéines et enzymes oxydatives), épidémiologiques (incidence et sévérité) et le rendement en vue de déceler le rapprochement entre les variétés moins susceptibles aux attaques des bioagresseurs et plus performantes du point de vue productivité du niébé.

CHAPITRE III. RÉSULTATS ET DISCUSSION

CHAPITRE III. RÉSULTATS ET DISCUSSION

III.1. Résultats

III.1.1. Caractéristiques les extraits des graines de *J. curcas* issus de l'analyse GC-MS

III.1.1.1. Rendement d'extraction et caractéristiques des extraits pour 500 g des graines

Les extraits aqueux et organiques (acétone, hexane) issus des graines de *J. curcas* obtenus dans le cadre de cette étude au laboratoire présentent une couleur jaunâtre et un aspect huileux pour les extraits organiques. L'extrait aqueux quant à lui présente une couleur blanchâtre et un aspect laiteux. Le rendement d'extraction est de 61,46 % pour l'extrait à l'hexane, 45,51 % pour l'extrait à l'acétone et 33,33 % pour l'extrait aqueux. L'hexane est le meilleur solvant d'extraction par rapport aux autres solvants utilisés avec un taux d'extraction élevé de 61,46 % (Tableau III).

Tableau III. Rendement d'extraction (%) et Caractéristiques des extraits pour 500 g des graines de *J. curcas*.

Solvant d'extraction	Rendement d'extraction (%)	Aspect	Couleur
Acétone	45,51	Huileux	Jaunâtre
Hexane	61,46	Huileux	Jaunâtre
Aqueux	33,33	Laiteux	Blanchâtre

III.1.1.2. Composition chimique des extraits des graines *J. curcas* obtenus par analyse GC-MS

Le profil chromatographique en phase gazeuse couplé à la spectrométrie de masse (GC-MS) des extraits de graines de *J. curcas* révèle des pics dont le nombre et les temps de rétention varient en fonction du type d'extrait analysé. Les chromatogrammes obtenus mettent en évidence la présence de plusieurs pics dominants, secondaires et très minoritaires. En général, l'extrait aqueux présente le plus grand nombre de pics (36), suivi par l'extrait à l'hexane (17) et enfin l'extrait à l'acétone (6). Les temps de rétention enregistrés s'étendent de 1,945 à 42,199 minutes pour l'extrait aqueux (Fig. 27), de 1,276 à 48,694 minutes pour l'extrait à l'acétone (Fig. 28), et de 2,088 à 45,135 minutes pour l'extrait à l'hexane (Fig. 29). Les composés de poids moléculaires différents ont été obtenus à partir de chaque pic (Fig. 30). Les composés obtenus dans les extraits étaient des acides gras, des alcools, des esters et des alcanes (Tableau IV).

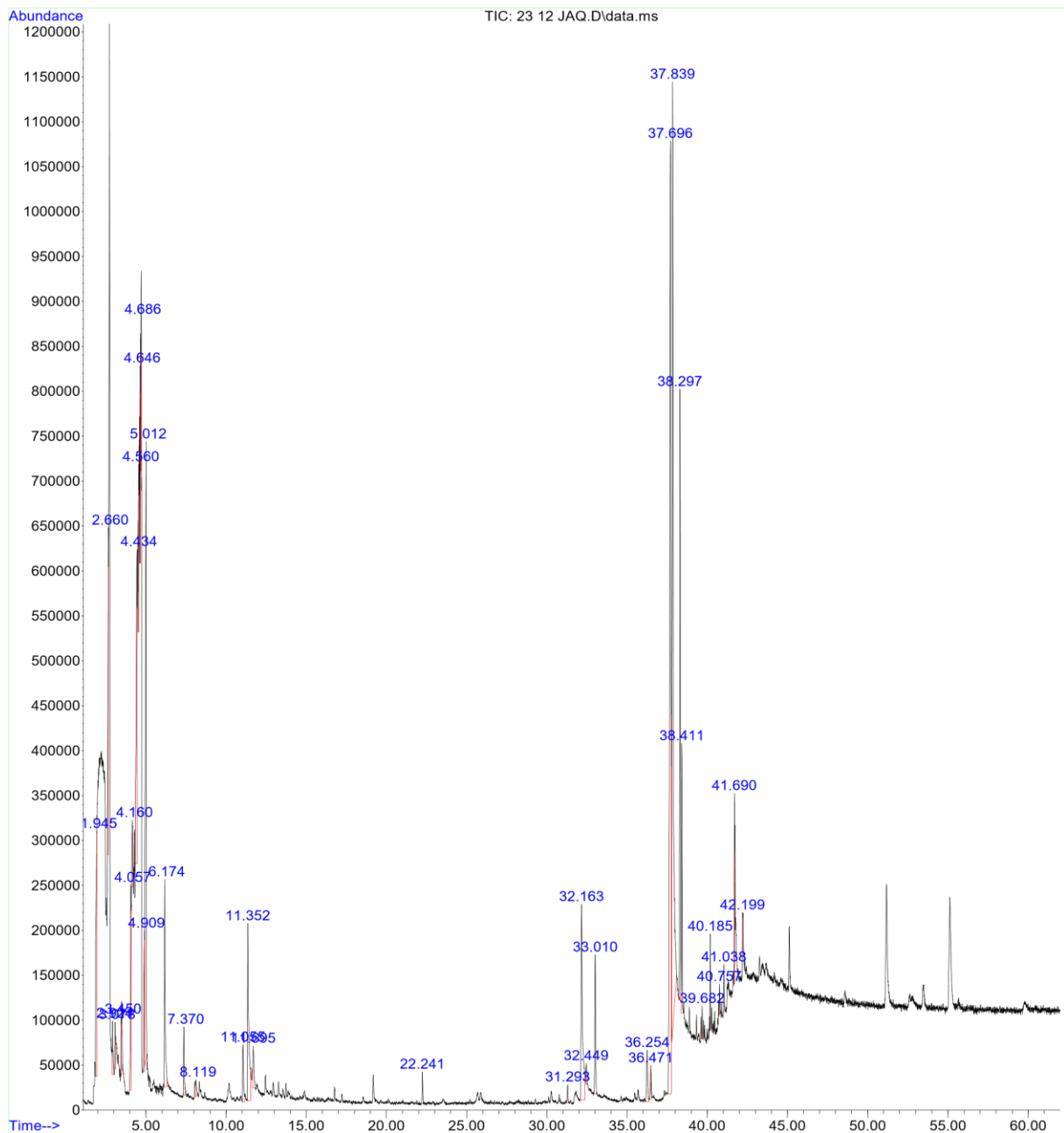


Fig. 27. Profil chromatographique GC-MS de l'extrait aqueux des graines de *J. curcas*.

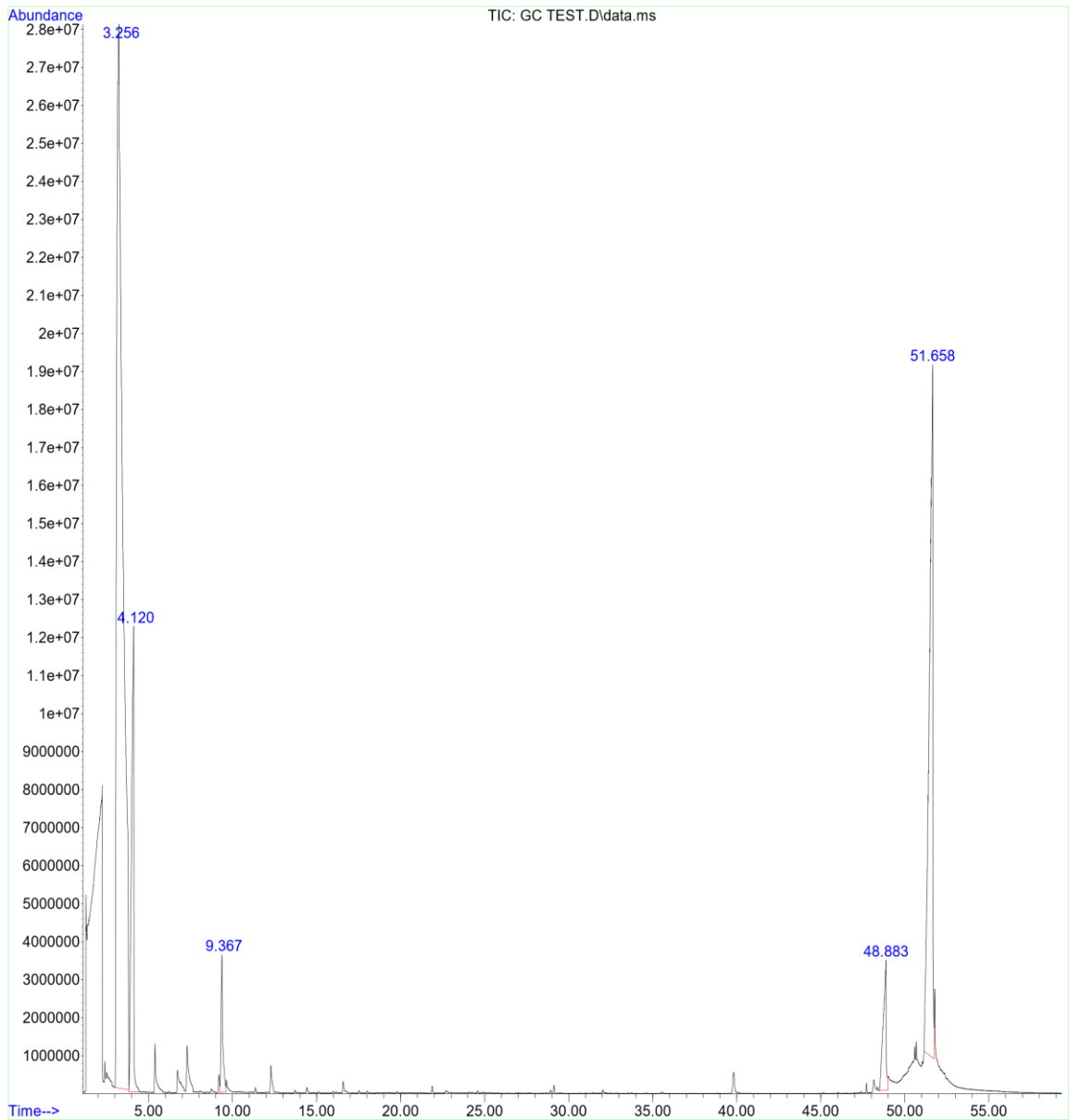


Fig. 28. Profil chromatographique GC-MS de l'extrait à l'acétone des graines de *J. curcas*.

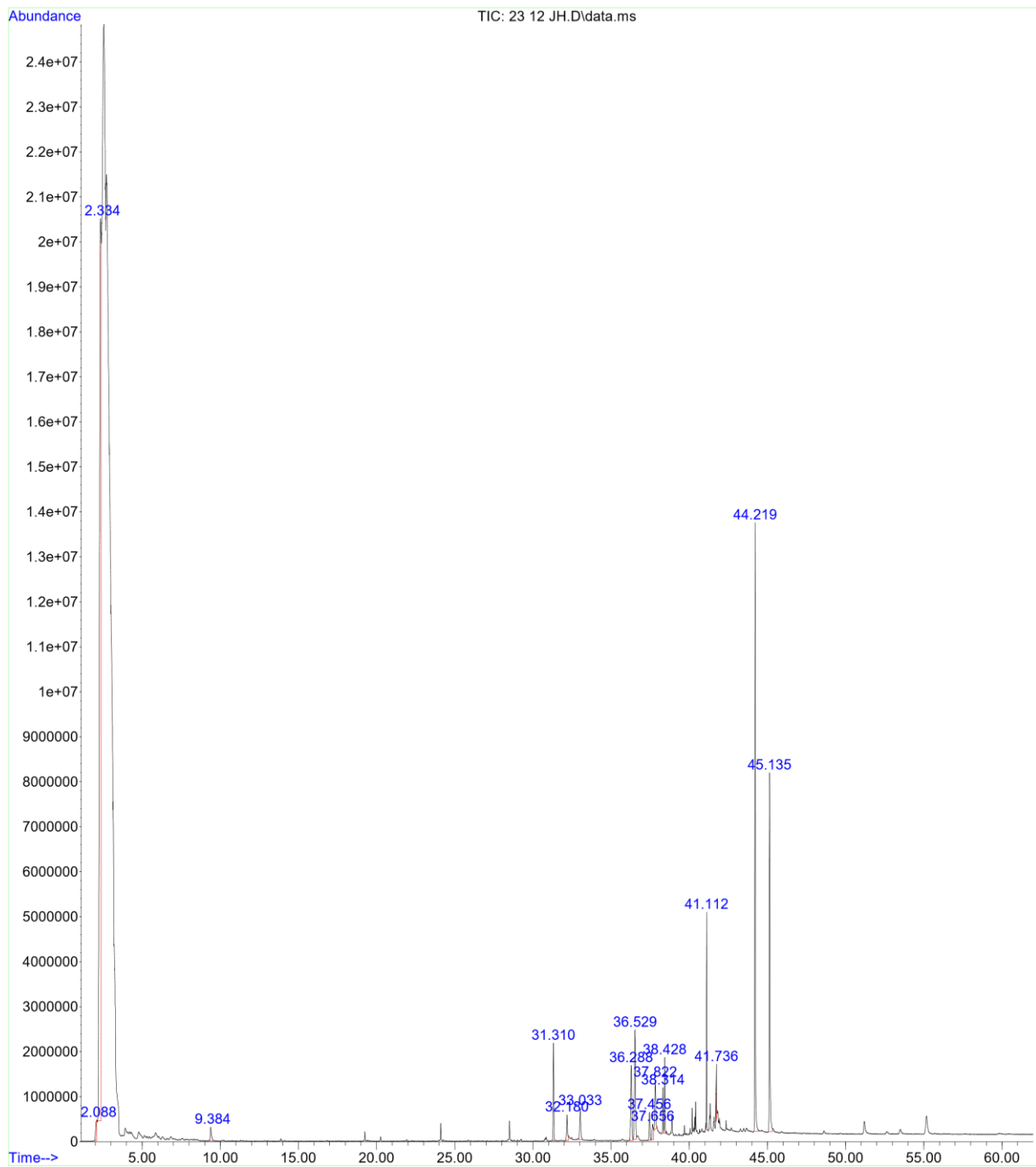
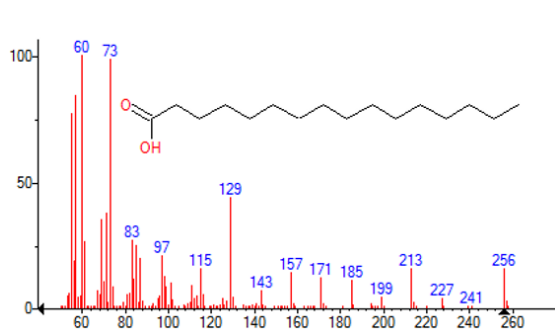
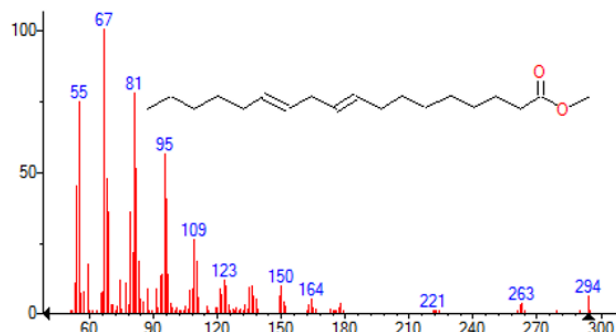


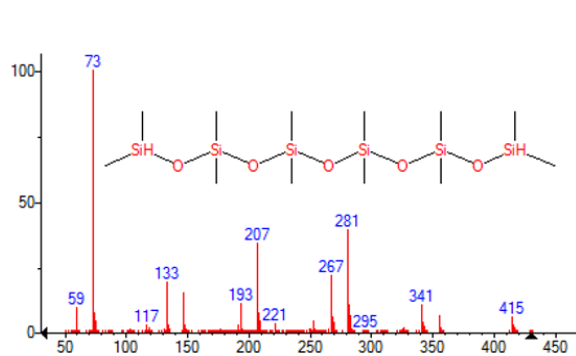
Fig. 29. Profil chromatographique GC-MS de l'extrait à l'hexane des graines de *J. curcas*.



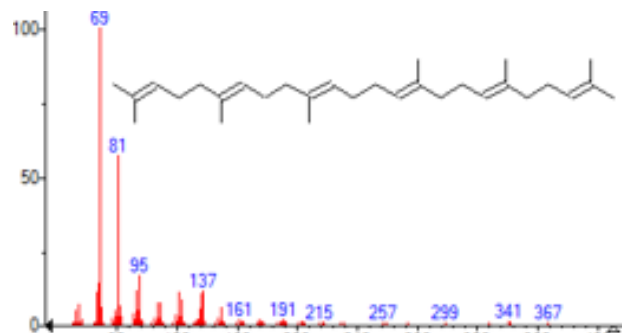
Acide n-hexadécanoïque



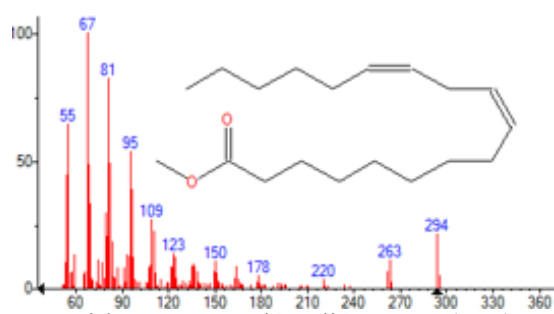
Acide 9,12-octadécadiénoïque methyl ester



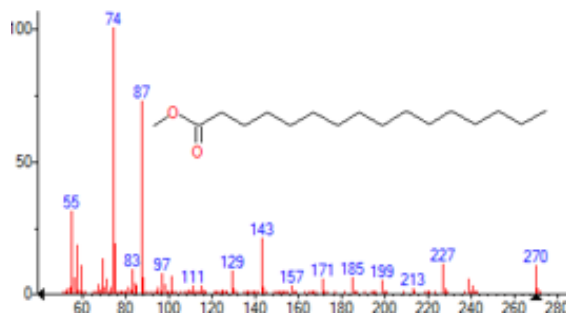
Heptasiloxane, 1,1,3,3,5,5,7,7,9,9...



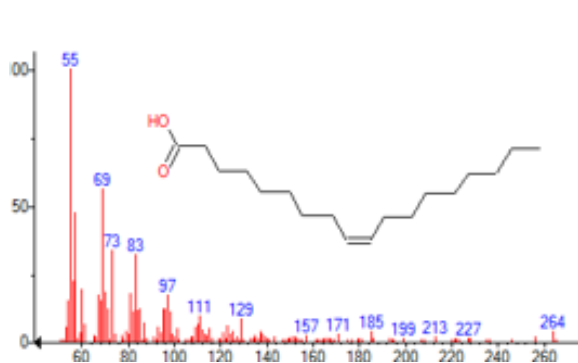
Squalène



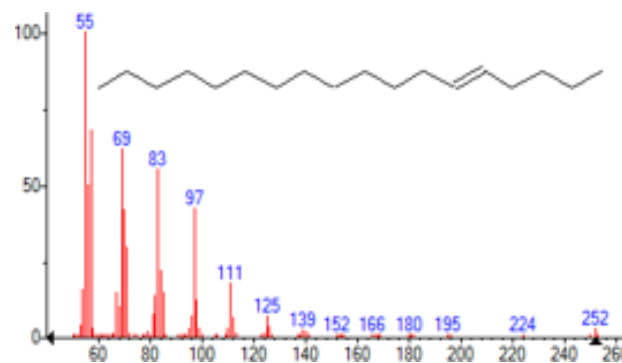
Acide 9,12-octadécadiénoïque (Z,Z), methyl ester



Acide hexadécanoïque, ester méthylique



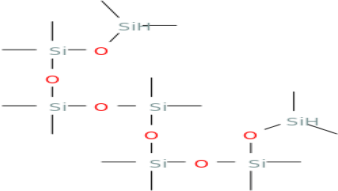
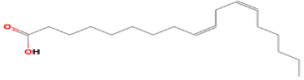




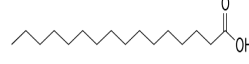
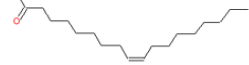

Acide oléique



5-Eicosene, (E)-

Fig. 30. Spectre de masse de quelques composés chimiques contenus dans les extraits de *J. curcas*.

Tableau IV. Distribution de quelques composés obtenus dans les extraits de graines de *J. curcas*

Noms des composés	Temps de retention (mm)	Poids moléculaire (g/mol)	Structure Moléculaire
Heptasiloxane, 1,1,3,3,5,5,7,7,9...	40,757	505,09	
Acide 9,12-octadécadiénoïque (Z,Z)-.	36,254	280,4	
Acide 9-octadécénoïque (Z)-, 2-hydr...	39,682	282,5	
9-hexadécénoate d'éthyle	38,411	38,411	
Éthyle 9.cis.11.trans.-octadécad...	38,297	38,297	
Acide hexadécanoïque, ester méthylique	31,293	31,293	
Acide n-hexadécanoïque	32,163	32,163	
Acide oléique	37,839	37,839	
Acide hexadécanoïque, ester méthylique	31,310	270,45	

III.1.2. Effet des extraits des graines de *J. curcas* sur le développement des isolats de *S. sclerotiorum* et de *F. oxysporum* *in vitro*.

III.1.2.1. Obtention et identification des isolats de *S. sclerotiorum* et de *F. oxysporum*

III.1.2.1.1. Obtention et identification des isolats de *S. sclerotiorum*

Le mycelium de *S. sclerotiorum* présentait un profil lisse de couleur marron (Fig. 31 a) ou blanchâtre (Fig. 31 b) avec présence des sclérotés (masse compacte de mycélium durci contenant des réserves alimentaires de champignons) disposés au centre et au bord des boîtes de Pétri. La production des sclérotés de forme ovale et irrégulière s'est produite à partir du 6^{ème} jour. Après 9 jours de croissance fongique, les sclérotés matures avaient une pigmentation foncée, une texture rugueuse avec la présence de plusieurs cavités. Sous observation microscopique, les hyphes étaient hyalins et ramifiés. Les ascospores sont ovales et septées (31 c). A l'aide de la clé d'identification, l'aspect morphologique des deux isolats les identifie comme appartenant à la famille des *Sclerotiniaceae*.

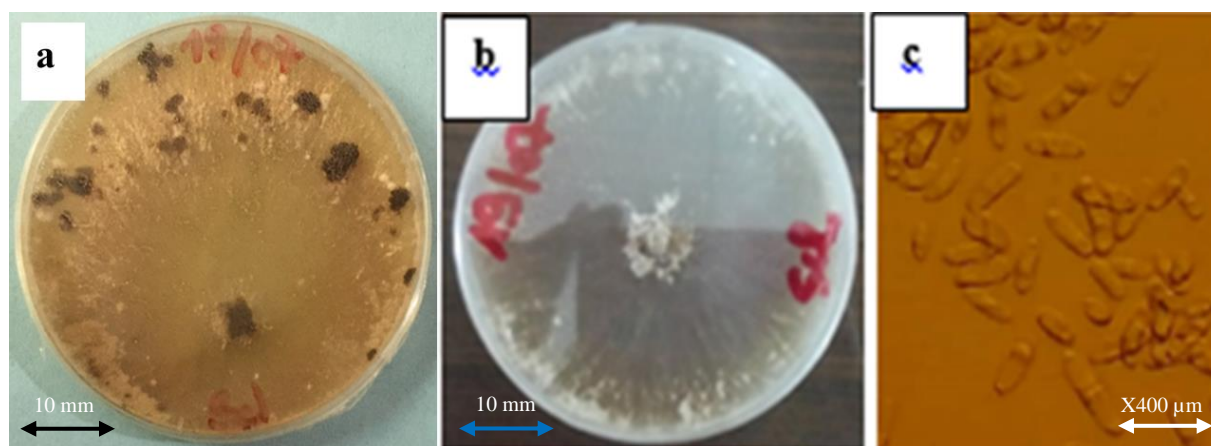


Fig. 31. Amas mycélien de *S. sclerotiorum* a) Mycélium de couleur marron ; b) Mycélium de couleur blanchâtre ; c) Ascospores.

Les boîtes contenant les sclérotés étaient ouvertes sous une hotte à flux laminaire et le nombre de sclérotés variait entre 15 et 37 avec un diamètre compris entre 0,25 et 8,5 mm 14 jours après l'inoculation (Fig. 32).

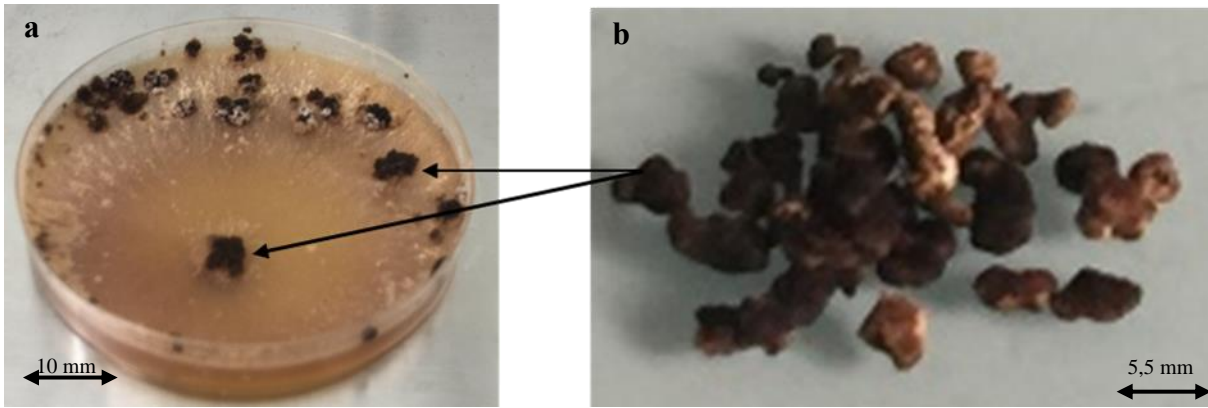


Fig. 32. Culture pure de *S. sclerotiorum* : a) Boîte contenant les sclérotés à maturité de couleur marron; b) sclérotés à maturité (14 jours après culture de l'inoculum de *S. sclerotiorum* sur milieu PDA et incubé à 23 °C).

III.1.2.1.2. Obtention et identification des isolats de *F. oxysporum*

L'observation macroscopique du mycélium de *F. oxysporum* a montré une couleur blanchâtre (Fig. 33 a) ou rosâtre (Fig. 33 b) et d'aspect cotonneux. L'observation au microscope photonique d'une préparation sur lames et lamelles présente les macroconidies, les microconidies et des chlamydozoospores produites par les hyphes (Fig. 33 c). Les macroconidies étaient fusiformes, arquées à extrémité fine ou droites pour d'autres. Certaines macroconidies et microconidies étaient septées et d'autres non septées. Les microconidies sont plus nombreuses que les macroconidies. Elles sont elliptiques, ovoïdes ou réniformes. Les résultats ont révélé la présence de chlamydozoospores avec des spores rondes au milieu des hyphes courts dans tous les isolats observés. A l'aide de la clé d'identification, l'aspect morphologique des deux isolats les identifie comme appartenant à la famille des *Nectriaceae*.

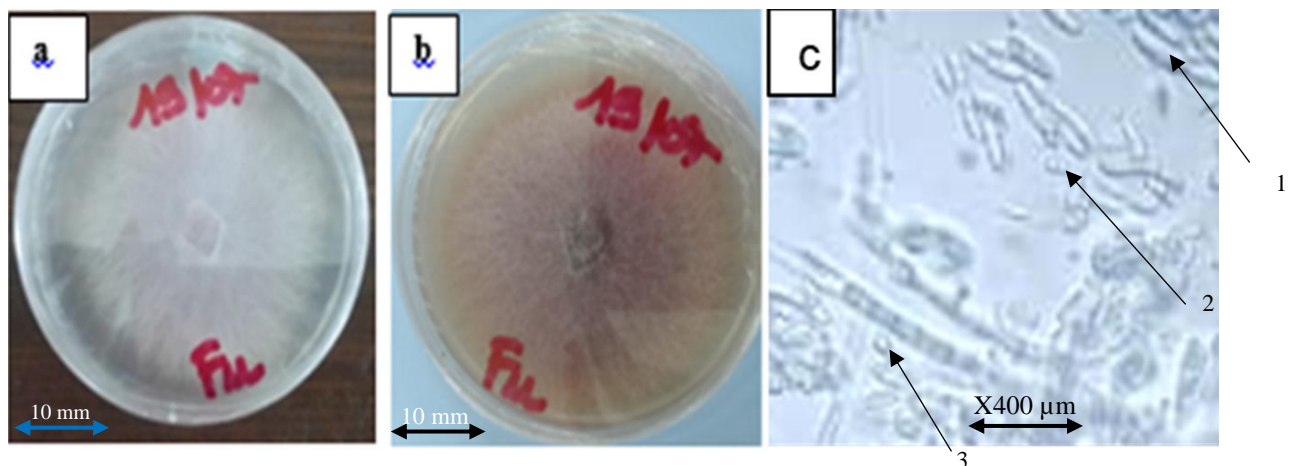


Fig. 33. Amas mycélien de *F. oxysporum* a) Mycélium de couleur blanchâtre ; b) Mycélium de couleur rosâtre ; c) Macro conidie (1), micro conidie (2) et chlamydozoospore (3).

III.1.2.2. Postulat de Koch

Le postulat de Koch a révélé l'apparition des symptômes particuliers semblables à ceux de la pourriture blanche et de la fusariose. Les jeunes feuilles saines de niébé infectées par les inocula des deux champignons *S. Sclerotiorum* et *F. oxysporum* ont présenté les symptômes de la maladie. Les micro-organismes réisolés des feuilles infectées étaient identiques à ceux obtenus sur les organes originaux infectés en champ.

III.1.2.3. Activité antifongique *in vitro* des extraits des graines de *J. curcas* contre *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum*

Les résultats ont montré que les extraits des graines de *J. curcas* ont eu un effet significatif sur la croissance mycélienne de *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum* *in vitro* (Fig. 34). Par ailleurs cette inhibition a été fonction de la concentration des extraits. Plus la concentration était élevée, plus l'inhibition était grande. En effet, les analyses statistiques ont révélé des différences significatives ($P < 0,05$) au seuil de 5 % dans la croissance mycélienne de *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum* (Fig. 35). À la concentration C3, les extraits d'acétone, aqueux et hexane des graines de *J. curcas* ont respectivement induit une inhibition de 86,71 %, 100 % et 47,8 % pour *S. sclerotiorum*, ainsi que de 84,35 %, 96,71 % et 49,7 % pour *F. oxysporum*. A la concentration C4 = 120 $\mu\text{L/mL}$, l'extrait aqueux et l'extrait à l'acétone ont totalement inhibé ($I = 100\%$) la croissance mycélienne de *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum*. Par contre, dans les boîtes témoins, les mycéliums de *S. sclerotiorum* et de *F. oxysporum* ont entièrement colonisé le milieu de culture. Par ailleurs, aucune différence significative n'a été observée entre les pourcentages d'inhibition du fongicide de synthèse et ceux des extraits aqueux à la concentration C3, ainsi que ceux des extraits à l'acétone à la concentration C4, pour les deux agents pathogènes.

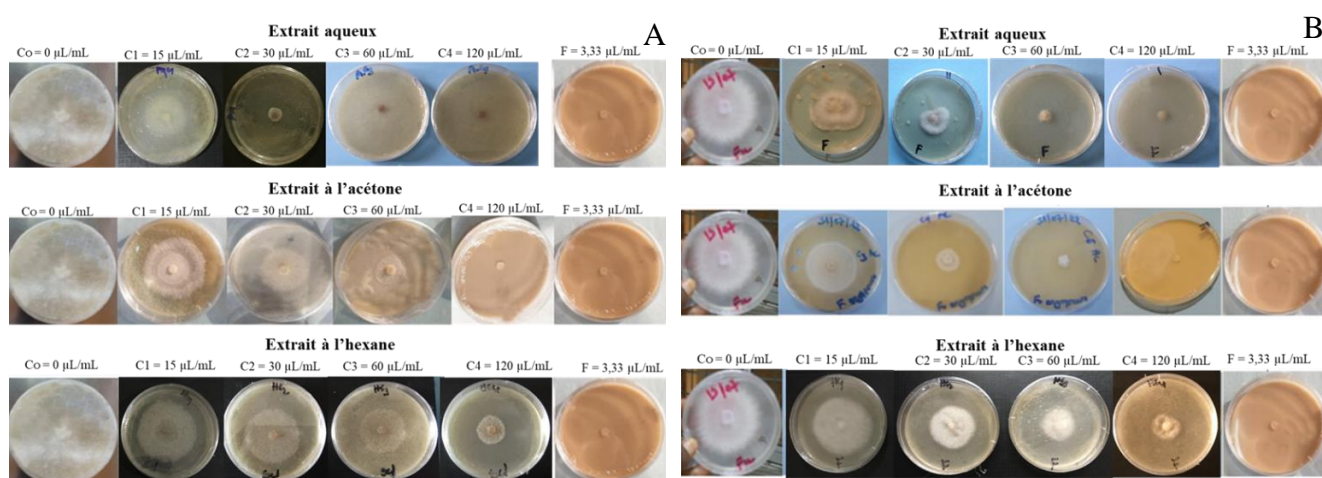


Fig. 34. Activité inhibitrice *in vitro* des extraits organiques et de l'extrait aqueux des graines de *J. curcas* sur la croissance radiale de *S. sclerotiorum* (A) et *F. oxysporum* (B) sur milieu PDA.

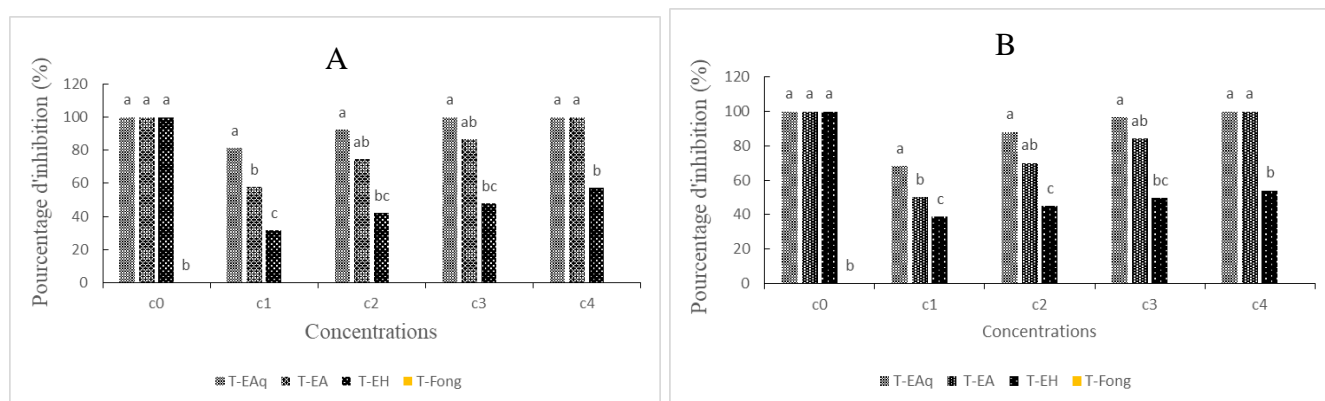


Fig. 35. Effet des traitements sur l'activité inhibitrice de *S. sclerotiorum* (A) et *F. oxysporum* (B).

T-EAq : Traitement à l'Extrait aqueux ; T-EA : Traitement à l'Extrait à l'acétone ; T-EH : Traitement à l'Extrait à l'hexane. T-Fong : Traitement au fongicide de synthèse ; c0 : contrôle ; c1 : 15 $\mu\text{L.mL}^{-1}$; c2 : 30 $\mu\text{L.mL}^{-1}$; c3 : 60 $\mu\text{L.mL}^{-1}$ et c4 : 120 $\mu\text{L.mL}^{-1}$. Les histogrammes surmontés des mêmes lettres ne sont pas significativement différents au seuil de 5 %.

III.1.2.4. Relation entre les concentrations et les pourcentages d'inhibition obtenus avec *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum*

Les équations de régression obtenues à partir des différents extraits contre *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum* montrent des relations linéaires croissantes puisque des droites de régressions à pente positive ont été obtenues (Fig. 36 et 37). Des équations linéaires : $y = 7,718x + 73,645$; $y = 9,485x + 62,52$; $y = 12,934x + 42,175$ pour l'isolat de *Fusarium*, ont été obtenues respectivement avec l'extrait aqueux, à l'acétone et à l'hexane. Les équations linéaires pour l'isolat de *S. sclerotiorum* : $y = 6,306x + 77,705$; $y = 13,86x + 45,115$; $y = 12,35x + 42,65$ ont été obtenues respectivement avec l'extrait aqueux, l'extrait à l'acétone et à l'hexane. Une corrélation parfaite et positive a été obtenue entre les différentes concentrations. Le coefficient de corrélation (R^2) étant compris entre 0,70 et 1. Soit 0,7056 ; 0,9962 ; 0,8681 respectivement pour les extraits aqueux, à l'acétone et à l'hexane de l'isolat de *Fusarium*. En ce qui concerne l'isolat de *S. sclerotiorum*, les valeurs de (R^2) étaient de 0,8679 ; 0,9957 et 0,9211 respectivement pour les extraits aqueux, à l'acétone et à l'hexane (Tableau V.).

Tableau V. Corrélation entre le pourcentage d'inhibition et concentrations des différents extraits sur les isolats de *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum*.

Types d'extraits	<i>F. oxysporum</i>		<i>S. sclerotiorum</i>	
	Coefficient de corrélation (R^2)	Observations	Coefficient de corrélation (R^2)	Observations
Aqueux	0,70	Fortement corrélé	0,86	Fortement corrélé
Acétone	0,99	Fortement corrélé	0,99	Fortement corrélé
Hexane	0,86	Fortement corrélé	0,92	Fortement corrélé

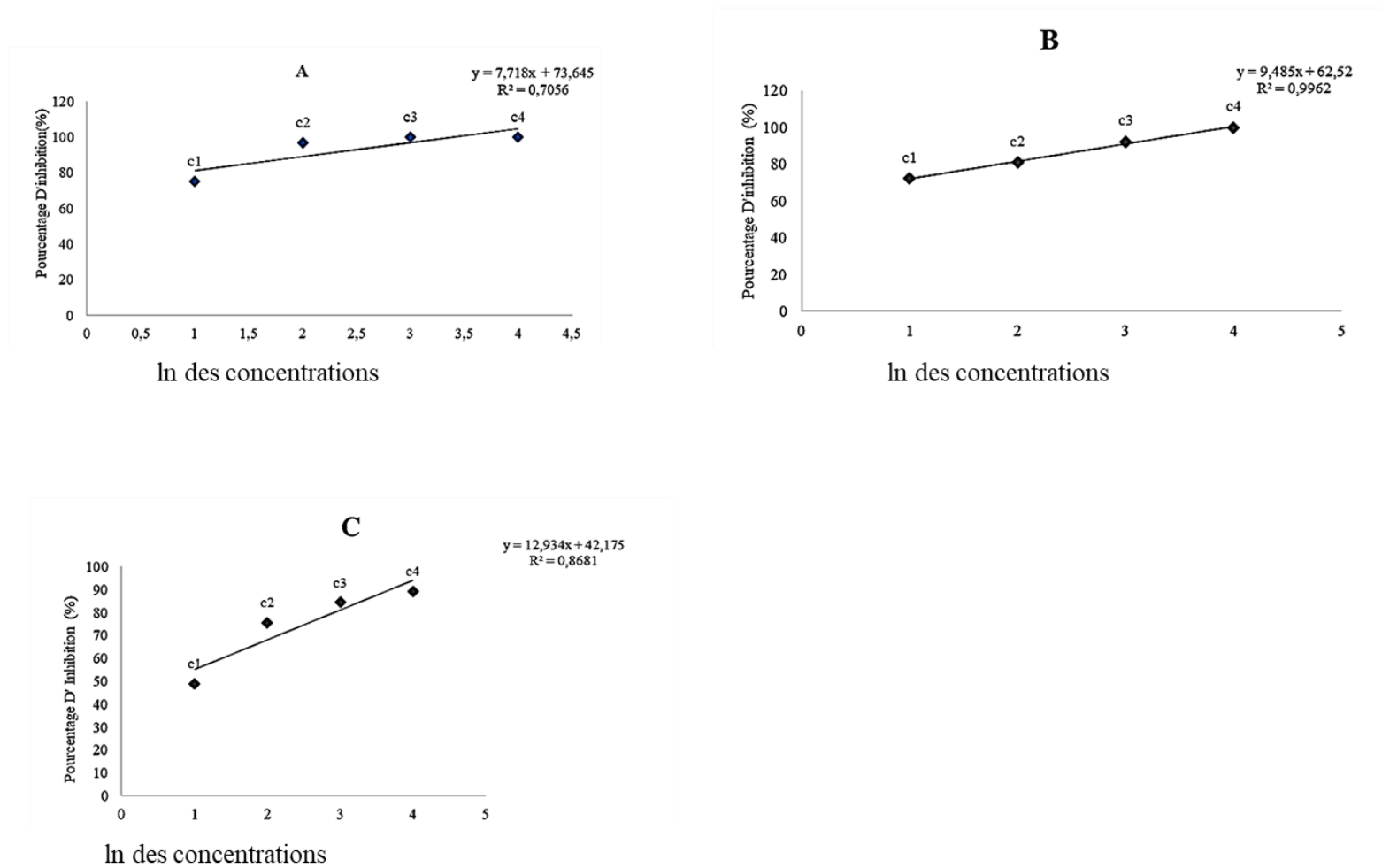


Fig. 36. Droites de régression de la croissance mycélienne aux différents traitements de *F. oxysporum*.

Extrait aqueux (A) ; Extrait à l'Acétone (B) et (C) Extrait à l'hexane, c1: 15 $\mu\text{L.mL}^{-1}$; c2: 30 $\mu\text{L.mL}^{-1}$; c3: 60 $\mu\text{L.mL}^{-1}$ et c4: 120 $\mu\text{L.mL}^{-1}$

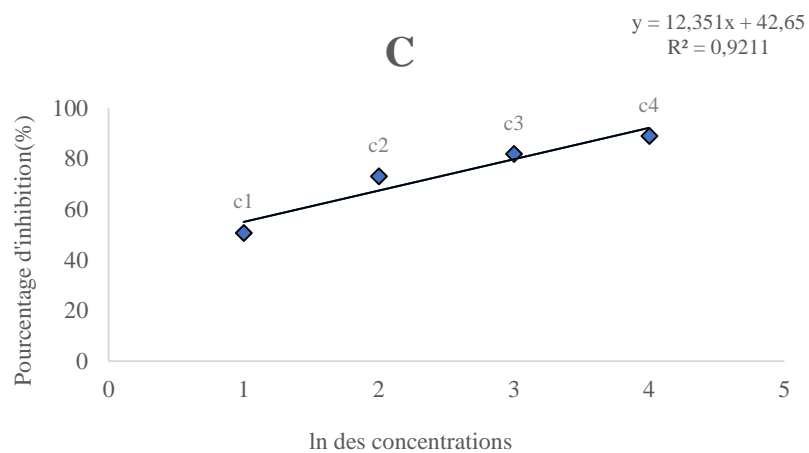
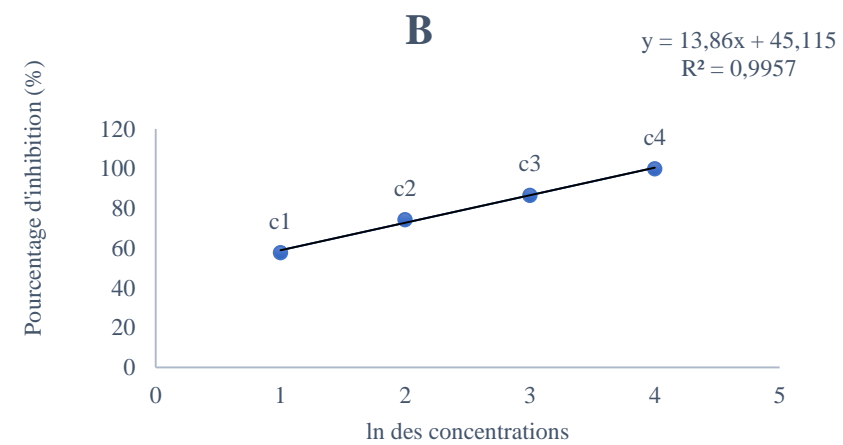
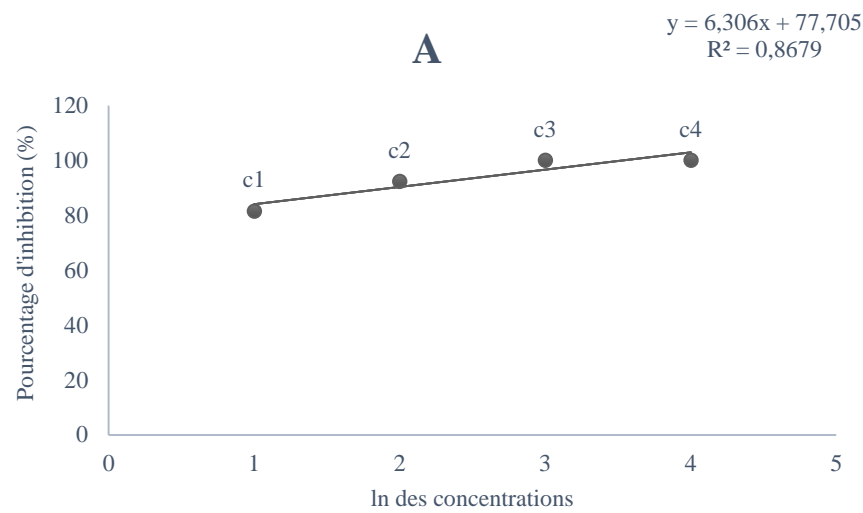


Fig. 37. Droites de régression de la croissance mycélienne aux différents traitements de *S. sclerotiorum*.

Extrait aqueux (A) ; Extrait à l'Acétone (B) et (C) Extrait à l'hexane, c1: 15 $\mu\text{L.mL}^{-1}$; c2: 30 $\mu\text{L.mL}^{-1}$; c3: 60 $\mu\text{L.mL}^{-1}$ et c4: 120 $\mu\text{L.mL}^{-1}$.

III.1.2.5. Effet des extraits des graines de *J. curcas* sur la germination des ascospores de *S. sclerotiorum* et des conidies de *F. oxysporum*

La germination des ascospores de *S. sclerotiorum* et des conidies de *F. oxysporum* observée au microscope optique a été marquée par la présence du tube germinatif le long des spores des différents champignons. Les ascospores et des conidies observées au microscope ont montré une germination normale sur le milieu témoin, soit 100 % de conidies et 100 % d'ascospores germées. Cependant, aucune germination n'a été observée avec le milieu supplémenté en fongicide de synthèse, soit 0 % de conidies et 0 % d'ascospores germées. L'extrait aqueux s'est révélé très efficace contre la germination des ascospores de *S. sclerotiorum* et des conidies de *F. oxysporum* à la dose $c_3 = 60 \mu\text{L/mL}$, où les pourcentages d'inhibition ont été de 98,19 % et 100 % ; suivi de l'extrait à l'acétone 81,53 % et 77,7 % respectivement pour les conidies de *F. oxysporum* et les ascospores de *S. sclerotiorum*. L'extrait à l'hexane a eu une inhibition faible de 36,45 % et 33,99 % respectivement pour les conidies de *F. oxysporum* et des ascospores de *S. sclerotiorum* (Fig. 38).

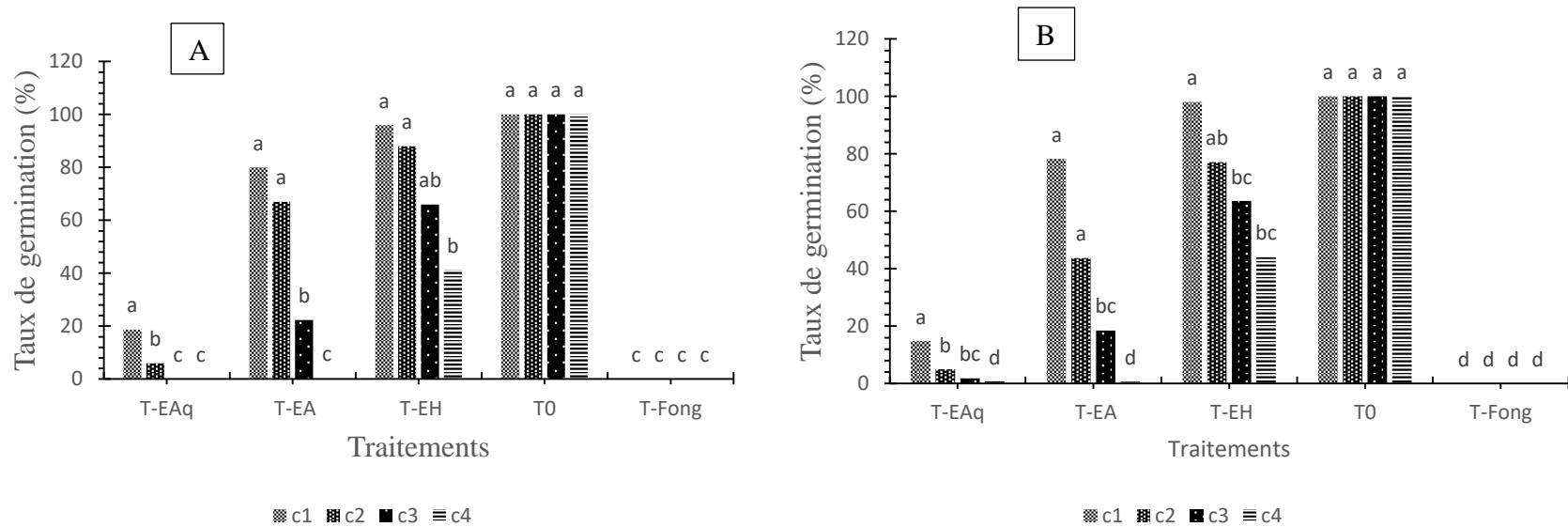


Fig. 38. Effet des extraits des graines de *J. curcas* sur la germination des ascospores de *S. sclerotiorum* (A) et des conidies de *F. oxysporum* (B).

T-EAq : Traitement à l'Extrait aqueux ; T-EA : Traitement à l'Extrait à l'acétone ; T-EH : Traitement à l'Extrait à l'hexane. T-Fong : Traitement au fongicide de synthèse ; c0 : contrôle ; c1 : 15 $\mu\text{L.mL}^{-1}$; c2 : 30 $\mu\text{L.mL}^{-1}$; c3 : 60 $\mu\text{L.mL}^{-1}$ et c4 : 120 $\mu\text{L.mL}^{-1}$. Les histogrammes surmontés des mêmes lettres ne sont pas significativement différents au seuil de 5 %.

III.1.2.6. Concentration minimale inhibitrice des extraits

Les concentrations minimales inhibitrices les plus faibles (CMI₅₀) ont été obtenues avec les isolats de *S. sclerotiorum* et de *F. oxysporum*, étaient de 9,2 µL/mL et 9,96 µL/mL avec l'extrait aqueux suivi de l'extrait d'acétone (12,96 µL/mL et 14,97 µL/mL), respectivement. Les concentrations minimales inhibitrices les plus faibles (CMI₉₀) ont également été obtenues avec l'extrait aqueux (16,55 et 17,93 µL/mL) suivi de l'extrait d'acétone (23,32 et 26,95 µL/mL) des isolats de *S. sclerotiorum* et de *F. oxysporum*, respectivement (Tableau VI).

Tableau VI. Concentrations minimales inhibitrices (CMI₅₀ et CMI₉₀) de la croissance mycélienne de *F. oxysporum* et de *S. sclerotiorum* avec les différents extraits testés (en µL/mL). EAGJC : Extrait aqueux des graines de *Jatropha curcas* ; EACGJC : Extrait à l'acétone des graines de *Jatropha curcas* ; EHGJC : Extrait à l'hexane des graines de *Jatropha curcas*.

Champignons phytopathogènes	Extraits	CMI 50 %	CMI 90 %
<i>F. oxysporum</i>	EAGJC	9,96	17,93
	EACGJC	14,97	26,95
	EHGJC	19,38	34,88
<i>S. sclerotiorum</i>	EAGJC	9,2	16,55
	EACGJC	12,96	23,32
	EHGJC	23,66	42,59

III.1.2.7. Activité antifongique des extraits de graines de *J. curcas*

Le tableau VII présente le statut antifongique des extraits de graines *J. curcas* contre *F. oxysporum* et *S. sclerotiorum*. Il en ressort que les concentrations des extraits ayant totalement inhibé la croissance mycélienne de *F. oxysporum* et *S. sclerotiorum* possèdent une activité fongistatique.

Tableau VII. Activité antifongique des extraits de graines de *J. curcas*.

C3 : Concentration à 60 µL ; C4 : Concentration à 120 µL.

Isolats	Extraits	Concentrations létales	Effets
<i>F. oxysporum</i>	Aqueux	C3	Fongistatique
	Acétone	C4	Fongistatique
<i>S. sclerotiorum</i>	Aqueux	C3	Fongistatique
	Acétone	C4	Fongistatique

III.1.3. Effet des extraits des graines de *J. curcas* vis-à-vis des insectes ravageurs et des maladies du niébé en champs

III.1.3.1. Taux de levée des graines de niébé en fonction du temps

Le taux de levée des deux variétés de niébé durant la campagne d'Avril 2021 et 2022 est représenté par la figure 39. Il ressort de cette figure qu'au 4^{ème} jour après semis (JAS), les deux variétés ont enregistré un taux maximal de levée de 91,02 % et 84,2 %, respectivement pour les variétés V2 et V1 à la campagne de 2021 et un taux de 90,73 % et 85,43 %, respectivement pour les variétés V2 et V1 à la campagne de 2022. Il n'existe aucune différence significative ($P > 0,05$) entre les taux de levée des deux variétés.

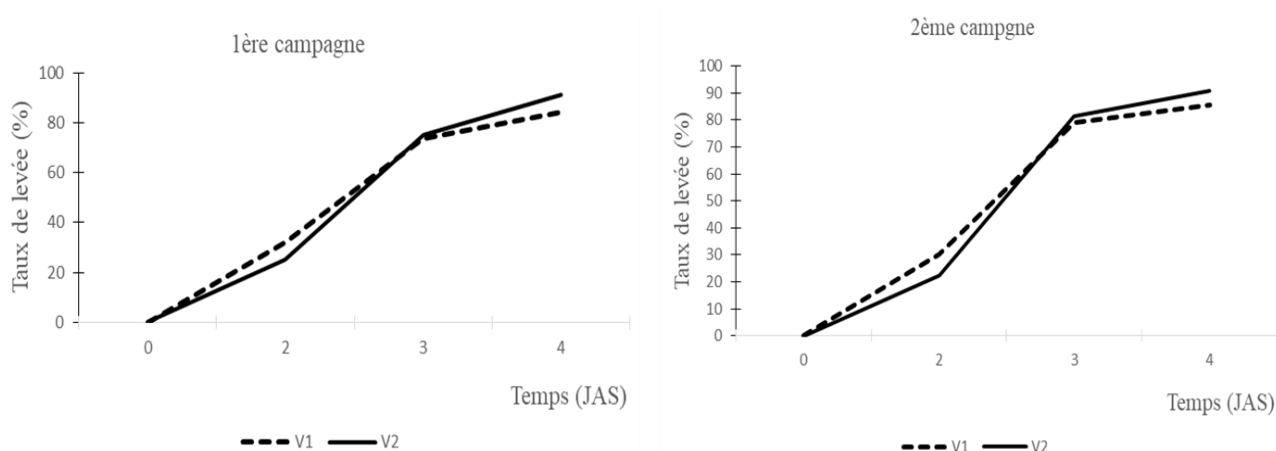


Fig. 39. Taux de levée des deux variétés de niébé en fonction du temps.

JAS : Jours Après Semis ; V1 : Variété locale ; V2 : variété améliorée.

III.1.3.2. Effet des extraits de graines de *J. curcas* sur les paramètres de croissance du niébé en champs

III.1.3.2.1. Effet des extraits de *J. curcas* sur la hauteur des plants du niébé

L'analyse des données de la hauteur des plants durant la campagne 2021 et 2022 montre qu'aucune différence significative entre les différents traitements sur la hauteur des plants pour les deux variétés de niébé à la 3 et 5^{ème} semaine après semis (SAS) n'est enregistrée. Par contre, à partir de la 7 et 9 SAS une différence significative est enregistrée entre les plantes traitées aux extraits de graines de *J. curcas* et les parcelles non traitées (Tableau VIII).

Tableau VIII. Effet des extraits des graines de *J. curcas* sur la hauteur des plants.

V1 : Variété locale; V2 : Variété améliorée (Lori 24-130). T0 : parcelle non traitée ; T-EAq = Traitement à l'extrait aqueux ; T-EA = Traitement à l'extrait à l'acétone ; T-EH = Traitement à l'extrait à l'hexane ; T-Ins = Traitement à l'insecticide de synthèse ; T-Fong = Traitement au fongicide de synthèse.

Variétés	Traitements	CAMPAGNE 2021				CAMPAGNE 2022			
		3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS	3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS
V1	T0	12,54 ± 0,76 a	16,19 ± 1,95 a	17,76 ± 1,19 d	17,79 ± 1,18 e	13,29 ± 0,62 a	17,86 ± 0,26 cd	19,34 ± 0,28 f	20,15 ± 0,43 h
	T-EAq	12,65 ± 0,78 a	17,59 ± 1,83 a	19,92 ± 1,36 bc	19,96 ± 1,35 cd	13,42 ± 0,51 a	18,49 ± 0,26 abcd	21,02 ± 0,30 cd	22,31 ± 0,28 de
	T-EA	12,73 ± 1,21 a	17,81 ± 3,06 a	19,48 ± 0,58 bcd	19,56 ± 0,55 de	13,39 ± 0,43 a	19,17 ± 0,50 a	20,87 ± 0,44 de	22,01 ± 0,39 def
	T-EH	12,75 ± 0,74 a	15,46 ± 0,27 a	18,52 ± 0,98 cd	18,63 ± 0,98 de	13,44 ± 0,53 a	18,23 ± 0,90 bcd	20,45 ± 0,15 e	21,63 ± 0,14 fg
	T-Ins	12,66 ± 0,57 a	18,69 ± 4,19 a	19,63 ± 1,80 bcd	19,85 ± 1,78 d	13,35 ± 0,36 a	18,56 ± 0,69 abc	20,64 ± 0,27de	21,67 ± 0,59 efg
	T-Fong	12,51 ± 0,79 a	16,22 ± 0,51 a	19,16 ± 0,16 bcd	19,30 ± 0,24 de	13,34 ± 0,22 a	18,62 ± 0,31 ab	21,09 ± 0,56 cd	22,58 ± 0,46 d
	Moyenne (V1)	12,64 ± 0,089 a	16,99 ± 1,11 a	19,08 ± 0,73 a	19,18 ± 0,76 a	13,37 ± 0,51 a	18,48 ± 0,40 a	20,57 ± 0,60 a	21,72 ± 0,78 a
V2	T0	13,91 ± 1,31 a	16,20 ± 1,33 a	19,66 ± 0,91 bcd	19,67 ± 0,89 d	13,57 ± 0,41 a	17,78 ± 0,22 d	20,41 ± 0,19 e	21,22 ± 0,23 g
	T-EAq	12,63 ± 0,93 a	16,21 ± 1,56 a	21,84 ± 1,30 a	21,94 ± 1,30 b	13,62 ± 0,44 a	18,47 ± 0,29 abcd	22,23 ± 0,21 a	24,65 ± 0,38 ab
	T-EA	13,14 ± 1,31 a	16,65 ± 1,63 a	21,87 ± 0,59 a	21,93 ± 0,58 b	13,59 ± 0,36 a	18,83 ± 0,36 ab	21,70 ± 0,38 b	24,05 ± 0,17 bc
	T-EH	12,97 ± 1,20 a	16,89 ± 0,57 a	21,81 ± 1,26 a	21,90 ± 1,23 b	13,46 ± 0,42 a	18,69 ± 0,40 ab	21,50 ± 0,30 bc	23,55 ± 0,38 c
	T-Ins	13,59 ± 1,19 a	16,99 ± 1,96 a	20,95 ± 0,81 ab	21,58 ± 0,98 bc	13,25 ± 0,00 a	18,82 ± 0,43 ab	21,53 ± 0,28 bc	24,30 ± 0,23 ab
	T-Fong	13,31 ± 1,02 a	16,37 ± 0,76 a	22,08 ± 2,08 a	23,712 ± 1,18 a	13,48 ± 0,36 a	19,13 ± 0,40 a	22,62 ± 0,36 a	24,72 ± 0,28 a
	Moyenne (V2)	13,26 ± 0,45 b	16,55 ± 0,34 a	21,36 ± 0,92 b	21,78 ± 1,28 b	13,49 ± 0,13 a	18,62 ± 0,46 a	21,66 ± 0,75 b	23,74 ± 1,31 b
Varétés Pr (> F)	0.042 *	0.441	1.1e-07 ***	8.39e-10 ***	0.307	0.322811	1.16e-13 ***	2e-16 ***	
Traitements Pr (> F) T	0.892	0.459	0.0124 *	0.00038 ***	0.927	0.000199 ***	6.35e-13 ***	2e-16 ***	
Traitements x VariétéPr (>F) Vx T	0.767	0.603	0.6045	0.13551	0.951	0.397718	0.35	0.00268 **	

P : 0 '***' 0,001 '***' 0,01 '***' 0,05 ; V : Variétés ; T : Traitements ; V x T : Interaction ; les moyennes suivies de la même lettre dans les colonnes ne sont pas significativement différentes au test de Tukey à ($P < 0,05$).

III.1.3.2.2. Effet des extraits de *J. curcas* sur le diamètre au collet en fonction des variétés en champs

L'analyse des données du diamètre au collet des plants durant la campagne 2021 et 2022 montre qu'aucune différence significative entre les différents plants de niébé traités et non sur le diamètre des plants pour les deux variétés de niébé à la 3, 5, 7 SAS ème semaine après semis (SAS) n'est observée au seuil de 5 % (Fig.40).

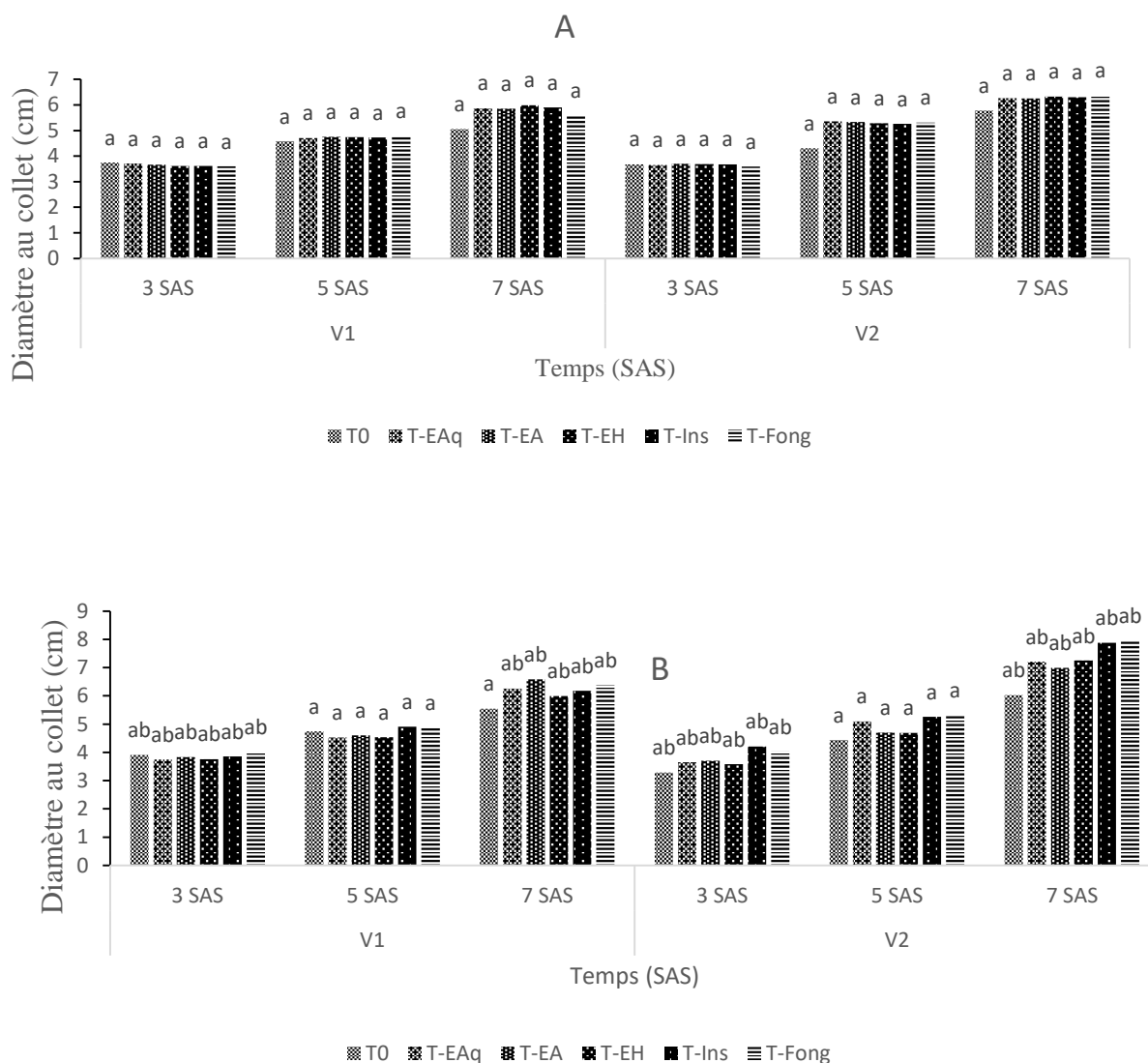


Fig. 40. Diamètre au collet des plantes de deux variétés de niébé en fonction des traitements.

T0 : témoin ; T-EAq : extraits aqueux des graines de *J. curcas* ; T-EA : extraits à l'acétone des graines de *J. curcas* ; T-EH: extraits à l'hexane des graines de *J. curcas* ; T-Ins : insecticide de synthèse ; T-Fong.: fongicide de synthèse. Les histogrammes surmontés des mêmes lettres ne sont pas significativement différents au seuil de 5 %.

III.1.3.2.3. Effet des extraits de graines de *J. curcas* sur le nombre des feuilles en fonction des variétés en champs

L'analyse des données du nombre moyen des feuilles des plants durant la campagne 2021 et 2022 montre qu'aucune différence significative entre les différents plants de niébé traités et non traités sur les plants pour les deux variétés de niébé à la 3^{ème} semaine après semis (SAS) n'est observée. Par ailleurs à 7 et 9 SAS une différence significative est observée entre les plants de niébé traités aux extraits de graines de *J. curcas* et les plants non traités pour les deux variétés de niébé (Tableau IX).

Tableau IX. Effet des traitements sur le nombre de feuilles en fonction du temps.

V1 : Variété locale; V2 : Variété améliorée (Lori 24-130). T0 : parcelle non traitée ; T-EAq = Traitement à l'extrait aqueux ; T-EA = Traitement à l'extrait à l'acétone ; T-EH = Traitement à l'extrait à l'hexane ; T-Ins = Traitement à l'insecticide de synthèse ; T-Fong = Traitement au fongicide de synthèse.

Variétés	Traitements	Campagne 2020-2021				Campagne 2021-2022			
		3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS	3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS
V1	T0	10,00 ± 0,82 a	4,50 ± 0,58 b	18,50 ± 0,58 b	22,00 ± 0,00 b	12,00 ± 0,82 ab	17,25 ± 0,98 b	20,50 ± 0,58 b	23,75 ± 0,50 b
	T-EAq	10,50 ± 0,57 a	16,00 ± 0,00 a	21,25 ± 0,50 a	26,00 ± 0,82 a	11,75 ± 0,50 ab	21,00 ± 0,82 a	27,75 ± 0,50 a	31,00 ± 0,82 a
	T-EA	10,75 ± 0,96 a	16,25 ± 0,50 a	21,25 ± 0,50 a	26,50 ± 0,58 a	12,50 ± 0,58 a	20,75 ± 0,50 a	27,50 ± 0,58 a	30,50 ± 1,00 a
	T-EH	10,50 ± 0,58 a	16,00 ± 0,82 a	21,25 ± 0,50 a	26,75 ± 0,50 a	11,50 ± 0,58 b	20,25 ± 0,50 a	27,75 ± 0,50 a	31,00 ± 0,82 a
	T-Ins	10,00 ± 0,82 a	16,00 ± 0,82 a	21,50 ± 0,58 a	26,50 ± 0,58 a	12,25 ± 0,50 ab	20,50 ± 0,58 a	28,00 ± 0,81 a	31,00 ± 0,82 a
	T-Fong	10,50 ± 0,57 a	16,50 ± 0,58 a	21,50 ± 0,58 a	26,50 ± 0,577 a	11,50 ± 0,58 b	20,50 ± 0,58 a	27,75 ± 0,50 a	30,75 ± 0,96 a
	Moyenne (V1)	10,37 ± 0,71 a	15,87 ± 0,85 a	20,87 ± 1,19 a	25,71 ± 1,78 a	11,92 ± 0,65 a	20,04 ± 1,43 a	26,54 ± 2,81 a	29,67 ± 2,80 a
V2	T0	6,00 ± 0,82 b	10,25 ± 0,50 c	13,75 ± 0,96 e	18,00 ± 0,82 c	7,25 ± 0,50 c	11,25 ± 0,50 d	15,75 ± 0,50 d	19,50 ± 0,58 c
	T-EAq	6,50 ± 0,57 b	10,25 ± 0,50 c	16,75 ± 0,50 d	22,25 ± 0,96 b	7,00 ± 0,82 c	12,00 ± 0,00 cd	18,50 ± 0,58 c	23,25 ± 0,50 b
	T-EA	6,25 ± 0,96 b	10,50 ± 0,58 c	17,25 ± 0,96 cd	22,50 ± 0,58 b	7,00 ± 0,00 c	12,00 ± 0,82 cd	18,50 ± 0,58 c	23,50 ± 0,58 b
	T-EH	6,75 ± 0,50 b	10,75 ± 0,50 c	17,25 ± 0,96 cd	22,75 ± 0,50 b	7,00 ± 0,82 c	11,75 ± 0,50 cd	18,50 ± 0,58 c	23,25 ± 0,50 b
	T-Ins	6,50 ± 0,58 b	10,25 ± 0,96 c	18,00 ± 0,82 bc	22,50 ± 0,58 b	7,25 ± 0,50 c	12,25 ± 0,50 c	18,50 ± 0,58 c	23,25 ± 0,50 b
	T-Fong	6,50 ± 0,58 b	10,25 ± 0,50 c	17,50 ± 0,57 bcd	22,75 ± 0,50 b	7,25 ± 0,50 c	11,75 ± 0,50 cd	18,50 ± 0,58 c	23,50 ± 0,58 b
	Moyenne (V2)	6,42 ± 0,65 b	10,37 ± 0,57 b	16,75 ± 1,59 b	21,79 ± 1,84 b	7,12 ± 0,54 b	11,83 ± 0,56 b	18,04 ± 1,16 b	22,71 ± 1,54 b
Traitements Pr (> F)	0,537	0,0172 *	6,73e-12 ***	2e-16 ***	0,405	3,67e-08 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	
Variétés Pr (> F)	2e-16 ***	2e-16 ***	2,51e-13 ***	1,68e-09 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	5,53e-14 ***	
Traitements x Variétés Pr (> F)	0,821	0,0460 *	0,551	0,994	0,405	0,000164 ***	1,3e-09 ***	6,23e-05 ***	

P : 0 **** 0,001 *** 0,01 ** 0,05 ; V : Variétés ; T : Traitements ; V x T : Interaction ; les moyennes suivies de la même lettre dans les colonnes ne sont pas significativement différentes au test de Tukey à ($P < 0,05$)

III.1.3.3. Effet des différents extraits des graines de *J. curcas* sur les insectes ravageurs du niébé en champs

III.1.3.3.1. Principaux insectes ravageurs du niébé identifiés lors des deux campagnes

Au cours de l'expérimentation, six (06) types d'insectes ont été recensés répartis sur quatre familles (Fig. 41). Pendant la période de croissance végétative, on a identifié *Harmonia axyridis* (Coleoptera), *Aphis craccivora* (Homoptera), *Zonocerus variegates* (Hortoptera); Ces insectes se nourrissaient en perçant le tissu végétatif et en aspirant la sève de la surface inférieure des jeunes feuilles du tissu de la tige du niébé, ce qui provoquait le rabougrissement de certaines plantes. Pendant la période de floraison les insectes étaient *Atractomorpha acutipennis* (Orthoptera), *Pyrgomorpha vigneaudii* (Orthoptera), *Anoplocnemis curvipes* (Hemiptera), *Zonocerus variegates* (Hortoptera). Ces insectes s'attaquaient beaucoup plus à des fleurs, des boutons floraux et des gousses. Lorsque leur densité était élevée sur un pied du niébé, on observait la déformation des gousses, la décoloration des fleurs ouvertes, la chute prématurée des boutons floraux et des fleurs sans formation des gousses. En fin pendant la période post floraison, les insectes identifiés étaient *Anoplocnemis curvipes* (Hemiptera), *Zonocerus variegates* (Hortoptera) et *Pyrgomorpha vigneaudii* (Orthoptera). Ces insectes se nourrissaient des parties tendres de gousses et même des graines, ce qui provoquait la déformation des gousses et la perte en graines entraînant le ralentissement et la maturité précoce des graines des pieds attaqués d'une part et la présence des gousses vides d'autre part. Ces insectes ravageurs sont représentés en fonction de leur typologie et la fréquence d'apparition sur les organes attaqués. (Tableau X).

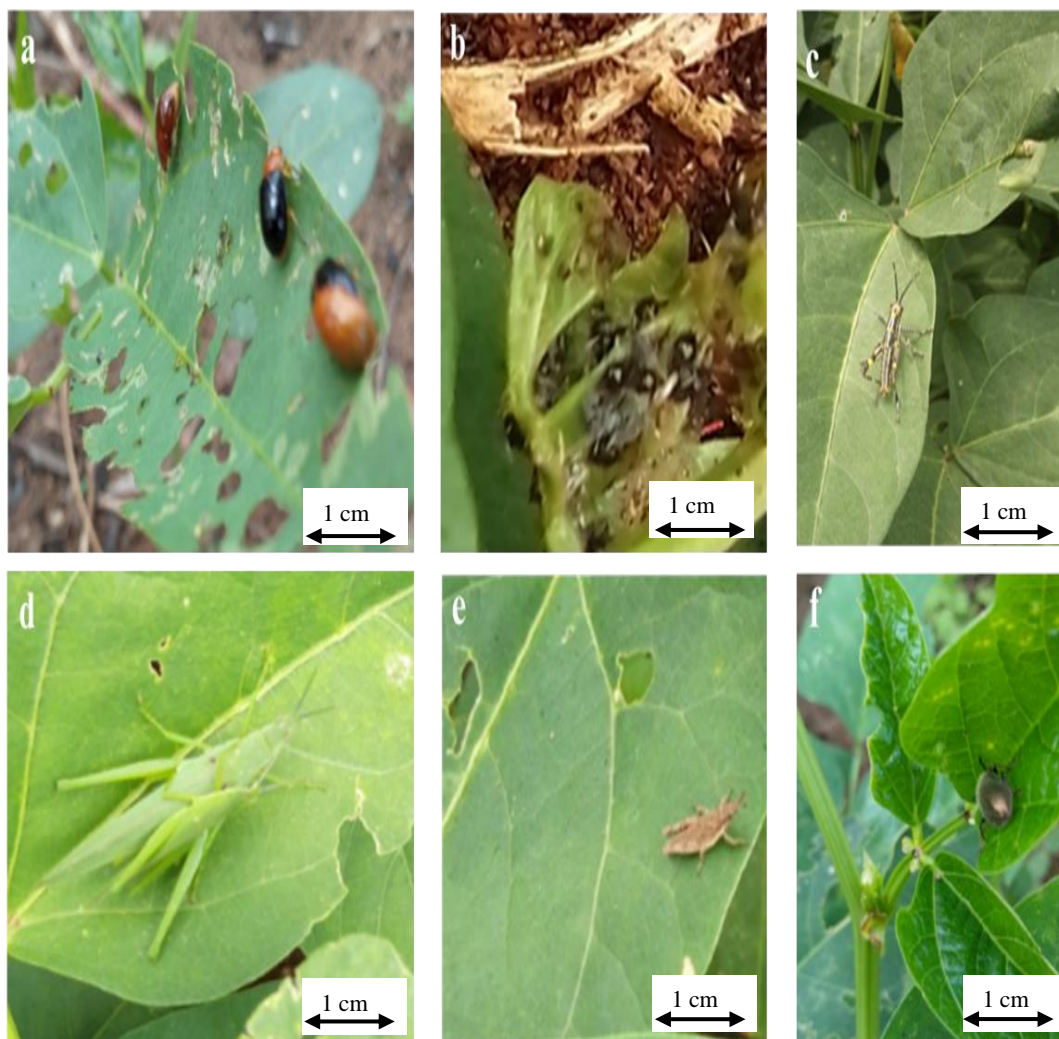


Fig. 41. Insectes ravageurs identifiés.

a) *Aulacophora* sp.; b) *Apis craccivora* ; c) *Zonocerus varigatus* ; d) *Atractomorpha acutipennis* ; e) *Pyrgomorpha vigneaudii* ; f) *Anoplocnemis curvipes*.

Tableau X. Fréquence d'apparition des insectes ravageurs sur les organes attaqués et leur typologie.

Espèces	Fréquence	Familles	Ordres
<i>Harmonia axyridis</i>	++	Coccinellidae	Coleoptera
<i>Apis craccivora</i>	+++	Aphididae	Homoptera
<i>Zonocerus varigatus</i>	++	Pygomonorphydae	Orthoptera
<i>Atractomorpha acutipennis</i>	++	Pyrgomorphidae	Orthoptera
<i>Pyrgomorpha vigneaudii</i>	++	Pyrgomorphidae	Orthoptera
<i>Anoplocnemis curvipes</i>	+	Coreidae	Hemiptera

+ Peu important ++ moyennement important +++ très important

III.1.3.3.2. Effet des traitements à base des extraits de graines de *J. curcas* et de la variété sur l'incidence des dégâts des insectes ravageurs

L'incidence des dégâts des insectes sur le niébé est représentée dans le tableau XI. L'incidence des dégâts varie avec le temps et en fonction des traitements. De manière générale, l'incidence causée par les insectes est accentuée dès la 5^{ème} SAS chez les deux variétés durant les deux campagnes (2021 et 2021). Les parcelles traitées ont eu une incidence faible par rapport aux témoins chez les deux variétés. Durant les deux campagnes, cette réduction était plus marquée à la 9^{ème} SAS chez les deux variétés. Pour la variété locale (V1), cette réduction était plus prononcée par l'extrait aqueux (T-EAq = $12,81 \pm 0,32$ % et $13,17 \pm 0,14$ %) suivi de l'insecticide de synthèse (T-Ins = $12,88 \pm 0,38$ % et $13,63 \pm 0,27$ %). Pour la variété V2 cette réduction était plus prononcée par l'insecticide de synthèse (T-Ins = $8,76 \pm 0,26$ % et $9,79 \pm 0,38$ %) suivi de l'extrait aqueux (T-EAq = $8,81 \pm 0,12$ % et $10,03 \pm 0,33$ %). Les analyses statistiques ont montré que l'extrait aqueux a réduit l'incidence au même titre que l'insecticide de synthèse. Les extraits de graines de *J. curcas* ont influencé l'incidence des attaques des insectes par rapport aux témoins chez la variété locale V1 (T0 = $79,97 \pm 1,27$ % et $88,96 \pm 0,19$ %) et chez la variété améliorée V2 (T0 = $49,40 \pm 0,95$ % et $58,67 \pm 0,23$ %).

Tableau XI. Effet des traitements sur l'incidence des attaques des insectes en fonction du temps.

V1 : Variété locale; V2 : Variété améliorée (Lori 24-130). T0 : parcelle non traitée ; T-EAq = Traitement à l'extrait aqueux ; T-EA = Traitement à l'extrait à l'acétone ; T-EH = Traitement à l'extrait à l'hexane ; T-Ins = Traitement à l'insecticide de synthèse ; T-Fong = Traitement au fongicide de synthèse.

Traitements	Campagne 2021				Campagne 2022			
	3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS	3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS
T0	62,39 ± 0,39 a	67,87 ± 0,53 a	73,91 ± 1,31 a	79,97 ± 1,27 a	69,70 ± 0,86 a	77,59 ± 0,44 a	84,9 ± 0,19 a	88,96 ± 0,19 a
T-EAq	62,46 ± 0,34 a	43,62 ± 0,43 b	23,53 ± 0,30 d	12,81 ± 0,32 cd	69,70 ± 0,87 a	52,89 ± 0,65 b	31,72 ± 0,59 c	13,17 ± 0,14 c
T-EA	62,40 ± 0,38 a	42,13 ± 0,69 b	22,96 ± 0,21 d	12,98 ± 0,14 cd	69,50 ± 0,69 a	50,92 ± 0,27 b	32,77 ± 0,25 c	14,19 ± 0,52 c
T-EH	62,39 ± 0,39 a	43,38 ± 0,87 b	32,27 ± 1,23 c	18,19 ± 0,22 c	69,20 ± 0,83 a	50,12 ± 0,07 b	35,27 ± 0,41 c	14,61 ± 0,37 c
T-Ins	62,60 ± 0,38 a	43,49 ± 0,55 b	23,24 ± 0,66 d	12,88 ± 0,38 cd	69,70 ± 0,86 a	50,77 ± 0,71 b	31,09 ± 0,19 c	13,63 ± 0,27 c
T-Fong	62,17 ± 0,41 a	64,81 ± 0,37 a	67,40 ± 0,21 a	69,81 ± 0,69 b	69,54 ± 0,77 a	72,81 ± 0,71 a	76,22 ± 0,52 b	79,56 ± 0,7 b
Moyenne (V1)	62,45 ± 0,34 a	48,10 ± 10,17 a	35,18 ± 20,20 a	27,37 ± 17,07 a	69,56 ± 0,76 a	56,46 ± 10,89 a	43,16 ± 21,49 a	28,91 ± 10,81 a
T0	29,40 ± 0,77 b	34,51 ± 0,70 c	40,62 ± 0,64 b	49,40 ± 0,95 b	40,80 ± 0,65 b	46,80 ± 0,36 c	53,43 ± 0,31 b	58,67 ± 0,23 b
T-EAq	29,30 ± 0,67 b	20,63 ± 0,52 d	13,09 ± 0,06 e	8,81 ± 0,12 d	39,75 ± 0,32 b	27,76 ± 0,65 d	18,20 ± 0,09 d	10,03 ± 0,33 c
T-EA	28,95 ± 0,75 b	21,10 ± 0,65 d	13,12 ± 0,15 e	9,00 ± 0,19 d	39,72 ± 0,76 b	26,81 ± 0,26 d	18,22 ± 0,21 d	10,79 ± 0,39 c
T-EH	29,40 ± 0,77 b	21,11 ± 0,42 d	13,73 ± 0,61 e	9,42 ± 0,33 cd	40,05 ± 0,23 b	28,72 ± 0,44 d	19,70 ± 0,37 d	11,71 ± 0,29 c
T-Ins	29,25 ± 0,64 b	20,77 ± 0,32 d	13,10 ± 0,49 e	8,76 ± 0,26 d	39,62 ± 0,79 b	27,69 ± 0,69 d	17,42 ± 0,28 d	9,79 ± 0,38 c
T-Fong	29,51 ± 0,42 b	31,24 ± 0,28 b	36,91 ± 0,25 c	38,25 ± 1,16 b	39,66 ± 0,21 b	43,10 ± 0,32 d	48,11 ± 0,33 c	50,69 ± 1,05 b
Moyenne (V2)	29,26 ± 0,66 b	23,62 ± 5,61 b	18,73 ± 11,24 b	17,08 ± 10,58 b	39,99 ± 0,69 b	31,56 ± 7,86 b	25,39 ± 14,40 b	20,19 ± 11,74 b
Variétés Pr (> F)	2e-16 ***	2e-16 ***	3,04e-12 ***	1,59e-06 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	4,17e-05 ***
Traitements Pr (> F)	0,894	1,74e-11 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	0,369	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***
Traitements x Variétés Pr (> F)	1	0,021 *	2,1e-09 ***	e-16 ***	1	0,00432 **	9,22e-11 ***	2e-16 ***

P : 0 '****' 0,001 '**' 0,01 '*' 0,05 ; V : Variétés ; T : Traitements ; V x T : Interaction ; les moyennes suivies de la même lettre dans les colonnes ne sont pas significativement différentes au test de Tukey à ($P < 0,05$).

III.1.3.3.3. Effet des traitements à base des extraits de graines de *J. curcas* et de la variété sur la sévérité des dégâts des insectes ravageurs

Le tableau XII présente les résultats de la sévérité des dégâts des insectes sur le niébé. Il en ressort que, la sévérité des dégâts varie avec le temps et en fonction des traitements. De manière générale, la sévérité causée par les insectes est accentuée dès la 5^{ème} SAS chez les deux variétés durant les deux campagnes (2021 et 2022). Les parcelles traitées ont eu une sévérité faible par rapport aux témoins chez les deux variétés. Durant les deux campagnes, cette réduction était plus marquée à la 9^{ème} SAS chez les deux variétés. Pour la variété locale (V1), cette réduction était plus prononcée par l'extrait aqueux (T-EAq = $12,99 \pm 0,35$ % et $10,85 \pm 0,40$ %) suivi de l'insecticide de synthèse (T-Ins = $13,16 \pm 0,22$ % et $11,00 \pm 0,09$ %). Pour la variété V2 cette réduction était plus prononcée par l'insecticide de synthèse (T-Ins = $8,17 \pm 0,13$ % et $4,86 \pm 0,17$ %) suivi de l'extrait aqueux (T-EAq = $8,75 \pm 0,26$ % et $5,40 \pm 0,23$ %). Les analyses statistiques ont montré que l'extrait aqueux a réduit la sévérité au même titre que l'insecticide de synthèse. Les extraits de graines de *J. curcas* ont influencé la sévérité des attaques des insectes par rapport aux témoins chez la variété locale V1 (T0 = $79,12 \pm 0,97$ % et $68,77 \pm 0,19$ %) et chez la variété améliorée V2 (T0 = $44,09 \pm 0,69$ % et $39,46 \pm 0,85$ %).

Tableau XII. Effet des traitements sur la sévérité des attaques des insectes en fonction du temps.

V1 : Variété locale; V2 : Variété améliorée (Lori 24-130). T0 : parcelle non traitée ; T-EAq = Traitement à l'extrait aqueux ; T-EA = Traitement à l'extrait à l'acétone ; T-EH = Traitement à l'extrait à l'hexane ; T-Ins = Traitement à l'insecticide de synthèse ; T-Fong = Traitement au fongicide de synthèse.

Traitements	Campagne 2021				Campagne 2022				
	3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS	3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS	
V1	T0	64,53 ± 1,18 a	69,64 ± 0,77 a	74,21 ± 0,29 a	79,12 ± 0,97 a	55,70 ± 0,77 a	59,55 ± 0,91 a	64,79 ± 0,38 a	68,77 ± 0,19 a
	T-EAq	64,28 ± 0,89 a	47,47 ± 0,61 d	23,92 ± 0,72 d	12,99 ± 0,35 e	55,65 ± 0,72 a	38,44 ± 0,59 c	18,52 ± 0,46 e	10,85 ± 0,40 e
	T-EA	64,10 ± 0,82 a	50,73 ± 0,51 b	29,81 ± 0,25 c	13,80 ± 0,24 cd	56,00 ± 0,35 a	38,85 ± 0,56 c	19,35 ± 0,35 d	11,475 ± 0,37 d
	T-EH	64,36 ± 0,97 a	49,27 ± 0,73 c	30,68 ± 0,57 c	14,09 ± 0,85 c	56,09 ± 0,27 a	40,94 ± 0,56 b	20,14 ± 0,33 c	13,03 ± 0,17 c
	T-Ins	64,28 ± 0,89 a	49,39 ± 0,79 c	24,64 ± 0,86 d	13,16 ± 0,22 de	55,35 ± 0,56 a	38,79 ± 0,50 c	18,97 ± 0,29 de	11,00 ± 0,09 de
	T-Fong	64,03 ± 0,81 a	66,21 ± 0,61 a	69,77 ± 0,55 b	72,94 ± 0,82 b	55,83 ± 0,22 a	56,11 ± 0,41 b	58,27 ± 0,3 b	60,91 ± 1,11b
	Moyenne (V1)	64,31 ± 0,86 a	53,30 ± 0,47	36,65 ± 0,46 a	26,63 ± 0,93 a	55,75 ± 0,57 a	43,31 ± 0,39 a	28,36 ± 0,70 a	23,02 ± 0,48 a
V2	T0	29,93 ± 0,61 b	35,75 ± 0,22 e	39,22 ± 0,76 b	44,09 ± 0,69 b	20,75 ± 0,34 b	25,52 ± 0,42 d	30,40 ± 0,43 b	39,46 ± 0,85 b
	T-EAq	29,74 ± 0,65 b	23,38 ± 0,36 f	15,39 ± 0,42 f	8,75 ± 0,26 gh	20,68 ± 0,34 b	15,50 ± 0,33 f	9,51 ± 0,27 gh	5,40 ± 0,23 g
	T-EA	29,79 ± 0,62 b	23,72 ± 0,15 f	16,41 ± 0,93 e	9,22 ± 0,08 g	20,86 ± 0,38 b	16,31 ± 0,44 e	9,84 ± 0,18 fg	5,85 ± 0,05 fg
	T-EH	30,08 ± 0,73 b	24,14 ± 0,25 f	16,79 ± 0,33 e	10,07 ± 0,32 f	20,59 ± 0,42 b	15,77 ± 0,32 e	10,05 ± 0,33 f	6,14 ± 0,06 f
	T-Ins	29,45 ± 0,11 b	22,22 ± 0,18 g	14,88 ± 0,58 f	8,17 ± 0,13 h	20,39 ± 0,13 b	15,39 ± 0,30 f	9,28 ± 0,28 h	4,86 ± 0,17 h
	T-Fong	29,85 ± 0,56 b	31,30 ± 0,21 f	35,51 ± 0,24 c	37,99 ± 0,92 c	20,11 ± 0,11 b	24,31 ± 0,32 d	28,11 ± 0,24 c	30,56 ± 0,63 c
	Moyenne (V2)	29,80 ± 0,56	27,84 ± 5,13b	20,54 ± 9,62 b	16,06 ± 4,39 a	20,65 ± 0,34 b	17,70 ± 4,04 b	13,81 ± 0,52 b	12,34 ± 0,92 a
Traitements Pr (>F)	2e-16 ***	2,2e-16 ***	2,2e-16 ***	2,2e-16 ***	0,1808	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	
Variétés Pr (>F)	2e-16 ***	6,306e-15 ***	0,002 **	0,1299	2e-16 ***	8,13e-15 ***	0,00306 **	0,08826	
Traitements x VVvariétés Pr (>F)	0,9578	2,2e-16 ***	2,2e-16 ***	2,2e-16 ***	0,7373	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	

P : 0 '****' 0,001 '***' 0,01 '**' 0,05 ; V : Variétés ; T : Traitements ; V x T : Interaction ; les moyennes suivies de la même lettre dans les colonnes ne sont pas significativement différentes au test de Tukey à ($P < 0,05$)

III.1.3.4. Effet des différents extraits des graines de *J. curcas* sur le développement de la fusariose et la sclérotiniose du niébé en champs

III.1.3.4.1. Effet des différents extraits des graines de *J. curcas* sur l'incidence de la fusariose et de la sclérotiniose

III.1.3.4.1.1. Incidence de la fusariose sur la culture de niébé

L'incidence de la fusariose sur le niébé est représentée dans le tableau XIII. L'incidence de la maladie varie avec le temps et en fonction des traitements. De manière générale, l'incidence causée par *Fusarium oxysporum* est accentuée dès la 5^{ème} SAS chez les deux variétés durant les deux campagnes (2021 et 2022). Les parcelles traitées ont eu une incidence faible par rapport aux témoins chez les deux variétés. Durant les deux campagnes, cette réduction était plus marquée à la 9^{ème} SAS chez les deux variétés. Pour la variété locale (V1), cette réduction était plus prononcée par le fongicide de synthèse (T-Fong. = $10,24 \pm 0,82$ % et $12,53 \pm 1,84$ %), suivi l'extrait aqueux (T-EAq = $11,30 \pm 0,41$ % et $13,37 \pm 1,28$ %). Pour la variété V2 cette réduction était plus prononcée par fongicide de synthèse (T-Fong = $6,07 \pm 0,30$ % et $6,77 \pm 0,92$ %), suivi de l'extrait aqueux (T-EAq = $6,66 \pm 0,52$ % et $7,71 \pm 1,67$ %). Les analyses statistiques ont montré que l'extrait aqueux a réduit l'incidence au même titre que le fongicide de synthèse. Les extraits de graines de *J. curcas* ont influencé l'incidence de la maladie par rapport aux témoins chez la variété locale V1 (T0 = $58,03 \pm 1,063$ % et $60,83 \pm 2,22$ %) et chez la variété améliorée V2 (T0 = $48,61 \pm 0,79$ % et $36,39 \pm 5,36$ %).

Tableau XIII. Effet des traitements sur l'incidence de la fusariose en fonction du temps.

V1 : Variété locale; V2 : Variété améliorée (Lori 24-130). T0 : parcelle non traitée ; T-EAq = Traitement à l'extrait aqueux ; T-EA = Traitement à l'extrait à l'acétone ; T-EH = Traitement à l'extrait à l'hexane ; T-Ins = Traitement à l'insecticide de synthèse ; T-Fong = Traitement au fongicide de synthèse.

Variétés	Traitements	Campagne 2021				Campagne 2022			
		3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS	3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS
V1	T0	31,79 ± 0,19 b	39,12 ± 0,69 a	46,59 ± 0,45 a	58,03 ± 1,063 a	34,50 ± 1,05 a	42,74 ± 0,50 a	53,25 ± 4,55 a	60,83 ± 2,22 a
	T-EAq	32,40 ± 1,29 b	26,32 ± 0,55 c	17,01 ± 0,23 e	11,30 ± 0,41 de	33,22 ± 1,19 a	21,73 ± 0,71 bc	15,08 ± 2,44 cd	13,37 ± 1,28 c
	T-EA	33,75 ± 0,44 b	26,52 ± 0,76 c	18,38 ± 0,69 d	11,82 ± 1,13 d	33,52 ± 0,66 a	21,90 ± 1,41 bc	15,18 ± 1,87 cd	13,61 ± 1,85 c
	T-EH	32,82 ± 0,27 b	27,80 ± 0,36 b	21,61 ± 1,82 c	14,98 ± 0,74 c	33,65 ± 0,51 a	22,73 ± 0,99 b	17,28 ± 1,16 c	15,09 ± 2,17 c
	T-Ins	31,61 ± 0,38 b	35,08 ± 0,22 a	40,11 ± 0,29 a	46,05 ± 0,75 a	33,63 ± 0,83 a	38,10 ± 0,45 a	43,55 ± 0,74 a	48,18 ± 1,09 b
	T-Fong	31,87 ± 0,79 b	26,57 ± 0,71 c	16,89 ± 0,40 e	10,24 ± 0,82 ef	33,62 ± 0,61 a	21,20 ± 0,78 c	13,65 ± 2,08 de	12,53 ± 1,84 cd
	Moyenne (V1)	32,52 ± 0,97 a	29,27 ± 5,11 a	24,09 ± 11,69 a	21,27 ± 18,94a	33,70 ± 0,87 a	26,06 ± 8,61 a	22,89 ± 15,80a	23,09 ± 19,45a
V2	T0	19,60 ± 0,54 c	25,63 ± 0,84 c	35,71 ± 0,42 b	48,61 ± 0,79 d	25,23 ± 0,58 b	27,95 ± 0,42 b	29,28 ± 0,58 b	36,39 ± 5,36 b
	T-EAq	19,64 ± 1,46 c	13,76 ± 0,46 d	9,39 ± 0,70 g	6,66 ± 0,52 g	25,05 ± 0,50 b	16,22 ± 0,46 e	11,59 ± 0,93 e	7,71 ± 1,67 e
	T-EA	20,30 ± 1,11 c	13,63 ± 0,41 d	9,49 ± 0,69 g	6,97 ± 0,49 g	24,54 ± 0,93 b	15,76 ± 0,61 e	11,82 ± 1,15 e	8,66 ± 1,82 e
	T-EH	19,97 ± 0,42 c	13,72 ± 0,52 d	11,97 ± 0,51 f	9,36 ± 0,62 f	24,06 ± 0,77 b	17,53 ± 0,59 d	12,82 ± 0,15 de	9,72 ± 1,087 de
	T-Ins	20,01 ± 0,52 c	22,33 ± 0,67 d	28,28 ± 0,66 c	30,88 ± 0,24 e	24,28 ± 0,32 b	26,11 ± 0,64 b	27,91 ± 0,33 b	28,75 ± 0,43 c
	T-Fong	19,32 ± 0,59 c	14,57 ± 1,19 d	9,42 ± 0,37 g	6,07 ± 0,30 g	25,10 ± 1,17 b	16,02 ± 0,62 e	10,80 ± 0,92 e	6,77 ± 0,92 e
	Moyenne (V2)	19,56 ± 0,93 b	16,26 ± 4,86 b	15,20 ± 0,58 b	15,53 ± 1,01 b	24,80 ± 0,86 b	17,49 ± 2,41 b	15,26 ± 7,26 b	13,85 ± 0,85 b
Traitements Pr (>F)	0,0127 *	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	0,172	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	
Traitements x Variétés Pr (>F)	0,274	0,0489 *	0,000403 ***	2,99e-07 ***	0,477	2e-16 ***	5,89e-12 ***	2,02e-09 ***	
Variétés Pr (>F)	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	4,01e-13 ***	2,26e-13 ***	

P : 0 '****' 0,001 '***' 0,01 '**' 0,05 ; V : Variétés ; T : Traitements ; V x T : Interaction ; Les moyennes suivies de la même lettre dans les colonnes ne sont pas significativement différentes au test de Tukey à ($P < 0,05$)

III.1.3.4.1.2. Incidence de la sclérotiniose du niébé

L'incidence de la sclérotiniose sur le niébé est représentée dans le tableau XIV. L'incidence de la maladie varie avec le temps et en fonction des traitements. De manière générale, l'incidence de la maladie causée par *S. sclerotiorum* est accentuée dès la 5^{ème} SAS chez les deux variétés durant les deux campagnes (2021 et 2022). Les parcelles traitées ont eu une incidence faible par rapport aux témoins chez les deux variétés. Durant les deux campagnes, cette réduction était plus marquée à la 9^{ème} SAS chez les deux variétés. Pour la variété locale (V1), cette réduction était plus prononcée par le fongicide de synthèse (T-Fong. = $9,94 \pm 0,32$ % et $12,93 \pm 0,44$ %), suivi de l'extrait aqueux (T-EAq = $10,70 \pm 0,36$ % et $13,60 \pm 0,49$ %) et de l'extrait à l'acétone (T-EA = $10,82 \pm 0,49$ % et $13,16 \pm 0,43$ %). Pour la variété V2 cette réduction était plus prononcée par fongicide de synthèse (T-Fong = $6,22 \pm 0,18$ %), suivi de l'extrait à l'acétone (T-EA = $6,95 \pm 0,37$ %) et de l'extrait aqueux (T-EAq = $7,72 \pm 0,43$ %). Les analyses statistiques ont montré que les parcelles traitées ont eu une faible incidence, tandis que la plus grande valeur a été enregistrée dans les parcelles non traitées (témoins).

Tableau XIV. Effet des traitements sur l'incidence de la sclerotiniose en fonction du temps.

V1 : Variété locale; V2 : Variété améliorée (Lori 24-130). T0 : parcelle non traitée ; T-EAq = Traitement à l'extrait aqueux ; T-EA = Traitement à l'extrait à l'acétone ; T-EH = Traitement à l'extrait à l'hexane ; T-Ins = Traitement à l'insecticide de synthèse ; T-Fong = Traitement au fongicide de synthèse.

Variétés	Traitements	Campagne 2021				Campagne 2022			
		3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS	3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS
V1	T0	39,60 ± 1,14 a	44,98 ± 2,27 a	53,43 ± 0,59 a	60,37 ± 0,51 a	41,62 ± 1,21 a	47,15 ± 0,59 a	53,92 ± 0,27 a	64,55 ± 0,61 a
	T-EAq	40,12 ± 1,05 a	32,67 ± 1,08 c	24,20 ± 0,52 d	10,70 ± 0,36 d	42,25 ± 1,34 a	33,25 ± 0,46 d	24,91 ± 0,54 d	13,60 ± 0,49 d
	T-EA	39,19 ± 1,18 a	32,21 ± 1,27 c	24,09 ± 0,51 d	10,82 ± 0,49 d	41,28 ± 1,30 a	33,01 ± 1,09 d	23,94 ± 0,34 e	13,16 ± 0,43 d
	T-EH	39,25 ± 3,92 a	35,93 ± 2,13 b	27,28 ± 0,48 c	13,15 ± 0,66 c	41,92 ± 0,66 a	36,20 ± 1,69 c	27,01 ± 0,66 c	15,15 ± 1,075 c
	T-Ins	39,61 ± 0,88 a	41,18 ± 0,89a	46,66 ± 0,82 a	51,10 ± 0,84 b	41,15 ± 0,28 a	44,12 ± 1,02 a	49,21 ± 0,77 a	56,25 ± 0,59 b
	T-Fong	39,03 ± 1,89 a	32,81 ± 0,83 c	22,08 ± 0,29 e	9,94 ± 0,32 de	42,59 ± 0,82 a	32,77 ± 0,78 d	23,60 ± 0,78 e	12,93 ± 0,44 d
	Moyenne (V1)	39,44 ± 1,93 a	35,72 ± 5,14 a	30,21 ± 12,03 a	20,99 ± 20,23 a	41,93 ± 1,08 a	36,48 ± 5,69 a	30,68 ± 11,99 a	23,88 ± 20,88 a
V2	T0	30,75 ± 0,81 b	36,00 ± 0,29 b	43,52 ± 0,51 b	50,70 ± 1,51 b	31,60 ± 0,46 b	39,53 ± 0,77 b	46,63 ± 0,99 b	50,70 ± 1,51 b
	T-EAq	31,60 ± 0,60 b	23,52 ± 0,65 de	14,53 ± 0,50 g	7,72 ± 0,43 f	31,95 ± 0,12 b	23,40 ± 0,67 ef	16,33 ± 0,43 g	7,72 ± 0,43 f
	T-EA	31,04 ± 0,39 b	21,87 ± 0,87 e	13,82 ± 0,23 g	6,95 ± 0,37 fg	31,37 ± 0,32 b	22,17 ± 1,39 f	15,07 ± 0,92 h	6,95 ± 0,37 fg
	T-EH	30,98 ± 0,46 b	24,42 ± 0,58 d	16,90 ± 0,25 f	9,54 ± 0,42 e	31,52 ± 0,42 b	23,80 ± 0,245 e	17,59 ± 0,36 f	9,54 ± 0,42 e
	T-Ins	30,51 ± 0,63 b	33,51 ± 0,53 b	35,11 ± 0,4 c	39,78 ± 0,47 c	31,39 ± 0,58 b	33,54 ± 1,08 b	37,05 ± 0,28 c	41,66 ± 0,99 c
	T-Fong	30,50 ± 0,46 b	22,13 ± 0,81 e	13,90 ± 0,55 g	6,22 ± 0,18 g	31,27 ± 0,60 b	22,14 ± 0,83 f	14,85 ± 0,50 h	6,22 ± 0,18 g
	Moyenne (V2)	30,97 ± 0,63 b	25,59 ± 5,45 b	20,53 ± 11,85 b	16,23 ± 17,73 b	31,54 ± 0,44 b	26,21 ± 6,91 b	22,09 ± 12,64 b	16,23 ± 17,73 b
	traitements Pr (>F)	0,719	2x 10e-16 ***	2x 10e-16 ***	2x 10e-16 ***	0,416	2x 10e-16 ***	2x 10e-16 ***	2x 10e-16 ***
	traitements x variétés Pr (>F)	0,993	0,238	2x 10e-16 ***	2x 10e-16 ***	0,484	0,000526 ***	0,0292 *	1,1e-12 ***
	variétés Pr (>F)	2x 10e-16 ***	2x 10e-16 ***	0,000347 ***	2,57e-11 ***	2e-16 ***	2x 10e-16 ***	2x 10e-16 ***	2x 10e-16 ***

P : 0 **** 0,001 *** 0,01 ** 0,05 ; V : Variétés ; T : Traitements ; V x T : Interaction ; Les moyennes suivies de la même lettre dans les colonnes ne sont pas significativement différentes au test de Tukey à ($P < 0,05$)

III.1.3.4.2. Effet des différents extraits des graines de *J. curcas* sur la sévérité de la fusariose et de la sclérotiniose sur la culture de niébé en champs

III.1.3.4.2.1. Sévérité de la fusariose

La sévérité de la fusariose sur le niébé est représentée dans le tableau XV. La sévérité de la maladie varie avec le temps et en fonction des traitements. De manière générale, la sévérité de la fusariose causée par *F. oxysporum* est accentuée dès la 5^{ème} SAS chez les deux variétés durant les deux campagnes (2021 et 2022). Les parcelles traitées ont eu une sévérité faible par rapport aux témoins chez les deux variétés. Durant les deux campagnes, cette réduction était plus marquée à la 9^{ème} SAS chez les deux variétés. Pour la variété locale (V1), cette réduction était plus prononcée par le fongicide de synthèse (T-Fong = $8,89 \pm 0,60$ % et $10,86 \pm 0,92$) suivi de l'extrait aqueux (T-EAq = $9,31 \pm 0,87$ % et $11,62 \pm 0,96$ %). Pour la variété V2 cette réduction était plus prononcée par le fongicide de synthèse (T-Fong = $3,88 \pm 0,29$ % et $4,55 \pm 0,31$ %) suivi de l'extrait à l'acétone (T-EA = $4,05 \pm 0,41$ % et $5,27 \pm 0,63$ %) et de l'extrait aqueux (T-EAq = $4,51 \pm 0,93$ % et $5,34 \pm 0,50$ %). Les analyses statistiques ont montré que l'extrait aqueux et l'extrait à l'acétone ont réduit la sévérité au même titre que le fongicide de synthèse. Les extraits de graines de *J. curcas* ont influencé la sévérité de la maladie par rapport aux témoins de la variété locale V1 (T0 = $46,37 \pm 1,16$ % et $49,47 \pm 1,62$ %) et de la variété améliorée V2 (T0 = $33,81 \pm 0,83$ % et $36,12 \pm 0,97$ %).

Tableau XV. Effet des traitements sur la sévérité de la fusariose en fonction du temps.

V1 : Variété locale; V2 : Variété améliorée (Lori 24-130). T0 : parcelle non traitée ; T-EAq = Traitement à l'extrait aqueux ; T-EA = Traitement à l'extrait à l'acétone ; T-EH = Traitement à l'extrait à l'hexane ; T-Ins = Traitement à l'insecticide de synthèse ; T-Fong = Traitement au fongicide de synthèse.

Variétés	Traitements	Campagne 2021				Campagne 2022			
		3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS	3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS
V1	T0	25,15 ± 1,34 a	32,71 ± 2,27 a	37,94 ± 0,48 a	46,37 ± 1,16 a	25,98 ± 1,02 a	35,00 ± 2,01 a	41,02 ± 0,37 a	49,47 ± 1,62 a
	T-EAq	25,69 ± 0,94 a	20,08 ± 0,63 a	14,56 ± 0,60 d	9,31 ± 0,87 c	26,23 ± 0,43 a	25,00 ± 2,01 b	16,32 ± 1,98 d	11,62 ± 0,96 d
	T-EA	25,50 ± 0,94 a	19,44 ± 0,83 b	14,30 ± 1,38 d	9,39 ± 0,48 c	26,17 ± 1,13 a	22,82 ± 1,30 b	16,08 ± 1,02 f	11,87 ± 0,74 d
	T-EH	24,35 ± 1,77 a	19,21 ± 0,62 b	15,90 ± 0,38 c	10,22 ± 1,14 c	25,20 ± 1,36 a	21,95 ± 2,17 b	18,58 ± 0,69 e	14,02 ± 1,27 c
	T-Ins	24,22 ± 1,02 a	28,08 ± 0,77 a	32,51 ± 0,33 b	38,22 ± 0,24 ab	25,12 ± 0,45 a	30,11 ± 0,91 a	33,11 ± 0,81 b	38,89 ± 1,08 b
	T-Fong	25,48 ± 0,53 a	19,26 ± 0,94 b	13,10 ± 0,80 e	8,89 ± 0,60 cd	26,16 ± 1,02 a	21,92 ± 1,67 b	15,35 ± 1,67 d	10,86 ± 0,92 d
	Moyenne (V1)	25,23 ± 1,15 a	22,14 ± 5,54 a	19,16 ± 9,70 a	16,84 ± 15,17 a	25,95 ± 1,00 a	27,34 ± 6,63 a	21,47 ± 10,16 a	19,57 ± 15,41 a
V2	T0	13,00 ± 0,85 b	20,82 ± 0,98 b	26,65 ± 0,81 b	33,81 ± 0,83 b	15,87 ± 1,00 b	22,55 ± 0,41 b	29,35 ± 0,52 b	36,12 ± 0,97 b
	T-EAq	14,21 ± 0,47 b	10,62 ± 0,33 c	7,11 ± 0,63 g	4,51 ± 0,93 e	15,98 ± 0,56 b	11,00 ± 0,31 c	8,14 ± 0,31 f	5,34 ± 0,50 f
	T-EA	13,82 ± 0,44 b	10,78 ± 0,74 c	7,27 ± 0,33 g	4,05 ± 0,41 e	15,62 ± 0,68 b	11,71 ± 0,43 c	8,26 ± 0,79 f	5,27 ± 0,63 f
	T-EH	13,63 ± 1,54 b	11,05 ± 0,71 c	9,82 ± 0,87 f	7,79 ± 1,47 d	15,30 ± 0,56 b	12,97 ± 0,53 c	10,88 ± 0,75 e	8,04 ± 1,14 e
	T-Ins	13,52 ± 1,03 b	17,21 ± 0,55 a	19,66 ± 0,20 c	22,86 ± 0,22 c	15,71 ± 0,33 b	19,11 ± 0,41 b	23,15 ± 0,62 c	28,13 ± 0,74 c
	T-Fong	14,13 ± 0,82 b	10,50 ± 0,92 c	7,02 ± 0,71 g	3,88 ± 0,29 e	15,58 ± 0,74	11,53 ± 0,40 c	7,48 ± 0,72 f	4,55 ± 0,31 f
	Moyenne (V2)	13,76 ± 0,92 b	12,75 ± 4,19 b	11,57 ± 7,83 b	10,81 ± 11,91 b	15,67 ± 0,69 b	13,95 ± 4,47 b	12,82 ± 8,57 b	11,86 ± 12,52 b
Traitements Pr (>F)	0,273	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	0,402	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	
traitements x variétés Pr (>F)	0,75	0,00861 **	3,87e-07 ***	4,08e-11 ***	0,931	1,24e-11 ***	0,00197 **	2,64e-08 ***	
variétés Pr (>F)	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	

P : 0 **** 0,001 *** 0,01 ** 0,05 ; V : Variétés ; T : Traitements ; V x T : Interaction ; Les moyennes suivies de la même lettre dans les colonnes ne sont pas significativement différentes au test de Tukey à $P <$

III.1.3.4.2.2. Sévérité de la sclérotiniose du niébé

La sévérité de la sclérotiniose sur le niébé est représentée dans le tableau XVI. La sévérité de la maladie varie avec le temps et en fonction des traitements. De manière générale, la sévérité de la sclérotiniose causée par *S. sclerotiorum* est accentuée dès la 5^{ème} SAS chez les deux variétés durant les deux campagnes (2021 et 2022). Les parcelles traitées ont eu une sévérité faible par rapport aux témoins chez les deux variétés. Durant les deux campagnes, cette réduction était plus marquée à la 9^{ème} SAS chez les deux variétés. Pour la variété locale (V1), cette réduction était plus prononcée par l'extrait aqueux (T-EAq = $8,40 \pm 0,25$ % et $7,62 \pm 0,57$ %) suivi de l'extrait à l'acétone (T-EA = $9,08 \pm 0,33$ % et $8,64 \pm 0,48$ %) le fongicide de synthèse (T-Fong. = $9,27 \pm 0,18$ % et $9,48 \pm 0,74$ %) Pour la variété V2 cette réduction était plus prononcée par le fongicide de synthèse (T-Fong. = $3,96 \pm 0,24$ % et $7,10 \pm 0,27$ %) suivi de l'extrait à l'acétone (T-EA = $4,62 \pm 0,40$ % et $9,38 \pm 0,39$ %) et de l'extrait aqueux (T-EAq = $4,70 \pm 0,43$ % et $8,15 \pm 0,36$ %). Les analyses statistiques ont montré que l'extrait aqueux, l'extrait à l'acétone et le fongicide de synthèse ont fortement réduit la sévérité de la maladie par rapport aux témoins de la variété locale V1 (T0 = $55,14 \pm 0,16$ % et $58,82 \pm 0,96$ %) et de la variété améliorée V2 (T0 = $44,75 \pm 0,53$ % et $55,04 \pm 0,27$ %).

Tableau XVI. Effet des traitements sur la sévérité de la sclérotiniose en fonction du temps.

V1 : Variété locale; V2 : Variété améliorée (Lori 24-130). T0 : parcelle non traitée ; T-EAq = Traitement à l'extrait aqueux ; T-EA = Traitement à l'extrait à l'acétone ; T-EH = Traitement à l'extrait à l'hexane ; T-Ins = Traitement à l'insecticide de synthèse ; T-Fong = Traitement au fongicide de synthèse.

Variétés	Traitements	Campagne 2021				Campagne 2022			
		3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS	3 SAS	5 SAS	7 SAS	9 SAS
V1	T0	34,20 ± 0,54 a	42,23 ± 0,85 a	48,05 ± 0,14 a	55,14 ± 1,16 a	38,16 ± 0,22 a	44,55 ± 0,70 a	52,35 ± 0,73 a	58,82 ± 0,96 a
	T-EAq	33,88 ± 0,33 a	27,32 ± 0,57 cd	17,61 ± 0,59 d	8,40 ± 0,25 e	38,40 ± 0,49 a	28,37 ± 1,12 d	18,55 ± 0,38 e	7,62 ± 0,57 fg
	T-EA	33,99 ± 0,42 a	27,02 ± 0,41 d	17,86 ± 0,73 d	9,08 ± 0,33 de	38,65 ± 0,40 a	29,72 ± 0,50 c	19,27 ± 0,74 de	8,64 ± 0,48 de
	T-EH	33,9 ± 0,17 a	27,84 ± 0,52 c	21,08 ± 1,01 c	13,52 ± 0,30 c	38,14 ± 1,56 a	28,26 ± 1,23 d	22,34 ± 0,47 c	13,08 ± 0,60 c
	T-Ins	33,91 ± 0,40 a	35,11 ± 0,33 a	38,02 ± 0,88 a	41,67 ± 0,38 b	38,02 ± 0,33 a	42,11 ± 0,77 a	44,51 ± 0,44 b	48,26 ± 0,39 b
	T-Fong	34,07 ± 0,91 a	27,36 ± 0,54 cd	18,33 ± 0,33 d	9,27 ± 0,18 d	38,65 ± 0,46 a	29,43 ± 0,45 cd	19,20 ± 0,86 de	9,48 ± 0,74 d
	Moyenne (V1)	34,01 ± 0,49 a	30,35 ± 6,12 a	24,59 ± 12,11 a	19,08 ± 18,59 a	38,40 ± 0,73 a	32,06 ± 6,47 a	26,34 ± 13,42 a	19,88 ± 20,04 a
V2	T0	25,58 ± 0,45 b	29,99 ± 0,11 b	37,45 ± 0,60 b	44,60 ± 0,70 b	27,92 ± 0,56 b	36,06 ± 0,52 b	44,75 ± 0,53 b	55,04 ± 0,27 b
	T-EAq	25,54 ± 0,52 b	14,35 ± 0,38 f	7,87 ± 0,26 f	4,70 ± 0,43 f	27,62 ± 0,44 b	20,87 ± 0,58 f	15,34 ± 0,37 f	8,15 ± 0,36 ef
	T-EA	24,09 ± 0,51 c	14,16 ± 0,47 fg	7,63 ± 0,43 f	4,62 ± 0,40 f	27,80 ± 0,61 b	19,92 ± 1,26 f	15,14 ± 0,47 f	9,38 ± 0,39 d
	T-EH	24,08 ± 0,53 c	16,86 ± 0,50 e	13,15 ± 0,26 e	9,09 ± 0,42 de	28,00 ± 0,76 b	22,24 ± 0,39 e	20,63 ± 3,12 d	12,98 ± 0,62 c
	T-Ins	24,01 ± 0,53 c	27,42 ± 0,32 b	30,11 ± 0,57 c	32,74 ± 0,31 c	27,88 ± 0,55 b	30,11 ± 0,21 c	38,31 ± 2,01 c	42,46 ± 0,52 ab
	T-Fong	24,04 ± 0,87 c	13,54 ± 0,41 g	7,11 ± 0,69 f	3,96 ± 0,24 f	28,01 ± 0,32 b	19,90 ± 0,91 f	15,00 ± 0,72 f	7,10 ± 0,27 g
	Moyenne (V2)	24,66 ± 0,92 b	17,78 ± 6,38 b	14,64 ± 11,92 b	13,39 ± 16,12 b	27,87 ± 0,52 b	23,80 ± 6,39 b	22,17 ± 11,85 b	18,18 ± 19,03 b
Traitements Pr (>F)	0,00233 **	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	0,977	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	
Traitements x variétés Pr (>F)	0,03102 *	0,00011 ***	0,000177 ***	3,16e-13 ***	0,639	0,00205 **	0,000448 ***	1,58e-05 ***	
Variétés Pr (>F)	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	2e-16 ***	1,68e-12 ***	1,82e-10 ***	

P : 0 '***' 0,001 '**' 0,01 '*' 0,05 ; V : Variétés ; T : Traitements ; V x T : Interaction ; Les moyennes suivies de la même lettre dans les colonnes ne sont pas significativement différentes au test de Tukey à ($P < 0,05$)

III.1.3.5. Effet des différents extraits des graines de *J. curcas* et de la variété sur le rendement en champs

L'analyse des données portant sur le paramètre rendement durant les deux campagnes montre que les extraits de graines de *J. curcas* ont influencé significativement la production du niébé. Ce résultat montre que durant les campagnes 2021 et 2022, le rendement le plus élevé est obtenu dans les parcelles V2 traitées avec le fongicide de synthèse (T-Fong. = $1080,31 \pm 20,94$ kg/ha et $1002,91 \pm 15,38$ kg/ha), suivi de l'extrait aqueux (T-EAq = $1035,30 \pm 16,53$ kg/ha et $1000,82 \pm 15,09$) et le rendement le plus faible est obtenu dans les parcelles non traitées (témoins) (T0 = $630,33 \pm 74,05$ kg/ha et $488,97 \pm 14,99$ kg/ha) respectivement. Pour la variété V1, le rendement le plus élevé est obtenu dans les parcelles traitées avec l'extrait aqueux (T-EAq = $885,39 \pm 28,93$ kg/ha et $711,93 \pm 11,39$ kg/ha), suivi des parcelles traitées avec le fongicide de synthèse (T-Fong = $882,98 \pm 16,67$ kg/ha et $711,55 \pm 19,96$ kg/ha). Le rendement le plus faible est obtenu dans les parcelles non traitées (témoins) (T0 = $329,95 \pm 4,23$ kg/ha et $344,12 \pm 12,34$ kg/ha) respectivement. Toutes les parcelles traitées aux extraits de graines de *J. curcas* ont augmenté considérablement le rendement des graines de niébé (Tableau XVII).

Tableau XVII. Rendement en graines de niébé en champs.

NMGr/G : Nombre Moyen de graines par gousse ; Poids de 100 gr (g): Poids de 100 graines en gramme ; Rdt (kg/ha) : Rendement en kilogramme par hectare ; V1 : Variété locale; V2 : Variété améliorée (Lori 24-130) ; T0 : parcelle non traitée ; T-EAq = Traitement à l'extrait aqueux ; T-EA = Traitement à l'extrait à l'acétone ; T-EH = Traitement à l'extrait à l'hexane ; T-Ins = Traitement à l'insecticide de synthèse ; T-Fong = Traitement au fongicide de synthèse.

		Campagne 2021			Campagne 2022		
Variétés	Traitements	NMGr/G	Poids de 100 gr(g)	Rdt (kg/ha)	NMGr/G	Poids de 100 gr(g)	Rdt (kg/ha)
V1	T0	9,60 ± 0,03 g	17,88 ± 0,10 e	329,95 ± 4,23 g	9,82±0,45 d	16,46 ± 0,20 c	344,12 ± 12,34 f
	T-EAq	11,56 ± 0,05 d	19,03 ± 0,09 c	885,39 ± 28,93 d	11,22 ± 0,05 c	18,24 ± 0,27 bc	711,93 ± 11,39 d
	T-EA	10,82 ± 0,04 f	19,01 ± 0,06 cd	765,09 ± 26,68 e	11,18 ± 0,07 c	18,12 ± 0,44 bc	702,31 ± 12,46 d
	T-EH	11,10 ± 0,06 ef	18,53 ± 0,47d	750,07 ± 6,84 e	11,13 ± 0,33 c	18,03 ± 0,58 bc	700,27 ± 10,74 d
	T-Ins	11,17 ± 0,03 e	18,94 ± 0,20 cd	800,13 ± 27,73 e	11,10 ± 0,25 c	18,47 ± 0,53 b	706,38 ± 17,25 d
	T-Fong	11,19 ± 0,1 e	19,03 ± 0,10 c	882,98 ± 16,67 d	11,20 ± 0,03 c	18,30 ± 0,35 bc	711,55 ± 19,96 d
Moyenne (V1)		10,91 ± 0,63 b	18,26 ± 1,506 b	735,27 ± 193,68 b	10,94 ± 0,56 b	15,10 ± 0,49 b	646,09 ± 138,61 b
V2	T0	12,60 ± 0,05 c	20,15 ± 0,06 b	630,33 ± 74,05 f	12,52 ± 0,07 b	19,50 ± 0,25 b	488,97 ± 14,99 e
	T-EAq	13,52 ± 0,31a	23,01 ± 0,25 a	1035,30 ± 16,53ab	13,56 ± 0,30 a	21,80 ± 0,16 a	1000,82 ± 15,09 a
	T-EA	13,28 ± 0,14 ab	23,03± 0,11a	975,35 ± 22,02 bc	13,21 ± 0,09 a	21,66 ± 0,19 a	944,77 ± 19,84 bc
	T-EH	13,20 ± 0,04 b	23,07± 0,24 a	929,84 ± 22,05 cd	13,15 ± 0,04 a	21,39 ± 0,28 a	925,19 ± 24,98 c
	T-Ins	13,52 ± 0,06 a	23,07± 0,03 a	1033,68 ± 11,92 ab	13,43 ± 0,10 a	21,46 ± 0,35 a	986,76 ± 23,87 ab
	T-Fong	13,53 ± 0,08 a	23,03± 0,11 a	1080,31 ± 20,94 a	13,55 ± 0,04 a	21,59 ± 0,08 a	1002,91± 15,38 a
Moyenne (V2)		13,28 ± 0,37 a	22,56 ± 1,11 a	947,47 ± 156,00 a	13,24 ± 0,38 a	18,07 ± 1,20 a	891,57 ± 187,03a
Traitements Pr (>F)		2,2e-16 ***	2,2e-16 ***	2,2e-16 ***	7,162e-14 ***	2,606e-14 ***	2,2e-16 ***
Variétés Pr (>F)		2,2e-16 ***	2,2e-16 ***	2,2e-16 ***	2,2e-16 ***	2,2e-16 ***	2,2e-16 ***
Traitements x Variétés Pr (>F)		6,28e-09 ***	1,88e-06 ***	0,0002143 ***	0,01619 *	2,68e-08 ***	6,731e-10 ***

Pr (>F) "****" 0,001 ; "****" 0,01 ; "***" 0,05 Les valeurs suivies d'une même lettre dans la même colonne pour les traitements ne sont pas significativement différentes selon le test de Duncan ($P < 0,05$).

III.1.4. Teneur de quelques substances secondaires impliquées dans la défense naturelle des plants de niébé en champ traités aux extraits de graines de *J. curcas*.

Les résultats des analyses statistiques obtenus après le dosage des phénols, flavonoides, les protéines totales et la détermination de l'activité des enzymes oxydatives : gâiacol peroxydase (GPX), Polyphénoloxydase (PPO), phénylalanine ammonia-lyase (PAL), catalase (CAT) et Superoxyde Dismutase (SOD) dans les feuilles de niébé traitées ont montré que les extraits de graines de *J. curcas* ont un effet bénéfique pour le développement de la culture de niébé.

III.1.4.1. Teneur en composés phénoliques totaux

L'analyse quantitative des composés phénoliques (phénols totaux) dans les feuilles de niébé traitées et non traitées avec les extraits des graines de *J. curcas* et les pesticides de synthèse montre les différences significatives entre les traitements. Il ressort de cette analyse que la teneur en phénols totaux est plus élevée dans les feuilles traitées aux extraits de graines de *J. curcas*. Cette teneur est plus accentuée dans les feuilles traitées à l'extrait aqueux ($17,67 \pm 0,75$ mg/g de matière sèche (Ms)), suivi de l'extrait à l'hexane ($15,42 \pm 0,42$ mg/g de Ms) et de l'extrait à l'acétone ($10,39 \pm 0,52$ mg/g de Ms). Cependant, on enregistre une faible teneur en composé phénolique dans les feuilles de niébé non traitées ($11 \pm 0,48$ mg/g de Ms) (Fig. 42).

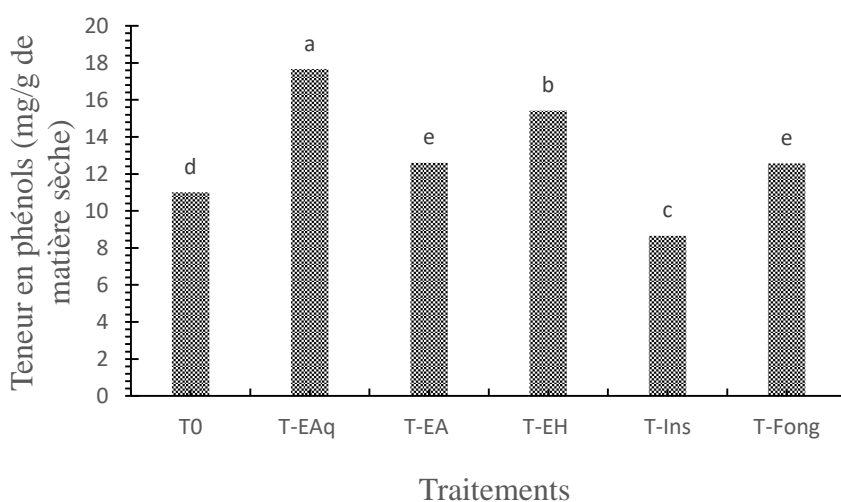


Fig. 42. Variation de la teneur en composés phénoliques dans les feuilles de niébé traitées et non traitées avec les extraits des graines de *J. curcas* :

T0 : témoin ; T-EAq : extraits aqueux des graines de *J. curcas* ; T-EA : extraits à l'acétone des graines de *J. curcas* ; T-EH: extraits à l'hexane des graines de *J. curcas* ; T-Ins : insecticide de synthèse ; T-Fong.: fongicide de synthèse ; MS : matière sèche. Les histogrammes surmontés des mêmes lettres ne sont pas significativement différents au seuil de 5%.

III.1.4.2. Teneur en flavonoïdes

L'analyse quantitative des composés phénoliques (flavonoïdes) dans les feuilles de niébé traitées et non traitées avec les extraits des graines de *J. curcas* et les pesticides de synthèse montre les différences significatives entre les traitements. Il ressort de cette analyse que la teneur en flavonoïdes est plus élevée dans les feuilles traitées aux extraits de graines de *J. curcas*. Cette teneur est plus accentuée dans les feuilles traitées à l'extrait aqueux ($0,49 \pm 0,08$ mg/g de Ms), suivi de l'extrait à l'hexane ($0,28 \pm 0,03$ mg/g de Ms). Cependant, on enregistre une faible teneur en flavonoïdes dans les feuilles de niébé non traitées ($0,10 \pm 0,03$ mg/g de Ms) (Fig. 43).

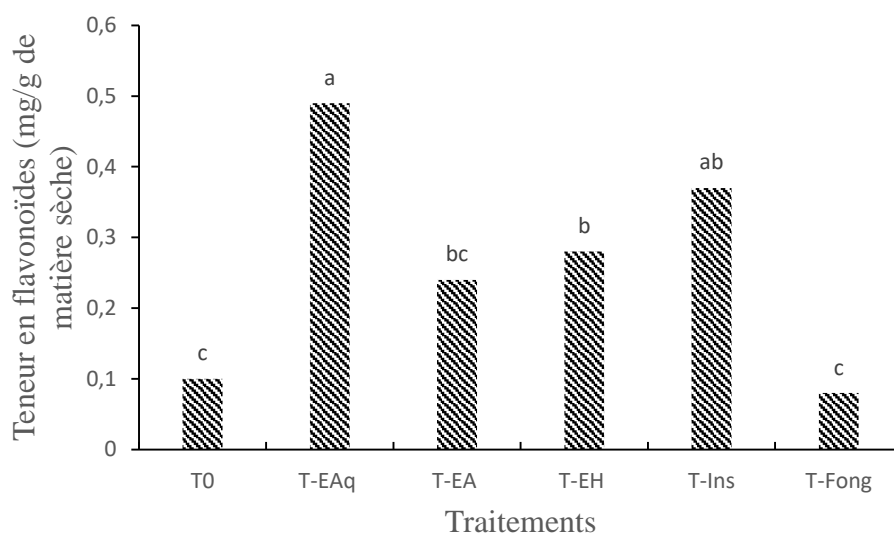


Fig. 43. Variation de la teneur en flavonoïdes dans les feuilles de niébé traitées et non traitées avec les extraits des graines de *J. curcas* :

T0 : témoin ; T-EAq : extraits aqueux des graines de *J. curcas* ; T-EA : extraits à l'acétone des graines de *J. curcas* ; T-EH: extraits à l'hexane des graines de *J. curcas* ; T-Ins : insecticide de synthèse ; T-Fong.: fongicide de synthèse ; MS : matière sèche. Les histogrammes surmontés des mêmes lettres ne sont pas significativement différents au seuil de 5%.

III.1.4.3. Teneur en protéines solubles totales dans les feuilles de niébé

La teneur en protéines solubles a été déterminée chez la variété locale (V1) et la variété améliorée (V2). Les plantes de niébé de la variété V1 traitées aux extraits de graines de *J. curcas* (T-EAq = $23,05 \pm 6,35$ µg/g de MF; T-EA = $27,86 \pm 6,39$ µg/g de MF et T-EH = $19,07 \pm 1,23$ µg/g de MF) et de la variété améliorée V2 (T-EAq = $20,42 \pm 1,64$ µg/g de MF; T-EA = $27,49$

$\pm 3,02 \mu\text{g/g}$ de MF; T-EH = $17,58 \pm 4,71 \mu\text{g/g}$ de MF) ont la teneur en protéines plus élevée par rapport aux parcelles non traitées V1 (T0 = $11,82 \pm 2,75 \mu\text{g/g}$ de MF) et V2 (T0 = $13,18 \pm 0,24 \mu\text{g/g}$ de MF); Elle était plus élevée dans les feuilles de la variété locale V1. Cependant, l'analyse statistique des données montrent qu'il n'y a pas de différence significative entre les variétés (V1 = $28,40 \pm 13,40 \mu\text{g/g}$ de MF) et V2 = ($27 \pm 11,99 \mu\text{g/g}$ de MF) (Tableau XVIII).

III.1.4.4. Teneur de quelques enzymes oxydatives

III.1.4.4.1. Teneur de du gaïacol peroxydase (GPX)

L'activité Gaïacol peroxydase (GPX) est élevée dans les feuilles traitées avec les extraits de graines de *J. curcas* par rapport aux feuilles non traitées chez les deux variétés (V1 et V2). Elle est plus accentuée dans les plants de niébé traités à l'extrait à l'hexane (T-EH = $40,85 \pm 0,42$; $39,57 \pm 1,33 \mu\text{mol/min/mg}$ de MF), suivie de celle dans les plants traités à l'extrait aqueux (T-EAq = $22,07 \pm 0,92$; $20,16 \pm 1,49 \mu\text{mol/min/mg}$) et plus faible dans les témoins (T0 = $8,38 \pm 0,71$; $7,03 \pm 0,42 \mu\text{mol/min/mg}$ de MF). Cette activité est plus élevée chez la variété locale (V1). Une différence significative est observée d'une part entre les parcelles traitées aux extraits de graines de *J. curcas* et les parcelles non traitées, et d'autre part entre les variétés (V1 = $23,93 \pm 11,92 \mu\text{mol/min/mg}$ et V2 = $23,19 \pm 12,32 \mu\text{mol/min/mg}$) (Tableau XVIII).

III.1.4.4.2. Teneur du polyphénol oxydase (PPO)

L'analyse quantitative de l'activité spécifique polyphénol oxydase (PPO) dans les feuilles de niébé traitées et non traitées avec les extraits de graines de *J. curcas* montre que les traitements aux extraits à l'acétone chez les deux variétés V1 (T-EA = $0,13 \pm 0,003 \text{ DO/min/mg}$ de MF) et V2 (T-EA = $0,11 \pm 0,009 \text{ DO/min/mg}$ de MF) étaient plus élevés, suivis des traitements aux extraits aqueux V1 (T-EAq = $0,09 \pm 0,002 \text{ DO/min/mg}$ de protéines) et V2 (T-EAq = $0,07 \pm 0,006 \text{ DO/min/mg}$ de protéines) par rapport aux témoins V1 (T0 = $0,07 \pm 0,002 \text{ DO/min/mg}$ de protéines) et V2 (T0 = $0,06 \pm 0,006 \text{ DO/min/mg}$ de protéines). Une différence significative a été observée entre ces traitements aux extraits de graines de *J. curcas* (T-EAq et T-EA) et les traitements témoins (T0). Cependant, aucune différence significative n'a été observée entre les deux variétés (V1 = $0,09 \pm 0,023 \text{ DO/min/mg}$ de protéines et V2 = $0,08 \pm 0,019 \text{ DO/min/mg}$ de protéines) (Tableau XVIII).

III.1.4.4.3. Teneur du phenylalanine amonialyase (PAL)

La teneur de la phénylalanine ammonia-lyase (PAL) obtenue dans les feuilles a été déterminée chez la variété locale (V1) et la variété améliorée (V2). On constate que la teneur en PAL est élevée dans les plants de la variété locale V1 traités aux extraits de graines de *J. curcas* (T-EAq = $0,39 \pm 0,003$ DO/min/mg de MF ; T-EA = $0,38 \pm 0,006$ DO/min/mg de protéines et T-EH = $0,86 \pm 0,036$ DO/min/mg de protéines) et de la variété améliorée V2 (T-EAq = $0,37 \pm 0,058$ DO/min/mg de protéines; T-EA = $0,53 \pm 0,04$ DO/min/mg de protéines ; T-EH = $0,81 \pm 0,047$ DO/min/mg de protéines) par rapport aux parcelles non traitées V1 (T0 = $0,23 \pm 0,002$ DO/min/mg de protéines) et V2 (T0 = $0,19 \pm 0,012$ DO/min/mg de protéines). L'activité était plus élevée dans les feuilles de la variété améliorée V2. Cependant, l'analyse statistique des données montre qu'il n'y a pas de différence significative entre les variétés (V1 = $0,45 \pm 0,22$ DO/min/mg de protéines et V2 = $0,46 \pm 0,23$ DO/min/mg de protéines) (Tableau XVIII).

III.1.4.4.4. Teneur de la catalase

L'analyse quantitative de l'activité spécifique des catalases dans les feuilles de niébé traitées et non traitées avec les extraits de graines de *J. curcas* montre que cette activité dans les traitements aux extraits des graines de *J. curcas* chez la variété V1 (T-EAq = $6,33 \pm 1,20$ $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ de MF ; T-EA = $8,41 \pm 0,61$; T-EH = $24,63 \pm 5,76$ $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) et V2 (T-EAq = $4,92 \pm 0,57$ $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines; T-EA = $7,94 \pm 1,38$; T-EH = $25,57 \pm 2,58$ $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) était significativement plus élevée par rapport aux témoins V1 (T0 = $0,85 \pm 0,15$ $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) et chez la variété V2 (T0 = $1,49 \pm 0,68$ $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines). Cette activité était plus élevée dans les parcelles V1. Cependant aucune différence significative n'a été observée entre les deux variétés (V1 = $9,12 \pm 8,18$ $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines et V2 = $8,96 \pm 8,20$ $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) (Tableau XVIII).

III.1.4.4.5. Teneur du Superoxyde Dismutase (SOD)

L'analyse quantitative de l'activité spécifique Superoxyde Dismutase (SOD) dans les feuilles de niébé traitées et non traitées avec les extraits de graines de *J. curcas* montre que les traitements aux extraits aqueux chez les deux variétés V1 (T-EAq = $2,54 \pm 0,01$ log (nbre unités SOD/mg de protéines) et V2 (T-EAq = $2,15 \pm 0,16$ log (nbre unités SOD/mg de protéines) étaient plus élevés par rapport aux témoins V1 (T0 = $1,87 \pm 0,03$ log (nbre unités SOD/mg de protéines) et V2 (T0 = $1,49 \pm 0,39$ log (nbre unités SOD/mg de protéines). Les traitements à l'acétone et à l'hexane ont également augmenté de manière significative cette activité dans les parcelles traitées des deux variétés. Une différence significative a été observée entre ces

traitements aux extraits de graines de *J. curcas* (T-EA et T-EH) et les traitements témoins (T0). Cette activité était plus élevée dans les parcelles V1 et une différence significative a été observée entre les deux variétés (V1 = $2,18 \pm 0,22$ log (nbre unités SOD/mg de protéines) et V2 = $1,87 \pm 0,3$ log (nbre unités SOD/mg de protéines) (Tableau XVIII).

Tableau XVIII. Teneur en composés biochimiques dans les feuilles de niébé.

V1 : Variété locale; V2 : Variété améliorée (Lori 24-130). T0 = parcelle non traitée ; T-EAq = Traitement à l'extrait aqueux ; T-EA = Traitement à l'extrait à l'acétone ; T-EH = Traitement à l'extrait à l'hexane ; T-Ins = Traitement à l'insecticide de synthèse ; T-Fong = Traitement au fongicide de synthèse. Gaiacol peroxydase (GPX), Polyphénoloxydase (PPO), phénylalanine ammonia-lyase (PAL), catalase (CAT) et Superoxyde Dismutase (SOD)

Variétés	Traitements	GPX	PPOX	PAL	CAT	SOD	Protéines
V1	T0	8,38 ± 0,71 e	0,07 ± 0,002 bc	0,23 ± 0,002 d	0,85 ± 0,15 g	1,87 ± 0,03 bc	11,82 ± 2,75 f
	T-EAq	22,07 ± 0,92 c	0,09 ± 0,002 b	0,39 ± 0,003 c	24,63 ± 5,76 a	2,54 ± 0,01 a	23,05 ± 6,34 de
	T-EA	20,51 ± 1,25 c	0,13 ± 0,003 a	0,38 ± 0,006 c	8,41 ± 0,61 bcd	2,16 ± 0,03 ab	27,86 ± 6,39 cd
	T-EH	40,85 ± 0,42 a	0,07 ± 0,019 bc	0,86 ± 0,036 a	6,33 ± 1,20 def	2,28 ± 0,02 ab	19,07 ± 1,23 def
	T-Ins	37,09 ± 0,89 b	0,08 ± 0,003 bc	0,58 ± 0,038 b	3,26 ± 0,37 fg	2,24 ± 0,01 abc	49,13 ± 1,89 a
	T-Fong	14,66 ± 0,32 d	0,08 ± 0,008 bc	0,27 ± 0,011 cd	11,22 ± 0,65 b	1,99 ± 0,01 abc	39,51 ± 4,13 ab
	Moyenne (V1)	23,93 ± 11,92 a	0,09 ± 0,023 a	0,45 ± 0,22 a	9,12 ± 8,18 a	2,18 ± 0,22 a	28,40 ± 13,40 a
V2	T0	7,03 ± 0,42 e	0,06 ± 0,006 c	0,19 ± 0,012 d	1,49 ± 0,68 g	1,49 ± 0,39 c	13,18 ± 0,24 ef
	T-EAq	20,16 ± 1,49 c	0,07 ± 0,006 bc	0,37 ± 0,058 c	25,57 ± 2,58 a	2,15 ± 0,16 ab	20,42 ± 1,64 def
	T-EA	20,03 ± 0,44 c	0,11 ± 0,009 a	0,53 ± 0,04 b	7,94 ± 1,38 cde	2,06 ± 0,28 abc	27,49 ± 3,02 cd
	T-EH	39,57 ± 1,33 ab	0,08 ± 0,006 bc	0,81 ± 0,047 a	4,92 ± 0,57 ef	1,79 ± 0,18 bc	17,58 ± 4,71 def
	T-Ins	38,25 ± 0,31 b	0,08 ± 0,012 b	0,62 ± 0,102 b	3,98 ± 0,62 fg	1,98 ± 0,42 abc	45,68 ± 2,26 ab
	T-Fong	14,10 ± 0,56 d	0,08 ± 0,006 bc	0,22 ± 0,010 d	9,88 ± 0,09 bc	1,72 ± 0,19 bc	37,67 ± 2,38 bc
	Moyenne (V2)	23,19 ± 12,32 b	0,08 ± 0,019 a	0,46 ± 0,23 a	8,96 ± 8,20 a	1,87 ± 0,3 b	27,00 ± 11,99 a
Variétés Pr (> F)	0,01592 *	0,05	0,74	0,81	0,0001361 ***	0,25	
Traitements Pr (>F)	2e-16 ***	2,087e-10 ***	2,2e-16 ***	5,651e-16 ***	0,0008545 ***	4,67e-14 ***	
Traitements x Variétés Pr (> F)	0,07118	0,03589 *	0,003568 **	0,81	0,12	0,15	

P : 0 '****' 0,001 '***' 0,01 '*' 0,05 ; V : Variétés ; T : Traitements ; V x T : Interaction ; Les moyennes suivies de la même lettre dans les colonnes ne sont pas significativement différentes au test de Tukey à ($P < 0,05$)

III.1.4.5. Relation entre les paramètres agromorphologiques, épidémiologiques et biochimiques

La figure ci-dessous (Fig. 44) présente les résultats de relation entre les différents paramètres évalués. Il ressort de cette analyse l'existence de relation, tant positives que négatives, classées selon leur niveau de signification statistique : non significatives (ns, $p \geq 0,05$), significatives ($*p < 0,05$), hautement significatives ($**p < 0,01$) et très hautement significatives ($***p < 0,001$).

Une relation positive très hautement significative est observée entre le rendement de production (Rdt) et la hauteur des plants ($r = 0,96***$) ainsi qu'avec le diamètre au collet (DC) ($r = 0,90***$). De même, la sévérité des dommages causés par les insectes ravageurs est très fortement corrélée à leur incidence ($r = 0,99***$). De plus, une relation positive très fortement significative a été observée entre le nombre de feuilles et la teneur en phénols ($r = 0,85***$), ainsi qu'une relation hautement significative avec la teneur en flavonoïdes ($r = 0,82**$) et l'activité du superoxyde dismutase (SOD) ($r = 0,78**$). Enfin, bien qu'une relation positive soit relevée entre le rendement de production (Rdt) et certains paramètres biochimiques tels que l'activité de la polyphénoloxydase ($r = 0,36$ ns), la teneur en protéines totales (Prot) ($r = 0,44$ ns) et l'activité du gaïacol peroxydase (GPX) ($r = 0,44$ ns), celle-ci demeure non significative.

Cependant, une relation négative et significative a été observée entre l'activité de la catalase (CAT) et plusieurs paramètres pathologiques, à savoir : l'incidence de la fusariose ($r = -0,58*$), celle de la sclérotiniose ($r = -0,60*$), ainsi que la sévérité de la fusariose ($r = -0,60*$) et celle de la sclérotiniose ($r = -0,65*$). De plus, une relation négative hautement significative a été relevée entre le rendement de production et la sévérité de la fusariose ($r = -0,60**$). Par ailleurs, l'activité du gaïacol peroxydase (GPX) présente une relation négative hautement significative avec l'incidence des ravageurs ($r = -0,72**$) et une corrélation négative significative avec leur sévérité ($r = -0,68*$). Enfin, une relation négative et significative est également constatée entre l'activité de la phénylalanine ammonialyase (PAL) et l'incidence ($r = -0,68*$) ainsi que la sévérité ($r = -0,64*$) des insectes ravageurs.

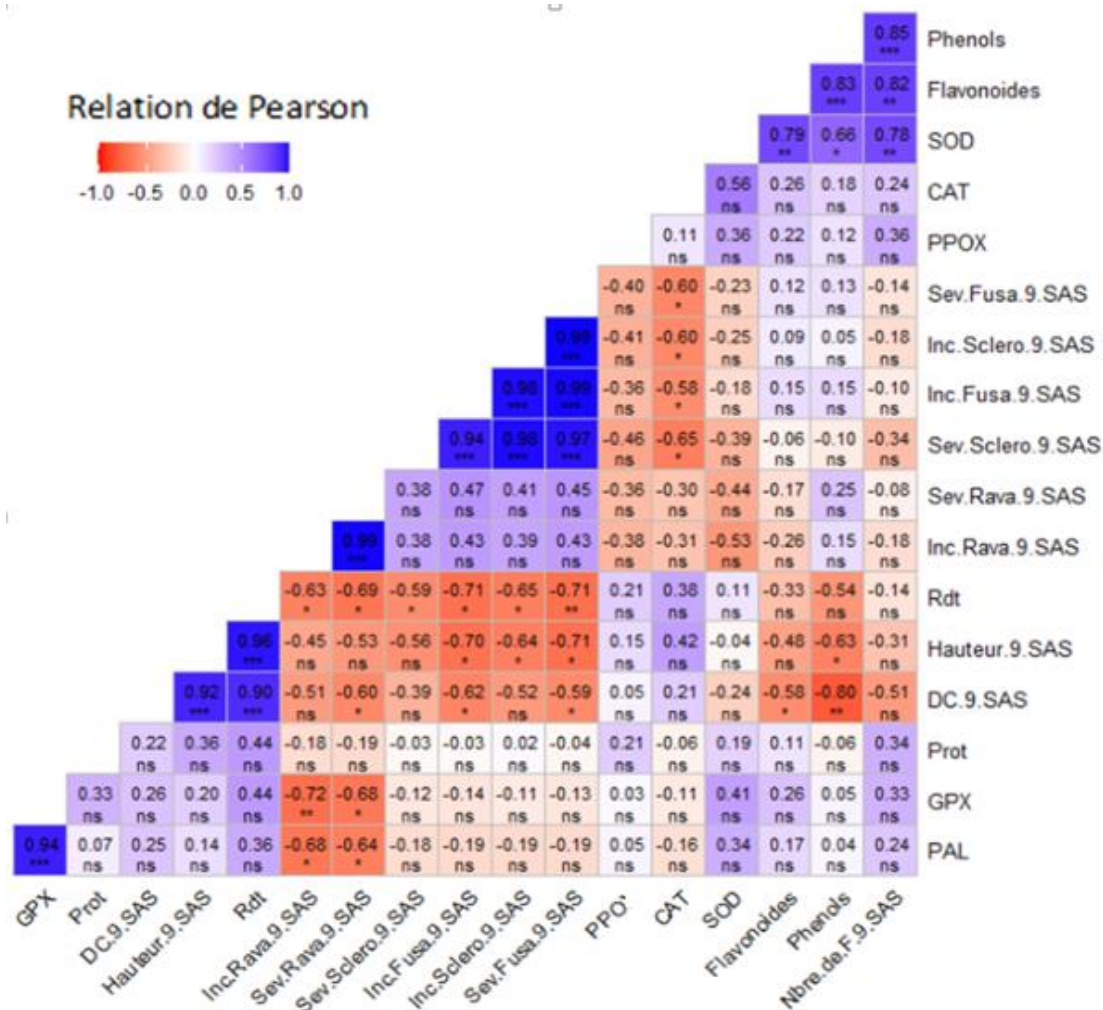


Fig. 44. Relation de Pearson entre les paramètres biochimiques, agronomiques et épidémiologiques étudiés.

Non significatives (ns, $p \geq 0,05$), significatives (* $p < 0,05$), hautement significatives (** $p < 0,01$) et très hautement significatives (***) $p < 0,001$).

III.2. Discussion

Les résultats du rendement d'extraction obtenus ont été de 45,51 % pour l'acétone, 61,46 % pour l'hexane et 33,33 % pour l'extrait aqueux. L'hexane était le meilleur solvant d'extraction avec un taux plus élevé. La variation du rendement d'extraction observée entre les différents solvants pourrait s'expliquer par le fait que la solubilité d'un composé dans un solvant est fonction des propriétés de ce dernier incluant la polarité ou capacité à former des liaisons hydrogènes (Muhammad *et al.*, 2013). En effet, Diakité (2018) a montré que les rendements d'extraction dépendent fortement du solvant utilisé. Par ailleurs, Alpandi *et al* (2022) ont montré dans une étude sur la caractérisation de l'huile de graines de pourghère de Malaisie que le rendement d'extraction d'huile avec le n- hexane variait de 62,9 % à 72,1 %. De même, Ngho

Dooh (2014) a obtenu un rendement de 60,06 % avec l'extrait à l'hexane après extraction au sohxlet sur l'évaluation du pouvoir antifongique des extraits des graines de *T. peruviana in vitro*.

L'analyse phytochimique par GC-MS des extraits de graines de *J. curcas* ont montré un profil de chromatogramme de 59 pic à savoir 36 pics dans l'extrait aqueux ; 06 pics dans l'extrait à l'acétone et 17 pics dans l'extrait à l'hexane. Les composés tels que : 1 N-(Methylsulfonyl)-O-methylhydro. ; Cyclopropaneoctanal, 2-octyle- ; Dimethyl-cyano-phosphine ; Acide 9,12-octadécadiénoïque (Z,Z)- ; Acide 9-octadécénoïque (Z)-, 2-hydr... ; Heptasiloxane,1,1,3,3,5,5,7,7,9; Hexadécénoate d'éthyle ; Éthyle 9.cis.11.trans.-octadécadiénoate ; Acide hexadécénoïque, ester méthylique ; Acide n-hexadécénoïque ; Acide oléique ; Squalène ; Acide tridécénoïque ont été identifiés. Selon certains auteurs, ces molécules ont des propriétés insecticides et fongicides (Leroux *et al.*, 2006 ; Thanigaivel *et al.*, 2017 ; Yong-Hua *et al.*, 2009 ; Francis *et al.*, 2021 ; Indratmi *et al.*, 2023). En outre, l'extrait aqueux des graines de *J. curcas* a été plus riche en ces composés témoignant ainsi de son efficacité dans la lutte biologique. Selon Ngho Dooh (2014), ces composés chimiques par leur présence dans les extraits des plantes peuvent agir même à de très faibles doses.

Lors de la purification des isolats des différents champignons récoltés afin d'évaluer le potentiel antifongique des extraits, les boîtes contenant les explants de *Fusarium oxysporum* et de *Sclerotinia sclerotiorum* ont montré deux types de colonies. Pour les colonies de *S. sclerotiorum*, l'une de couleur blanche cassée et l'autre de couleur marron avec la présence des sclérotés. Les sclérotés de couleur noire, de forme ovale et irrégulière se sont formés et comptaient environ 15 à 37 sclérotés par boîte de Pétri. Ces sclérotés étaient disposés au centre et au bord des boîtes de Pétri. Sous observation microscopique, les hyphes étaient hyalins et ramifiés. Cette description de formation du sclérote correspond à celle fournie par Colotelo (1974) et Ordóñez *et al.* (2015) pour *S. sclerotiorum*. Par ailleurs, de nombreux auteurs ont montré qu'au cours de la phase de maturation, la surface du sclérote devient pigmentée en raison de la production de mélanine, qui joue un rôle important dans la protection du champignon contre le rayonnement UV ou la production exacerbée d'espèces réactives de l'oxygène, et éviter l'attaque de certains micro-organismes antagonistes Erental (2008) et Bolton *et al.* (2006). Selon Fernando *et al.* (2004), généralement, la prolifération du mycélium végétatif par *S. sclerotiorum* est le stade fongique précédent qui initie la formation des sclérotés et, pendant cette période de croissance (4 jours dans nos conditions expérimentales), le mycélium peut absorber les nutriments essentiels requis par le champignon pour la poursuite de son développement. Ainsi, les composants structurels et de réserve déjà incorporés dans le

tissu mycélien sont soumis à des processus de dégradation médiés par l'activité d'enzymes spécifiques (par exemple l'arylestérase ou la phosphatase acide) pour fournir de l'énergie et libérer les nutriments nécessaires au développement des sclérotés (Willettts et Bullock, 1992).

Les ascospores de *S. sclerotiorum* étaient ovales, unicellulaires et hyalines. Les caractéristiques culturelles et morphologiques de l'agent pathogène dans cette étude se rapprochent des découvertes de (Hansda *et al.*, 2014; Satyadev *et al.*, 2020). Quant aux isolats de *Fusarium oxysporum* observées après croissance sur milieu PDA, Certains présentaient des colonies de couleur blanche d'aspect cotonneux, de forme irrégulière avec des filaments roses. Par contre d'autres isolats présentaient des colonies et filaments de couleur violette. L'observation microscopique a montré la présence des microconidies, des macroconidies et des chlamydospores. Ces observations sont similaires à celles de Metsena *et al.* (2021) dans leurs travaux sur l'identification des souches de *Fusarium oxysporum* responsables du flétrissement du niébé dans la région de l'Extrême-Nord du Cameroun. Ces auteurs ont également montré que les chlamydospores étaient monophialides et intercalaires. Ces caractères sont les traits distinctifs qui permettent d'identifier l'espèce *F. oxysporum*.

Le postulat de Koch a révélé l'apparition des symptômes particuliers semblables à ceux de la pourriture blanche et de la fusariose. Les jeunes feuilles saines de niébé infectées par les inocula des deux champignons *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum* ont présenté les symptômes identiques à ceux obtenus sur les organes infectés en champ caractérisés entre autres par la croissance mycélienne cotonneuse, la formation de sclérotés, la présence des symptômes de jaunissement et de flétrissement des feuilles. Ce test a été confirmé par ceux réalisés par (Rodrigues et Menezes, 2005 ; Sharma *et al.*, 2016 ; Rather *et al.*, 2022). L'évaluation de l'activité antifongique des extraits de graines de *J. curcas* contre *S. sclerotiorum* et *F. oxysporum* a été évaluée *in vitro*. En outre aucune différence significative n'a été observée entre les pourcentages d'inhibition de l'extrait aqueux et à l'acétone à concentration c3 = 60 µL/mL et c4 = 120 µL/mL respectivement, et le fongicide de synthèse. Ces extraits de graines de *J. curcas* ont inhibé à 100 % la croissance mycélienne des agents pathogènes. Cette inhibition serait due aux composés chimiques présents dans les extraits de graines décelés par GC-MS.

Par ailleurs, Mboussi *et al.* (2016) en évaluant *in vitro* l'effet des extraits de *Thevetia peruviana* et du Ridomil Gold Plus, sur quelques isolats de *Phytophthora megakarya* ont montré que les extraits organiques de *T. peruviana* ont inhibé la croissance du pathogène au même titre que le fongicide de synthèse. L'extrait aqueux s'est avéré plus efficace comparé aux extraits organiques des graines de *J. curcas*. Rampadarath *et al.* (2016) ont montré que les feuilles et les graines de *J. curcas* sont riches en stéroïdes, terpénoïdes, flavonoïdes et

d'alcaloïdes. Les alcaloïdes, dont l'une des propriétés biologiques les plus courantes est leur toxicité contre les cellules d'organismes étrangers, constituent l'un des plus grands groupes de produits phytochimiques dans les plantes, avec des effets qui pourraient expliquer l'efficacité de *J. curcas* contre les champignons phytopathogènes (Rampadarath *et al.*, 2016).

Les flavonoïdes et les terpènes sont des molécules reconnues pour leur activité antifongique (Angaman *et al.*, 2020). Selon Cordova *et al.* (2014) stipulent que toutes les graines du genre *Jatropha* contiennent des substances telles que la curcine et la curcusone B, dont les propriétés antifongiques agissent contre divers champignons phytopathogènes, notamment *Botrytis cinerea*, *Fusarium oxysporum*, *Fusarium moniliforme* et *Aspergillus flavus*. Cordova-Albores *et al.* (2014) ont également signalé que l'huile extraite des graines de *J. curcas* provenant de l'espèce mexicaine utilisée dans leur étude présente une forte concentration en esters de phorbol, mais peut être considérée comme non toxique et potentiellement utilisée comme biofongicide. D'après Doughari et Abraham (2021), les extraits de *J. curcas* ont une activité antifongique contre *Candida albicans*. Les huiles de *J. curcas* et de *A. indica* présentent des effets antifongiques de type antibiose rapporté par Adamou *et al.* (2020).

De plus, les rapports récents de certains travaux montrent que le genre *Jatropha* a une activité bioactive contre divers insectes nuisibles ainsi que contre plusieurs champignons pathogènes tels que *Aspergillus niger*, *Penicillium* sp., *Rhizopus* sp., *Pestalotiopsis funerea* et *Rhizoctonia* sp.

Rampadarath *et al.* (2016) suggèrent que l'effet antimicrobien des extraits de pourghère provient de leur capacité à interagir avec les protéines et les parois des bactéries, grâce à des liaisons hydrogène, des effets hydrophobes et des liaisons covalentes. Ces interactions pourraient empêcher les microbes d'adhérer, de produire des enzymes ou de transporter des substances à travers leur membrane. Toka *et al.* (2023) révèlent que l'extrait au méthanol de graines de *Azadiracta indica* et *Balanites aegyptiaca* contribue à la membrane lytique et à l'inhibition de synthèse des protéines de la paroi de *F. oxysporum*. D'après Gholamnezhad *et al.* (2016), le potentiel de développement de composés antifongiques d'origine végétale, tels que les extraits de plantes, est important en tant qu'alternatives aux fongicides synthétiques dans la lutte intégrée contre les maladies des plantes.

La germination des ascospores et des conidies incubées pendant 24 h au microscope optique est marquée par la présence de l'élongation du tube germinatif. Les conidies de *F. oxysporum* et de *S. sclerotiorum* ont normalement germées sur le milieu nutritif PDA incubées pendant 24 h. Les extraits de graines de *J. curcas* ont inhibé très considérablement l'élongation

du tube germinatif des spores des deux pathogènes à différentes doses (30, 60 et 120 µL/ mL) pour les extraits aqueux et à l'acétone. L'extrait aqueux s'est montré très efficace sur la germination des isolats testés. Il a inhibé plus de 90 % la germination des ascospores et conidies à la concentration c3= 60 µL/ mL. Cependant aucune spore n'a germé sur le milieu contenant le fongicide de synthèse qui a inhibé à 100 % la germination des conidies. Ces résultats sont similaires à ceux rapportés par Abbou (2014), qui a observé que les taux d'élongation les plus élevés chez *F. oxysporum* ont été enregistrés sur le milieu PDA, après une incubation de 24 heures à 25 °C. En revanche, dans des conditions de carence en fer, la germination et/ou l'élongation des tubes germinatifs issus des chlamydospores de *F. oxysporum* étaient fortement inhibées en présence de certaines souches purifiées de *Pseudomonas*. Par ailleurs, Shahoveisi et del Río (2020) ont montré, après avoir évalué l'influence de la durée d'humidité et des températures d'incubation sur la germination des ascospores de *Sclerotinia sclerotiorum* ainsi que sur l'efficacité de l'infection ascosporique, que la germination était optimale lorsque les ascospores étaient incubées dans une humidité constante (eau libre) à 21 °C. En revanche, toute interruption de cette incubation humide nuisait à leur germination.

Les pourcentages d'inhibition obtenus ont permis de déterminer les concentrations minimales inhibitrices (CMI50 et CMI90), correspondant respectivement à une réduction de 50 % et 90 % de la croissance mycélienne. Les valeurs les plus faibles de CMI50 et CMI90 ont été observées avec l'extrait aqueux, suivi de l'extrait acétonique, appliqués sur les isolats de *F. oxysporum* et *S. sclerotiorum*. Ces résultats soulignent l'efficacité de ces deux extraits dans la limitation de la croissance mycélienne des pathogènes. Toutefois, Thierry *et al.* (2020) ont également rapporté une inhibition marquée du développement de *S. sclerotiorum* à faibles concentrations minimales inhibitrices, suite à l'utilisation des extraits de *Moringa oleifera*.

L'étude menée en champ est une expérimentation dans les conditions agricoles réelles partant des tests réalisés au laboratoire. Cette étude a permis de mieux comprendre les paramètres agro morphologiques et épidémiologiques et biochimiques du niébé. Durant les campagnes agricoles 2021 et 2022, les deux variétés ont présenté des taux maximum de levée de 91,02 % et 84,2 % pour les variétés V2 et V1 respectivement, lors de la campagne 2021, et de 90,73 % et 85,43 % pour les mêmes variétés durant la campagne 2021-2022. Ces résultats sont comparables à ceux rapportés par N'Gbesso *et al.* (2013), dont l'étude sur les composantes du rendement de six variétés améliorées de niébé (*Vigna unguiculata* (L.) Walp) a démontré une levée effective des graines dans les trois jours suivant le semis (JAS). Toutefois, les travaux

de Néhémie *et al.* (2021), portant sur l'impact du compost sur la productivité de trois légumineuses (soja, niébé et haricot commun) dans deux zones agroécologiques du Cameroun, ont révélé une levée des graines de niébé à partir de cinq jours après le semis (JAS).

L'application des extraits des graines de *J. curcas* a entraîné durant les deux campagnes une importante amélioration des paramètres de croissance des plants de niébé cultivé chez la variété améliorée et la variété locale. La variété locale a généré une production accrue de feuilles. Ces dernières, abondantes et encore vertes, peuvent être utilisées comme source d'alimentation pour les humains et les petits ruminants, ou être restituées au sol afin d'en préserver la fertilité. Par ailleurs, les extraits de graines de *J. curcas* ont favorisé une croissance des plants de niébé en champ. Ce phénomène pourrait être lié à la présence d'acides linoléiques dans ces extraits, donc le rôle est de stimuler la croissance et le développement des jeunes plants.

Les résultats obtenus en champ ont montré que les deux variétés cultivées ont été attaquées par les maladies et par des insectes ravageurs principalement pendant la période de croissance végétative, floraison, fructification et maturation. Durant la période post-floraison, plusieurs insectes ont été identifiés, notamment *Anoplocnemis curvipes* (Hemiptera), *Pyrgomorpha vigneaudii* (Orthoptera) et *Zonocerus variegatus* (Hortoptera). Ceux-ci se nourrissent des parties tendres des gousses, voire des graines, ce qui entraîne une déformation des gousses et une perte de semences. Cela provoque d'une part un ralentissement du développement et une maturation précoce des graines sur les plants attaqués, et d'autre part l'apparition de gousses vides. Par ailleurs, selon les travaux de Omoigui *et al.* (2020) sur le niébé, les ravageurs post-floraison, tels que le thrips des fleurs, le foreur des gousses de légumineuses (*Maruca vitrata*) et les punaises suceuses de gousses (*A. curvipes*, *R. dentipes*, *C. tomentosicollis*), ciblent les boutons floraux, les fleurs et les gousses du niébé, occasionnant des pertes de rendement pouvant atteindre 90 % en l'absence de stratégies de contrôle adéquates.

En outre, *Atractomorpha acutipennis*, *Pyrgomorpha vigneaudii* et *Zonocerus variegatus* sont les principaux ravageurs qui s'attaquent particulièrement aux feuilles. Sévilor *et al.* (2014) ont montré dans leurs travaux portant sur le cycle de vie de *Zonocerus variegatus* (Orthoptera : Pyrgomorphidae), menés dans les zones à climat équatorial du Cameroun caractérisées par une répartition uni- ou bimodale des précipitations, que cette espèce est présente toute l'année sur chacun des sites étudiés, bien que son abondance et sa durée de présence varient d'un endroit à l'autre. Ces auteurs ont également souligné que le cycle de vie

de *Z. variegatus* est similaire à travers l'ensemble de la zone climatique équatoriale du pays. En effet, Kekeunou *et al.* (2020) ont rapporté, dans leur étude sur la morphologie, le développement et la reproduction de *Atractomorpha acutipennis* (Guérin-Méneville, 1844) (*Orthoptera* : *Pyrgomorphidae*), que cette espèce constitue un ravageur des feuilles de diverses plantes cultivées telles que le coton, le riz, la patate douce, le tabac, la luzerne, les cultures maraîchères.

De plus, Kekeunou *et al.* (2016) ont démontré, dans leurs travaux sur l'abondance et le cycle de vie de *Pyrgomorpha vignaudii* (*Orthoptera* : *Pyrgomorphidae*) dans la forêt humide du sud du Cameroun, que cette espèce est présente à tous les stades de développement post-embryonnaire. Son abondance est particulièrement élevée durant les courtes saisons sèche et pluvieuse et son cycle de vie est stable et moins flexible que celui de *Z. variegatus*.

Les traitements à base d'extrait de graines de *J. curcas* ont entraîné une baisse considérable de l'incidence d'insectes ravageurs sur les parcelles traitées, contrairement aux parcelles témoins, confirmant ainsi l'activité bio insecticide de ces extraits. En effet, Valdez-Ramirez *et al.* (2023) ont montré l'efficacité des extraits des graines et des feuilles de la plante de *J. curcas*, ainsi que son huile dans la lutte contre les insectes ravageurs d'autres cultures. Diakitè (2018) a étudié toutes les parties de la plante de *J. curcas* (les feuilles, l'écorce mais surtout l'huile) et a montré après de nombreuses observations et tests réalisés sur divers insectes nuisibles, l'intérêt de cette plante comme substitut à un produit synthétique sans effet sur l'environnement.

Dans le cadre de cette étude, pour la variété locale (V1), les résultats ont montré que l'extrait aqueux a eu des effets plus efficaces que l'insecticide de synthèse. Par contre, pour la variété améliorée (V2), l'insecticide de synthèse a eu des effets plus efficaces que l'extrait aqueux. En effet, Diabate *et al.* (2020) ont montré dans leurs travaux que les extraits aqueux de poudres de grains, de *Azadirachta indica* à la concentration de 41,5 g/L et de *J. curcas* à la concentration de 59,1 g/L ont été plus toxiques que les insecticides Décis et Cypercal. Par ailleurs, les extraits aqueux, de pâtes de feuilles de *J. curcas* et de feuilles de *A. indica* à la concentration 67 g/L ont une toxicité similaire au Décis et au Cypercal dans la lutte contre *Plutella xylostella*. Amoabeng *et al.* (2013) ont également montré que les extraits de *Nicotiana tabacum*, *Cassia sophera*, *J. curcas*, *Ricinus communis*, *Ageratum conyzoides*, *Chromolaena odorata* et *Synedrella nodiflora* seraient aussi efficaces que l'émamectine benzoate et la lambda-cyhalothrin pour le contrôle de *Plutella xylostella* et de *Brevicoryne brassicae* sur la culture de chou.

Les parcelles traitées avec les extraits de graines de *J. curcas* et l'insecticide ont montré une réduction significative de la sévérité des attaques d'insectes. Ce phénomène pourrait être attribué à la présence de composés tels que le heptasiloxane 1,1,3,3,5,5,7,7,9,9,11,11,13, identifiés dans les extraits de graines de *J. curcas* et réputés pour leur action insecticide. Selon les travaux de Indratmi *et al.* (2023), ce composé a montré une efficacité notable contre *Myzus persicae*, un ravageur particulièrement destructeur pour la culture du piment en Indonésie. La réduction des attaques d'insectes pourrait ainsi résulter de l'action de ces molécules sur les ravageurs du niébé. Cette diminution de l'incidence et de la sévérité des infestations s'est traduite par une nette baisse des dégâts observés sur les feuilles de niébé. Des observations similaires ont été rapportées par Mochiah *et al.* (2011), qui ont mis en évidence l'efficacité des extraits de *Azadirachta indica*, *Carica papaya* et *Capsicum* sp. dans l'atténuation des attaques d'aleurodes sur les parcelles traitées. Par ailleurs, Kone *et al.* (2022) ont expliqué l'effet insecticide des extraits de graines de *J. curcas* par la présence de curcine et de lectine, apparentées à la ricine, connues pour inhiber la synthèse de l'ARN chez les ravageurs. Enfin, Acda (2009) a démontré que l'huile extraite de *J. curcas* possède des propriétés répulsives et anti-appétantes à l'égard de *Coptotermes vastator*, un insecte ravageur.

L'évaluation des paramètres épidémiologiques (incidence et sévérité) durant les campagnes 2021 et 2022 a révélé une efficacité des traitements appliqués en champ, se traduisant par une diminution progressive de l'incidence et de la sévérité de la maladie. Les résultats de cette étude sur la culture du niébé ont révélé l'efficacité remarquable de l'extrait aqueux des graines de *J. curcas*, une performance vraisemblablement liée à la présence de composés bioactifs contenus dans cet extrait. Les extraits à base d'acétone et d'hexane ont également contribué à la réduction de la fréquence de la maladie en champ. En complément, Essomé *et al.* (2020) ont montré l'importance des extraits des graines de *Thevetia peruviana* dans la protection des cultures de *Colocasia esculenta* contre *Phytophthora colocasiae*.

Durant les deux campagnes, le rendement le plus élevé est obtenu dans les parcelles V2 traitées avec le fongicide de synthèse ($T5=1080,31 \pm 20,94$ kg/ha et $1002,91 \pm 15,38$ kg/ha), suivi de l'extrait aqueux ($T1= 1035,30 \pm 16,53$ kg/ha et $1000,82 \pm 15,09$), mais aucune différence significative n'a été observée. Par ailleurs, le rendement le plus faible est obtenu dans les parcelles non traitées (témoins) ($T0 = 630,33 \pm 74,05$ kg/ha et $488,97 \pm 14,99$ kg/ha) respectivement. Pour la variété V1, le rendement le plus élevé est obtenu dans les parcelles traitées avec l'extrait aqueux ($T1 = 885,39 \pm 28,93$ kg/ha et $711,93 \pm 11,39$ kg/ha), suivi des parcelles traitées avec le fongicide de synthèse ($T5 = 882,98 \pm 16,67$ kg/ha et $711,55 \pm 19,96$ kg/ha). Le rendement le plus faible est obtenu dans les parcelles non traitées (témoins)

(T0 = 329,95 ± 4,23 kg/ha et 344,12 ± 12,34 kg/ha) respectivement. Les extraits de graines de *J. curcas* ont significativement augmenté le rendement en graines de niébé comparativement aux témoins, révélant une différence notable entre les parcelles traitées et non traitées. Par conséquent, les extraits des graines de *J. curcas* et les pesticides de synthèse ont amélioré la production du niébé par rapport au contrôle. Les meilleurs rendements pourraient être attribués au fait que les composés chimiques présents dans les extraits de graines de *J. curcas* et les pesticides de synthèse ont inhibé la croissance et le développement des agents pathogènes. Ces rendements étaient plus élevés chez la variété améliorée. En effet, Oumarou *et al.* (2017) ont montré que les variétés améliorées IT97K499-35 et IT98K205-8 ont donné des rendements plus élevés que la variété locale lorsqu'ils ont évalué les rendements en graines et fanes des variétés améliorées et locales de niébé (*vigna unguiculata* (L.) walp.) en champ de multiplication de semences à karma (niger).

Les résultats montrent une production significative des métabolites secondaires dans les feuilles des différentes variétés de niébé amendées aux extraits aqueux, à l'acétone et à l'hexane de graines de *J. curcas*. La variation de la teneur en phénols et flavonoïdes totaux dans les différents traitements est plus élevée dans les feuilles traitées à l'extrait aqueux de graines de *J. curcas*. Les extraits à l'acétone et à l'hexane des graines de *J. curcas* étaient également plus élevés que les témoins. La teneur en phénols étant plus élevée que celle de flavonoïdes. Par ailleurs, Tuo (2015) a montré que les décoctions de *Diospyros monbuttensis* et *Trema orientalis* sont les plus riches en flavonoïdes tandis que *Dialium dinklagei* a les teneurs les plus faibles quel que soit le solvant utilisé. Les résultats de phénols totaux montrent que la décoction de *Trema orientalis* et l'extrait méthanolique de *Dialium dinklagei* sont les plus riches en phénols tandis que *Newbouldia laevis* a montré les valeurs les plus faibles quel que soit le solvant utilisé dans une étude sur le criblage phytochimique, activité antioxydante et antiplasmodiale *in vitro* de cinq plantes utilisées traditionnellement en Côte d'Ivoire contre le paludisme. Étant donné que les flavonoïdes sont directement liés aux composants nutritionnels humains et à la santé de la plante, il est nécessaire de déterminer leur teneur dans les plantes. Pane *et al.* (2011) ont montré l'efficacité des approches phytochimiques dans la lutte contre les pathogènes des cultures et des aliments.

La synthèse des substances chimiques de défense contre les agents pathogènes des plantes est déclenchée par une série de changements morphologiques et biochimiques initiés par des souches spécifiques de champignons (Gholamnezhad *et al.*, 2016). Les résultats ont montré que la teneur des protéines solubles totales a augmenté dans les feuilles traitées aux extraits de graines de *J. curcas* chez les deux variétés de niébé. Ces résultats peuvent être

corrélés avec ceux de l'étude de Jeder *et al.* (2021) qui ont montré que la co-culture de la vigne avec la luzerne avec/sans son rhizobium spécifique a allégé le stress protéique induit par l'ajout de 1 mM du Cd chez les feuilles et les racines de vigne, ceci se traduisant par une augmentation de la teneur des protéines chez la vigne par rapport à la monoculture. Wang *et al.* (2020) ont également montré que, sous stress cadmique, la culture intercalaire post-greffe de *Cosmos sulphureus* a augmenté de manière significative la teneur en protéines solubles. Aussi, une étude menée par Wu *et al.* (2019) sur les effets de la culture associée avec *Vigna radiata* et *Vigna umbellata* sur l'activité enzymatique antioxydant de *Cyphomandra betacea* soumis à un stress de Cd, a révélé que la culture intercalaire avec *V. umbellata* a augmenté la teneur en protéines solubles de 57,94 % par rapport à la monoculture de *C. betacea*.

La GPX est élevée dans les feuilles amendées aux extraits de graines de *J. curcas*, ce qui expliquerait la résistance de la plante face au stress environnemental. Ce résultat se rapproche de celui de Hu *et al.* (2023) montrant une augmentation de l'activité du guaiacol peroxydase (GPX) dans les cotylédons et les hypocotyles observée aux niveaux de cobalt testés. La GPX est une enzyme, jouant un rôle important dans l'inhibition du processus de peroxydation lipidique et protège ainsi les cellules du stress oxydatif (Ighodaro et Akinloye, 2018). L'activité de l'enzyme PAL (phénylalanine ammonia-lyase) s'est intensifiée dans les feuilles traitées aux extraits de graines de *J. curcas*. L'augmentation de la teneur des composés biochimiques dans les parcelles traitées pourrait être attribuée au fait que les extraits de la plante contiennent des composés qui ont eu un effet stimulant sur les plants de niébé permettant leur synthèse. Les travaux de Gholamnezhad (2019) ont montré que les extraits de plantes de neem peuvent augmenter l'activité de la peroxydase (POX) et de la Phénylalanine ammonia-lyase (PAL) en présence des agents pathogènes dans les fruits de la pomme. L'induction de la PAL pourrait avoir entraîné une augmentation des niveaux d'acide salicylique en tant que molécule de signalisation dans les feuilles contribuant ainsi à la résistance aux maladies (Harman *et al.* 2004). Hu *et al.* (2023) montrent que l'activité accrue de la PAL aide à capturer les espèces réactives de l'oxygène (ERO) lors d'un stress important causé par le cobalt. Cela indique que la PAL pourrait aussi renforcer la résistance des plantes *J. curcas* face à ce métal toxique.

De même, l'activité de la catalase (CAT) et du superoxyde dismutase (SOD) dans les feuilles traitées aux extraits de graines de *J. curcas* est élevée par rapport aux feuilles non traitées. Ces résultats se rapprochent de ceux de Iwar *et al.* (2024) qui dans une étude comparative ont montré que les plantes de *Allium fistulosum* présentent des activités du SOD, de la CAT et du GPX plus élevées, tandis que *Allium cepa* présente des activités POX et SOD élevées dans les feuilles leur conférant des propriétés antimicrobiennes. Les extraits de graines

de *J. curcas* ont également haussé la teneur en Polyphénol oxydase (PPO) chez les deux variétés de niébé étudiées par rapport aux témoins. Ces observations sont similaires à celles obtenues par Elia *et al.* (2021) qui ont montré que le Benzo (1, 2,3) thiadiazol 7-carbothionic acid-s-methyl ester (BTH) stimule les mécanismes de défenses des plantes de manioc, notamment l'activité du polyphénoloxydase (PPO), de la peroxydase (POX) et de la teneur en composés phénoliques totaux solubles, bien que l'intensité de ces réponses varie selon les variétés. De plus, selon Kim *et al.* (2010), ces deux enzymes (PPO et POX) jouent un rôle clé dans les mécanismes de défense des plantes face aux divers stress environnementaux.

CONCLUSION, RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES

Conclusion

Au terme de ce travail, dont l'objectif général était de contrôler les attaques de *S. sclerotiorum*, de *F. oxysporum* et des insectes ravageurs du niébé par l'utilisation des extraits des graines de *J. curcas*, il apparaît que:

plusieurs composés antifongiques et insecticides à l'instar de l'acide 9,12-octadécadiénoïque (Z, Z) ; Heptasiloxane, 1,1,3,3,5,5,7,7,9 ; l'acide n-Hexadécanoïque ; le squalène ; l'acide tridécanoïque ; le 1,3-Dioxane, le 5-éthyl-2,2-diméthyl et l'acide oléique sont présents dans les extraits des graines de *J. curcas*. Ces composés chimiques sont plus élevés dans l'extrait aqueux suivi de l'extrait à l'hexane bien que le rendement d'extraction des graines le plus élevé (61,46 %) a été obtenu avec l'extrait à l'hexane.

Les extraits de graines de *J. curcas* (EGJC) ont inhibé *in vitro* la croissance mycélienne de *F. oxysporum* et *S. sclerotiorum* agents responsables respectivement de la fusariose et de la sclérotiniose du niébé. L'extrait aqueux à la concentration c3 (60 µL/ mL) et à l'acétone à la concentration c4 (120 µL/ mL) ont totalement inhibé (100 %) la croissance mycélienne de *F. oxysporum* et de *S. sclerotiorum*. Par ailleurs, ces extraits ont présenté une activité fongistatique.

Les extraits de graines de *J. curcas* (EGJC) ont limité les dégâts causés par la fusariose, la sclérotiniose et quelques insectes ravageurs du niébé en champ. Une diminution de l'incidence et de la sévérité des maladies et des dégâts causés d'une part, par les insectes et d'autre part, par les agents pathogènes étudiés durant les deux campagnes, a été observée dans les parcelles traitées aux extraits de graines de *J. curcas* des deux variétés de niébé. En effet, les dégâts causés 9 SAS par la fusariose, la sclérotiniose et les insectes ravageurs dans les parcelles traitées aux extraits aqueux, à l'acétone et à l'hexane des graines de *J. curcas* durant la campagne 2020-2021 pour la variété locale V1, ont été réduits respectivement de T-EAq ($9,31 \pm 0,87$ % ; $8,40 \pm 0,25$ % et $12,99 \pm 0,35$ %), de T-EA ($9,39 \pm 0,48$ % ; $9,08 \pm 0,33$ % et $13,80 \pm 0,25$ %) et de T-EH ($10,22 \pm 1,14$ % ; $13,52 \pm 0,30$ % et $14,09 \pm 0,85$ %) comparé aux parcelles non traitées respectivement de T0 ($79,12 \pm 0,97$ % ; $46,37 \pm 1,16$ % et $55,14 \pm 1,16$ %). Ces phénomènes ont été également observés chez la variété V2 et même durant la campagne 2021-2022. Par ailleurs, l'extrait aqueux s'est révélé le plus efficace à la concentration de 100 g/L. Les meilleurs rendements ont été obtenus sur les parcelles traitées avec l'extrait aqueux (T-EAq = $885,39 \pm 28,93$ kg/ha pour la variété V1 et pour la variété V2, le meilleur traitement était le fongicide de synthèse (T-Fong = $1080,31 \pm 20,94$ kg/ha) suivi de l'extrait aqueux (T-EAq = $1035,30 \pm 16,53$ kg/ha). La variété améliorée lori 24-130 était la meilleure variété avec un rendement plus élevé.

L'application des extraits de graines *J. curcas* a induit la synthèse des métabolites secondaires (les protéines, les phénols les flavonoïdes SOD, GPX, CAT, PPO et PAL) responsables de la défense naturelle des plants cultivés contre les bioagresseurs. Les teneurs en SOD, GPX, CAT, PPO et PAL ont été significativement élevées dans les feuilles des plants de niébé issus des parcelles traitées par rapport aux témoins. Ceci pourrait expliquer la résistance des plants de niébé face aux dégâts causés par les insectes ravageurs et les agents pathogènes ciblés dans cette étude. Les extraits des graines de *J. curcas* semblent être une voie prometteuse dans la lutte intégrée contre *S. sclerotiorum*, *F. oxysporum* et les insectes ravageurs du niébé. Ils pourraient à cet effet être valorisés à cause de leur caractère biodégradable et aussi à cause de leur action double (insecticide et fongicide) dans la protection du niébé.

Recommandations

Nous recommandons aux producteurs de :

- collaborer avec les chercheurs ou les institutions locales pour tester les extraits de graines de *J. curcas* dans leurs conditions spécifiques et ajuster les méthodes selon leurs besoins ;
- intégrer les extraits de *J. curcas* dans leurs pratiques agricoles en complément ou alternative aux traitements habituels, en respectant les doses efficaces identifiées par la recherche ;
- suivre scrupuleusement les protocoles recommandés pour la préparation et l'application des extraits afin d'éviter toute variabilité dans les résultats ;
- surveiller attentivement les réactions des cultures et de l'environnement, et signaler tout effet inattendu pour contribuer à l'amélioration des formulations futures.

Perspectives

Pour renforcer cette approche vers la production des pesticides à partir des plantes, nous envisagerons pour les futurs travaux de :

- étudier les mécanismes d'action des extraits des graines de *J. curcas* sur les agents pathogènes ciblés ;
- étudier chaque molécule contenue dans les extraits de graines de *J. curcas* obtenue par analyse GC-MS pour mieux connaître leur bio activité ;
- rechercher une meilleure formulation des extraits tout en mettant en place un contrôle qualité pour garantir l'efficacité, la sécurité et la stabilité du produit.

BIBLIOGRAPHIE

BIBLIOGRAPHIE

- Abbou A., 2014. Action d'antibiose des *Pseudomonas spp fluorescents* et *Trichoderma harzianum* contre le *Fusarium f.sp oxysporum lycopersici in vitro*. Master 2, Université Saad Dahlab de Blida1, Algerie. 98 p.
- Abdessemed N., 2021. Champignons à potentiel mycoherbicide : identification, efficacité et formulation. Thèse de Doctorat LMD, Université de El Harrach-Alger, Algerie. 164 p.
- Abdon T. Y. K., Khadig A. A., Bakheit M. D., Hind A. A. E., Hawaida E. E. M., Khalid M. E., 2013. Effect of treated Cowpea Seeds on Broiler Chicken. *Global Journal of Animal Scientific Research*, 1(1): 53-60.
- Acda, M. N. 2009. Toxicity, tunneling and feeding behavior of the termite, *Coptotermes vastator*, in sand treated with oil of the physic nut, *Jatropha curcas*. *Journal of Insect Science*, 9: 64.
- Achten W. M. J., Verchot L., Franken Y. J., Mathis E., Singh V. P., Aerts R., Muys B., 2008. Jatropha biodiesel production and use. *Biomass and Bioenergy*. 32 (12) 1063-1084.
- Adamou I., Habou Z. A., Hassimi, M. S., Mamane S. M. and Adam T., 2020. Effet of jatropha (*Jatropha curcas* L.) and neem (*Azadirachta indica*) oils. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 14(4), 1282-1293.
- Adandonon A., Regnier T. and Aveling T. A. S., 2017. Phenolic content as an indicator of tolerance of cowpea seedlings to *Sclerotium rolfsii*. *European Journal of Plant Pathology*, 149(2) : 245–251.
- Addou M., Foulaf S., Boulgheb A., 2020. Etude du comportement de quelques variétés de niébé ou Tadellagh (*Vigna unguiculata* L.) sous serre et sous une conduite écologique (mémoire de master académique, Sciences agronomiques, Université Ahmed Draia-Adrar). 48 p.
- Agrios G. N., 2005. Plant pathology 5th ed. Amsterdam: Elsevier Academic Press. 948 p.
- Ajeigbe N. A., Tarawali S. A., Ferrandez-Rivera S. and Abubakar M., 2003. Improving the production and utilization of cowpea as food and fodder. *Field Crops Research*, 84: 169-177.
- Akanji A. M., Adebisi A. O., Adebowale O. S., Fasina O., Ogungbesan A. M., 2012. Performance characteristics and Hematological studies of broilers chickens fed cowpea-based diets. *Journal of Environment Issues and Agriculture in Developing Countries*, 4(1): 79-85.
- Alfons Ü., 2008. Jatropha à Madagascar-Rapport sur l'état actuel du secteur – Gesellschaft für technische Zusammenarbeit (GTZ) Madagascar, 32 p.
- Ali A., 2005. Performances agronomiques de huit variétés de niébé à double usage, leur qualité fourragère et leur tolérance vis-à-vis de principaux ennemis. Université Abdou Moumouni

- de Niamey - Ingénieur des techniques agricoles d'Agriculture Tropicale (IITA), Ibadan, Nigeria. 26 p.
- Allen D. J., 1983. The pathology of tropical food legumes (disease resistance in cowpea improvements). John Wiley and Sons, Chichester, United Kingdom. Pp 188- 228.
- Alpandi A. H., Husin H., Sidek A. and Abdurrahman M., 2022. Characterization of Malaysian Jatropha seed oil and discovering the process of powdered Jatropha leaves. *Processes*, 10 (12): 2577.
- Ambang Z., Ngoh Dooh J. P., Essono G., Bekolo N., Chewachong G., Asseng C. C., 2010. Effect of *Thevetia peruviana* seeds extract on *in vitro* growth of four strains of *Phytophthora megakarya*. *Plant Omi j.*, 3 (3):70-76.
- Amoabeng B. W., Gurr G. M., Gitau C. W., Nicol H. I., Munyakazi L. and Stevenson P. C., 2013. Tri-trophic insecticidal effects of African plants against cabbage pests. *PloS one*, 8 (10): 78651.
- Anastassiades M., Lehotay S. J., Stajnbaher D., Schenck F. J., 2003. Fast and easy multiresidue method employing acetonitrile extraction/partitioning and “dispersive solid-phase extraction “for the determination of pesticide residues in produce. *J. AOAC Int.* 86. 412-431.
- Angaman R. K., Orsot B. M. A. B., Camara D., Kouabenan A. B. O. and Zirihi N. G., 2020. Evaluation of the Antifungal Activity of Aqueous and Ethanolic Extracts of *Terminalia Ivorensis* A. Chev. On *Fusarium oxysporum* Phytopathogenic Species of Tomato. *Africa Science*; 16 (3): 74-84.
- Annongu A. A., Joseph J. K., Apata D. F., Adeyina A. O., Yousuf M. B. and Ogunjimi KB., 2010. Detoxification of *Jatropha curcas* Seeds for Use in Nutrition of Monogastric Livestock as Alternative Feedstuff. *Pakistan Journal of Nutrition* 9(9): 902-904.
- Anonyme, 2023. Crops and Livestock Products. Available at <https://www.fao.org/faostat/en/#data/Qcl> Accessed
- Anonyme, 2022. Cameroun - Programme d'appui au renforcement de la production agricole - Rapport d'évaluation de projet.
- Anonyme, 2020. World Food and Agriculture—Statistical Yearbook. *Food and Agriculture Organization of the United Nations*, Rome, Italy.
- Antwi-Boasiako A., Wang Y., Dapaah H. K. and Zhao T., 2022. Mitigating against sclerotinia diseases in legume crops: A comprehensive review. *Agronomy*, 12(12) : 3140.
- Aroga R., 2007. Principaux insectes nuisibles au maïs et leurs antagonistes en zone forestière du Cameroun. Edition CLE, Yaoundé. 42 p.

- Ashrafzadeh M., Niknahad Gharmakher H., Saharkhiz M. J. and Ghorbani Nohooji M., 2023. Effects of Phenological Stages and Ecological Factors on Secondary Metabolites of *Clematis ispahanica* Boiss. *Ecopersia*, 11(2), 93-104.
- Avallone S., Guiraud J. P., Brillouet J. M., Teisson C., 2003. Enzymatic browning and biochemical alterations in black spots of pineapple, *Current Microbiology* 47, 113-118.
- Ayoub F., Chebli B., Ayoub M., Hafidi A., Salghi R., Jodeh S., 2017. Antifungal effectiveness of fungicide and peroxyacetic acid mixture on the growth of *Botrytis cinerea*. *Microbial pathogenesis*. 105:74-80.
- Badra B. O. U. G. U. E. R. R. A., 2022. Contribution à l'étude de la maladie de fusariose du pois chiche causée par l'agent pathogène *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*: Diagnostic, identification et lutte (Doctoral dissertation). 91 p.
- Balakrishnan K., Ravindran C. and Rajaram P., 2007. Taxonomic and morphological characterization of *Jatropha curcas* L. for biodiesel production. *Journal of Industrial Crops and Products*, 25(2) :123–129.
- Baoua I., Rabé M. M., Murdock L. L. and Baributsa D., 2021. Cowpea production constraints on smallholders' farms in Maradi and Zinder regions, Niger. *Crop Protection*, 142, 105533.
- Barbier J., Cissao M., Cisse C., Loch F., 2012. Intérêts de mettre en place une filière courte basée sur la culture de *Jatropha (Jatropha curcas L)* dans la communauté rurale de Dialacoto, Document de synthèse de recherche. 140 p.
- Behera S. K., Srivastava P., Tripathi R., Singh J. P., Singh N., 2010. Evaluation of plant performance of *Jatropha curcas* L. under difference agro-practices for optimizing biomass- a case study. *Biomasse Bioenergy*. 34 (1): 30-41.
- Bentaraa Meriem K. S., 2015. Isolement, identification et caractérisation des espèces de *Trichoderma* agent de lutte biologique et leurs effets antagonistes contre *Fusarium oxysporum* f. sp *ciceris*. Mémoire de master, Université Mohamed El Bachir El Ibrahimi de Bordj Bou Arréridj, Algérie. 68 p.
- Berenchtein B., Abdalla A. L., Do Prado Paim T., Sbardella M., Louvandini H., Filho A. L. A., Dhanasekaran D. and Dos Santos P. P., 2014. Effects of detoxified *Jatropha curcas* kernel meal in finishing pig diets on their performance, carcass traits, meat quality and intoxication. *Livestock Science* 165: 100-103.
- Bertin C., Yang X. and Weston L. A., 2003. The role of root exudates and allelochemicals in the rhizosphere. *Plant and Soil*, 256 :67-83.

- Blanchard A. et Limache F., 2005. Les stimulateurs des défenses naturelles des plantes (SDN). Institut national agronomique paris-grignon- INA P-G; ENSA de Rennes; Montpellier SupAgro. ,18 p.
- Blilou I., Ocampo J. A. et Garcia-Garrido J. M., 2000. Induction of LTP (lipid transfer protein) and PAL (Phenylalanine ammonia-lyase) gene expression in rice roots colonized by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae*. *Journal of Experimental Botany*, 51: 69-77.
- Boguszewska D., Grudkowska M. and Zagdanska B., 2010. Drought responsive antioxidant enzymes in potato (*Solanum tuberosum* L.), *Potato Research*, 53: 373-382.
- Boland, G. J., and Hall, R. (1994). Index of plant hosts of *Sclerotinia sclerotiorum*. *Canadian Journal of Plant Pathology*, 16(2), 93-108.
- Bolton M. D., Thomma B. P. H. J. and Nelson B. D., 2006. *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary: Biology and molecular traits of a cosmopolitan pathogen. *Mol Plant Pathol*. 7(1):1-16.
- Booth C., 1977. *Fusarium Laboratory Guide to the Identification of the Major Species*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England. 58 p.
- Bouamama I., 2023. Recherche des métabolites bioactifs et l'étude de leurs propriétés biologiques dans le vinaigre de datte Stocké. Thèse de Doctorat, Université Kasdi Merbah Ouargla, Algerie. 186 p.
- Boukar O., Abberton M., Oyatomi O., Togola A., Tripathi L., Fatokun C., 2020. Introgression breeding in cowpea [*Vigna unguiculata* (L.) Walp.]. *Frontiers in Plant Science*. ACS Omega 5, 1752–1763.
- Boizot N. et Charpentier J. P., 2006. Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. Méthodes et outils pour d'observation et l'évaluation des milieux forestiers, prairiaux et aquatiques, INRA : pp. 79-82.
- Boyhan, G. E., Granberry, D. M. and Kelly W. T., 1999. Southernpeas. The University of Georgia College of Agricultural and Environmental Sciences Georgia, United States, Pp 1-4.
- Bradford M. M., 1976. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of proteins utilizing the principle of protein-dye binding. *Anal, Biochem*. 72 : 248-254.
- Brice K., Adjou Euloge S., Edwige D. A., Konfo T. R., Christian A. B. C. et Dominique S., 2016. Problématique de la conservation du niébé (*Vigna unguiculata* (L), Walp) en Afrique de l'Ouest : étude d'impact et approche de solution. *Journal of Animal and Plant Sciences*, 31(1), 4831-4842.
- Bruneton J., 2009. Pharmacognosie : Phytochimie. Lavoisier 4ème édition. Paris, Pp 901- 904.

- Bulgarelli M. A., Beuchat L. R. and Mcwatters K. H., 1988. Microbiological quantity of cowpea paste used to prepare Nigerian “Akara”. *Food Science*, 53: 442-449.
- Burkill H. M., 1996. The Useful Plants of West Tropical Africa, Vol. 1–3 (2nd ed.). *Royal Botanic Gardens*, Kew.Pp 960-969.
- Burkill H. M., 1994. The Useful plants of west Tropical Africa. *Royal Botanic Gardens*, 2, Pp 90 - 94.
- Buruchara R. A., Mukankusi C. and Ampofo K., 2010. Bean disease and pest identification and management. Handbooks for small-scale seed producers. Handbook IV, International Centre for Tropical Agriculture (CIAT), Kampala (Uganda), CIAT: no. 371. ISSN 2220-3370, 67 p.
- Campa C., Kuhn D., Diouf D., Valentin C. and Manlay R., 2008. Taxonomy and biology of the tropical plant *Jatropha curcas* L. Vanatrop workshop. IRD, 15 P.
- Carlos G., 2004. Cowpea: Post-Harvest Operations Organisation: Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). Rome, Italy Edited by AGST/FAO: Danilo Mejía, PhD, FAO (Technical).70 p.
- Chandler D., Bailey A. S., Tatchell G. M., Davidson G., Greaves J., Grant W. P., 2011. The development, regulation and use of biopesticides for integrated pest management. *Philosophical Transactions of the Royal Society B*, 366 (1573), 1987-1998.
- Charrier A., Jacquot M., Harmon S. et Nicolas D., 1997. L’amélioration des plantes tropicales, Cirad/Orstom.483-508 p
- Chivandi E., Mtimuni J. P., Read J. S. and Makuza S. M., 2004. Effect of processing method on phorbol ester concentration, total phenolic, trypsin inhibitor activity and the proximate composition of the Zimbabwean *Jatropha curcas* provenance: A potential livestock feed. *Pakistan Journal of Biological Science* 7(6): 1001-1005.
- Cissé N., Thiaw S., Ndiaye M., Hall E. A., 1996. Guide de production de niébé. Fiches techniques, Institut Sénégalais de Recherches Agricoles, ISSN 0850- 9980, Vol. 4, N° 1.12 p.
- Colotelo N., 1974. A scanning electron microscope study of developing sclerotia of *Sclerotinia sclerotiorum*. *Can J Bot* 52:1127–1130.
- Cordova-Albores L. C., Rios M. Y., Barrera-Necha L. L. and Bautista-Banos S., 2014. Chemical compounds of a native *Jatropha curcas* seed oil from Mexico and their antifungal effect on *Fusarium oxysporum* f. sp. *gladioli*. *Industrial Crops and Products*, 62 : 166-172.
- Couplan F. et Marmy F., 2004. Légumes oubliés : La mogette (*Vigna unguiculata* L.), dossier plante, 3 p.

- Cronquis A., 1981. An integrated system of classification of flowering plants. Columbia University, Paris, New York, 1262 p.
- Davis D. W., Oelke E. A., Oplinger E. S., Doll J. D., Hanson C. V. et Putnam D.H., 1991. Cowpea. University of Wisconsin-Madison. United States. Pp 1-10.
- De Barros C. R. M., Ferreira M. M. L., Nunes F. M., Bezerra R. M. F., Dias A. A., Guedes C. V., Cone J. W., Marques G. S. M. and Rodrigues M. A. M., 2011. The potential of white-rot fungi to degrade phorbol esters of *Jatropha curcas* L. seed cake. *Engineering in Life Sciences* 11(1): 107-110.
- Delgado M. J. L. and parado T. E., 1989. Potential multipurpose agroforestry crops identified for the Mexican Tropics. In: Wickens, G.E., Haq, N. and Day, P. (Eds.), *New Crops for Food and Industry*. Chapman and Hall, London, Pp. 166-173.
- Desoky E. S. M., ElSayed A. I., Merwad A. R. M. A. and Rady M. M., 2019. Stimulating antioxidant defenses, antioxidant gene expression, and salt tolerance in *Pisum sativum* seedling by pretreatment using licorice root extract (LRE) as an organic biostimulant. *Plant physiology and biochemistry*, 142:292-302.
- Diabate D., Gnago J. A. and Tano Y., 2014. Toxicity, antifeedant and repellent effect of *Azadirachta indica* (A. Juss) and *Jatropha curcas* L. aqueous extracts against *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). *J. Basic Appl. Sci. Res*, 4(11), 51-60.
- Diabate D., Kadio E. A. A. B. et Tano Y., 2020. Toxicite des extraits aqueux d'*Azadirachta indica* (A. Juss) et de *Jatropha curcas* L. sur *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera : plutellidae) par contact. *Agronomie Africaine*, 32(4) : 489-498.
- Diakité A., 2018. Extraction et caractérisation des extraits cireux de graines de *Jatropha curcas* pour application bio pesticide (Doctoral dissertation, Université Laval).76 p.
- Dida S. L. L., Kuate W. N. T., Ngatsi P. Z., Heu A., Mboussi S. B., Kone N. A. N. et Ambang Z., 2024. First report of different mating types of *Phytophthora infestans* isolates from potatoes in Cameroon and their control using *Thevetia peruviana* (Pers.) K. Schum. Seeds extracts analyzed by GC–MS. *Indian Phytopathology*, 1-13.
- Divekar P. A., Narayana S., Divekar B. A., Kumar R., Gadratagi B. G., Ray A., Singh A. K., Rani V., Singh V., Singh A. K., 2022. Plant Secondary Metabolites as Defense Tools against Herbivores for Sustainable Crop Protection. *Int. J. Mol. Sci.*, (23): 2690.
- Domergue M. et Pirot R., 2008. *Jatropha curcas* L. Rapport de synthèse bibliographique. CIRAD. 118 P.

- Doughari J. H. and Abraham M., 2021. Antifungal activity of *Jatropha curcas* L on *Candida albicans* and *Candida tropicalis* associated with neonatal and infantile infections in Yola, Nigeria. *Am. J. Agric. Biol. Sci.*, 16: 19-32.
- Dubé M. P. et Olivier A., 2001. Le *Striga gesneroides* et son hôte, le niébé : interaction et méthodes de lutte. *Canadian Journal of Botany*. 79 (10): 1225-1240 p.
- Dugjé Y. I., Omoigui O. L., Ekelem F., Kamara Y. A., Ajeigbe H., 2009. Production du niébé en Afrique de l'Ouest : guide du paysan. Institut International. 20 p.
- Ehlers J. D. and Hall A. E., 1997. Cowpea (*Vigna unguiculata* L.). Field crops reasarch, 53 (1), 187-204.
- Ekins M. G., Aitken E. A. B. and Goulter K. C., 2005. Identification of *Sclerotinia* species. *Australasian Plant Pathology*, 34: 549-555.
- Elian H. D., Djeuani A. C., Djamndo D. M. and Omokolo N. D., 2021. Evaluation des activités polyphénoloxydases, peroxydases et l'accumulation des composés phénoliques dans la résistance du manioc stimulé au Benzo (1, 2, 3) thiadiazol-7-carbothionic acid-s-méthyl ester vis-à-vis de *Colletotrichum gloeosporioides* Penz. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 15(3), 950-965.
- Emechebe A. M. and Florini D. A., 1997. Shoot and pod diseases of cowpea induced by fungi and bacteria. Pp 176-180.
- Emechebe A. M. and Shoyinka S. A., 1985. Fungal and bacterial diseases of cowpea in Africa. Pp 172-173.
- Enujiugha Victor N., 2010. "The antioxidant and free radical-scavenging capacity of phenolics from African locust bean seeds (*Parkia biglobosa*)." *Advances in food sciences* 32(2), 88.
- Erental A., Dickman M. B., Yarden O., 2008. Sclerotial development in *Sclerotinia sclerotiorum*: awakening molecular analysis of a "Dormant" structure. *Fungal Biol Rev* 22, 6–16.
- Essomé S. C, Ngoh Dooh J. P., Heu A., Ndogho P. A., Ngatsi Z. P., Chewachong Godwill and Ambang Z., 2020. Évaluation des activités antifongiques des extraits de graines de *Thevetia peruviana* contre *Phytophthora colocasiae* (Oomycètes) agent causal du mildiou du taro (*Colocasia esculenta* (L.) Schott) au Cameroun. *Journal of Applied Biosciences*. 151, 15584 – 15597.
- Fablo M., Matasci C., Kneubuehler Y., Kellenberger S., Diaz Q. C., Keller B., Sautter C. et Schori A., 2012. La résistance aux maladies fongiques de lignées de blé transgénique en plein champ. *Recherche Agronomique Suisse*, 3 (6), 298–305.

- Fallanaj F., Sanzani S. M., Youssef K., Zavanella C., Salerno M. G. and Ippolito A., 2015. A new perspective in controlling postharvest citrus rots: The use of electrolyzed water. *Acta Horticulturae*, 1065(1599), 10-17660.
- Fernando W. G. D., Nakkeeran S., Zhang Y., 2004. Ecofriendly methods in combating *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary. *Recent Res Dev Environ Biol* 1:329–347.
- Fery R. L., 1985. The genetics of cowpea: a review of the world literature. Ln: Cowpea research, production and utilization, Singh S.R. and Rachie K.O. (Eds). New-york, USA, Wiley. Pp 25-62.
- Fethi B., 2015. Détermination du pouvoir antibactérien et antifongique de l'huile essentielle de *Mentha pulegium* L. sur quelques microorganismes phytopathogènes. Mémoire de master en Microbiologie et Biologie Végétale. Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem, Nigéria. 69 p.
- Fielding J. L. and Hall J. H., 1978. A biochemical and cytochemical study of peroxidase activity in roots of *pisum sativum*. *J. Exp. Bot.*, 66: 417-428.
- Francis M., Chacha M., Ndakidemi P. A., Mbega E. R., 2021. Antifungal effects against *Phaesariopsis personata* under greenhouse conditions and phytochemical analysis of *Jatropha curcas* leaf extracts. *Intl J Agric Biol.*, 26:231–240.
- Fritz R. R., Hodgins D. S. and Abell C. W., 1976. "Phenylalanine ammonia-lyase. Induction and purification from yeast and clearance in mammals". *Journal of Biological Chemistry*, 251 (15): 46-50.
- Gata-Gonçalves L., 2001. Propriétés biocides des plantes tropicales : le cas de *Thevetia peruriana* Schum. Thèse de doctorat. Ingénierie agronomique chimique. Champs d'oignons à Lisbonne, 133 p.
- Gaur S., 2009. Development and evaluation of an effective process for the recovery of oil and detoxification of meal from *Jatropha curcas*. MSc. Thesis, Missouri University of Science and Technology, USA. 69 p.
- Gebily D. A., Ghanem G. A., Ragab M. M., Ali A. M., Soliman N. E. D. K. and Abd El-Moity T. H., 2021. Characterization and potential antifungal activities of three *Streptomyces* spp. as biocontrol agents against *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary infecting green bean. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 31, 1-15.
- Gerrano A. S., van Rensburg W. S. J., Adebola P. O., 2017. Nutritional composition of immature pods in selected cowpea [*Vigna unguiculata* (L.) Walp.] Genotypes in South Africa. *Australian Journal of Crop Science* 11, 134–141.

- Gerrano A. S., Adebola P. O., Jansen van Rensburg W. S., Laurie S. M., 2015. Genetic variability in cowpea (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) genotypes in South African. *Journal of Plant and Soil* 32, 165–174.
- Ghedira K., 2005. Les flavonoïdes : structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytothérapie*, 3(4), 162-169.
- Gholamnezhad J., Sanjarian F., Goltapeh E. M., Safaei N., Razavi K. H., 2016. Study of defense genes expression profile pattern of wheat in response to infection by *Mycosphaerella graminicola*. *Iranian Journal of Science and Technology*, 8, 43–55.
- Gholamnezhad J., 2019. Effect of plant extracts on activity of some defense enzymes of apple fruit in interaction with *Botrytis cinerea*. *Journal of Integrative Agriculture*, 18(1), 115-123.
- Gonné S., Augustin M., Pierre D.S. and Kodeme N., 2018. Farmers' cowpea production constraints and varietal preferences in the sudano-sahelian zone of Cameroon. *International Journal of Innovation and Applied Studies*, 24(3), 968-977.
- Grau C. R., Dorrance A. E., Bond J., Russin J. S., 2004. Fungal diseases. In Soybeans: Improvement, Production, and Uses, 3rd ed.; Boerma, H.R., Specht, J.E., Eds.; American Society of Agronomy, Crop Science Society of America. Soil Science Society of America: Madison, WI, USA, 16. 679–763.
- Guillaumed et Charrouf Z., 2005. Saponines et métabolites secondaires de l'arganier (*Arganiaspinosa*). *Cahiers Agricultures*, 14 (6): 509-516.
- Gümez-Vásquez R., Day R., Buschmann H., Randles S., Beeching J. R. and Cooper R., 2004. Phenylpropanoids, phenylalanine ammonia-lyase and peroxidases in elicitor-challenged cassava (*Manihot esculenta* Crantz) suspension cells and leaves. *Annals of Botany*, 94: 87-97.
- Habou Z. A., Haougui A., Mergeai G., Haubruge E., Toudou A. et Verheggen F. J., 2011. Insecticidal Effect of *Jatropha curcas* Oil on the *Aphis fabae* (Hemiptera: Aphididae) and on the main Insect pests Associated with cowpeas (*Vigna unguiculata* L) in Niger. *Tropicultura*, 29 (4), 225-229.
- Halima R. A. I. S., and Aicha, M. E. C. H. E. R. I., 2020. Etude de l'activité antioxydant, antibactérienne et antifongique de l'extrait des feuilles du *Raetama sphaerocarpa* L. (Bioss). Doctoral dissertation, Université laarbi tebessi tebessa, Algérie. 181 p.
- Hall A. E., Cisse N., Thiaw S., Elawad H. O., Ehlers J. D., Ismail A. M. and McWatters K. H., 2003. Development of cowpea cultivars and germplasm by the Bean/Cowpea CRSP. *Field Crops Research*, 82(2-3), 103-134.

- Hansda S., Nanda R. K., Dutta S., Ray S. K., 2014. Sclerotinia rot of brinjal and its host range in West Bengal. *Journal of Plant Protection Sciences*, 6(1):27-30.
- Harman G. E., Petzoldt R., Comis A., Chen J., 2004. Interactions between *Trichoderma harzianum* strain T22 and maize inbred line molt and effects of these interaction on diseases caused by *Pythium ultimum* and *Colletotrichum graminicola*. *Phytopathology*, 94, 147–153.
- Harborne J. B., 1998. Textbook of Phytochemical Methods. A Guide to Modern Techniques of Plant Analysis. 5th Edition, Chapman and Hall Ltd, London, Pp 21-72.
- Heller J., 1996. Physic Nut. *Jatropha curcas* L. Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops, in Institute of plant Genetic Resource Institute. Rome, Italy, 88 p.
- Hmiri S., Amrani N. and Rahouti M., 2019. Détermination *in vitro* de l'activité antifongique des vapeurs d'eugénol et d'huiles essentielles de *Mentha pulegium* L. et de *Tanacetum annuum* L. vis-à-vis de trois champignons responsables de la pourriture des pommes en post récolte. *Acta Botanica Gallica*; 158, 609-616.
- Horn N., Nghituwamhata N. and Isabella U., 2022. Cowpea Production Challenges and Contribution to Livelihood in Sub-Saharan Region. *Agricultural Sciences*, 13: 25-32.
- Hu Y. Y., Song Y., Yu D. S., Qian W. Z., He M., Yi L. and Gao S., 2023. Oxidative stress induced by cobalt in *Jatropha curcas* seedlings: response of growth and chemical changes. *Journal of Elementology*, 28(4), 1037-1053.
- Ighodaro O. M., Akinloye O. A., 2018. First line defence antioxidants superoxide dismutase (SOD), catalase (CAT) and glutathione peroxidase (GPX): Their fundamental role in the entire antioxidant defence grid, *Alexandria Journal of Medicine* 54: 287–293.
- Inaizumi H., Singh B. B., Sanginga P. C., Manyong V. M., Adesina A. A. and Tarawali S., 1999. Adoption and impact of dry-season dual-purpose cowpea in semi-arid zone of Nigeria. *International Institute of Tropical Agriculture*, Nigeria. Pp 1-4.
- Indratmi D., Haryanto C. T., Rachmawan M. D. and Zakia A., 2023. Analysis of Volatile Metabolites from Papaya Seeds as Potential Organic Insecticides against *Myzus persicae* Sulz. In IOP Conference Series: *Earth and Environmental Science* (Vol. 1172, No. 1, p. 012046). IOP Publishing.
- Isman M. B., 2006. Botanical insecticides, deterrents and repellents in modern agriculture and an increasingly regulated world. *Annual Review of Entomology*, 51, 45–66.
- Iwar K., Ochar K., Seo Y. A., Ha B. K. and Kim S. H., 2024. Alliums as Potential Antioxidants and Anticancer Agents. *International Journal of Molecular Sciences*, 25(15), 8079.

- Jamwal K., Bhattacharya S., Puri S., 2018. Plant growth regulator mediated consequences of secondary metabolites in medicinal plants. *J. Appl. Res. Med. Aromat. Plants*, 9, 26–38.
- Jayathilake C., Visvanathan R., Deen A., Bangamuwage R., Jayawardana B. C., Nammi S. et Liyanage R., 2018. Cowpea: an overview on its nutritional facts and health benefits. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 98(13): 4793-4806.
- Jeder S., Melki F., Louati F., Nouairi I., Bouamama-Gzara B., Mhadhbi H. and Zribi K., 2021. The effect of grapevine-alfalfa intercropping on the biochemical parameters of the grapevine on cadmic soil. *Jnsiences.org*. ISSN 82(2), 2286-5314.
- Juillet J., Susplugas J., Courp J., 1955. *Ricinus communis* L : Les oléagineux et leurs tourteaux. Botanique-caractères-préparation-emplois. (Ed.) Lechevalier, Paris, 11 p.
- Kamara A. Y. A. I., Tofa S., Kyei-Boahen, Solomon R., Ajeigbe H. A. and Kamai N., 2016. Effects of plant density on the performance of cowpea in Nigerian savannas *Experimentall Agriculture*. 1-13.
- Kana J. R., Tegua A., Fomekong A., 2012. Effect of substituting soybean meal with cowpea (*Vigna unguiculata* L.) supplemented with natural plant charcoals in broiler diet on growth performances and carcass characteristics. *Iranian Journal of Applied Animal Science*, 2(4), 377-381.
- Kekeunou S., Kemtchouan C. W., Wandji A. C. and Baleba S. B. S., 2016. Abundance and Life Cycle of *Pyrgomorpha vignaudii* (Orthoptera: Pyrgomorphidae) in the Humid Forest Zone of Southern Cameroon. *Journal of the Entomological Research Society*, 18(2), 95-104.
- Kekeunou S., Mbadjoun-Nziké M., Wandji A. C., Soh-Baleba S. B., Djomnang-Nkwala A. L., Simeu-Noutchom A. et Akono P. N., 2020. Morphology, development and reproduction of *Atractomorpha acutipennis* (Guérin-Méneville, 1844) (Orthoptera: Pyrgomorphidae). *Tropical Zoology*, 33(3): 97-112.
- Kim Y. H., Lee H. S., Kwak S. S., 2010. Differential responses of Sweet potato peroxidases to heavymetals. *Chemosphere* 81: 79-85.
- Kone N. A. N., 2018. Evaluation de la bioefficacité des extraits des graines de *Jatropha curcas* contre *Cercospora malayensis* agent causal de la cercosporiose et les insectes ravageurs du gombo. Thèse Doctorat/Ph. D, Université de Yaoundé 1, Cameroun. 136 p.
- Kone N. A. N., Ndongo B., Mountapmbeme M. M., Ambang Z., 2018. Antifungal activities of *Jatropha curcas* seeds extracts against *Cercospora malayensis* causative agent of Sigatoka of Okra leaves. *Human journals*, 9(1): 95-109.

- Kone N. A. N., Heu A., Mboussi S. B., Ngoh Dooh J. P., 2022. Evaluation of the Insecticidal Potential of *Jatropha curcas* Seed Extracts on Pests of Okra in the Field. *East African Scholars J Agri Life Sci*, 5(9), 157-166.
- Kot K. K., Górska-Drabik E., Golan K., Rubinowska K. and Lagowska B., 2015. The effect of mealybug *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti) infestation of different density on physiological responses of *Phalaenopsis* × *hybridum* Innocence. *Bulletin of Entomological Research*, 105 : 373–380.
- Koudou P. J., 2009. Etude phytochimique, activités antimicrobiennes et antioxydantes de quelques plantes aromatiques et médicinales africaines. Thèse de Doctorat, Université de Ouagadougou. 277 p.
- Kumar A. and Sharma S., 2008. An evaluation of multipurpose oil seed crop for industrial uses (*Jatropha curcas* L.): A review, *Ind. Crops Prod*, 10 p.
- Kumar A. and Sharma S., 2008. Potential of *Jatropha curcas* for biodiesel and other non-edible uses. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 12(3), 1065–1078.
- Laurens O., 2016. Agressivité de souches de *Sclerotinia sclerotiorum* sur différentes espèces végétales. Rapport de stage, Institut Universitaire de Technologie d'Avignon, France. 38 p.
- Legendre B., 2008. *Jatropha curcas* (Tabanani): notes agronomiques. *Technologies for human development*, Dakar, Senegal, 9 p.
- Leng P., Zhiming Z., Guangtang P. et Maojun Z., 2011. Applications and development trends in biopesticides. *African Journal of Biotechnology*, 10 (86), 19864-19873.
- Leroux P., Albertini C., Bach J., Debieu D., Fillinger S., and Walker A. S., 2006. Antifungal action of sterol biosynthesis inhibitors and resistance phenomena. *Cabidigital library.org*. Pp 507-521.
- Leye E. H. M., Ndiaye M., Ndiaye F., Diallo B., Sarr A. S., Diouf M., Diop T., 2009. Effet de la mycorhization sur la croissance et le développement de *Jatropha curcas* L., 12 (2), 269-278.
- Louise K. M., Habiba K., Sidonie F. T. and Tchuenguem Fohouo F. N., 2018. Management of *Callosobruchus maculatus* F. (Coleoptera: Bruchidae) using methanol extracts of *Carica papaya*, *Carissa edulis*, *Securidaca longepedunculata* and *Vinca rosea* and impact of insect pollinators on cowpea types in the Far-North region of Cameroon. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 6(2), 1017-1027.

- Luthria D. and Pastor-Corrales M., 2006. Phenolic acids content of fifteen dry edible bean (*Phaseolus Vulgaris* L.) varieties. *J. Food Comp. Anal.* 19, 205-211.
- Lutz A., 1992. Vegetable oils as fuel. An environmentally and socially compatible concept for Mali. *Gate*, 4/92, Pp 38-46.
- Mahmood A., 2021. Combined efficacy of biocontrol agents against root knot nematodes and *sclerotinia sclerotiorum* of vegetables M. Sc. (Hons.) *Plant Pathology* (Doctoral dissertation, University of Sargodha- Parkistan), 76 P.
- Makkar H. P. S. and Becker K., 1997. Potential of *Jatropha curcas* seed meal as a protein supplement to livestock feed, constraints to its utilization and possible strategies to overcome constraints. In *Proceedings of Jatropha: Biofuels and Industrial Products from Jatropha curcas*. Pp 190-205.
- Makkar H. P. S., Becker K., Sporer F. and Wink M., 1997. Studies on nutritive potential and toxic constituents of different provenances of *Jatropha curcas*. *J Agric. Food Chem*, 45: 3152-3157.
- Makun H. A., Anjorin S. T., Adeniran L. A., Onakpa M. M., Muhammad H. L. and Obu O. R., 2011. Toxic constituents of different provenances of *Jatropha curcas* and *Ricinus cumunis* seeds on *Fusarium verticilliodes* and *Aspergillus flavus* in yam. *Journal of agricultural and biological Science*, 6 (6): 22-27.
- Matteson P.C., 1982. The effects of intercropping with cereal and natural enemies in Nigeria. *Tropical Pest Management* 28, 373–380.
- Mayer A. M., Haul E., Shaul R. B., 1965. Assay of cathecol oxidase, a critical comparison of method, *Phytochemistry* 5, 783-789.
- Mazid S., Kalita J. Ch., et Rajkhowa R. Ch., 2011. A review on the use of biopesticides in insect pest management. *International Journal of Science and Advanced Technology*, 1(7), 169-178.
- Mboussi S., Ambang Z., Ndogho P., Ngoh D. J. and Manga E. F., 2016. *In vitro* antifungal potential of aqueous seeds extracts of *Azadirachta indica* and *Thevetia peruviana* against *Phytophthora megakarya* in Cameroon. *J. Appl. Life Sci. Int.*, 4 (4), 1-12.
- Meena R. B. S., Meena D., Chittora and Sharma K., 2021. Antifungal efficacy of *Thevetia peruviana* leaf extract against *Alternaria solani* and characterization of novel inhibitory compounds by Gas Chromatography-Mass Spectrometry analysis. *Biochemistry and biophysics reports*, 25:100914.
- Mehta N., Hieu N. T. and Sangwan M. S., 2009. Influence of soil types, frequency and quantity of irrigation on the development of *Sclerotinia* stem rot of mustard. *Journal of Mycology and Plant Pathology*, 39 (3), 506.

- Metsena P., Sobda G., Kosma P., Fankou D. M. Y. and Ndouvhahad L., 2021. Identification of *Fusarium oxysporum* sf *tracheiphilum* strains responsible of cowpea wilt in Far-north region of Cameroon. *Journal of Applied Biosciences* 64 (1), 17001-17011.
- Mishra H. P., Fridovich I., 1972. The role of superoxide anion in auto-oxidation of the epinephrine and sample assay for SOD. *J Biol Chem* 247:3170–3175.
- Mochiah M., Banful B. and Fening K., 2011. Botanicals for the management of insect pests in organic vegetable production. *J Entomol Nematol*, 3, 85-97.
- Moubitang V. 2010. Évaluation de la tolérance de quelques variétés de manioc (*Manihot esculentus* Crantz) aux maladies des taches foliaires. Mémoire de Diplôme d'Etudes Supérieures Spécialisées. Université de Yaoundé I. 70 p.
- Muhammad Z., Sadia H., Komal R., Nasir R., Muhammad R., Zia-Ul-Haq M. and Vincenzo D. F., 2013. Antioxidant potential and oil composition of *Callistemon viminalis* leaves. *The Scientific World Journal*, 8 p.
- Mujica M. V., Granito M., Soto N., 2009. Importance of the extraction method in the quantification of total phenolic compounds in *Phaseolus vulgaris* L. *Venezuela. Interciencia* 34(9), 650-654.
- Navas Cortes J. A., Alcala-Jimenez A. R., Hau B. and Jimenez-Diaz R. M., 2000. Influence of inoculum density of races and of *Fusarium oxysporum* f. sp. ciceris on development of Fusarium wilt in chickpea cultivars. *European Journal of Plant Pathology*, 106:135-146.
- Ndongo B., Ngatsi Z. P., Nguimbous L. B., Ambang Z., Mounpoubeyi M. N. and Kutnjem D., 2017. Effect of aqueous extracts of *Thevetia peruviana* and *Mucana Puriens* on cassava root scale (*Stictococcus vayssierei*) in field. *American Journal of Innovative Research and Applied Sciences*, 5(1), 26-34.
- Néhémie D. N. A., Lucien T. T. and Clautilde M., 2021. Effects of compost on the productivity of three leguminous (soya bean, cowpea and common bean) under two agroecological zones of Cameroon. *International Journal of Science and Research Development*. 1(2), 009–014.
- Nesseim T. D. T., Fillet M., Mergeai G., Dieng A. and Hornick J. L., 2012. Principes toxiques, toxicité et technologie de détoxification de la graine de *Jatropha curcas* L. (Synthèse bibliographique). *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement* 16(4), 531-540.
- Neya J. B., 2001. Sérologie, pathogénie, épidémiologie et contrôle de la mosaïque Cowpea aphid-borne mosaic virus (CABMV) du niébé (*Vigna unguiculata* (L.)) Transmise par des pucerons (*Aphis craccivora*, *A. gossypii*) au Burkina Faso. Thèse de Doctorat, Spécialité : Sciences Biologiques Appliquées, Université d'Ouagadougou, Burkina Faso. 218 p.

- Ngakou A., Tamò M., Parh I. A., Nwaga D., Ntonifor N. N., Korie S. and Nebane C. L. N., 2008. Management of cowpea flower thrips, *Megalurothrips sjostedti* (Thysanoptera, Thripidae), in Cameroon. *Crop Protection*, 27(3-5), 481-488.
- Ngatsi Z. P., Ndongo B., Mbiaton Y. M. N., Tize T., Nzongang A. S., Kutnjem D., Kuate T. W. N., Djieto L. C., 2020. Effect of extracts from seeds of *Thevetia peruviana* (Pers.) K. Schum against cassava root scale *Stictococcus vayssierei* Richard (Hemiptera: Stictococcidae) in field. *International Journal of Biosciences*. 16(3), 536-547.
- Ngatsi Z. P., 2020. Approches de lutte phytosanitaire, agronomique et génétique contre la cochenille racinaire *Stictococcus vayssierei* Richard (Hemiptera : Stictococcidea) du manioc (*Manihot esculenta* Crantz). Thèse Doctorat/Ph.D, Université de Yaoundé 1, Cameroun. 143 p.
- N'Gbesso F. D. P. M., Fondio L., Dibi B. E. K., Djidji H. A. and Kouame C. N., 2013. Étude des composantes du rendement de six variétés améliorées de niébé [*Vigna unguiculata* (L.) Walp]. *Journal of Applied Biosciences*, 63, 4754-4762.
- Ngoh Dooh J. P., Essoh N. J., Mboussi B. S., Heu A., Tueguem K. N. W., Dieudonne A., Nguidjo O., Dongmo R., Fofe K., Tayo T. P. M. and Ambang Z., 2021. *Thevetia peruviana* (Pers.) K. Schum. Potential Antifungal Agent against *Mycosphaerella fijiensis* Morelet, Fungi Responsible of Black Leaf Streak Disease (BLSD) of Plantain (*Musa* spp). *Journal of Agricultural Studies*, 9(2) 364-390.
- Ngoh Dooh J. P., 2014. Evaluation de l'effet des extraits de *Thevetia peruviana* (Pers.) K. Schum sur trois champignons phytopathogènes : *Phytophthora megakarya* Bras. Et Grif., *Colletotrichum gloeosporioides* f.sp. *Manihotis* et *Mycosphaerella fijiensis* Morelet. Thèse Doctorat/Ph. D, Université de Yaoundé 1, Cameroun. 204 p.
- Nitin C., Amit K.T., Kumar P. Anushree M., 2016. Antibacterial Potential of *Jatropha curcas* synthesized Silver Nanoparticles against Food Borne Pathogens. *Frontiers in Microbiology*. *Front microbiol*.7:1748.
- Nkomo G., Sedibe M., and Maletsema M., 2021. Production Constraints and Improvement Strategies of Cowpea (*Vigna unguiculata* L. Walp.) Genotypes for Drought Tolerance", *International Journal of Agronomy*, 9 p.
- Nugroho L. H., Verberne M. C. and Verpoorte R., 2002. Activities of enzymes involved in phenylpropanoid pathway in constitutively salicylic acid-producing tobacco plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 40, 755-760.

- Nwagboso C., Andam K. S., Amare M., Bamiwuye T. and Fasoranti A., 2024. The economic importance of cowpea in Nigeria trends and Implications for achieving agri-food system transformation. *Intl Food Policy Res Inst.* 30 p.
- Omoigui L. O., Kamara A. Y., Batiemo J., Iorlamen T., Kouyate Z., Yirzagla J. et Diallo S., 2018. Guide sur la production du niébé en Afrique de l'Ouest. *Institut International d'Agriculture Tropicale (IITA)*, 60 p.
- Omoigui L., Kamara A., Kamai N., Ekeleme F., and Aliyu T., 2020. *Guide to Cowpea Production in Northern Nigeria. International Institute of Tropical Agriculture (IITA)*, 48 p.
- Ordóñez-Valencia C., Ferrera-Cerrato R., Quintanar-Zúñiga R. E., Flores-Ortiz C. M., Guzmán G. J. M., Alarcón A. et García-Barradas O., 2015. Morphological development of sclerotia by *Sclerotinia sclerotiorum*: a view from light and scanning electron microscopy. *Annals of microbiology*, 65, 765-770.
- Osipitan O. A., Dille J. A., Assefa Y., Radicetti E., Ayeni A., Knezevic S. Z., 2019. Impact of cover crop management on level of weed suppression: A meta-analysis. *Crop. Sci.*, 59, 833–842.
- Ouédraogo M., 2000. Etude biologique et physiologique du pourghère, *Jatropha curcas* L. Université Ouaga 1 Professeur Joseph KI-ZERBO, Burkina Faso. Thèse d'état. 290 p.
- Oumarou H. I., Soumana B., Toulou A., Yamba B., 2017. Evaluation des rendements en graines et fanes des variétés améliorées et locales de niébé (*Vigna unguiculata* (L) Walp.) en champ école et en champ multiplication de semences à Karma (Niger). *Agronomie Africaine* sp. 29 (1), 19 – 27.
- Pane C., Spaccini R., Piccolo A., Scala F., Bonanomi G., 2011. Compost amendments enhance peat suppressiveness to *Pythium ultimum*, *Rhizoctonia solani* and *Sclerotinia minor*. *Biological Control*, 56, 115–124.
- Pasquet R. S. et Baudoin J. P., 1997. Le niébé, *Vigna unguiculata* (L.) Walp. In : l'amélioration des plantes tropicales. Charrier A, Jacquot M, Hammon S, Nicolas D. Ed. Cirad Orstom. Montpellier, France : 483-505.
- Phillips R. D., McWatters K. H., Chinnan M. S., Hung, Y. C., Beuchat L. R., Sefa-Dedeh S., Sakyi-Dawson E., Ngoddy P., Nnanyelugo D., Enwere J., Komey N., Liu K., Mensa-Wilmot Y., Nnanna I., Okeke C., Prinyawiwatkul W. et Saalia F. K., 2003. Utilization of cowpeas for human food. *Field Crops Research*, 82(2-3), 193-213.
- Piper C. V., 1912. Agricultural varieties of the cowpea and immediately related species. USDA. Bureau of plant industry (229). Washington, Government Printing Office, 1- 160.

- Pirot R. et Hamel O., 2012. Les réalités du *Jatropha curcas* confrontées aux opportunités des mécanismes financiers liés au carbone, 32 p.
- Purdy L. H., 1979. *Sclerotinia sclerotiorum*: history, diseases and symptomatology, host range, geographic distribution, and impact. *Phytopathology*, 69(8) 875-880.
- Rampadarath S., Puchooa D. and Jeewon R., 2016. *Jatropha curcas* L.: Phytochemical, antimicrobial and larvicidal properties. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 6(10), 858-865.
- Rather R. A.; Ahanger F. A., Ahanger S. A., Basu U., Wani M. A., Rashid Z., Sofi P. A., Singh, V., Javeed K., Baazeem A. *et al.*, 2022. Morpho-Cultural and Pathogenic Variability of *Sclerotinia sclerotiorum* Causing White Mold of Common Beans in Temperate Climate. *J. Fungi*, 8: 755.
- Rodrigues A. A. C. and Menezes M., 2005. Identification and pathogenic characterization of endophytic *Fusarium* species from cowpea seeds. *Mycopathologia*, 159: 79-85.
- Sadubthummarak U, Parkpian P, Ruchirawat M, Kongchum N. and Delaune RD., 2013. Potential treatments to reduce phorbol esters levels in jatropha seed cake for improving the value-added product. *Journal of Environmental Science and Health, Part B* 48(11): 974-982.
- Sangoyomi T. E., and Olufunmilola A., 2016. Field evaluation of cowpea varieties for adaptation to the forest/savanna transition agroecology of Osun state, Nigeria. *African Journal of Agricultural Research*, 11(49), 4959-4963.
- Satyadev Prajapati, Shailesh Godika, Naresh Kumar, Lalita Lakhran, Shivam Maurya and Jitendra Sharma., 2020. Isolation, identification and pathogenicity of *Sclerotinia sclerotiorum* causing Sclerotinia rot of chilli. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry* sp. 9(5), 20-23.
- Saulia L., 2010. Mise en évidence d'une réponse systémique induite. Caractérisation de l'impact de cette résistance induite sur le contrôle des populations de nématodes du bananier et de l'ananas. Mémoire de master 2, Université d'Avignon et des pays de Vaucluse, France. 118 p.
- Savadogo M., Zemmeling G., Nianogo A. J. and Van Keulen H., 2000. Cowpea (*Vigna unguiculata* L. Walp.) and groundnut (*Arachys hypogea* L.) haulms as supplement to sorghum (*Sorghum bicolor* L. Moench) Stover: Intake, digestibility and optimum feeding levels. *Animal Feed Science and Technology*, 87, 57-69.
- Saxena R. C., 1983. Naturally, occurring pesticides and their potential. Dans Shemilt, L.E. (ed.) Conference on chemistry applied world needs, Manila, Philippines. Pergamon, Oxford. Pp 143– 161

- Sévilor K., Agrippine Y. F., Wescancellas Y., Didier M. A., Cyril H., Frankline Y. and Christophe P., 2014. Life cycle of *Zonocerus variegatus* (Orthoptera: Pyrgomorphidae) in the areas of equatorial climate of Cameroon with uni-and bimodal distribution of rainfall. *Academic Journal of Entomology*, 7(3), 88-1010.
- Shahoveisi F., Manesh M. R., del Río Mendoza L. E., 2022. Modeling risk of *Sclerotinia sclerotiorum*-induced disease development on canola and dry bean using machine learning algorithms. *Sci. Rep.*, 12, 864. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]. 10 p.
- Shahoveisi F. and Del Río Mendoza L. E., 2020. Effect of wetness duration and incubation temperature on development of ascospore infections by *Sclerotinia sclerotiorum*. *Plant disease*, 104(6), 1817-1823.
- Sharma P., Sharma S. and Sindhu S.S., 2016. Biological control of *Sclerotium rolfsii* causing collar rot in chickpea using antagonistic fungi and plant extracts. *Journal of Plant Pathology and Microbiology*, 7(6), 1–6.
- Sharma P., Meena P. D., Verma P. R., Saharan G. S., Mehta N., Singh D. and Kumar A., 2016. *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib) de Bary causing Sclerotinia rot in oilseed Brassicas: a review. *Journal of Oilseed Brassica*, 1(2), 1-44.
- Sharma A. K., Gangwar M., Tilak R., Nath G., Kumar Sinha A. S., Tripathi Y. B., Kumar D., 2016. Phytochemical characterization, antimicrobial activity and reducing potential of seed oil, latex, machine oil and presscake of *Jatropha curcas*. *Avicenna J. Phytomed*, 6 (4): 366-375.
- Sharma N., 2017. Evaluation of *Jatropha curcas* as potential biocide and biopesticide. *Int. J. Curr. Research Biosci Plant Biol*. 4, 92-97.
- Shetty S., Udupa S. L., Udupa A. L. and Vollala V. R., 2006. Wound healing activities of bark extract of *Jatropha curcas* L. in albino rats. *Saudi Medical Journal*, 27(10), 1473–1476.
- Sidhu T. S., Zhang X., Al-Basri F. and Sachdef M. S., 2003. New DFT-based technique for removal of decaying DC offset from phasor estimates. In proceedings transmission and distribution, 150, 745-752.
- Singh B. B., Raj D. R. M., Dashiel K. E. and Jackai L. E. N., 1997. Advances in Cowpea Research. Co-publication of International Institute of Tropical Agriculture (IITA) and Japan International Research Centre for Agricultural Sciences. IITA, Ibadan and Nigeria, Devon. Pp 230-320.

- Thakore Y., 2006. The biopesticide market for global agriculture use. *Industrial Biotechnology*, 2, 194-208.
- Thanigaivel A., Vasantha-Srinivasan P., Senthil-Nathan S., Edwin E-S., Ponsankar, A., Chellappandian M. and Kalaivani K., 2017. Impact of *Terminalia chebula* Retz. against *Aedes aegypti* L. and non-target aquatic predatory insects. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. 137: 210–217.
- Thierry A. S., Bekolo N., Norbert K. T. W., Patrice N. Z., Désiré, M. A., and Claude M. D., 2020. Effectiveness of *Moringa oleifera* (Lam) Extracts against *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib) De Bary, the Causative Agent of White Mold of Common Bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci*, 9 (11), 812-820.
- Toka A. N., Ngatsi P. Z., Dida S. L. L., Tayo P. M. T., Kuate N. W. T., Boli H. and Ndongo B., 2023. Phytochemical analysis and antifungal activity of *Azadirachta indica* and *Balanites aegyptiaca* seed extracts against *Fusarium oxysporum* isolate on tomatoes. *Journal of Global Innovations in Agricultural Sciences*, 11(3), 293-304.
- Trivedi M., Singh A., Johri P., Singh R. and Tiwari R. K., 2018. Genetic Engineering Potential of Hairy Roots of Poppy (*Papaver* spp.) for Production of Secondary Metabolites, Phytochemistry, and In Silico Approaches. *Biotechnological Approaches for Medicinal and Aromatic Plants: Conservation, Genetic Improvement and Utilization*. Singapore, Pp. 569-597.
- Valenzuela H. and Smith J., 2002. Cowpea. College of Tropical Agriculture and Human Resources. University of Hawaii at Monoa, Honolulu, Hawaii. Pp 1-4.
- Valdez-Ramirez A., Flores-Macias A., Figueroa-Brito R., Torre-Hernandez M. E. D. L., Ramos-Lopez M. A., Beltran-Ontiveros S. A. and Diaz D., 2023. A systematic review of the bioactivity of *Jatropha curcas* L. (Euphorbiaceae) extracts in the control of insect pests. *Sustainability*, 15(15), 11637.
- Vanderborcht T. and Baudoin J. P., 2001. Cowpea. In: *Crop production in tropical Africa*. Raemaekers RH. Ed. DGIC (Directorate General for International Co-operation), Ministry of foreign affairs, External trade and international co-operation, Brussels, Belgium: 334-348.
- Villegas L. F., Fernandez I. D., Maldonado H., Torres R., Zavaleta A., Vaisberg A. J., Hammond G. B., 1997. Evaluation of the wound-healing activity of selected traditional medicinal plants from Peru. *J. Ethnopharmacol.*, 55, 193-200.

- Wafa G., 2015. Étude phytochimique des extraits de deux Euphorbiaceae (*Ricinus communis* et *Jatropha curcas*). Évaluation de leur propriété anti-oxydante et de leur action inhibitrice sur l'activité de l'acétylcholinestérase. Thèses de doctorat, Université de Lorraine. 179 p.
- Wang Z., Ma L. Y., Cao J., Li Y. L., Ding L. N., Zhu K. M. and Tan X. L., 2019. Recent advances in mechanisms of plant defense to *Sclerotinia sclerotiorum*. *Frontiers in Plant Science*, 10, 1314.
- Wang X., Xu X., Xiao Y., Wei X., Wang Y., Liao M. A., 2020. Effects of intercropping with post-grafting generation of *Cosmos sulphureus* on physiological and growth of grape seedling under Cadmium stress. In IOP Conference Series: *Earth and Environmental Science*, 474(2), 022004 p.
- Wangungu C., Main M. and Mbaka J., 2011. Proposed assement scale for dieback disease severity on passion fruit. *J. of Animal and Plant Sci*, 12(2), 1583-1589.
- Willbur J. F., Fall M. L., Byrne A. M., Chapman S. A., McCaghey M. M., Mueller B. D., Schmidt R., Chilvers M. I., Muller D. S.; Kabbage M., 2018. Validating *Sclerotinia sclerotiorum* apothecial models to predict sclerotinia stem rot in soybean (*Glycine max*) fields. *Plant Dis.*, 102, 2592–2601.
- Willbur J., Mccaghey M., Kabbage M., Smith D. L., 2019. An overview of the *Sclerotinia sclerotiorum* pathosystem in soybean: Impact, fungal biology, and current management strategies. *Trop. Plant Pathol*, 44, 3–11.
- Willetts H. J., Bullock S., 1992. Developmental biology of sclerotia. *Mycol Res*, 96, 801–816.
- Wu C., Liu J., Sun J., Yang L. and Lin L., 2019. Effects of intercropping with *vigna radiata* and *vigna umbellata* on antioxidant enzyme activity of *cyphomandra betacea* seedlings under cadmium stress. In IOP Conference Series: *Earth and Environmental Science* 233(4), 042019 p.
- Yong-Hua Du. A. C., Jin-Liang Li. B., Ren-Yong J. A., Zhong-Qiong Y. A. D., Xu-Ting L. B., Cheng L. V. A., Gang Y. A., Li Zhang A. and Yu-Qun Zhang., 2009. Acaricidal activity of four fractions and octadecanoic acid-tetrahydrofuran-3,4-diyl ester isolated from chloroform extracts of neem (*Azadirachta indica*) oil against *Sarcoptes scabiei* var. *cuniculi* larvae *in vitro*. *Veterinary Parasitology*. 163(1-2), 175–178.
- Zakari A. H., 2003. Effets de la qualité de semences sur la production de l'arachide au Sénégal. Mémoire d'Ingénieur Agronome. ENSA. 59 p.
- Zucker M., 1968. Sequential induction of phenylalanine ammonia-lyase and a lyase-inactivating system in potato tuber disks. *Plant Physiol*. 43, 365-374.

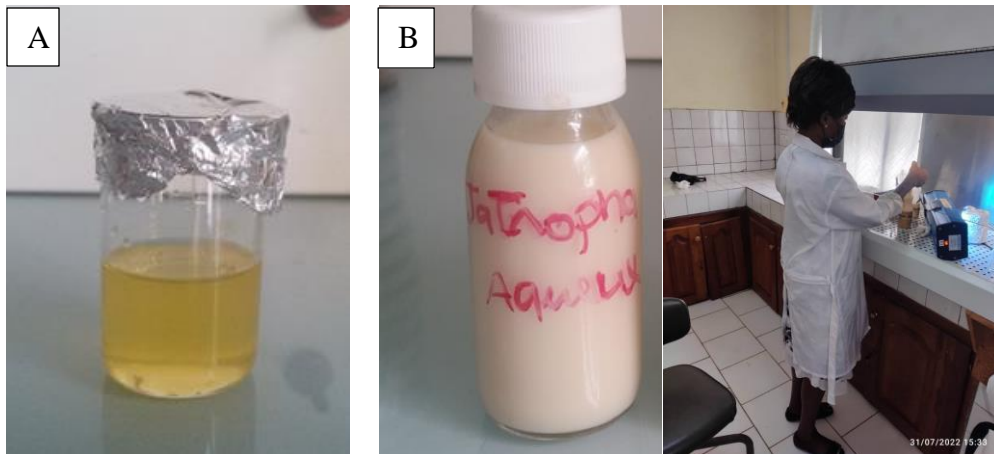
ANNEXES

ANNEXES

Annexe 1. Préparation des extraits des graines de *Jatropha curcas*



Annexe 2. Extraits des graines de *J. curcas* : A) Extrait organique ; B) Extrait aqueux



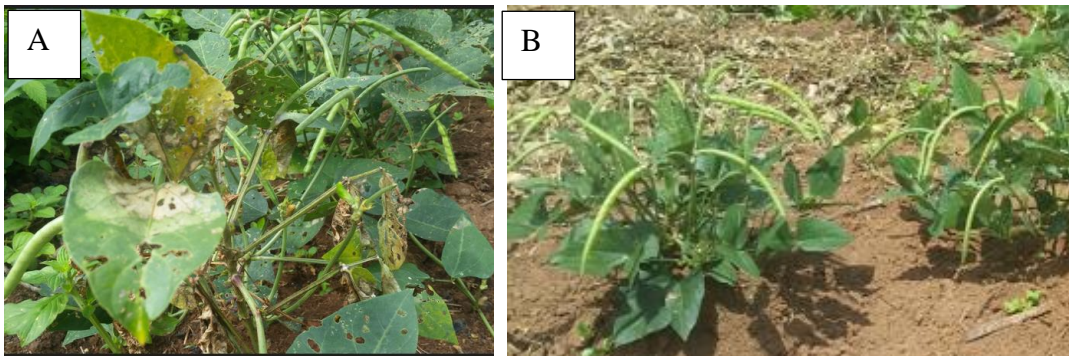
Annexe 3. Parcelles expérimentales du niébé



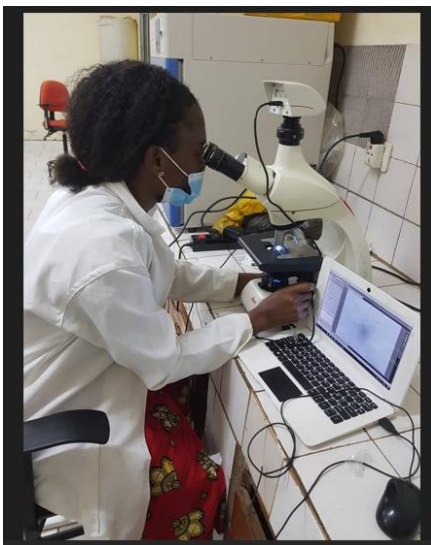
Annexe 4. Traitement des jeunes plants de niébé en champ



Annexe 5. Niébé en champ (A) témoin et (B) traité aux extraits de graines de *Jatropha curcas*



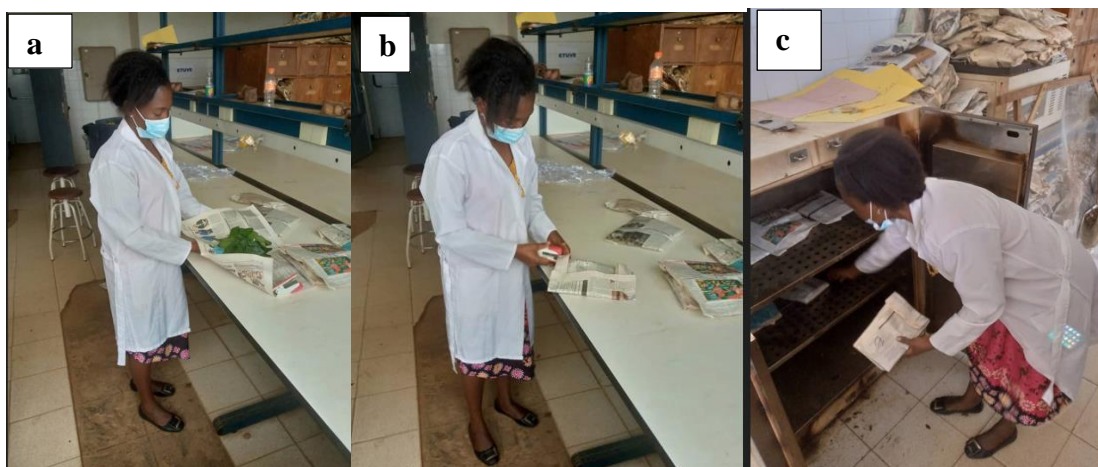
Annexe 6. Observation des spores au microscope optique et mesure des diamètres mycéliens



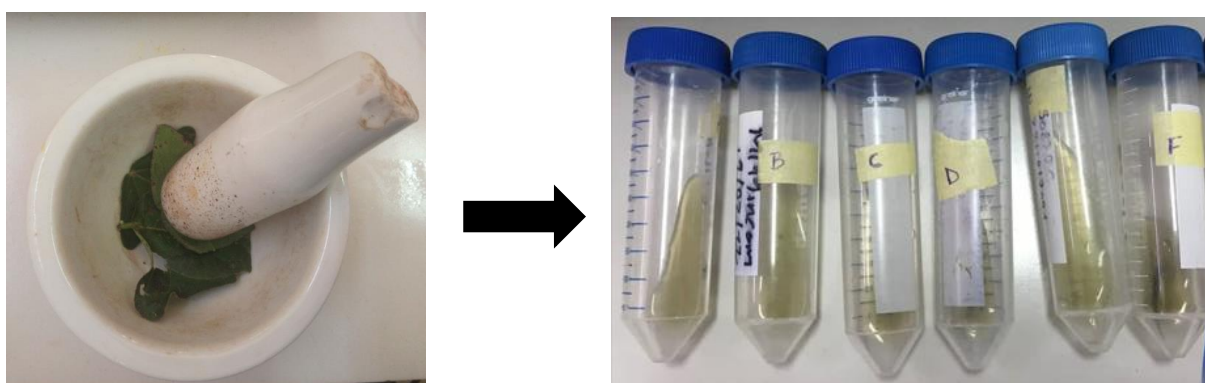
Annexe 7. Fruits de niébé à la récolte (A) Gousses et (B) poids de 100 graines



Annexe 8. Préparation des feuilles pour le test des flavonoïdes et phénols



Annexe 9. Préparation des feuilles pour le dosage des protéines et le test enzymatique



Annexe 10. Postulat de Koch de *S. sclerotiorum* (1) et *F. oxysporum* (2) sur les feuilles de niébé en boîte de Pétri

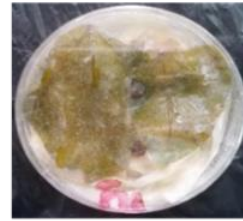


Feuilles de niébé saines inoculées par les suspensions de spores de *S. sclerotiorum* ou de *F. oxysporum*

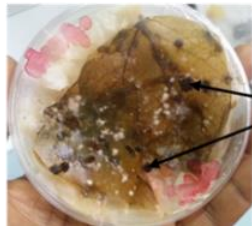
1 ↙ ↘ 2



Mycélium cotonneux

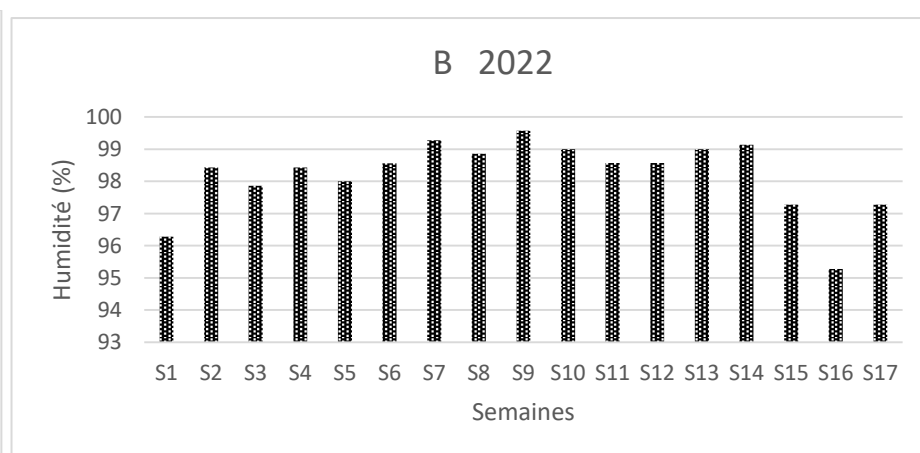
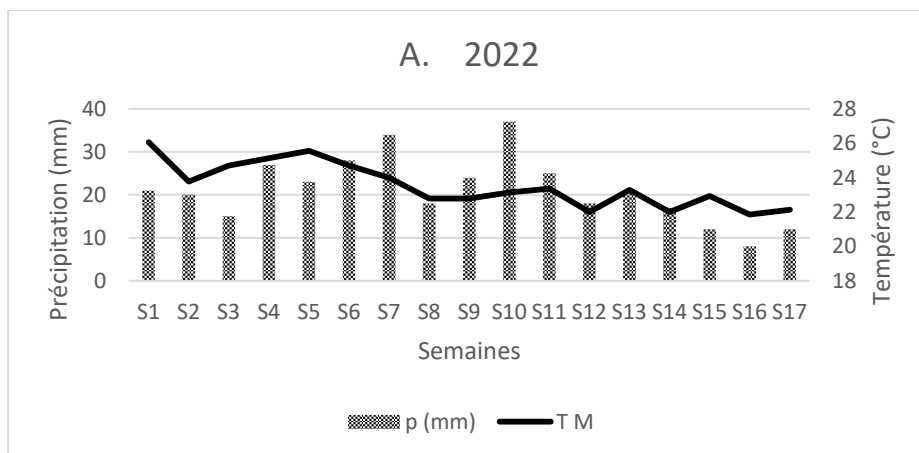
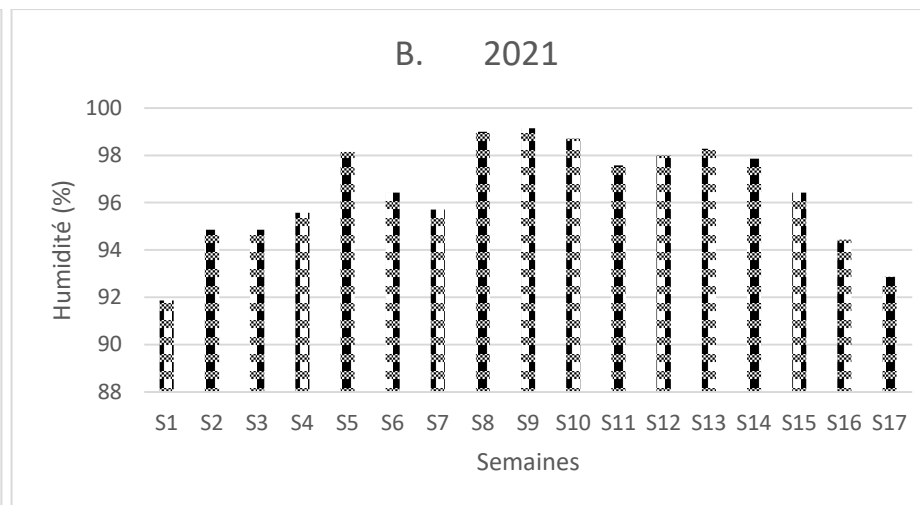
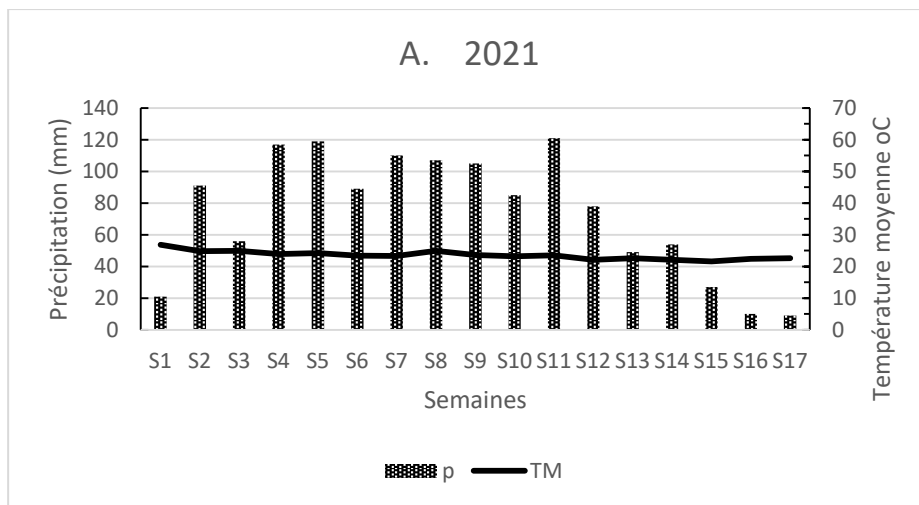


Flétrissement total des feuilles



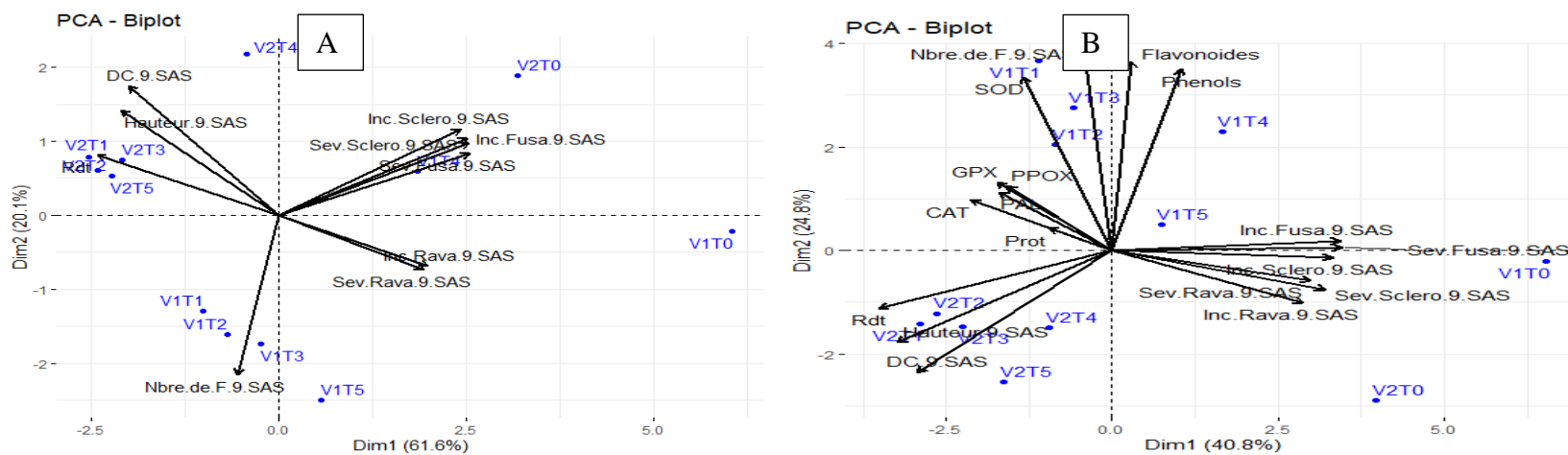
Sclérotés

Annexe 11. Conditions climatiques durant les campagnes d'expérimentation 2021 et 2022 : A) Diagramme ombro thermique ; B) Humidité moyenne dans la région du Centre en 2021 et 2022

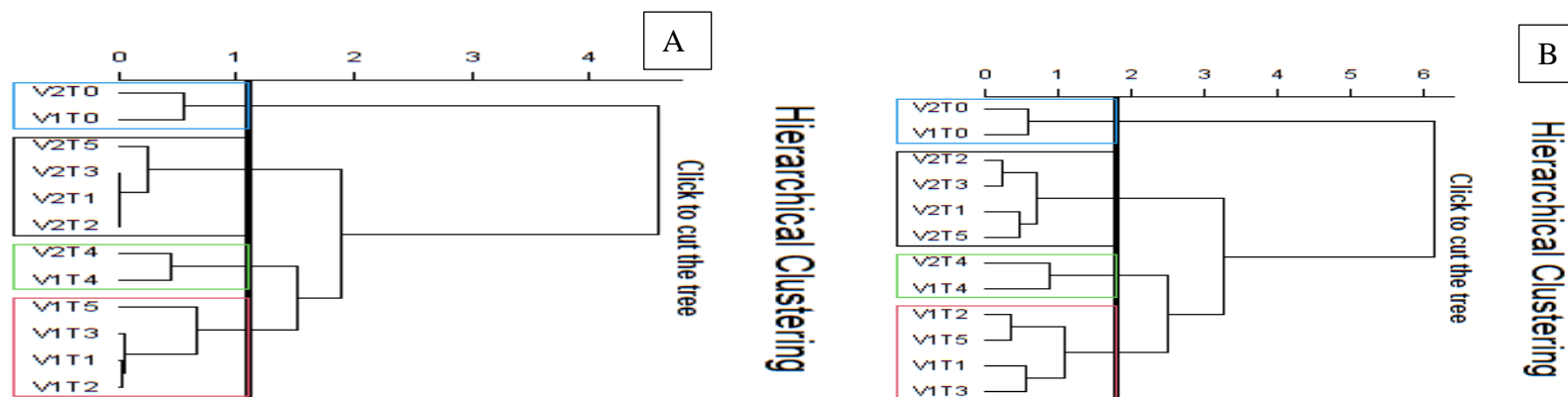


P : précipitation en mm ; TM : Température Moyenne en °C ; Humidité en %

Annexe 12. Analyse en composante principale entre les traitements et les paramètres étudiés chez les deux variétés de niébé :(A) campagne1 et (B) campagne2



Annexe 13. Dendrogramme de rapprochement entre les traitements et les paramètres étudiés de chaque variété de niébé. :(A) campagne1 et (B) campagne2



PUBLICATION



Antifungal Activity of *Jatropha curcas* Seed Extracts Analysed by GC-MS against Two Cowpea (*Vigna unguiculata* L.) Pathogenic Fungi

Tchasep Wandji Nadège ^{a*}, Ngatsi Zemko Patrice ^a,
Kuate Tueguem Nobert William ^a, Tize Tize ^a,
Atindo Songwe Thierry ^a, Ndongo Biyo'o Eric ^a,
Ngata Ngadjui Laurence ^a,
Gbaporo Gbaporo Fabrice Christian ^a and Ndongo Bekolo ^a

^a Department of Plant Biology, Faculty of Science, Laboratory of Biotechnologies and Environment, Phytopathology and Plant Protection, University of Yaounde I, Yaounde, Cameroon.

Authors' contributions

This work was carried out in collaboration among all authors. All authors read and approved the final manuscript.

Article Information

DOI: <https://doi.org/10.9734/jamb/2024/v24i7841>

Open Peer Review History:

This journal follows the Advanced Open Peer Review policy. Identity of the Reviewers, Editor(s) and additional Reviewers, peer review comments, different versions of the manuscript, comments of the editors, etc are available here: <https://www.sdiarticle5.com/review-history/120089>

Original Research Article

Received: 18/05/2024

Accepted: 22/07/2024

Published: 26/07/2024

ABSTRACT

Cowpea (*Vigna unguiculata* L. Walp.), native to Africa, is one of the most popular and widely grown seed legumes in arid and semi-arid areas. In these areas, fusarium wilt and white rots caused by *Fusarium oxysporum* Schl. f.sp. *tracheiphilum* and *Sclerotinia sclerotiorum* are the most devastating pathogens of cowpea crops, causing losses of 50-100 %, respectively. This study aims to evaluate

*Corresponding author: E-mail: nad_mary2006@yahoo.fr;

Cite as: Nadège, Tchasep Wandji, Ngatsi Zemko Patrice, Kuate Tueguem Nobert William, Tize Tize, Atindo Songwe Thierry, Ndongo Biyo'o Eric, Ngata Ngadjui Laurence, Gbaporo Gbaporo Fabrice Christian, and Ndongo Bekolo. 2024. "Antifungal Activity of *Jatropha Curcas* Seed Extracts Analysed by GC-MS Against Two Cowpea (*Vigna Unguiculata* L.) Pathogenic Fungi". *Journal of Advances in Microbiology* 24 (7):77-94. <https://doi.org/10.9734/jamb/2024/v24i7841>.

the antifungal potential of biochemical compounds in *Jatropha curcas* L. seed extracts identified by GC-MS analysis against *F. oxysporum* and *S. sclerotiorum*. *In vitro* tests were carried out using aqueous, acetone and hexane extracts of *J. curcas* seeds at concentrations of 15, 30, 60 and 120 µL/mL and a synthetic fungicide (3.33 g/L). Mycelial growth and Minimal Inhibitory Concentrations (MIC50) were assessed. As a result, *J. curcas* seed extracts are rich in phytochemical molecules such as 9,12-octadecadienoic acid (Z,Z); n-Hexadecanoic acid; Squalene; D-Limonene; 9,15-octadecadienoic acid, methyl and 1,3-Dioxane, 5-ethyl-2,2-dimethyl, with antifungal activity. Total inhibition (100%) of mycelial growth of *F. oxysporum* and *S. sclerotiorum* was obtained in Petri dishes contaminated with the aqueous and acetone extracts at concentrations C3=60 µL/mL and C4=120 µL/mL, as well as with the synthetic fungicide. The MIC50 obtained with isolates of *S. sclerotiorum* and *F. oxysporum* were 9.2 and 9.96 µL/mL with the aqueous extract, respectively followed by the acetone extract (12.96 and 14.97 µL/mL). All *Jatropha curcas* lethal extracts tested were fungistatic, but the synthetic fungicide was fungicidal. Bioformulation based on *J. curcas* and characterization of pathogen are needed.

Keywords: *Jatropha curcas*; antifungal activity; GC-MS; *Fusarium oxysporum* and *Sclerotinia sclerotiorum*.

1. INTRODUCTION

Cowpea, *Vigna unguiculata* (Linnaeus) Walpers, is one of the most economically important legumes in the traditional sector in Africa and is known as the southern pea [1]. It is rich in minerals, fats, oils and vitamins [2]. Cowpea is found throughout the world, especially in arid and semi-arid areas [3]. In Cameroon, cowpea is the third most produced and consumed legume after groundnut and soybean [4]. Cowpea belongs to the *Fabaceae* family, one of the most important crops for food and nutrition security, and the main source of protein (20-30% content) for millions of people in developing countries [5,6]. Cowpea is grown for its seeds, tender leaves and pods for human consumption [7]. It is also contributes to improving soil fertility through symbiotic nitrogen fixation with nodule bacteria (*Bradyrhizobium* spp.) [8]. However, its cultivation is mostly limited by biotic constraints that significantly reduce cowpea grain yields by 50-100% [9,10,11]. *Fusarium oxysporum* and *Sclerotinia sclerotiorum* are among the major pathogens limiting legumes production [11,12]. *Sclerotinia sclerotiorum* is a cosmopolitan pathogen that causes white mould, also known as white rot. Due to its unique life cycle, the pathogen infects host plants by spores, and infection can occur on leaves, stems and pods at different stages of seedling development [13,14]. Symptoms are manifested by the production of numerous sclerotia, and the presence of cotton-like mycelium covering the infected area of the plant [15]. Cowpea vascular wilt is caused by *Fusarium oxysporum*, which is one of the major constraints for this legume in the field [16]. Symptoms in the early stages of the disease begin with mild chlorosis of young leaves, which

turn from green to yellow. *F. oxysporum* is the most common and damaging species of *Fusarium* responsible for root rot of crops in arable fields. It poses a risk to cowpea production and is the most widespread species that can be recovered from most soils [17]. Several methods have been adopted to reduce the damage caused by the pathogen, namely the selection of improved cowpea varieties, crop rotation and the misuse of chemical fungicides. However, synthetic fungicides have negative effects on human health and the environment [18,19]. Several attempts have been made to find alternatives to the use of chemical fungicides to control plant diseases [20]. Plants with pesticidal potential, rich in secondary metabolites with multiple mechanisms of action, could be a viable alternative to chemical pesticides in sustainable agriculture. Their various modes of action are attributed to the phytochemical composition of different plants [21]. Plants with secondary metabolites (alkaloids, terpenes, amines, glucosinolates, cyanogenic glucosides, quinones, phenolic compounds, peptides and polyacetylenes) with bioactive properties for controlling crop diseases and pests have already demonstrated their efficacy [22,23]. Furthermore, plant extracts contain various chemical compounds, including antioxidants and plant hormones, which activate plant defence mechanisms that promote growth and enable plants to withstand abiotic and biotic stresses [24,25,26]. Extracts from the leaves, stems, roots and seeds of *Jatropha curcas* show a variety of properties to control plant pests and diseases [27,28,29,30]. The efficacy of *J. curcas* extracts with phytochemical compounds as biocides has been confirmed in various studies where fungicidal, bactericidal, insecticidal, nematocidal

and molluscicidal activities against pathogenic species have been demonstrated [31,32,33,34,35]. The present work aimed to test the *in vitro* antifungal effect of *Jatropha curcas* (*Euphorbiaceae*) seed extracts using the GC-MS analytical methods (Gas Chromatography and Mass Spectrometry) on the development of *Fusarium oxysporum* and *Sclerotinia sclerotiorum* phytopathogenic fungi of cowpea.

2. MATERIALS AND METHODS

2.1 Isolation and Identification of the Pathogens

Pure isolates of *Sclerotinia sclerotiorum* and *Fusarium oxysporum* were obtained from infected cowpea (leaves, stems and pods) showing typical symptoms of the diseases. These samples were collected from fields in the locality of Akonolinga (N 03°47'32.2" and E 012°15'48"), kept in sealed envelopes and immediately transferred in laboratory. These infected organs were washed in running tap water to remove adhering dirt particles, then rinsed in distilled water, after which excess moisture was blotted off with sterile blotting paper and disinfected in 2 % alcohol solution for 2 minutes. Finally, the infected organs were cut with a scalpel into small fragments approximately (3 mm) from the pathogen growth zone and incubated in Petri dishes containing PDA culture medium. After three days of incubation in the laboratory at 23 ± 2°C, mycelial growth around the seeded fragments were removed and transferred to new Petri dishes containing PDA culture medium. This process was repeated several times until pure cultures were obtained. After eight days of incubation, morphological observations, namely macroscopic and microscopic, of the isolates were observed. These observations were characterized in *S. sclerotiorum* by the presence of conidia, colour, shape and growth rate of the colony and number of days of sclerotia initiation [36,37] and in *Fusarium oxysporum* by the presence of conidia, colour and shape of the colony and growth rate of the hyphae [38,39]. Slides were prepared using 95% ethanol. Pathogens were identified under the microscope using identification keys [40,41,42].

2.2 Pathogenicity Test

The pathogenicity test was performed on healthy young cowpea leaves placed on blotting paper soaked in distilled water in Petri dishes ($\varnothing = 90$

mm) and treated with the spore suspension (10 μ L). Petri dishes containing 10-day-old pure isolates of both *S. sclerotiorum* and *F. oxysporum* fungi on PDA medium were selected for the preparation of spore suspensions. Healthy control leaves were treated with sterile distilled water (SDS). Inoculated dishes were sealed and incubated under laboratory conditions at 23°C. Observations were made from day 2 of treatment to day 15 [43].

2.3 Preparation of Various *Jatropha curcas* Seed Extracts

Jatropha curcas seeds were collected in the North Cameroon region. The mature fruits of *J. curcas* were pulped and the seeds obtained were dried at room temperature (23 ± 2°C) in the laboratory for 3 weeks. These seeds were then ground to obtain a powder. 500 g of this powder was weighed using a precision balance and then macerated in 2 L of solvent for 72 hours [44]. The solute-solvent mixture was filtered using filter paper (Whatman No. 1), and the filtrate obtained was concentrated using a rotary evaporator (Büchi R 200 rotary evaporator at 60°C). The extract obtained after evaporation was stored in a refrigerator at 4°C until use. The aqueous solution was obtained by maceration of 125 g of *J. curcas* seed powder in 250 mL of sterile distilled water for 48 h. The solution was filtered and used directly.

2.4 GC-MS Analysis of *Jatropha curcas* Seed Extracts

For the quantities of organic extracts in the laboratory, 0.5 mL of extract was collected and completed with its solvent. 0.5 mL of *J. curcas* extract in acetone was made up with 1.5 mL of acetone and 0.5 mL of *J. curcas* extract in hexane was made up with 1.5 mL of hexane. For the aqueous extract, 5 mL of extract was taken with a graduated pipette and added to the graduated test tube. The mixture was made up with 6 mL of acetonitrile solvent. 2.5 g magnesium sulphate and 0.5 g sodium acetate were added to the mixture to absorb water. The mixtures were passed through a vortex mixer for 1 minute to homogenise the mixture. The tubes were then placed in a centrifuge to separate the particles at a speed of 5000 rpm for 3 minutes. The particles were separated into two phases. Approximately 1 mL of each extract was taken with a pipette and transferred to the GC-MS flasks. The GC-MS is a gas chromatograph (Agilent GC 7890A) coupled to a mass

spectrometer detector (Agilent 5975 C TAD VL MSD) equipped with an Elite-1 fused silica capillary column (30 m x 0.25 mm with 0.25 layer thickness) and helium as a carrier gas. An electron ionisation system with an ionisation energy of 70 eV was used to detect the compounds. One microlitre (1 µL) of each preparation was injected into the column. The initial oven temperature was 150°C maintained at 20°C/min for 1 min to a final temperature of 280°C maintained for 9 min. The total GC run time was 13.44 min. The separated components were identified by comparing their spectra with those of the National Institute Standards and Technology (NIST) database, which contains more than 62,000 models [45].

2.5 *In vitro* Evaluation of the Antifungal Activity of *Jatropha curcas* Seed Extracts

A stock solution of 500 µL/mL was prepared by mixing 50 mL of each extract (with 100 mL of solvent (acetone, hexane or water). Concentrations of 15, 30, 60 and 120 µL/mL of aqueous extract (AqE), acetone extract (AE) and hexane extract (HE) were then prepared by taking successively 0.9;1.8; 3.6 and 7.2 mL of the stock solution and adding 29.1; 28.2; 26.4 and 22.8 mL PDA, respectively, to give a final volume of 30 mL each. The mixture was poured into 90 mm Petri dishes at a rate of 10 mL per dish. The synthetic fungicide containing 80 g/kg metalaxyl and 640 g/kg mancozeb was used as a control at the recommended concentration of 3.33 µL/mL. However, the control plates received only the PDA medium. The 7 mm diameter discs of mycelial hyphae from 10-day-old pure cultures of *S. sclerotiorum* and *F. oxysporum* were removed with a sterilised scalpel and placed in the centre of each Petri dish containing the different extracts and the PDA medium spiked with the extracts. The experiment was performed in triplicate. The Petri dishes were sealed with adhesive film and incubated in a culture chamber at 25°C and the mycelial growth of both pathogens was measured every two days, starting on the second day of incubation and ending when the mycelium had filled the control Petri dish. It was measured in mm from two perpendicular axes drawn on the back of the Petri dish using the formula of Singh et al. [46]. The percentage inhibition of mycelial growth relative to the control was calculated for all concentrations of each fungicide using the formula proposed by [47].

$I (\%) = (M_c - M_t/M_c) \times 100$ where: I = percentage inhibition; M_c = control mycelial growth; M_t = mycelial growth in treatment.

2.6 Determination of Minimum Inhibitory Concentrations

The minimum inhibitory concentrations (MIC50 and MIC90) of the different treatments used against *S. sclerotiorum* and *F. oxysporum* were determined by calculating the values (MIC50 and MIC90) using the linear regression equation of the type $y = ax + b$, where the abscissa is the concentration of the extracts tested and the ordinate is the percentage of inhibition [48].

Where: y = inhibition rate (%), a = slope of the line, b = constant.

2.7 Fungicidal and Fungistatic Tests of Extracts

At the end of the experiment, mycelial explants of the two fungi tested were collected in Petri dishes in which fungal growth was completely inhibited. These explants were aseptically plated on PDA medium without seed extract or fungicide. After seven days, depending on whether the fungi resumed growth or not, the starting substance (extract) was classified as fungistatic or fungicidal [49].

2.8 Statistical Analysis

The collected data were subjected to one-way analysis of variance (ANOVA) using R software version 4.0.4 (R development Core Team 2022). Significant differences between means were compared using Tukey's HSD test at 0.05. Minimum inhibitory concentrations at 50% and 90% of mycelial growth (MIC50 and MIC90) were evaluated.

3. RESULTS

3.1 Isolation and Identification of the Pathogens *Sclerotinia sclerotiorum* and *Fusarium oxysporum*

Colonies of *S. sclerotiorum* and *F. oxysporum* microorganisms were grown in Petri dishes containing PDA medium (Figs. 1,2). *F. oxysporum* colonies showed a white mycelium with a cottony layer and smooth pink filaments with a slow growth rate compared to *Sclerotinia*. Macroconidia, microconidia and chlamydospores

were observed. In contrast, *S. sclerotiorum* had smooth, brown filaments with sclerotia on one side and an off-white, cotton-like colour on the other. Irregular oval sclerotia were produced from the 6th day and the number of sclerotia varied between 15 and 25. The sclerotia were located in the centre and at the edge of the Petri dishes. Under the microscope, the hyphae were hyaline and branched. Ascospores were oval and unicellular. The morphological appearance of these fungi identified them as belonging to the families of *Sclerotiniaceae* and *Nectriaceae*, from *S. sclerotiorum* and *F. oxysporum*, respectively.

3.2 Pathogenicity Test

The pathogenicity test revealed the appearance of specific symptoms similar to those of white rot and fusariosis. Healthy young cowpea leaves infected with inocula of both *S. sclerotiorum* and *F. oxysporum* showed symptoms identical to

those observed on infected organs in the field, characterized by cottony mycelial growth, sclerotia formation and wilting symptoms (Fig. 3).

3.3 Gas Chromatography and Mass Spectrometry of *Jatropha curcas* seeds extracts

The extracts analyzed in this study show numerous chemical compounds represented by majority, minority and ultra-minority peaks (Fig. 4). The number of compounds identified in the aqueous, acetone and hexane extracts of *J. curcas* seeds was 58 : 35 compounds in the aqueous extract (Fig. 4A), 6 in the acetone extract (Fig. 4B) and 17 in the hexane extract (Fig. 4C). The retention times, structures, area percentage and molecular weights of some compounds derived from this plant show their Anti-fungal properties (Tables 1, 2 and 3).

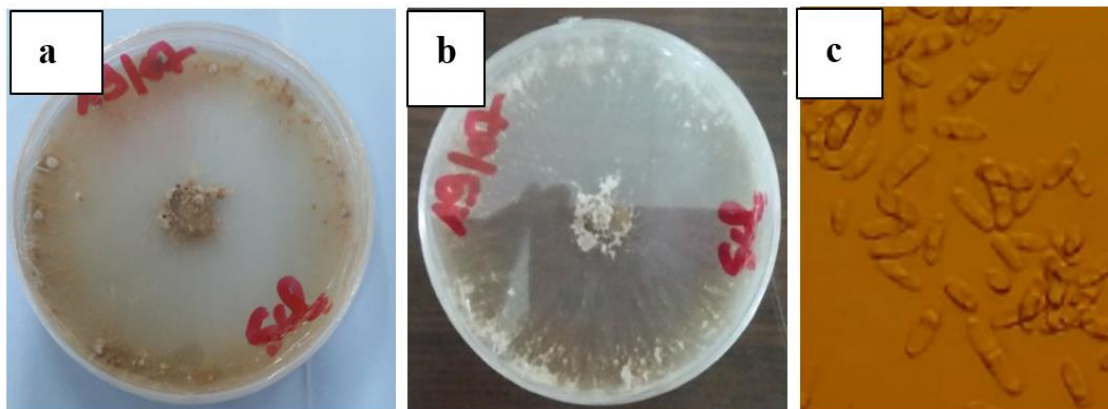


Fig. 1. Pure isolate of *S. sclerotiorum* a and b) macroscopic observation c) microscopic observation

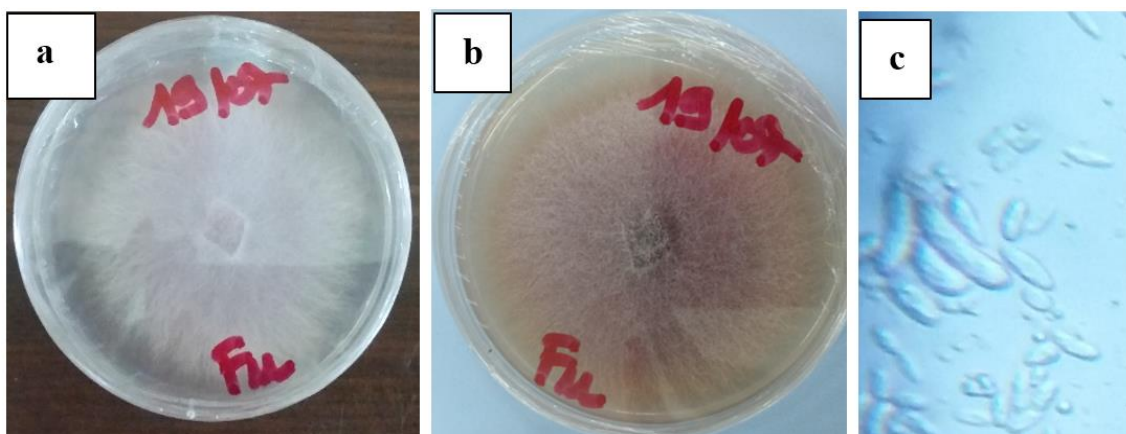


Fig. 2. Pure isolate of *F. oxysporum* a and b) macroscopic observation c) microscopic observation

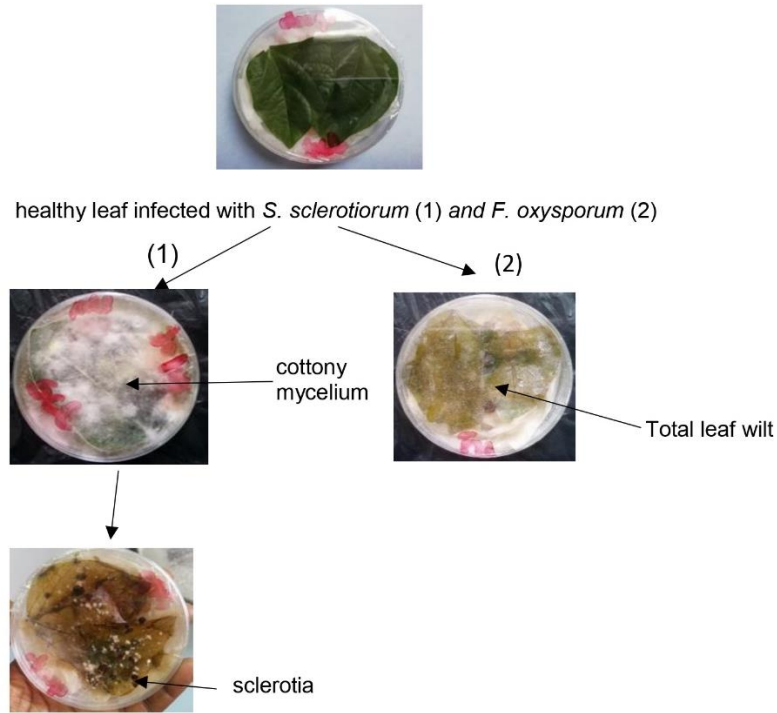
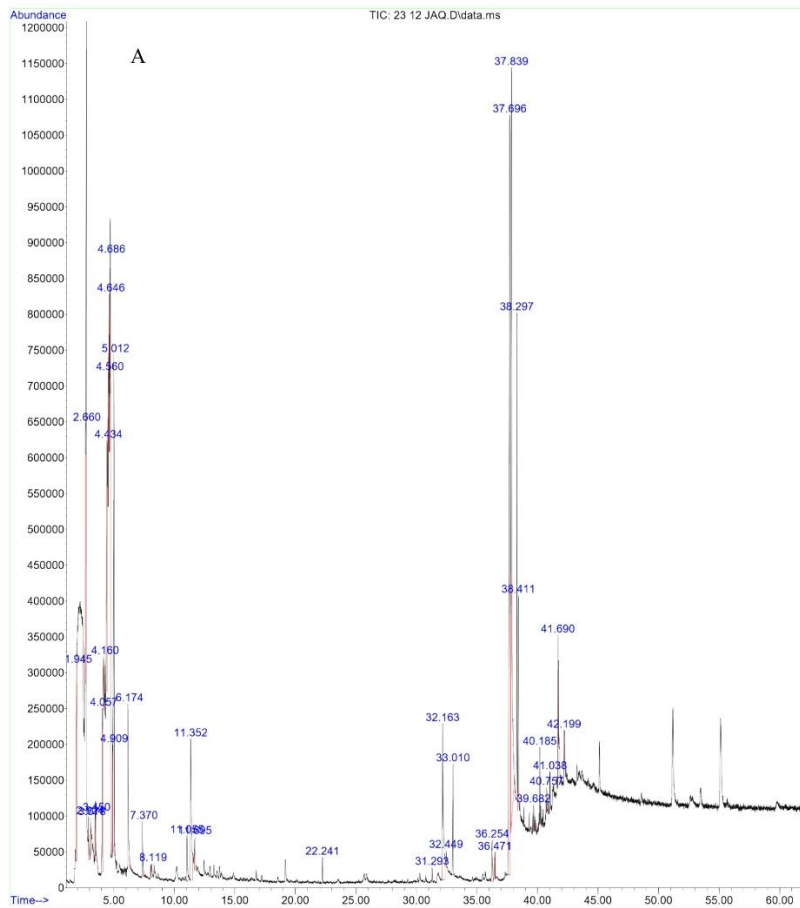


Fig. 3. Pathogenicity test on cowpea leaf in petri dish



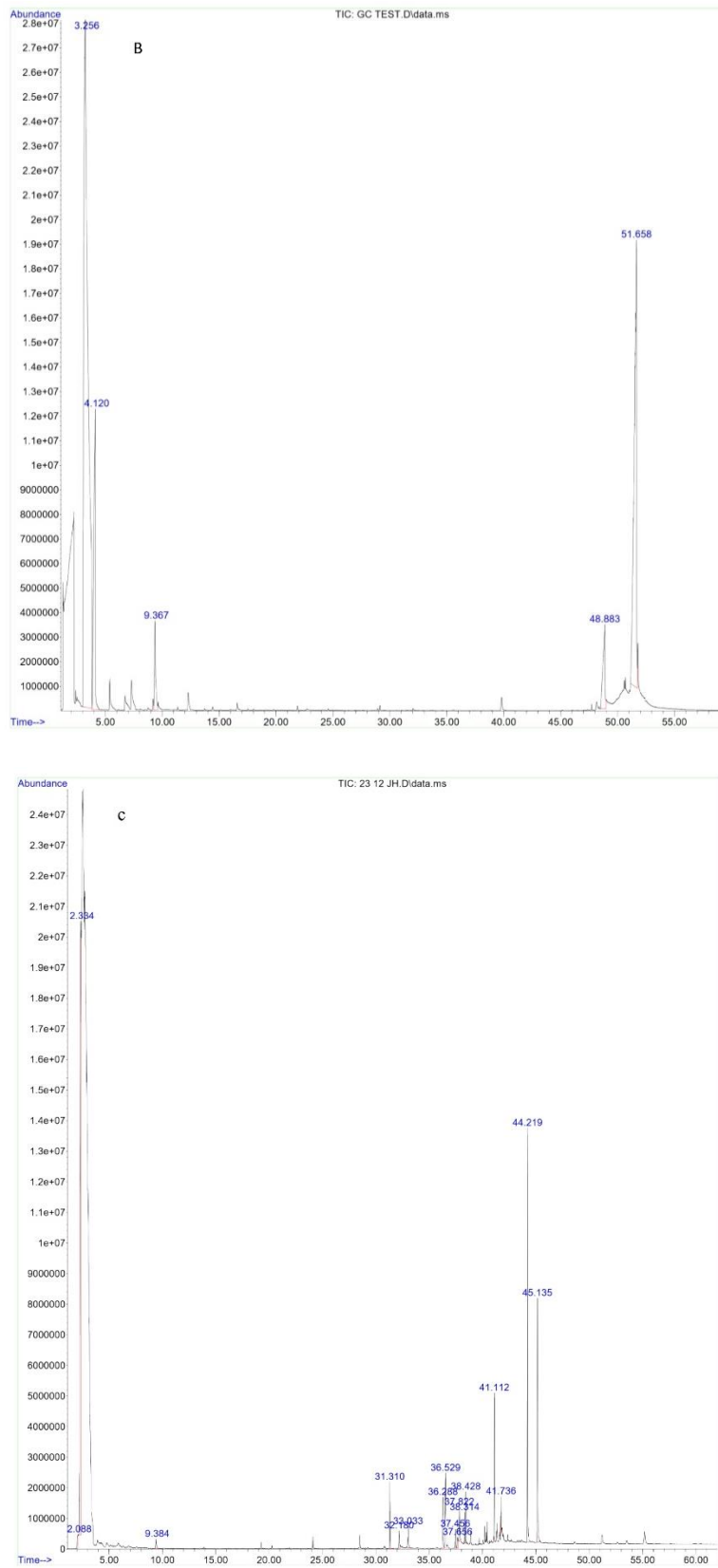


Fig. 4. Chromatographic profile of aqueous (A), acetone (B) and hexane (C) extracts of *Jatropha curcas* seeds

Table 1. Bioactive phytochemical compound from aqueous extract of *J. curcas* seeds by GC-MS F: fungicide; I: insecticide


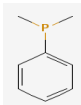
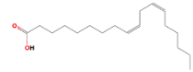



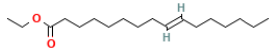
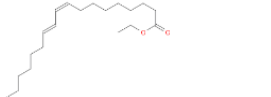

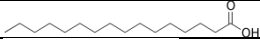

Compound names	Formular	RT (mm)	Activities	Chemical structure	Molecular weight (g/mol)
Cyclopropaneoctanal, 2-octyl-	C ₁₉ H ₃₆ O	39.682	F et I		280.5
Dimethyl-cyano-phosphine	C ₃ H ₆ NP	3.450	F		62.05
9,12-Octadecadienoic acid (Z,Z)-.	C ₁₈ H ₃₂ O ₂	36.254	F et I		280.4
9-Octadecenoic acid (Z)-, 2-hydr...	C ₁₈ H ₃₄ O ₂	39.682	F et I		282.5
Cyclononane	C ₉ H ₁₈	40.185	F et I		126,239
Heptasiloxane, 1,1,3,3,5,5,7,7,9...	C ₁₄ H ₄₄ O ₆ Si ₇	40.757	I		505.09
Ethyl 9-hexadecenoate	C ₁₈ H ₃₄ O ₂	38.411	F et I		282.5
Ethyl 9.cis.11.trans.-octadecad...	C ₂₀ H ₃₆ O ₂	38.297	F et I		308.498
Hexadecanoic acid, methyl ester	C ₁₇ H ₃₄ O ₂	31.293	I		270.45
n-Hexadecanoic acid	C ₁₆ H ₃₂ O ₂	32.163	F et I		256.42
Oleic acid	C ₁₈ H ₃₂ O ₂	37.839	I		282

Table 2. Bioactive phytochemical compounds of acetone *Jatropha curcas* seed extract by GC-MS F: fungicide; I: insecticide

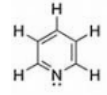
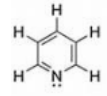
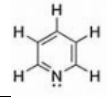


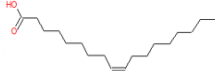

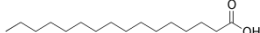
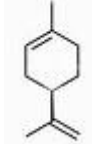
Compound names	Formular	RT (mm)	Activities	Chemical structure	Molecular weight (g/mol)
Pyridine	C ₅ H ₅ N	3.582	F et I		79,09
Pyridine	C ₅ H ₅ N	4.029	F et I		79,09
Pyridine	C ₅ H ₅ N	11.209	F et I		79,09
1 N-(Methylsulfonyl)-O-methylhydro.	C ₃ H ₉ NO ₅ S ₂	4.519	F et I		203.2
1 N-(Methylsulfonyl)-O-methylhydro.	C ₃ H ₉ NO ₅ S ₂	6.542	F et I		203.2

Table 3. Bioactive phytochemical compounds of hexane *Jatropha curcas* seed extract by GC-MS F: fungicide; I: insecticide

Compound names	Formular	RT (mm)	Activities	Chemical structure	Molecular weight (g/mol)
Oleic Acid	C18H32O2	37.822	I		282
Hexadecanoic acid, methyl ester	C17H34O2	31.310	I		270.45
n-Hexadecanoic acid	C16H32O2	48.694	F et I		256.42
D-Limonene	C10H16	9.384	F et I		136,234

3.4 In vitro Antifungal Activity of *Jatropha curcas* Seed Extracts against *Sclerotinia sclerotiorum* and *Fusarium oxysporum*

The results showed that acetone and aqueous extracts significantly reduced mycelial growth of the different fungal isolates, the hexane extract, however, had a weak inhibitory effect. Control dishes were fully colonized by *S. sclerotiorum* and *F. oxysporum* five and eight days after inoculation, respectively, while dishes containing

the synthetic fungicide inhibited mycelial growth by 100% (Fig. 5A and 5B). It should be noted that the acetone and aqueous extracts inhibited the mycelial growth of the isolates in the same way as the synthetic fungicide, from a concentration of C3 = 60 µL/mL for the aqueous extract and C4= 120 µL/mL for the acetone extract for the two fungi tested (Figs. 6,7). The percentage inhibition of fungal mycelial growth also depended on the type of extract used and its concentration. The higher the concentration, the greater the inhibition.

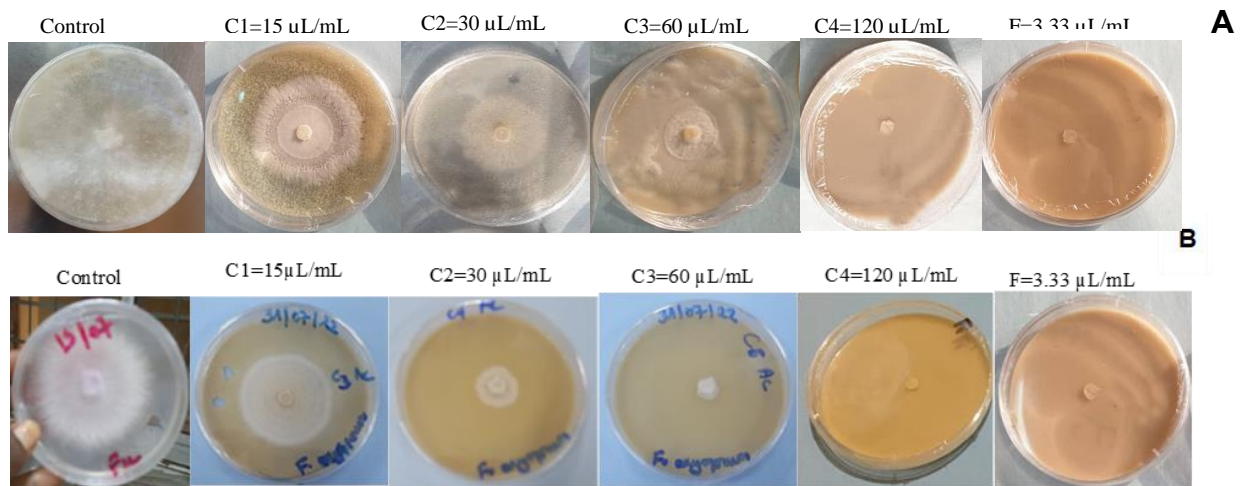


Fig. 5. Mycelial growth inhibition of *Sclerotinia sclerotiorum* isolates (A) and *Fusarium oxysporum* isolates (B) in acetone extract

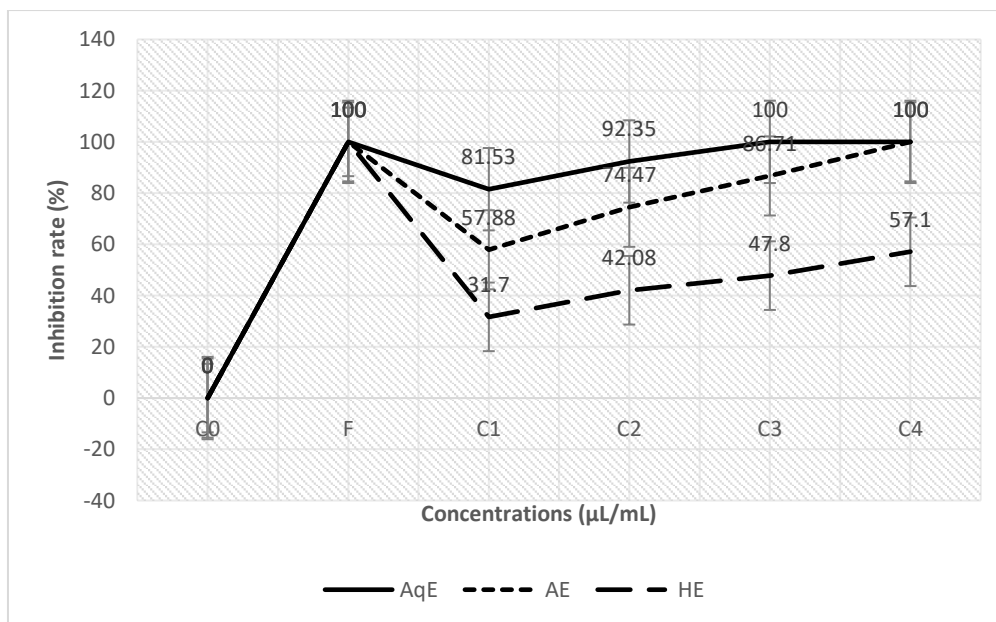


Fig. 6. In vitro inhibition of *Sclerotinia sclerotiorum* mycelium growth by *Jatropha curcas* extracts

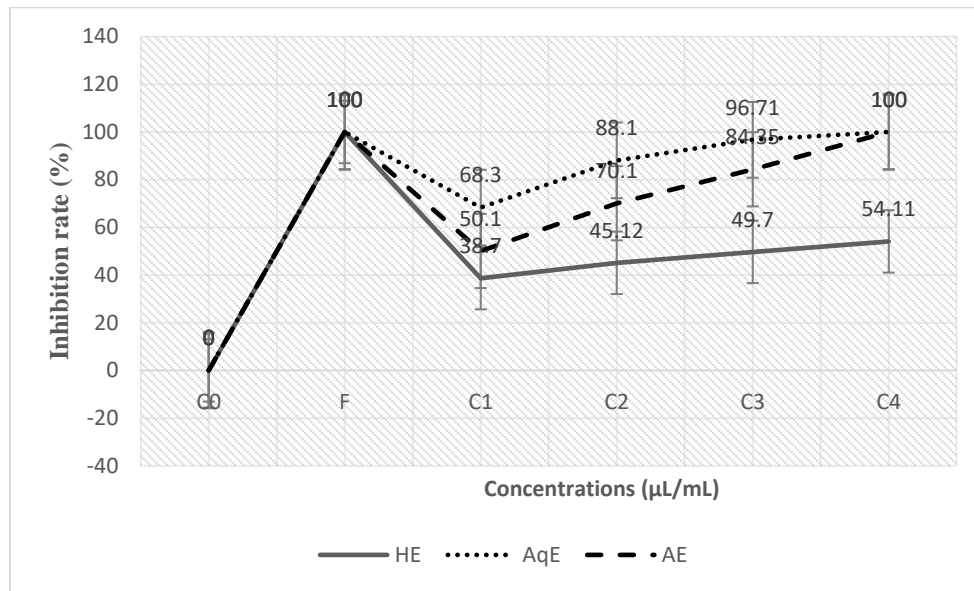


Fig. 7. *In vitro* inhibition of *Fusarium oxysporum* mycelium growth by *Jatropha curcas* extracts

Table 4. Minimum inhibitory concentrations MIC 50 and MIC 90 in µL/mL

Phytopathogenic fungi	Extracts	CMi 50	CMi 90
<i>Fusarium oxysporum</i>	Aqueous extract	9.96	17.93
	Acetone extract	14.97	26.95
	Hexane extract	19.38	34.88
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	Aqueous extract	9.2	16.55
	Acetone extract	12.96	23.32
	Hexane extract	23.66	42.59

3.5 Minimum Inhibitory Concentrations of the Various Extracts

The lowest minimum inhibitory concentrations (MIC50) obtained with isolates of *Sclerotinia sclerotiorum* and *Fusarium oxysporum*, were 9.2 µL/mL and 9.96 µL/mL with the aqueous extract followed by the acetone extract (12.96 µL/mL and 14.97 µL/mL), respectively. The lowest minimum inhibitory concentrations (MIC90) were also with the aqueous extract (16.55 and 17.93 µL/mL) followed by the acetone extract (23.32 and 26.95 µL/mL) of *S. sclerotiorum* and *F. oxysporum* isolates, respectively.

3.6 Fungicidal and Fungistatic test

All *Jatropha curcas* lethal extracts tested showed fungistatic activity, however the synthetic fungicide showed fungicidal activity.

4. DISCUSSION

Sclerotinia sclerotiorum and *Fusarium oxysporum* are among the most causal pathogens destroying cowpea crops. They are

identified on the basis of morphological characteristics. White mould caused by *Sclerotinia sclerotiorum* is a disease that is widespread throughout the world. Temperatures between 18 and 23°C and high humidity favour the appearance of the pathogen [36]. Understanding the morphology and pathogenicity of the fungus is fundamental for controlling the disease. Morphological characteristics after culturing the fungus on PDA showed the uniform and rapid growth of two types of *S. sclerotiorum* colonies, one off-white and the other brown, and the presence of sclerotia. Black, oval, irregular sclerotia were formed with approximately 15 to 25 sclerotia per Petri dish. These sclerotia were arranged in the centre and at the edge of the Petri dishes. Under the microscope, the hyphae were hyaline and branched. Ascospores were oval, unicellular and hyaline. The cultural and morphological characteristics of the pathogens in this study are in accordance with the findings of other researchers [50,51]. The mycelial colours of *Fusarium oxysporum* Schl. f.sp.tracheiphilum observed after growth on PDA medium varied between the two isolates. Some isolates had slow growing, white, cottony colonies, irregular in

shape with pink filaments. On the other hand, other isolates showed purple colonies and filaments. Microscopic observation showed the presence of macroconidia and microconidia. Some are septate, while others are not. This result is in agreement with the observations reported by Metsena et al. [4].

The pathogenicity test revealed the appearance of specific symptoms similar to those of white rot and fusariosis. Healthy young cowpea leaves infected with inocula of the two fungi *S. sclerotiorum* and *F. oxysporum* showed symptoms identical to those observed on infected organs in the field, characterised by cottony mycelial growth, formation of sclerotia as well as presence of yellowing and wilting symptoms on the leaves, among others, similar to those confirmed by Rodrigues et al., [16]; Sharma et al. [52] and Rather et al. [37].

Jatropha curcas seed oil obtained has a yellowish colour and an oily texture. The aqueous extract has a whitish colour and a milky texture. The best storage conditions for these oils would be 4°C to maintain the quality of the oil. According to Tapanes et al. [53] this oil is potentially more valuable because of the great properties it possesses (low viscosity compared to castor oil, better oxidation stability compared to soybean oil, low acidity, less processing compared to corn ethanol and good cold properties compared to palm oil).

Natural products derived from plants are an effective option against chemical products. GC-MS analysis of *Jatropha curcas* seed extracts in acetone, aqueous and hexane shows a chromatogram profile with majority, minority and ultra-minority peaks. The results reveal four bioactive compounds with fungicidal activity in acetone, and more than five in aqueous extract and hexane extract. *Jatropha curcas* contains more steroids, terpenoids, flavonoids and alkaloids (mainly phorbol esters), flavonoids and alkaloids (mainly jatrophin) in the leaves and seeds. One of the most common biological properties of alkaloids is their toxicity against the cells of foreign organisms. Alkaloids constitute one of the largest groups of phytochemicals in plants, with amazing effects that could explain the efficacy of *J. curcas* against phytopathogenic fungi [54]. Rampadarath et al. [54], reported also that *Jatropha* extracts showed microbicidal activity. This activity of *Jatropha* extracts is probably due to their ability to form complexes with extracellular and soluble proteins, and

bacterial cell wall through non-specific forces such as hydrogen bonding, hydrophobic effects, and the formation of covalent bonds. Thus, their antimicrobial mode of action may be related to their ability to inactivate microbial adhesins, enzymes, cell envelope transport proteins, etc. Toka et al. [26] revealed that methanol extract of *Azadiracta indica* and *Balanites aegyptiaca* seeds contributes to lytic membrane and inhibition of the protein of *F. oxysporum*. Saetae and Suntornsuk [55] showed that, the ethanolic extract of *J. curcas* seed cake has been shown to have antifungal activities against important fungal phytopathogens. Other several studies have reported that, the bioactive compounds present in *Jatropha curcas* seed extracts have antibacterial, anti-inflammatory, antifungal, insecticidal activity [56,57,58,52]. Some studies show that n-hexadecanoic acid, 9,12-octadecadienoic acid (Z, Z), 1-penten-3-ol, 4-methyl-pentane, 2,2,4-trimethyl-, cis-13-octadecenoic acid and octadecanoic acid possess antifungal properties [59,60,61]. Oleic, hexadecanoic and octadecanoic acids are fatty acids with hydrocarbon chains of twelve to eighteen carbons with a terminal carboxyl group that are absorbed, digested and transported in animals and humans [33].

The results of this study indicated that the tested *Jatropha curcas* extracts inhibited the mycelial growth of *F. oxysporum* and *S. sclerotiorum*. This inhibition may be due to the bioactive compounds present in these extracts (acetone, aqueous and hexane). The antifungal activities of *J. curcas* have been tested against other pathogens. Cordova-Albores et al. [62], previously explained that all seeds of the genus *Jatropha* contain substances such as curcine and curcusone B, which have antifungal activity against phytopathogenic fungi, namely *Botrytis cinerea*, *F. oxysporum*, *F. moniliforme* and *Aspergillus flavus*.

In the present study, aqueous extracts, significantly, reduced the growth of *F. oxysporum* and *S. sclerotiorum* *in vitro*, followed by acetone extracts and finally hexane extracts, which showed weak inhibition. This could be explained by the presence of polar substances of the different phytoconstituents present in the aqueous and acetone extracts of *J. curcas*. On the other hand, the effect of hexane extracts could be due to the non-polar substances [63]. Solvent polarity may play a role in the extraction of many compounds [64]. The aqueous and acetone extracts inhibited mycelial growth by

100% at concentrations C3 = 60 µL/mL and C4 = 120 µL/mL, respectively. Koné et al. [44] showed that the aqueous and acetone extracts of *J. curcas* seeds inhibited the mycelial growth of *Cercospora malayensis*, the causal agent of cercosporiosis on okra leaves, to the same extent as the synthetic fungicide at concentration C5. Seweta et al. [65] concluded in their work that *Jatropha* oil has a promising antifungal effect on *Aspergillus niger*, *Penicillium sp.*, *Rhizopus sp.*, *Pestalotiopsis funerea* and *Rhizoctonia*, *Penicillium glabrum* and *Aspergillus niger*. According to Doughari et al. [66], *Jatropha curcas* Linn extracts have antifungal activity against *Candida albicans*. *Jatropha curcas* and *Azadirachta indica* oils have antibiosis-type antifungal activity reported by [67]. Cordova-Albores et al. [62] reported that the phorbol ester content of *J. curcas* seed oil of the Mexican species used in their study can be considered non-toxic and, therefore, potentially used as a biofungicide. Sharma et al. [52] showed that *J. curcas* seed extracts contain terpenes, flavonoids, phenols and alkaloids. Flavonoids and terpenes are molecules known for their antifungal activity [68].

The study found that the aqueous and acetone extracts of *Jatropha curcas* seeds had the lowest minimum inhibitory concentrations (MIC50), indicating their effectiveness in inhibiting fungal growth. These extracts were fungistatic at concentrations that completely inhibited fungal growth. This is consistent with a previous study by Koné et al. [44], which also demonstrated the fungistatic effect of *J. curcas* seed extracts. Furthermore, the low MIC values of these extracts suggest their potential as fungicides against *Fusarium oxysporum* and *Sclerotinia sclerotiorum*. This finding is supported by a study conducted by Doumbouya et al. [69], who found that low MIC values indicated the strong inhibition of phytopathogenic fungi by *Ocimum gratissimum* extracts. Taken together, the results highlight the antifungal properties of *J. curcas* seed extracts and their potential use as natural fungicides.

5. CONCLUSION

The objective of this work was to test the *in vitro* antifungal effect of *Jatropha curcas* (*Euphorbiaceae*) seed extracts using the GC-MS analytical method on the development of *Fusarium oxysporum* and *Sclerotinia sclerotiorum* phytopathogenic fungi of cowpea. Our study revealed that, *Jatropha curcas* seed

extracts contain several volatile chemical compounds as identified by GC-MS. These chemical compounds exhibited antifungal activity; the main ones being: 9,12-octadecadienoic acid (Z,Z); n-Hexadecanoic acid; Squalene; D-Limonene; 9,15-octadecadienoic acid, methy and 1,3-Dioxane, 5-ethyl-2,2-dimethyl. These chemical compounds are present in the extracts (aqueous, acetone and hexane). Aqueous and acetone extracts significantly inhibited the mycelial growth of *Fusarium oxysporum* and *Sclerotinia sclerotiorum* at all concentrations tested. Total inhibition (100%) of mycelial growth of *F. oxysporum* and *S. sclerotiorum* was obtained in Petri dishes contaminated with the aqueous and acetone extracts at concentrations C3 = 60 µL/mL and C4 = 120 µL/mL, as well as with the synthetic fungicide. The antifungal activity of *J. curcas* seed extracts should be considered when controlling fungal diseases in crops, therefore, a bio-formulation is required.

DISCLAIMER (ARTIFICIAL INTELLIGENCE)

Author(s) hereby declare that generative AI technologies such as Large Language Models, etc have been used during writing or editing of manuscripts. This explanation will include the name, version, model, and source of the generative AI technology and as well as all input prompts provided to the generative AI technology.

ACKNOWLEDGEMENTS

The authors thank the National Laboratory of Diagnostic Analysis of Agricultural Products and Inputs of MINADER for providing the plant extraction material and GC-MS analysis. We are also grateful to the Laboratory of IRAD (Agricultural Research Institute for Development) and the Laboratory of Biotechnology and Environment, Phytopathology and Plant Protection Research Unit of the University of Yaounde I for obtaining the *Fusarium oxysporum* and *Sclerotinia sclerotiorum* isolates.

COMPETING INTERESTS

Authors have declared that no competing interests exist.

REFERENCES

1. Phillips RD, McWatters KH, Chinnan MS, Hung YC, Beuchat LR, Sefa-Dedeh S, Saalia FK. Utilization of cowpeas for

- human food. *Field Crops Research*. 2003;82(2-3):193-213.
2. Meena BM, Swaminathan R, Meena AK, Kumar A. Impact of farmscaping on the comparative population of pestiferous insects of cowpea and their associated natural enemies. *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 2017;5(2):253-257.
 3. Zohri AA, Khayria M, Gawad AE. Studies on mycoflora and mycotoxins of cowpea cultivars. *The Korean Journal of Mycology*. 1992;20(3):252-258.
 4. Metsena P, Sobda G, Kosma P, Fankou DMY, Ndouvhahad L. Identification of *Fusarium oxysporum* *sf tracheiphilum* strains responsible of cowpea wilt in Far-north region of Cameroon. *Journal of Applied Biosciences*. 2021;164(1):17001-17011.
 5. Langyintuo AS, Lowenberg-DeBoer J, Faye M, Lambert D, Ibro G, Moussa B, Ntougam G. Cowpea supply and demand in West and Central Africa. *Field crops research*. 2003;82(2-3):215-231.
 6. Lonardi S, Muñoz-Amatriaín M, Liang Q, Shu S, Wanamaker SI, Lo S, Close TJ. The genome of cowpea (*Vigna unguiculata* [L.] Walp.). *The Plant Journal*. 2019;98(5):767-782.
 7. Remond D, Walrand S. Legume seeds: nutritional characteristics and health effects. *Innovations Agronomiques*. (2017);60, np.
 8. Singh S R, Jackai LEN, Thottoppilly G, Cardwell KF, Myers GO, Status research on constraints to cowpea production. In: Monti, L.M., G. Thottappilly, D.R.M. Raj and A.W. Moore (Eds.), *Biotechnology: Enhancing Research on Tropical Crops in Africa*. CTA; IITA, Wageningen, Ibadan, Analytical. 1997;21-26.
 9. Kritzinger Q, Lall N, Aveling TAS. Printed in South Africa — All rights reserved Antimicrobial activity of cowpea (*Vigna unguiculata*) leaf extracts. *South African Journal of Botany*. 2005;71(1):45–48.
 10. Oumarou HI, Soumana B, Toulou A, Yamba B. Evaluation of seed and haulm yields of improved and local cowpea (*Vigna unguiculata* (L) Walp.) varieties in Karma (Niger) *Agronomie Africaine Sp*. 2017;29(1):19 - 27.
 11. Omoigui N, Kamara AY, Kamai LO, Ewansiha SU, Ajeigbe HA. Improving cultivation of cowpea in West Africa. 2018;236–252.
 12. Antwi-Boasiako A, Wang Y, Dapaah HK, Zhao T. Mitigating against sclerotinia diseases in legume crops: A comprehensive review. *Agronomy*. 2022;12(12):3140.
 13. Dai FM, Xu T, Wolf GA, He ZH. Physiological and molecular features of the pathosystem *Arabidopsis thaliana* L. and *Sclerotinia sclerotiorum* Libert. *J. Integr. Plant Biol*. 2006;48(1):44-52.
 14. Wang Z, Ma LY, Cao J, Li YL, Ding LN, Zhu KM, Tan XL. Recent advances in mechanisms of plant defense to *Sclerotinia sclerotiorum*. *Frontiers in Plant Science*. 2019;10:1314.
 15. Jitendra Sharma*, Rathore GS, Godika S, Suresh Meena, Chhagan Lal. *Sclerotinia sclerotiorum* – A threat and challenge for crops. *International Journal of Agricultural and life Sciences-IJALS*. 2017;3(2):188-194.
 16. Rodrigues AAC, Menezes M. Identification and pathogenic characterization of endophytic *Fusarium* species from cowpea seeds. *Mycopathologia*. 2005;159:79-85.
 17. Wamalwa ENI, Muoma J, Muyekho FN, Wekesa C, Ajanga S Genetic Diversity of *Fusarium oxysporum* Races Associated with Cowpea Fields in Kakamega County. *Fungal Genom Biol*. 2018;8:156.
 18. Rauf BA. Seed-borne disease problems of legume crops in Pakistan. *Pakistan J. Sci. and Indust. Res*. 2000;43:249-254.
 19. Gebily DA, Ghanem GA, Ragab MM, Ali AM, Soliman NEDK, Abd El-Moity TH. Characterization and potential antifungal activities of three *Streptomyces* spp. as biocontrol agents against *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary infecting green bean. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*. 2021;31:1-15.
 20. Nehal S. El-Mougy; F. Abd-El-kareem; Nadia G. El-Gamal and Y.O. Fatooh Plant Pathol. Dept., National Res.Centre, Giza, Egypt. Application of Fungicides Alternatives for Controlling Cowpea Root Rot Disease under Greenhouse and Field Conditions. *Egypt. J. Phytopathol*. 2004;(32):1-2, pp. 23-35
 21. Divekar PA, Narayana S, Divekar BA, Kumar R, Gadratagi BG, Ray A, Singh AK, Rani V, Singh V, Singh AK, et al. Plant secondary metabolites as defense tools against herbivores for sustainable crop protection. *Int. J. Mol. Sci*. 2022;(23):2690.
 22. Jamwal K, Bhattacharya S, Puri S. Plant growth regulator mediated consequences

- of secondary metabolites in medicinal plants. J. Appl. Res. Med. Aromat. Plants. 2018;9:26–38.
23. Meena RB, S. Meena, D. Chittora, K. Sharma. Antifungal efficacy of *Thevetia peruviana* leaf extract against *Alternaria solani* and characterization of novel inhibitory compounds by Gas Chromatography-Mass Spectrometry analysis. Biochemistry and biophysics reports. 2021;25:100914.
 24. Fallanaj F, Sanzani SM, Youssef K, Zavanella C, Salerno MG, Ippolito A. A new perspective in controlling postharvest citrus rots: The use of electrolyzed water. Acta Horticulturae. 2015;1065:1599-1606.
 25. Desoky ESM, ElSayed AI, Merwad ARMA, Rady MM. Stimulating antioxidant defenses, antioxidant gene expression, and salt tolerance in *Pisum sativum* seedling by pretreatment using licorice root extract (LRE) as an organic biostimulant. Plant physiology and biochemistry. 2019;142:292-302.
 26. Toka AN, Ngatsi PZ, Dida SLL, Tayo PMT, Kuate NWT, Boli H, Ndongo B. Phytochemical analysis and antifungal activity of *Azadirachta indica* and *Balanites aegyptiaca* seed extracts against *Fusarium oxysporum* isolate on tomatoes. Journal of Global Innovations in Agricultural Sciences. 2023;11(3):293-304.
 27. Dida SLL, Kuate WNT, Ngatsi PZ, Heu A, Mboussi SB, Kone NAN, Ambang Z. First report of different mating types of *Phytophthora infestans* isolates from potatoes in Cameroon and their control using *Thevetia peruviana* (Pers.) K. Schum. Seeds extracts analyzed by GC–MS. Indian Phytopathology. 2024;1-13.
 28. Abdelgadir HA, Van Staden J. Ethnobotany, ethnopharmacology and toxicity of *Jatropha curcas* L. (Euphorbiaceae): A review. South Afr J Bot. 2013;88:204-218.
 29. Sabandar CW, Ahmat N, Jaafar FM, Sahidin I. Medicinal property, phytochemistry and pharmacology of several *Jatropha* species (Euphorbiaceae): A review. Phytochem. 2013;85:7-29. Available:https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2012.10.009
 30. Leite JPV, Diniz JA. Biocide Potential of *Jatropha curcas* L. Extracts. Journal of Biology and Life Science. 2020;11(2):2157-6076. DOI:10.5296/jbls.v11i2.17341 URL: Available:https://doi.org/10.5296/jbls.v11i2.17341
 31. Ogbebor ON, Adekunle AT, Enobakhare DA. Inhibition of *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz) Sac. causal organism of rubber (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg.) leaf spot using plant extracts. African J Biotechnol. 2007;6:213-218.
 32. Abdoul Habou Z, Toudou A, Haubruge E, Verheggen F. Insectes ravageurs et propriétés biocides de *Jatropha curcas* L. (Euphorbiaceae): synthèse bibliographique. Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement. 2013;17(4).
 33. Warra AA, Abubakar A. GC-MS analysis of hexane extract of *Jatropha curcas* L. seed oil. World Journal of Biomedicine and Pharmaceutical Sciences. 2015;1:15-21.
 34. Sharma N. Evaluation of *Jatropha curcas* as potential biocide and biopesticide. Int J Curr Research Biosci Plant Biol. 2017;4:92-97. Available:https://doi.org/10.20546/ijcrbp.2017.406.011
 35. Haq A, Mushtaq S, Khan A. et al. Evaluation of phytochemical, bioactive, and antifungal potential of *Jatropha curcas* seed oil and de-oiled seed cake extracts against phytopathogenic fungi. J Plant Pathol. 2021;103:863–873.
 36. Zanatta TP, Kulczynski SM, Guterres CW, Fontana DC, Meira D, Ceolin EL, Buffon PA. Morphological and pathogenic characterization of *Sclerotinia sclerotiorum*. Journal of Agricultural Science. 2019;11(8):302.
 37. Rather RA, Ahanger, F.A.; Ahanger, S.A.; Basu, U.; Wani, M.A.; Rashid, Z.; Sofi, P.A.; Singh, V.; Javeed, K.; Baazeem A, et al. Morpho-cultural and pathogenic variability of *Sclerotinia sclerotiorum* causing white mold of common beans in temperate climate. J. Fungi. 2022;8:755. Available:https://doi.org/10.3390/jof8070755
 38. Nirmaladevi D, Srinivas C. Cultural, morphological, and pathogenicity variation in *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* causing wilt of tomato. Batman Üniversitesi Yaşam Bilimleri Dergisi. 2012;2(1):1-16.
 39. Hegde KT, Narayanaswamy H, Veeraghanti KS. Morphological and cultural characteristics of *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi* under laboratory condition. Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry. 2018;7(4):2839-2842.

40. Booth C, Fusarium: Laboratory Guide to the Identification of the Major Species. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England; 1977.
41. Ekins MG, Aitken EAB, Goulter KC. Identification of *Sclerotinia species*. Australasian Plant Pathology. 2005;34:549-555.
42. Purdy LH. *Sclerotinia sclerotiorum*: history, diseases and symptomatology, host range, geographic distribution, and impact. Phytopathology. 1979;69(8):875-880.
43. Abdessemed N. Champignons A Potentiel Mycoherbicide (Doctoral Dissertation); 2021.
44. Kone Nsangou AN, Ndongo Bekolo, Mountapmbeme MM, Ambang Zachee. Antifungal activities of *Jatropha curcas* seeds extracts against *Cercospora malayensis* causative agent of Sigatoka of Okra leaves. Human journals. 2018;9(1):95-109.
45. Anastasiades M, Lehotay SJ, Stajnbaher D, Schenck FJ, Fast and easy multiresidue method employing acetonitrile extraction/partitioning and dispersive solid-phase extraction for the determination of pesticide residues in produce. J. AOAC Int. 2003;86:412-431.
46. Singh G, Padvay RK, Narayanam CS, Padmhurmeri KP, Rao GP. Chimical and fongistatic investigation out the essential oil citrus. Pers. Z. dentshe zeeits Halft fur Pflanzenfranken und flanzenschutz. 1993;100:69-74.
47. Ayoub F, Chebli B, Ayoub M, Hafidi A, Salghi R, Jodeh S. Antifungal effectiveness of fungicide and peroxyacetic acid mixture on the growth of *Botrytis cinerea*. Microbial pathogenesis. 2017 Apr 1;105:74-80.
48. Halima RAIS, Aicha MECHERI. Etude de l'activité antioxydant, antibactérienne et antifongique de l'extrait des feuilles du *Raetama sphaerocarpa* L. (Bioss) (Doctoral dissertation, Universite laarbi tebessi tebessa); 2020.
49. Hmiri SN. Amrani and M. Rahouti. Détermination in vitro de l'activité antifongique des vapeurs d'eugénol et d'huiles essentielles de *Mentha pulegium* L. et de *Tanacetum annuum* L. vis-à-vis de trois champignons responsables de la pourriture des pommes en postrécolte. Acta Botanica Gallica 2019;158:609-616.
50. Hansda S, Nanda RK, Dutta S, Ray SK. Sclerotinia rot of brinjal and its host range in West Bengal. The Journal of Plant Protection Sciences. 2014;6(1):27-30.
51. Satyadev Prajapati, Shailesh Godika, Naresh Kumar, Lalita Lakhran, Shivam Maurya and Jitendra Sharma. Isolation, identification and pathogenicity of *Sclerotinia sclerotiorum* causing Sclerotinia rot of chilli. Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry 2020;Sp 9(5):20-23.
52. Sharma AK. Phytochemical characterization, antimicrobial activity and reducing potential of seed oil, latex, machine oil and presscake of *Jatropha curcas*. Avicenna J Phytomed. 2016;6(4):366.
53. Tapanes NC, Gomes DA, de Mesquita Carneiro JW, Ceva Antunes OA. Transesterification of *Jatropha curcas* oil glycerides: Theoretical and experimental studies of biodiesel reaction. Fuel. 2008;87:2286–2295.
54. Rampadarath S, Puchooa D, Jeewon R. *Jatropha curcas* L: Phytochemical, antimicrobial and larvicidal properties. Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine. 2016;6(10):858-865.
55. Saetae D, Suntornsuk W. Antifungal activities of ethanolic extract from *Jatropha curcas* seed cake. Journal of microbiology and biotechnology. 2010;20(2):319-324.
56. Muklesur R, Siti HA, Mahmud TM, Mahamad Z. Extraction of *Jatropha curcas* fruit for antifungal activity against anthracnose (*Colletotrichum gloeosporioides*) of papaya. Afrca Journal of Biotechnologie. 2011;10(48):9796-9799.
57. Ghanem I, Audeh A, Alnaser AA and Tayoub G. Herba Pol. 2013;59(4):86– 96.
58. Mirabella N, Castellani V and Sala S. J. Clean. Prod. 2014;65:28–41.
59. Ali AA. Javaid, A. Shoaib. GC-MS analysis and antifungal activity of methanolic root extract of *Chenopodium album* against *Sclerotium rolfsii*. Planta Daninha. 2016;35:017164713.
60. Alawode TT, Lajide L, Olaleye M, Owolabi B. Stigmasterol and β Sitosterol: Antimicrobial Compounds in the Leaves of *lcacina trichantha* identified by GC– MS. Beni-Suef University Journal of Basic and Applied Sciences. 2021;10:80.
61. Vuerich M, Petrusa E, Filippi A, Cluzet S, Fonayet JV, Sepulcri A, Piani B, Ermacora P, Braidot E. Antifungal activity of chili pepper extract with potential for the control of some major pathogens in grapevine.

- Pest Management Science. 2023;79:2503-2516.
62. Cordova-Albores LC, Rios MY, Barrera-Necha LL, Bautista-Banos S. Chemical compounds of a native *Jatropha curcas* seed oil from Mexico and their antifungal effect on *Fusarium oxysporum* f. sp. *gladioli*. Industrial Crops and Products.2014;62:166-172.
63. Boulenouar N, Marouf A, Cheriti A. Effect of some poisonous plants extracts on *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*. J. Biol. Sci. 2009;9(6):594-600.
64. Muhammad Z, Sadia H, Komal R, Nasir R, Muhammad R, Zia-Ul-Haq M, Vincenzo DF. Antioxidant potential and oil composition of *Callistemon viminalis* Leaves. Sci Wor J. DOI: 10.1155/2013/489071
65. Seweta S, Ravindra K, Asha S. Antifungal activity of *Jatropha curcas* oil against some seed-borne fungi. Plant Pathology Journal (Faisalabad). 2012;11(4):120-123.
66. Doughari JH, Abraham M. Antifungal activity of *Jatropha curcas* Linn on *Candida albicans* and *Candida tropicalis* associated with neonatal and infantile infections in Yola, Nigeria. Am. J. Agric. Biol. Sci. 2021;16:19-32.
67. Adamou I, Habou ZA, Hassimi MS, Mamane SM, Adam T. Effet of jatropha (*Jatropha curcas* L.) and neem (*Azadirachta indica*) oils. International Journal of Biological and Chemical Sciences. 2020;14(4):1282-1293.
68. Angaman RK, Orsot BMAB, Camara D, Kouabenan ABO, Zirihi NG. Evaluation of the antifungal activity of aqueous and ethanolic extracts of *Terminalia Ivorensis* A. Chev. On *Fusarium oxysporum* Phytopathogenic Species of tomato. Africa Science. 2020;16(3): 74-84.
69. Doumbouya M, Abo K, Lepengue HN, Camara B, Kanko K, Aidara D, Kone D. Compared *In vitro* activities of two synthetic fungicides and two essential oils on soil-borne fungi of market garden crops in Ivory Coast. J of appl Biosc. 2012;50:3520-3532.

Disclaimer/Publisher's Note: The statements, opinions and data contained in all publications are solely those of the individual author(s) and contributor(s) and not of the publisher and/or the editor(s). This publisher and/or the editor(s) disclaim responsibility for any injury to people or property resulting from any ideas, methods, instructions or products referred to in the content.

© Copyright (2024): Author(s). The licensee is the journal publisher. This is an Open Access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution License (<http://creativecommons.org/licenses/by/4.0>), which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original work is properly cited.

Peer-review history:

The peer review history for this paper can be accessed here:

<https://www.sdiarticle5.com/review-history/120089>