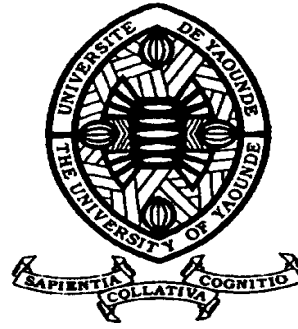


REPUBLIQUE DU CAMEROUN

Paix – Travail – Patrie

UNIVERSITE DE YAOUNDE I
FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET
PHYSIOLOGIE VÉGÉTALES



REPUBLIC OF CAMEROUN

Peace – Work – Fatherland

UNIVERSITY OF YAOUNDE I
FACULTY OF SCIENCE
DEPARTMENT OF PLANT
BIOLOGY

**Phylogénie moléculaire et révision taxonomique des
Termitomyces (Lyophyllaceae, Basidiomycota) d’Afrique
tropicale et d’Asie basées sur les séquences nLSU et mtSSU
de l’ADNr**

Thèse présentée et soutenue en vue de l’obtention du Doctorat-Ph.D
en Biologie des Organismes Végétaux

Par : ESSOUMAN EBOUEL Pyrus Flavien
Master ès Sciences

Sous la direction de
MOSSEBO Dominique Claude
Professeur

Année Académique : 2018





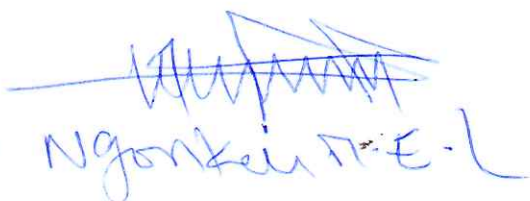
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE VEGETALES
DEPARTMENT OF PLANT BIOLOGY

ATTESTATION DE CORRECTION

Nous soussignés, membres du jury de la soutenance de la thèse de Doctorat/Ph.D en Biologie des Organismes Végétaux option Botanique-Écologie de l'étudiant **ESSOUMAN EBOUEL Pyrus Flavien**, matricule **05Q072**, soutenue publiquement le 12 septembre 2018 sur le sujet « **Phylogénie moléculaire et révision taxonomique des *Termitomyces* (Lyophyllaceae, Basidiomycota) d'Afrique tropicale et d'Asie basées sur les séquences nLSU et mtSSU de l'ADNr** » attestons que les corrections conformément aux remarques et recommandations du jury lors de la soutenance de ladite thèse de Doctorat/Ph.D ont été effectuées par le candidat.

En foi de quoi la présente attestation de correction lui est établie et délivrée pour servir ce que de droit./-

Examineurs


Ngankou P. E. L.

Président du jury

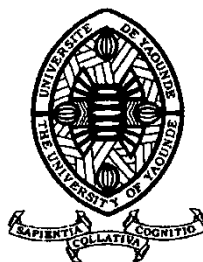

Pr. AMBANG

UNIVERSITE DE YAOUNDE I

UNIVERSITY OF YAOUNDE I

FACULTE DES SCIENCES

FACULTY OF SCIENCE



DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE VÉGÉTALES

DEPARTMENT OF PLANT BIOLOGY

Phylogénie moléculaire et révision taxonomique des *Termitomyces* (Lyophyllaceae, Basidiomycota) d'Afrique tropicale et d'Asie basées sur les séquences nLSU et mtSSU de l'ADNr

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

Option : Botanique-Écologie

Laboratoire de Cryptogamie

Par :

ESSOUMAN EBOUEL Pyrus Flavien

Master ès Sciences

Matricule : 05Q072

Sous la direction de :

MOSSEBO Dominique Claude

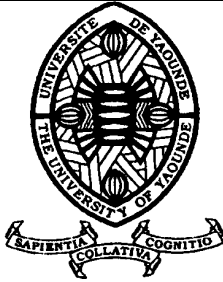
Professeur

Composition du jury:

<u>Président</u> :	AMBANG Zachée	Professeur, Université de Yaoundé 1
<u>Rapporteur</u> :	MOSSEBO Dominique Claude	Professeur, Université de Yaoundé 1
<u>Examineur</u> :	MACHOUART Marie	Professeur, Université de Lorraine (Nancy)/France
	NGONKEU M. Eddy Léonard	Maître de Conférences, Université de Yaoundé 1
	ZEBAZE T. Serge Hubert	Maître de Conférences, Université de Yaoundé 1
	ONGUENE NEREE AWANA	Maître de Recherches, IRAD, Nkolbisson

Année 2018

LISTE PROTOCOLAIRE DES ENSEIGNANTS DE LA FACULTÉ DES SCIENCES

Université de Yaoundé I Faculté des Sciences Division de la Programmation et du Suivi des Activités Académiques		The University of Yaoundé I Faculty of Science Division of Programming and follow-up of Academic Affairs
LISTE DES ENSEIGNANTS PERMANENTS	LIST OF PERMENENT TEACHING STAFF	

Année académique 2017/2018 (Par Département et par Grade)

DATE D'ACTUALISATION : 31 Janvier 2018

DOYEN : AWONO ONANA Charles, Professeur

VICE-DOYEN / DPSAA : DONGO Etienne, Professeur

VICE-DOYEN / DSSE : OBEN Julius ENYONG, Professeur

VICE-DOYEN / DRC : MBAZE MEVA'A Luc Léonard, Maître de Conférences

Chef Division Affaires Académiques, Scolarité et Recherche : ABESSOLO Monique, Maître de Conférences

Chef Division Administrative et Financière : NDOYE FOE Marie C.F., Maître de Conférences

Département de Biochimie (BC) (40)			
N°	Noms et Prénoms	Grade	Observations
1	BENG née NINTCHOM PENLAP V.	Professeur	En poste
2	FEKAM BOYOM Fabrice	Professeur	En poste
3	MBACHAM Wilfried	Professeur	Chef Dpt/FMSB
4	MOUNDIPA FEWOU Paul	Professeur	Chef de Département
5	OBEN Julius ENYONG	Professeur	Vice-Doyen Fac Science
6	BIGOGA DIAGA Jude	Maître de Conférences	En poste
7	BOUDJEKO Thaddée	Maître de Conférences	En poste
8	FOKOU Elie	Maître de Conférences	En poste
9	KANSCI Germain	Maître de Conférences	En poste
10	NGONDI Judith Laure	Maître de Conférences	En poste

11	NGUEFACK Julienne	Maître de Conférences	En poste
12	NJAYOU Frédéric Nico	Maître de Conférences	En poste
13	WAKAM née NANA Louise	Maître de Conférences	En poste
14	BELINGA née NDOYE FOE Marie C.	Maître de Conférences	Chef DAF / FS
15	EFFA ONOMO Pierre	Maître de Conférences	En poste
16	ACHU Merci BIH	Chargée de Cours	En poste
17	ATOHO Barbara Mma	Chargée de Cours	En poste
18	DEMMANO Gustave	Chargé de Cours	En poste
19	DJOKAM TAMO Rosine	Chargée de Cours	En poste
20	DJUIDJE NGOUNOU Marcelline	Chargée de Cours	En poste
21	DJUIKWO NKONGA Ruth Viviane	Chargée de Cours	En poste
22	EVEHE BEBANDOU Marie –	Chargée de Cours	En disponibilité
23	EWANE Cécile Anne	Chargée de Cours	En poste
24	KOTUE TAPTUE Charles	Chargé de Cours	En poste
25	MBONG ANGIE MOUGANDE Mary	Chargée de Cours	En poste
26	MOFOR née TEUGWA Clotilde	Chargée de Cours	IA4/MINESUP
27	Palmer MASUMBE NETONGO	Chargé de Cours	En poste
28	TCHANA KOUATCHOUA Angèle	Chargée de Cours	En poste
29	DONGMO LEKAGNE Joseph Blaise	Chargée de Cours	En poste
30	AKINDEH MBUH NJI	Assistant	En poste
31	BEBEE FADIMATOU	Assistante	En poste
32	BEBOY EDJENGUELE Sara Nathalie	Assistante	En poste
33	DAKOLE DABOY Charles	Assistant	En poste
34	FONKOUA Martin	Assistant	En poste
35	LUNGA Paul KAILAH	Assistant	En poste
36	MANANGA Marlyse Joséphine	Assistante	En poste
37	MBOUCHE FANMOE Marcelline	Assistante	En poste
38	PECHANGOU NSANGOU Sylvain	Assistant	En poste
39	TIENTCHEU DJOKAM Léopold	Assistant	En poste
Département de BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE ANIMALES (B.P.A.) (44)			
1	BILONG BILONG Charles Félix	Professeur	Chef de Département
2	DIMO Théophile	Professeur	En Poste
3	FOMENA Abraham	Professeur	En Poste
4	KAMTCHOUING Pierre	Professeur	en poste
5	NJAMEN Dieudonné	Professeur	En poste

6	NJIOKOU Flobert	Professeur	En Poste
7	NOLA Moïse	Professeur	En poste
8	TAN Paul Vernyuy	Professeur	En poste
9	TCHUEM TCHUENTE Louis	Professeur	Coord. Progr. / CT MINSANTE
10	DJIETO Lordon Champlain	Professeur	En poste
11	ESSOMBA née NTSAMA MBALLA	Professeur	VDRC/Chef dépt FMSB
12	AJEAGAH Gidéon AGHAINDOUM	Maître de Conférences	C.S.D.P.E.R/FS
13	DZEUFJET DJOMENI Paul Désiré	Maître de Conférences	En poste
14	FOTO MENBOHAN Samuel	Maître de Conférences	En poste
15	KAMGANG René	Maître de Conférences	C.E. MINRESI
16	KEKEUNOU Sévilor	Maître de Conférences	En poste
17	MEGNEKOU Rosette	Maître de Conférences	En poste
18	MONY NTONE Ruth	Maître de Conférences	En poste
19	ZEBAZE TOGOUET Serge Hubert	Maître de Conférences	En poste
20	TOMBI Jeannette	Maître de Conférences	En poste
21	ATSAMO Albert Donatien	Chargé de Cours	En poste
22	BELLET EDIMO Oscar Roger	Chargé de Cours	En poste
23	BILANDA Danielle Claude	Chargée de Cours	En poste
24	DJIOGUE Séfirin	Chargé de Cours	En poste
25	GOUNOUE KAMKUMO Raceline	Chargée de Cours	En poste
26	JATSA MEGAPTCHE Hermine	Chargée de Cours	En poste
27	MAHOB Raymond Joseph	Chargé de Cours	En poste
28	MBENOUN MASSE Paul Serge	Chargé de Cours	En poste
29	MOUGANG NGAMENI Luciane	Chargée de Cours	En poste
30	LEKEUFACK FOLEFACK Guy	Chargé de Cours	En poste
31	NGOÛATEU KENFACK Omer BEBE	Chargé de Cours	En poste
32	NGUEGUIM TSOFACK Florence	Chargée de Cours	En poste
33	NGUEMBOCK	Chargé de Cours	En poste
34	NJUA Clarisse YAFI	Chargée de Cours	En poste
35	TADU Zéphirin	Chargé de Cours	En poste
36	YEDE	Chargé de Cours	En poste
37	METCHI DONGFACK Mireille Flore	Chargée de Cours	En poste
38	NOAH E. O. Vivien	Chargé de Cours	En poste
39	MVEYO NDANKEU Yves Patrick	Chargé de Cours	En poste
40	ETEME ENAMA Serge	Assistant	En poste

41	KANDEDA KAVAYE Antoine	Assistant	En poste
42	KOGA MANG'Dobara	Assistant	En poste
3-DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE VEGETALES (B. P. V.) (27)			
1	YOUMBI Emmanuel	Professeur	Chef de Département
2	AMBANG Zachée	Professeur	CD A/ASR-UYII
3	MOSSEBO Dominique Claude	Professeur	En poste
4	BELL Joseph Martin	Professeur	En poste
5	DJOCGOUE Pierre François	Maître de Conférences	En poste
6	KENGNE NOUMSI Ives Magloire	Maître de Conférences	En poste
7	MBOLO Marie.	Maître de Conférences	En poste
8	NDONGO BEKOLO	Maître de Conférences	En poste
9	ZAPFACK Louis	Maître de Conférences	En poste
10	BIYE Elvire Hortense	Maître de Conférences	En poste
11	MALA Armand William	Maître de Conférences	En poste
12	NGONKEU MAGAPTCHE Eddy	Maître de Conférences	En poste
13	MBARGA BINDZI Marie Alain.	Maître de Conférences	Conseiller Technique U-Dschang
14	ANGONI Hyacinthe	Chargé de Cours	En poste
15	MAHBOU SOMO TOUKAM Gabriel	Chargé de Cours	En poste
16	NGALLE Hermine BILLE	Chargée de Cours	En poste
17	NGODO MELINGUI Jean Baptiste	Chargé de Cours	En poste
18	NGOOUO Lucas Vincent	Chargé de Cours	En poste
19	NSOM ZAMO Annie Claude ép. Pial	Chargée de Cours	Expert national. /UNESCO
20	ONANA Jean Michel	Chargé de Cours	En poste
21	TONFACK Libert Brice	Chargé de Cours	En poste
22	TSOATA Esaïe	Chargé de Cours	En poste
23	GONMADGE Christelle	Chargé de Cours	En poste
24	DJEUANI Astride Carole	Assistante	En poste
25	MAFFO MAFFO Nicole Liliane	Assistante	En poste
26	NNANGA MEBENGA Ruth Laure	Assistante	En poste
27	NOUKEU KOUAKAM Armelle	Assistante	En poste
4-DEPARTEMENT DE CHIMIE INORGANIQUE (C.I.) (35)			
1	NDIFON Peter TEKE	Professeur	Chef de Département /CT MINRESI
2	NGAMENI Emmanuel	Professeur	Doyen/ UDS/FS

3	GHOGOMU Paul MINGO	Professeur	Directeur Cabinet PM
4	LAMINSI Samuel	Professeur	En poste
5	MELO née CHINJE Uphie F.	Professeur	Recteur Unver. Ng.
6	AGWARA ONDOH Moïse	Professeur	Insp Génér.MINPMEA
7	NANSEU Charles Péguy	Professeur	En poste
8	NENWA Justin	Professeur	En poste
9	BABALE DJAM DOUDOU	Maître de Conférences	En poste
10	DJOUFAC WOUMFO Emmanuel	Maître de Conférences	En poste
11	ELIMBI Antoine	Maître de Conférences	En poste
12	KONG SAKEO	Maître de Conférences	En poste
13	NDIKONTAR Maurice KOR	Maître de Conférences	Vice-Doyen/Ubda
14	NGOMO Horace MANGA	Maître de Conférences	Vice Chancellor
15	YOUNANG Elie	Maître de Conférences	En poste
16	ACAYANKA Elie	Chargé de Cours	En poste
17	CHEUMANI YONA Arnaud	Chargé de Cours	En poste
18	EMADACK Alphonse	Chargé de Cours	En poste
19	GWET Simon – Pierre	Chargé de Cours	En poste
20	KAMGANG YOUNBI Georges	Chargé de Cours	En poste
21	KEUMEGNE MBOUGUEM Jean	Chargé de Cours	En poste
22	KENNE DEDZO Gustave	Chargé de Cours	En poste
23	MBEY Jean Aimé	Chargé de Cours	En poste
24	NDI Julius NSAMI	Chargé de Cours	En poste
25	NDOSIRI Bridget NDOYE	Chargé de Cours	En poste
26	NJIOMOU Chantale épouse DJANGANG	Chargé de Cours	En poste
27	NJOYA Dayirou	Chargé de Cours	En poste
28	NYAMEN Linda Dyorisse	Chargée de Cours	En poste
29	PABOUDAM GBAMBIE Awaou	Chargée de Cours	En poste
30	TCHAKOUTE KOUAMO Hervé	Chargé de Cours	En poste
31	BELIBI BELIBI Placide Désiré	Assistant	En poste
32	KOUOTOU DAOUDA	Assistant	En poste
33	MAKON Thomas Beauregar	Assistant	En poste
34	NCHIMI NONO Katia	Assistant	En poste
5-DEPARTEMENT DE CHIMIE ORGANIQUE (C.O.) (33)			
1	DONGO Etienne	Professeur	Vice-Doyen/ DSSE
2	GHOGOMU TIH ROBERT RALPH	Professeur	Directeur I.B.A. Foumban

3	MBAFOR Joseph	Professeur	En poste
4	NGADJUI TCHALEU B.	Professeur	En poste
5	NGOUELA Silvère Augustin	Professeur	Chef de dépt. Uds
6	NKENGFAK Augustin Ephraïm	Professeur	Chef de Département
7	NYASSE Barthélemy	Professeur	Directeur Ecole Mines/Meiganga
8	PEGNYEMB Dieudonné Emmanuel	Professeur	Directeur au MINESUP
9	WANDJI Jean	Professeur	En poste
10	Alex de Théodore ATCHADE	Maître de Conférences	Chef DEPE / UYI
11	FOLEFOC Gabriel NGOSONG	Maître de Conférences	En poste
12	KEUMEDJIO Félix	Maître de Conférences	En poste
13	KOUAM Jacques	Maître de Conférences	En poste
14	MBAZOA née DJAMA Céline	Maître de Conférences	En poste
15	NOUNGOUE TCHAMO Diderot	Maître de Conférences	En poste
16	TCHOUANKEU Jean-Claude	Maître de Conférences	Vice-Recteur UYII
17	YANKEP Emmanuel	Maître de Conférences	En poste
18	TCHUENDEM KENMOGNE	Maître de Conférences	En poste
19	TIH née NGO BILONG E. Anastasie	Maître de Conférences	En poste
20	MKOUNGA Pierre	Maître de Conférences	En poste
21	NGO MBING Joséphine	Maître de Conférences	En poste
22	AMBASSA Pantaleon	Chargé de Cours	En poste
23	EYONG Kenneth OBEN	Chargé de Cours	En poste
24	FOTSO WABO Ghislain	Chargé de Cours	En poste
25	KAMTO Eutrophe Ledoux	Chargé de Cours	En poste
26	NGONO BIKOBO Dominique Serge	Chargé de Cours	En poste
27	NOTE LOUGBOT Olivier	Chargé de Cours	En poste
28	OUAHOUO WACHE Blandine	Chargée de Cours	En poste
29	TABOPDA KUATE Turibio	Chargé de Cours	En poste
30	TAGATSING FOTSING Maurice	Chargé de Cours	En poste
31	ZONDEGOUMBA Ernestine	Chargée de Cours	En poste
32	NGINTEDO Dominique	Assistant	En poste
33	NGOMO Orléans	Assistant	En poste
6-DEPARTEMENT D'INFORMATIQUE (IN) (30)			
1	TCHUENTE Maurice	Professeur	PCA/ UYII
2	FOTSO Pauline Laure	Professeur	Député à l'Assemblée Nationale

3	FOUDA NDJODO Marcel	Professeur	IGA-MINESUP/Chef Dpt ENS
4	ATSA ETOUNDI Roger	Professeur	Chef de Département/CD MINESUP
5	NDOUNDAM René	Maître de Conférences	En poste
6	CHEDOM FOTSO Donatien	Chargé de Cours	En poste
7	DJAM Xaviera Youth KIMBI	Chargée de Cours	En poste
8	KOUOKAM KOUOKAM Etienne	Chargé de Cours	En poste
9	MELATAGIA YONTA Paulin	Chargé de Cours	En poste
10	MOTO MPONG Serge Alain	Chargé de Cours	En poste
11	TINDO Gilbert	Chargé de Cours	En poste
12	TSOPZE Norbert	Chargé de Cours	En poste
13	WAKU KOUAMOU Jules	Chargé de Cours	En poste
14	TAPAMO KENFACK Hyppolite	Chargé de Cours	En poste
15	ABESSOLO ALO'O Gislain	Assistant	En poste
16	AMINOOU Halilou	Assistant	En poste
17	BAYEM Jacques Narcisse	Assistant	En poste
18	DOMGA KOMGUEM Rodrigue	Assistant	En poste
19	EBELE Serge	Assistant	En poste
20	HAMZA Adamou	Assistant	En poste
21	KAMDEM KENGNE Christiane	Assistant	En poste
22	KAMGUEU Patrick Olivier	Assistant	En poste
23	JIOMEKONG AZANZI Fidel	Assistant	En poste
24	MAKEMBE S. Fritz Oswald	Assistant	En poste
25	MEYEMDOU Nadège Sylvianne	Assistante	En poste
26	MONTHÉ DJIADEU Valéry Martial	Assistant	En poste
27	NKONDOCK MI BAHANACK	Assistant	En poste
28	OLE OLE David Claude	Assistant	En poste
7-DEPARTEMENT DE MATHÉMATIQUES (MA) (33)			
1	BEKOLLE David	Professeur	Vice-Recteur UN
2	BITJONG NDOMBOL	Professeur	En poste
3	DOSSA COSSY Marcel	Professeur	En poste
4	AYISSI Raoult Domingo	Maître de Conférences	Chef de Département
5	EMVUDU WONO Yves S.	Maître de Conférences	Chef Division MINESUP
6	NKUIMI JUGNIA Célestin	Maître de Conférences	En poste

7	NOUNDJEU Pierre	Maître de Conférences	En poste
8	AGHOUKENG JIOFACK Jean Gérard	Chargé de Cours	En poste
9	BOGSO Antoine M	Chargé de Cours	En poste
10	CHENDJOU Gilbert	Chargé de Cours	En poste
11	DOUANLA YONTA Hermann	Chargé de Cours	En poste
12	FOMEKONG Christophe	Chargé de Cours	En poste
13	KIANPI Maurice	Chargé de Cours	En poste
14	KIKI Maxime Armand	Chargé de Cours	En poste
15	MBAKOP Guy Merlin	Chargé de Cours	En poste
16	MBANG Joseph	Chargé de Cours	En poste
17	MBEHOU Mohamed	Chargé de Cours	En poste
18	MBELE BEDIMA Martin	Chargé de Cours	En poste
19	MENGUE MENGUE David Joe	Chargé de Cours	En poste
20	NGUEFACK Bertrand	Chargé de Cours	En poste
21	NGUIMTSA Charles	Chargé de Cours	En poste
22	POLA DOUNDOU Emmanuel	Chargé de Cours	En poste
23	TAKAM SOH Patrice	Chargé de Cours	En poste
24	TCHANGANG Roger Duclos	Chargé de Cours	En poste
25	TCHOUNDJA Edgar Landry	Chargé de Cours	En poste
26	TIAYA TSAGUE N. Anne- Marie	Chargée de Cours	En poste
27	DJIADEU NGAHA Michel	Assistant	En poste
28	MBIAKOP Hilaire George	Assistant	En poste
29	NIMPA PEFOUKEU Romain	Assistant	En poste
30	TANG AHANDA Barnabé	Assistant	Chef Serv.
31	TETSADJIO TCHILEPECK Mesmin	Assistant	En poste
8-DEPARTEMENT DE MICROBIOLOGIE (MB) (13)			
1	ETOA François-Xavier	Professeur	Recteur UD/Chef de Département
2	ESSIA NGANG Jean Justin	Professeur	Chef de Division recherche IMPM
3	BOYOMO ONANA	Maître de Conférences	En poste
4	NYEGUE Maximilienne Ascension	Maître de Conférences	En poste
5	NWAGA Dieudonné M.	Maître de Conférences	En poste
6	RIWOM Sara Honorine	Maître de Conférences	En poste
7	SADO KAMDEM Sylvain Leroy	Maître de Conférences	En poste
8	BODA Maurice	Chargé de Cours	En poste

9	ENO Anna Arey	Chargée de Cours	En poste
10	ESSONO OBOUGOU Germain Gabriel	Chargé de Cours	En poste
11	BOUGNOM Blaise Pascal	Chargé de Cours	En poste
12	NJIKI BIKOÏ Jacky	Assistante	En poste
13	TCHIKOUA Roger	Assistant	En poste
9-DEPARTEMENT DE PHYSIQUE (PH) (41)			
1	ESSIMBI ZOBO Bernard	Professeur	En poste
2	KOFANE Timoléon Crépin	Professeur	En poste
3	NJOMO Donatien	Professeur	En poste
4	TABOD Charles TABOD	Professeur	Doyen/Ubda
5	WOAFO Paul	Professeur	En poste
6	NDJAKA Jean Marie Bienvenu	Professeur	Chef de Département
7	PEMHA Elkana	Professeur	En poste
8	TCHAWOUA Clément	Professeur	En poste
9	BIYA MOTTO Frédéric	Maître de Conférences	Dir.Gén. B. MEKIM
10	BEN- BOLIE Germain Hubert	Maître de Conférences	En poste
11	DJUIDJE KENMOE Gemaine épouse ALOYEM KAZE	Maître de Conférences	En poste
12	EKOBENA FOU DA Henri Paul	Maître de Conférences	Chef Dépt UN
13	EYEBE FOU DA Jean Sire	Maître de Conférences	En poste
14	FEWO Serge Ibraïd	Maître de Conférences	En poste
15	MBANE BIOUELE	Maître de Conférences	En poste
16	NANA NBENDJO Blaise	Maître de Conférences	En poste
17	NJANDJOCK NOUCK Philippe	Maître de Conférences	Chef Serv. MINRESI
18	NOUAYOU Robert	Maître de Conférences	En poste
19	OUMAROU BOUBA	Maître de Conférences	En poste
20	SAIDOU	Maître de Conférences	En poste
21	SIEWE SIEWE Martin	Maître de Conférences	En poste
22	ZEKENG Serge Sylvain	Maître de Conférences	En poste
23	SIMO Elie	Maître de Conférences	En poste
24	BODO Bernard	Chargé de Cours	En poste
25	ENYEGUE A NYAM Françoise épouse BELINGA	Chargée de Cours	En poste
26	EDONGUE HERVAIS	Chargé de Cours	En poste
27	FOUEDJIO David	Chargé de Cours	En Poste
28	HONA Jacques	Chargé de Cours	En poste

29	MBINACK Clément	Chargé de Cours	En Poste
30	MBONO SAMBA Yves Christian U.	Chargé de Cours	En poste
31	NDOP Joseph	Chargé de Cours	En poste
32	OBOUNOU Marcel	Chargé de Cours	Dir.acad/Univ.Int.Etat
33	TABI Conrad Bertrand	Chargé de Cours	En poste
34	TCHOFFO Fidèle	Chargé de Cours	En poste
35	VONDOU DERBETINI Appolinaire	Chargé de Cours	En Poste
36	WAKATA née BEYA Annie	Chargée de Cours	Chef Serv. MINESUP
37	WOULACHE Rosalie Laure	Chargée de Cours	En poste
38	ABDOURAHIMI	Assistant	En Poste
39	CHAMANI Roméo	Assistant	En Poste
40	MELI'I Jorelle Larissa	Assistante	En Poste
41	MVOGO Alain	Assistant	En Poste
10- DEPARTEMENT DE SCIENCES DE LA TERRE (S.T.) (44)			
1	NDJIGUI Paul-Désiré	Professeur	Chef de Département
2	NZENTI Jean-Paul	Professeur	En poste
3	BITOM Dieudonné Lucien	Professeur	Doyen/FASA Dschang
4	KAMGANG Pierre	Professeur	En poste
5	FOUATEU Rose épouse YONGUE	Maître de Conférences	En poste
6	MEDJO EKO Robert	Maître de Conférences	Dir/IUT Bois Mbalmayo
7	MOUNDI Amidou	Maître de Conférences	CT/MINMIDT
8	NDAM NGOUPAYOU Jules-Remy	Maître de Conférences	En poste
9	NGOS III Simon	Maître de Conférences	D.A.A.C./UM
10	NJILAH Isaac KONFOR	Maître de Conférences	En poste
11	NKOUMBOU Charles	Maître de Conférences	En poste
12	TEMDJIM Robert	Maître de Conférences	En poste
13	YENE ATANGANA Joseph Q.	Maître de Conférences	Chef Cellule MINTP
14	ABOSSOLO née ANGUE Monique	Maître de Conférences	Chef DAASR
15	BEKOA Etienne	Chargé de Cours	Barage Memve'ele
16	BISSO Dieudonné	Chargé de Cours	Directeur Projet Barrage Memve'ele
17	EKOMANE Emile	Chargé de Cours	Délégué Régional/MINMIDT
18	ESSONO Jean	Chargé de Cours	En poste
19	EYONG John TAKEM	Chargé de Cours	En poste
20	FUH Calistus Gentry	Chargé de Cours	En poste

21	GANNO Sylvestre	Chargé de Cours	En poste
22	GHOGOMU Richard TANWI	Chargé de Cours	Chef de Dépt IMIP/Maroua
23	LAMILEN BILLA Daniel	Chargé de Cours	En poste
24	MBIDA YEM	Chargé de Cours	CS/LABOGENIE
25	MINYEM Dieudonné	Chargé de Cours	Chef de Dépt IMIP/Maroua
26	MOUAFO Lucas	Chargé de Cours	En poste
27	NGO BELNOUN Rose Noël	Chargée de Cours	En poste
28	NGO BIDJECK Louise Marie	Chargée de Cours	En poste
29	NGUEUTCHOUA Gabriel	Chargé de Cours	CEA MINRESI
30	NJOM Bernard de Lattre	Chargé de Cours	En poste
31	NYECK Bruno	Chargé de Cours	En poste
32	ONANA Vincent	Chargé de Cours	En poste
33	TCHAKOUNTE Jacqueline ép. NUMBEM	Chargée de cours	CEA MINRESI
34	TCHOUANKOUE Jean-Pierre	Chargé de Cours	En poste
35	ZO'O ZAME Philémon	Chargé de Cours	S.G. MINTP
36	TEMGA Jean Pierre	Chargé de Cours	En poste
37	ANABA ONANA Achille Basile	Assistant	En Poste
38	BINELI BETSI Thierry Olivier	Assistant	En Poste
39	METANG Victor	Assistant	En poste
40	NOMO NEGUE Emmanuel	Assistant	En poste
41	SABABA Elisé	Assistante	En Poste
42	TCHAPTCHET TCHATO De	Assistant	En poste
43	TEHNA Nathanaël	Assistant	CS/ MINMIDT

Répartition chiffrée des enseignants permanents par Département

Département	Nombre d'enseignants				
	Pr	MC	CC	ASS	Total
BC	5 (1)	10 (4)	14 (9)	11 (5)	40 (19)
BPA	10 (0)	10 (3)	18 (7)	6 (1)	44 (11)
BPV	3 (0)	6 (1)	13 (3)	5 (5)	27 (9)
C.I.	9 (1)	7 (0)	15 (3)	4 (2)	35 (6)

C.O.	9 (0)	10 (3)	12 (3)	2 (0)	33 (6)
IN	4 (1)	1 (0)	8 (0)	17 (4)	30 (5)
MA	3 (0)	4 (0)	19 (1)	7(0)	33 (1)
MB	1 (0)	6 (2)	4 (1)	2 (0)	13 (3)
PH	8 (0)	14 (1)	15 (3)	4 (1)	41 (5)
ST	4 (0)	10 (1)	23 (4)	7 (0)	44 (5)
Total	50 (3)	78 (15)	141 (34)	65 (18)	340(70)

Soit un total de **340 (70)** dont :

- 50 (3) Professeurs
- 78 (15) Maîtres de Conférences
- 141 (34) Chargés de Cours
- 6 (18) Assistants
- () = Nombre de femmes

DÉDICACE

À

Mon épouse Mme ESSOUMAN née YOUOVOP SIPOWE Gaëlle Flore.

REMERCIEMENTS

Le présent document est le résultat d'un travail réalisé de 2013 à 2017 dans les Laboratoires de Cryptogamie (DBPV) de la Faculté des Sciences de l'Université de Yaoundé 1 et de Stress Immunité Pathogènes (SIMPA) de la Faculté de Médecine de l'Université de Lorraine (Nancy-France). Sa réalisation n'aura été possible que grâce aux subventions de recherches : (Projet N° BACGL 2014-46 du 19/12/2014) de l'Agence Universitaire de la Francophonie (AUF) et (projet N° 16-00433/MINESUP/SG/CS) du Ministère de l'Enseignement Supérieure, grâce auxquelles les études moléculaires à l'Université de Nancy-Lorraine et les travaux de terrain au Cameroun ont été faits et à diverses contributions émanant de plusieurs personnes et personnalités à qui j'adresse mes sincères remerciements et ma profonde gratitude, et plus particulièrement à :

- Pr MOSSEBO Dominique Claude, Responsable du Laboratoire de Cryptogamie, qui m'a accepté dans son laboratoire il y a sept ans, m'a initié à la Mycologie, a conçu ce sujet, l'a supervisé du début à la fin en mettant à ma disposition divers matériels nécessaires et qui a obtenu une bourse pour me permettre de réaliser la partie phylogénie moléculaire de cette thèse en France. Je lui serai à jamais reconnaissant pour l'ensemble de la formation que j'ai reçue, son investissement indispensable, son soutien moral et financier, sa patience et sa délicatesse vis-à-vis d'un jeune difficile à canaliser ;
- Pr MACHOUART Marie-Claire de l'équipe EA7300 Stress Immunité Pathogènes (SIMPA)- Faculté de Médecine - Université de Lorraine (Nancy-France) dont le soutien moral, les contributions matérielle et scientifique ont été déterminantes dans la réalisation de la partie phylogénie moléculaire de cette thèse. Je lui témoigne ma profonde reconnaissance pour son amitié, son investissement, ses conseils, sa motivation, le réconfort et pour la formation aux techniques et manipulations moléculaires que j'ai reçues ;
- Pr YOUMBI Emmanuel, Chef de Département de Biologie et Physiologie Végétales pour l'organisation des enseignements, les activités de recherche, le suivi et le traitement des dossiers ;
- Dr GUEIDAN Cécile du Muséum National d'Histoire Naturelle de Melbourne en Australie, pour son importante contribution dans la partie phylogénie moléculaire de cette thèse ;
- Mme CUNAT Lisiane, Technicienne au laboratoire Stress Immunité Pathogènes (SIMPA)- Faculté de Médecine - Université de Lorraine (Nancy-France), pour le suivi lors des manipulations, sa disponibilité, ses encouragements et son soutien moral;
- tous les enseignants du Département de Biologie des Organismes Végétaux, pour la formation reçue;

- tous les membres du personnel du laboratoire Stress Immunité Pathogènes (SIMPA) pour leur hospitalité et leur courtoisie ;
- tous les membres du jury pour leur disponibilité ;
- Dr KENGNE MOUAFO A. Beaudelair, mon aîné de laboratoire, pour l'assistance, les suggestions, les conseils et les encouragements dans ce travail ;
- Pr. KEKEUNOU Sévilor, Biostatisticien à l'Université de Yaoundé 1 et Dr. ONKA MOUANDA Vivien, Ingénieur en statistiques à l'Institut Sous Régional de Statistiques et d'Économie Appliquée (ISSEA) pour l'Afrique Centrale à Yaoundé, pour leur assistance dans les calculs statistiques et les équations de corrélation ;
- M. EBOUGUE Zachée, pour son amitié, le soutien moral, financier, matériel et les encouragements pendant et après mon séjour à Nancy-France ;
- mes parents EBOUEL EMADIONG Gaston et KEPMEGNI Odette, pour leur soutien inconditionnel tout au long de mes études ;
- M. TAMO Jean, pour les conseils et les encouragements tout au long de ce travail ;
- la famille TADJUIDJE Emmanuel, pour le soutien moral et financier, le réconfort et l'assistance dans les traductions dans ce travail ;
- Mme GUEMDJO Epse KAMADJOU Thérèse, pour le soutien financier, moral et les encouragements ;
- Mme NGNOKAM Epse SIPOWE Christine, pour le soutien moral et les encouragements depuis plusieurs années ;
- mes camarades du laboratoire de Mycologie, AMBIT R. T., LIDJEGUE C., NZAPENA'A T., NACK E., GAINTSE I. T., TSIGAIN F., METSEBING B., DJIFACK M., pour l'harmonie et la courtoisie ;
- mes camarades du Laboratoire Stress Immunité Pathogènes (SIMPA)-Faculté de Médecine - Université de Lorraine (Nancy-France) à savoir Rifk et Prince pour le soutien et le réconfort ;
- toute ma famille pour le soutien moral et financier et les conseils tout au long de mes études ;
- tous ceux qui de près ou de loin ont apporté une contribution de quelque nature que ce soit à la réalisation de ce travail.

DECLARATION SUR L'HONNEUR

Je soussigné ESSOUMAN EBOUEL Pyrus Flavien (Mle 05Q072), déclare sur l'honneur que la thèse de Doctorat-Ph.D intitulée « **Phylogénie moléculaire et révision taxonomique des *Termitomyces* (Lyophyllaceae, Basidiomycota) d'Afrique tropicale et d'Asie basées sur les séquences nLSU et mtSSU de l'ADNr** est le résultat d'un TRAVAIL ORIGINAL effectué par moi-même sous la supervision du Pr MOSSEBO Dominique Claude de la Faculté des Sciences de l'Université de Yaoundé 1.

ESSOUMAN EBOUEL Pyrus Flavien

MOSSEBO Dominique Claude

SOMMAIRE

DÉDICACE	xiii
REMERCIEMENTS	xiv
DECLARATION SUR L'HONNEUR	xvi
SOMMAIRE	xvii
LISTE DES FIGURES	xx
LISTE DES TABLEAUX	xxii
LISTE DES ANNEXES	xxiii
LISTE DES ABRÉVIATIONS	xxiii
RÉSUMÉ	1
ABSTRACT	3
CHAPITRE I: GÉNÉRALITÉS	5
I.1. INTRODUCTION.....	6
I.2. REVUE DE LA LITTÉRATURE.....	10
I.2.1. Histoire du genre <i>Termitomyces</i>	10
I.2.2. Classification des espèces de <i>Termitomyces</i>	11
I.2.3. Grandes étapes de la phylogénie moléculaire	13
I.2.4. Importance de la phylogénie moléculaire	14
I.2.5. Données utilisées en Phylogénie moléculaire	14
I.2.6. Phylogénie moléculaire des <i>Termitomyces</i>	15
I.2.7. Caractères distinctifs des <i>Termitomyces</i>	15
I.2.8. Difficultés d'identification des taxons de <i>Termitomyces</i>	18
I.2.9. Symbiose Termites/ <i>Termitomyces</i>	20
I.2.10. Écologie, cycle de vie et distribution géographique des <i>Termitomyces</i>	23
I.2.11. Distribution géographique.....	24
I.2.12. Importance des <i>Termitomyces</i>	29
I.2.13. Croissance post-récolte du sporophore chez les champignons	31
CHAPITRE II: MATÉRIEL ET MÉTHODES	34
II.1. PHYLOGÉNIE MOLÉCULAIRE.....	35
II.1.1. Matériel.....	35
II.1.2. Méthodes.....	46
II.2. RÉVISION MORPHOLOGIQUE DES TAXONS DE <i>TERMITOMYCES</i>	53
II.2.1. Matériel.....	53

II.2.2. Méthodes.....	54
II.3. CORRÉLATION DE CERTAINS PARAMÈTRES DE CROISSANCE POST-RÉCOLTE IN VITRO DES FRUCTIFICATIONS DE CERTAINS CHAMPIGNONS TERMITOPHILES RÉCOLTÉS IMMATURES ET INTÉRÊT MYCOLOGIQUE : CAS DE <i>TERMITOMYCES</i> <i>SCHIMPERI</i>	55
II.3.1. Matériel.....	55
II.3.2. Méthodes.....	56
CHAPITRE III: RÉSULTATS.....	58
III.1. PHYLOGÉNIE MOLÉCULAIRE	59
III.1.1. Quantités d'ADN extraits, résultats de la PCR et du séquençage des amplicons.....	59
III.1.2. Informations sur les séquences et reconstruction phylogénique.....	63
III.1.3. Révision taxonomique déduite des analyses phylogéniques.....	66
III.2. PRINCIPAUX CARACTÈRES DISTINCTIFS ENTRE CERTAINS TAXONS ET LES FORMES DE <i>TERMITOMYCES</i> NOUVELLEMENT DÉCRITES.	94
III.3. RÉCAPITULATIF DES NOUVEAUX TAXONS DÉCRITS ET RÉIDENTIFICATIONS BASÉES SUR L'ÉTUDE PHYLOGÉNIQUE.....	97
III.4. RÉVISION MORPHOLOGIQUE DE CERTAINES SOUCHES DE <i>TERMITOMYCES</i> ..	98
Commentaire: ce tableau XIII présente les taxons conservés dans l'herbier du laboratoire de cryptogamie de l'université de Yaoundé 1 et dont des ajouts ont été faits au niveau microscopique	98
III.4.1. <i>Termitomyces aurantiacus</i> R. Heim.....	98
III.4.2. <i>Termitomyces fuliginosus</i> Heim.....	102
III.4.3. <i>Termitomyces globulus</i> Heim & Gooss.-Font.	103
III.4.4. <i>Termitomyces griseiumbo</i> Mossebo, sp. nov.....	104
III.4.5. <i>Termitomyces infundibuliformis</i> Mossebo	107
III.4.6. <i>Termitomyces mammiformis</i> R. Heim.....	110
III.4.7. <i>Termitomyces mboudaeina</i> Mossebo sp. nov.....	112
III.4.8. <i>Termitomyces microcarpus</i> (Berk. et Br.) R. Heim.....	115
III.4.9. <i>Termitomyces robustus</i> (Beeli) Heim.....	119
III.4.10. <i>Termitomyces schimperi</i> (Pat.) Heim.....	120
III.4.11. <i>Termitomyces striatus</i> f. <i>subumbonatus</i> Mossebo, f. nov.	123
III.5. DESCRIPTIONS MORPHOLOGIQUES DES AUTRES TAXONS PRÉSENTS (OU ABSENTS) DES PHYLOGRAMMES	127
III.6. DISTRIBUTION MONDIALE CONNUE DES ESPÈCES DE <i>TERMITOMYCES</i> BASÉE SUR CETTE ÉTUDE ET D'AUTRES PUBLICATIONS ANTÉRIEURES	128

III.7. CORRÉLATION DE CERTAINS PARAMÈTRES DE CROISSANCE POST-RÉCOLTE IN VITRO DES FRUCTIFICATIONS DE CERTAINS CHAMPIGNONS TERMITOPHILES RÉCOLTÉS IMMATURES ET INTÉRÊT MYCOLOGIQUE : CAS DE <i>TERMITOMYCES SCHIMPERI</i>	130
CHAPITRE IV: DISCUSSION	138
IV.1. PHYLOGÉNIE MOLÉCULAIRE ET ÉTUDES TAXONOMIQUES.....	139
IV.2. RÉVISION MORPHOLOGIQUE DES SOUCHES DE <i>TERMITOMYCES</i>	141
IV.3. CROISSANCE POST-RÉCOLTE IN VITRO DES FRUCTIFICATIONS DE <i>TERMITOMYCES SCHIMPERI</i> RÉCOLTÉS IMMATURES ET INTÉRÊT MYCOLOGIQUE.....	142
CHAPITRE V: CONCLUSION, RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES	145
V.1. CONCLUSION.....	146
V.2. RECOMMANDATIONS.....	148
V.3. PERSPECTIVES.....	148
LISTE DES PUBLICATIONS SCIENTIFIQUES TIRÉES DE LA THÈSE	150
BIBLIOGRAPHIE	152
ANNEXES	167

LISTE DES FIGURES

Fig. 1. Localisation des régions SSU et LSU sur l'ADNr (Farhat et <i>al.</i> , 2014).....	13
Fig. 2. Exemple d'alignement des séquences.....	14
Fig. 3. Principaux caractères distinctifs du carpophore d'un <i>Termitomyces</i>	16
Fig. 4. Meule (termitière). A : meule entière avec reste du stipe de carpophore; B : image détaillée présentant les mycotêtes.	17
Fig. 5. Développement des <i>Termitomyces</i> sur la meule.....	21
Fig. 6. Matérialisation de la symbiose (exosymbiose) termites/ <i>Termitomyces</i>	22
Fig. 7. Schématisation des étapes du déroulement de la relation symbiotique entre les Macrotermitinae et les <i>Termitomyces</i>	23
Fig. 8. Cycles de vie sexuée et asexuée des espèces du genre <i>Termitomyces</i>	24
Fig. 9 a. Distribution mondiale (partie en rouge) des termites champignonnistes.....	25
Fig. 9 b. Représentation simplifiée de l'origine biogéographique des termites champignonnistes. .	25
Fig. 10. Répartition des différentes espèces du genre <i>Termitomyces</i> en Afrique tropicale.....	27
Fig. 11. Morphologie du sporophore d' <i>Agaricus bisporus</i> à différents stades de développement progressif.....	33
Fig. 12. Croissance post-récolte de <i>Lentinula edodes</i>	33
Fig. 13. Pays africains où les souches de <i>Termitomyces</i> avaient été récoltées avant d'être conservées à Yaoundé 1, au Muséum d'Histoire Naturelle à Paris et à Kew.....	35
Fig. 14. Pays asiatiques de récolte des souches de <i>Termitomyces</i>	36
Fig. 15. Éléments du carpophore utilisés pour l'extraction d'ADN.	36
Fig. 16. Thermocycleur BioRad MYiQ2.	48
Fig. 17. Sites de fixation des amorces utilisées pour l'amplification des régions SSU et LSU.....	48
Fig. 18. Dispositif d'électrophorèse.....	49
Fig. 19. Dispositif de lecture des plaques de gel.	49
Fig. 20. Spécimens de <i>Termitomyces schimperi</i> utilisés pour l'expérimentation.....	55
Fig. 21. Matériel utilisé pour l'expérience <i>in vitro</i> de la croissance post-récolte et l'hyménophore du chapeau de <i>T. schimperi</i> avec la sporée récoltée après la croissance post-récolte.....	56
Fig. 22. A : Résultats des migrations électrophorétiques des amplicons suite à l'amplification d'ADN de <i>Termitomyces</i>	59
Fig.23. Plaque d'électrophorèse du gène nLSU de certaines souches (DM 223E, DM 735, DM 737, KM 128346 et KM 144295) montrant des contaminations par les protéines ou l'ARN.....	60
Fig. 24. Séquence et graphe de la souche 24E visualisés et traités grâce au logiciel BioEdit.	60
Fig. 25. Alignement d'une séquence sens (CTB6) et anti-sens (25S4R) pour la souche DM 25E et création de la séquence consensus sens et anti-sens correspondante.	61

Fig. 26. Alignement obtenu de quelques séquences de l'étude à l'aide du logiciel BioEdit.	63
Fig. 27. Arbre consensus bootstrap montrant les relations phylogéniques chez les <i>Termitomyces</i> . .	64
Fig. 28. Arbre le plus de probable montrant les relations phylogéniques chez les <i>Termitomyces</i>	65
Fig. 29. <i>Termitomyces letestui</i> (KM 144 285 = HUY1-DM 150D, holotype et KM 144286 = HUY1-DM 213E) ;	73
Fig. 30. A. <i>Termitomyces letestui</i> (faciès 1) (KM 144 285 = HUY1-DM 150D, holotype).	74
Fig. 31. <i>Termitomyces letestui</i> (faciès 2) (KM 144 286 = HUY1-DM 213E).	74
Fig. 32. <i>Termitomyces striatus</i> f. <i>subclypeatus</i> (KM 143 968 = HUY1-DM 370B, holotype et HUY1-DM 151, HUY1-DM 151C).	78
Fig. 33. A: <i>Termitomyces striatus</i> f. <i>bibasidiatus</i> (HUY1-DM 280B) avec une longue pseudorhize souterraine (Fig. 33A flèche).	79
Fig. 34. <i>Termitomyces striatus</i> f. <i>bibasidiatus</i> (HUY1-DM 280).....	81
Fig. 35. A/B. <i>Termitomyces subumkowaan</i> (KM 143 969 = HUY1-DM 260B et HUY1-DM 260F).83	
Fig. 36. <i>Termitomyces subumkowaan</i> (KM 143 969 = HUY1-DM 260B et HUY1-DM 260F).	84
Fig. 37. <i>Termitomyces medius</i> (HUY1-DM 372G)	87
Fig. 38. A : <i>Termitomyces medius</i> (HUY1-DM 372G, holotype)	89
Fig. 39. <i>Termitomyces medius</i> f. <i>ochraceus</i> (HUY1-DM 602B, holotype).	90
Fig. 40. <i>Termitomyces brunneopileatus</i> (KM 144 300 = HUY1-DM 392 et KM 144 301 = HUY1-DM 394, holotypes).....	93
Fig. 41. Sporophores de <i>Termitomyces aurantiacus</i> R. Heim.....	100
Fig. 42. <i>Termitomyces aurantiacus</i> R. Heim (Herbier DM 152).....	101
Fig. 43. <i>Termitomyces fuliginosus</i>	103
Fig. 44. <i>Termitomyces griseiumbo</i> Mossebo, sp. nov. (Herbier DM 224).....	105
Fig. 45. <i>Termitomyces griseiumbo</i> Mossebo, sp. nov. (Herbier DM 224).....	107
Fig. 46. <i>Termitomyces infundibuliformis</i> Mossebo sp nov.....	108
Fig. 47. <i>Termitomyces infundibuliformis</i> Mossebo sp. nov. (Holotype DM 407).....	109
Fig. 48a/b : <i>Termitomyces mammiformis</i> R. Heim.	111
Fig. 49. <i>Termitomyces mammiformis</i> R. Heim (Herbier DM 25).....	112
Fig. 50. <i>Termitomyces mboudaeina</i> Mossebo sp. nov. (Herbier DM 223).....	113
Fig. 51. <i>Termitomyces mboudaeina</i> Mossebo, sp. nov. (Herbier DM 223).	115
Fig. 52. <i>Termitomyces microcarpus</i> (Berk. Et Br.) R. Heim (Herbier DM 268).	117
Fig. 53. <i>Termitomyces microcarpus</i> (Forme grande).....	118
Fig. 54. <i>Termitomyces robustus</i> (Beeli) Heim. a : carpophores présentant la surface du chapeau, l'hyménophore et la pseudorhize.....	120
Fig. 55. <i>Termitomyces schimperi</i> (Pat.) Heim.....	120

Fig. 56. <i>Termitomyces schimperi</i> (Pat.) R. Heim. (Herbier DM 24).	123
Fig. 57. <i>Termitomyces striatus</i> f. <i>subumbonatus</i> Mossebo, f. nov. (Herbier DM 208)	124
Fig. 58. <i>Termitomyces striatus</i> f. <i>subumbonatus</i> Mossebo, f. nov. (Herbier DM 208).	126
Fig. 59. Contrôle de la croissance en diamètre (A1–A4, B1–B4, C1–C4) in vitro du chapeau de <i>T. schimperi</i> récolté immature en trois répliques [spécimens N°7 (C), 8(B) et 10(A)].	130
Fig. 60. Histogrammes comparant le diamètre du chapeau des trois spécimens immatures (N° 7, 8 & 10) de <i>T. schimperi</i> en croissance post-récolte.	136
Fig. 61. Corrélation entre la croissance du diamètre du chapeau en cm et le temps de croissance en heures.	137

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I. Répartition des différentes espèces du genre <i>Termitomyces</i> en Afrique tropicale.....	26
Tableau II. Check-list des taxons de <i>Termitomyces</i> récoltés au Cameroun avec leur distribution géographique par région et période de récolte	28
Tableau III. Souches de <i>Termitomyces</i> utilisées dans les études phylogéniques [avec leur identification initiale entre parenthèses et leur nouvelle identification valide en gras].	42
Tableau IV. Matériel de laboratoire et diverses utilisations.....	45
Tableau V. Amorces utilisées pour l'amplification des régions mtSSU et nLSU de l'ADNr	47
Tableau VI. Concentrations initiales et volumes de chaque réactif nécessaire pour préparer un tube ou [n+1 vol. mort (à jeter)] tubes de PCR.....	47
Tableau VII. Réalisation des mix pour la PCR de séquençage avec l'amorce sens.....	50
Tableau VIII. Réalisation des mix pour la PCR de séquençage avec l'amorce anti-sens.....	50
Tableau IX. Matériel pour la caractérisation morphologique avec divers utilisations.	53
Tableau X. Taxons des phylogrammes nouvellement décrits, taxons confirmés comme nouveaux et taxons ré-identifiés.	69
Tableau XI. Récapitulatif des principaux caractères distinctifs entre certains taxons et les formes de <i>Termitomyces</i> nouvellement décrites.....	94
Tableau XII. Récapitulatif des nouveaux taxons et réidentifications basées sur les études phylogéniques (Figs. 27 et 28).	97
Tableau XIII. Liste des autres taxons sur phylogrammes révisés et conservés dans l'herbier du Laboratoire de Cryptogamie de l'Université de Yaoundé 1.	98
Tableau XIV. Liste des autres taxons présents ou absents des phylogrammes avec les continents de récolte correspondants.	127
Tableau XV. Distribution mondiale connue des espèces des <i>Termitomyces</i>	128
Tableau XVI. Gamme de croissance potentielle du diamètre du chapeau des 3 sporocarpes (spécimens N°7, N° 8 et N° 10 comme trois répliques) de <i>T. schimperi</i> récoltés immatures,	

basé sur l'équation de corrélation et le temps maximum indicatif (36 h) de croissance post-récolte.....	132
Tableau XVII. Données statistiques entre la croissance post-récolte du diamètre du chapeau de <i>Termitomyces schimperi</i> (sporocarpe N° 7 = réplikat N° 1) et le temps.	132
Tableau XVIII. Données statistiques entre la croissance post-récolte du diamètre du chapeau de <i>Termitomyces schimperi</i> (sporocarpe N° 8 = réplikat N° 2) et le temps.	134
Tableau XIX. Données statistiques entre la croissance post-récolte du diamètre du chapeau de <i>Termitomyces schimperi</i> (sporocarpe N° 10 = réplikat N° 3) et le temps.	135

LISTE DES ANNEXES

Annexe 1. Extraction des ADN	167
Annexe 2. Fabrication d'un gel à 1,5% d'agarose.....	168
Annexe 3. Formulaire (respectivement nLSU, mtSSU) de demande de séquençage d'ADN-avec purification.	169
Annexe 4. Requête après séquençage.	172
Annexe 5. Résultats de la requête pour séquençage	173
Annexe 6. Protocole de préparation microscopique (1à 9) à partir de la lame d'un Agaricale.....	174
Annexe 7. Photos de certains autres taxons présents sur les phylogrammes.	174
Annexe 8. Photos des autres taxons absents des phylogrammes.....	181
Annexe 9. Copie de la 1 ^{ère} publication scientifique tirée de la thèse :	183
Annexe 10. Copie de la 2 ^{ème} publication scientifique tirée de la thèse :	184

LISTE DES ABRÉVIATIONS

ADNr : Acide désoxyribonucléique ribosomal

nLSU: nuclear Large Sub-Unit

mtSSU: mitochondrial Small Sub-Unit

PCR: Polymerase Chain Reaction

FAO: Food and Agriculture Organization of the United Nations

TBE: Tris, Borate, EDTA

Rpm: round per minute

NCBI: National Center for Biotechnology Information

BLAST: Basic Local Alignment Search Tool

EDTA: acide éthylène diamine tétra-acétique

DM : Dominique Mossebo

DBPV : Département de Biologie et Physiologie Végétales

V : Version

T. : *Termitomyces*

f. : Forme

nov. Nouvelle

RÉSUMÉ

Dans le but de contribuer à une meilleure connaissance de la diversité des *Termitomyces*, une révision taxonomique par le billet de la phylogénie moléculaire a été faite dans cette étude. Contrairement aux études antérieures de divers auteurs réalisées sur un nombre assez réduit de souches, cette étude en a porté sur un plus grand nombre de souches dans le monde, jusqu'ici non identifiées ou parfois mal identifiées et n'ayant jamais été étudiées phylogénétiquement.

L'étude concerne 74 souches (conservées à la section mycologique (K(M)) du Jardin Botanique Royal de Kew au Royaume Uni, à la Section Cryptogamique du Muséum d'Histoire Naturelle de Paris (France) et au Laboratoire de Cryptogamie de l'Université de Yaoundé 1 au Cameroun) représentant 28 taxons. Les séquences obtenues ont été utilisées pour générer un phylogramme combiné nLSU-mtSSU par une analyse du maximum de vraisemblance utilisant le programme « Randomized Axelerated Maximum Likelihood » et le site internet du CIPRES. Le bootstrap a été fait avec 1000 répliquats. Les séquences nouvellement obtenues et les séquences disponibles dans « GenBank » ont été alignées manuellement avec le logiciel « Mesquite v.3.01 ». La congruence entre les deux marqueurs (nLSU et mtSSU) utilisés pour la série de données a été testée par l'usage d'un critère bootstrap réciproque de 70%. Ces deux marqueurs ont été combinés et analysés sur le site web du CIPRES utilisant la probabilité maximale avec le programme RAxML, 1000 pseudorépliquats, un modèle GTRCAT d'évolution moléculaire.

L'analyse phylogénique a montré que la reclassification a été requise pour 12 taxons originellement mal identifiés sous divers noms. Les changements ont conduit à l'usage de 8 noms valides pour ces 12 taxons, comprenant deux nouvelles formes : *T. striatus* f. *subclypeatus* et *T. medius* f. *ochraceus* ; et une nouvelle combinaison : *Termitomyces brunneopileatus* selon leur position sur divers clades et sous-clades dans les phylogrammes. *Termitomyces letestui* et *T. medius* ont été taxonomiquement révisés. En outre, *T. letestui* récolté en Chine est le premier enregistrement du continent asiatique. Cette espèce était auparavant récoltée seulement en Afrique tropicale. Pareillement, *T. robustus* présent en Asie et dans certains autres pays africains, est signalé pour la première fois au Cameroun. De plus, l'analyse phylogénique confirme l'identification auparavant faite seulement sur la base des caractéristiques morphologiques de *T. subumkowaan* comme étant effectivement une nouvelle espèce. L'analyse phylogénique et les caractéristiques morphologiques combinées révèlent que des souches différentes du même taxon montrent quelques fois de grandes variations des caractéristiques macro- et micromorphologiques, très probablement liées à des facteurs génétiques différents des gènes séquencés ici, justifiant ainsi les nouvelles formes créées au sein de ces taxons afin de faciliter leur identification.

Concernant l'étude des paramètres de croissance post-récolte du chapeau dont le but était de déterminer la température optimale, l'humidité de l'air et le temps maximal pendant lequel il continue de croître après la récolte jusqu'à l'ouverture de son hyménophore, trois sporocarpes immatures (Y_7 , Y_8 , Y_{10}) de *Termitomyces schimperi* ont été étudiés. L'expérience a consisté à mesurer à des intervalles d'environ 6 heures la croissance en diamètre et la taille différentielle du diamètre du chapeau des trois réplicats en chambre humide, obscure, de température et d'humidité relative variant respectivement entre 23 et 24°C et 88 à 92%. Ces carpophores au début de l'expérience, montrent des bordures du chapeau encore fixées au stipe par le voile lors de la récolte. Au terme de la croissance post-récolte, le chapeau des sporocarpes donne accès à des lames et lamelles plus matures capables de produire la sporée et plus pertinentes pour des études taxonomiques et phylogéniques.

Les chiffres obtenus à partir des trois équations ($Y_7 = 0,7 + 0,1x$; $Y_8 = 1,98 + 0,225x$; $Y_{10} = -0,94 + 0,116x$) de corrélation entre la croissance post-récolte du chapeau et le temps montrent divers modèles de croissance qui dépendent de la morphologie, la physiologie et du métabolisme de chacun des trois sporocarpes testés *in vitro*. L'expérience a également montré que la taille du stipe de *T. schimperi* demeure constante, seul le chapeau continue de croître pendant environ un maximum de 36 heures après la récolte. Son diamètre augmente d'environ 3,23 cm à 10,08 cm. Cette expérience montre que durant les excursions mycologiques, même quand les sporocarpes de ces espèces sont trouvés à un stade immature sur le terrain, ils doivent également être récoltés pour étude. La croissance post-récolte du chapeau de nombreuses espèces pourrait donc être artificiellement déclenchée ou boostée en laboratoire afin d'une part d'obtenir des sporées importantes à divers titres, et d'autre part d'avoir accès à des lamelles plus matures absolument nécessaires pour des études ultérieures. Ces études sont particulièrement les descriptions macro- et microscopiques précédant l'identification. Les lamelles matures sont également le plus souvent la meilleure partie utilisée chez les champignons à lames pour l'extraction de l'ADN dans les études moléculaires. Ces études sur un plus grand nombre d'espèces dans le monde jusqu'ici non identifiées ou parfois mal identifiées et n'ayant jamais été étudiées phylogénétiquement, ont permis d'améliorer les connaissances sur la diversité des espèces de *Termitomyces*. Néanmoins, il devrait se compléter par d'autres récoltes mais aussi s'intéresser à la symbiose entre ces champignons et les termites afin de pouvoir cultiver ces champignons en laboratoire afin d'assurer leur dissémination ou le transfert des technologies de production aux utilisateurs

Mots clés : *Termitomyces*, phylogénie moléculaire, corrélation, sporocarpes immatures.

ABSTRACT

In order to contribute to the knowledge on *Termitomyces* diversity, a taxonomy revision with the use of molecular phylogeny has been done in this study. Contrary to past works of various authors on a small number of strains, this study has been carried out on a higher number of strains in the world still yet unidentified or sometimes misidentified and have never been studied phylogenetically.

The study concerned 74 strains (stored at the mycological section (K(M)) of the Royal Botanical garden of Kew in United Kingdom, at the Cryptogams Section of the “Section Cryptogamique du Muséum d’Histoire Naturelle de Paris (France)” and in the Cryptogamy Laboratory of the University of Yaoundé 1 in Cameroon) representing 28 taxa. The sequences obtained were used to generate a combined nLSU-mtSSU phylogenetic tree, using the program “Randomized Accelerated Maximum Likelihood” and the internet website of CIPRES. The bootstrap was done with 1000 replicates. Newly obtained sequences and sequences available in GenBank were aligned manually with Mesquite v. 3.01. The congruence between the two markers used for this dataset (nLSU and mtSSU) was tested using a 70 % reciprocal bootstrap criterion. These two markers were combined and analyzed on the CIPRES Web Portal using Maximum Likelihood with the program RAxML, with 1000 pseudoreplicates and a GTRCAT model of molecular evolution.

The phylogenetic analysis showed that re-classification was required for 12 taxa originally misidentified under various names. The changes led to the use of 8 valid names for these 12 taxa, including two new forms: *T. striatus* f. *subclypeatus* and *T. medius* f. *ochraceus*; and a new combination: *Termitomyces brunneopileatus* according to their placement on various clades and subclades in the phylogenetic trees. *Termitomyces letestui* and *T. medius* were taxonomically revised. In addition, *T. letestui* collected from China is the first record from the Asian continent. This species was so far collected only in tropical Africa. Similarly, *T. robustus* is reported for the first time from Cameroon. Moreover, the phylogenetic analysis confirms *T. subumkowaan* as a new species that was originally described only on the basis of morphological features. The combined phylogenetic analysis and morphological features reveal that different strains of the same taxon show sometimes large variations in macro- and micromorphological features, some very likely with links to genetic factors other than genes sequenced here, thereby justifying the new forms erected within these taxa in order to facilitate their identification.

Concerning the study of post-harvest growth parameters of the pileus in order to determine the optimum temperature, air moisture and maximum time at which they continue to grow after collection until opening their hymenophore, three immature sporocarps (Y_7 , Y_8 , Y_{10}) of

Termitomyces schimperi were used. The experiment consisted in measuring at regular intervals of 6 hours, the growth in diameter of the pileus of the tree replicates in Damp chamber of temperature ranging between 23 and 24°C and relative humidity between 88 and 92 %. These sporocarps at the beginning of the experiment were showing margins still attached to the stipe by the veil upon collection. At the end of post-harvest growth, the pileus the tree sporocarps, gave access to more mature lamellae able to produce spore-prints and more relevant for taxonomical and phylogenetical studies. The figures obtained from the three equations ($Y_7 = 0.7 + 0.1x$; $Y_8 = 1.98 + 0.225x$; $Y_{10} = -0.94 + 0.116x$) of correlation between pileus post-harvest growth and time show various growth patterns depending on morphology, physiology and metabolism of each of the three sporocarps tested in vitro. The experiment also shows that, while the size of the stipe of *T. schimperi* remains constant in the tree replicates, its pileus continues to grow for about 36 hours maximum after collection and its diameter increases of about 3.23 cm to 10.08 cm. This experiment shows that during mycological excursions, even when sporocarps of these species are found on the field, they should also be collected for study since a post-harvest growth of the pileus of numerous species could be artificially triggered or boosted in laboratory in order to be able to obtain spore-prints important at various levels, and also get access to more mature lamellae absolutely necessary for further studies including particularly the macro- and microscopical descriptions prior to identification. Mature lamellae are also most often the best part used in gill-fungi for DNA extraction in molecular studies. These studies on a larger number of species in the world yet unidentified or sometimes misidentified and never been studied phylogenetically, have permitted to ameliorate knowledge on the diversity of *Termitomyces* species. Nevertheless, they should be completed by further collections but also be interested by the symbiosis between these fungi and termites, so to these fungi to be cultivated in laboratory in order to assured the dissemination or the transfer of production technologies to users.

Key words: *Termitomyces*, molecular phylogeny, correlation, immature sporocarps.

CHAPITRE I: GÉNÉRALITÉS

I.1. INTRODUCTION

Les régions tropicales, sous l'ensemble climatique le plus vaste (tropical) existant sur la surface de la Terre, offrent de riches sources de nourritures à haut rendement et beaucoup d'autres produits de forêt tout aussi utiles (Zueli, 2016). Les champignons comestibles constituent une part importante parmi ces produits de forêts tropicales. Certains groupes y sont d'ailleurs endémiques, mais sont pourtant malheureusement pas assez connus et sous exploités. Le genre *Termitomyces* en est une belle représentation.

Les *Termitomyces* sont un groupe de champignons comestibles paléotropicaux (Kansci et al., 2003 ; Mossebo & Njouonkou 2010) appartenant à la famille des Lyophyllaceae de la classe des Basidiomycota. Originaire des forêts humides Africaines (Aanen et al., 2002; Aanen & Eggleton, 2005), ce genre a été érigé par Heim en 1942. Les espèces qui le constituent partagent ensemble certaines caractéristiques écologiques et morphologiques dont les plus importantes sont : l'association symbiotique obligatoire avec les termites (Heim, 1977 ; Wood & Thomas, 1989; Aanen et al., 2002; Frøslev et al., 2003) de la sous-famille des Macrotermitinae (Heim, 1977 ; Batra & Batra, 1979; Frøslev et al., 2003) ; la présence d'un perforatorium plus ou moins apparent et d'une pseudorhize. Comme les autres macro-champignons utiles, Les *Termitomyces* comptent parmi les produits forestiers non ligneux (PFNL) entre autres (fruits, feuilles, écorces, chenilles, insectes, viande de brousse, rotins, miels, sèves) qui constituent des ressources naturelles à forts potentiels écologique, économique, alimentaire et médicinal, mais pourtant relativement méconnues et sous-exploitées.

Sur le plan écologique, ils contribuent à la dégradation de la cellulose contenue dans la matière végétale (Martin and Martin, 1978; Rouland et al., 1988; Rouland-Lefevre, 2000). Ils représentent ainsi un groupe d'organismes majeurs dans le fonctionnement des écosystèmes par la symbiose avec les termites dont l'impact écologique est bien connu.

Sur le plan alimentaire, la valeur nutritionnelle des *Termitomyces* figure parmi les plus élevées des champignons comestibles sauvages (Parent & Thoen, 1977; Degreef et al., 1997; Malaisse, 1997; Boa, 2004). Leurs carpophores sont habituellement récoltés pour l'alimentation et sont d'ailleurs vraisemblablement les plus appréciés et consommés de leur zone écologique. Les carpophores de *Termitomyces* sont les plus consommés en Inde (Sudheep, 2011), en Côte d'Ivoire (Koné et al., 2013), au Gabon (Eyi Ndong, 2009), au Mozambique où par exemple un ménage consomme en moyenne 30-35 kg de l'espèce *Termitomyces schimperi* par an (Boa et al., 2000). Au Cameroun, ils constituent un aliment de choix et remplacent la viande et le poisson dans certains plats très appréciés.

Sur le plan économique, l'impact des *Termitomyces* sur le revenu des familles locales est important dans plusieurs régions (Boa, 2004; Koné et al., 2013). La vente de leurs carpophores est connue dans plusieurs zones rurales en Tanzanie (Härkönen et al., 1995), au Burundi (Buyck & Nzigidahera, 1995), au Zimbabwe (Pearce & Sharp, 2000), en Zambie (Pegler & Pearce, 1980), au Congo (Thoen et al., 1973; Degreeef et al., 1997). Cette activité de vente des carpophores de ce genre et d'autres champignons comestibles, constitue une source de revenus dans plus de 80 pays selon la FAO (2006). Au Cameroun, les gains chez certains grossistes se chiffrent à des centaines de milliers de FCFA à la fin d'une saison (Njouonkou, 2003).

Enfin sur le plan médicinal, certaines espèces sont connues pour leurs vertus thérapeutiques dans quelques pays d'Afrique de l'Ouest à l'exemple du Nigeria où l'espèce *Termitomyces microcarpus* est utilisée dans le traitement de la gonococcie (Oyetayo, 2011). D'autres espèces seraient utilisées pour diminuer la pression artérielle, aussi dans le traitement du rhumatisme, du kwashiorkor, de l'obésité, de la diarrhée et comme substance purgative (Srivastava et al., 2011). Certaines espèces récoltées en Chine, contiennent des cérébrosides appelées « Termitomycesphines » (Choi et al., 2012 ; Qu et al., 2012) et sont utilisées en neurologie (Qu et al., 2012).

Depuis que ce genre a été érigé par Heim en 1942 incluant 10 espèces et 6 formes (Heim 1942), plusieurs autres taxons ont été documentés et décrits, principalement d'Afrique et d'Asie, par divers auteurs parmi lesquels Heim (1952, 1958, 1977), Mossebo (2000, 2002), Mossebo et al. (2002, 2006, 2009, 2011, 2017), Natarajan (1979), Otieno (1964), Pegler (1977), Pearce (1987), Pegler & Vanhaecke (1994), Saarimäki et al. (1994), Tang et al. (2005, 2006), Turnbull & Watling (1999), Van der Westhuizen & Eicker (1990), Wei et al. (2004). Une estimation d'environ 30 espèces (Kirk et al., 2008) de *Termitomyces* ont jusqu'à présent été décrites à travers le monde, certaines d'entre elles étant endémiques à l'Afrique tropicale, d'autres, de certaines parties de l'Asie et quelques-unes, communes à ces deux régions du monde. Singer (1986) les signale également dans certaines régions du Pacifique Sud. Ces contributions susmentionnées ont été faites uniquement sur la base des caractéristiques macro- et micromorphologiques utilisées en taxonomie conventionnelle.

En taxonomie conventionnelle, les descriptions sont de préférence faites sur des carpophores matures pour une identification fiable. Cependant, lors des récoltes, il arrive que les sporocarpes de ce groupe et d'autres champignons à lames soient retrouvés immatures sur le terrain. Hors l'identification des *Termitomyces* implique en premier lieu la reconnaissance macroscopique. Toutefois, la structure interne révèle les caractères microscopiques non identifiables sur le terrain.

Ainsi, la combinaison des particularités macro- et microscopiques permet le plus souvent en s'appuyant sur les documents spécialisés (clés d'identification, monographies etc.), d'identifier les collections ou faire le rapprochement aux taxons connus et les classer.

Néanmoins, il est parfois très difficile de séparer des taxons très proches par leurs caractéristiques. Les variations morphologiques au sein d'un même taxon pouvant être accentuées par les facteurs géographiques, écologiques, climatiques, édaphiques. Le cas du perforatorium par exemple qui varie parfois d'un individu à un autre au sein de la même espèce (Heim, 1977). En outre, la rareté et le polymorphisme des éléments du carpophore entre des souches du même taxon peut induire des erreurs d'indentification. Toutefois on ne pourrait s'appuyer totalement sur ces critères morphologiques pour séparer les espèces car ils sont assez uniformes dans le genre (Heim, 1977). D'autres études plus approfondies telles les études de phylogénie moléculaire sont absolument nécessaires dans certains cas.

Les premières études moléculaires et phylogéniques sur les *Termitomyces* sont relativement récentes, les plus remarquables sont celles de Frøslev et *al.* (2003) portant sur 42 souches représentant 18 espèces ; Rouland LeFevre et *al.* (2002) sur 15 souches dont 11 non identifiées, Aanen et *al.* (2002), Taprab et *al.* (2002) sur 14 souches dont 10 non identifiées, Sawhasan et *al.* (2011) sur 28 souches représentant 9 espèces seulement, Oyetayo (2012) et Saré et *al.* (2014). Ces études n'incluaient aucune des nombreuses souches de *Termitomyces* conservées à la Section mycologie (K(M)) du Jardin Botanique Royal de Kew (Royaume Uni), y compris les nouveaux taxons du Cameroun susmentionnés. En outre, à l'exception des travaux de Sawhasan et *al.* (2011) qui ont uniquement étudié les espèces identifiées de Thaïlande, les études susmentionnées incluaient en majorité les souches non identifiées de *Termitomyces*. Parmi ces études phylogéniques, seules celles de Frøslev et *al.* (2003) réunissaient les souches d'Afrique et d'Asie, les deux principaux continents où l'on trouve les *Termitomyces* ; pour la comparaison au niveau moléculaire.

Depuis la création du genre *Termitomyces*, plusieurs souches sont conservées dans différents herbiers mycologiques à travers le monde sous diverses identifications faites sur la base de la morphologie et utilisées comme telles dans des publications scientifiques. Or, considérant les limites faiblement définies de certains taxons dues à de nombreuses caractéristiques morphologiques chevauchantes, l'identification de certaines souches dans ces publications laisse planer le doute, d'où les questions de recherche fondamentales suivantes :

-Les outils de la taxonomie conventionnelle basée uniquement sur la macro- et la micromorphologie et utilisés dans la plupart des travaux publiés sur la taxonomie des *Termitomyces*

depuis la création de ce genre ont-ils permis une identification juste et parfaite des espèces étudiées ? Si non, la phylogénie moléculaire peut-elle permettre de corriger les éventuelles erreurs faites et insuffisances dans l'identification des espèces et ensuite leurs descriptions ?

-Contrairement aux sporocarpes matures, les sporocarpes des *Termitomyces* immatures peuvent-ils permettre de réaliser les travaux de taxonomie et/ou de phylogénie moléculaire ? si non, peut-on scientifiquement mettre en place un protocole technique de croissance post-récolte *in vitro* qui permettrait de les faire pousser jusqu'à un stade mature suffisant pour en extraire les parties absolument indispensables dans les études taxonomiques et phylogéniques? Si oui, *Termitomyces schimperi* peut-il servir de modèle ?

Pour répondre à ces questions de recherche, deux hypothèses sont émises à savoir :

-En général, les outils de la phylogénie moléculaire permettent mieux que ceux de la taxonomie conventionnelle, de séparer les espèces très proches par leurs caractéristiques morphologiques. Une étude phylogénique faite sur la grande majorité des espèces connues de *Termitomyces* au monde et combinant les gènes nLSU et mtSSU de l'ADNr permettrait de corriger les erreurs et insuffisances d'identification faites dans ce genre.

-Dans le processus de maturation, les carpophores des champignons à lames en général continuent de croître après la récolte avec une vitesse de croissance qui dépend des conditions de température et d'humidité relative. Un environnement de température et d'humidité convenables augmenterait la vitesse de croissance post-récolte du carpophore des *Termitomyces* en général et *T. schimperi* en particulier.

Ce travail a pour objectif général de contribuer à une meilleure connaissance de la diversité des espèces de *Termitomyces*, par les biais de la phylogénie sur un plus grand nombre d'espèces dans le monde jusqu'ici non identifiées ou parfois mal identifiées et n'ayant jamais été étudiées phylogénétiquement et la corrélation de certains paramètres de croissance post-récolte, afin d'utiliser de manière complète les spécimens récoltés au stade immature.

Cette étude comporte trois objectifs spécifiques à savoir :

- réviser l'identification des souches de *Termitomyces* conservées dans divers herbiers à partir des analyses phylogéniques ;
- réviser morphologiquement les souches conservées à l'herbier du Laboratoire de Cryptogamie de l'Université de Yaoundé 1 ;
- établir la corrélation de certains paramètres de croissance post-récolte *in vitro* des fructifications de *Termitomyces schimperi* (Pat.) R. Heim afin de pouvoir mieux exploiter les carpophores récoltés immatures.

I.2. REVUE DE LA LITTÉRATURE

I.2.1. Histoire du genre *Termitomyces*

L'histoire de ce genre débute avec les travaux de Roger Heim en 1941 dans son mémoire de l'Académie des Sciences de l'Institut de France, intitulé « *Études descriptives et expérimentales sur les Agarics termitophiles d'Afrique tropicale* ». Il répartit les espèces en deux groupes sous le double rapport de leur biologie et de leurs caractères macroscopiques à savoir :

- le groupe réunissant les formes majeures, de grandes dimensions et toutes rigoureusement liées aux meules, toutes à stade primordial cavernicole ; à l'exemple de *Termitomyces striatus* ;
- le groupe de *Entoloma microcarpum* (aujourd'hui *Termitomyces microcarpus*), forme mineure, à carpophores beaucoup plus petits, et dont les « primordia » sont expulsés de la termitière par les ouvriers avant même qu'ils aient pu germer.

Selon cet auteur, les différences entre ces deux groupes paraissaient si nombreuses qu'aucun mycologue n'ait songé à rapprocher sur le plan systématique les espèces qui les composent respectivement. Certains mycologues plaçaient aussi le *microcarpum* parmi les *Entoloma*, ce qui n'était pas admissible, car la morphologie sporale suffisait à s'opposer formellement à une telle assimilation. D'autres le plaçaient parmi les *Mycena*, alors que la marge enroulée, le revêtement, la couleur des spores, la non-confluence du pied et du chapeau, sont contraires à ce rapprochement.

En 1942, Heim attribua à ce genre le nom de « *Termitomyces* », décrivit une dizaine d'espèces dans sa « *Nouvelles études descriptives sur les Agarics termitophiles d'Afrique Tropicale* » et plaça le genre dans la famille des Amanitaceae. Avant les travaux de Heim, les mycologues associaient ce genre aux genres tels qu'*Armillaria* (Fr.) Staude, *Entoloma* P. Kumm, *Lentinus* Fr., et *Pluteus* Fr. (Heim, 1942) ; du fait de certaines ressemblances morphologiques (Frøslev et al., 2003).

En 1945, Singer sépara *Termitomyces microcarpus* (Berk and Broome) Heim du groupe et proposa un nouveau genre (*Podabrella*) pour cette espèce, sur la base du caractère épigé et l'absence de pseudorhize, et auquel il associa des espèces non-tropicales, non termitophiles. Plus tard en 1951, il la transféra chez les Tricholomataceae.

En 1986, Pegler accommoda le genre *Termitomyces* avec les Pluteaceae, sur la base du caractère pluteoïde, les lamelles libres rapidement périssables, la sporée rosâtre, le type de cystides hyméniales et les spores qui développent généralement une paroi à deux téguments et la présence d'un hile à pore ouvert (Pegler and Young, 1971).

Basé sur les observations de Clémenton (1984) concernant les granules sidérophiles contenues dans les basides des espèces de *Termitomyces*, Singer (1986) plaça la tribu Termitomyceteae comme une tribu sœur de Lyophylleae contenant les autres genres avec basides

sidérophileuses parmi les Tricholomataceae et proposa que les espèces cloisonnées des *Lyophyllum*, puissent représenter un groupe transitoire entre les *Lyophyllum* et les *Termitomyces*.

Actuellement, les *Termitomyces* sont classés dans la famille Lyophyllaceae Jülich (1982) Une estimation d'environ une trentaine d'espèces (Kirk et al., 2008) ont jusqu'à présent été décrites dans le monde dont environ 27 en Afrique centrale (FAO, 2006) parmi lesquelles une vingtaine de taxons (espèces incluant les formes) au Cameroun (Mossebo et al., 2002, 2009, 2011, 2017).

1.2.2. Classification des espèces de *Termitomyces*

La classification des espèces du genre *Termitomyces* a fait l'objet de plusieurs débats susmentionnés. Chez les champignons en général (et donc les *Termitomyces*), les concepts morphologique, d'interfécondité et phylogénique sont les plus utilisés (Petersen et Hughes, 1999). Sur la base de ces différents concepts, les *Termitomyces* appartiennent à la division des Basidiomycota, ordre des Agaricales, tribu des Termitomyceteae, famille des Lyophyllaceae, et avec pour espèces type *Termitomyces striatus*.

1.2.2.1. Concept morphologique d'espèce

La morphologie traduit généralement la constitution intime de l'être (Maire, 1952). Selon Darwin (1859), « *Le terme espèce est donné arbitrairement pour des raisons pratiques à un groupe d'individus se ressemblant* ». Ce concept encore appelé concept phénétique est le plus généralement utilisé en pratique. Il consiste à identifier une espèce d'après ses caractéristiques structurales ou morphologiques distinctives (Raven et al., 2003). Ce concept est le plus ancien, celui qu'utilisait les pionniers de la taxonomie à l'instar de Linné. Il demeure le concept le plus utilisé notamment chez les champignons, car permet une identification rapide d'un spécimen par comparaison aux caractères morphologiques des spécimens récoltés précédemment et surtout ceux de l'holotype (Njouonkou, 2011). Ainsi la description d'un premier spécimen (holotype), appuyée parfois par celle d'un deuxième (paratype), est inévitablement importante pour définir une espèce.

La quasi-totalité des espèces de *Termitomyces* du Cameroun décrites à ce jour a été identifiée sur la base des caractères morphologiques. Mais du point de vue pratique, ce concept manque parfois de fiabilité. Des individus dissemblables appartiennent parfois à une même espèce. C'est le cas chez les *Termitomyces* où le perforatorium peut varier d'un individu à un autre dans une même colonie de *T. striatus* et où la présence, l'absence ou la rareté des cystides hyméniales et leur forme sont essentiellement et inexplicablement variables chez *T. microcarpus* (Heim, 1977). À l'inverse, des individus morphologiquement semblables par certains caractères ne sont pas nécessairement de la même espèce. Chez les *Termitomyces*, on ne pourrait s'appuyer sur la forme et les dimensions des spores pour séparer les espèces, car ces caractères sont assez uniformes dans le genre (Heim, 1977). Ainsi, la notion d'espèce ne peut pas reposer entièrement sur des ressemblances

morphologiques; dans tous les cas, on en vient à discuter de croisements. Le concept biologique utilisé pour définir l'espèce semble aujourd'hui indispensable. Mais en ce qui concerne les *Termitomyces* des limites s'imposent.

I.2.2.2. Interfécondité des espèces

Buffon (1749) dans son « *Histoire naturelle, générale et particulière* », reconnaît que l'espèce est constituée d'individus interféconds. Ce concept a été réactualisé, principalement, par Mayr (1942) qui énonce que « *L'espèce est un ensemble de populations naturelles véritablement ou potentiellement interfécondes, isolées d'autres groupes comparables avec lequel il ne se reproduit pas* ». Cet énoncé du concept biologique de Mayr est celui auquel on se réfère le plus souvent aujourd'hui, bien que divers nouveaux concepts aient été proposés depuis lors (Otte et Endler, 1989). Ceci suppose l'existence des échanges génétiques entre les populations appartenant à une même espèce et des barrières empêchant la reproduction sexuée entre ces populations et celles des espèces différentes. La principale méthode opérationnelle du concept biologique est le test de compatibilité sexuelle fait *in vitro* qui a été utilisé par plusieurs auteurs pour clarifier la position systématique des espèces chez les champignons (Ohira, 1990 ; Lechner et Alberto, 2000 ; Mossebo, 2002 ; Bao et *al.*, 2004 ; Li et Yao, 2005). Ce concept présente néanmoins des limites : Il ne peut pas être appliqué aux populations allopatriques parce que les scientifiques ne peuvent pas déterminer si les individus de la population peuvent se croiser et produire des descendants fertiles s'ils étaient réunis ; il ne s'applique qu'aux formes espèces sexuées.

Chez les *Termitomyces*, il est donc difficilement applicable, car la reproduction sexuée de ce groupe demeure un mystère pour les mycologues (Korb & Aanen, 2003). Il est donc difficile voire impossible de vérifier l'interfécondité des espèces de ce groupe car ne se cultivent pas en laboratoire. Ceci est en partie dû à la difficulté à obtenir des cultures monospores via la germination des spores (Aanen et *al.*, 2005). En plus, contrairement aux autres Basidiomycota supérieurs, les espèces de *Termitomyces* ne forment pas des liaisons étanches entre cellules adjacentes (Heim, 1977), ce qui ne facilite pas la distinction entre un hétérocaryon et un homocaryon (Aanen, 2005). Il va donc de soi que ce concept ne soit utilisé que dans le cadre physiologique (à travers la croissance post récolte du sporophore). Le concept phylogénique s'avère plus indiqué, car résout les limites des concepts biologique et morphologique d'espèce susmentionnés.

I.2.2.3. Concept phylogénique

Les tenants du concept phylogénique proposent que le terme espèce soit réservé à des groupes de populations qui ont évolué indépendamment des autres populations. Contrairement au Concept biologique d'espèce, au lieu d'essayer de prédire ce qui arrivera dans le futur si les

populations allopatriques étaient en contact, ce concept se tourne vers le passé pour déterminer si une population (ou des groupes de populations) a évolué de façon indépendante pendant un temps suffisamment long pour développer ses propres caractères dérivés et il s'applique aux espèces sexuées et asexuées (Raven et *al.*, 2003).

Les caractéristiques de l'ADN utilisés dans ce travail ont été largement utilisés dans la taxonomie des champignons à plusieurs niveaux. Des analyses d'hybridation ADN-ADN, aux analyses RFLP (Restriction Fragment Length Polymorphism) de l'ADN ribosomique (ADNr), la région SSU (Small Sub-Unit) de l'ADN mitochondrial (ADNmt) et l'amplification de la région par réaction de polymérisation en chaîne (PCR) (Bunyard et *al.*, 1996 ; Nicholson et *al.*, 1997 ; Gomes et *al.*, 2000). Chez les *Termitomyces*, les régions habituellement étudiées sont les SSU de l'ADN mitochondrial, LSU (large sub-unit) de l'ADN nucléaire et les ITS « Internal Transcribed Spacer » de l'ADN ribosomique (Fig. 2). Les gènes SSU et LSU sont utilisés dans ces présents travaux. Ces gènes utilisés individuellement permettent moins que les ITS de séparer les taxons, mais leur combinaison comme dans les travaux de Frøslev et *al.* (2003), permet autant que les ITS d'avoir de bons résultats.



Fig. 1. Localisation des régions SSU et LSU sur l'ADNr (Farhat et *al.*, 2014).

I.2.3. Grandes étapes de la phylogénie moléculaire

Le terme « Phylogénie » a été inventé par Ernst Haeckel (1866) pour définir l'enchaînement des espèces animales et végétales au cours du temps. Jusqu'alors le concept était exprimé par le terme de généalogie. Ce terme va être repris par Darwin dans « *L'origine des espèces* ».

La phylogénie moléculaire a pour but de dévoiler les liens de parenté existant entre des organismes, par des techniques de biologie moléculaire. Elle se base sur les caractères, le jeu de données, les banques de gènes, les alignements et les arbres. Elle permet d'aborder des questions très variées telles l'histoire évolutive du matériel génétique, l'histoire évolutive des espèces/taxa, l'étude comparative (analyse de l'évolution des caractères) et l'identification/Classification (Core, 2013).

La phylogénie moléculaire a connu plusieurs étapes au cours du temps à la suite de divers travaux. Ces étapes par ordre chronologique selon Perrière (2017), sont les suivantes:

- première phylogénie moléculaire (Doolittle et Blomback, 1964) ;
- hypothèse de l'horloge moléculaire (Zuckerandl et Pauling, 1965) ;
- application de la parcimonie aux séquences (Camin et Sokal, 1965) ;

- approximation des moindres carrés (Fitch et Margoliash, 1967) ;
- premier modèle d'évolution pour les séquences d'ADN (Jukes et Cantor, 1969) ;
- algorithme efficace pour la parcimonie (Fitch, 1971) ;
- maximum de vraisemblance appliqué aux séquences (Neyman, 1971).
- modèle PAM pour les séquences d'acides aminés (Dayhoff et *al.*, 1978) ;
- modèle de Kimura _a deux paramètres (Kimura, 1980) ;
- premier algorithme efficace pour le maximum de vraisemblance (Felsenstein, 1981) ;
- introduction du bootstrap (Felsenstein, 1985) ;
- méthode du Neighbor Joining (Saitou et Nei, 1987) ;
- modélisation de l'hétérogénéité des vitesses d'évolution (Yang, 1994) ;
- première phylogénie construite par une approche bayésienne (Yang et Rannala, 1996).

I.2.4. Importance de la phylogénie moléculaire

La phylogénie moléculaire est importante dans :

- l'histoire évolutive des familles de gènes : analyse des duplications et des pertes de gènes ;
détection de transferts horizontaux et histoire évolutive des organismes les portant ;
- l'écologie : phytogéographie et coévolution hôte-parasite ;
- l'épidémiologie ;
- l'assignation taxonomique ou fonctionnelle ;
- l'identification de chimères (Perrière, 2017).

I.2.5. Données utilisées en Phylogénie moléculaire

Les données utilisées en phylogénie moléculaire sont :

- le point de départ : un ensemble de séquences homologues alignées, chaque position dans l'alignement constitue un site ;
- le résultat obtenu : un arbre décrivant les relations évolutives entre les séquences (i.e., un arbre phylogénétique) (Perrière, 2017).

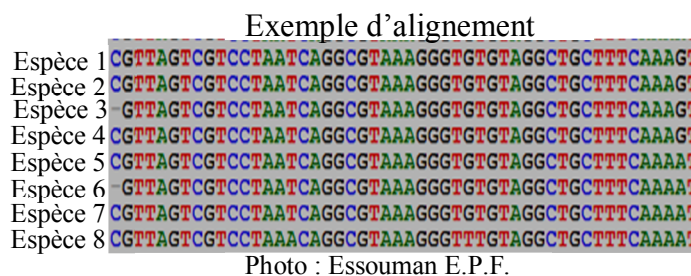


Fig. 2. Exemple d'alignement des séquences

I.2.6. Phylogénie moléculaire des *Termitomyces*

L'identification des champignons par séquençage de l'ADN durant ces 15 à 20 dernières années fait partie intégrante et essentielle des recherches écologiques sur ces organismes et a permis l'obtention de nouvelles données sur la diversité et l'écologie de nombreux groupes (Horton & Bruns, 2001 ; Chase & Fay, 2009). L'essor des techniques moléculaires depuis les années 90, notamment le développement de la technique de PCR (Polymerase Chain Reaction), a permis l'étude des champignons à l'échelle de la spore mais aussi sur de très petites quantités d'ADN, ce qui a permis d'identifier les espèces réticentes à la culture (Taylor *et al.*, 2000), parmi lesquelles les *Termitomyces* (Frøslev *et al.*, 2003 ; Oyetayo, 2012).

Peu de travaux de phylogénie moléculaire ont jusqu'ici porté sur le genre *Termitomyces*. Les premières études moléculaires et phylogéniques sur les *Termitomyces* sont relativement récentes, les plus remarquables étant celles de Rouland LeFevre *et al.* (2002), Aanen *et al.* (2002), Taprab *et al.* (2002), Frøslev *et al.* (2003), Sawhasan *et al.* (2011), Oyetayo (2012), et Saré *et al.* (2014), mais le nombre de souches utilisées par ces auteurs était assez réduit. Ces travaux ont essentiellement porté sur les espèces d'Afrique du sud, d'Asie et un peu d'Afrique de l'ouest.

I.2.7. Caractères distinctifs des *Termitomyces*

En plus de la symbiose obligatoire avec les termites Macrotermitinae, le genre *Termitomyces* est caractérisé par des espèces présentant des carpophores annuels pouvant être de très grande taille (comme chez *T. titanicus* où le diamètre du chapeau peut avoisiner un mètre, le plus grand sporophore connu au monde) ou de taille très réduite (comme chez *T. microcarpus* où le diamètre du chapeau mesure environ 2 centimètre) (Pearce, 1987, Tibuhwa *et al.*, 2010). Ces carpophores sont dotés principalement d'un perforatorium et d'une pseudorhize connectée au mycélium dans la meule (Heim, 1942 ; Tang *et al.*, 2005).

I.2.7.1. Perforatorium

Presque toujours présent sur la face supérieure et en position plus ou moins centrale du chapeau, le perforatorium se présente sous la forme d'un ombon plus ou moins apparent et de caractéristiques variables suivant les espèces (Heim, 1958). Il peut être : mamelonné, pointu, aigu, peu développé, etc... (Fig. 3) et permet d'après Heim (1941a, 1942, 1977), aux *Termitomyces* de se frayer depuis la meule souterraine, un passage jusqu'à la surface du sol.

I.2.7.2. Pseudorhize

La pseudorhize est un prolongement souterrain du pied, de diamètre plus réduit par rapport à celui-ci et pouvant mesurer plusieurs centimètres à plusieurs décimètres de long (Mossebo *et al.*, 2002) (Fig. 3). Son diamètre diminue avec la profondeur et elle présente chez certaines espèces un

aspect filamenteux. La pseudorhize sert de lien entre le carpophore et la meule (le lieu d'échange entre le champignon et les termites).

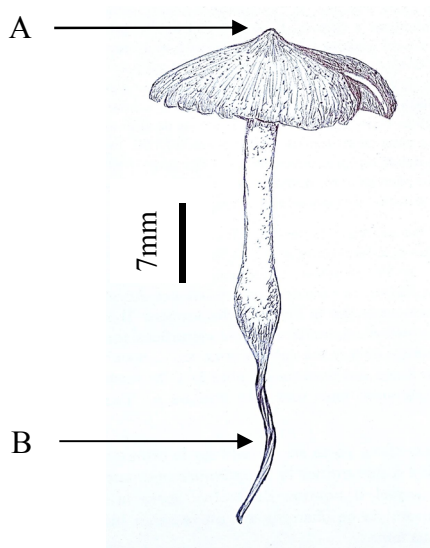


Fig. 3. Principaux caractères distinctifs du carpophore d'un *Termitomyces*. A: Perforatorium; B: Pseudorhize. Dessin : Essouman E.P.F.

1.2.7.3. Meule (substrat des *Termitomyces*)

L'unique substrat connu du *Termitomyces* est la meule (Fig. 4A). Il s'agit d'une petite formation alvéolaire plus ou moins arrondie, d'aspect spongieux, très aérée par des sortes de canaux de formes variables, constitués de micelles d'argile mêlées de fragments de bois mâchés et triturés (Figure 4B) par les termites ouvriers (Heim, 1977). La meule est fabriquée de la manière suivante : la substance ligneuse et les feuilles mortes sont mâchées par l'insecte et régurgitées sous forme de mylosphères ; ces boulettes transitent très rapidement dans le tube digestif de l'insecte sans y être digérées ; lorsqu'elles sont rejetées par le termite, elles contiennent encore beaucoup d'éléments nutritifs, notamment la cellulose, la lignine, des glucides, des protéines et des vitamines ; leur éjection vers l'extérieur donne naissance à la meule (Buyck, 1994).

La meule présente des variations au niveau de ses dimensions et de son aspect en fonction du genre de Macrotermitinae et incluent les trois principaux types de meules connus (Rouland-Lefevre, 2000 ; Rouland-Lefevre & Bignell, 2001). Le premier (type I) de forme alvéolaire, claire à la base et sombre au sommet, est spécifique des genres *Macrotermes*, *Odontotermes* et *Protermes* ; le type II sphérique ou globulaire, plus ou moins solide et de faible diamètre, est caractéristique des meules de *Microtermes* et *Ancistrotermes* ; et le type III majoritairement caractéristique des genres *Acanthotermes* et *Pseudacanthotermes*, est formé de lamelles verticales de couleur marron mais blanchissant progressivement avec l'âge de la meule (Wood & Thomas, 1989 ; Rouland-Lefevre, 2000 ; Rouland-Lefevre & Bignell, 2001).

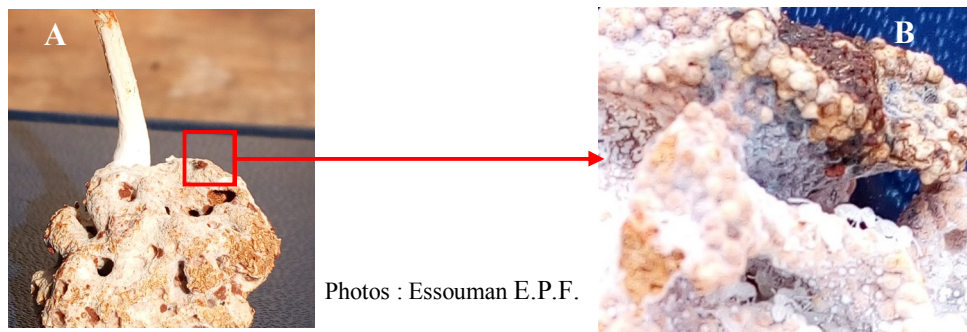


Fig. 4. Meule (termitière). A : meule entière avec reste du stipe de carpophore; B : image détaillée présentant les mycotêtes.

I.2.7.4. Autres caractères distinctifs des *Termitomyces*

Les *Termitomyces* présentent entre autres caractères, des éléments macroscopiques (anneau pas toujours présent) autour du pied, ornements (pas toujours présentes) sur la face supérieure du chapeau) et des éléments microscopiques qui sont essentiellement les hyphes du revêtement piléique sur la face supérieure et les éléments des lames et lamelles situées sur la face inférieure (hyménophore) du chapeau à maturité tels : les spores, les basides et basidioles (basides immatures), les cystides (pleurocystides et chéilocystides). Ces lames et lamelles laissent voir en coupes extraminces, la trame (constituée d'hyphes à disposition variable) et le sous-hyménium (constitué de cellules).

I.2.7.4.1. Lames et lamelles

Les lames et les lamelles sont des feuilletés fixés radialement sur la face inférieure du chapeau des champignons dits lamellés. Elles portent l'hyménium. Ces lames sont facilement visibles à l'œil nu. Chez les *Termitomyces*, elles sont généralement blanchâtres, jaunes ocre claires, ou rosâtres, généralement libres, à arrêtes droites ou inégalement denticulées et à structure régulière (Heim, 1942).

I.2.7.4.2. Spore

La spore est une cellule ou un organe (pluricellulaire) de multiplication végétative ou de reproduction, se développant au niveau des basides auxquelles elle est liée par un stérigmate. La spore présente des caractéristiques remarquables de résistance. Elle peut survivre pendant de longues périodes, même dans des conditions défavorables et permettre ainsi la dispersion de l'espèce, parfois à une grande distance de son point d'origine, ou longtemps après la disparition du « parent ». Elle est pour la plupart des espèces de *Termitomyces*, relativement petite, de formes

ellipsoïdale, subglobuleuse ou ovoïde, le plus souvent guttulée, hyaline, généralement sans pore germinatif, non amyloïde et à paroi mince et lisse (Pegler, 1977). La sporée (amas de spores) est généralement blanchâtre.

I.2.7.4.3. Baside

La baside (ou sporocyste) est l'organe principal de reproduction des champignons homobasidiomycètes, d'où le nom de Basidiomycota donné à un groupe plus étendu. C'est une cellule spécialisée et terminée par un nombre variable de pointes (stérigmates), portant chacune une spore. Par analogie avec les plantes, on peut considérer que la baside est le fruit du champignon et la basidiospore, sa graine. Chez les *Termitomyces*, elle est généralement clavée à cylindracée, tétrasporique et bisporique (Mossebo et al., 2002).

I.2.7.4.4. Cystide

La cystide est une cellule stérile, renflée, localisée entre les basides dans l'hyménium et constituée par l'article terminal d'une hyphe. Elle comprend principalement les pleurocystides (disposées sur les faces des lames et lamelles), les cheilocystides (disposées au niveau de l'arête des lames et lamelles) et est utilisée par les mycologues pour déterminer ou différencier certains taxons de champignons. Elle est toujours présente, plus ou moins abondante sur les faces ou les crêtes des lames et lamelles et à paroi réfringente chez les *Termitomyces* (Pegler, 1977).

I.2.7.4.5. Hyménium

L'hyménium est la partie fertile du sporophore des champignons. C'est un pseudo-tissu porté par l'hyménophore. Il se présente sous le chapeau, sous forme de lames et/ou lamelles. Les hyphes situés dans la zone entre les deux faces de la lame (trame) sont disposées de manière divergente ou plus ou moins régulière chez les *Termitomyces* (Pegler, 1977).

I.2.7.4.6. Sous-hyménium

Le sous-hyménium est l'ensemble des cellules situées entre la trame des lames et l'hyménium. Il est bien développé chez les *Termitomyces* (Pegler, 1977).

I.2.8. Difficultés d'identification des taxons de *Termitomyces*

L'identification des *Termitomyces* implique en premier lieu la reconnaissance macroscopique. Il s'agit en général des caractères visibles à l'œil nu (la couleur, les ornements, la taille, la morphologie, l'architecture etc.) et leur reconnaissance nécessite un sens de l'observation aiguisé. Toutefois, la structure interne révèle les caractères microscopiques susmentionnés, non identifiables sur le terrain. Ainsi, la combinaison des particularités macroscopiques et microscopiques permet le plus souvent en s'appuyant sur les documents

spécialisés (clés d'identification, monographies etc.), d'identifier les collections ou faire le rapprochement aux taxons connus et les classer.

Néanmoins, il est parfois très difficile de séparer des taxons très proches par leurs caractères macroscopiques et microscopiques. La variation des éléments de distinction au sein d'un même taxon pouvant être accentuée par les facteurs géographiques, écologiques, climatiques, édaphiques. Le cas du perforatorium est un exemple palpable, car il varie parfois d'un individu à un autre au sein de la même espèce (Heim, 1977). C'est le cas de certaines différences parfois très marquées (épaississement à la base du pied, cystides) observées chez un faciès mais pas chez l'autre de la même espèce. En outre, la rareté et le polymorphisme des éléments de l'hyménium, la pigmentation, les différences de dimension des éléments chez un individu et pas chez l'autre du même taxon, pourraient mettre en doute l'identité de ce taxon. Toutefois on ne pourrait s'appuyer totalement sur ces critères pour séparer les espèces car ils sont assez uniformes dans le genre (Heim, 1977). D'autres études plus approfondies à l'exemple des études de phylogénie moléculaire sont absolument nécessaires dans certains cas.

Les études moléculaires et phylogéniques sur les *Termitomyces* sont relativement récentes, les plus remarquables sont celles de Frøslev et al. (2003) portant sur 42 souches représentant 18 espèces ; Rouland LeFevre et al. (2002) sur 15 souches dont 11 non identifiées, Aanen et al. (2002), Taprab et al. (2002) sur 14 souches dont 10 non identifiées, Sawhasan et al. (2011) sur 28 souches représentant 9 espèces seulement, Oyetayo (2012) et Saré et al. (2014). Ces études n'incluaient aucune des nombreuses souches de *Termitomyces* conservées à la Section mycologie (K(M)) du Jardin Botanique Royal de Kew (Royaume Uni), y compris les nouveaux taxons du Cameroun susmentionnés. En outre, à l'exception des travaux de Sawhasan et al. (2011) qui ont uniquement étudié les espèces identifiées de Thaïlande, les études susmentionnées incluaient en majorité les souches non identifiées de *Termitomyces* qui pourraient potentiellement être de nouveaux taxons.

Une autre possibilité d'identification aurait été d'établir la corrélation entre le termite et le champignon si à chaque espèce de Termite correspondait une espèce de *Termitomyces*. Mais au contraire, une espèce de termite est capable de cultiver plus d'une espèce de ce champignon (Makonde et al., 2013). En Afrique par exemple, le nombre d'espèces de termites champignonistes est d'environ 165 appartenant à 11 genres (Kambhampati and Eggleton, 2000), ce nombre est sous-estimé si l'on considère que de nouvelles espèces continuent d'être découvertes (Makonde et al., 2013). Les travaux d'Osiemo et al., (2010) précisent que la diversité des *Termitomyces* est définie par le genre de termite associé dans un écosystème. La trentaine d'espèces seulement, mentionnées par Kirk et al. (2008), témoigne de l'insuffisance des informations sur le nombre d'espèces en

comparaison avec le nombre de termites hôtes. En plus, si une espèce de termite est capable de cultiver plus d'une espèce de *Termitomyces*, alors beaucoup de taxons sont encore à se dévoiler dans la zone écologique (Principalement en Afrique tropicale et en Asie du Sud-Est) de ce genre.

Contrairement à beaucoup d'autres champignons à lames ayant divers types de substrats (sol, bois mort, humus, autres matières en décomposition...) et qui pourraient être cultivés en laboratoire, facilitant ainsi des travaux d'identification, les *Termitomyces* ont pour unique substrat la meule de termite. Il est donc jusqu'alors impossible de les cultiver (les carpophores). Et donc, les travaux d'identification macroscopique qui se font plus aisément sur les sporocarpes frais deviennent difficiles, car s'avèrent fiables seulement pendant le temps assez court de fraîcheur après la récolte.

1.2.9. Symbiose Termites/*Termitomyces*

La symbiose entre le *Termitomyces* et le termite est originaire d'Afrique (Aanen et Eggleton, 2005) et est obligatoire pour les deux partenaires (Wood & Thomas, 1989 ; Aanen et *al.*, 2002; Frøslev et *al.*, 2003). Le termite met à la disposition du *Termitomyces* des nutriments et un environnement hautement propice à sa croissance et en retour le *Termitomyces* met à la disposition du termite une source de nourriture. Il s'agit en fait d'une exosymbiose. Les termites impliqués dans ce mutualisme appartiennent à la sous-famille Macrotermitinae (Rouland-Lefevre, 2000; Rouland-Lefevre et *al.*, 2002 ; 2006; Rouland-Lefevre et Bignell, 2001).

1.2.9.1. Symbiote termite

Les termites, d'après Guedegbe (2008), sont des insectes sociaux appartenant à l'ordre des Isoptères, répartis en castes fonctionnelles bien définies (ouvriers, soldats et reproducteurs). Les ouvriers fourragent, construisent et entretiennent les nids mais sont également chargés de l'alimentation des autres individus. Les soldats défendent les colonies tandis que les ailés reproducteurs (rois et reines) sont responsables de la dispersion et de la reproduction (Eggleton, 2006). Plusieurs groupes de termites (supérieurs) sont capables de dégrader la cellulose grâce à la cellulase ou aux protozoaires contenus dans leur tube digestif (Turnbull & Watling, 1999). Par contre, certains groupes dit champignonnistes (principalement ceux de la sous-famille des Macrotermitinae) ont besoin d'une relation exosymbiotique avec les *Termitomyces* (Rouland Lefèvre, 2000 ; Rouland Lefèvre et Bignell, 2001; Rouland Lefèvre et *al.*, 2002, 2006), pour pouvoir dégrader la cellulose.

Il est clairement établi que ces termites acquièrent leur champignon symbiotique à la fois horizontalement et verticalement (Rouland-Lefèvre et *al.*, 2002; Aanen et *al.*, 2002). Selon Guedegbe (2008), pour la majorité des espèces, après fructification du *Termitomyces*, les spores

ingérées par les ouvriers à travers l'alimentation sont inoculées dans les matières fécales servant à la construction de la première meule à champignon. Concernant les autres Macrotermitinae dont le *Termitomyces* associé ne fructifie pas, la transmission du symbiote est effectuée par les ailés reproducteurs qui ingèrent les spores du champignon symbiotique avant de quitter le nid parental. Environ 330 espèces de termites appartenant aux Macrotermitinae réparties en Afrique et en Asie, sont impliquées dans la culture des *Termitomyces* (Muller et al., 2005).

1.2.9.2. Symbiote *Termitomyces*

Rouland-Lefèvre (2000) se basant sur les capacités fonctionnelles des *Termitomyces*, distingue deux catégories: les « spécialistes » qui sont associés à un genre spécifique de Macrotermitinae et les « généralistes » qui peuvent avoir des connexions avec plusieurs genres différents. Cette distinction est appuyée par les résultats de récents travaux de De Fine Licht et al. (2007). Ces derniers ont montré qu'en échangeant les champignons symbiotiques de deux Macrotermitinae sympatriques (*Macrotermes natalensis* et *Odontotermes badius*) respectivement associés à un *Termitomyces* « spécialiste » et un autre « généraliste », la survie de *M. natalensis* se trouve significativement réduite contrairement à celle de *O. badius*.

1.2.9.3. Symbiose proprement dite

Contrairement aux associations existant chez la plupart des autres termites qui sont plutôt des endosymbioses avec les archées, amibes, levures, spirochètes, actinomycètes ou flagellées ; les Macrotermitinae ont quant à eux une exosymbiose avec les *Termitomyces* qu'ils cultivent sur les meules (Figure 5a-d). Les jeunes termites ingèrent les mycotêtes (embryons) de *Termitomyces* (Figure 5b, c) riches en azote Guedegbe (2008). Ce supplément d'azote constituerait un apport nutritionnel important et les aiderait d'une part dans le développement des glandes labiales pour l'approvisionnement des larves et des reproducteurs et d'autre part dans le recyclage de la matière végétale via les enzymes contenues dans les mycotêtes (Hongoh et al., 2006 ; Rouland-Lefèvre, 2000).

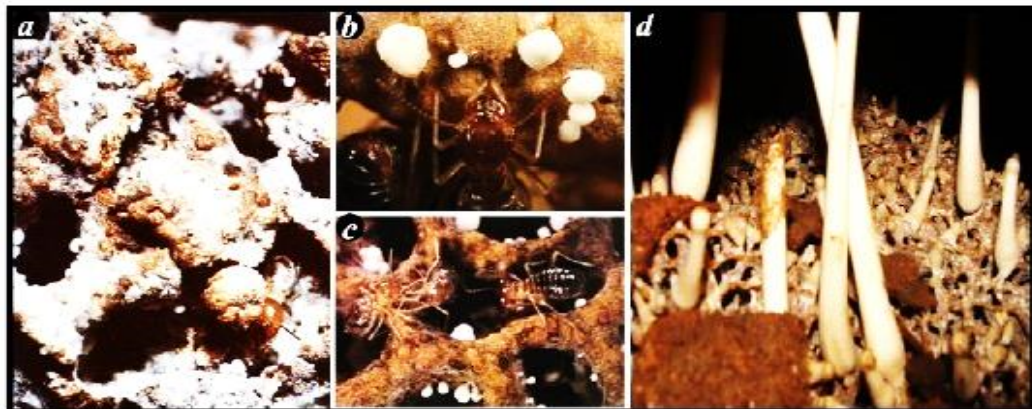


Fig. 5. Développement des *Termitomyces* sur la meule. a : Mycélium en développement sur la meule ; b et c : Nodules (mycotêtes) de *Termitomyces* ; d : Développement des carpophores à partir des nodules (a-c Photo courtesy de Prof. Renoux; d- Pahlevanlo and Janardhana, 2012).

L'association termites/*Termitomyces* est définie comme une association obligatoire (Heim, 1977 ; Wood & Thomas, 1989; Aanen et al., 2002; Froslev et al., 2003). L'existence indépendante de chaque partenaire demeure problématique (Aanen & Eggleton, 2005). Toutes les espèces de *Termitomyces* étant complètement dépendantes des termites vu qu'elles n'ont jamais été rencontrées en vie libre (Figure 6) excepté *Termitomyces microcarpus* et sont aussitôt envahies par d'autres champignons lorsqu'elles sont séparées de la meule (Darlington, 1994). En retour, les termites sont apparemment complètement dépendant du *Termitomyces*, considérant qu'ils n'ont jamais été observés vivants sans ce champignon et des expériences ont montré qu'ils sont incapables de survivre sans le *Termitomyces* (Sands, 1956 ; Grassé, 1959 ; Rouland-Lefèvre, 2000). Cette symbiose est largement basée sur le fait que le *Termitomyces* aide les termites dans le recyclage du matériel végétal via son complexe enzymatique performant et en retour, ces dernières mettent en place un environnement extrêmement favorable à la croissance du champignon et veillent à la pérennité de ce dernier en assurant sa propagation lors d'établissement de nouveaux nids (Thomas, 1987 ; Wood & Thomas, 1989 ; Rouland-Lefèvre & Bignell, 2001). Dans cette relation, plusieurs auteurs suggèrent que le champignon a un rôle actif dans la dégradation des composés phénoliques réfractaires comme la lignine et dans la diminution du ratio C/N des débris végétaux avant leur ingestion par les termites, améliorant ainsi la qualité de l'alimentation de ces derniers. Les termites utiliseraient donc les capacités enzymatiques de leur partenaire dans la dégradation de leur nourriture riche en composés ligno-cellulosiques ou pouvant contenir des molécules comme les phénols, tannins et terpénoïdes présents en grande quantité dans le bois (Fengel & Wegener, 1984). La dégradation de ces composés aromatiques par la flore symbiotique en plus de fournir aux termites hôtes des molécules plus facilement assimilables comme source de carbone, constitue également une détoxification, car ces composés nuisent aux insectes (König et al., 2006). Les deux partenaires de cette symbiose ont adapté leur cycle de vie afin d'assurer la transmission effective du champignon symbiotique à chaque nouvelle colonie de termites (Figure 7) (Guedegbe, 2008).

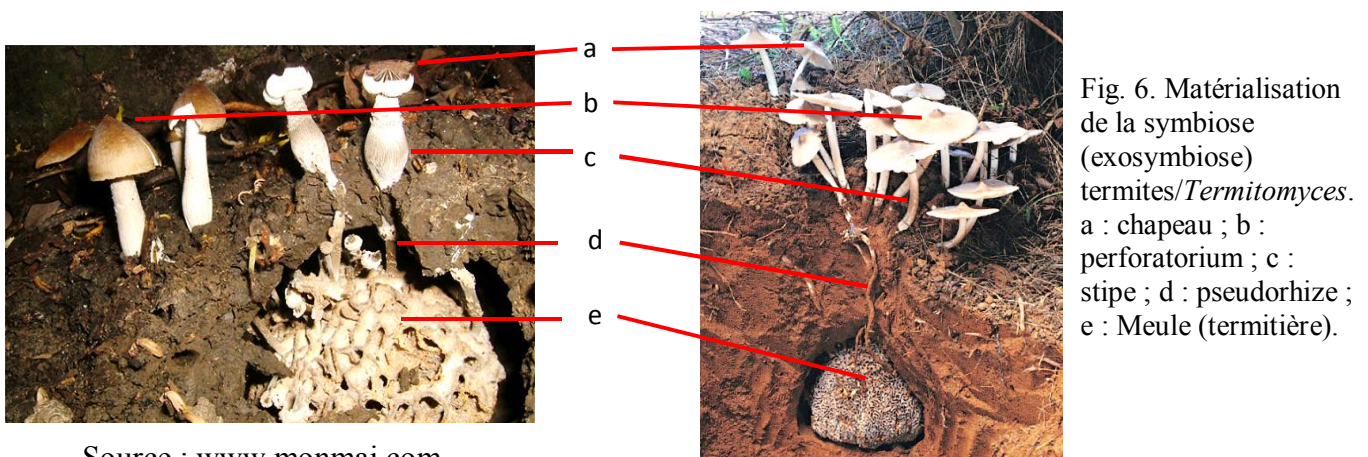


Fig. 6. Matérialisation de la symbiose (exosymbiose) termites/*Termitomyces*. a : chapeau ; b : perforatorium ; c : stipe ; d : pseudorhizide ; e : Meule (termitière).

Source : www.monmai.com

Bulmer and Crozier, 2004) qui empêcheraient la contamination par les autres champignons et aideraient ainsi à maintenir les *Termitomyces* en monocultures (Moriya *et al.*, 2005).

I.2.10.2. Cycle de vie

Selon Heim (1977) le *Termitomyces* a un cycle de vie hétérothallique. Sa propagation asexuée dans la colonie se fait via des spores végétatives (Leuthold *et al.*, 1989 ; Aanen, 2006). La propagation sexuée entre colonies différentes de termites se fait par contre via des spores sexuées, collectées activement ou passivement dans la zone environnante de la termitière, par les termites ouvriers (Korb & Aanen, 2003). Des études récentes ont démontré que les *Termitomyces* dans leur cycle sexué présentent une phase homocaryotique et une phase hétérocaryotique (Licht *et al.*, 2006). La spore germe pour donner un mycélium monocaryotique qui fusionne plus tard avec un autre monocaryon compatible issu de la germination d'une autre spore distincte pour donner un dicaryon à cellule contenant les deux noyaux des monocaryons de départ. Ce mycélium dicaryotique pourra par la suite donner le sporophore sur lequel se forment les spores (Fig. 8) (Nobre *et al.*, 2014).

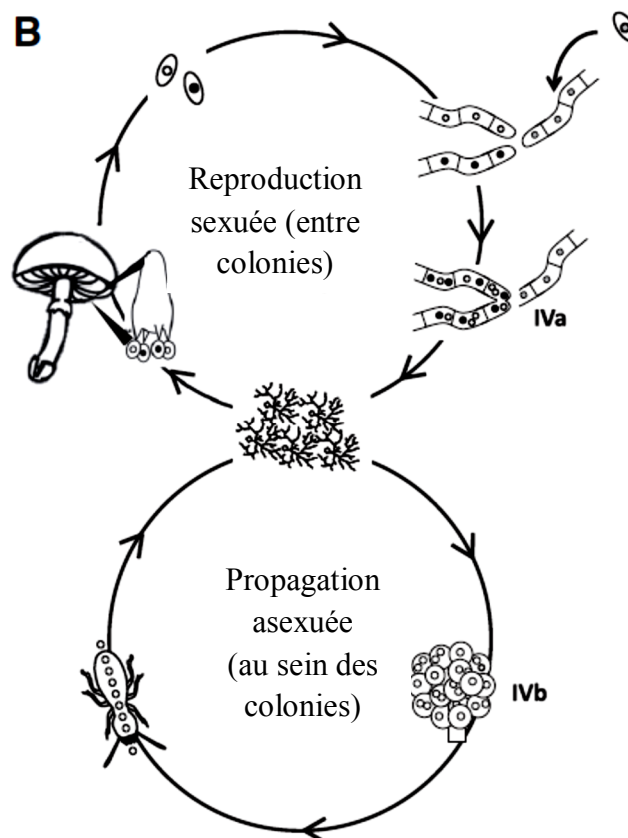


Fig. 8. Cycles de vie sexuée et asexuée des espèces du genre *Termitomyces* (Nobre *et al.*, 2014).

I.2.11. Distribution géographique

I.2.11.1. Distribution mondiale

La distribution géographique des *Termitomyces* coïncide avec celle des Macrotermitinae qui sont exclusivement retrouvés dans le Sud-Est asiatique et en Afrique tropicale (Figure 9b)

(Tibuhwa, 2012 ; Batra and Batra, 1979), mais aussi dans les pays tropicaux du Pacifique Sud (Singer, 1986). L'origine de ce groupe de termites semblait difficile à déterminer, car ces derniers présentent des similarités avec des termites inférieurs, notamment au niveau de la structure intestinale jadis considérée comme un bon indicateur phylogénétique (Donovan et al., 2000 ; Bignell, 1994). Les premiers travaux sur la distribution géographique ont été ceux d'Emerson (1955), qui ont montré que les termites champignonnistes provenaient d'Afrique à l'Oligocène, puis progressivement, ils se seraient répartis en Asie du Sud et du Sud-Est. Une étude plus récente (Aanen & Eggleton, 2005) permet à présent d'avoir une idée plus précise sur l'origine géographique et la distribution des Macrotermitinae, et donc des *Termitomyces*. Ces deux derniers chercheurs ont révélé que ces termites proviennent des forêts humides d'Afrique à partir desquelles ils ont colonisé de façon répétitive les savanes Africaines. Puis, concernant les migrations hors d'Afrique, il y en aurait au moins quatre en Asie et une à Madagascar (Figure 9a).

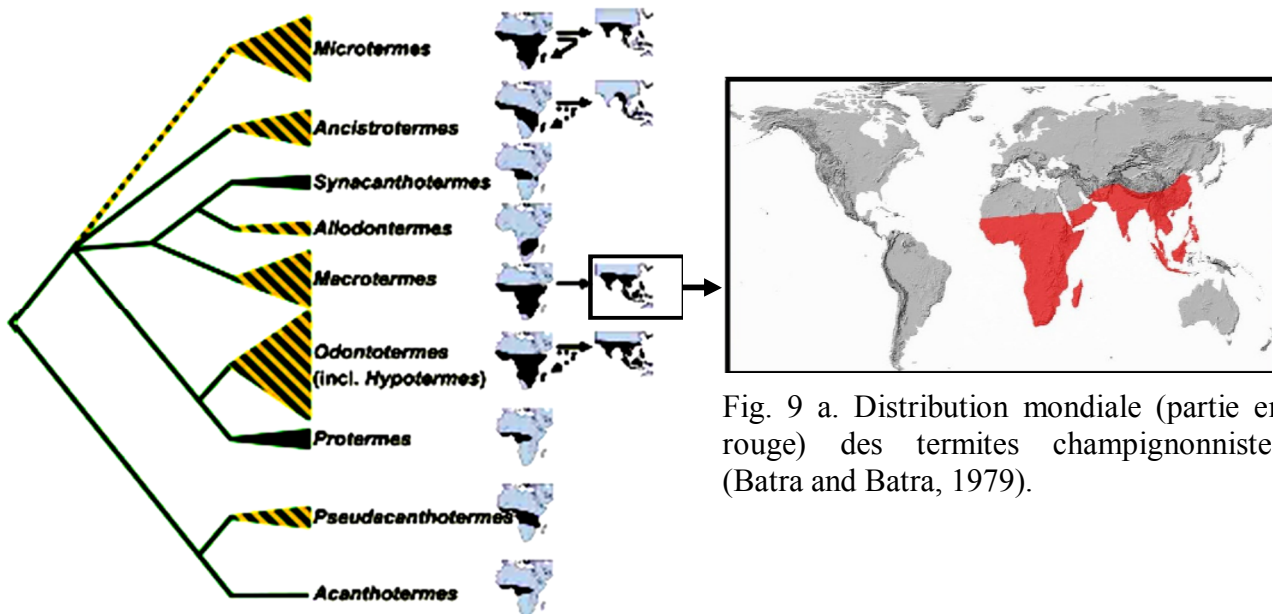


Fig. 9 a. Distribution mondiale (partie en rouge) des termites champignonnistes (Batra and Batra, 1979).

Fig. 9 b. Représentation simplifiée de l'origine biogéographique des termites champignonnistes. L'absence de rayure indique une origine ancestrale forestière et les rayures, une origine ancestrale ambiguë. Les triangles indiquent les types d'habitats colonisés. L'absence de rayures pour forestier et les rayures pour à la fois forestier et savanien. L'origine africaine des genres *Ancistrotermes* et *Odontotermes* Malgaches est incertaine et est représentée par des pointillés (Aanen & Eggleton, 2005).

Environ une cinquantaine d'espèces de *Termitomyces* sont citées à travers le monde par divers auteurs, mais une trentaine seulement sont acceptées dans la dixième édition du dictionnaire des champignons de Kirk et al. (2008) en plus de la contribution apportée par cette étude. Les espèces citées par ces auteurs sont : *Termitomyces albidolaevis* Dhanch., *T. albidus* (Singer) L. D. Gómez, *T. albus* (Peck) L.D. Gómez, *T. aurantiacus* R. Heim, *T. badius* Otieno, *T. biyi* Otieno,

T. brunneopileatus D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman *comb. nov.* *T. bulborhizus* T. Z. Wei, Y. J. Yao, B. Wang & Pegler, *T. cartilagenus* (Berk.) R. Heim, *T. citriophyllus* R. Heim, *T. congolensis* (Beeli) Singer, *T. cylindricus* S. C. He, *T. dominicalensis* L. D. Gómez, *T. entolomoides* R. Heim, *T. epipolius* (Singer) L. D. Gómez, *T. eurhizus* (Berk.) R. Heim, *T. fuliginosus* R. Heim, *T. globulus* R. Heim & Gooss.-Font., *T. grisumbo* Mossebo, *T. heimii* Natarajan, *T. indicus* Natarajan, *T. infundibiliformis* Mossebo, *T. lanatus* R. Heim, *T. magoyensis* Otieno, *T. mammiformis* R. Heim, *T. mboudaeina* Mossebo, *T. medius* R. Heim & Grassé, *T. microcarpus* (Berk. & Broome) R. Heim, *T. narobiensis* Otieno, *T. striatus* (Beeli) R. Heim, *T. orientalis* R. Heim, *T. perforans* R. Heim, *T. poliophax* (Singer) L.D. Gómez, *T. rabuorii* Otieno, *T. radicans* Natarajan, *T. reticulatus* Van der Westh. & Eicker, *T. robustus* (Beeli) R. Heim, *T. rutilans* (Fr.) Sing., *T. sagittiformis* (Kalchbr. & Cooke) D.A. Reid, *T. schimperi* (Pat.) R. Heim, *T. singidensis* Saarim. & Härk., *T. spiniformis* R. Heim, *T. subumkowaan* Mossebo, *T. titanicus* Pegler & Pearce, *T. tylerianus* Otieno, *T. umkowaan* (Cooke & Masee) D.A. Reid.

I.2.11.2. Distribution des *Termitomyces* en Afrique

Les espèces de *Termitomyces* (Tableau I) sont essentiellement présentes dans sept pays africains (Eyi Ndong, 2009). certaines formes (généralement non sexuées et donc sans carpophore) sont rarement signalées dans d'autres parties du continent.

Tableau I. Répartition des différentes espèces du genre *Termitomyces* en Afrique tropicale. Les chiffres associés aux espèces de ce tableau sont utilisés pour les représenter sur la figure 10.

<i>Termitomyces aurantiacus</i>	<i>T. striatus</i> (Beeli) Heim (17)
<i>T. clypeatus</i> Heim (2)	<i>T. spiniformis</i> Heim (18)
<i>T. eurhizus</i> (Berk.) Heim (3)	<i>T. striatus</i> f. <i>bibasidiatus</i> Mossebo (20)
<i>T. fuliginosus</i> Heim (4)	<i>T. brunneopileatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>comb. nov.</i> (21)
<i>T. globulus</i> Heim & Gooss.-Font. (5)	<i>T. medius</i> f. <i>ochraceus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>f. nov.</i> (24)
<i>T. grisumbo</i> Mossebo (6)	<i>T. subumkowaan</i> Mossebo (25)
<i>T. lanatus</i> Heim (7)	<i>T. titanicus</i> Pegler & Pearce (26)
<i>T. letestui</i> (Pat.) Heim (8)	<i>T. tylerianus</i> Otieno (27)
<i>T. mammiformis</i> Heim (9)	<i>T. striatus</i> f. <i>subclypeatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>f. nov.</i> (28)
<i>T. mboudaeina</i> Mossebo (10)	<i>T. striatus</i> f. <i>subumbonatus</i> Mossebo (29)
<i>T. medius</i> Heim & Grassé	<i>T. striatus</i> f. <i>camerunensis</i> Mossebo (30)
<i>T. microcarpus</i> (Berk & Br.) Heim (12)	<i>T. infundibiliformis</i> Mossebo (31)
<i>T. perforans</i> Heim (13)	<i>T. medius</i> f. <i>ochraceus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>f. nov.</i> (32)
<i>T. robustus</i> (Beeli) Heim (14)	<i>T. globulus</i> R. Heim & Goos.-Font. (33)
<i>T. schimperi</i> (Pat.) Heim (15)	
<i>T. singidensis</i> Saarim & Härkönen. (16)	



Légende : — Frontières entre pays — Cours d'eau — Afrique — Asie

Fig. 10. Répartition des différentes espèces du genre *Termitomyces* en Afrique tropicale (Eyi Ndong, 2009). Les chiffres correspondent aux espèces du tableau I.

Comme le montre la figure 10 associée au tableau I, les *Termitomyces* sont présents dans certains pays d'Afrique tels que : le Bénin, la Centrafrique, le Cameroun, le Congo-Kinshasa, le Burundi, le Gabon et la Tanzanie. Ils sont également signalés à Madagascar (Nobre et al., 2010), mais les informations sur leur taxonomie sont manquantes.

I.2.11.3. Distribution des *Termitomyces* au Cameroun

Dans une contribution à l'amélioration de l'état de connaissance des espèces africaines, Mossebo et al. (2002, 2009, 2011, 2017) ont documenté 18 taxons de *Termitomyces*, comprenant 5 nouvelles espèces [*Termitomyces griseiumbo* Mossebo, *T. subumkowaan* Mossebo, *T. mboudaeina* Mossebo, *T. infundibiliformis* Mossebo, *T. subclypeatus* Mossebo (ré-identifiée comme *T. striatus* f. *subclypeatus* D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman dans cette étude)] et 7 nouvelles formes [*T. striatus* f. *subumbonatus* Mossebo, *T. striatus* f. *bibasidiatus* Mossebo, *T. striatus* f. *griseiumboides* Mossebo (ré-identifiée comme *T. medius* R. Heim & Grassé dans cette étude), *T. striatus* f. *camerunensis* Mossebo, *T. striatus* f. *pileatus* Mossebo (ré-identifiée comme

T. brunneopileatus D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman dans cette étude et *T. striatus* f. *brunneus* Mossebo (ré-identifiée comme *T. brunneopileatus* D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman dans cette étude)] du Cameroun et d'Afrique centrale.

Le Cameroun compte actuellement le plus grand nombre (une vingtaine) de taxons de *Termitomyces* en Afrique. Ici, les *Termitomyces* sont présents dans les régions du Centre, du Sud, de l'Est, de l'Ouest, Nord-Ouest, du Littoral et l'Adamaoua (Mossebo et al., 2002, 2007, 2009, 2011). Le tableau II présente la liste de quelques taxons avec leur distribution par région et les périodes de récolte correspondantes.

Tableau II. Check-list des taxons de *Termitomyces* récoltés au Cameroun avec leur distribution géographique par région et période de récolte (Mossebo et al., 2002, 2007, 2009, 2011, 2017).

N°	Taxons	Lieu de récolte	Période de récolte
1	<i>T. aurantiacus</i> R. Heim	Ouest, Adamaoua, Centre	mars, avril, mai,
2	<i>Termitomyces brunneopileatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>comb. nov.</i>	Centre, Sud	octobre, novembre
3	<i>T. striatus</i> f. <i>camerunensis</i> Mossebo	Centre	Octobre, Novembre
4	<i>T. globulus</i> R. Heim & Goos.-Font.	Centre	Octobre, Novembre
5	<i>T. infundibiliformis</i> Mossebo	Ouest	Août, Septembre
6	<i>T. griseiumbo</i> Mossebo	Centre, Ouest	octobre, novembre
7	<i>T. letestui</i> (Pat) R. Heim	Ouest, Adamaoua, Nord-Ouest, Centre, Sud, Est	mars, avril, mai,
8	<i>T. mammiformis</i> R. Heim	Centre, Littoral	mars, avril, mai
9	<i>T. mboudaeina</i> Mossebo	Ouest	mars, avril, mai,
10	<i>T. medius</i> R. Heim & Grassé	Centre, Sud	octobre, novembre
11	<i>T. medius</i> f. <i>ochraceus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>f. nov.</i>	Centre	Août, Septembre
12	<i>T. microcarpus</i> (Berk & Br.) R. Heim	Centre, Sud, Est	mai, juin
13	<i>T. schimperi</i> (Pat) R. Heim	Centre, Sud, Est	août, septembre, octobre
14	<i>T. striatus</i> f. <i>bibasidiatus</i> Mossebo	Ouest, (Centre)	mars, avril, mai, (octobre, novembre)
15	<i>T. striatus</i> f. <i>subclypeatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>f. nov.</i>	Ouest	mars, avril, mai.
16	<i>T. striatus</i> f. <i>subumbonatus</i> Mossebo	Centre	octobre, novembre
17	<i>T. subumkowaan</i> Mossebo	Ouest	mars, avril, mai.

Commentaire : Certains des taxons cités dans le tableau II poussent également dans d'autres régions (Extrême-Nord, Nord, Sud-Ouest) du Cameroun où les études sur les *Termitomyces* n'ont jusqu'à ce jour pas encore été faites. Les régions mentionnées entre parenthèses sont celles où les taxons cités poussent occasionnellement. Les mois mentionnés entre parenthèses indiquent que le taxon cité pousse irrégulièrement à ces périodes.

I.2.12. Importance des *Termitomyces*

L'importance de l'étude des *Termitomyces* se situe aux niveaux écologique, alimentaire, économique et médicinal.

I.2.12.1. Importance écologique

Les *Termitomyces* contribuent à la dégradation de la cellulose contenue dans la matière végétale (Martin and Martin, 1978; Rouland et al., 1988; Rouland-Lefevre, 2000). Ils participent ainsi au recyclage du carbone en forêts. La lignine étant plus réfractaire à l'attaque microbienne que les hydrates de carbone qu'elle entoure, seule une flore particulière notamment la mycoflore peut en assurer la minéralisation et l'humification. La mycoflore colonisent très vite la matière végétale et dégradent simultanément la cellulose et les hémicelluloses ainsi que la lignine qui est alors rapidement métabolisée (Kirk & Farrell, 1987). Ce qui explique en partie la disparition des souches d'arbres et de bois mort dans nos forêts. À cause de cette aptitude fonctionnelle très intéressante, comme chez les autres Basidiomycota, le complexe enzymatique du *Termitomyces* a été très largement étudié (Rouland et al., 1988a, 1988b, 1991 ; Matoub et Rouland, 1995 ; Mora et al., 1998; Mora et Lattaud, 1999 ; Hyodo et al., 2000; 2003 ; Ghosh et al., 2002 ; Taprab et al., 2005). Plusieurs enzymes extracellulaires sont impliquées dans la dépolymérisation de la lignine à savoir : la Lignine Peroxydase (LiP), le Manganèse Peroxydase (MnP) et les Laccases. Une nouvelle Manganèse Peroxydase potentiellement impliquée dans la dégradation de la lignine a par exemple été retrouvée chez *Termitomyces albuminosus* (Ohkuma et al., 2001). Les *Termitomyces* contribuent également à enrichir la réserve de gaz carbonique dans l'atmosphère ; sans la dégradation permanente de biomasse et le dégagement de gaz carbonique qui en découle, la réserve de CO₂ serait théoriquement consommée en 25 à 30 jours par les plantes photosynthétiquement actives, et les écosystèmes terrestres s'effondreraient (Klaus et al., 2004).

I.2.12.2. Importance alimentaire

Les carpophores de *Termitomyces* sont habituellement récoltés pour l'alimentation (Darlington, 1994). Ce genre est vraisemblablement le plus apprécié et consommé dans sa zone écologique. Il est le plus consommé en Inde (Sudheep, 2011), en Côte d'Ivoire (Koné et al., 2013), au Gabon (Eyi Ndong, 2009), au Mozambique où un ménage consomme en moyenne 30-35 kg de *Termitomyces schimperi* par an (Boa et al., 2000). Au Cameroun, ils constituent un plat de choix pour les populations rurales et même celles des villes où ils remplacent parfois la viande et le poisson dans les menus.

La valeur nutritionnelle des *Termitomyces* figure parmi les plus élevées des champignons comestibles sauvages (Parent & Thoen, 1977; Buyck, 1994 ; Degreef et al., 1997; Malaisse, 1997; Boa, 2004). Leur teneur moyenne en protéines par exemple oscille entre 22 et 28% du poids sec,

tandis que celle des autres champignons est d'environ 5-9 % (Degreef et *al.*, 1997). Comme certains autres champignons, ils constituent un aliment complet contenant en moyenne des substances minérales (0,6-1,5 %), des sucres (1-3 %), des graisses (0,2-0,8 %), des protéines (2-4 %), des vitamines variables selon les espèces (types A, B, D), des sels minéraux (Ca, Mg, K, P, etc...) et 80-90 % d'eau (Buyck, 1994). L'espèce *Termitomyces clypeatus* par exemple contient une quantité significative de protéines (31 %), d'hydrates de carbone (32 %), d'acide ascorbique (10–14 %) et d'antioxydants (Ogundana & Fagade, 1982 ; Tibuhwa, 2012a). En outre, Mossebo & Njouonkou (2010) ont observé qu'en dépit de leur contenu en eau très élevé, ils constituent une source importante de fibres. Toutefois et bien qu'en général utilisés comme « viande » dans nos mets locaux (à l'exemple de la sauce jaune à l'Ouest, dans les mets à base de concombres au Littoral, dans la sauce d'arachide, etc.), contrairement à la viande, ils sont pauvres en protéines avec une faible valeur énergétique en lipides, ainsi qu'un taux élevé d'acides gras insaturés. Par conséquent, ils peuvent entrer dans la composition des menus hypocaloriques des personnes sous régime alimentaire (Kansci et *al.*, 2003). Certaines espèces telles que *Termitomyces umkowaan* et *T. sagittaeformis*, contiennent tous les aminoacides essentiels (Botha and Eicker, 1992). *Termitomyces clypeatus* produit des variétés d'enzymes sur milieux de culture, utilisées comme additif en alimentation, dans la fabrication du pain et dans d'autres applications industrielles (cas de la clarification des « non-citrus fruit juices ») (Khowala et *al.*, 1992 ; Ghorai et *al.*, 2009).

I.2.12.3. Importance économique

Les *Termitomyces* font partie des espèces comestibles constituant des sources de revenus dans 80 pays selon la FAO (2006). Dans plusieurs régions, l'impact socio-économique des *Termitomyces* sur le revenu des familles locales est important (Boa, 2004; Koné et *al.*, 2013). La vente de leurs carpophores a été notée dans plusieurs zones rurales en Afrique Centrale et de l'Est, en Tanzanie (Härkönen et *al.*, 1995), au Burundi (Buyck & Nzigidahera, 1995), au Zimbabwe (Pearce & Sharp, 2000), en Zambie (Pegler & Pearce, 1980), au Congo (Thoen et *al.*, 1973; Degreef et *al.*, 1997)... Au Cameroun, les carpophores se vendent à bon prix dans les marchés saisonniers (marchés de champignons de Mbouda et de Fouban) et le long des axes routiers, les marchés des villes (marché de Mfoudi, Mokolo), pendant la période de fructification (entre avril et novembre) et à des prix élevé à contre saison (généralement les carpophores secs).

I.2.12.4. Importance médicinale

Certaines espèces de *Termitomyces* sont connues pour leurs vertus thérapeutiques dans quelques pays d'Afrique de l'ouest à l'exemple du Nigeria où, l'espèce *T. microcarpus* est utilisée dans le traitement de la gonococcie (Oyetayo, 2011). Certaines espèces seraient utilisées dans

l'abaissement de la pression artérielle, dans le traitement du rhumatisme, du kwashiorkor, de l'obésité, de la diarrhée et comme substance purgative (Srivastava *et al.*, 2011). D'autres espèces récoltées en Chine, contiennent des cérébrosides appelées « Termitomycesphines » (Choi *et al.*, 2012 ; Qu *et al.*, 2012), utilisées en neurologie pour stimuler l'activité des canaux BK(Ca) ; ces canaux étant associés à certaines pathologies, les termitomycesphines pourraient être utilisées comme agent thérapeutiques contre ces infections de par leur effet régulateur sur ces canaux (Qu *et al.*, 2012).

I.2.13. Croissance post-récolte du sporophore chez les champignons

Les champignons sont généralement des produits hautement périssables et commencent très souvent à se détériorer peu longtemps après leur apparition, parfois juste un jour après la récolte selon de nombreux auteurs tels Burton *et al.* (1987), López-Briones *et al.* (1992, 1993), Roy *et al.* (1996), Tano *et al.* (1999). Ils ont en outre une durée de vie généralement courte de quelques heures ou quelques jours concernant particulièrement les champignons à lames auxquels appartiennent les *Termitomyces*. Pour les raisons susmentionnées, les sporophores de *Termitomyces* et des autres champignons à lames doivent généralement être récoltés au stade de croissance auquel ils se trouvent sur le terrain. Ceci parce que la récolte ne peut très souvent pas être reportée pour plusieurs raisons. Ces raisons incluent le risque élevé de ne plus les retrouver ou alors les retrouver déjà pourris sur le substrat lors d'une prochaine récolte. Par conséquent, les sporocarpes immatures devraient également être récoltés lors des excursions mycologiques, et doivent néanmoins être également étudiés. Cependant, les lamelles immatures de l'hyménophore ne s'avèrent pas pertinentes en particulier pour les descriptions micro-morphologiques et sont généralement incapables de produire des sporées qui sont nécessaires pour une description complète comprenant leur couleur, d'autres caractéristiques des spores, ainsi que leur culture pour d'autres études.

La croissance post-récolte du sporocarpe a déjà été observée et étudiée chez certaines espèces (Ares *et al.*, 2007 ; Henze, 1989 ; Moore, 1984) mais pas encore dans le genre *Termitomyces*. Ces études ont suivi des observations selon lesquelles de jeunes sporocarpes de certaines espèces de champignons à lames en particulier continuent de se développer même après avoir été séparés du mycélium générateur (Hammond, 1979) sur le substrat. Considérant *Agaricus bisporus* en particulier, Hammond (1979) affirme que son sporocarpe continue de se développer pendant un certain temps en croissance post-récolte exactement comme lorsqu'il était encore sur le substrat de culture qui est le compost. Braaksma *et al.* (1998) disent en outre que pendant la croissance post-récolte, le stipe d'*Agaricus bisporus* continue de croître en longueur, le chapeau s'élargit, les lamelles sont formées, suivi de la production des spores (Fig. 11). Moore (1984) a observé le même

développement chez *Coprinus cinereus*. Ce développement est également observé chez *Lentinula edodes* (Fig. 12). De telles études n'avaient jamais encore été faites sur les *Termitomyces* en général et *T. schimperi* en particulier, hors les descriptions taxonomiques de ce groupe et de la plupart des autres macromycètes à lames, sont de préférence faites sur des carpophores matures pour une description fiable de leurs caractéristiques macro- et microscopiques. Cependant, pendant les récoltes, il arrive que les sporocarpes de ce groupe et d'autres champignons à lames soient retrouvés immatures sur le terrain. Il apparaît ainsi nécessaire dans le cas où des sporocarpes immatures de cette espèce et des macromycètes similaires sont récoltés sur le terrain, de développer des stratégies afin de déclencher ou de stimuler la croissance post-récolte de leurs sporocarpes et du chapeau en particulier, afin de pouvoir finalement les identifier et les classer.

Considérant par exemple *Termitomyces schimperi*, lorsqu'il est immature et également trouvé ainsi sur le terrain, montre un chapeau subglobuleux, hémisphérique ou subhémisphérique (Heim 1977, Mossebo et al., 2002), le plus souvent encore relié au stipe par le voile. Ces morphologies ne donnent aucun accès direct à l'hyménophore lamellé pour prélever les lamelles et ne donnent pas non plus la possibilité de prélever la sporée. Par conséquent et dès que possible, une croissance additionnelle (croissance post-récolte) de ces sporocarpes immatures devrait être stimulée ou artificiellement déclenchée afin d'obtenir un chapeau plus mature avec ses structures internes.

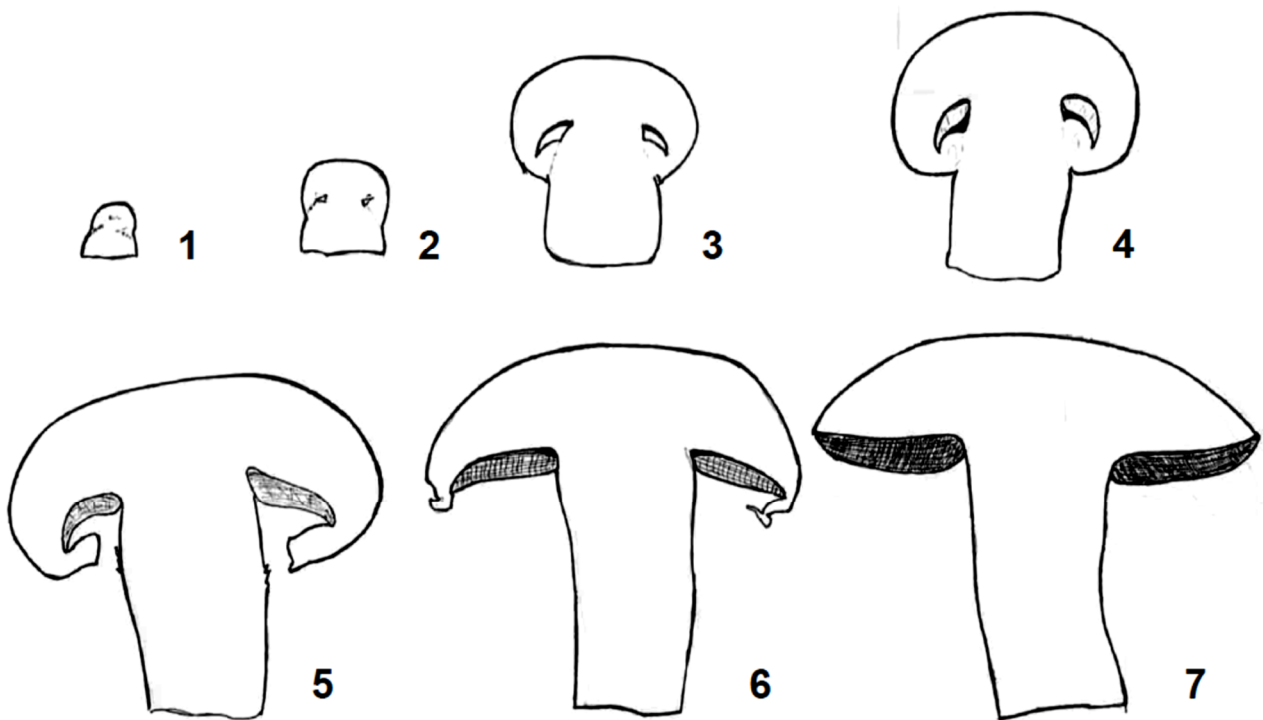


Fig. 11. Morphologie du sporophore d'*Agaricus bisporus* à différents stades de développement progressif. Sporophore des stades 1 à 7 (dessinés à partir des photos) sont conformes aux stades de développement suggérés par Hammond & Nichols (1975, 1976).



Fig. 12. Croissance post-récolte de *Lentinula edodes*. Source : <http://freshcapmushrooms.com>

CHAPITRE II: MATÉRIEL ET MÉTHODES

II.1. PHYLOGÉNIE MOLÉCULAIRE

II.1.1. Matériel

II.1.1.1. Sites d'études

L'étude phylogénique s'est déroulée dans les Laboratoires de Cryptogamie (DBPV) de la Faculté des Sciences de l'Université de Yaoundé 1 et de Stress Immunité Pathogènes (SIMPA) de la Faculté de Médecine de l'Université de Lorraine (Nancy-France). Cette étude avait été commencée bien avant en 2007 par notre encadreur, à la Section Mycologique du Jardin Royal Botanique de Kew en Angleterre avec les premières souches récoltées. Les souches (Tableau III) constituant le matériel biologique utilisé dans cette étude avaient été récoltées plusieurs années auparavant par divers collecteurs et conservées dans les herbiers du Laboratoires de Cryptogamie (DBPV) de la Faculté des Sciences de l'Université de Yaoundé 1, du Muséum d'Histoire Naturelle de Paris et de la Section Mycologique du Jardin Botanique Royal de Kew au Royaume Uni. Elles avaient été récoltées dans certains pays Africains tels que le Burundi, le Cameroun, le Congo, le Ghana, le Malawi, le Sénégal, l'Afrique du Sud, la Tanzanie et le Zimbabwe (Fig. 13). Egalement dans certains pays de d'Asie tels que : la Chine, la Malaisie, le Pakistan et la Thaïlande (Figure 14).



Fig. 13. Pays africains où les souches de *Termitomyces* avaient été récoltées avant d'être conservées à Yaoundé 1, au Muséum d'Histoire Naturelle à Paris et à Kew. Il s'agit des pays marqués par un point rouge (●).

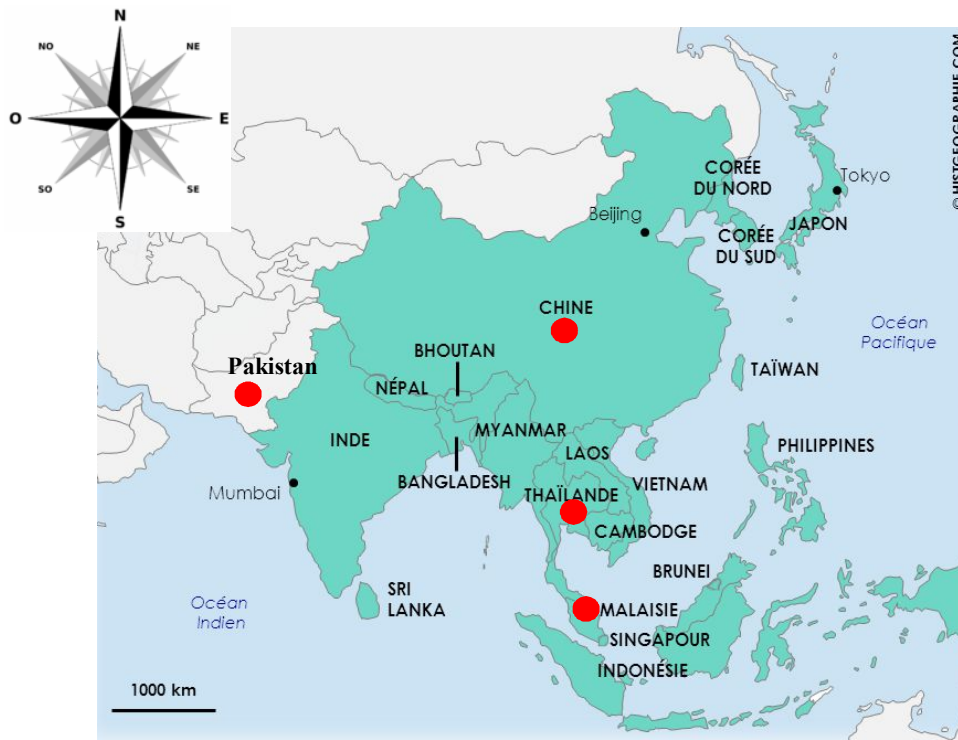


Fig. 14. Pays asiatiques de récolte des souches de *Termitomyces*. Il s'agit des pays marqués par un point rouge, où les souches avaient été récoltées, puis gardées dans l'herbier de Kew (●). Carte : hisogéographie.com

II.1.1.2. Matériel biologique

Le matériel biologique (Tableau III) pour la phylogénie moléculaire était constitué des lames et lamelles du chapeau des souches. Chaque souche porte un code indiquant l'herbier dont elle provient. Celles codées avec la référence DM (HUY1-DMx) proviennent de l'herbier du Département de Biologie et Physiologie Végétales de l'Université de Yaoundé 1 au Cameroun. Les souches portant un numéro K(M) proviennent de l'herbier (K(M)) de la Section mycologique du Jardin Botanique Royal de Kew (Royaume Uni).

La zone du carpophore prélevée est importante à considérer. Les parties fertiles (où se situent les spores) qui sont principalement les lames et lamelles (Fig. 15) sont privilégiées.

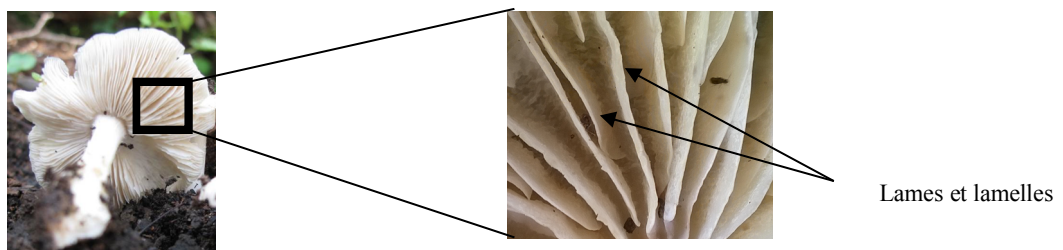


Fig. 15. Éléments du carpophore utilisés pour l'extraction d'ADN.

Tableau III. Souches de *Termitomyces* utilisées dans les études phylogéniques [avec leur identification initiale entre parenthèses et leur nouvelle identification valide en gras].

N°	Noms du taxon [identification initiale]	Numéro d'herbier ou de collection	Pays d'origine (année de récolte)	Codes d'accès à GenBank	
				nLSU	mtSSU
1	<i>Termitomyces aurantiacus</i> R. Heim	HUY1-DM 152E	Cameroun (2014)	KY809234	KY809186
2	<i>T. aurantiacus</i>	tgf84	Tanzanie	AY232689	AY232677
3	<i>T. aurantiacus</i>	tgf82	Tanzanie	AY127804	AY127852
4	<i>T. aurantiacus</i>	tgf89	Cameroun	AY232690	AY232678
5	<i>Termitomyces brunneopileatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>comb. nov.</i> [originellement identifiée comme <i>T. striatus</i> f. <i>pileatus</i> Mossebo]	K(M) 144 300 (HUY1-DM 392)	Cameroun (2002)	KY809273	KY809225
6	<i>T. brunneopileatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>comb. nov.</i> [originellement identifiée comme <i>T. striatus</i> f. <i>brunneus</i> Mossebo]	K(M) 144 301 (HUY1-DM 394)	Cameroun (2002)	KY809244	KY809197
7	<i>Termitomyces bulborhizus</i> Wei, Yao, Wang & Pegler	K(M) 128 338	Chine (2003)	KY809261	KY809213
8	<i>Termitomyces cartilagineus</i> (Berk.) R. Heim	K(M) 109 565	Afrique du Sud	KY809259	KY809211
9	<i>Termitomyces clypeatus</i> R. Heim	K(M) 29 920	Zambie (1994)	KY809256	KY809208
10	<i>T. clypeatus</i>	K(M) 128 340	Chine (2003)	KY809262	KY809214
11	<i>T. clypeatus</i>	K(M) 29 150	Zambie (1994)	KY809255	KY809207
12	<i>T. clypeatus</i>	tgf21	Malaisie	AY127802	AY127850
13	<i>T. clypeatus</i>	tgf93	Burundi	AY127803	AY127851
14	<i>Termitomyces entolomoides</i> R. Heim	tgf103	Afrique	AY232693	AY232680
15	<i>Termitomyces eurrhizus</i> (Berk.) R. Heim	K(M) 142 419	Zambie (1982)	KY809266	KY809218
16	<i>T. eurrhizus</i>	tgf101	Burundi	AY232694	/
17	<i>Termitomyces</i> aff. <i>fuliginosus</i> Heim	HUY1-DM 382 A/A	Cameroun (2002)	/	KY809196
18	<i>Termitomyces globulus</i> R. Heim & Goos.-Font.	tgf11	Cameroun	AY232695	/
19	<i>Termitomyces globulus</i> [originellement identifiée comme <i>T. aff. titanicus</i>]	HUY1-DM 770	Cameroun (2012)	KY809252	KY809204
20	<i>Termitomyces griseiumbo</i> Mossebo	K(M) 143 970 (HUY1-DM 224C)	Cameroun (2008)	KY809238	/
21	<i>Termitomyces heimii</i> Natarajan	Muid s.n.	Asie	AF042586	AF357091
22	<i>T. heimii</i> [originellement identifiée comme <i>T. striatus</i> f. <i>annulatus</i> (Beeli) R. Heim]	K(M) 109 538	Pakistan (1997)	KY809257	KY809209
23	<i>T. heimii</i>	K(M) 16 528	Malaysia (1990)	KY809253	KY809205
24	<i>Termitomyces infundibiliiformis</i> Mossebo	K(M) 144 302 (HUY1-DM 407)	Cameroun (2002)	KY809245	/
25	<i>Termitomyces letestui</i> (Pat.) R. Heim	HUY1-DM 150G	Cameroun (2014)	KY809231	KY809184
26	<i>T. letestui</i>	K(M) 144 285 (HUY1-DM 150D)	Cameroun (2006)	KY809272	KY809224

27	<i>T. letestui</i> [originellement identifiée comme <i>T. globulus</i>]	K(M) 128 346	Chine (2002)	KY809263	KY809215
28	<i>T. letestui</i>	tgf5	Cameroun	AY232699	/
29	<i>T. letestui</i>	tgf16	Zimbabwe	AY127800	AY127848
30	<i>T. letestui</i>	tgf83	Tanzanie	AY232698	/
31	<i>T. letestui</i> . [originellement identifiée comme <i>T. striatus</i> f. <i>annulatus</i> (Beeli) R. Heim]	K(M) 144 286 (HUY1-DM213E)	Cameroun (2010)	KY809236	KY809188
32	<i>T. letestui</i> [originellement identifiée comme <i>T. striatus</i> f. <i>annulatus</i>]	HUY1-DM 666A	Cameroun (2007)	KY809248	KY809200
33	<i>Termitomyces mammiformis</i> R. Heim	HUY1-DM 25E	Cameroun (2008)	KY809229	KY809182
34	<i>T. mammiformis</i>	HUY1-DM 25G	Cameroun (2011)	KY809230	KY809183
35	<i>T. mammiformis</i>	tgf100	Burundi	AY232701	AY232682
36	<i>T. mammiformis</i>	tgf102	Burundi	AY232700	AY232681
37	<i>T. mammiformis</i>	tgf104	Burundi	AY232702	/
38	<i>Termitomyces mboudaeina</i> Mossebo	HUY1-DM 223E	Cameroun (2008)	KY809237	KY809189
39	<i>T. mboudaeina</i>	K(M) 143 971 (HUY1-DM 223)	Cameroun (2001)	KY809274	KY809226
40	<i>Termitomyces medius</i> R. Heim & Grassé	dka 138	Cameroun	AY127796	AY127844
41	<i>T. medius</i> [originellement identifiée comme <i>T. striatus</i> (Beeli) R. Heim]	K(M) 16 685	Nigeria (1990)	KY809254	KY809206
42	<i>T. medius</i> [originellement identifiée comme <i>T. striatus</i> f. <i>grisumboides</i> Mossebo]	HUY1-DM 372G	Cameroun (2014)	KY809243	KY809195
43	<i>Termitomyces medius</i> f. <i>ochraceus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman f. nov. [originellement identifiée comme <i>Termitomyces</i> sp.]	HUY1-DM 602B	Cameroun (2009)	KY809246	KY809198
44	<i>Termitomyces microcarpus</i> (Berk. & Br.) R. Heim	HUY1-DM 268E	Cameroun (2008)	/	KY809191
45	<i>T. microcarpus</i>	tgf28	Cameroun	AY127799	AY127847
46	<i>T. microcarpus</i>	tgf12	Malaisie	AY127798	AY127846
47	<i>T. microcarpus</i>	PRU3900	/	AF042587	AF357092
48	<i>Termitomyces robustus</i> (Beeli) Heim [originellement identifiée comme <i>T. eurhizus</i> (Berk.) R. Heim]	K(M) 142 418	Tanzanie (1968)	KY809265	KY809217
49	<i>T. robustus</i>	tgf95	Burundi	AY127797	AY127845
50	<i>T. robustus</i>	K(M) 144 298 (HUY1-DM 436)	Cameroun (2006)	KY809271	KY809223
51	<i>Termitomyces sagittaeformis</i> (Kalchbr. & Cooke) D. A. Reid	K(M) 109 566	Afrique du Sud	KY809260	KY809212
52	<i>Termitomyces schimperi</i> (Pat.) R. Heim	HUY1-DM 24E	Cameroun (2014)	KY809228	KY809181
53	<i>T. schimperi</i>	tgf18	Zimbabwe	AY232712	AY232686
54	<i>Termitomyces singidensis</i> Saarim. & Härk.	tgf74	Tanzanie	AY232713	AY232687
55	<i>Termitomyces striatus</i> (Beeli) R. Heim	K(M) 142 436	Malawi (1973)	KY809267	KY809219
56	<i>T. striatus</i>	tgf99	Burundi	AY232714	/

57	<i>Termitomyces striatus</i> f. <i>bibasidiatus</i> Mossebo	HUY1-DM 280	Cameroun (2000)	KY809240	KY809192
58	<i>T. striatus</i> f. <i>bibasidiatus</i>	HUY1-DM 280B	Cameroun (2000)	KY809241	KY809193
59	<i>Termitomyces striatus</i> f. <i>subclypeatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman f. nov. [originellement identifiée comme <i>T. subclypeatus</i> f. <i>tetrasporus</i> Mossebo]	HUY1-DM 151	Cameroun (1998)	KY809232	/
60	<i>T. striatus</i> f. <i>subclypeatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman f. nov. [originellement identifiée comme <i>T. subclypeatus</i> f. <i>tetrasporus</i>]	HUY1-DM 151 C	Cameroun (1998)	KY809233	KY809185
61	<i>Termitomyces striatus</i> f. <i>subclypeatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman f. nov. [originellement identifiée comme <i>T. subclypeatus</i> Mossebo]	K(M) 143 968 (HUY1-DM 370B)	Cameroun (2001)	KY809268	KY809220
62	<i>T. striatus</i> f. <i>subclypeatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman f. nov. [originellement identifiée comme <i>T. subclypeatus</i>]	HUY1-DM 370G	Cameroun (2014)	KY809242	KY809194
63	<i>Termitomyces striatus</i> f. <i>subumbonatus</i> Mossebo	HUY1-DM 208	Cameroun (1998)	KY809235	KY809187
64	<i>Termitomyces subumkowaan</i> Mossebo	K(M) 143 969 (HUY1-DM 260B)	Cameroun (2001)	KY809275	KY809227
65	<i>T. subumkowaan</i>	HUY1-DM 260F	Cameroun (2014)	KY809239	KY809190
66	<i>Termitomyces titanicus</i> Pegler & Pearce	tgf94	Burundi	AY127801	AY127849
67	<i>Termitomyces titanicus</i> [originellement identifiée comme <i>Termitomyces</i> sp.]	K(M) 142 416	Zambie (1978)	KY809264	KY809216
68	<i>Termitomyces</i> sp.	HUY1-DM 665	Cameroun (2008)	KY809247	KY809199
69	<i>Termitomyces</i> sp.	HUY1-DM 671	Cameroun (2011)	KY809249	KY809201
70	<i>Termitomyces</i> sp.	K(M) 109 563	Ghana (1971)	KY809258	KY809210
71	<i>Termitomyces</i> sp.	K(M) 144 295 (DM 426)	Cameroun (2005)	KY809269	KY809221
72	<i>Termitomyces</i> sp.	K(M) 144 296 (DM 435)	Cameroun (2006)	KY809270	KY809222
73	<i>Termitomyces</i> sp.	HUY1-DM 735	Cameroun (2011)	KY809250	KY809202
74	<i>Termitomyces</i> sp.	HUY1-DM 737	Cameroun (2011)	KY809251	KY809203
75	<i>Lyophyllum semitale</i> (Fr.) Kuhner	CBS 369.47	-	AF223207	AF357124
76	<i>L. decastes</i> (Fr.) Singer	JM 87/16	-	AF042583	AF357136
77	<i>L. ambustum</i> (Fr.) Singer	CBS 450.87	-	AF223214	AF357135

Commentaire : Les pays d'origine et années de récolte sont donnés pour les taxons dont les séquences d'ADN sont nouvellement produites. Les codes d'accès des séquences nouvellement générées à GenBank et de ces présents travaux sont indiqués en gras. Les souches codées tgf avec codes d'accès GenBank associés, sont de Frøslev et *al.* (2003).

II.1.1.3. Matériel de laboratoire

Le matériel de laboratoire utilisé pour la phylogénie moléculaire est présenté dans le Tableau IV.

Tableau IV. Matériel de laboratoire et diverses utilisations.

N°	Matériel	Utilisation
1	des scalpels stériles	permettent de réaliser des coupes sur les lames et lamelles de carpophore
2	des tubes « Eppendorf » de 1,5 µl et 2 µl	utilisés dans le broyage et les mélanges
3	une balance de marque « Precisia 125A »	sert à peser les quantités de matériel biologique nécessaire
4	des supports pour tubes	permet de rangés les tubes pendant les manipulations et de les conserver
5	un micro-onde de marque « Sharp »	permet de chauffer le mélange destiné à la réalisation du gel d'électrophorèse
6	une centrifugeuse «Eppendorf »	permet de séparer les phases des mélanges
7	du « DNA off »	utiliser pour éliminer toute forme d'ADN présent dans la salle de réalisation des mélanges pour la PCR
8	de l'azote liquide	utilisée pour broyer du matériel biologique
9	un congélateur de marque « Sharp »	utilisé pour les conservations de longue durée de l'ADN extrait
10	un kit d'extraction « PowerPlant [®] Pro DNA Isolation Kit » (<i>référence#13400-50</i>) de « MO BIO Laboratories, Inc »;	Utilisé pour extraire l'ADN des souches
11	un vortex MO BIO (<i>MO BIO référence# 13000-V1-24</i>)	permet d'homogénéiser les mélanges
12	un spectrophotomètre Nanodrop 2000	utiliser pour doser l'ADN

Commentaire : ce tableau ne présente que l'essentiel du matériel utilisé pour l'extraction. D'autres matériel (présentés dans la partie « méthodes ») ont été utilisés pour l'amplification et le séquençage de l'ADN, le traitement des séquences et le dessin des arbres.

II.1.2. Méthodes

II.1.2.1. Extraction des ADN

L'extraction de l'ADN des souches de champignons a été effectuée à la Section mycologique du Jardin Botanique Royal de Kew (Royaume Uni) et au Laboratoire Stress-Immunité-Pathogène de l'Université de Lorraine à Nancy-France. Les protocoles décrits dans les kits « DNeasy Plant Mini Kit (Qiagen, Carlsbad, CA, USA) » et « PowerPlant Pro DNA Isolation Kit (MO BIO Laboratories/Quiagen, Carlsbad, CA, USA) » (cf. Annexe 1) ont été utilisés selon les instructions des fabricants avec de légères modifications pour les lamelles fraîches aussi bien que pour les tissus conservés dans le tampon de lyse et les lamelles des souches sèches.

II.1.2.2. Dosage des extraits d'ADN

La quantité d'ADN extrait a été évaluée par détermination spectrophotométrique à l'aide du spectrophotomètre Nanodrop 2000 C. Cet appareil permet de lire les absorbances pour de petits volumes d' 1 μL d'ADN et d'en estimer la pureté grâce aux rapports A260/A280 et A260/A230. Le premier ratio devant être compris entre 1,7 et 2 (si $< 1,8$ il signale la contamination par les protéines ; si > 2 alors contamination par l'ARN) et le second supérieur à 1,5 (si $< 1,5$ alors contamination par les agents chimiques : procédure d'extraction ou blanc inapproprié). Les concentrations optimales pour une bonne amplification devaient être comprises entre 20 $\text{ng}/\mu\text{L}$ et 60 $\text{ng}/\mu\text{L}$. Dans le cas où elles étaient inférieures à 20 $\text{ng}/\mu\text{L}$, une seconde extraction était faite en augmentant la quantité de matériel biologique (passant de 5g à 10g). Dans le cas où elles étaient supérieures à 60 $\text{ng}/\mu\text{L}$, des dilutions étaient faites pour ramener la concentration dans l'intervalle [20 ; 60] $\text{ng}/\mu\text{L}$.

II.1.2.3. Amplification des ADN extraits par PCR

II.1.2.3.1. Réactifs utilisés

- Taq purple:
 - tampon de conservation: 20 mM Tris-HCl (pH 8.0 à 25°C), 100 mM KCl, 0,1 mM EDTA, 1 mM DTT (Dithiothréitol), 0,5% Nonidet P-40, 0,5% Tween 20, inert red dye, stabilisateurs, 50% glycérol.
 - tampon de réaction (10 \times): 100 mM Tris-HCl, pH 8,8 (à 25°C), 500 mM de KCl, 1% Triton X-100 et 15 mM MgCl_2 .
- Amorces (Tableau V) – Eurogentec : pour 100 μM = 100 pmoles / μl , on la dilue au 1/10 sur la base de : 10 μl + 90 μl d'eau stérile.

Tableau V. Amorces utilisées pour l'amplification des régions mtSSU et nLSU de l'ADNr

Nom de l'amorce	Direction de l'amorce	Séquence de l'amorce (5'→3')	Source
ssufw105	Sens	TCGCGTTAGCATCGTTACTAGT	Aanen et al. 2002
ssurev475	Anti-sens	GCCAGAGACGCGAACGTTAGTCG	Aanen et al. 2002
ctb6	Sens	GCATATCAATAAGCGGAGG	Aanen et al. 2002
25S4R	Anti-sens	ACAAGTGCTGAGTTCCTCAG	Aanen et al. 2002
LROR	Sens	ACC CGC TGA ACT TAA GC	biology.duke.edu
LR3	Anti-sens	CCG TGT TTC AAG ACG GG	biology.duke.edu
MS1	Sens	CAGCAGTCAAGAATATTAGTCAATG	White et al. 1990
MS2	Anti-sens	GCGGATTATCGAATTAAATAAC	White et al. 1990

Commentaire : Les couples d'amorces sens/anti-sens présentées dans le sens 5'—3' dans ce tableau et utilisées pour l'amplification des différents gènes (ssufw105/ssurev475 et LROR/LR3 pour la mtSSU, ctb6/25S4R et MS1/MS2 pour la nLSU), sont des amorces de la littérature.

II.1.2.3.2. Conditions de préparation du Mix de PCR

Les amorces et les réactifs pour la réalisation des mélanges destinés à la PCR, ont été utilisées selon les conditions du tableau VI.

Tableau VI. Concentrations initiales et volumes de chaque réactif nécessaire pour préparer un tube ou [n+1 vol. mort (à jeter)] tubes de PCR.

Réactifs [concentration initiale]	Pour 1 tube (en µL)	Pour (n+1 vol. mort) tubes
Taq Purple	25	25 x (n+1)
Eau	19	19 x (n+1)
Amorce sens (20µM)	0,5	0,5 x (n+1)
Amorce anti-sens (20µM)	0,5	0,5 x (n+1)
Volume final	45	Distribuer 45µl par tube + 5µL d'ADN

Commentaire : Un volume final de 45µl est réparti pas tube auquel un volume de 5µl d'ADN est ajouté.

Lors de chaque réaction, un témoin négatif contenant de l'eau à la place de l'ADN et un témoin positif (contenant un ADN dont la l'amplification réussie est connue) ont été systématiquement ajoutés afin de vérifier que l'amplification a bien eu lieu et qu'aucune contamination n'est présente.

II.1.2.3.3. Amplification par PCR (« Polymerase Chain Reaction »)

Pour l'amplification, les paires d'amorces CtB6 et 25S4R (Aanen et al., 2002) ont été utilisées pour amplifier le fragment nLSU de 35 souches et la paire LROR/LR3 « (biology.duke.edu/fungi/mycology/primers) » pour 13 souches. L'amplification du gène mtSSU a été faite avec les amorces spécifiques aux *Termitomyces* SSUFW105 et SSUREV475 selon Aanen

et *al.* (2002), pour 36 souches et les amorces universelles MS1 et MS2 (White et *al.* 1990) pour 11 souches (Fig. 17). Deux différentes séries de paramètres PCR ont été utilisées pour la première et la seconde série de souches investiguées respectivement à Kew (Royaume Uni) et à Nancy/France. Pour la première série de souches investiguées à Kew et pour la nLSU et la mtSSU, ces paramètres ont consisté en une étape de dénaturation initiale de 4 min à 94°C et 35 cycles de 30 secondes (« s ») de dénaturation à 94°C, 30s d'hybridation et 30s d'extension à 72°C, suivis de 4 min d'extension additionnelle à 72°C. Les températures d'hybridation ont été de 56°C pour les paires d'amorces CtB6/25S4R, LROR/LR3 et 45°C pour les paires ssufw105/ssurev475 et MS1/MS2. Les réactions PCR réussies se sont matérialisées en une seule bande observée sur un gel d'Agarose 1,5%. Les paramètres PCR utilisés à Nancy/France pour les deux gènes (nLSU et mtSSU) ont consisté en une dénaturation initiale à 94°C pendant 2 min, suivie par 30 à 35 cycles de 45s de dénaturation à 94°C, 45s d'hybridation à 51°C (nLSU) ou 59°C (mtSSU), 1 min d'extension à 72°C, et 2 min d'extension additionnelle à 72°C.

Remarque : La température d'hybridation est théoriquement la température moyenne des deux amorces diminuée de 5°C. Pour calculer la température d'élongation : 1min / kb et 2 min pour l'élongation finale.

Les réactions PCR ont été faites pour la première série de souches, dans une machine « GeneAmp PCR system 9700 » (BA biosystèmes appliqués) et pour la deuxième série dans une machine PCR thermocycleur Biorad MyIQ2 (Fig. 16).



Photo Essouman E.P.F.

Fig. 16. Thermocycleur BioRad MYiQ2.



Fig. 17. Sites de fixation des amorces utilisées pour l'amplification des régions SSU et LSU. Les pointes des flèches montrent les bouts 3' de chacune des amorces.

II.1.2.4. Révélation des amplicons par électrophorèse

L'amplification a été contrôlée en déposant 5 µl de produit PCR dans chacun des puits d'un gel d'agarose à 1,5 % (0,22 g de poudre d'agarose, 15 ml de TBE et 1.5 µL de Gel Red), suivi d'une migration à 120 Volt pendant 30 min. Un marqueur de taille a été également déposé de façon à contrôler la taille des produits d'amplification. La migration s'est réalisée dans une cuve d'électrophorèse « Dcode™ Universal Mutation Detection System » (BioRad) contenant le tampon TBE 1X (Figure 18).

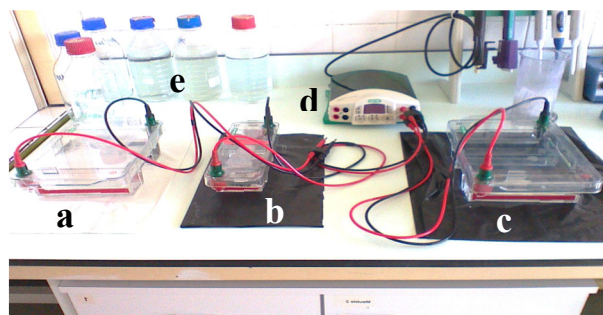


Photo Essouman E.P.F.

Fig. 18. Dispositif d'électrophorèse. a, b, c : cuves de migration ; d : générateur ; e : solution de migration (TBE 1X).

La lecture du gel s'est faite à l'aide d'un transilluminateur à UV (GelDoc, Biorad, France) connecté à un ordinateur (Figure 19).



Photo Essouman E.P.F.

Fig. 19. Dispositif de lecture des plaques de gel. a: transilluminateur à UV (GelDoc, Biorad, France) ; b : ordinateur.

II.1.2.5. Purification des ADN amplifiés

La première purification a été faite avec le Kit QIAGEN « QIAquick Purification » et consistait à ajouter 225 µL de tampon PB (phosphate buffer) au produit PCR, puis à déposer la solution au centre de la colonne (elle-même déposée dans un tube collecteur de 1,5 ml), à centrifuger à 12 200 rpm pendant 1 min, en suite le tube vidé et la colonne remplacée. Un volume de 750 µl de tampon PE a été ajouté, l'ensemble centrifugé à 12 200 rpm pendant 1 min et la colonne transférée dans un microtube stérile de 1,5 ml. Un volume de 80 µL de tampon EB (Élution

buffer : 10 mM Tris-Cl, pH 8.5.) a été ajouté, l'ensemble laissé au repos pendant 1 min à température ambiante, puis centrifugé à 12 200 rpm pendant 1 min et l'éluât (ADN) récupéré.

II.1.2.6. PCR de séquençage

Pour chaque échantillon, deux tubes ont été préparés:

- un premier avec l'amorce sens (= f pour forward) (1pmol / μ l) ;
- un second avec l'amorce anti-sens (= r pour reverse) (1pmol / μ l).

Les tubes ont été marqués avec la lettre « f » pour la PCR sens ou « r » pour la PCR anti-sens. Cette PCR a été faite avec les couples d'amorces SSUFW105/SSUREV475 pour la mtSSU et CTB6/25S4R pour la nLSU.

II.1.2.6.1. Préparation des mix avec l'amorce sens

Les mix pour la PCR de séquençage avec l'amorce sens ont été faits suivant le tableau VII.

Tableau VII. Réalisation des mix pour la PCR de séquençage avec l'amorce sens.

Volume pour x tube	1	2	3	4	5	6	7
Solution Ready Mix (Big Dye)	2	4	6	8	10	12	14
Buffer 5X (à +4°C)	1	2	3	4	5	6	7
Amorce sens	1,6	3,2	4,8	6,4	8	9,6	11,2
H ₂ O pour séquençage qsp 10 μ l	4,65	9,3	13,95	18,6	23,25	27,9	32,55
V total	9,25	18,5	27,75	37	46,25	55,5	64,75

Commentaire : un volume de 9,25 μ l de mix a été réparti dans chacun des tubes et 0,75 μ l d'ADN purifié a été ajouté.

II.1.2.6.2. Préparation des mix avec l'amorce anti-sens

Les mix pour la PCR de séquençage avec l'amorce anti-sens ont été faits suivant le tableau VIII.

Tableau VIII. Réalisation des mix pour la PCR de séquençage avec l'amorce anti-sens

Volume pour x tube	1	2	3	4	5	6	7
Solution Ready Mix (Big Dye)	2	4	6	8	10	12	14
Buffer 5X (à +4°C)	1	2	3	4	5	6	7
Amorce anti-sens	1,6	3,2	4,8	6,4	8	9,6	11,2
H ₂ O pour séquençage qsp 10 μ l	3,9	7,8	11,7	15,6	19,5	23,4	27,3
Volume total	8,5	17	25,5	34	42,5	51	59,5

Commentaire : un volume de 8,5 μ l de mix a été réparti dans chacun des tubes et 1,5 μ l d'ADN purifié a été ajouté.

II.1.2.7. Séquençage des amplicons

Comme présenté dans le tableau III, 74 souches représentant 31 taxons de *Termitomyces* ont été séquencées. Les séquences ont été générées pour la large sous-unité du gène d'ADN ribosomique nucléaire (nLSU-ADNr) et la petite sous-unité du gène d'ADN ribosomique mitochondriale (mtSSU-ADNr). Pour la nLSU-ADNr, 74 séquences ont été utilisées, parmi lesquelles 48 ont été générées dans cette étude et 26 obtenues du NCBI (www.ncbi.nlm.nih.gov). Pour la mtSSU-ADNr, 68 séquences ont été utilisées, parmi lesquelles 47 ont été générées dans cette étude et 21 obtenues du NCBI.

Le séquençage a été réalisé avec les mêmes amorces comme pour la PCR, utilisant le « Big Dye Terminator V3.1 chemistry » suivant les instructions du fabricant. Les séquences ont été générées par un Analyser d'ADN HITACHI 3730 [(BA (Biosystèmes Appliqués))] pour la première série de souches investiguées au Royaume Uni et par la compagnie Genoscreen basée à Lille/France pour la deuxième série de souches investiguées à l'Université de Lorraine à Nancy/France.

II.1.2.8. Traitement des séquences

Un fichier texte et un graphe ont été obtenus pour chaque séquence. L'analyse de ce fichier texte et du graphe a été effectuée grâce au logiciel BioEdit (Hall, 1999).

La séquence obtenue avec les amorces sens (SSUFW105, CTB6) a été produite dans le sens 5' – 3' et celle obtenue avec les amorces anti-sens (SSUREV475, 25S4R) dans le sens 3' – 5'. Pour pouvoir comparer les deux informations, la séquence 3' – 5' a été écrite en sens inverse et de façon complémentaire par rapport à la séquence sens sur BioEdit. Ensuite, l'alignement des 2 séquences a été effectué, puis en comparant les informations des séquences aux fichiers graphes, les erreurs potentielles ont été corrigées dans l'alignement et ainsi une séquence consensus est obtenue.

La séquence consensus a ensuite été comparée aux autres séquences disponibles sur la base des données informatiques du NCBI en utilisant le site internet : <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed>, grâce au programme « BLAST ». De cette manière, il a été possible de confirmer que les séquences obtenues correspondent bien à des *Termitomyces*.

II.1.2.9. Alignement des séquences

L'ensemble des séquences a ensuite été aligné à l'aide du programme ClustalW (Kumar et al., 2001) via l'interface de BioEdit.

Pour l'alignement des séquences nLSU, 75 séquences ont été utilisées dont 48 séquences de nos souches et 27 séquences (correspondant à 18 espèces) de GenBank parmi lesquelles 3 espèces (*Lyophyllum decastes*, *L. semitale* et *L. ambusta*) ont permis d'enraciner l'arbre phylogénique en tant que « outgroups »).

Pour l'alignement des séquences mtSSU, 68 séquences ont été utilisées dont 47 séquences de nos souches et 21 séquences (correspondant à 12 espèces) de GenBank parmi lesquelles 3 espèces (*Lyophyllum decastes*, *L. semitale* et *Tephrocebe ambusta*) ont permis d'enraciner l'arbre phylogénique en tant que « outgroups »).

II.1.2.10. Construction des phylogrammes

Cette partie de l'étude a été sous-traitée en Australie, au Laboratoire CSIRO-NRCA, auprès du Dr Cécile Gueidan, « Australia National Herbarium GPO Box 1600 Canberra ACT2601 Australia ». Une analyse du maximum de vraisemblance a été réalisée en utilisant le programme RAxML (Randomized Axelerated Maximum Likelihood, Stamatakis, 2008) et le site internet CIPRES (Cyber Infrastructure for Phylogenic Research, <http://www.phylo.org>). Le Bootstrap a été fait avec 1000 répliqués.

II.1.2.11. Analyses phylogéniques

Les séquences nouvellement obtenues et les séquences disponibles dans « GenBank » ont été alignées manuellement avec « Mesquite v.3.01 » (Maddison & Maddison, 2008). Les régions alignées avec ambiguïté ont été délimitées comme décrites par Lutzoni et *al.* (2000) et exclues des alignements. La congruence entre les deux marqueurs utilisés pour cette série de données (dataset) (nLSU et mtSSU) a été testée par l'usage d'un critère bootstrap réciproque de 70% (Mason-Gamer & Kellogg, 1996) comme suit : les deux matrices ont été analysées séparément à l'aide de 1000 pseudorépliqués bootstrap rapides et un modèle GTRCAT d'évolution moléculaire avec RAxML VI-HPC v.7.4.4 (Stamatakis et *al.*, 2005, 2008), comme implémenté sur le site web du CIPRES (<http://www.phylo.org>; Miller et *al.*, 2010). Après comparaison des deux arbres obtenus, les conflits détectés ont été exclus par suppression des séquences ou des taxons hors de la série de données. Les deux marqueurs ont ensuite été combinés et analysés sur le site web du CIPRES utilisant la probabilité maximale avec le programme RAxML, 1.000 pseudorépliqués, un modèle GTRCAT et deux partitions (nLSU et mtSSU). L'arbre combiné nLSU-mtSSU a été enraciné avec *Lyophyllum ambustum*, *L. decastes* et *L. semitale* (Frøslev et *al.*, 2003 ; Saré et *al.*, 2014).

II.2. RÉVISION MORPHOLOGIQUE DES TAXONS DE *TERMITOMYCES*

II.2.1. Matériel

Les révisions morphologiques se sont déroulées dans leur globalité dans le Laboratoire de Cryptogamie du Département de Biologie et Physiologie Végétales (DBPV) de la Faculté des Sciences de l'Université de Yaoundé 1.

II.2.1.1. Matériel biologique

Les souches (Tableau III) constituant le matériel biologique utilisé dans cette étude avaient été récoltées plusieurs années auparavant par le personnel du laboratoire et les étudiants dans le cadre des travaux pratiques et conservées sous forme d'exsicatta (carpophores secs) [codés avec la référence DM (HUY1-DMx)].

II.2.1.2. Matériel de laboratoire

Le matériel pour les descriptions macro et microscopiques est présenté dans le tableau IX.

Tableau IX. Matériel pour la caractérisation morphologique avec divers utilisations.

N°	Matériel	Utilisation
1	une loupe (optionnelle)	pour l'observation des carpophores frais
2	un appareil photo de marque « Sony »	pour la réalisation des photographies
3	des lames porte-objets (2,5 cm × 7,5 cm)	Sur lesquelles sont faites les préparations
4	des lamelles couvre-objets (1,8 cm × 1,8 cm)	pour couvrir les préparations avant l'observation au microscope
5	des lames de rasoir	pour réaliser les coupes extra-minces sur le matériel biologique à observer (lamelles)
6	une pincette à bouts pointus	pour prélever les coupes d'exsicatta
7	du vernis à ongle incolore	pour sceller les préparations microscopiques (sous lamelles) sur la lame porte-objet
8	un brûleur d'alcool en verre	pour stériliser les pincettes avant et après leur
9	du KOH à 10 %	pour réhydrater et regonfler les cellules des exsicatta afin de les observer au microscope à peu
10	la glycérine à 12 % ou de l'acide lactique	pour réaliser des préparations de longue durée
11	la Phloxine B (colorant)	pour colorer le cytoplasme et le contenu cellulaire des cellules fongiques
12	un papier buvard	pour absorber le surplus de colorant
13	un microscope optique à oculaire micrométrique de marque Olympus CH-2	pour l'observation des structures microscopiques recherchées
14	une lampe à incandescence de marque « Tinko »	pour améliorer l'éclairage de la pièce souvent insuffisante
15	de l'huile d'immersion	pour améliorer la qualité de l'image
16	un réfrigérateur de marque ICEBERG	pour conserver les exsicatta et les prévenir des attaques d'insectes
17	une planche à dessin	pour réaliser les dessins

Commentaire : le matériel présenté dans ce tableau avec diverses utilisations, représente l'essentiel du matériel utilisé pour la caractérisation morphologique.

II.2.2. Méthodes

II.2.2.1. Photographie

Les photographies ont été faites à l'aide d'un appareil photo numérique de marque « Sony ». Elles portent une échelle bien visible et présentent quand possible les différents faciès des sporophores. Les photos des autres taxons (cf annexes 7 et 8) présents ou non sur les phylogrammes mais n'ayant pas fait l'objet de révisions phylogéniques dans cette étude proviennent des publications scientifiques [Eyi Ndong et *al.*, 2010 ; Karun N.C & Sridhar K.R., 2013 ; Uthaiwan Sangvanich, 2002 ; Karun and *al.*, 2017 ; Koné et *al.*, 2013 ; Degreeef et *al.*, 2016 ; Van der Westhuizen and A. Eicker, 1990 ; Saarimäki et *al.*, 1994] et sites internet de mycologie (<https://termite-data.msu.ac.th>, <http://www.mycobank.org>, <https://www.gmvmonza.org>).

II.2.2.2. Préparations et observations microscopiques

Les préparations pour l'observation microscopique ont été faites suivant le protocole proposé par Mossebo (1999) (Annexe 5). Des coupes à main libre ont été faites sur les lames et lamelles fraîches ou sèches et montées dans du KOH 5% (pour les exsicatta) avant la coloration avec la phloxine B et l'observation avec un microscope Olympus CH2 équipé d'un tube à dessin. Vingt basidiospores ont été mesurées. Le quotient de la spore ($Q = L : W$) qui est la valeur de sa longueur (L) divisée par sa largeur (W) et Q_R la valeur moyenne arithmétique de Q des vingt spores ont été calculés. Les valeurs moyennes de L ($\Sigma L : 20$) et W ($\Sigma W : 20$) sont données en italique et les valeurs extrêmes entre parenthèses.

II.2.2.3. Descriptions morphologiques

La description macroscopique a été faite directement sur les sporophores frais à l'aide d'une loupe après que des photographies aient été faites et concernaient essentiellement : l'aspect général du carpophore, (couleur, consistance etc.), les caractéristiques du chapeau (forme, diamètre, couleur, ornements), la marge du chapeau (régulière ou non), le pied (diamètre, longueur, forme générale, insertion au chapeau etc.), les lames et lamelles (dimensions, couleur, mode d'insertion forme, vue de profil etc.), le perforatorium (forme, dimension, couleur), la chair (épaisseur, couleur, odeur), la pseudorhize (aspect, longueur etc.) et l'anneau (type d'anneau si présent). Les noms et codes des couleurs pour les caractères macroscopiques sont de Korerup & Wanscher (1978).

Les caractères microscopiques quant à eux se réfèrent à la forme, les dimensions et les ornements des spores, des cystides, des basides (y compris le nombre de stérigmates); les types d'hyphe, la structure de l'hyménium et du sous-hyménium (Pegler, 1977)

Les descriptions macro- et micromorphologiques des autres taxons présents ou non sur les phylogrammes mais n'ayant pas fait l'objet de révisions phylogéniques dans cette étude proviennent des publications scientifiques susmentionnées en plus de celles de Mossebo et *al.* (2002),

II.3. CORRÉLATION DE CERTAINS PARAMÈTRES DE CROISSANCE POST-RÉCOLTE IN VITRO DES FRUCTIFICATIONS DE CERTAINS CHAMPIGNONS TERMITOPHILES RÉCOLTÉS IMMATURES ET INTÉRÊT MYCOLOGIQUE : CAS DE *TERMITOMYCES SCHIMPERI*

II.3.1. Matériel

II.3.1.1. Matériel biologique

L'étude a été réalisée sur trois spécimens immatures de *Termitomyces schimperi* utilisés comme trois répétitions (Figs 20 (C₁, B₂, A₁)) de l'expérience. Ces spécimens ont été récoltés ou achetés frais sur commande le même jour de leur récolte par les agriculteurs dans trois marchés de vivres différents à Yaoundé (Capitale du Cameroun).



Fig. 20. Spécimens de *Termitomyces schimperi* utilisés pour l'expérience.

II.3.1.2. Matériel de laboratoire

Il comprenait :

- une boîte en papier dur (Fig. 21A) d'environ 25 cm (L) × 15 cm (l) × 15 cm (H) (pourrait être plus grand en fonction de la taille et le nombre de spécimens à tester à la fois), avec les 4 côtés de la face (capot) supérieure pliés vers l'intérieur afin de transformer la boîte en une chambre humide ;
- une horloge hygro-thermomètre VWR (EU 620-0195 NA 82021-166) (Figs 21(F₁, F₂, F₃) et Fig. 21H) avec capteur extérieur (Fig. 21F₃), pour surveiller la température et l'humidité (humidité de l'air) dans la chambre humide ;
- un ruban mètre (Fig. 21G) pour mesurer la taille du chapeau en croissance post-récolte ;
- un pulvérisateur d'eau (Fig. 21E) ;
- une serviette épaisse (Fig. 21D) ;
- de l'eau de robinet.

II.3.2. Méthodes

Une fois que les quatre côtés de la face supérieure de la boîte en papier dur (carton) ont été repliés vers l'intérieur (Fig. 21A), le pulvérisateur a été rempli d'eau de robinet également utilisée pour soigneusement mouiller la serviette. Le fil (Fig. 21F₂) du capteur extérieur de l'horloge hygro-thermomètre a été ensuite connecté à l'appareil (Fig. 21F₁). Le stipe du sporocarque a été soigneusement nettoyé à l'eau coulant du robinet afin d'éliminer d'éventuels restes de sol ou de saleté provenant de la zone de récolte et ensuite disposé pendant un moment pour sécher à température du laboratoire (25-28°C). Les sporocarpes entiers (Figs 21 (B, C)) ont ensuite été placés au bas-milieu de la boîte et la pointe du capteur de l'hygro-thermomètre (Fig. 21F₃) placée parmi, proche des sporocarpes.



Photos : D. C. Mossebo

Fig. 21. Matériel utilisé pour l'expérience *in vitro* de la croissance post-récolte et l'hyménophore du chapeau de *T. schimperi* avec la sporée récoltée après la croissance post-récolte. A : Carton en papier dur ouvert ; B-C : Sporocarpes immatures de *T. schimperi* récoltés sur le terrain ; D : Serviette ; E-Pulvérisateur d'eau. F₁-F₃ Horloge hygro-thermomètre avec capteur extérieur (F₃) ; G : Ruban-mètre ; H : Zoom sur l'horloge hygro-thermomètre (Marque VWR: EU 620-0195 NA 82021-166) ; I : Hyménophore du chapeau avec des lamelles plus matures après 36 heures de croissance post-récolte ; J : Sporée récoltée du chapeau après la croissance post-récolte.

Après que l'hygro-thermomètre a été mis en marche et placé à quelques centimètres (Fig. 21F₁) de la boîte, le contenu de la boîte a été soigneusement pulvérisé avec de l'eau de robinet contenue dans le pulvérisateur et immédiatement après, l'ensemble a été couvert avec une serviette

mouillée afin de maintenir élevée l'humidité relative autour des sporocarpes dans la boîte. Les essais expérimentaux préliminaires avec des températures variantes de 20°C à 28°C et d'humidité relative de 62% à 92%, ont montré que la température optimale et l'humidité de l'air pour une croissance post-récolte maximale du chapeau en chambre humide varient respectivement entre 23°C et 24°C et 88% à 92%. Le rôle de l'hygro-thermomètre était de surveiller directement ces chiffres à partir de l'extérieur de la chambre humide et chaque fois que l'humidité relative en particulier chutait à moins de 88%, la serviette était retirée et une fois de plus légèrement immergée dans de l'eau de robinet et la chambre humide contenant les sporocarpes une fois de plus pulvérisée avec de l'eau du pulvérisateur avant d'être recouvert avec la serviette humide. Le temps de lancement de l'expérience a été noté sur l'horloge de l'hygro-thermomètre et à intervalles réguliers d'environ 6 heures, la croissance en diamètre et la taille différentielle du diamètre du chapeau ont été mesurées avec le ruban mètre (Fig. 21G) et notées. Ces chiffres ont ensuite été utilisés pour établir les équations de corrélation (Fig. 1) entre la croissance post-récolte du chapeau et le temps, suivit par l'analyse des histogrammes (Fig. 60) et des lignes de régression (Fig. 61) obtenus.

CHAPITRE III: RÉSULTATS

III.1. PHYLOGÉNIE MOLÉCULAIRE

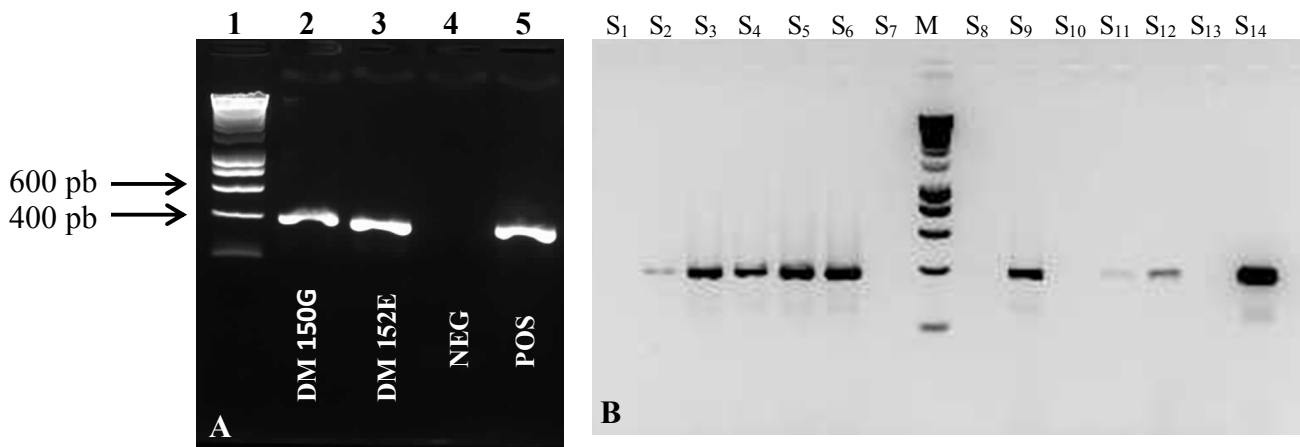
III.1.1. Quantités d'ADN extraits, résultats de la PCR et du séquençage des amplicons.

III.1.1.1. Quantités d'ADN extraits

Les ADN de toutes les souches ont été extraits et les quantités variaient entre 5,1 ng/μl (KM 128 346) et 1597,1 ng/μl (DM 268E); avec 14,28 % de souches (6 souches : K(M) 128 436, K(M) 144 295, K(M) 109 565, K(M) 109 565, DM 382A/A' et DM 665) dont la quantité d'ADN extrait était inférieure à 20 ng/μl, contre 85, 71 % (36 souches) de concentration supérieure à 20 ng/μl. Les rapports A260/280 et A260/230 se situaient autour de 2 avec des variations suivant les extraits. Par conséquent, il est important de noter qu'en utilisant le kit « PowerPlant Pro », les rendements restent relativement variables d'une souche à l'autre, bien que les extractions soient standardisées à partir de 10 mg de lames (ou de lamelles) sèches.

III.1.1.2. Résultats de la PCR

L'amplification de l'ADN de toutes les souches avec les PCR ciblant la nLSU et la mtSSU a abouti au résultat attendu (100 %). Les plaques électrophorétiques présentaient dans certains cas des contaminations (DM 223E, DM 735 et DM 737) ou des quantités d'ADN insuffisantes (KM 12834 et KM 144295) pour être séquencées (Fig. 23) et dans d'autres cas des amplicons non contaminés (Fig. 22).



Photos Essouman E.P.F.

Fig. 22. A : Résultats des migrations électrophorétiques des amplicons suite à l'amplification d'ADN de *Termitomyces* sp. (DM 150G et DM 152E) à l'aide des amorces SSUFW105 et SSUREV475. Puits 1 : marqueur de taille, Puits 2 et 3 : amplicons obtenus suite à l'amplification d'ADN de *Termitomyces* sp. Puits 4 : témoin négatif, Puits 5 : témoin positif. Les ADN des deux souches DM150G et DM152E (puits 2 et 3) ici sont amplifiés et avec les tailles attendues. B : S₁: DM 382 A/A', S₂: K(M) 16 528, S₃: K(M) 16 685, S₄: K(M) 128 340, S₅: K(M) 142 418, S₆: K(M) 144 296, S₇: DM 665, S₈: K(M) 109 565, S₉: K(M) 128 338, S₁₀: K(M) 128 346, S₁₁: K(M) 144 295, S₁₂: K(M) 144 298, S₁₃: T⁻ (eau), S₁₄: T⁺ (DM 213E).

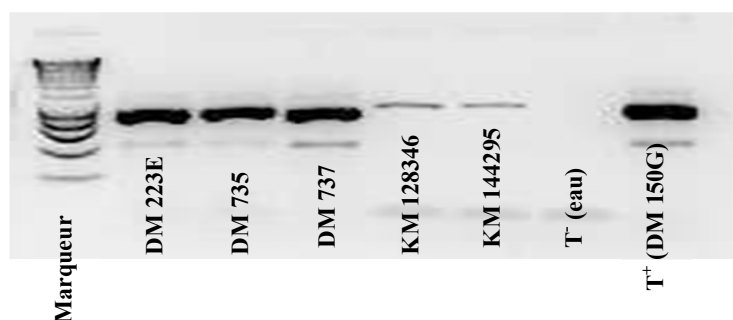


Fig.23. Plaque d'électrophorèse du gène nLSU de certaines souches (DM 223E, DM 735, DM 737, KM 128346 et KM 144295) montrant des contaminations par les protéines ou l'ARN

III.1.1.3. Résultats du séquençage

Le séquençage (de 42×2 pour chaque gène (sens et anti-sens)) a été obtenu pour 88,09 % pour la nLSU et pour 86,9 % pour la mtSSU.

Toutes les séquences obtenues ont montré quelques légères erreurs de lecture du séquenceur matérialisées par la lettre N (base azotée indéterminée), correspondant aux endroits du graphe où les courbes de différentes bases se superposent (Figure 24 : exemple de la séquence nLSU de la souche DM 24E).

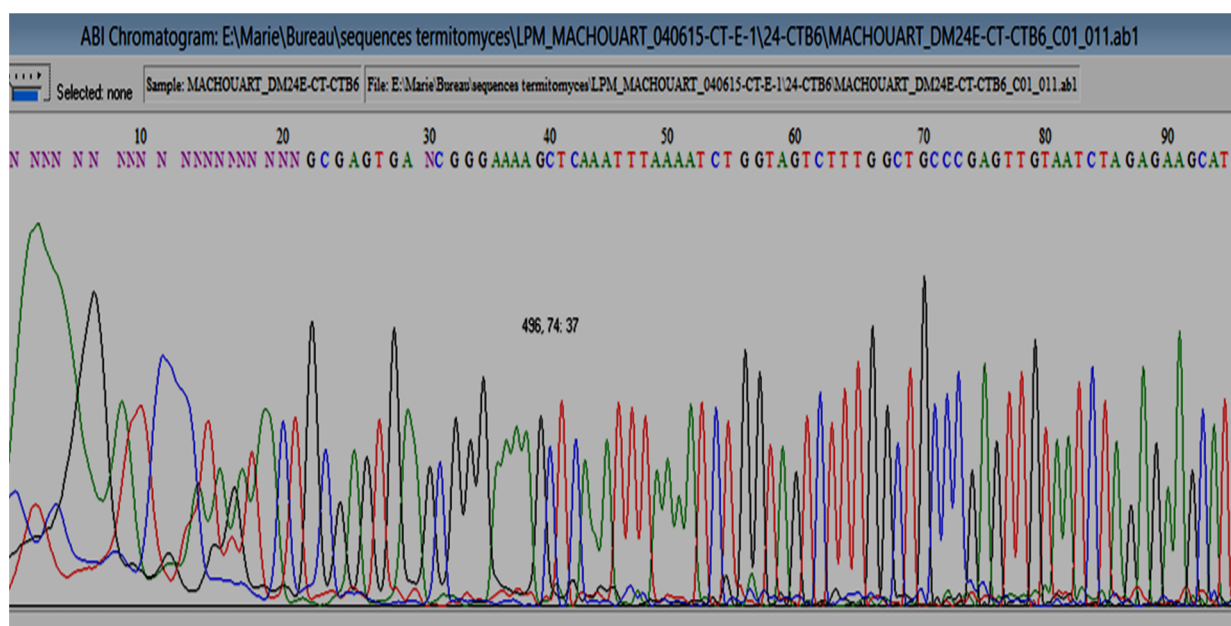


Fig. 24. Séquence et graphe de la souche 24E visualisés et traités grâce au logiciel BioEdit.

Les séquences consensus sont obtenues à partir l'alignement des séquences 3'-5' et 5'-3' après correction des erreurs de lecture (Figure 25 : Exemple de la séquence consensus de la souche DM 25E).

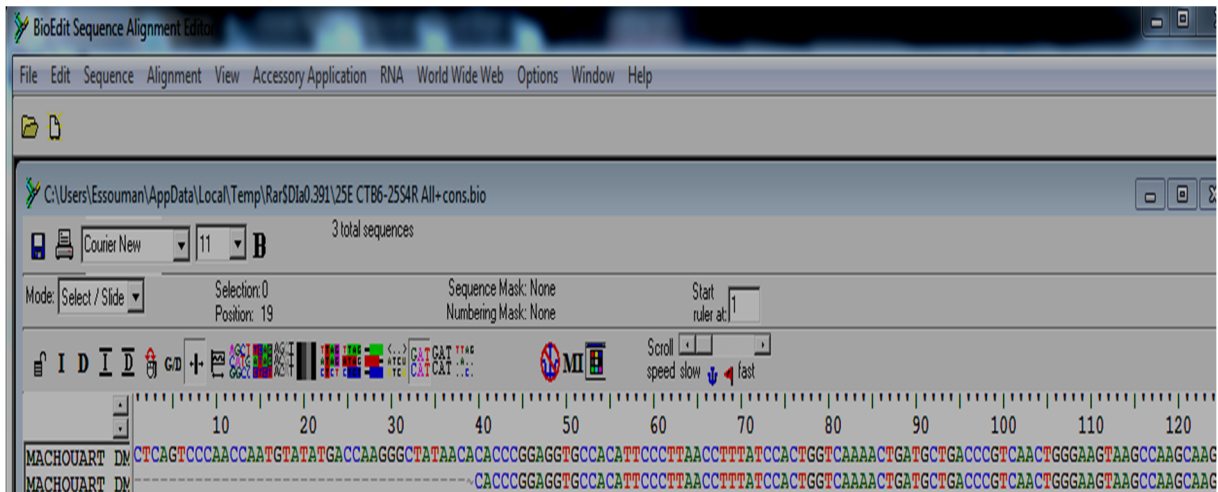


Fig. 25. Alignement d'une séquence sens (CTB6) et anti-sens (25S4R) pour la souche DM 25E et création de la séquence consensus sens et anti-sens correspondante.

Quelques exemples de séquences consensus sens et anti-sens du gène nLSU (avec paires de base variant entre 530 et 540) obtenues sont présentées comme suit :

- **DM 25E CTB6-25S4R (longueur : 538paires de bases (pb))**

CTCAGTCCCAACCAATGTATATGACCAAGGGCTATAACACACCCGGAGGTGCCACATTCCCTTA
 ACCTTTATCCACTGGTCAAACTGATGCTGACCCGTCAACTGGGAAGTAAGCCAAGCAAGAAG
 CAAGGTTGATCCCCAGCCAACGCGACTGACTTCAAGCGTTTCCCTTTCAGCAATTTACGTA
 GTTTAACTCTCTTTCCAAAGTTCTTTTCATCTTTCCCTCACGGTACTTGTTTCGCTATCGGTCTCTC
 GCCAATATTTAGCTTTAGATGGAATTTACCACCCATTTAGAGCTGCATTCCCAAACA
 ACTCGACTCTTTGAGAGCACATCACAAAGCCCTGGGAGTCCGTGTCAAAGACGGGATTCTCACCCTCTATG
 ATAGTCCATTCCAGGACACTTGTACACGGTCCAGCGCGGATAATGCTTCTCTAGATTACA
 ACTCGGGCAGCCAAAGACTACCAGATTTAAATTTGAGCTTTTCCCGCTTCACTCGCAGT
 TACTAGGGGAATCCTTGTTAGTTTCTTTTCCTC

- **DM 150G CTB6-25S4R (longueur : 538pb)**

TCAGTCCCAACCAATGTATATGATCAAGGGCTATAACACACCCGGAGGTGCCACATTCCCCTAA
 CCTTTATCCACTGGTCAAACTGATGCTGACCCGTCAACTGGGAAGTAAGCCAAGCAAGAAGC
 AAGGTTGATTCCCAGCCAACGCGACTGACTTCAAGCGTTTCCCTTTCAGCAATTTACGTA
 CTGT TAACTCTCTTTCCAAAGTTCTTTTCATCTTTCCCTCACGGTACTTGTTTCGCTATCGGTCTCTCGC
 CAATATTTAGCTTTAGATGGAATTTACCACCCATTTAGAGCTGCATTCCCAAACA
 ACTCGACTCTTTGAGAGCACATCACAAAGCCCTGGGAGTCCGTGTCAAAGACGGGATTCTCACCCTCTATGATA
 GTCCATTCCAGGACACTTGTACACGGTCCAGCGCGGATAATGCTTCTCTAGATTACA
 ACTCGGGCAGCCAAAGACTACCAGATTTAAATTTGAGCTTTTCCCGCTTCACTCGCAGT
 TACTAGGGGAA TCCTTGTTAGTTTCTTTTCCTC

- **DM 151C CTB6-25S4R (longueur : 532pb)**

TCAGTCCCAATCAATGTATATGACCAAGGGCTATAACACACCCGAAGGTGCCACATTCCCCTAG
 CCTTTATCCACTGGTCAAACTGATGCTGACCCGTCAACTGGGAAGTAAGCCAAGCAAAAAGCA
 AAGGTTGATCCCCAGCCAACGCGACTGACTTCAAGCGTTTCCCTTTCAGCAATTTACGTA
 CTGTT

TAACTCTCTTTCCAAAGTTCTTTTCATCTTTCCCTCACGGTACTTGTTTCGCTATCGGTCTCTCGCC
AATATTTAGCTTTAGATGGAATTTACCACCCATTTAGAGCTGCATTCCCAAACAACCTCGACTCTT
TGAGAGCACATCCGTAGGCACTAGGAGTCGTGTCAAAGACGGGATTCTCACCCCTCTATGATGGT
CCATTCCAGGACACTTATACACGCGCTAGCACTGATAATGCTTCTCTAGATTACAACCTCGGGCA
GCAAAGCTACCAGATTTTAAATTTGAGCTTTTCCCGCTTCACTCGCAGTTACTAGGGGAATCCTT
GTTAGTTTCTTTTCCT

Quelques exemples de séquences consensus sens et anti-sens du gène mtSSU (avec paires de base variant entre 356 et 360) obtenues sont présentées comme suit :

- **DM 25E SSUF-R (longueur : 335pb)**

CGTTAGTCGTCCTAATCAGGCGTAAAGGGTGTGTAGGCTGCTTTCAAAGTCATATCTTTCAAAT
AGCTCTTATAACGAAGATCTGTTTAAAGGCATAATACTTTAAATATCTTCATTCTAAGGTAAAG
ATAGGATGAATAAAAAGCTAGAATCAAACGAGGATAAGCCAAATAATACTTAGAGTAGGGTCG
ATATCCGTAGATACTAAGTGGAATATTTAAAAGTGAAAACCTATTTATCTAGAAATGATTGACGCT
GAGAAACGAAGGTGAGAATAGGAAATAGGATTAGATACCCAGATACCTCTCACTGTCAACGAT
GAATGGTGGTTTGTAGTTTGCAGAGAAACTAGTAAC

- **DM 150G SSUF-R (longueur : 356pb)**

YCGTTAGTCGTCCTAATCAGGCGTAAAGGGTGTGTAGGCTGCTTTCAAAGTCATATCTTTCAA
TAGCTCTTATAACGAAGATCTGTTTAAAGGCATAATACTTTAAATATCTTCATTCTAAGGTAAA
GATAGGATGAATAAAAAGCTAGAATCAAACGAGGATAAGCCAAATAATACTTAGAGTAGGGTC
GATATCCGTAGATACTAAGTGGAATATTTAAAAGTGAAAACCTATTTATCTAGAAATGATTGACGC
TGAGATACGAAGGTGAGAATAGGAAATAGGATTAGATACCCAGATACCTCTCACTGTCAACGA
TGAATGGTGGTTTGTAGTTTGTAGAAGAACTAGTAAC

- **DM 151C SSUF-R (longueur : 354pb)**

CGTTAGTCGTCCTAATCAGGCGTAAAGGGTGTGTAGGCTGCTTTCAAATCACATCTTTCAAAT
AGCTCTTATAACGAAGATCTGTTTAAAGGCGAGACTTTAAATATCTTCATTCTAAGGGTAAG
ATAGGATGAATAAAAAGCTAGAATCAAACGAGGATAAGCCAAATAATACTTAGAGTAGGGAT
GATATCCGTAGATACTAAGTGGAATACTAAAAGTGAAAACCTATTTATCTAGAAATGATTGACGC
TGAGAAACGAAGGTGAGAATAGGAAATAGGATTAGATACCCAGATACCTCTCACTGTCAACGA
TGAATGGTGGTTTGTAGTTTAAAGAAGAACTAGTAA

III.1.1.4. Alignement des séquences

La figure 26 montre le résultat de l'alignement de quelques séquences consensus du gène mtSSU obtenues.



Fig. 26. Alignement obtenu de quelques séquences de l'étude à l'aide du logiciel BioEdit.

III.1.2. Informations sur les séquences et reconstruction phylogénique

Ces premières analyses ont confirmé l'appartenance de toutes les souches séquencées (Tableau III) au genre *Termitomyces*. L'ensemble des données finales comprenaient les nouvelles séquences produites (95) et les séquences disponibles dans « GenBank ». Cela inclus 77 taxons et 774 caractères (487 pour la nLSU et 287 pour la mtSSU). Ces données sont déposées dans la base d'arbre (« TreeBase ») (ID20092). L'ensemble de données combinées avait 217 modèles d'alignement distincts et la proportion des espaces et caractères complètement indéterminés était de 8,24%. L'arbre consensus bootstrap avec les valeurs bootstrap (BS) et l'arbre de probabilité maximale avec les longueurs de branches sont respectivement présentés dans les figures 27 et 28.

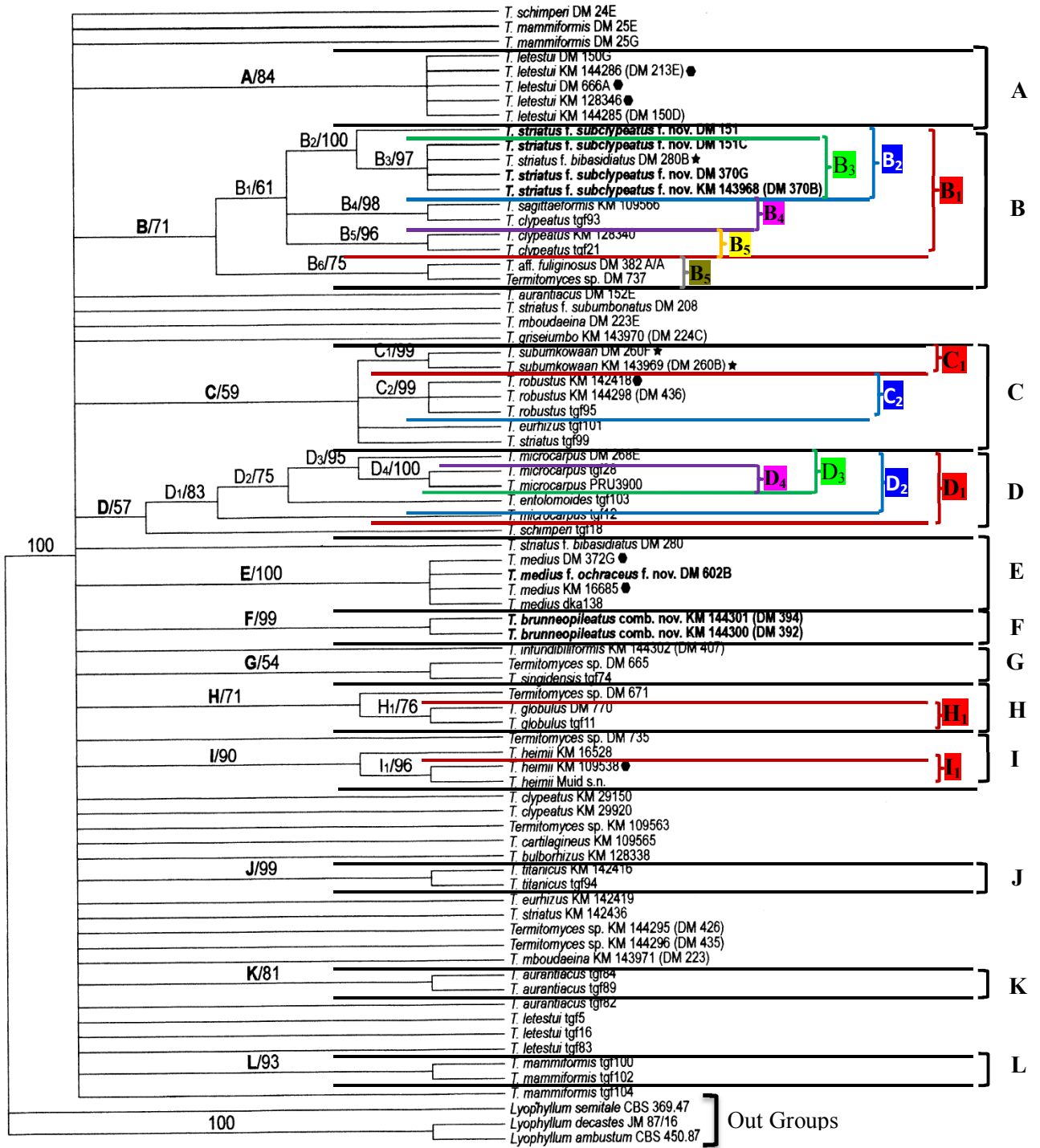


Fig. 27. Arbre consensus bootstrap montrant les relations phylogéniques chez les *Termitomyces*. Arbre obtenu avec RAXML utilisant un ensemble de données combinées nLSU-mtSSU. Les valeurs bootstrap supérieures à 50% sont signalées au-dessus des clades et des sous-clades. L'arbre est enraciné avec *Lyophyllum semitale*, *L. descates* et *Lyophyllum ambustum*. Les noms en gras représentent les nouveaux taxons, ceux suivis par une étoile (*) sont confirmés comme nouveaux taxons à partir des précédentes études et les noms suivis d'un hexagone noir (●) sont les taxons dont les noms initiaux ont changé en accord avec leur position sur l'arbre.

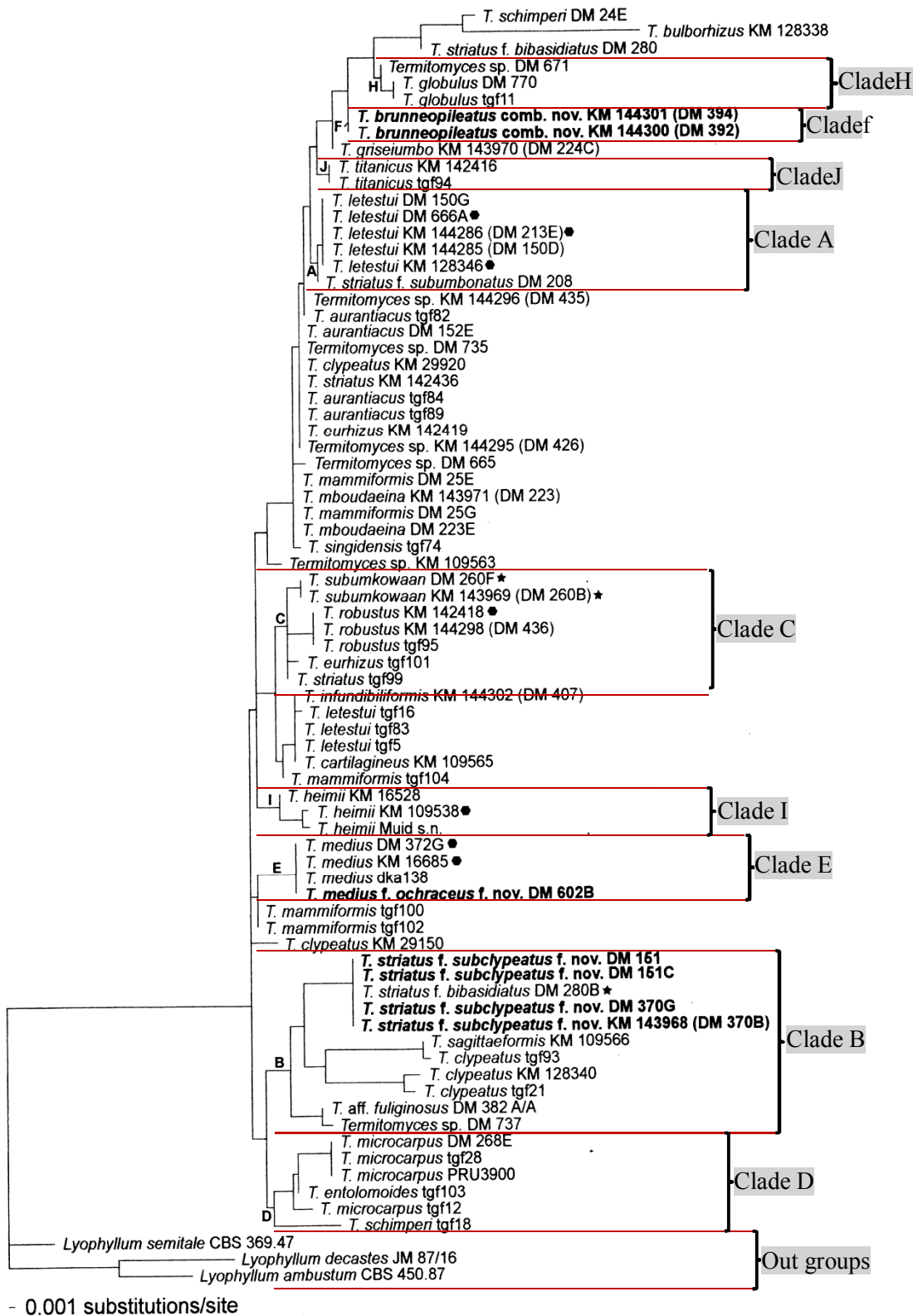


Fig. 28. Arbre le plus probable montrant les relations phylogéniques chez les *Termitomyces*. Arbre obtenu avec RAxML utilisant un ensemble de données combinées nLSU-mtSSU. Les valeurs bootstrap sont disponibles dans la figure 27. L'arbre est enraciné avec *Lyophyllum semitale*, *L. decastes* et *Lyophyllum ambustum*. Les noms en gras représentent les nouveaux taxons, ceux suivis d'une étoile (*) sont confirmés comme nouveaux taxons à partir des précédentes études et les noms suivis d'un hexagone noir (●) sont des taxons dont les noms initiaux ont changé en accord avec leur position sur l'arbre.

III.1.3. Révision taxonomique déduite des analyses phylogéniques

Le placement des souches sur différents clades et sous-clades des arbres (Fig. 27 et Fig. 28) a conduit à trois changements taxonomiques majeurs. Premièrement, la description des nouveaux taxons avec deux nouvelles formes à savoir *T. medius* f. *ochraceus* f. nov. et *T. striatus* f. *subclypeatus* f. nov. aussi bien que la nouvelle combinaison *T. brunneopileatus* comb. nov. Deuxièmement, la confirmation du statut de *T. subumkowaan* comme nouvelle espèce et *T. striatus* f. *bibasidiatus* comme nouvelle forme de *T. striatus*. Ces deux taxons étaient décrits comme tel, plutôt uniquement sur la base des caractéristiques morphologiques (Mossebo et al., 2002). Troisièmement, la ré-identification des 12 spécimens récoltés en Afrique et en Asie, a abouti au premier enregistrement du *Termitomyces letestui* de Chine à partir d'un spécimen originellement identifié comme *T. globulus*. Par ailleurs, le placement des divers spécimens sur l'arbre combiné nLSU-mtSSU avec référence à leur pays d'origine, a conduit à une distribution révisée des taxons de *Termitomyces* en Afrique et en Asie (Tableau XV). Les clades et les sous-branches de la figure 27 ont été nommés de haut en bas en ordre alphabétique en utilisant les lettres majuscules, suivies par la valeur de support bootstrap (BS) du clade. Ces clades et sous-branches sont aussi indiqués sur l'arbre le plus probable (Fig. 28), bien que n'étant pas en ordre alphabétique. Les autres résultats clés comme révélés par la figure 27 et la figure 28 sont les suivants :

Clade A. Ce clade (Fig. 27) est le seul regroupant les souches de *T. letestui* avec une forte valeur de support de bootstrap (84%), parmi lesquelles se trouve l'une des souches de référence de ce taxon récolté au Cameroun et conservée à l'herbier mycologique de Kew sous KM 144 285 (Fig. 30A). De plus, la figure 28 confirme que toutes les souches de *T. letestui* incluses dans l'arbre phylogénique montrent une faible variation génétique. Dans ce clade, certaines souches originellement identifiées sous d'autres noms uniquement à partir des caractéristiques morphologiques, changent pour *T. letestui* comme leur nouveau nom valide considérant leur position sur le clade A des deux arbres (Figs. 27 et 28). Elles comprennent deux souches du taxon originellement nommé *T. striatus* f. *annulatus* (KM 144 286 et HUY1-DM 666A) qui devient *T. letestui*. Il convient de mentionner que les caractéristiques morphologiques de *T. striatus* f. *annulatus* sont en général proches de celles de la souche de référence susmentionnée (KM 144285) de *T. letestui* (Fig. 30A) en dépit de quelques différences notées ici et là particulièrement sur les caractéristiques morphologiques des basidiocarpes matures. Toujours dans ce clade, une souche asiatique (KM 128346 de Chine) originellement identifiée uniquement à partir de ses caractéristiques morphologiques et conservée à Kew comme *T. globulus*, change également pour *T. letestui*, sa nouvelle identification valide. Cette souche appartient au clade A et les résultats des études taxonomiques faites sur le matériel sec trouvé à l'herbier de Kew montrent également des

similarités de caractéristiques macro- et micromorphologiques avec celles de la souche de référence (KM 144285) de *T. letestui* (Fig. 30A). De plus, il y a des différences clés avec les caractéristiques de la souche de *T. globulus* du clade H₁ comme décrite par Heim (1958, 1977) et Pegler (1977).

Sous-clade B2. Ce sous-clade est fortement supporté par une valeur de bootstrap de 100% (Fig. 27) et cinq souches montrant les caractéristiques morphologiques clés de *Termitomyces striatus* comme originellement décrites par Heim (1958, 1977). Cependant, excepté *T. striatus* f. *bibasidiatus* (Fig. 33A et Fig. 34) initialement décrite par Mossebo et al. (2002) et dont le nom demeure ici inchangé, certaines remarquables et divergentes caractéristiques de deux autres taxons (Mossebo et al. 2002) se trouvant dans ce sous-clade (B2) à savoir : *T. subclypeatus* (KM 143 968 = HUY1-DM 370B, HUY1-DM 370G) et *T. subclypeatus* f. *tetrasporus* (HUY1-DM 151 et DM 151C), ont conduit au changement de leurs anciens noms en une nouvelle forme de *T. striatus* décrite comme *T. striatus* f. *subclypeatus* (Fig. 32 et Figs. 33B/C/D). Il convient de mentionner ici qu'avant la description de cette nouvelle forme, 4 variétés et 10 autres formes ont été décrites chez *T. striatus* par divers auteurs à savoir Heim (1942, 1977) et Mossebo et al. (2002, 2009, 2011).

Sous-clade C1. Ce sous-clade fortement supporté par une valeur de bootstrap de 99% confirme *Termitomyces subumkowaan*, auparavant décrite par Mossebo et al. (2002) comme *T. subumkowaanii* sp. nov. (KM 143 969), comme une nouvelle espèce distincte. Les deux souches récoltées au Cameroun (KM 143 969 et DM 260F) sont dans le même sous-clade (C1) qui montre une faible variation génétique (Fig. 28).

Sous-clade C2. Le sous-clade C2 révèle le premier enregistrement de *T. robustus* (KM 144 298 = DM 436) du Cameroun en référence à la souche de *T. robustus* (tgf 95) du Burundi, identifiée auparavant par Frøslev et al. (2003). Le sous-clade est fortement supporté par une valeur bootstrap de 99% (Fig. 27) et toutes les trois souches représentant *T. robustus*, montrent une faible variation génétique (Fig. 28). La collection de Tanzanie originellement identifiée comme *T. eurrhizus*, change pour *T. robustus* (KM 142 418) sur la base des données susmentionnées.

Sous-clade D3. Le sous-clade D3 est hautement supporté par une valeur bootstrap de 95% (Fig. 27) et confirme l'identification de la souche DM 268E récoltée au Cameroun, comme *T. microcarpus*, du fait qu'elle appartient à D3, un sous-clade comprenant d'autres souches de *T. microcarpus* (tgf 28 et PRU3900).

Clade E. Hautement supporté par une valeur bootstrap de 100% (Fig. 27), le clade E regroupe quatre souches de *T. medius* comprenant la souche dka 138 identifiée auparavant comme telle dans une étude phylogénique faite par Frøslev et al. (2003). Ces souches de *T. medius* montrent une

faible variation génétique (Fig. 28). Les souches comprennent également une collection du Nigeria originellement mal identifiée comme *T. striatus* et conservée à Kew (KM 16685). L'une des deux souches restantes (DM 372G) vient du Cameroun et était originellement décrite comme *T. striatus* f. *griseiumboides* f. nov. (Mossebo et al., 2002). Elle change maintenant pour *T. medius* (Fig. 37 et Fig. 38A) sur la base d'une part de ses caractéristiques macro- et micromorphologiques proches de celles de *T. medius*, et d'autre part sa position sur le clade E. La dernière souche était encore une collection non identifiée de *Termitomyces* du Cameroun (DM 602B) qui est décrite ici comme *T. medius* f. *ochraceus* f. nov. (Figs 38 B/C et Fig. 39) sur la base de sa couleur plus ou moins uniforme jaune-pâle, rougeâtre à gris-brunâtre ou grisâtre à orange-brunâtre et de l'absence et d'un perforatorium plus ou moins non apparent.

Clade F. Dans ce clade, la nouvelle combinaison *Termitomyces brunneopileatus* comb. nov est proposée et décrite (Fig. 38 D/E et Fig. 40) par fusion des caractéristiques des deux collections du Cameroun, originellement décrites par Mossebo et al. (2009) comme *T. striatus* f. *brunneus* f. nov. (KM 144 301) et *T. striatus* f. *pileatus* f. nov. (KM 144 300). Ces deux taxons figurent sur un même clade fortement supporté (valeur bootstrap de 99%) et montrent une faible variation génétique (Fig. 28).

Sous-clade H₁. Ce sous-clade identifie provisoirement la souche DM 770 récoltée au Cameroun comme *T. globulus* avec un support bootstrap de 76%. Cette souche a été initialement identifiée comme *T. titanicus* dû à son exceptionnel très grand chapeau (proche de 30 cm de diamètre) et autres caractéristiques morphologiques coïncidant avec celles de *T. titanicus*.

Clade I. Ce clade et le sous-clade I₁ en particulier est exclusivement celui de l'espèce asiatique *T. heimii* Natarajan, avec une valeur de support bootstrap de 96%. Une souche du Pakistan conservée à l'herbier mycologique du Jardin Botanique Royal de Kew (KM 109 538) et originellement identifiée comme *T. striatus* f. *annulatus*, devient à présent *T. heimii* selon sa position et la faible variation génétique au sein de ce clade.

Clade J. Un spécimen de *Termitomyces* récolté en Zambie, originellement nommé sur la base de sa morphologie comme *T. titanicus* et actuellement conservé à Kew (KM 142 416) se trouve dans le clade J bien supporté (99%) (Fig. 27) et montre une faible variation génétique (Fig. 28) en comparaison à une autre souche (tgf 94) récoltée au Burundi et également identifiée comme *T. titanicus* par Frøslev et al. (2003).

Clade K. Ce clade contient deux souches de *T. aurantiacus* (tgf 89 du Cameroun et tgf 84 de Tanzanie), avec un fort support bootstrap de 81% (Fig. 27). Ces deux souches proviennent de l'étude phylogénique de Frøslev et al. (2003).

Clade L. Ce clade L contient deux souches de *T. mammiformis* avec un très fort bootstrap de 93% (Fig. 27). Ces deux souches ont été récoltées au Burundi et proviennent de précédentes études de Frøslev et al. (2003).

Les taxons nouvellement décrits, ceux confirmés comme nouveaux et les taxons ré-identifiés sur la base de l'analyse phylogénique (Tableau X) sont décrits ou révisés comme suit :

Tableau X. Taxons des phylogrammes nouvellement décrits, taxons confirmés comme nouveaux et taxons ré-identifiés.

Nouvelle identification ou nom valide du taxon	Pays et date de récolte	Continent de récolte du taxon
Taxons révisés de <i>Termitomyces</i> sur phylogrammes présents en Afrique et en Asie		
<i>Termitomyces letestui</i> (Pat.) R. Heim	Cameroun	Afrique et Asie
<i>T. medius</i> Heim et Grassé	Cameroun, Nigeria	Afrique et Asie
Taxons révisés de <i>Termitomyces</i> sur phylogrammes présents uniquement en Afrique		
<i>T. brunneopileatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>comb. nov.</i>	Cameroun	Afrique
<i>T. medius</i> f. <i>ochraceus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>f. nov.</i>	Cameroun	Afrique
<i>T. striatus</i> f. <i>bibasidiatus</i> D.C. Mossebo	Cameroun	Afrique
<i>T. striatus</i> f. <i>subclypeatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>f. nov.</i>	Cameroun	Afrique
<i>T. subumkowaan</i> D.C. Mossebo	Cameroun	Afrique

Commentaire : dans tableau, deux taxons sur phylogrammes présents en Afrique et en Asie ont été révisés, cinq autres taxons présents uniquement en Afrique ont également été révisés.

III.1.3.1.1. *Termitomyces letestui* (Pat.) R. Heim (Fig. 29, Fig. 30 et Figs. 31A/B/C).

Heim: TERMITES ET CHAMPIGNONS. Les champignons termitophiles d'Afrique noire et d'Asie Méridionale, *EDTS BOUBÉE*, Paris: 70–78 (1977).

Synonyme: *Termitomyces striatus* f. *annulatus* (Beeli) R. Heim, Bulletin de la Société Mycologique de France 118(3): 195–249 (2002).

Commentaire : les caractéristiques diagnostiques de *T. letestui* ont été compilées à partir de diverses publications à savoir : Heim (1952, 1958, 1977), Pegler (1977) et Mossebo et al. (2002),

toutes combinées aux caractéristiques de son synonyme *T. striatus* f. *annulatus* à présent invalide. Après avoir fusionné ces caractéristiques, *T. letestui* est à présent décrite sous deux faciès différents montrant des différences plus ou moins visibles aux niveaux macroscopique et microscopique et poussant dans différentes régions avec climats correspondant (Mossebo & Njouonkou 2010) du Cameroun.

Malgré que le chapeau des deux faciès peu atteindre jusqu'à 200 à 350 mm à la maturité complète, chez le premier faciès, (Fig. 30A) qui est la souche de référence (KM 144 285 = HUY1-DM 150D) de *T. letestui*, le chapeau de jeunes spécimens est globuleux à subhémisphérique et plus ou moins uniformément orange-brunâtre sombre (7C3-7C4). Cette couleur change cependant avec la croissance, devenant plus claire, grisâtre ou orange-brunâtre à brun claire (6B4-6C4-6D4) et légèrement sombre au niveau du disque et autour du perforatorium, et montrant de fines squamules orange-brunâtre à brun claire (7C5-7D5) et des fentes de diverses longueurs sur l'ensemble de la surface du chapeau révélant la chair blanche (Fig. 30A).

Chez le second faciès (Figs. 31A/B/C) de *T. letestui*, le chapeau mesure habituellement 70 – 100 (-120) mm de diamètre et atteint rarement la taille maximale (200-350 mm de diamètre) très souvent enregistrée chez le faciès 1 (Fig. 4A) à la maturité complète. Il est plutôt blanchâtre (6A1), grisâtre à orange-brunâtre (6B4-6C4-6C5) uniquement autour du disque et du perforatorium (Fig. 31B, flèche) dû à des squamules fines à très fines ou exceptionnellement grossières (Fig. 31C, flèche de dessus). Une autre différence clé entre les deux faciès est que le perforatorium est quelquefois totalement absent (Fig. 31C) chez le faciès 2, par contre il est toujours présent et plus ou moins apparent (Fig. 30A, flèche de dessous) du stage jeune au stade mature de croissance chez le faciès 1.

Au Cameroun, au regard des facteurs environnementaux de croissance, les faciès 1 et 2 de *T. letestui* poussent dans des régions et climats complètement différents (Mossebo & Njouonkou, 2010). Le faciès 1 (Fig. 30A) se trouve uniquement dans les régions de l'Ouest et de l'Adamaoua du Cameroun et seulement pendant la petite saison de pluies de Mars à Mai. Le faciès 2 connu auparavant comme *T. striatus* f. *annulatus* (Mossebo et al., 2002) se trouve uniquement dans les régions du Centre, littoral, Sud et Est du pays et seulement pendant la grande saison de pluies de Septembre à Novembre. Il est également important de mentionner que les températures diurnes et nocturnes et l'humidité de l'air aussi bien que les facteurs édaphiques comprenant la texture et la structure du sol qui sont différentes dans certaines des régions susmentionnées et pourraient également compter pour ces différences morphologiques en plus de la possible influence d'autres facteurs génétiques. Au niveau microscopique, la principale différence entre ces deux faciès de

T. letestui repose sur les basides qui portent 2 et 4 stérigmates chez le faciès 2 qui est l'ancien *T. striatus* f. *annulatus* (Mossebo et al., 2002), tandis que seul les basides à 4 stérigmates sont retrouvées chez le faciès 1 (Fig. 30A) qui est la souche de référence de *T. letestui* (Mossebo et al., 2002). Aussi, certaines spores sont granuleuses et d'autres contiennent seulement des guttules chez le faciès 2, tandis qu'elles contiennent généralement des guttules mais ne sont pas granuleuses chez le faciès 1. Par contre, la morphologie des spores, des basides, des cheilocystides, des pleurocystides et les structures de la trame de l'hyménium, du sous-hyménium et du revêtement piléique sont très similaires chez les deux faciès même si elles tendent généralement à être légèrement plus grandes chez le faciès 1.

Toutes les caractéristiques macroscopiques et microscopiques susmentionnées de *T. letestui* originellement décrite par divers auteurs à savoir Heim (1952, 1958, 1977), Pegler (1977) et Mossebo et al. (2002) parfois sous différents noms, sont ici fusionnées en un seul taxon et se présentent ainsi qu'il suit :

Chapeau de 70-100(-120) mm de diamètre, atteignant 200-350 mm de diamètre chez les sporocarpes matures du faciès 1 initialement subglobuleux à ovoïde, devenant conique à subhémisphérique, s'élargit finalement pour devenir convexe ou plan-convexe à la maturité, quelquefois fendillé jusqu'au disque ; surface de couleur variable : chez le premier faciès, le chapeau de jeunes spécimens est globuleux à subhémisphérique et plus ou moins uniformément orange brunâtre-sombre (7C3-7C4) changeant avec la croissance, devenant plus claire, grisâtre ou orange-brunâtre à brun clair (6B4-6C4-6D4) et légèrement sombre au niveau du disque et autour du perforatorium, et montrant de fines squamules orange-brunâtre à brun-clair (7C5-7D5) et des fentes de diverses longueurs sur l'ensemble de la surface du chapeau révélant la chair blanche. Chez le second faciès, le chapeau dépasse rarement 70-100(-120) mm de diamètre, blanchâtre (6A1), grisâtre à orange-brunâtre (6B4-6C4-6C5) uniquement autour du disque et du perforatorium montrant des squamules très fines à fines ou exceptionnellement grossières, perforatorium très apparent, subcylindrique à mammiforme chez le faciès 1, quelquefois totalement absent chez le faciès 2. **Lamelles** blanchâtres, annexées à libres, à arrête régulière, quelquefois émarginées, de largeur $\leq 1,5$ mm, mêlées de lamellules de différents longueurs. **Stipe** de 100-300 \times 8-40 mm, blanchâtre, cylindrique à subcylindrique ou légèrement plus épais au niveau de la partie supérieures, généralement plus grand chez le faciès 1, s'amincit graduellement vers la base pour former une longue pseudorhize souterraine de 250-1500 mm de long. **Anneau** présent, persistant et plus apparent sur le faciès 1, descendant, rarement absent. **Chair** blanche de 5-30 mm d'épaisseur. **Sporée** grisâtre à orange-brunâtre (6B4-6C4-6C5). **Odeur** inexistante.

Basidiospores 5-5,96-7 × 3-3,98-5 μm, 1,4 ≤ Q ≤ 1,66, Q_R = 1,49, ellipsoïdes, hyalines, non amyloïdes, à paroi mince, montrant soit un contenu granuleux ou une unique grande à peu réfractaire guttule. **Basides** 15-24 × 5-8 μm, subcylindrique à cylindrique ou clavées, portant 2 à 4 stérigmates. **Pleurocystides** de 26-43 × 11-17 μm, polymorphes, clavées à très largement clavées ou utrifformes, rarement lagéniformes. **Cheilocystides** (15-)20-65 × 8-18(-22) μm, polymorphes, clavées à piriformes, rarement subcylindriques à largement utrifformes. **Trame de l'hyménium** subrégulière, constituée d'hyphes hyalins à paroi mince, de 4-8 μm de diamètre. **Sous-hyménium** pseudoparenchymateux. **Chair** constituée d'hyphes hyalins très serrées entremêlées, à paroi mince, de 3-12 μm de diamètre. **Revêtement piléique** à structure complexe faite d'une cuti d'hyphes couchées radialement disposées plus ou moins parallèles, ou parfois plutôt d'hyphes dressées, de 3-15 μm de diamètre, mélangées à de grandes hyphes ovoïdes à subglobuleuses de 10-30 μm de diamètre.

Habitat, écologie et croissance : pousse très souvent isolé aux voisinages des termitières géantes ou beaucoup plus souterraines. Le faciès 1 (Fig. 30A) est retrouvé uniquement dans les régions de l'Ouest et l'Adamaoua du Cameroun et seulement pendant la petite saison des pluies de Mars à Mai, tandis que le faciès 2 (Figs. 31A/B/C) est retrouvé dans les régions du Centre, Littoral, Sud et Est du Cameroun plutôt pendant la grande saison des pluies de Septembre à Novembre. Particulièrement trouvé sur dans du gazon, dans les herbacées, les plantations cultivées, près des sentiers de plantations et le long des routes.

Distribution : *Termitomyces letestui* était jusqu'à présent récoltée uniquement en Afrique tropicale. Cette étude signale le premier enregistrement de cette espèce du continent asiatique (Tableau 4) et précisément de Chine.

Spécimens examinés : 1. Holotype : — CAMEROUN, région de l'Ouest, Mbouda (Département des Mbamboutos) à environ 420 km au nord-ouest de Yaoundé (capitale du Cameroun), le 18 Avril 2006, leg. D.C. Mossebo, récolté par D.C. Mossebo, K(M) 144 285 (=HUY1-DM 150D). 2. Isotype : 2-1. : —CAMEROUN, région du centre, Yaoundé (dans l'herbe au campus de l'Université de Yaoundé 1 (UY1)), le 18 novembre 2010, récolté par D. C. Mossebo et les étudiants, K(M) 144 286 (= HUY1-DM 213E). 2-2. — CAMEROUN, région du Centre, Yaoundé (pelouse dans le campus de l'Université de Yaoundé 1 (UY1)), le 29 octobre 1998, récolté par D. C. Mossebo et les étudiants, HUY1-DM 213A. 2-3. — CAMEROUN, mêmes région et zone que pour l'isotype 2-1, le 11 Novembre 1998, récolté par D. C. Mossebo et les étudiants, HUY1-DM 213B. 2-4. — CAMEROUN, région du Centre, Yaoundé (sur terrain herbeux aux environs du quartier dit de la Cité-Verte), le 13 Novembre 2000, récolté par D. C. Mossebo et les étudiants, HUY1-DM 213C. 2-

5. — CAMEROUN, région du Centre, Yaoundé (sur le gazon dans une cour d'habitation au quartier « Etetak » à Yaoundé), le 18 Novembre 2002, récolté par D. C. Mossebo, K(M) 144 286 (= HUY1-DM 213D). 2-6. — CAMEROUN, région du Centre, Yaoundé (sur une cour nue argile-latérite d'habitation au quartier « Nsimeyong shell »), le 15 octobre 2007, récolté par Mossebo, HUY1-DM 666A. 2-7 — CHINE, le 7 août 2002, K(M) 128 346.

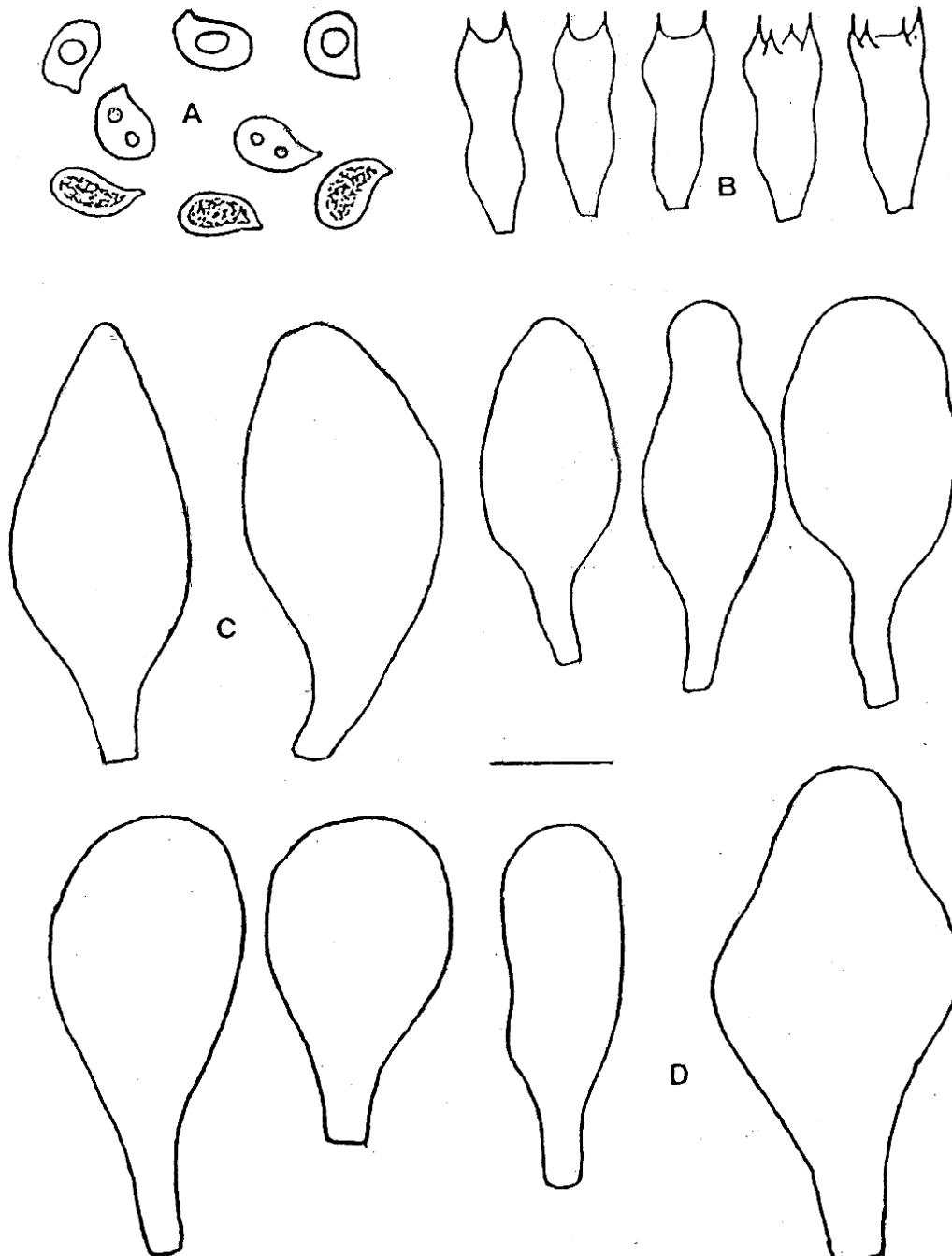


Fig. 29. *Termitomyces letestui* (KM 144 285 = HUY1-DM 150D, holotype et KM 144286 = HUY1-DM 213E); A: Basidiospores; B: Basides; C: Pleurocystides; D: Cheilocystides. Barre d'échelle: A à D = 10 μ m.

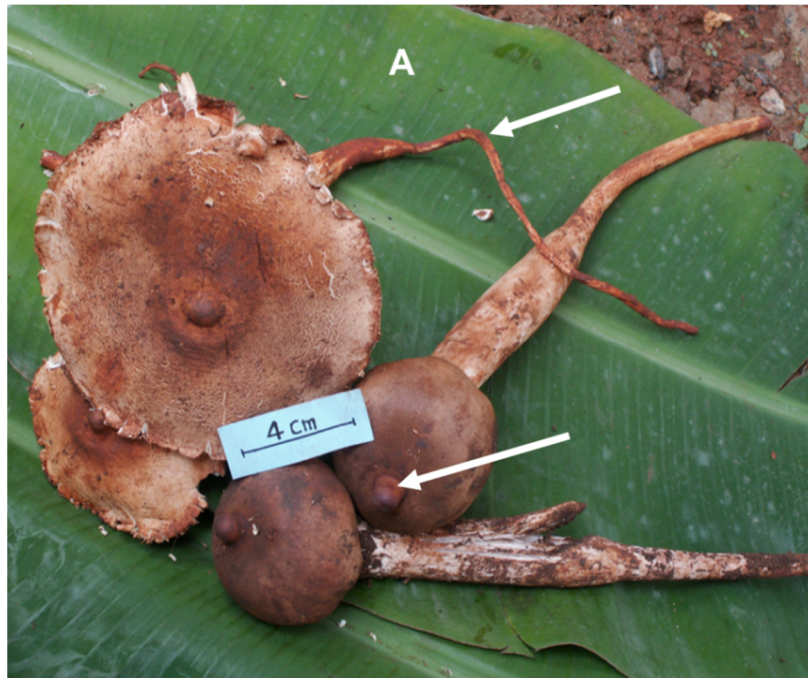


Fig. 30. A. *Termitomyces letestui* (faciès 1) (KM 144 285 = HUY1-DM 150D, holotype). Les flèches montrent la pseudorhize (flèche du dessus) et perforatorium cylindrique-mammiforme (flèche du bas).

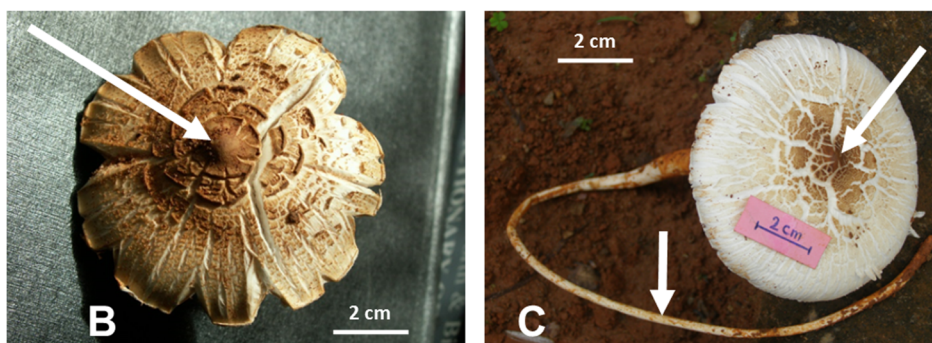
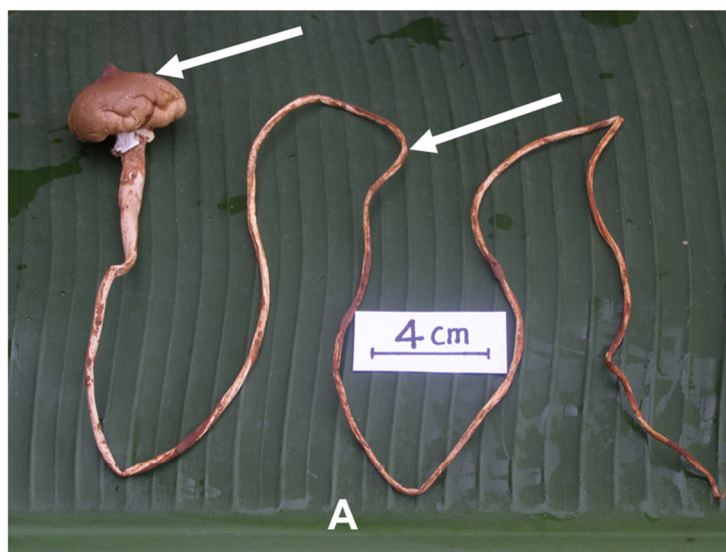


Fig. 31. *Termitomyces letestui* (faciès 2) (KM 144 286 = HUY1-DM 213E). A : Jeune basidiocarpe avec une longue pseudorhize souterraine (flèche de droite) ; B/C : Basidiocarpes matures avec (B) perforatorium (flèche) et sans (C) perforatorium (flèche de droite).

III.1.3.1.2. *Termitomyces striatus* f. *subclypeatus* D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman f. nov. (Figs. 32 & 33 B/C/D)

MycoBank: MB819326

Synonyme: *Termitomyces subclypeatus* D.C. Mossebo, Bulletin de la Société Mycologique de France 118(3): 237–240 (2002).

Termitomyces subclypeatus f. *tetrasporus* D.C. Mossebo, Bulletin de la Société Mycologique de France 118(3): 237–240 (2002).

Diagnose : *Termitomyces striatus* f. *subclypeatus* f. nov. est caractérisé au niveau macroscopique, par son perforatorium polymorphique aigu à spiniforme, obtus à obtusément conique ou moins apparent, cependant plus court que celui de *T. clypeatus* ; un chapeau fendillé, grisâtre à beige chez les jeunes spécimens, devenant brunâtre à brun quand matures, avec un diamètre généralement compris entre 10–70 mm, dépassant rarement 80 mm ; un stipe de 50–180 × 6–15 mm, montrant parfois un léger épaissement sur à la partie médiane avec absence totale de l’anneau. Les caractéristiques microscopiques distinctives clés sont les basides clavées à subcylindriques, portant 2 à 4 stérigmates et l’absence des pleurocystides.

Étymologie : l’épithète de cette nouvelle forme se réfère à la morphologie de son chapeau du type de *striatus* et son perforatorium aigu à spiniforme, obtus à obtusément conique chez certaines souches, cependant plus court que celui de *T. clypeatus*.

Holotype : CAMEROUN, région de l’Ouest, Mbouda (département des Mbamboutos) à environ 420 km au nord-ouest de Yaoundé (capitale du Cameroun), le 18 Avril 2001, leg. D.C. Mossebo, récolté par D.C. Mossebo, K(M) 143 968 (=HUY1-DM 370B).

Chapeau initialement très conique, de 10 – 35 de diamètre, devenant obtusément conique et finalement convexe à plan-convexe, dépassant rarement 80 mm de diamètre à la maturité ; couleur initialement orange-blanchâtre à orange pâle (6A2-6A3) chez les jeunes spécimens, plus ou moins radialement et profondément incisé à différentes longueurs montrant la chair blanche contrastée chez certaines souches, légèrement visqueux quand fraîchement récolté ou plutôt humide chez d’autres, devenant jaune-grisâtre (4B3) à orange-brunâtre (6C4-6C5) quand mature ; perforatorium plus ou moins apparent, obtus à obtusément conique ou conique-pointu à spiniforme à la maturité. **Lamelles** blanchâtres, de largeur ≤ 6 mm à la maturité, montrant des lamellules de diverses longueurs, libres à arrête régulière, quelquefois incurvées, droites ou légèrement ventrues, modérément groupées comprenant des lamellules de différents longueurs. **Stipe** de 50– 180 × 6–15 mm, blanchâtre, parfois subcylindrique ou tordu, mais très souvent de forme irrégulière, montrant un léger épaissement sur la partie médiane chez certaines spécimens, s’amincissant

graduellement vers la base pour former une pseudorhize filiforme souterraine, de 100–300 mm de long, solide et fibreuse, quelquefois délimitée en paires reliées à un seul chapeau. **Anneau** absent. **Chair** blanchâtre, d'épaisseur ≤ 5 mm à la jonction avec le stipe. **Sporée** blanche à orange-pâle (6A2-6A3) ou grisâtre à orange-brunâtre (6B4-6C4). **Odeur** absente.

Basidiospores de (4,9) 5,9–6,12–7 \times (3)–3,9–4,52–5 μm , $1,2 \leq Q \leq 1,75$, $Q_R = 1,43$, hyalines, ellipsoïdes à subglobuleuses, à paroi mince- et épaisse, montrant un contenu granuleux et très souvent avec une unique guttule, non-amyloïdes. **Basides** de 14 – 25 \times 5 – 8,5 μm , clavées à subcylindriques avec une ou plusieurs guttules, certaines avec un contenu granuleux, portant 2 à 4 stérigmates, montrant très souvent une unique ou plusieurs guttules. **Pleurocystides** absentes. **Cheilocystides** de 13–26 \times 7–18,5 μm , clavées à piriformes, rarement subglobuleuses, quelquefois appendiculées avec un pédicelle plus ou moins long et septé portant 1 à 3 septes. **Trame de l'hyménium** subrégulière, constituée d'hyphes non bouclées de 4–12 μm de diamètre. **Sous-hyménium** pseudoparenchymateux constitué d'articles subglobuleux de 4–7 μm de diamètre. **Chair** constituée d'hyphes ramifiées de 5–16 μm de diamètre, montrant des articles relativement étroits ou avec des constriction au niveau des septes. **Piléipillis** constitué d'hyphes couchées de formes variées avec des articles relativement courts, de 4–6 μm de diamètre, mêlées d'articles plus grands, subcylindriques, subglobuleuses à ovoïdes ≤ 26 μm de diamètre.

Habitat, écologie et croissance : certaines souches poussent isolées, d'autres fasciculées ou en grands groupes, retrouvés au Cameroun exclusivement pendant la petite saison des pluies (Mars, Avril Mai) à proximité de termitières géantes et principalement souterraines dans les savanes, les zones ouvertes en milieux forestiers et les plantations de vivres. Les espèces de termites associés ne sont jusqu'à présent pas clairement identifiées.

Distribution : récolté uniquement au Cameroun où certaines souches (Figs. 33C/D) en sont communes, poussant annuellement et d'autres sont plutôt rares.

Spécimens examinés : 1. Holotype : —CAMEROUN, région de l'Ouest, Mbouda (département des Mbamboutos) à environ 420 km au nord-ouest de Yaoundé (capital du Cameroun), le 18 Avril 2001, récolté par D.C. Mossebo, K(M) 143 968 (=HUY1-DM 370B). 2. Isotypes : 2-1. — CAMEROUN, région de l'Ouest (département des Mbamboutos) à environ 420 km au nord-ouest de Yaoundé (capital du Cameroun), le 14 Mai 1998, récolté par Tané, HUY1-DM 151. 2-2. — CAMEROUN, région de l'Ouest, le 23 Mai 2014, récolté par E.F.P. Essouman, HUY1-DM 370G.

Commentaire : au regard de *Termitomyces striatus*, les différences clés (tableau XII) par rapport à *T. striatus* f. *subclypeatus* comprennent :

1. Les pleurocystides qui sont piriformes, clavées ou cylindriques (Pegler, 1977) chez *T. striatus*, tandis qu'elles sont bien visiblement absentes chez *T. striatus* f. *subclypeatus* (Fig. 32),
2. Les cheilocystides à paroi épaisse chez *T. striatus* (Heim, 1977). Elles sont plutôt à paroi mince (Fig. 32C) chez *T. striatus* f. *subclypeatus*,
3. Les basidiospores à paroi épaisse et mince chez *T. striatus* f. *subclypeatus* (Fig. 32A), tandis qu'elles sont juste à paroi mince chez *T. striatus* comme décrites par divers auteurs tels Heim (1977) et Pegler (1977),
et accessoirement également :
4. Les basides à paroi mince portant 2 et 4 stérigmates (Figs. 6B) chez *T. striatus* f. *subclypeatus*, elles portent seulement 4 stérigmates comme décrites par divers auteurs à savoir Heim (1977) et Pegler (1977).

Les facteurs environnementaux de croissance et la possible influence d'autres facteurs génétiques pourraient expliquer les différences morphologiques observées entre diverses formes existantes de *T. striatus*. Ces formes et variétés ont auparavant été décrites chez *T. striatus* par divers auteurs, à savoir Heim (1958) pour *T. striatus* var. *annulatus* et *T. striatus* f. *griseus*, Heim (1977) pour *T. striatus* f. *annulatus* et *T. striatus* f. *substriatus*, Mossebo et al. (2002) *T. striatus* f. *bibasidiatus*, et Mossebo et al. (2011) pour *T. striatus* f. *camerunensis*.

Certains spécimens de *T. striatus* f. *subclypeatus* montrent des similarités avec *T. clypeatus* comme décrite par Heim (1958, 1977), Pegler & Vanhaecke (1994) et Van der Westhuizen & Eicker (1990), particulièrement avec accent sur certaines caractéristiques du stipe, du chapeau et du perforatorium (Fig. 33D flèche), qui est cependant plus long chez *T. clypeatus* (est dit pouvant atteindre les 2/3 du diamètre du chapeau chez certains spécimens de *T. clypeatus*), pointu et plus pigmenté que le chapeau de *T. striatus* f. *subclypeatus* où le perforatorium est plus court et plutôt concolore au chapeau. Les deux taxons diffèrent cependant par certaines caractéristiques microscopiques clés comprenant principalement :

1. Les pleurocystides qui sont absentes chez *T. striatus* f. *subclypeatus*, mais présentes chez *T. clypeatus*,
2. La présence des basides à 2 et 4 stérigmates, clavées et subcylindriques chez *T. striatus* f. *subclypeatus*, tandis que ces basides portent seulement 4 stérigmates et sont plus longues et grandes chez *T. clypeatus* (Pegler, 1958, 1977 ; Van der Westhuizen & Eicker, 1990 ; Pegler & Vanhaecke, 1994),
3. Le revêtement piléique de *T. striatus* f. *subclypeatus* est fait de structures couchées montrant des cellules d'hyphe de forme et tailles diverses, certaines d'entre elles subglobuleuses,

ovoïdes à subcylindriques mesurant jusqu'à 26 μm de diamètre, tandis que chez *T. clypeatus*, le revêtement piléique est une cuti constitué d'hyphes couchées, mesurant juste 2,5-7 μm de diamètre,

4. Les basidiospores à paroi mince- et épaisse chez *T. striatus* f. *subclypeatus*, elles étaient décrites comme étant juste à paroi mince chez *T. clypeatus* par Pegler (1958, 1977), Pegler & Vanhaecke (1994) et Van der Westhuizen & Eicker (1990).

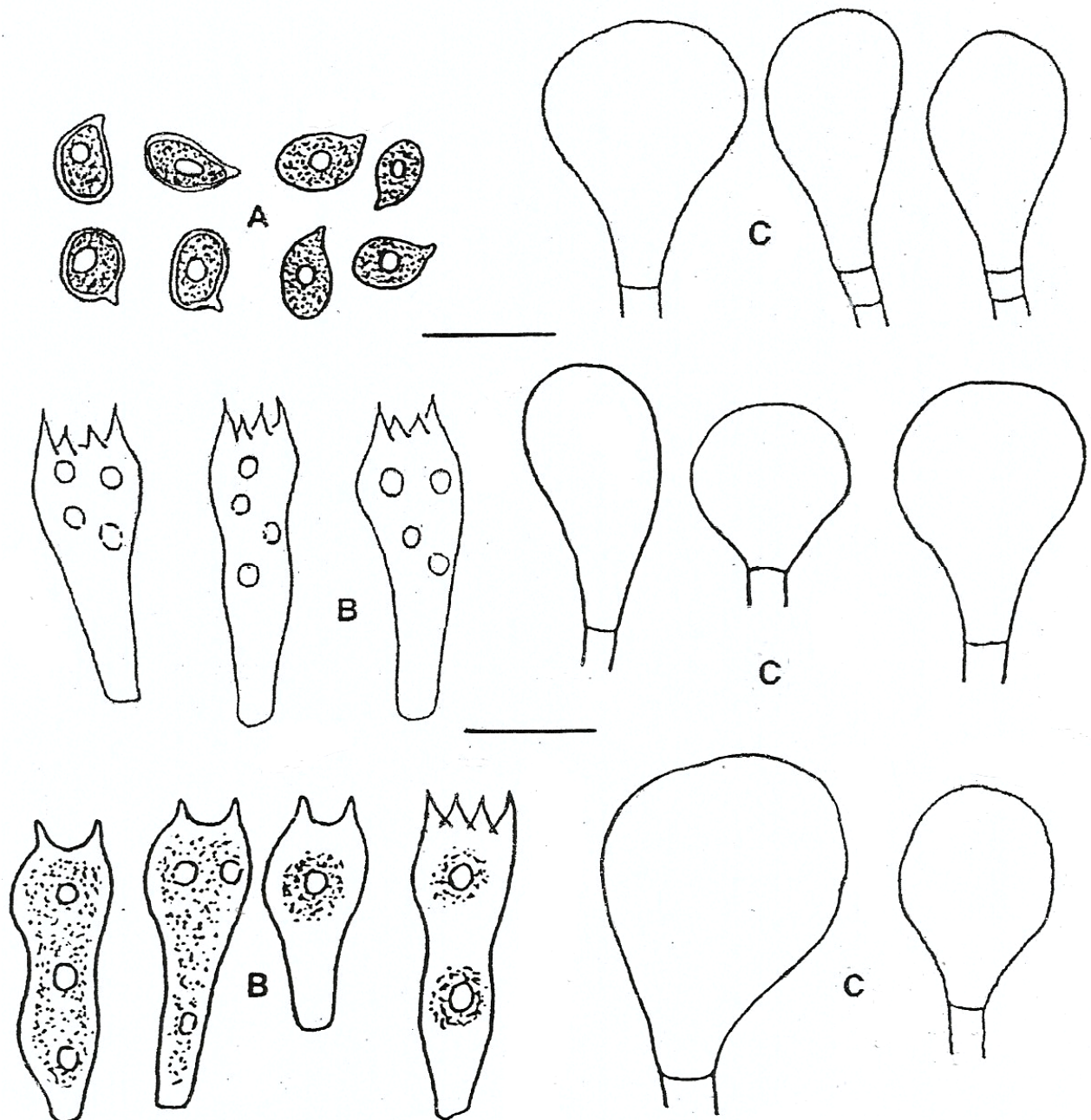


Fig. 32. *Termitomyces striatus* f. *subclypeatus* (KM 143 968 = HUY1-DM 370B, holotype et HUY1-DM 151, HUY1-DM 151C). A. Basidiospores; B : Basides ; C : Cheilocystides ; Barres d'échelle: A à C = 10 μm .

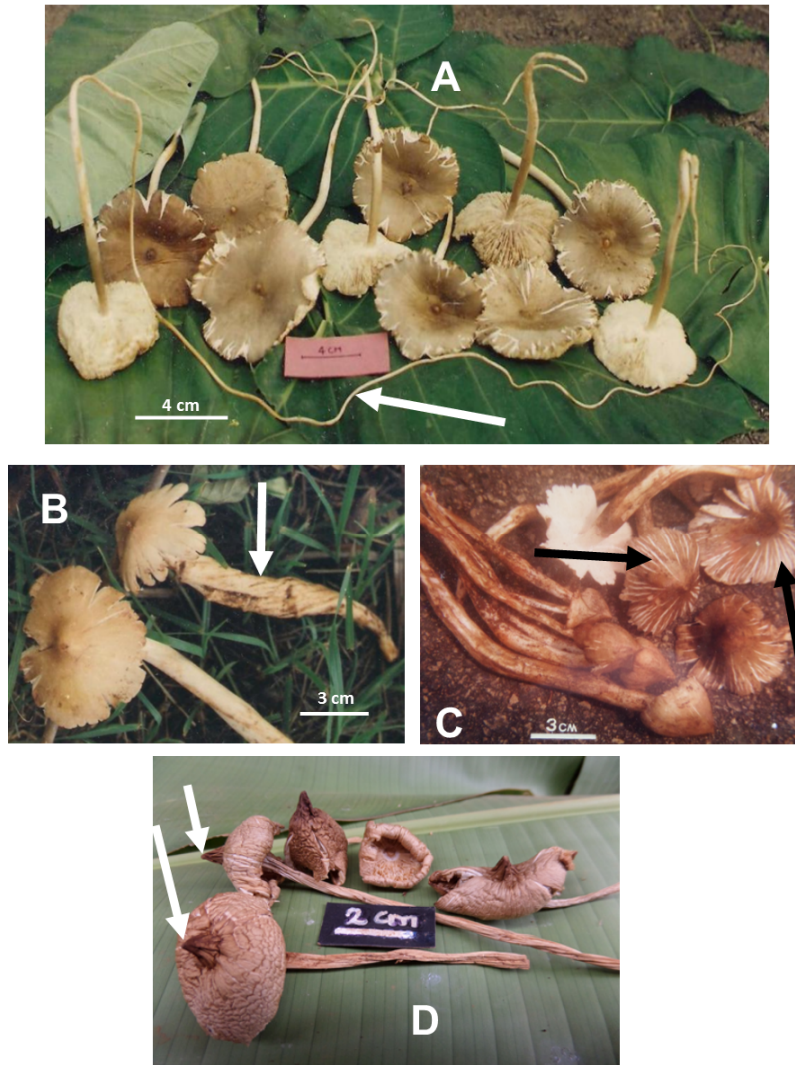


Fig. 33. A: *Termitomyces striatus* f. *bibasidiatus* (HUY1-DM 280B) avec une longue pseudorhize souterraine (Fig. 33A flèche). B/C/D : *Termitomyces striatus* f. *subclypeatus* [(KM 143 968 = HUY1-DM 370B avec un perforatorium aigu à spiniforme (Fig. 7D flèche) et HUY1-DM 151 avec un stipe tordu (Fig. 33B: flèche)].

III.1.3.1.3. *Termitomyces striatus* f. *bibasidiatus* D.C. Mossebo (Fig. 33A et 34A/B/C/D/E).

Mossebo et *al.* Bulletin de la Société Mycologique de France 118(3) : 207-211 (2002).

Étymologie : — Ce taxon a été nommé sur la base des deux types de basides qu'il affiche, à savoir des basides à paroi mince et des basides à paroi épaisse, une caractéristique assez particulière dans le genre *Termitomyces*.

Commentaire : — Les caractéristiques morphologiques de *T. striatus* f. *bibasidiatus* ressemblent à celles de *T. striatus* comme décrites par divers auteurs à savoir Heim (1942, 1952, 1958, 1977), Pegler (1977), Van Der Westhuizen & Eicker (1990) et Buyck (1994). Au niveau macroscopique,

la principale caractéristique distinctive de cette forme de *T. striatus* comme décrite par Mossebo et al. (2002) comprend le stipe cylindrique et quelquefois spiralé sans anneau et la pseudorhize relativement longue qui pourrait mesurer jusqu'à 600 mm de long. Cependant, les caractéristiques distinctives clés de *T. striatus* f. *bibasidiatus* se situent au niveau microscopique, avec la présence de deux types de basides (Figs. 34B/C), une caractéristique assez particulière dans le genre *Termitomyces*. Autres caractéristiques distinctives comprennent le revêtement piléique, qui est fait de cellules plus ou moins globuleuses, qui s'opposent aux hyphes le plus souvent plutôt filamenteuses et couchées observées chez ce taxon. Finalement, les spores qui sont plus ou moins à paroi épaisse chez *T. striatus* f. *bibasidiatus*, sont habituellement décrites comme étant à paroi mince chez *T. striatus*. Ce taxon tombe dans le clade de *T. striatus* B3 (Fig. 27) fortement supporté par une valeur bootstrap de 97% (Fig. 27). Les descriptions macroscopiques et microscopiques de *T. striatus* f. *bibasidiatus* initialement décrites à partir de l'holotype (Mossebo et al., 2002), sont révisées à partir de l'isotype comme suit :

Chapeau de 70–100 mm de diamètre, plan-convexe à aplati, jaune pâle (4A3) à gris-rougeâtre (6B2) ou orange-brunâtre (6C3-6C4 à 6C5) avec un perforatorium mammiforme à obtusément conique, très souvent fendillé aux marges. **Lamelles** blanchâtres, droites à légèrement ventrues ou sinueuses, de largeur ≤ 5 mm, libres avec arrête régulière. **Stipe** de 70–150 \times 5–10 mm, cylindrique à spiralé, s'amincissant graduellement vers la base pour former une pseudorhize souterraine plus ou moins longue (200 -600 mm), plus ou moins concolore au chapeau, solide et fibreuse. **Anneau** absent. **Chair** blanchâtre, d'épaisseur ≤ 5 mm à la jonction avec le stipe. **Sporée** grisâtre à orange-brunâtre (6B4-6C4). **Odeur** absente.

Basidiospores de (6,1-)-7-7,65-8,5-(-9) \times (3,2-)-3,5-4,01-4,5 μm , $1,77 \leq Q \leq 2,43$, $Q_R = 1,91$, subelliptiques ou ellipsoïdes, rarement ovoïdes ou subcylindriques, à paroi plus ou moins épaisse, hyalines à contenu granuleux, contenant une ou plusieurs guttules, non-amyloïdes. **Basides** de deux types nettement différentes par l'épaisseur de leur membrane et le nombre de stérigmates : le premier type peu nombreux, à paroi mince, clavé, de 18–19 \times 6,5–8 μm , portant 4 stérigmates ; le second type est plutôt abondant, très probablement des sclérobases due à leur paroi épaisse, clavées, de 19–22 \times 6–7 μm , portant 1 à 4 stérigmates. **Pleurocystides** de 11–22 \times 6–12 μm , rares, à paroi mince, clavées ou avec des constriction médianes, rarement subglobuleuses ou subcylindriques, rarement mucronées et montrant parfois un septe apical. **Cheilocystides** de 16–21 \times 6–7 μm , rares, clavées, subutiformes ou montrant des constriction médianes. **Trame de l'hyménium** régulière avec des hyphes de 4–11 μm de diamètre. **Sous-hyménium** pseudoparenchymateux avec des articles plus ou moins globuleux de 5–8 μm de diamètre. **Chair** constituée d'hyphes généralement enflées, de diamètre ≤ 15 μm , abondamment ramifiées donnant

naissance à une structure en touffe. **Revêtement piléique** constitué d'articles plus ou moins globuleux à ovoïdes de 22–50(-85) μm de diamètre.

Habitat, écologie et croissance : pousse isolé, mais en petits groupes aux voisinages des termitières géantes ou souterraines, dans les savanes, les espaces ouverts des zones forestières et dans les plantations cultivées, habituellement pendant la grande saison des pluies qui s'étend de Septembre à Novembre au Cameroun.

Distribution : récolté uniquement au Cameroun.

Nouveau spécimen (isotype) examiné : —CAMEROUN, région de Centre, village «Toutouli» dans les banlieues de Yaoundé près de Aéroport International de Nsimalen, le 18 Octobre 2005, récolté par Njouonkou A.L., HUY1-DM 280C. La première description était basée sur l'holotype (HUY1-DM 280B) de cette forme de *T. striatus* (Mossebo et al., 2002).

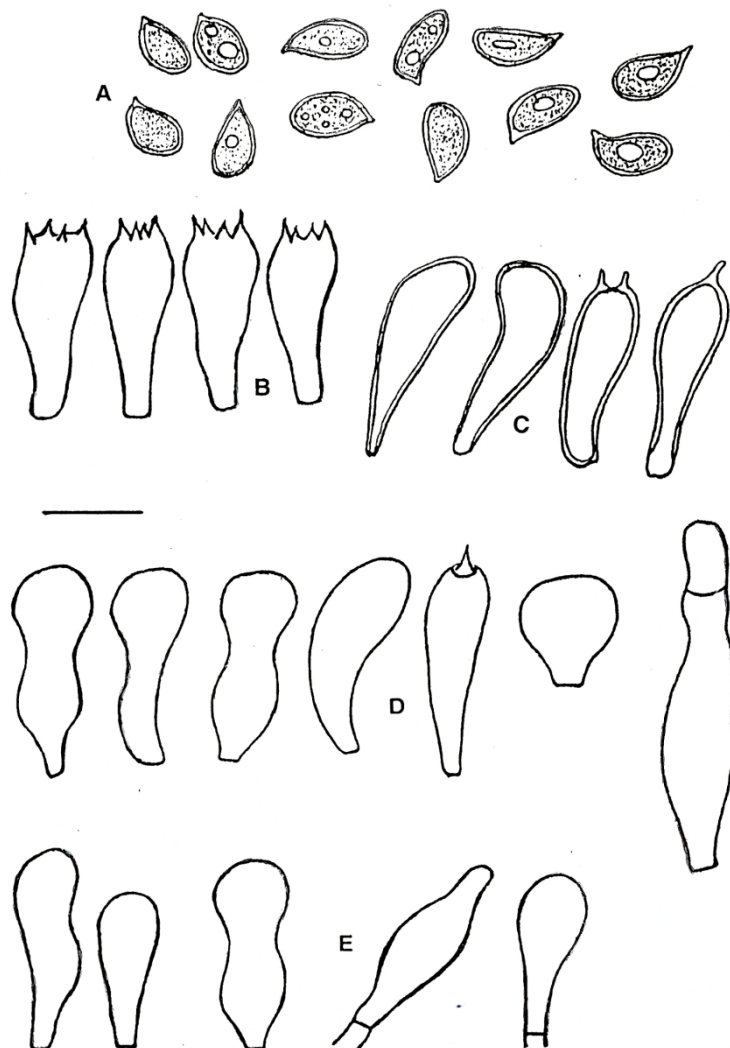


Fig. 34. *Termitomyces striatus* f. *bibasidiatus* (HUY1-DM 280). A : Basidiospores ; B : Basides à paroi mince ; C : Basides à paroi épaisse (sclérobasides) ; D : Pleurocystides ; E : Cheilocystides ; Barres d'échelle: A à E = 10 μm .

III.1.3.1.4. *Termitomyces subumkowaan* D.C. Mossebo (Figs. 35A/B et Figs. 36A/B/C/D).

Mossebo *et al.* Bulletin de la Société Mycologique de France 118(3): 224–228. (2002).

Synonyme: *Termitomyces subumkowaanii* Mossebo, Bulletin de la Société Mycologique de France 118(3): 224–228. (2002).

Commentaire: les deux collections [KM 143969 (HUY1-DM 260B) et HUY1-DM 260F] figurant sur le même sous-clade C₁ avec une valeur de support bootstrap de 99% (Fig. 27) confirment *T. subumkowaan* comme une espèce nouvelle de *Termitomyces* comme originellement décrite (Mossebo *et al.* 2002) uniquement sur des bases macro- et micromorphologiques.

Chapeau de 30-60 mm de diamètre, atteignant 120 mm à la maturité complète chez certains spécimens, initialement campanulé à subhémisphérique, devenant convexe à plan-convexe ; jaunâtre à gris-brunâtre (4B2-6C2), surface visqueuse sur les spécimens fraîchement récoltés, très souvent fendillé à différentes longueurs à partir des marges et montrant un perforatorium obtus, plus ou moins apparent et concolore jaunâtre à gris-brunâtre (4B2-6C2). **Lamelles** blanchâtres, concolore à la chair, de 6-9 mm de large, initialement adnées, devenant libre avec la marge entière, mêlées de lamellules de différentes longueurs. **Stipe** de 80-160 × 10-20 mm, blanchâtre (16A1) et subcylindrique à sa partie supérieure, s'épaississant vers la base en un diamètre de 20-30 mm et sombre à violet-sombre (16F3-16F4) de la moitié inférieur de l'enflure vers le bas avant de s'amincir brusquement pour former une pseudorhize souterraine de 200-500 mm de long, de couleur sombre à violet-sombre (16F3-16F4) et solide. **Anneau** absent. **Chair** blanchâtre de 10-17 mm d'épaisseur. **Sporée** brunâtre à rosâtre-brunâtre. **Odeur** nulle.

Basidiospores de 6-6,75-7(-8) × 4-4,5-5 μm, 1,33 ≤ Q ≤ 1,75, Q_R = 1,52, hyalines, ellipsoïdes à subglobuleuses, à paroi mince, guttulées avec une unique guttule. **Basides** de 16-21 × 5-8 μm, clavées, portant très souvent 2 stérigmates arrondis au sommet, rarement avec 1 à 4 stérigmates, généralement à contenu granuleux et guttulées avec une ou plusieurs guttules. **Pleurocystides** extrêmement rares et quand présentes, ressemblent aux cheilocystides. **Cheilocystides** de 16-24 × 7,5-12 μm, abondantes, clavées à piriformes, rarement utriformes. **Caulocystides** filamenteuses, translucides, et disséminées spécialement sur la partie basale noirâtre du stipe à l'observation au microscope à dissection, mesurant 0,2-0,7 mm de long et 35-45 μm de diamètre, à paroi épaisse (la membrane d'environ 10 μm d'épaisseur) devenant plus mince à l'apex. **Trame de l'hyménium** régulière, constituée d'hyphes non bouclées, de 4-8 μm de diamètre. **Sous-hyménium** pseudoparenchymateux, mêlé de cellules arrondies de 3-7 μm de diamètre. **Chair** constituée d'hyphes ramifiées, inter mélangées et enflées par endroits, de 5-17 μm de diamètre. **Revêtement piléique** constitué de couches supérieures d'hyphes couchées parallèles de 5-8 μm de

diamètre et des couches inférieurs constitué d'hyphes enflées à subglobuleuses de 20-30 μm de diamètre ; montrant certaines pleurocystides clavées à subcylindriques de 80-130 \times 10-20 μm éparpillées sur l'ensemble de la surface du revêtement piléique.

Habitat, écologie et croissance : pousse en petits groupes au voisinage des termitières géantes ou le plus souvent souterraines dans les savanes, les espaces ouverts des zones forestières et les plantations cultivées, habituellement pendant la petite saison des pluies du Mars au début Juin au Cameroun.

Distribution : récolté uniquement au Cameroun.

Spécimens examinés : 1. Holotype : —CAMEROUN, région de l'Ouest, Mbouda (Département des Mbamboutos) à environ 420 Km au nord-ouest de Yaoundé (Capitale du Cameroun), le 18 Avril 2001, récolté par D.C. Mossebo, K(M) 143 969 (=HUY1-DM 260B). 2. Isotype: — CAMEROUN, région de l'Ouest, même zone, le 23 Mai 2014, récolté par E.F.P. Essouman, HUY1-DM 260F.

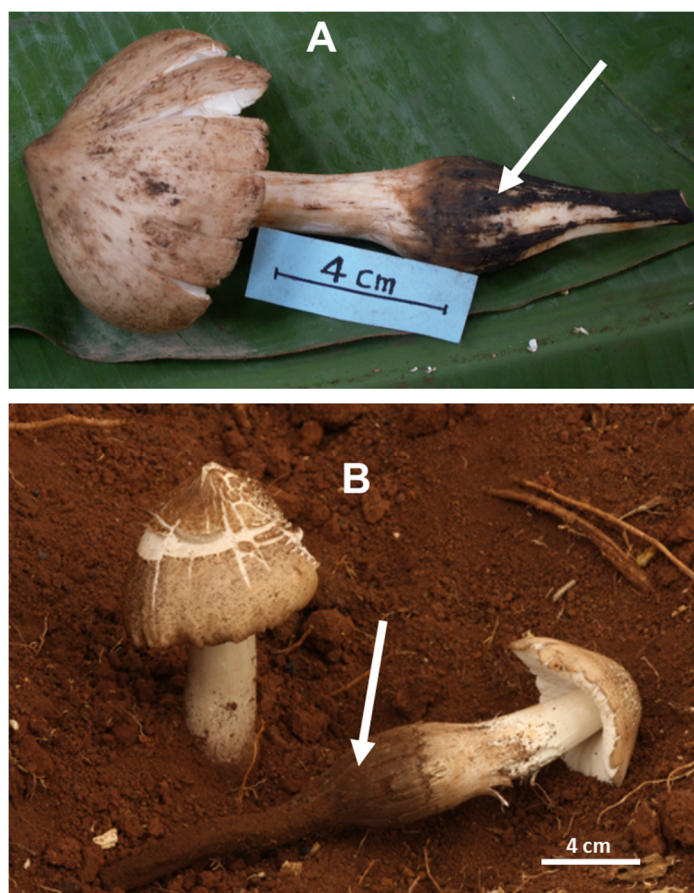


Fig. 35. A/B. *Termitomyces subumkowaan* (KM 143 969 = HUY1-DM 260B et HUY1-DM 260F). Les flèches montrent les caractéristiques macroscopiques clés qui sont la couleur noirâtre à noire du stipe de la moitié inférieur de l'enflure jusqu'à le pseudorhize entière.

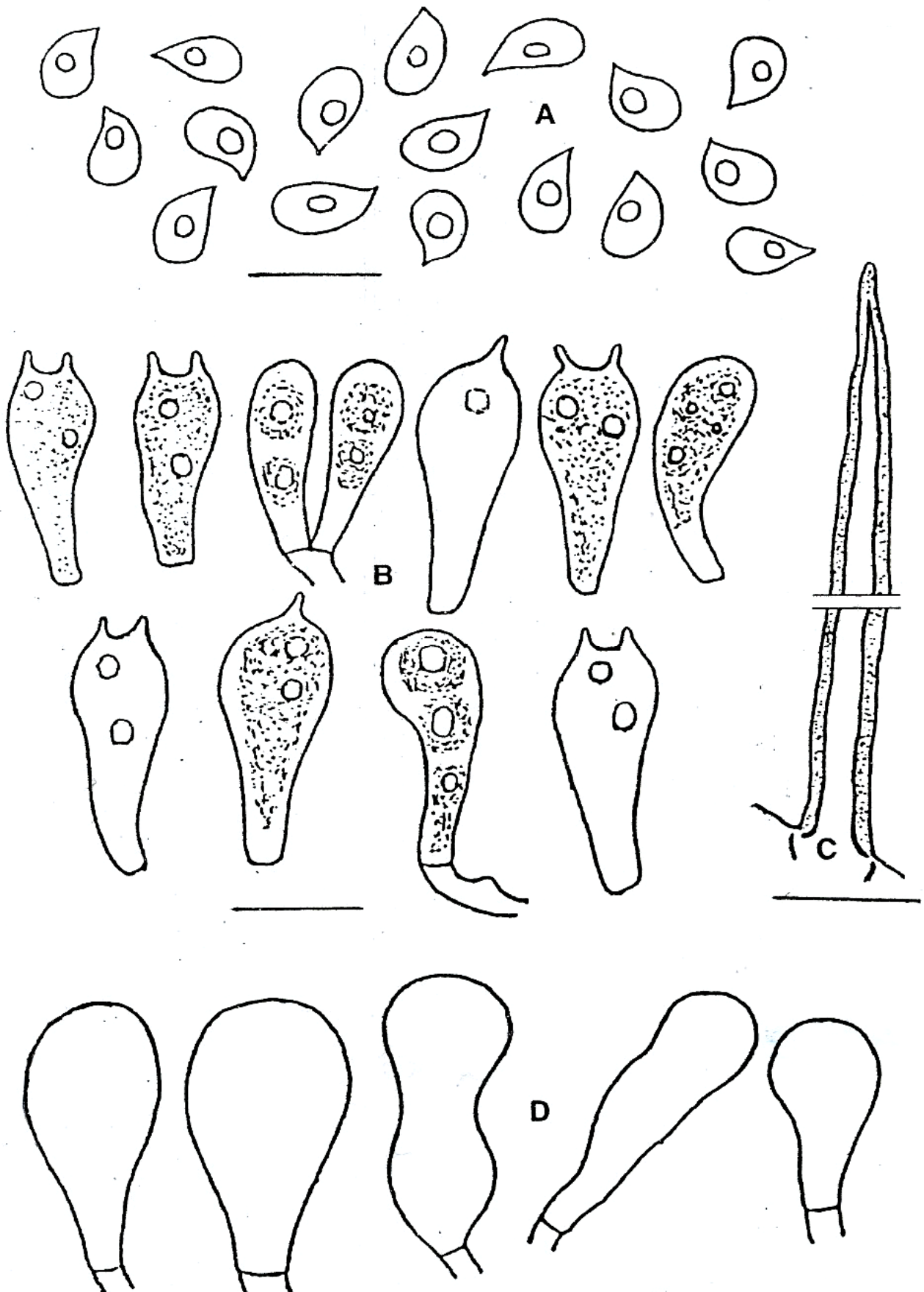


Fig. 36. *Termitomyces subumkowaan* (KM 143 969 = HUY1-DM 260B et HUY1-DM 260F).
 A: Basidiospores; B: Basides and Basidioles; C: Caulocystides; D: Cheilocystides; Barres echelle:
 A,B,C = 10 μ m. C = 100 μ m.

III.1.3.1.5. *Termitomyces medius* Heim et Grassé (Figs. 37A/B/C/D et Fig. 38A).

Heim: TERMITES ET CHAMPIGNONS. Les champignons termitophiles d'Afrique noire et d'Asie Méridionale, Edts Boubée, Paris: 128–137 (1977).

Synonyme: *Termitomyces striatus* f. *griseumboides* Mossebo, Bulletin de la Société Mycologique de France 118(3): 214–217 & 247 (2002).

Commentaire : *Termitomyces medius* a été taxonomiquement révisé sur la base de certaines caractéristiques macro- et micromorphologiques observées sur les souches récemment récoltées et jusqu'ici non décrites par divers auteurs à savoir Heim (1977) et Pegler (1977). *T. medius* f. *ochraceus* f. nov a également été créée sur la base de certaines caractéristiques (tableau XII) visiblement bien différentes de celles de *T. medius*. Elles comprennent :

1. Le perforatorium bien présent (Fig. 38A flèche), ressemblant à celui de *T. griseumbo* (Mossebo et al. 2002), gris-brunâtre à brun-grisâtre chez *T. medius* en contraste avec le chapeau, mais plutôt absent ou en forme d'un pseudo-ombon concolore jaune-pâle, gris-brunâtre ou grisâtre à orange-brunâtre (Fig. 38B flèche) chez *T. medius* f. *ochraceus*,
2. L'épaississement à la base du stipe (Fig. 38A gauche) très souvent présent chez *T. medius* et plutôt bien absent chez *T. medius* f. *ochraceus*,
3. La structure du revêtement piléique avec un mélange de cellules couchées et dressées de tailles différentes chez *T. medius*. Il est fait juste d'hyphe couchés mesurant constamment 10-13 µm chez *T. medius* f. *ochraceus*,
4. Les basidiospores, les cheilocystides et pleurocystides à paroi épaisse- et mince chez *T. medius*. Ces structures sont juste à paroi mince chez *T. medius* f. *ochraceus*.

Il est à mentionner ici que *T. medius* (HUY1-DM 372G) était originellement identifiée comme *T. striatus* f. *griseumboides* (Mossebo et al., 2002) uniquement sur la base des caractéristiques macroscopiques et microscopiques. Elle tombe dans le même clade E fortement supporté (100% de valeur de support bootstrap) avec trois autres souches à savoir *T. medius* f. *ochraceus* f. nov. décrite ici, une autre souche de *T. medius* (dka 138) récoltée au Cameroun par Frøslev et al. (2003), aussi bien que quatre souches de *T. medius* (KM 16685) récoltée (1990) au Nigeria, originellement mal identifiées comme *T. striatus* et conservées à Kew (RU) sous ce nom. *Termitomyces medius* a été révisée et *T. medius* f. *ochraceus* f. nov. décrite comme suit :

Chapeau de 20–60 mm de diamètre à la maturité, dépasse rarement 60 mm, initialement campanulé à subhémisphérique, devenant convexe à plan-convexe et plus tard aplati, rarement recourbé ; jaune à gris-brunâtre (4B2-6D2), très souvent fendillé à diverses longueurs des marges et montrant un perforatorium obtus, plus ou moins apparent brun-grisâtre (6D3), contrastant fortement

avec la surface jaunâtre à gris-brunâtre (4B2-6D2) du chapeau. **Lamelles** blanchâtres, plus ou moins droites, de 2-6 mm de large, libres avec arrêtes régulières, mêlées de lamellules de différentes longueurs. **Stipe** de 30–80 × 3–9 mm, solide, gris-brunâtre (4B2-6D2) à brun-grisâtre (6D3), subcylindrique, s'épaississant vers la base en un diamètre ≤ 14 mm et s'amincissant brusquement pour former une pseudorhize souterraine de 20–100 mm de long. **Anneau** absent. **Chair** blanchâtre, d'épaisseur ≤ 4 mm à la jonction avec le stipe. **Sporée** blanchâtre. **Odeur** nulle.

Basidiospores de 5–5,90–6,7 × 3,8–4,05–4,7 μm, 1,25 ≤ Q ≤ 1,62, Q_R = 1,48, hyalines, ellipsoïdes, certaines en forme de pipe, rarement subglobuleuses, à paroi mince et épaisse avec contenu granuleux, certaines avec une unique guttule. **Basides** de 13–20 × 6–7,5 μm, très souvent clavées, quelquefois subcylindriques, portant 2 et 4 stérigmates, arrondis à la pointe chez les basides bisporées et plutôt pointus chez celles tétrasporées. **Pleurocystides** de 17–26 × 8–16,5 μm, clavées, subutriformes à largement fusiformes, appendiculées, peu nombreuses comparées aux cheilocystides. **Cheilocystides** de 14–34 × 6–6 μm, abondantes, clavées, rarement utriformes à fusiformes avec certains d'entre elles appendiculés comme chez les pleurocystides. **Trame de l'hyménium** régulière, constituée d'hyphes non bouclées, de 3–7,5 μm de diamètre. **Hyphes lactifères** de 5-12 μm de diamètre, abondantes dans les lamelles de certaines souches, absentes ou rares chez d'autres, enflées et/ou sinueuses à certaines parties des hyphes. **Sous- hyménium** pseudoparenchymateux, mélangé à des articles plus ou moins arrondis, de 3–8 μm de diamètre. **Chair** constituée d'hyphes ramifiées et inter-mélangées montrant de courtes cellules de 2-7 μm de diamètre. **Revêtement piléique** constitué d'hyphes couchées plus ou moins parallèles inter-mélangées à des articles subglobuleux à ovoïdes, de 5–15(-20) μm de diamètre.

Habitat, écologie et croissance : pousse surtout isolé, mais quelquefois en petits groupes, dans l'herbe, sur pelouse et dans les plantations cultivées aux alentours des centres urbains, surtout aux voisinages des termitières souterraines durant la petite saison des pluies d'Avril à Juin.

Distribution : retrouvé uniquement au Cameroun.

Spécimens examinés : 1. Holotype : — CAMEROUN, région du Centre, Yaoundé (sur un terrain de golf au quartier « Mbankolo » dans les banlieues de Yaoundé), le 15 Mai 2001, récolté par Nzié Nkodo, HUY1-DM 372. 2. Isotype : 2-1. — CAMEROUN, région du Centre, Yaoundé (dans les herbes au campus de l'Université de Yaoundé 1), le 5 Mai 2008, récolté par D.C. Mossebo et les étudiants, HUY1-DM 372B. 2-2. — CAMEROUN, Yaoundé (dans les herbes au campus de l'Université de Yaoundé 1), le 26 Avril 2014, récolté par D.C. Mossebo et les étudiants, HUY1-DM 372G.

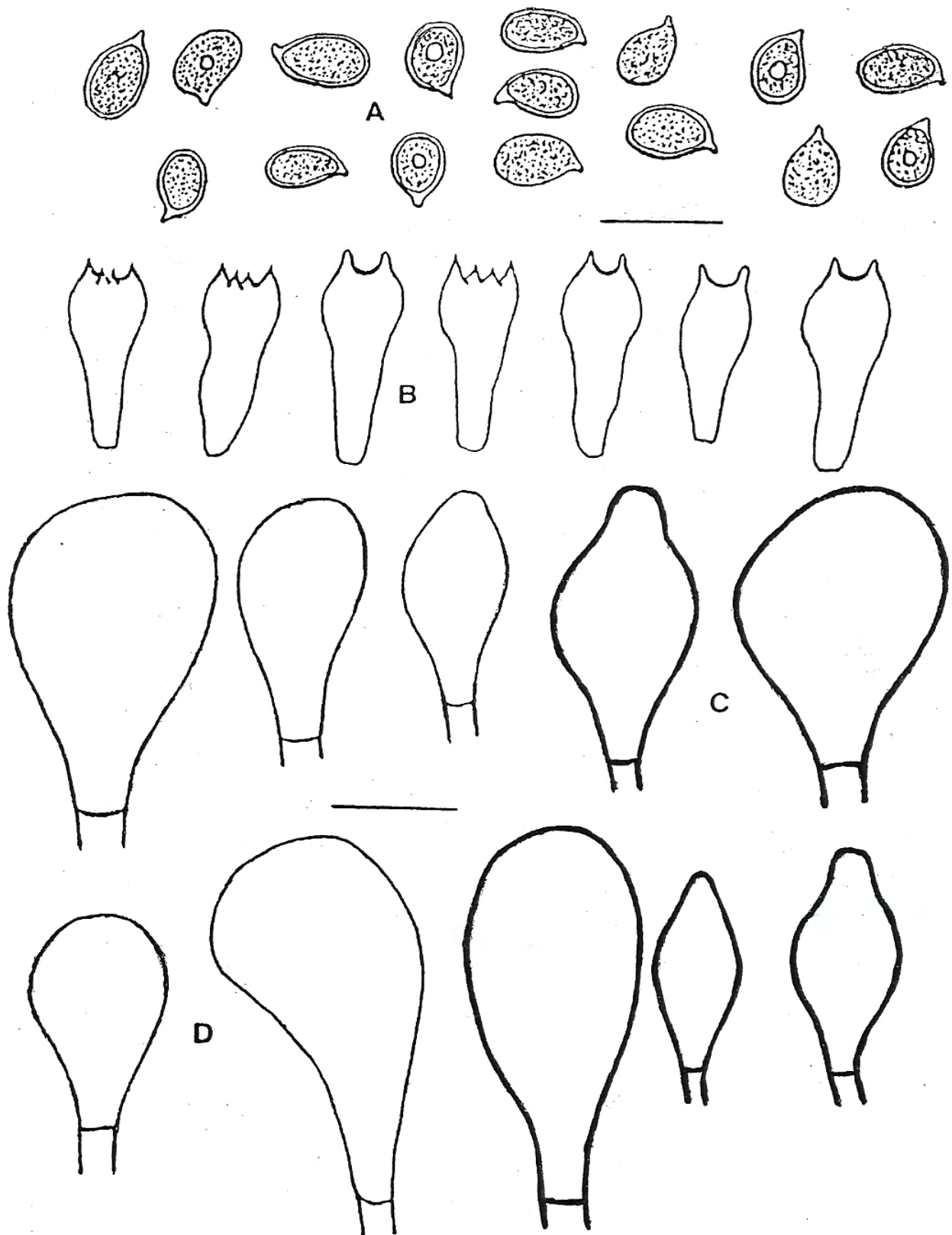


Fig. 37. *Termitomyces medius* (HUY1-DM 372G). A: Basidiospores; B: Basides; C: Pleurocystides (à paroi mince- et épaisse); D: Cheilocystides (à paroi mince- et épaisse); Barres d'échelle: A,B = 10 μ m. C-D = 10 μ m.

III.1.3.1.6. *Termitomyces medius* f. *ochraceus* D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman f. nov.
(Figs. 38B/C et Figs. 39A/B/C/D). MycoBank: MB819330.

Diagnose: *Termitomyces medius* f. *ochraceus* f. nov est caractérisée par un chapeau et un stipe plus ou moins concolores, uniformément jaune-pâle, rougeâtre à gris-brunâtre ou grisâtre à orange-brunâtre, le chapeau de taille relativement petite (20-40 mm de diamètre) à la maturité, et en plus du chapeau concolore, la caractéristique distinctive clé est l'absence ou la non apparence du perforatorium en forme d'un pseudo-ombon plus ou moins concolore au chapeau, aussi bien que la totale absence d'un épaissement à la base du stipe avant la pseudorhize. Les pleuro- et cheilocystides abondantes et polymorphes.

Étymologie : —L'épithète de cette nouvelle forme fait référence à sa caractéristique distinctive clé qui est la couleur plus ou moins concolore, ochracée du stipe et un chapeau qui soit manque un perforatorium ou soit quand il est présent, forme un pseudo-ombon non apparent.

Holotype : — CAMEROUN, région du Centre, Yaoundé (dans le village « Nkolban » dans la banlieue de Yaoundé près de l'abattoir de bœufs du quartier « Etoudi »), le 15 Septembre 2009, récolté par les étudiants, HUY1-DM 602B.

Chapeau de 20–40 mm de diamètre, plan-convexe à aplati, très souvent avec une légère dépression autour du perforatorium obtus en forme d'un pseudo-ombon généralement non apparent au milieu du disque ; surface lisse, uniformément jaune-pâle (4A3), rougeâtre à gris brunâtre (6B2-6C2) ou grisâtre à orange brunâtre (6B4-6C4), quelquefois fendillé aux marges. **Lamelles** blanchâtres, libres, de largeur $\leq 3,5$ mm à la jonction avec le stipe, quelques peu sinueuses avec arrête régulière, mêlées de lamellules de différents longueurs. **Stipe** de 50–70 \times 3–6 mm, uniformément jaune-pâle, rougeâtre à gris brunâtre ou grisâtre à orange-brunâtre, subcylindrique ne montrant aucune enflure du sommet à la base, s'amincissant graduellement pour former une pseudorhize souterraine. **Anneau** absent. **Chair** blanche, mince, de 1 – 2 mm d'épaisseur.

Basidiospores de 3–5,8–7,5 \times 3–3,8–5 μm , $1 \leq Q \leq 1,5$, $Q_R = 1,4$, hyalines, à paroi mince, ellipsoïdes à subglobuleuses avec une ou plusieurs guttules. **Basides** de 17–25 \times 6–8 μm , hyalines, clavées à subcylindriques, portant 2 et 4 stérigmates, quelquefois guttulées et/ou granulées. **Pleurocystides** de 20–47 \times 10–23 μm , clavées, à paroi mince, largement clavées à piriformes ou largement lagéniformes à subutriformes. **Cheilocystides** de 20–51 \times 8–28 μm , à paroi mince, polymorphes comme les pleurocystides, largement clavées à subglobuleuses, lagéniformes à subutriformes et appendiculées avec un pédicule de longueur ≥ 10 μm . **Trame de l'hyménium**

subrégulière avec des hyphes de 4–10 μm de diamètre. **Sous-hyménium** pseudoparenchymateux. **Revêtement piléique** régulier, constitué d'hyphes couchés de 10 – 13 μm de diamètre.

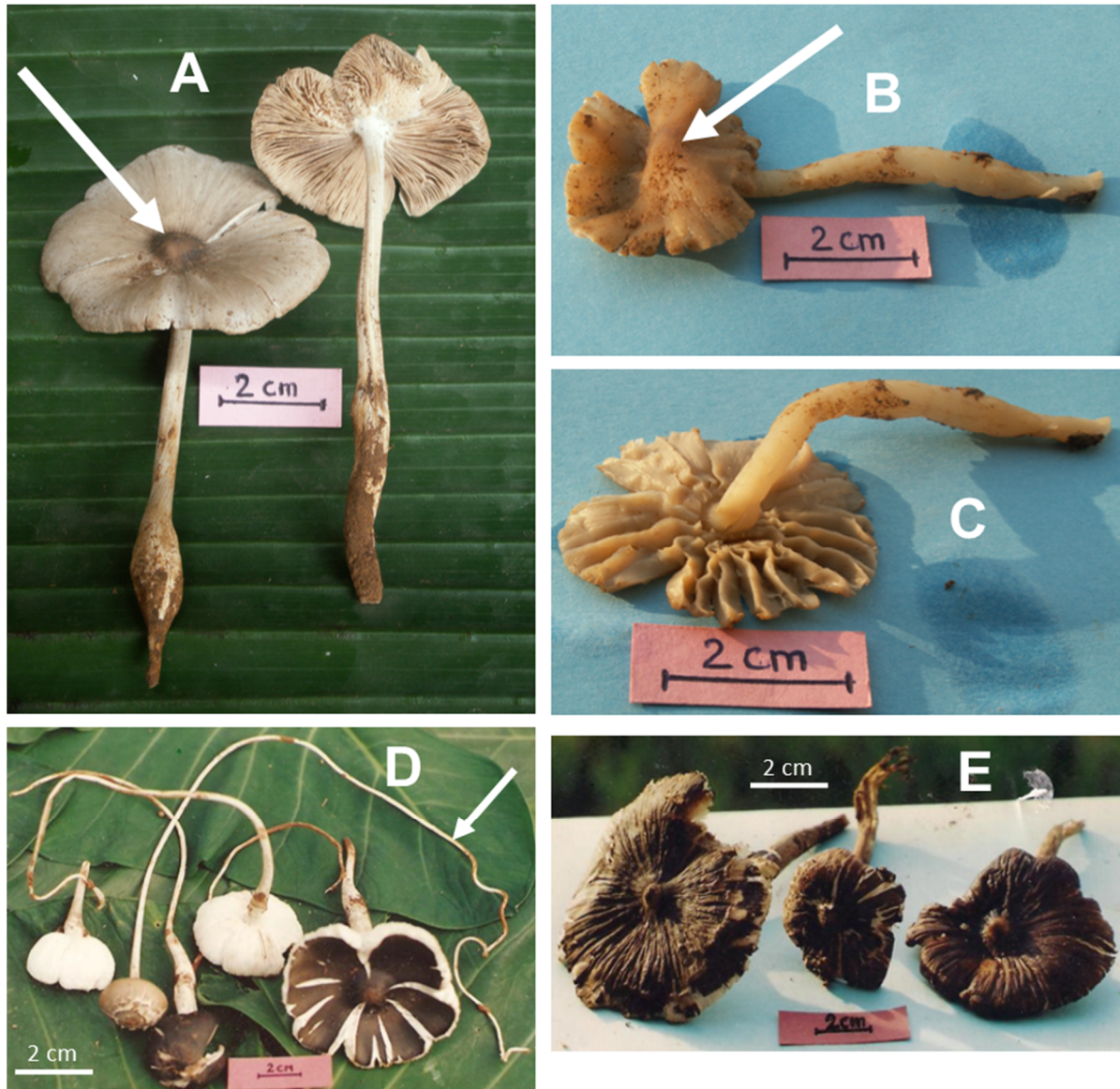


Fig. 38. A : *Termitomyces medius* (HUY1-DM 372G, holotype): la flèche montre un perforatorium bien apparent. B/C : *Termitomyces medius* f. *ochraceus* (HUY1-DM 602B, holotype): la flèche montre l'absence ou la non apparence d'un perforatorium. Basidiomes B et C sortis de l'éthanol (90°) de conservation. La description a été faite sur des basidiomes fraîchement récoltés avant leur mise dans l'éthanol. D/E: *T. brunneopileatus* (KM 144 300 = HUY1-DM 392 et KM 144 301 = HUY1-DM 394, holotypes).

Habitat, écologie et croissance : pousse isolé dans les herbes et dans les plantations cultivées aux voisinages des termitières souterraines pendant la grande saison des pluies de Septembre à mi-Novembre au Cameroun.

Distribution : récolté uniquement au Cameroun.

Spécimen examiné : Holotype : — CAMEROUN, région du Centre, Yaoundé (dans le village « Nkolban » dans la banlieue de Yaoundé près de l'abattoir de bœufs du quartier « Etoudi »), le 15 Septembre 2009, récolté par les étudiants, HUY1-DM 602B.

Commentaire : — Confère commentaire susmentionné sur *T. medius*.

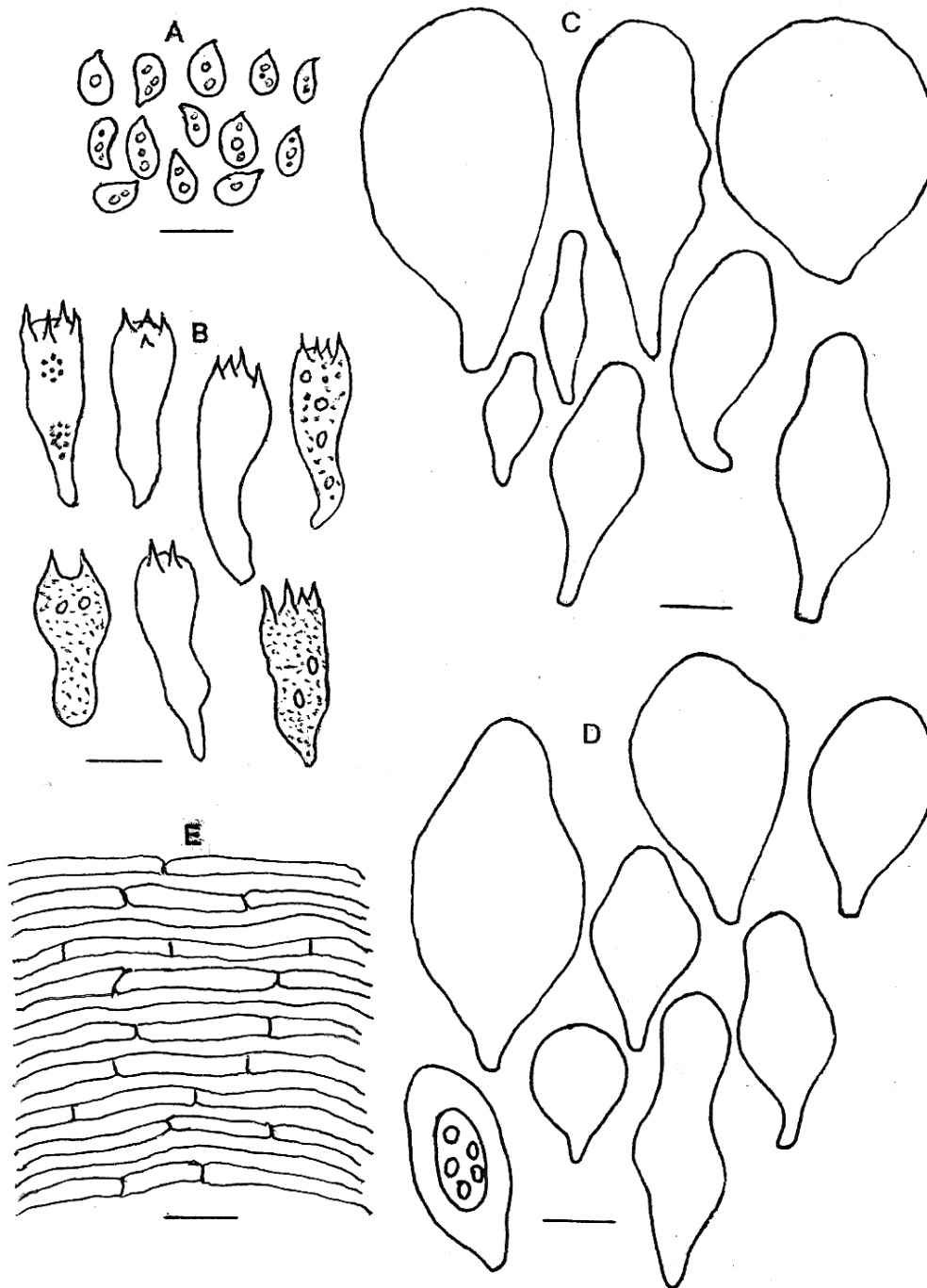


Fig. 39. *Termitomyces medius* f. *ochraceus* (HUY1-DM 602B, holotype). A : Basidiospores ; B : Basidia ; C : Cheilocystides ; D : Pleurocystides ; E : Revêtement piléique ; Barres d'échelle: A à D = 10 µm. E= 20 µm.

III.1.3.1.7. *Termitomyces brunneopileatus* D.C. Mossebo et E.P.F. Essouman comb. nov.

(Figs. 38D/E et Figs. 40A/B/C/D/E/F). MycoBank: MB819331.

Synonyme:

Termitomyces striatus f. *pileatus* Mossebo, Mycotaxon 107: 315-329 (2009), MB 512323

Termitomyces striatus f. *brunneus* Mossebo, Mycotaxon 107: 315-329, (2009), MB 512324

Diagnose : *T. brunneopileatus* comb. nov. est caractérisée par son chapeau gris-brunâtre à cacao-, « leather »- ou brun-chocolaté, de 20 – 85 mm de diamètre, subhémisphérique, convexe à plan-convexe, quelquefois subinfundibuliforme, soit fendillé à diverses longueurs et/ou radialement « plicate »- à « sulcate » strié, un perforatorium bien apparent mammiforme ou obtus à obtusément conique, la baside à 4 stérigmates prédominante clavée à subcylindrique et des pleuro- et cheilocystides polymorphes abondantes.

Étymologie : — *T. brunneopileatus* comb. nov. est une nouvelle combinaison créée par fusion des caractères macroscopiques et microscopiques de deux précédents taxons à savoir *T. striatus* f. *brunneus* et *T. striatus* f. *pileatus*. L'épithète de cette nouvelle espèce fait référence à son chapeau gris-brunâtre à cacao-, « leather »- ou brun-chocolaté.

Holotype : 1. — CAMEROUN, région du Sud, Sangmelima (environ 160 km au sud de la capitale Yaoundé, sur sol de surface d'une termitière souterraine), le 3 Novembre 2002, récolté par D.C. Mossebo et les étudiants, K(M) 144 300 (=HUY1-DM 392). 2. — CAMEROUN, région du Centre, village « Toutouli » (environ 20 km de la capitale Yaoundé, dans une forêt secondaire au quartier « Odza »), le 20 Novembre 2002, récolté par D.C. Mossebo et les étudiants, K(M) 144 301 (=HUY1-DM 394).

Chapeau de deux types. Chez les jeunes basidiomes du premier type, **chapeau** de 20 – 35 mm de diamètre, d'abord hémisphérique à convexe, surface orange-grisâtre (5B4) sur jeunes basidiomes, habituellement squameux avec de minuscules plaques autour du disque, de 40 – 85 mm de diamètre. Chez les sporocarpes matures du premier type, le chapeau change du (cacao- ou « leather »-) brun (6E6) au brun-sombre (6F8), subinfundibuliforme avec un perforatorium plus apparent et habituellement obtus à obtusément conique, quelquefois fendillé à différentes longueurs montrant la chair blanche contrastante. Chez le second type, le **chapeau** est de 50 – 85 mm de diamètre à la maturité, convexe à plan-convexe avec un perforatorium bien apparent mamelonné, de 5 – 7 mm de diamètre et 5 – 10 mm de hauteur, plus ou moins concolore au chapeau (cocoa- ou leather-) brun (6E6) à chocolaté ou brun-sombre (6F4-6F8-7F8), radialement « plicate »- à « sulcate » strié, quelquefois marginalement à radialement incisé. **Lamelles** de 3 – 10 mm de large,

libres, plus ou moins ventrues, blanches à rosâtres à la maturité chez certains spécimens, mêlées de lamellules de différentes longueurs, arrête entière. **Stipe** de 20 – 125 × 5 – 10 mm, solide, central, glabreux, blanchâtre à légèrement grisâtre avec la surface de la section devenant légèrement rosâtre chez certains spécimens, soit cylindracé du sommet à la base ou juste à sa partie supérieure avant de s'amincir graduellement pour former une pseudorhize souterraine filiforme plus ou moins longue de longueur ≤ 600 mm. **Anneau** très souvent absent chez les spécimens avec un stipe entièrement cylindracé, et quand présent, né d'un voile partiel, non apparent sur les jeunes basidiocarpes, rare ou absent sur les matures. **Chair** blanchâtre, de 5 – 14 mm, épaisse à la jonction du stipe, très souvent constituée d'hyphes à paroi mince de 3 – 15 μm de diamètre, mais quelquefois enflées jusqu'à 25 μm de diamètre chez certains spécimens. **Odeur** absente. **Sporée** blanchâtre.

Basidiospores de 4 - 5,1 – 6(-8) × 2,4 – 3,1 – 4 μm , $1,25 \leq Q \leq 2,1$, $Q_R = 1,7$, ellipsoïdales à subelliptiques, quelquefois subcylindrées, hyalines, granuleuses, à paroi mince. **Basides** de 14 – 26 × 5 – 9 μm , clavées à subcylindriques, hyalines, portant 4 stérigmates. **Pleurocystides** de 25 – 50 × 8 – 18 μm , polymorphes, clavées, plus ou moins fusiformes, cylindrées ou subutiformes et/ou lagéniformes, à paroi mince. **Cheilocystides** de 20 – 45 × 7 – 18 μm , polymorphes comme les pleurocystides, clavées ou piriformes à largement clavées, utrifformes, subcylindrées, quelquefois rostrées, hyalines, sublecythiformes à capitées, à paroi épaisse. **Trame de l'hyménium** subrégulière à régulière, constituée d'hyphes non bouclées, de 2 – 15 μm de diamètre et certaines de diamètre ≤ 25 μm . **Sous-hyménium** constitué de cellules pseudoparenchymateuses de diamètre s'élevant jusqu'à 32 μm . **Revêtement piléique** comprenant 2 couches, une mince couche supérieure d'hyphes non cloisonnées couchées de diamètre $\leq 2 - 7$ μm et une couche inférieure beaucoup plus épaisse d'hyphes également couchées en chaînes, de 10 – 30 μm de diamètre. **Coupe longitudinale du trichoderme du perforatorium** constituée de chaînes dressées de cellules cylindrées à paroi mince, de 2 – 8 μm de diamètre avec certains hyphes laticifères dispersés.

Habitat, écologie et croissance : pousse isolé ou en petits groupes sur des termitières souterraines dans les zones de forêts et savanes.

Distribution : connu uniquement dans la localité type au Cameroun.

Spécimens examinés : — CAMEROUN. Deux spécimens qui étaient originellement tous des holotypes de deux taxons différents décrits sous deux noms différents : Holotype : 1. — CAMEROUN, région du Sud, Sangmelima (environ 160 km au sud de la capitale Yaoundé, sur sol à la surface d'une termitière souterraine), le 3 Novembre 2002, récolté par D.C. Mossebo et les étudiants, K(M) 144 300 (=HUY1-DM 392). 2. — CAMEROUN, région du Centre, village

« Toutouli » (environ 20 km de la capitale Yaoundé, dans une forêt secondaire au quartier Odza), le 20 Novembre 2002, récolté par D.C. Mossebo et les étudiants, K(M) 144 301 (=HUY1-DM 394).

Commentaire : — *Termitomyces brunneopileatus* comb. nov. est une nouvelle combinaison née de la fusion des caractéristiques macroscopiques et microscopiques de deux précédentes formes à savoir *T. striatus* f. *brunneus* et *T. striatus* f. *pileatus* (Mossebo et al., 2009), qui en dépit de quelques différences remarquables aux niveaux micro- et macromorphologiques, tombent dans le même clade (F) (Fig. 27 et Fig. 28) de l'arbre phylogénique combiné nLSU-mtSSU, avec une forte valeur de support bootstrap de 99%.

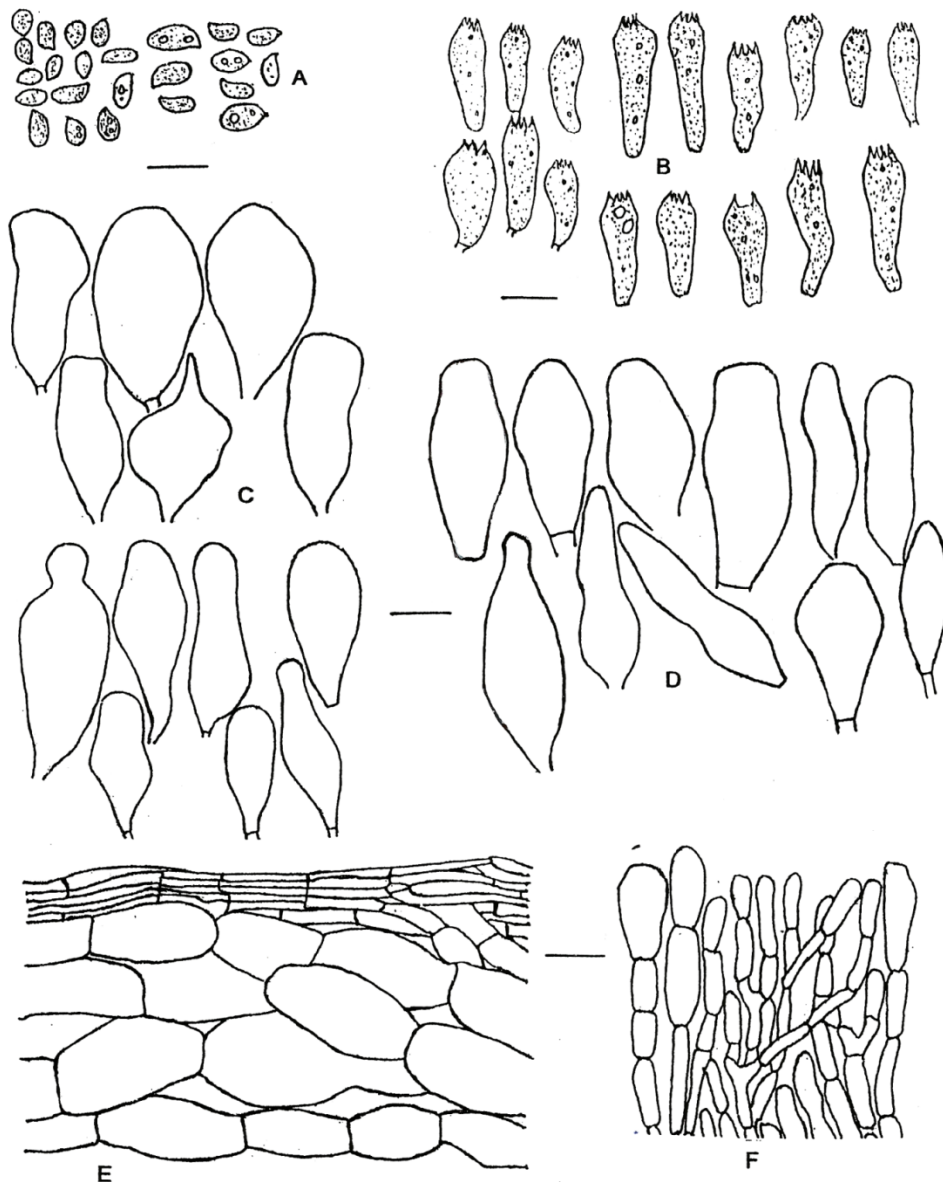


Fig. 40. *Termitomyces brunneopileatus* (KM 144 300 = HUY1-DM 392 et KM 144 301 = HUY1-DM 394, holotypes). A : Basidiospores ; B : Basides ; C : Cheilocystides ; D : Pleurocystides ; E : Piléipellis ; F : Coupe longitudinale du perforatorium ; Barres d'échelle: A-F = 10 μ m.

III.2. PRINCIPAUX CARACTÈRES DISTINCTIFS ENTRE CERTAINS TAXONS ET LES FORMES DE *TERMITOMYCES* NOUVELLEMENT DÉCRITES.

Tableau XI. Récapitulatif des principaux caractères distinctifs entre certains taxons et les formes de *Termitomyces* nouvellement décrites.

N°	Taxons	Caractéristiques						
		Perforatorium	Epaississement ou non à la base du stipe	Basidiospores	Basides	Cheilocystides	Pleuro-Cystides	Piléipelis
		A	B	C	D	E	F	G
1	<i>T. striatus</i> (Beeli) R. Heim	Obtus à obtusément conique (Heim, 1977)	Oui, (Heim, 1977)	A paroi mince (Heim, 1977) and Pegler (1977)	A paroi mince, 4 stérigmates, (Heim 1977)	A paroi épaisse, (Heim ,1977)	A paroi épaisse, (Heim, 1977)	Épicutis gélatiné fait d'hyphes parallèles non enflées de 1-2,5 µm de diamètre (Pegler, 1977)
2	<i>T. striatus</i> f. <i>bibasidiatus</i> Mossebo	Mammi-forme, apparent (Fig. 33A)	Non, mais avec une longue pseudorhize (Fig. 33A)	A paroi épaisse (Fig. 34A)	A paroi mince (Fig. 34B) et épaisse (Fig. 34C)	A paroi mince (Fig. 34E)	A paroi mince (Fig. 34D)	Fait d'un mélange de cellules globuleuses à ovoïdes (Mossebo <i>et al.</i> , 2002)
3	<i>T. striatus</i> f. <i>subclypeatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman	obtus à pointu ou spini-forme, ± apparent (Figs. 33B/C/D)	Oui/Non, ± apparent, avec une pseudorhize plus courte	A paroi mince et épaisse (Fig. 32A)	A paroi mince, 2 and 4 stérigmates (Fig. 32B)	A paroi mince (Fig. 32C)	Absent (Fig. 32)	Structures couchées faites d'alternance de petites cellules subcylindriques et ce cellules plus grandes ovoïdes à globoses (Mossebo <i>et al.</i> , 2002)
4	<i>T. medius</i> Heim et Grassé	Présent, triangulaire à obtus, ± apparent,	Très souvent bien présent [Fig.	A paroi mince et épaisse (Fig. 37A)	A paroi mince, de 2 (sommets arrondi)	A paroi mince et épaisse (Fig. 37D)	A paroi mince et épaisse (Fig. 37C)	Fait d'un mélange d'hyphes couchées et d'hyphes

		gris sombre à gris noirâtre (Fig. 38A, flèche) and Heim (1977)	41(3) dans Heim (1977) et Fig. 38A gauche], ou absent (Fig. 38A droite)]		et 4 (sommets pointus) stérigmates (Fig. 37B)			dressées (Heim, 1977) ou d'un mélange d'hyphes couchées ± parallèles avec des cellules subglobuleuses à ovoïdes (Fig. 15C dans Mossebo <i>et al.</i> , 2002)
5	<i>T. medius f. ochraceus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman	A Absent ou non apparent comme un pseudo-umbon peu visible (Fig. 38B, flèche)	B Non, bien absent (Fig. 38 B/C)	C Uniquement à paroi mince (Fig. 39A)	D A paroi mince, de 2 et 4 stérigmates uniformes (Fig. 39B)	E A paroi mince (Fig. 39C)	F A paroi mince (Fig. 39D)	G Fait d'hyphes couché (Fig. 39E)

Commentaire : les caractères distinctifs présentés dans ce tableau XV, entre certains taxons (5 taxons) et les formes de *Termitomyces* nouvellement décrites concernent le perforatorium, l'épaississement ou non de la base du stipe, les basides, les cystides et le piléipillis.

III.2.1. Remarques sur les caractères distinctifs décrits.

III.2.1.1. Sur certains taxons de *Termitomyces striatus*.

Selon le tableau XI, les caractéristiques distinctives clés entre les taxons de *T. striatus* décrites avec attention sur le perforatorium, le stipe, les basidiospores, les cheilocystides, les pleurocystides et le piléipillis sont les suivantes par ordre d'importance et selon les caractéristiques :

- 1.1. Pleurocystides : présentes (1F = 2F) # (3F) absentes
- 1.2. Cheilocystides : à paroi épaisse (1E) # (2E = 3E) à paroi mince
- 1.3. Basidiospores : a paroi mince (1C) # à paroi épaisse (2C) # à paroi mince- et épaisse (3C)
- 1.4. Basides : à paroi mince- et épaisse (2D) # à paroi mince, 4 stérigmates (1D) # à paroi mince, 2 et 4 stérigmates (3D)
- 1.5. Piléipillis : structure de 1G # 2G # 3G
- 1.6. Perforatorium : structure de 1A # 2A # 3A
- 1.7. Épaississement du stipe: Oui (1B) # non (2B) # oui et non (3B).

Les caractéristiques distinctives clés susmentionnées (1.1, 1.2, 1.3, 1.4, 1.5, 1.6, 1.7) entre les taxons de *T. striatus* étaient constamment décrites comme telles chez diverses collections des mêmes souches et la plupart de ces caractéristiques sont très probablement également génétiquement liées et pas seulement causées par des facteurs environnementaux. Aussi, certaines caractéristiques excluent les uns les autres, et sont si significativement différentes d'un taxon à l'autre, qu'il est quasi impossible de tous les rassembler dans un seul taxon de *T. striatus*, comme le cas des caractéristiques présentes chez une souche et constamment absentes chez une autre souche. De telles caractéristiques peuvent ainsi être considérées comme significativement suffisantes pour justifier les deux nouvelles formes créées chez *T. striatus* à savoir *T. striatus* f. *bibasidiatus* (Mossebo et al., 2002) confirmée comme nouvelle forme dans cette étude, et *T. striatus* f. *subclypeatus* f. nov., en plus des autres formes existantes déjà chez *T. striatus*. Au contraire des formes et variétés des autres taxons de *Termitomyces*, la plupart des formes créées chez *T. striatus* ont été jusqu'ici gardées inchangées dans « Index Fungorum, MycoBank, GBIF (Global Biodiversity Information) » et autres banques de données en dépit de certaines études de phylogénétique moléculaire faites ici et là dans le genre *Termitomyces*.

III.2.1.2. Sur le nouveau taxon (*T. medius* f. *ochraceus* f. nov.) créé chez *Termitomyces medius*.

Les caractéristiques distinctives clés entre *T. medius* et *T. medius* f. *ochraceus* sont les suivantes :

- 2.1. Le perforatorium coloré, contrastant avec le chapeau et bien présent (4A) # (5A) absent ou formant juste un pseudo-ombon.
- 2.2. L'épaississement à la base du stipe le plus souvent bien présent (4B) # (5B) toujours absent.
- 2.3. La structure du piléipellis entièrement différente chez *T. medius* (4G) et *T. medius* f. *ochraceus* (5G).
- 4.4. Les basidiospores, cheilocystides et pleurocystides à paroi épaisse- et mince (4C, 4E, 4F) chez *T. medius* et seulement à paroi mince (5C, 5E, 5F) chez *T. medius* f. *ochraceus*.

Les principales caractéristiques distinctives susmentionnées (2.1, 2.2, 2.3, 2.4) considérées ensembles sont significativement suffisamment différentes et très probablement avec des liens génétiques, pour justifier la description de *T. medius* f. *ochraceus* comme une nouvelle forme chez *T. medius*.

III.3. RÉCAPITULATIF DES NOUVEAUX TAXONS DÉCRITS ET RÉIDENTIFICATIONS BASÉES SUR L'ÉTUDE PHYLOGÉNIQUE

Tableau XII. Récapitulatif des nouveaux taxons et réidentifications basées sur les études phylogéniques (Figs. 27 et 28).

N°	Nouvelles identifications ou noms valideS (i)	identifications originelles invalideS (entre parenthèses) (ii)	Numéro d'herbier	Pays et date de collection
1	<i>Termitomyces brunneopileatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>comb. nov.</i>	<i>(T. striatus f. brunneus</i> Mossebo)	K(M) 144 301 (HUY1-DM 394)	Cameroun 20/11/2002
		<i>(T. striatus f. pileatus</i> Mossebo)	K(M) 144 300 (HUY1-DM 392)	03/11/2002
2	<i>T. heimi</i> Natarajan	<i>(T. striatus f. annulatus</i> (Beeli) R. Heim)	K(M) 109538	Pakistan 31/08/197
3	<i>Termitomyces letestui</i> (Pat.) R. Heim	<i>(T. globulus</i> Heim et Goossens)	K(M) 128346	Chine 7/08/2002
		<i>(T. striatus form annulatus</i> (Beeli) R. Heim)	K(M) 144 286 (HUY1-DM 213E)	Cameroun 18/11/2010
			HUY1-DM 666A	Cameroun 15/10/2007
4	<i>T. medius</i> R. Heim & Grassé	<i>(T. striatus</i> (Beeli) R. Heim)	K(M) 16685	Nigeria 08/05/1990
		<i>(T. striatus f. griseiumboides</i> Mossebo)	HUY1-DM 372G	Cameroun 26/04/2014
5	<i>T. medius f. ochraceus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>f. nov.</i>	Nouvelle collection	HUY1-DM 602B	Cameroun 15/09/2009 et 19/09/2009
6	<i>T. robustus</i> (Beeli) Heim	<i>(T. eurhizus</i> (Berk.) Heim)	K(M) 142 418	Tanzanie 08/05/1968
7	<i>T. striatus f. subclypeatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman <i>f. nov.</i>	<i>(T. subclypeatus f. tetrasporus</i> Mossebo)	HUY1-DM 151HUY1-DM 151C	Cameroun 14/05/1998
			<i>(T. subclypeatus</i> Mossebo)	K(M) 143 968(HUY1-DM 370B)
		HUY1-DM 370G		Cameroun 23/05/2014
8	<i>T. subumkowaan</i> Mossebo	<i>(T. subumkowaanii</i> Mossebo)	K(M) 143969 (HUY1-DM 260B)	Cameroun 20/04/2006
			HUY1-DM 260F	Cameroun 23/05/2014

Commentaire : Le tableau XII montre que 12 souches originellement identifiées sous un nom différent (ii), changent à présent pour 8 nouveaux noms valides (i) selon leur position sur les clades et les sous-clades de l'arbre combiné nLSU-mtSSU (Figs 27 et 28). Deux des 8 taxons sont de nouvelles formes, cinq autres sont des espèces connues originellement décrites sous différents noms et un est une nouvelle combinaison.

III.4. RÉVISION MORPHOLOGIQUE DE CERTAINES SOUCHES DE *TERMITOMYCES*

En plus des taxons du Tableau XII ayant fait l'objet de révisions taxonomiques déduites des analyses phylogéniques, 11 taxons (Tableau XIII) sur les phylogrammes décrits dans nos travaux antérieurs ont été révisés morphologiquement à partir des spécimens conservés dans l'herbier du Laboratoire de Cryptogamie de la Faculté des Sciences de l'Université de Yaoundé 1.

Tableau XIII. Liste des autres taxons sur phylogrammes révisés et conservés dans l'herbier du Laboratoire de Cryptogamie de l'Université de Yaoundé 1.

N°	Numéro d'herbier	Nom du taxon
1	DM 152E	<i>Termitomyces aurantiacus</i> R. Heim
2	DM 382A/B/C	<i>T. fuliginosus</i> Heim
3	DM 770	<i>T. globulus</i> R. Heim & Goos.-Font.
4	DM 224C	<i>T. griseiumbo</i> Mossebo
5	DM 407	<i>T. infundibuliformis</i> Mossebo
6	DM 25E et 25G	<i>T. mammiformis</i> R. Heim
7	DM 223	<i>T. mboudaeina</i> Mossebo
8	DM 268E	<i>T. microcarpus</i> (Berk. et Br.) R. Heim
9	DM 436	<i>T. robustus</i> (Beeli) Heim
10	DM 24E	<i>T. schimperi</i> (Pat.) R. Heim
11	DM 208	<i>T. striatus</i> f. <i>subumbonatus</i> Mossebo

Commentaire: ce tableau XIII présente les taxons conservés dans l'herbier du laboratoire de cryptogamie de l'université de Yaoundé 1 et dont des ajouts ont été faits au niveau microscopique

III.4.1. *Termitomyces aurantiacus* R. Heim (Figs. 41 et 42).

Bull. Soc. Myc. Fr. 118(3): 195–249. (2002).

Chapeau de 3,5-11 cm de diamètre sur spécimens adultes, d'un ocre-roux à brun orangé très caractéristique (rarement ochracée à marron sur certains spécimens), convexe à plan-convexe, parfois aplati ; perforatorium le plus souvent obtusément conique, quelquefois conique-pointu, généralement plus apparent sur carpophores adultes, parfois légèrement excentré ; surface plus ou moins lisse à rugueuse, présentant parfois des stries radiales ou des zones concentriques tout autour du perforatorium ; revêtement facilement détachable. **Lamelles** blanches, pouvant atteindre 0,5-1,3 cm de large sur les adultes, très légèrement ventrues, sublibres, parfois subdécurrentes, à arête régulière, mêlées de lamellules de longueurs variables. **Pied** en continuité avec le chapeau, mesurant 15-20 × 0,6-0,9 cm, le plus souvent subcylindracé dans sa partie supérieure, souvent aussi renflé à la base de la partie épigée, laquelle peut atteindre jusqu'à 1,5 cm de diamètre avant de

s'amincir progressivement pour donner une pseudorhize de 14-37 cm de long ; plein en coupe longitudinale. **Anneau** absent. **Chair** blanche, mesurant jusqu'à 0,6-1,3 cm d'épaisseur à la chute du stipe sur les spécimens adultes. **Odeur** peu caractéristique. **Sporée** beige à ochracée, souvent légèrement rosée.

Basidiospores de $5,1-5,61-6 (7,3) \times (3) 3,5-3,85-4 (4,5) \mu\text{m}$, $1,25 \leq R \leq 1,75$, $X_R = 1,44$, hyaline, à contenu granuleux, avec une ou plusieurs guttules, généralement ellipsoïdales, quelquefois aussi elliptiques ou subglobuleuses, à paroi généralement épaissie, mais parfois de manière peu marquée, non amyloïdes. **Basides** de $17-24 \times 5-8 \mu\text{m}$, cylindracées, rarement clavées, principalement tétrasporiques, rarement bisporiques et dans ce cas clavées. **Pleurocystides** de $24-46 \times 12-20 \mu\text{m}$, très abondantes, polymorphes, lagéniformes à largement lagéniformes, clavées-cylindracées ou subutriciformes. **Cheilocystides** de $17-47 \times 10-21 \mu\text{m}$, très abondantes, polymorphes, clavées à piriformes, avec un pédicule plus moins long. **Trame de l'hyménium** subrégulière, constituée d'hyphes non bouclées de $4-7,5 \mu\text{m}$ de diamètre. **Sous-hyménium** pseudoparenchymateux, constitué d'articles subglobuleux de $4-8 \mu\text{m}$ de diamètre. **Chair** constituée d'hyphes très ramifiées de diamètre pas toujours constant, variant entre 5 et $17 \mu\text{m}$. **Revêtement piléique** formé d'hyphes couchées à articles relativement courts (rarement subglobuleux) de $12-35 \mu\text{m}$ de long sur $5-15 \mu\text{m}$ de diamètre.

Habitat et mode croissance : pousse en groupe sur une surface plus ou moins étendue, rarement isolé, pendant la petite saison des pluies (de Mars à Juin) dans les zones des termitières géantes ou souterraines, essentiellement dans les savanes herbeuses et dans les plantations en exploitation. Selon Pegler (1994), le termite associé à cette espèce en Afrique tropicale est *Pseudacanthotermes militaris*.

Distribution : essentiellement dans les régions de l'ouest et du nord-ouest, rarement dans le centre et le sud ; cette espèce est signalée par Heim (1952, 1958) dans quelques pays d'Afrique équatoriale tel le Congo, la République démocratique du Congo et la République centrafricaine.

Récolte : région de l'ouest, au village Bameso près de Mbouda, le 14 mai 1998, n° 152a ; au marché des champignons de Mbouda, le 2 mai 2001, n° 152b ; région du centre, à environ 40 km au nord-ouest de Yaoundé, dans des plantations labourées pour culture du maïs, autour de la ferme de multiplication des champignons d'Obala, le 22 mars 2002, leg. André Njouonkou, n° 152C. (Herbier DM 152)

Observations et commentaires : *Termitomyces aurantiacus*, d'abord présenté comme variété de *T. striatus* (Heim, 1952, 1958), a ensuite été considéré comme une espèce autonome par son auteur

(Heim, 1977). Il est facilement reconnaissable par la coloration ocre roux à brun orangé de son revêtement piléique, ainsi qu'à son perforatorium légèrement concolore, obtusément conique, quelquefois excentré ou peu apparent, ou encore réduit à une minuscule pointe à peine visible en surface. En ce qui concerne les caractères microscopiques, il y a lieu de relever que, contrairement aux descriptions de Heim (1952, 1958, 1977) selon lesquelles la paroi sporique est mince, les basides sont piriformes, allongées et exclusivement tétrasporiques, et les cystides sont toutes à paroi épaisse, les spores observées avaient plutôt une paroi épaisse, étaient guttulées et à contenu granuleux, les basides étaient à la fois clavées et cylindracées, parfois bisporiques, et la paroi des cystides étaient mince.



Fig. 41. Sporophores de *Termitomyces aurantiacus* R. Heim.

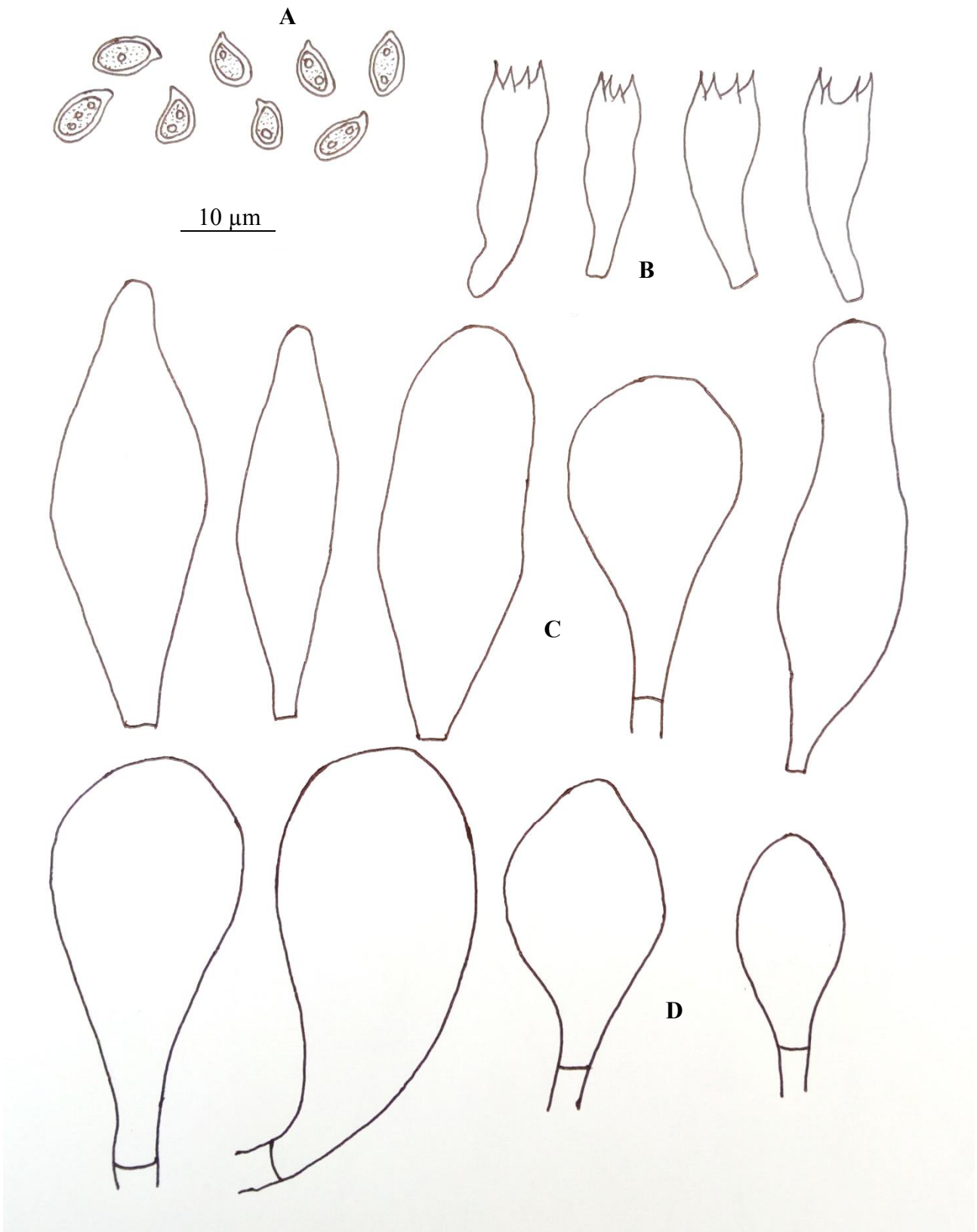


Fig. 42. *Termitomyces aurantiacus* R. Heim (Herbier DM 152). A : basidiospores ; B : basides ; C : pleurocystides; D : cheilocystides.

III.4.2. *Termitomyces fuliginosus* Heim (Fig. 43).

Synonyme: *Termitomyces robustus* var. *fuliginosus* Heim, *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.* 21: 210 (1951).

Chapeau 7,5-21 cm de diamètre, d'abord en subhémisphérique, marge incurvée, fissile perforatorium conique et pointu; revêtement séparable, fuligineux ocre, plus sombre au centre, radialement décoloré en taches blanchâtres subrégulières, légèrement sillonné radialement. **Pied** 6,5-10 × 0,7-1,2 cm, plein, robuste, subcylindrique, droit, fibreux, ochracé fuligineux, plus pâle vers la base et au collet, finement squameux, velouté dans la partie moyenne et inférieure qui s'épaissit au collet (-23 mm diam.), puis s'amincit graduellement en longue pseudorhize noirâtre terminée en disque basal épais et sclérifié en contact avec la meule. **Lamelles** libres, assez étroites et de largeur constante (-3 mm), serrées, crème; arête irrégulière, légèrement échancrée, crénelée, concolore. **Chair** tendre et mince dans le chapeau, fibreuse dans le pied. **Odeur** fongique, agréable. **Sporée** blanchâtre.

Basidiospores ellipsoïdes, lisses, hyalines, (5,4-)6-7,2-8,3(-8,3) × (3,7-)3,6-4,5-5,3(-5,5) µm, Q = (1,4-)1,37-1,6- 1,8(-2,07). **Basides** clavées portant 3 4 stérigmates, 25-36 × 8,3-9,7 µm. **Cheilocystides** et **Pleurocystides** semblables, globuleuses. **Hyphes non bouclées**.

Ecologie – Symbiotique, obligatoirement associé aux termites, sur termitière épigée; forêt dense humide.

Distribution géographique connue – R.D. Congo (Heim, 1951, 1958, *ut T. robustus* var. *fuliginosus*), Gabon (Eyi Ndong & Degreef, 2010), Guinée (Heim, 1951, 1958, *ut T. robustus* var. *fuliginosus*, 1977), Sierra Leone (Heim, 1951, *ut T. robustus* var. *fuliginosus*).

Commentaire –Ce taxon se distingue de *Termitomyces robustus* (Beeli) Heim par le revêtement glabre et sillonné de son chapeau, son perforatorium conique et surtout par la présence d'un disque basal, épais et sclérifié, (en forme de « pied d'éléphant »), à l'extrémité de sa pseudorhize.



Fig. 43. *Termitomyces fuliginosus* Heim. A : surface du chapeau; B: hyménophore.

III.4.3. *Termitomyces globulus* Heim & Gooss.-Font.

En groupe. **Chapeau** 11-20 cm diam., d'abord globuleux à campanulé, obtus au sommet, puis s'étalant, à perforatorium peu différencié, conique-obtus, continu avec le chapeau; marge longtemps involutée puis infléchie, fissurée; revêtement subglabre, très finement fibrilleux-vergeté radialement, ochracé brunâtre pâle, jaune plus intense vers le centre à l'état jeune, perforatorium

concolore à maturité. **Pied** 10-20 × 1,5-2 cm, assez robuste, élancé, cylindrique à peine renflé au collet, plein, fibreux, torsadé, blanchâtre à grisâtre, glabre, se prolongeant en longue pseudorhize grêle, ferme, jaunâtre. **Lamelles** libres, assez serrées, étroites, minces, blanches à reflet rosâtre très pâle; lamellules en deux séries régulières; arête concolore. **Chair** mince, ferme puis spongieuse, finalement molle dans le chapeau. **Odeur** agréable. **Goût** agréable. **Sporée** crème incarnat.

Basidiospores ellipsoïdes, lisses, hyalines, (5,0-)5,1-6,1-7,1(-7,6) × (3,3-)3,3-4,0-4,6(-4,6) µm, Q = (1,22-)1,32-1,54-1,76(-1,81). **Basides** clavées, 4-spores, 18-22 × 7-8,5 µm. **Cheilocystides** globuleuses ou lagéniformes-appendiculées. **Pleurocystides** cylindracées-septées.

Écologie – Sur termitière hypogée; forêt dense humide, forêt dense sèche, savane.

Distribution géographique connue – Cameroun (Douanla-Meli, 2007; van Dijk *et al.*, 2003), Gabon (Eyi Ndong & Degreef, 2010), Kenya (Pegler, 1969, 1977; Pegler & Rayner, 1969), R. Centrafricaine (Heim, 1977), R.D. Congo (Heim, 1951, 1958, 1977), , Nigeria (Oso, 1975, 1977a; Zoberi, 1972, 1973).

Commentaire – Cette espèce est très proche de *Termitomyces striatus* (Beeli) Heim dont elle diffère néanmoins par sa taille plus importante, son perforatorium obtus et par l'absence de stries radiales à la surface de son chapeau.

III.4.4. *Termitomyces griseiumbo* Mossebo, sp. nov. (Figs. 44 et 45).

Bull. Soc. Myc. Fr. 118(3): 195–249 (2002).

Chapeau de 3-6 cm de diamètre au début, atteignant 12-15 cm sur carpophore adultes, beige ochracé, d'aspect rugueux et ridé avec des stries radiales plus ou moins marquées ; perforatorium formant un ombon rarement bien saillant, obtusément conique, puis plus ou moins aplati, grisâtre à gris sombre contrastant fort avec la coloration beige du reste de la surface et mesurant 1-25 cm de diamètre. **Lamelles** blanchâtre, mesurent jusqu'à 5-8 mm de large, libres, à arête plus ou moins régulières, serrées et mêlées de lamellules de longueur variable. **Pied** de 12-19 × 1-1,7 cm, cylindracé, mais un peu épaissi au contact avec le chapeau, s'amincissant progressivement pour former une longue pseudorhize ; plein et fibreux en coupe longitudinale. **Anneau** absente. **Chair**

mince, blanche, mesurant 3-4 mm d'épaisseur à la chute du pied. **Sporée** ochracée à rosâtre. **Odeur** presque nulle.



Fig. 44. *Termitomyces griseiumbo* Mossebo, sp. nov. (Herbier DM 224).

Basidiospores de (5) 5,5-6,24-7 (8) \times 3,5-3,94-4,5 μm , $1,37 \leq R \leq 1,77$ (2), $X_R = 1,58$, hyaline, ellipsoïdales, guttulées avec 1 à 2 guttules, à paroi mince, non amyloïdes. **Basides** de 16-22 \times 5,5-7 (8) μm , clavées, quelquefois cylindrées, tétrasporiques (rarement monosporiques ou bisporiques). **Pleurocystides** de 22-43 \times 11-28 μm , abondantes et polymorphes, clavées à piriforme, quelques-unes (rares) montrant une ou plusieurs cloisons transversales, plus ou moins utrifformes ou lagéniformes, à base généralement pédiculée et cloisonné en articles relativement courts. **Cheilocystides** de 45-70 \times 10-13 μm , abondantes, pour la plupart étroitement lagéniformes, rarement clavées, à sommet généralement prolongé en un appendice filiforme de 15-40 \times 3-4 μm et présentant le plus souvent 1 à 3 cloisons transversales. **Trame de l'hyménium** subrégulière, formé d'hyphes de 5-15 μm de diamètre, cloisonnées, non bouclées. **Sous-hyménium** pseudoparenchymateux, à articles subglobuleux de 3-5 μm de diamètre. **Chair** formée d'hyphes ramifiées, avec des constriction plus ou moins marquées au niveau des cloisons, mesurant 2-12 μm

de diamètre, à contenu le plus souvent granuleux ; présence d'hyphes oléifères de 3-5 µm de diamètre. **Revêtement piléique** formé d'hyphes couchées de 5-10 µm de diamètre, quelquefois surmontées par endroits, de cystides clavées à subcylindracées de 70-115 µm de long sur 10-30 µm de diamètre.

Habitat et mode de croissance : pousse rarement isolé, le plus souvent en groupes plus ou moins importants, aussi bien pendant la petite saison des pluies (de mars à juin) que pendant la grande (de septembre à novembre), dans les zones de termitières géantes et souterraines dans la savane herbeuse et forestière, et dans les plantations en exploitation. Le termite associé n'a pas encore été identifié.

Distribution : récolé seulement au Cameroun, principalement dans la région du centre, du sud et de l'est.

Récoltes : région du centre, récolté le 3 mai 1999 par une cultivatrice au village dit « Nkolkoumoun » dans les faubourgs de Yaoundé, sur l'ancienne route de Douala, et acheté le même jour au marché dit « Mokolo », à Yaoundé, n° 224a (holotype) ; région de centre, acheté au marché du village « Makénéne » sur la route de Bafoussam, à environ 150 km de Yaoundé, le 13 août 2001, n° 224b.

Observations et commentaires : *Termitomyces. griseumbo* est caractérisé par son perforatorium remarquable par sa forme et sa couleur contrastant encore fortement avec le reste du chapeau, lequel est quelque peu strié radialement. Cette espèce se distingue aux caractéristiques uniques de ces cheilocystides, notamment par leur prolongement apical filamenteux et cloisonné (1 à 3 cloisons) et leur base pédiculé, elle aussi cloisonnée. Seules les cystides de *Termitomyces globulus* Heim et Goossens, telles que décrites par Pegler (1977), les ressemble quelque peu, notamment par la présence de cloisons dans la partie apicale filamenteuse. Cependant, il y a lieu de relever ici que la partie médiane lagéniforme ou sublagéniforme n'existe pas chez *T. globulus*, dont les cheilocystides sont essentiellement cylindracées et capitées, plus rarement clavées à piriforme. En outre, *T. griseumbo* présente un pied uniformément coloré jusqu'à la pseudorhize, quelque peu épaissi vers sa jonction avec le chapeau et cylindracées avant de s'amincir progressivement vers le bas. *T. globulus*, quant à lui, a le pied décrit comme légèrement renflé à la base (Heim, 1958) et de couleur noirâtre jusqu'à la pseudorhize (Pegler, 1977) ; son perforatorium est décrit comme concolore au reste du revêtement piléique (Heim, 1958), alors que celui de *T. griseumbo* contraste nettement par sa couleur sombre. Seul *Termitomyces striatus* f. *griseumboides* ressemble un peu à *T. griseumbo* du fait des caractères de son chapeau. Il présente cependant un chapeau nettement réduit, habituellement fendillé au bord, et un perforatorium plus pointu et saillant, faisant aussi un contraste

moins marqué avec le reste du chapeau. *T. grisumbo* et *T. striatus* f. *grisumboides* sont cependant totalement différents si l'on compare leurs caractères microscopiques.

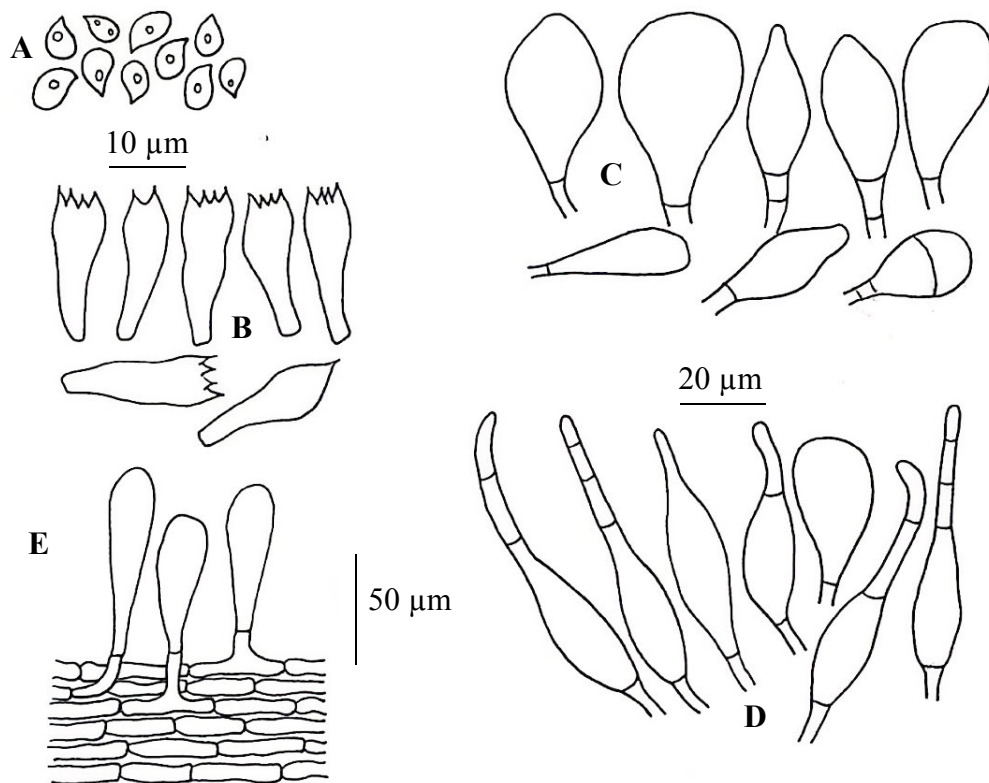


Fig. 45. *Termitomyces griseiumbo* Mossebo, sp. nov. (Herbier DM 224). A : basidiospores ; B : basides ; C : pleurocystides; D : cheilocystides; E : revêtement piléique.

III.4.5. *Termitomyces infundibuliformis* Mossebo (Figs 46 et 47).

Bull. Soc. Myc. Fr., 127 (1-2), p. 153-168. (2011).

Chapeau de 4-25 cm de diamètre, obtusément conique à l'état jeune, puis plan-convexe à aplati, et devenant le plus souvent infundibuliforme à l'état adulte ; surface lisse, glabre ; d'abord ocre à l'état jeune, puis devenant jaune ochracé (3A4) à jaune clair (3A5) en s'étalant à la périphérie, mais avec un perforatorium obtusément mamelonné à aplati, généralement peu apparent et ne dépassant que peu la surface du chapeau, demeurant ocre foncé ou plus ou moins concolore au chapeau ; bord plus ou moins régulier à lobé. **Lamelles** libres, horizontales à ventruées, atteignant 6 mm de largeur, blanches, puis blanchâtres à rosâtres, serrées, avec des lamellules de 5 longueurs différentes ; arrêtes régulières. **Pied** de 5-22 × 1,8-4,5(6) cm, central, bien développé, cylindracé dans sa partie supérieure, les exemplaires adultes montrant généralement un épaissement pouvant atteindre 5 à 6 cm de diamètre à la base de la partie épigé, laquelle se prolonge en dessous en une

pseudorhize de 10 à 40 cm de longueur ; surface blanche et scabre sur la partie épigée, puis devenant juste en dessous de l'épaississement successivement brunâtre, brun foncé et enfin noirâtre à noir jusqu'au contact de la meule où l'on note l'absence d'un disque basal ; plein et confluent avec le chapeau. **Anneau** absent. **Chair** blanche, atteignant 13 mm d'épaisseur. **Odeur** presque nulle. **Saveur** légèrement sucrée. **Sporée** blanchâtre rosée.



Fig. 46. *Termitomyces infundibuliformis* Mossebo *sp nov.*

Basidiospores de $6-6,55-7,1 \times 3,5-3,9-4,7 \mu\text{m}$; $Q = 1,4-1,7-1,9$; ellipsoïdes, parfois subcylindracées, hyalines, lisses à paroi mince, à contenu granuleux et présentant une guttule. **Basides** de $15-26 \times 5-9 \mu\text{m}$, clavées, parfois subcylindracées, hyalines, portant quatre stérigmates. Cystides présentes sur l'arête et les faces des lames, à paroi mince, mesurant $15-65 \times 8-20 \mu\text{m}$, hyalines, clavées, sublagéniformes à subutriformes. **Trame de l'hyménium** constituée d'hyphes divergentes de 2 à 12 μm de diamètre, mais parfois enflées jusqu'à 20 μm . **Sous-hyménium** pseudoparenchymateux avec des cellules atteignant 30 μm de diamètre. **Chair** constituée d'hyphes cloisonnées, non bouclées, renflées, pouvant atteindre jusqu'à 15 μm de diamètre. **Revêtement** piléique formé d'hyphes couchés de 2 à 20 μm de diamètre, cloisonnées, non bouclées, à paroi mince.

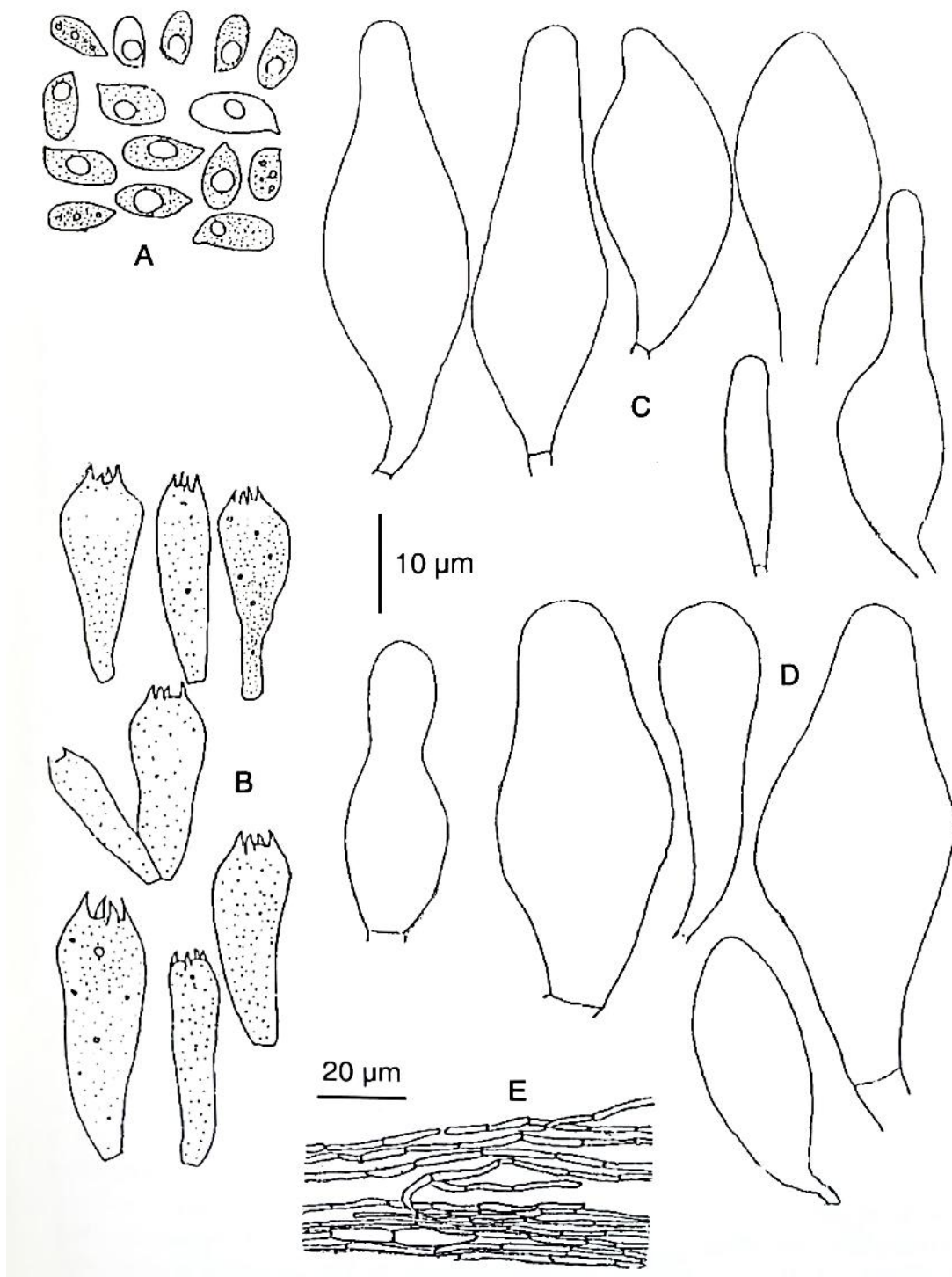


Fig. 47. *Termitomyces infundibuliformis* Mossebo sp. nov. (Holotype DM 407). A : spore ; B : basides ; C : cheilocystides ; D : pleurocystides ; E : revêtement piléique.

III.4.6. *Termitomyces mammiformis* R. Heim (Figs. 48 et 49).

Bull. Soc. Myc. Fr. 118(3): 195–249 (2002).

Chapeau de 5,2-10 cm de diamètre sur carpophore adulte, d'abord globuleux à hémisphérique, perforatorium mammiforme bien différencié au début, puis obtusément conique, convexe à plan-convexe ou aplati chez les spécimens adultes, avec parfois une dépression autour du perforatorium ; marge beige à beige ochracé, souvent fendillée, grisâtre à gris sombre vers le milieu et autour du perforatorium ; surface généralement visqueuse sur le frais ou lorsqu'elle est humide. **Lamelles** blanchâtres, concolore à la chair, larges de 4-7 mm, serrées, légèrement adnées, plus rarement uncinées, à arête régulière. **Pied** en continuité avec le chapeau, 4,5-11 × 0,8-1,3 cm, blanchâtre, généralement cylindrique, mais présentant quelquefois un épaississement à la base de la partie épigée sous lequel il s'amincit progressivement vers le bas pour donner naissance à une pseudorhize de 20-50 cm de long ; plein en coupe longitudinale. **Anneau** le plus souvent ascendant, plus ou moins persistant dans la partie supérieure du pied. **Chair** blanche, mesurant jusqu'à 1 cm d'épaisseur au niveau de l'insertion du pied. **Odeur** presque nulle. **Sporée** crème.

Basidiospores de 5-5,25-6 (6,25) × 3-3,5-4 μm, $1,25 \leq R \leq 1,66$, $X_R = 1,47$, hyalines, ellipsoïdes, rarement subglobuleuses, à paroi minci, guttulées avec généralement une seule guttule, non amyloïdes. **Basides** de 15-18 × 5-8 μm, clavées et cylindracées, à 2 ou 4 stérigmates de 3-4 μm de long, rarement à 1 stérigmate. **Pleurocystides** de 45-60 × 11-15 μm, peu nombreuses, lagéniformes à largement lagéniformes ou utriformes à subutriformes, rarement subcylindracées, généralement avec un pédicule plus ou moins développé et mesurant 10-15 μm de long. **Cheilocystides** de 17-30 (45) × 5-11 μm, abondantes, polymorphes, clavées à piriformes, subutriformes à largement utriformes, parfois subcylindracées, rarement fusiformes, à pédicule cloisonné plus ou moins long, mais ne dépassant pas 15 μm, avec le plus souvent des articles courts. **Trame de l'hyménium** d'abord divergente vers la jonction avec la chair et l'arête des lames, puis peu à peu régulière dans la partie centrale, avec des hyphes de 15-15 μm de diamètre non bouclées et des hyphes oléifères de 4-7 μm de diamètre. **Sous-hyménium** de type rameux avec des articles polymorphes de 3-6 μm de diamètre. **Chair** constituées d'hyphes de 5-12 μm de diamètre, entremêlées et le plus souvent ramifiées, avec des hyphes oléifères de 4-7 μm de diamètre. **Revêtement piléique** formé de deux couches bien différentes : l'une, superficielle, constituée d'hyphes couchées, parallèles ou quelquefois légèrement entremêlées, mesurant 3-5 μm de diamètre, l'autre, moins régulière, formée d'hyphes de 5-12 μm de diamètre à articles de longueur variable, mêlées à des articles plus volumineux, parfois ovales et pouvant mesurer jusqu'à 30 μm de diamètre.

Habitat et mode de croissance : pousse généralement isolé, essentiellement pendant la petite saison des pluies (de mars à juin), dans les zones de termitières souterraines (rarement autour des termitières géantes), dans les terrains vagues herbeux ou sur gazon à la périphérie des centres urbains, au bord des routes et autres cultures vivrières. L'espèce de termite associée n'a pas encore été formellement identifiée

Distribution : présent dans plusieurs régions du Cameroun, dans les régions de centre, du sud, de l'est, du littoral et du sud-ouest ; pousse également dans plusieurs régions d'Afrique centrale (Heim, 1958) et équatoriale (Pegler, 1977).

Récolte : Yaoundé, sur le campus de l'université de Yaoundé I, le 30 mars 1996, n° 25a, le 13 avril 1998, n° 25b, le 12 avril 2000, n° 25f, et autour de centre urbain le 15 avril 1998, n° 25c, le 18 avril 1998, n° 25d, le 24 mars 1999, n° 25e et le 28 mars 2001, n° 25g. (Herbier DM 25).

Observations et commentaires : *Termitomyces mammiformis* est caractérisé par son perforatorium de consistance dure, mammiforme ou tétiniforme, généralement un peu plus sombre que le reste du chapeau et par son anneau presque toujours présent. Sur le plan microscopique, les spécimens décrits ici montraient, outre les basides tétrasporiques déjà décrites par les auteurs (Heim, 1952, 1958 ; Pegler, 1977), des basides bisporiques et quelques rares basides monosporiques, en général un peu moins longues ($L = 15-18 \mu\text{m}$, contre $15-20 \mu\text{m}$) et un peu plus larges ($l = 5-8 \mu\text{m}$, contre $5-6 \mu\text{m}$). Les cystides quant à elles, étaient assez proches de celles décrites par mes auteurs cités, tant par la variabilité de leur forme que par la taille. Par ailleurs, même si le revêtement pileux de nos spécimens apparaît dans l'ensemble comme constitué d'hyphes couchées plus ou moins régulièrement disposées, il montre néanmoins deux couches distinctes, alors que Pegler (1977) n'en avait observé qu'une seule, constituée d'hyphes parallèles disposées radialement, de $3-4 \mu\text{m}$ de diamètre.

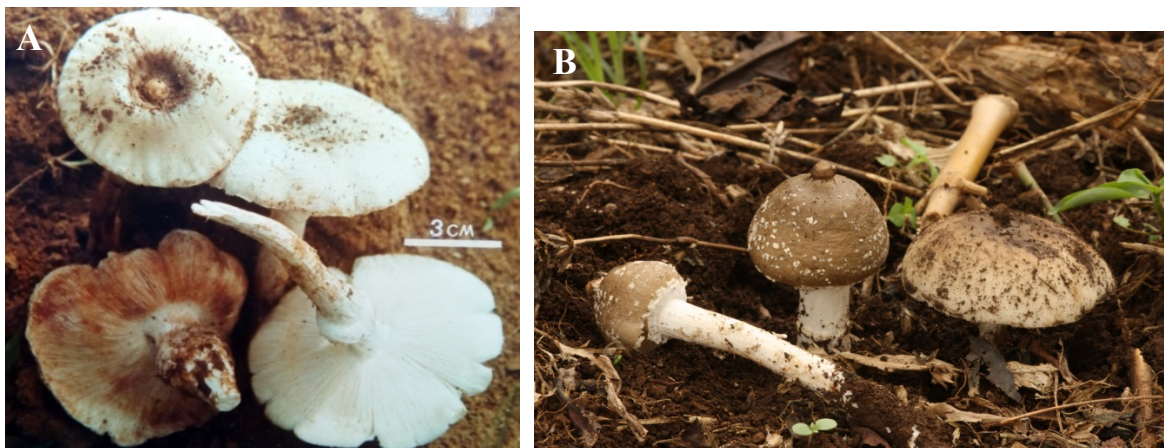


Fig. 48a/b : *Termitomyces mammiformis* R. Heim.

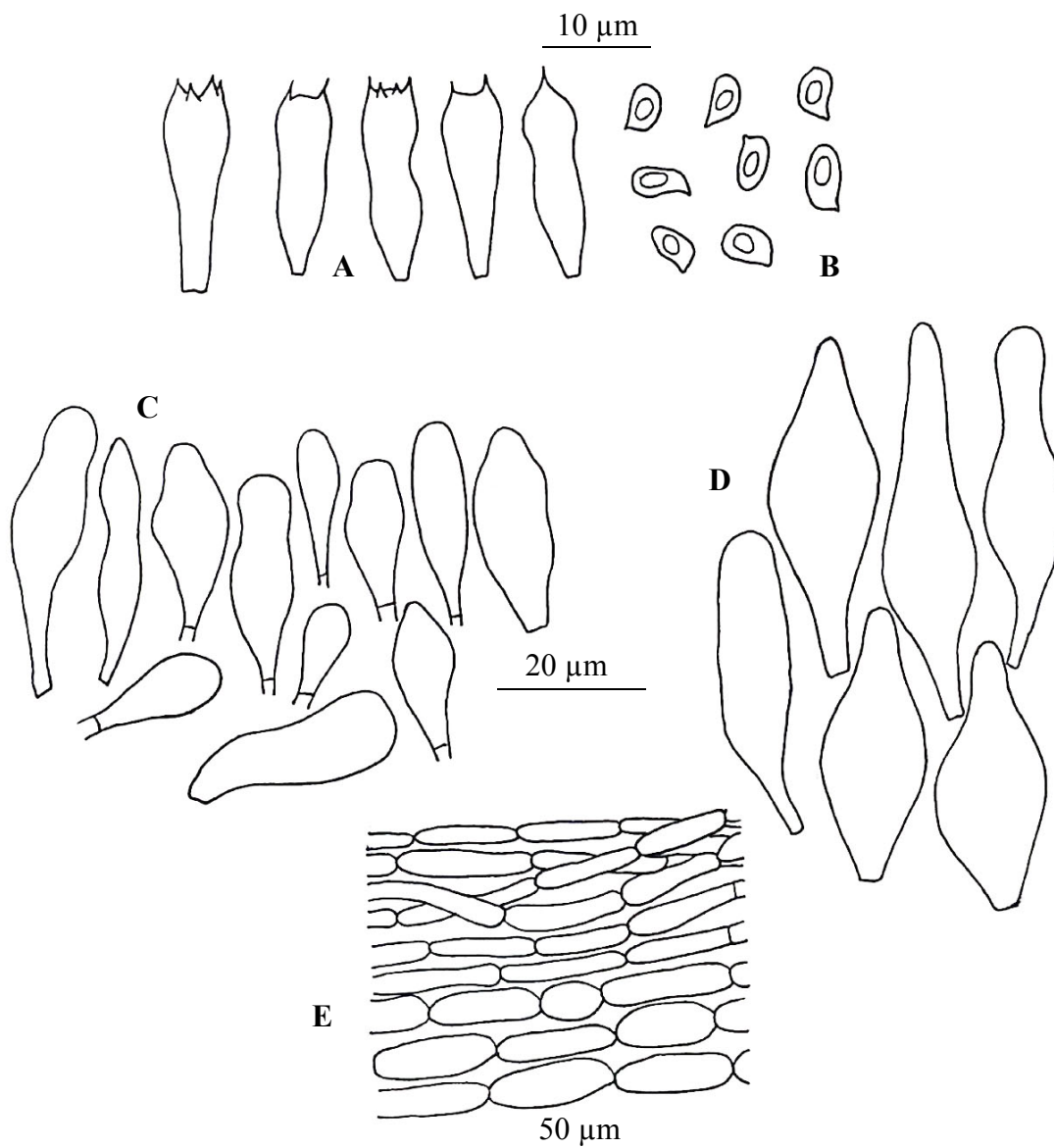


Fig. 49. *Termitomyces mammiformis* R. Heim (Herbier DM 25). A : basides ; B : basidiospores ; C : cheilocystides; D : pleurocystides; E : revêtement piléique.

III.4.7. *Termitomyces mboudaëina* Mossebo sp. nov. (Figs 50 et 51).

Bull. Soc. Myc. Fr. 118(3): 195–249 (2002).

Chapeau de 2-3 cm de diamètre au début, pouvant atteindre 7-10 cm, d'abord subhémisphérique ou conique avec un perforatorium généralement pointu, mais peu proéminent,

puis convexe à plan-convexe avec un perforatorium un peu plus obtus ou même peu apparent sur certains spécimens ; revêtement piléique de coloration gris sombre à gris sale sur fond ocre sale, parfois plus sombre (gris sombre à noirâtre) autour du perforatorium, et un peu plus claire vers la périphérie ; bord lisse, rarement fendillé. **Lamelles** blanchâtre, atteignant 1 cm de large à maturité, horizontales, libres avec une légère encoche à 1-2 mm du stipe, arête régulière. **Pied** blanchâtre, en continuité avec le chapeau, mesurant 4-9 × 0,5-1,3 cm, d'abord cylindrique dans sa partie épigée, puis présentant en bas un épaississement mesurant 1-2 cm de diamètre et brusquement aminci en une pseudorhize de 15-20 cm de long ; plein en coupe longitudinale. **Anneau** absent. **Chair** blanche, mesurant jusqu'à 8 mm d'épaisseur vers la chute du stipe. **Sporée** blanchâtre, parfois beige ou ochracée. **Odeur** presque nulle.



Fig. 50. *Termitomyces mboudaeina* Mossebo sp. nov. (Herbier DM 223).

Basidiospores de 5-5,4-6 (3,5) × 4,2-4,74-5 (5,5) μm , subglobuleuses, rarement ellipsoïdales, à paroi mince, hyalines et à contenu plus ou moins granuleux, très souvent avec une ou plusieurs guttules, non amyloïdes. **Basides** de (14) 17-23 × (5) 6-7,5 μm , bisporiques en mélange avec quelques rares basides tétrasporiques en général peu apparentes, le plus souvent clavées, quelquefois subcylindracées, à contenu habituellement guttulé et granuleux, ainsi que celui des basidioles. **Pleurocystides** de 25-45 × 12-18 μm , abondantes, polymorphes, clavées à piriforme, sublagéniformes à subutriformes, le plus souvent avec un pédicule mesurant 5-13 μm de long.

Cheilocystides de $17-45 \times 5-21 \mu\text{m}$, abondantes, polymorphes, généralement clavées, quelquefois cylindracées à largement lagéniformes. **Trame de l'hyménium** régulière avec des hyphes mesurant $4-10 \mu\text{m}$ de diamètre, non bouclées. **Sous-hyménium** pseudoparenchymateux avec des articles plus ou moins arrondis de $3-5 \mu\text{m}$ de diamètre. Chair formée d-hyphes de $5-10 \mu\text{m}$ de diamètre aux articles relativement courts, très ramifiés et entremêlés par endroits, avec des anastomoses en grosses et plus petites hyphes. **Revêtement piléique** quelque peu régulier, constitué d'articles relativement courts, subglobuleux à ovoïdes, de $10-35 (45) \mu\text{m}$ de diamètre, mêlés, çà et là, à des hyphes de $5-12 \mu\text{m}$ de diamètre.

Habitat et mode de croissance : en groupes plus ou moins importants, seulement pendant la petite saison des pluies (de mars à juin), dans les zones des termitières géantes et surtout en savane herbeuse et dans les plantations en exploitation, le termite associé n'a pas été déterminé.

Distribution : récolté seulement au Cameroun et uniquement dans la zone indiquée.

Récolte : région de l'ouest ; acheté au marché des champignons de Mbouda, dans le département des Bamboutos, le 19 avril 1999, n° 223a (holotype) ; même provenance, le 2 mai 2001, leg. André Njouonkou, n° 223b.

Observations et commentaires : Cette nouvelle espèce se caractérise par son chapeau de coloration très particulière et surtout par son perforatorium pointu sur carpophore jeune, qui ferait penser de prime abord à *Termitomyces clypeatus*, mais chez ce dernier, alors que le perforatorium est nettement plus proéminent (il atteint parfois le tiers du diamètre du chapeau selon Heim, 1958, 1977) et pointu même à maturité, il est par contre plus obtus et même parfois peu apparent sur les carpophores adultes de *T. mboudaeina*. Par ailleurs, alors que chez *T. clypeatus* ce perforatorium est toujours décrit comme très pigmenté ou noirâtre en contraste total avec le reste du chapeau, plus clair (Heim, 1958, 1977 ; Pegler, 1977, et Van Der Westhuizen & Eicker, 1990), il est presque entièrement concolore au reste du chapeau chez *T. mboudaeina*.

En ce qui concerne les caractères microscopiques, *Termitomyces mboudaeina* se distingue nettement de *T. clypeatus*, qui présente toujours des basides tétrasporiques où ni granules ni guttules n'y sont signalées, alors qu'elles sont généralement bisporiques avec granules et guttules chez *T. mboudaeina*. Par ailleurs, le revêtement piléique de *T. mboudaeina* se présente sous forme d'articles isolé subglobuleux mêlés, çà et là, d'hyphes, tandis que chez *T. clypeatus*, il est formé d'hyphes parallèles couchées radialement, selon Pegler (1977) et Van Der Westhuizen & Eicker (1990).

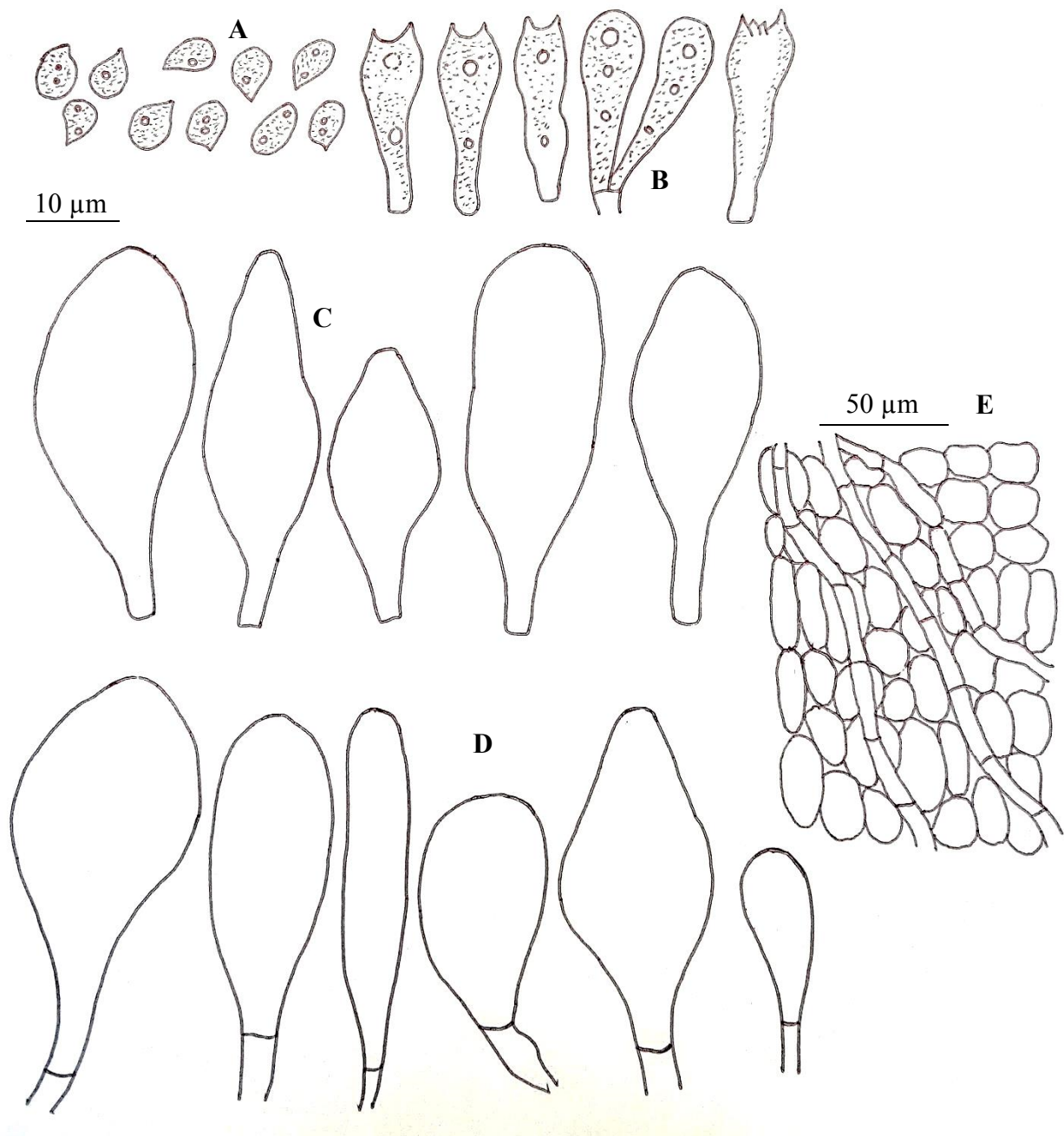


Fig. 51. *Termitomyces mboudaeina* Mossebo, sp. nov. (Herbier DM 223). A : basidiospores; B : basides et basidioles ; C : pleurocystides; D : cheilocystides; E : revêtement piléique.

III.4.8. *Termitomyces microcarpus* (Berk. et Br.) R. Heim (Herbier DM 268). (Figs. 52 et 53).

Bull. Soc. Myc. Fr. 118(3): 195–249 (2002).

Chapeau de taille relativement réduite, même parvenu à maturité, de 0,5-1,5 cm de diamètre, conique, campanulé, ou encore plan-convexe à aplati, beige à ochracé ; perforatorium aigu, parfois grisâtre ou marron brunâtre. **Lamelles** blanchâtre, larges de 1-3 mm, horizontales à légèrement ventrues, libres, à arêtes régulières modérément serrées, mêlées de lamellules de longueurs

variables. **Stipe** mesurant $2,5-5 \times 0,8-1,2$ mm, mince, cylindrique, mais très légèrement épaissi à sa base au contact avec le substrat dans lequel il présente quelques petits hérissements filamenteux brunâtre également visible en surface ; creux en coupe longitudinale. **Anneau** absent. **Chair** blanchâtre, très mince à membraneuse, d'épaisseur toujours inférieur à 1 mm. **Sporée** ochracée. **Odeur** presque nulle.

Basidiospores de (5) $5,5-5,74-6,2 \times 4-4,38-5$ μm , $1,2 \leq R \leq 1,66$, $X_R = 1,46$, hyalines, ellipsoïdes à ellipsoïdales ou subglobuleuses, à paroi mince, très souvent avec une unique guttule, non amyloïdes. **Basides** de $16-21 \times (5) 6,5-7,5$ μm , clavées, tétrasporiques. **Pleurocystides** de $30-35 \times 12-15$ μm , clavées, rares. **Cheilocystides** de $26-30 \times 13-22$ μm , clavées ou piriformes à subglobuleuses, rares. **Trame de l'hyménium** régulière, à hyphes non bouclées de 5-12 μm de diamètre. **Sous-hyménium** pseudoparenchymateux avec des articles de 3-6 μm de diamètre. Chair formée d'hyphes non bouclées de 5-12 μm de diamètre. **Revêtement piléique** formé d'hyphes couchées, non bouclées, à articles relativement courts, parfois subcylindracés ou ovoïdes, de 3-10 μm de diamètre, prolongées par endroits par quelques articles plus ou moins dressés.

Habitat et mode de croissance : pousse cespiteux, et presque toujours en très large colonies sur plusieurs dizaines de mètres carrés, pendant la petite et la grande saison des pluies, en générale dans les zones de termitières souterraines (rarement géantes), sous ombrage dans les zones humides ou dans les plantations en exploitation, près des marigots et cours d'eau des forêts claires, ou encore sur des gâteaux mycotiques constitués de morceaux de meules de termitière mélangés à la terre et sur lesquels se dressent de nombreux carpophores à toutes les étapes de leur développement, y compris des primordiums. D'après Heim (1977), les termites associés à *T. microcarpus* sont *Termes vulgaris*, *Odontotermes transvaalensis*, *Odontotermes badius* et *Termes latericus*. Pearce (1987) signale, pour sa part, que l'espèce est associée à *Odontotermes badius* ainsi qu'à d'autres espèces d'*Odontotermes*, en Zambie.

Distribution : présent au Cameroun sur le type d(habitat décrit plus haut dans plusieurs zones des régions du centre, sud, ouest, est, nord-ouest et sud-ouest. L'espèce est également signalée par Heim (1958, 1977), Pegler (1977), Van Der Westhuizen & Eicker (1990) et Buyck (1994) dans plusieurs pays d'Afrique tropicale, notamment en République Démocratique du Congo, au Ruanda, au Burundi, au Malawi, au Nigeria, en Ouganda, en Zambie, en Afrique du sud, dans le nord de la Guinée, en Kenya, en Tanzanie et même à Ceylan.

Récolte : région de centre, dans une petite parcelle de bananiers, autour d'un immeuble d'habitation du quartier de la « cité verte », à Yaoundé, le 5 juin 2000, leg. Justine Mossebo, n° 268.

Observations et commentaires : *Termitomyces microcarpus* est essentiellement caractérisé par sa taille réduite, son perforatorium plus ou moins apparent, son stipe mince, filiforme, creux en coupe longitudinale et surtout par l'absence de pseudorhize, caractère démarquant bien cette espèce des ses voisins. Sur la base de ce critère, Singer (1945) l'a exclue des *Termitomyces* pour la classer dans le genre *Podabrella* qu'il venait de créer. Heim (1977) et Pegler (1977), on rejeté ce nouveau genre tout en maintenant les sous-genres *Eutermitomyces* et *Praetermitomyces* tels que décrits auparavant par Heim (1951, 1958), ils ont inclus *T. microcarpus* dans ce dernier.

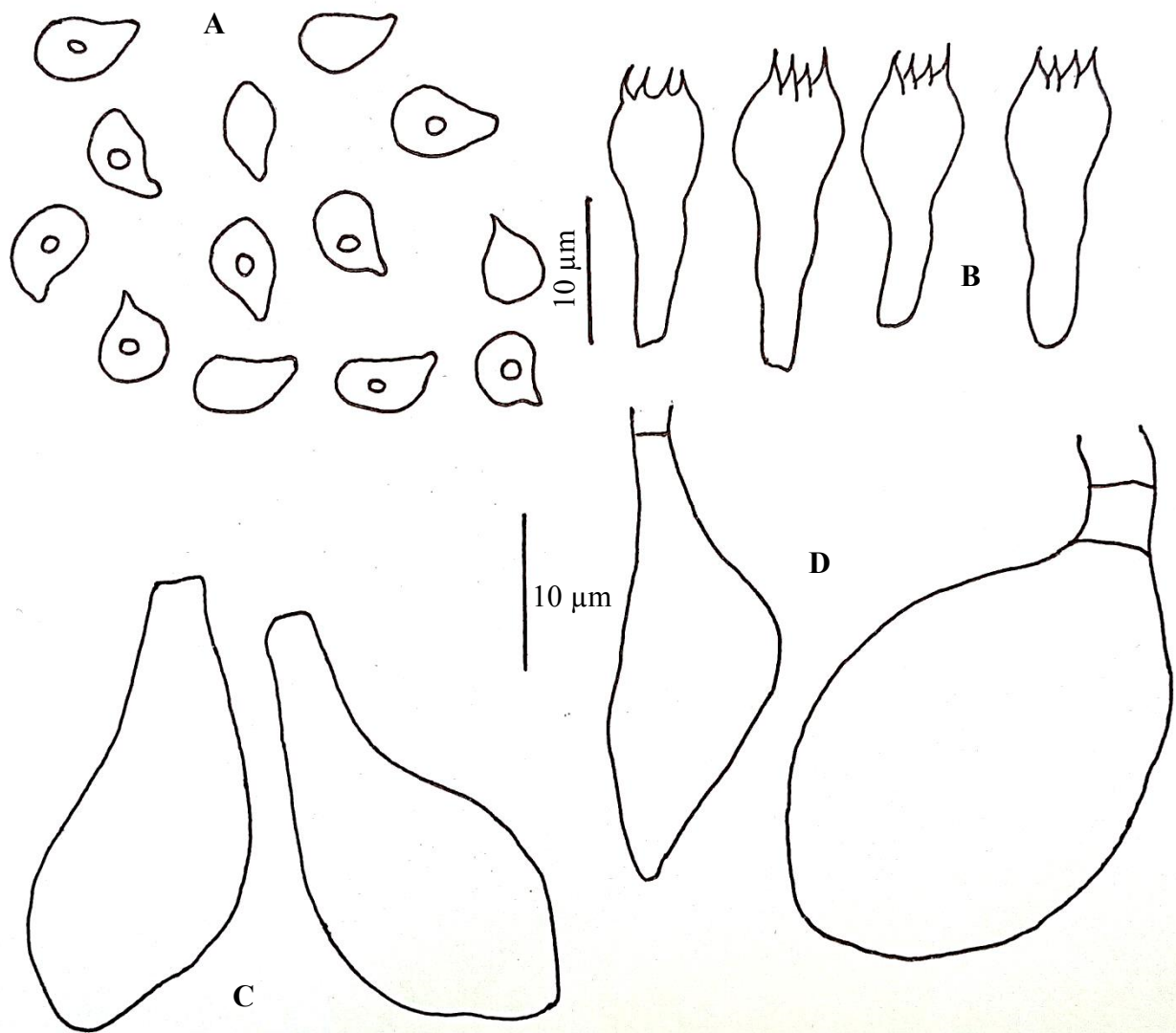


Fig. 52. *Termitomyces microcarpus* (Berk. Et Br.) R. Heim (Herbier DM 268). A : basidiospores ; B ; basides; C : pleurocystides; D : cheilocystides.

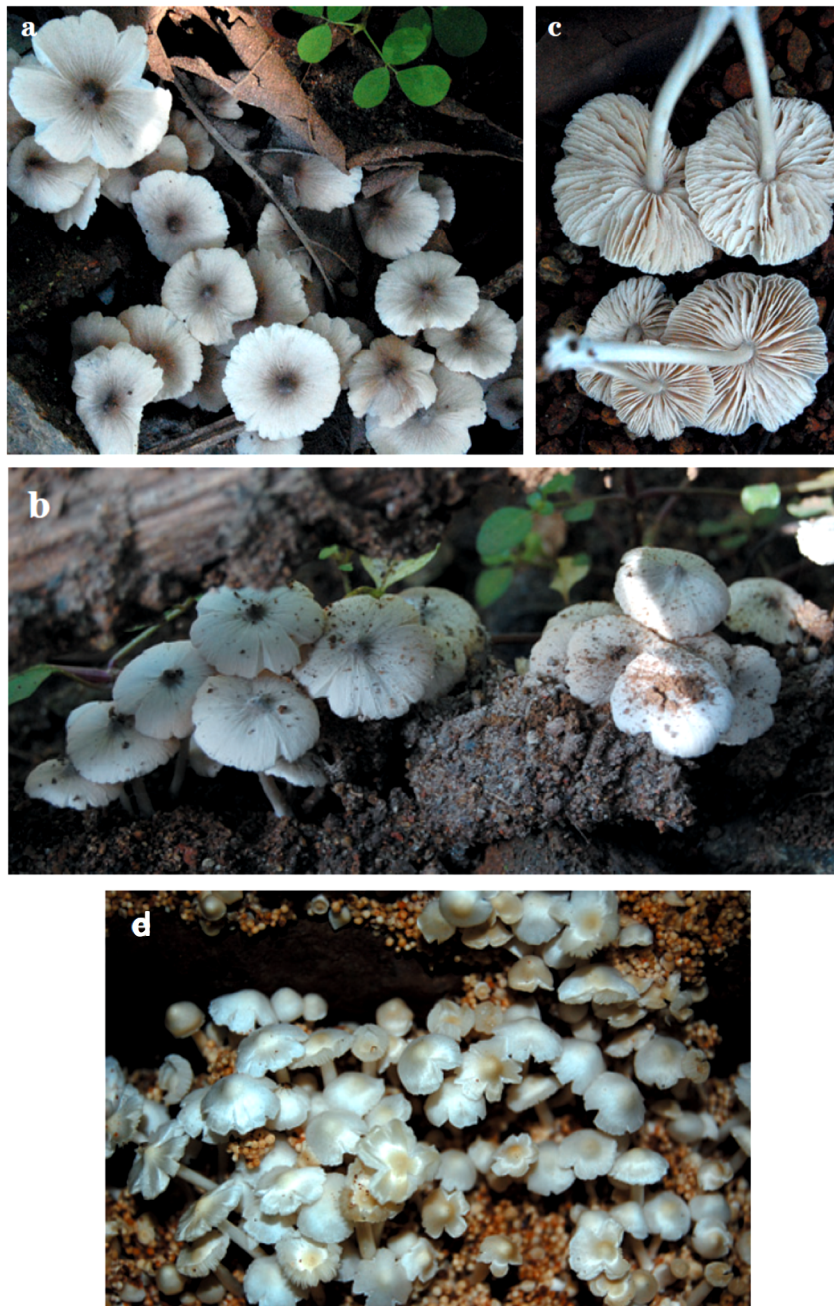


Fig. 53. *Termitomyces microcarpus* (Forme grande). a, b : sporophores matures grégaires, c : stipe et hyménophore. (Forme petite). d : sporophores matures avec chapeau soyeux.

III.4.9. *Termitomyces robustus* (Beeli) Heim. (Figs. 54).

Synonymes: *Schulzeria robusta* Beeli, *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 60: 75 (1927); *Termitomyces robustus* var. *robustus* (Beeli) Heim, *Bull. Jard. Bot. Etat, Brux.* 21: 210 (1951).

Chapeau 8-11(-20) cm diam., ferme, charnu, conique puis plan-convexe à étalé, à perforatorium faiblement démarqué, aigu, large de 1-1,5 cm; marge d'abord incurvée puis révoluée, souvent finement striée, finalement à déchirures radiales -2 cm; revêtement entièrement séparable, légèrement visqueux et luisant par temps humide, sinon sec, subsoyeux, mat, radialement sillonné, muni de multiple bourrelets et sillons concentriques vers la marge, de brun foncé à brun clair [6C-E4, 5C4-5], progressivement plus clair vers la marge, perforatorium brun noirâtre [6F5] plus foncé que le chapeau. **Pied** 10-23 × 1,5-3 cm, central, massif, cylindrique, lisse, crème à brun ochracé pâle, s'épaississant graduellement pour atteindre 3 cm au collet, se prolongeant ensuite en longue pseudorhize cylindrique (-40 cm), brun foncé en haut, graduellement blanche vers l'extrémité. **Lamelles** libres, serrées, -1 cm de large, inégales, blanchâtres à crème incarnat; lamellules nombreuses, de longueur variable; arête irrégulière, érodée, concolore. **Chair** peu épaisse et molle dans le chapeau, fibreuse et ferme dans le pied, blanche, immuable. **Odeur** fongique agréable. **Goût** fort, de noisette. **Sporée** crème incarnat.

Basidiospores subglobuleuses à ellipsoïdes, hyalines, lisses, (6,4-)6,4-7,6-8,8(-8,7) × (3,8-)3,9-4,5-5,2(-5,4) μm, Q = (1,47-)1,45-1,67-1,89(-2.02). **Basides** clavées, 4-spores, 13.5-24 × 4.7-8.7 μm. **Cheilocystides** très abondantes, clavées, septées à petites cellules basales. **Pleurocystides** très abondantes, largement clavées. **Anses d'anastomose** absentes.

Écologie – Symbiotique, obligatoirement associé aux termites, sur termitière hypogée; forêt dense humide, forêt claire, savane, plantation.

Distribution géographique connue – Bénin (De Kesel *et al.*, 2002; Yorou & De Kesel, 2011), Burundi (Buyck, 1994a), Cameroun (Berthet & Boidin, 1966), R. Centrafricaine (Heim, 1963d), R. Congo (Heim, 1951, 1952, 1977), R.D. Congo (Beeli, 1927b, *ut* *Schulzeria robusta*; De Kesel & Malaisse, 2010; Heim, 1951, 1958, 1977; Malaisse, 1997), Gabon (Eyi Ndong, 2009; Eyi Ndong & Degreef, 2010), Guinée (Zoberi, 1972), Malawi (Morris, 1990), Nigeria (Oso, 1977a; Zoberi, 1972, 1973), Ouganda (Pegler, 1969, 1977; Zoberi, 1972), Sierra Leone (Zoberi, 1972).

Commentaire – Cette espèce est souvent confondue avec *Termitomyces fuliginosus* Heim (Pegler, *A preliminary agaric flora of East Africa*: 287, fig. 60/2 (1977)) mais s'en distingue par son revêtement piléique bosselé, veiné et sillonné et par l'absence de disque basal à l'extrémité de sa

pseudorhize. Elle diffère de *T. mammiformis* Heim par son perforatorium lisse en continuité avec le profil du chapeau.



Source : Mossebo et al. (2002)

Fig. 54. *Termitomyces robustus* (Beeli) Heim. a : carpophores présentant la surface du chapeau, l'hyménophore et la pseudorhize.

III.4.10. *Termitomyces schimperi* (Pat.) Heim

Les champignons termitophiles d'Afrique noire et d'Asie Méridionale, Edts Boubée, Paris: 66-70 (1977). (Fig. 55 et 56).



Fig. 55. *Termitomyces schimperi* (Pat.) Heim

Chapeau d'abord globuleux et mesurant en moyenne 8-10 cm de diamètre, pouvant rester globuleux ou subhémisphérique ou s'étaler pour devenir convexe à plan-convexe à l'état adulte, atteignant parfois 15-25 cm, recouvert d'un voile général qui, du fait de la croissance, se rompt souvent en écailles jusqu'au bord qui s'en trouve appendiculé ; perforatorium généralement absent, faisant place, au disque, à une plaque brun noirâtre d'environ 2-5 cm de diamètre entourée d'une granulation de petites plaques de même couleur et de plus en plus petites au fur et à mesure qu'on s'éloigne vers la périphérie, l'aspect d'ensemble étant celui produit par une ponctuation noire sur fond blanchâtre. **Lamelles** serrées, libres, mêlées de lamellules, mesurant jusqu'à 15 mm de large vers le stipe, blanchâtre, parfois crème à marron foncé, horizontales, à arête légèrement denticulée. **Pied** de 8-16 × 2-3 cm, particulièrement solide, cylindracé, blanchâtre, généralement renflé à la base en une sorte de bulbe pouvant mesurer jusqu'à 5 cm de diamètre et s'amincissant brusquement en une longue pseudorhize blanche pouvant atteindre 1 m de longueur ; hérissé, dans sa partie supérieure (au-dessus du point d'insertion du voile), d'écailles pustuliformes concolores ; rugueux à presque lisse plus vas. **Chair** blanche, compact, dense, non hydrophane, pouvant atteindre 2 cm d'épaisseur au niveau du disque. **Voile** généralement présent, jusqu'à l'état adulte sous forme d'une membrane squameuse enveloppant la partie supérieure du pied où il forme souvent un anneau pendant, et, laissant des restes sous forme d'écailles sur le chapeau jusqu'au bord qui s'en trouve frangé. **Sporée** ochracée à marron à l'état frais, parfois rosâtre. **Odeur** presque nulle.

Spores de (5) 6-6,74-7,5 (8) × 3-3,97-4,5 (5) μm , $1,4 \leq R \leq 1,93$, $XR = 1,64$, ellipsoïdales, à paroi épaissie, mais quelquefois de manière peu frappante, le plus souvent avec un ou plusieurs guttules, non amyloïdes. **Basides** de 15-20 (25) × 5-7 (8) μm , clavées, tétrasporiques. **Cystides** très nombreuses, polymorphes, mesurant (20) 25-65 (80) × 10-20 μm : subutriformes, lagéniformes à fusiformes, parfois mucronées, remarquables à leur paroi épaisse et par la présence d'une ou plusieurs cloisons transversales. **Trame de l'hyménium** d'abord divergente vers les extrémités des lames, puis subrégulière sur la partie médiane, formée d'hyphes hyalines de 4-6 μm de diamètre, non bouclées. **Sous-hyménium** pseudoparenchymateux avec des articles de 4-8 μm de diamètre. **Chair** constituée d'hyphes entremêlées de 4-7 μm de diamètre, parfois renflées jusqu'à atteindre 16 μm ; hyphes oléifères nombreuses. Voile laissant sur le chapeau des amas désordonnés d'articles subglobuleux, ovoïdes ou de forme irrégulière et pouvant mesurer jusqu'à 10-30 (50) μm de diamètre. **Revêtement piléique** constitué de trois couches ; sous une première couche constituée d'hyphes cloisonnées de 5-10 μm de diamètre, mêlées à des articles subglobuleux à ovales de 10-30 μm de diamètre, on observe une seconde couche plus homogène d'hyphes plus ou moins gélatinisées de 4-8 μm de diamètre, puis une troisième, dense, également formée d'hyphes plus ou moins parallèles, plus ou moins gélatinisées, et quelque peu renflées dans leur partie médiane où

elle mesurent jusqu'à 12 μm de diamètre, mais s'amenuisant progressivement vers les cloisons transversales où leur diamètre n'est plus que d'environ 5 μm ; on observe quelquefois aussi des hyphes oléifères dans la couche superficielle.

Habitat et mode de croissance : pousse le plus souvent isolé, quelquefois en petits groupes, exclusivement pendant la grande saison des pluies (de septembre à novembre), dans les zones à termitières géantes ou souterraines, principalement dans les régions de savane herbeuse, dans les villages et près des cases. D'après Heim (1977) les termitières cathédrales auxquelles l'espèce est souvent associée sont construites par *Bellicositermes natalensis*. Pearce (1987) signale par ailleurs qu'*Odontotermes patruus* est associé à *Termitomyces schimperi* en Zambie.

Distribution : présent au Cameroun, surtout dans les régions du centre, dans une moindre mesure au sud, à l'est et dans certaines régions de l'ouest du pays. Heim (1952, 1958, 1977) et Pegler (1977) le signalent également dans plusieurs pays d'Afrique intertropicale tels le Congo, en Éthiopie, en Guinée, en Côte-d'Ivoire, en République centrafricaine et en Tanzanie.

Récoltes : les spécimens examinés ont tous été récoltés par des cultivatrices, dans les villages de Mbalmayo, Evodoula, Ndikinimeki et Obala, aux environs de Yaoundé, et achetés sur les marchés dits du « Mfoundi » et de « Mokolo », dans la capitale, le 10 septembre 1994, n° 24a, le 20 septembre 1998, n° 24b, le 26 août 1999, n° 24c, et le 16 septembre 2000, n° 24d.

Commentaire : — Après *T. titanicus*, qui est dit être la plus grande espèce de *Termitomyces* au monde avec un diamètre du chapeau atteignant 100 cm (Pearce 1987, Buyck 1994) chez les spécimens matures, *T. schimperi* et *T. letestui* figurent également parmi les plus grandes (diamètre du chapeau ≤ 35 cm à la maturité), des espèces les plus charnues et les plus consommées en Afrique tropicale. *Termitomyces schimperi* est parmi les rares taxons de *Termitomyces* manquant un perforatorium apparent, tandis que *T. letestui* présente un perforatorium apparent mammiforme à cylindracé. Ces deux espèces n'ont été signalées jusqu'ici qu'en Afrique tropicale. La figure 59 montre plus de détails sur les caractéristiques macromorphologiques des sporocarpes de *T. schimperi* qui ne sont disponibles que dans les études précédentes (Heim 1977, Mossebo et al., 2002).

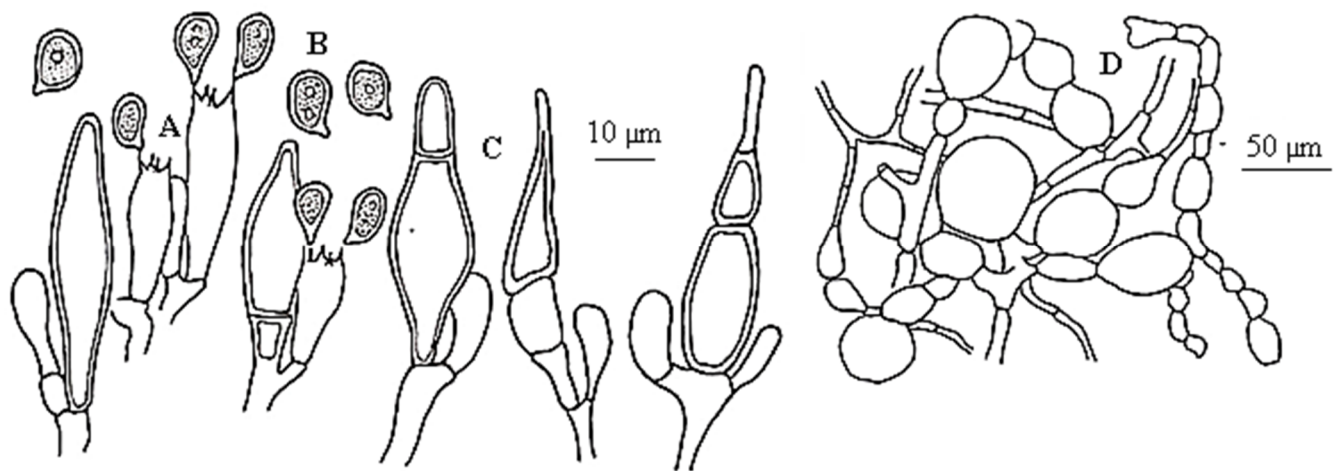


Fig. 56. *Termitomyces schimperi* (Pat.) R. Heim. (Herbier DM 24). A : basidiospores ; B : basides ; C : pleurocystides et cheilocystides; D : voile.

III.4.11. *Termitomyces striatus* f. *subumbonatus* Mossebo, f. nov. (Figs 57 et 58).

Bull. Soc. Myc. Fr. 118(3): 195–249 (2002).

Chapeau de 3-8 cm de diamètre à l'état adulte, convexe à plan-convexe, présentant à son milieu une sorte de calotte marron grisâtre à marron violacé formée de squamules très dense au niveau du disque et s'individualisant progressivement vers la périphérie, laquelle est de couleur grisâtre pâle à blanchâtre, souvent légèrement fendillé au bord ; perforatorium peu apparent formant une sorte d'ombon à peine visible. **Lamelles** blanchâtres, mesurant jusqu'à 0,4 cm de large, sublibres à libres, à arête régulière, mêlées de lamellules. **Pied** en continuité avec le chapeau, mesurant 8-10 × 1,3-1,5 cm de diamètre, blanchâtre, cylindrique dans sa partie supérieure et s'amincissant progressivement (quelquefois brusquement) vers la base pour former une pseudorhize de 15-30 cm de long ; plein en coupe longitudinale. **Chair** blanche, mesurant jusqu'à 0,5-0,6 cm d'épaisseur au niveau de la jonction avec le pied sur carpophore adulte. **Sporée** blanchâtre ochracée à rosâtre. **Odeur** peu caractéristique.



Fig. 57. *Termitomyces striatus* f. *subumbonatus* Mossebo, f. nov. (Herbier DM 208).

Basidiospores de (5) $5,5-5,85-6 \times 3,5-3,93-4 \mu\text{m}$, $1,37 \leq R \leq 1,57$, $X_R = 1,49$, ellipsoïdales, à paroi mince, hyaline, mais avec un contenu granuleux et généralement guttulé (avec une guttule), non amyloïdes. **Basides** de $16-23 \times 5-8 \mu\text{m}$, hyalines, à 2 et 4 stérigmates, les basides bisporiques étant clavées-cylindracées et apparaissant généralement plus longues que celles qui sont tétrasporiques, lesquelles sont plutôt clavées et peu plus courtes. **Pleurocystides** de $20-58 \times 11-25 \mu\text{m}$, polymorphes, clavées, quelquefois un peu lécythiformes, rarement subcylindracées ou encore largement fusiformes. **Cheilocystides** de $28-47,5 \times 11-21 \mu\text{m}$, clavées à piriformes, abondantes. **Trame de l'hyménium** subrégulière, constituée d'hyphes non bouclées de $5-8 \mu\text{m}$ de diamètre. **Sous-hyménium** pseudoparenchymateux, formé d'articles de $2-5 \mu\text{m}$ de diamètre. **Chair** formée d'hyphes entremêlées, mesurant $5-15 \mu\text{m}$ de diamètre. **Revêtement piléique** formé d'hyphes dressées de $5-8 \mu\text{m}$ de diamètre, plus ou moins entremêlées et gélifiées par endroits, à contenu granuleux et réfringent, généralement beaucoup plus densément regroupées dans la zone du chapeau où la concentration de squamules est la plus forte.

Habitat et mode de croissance : espèce terrestre poussant isolée, mais souvent aussi en très petits groupes, sur gazon et dans les plantations, surtout dans les zones à termitières souterraines, essentiellement dans la savane herbeuse et autour des centres urbains. Le spécimen décrit ici a été récolté pendant la grande saison des pluies (de septembre à novembre). Le termite associé n'est pas

encore déterminé, mais Heim (1977) rapporte que *Pseudacanthotermes militaris* est généralement celui associé à *T. striatus*.

Distribution : récolté seulement au Cameroun au lieu indiqué.

Récolte (holotype) : région du centre, Yaoundé, campus de l'université de Yaoundé I, le 16 octobre 1998, n° 208.

Observations et commentaires

La forme *subumbonatus* de *Termitomyces striatus* vient s'ajouter aux autres formes décrites par Heim (1977). Elle répond dans l'ensemble à la description de *T. striatus* faite par Heim (1952, 1958, 1977), puis par Pegler (1977) et Van Der Westhuizen & Eicker (1990). Elle diffère cependant nettement des autres formes décrites par le caractère peu apparent de son perforatorium, réduit à une sorte d'ombon à peine visible. Elle présente aussi un anneau ascendant plus ou moins persistant qui pourrait faire penser à la forme *annulatus*, mais cette dernière est pourvue d'un perforatorium plus ou moins proéminent et de forme variée, selon Heim (1952, 1958, 1977), Pegler (1977), Otieno (1964), Pearce (1987), Buyck (1994) et Van Der Westhuizen & Eicker (1990). Du point de vue microscopique, la forme *subumbonatus* se distingue des autres notamment par :

- La présence de basides à 2 et à 4 stérigmates, basides différant non seulement par le nombre de leurs stérigmates (seules celles à 4 stérigmates sont signalées sur toutes les autres formes), mais encore par leur forme ;
- des pleurocystides généralement beaucoup plus grandes $20-58 \times 11-25 \mu\text{m}$;
- des spores légèrement plus petites ;
- un revêtement piléique constitué d'hyphes dressées, gélifiées par endroits et mesurant $5-8 \mu\text{m}$ de diamètre ; il est plutôt formé d'hyphes couchées chez toutes les autres formes de *T. striatus*, d'après les auteurs cités plus haut.

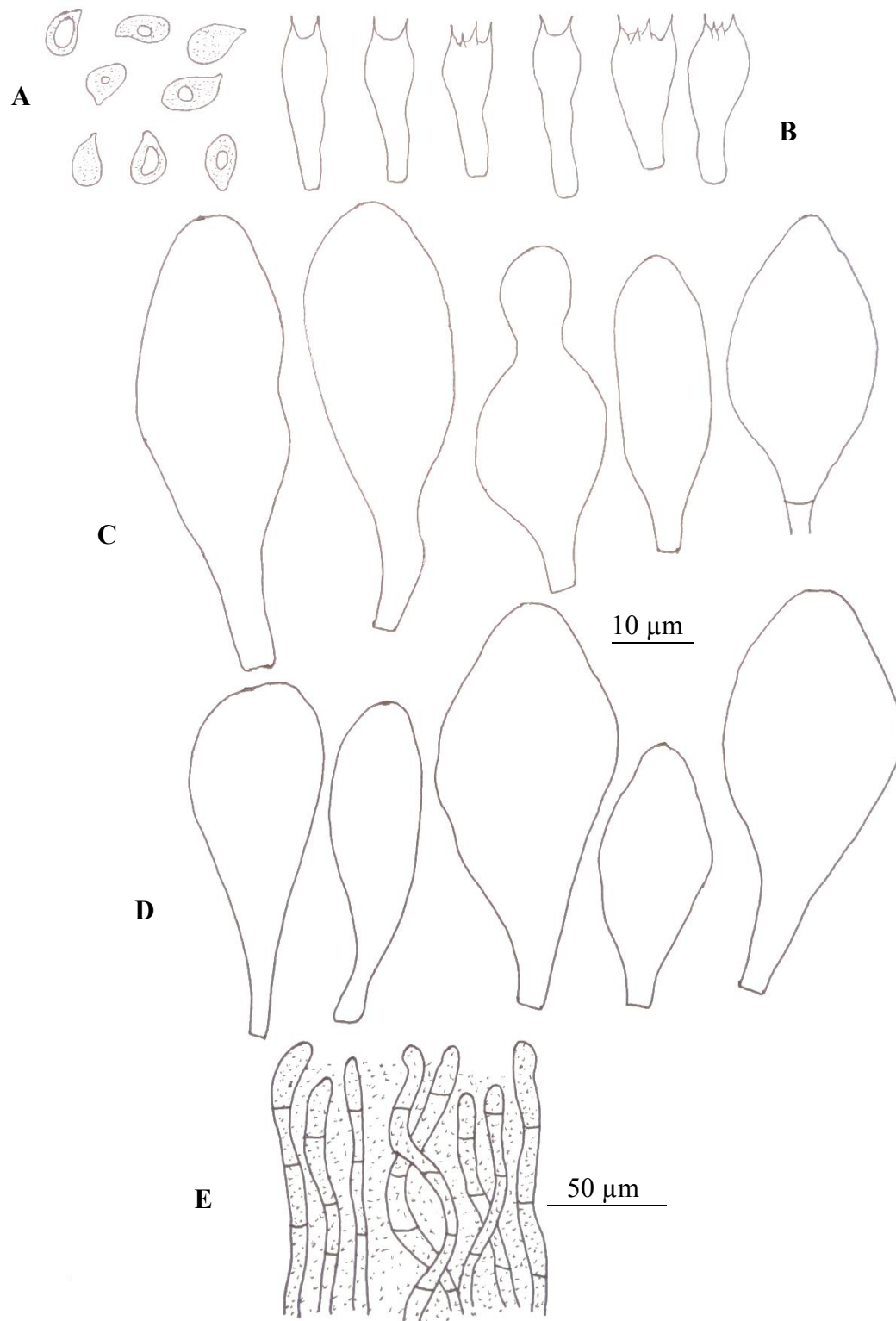


Fig. 58. *Termitomyces striatus* f. *subumbonatus* Mossebo, f. nov. (Herbier DM 208).
 A : basidiospores ; B : basides ; C : pleurocystides ; D : cheilocystides ; E : revêtement piléique.

III.5. DESCRIPTIONS MORPHOLOGIQUES DES AUTRES TAXONS PRÉSENTS (OU ABSENTS) DES PHYLOGRAMMES

Les photographies des autres taxons présents ou absents des phylogrammes (tableau XIV) sont présentées en annexes 6 et 7. Ces photos proviennent des travaux antérieurs faits par divers auteurs (cités sous les photos).

Tableau XIV. Liste des autres taxons présents ou absents des phylogrammes avec les continents de récolte correspondants.

Autres taxons présents sur les phylogrammes (cf. Annexe 6)		
N°	Nom du taxon	Continent de récolte
2	<i>Termitomyces bulborhizus</i> Wei, Yao, Wang & Pegler	Asie
3	<i>T. cartilagenus</i> (Berk.) R. Heim	Afrique
4	<i>T. clypeatus</i> R. Heim	Afrique et Asie
6	<i>T. entolomoides</i> R. Heim	Afrique et Asie
7	<i>T. eurrhizus</i> R. Heim	Afrique et Asie
8	<i>T. heimi</i> Natarajan	Asie
12	<i>T. sagittaeformis</i> (Kalchbr. & Cooke) D. A. Reid	Afrique
13	<i>T. singidensis</i> Saarim. & Härk	Afrique
14	<i>T. striatus</i> (Beeli) R. Heim	Afrique et Asie
15	<i>T. titanicus</i> Pegler & Pearce	Afrique
Autres taxons absents des phylogrammes (cf. Annexe 7)		
1	<i>Termitomyces albiceps</i> S. C. He	Asie
5	<i>T. cylindricus</i> S. C. He	Asie
9	<i>T. indicus</i> Natarajan	Asie
10	<i>T. radicans</i> Natarajan	Asie
11	<i>T. reticulatus</i> Van der Westhuizen & Eicker	Afrique

Commentaire : certains taxons présents ou non sur les phylogrammes sont présentés dans ce tableau XIV avec les continents d'origine (Afrique ou Asie).

III.6. DISTRIBUTION MONDIALE CONNUE DES ESPÈCES DE *TERMITOMYCES* BASÉE SUR CETTE ÉTUDE ET D'AUTRES PUBLICATIONS ANTÉRIEURES

Le tableau XV présente la distribution des espèces de *Termitomyces* basée sur cette étude et d'autres publications antérieures.

Tableau XV. Distribution mondiale connue des espèces des *Termitomyces*.

N°	Nom du taxon	Pays d'origine du taxon	Continent d'origine du taxon
1	<i>Termitomyces albiceps</i> S.C. He	Chine, Thaïlande	Asie
2	<i>T. aurantiacus</i> R. Heim	Cameroun, Tanzanie, Thaïlande	Afrique et Asie
3	<i>T. brunneopileatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman comb. nov.	Cameroun	Afrique
4	<i>T. bulborhizus</i> Wei, Yao, Wang & Pegler	Chine, Thaïlande	Asie
5	<i>T. cartilagenus</i> (Berk.) R. Heim	Afrique du Sud	Afrique
6	<i>T. clypeatus</i> R. Heim	Zambie, Chine, Malaisie, Thaïlande, Inde, Pakistan	Afrique et Asie
7	<i>T. cylindricus</i> S. C. He	Chine, Thaïlande	Asie
8	<i>T. entolomoides</i> R. Heim	Afrique, Thaïlande, Malaisie, Singapore	Afrique et Asie
9	<i>T. eurrhizus</i> (Berk.) R. Heim	Zambie, Burundi, Nigeria, Malaisie, Sri Lanka, Inde, Pakistan, Philippines	Afrique et Asie
10	<i>T. fuliginosus</i> Heim	Cameroun, Gabon, Thaïlande	Afrique et Asie
11	<i>T. globulus</i> R. Heim & Goos.-Font.	Cameroun, Thaïlande	Afrique et Asie
12	<i>T. griseiumbo</i> Mossebo	Cameroun	Afrique
13	<i>T. heimi</i> Mon	Asie	Asie
14	<i>T. heimi</i> Natarajan	Pakistan, Malaisie, Thaïlande, Inde	Asie
15	<i>T. indicus</i> Natarajan	Inde	Asie
16	<i>T. infundibuliformis</i> Mossebo	Cameroun	Afrique
17	<i>T. letestui</i> (Pat.) R. Heim	Cameroun, Zimbabwe, Tanzanie, China	Afrique et Asie
18	<i>T. mammiformis</i> R. Heim	Cameroun, Burundi, Thaïlande	Afrique et Asie
19	<i>T. mboudaeina</i> Mossebo	Cameroun	Afrique
20	<i>T. medius</i> Heim et Grassé	Cameroun, Sénégal, Nigeria, Thaïlande	Afrique et Asie
21	<i>T. medius</i> f. <i>ochraceus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman f. nov.	Cameroun	Afrique

22	<i>T. microcarpus</i> (Berk. et Br.) R. Heim	Cameroun, Afrique du Sud, Nigeria, Inde, Malaisie, Thaïlande, Sri Lanka	Afrique et Asie
23	<i>T. radicans</i> Natarajan	Inde, Thaïlande	Asie
24	<i>T. reticulatus</i> Van der Westhuizen & Eicker	Afrique du Sud	Afrique
25	<i>T. robustus</i> (Beeli) Heim	Burundi, Tanzanie, Thaïlande	Afrique et Asie
26	<i>T. sagittaeformis</i> (Kalchbr. & Cooke) D. A. Reid	Afrique du Sud	Afrique
27	<i>T. schimperi</i> (Pat.) R. Heim	Cameroun, Zimbabwe	Afrique
28	<i>Termitomyces singidensis</i> Saarim. & Härk.	Tanzanie	Afrique
29	<i>T. striatus</i> (Beeli) R. Heim	Malawi, Burundi, Congo, Malaisie, Inde, Pakistan	Afrique et Asie
30	<i>T. striatus</i> f. <i>bibasidiatus</i> Mossebo	Cameroun	Afrique
31	<i>T. striatus</i> f. <i>subclypeatus</i> D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman f. nov.	Cameroun	Afrique
32	<i>T. striatus</i> f. <i>subumbonatus</i> Mossebo	Cameroun	Afrique
33	<i>T. subumkowaan</i> Mossebo	Cameroun	Afrique
34	<i>T. titanicus</i> Pegler & Pearce	Burundi, Zambie	Afrique

Commentaire : La distribution connue des *Termitomyces* (Tableau XV) montre que certains taxons sont retrouvés exclusivement en Afrique (*T. brunneopileatus*, *T. griseiumbo*, *T. infundibiliformis*, *T. singidensis*, *T. schimperi*, *T. subumkowaan* et *T. titanicus*). Certains sont retrouvés exclusivement en Asie (*Termitomyces albiceps*, *T. bulborhizus*, *T. cylindricus*, *T. heimi*, *T. indicus* et *T. radicans*) et d'autres à la fois dans les deux continents (*T. aurantiacus*, *T. clypeatus*, *T. eurhizus*, *T. globulus*, *T. letestui*, *T. mammiformis*, *T. medius*, *T. microcarpus*, *T. robustus* et *T. striatus*).

III.7. CORRÉLATION DE CERTAINS PARAMÈTRES DE CROISSANCE POST-RÉCOLTE IN VITRO DES FRUCTIFICATIONS DE CERTAINS CHAMPIGNONS TERMITOPHILES RÉCOLTÉS IMMATURES ET INTÉRÊT MYCOLOGIQUE : CAS DE *TERMITOMYCES SCHIMPERI*

III.7.1. Corrélacion entre le temps et la croissance post-récolte du chapeau et son intérêt mycologique

Les images sur la Figure 59 et les données sur la croissance post-récolte présentées dans les tableaux XVI, XVII et XVIII, et ensuite calculées dans l'histogramme (Fig. 60) et les lignes de régression (Fig. 61) pour chacun des 3 réplicats, montrent des différences plus ou moins importantes dans leur évolution lors de la croissance post-récolte. Considérant les premiers spécimens N° 7 et 8, ceux-ci montrent (Figs. 59, 60 et 61) une croissance constante du diamètre du chapeau dans les premières 12 à 24 heures après le lancement de l'expérience, avec des principales phases comme la séparation (Figs. 59 (C1, C2) et



Photograph D.C. MOSSEBO

Fig. 59. Contrôle de la croissance en diamètre (A1–A4, B1–B4, C1–C4) in vitro du chapeau de *T. schimperi* récolté immature en trois réplicats [spécimens N°7 (C), 8(B) et 10(A)].

Figs. 59 (B2, B3) du voile (Figs. 59 (C1-B2)/flèche) du chapeau, suivit par l'augmentation de son diamètre, changeant de la forme subglobuleuse (Fig. 59C1) à la forme subhémisphérique (Fig. 59C4) pour le spécimen N° 7 et de la forme subglobuleuse (Fig. 59B2) à la forme convexe (Fig. 59B4) pour le spécimen N° 8. Il convient de mentionner que les formes convexe et subhémisphérique du chapeau ont permis d'obtenir la sporée (Fig. 21J) impossible à obtenir avec la

forme subglobuleuse initiale [Figs 59 (B2, C1)]. L'histogramme de la Figure 60 et les données sur la croissance différentielle du diamètre du chapeau, montrent que pour les spécimens N° 7 et 8 en particulier, la croissance du chapeau ralentit un peu entre la 24^{ème} et la 36^{ème} heure et s'arrête complètement généralement autour de la 36^{ème} heure après le lancement de l'expérience, considérant que les diamètres mesurés à la 48^{ème} heure [Figs. 59 (C4, B4)] et plus, n'ont pas évolués par rapport à ceux enregistrés à la 36^{ème} heure. D'autre part, considérant le spécimen N° 10, son modèle d'évolution diffère quelque peu de celui des spécimens N° 7 et 8 en ce sens que sa croissance post-récolte est relativement lente comme le montrent les Figures 59 (A1, A2, A3), Figure 60 et les données du tableau XIX de la 1^{ère} à la 24^{ème} heure de l'expérience et son chapeau [Figs. 59 (A3, A4)] se développe essentiellement entre la 24^{ème} et la 36^{ème} heure lorsqu'il devient convexe à plan-convexe, avec un hyménophore ouvert donnant un accès facile aux lamelles plus matures.

La conclusion préliminaire découlant des observations susmentionnées et des données collectées est que, lorsque la température environnante et l'humidité relative sont convenables, les chapeaux de sporocarpes immatures de *T. schimperi* peuvent continuer de croître en diamètre pour un temps maximum d'environ 36 heures lorsqu'ils sont placés dans un environnement convenable de température comprise entre 23°C et 24°C et d'humidité relative entre 88% et 92%. Les chiffres présentés dans le tableau XVI montrent que dans un tel environnement, pendant les 36 heures de croissance post-récolte, le diamètre du chapeau pourrait potentiellement augmenter de 3,23 à 10,08 cm avec une augmentation moyenne de 5,87 cm. Cette expérience utilisant *T. schimperi* comme un modèle, conduit entre autres au gain d'un chapeau plus mature (Fig. 21I), - pesant un peu plus que lorsqu'il était sur le substrat de récolte. Ceci représente en quelques sortes un gain en quantité de chair consommable, capable de produire la sporée (Fig. 21J) des lamelles plus matures (Fig. 21I). Cette sporée est absolument nécessaire pour des études ultérieures, y compris les croisements dans la reproduction sexuée et la culture du mycélium en culture artificielle chez certaines espèces. En outre, le développement du chapeau avec l'ouverture de son hyménophore lamellé suite à l'évolution morphologique (Figs. 21 (B, C) ≠ Figs 59 (A4, B4, C4) et Fig. 21I), donne accès aux lamelles. Celles-ci pourraient désormais être facilement prélevées pour des études ultérieures, y compris l'étude des caractéristiques microscopiques aussi bien que des études de phylogénie moléculaire. Ces lamelles matures sont habituellement les meilleures parties utilisées pour l'extraction de l'ADN chez les champignons à lames. Considérant les bénéfices scientifiques susmentionnés du protocole expérimental décrit et particulièrement convenable pour *T. schimperi*, l'expérience pourrait être facilement étendue à certains autres taxons de *Termitomyces* et à nombreuses autres espèces de champignons à lames bien connues des mycologues de terrain comme étant souvent retrouvées à l'état immature sur le terrain lors des excursions mycologiques, mais qui doivent néanmoins être récoltées dans cet état, car elles sont connues comme produits hautement périssables (comparés aux

carpophores de la plupart de Polyporales et de groupes similaires de la plupart des espèces annuelles à pérennes, connues comme étant généralement plus résistants et de longue vie). Leur rapide à très rapide croissance est telle que leur récolte ne pourrait généralement pas être reportée pour plus tard.

III.7.1.1. Gamme de croissance potentielle in vitro du diamètre du chapeau de trois sporocarpes (spécimens N°7, N° 8 et N° 10 comme trois répliqués) de *T. schimperi* récoltés immatures, basée sur l'équation de corrélation et le temps maximum indicatif (36 h) de croissance post-récolte

La croissance moyenne potentielle du diamètre du chapeau des 3 spécimens (répliqués) de *T. schimperi* après 36 heures de croissance post-récolte est donnée dans le tableau XVI.

Tableau XVI. Gamme de croissance potentielle du diamètre du chapeau des 3 sporocarpes (spécimens N°7, N° 8 et N° 10 comme trois répliqués) de *T. schimperi* récoltés immatures, basé sur l'équation de corrélation et le temps maximum indicatif (36 h) de croissance post-récolte.

Numéro de répliqués	Équation de Corrélation entre le temps (X en heure) et le diamètre du chapeau en croissance post-récolte (Y en cm) des 3 sporocarpes (N°7, 8 et 10) utilisés comme 3 répliqués	Croissance potentielle (Y) du diamètre du chapeau en 36 heures	Croissance moyenne du diamètre du chapeau des 3 répliqués: (a + b + c) : 3
(Sporocarpe N° 7)	$Y_7 = 0,7 + 0,1x$	4,3 cm (a)	5,87 cm
(Sporocarpe N° 8)	$Y_8 = 1,98 + 0,225x$	10,08 cm (b)	
(Sporocarpe N° 10)	$Y_{10} = -0,94 + 0,116x$	3,23 cm (c)	

Commentaire : ce tableau XX montre que la croissance potentielle du diamètre du chapeau a été plus rapide chez le spécimen N°8, moyenne chez le N°7 et faible chez le N° 10.

III.7.1.2. Données statistiques et équation de corrélation entre la croissance post-récolte du diamètre du chapeau de *Termitomyces schimperi* (sporocarpe N° 7 = répliqué N° 1) et le temps.

Les données statistiques de la croissance post-récolte du diamètre du chapeau du sporocarpe N° 7 en fonction du temps, sont présentées dans le tableau XVII.

Tableau XVII. Données statistiques entre la croissance post-récolte du diamètre du chapeau de *Termitomyces schimperi* (sporocarpe N° 7 = répliqué N° 1) et le temps.

X (temps de croissance post-récolte en heures)	Y (croissance du diamètre du chapeau en cm)	X ²	Y ²	X.Y
6	0,7	36	0,49	4,2
12	2,2	144	4,84	26,4
18	2,7	324	7,29	48,6
24	3,7	576	13,69	88,8
36	3,8	1296	14,44	136,8

$$n=5$$

$$\begin{aligned} \Sigma X &= 96 & \Sigma X^2 &= 2376 & (\Sigma X)^2 &= 9216 \\ \Sigma Y &= 13,1 & \Sigma Y^2 &= 40,75 & (\Sigma Y)^2 &= 171,61 \\ & & \Sigma XY &= 304,8 & & \end{aligned}$$

Les équations de corrélation entre la croissance post-récolte du diamètre du chapeau de *Termitomyces schimperi* (sporocarpe N° 7 = réplikat N° 1) et le temps, sont calculées comme suit :

III.7.1.2.1. Moyenne des X et Y du Tableau XXI

Les moyennes des X et des Y du tableau XXI sont calculées comme suit :

$$\bar{X} = \frac{\Sigma X}{n} = \frac{96}{5} = 19,2 \quad \text{et} \quad \bar{Y} = \frac{\Sigma Y}{n} = \frac{13,1}{5} = 2,62$$

III.7.1.2.2. Coefficients a et b de la ligne de régression (Y = a+bx) pour la croissance post-récolte du diamètre du chapeau

Les coefficients a et b de la ligne de régression (Y = a+bx) pour la croissance post-récolte du diamètre du chapeau sont calculés comme suit :

$$b = \frac{\Sigma X.Y - \frac{\Sigma X \cdot \Sigma Y}{n}}{\Sigma X^2 - \frac{(\Sigma X)^2}{n}} = \frac{304,8 - \frac{96 \times 13,1}{5}}{2376 - \frac{9216}{5}} = 0,1$$

$$a = \bar{Y} - b\bar{X} = 2,62 - 0,1 \times 19,2 = 0,7$$

$$Y_7 = 0,7 + 0,1X$$

III.7.1.2.3. Coefficient de corrélation (r)

Le coefficient de corrélation (r) est calculé comme suit :

$$r = \frac{\Sigma X.Y - \frac{\Sigma X \cdot \Sigma Y}{n}}{\sqrt{\left(\Sigma X^2 - \frac{(\Sigma X)^2}{n}\right) \times \left(\Sigma Y^2 - \frac{(\Sigma Y)^2}{n}\right)}}$$

$$r = \frac{304,8 - \frac{96 \times 13,1}{5}}{\sqrt{\left(2376 - \frac{9216}{5}\right) \times \left(40,75 - \frac{171,61}{5}\right)}}$$

$$r=0,91$$

III.7.1.3. Données statistiques et équation de corrélation entre la croissance post-récolte du diamètre du chapeau de *Termitomyces schimperi* (sporocarpe N° 8 = réplikat N° 2) et le temps

Les données statistiques de la croissance post-récolte du diamètre du chapeau du sporocarpe N° 8 en fonction du temps, sont présentées dans le tableau XVIII.

Tableau XVIII. Données statistiques entre la croissance post-récolte du diamètre du chapeau de *Termitomyces schimperi* (sporocarpe N° 8 = réplikat N° 2) et le temps.

X (temps de la croissance post-récolte en heures)	Y (croissance du diamètre du chapeau en cm)	X ²	Y ²	X.Y
6	2,3	36	5,29	13,8
12	5,3	144	28,09	63,6
18	6,3	324	39,69	113,4
24	8,3	576	68,89	199,2
36	9,3	1296	86,49	334,8

$$n=5$$

$$\sum X = 96 \quad \sum X^2 = 2376 \quad (\sum X)^2 = 9216$$

$$\sum Y = 31,5 \quad \sum Y^2 = 228,45 \quad (\sum Y)^2 = 992,25$$

$$\sum XY = 724,8$$

L'équation de corrélation entre la croissance post-récolte du diamètre du chapeau de *Termitomyces schimperi* (sporocarpe N° 8 = réplikat N° 2) et le temps est calculée comme suit :

III.7.1.3.1. Moyenne des X et Y du Tableau XXII

Les moyennes des X et des Y du tableau XXII sont calculées comme suit :

$$\bar{X} = \frac{\sum X}{n} = \frac{96}{5} = 19,2 \quad \text{et} \quad \bar{Y} = \frac{\sum Y}{n} = \frac{31,5}{5} = 6,3$$

III.7.1.3.2. Coefficients a and b de la ligne de régression (Y=a+bx) pour la croissance post-récolte du diamètre du chapeau

Les coefficients a et b de la ligne de régression (Y = a+bx) pour la croissance post-récolte du diamètre du chapeau sont calculés comme suit :

$$b = \frac{\sum X.Y - \frac{\sum X \cdot \sum Y}{n}}{\sum X^2 - \frac{(\sum X)^2}{n}} = \frac{724,8 - \frac{96 \times 31,5}{5}}{2376 - \frac{9216}{5}} = 0,225$$

$$a = \bar{Y} - b\bar{X} = 6,3 - 0,225 \times 19,2 = 1,98$$

$$Y_8 = 1,98 + 0,225X$$

III.7.1.3.3. Coefficient de corrélation (r)

Le coefficient de corrélation (r) est calculé comme suit :

$$r = \frac{\sum X.Y - \frac{\sum X \cdot \sum Y}{n}}{\sqrt{\left(\sum X^2 - \frac{(\sum X)^2}{n}\right) \times \left(\sum Y^2 - \frac{(\sum Y)^2}{n}\right)}}$$

$$r = \frac{724,8 - \frac{96 \times 13,1}{5}}{\sqrt{\left(2376 - \frac{9216}{5}\right) \times \left(228,45 - \frac{992,25}{5}\right)}}$$

$$r=0,949$$

III.7.1.4. Données statistiques et équation de corrélation entre la croissance post-récolte du diamètre du chapeau de *Termitomyces schimperi* (sporocarpe N° 10 = réplicat N° 3) et le temps.

Les données statistiques de la croissance post-récolte du diamètre du chapeau du sporocarpe N° 8 en fonction du temps, sont présentées dans le tableau XIX.

Tableau XIX. Données statistiques entre la croissance post-récolte du diamètre du chapeau de *Termitomyces schimperi* (sporocarpe N° 10 = réplicat N° 3) et le temps.

X (temps de croissance post-récolte en heures)	Y (croissance du diamètre du chapeau en cm)	X ²	Y ²	X.Y
6	0,1	36	0,01	0,6
12	0,4	144	0,16	4,8
18	0,9	324	0,81	16,2
25	1,4	576	1,96	33,6
36	3,6	1296	12,96	129,6

$$n=5$$

$$\sum X = 96 \quad \sum X^2 = 2376 \quad (\sum X)^2 = 9216$$

$$\sum Y = 6,4 \quad \sum Y^2 = 15,9 \quad (\sum Y)^2 = 40,96$$

$$\sum XY = 184,8$$

Les équations de corrélation entre la croissance post-récolte du diamètre du chapeau de *Termitomyces schimperi* (sporocarpe N° 8 = réplicat N° 2) et le temps, sont calculées comme suit :

III.7.1.4.1. Moyenne de X et Y du Tableau XXIII

Le moyenne de X et Y du Tableau XXIII est calculée comme suit :

$$\bar{X} = \frac{\sum X}{n} = \frac{96}{5} = 19,2 \quad \text{et} \quad \bar{Y} = \frac{\sum Y}{n} = \frac{6,4}{5} = 1,28$$

III.7.1.4.2. Coefficients a et b de la ligne de régression (Y = a + bx) pour la croissance post-récolte du diamètre du chapeau

Les coefficients a et b de la ligne de régression (Y = a + bx) pour la croissance post-récolte du diamètre du chapeau, sont calculés comme suit :

$$b = \frac{\sum X.Y - \frac{\sum X.\sum Y}{n}}{\sum X^2 - \frac{(\sum X)^2}{n}} = \frac{184,8 - \frac{96 \times 6,4}{5}}{2376 - \frac{9216}{5}} = 0,116$$

$$a = \bar{Y} - b\bar{X} = 1,28 - 0,116 \times 19,2 = -0,94$$

$$Y_{10} = -0,94 + 0,116X$$

III.7.1.4.3. Coefficient de corrélation (r)

Le coefficient de corrélation (r) est calculé comme suit :

$$r = \frac{\sum X.Y - \frac{\sum X.\sum Y}{n}}{\sqrt{\left(\sum X^2 - \frac{(\sum X)^2}{n}\right) \times \left(\sum Y^2 - \frac{(\sum Y)^2}{n}\right)}}$$

$$r = \frac{184,8 - 122,88}{\sqrt{(532,8) \times (7,71)}} \quad r = 0,96$$

III.7.1.5. Histogrammes et corrélation avec lignes de régression

Les histogrammes et corrélation avec lignes de régression obtenus à partir des chiffres obtenus sont les suivants :

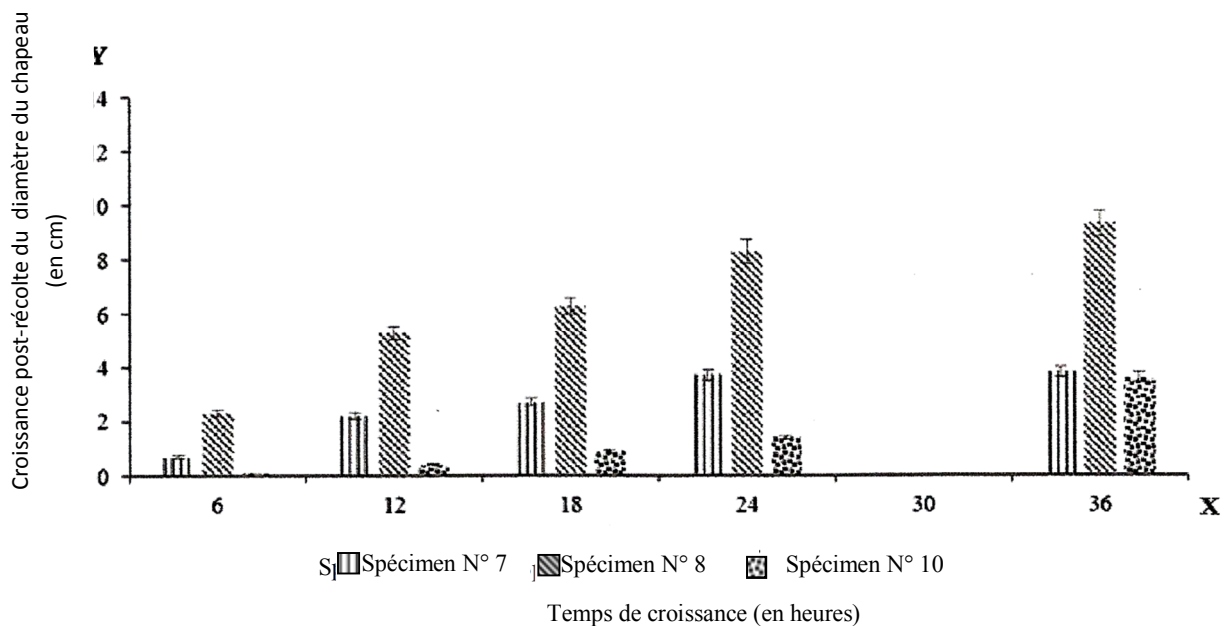


Fig. 60. Histogrammes comparant le diamètre du chapeau des trois spécimens immatures (N° 7, 8 & 10) de *T. schimperi* en croissance post-récolte.

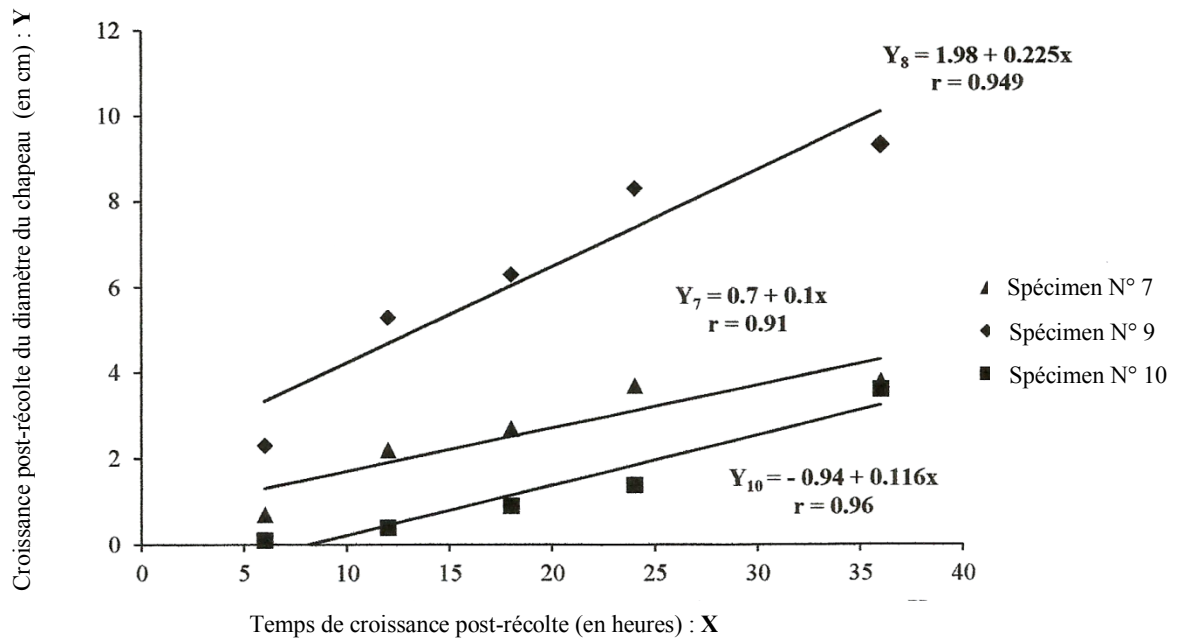


Fig. 61. Corrélation entre la croissance du diamètre du chapeau en cm et le temps de croissance en heures.

CHAPITRE IV: DISCUSSION

IV.1. PHYLOGÉNIE MOLÉCULAIRE ET ÉTUDES TAXONOMIQUES

Cette étude phylogénique inclut les séquences du plus grand nombre de taxons (28) de *Termitomyces* récoltés en Afrique et en Asie jusqu'à présent. Elle a conduit à la ré-identification de 12 taxons qui étaient auparavant décrits uniquement sur la base de leurs caractéristiques macro- et micromorphologiques (Tableau XII). Les facteurs environnementaux de croissance comprenant entre autres le climat, la composition et la structure des meules (unique substrat des *Termitomyces*), l'atmosphère dans les nids de termites, la structure et la texture du sol, aussi bien que la probable influence des facteurs génétiques plutôt que les gènes séquencés dans cette étude, pourraient tous être pris en compte en ce qui concerne les différences macro- et micromorphologiques plus ou moins saillantes (Tableau XI) qui ont conduit à la description des deux nouvelles formes chez certains taxons à savoir : *T. striatus* f. *subclypeatus* f. nov. et *T. medius* f. *ochraceus* f. nov., aussi bien que la nouvelle combinaison *T. brunneopileatus* comb. nov. Toutes ces nouvelles formes sont décrites en plus de celles décrites auparavant par Heim (1958, 1977), Mossebo et al. (2002) et plusieurs autres auteurs comme expliqué dans les commentaires précédents. Certaines des différences morphologiques saillantes mentionnées ci-dessus sont :

Au niveau macroscopique :

- la présence ou l'absence d'un perforatorium et sa morphologie comme chez les paires *T. medius* (Fig. 38A, flèche) et *T. medius* f. *ochraceus* f. nov. (Fig. 38B, flèche) ;
- les remarquables différences de morphologie, de couleur et de taille du chapeau au stade mature de croissance comme chez les paires *T. medius* (Fig. 38A) et *T. medius* f. *ochraceus* f. nov. (Fig. 38B/C, flèche) ;
- la morphologie du stipe chez différentes souches de *T. striatus* : constamment subcylindrique du sommet à la base chez *T. striatus* f. *bibasidiatus* (Fig. 33A), plutôt tordu (Fig. 33B, flèche) ou irrégulier avec ou non un épaississement à la base chez d'autres souches (Figs. 33C/D) de *T. striatus* f. *subclypeatus* f. nov.

Au niveau microscopique :

La présence de deux types de basides (à paroi mince- et épaisse) chez *T. striatus* f. *bibasidiatus* (Figs. 34B/C) et seulement des basides à paroi mince chez *T. striatus*, *T. medius* et autres formes décrites dans les deux taxons.

Depuis Frøslev et al. (2003), très peu d'études de phylogénie moléculaire ont jusqu'ici été faites sur le genre *Termitomyces*, cette étude comme celle de Frøslev et al. (2003), a combiner les séquences nLSU- et mtSSU de l'ADNr, mais avec un plus grand nombre de taxons d'Afrique et

d'Asie. Certaines études ont utilisé le code-barre ITS, mais toutes comprenaient soit un nombre très limité d'espèces, ou diverses souches non identifiées de *Termitomyces*. Il s'agit par exemple des travaux de Rouland-Lefevre et al. (2002), Taprab et al. (2002), Sawhasan et al. (2011). Rouland-Lefèvre et al. (2002) ont exploré l'histoire évolutive de la symbiose entre les termites champignonistes et les *Termitomyces* et ont travaillé sur 15 souches de *Termitomyces*, parmi lesquelles 11 étaient non identifiées. Les auteurs ont conclu qu'il n'y a aucune spécificité clairement établie entre les espèces de termites et leurs symbiotes champignons. Taprab et al. (2002), qui ont inclus divers autres genres de Basidiomycètes et d'Ascomycètes et seulement 14 souches de *Termitomyces* (parmi lesquelles seulement 4 identifiées au niveau spécifique) dans leur étude phylogénique, sont parvenus à la même conclusion, précisant que «Les symbiotes sont censés être généralistes plutôt que spécialistes en ce qui concerne la relation avec les hôtes». Rouland-Lefèvre et al. (2002) ont également conclu que les *Termitomyces* africains sont d'origine monophylétique. Sawhasan et al. (2011) qui ont étudié les séquences ITS de 28 souches de *Termitomyces* de Thaïlande représentant 9 espèces, sont également parvenus à la conclusion que les espèces de *Termitomyces* Africains et Asiatiques sont monophylétiques et ont évolué à partir d'un même ancêtre. Les premiers enregistrements de *T. fuliginosus* et *T. robustus* de Thaïlande faites par ces auteurs (Sawhasan et al., 2011) confirment que ces espèces, initialement connues uniquement en Afrique tropicale, poussent également dans certaines parties de l'Asie.

La distribution révisée des *Termitomyces* (Tableau XV) corrobore la conclusion d'Aanen et al. (2002), qui ont suggéré que la symbiose *Termitomyces* a une seule origine Africaine, et qu'au moins cinq migrations se sont produites jusqu'ici entre l'Afrique et l'Asie. Nos connaissances sur la distribution des espèces de ce genre sont cependant seulement provisoires et pourraient encore évoluer avec les taxons supplémentaires et l'échantillonnage des gènes. *T. letestui* a été, par exemple, auparavant enregistré seulement en Afrique, mais nos résultats suggèrent qu'il est également présent en Asie.

Ces présents travaux contribuent de part les changements taxonomiques et les nouveaux taxons créés, en l'enrichissement de la diversité des *Termitomyces* dans le monde, estimée à une trentaine d'espèces mentionnées dans la dixième édition du dictionnaire des champignons de Kirk et al. (2008). Mais il existerait plus d'espèces de *Termitomyces*, considérant que plusieurs souches des travaux antérieurs de divers auteurs tels Taprab et al. (2002), Rouland LeFevre et al. (2002), étaient indéterminées et pourraient potentiellement être de nouveaux taxons. En outre, une espèce de termite est capable de cultiver plus d'une espèce de ce champignon (Makonde et al., 2013). En Afrique par exemple, le nombre d'espèces de termites champignonistes est d'environ 165 appartenant à 11 genres (Kambhampati and Eggleton, 2000), ce nombre est sous-estimé si l'on

considère que de nouvelles espèces continuent d'être découvertes (Makonde et *al.*, 2013). Les travaux d'Osiemo et *al.*, (2010) précisent que la diversité des *Termitomyces* est définie par le genre de termite associé dans un écosystème. La trentaine d'espèces seulement, mentionnées par (Kirk et *al.*, 2008), témoigne de l'insuffisance des informations sur le nombre d'espèces en comparaison avec le nombre de termites hôtes. En plus, si une espèce de termite est capable de cultiver plus d'une espèce de *Termitomyces*, alors beaucoup de taxons sont encore à se dévoiler dans la zone écologique (Principalement en Afrique tropicale et en Asie du Sud-Est) de ce genre.

L'absence des taxons de Madagascar et du Pacifique Sud dans ces présents travaux est due au manque de données sur les travaux concernant les *Termitomyces* dans ces parties du monde. Ces travaux seraient moindres et surtout en ce qui concerne les souches du Pacifique Sud, publiés dans des journaux difficilement accessibles voir inaccessibles. Nobre et *al.*, (2010) ont travaillé sur la colonisation de Madagascar par les termites champignonistes *Microtermes* sans toutefois évoquer la taxonomie des *Termitomyces* concernés, qui seraient des formes asexuées (sans carpophore). Bouriquet (1942) dans son livre intitulé « *Principaux champignons de Madagascar* » revu par Pierre Baudin, ne mentionne non plus la taxonomie des *Termitomyces*. Laurent P. signale sur son site SMHV (*Société Mycologique de Hautes-Vogues*) et *Station d'Étude Mycologique* réservé aux champignons de Madagascar, avoir cherché les carpophores de *Termitomyces* en vain en 2009 sur toute l'île sans en trouver.

Les autres taxons présents ou absents des phylogrammes sont présentés respectivement en annexes 6 et 7. Les photographies illustratives de ces taxons proviennent de divers travaux de taxonomie réalisés en Afrique (Pegler & Pearce, 1980 ; Van der Westhuizen and Eicker, 1990 ; Pegler and Vanhaecke, 1994 ; Eyi Ndong et *al.*, 2010 ; Daniels et *al.*, 2015) et Asie (Saarimäki et *al.*, 1994; Thaug, 2007; Wei and *al.*, 2009 ; Sawhasan et *al.*, 2011 ; Karum, 2013). Ceci a été fait dans le but de faire de ce document une référence en matière des *Termitomyces*, la dernière monographie des *Termitomyces* datant de 1977 (il y a 41 ans) par Roger Heim. Ces travaux représentent ainsi actuellement le premier regroupement de la grande majorité des espèces connues au monde.

IV.2. RÉVISION MORPHOLOGIQUE DES SOUCHES DE *TERMITOMYCES*

Les descriptions morphologiques faites auparavant par Heim (1942, 1952, 1958, 1977), Mossebo (2002) et Eyi Ndong et *al.* (2009) sur les taxons dont des souches sont conservées à l'Herbier du Laboratoire de Cryptogamie de l'Université de Yaoundé 1, ont été enrichies de détails micromorphologiques générés de ces présents travaux. Les caractéristiques macromorphologiques observées chez différentes souches corroborent les descriptions faites par ces auteurs. Les

différences micromorphologiques s'observent beaucoup plus au niveau des formes et des dimensions qui varient d'ailleurs très peu. Ces différences observées seraient dues aux facteurs environnementaux de croissance dont l'influence se manifeste de différentes manières chez chacune des souches. Les *Termitomyces* comme les autres champignons à lames, ont un cycle de vie assez réduit (quelques jours). Plusieurs générations se succèdent en peu de temps. Et donc, la possible influence des changements climatiques pourrait ainsi également être prise en compte pour expliquer ces légères différences de caractéristiques entre les souches décrites auparavant par les auteurs suscités et celles de l'herbier du Laboratoire de Cryptogamie de l'université de Yaoundé 1 sur lesquelles nous avons travaillées.

IV.3. CROISSANCE POST-RÉCOLTE IN VITRO DES FRUCTIFICATIONS DE *TERMITOMYCES SCHIMPERI* RÉCOLTES IMMATURES ET INTÉRÊT MYCOLOGIQUE

La croissance post-récolte et les conditions de stockage des champignons cultivés ont déjà été étudiées essentiellement chez certaines espèces de champignons à lames à savoir *Agaricus bisporus*, *Lentinus edodes* (shiitake) et *Pleurotus* spp. (Ares et al., 2007). De telles études n'ont jamais encore été faites dans le genre *Termitomyces*, qui sont toutes des espèces symbiotiques dont les sporocarpes ne sont jusqu'à lors pas artificiellement produits. Selon Wichers et al. (2005), les champignons récoltés continuent de grandir dans le cadre du processus de vieillissement et leur morphogénèse post-récolte qui comprend l'ouverture du chapeau et l'élongation du stipe qui surviennent simultanément.

Considérant *Agaricus bisporus* en particulier qui est l'espèce la plus cultivée à travers le monde et figurant également parmi les espèces les plus étudiées en croissance post-récolte, Hammond (1979) affirme que cette espèce continue de se développer après récolte comme lorsqu'elle était encore sur le substrat de culture (compost). Sur la séquence des événements dans la croissance post-récolte d'*Agaricus bisporus*, Braaksma et al. (1998) affirment que « le stipe croît longitudinalement, le chapeau continue de s'élargir, la formation des lames se produit et les spores sont produites ». Des développements similaires ou différents ont également été observés chez quelques autres espèces de champignons à lames étudiées par divers auteurs tels Ares et al. (2007), Henze (1989) et Moore (1984). Les résultats de nos études chez *T. schimperi* corroborent en général les observations susmentionnées de divers auteurs, la principale différence étant qu'il n'y a pas d'élongation du stipe en croissance post-récolte chez ce champignon.

L'étude menée dans ces présents travaux sur la corrélation de quelques paramètres de croissance post-récolte *in vitro* de *T. schimperi* est la première de la sorte dans ce genre. *T. schimperi* a été choisi comme un modèle pour cette étude pour plusieurs raisons, comprenant le fait qu'elle est avec *T. titanicus* et *T. letestui* parmi les espèces les plus grandes et les plus charnues

du genre, et sont donc hautement préférées par les collecteurs et les consommateurs. Considérant qu'elles ne sont jusqu'alors pas artificiellement cultivées comme toutes les autres espèces du genre, les scientifiques ne comptent encore que sur la chance de les récolter sur le terrain pour divers types d'études et ils les retrouvent quelquefois matures ou encore immatures (Mossebo et al., 2002, 2017), ou même juste au stade de primordium (Aanen et al., 2002 ; Frøslev et al., 2003). Une autre raison du choix de *T. schimperi* comme modèle est que, comme *Agaricus bisporus* (Ares et al., 2007, Hammond, 1979 ; Braaksma et al., 1998), l'évolution de la morphologie de son chapeau à différentes étapes de la croissance est convenable à la question de recherche étudiée ici. Cependant, l'une des principales différences notées avec la croissance post-récolte d'*Agaricus bisporus* au cours de laquelle le stipe continue de grandir d'après Hammond (1979) et Braaksma et al. (1998), est que la taille du stipe de *T. schimperi* demeure constante et n'intervient pas dans la croissance post-récolte. En effet, chez *T. schimperi*, seul le chapeau s'élargit et change de morphologie.

Un de nos résultats clés est le temps maximal de croissance post-récolte de cette espèce qui a été établi à environ 36 heures. Ceci n'est cependant qu'un chiffre indicatif qui pourrait encore varier un tout petit peu dépendant du stade du sporocarpe utilisé qui est en relation étroite avec plusieurs autres paramètres, y compris son stade de fraîcheur qui dépend de l'eau et autres réserves de substances au début de l'expérience de la croissance post-récolte. À propos d'*Agaricus bisporus*, Burton (1988) affirme que « les enzymes protéolytiques libèrent des aminoacides des protéines qui procurent au champignon les nutriments nécessaires et de l'énergie pour leurs changements morphologiques, notamment la sporulation ». Ce processus pourrait être similaire chez *T. schimperi* considérant que selon Kansci et al. (2003) qui ont étudié six espèces différentes de *Termitomyces*, *T. schimperi* montre : 83,75 % d'eau, une teneur en protéines de 2,35 g par 100 g de matière fraîche et 14,48 g par 100 g de matière sèches, la plus grande quantité d'hydrates de carbone (57,42 g par 100 g de matière sèche) et le second plus grand pourvoyeur d'énergie (210,6 kJ par 100 g de matière fraîche).

Concernant les changements morphologiques, la grande quantité d'hydrates de carbone et d'énergie pourraient également compter pour l'ouverture relativement rapide de l'hyménophore du chapeau chez *T. schimperi*, chez qui elle s'est déroulée 24 à 36 heures (Fig. 21) après le lancement de l'expérience de croissance post-récolte, tandis que selon Wichers et al. (2005), un minimum de trois jours (72 heures) est nécessaire pour l'ouverture du chapeau des souches à croissance rapide d'*Agaricus bisporus*. Les paramètres susmentionnés comptent sûrement pour les trois différentes équations de corrélation ($Y_7 = 0,7 + 0,1x$; $Y_8 = 1,98 + 0,225x$; $Y_{10} = -0,94 + 0,116x$) obtenues pour les trois réplicats (sporocarpes) de *T. schimperi* avec d'assez différents scénarios (Fig. 61) de croissance post récolte, donnant place à une large gamme de variation d'une croissance additionnelle (3,23 cm à 10,08 cm) de diamètre du chapeau. Les équations de corrélation entre le

temps et la croissance du carpophore ont plus tôt (Kengni, 2015 ; Kengni et *al.*, 2015), été calculées chez *Ganoderma resinaceum*, mais le but était plutôt de déterminer le temps optimal de production des spores et de récolte sur le terrain.

**CHAPITRE V: CONCLUSION,
RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES**

V.1. CONCLUSION

Ce travail sur les *Termitomyces* est le second à combiner les séquences nLSU et mtSSU de l'ADNr, mais avec un plus grand nombre de souches (74 souches représentant 28 taxons) d'Afrique et d'Asie. L'analyse phylogénique réalisée dans le but de contribuer à la révision taxonomique de divers taxons de *Termitomyces* mal identifiés sur la base des caractéristiques morphologiques, pour améliorer les connaissances sur la diversité des espèces, a montré que la reclassification était requise pour 12 souches originellement mal identifiées sous divers noms. Les changements ont conduit à l'usage de 8 noms valides pour ces 12 souches, comprenant deux nouvelles formes : *T. striatus* f. *subclypeatus* D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman f. nov [HUY1-DM 151=151C et K(M) 143 968 (=HUY1-DM 370B) originellement identifiées comme *T. subclypeatus* f. *tetrasporus* Mossebo et *T. subclypeatus* Mossebo] et *T. medius* f. *ochraceus* D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman f. nov [HUY1-DM 602B originellement identifiée comme *Termitomyces* sp.] et une nouvelle combinaison : *Termitomyces brunneopileatus* D.C. Mossebo & E.P.F. Essouman comb. nov. [(K(M) 144 300 (=HUY1-DM 392) combiné à K(M) 144 301 (=HUY1-DM 394) originellement respectivement identifiées comme *T. striatus* f. *brunneus* Mossebo et *T. striatus* f. *pileatus* Mossebo]. Ces changements ont été faits selon la position des souches sur divers clades et sous-clades des phylogrammes. L'analyse phylogénique combinée aux caractéristiques morphologiques révèle que des souches différentes du même taxon montrent quelquefois de grandes variations de caractéristiques macro- et micromorphologiques, très probablement liées aux facteurs génétiques plutôt qu'avec les gènes séquencés ici et aux facteurs environnementaux de croissance comprenant entre autres le climat, la composition et la structure des meules, justifiant ainsi les nouvelles formes créées au sein de ces taxons. Deux autres taxons ont été taxonomiquement révisés à savoir: *T. letestui* [K(M) 144 286 (=HUY1-DM 213E) et HUY1-DM 666A originellement identifiée comme *T. striatus* f. *annulatus* (Beeli) R. Heim] et *T. medius* [HUY1-DM 372G originellement identifiée comme *T. striatus* f. *grisumboides* Mossebo]. L'analyse phylogénique confirme *T. subumkowaan* comme une nouvelle espèce qui était originellement décrite sur la base des caractéristiques morphologiques et *T. striatus* f. *bibasidiatus* comme nouvelle forme de *T. striatus*. Par ailleurs, le premier enregistrement de *T. letestui* du continent Asiatique et plus précisément de Chine à partir d'un spécimen mal identifié comme *T. globulus* est ici fait, alors que cette espèce était connue uniquement en Afrique tropicale. Pareillement, *T. robustus* est signalé pour la première fois au Cameroun. Une distribution révisée des taxons de *Termitomyces* en Afrique et en Asie est faite, suite à la position des diverses souches sur l'arbre combiné nLSU-mtSSU avec référence à leur pays d'origine. La présence de quelques taxons sur les deux continents, est la preuve comme mentionné

par divers auteurs, que les espèces de *Termitomyces* Africains et Asiatiques sont monophylétiques et ont évolué à partir d'un ancêtre commun.

Les changements observés dans ce travail suite aux analyses phylogéniques, répondent aux questions de recherche initialement posées. Ces changements sont la preuve que la taxonomie conventionnelle (basée sur la morphologie) utilisées dans la plupart des travaux publiés sur la taxonomie des *Termitomyces* depuis la création de ce genre n'ont pas permis une identification juste et parfaite de certaines espèces étudiées. Par conséquent, elle doit être appuyée par la phylogénie moléculaire pour une identification fiable et suffisante des taxons de *Termitomyces* et d'autres champignons dont les caractères phénotypiques sont parfois influencés par les facteurs environnementaux qui masquent les limites entre les taxons. L'hypothèse selon laquelle la phylogénie moléculaire faite sur la grande majorité des espèces connues de *Termitomyces* au monde et combinant les gènes nLSU et mtSSU de l'ADNr permettrait de corriger les erreurs et insuffisances d'identification faites dans ce genre, émise au tout début de cette étude est donc vérifiée. Ce travail, est le seul jusqu'alors à réunir la grande majorité des taxons connus de *Termitomyces* au monde.

Concernant l'étude sur la croissance post-récolte de *T. schimperi* dont le but était de déterminer la température optimale, l'humidité de l'air et le temps maximal pendant lequel il continue de croître après la récolte jusqu'à l'ouverture de son hyménophore, donnant ainsi accès à des lamelles plus matures capables de produire la sporée et plus pertinentes pour d'autres études, les chiffres obtenus à partir des trois équations ($Y_7 = 0,7 + 0,1x$; $Y_8 = 1,98 + 0,225x$; $Y_{10} = -0,94 + 0,116x$) de corrélation entre la croissance post-récolte du chapeau et le temps montrent divers modèles de croissance. Ces modèles de croissance dépendent de la morphologie, la physiologie et du métabolisme de chacun des trois sporocarpes (3 réplicats : Y_7 , Y_8 et Y_{10}) testés *in vitro*. Cette expérience a également montré qu'alors que la taille du stipe de *T. schimperi* demeure constante chez les trois réplicats, son chapeau continue de croître pendant environ un maximum de 36 heures après la récolte et son diamètre augmente d'environ 3,23 cm à 10,08 cm dans un environnement obscur de température variant entre 23°C et 24°C et d'humidité relative comprise entre 88% et 92%. Ainsi, ces résultats répondent aux questions de recherche, montrant effectivement que scientifiquement, ce protocole technique de croissance post-récolte *in vitro* avec un environnement de température et d'humidité convenables permet de faire pousser les sporocarpes des *Termitomyces* jusqu'à un stade mature suffisant, pendant un temps assez court. Seul les sporocarpes suffisamment matures permettent de réaliser les travaux de taxonomie et/ou de phylogénie moléculaire. Cette étude faite avec *T. schimperi* pourrait servir comme un modèle pour d'autres espèces de champignons à lames en particulier, considérant que les mycologues de terrain, les

chercheurs, les collecteurs et les consommateurs les trouvent parfois seulement à un stade immature de croissance sur le terrain, tandis que les mycologues taxonomistes et les chercheurs des sciences des champignons en général vont préférer des sporocarpes plus matures. Ces derniers permettent de bien mener des études macro- et micromorphologique, aussi bien que la récolte des sporées et l'extraction de l'ADN pour la phylogénie moléculaire, qui chez les champignons à lames en particulier, est le plus souvent faite à partir de lamelles matures.

V.2. RECOMMANDATIONS

Suite aux conclusions faites dans ces présents travaux selon lesquelles la taxonomie conventionnelle utilisée pour l'identification des souches de *Termitomyces* conservées dans divers herbiers de part le monde n'a pas permis une identification fiable et parfaite de certaines de ces souches et que la phylogénie moléculaire permet de corriger les erreurs et insuffisances d'identification, nous recommandons :

- aux herbiers disposant des souches de *Termitomyces* et même d'autres champignons à lames, de soumettre leurs souches aux études de phylogénie moléculaires, afin d'associer à chaque souche sa vraie identité;
- aux mycologues dont les travaux d'identification sont encore basés uniquement sur la morphologie, de soumettre les souches dont l'identification morphologique a été faite avec ambiguïté, à la phylogénie moléculaire pour éviter d'éventuels erreurs.

V.3. PERSPECTIVES

Ce travail ouvre d'autres voies de réflexion et pourrait se poursuivre en vue d'apporter encore plus de clarté sur la diversité des *Termitomyces* dans toutes leurs zones écologiques. Ainsi dans la suite, il serait nécessaire de :

- inclure les taxons du Pacifique Sud dans les phylogrammes afin d'avoir une représentativité mondiale complète ;
- poursuivre les récoltes dans les régions où elles ont déjà été faites au Cameroun et faire des nouvelles récoltes dans les zones où elles n'ont jamais été faites à l'exemple des régions du Sud-Ouest, du Nord, de l'Extrême-Nord du Cameroun, afin d'étendre d'avantage la liste des taxons et établir une distribution assez représentative des taxons sur le territoire national ;
- étendre les études sur la croissance post-récolte à d'autres espèces de *Termitomyces* et d'autres champignons à lames récoltés au Cameroun;

- étudier la symbiose entre le *Termitomyces* et le termite et la meule dans toutes ses facettes, afin de pouvoir cultiver ces champignons au laboratoire et assurer leur dissémination ou le transfert des technologies de production aux utilisateurs.

LISTE DES PUBLICATIONS SCIENTIFIQUES TIRÉES DE LA THÈSE

A- PUBLICATIONS PARUES DANS LES REVUES A COMITÉ DE LECTURE

- 1) **Essouman E.P.F.**, Kengni Ayissi M.B., Metsebing B.P. and Mossebo D.C. (2017): In vitro post-harvest growth parameters of termite-associated fungi: a case study of *Termitomyces schimperi* (Basidiomycota, Lyophyllaceae): *Studies in fungi* **2(1): 178-190**. Doi 10.5943/Sif/2/1/20
- 2) Mossebo, D.C., **Essouman, E.P.F.**, Machouart, M., & Gueidan C. (2017). Phylogenetic relationships, taxonomic revision and new taxa of *Termitomyces* (Lyophyllaceae, Basidiomycota) inferred from combined nLSU- and mtSSU-rDNA sequences. *Phytotaxa*, **321(1):71–102**. Doi : <http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.321.1.3>

B- COMMUNICATIONS SCIENTIFIQUES TIRÉES DE LA THÈSE

- 1) **Essouman E.P.F.**, Mossebo D.C., Noukeu K.A. (2017). Correlation of some post-harvest growth parameters of immature pileus of *Termitomyces schimperi* (Pat.) R. Heim (Basidiomycota, Lyophyllaceae) in vitro and its mycological interest. *Oral presentation*, 21st AETFAT Congress, 5th to 19th May 2017, Nairobi, Kenya.
- 2) **Essouman, E.P.F.**, Mossebo, D.C., Machouart, M. (2016). Contribution à la phylogénie moléculaire des *Termitomyces* (Basidiomycota, Lyophyllaceae) du Cameroun et d’Afrique tropicale basée sur les séquences combinées nLSU-mtSSU –de l’ADNr. 23rd annual conference of Cameroon Biosciences Society (CBS), Bangangté, November 29 to December 3, 2016.
- 3) **Essouman E. P. F.**, Mossebo D. C. & Machouart M-C. (2015). Contribution à la phylogénie moléculaire (ITS, nLSU, mtSSU - ADN) des *Termitomyces* (Basidiomycota, Lyophyllaceae) du Cameroun et d’Afrique tropicale. *Poster*, 20^e Anniversaire de l’Agence Universitaire de la Francophonie (AUF) Bureau d’Afrique Centrale et des Grands lacs, à l’Institut des Relations Internationales du Cameroun-Yaoundé, le 05 Octobre 2015.

BIBLIOGRAPHIE

BIBLIOGRAPHIE

- Aanen D. K. & Eggleton P., 2005. Fungus-growing termites originated in African rain forest. *Curr. Biol*, 15, 851–855.
- Aanen D. K., Eggleton P., Rouland-Lefevre C., Guldberg-Froslev T., Rosendahl S. & Boomsma J. J., 2002. The evolution of fungus-growing termites and their mutualistic fungal symbionts. *Proc. Natl Acad. Sci. USA* 99, 14 887–14 892. <http://dx.doi.org/10.1073/pnas.222313099>.
- Alasoadura S. O., 1967. Studies in the higher fungi of Nigeria. 1-The Genus *Termitomyces* Heim. *Journal of West African Science Association*, 12, 136–146.
- Ares G., Lareo C. & Lema P., 2007. Modified atmosphere packaging for postharvest storage of mushrooms. Invited Review in “Fresh produce”, *Global Science Books*. pp. 32-34.
- Bao D., Kinigasa S. & Kitamoto Y., 2004. The biological species of oyster mushroom (*Pleurotus* spp.) from Asia based on mating compatibility tests. *Journal of wood science*. 50: 162-168.
- Barton N. H., 2001. Speciation. *Trends in Ecology and Evolution* 16(7): 325
- Batra L. R. & Batra S. W. T., 1979. Termite-fungus mutualism. In *Insect. Fungus Symbiosis: nutrition, mutualism and commensalism*. *Allanheld Osmun*, New York., 117-163.
- Bignell D. E., 1994. Soil-feeding and gut morphology in higher termites. In: *Nourishment and evolution in insect societies*. Hunt J. H. & Nalepa C. A. (eds.), *Westview Press*, Boulder. pp 131–158.
- Boa, E. R., 2004. Wild edible fungi: a global overview of their use and importance to people. FAO, Roma, 161 p.
- Boa, E. R., Ngulube M., Meke G. & Munthali C. eds. 2000. First Regional Workshop on Sustainable Use of Forest Products : Miombo Wild Edible Fungi. Zomba, Malawi, Forest Research Institute of Malawi and CABI Bioscience. 61 p.
- Botha W. J. & Eicker A., 1992. Nutritional value of *Termitomyces* mycelial protein and growth of mycelium on natural substrates. *Mycological Research* 96, 350–354.
- Bouriquet G., 1942. Principaux champignons de Madagascar. 28p
- Braaksma A., Van Doorn A. A., Kieft H. & Van Aelst A. C., 1998. Morphometric analysis of ageing mushrooms (*Agaricus bisporus*) during postharvest development. *Postharvest Biol. Technol.* 10, 127-134.
- Bresinsky A., Fischer M., Meixner B. & Paulus W., 1987. Speciation in *Pleurotus*. *Mycologia* 79 (2): 234-245.

- Bulmer M. S. & Crozier R. H., 2004. Duplication and diversifying selection among termite antifungal peptides. *Mol. Biol. Evol.* 21, 2256–2264
- Bunyard B., Nicholson M. S. & Royse D., 1996. Phylogeny of the genus *Agaric* inferred from restriction and neutraceutical importance. *Proc. Int. Symp Ganoderma Science*: 243-253.
- Burton K. S., 1988. The effects of storage and development on *Agaricus bisporus* proteases. *Journal of Horticultural Science* 63, 103-108.
- Burton K. S., Frost C. E. & Nichols R., 1987. A combination of plastic permeable films system for controlling post-harvest mushroom quality. *Biotechnology letters* 9, 529-534.
- Buyck B., 1994. Les champignons comestibles de l'ouest du Burundi, UBWOBA. Publication agricole n° 34, Administration Générale de la Coopération au Développement (A.G.C.D.), Bruxelles, Belgique. 123 p.
- Buyck B. & Nzigidahera B., 1995. Ethnomycological notes from Western Burundi. *Belg. Journ. Bot.* 128 (2) : 131-138.
- Camin, H. & SoKAL R. R., 1965. A method for deducing branching sequences in phylogeny. *Evolution*, 19 : 311-326.
- Chase M. W. & Fay M. F., 2009. Barcoding of plants and fungi. *Science*, 325: 682-83.
- Chen D. & Chen H. W., 2013. Using the Koppen classification to quantify climate variation and change: an example for 1901-2010 in: *Environmental Development*, 6.
- Choi J. H., Maeda K., Hirai H., Harada E., Kawade M., Qi J., Ojika M. & Kawagishi H., 2012. Novel cerebroside, termitomycesphin I, from the mushroom, *Termitomyces titanicus*. *Biosci Biotechnol Biochem.* 2012;76(7):1407-9.
- Clémençon H., 1984. Siderophile granulation in den Basidien von *Termitomyces*. *Mycologia Helvetica* 1: 267–270.
- Corre E., 2013. Introduction aux méthodes de phylogénie. Formation Biogenouest. *Station Biologique Roscoff*. 373 p
- Darlington J. E. C. P., 1994. Nutrition and evolution in fungus-growing termites. In *Nourishment and Evolution in Insect Societies* (J. H. Hunt & C. A. Nalepa, eds): 105–130. Westview Press, Boulder, CO.
- Darwin C., 1859. *On the Origin of Species by Means of Natural Selection, or the Preservation of Favoured Races in the Struggle for Life*. John Murray, London.
- Dayhoff M. O., Schwartz R. M. & Orcutt B. C., 1978. A model of evolutionary change in proteins. In: *National Biomedical Research Foundation*, Washington, DC, 345–352

- De Fine Licht H. H., Boomsma J. J. & Aanen D. K., 2006. Presumptive horizontal symbiont transmission in the fungus-growing termite *Macrotermes natalensis*. *Molecular Ecology* 15: 3131-3138.
- Degreef J., Malaisse F., Rammeloo J. & Baudart E., 1997. Edible mushrooms of Zambebian woodland area: a nutritional and ecological approach. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 1: 221-231.
- DeQueiroz K., 2005. Ernst Mayr and the modern concept of species. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA* 102: 6600–6607
- Donovan S. E., Jones D. T., Sands W. A. & Eggleton P., 2000. The morphological phylogenetics of termites (*Isoptera*). *Biol. J. linn. Soc.* 70: 467-513.
- Doolittle R. F. & Blomback B., 1964. Amino-acid sequence investigations of fibrinopeptides from various mammals: evolutionary implications. *Nature*, 202, 147–152.
- Eggleton P., 2006. The termite gut habitat: its evolution and co-evolution. In: intestinal microorganisms of soil invertebrates. König H & Varma A (eds), *Springer-Verlag*, Berlin, pp. 373-403.
- Eyi Ndong H. G., 2009. Etude des champignons de la forêt dense humide consommés par les populations du nord du Gabon. *Thèse présentée en vue de l'obtention du grade de Docteur en Sciences Biologiques*. 100 p.
- FAO., 2006. Champignons comestibles sauvages : vue d'ensemble sur leurs utilisations et leur importance pour les populations. *Produits forestiers non ligneux*. 7 : 1-17
- Farhat A. A., Subha B., Yee S. T., Pedram S. & Sabaratnam V., 2014. Molecular Divergence and Species Delimitation of the Cultivated Oyster Mushrooms: Integration of IGS1 and ITS. *Scientific World Journal*, 10 p. <http://dx.doi.org/10.1155/2014/793414>.
- Felsenstein J., 1985. Confidence limits on phylogenies: An approach using the bootstrap. *Evolution* 39: 783–791.
- Felsenstein J., 1981. Evolutionary trees from DNA sequences: a maximum likelihood approach. *J. Mol Evol.* 17:368-376
- Fengel D. & Wegener G., 1984. Wood, chemistry, ultrastructure, reactions. Walter de Gruyter, Berlin.
- Fitch W. M., 1971. Toward defining the course of evolution: Minimal change for a specific tree topology. *Syst. Zool.* 20:406-416.
- Fitch W. M., & Margoliash E., 1967. Construction of phylogenetic trees. *Science*, 155: 279-284.

- Frøslev T. G., Aanen D. K., Laessøe T. & R Osendahl S., 2003. Phylogenetic relationships of *Termitomyces* and related taxa. *Mycological Research*, 107:1277–1286. .
<http://dx.doi.org/10.1017/S0953756203008670>.
- Ghorai S., Banik S. P., Verma D., Chowdhury S., Mukherjee S. & Khowala S., 2009. Fungal biotechnology in food and feed processing. *Food Research International*, 42: 577–587.
- Ghosh A K., Jana M. L., Naskar A. K., Chatterjee R. & Sengupta S., 2002. Removal of carboxymethyl cellulase activity from the culture filtrate of *Termitomyces clypeatus* producing xylanase. *Biotechnology Letters* 24 (15) DOI: 10.1023/A:1016277907666.
- Gomes E. A., Abreu L. M., Borges A. C. & Araujo E. F., 2000. ITS sequences and mitochondrial DNA polymorphism in *Pisolithus* isolates. *Mycological Research*, 104: 911-918.
- Grassé P. P., 1959. Un nouveau type de symbiose: la meule alimentaire des termites champignonnistes. *La Nature* (Paris) 329:385–389
- Guedegbe H. J., 2008. Diversité, origine et caractérisation de la mycoflore des meules de *Macrotermitinae* (Isoptera, Termitidae). Thèse présentée pour l'obtention du grade Docteur de l'Université Paris Est. 127 p.
- Haeckel E., 1866. *Generelle Morphologie der Organismen*, Reimer, Berlin,
- Hall T. A., 1999. BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. *Nucl. Acids Symp.* Ser. 41: 95-98.
- Hammond J. B. W. & Nichols R., 1976. Carbohydrate metabolism in *Agaricus bisporus* (Lange) Sing: changes in soluble carbohydrates during growth of mycelium and sporophore. *Journal of General Microbiology* 93, 3 09-3 20.
- Hammond J. B. W. & Nichols R., 1975. Changes in respiration and soluble carbohydrates during the post-harvest storage of mushroom (*Agaricus bisporus*). *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 26: 835-842.
- Hammond J. B. W., 1979. Changes in composition of harvested mushrooms (*Agaricus bisporus*). *Phytochemistry* 18, 415-418.
- Härkönen M. & Saarimäki T. In addition, Mwasumbi L., 1995. Edible mushrooms of Tanzania. *Karstenia* 35: 1-92
- Harrington T. C. & Rizzo D. M., 1999. Defining species in the fungi. Structure and Dynamics of Fungal Population (J. J. Worrall, Ed.), *Kluwer Academic, Dordrecht*. pp. 43-70.
- Heim R., 1977. *Termitomyces* et champignons, les champignons termitophiles d'Afrique noire et d'Asie méridionale. *Edition Boubée*, Paris. 205 p.

- Heim R., 1958. Flore iconographique des champignons do Congo. *Termitomyces* : 7^e fascicule
Ministère de l'agriculture, Bruxelles. pp.139-152
- Heim R., 1952. Les *Termitomyces* du Cameroun et du Congo français. *Mém. Soc. Helv. Sc.nat.*,
LXXX (1), 29 p.
- Heim R., 1951. Les *Termitomyces* du Congo Belge recueillis par Medame M. Goossens-Fontana.
Bull. Jard. Bot. État. 21: 205–222.
- Heim R., 1942. Nouvelles études descriptives sur les agarics termitophiles d'Afrique tropicale.
Archives du Muséum Nationale d'Histoire Naturelle Paris, ser. 6, 18: 107–166.
- Heim R., 1941a. Etudes descriptives et expérimentales sur les agarics termitophiles d'Afrique
tropicale.– *Mémoires de l'Académie des Sciences*, 64: 25–29.
- Heim R., 1941b. Études descriptives et expérimentales sur les agarics termitophiles d'Afrique
tropicale. *Mém. Acad. Sci. Inst. Fr.* 64: 1–10.
- Henze J., 1989. Storage and transport of *Pleurotus* mushroom in atmosphere with high CO₂
concentrations. *Acta hortularae* 258, 579-584.
- Hey J., 2001. The mind of the species problem. *Trends in Ecology and Evolution* 16(7): 326-329
- Hongoh Y., Ekpornprasit L., Inoue T., Moriya S., Trakulnaleamsai S., Ohkuma M.,
Noparatnaraporn N. & Kudo T., 2006. Intracolony variation of bacterial gut microbiota
among castes and ages in the fungus-growing termite *Macrotermes gilvus*. *Mol. Ecol.* 15:
505-516.
- Horton T. R. & Bruns T. D., 2001. The molecular revolution in ectomycorrhizal ecology: Peeking
into the black box. *Molecular Ecology*, 10(8): 1855-71.
- Hyodo F., Tayasu I., Inoue T., Azuma J-Y., Kudo T. & Abe T., 2003. Role of symbiotic fungi in
lignin degradation and food provision for fungus-growing termites (Macrotermitinae:
Isoptera). *Functional Ecology*, 17: 186-193.
- Hyodo F., Inoue T., Azuma J-I., Tayasu I. & Abe T., 2000. Role of the mutualistic fungus in lignin
degradation in the fungus-growing termite *Macrotermes gilvus* (Isoptera; Macrotermitinae).
Soil Biology and Biochemistry, 32: 653-658. 115
- Jukes, T. H. & C. R. Cantor. 1969. Evolution of protein molecules. *Academic Press*, New York, 21–
132.
- Jülich W., 1982. Higher taxa of Basidiomycetes. *Bibliotheca Mycologica*, 85: 1-485.

- Kambhampati S. & Eggleton P., 2000. Taxonomy and phylogeny of termites. In: Abe T., Bignell D. E, Higashi M., ed. Termites: Evolution, Sociality, Symbioses Ecology. *Kluwer Academic Publishers*, Dordrecht, 1-23.
- Kansci G., Mossebo D. C., Selatsa A. B. & Fotso M., 2003. Nutrient content of some mushroom species of the genus *Termitomyces* consumed in Cameroon. *Nahrung-food* 47: 213-216.
- Karun N.C. & Sridhar K.R., 2013. Occurrence and distribution of *Termitomyces* (Basidiomycota, *Agaricales*) in the Western Ghats and on the west coast of India. – *Czech Mycol.* 65(2): 233–254.
- Kengni Ayissi M. B., Mossebo D. C., Machouart M. C., Kansci G., Tsigaing T. F., Dogang L. R., Metsebing B. P. & Djifack N. M., 2014. A new method by correlation to forecast the optimal time of spore-prints production and collection on sporocarps of *Ganoderma resinaceum* Boud. (Basidiomycota) on natural substrate. *Mycosphere*, 5 (6): 758-767. Doi 10.5943/mycosphere/5/6/6.
- Kengni Ayissi M. B., 2015. Contribution à la taxonomie et Phylogénie moléculaire (ITS-ADNr) des *Ganoderma* (Basidiomycota) d'Afrique centrale et détermination par corrélation des paramètres bioclimatiques de libération des spores des carpophores de *Ganoderma resinaceum* Boud. *Thèse de Doctorat-Ph.D. Université de Yaoundé I, Cameroun*. 176 pp.
- Khowala S., Ghosh A. K. & Sengupta S., 1992. Saccharification of xylan by an amyloglucosidase of *Termitomyces clypeatus* and synergism in the presence of xylanase. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 37: 287–292.
- Kimura, M., 1980. A simple method for estimating evolutionary rates of base substitutions through comparative studies of nucleotide sequences. *J. Mol. Evol.* 16, 111–120.
- Kirk P. M., Cannon P. F., Minter D. W. & Stalpers J. A., 2008. Ainsworth & Bisby's Dictionary of the Fungi, 10th Edition. *CABI Europe – UK*, 771 p.
- Kirk K. & Farrell R. L., 1987. Enzymatic 'combustion': the microbial degradation of lignin. *Annu. Rev. Microbiol.* 41: 465–505.
- Klaus G., 2014. Diversité des champignons. Biodiversité: Dialogue entre recherche et pratique. Informations du *forum biodiversité Suisse*. Hotspot. 24 p.
- Koné N. A., Yéo K., Konaté S. & Linsenmair K. E. 2013. Socio-economical aspects of the exploitation of *Termitomyces* fruit bodies in central and southern Côte d'Ivoire : Raising awareness for their sustainable use, *Journal of Applied Biosciences* 70 : 5580 - 5590
- König H., Fröhlich J. & Hertel H., 2006. Diversity and lignocellulolytic activities of cultured microorganisms. In *Intestinal microorganisms of termites and other invertebrates*. Koenig H (ed). Heidelberg, Berlin: *Springer Verlag*, pp. 271-301.

- Korb J. & Aanen D. K., 2003. The evolution of uniparental transmission of fungal symbionts in fungus-growing termites (Macrotermitinae). *Behavioral Ecological Sociobiology*, 53: 65-71.
- Kornerup A. & Wanscher J.H., 1978. Methuen Handbook of colour. 3rd Edn. Eyre Methuen, London. 252 p.
- Kumar S., Tamura K., Jakolosen I. B. & Nei M., 2001. MEGA2: Molecular Evolutional Genetics Analysis Software. *Bioinformatics*, 17(12):1244-1245.
- Lamberty M., Zachary D., Lanot R., Bordereau C., Robert A., Hoffmann J. A. & Bulet P., 2001. Solution structures of the antifungal heliomicin and a selected variant with both antibacterial and antifungal activities. *Biochemistry*, 40: 11995–12003.
- Lechner B. E. & Alberto E., 2000. *Pleurotus linquistii* is a *Lentinus*. *Mycotaxon* 76: 97-104.
- Leuthold R. H., Badertscher S. & Imboden H., 1989. The inoculation of newly formed fungus comb with *Termitomyces* in *Macrotermes* colonies (Isoptera, Macrotermitinae). *Insectes Sociaux*, 36: 328–338.
- Li X. L. & Yao Y. J., 2005. Revision of the taxonomy position of Phoenix mushrooms. *Mycotaxon*, 91: 61-73.
- Lopez-Briones G., Varoquaux P., Bureau G. & Pascat B., 1993. Modified atmosphere packaging of common mushrooms. *International Journal of Food Science and Technology*, 28: 57-68.
- Lopez-Briones G., Varoquaux P., Yves C., Bouquant J., Bureau G., Pascat B., 1992. Storage of common mushroom under controlled atmospheres. *International Journal of Food Science and Technology* 27: 493-505.
- Lutzoni F., Wagner P., Reeb V. & Zoller S., 2000. Integrating ambiguously aligned regions of DNA sequences in phylogenetic analyses without violating positional homology. *Systematic Biology*, 49: 628–651.
- Maddison W. P. & Maddison D. R., 2008. Mesquite: a modular system for evolutionary analysis. Version 3.01, <http://mesquiteproject.org>.
- Maire R., 1952. Flore de l'Afrique du Nord, vol. 1-16. Edit. Lechevalier, Paris. 362 p.
- Makonde H. M., Boga H. I., Osiemo Z., Mwirichia R., Stielow J. B., Göker M. & Klenk H. P., 2013. Diversity of *Termitomyces* Associated with Fungus-Farming Termites Assessed by Cultural and Culture-Independent Methods. *Plos One*, 8 : 1-9.

- Malaisse F., 1997. Approche écologique et nutritionnelle. 2.1. Les champignons. In : Se nourrir en forêt claire africaine. Wageningen, The Netherlands : CTA ; Gembloux, Belgique : Les Presses agronomiques de Gembloux, 39-53.
- Martin M. M. & Martin J. S., 1978. Cellulose digestion in the mid-gut of the fungus-growing termite *Macrotermes natalensis*: The role of acquired digestive enzymes. *Science*, 199: 1453-1455.
- Mason-Gamer R. J. & Kellog E. A., 1996. Testing for phylogenetic conflict among molecular data sets in the tribe Triticeae (Gramineae). *Systematic Biology*, 45: 524–545.
- Matoub M. & Rouland C., 1995. Purification and properties of the xylanases from the termite *Macrotermes bellicosus* and its symbiotic fungus *Termitomyces* sp. *Comparative Biochemistry Physiology*, 112 B (4): 629-635.
- Mayden R. L., 1977. A hierarchy of species concept: the denouement in the Saga of species problem. In: Claridge M. F., Dawah H. A. and Wilmsom M. R. (eds). *Species: the Units of Biodiversity*. London, UK: *Chapman and Hall*, 381-424.
- Mayr E., 1942. *Systematics and the Origin of Species* (*Columbia Univ. Press, New York, USA*).
- Miller, M. A., Pfeiffer, W. & Schwartz, T., 2010. Creating the CIPRES Science Gateway for inference of large phylogenetic trees. pp. 1–8 in: *Proceedings of the Gateway Computing Environments Workshop* (GCE), 14th Nov. 2010, New Orleans, LA. USA.
- Moore D., 1984. Development biology of the *coprinus cinereus* carpophore: metabolic regulation in relation to cap morphogenesis. *Experimental Mycology*, 8: 283-297.
- Mora P. & Lattaud C., 1999. Screening of termite species for enzymes involved in lignin degradation: role of symbiotic fungus. *Insect Sci. Appl.* 19: 51–55.
- Mora P., Lattaud C. & Rouland C., 1998. Recherche d'enzymes intervenant dans la dégradation de la lignine chez plusieurs espèces de termites a régime alimentaire différent. *Actes des Colloques UIEIS*, 11: 77-80.
- Moriya S., Inoue T., Ohkuma M., Yaovapa T., Johjima T., Suwanarit P., Sangwanit U., Vongkaluang C., Noparatnaraporn N. & Kudo T., 2005. Fungal community analysis of fungus gardens in termite nests. *Microb. Environ*, 20: 243-252.
- Mossebo D., Essouman E., Machouart M., & Gueidan C., 2017. Phylogenetic relationships, taxonomic revision and new taxa of *Termitomyces* (Lyophyllaceae, Basidiomycota) inferred from combined nLSU- and mtSSU-rDNA sequences. *Phytotaxa*, 321(1):71–102. DOI : <http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.321.1.3>

- Mossebo D. C., Essouman P. E. F., Kengni Ayissi Baudelair M., Nzapena'A Tetang & Ambit Rose T., 2011. *Termitomyces infundibuliformis* sp. nov. et *T. striatus* f. *camerunensis* f. nov. décrits du Cameroun. Clé d'identification des *Termitomyces* d'Afrique centrale. *Bull. Soc. Mycol. France*, 127 (1-2), 40 p.
- Mossebo D. C. & Njouonkou A. L., 2010. Répartition géographique et valeur nutritive de quelques espèces de *Termitomyces* (Basidiomycètes) du Cameroun. In: X Van der Burgt, J. Van der Maesen et Onana J. M. (eds), Proceedings of the 16th AETFAT Congress, Yaoundé, Cameroon. Systématique et conservation des Plantes Africaines. *Royal Botanic Garden, Kew*. pp. 151-157
- Mossebo D. C., Njouonkou A. L., Piatek M., Kengni Ayissi M. B. & Djamndo Djasbe M., 2009. *Termitomyces striatus* f. *pileatus* f. nov. and f. *brunneus* f. nov. from Cameroon with a key to Central African species. *MYCOTAXON* 107: 315-329
- Mossebo D. C., Courtecuisse R. & Vánky K., 2006. New records of *Termitomyces* (Basidiomycete) from Cameroon and central Africa: Taxonomy, ecology and phylogeny. Poster: 8th International Mycological Congress (IMC8) (iii), Cairns, Australia, 21st – 25th August 2006, *Abstract* (PS1-16-0112) in “IMC8 ABSTRACTS BOOK 1”.
- Mossebo D. C., Amougou A. & Atangana R. E., 2002. Contribution à l'étude du genre *Termitomyces* (Basidiomycètes) au Cameroun : écologie et systématique. *Bull. Soc. Mycol. France.*, 118 (3). 195-249.
- Mossebo D. C., 2002. Contribution to the knowledge of *Termitomyces* (tropical Basidiomycetes) from Cameroon: Ecology and systematics. Poster: 7th International Mycological Congress (IMC7) (ii), Oslo, Norway, 11-17th August 2002, Abstract in “*IMC7 BOOK OF ABSTRACT*”. pp. 221-222.
- Mossebo, D. C., 2000. Ecology and systematic revision of the genus *Termitomyces* (tropical Basidiomycetes) in Cameroon. Abstract XVIth AETFAT Congress in Brussels, Belgium, August 28th-September 2, 2000. *Scripta Botanica Belgica*, 20: 57–58.
- Mossebo D. C., 1999. Guide pratique pour la récolte et la description des Basidiomycètes supérieurs: Agaricales, Bolétales et Polyporales. Unpublished. Université de Yaoundé 1. Faculté des Sciences. Département de BPV. Laboratoire de Cryptogamie. 62 pp.
- Muller U. G., Gerardo N. M., Aanen D. K., Diana L. S. & Schultz T. R., 2005. The evolution of agriculture in insects. – *Annual Review of Ecology and Evolution*, 36: 563–595.
- Natarajan k., 1979. South Indian Agaricales V: *Termitomyces heimii*. *Mycologia* 71: 853-85.

- Neyman, J., 1971. Foundations of behavioristic statistics (with comments). *Foundations of statistical inference*. Toronto, Canada. 1–19.
- N’Golo Abdoulaye Koné, Kolo Yéo, Souleymane Konaté & Karl Eduard Linsenmair., 2013. Socio-economical aspects of the exploitation of *Termitomyces* fruit bodies in central and southern Côte d’Ivoire: Raising awareness for their sustainable use. *Journal of Applied Biosciences*, 70:5580– 5590
- Nicholson M. S., Bunyard B. A. & Royse D. J., 1997. Phylogenus of the genus *Lentinula* based on ribosomal DNA restriction fragment length polymorphism analysis. *Mycologia*, 89: 400-407.
- Njouonkou A. L., 2011. Taxonomie, systématique et étude phylogénique des genres *Lentinus* Fr. et *Pleurotus* (Fr.) Krummer du Cameroun basée sur la morphologie et les séquences des régions ITS de l’ADNr et identification des enzymes extracellulaires de quelques champignons lignivores, *Thèse, PhD*, UYI, 194 p.
- Njouonkou A. L., 2003. Contribution à l’étude taxonomique des *Termitomyces* Heim (Basidiomycètes) des provinces du Centre et de l’Ouest du Cameroun. *Mémoire de D.E.A, Université de Yaoundé I* 77 p.
- Nobre T., Koopmanschap B., Baars J. JP., SM Sonnenberg A. & Aanen D. K., 2014. The scope for nuclear selection within *Termitomyces* fungi associated with fungusgrowing termites is limited *BMC Evolutionary Biology*, 14-121
- Nobre T., Eggleton P. & Aanen D. K., 2010. Vertical transmission as the key to the colonization of Madagascar by fungus-growing termites? *Proc Biol Sci.* 277(1680): 359–365.
- Ogundana S. K. & Fagade O. E., 1982. Nutritive value of some Nigerian edible mushrooms. *Food Chemistry*, 8: 263–268.
- Ohira I., 1990. A revision of the taxonomy status of *Pleurotus citrinopileatus*. Rept. Tottori. *Mycol. Inst.* 28: 143-150.
- Ohkuma M., Maeda Y., Johjima T. & Kudo T., 2001. Lignin degradation and roles of white rot fungi: study on an efficient symbiotic system in fungus-growing termites and its application to bioremediation. *RIKEN Review* No. 42: 39-42.
- Ogundana S. K. & Fagade O. E., 1982. Nutritive value of some Nigerian edible mushrooms. *Food Chemistry*, 8: 263–268.

- Osiemo Z., Marten A., Kaib M., Gitonga L. & Boga H., 2010. Open relationships in the castles of clay: high diversity and low host specificity of *Termitomyces* fungi associated with fungus-growing termites in Africa. *Insect Socioux*, 57: 351–363.
- Otieno N. C., 1964. Contributions to knowledge of termite fungi in East Africa. *Proceedings of the East African Academy*, 11: 108–120.
- Otte D. & Endler J. A., 1989. Speciation and its consequences Sunderland, Massachusetts, *American Journal of Physical Anthropolog* Volume 83, Issue 1, pp 135-136
- Oyetayo V. O., 2012. Wild *Termitomyces* Species collected from Ondo and Ekiti States are more related to African Species as revealed by ITS region of RDNA. *The Scientific World Journal*, doi: 10, 1100/2012/689296.
- Oyetayo O. V., 2011. Medicinal uses of mushrooms in Nigeria: towards full and sustainable exploitation. *Oyetayo Afr. J. Tradit. Complement Altern Med.* 8 (3): 267-274.
- Pahlevanlo A. & Janardhana G. R., 2012. Diversity of *Termitomyces* in Kodagu and need for conservation. *J. Adv. Lab. Res. Biol.* 3:54–57
- Parent G. & Thoen D., 1977. Food Value of Edible Mushrooms from Upper Shaba Region. *Economic Botany*, 31: 436-445.
- Pegler N. & Vanhaecke., 1994. *Termitomyces* of Southeast Asia. *Kew Bulletin*, 49: 717-736.
- Pegler D. N. & Young, T. W. K., 1971. Basidiospore morphology in the Agaricales. *Beih. Nova Hedwigia*, 35: 1-210.
- Pegler D. N., 1977. A preliminary Agaric flora of East Africa. *Kew Bulletin Additional series VI*. Royal Botanic Garden. Kew, HMSO, 615 p.
- Pegler D. N., 1986. Agaric flora of Sri Lanka. *Kew. Bull. Add. Ser. XII*. London, 519 p.
- Pegler D. N. & Pearce G. D., 1980. The edible mushrooms of Zambia. *Kew Bulletin* 35 (3): 475-491.
- Peltre P., 1983. Le Milieu physique tropical. *B2. GEOG. 40. B.T.I.* 379-381
- Perrière G., 2017. Phylogénie moléculaire. Cour en Master Bioinformatique de Rouen. 333p.
- Petersen R. H. & Huges K., 1999. “Species and speciation in mushrooms”. *Bioscience*, 49 (6): 440-452.

- Peterson A.T. & Navarro-Siguenza A.G., 1999. Alternative species concepts as bases for determining priority conservation areas. *Conservation Biology*, 13:427–431
- Pearce G. D. & Sharp C., 2000. Vernacular names of Zimbabwean fungi: a preliminary checklist. *Kirkia*, 17 (2): 219-228.
- Pearce G. D., 1987. The genus *Termitomyces* in Zambia. *Mycologist*, 1: 111–116.
- Qu Y., Sun K., Gao L., Sakagami Y., Kawagishi H., Ojika M. & Qi J., 2012. Termitomycesphins G and H, additional cerebrosides from the edible Chinese mushroom *Termitomyces albuminosus*. *Biosci Biotechnol Biochem.* 76(4):791-3.
- Raven P. H., Evert R. F., Eichhorn E. S. & Bouharmon J., 2003. Biologie végétale, De Boeck Université, 968 : 248-250.
- Rouland-Lefevre C., Diouf M. N., Brauman A. & Neyra M., 2002. Phylogenetic relationships in *Termitomyces* (family Agaricaceae) based on the nucleotide sequence of ITS: a first approach to elucidate the evolutionary history of the symbiosis between fungus-growing termites and their fungi. *Molecular Phylogenetics and Evolution.* 22: 423-429. Doi 10.1006/mpev. 2001.1071.
- Rouland-Lefevre C. & Bignell D. E., 2001. Cultivation of symbiotic fungi by termites of the subfamily Macrotermitinae. In: Symbiosis: Mechanisms and model systems. Seckbach J (ed), *Kluwer Academic Publishers*, Dordrecht. Pp.731-756
- Rouland C., Lenoir F. & Lepage M., 1991. The role of the symbiotic fungus in the digestive metabolism of several species of fungus-growing termite. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 99A: 657-663.
- Rouland C., Civas A., Renoux J. & Petek F., 1988a. Purification and properties of cellulases from the termite *Macrotermes mülleri* (Termitidae, Macrotermitinae) and its symbiotic fungus *Termitomyces* sp. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 91B: 449–458.
- Rouland C., Civas A., Renoux J. & Petek F., 1988b. Synergistic activities of the enzymes involved in cellulose degradation, purified from *Macrotermes mülleri* and from its symbiotic fungus *Termitomyces* sp. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 91B: 459 –465.
- Rouland-Lefevre C., 2000. Symbiosis with fungi. In: Termites: Evolution, sociability, symbiosis and ecology. Abe T, Bignell D. E. & Higashi M. (eds.). *Kluwer Acad. Publ.* 289-306 pp.
- Roy S., Anantheswaran R. C. & Beelman R. B., 1996. Modified atmosphere and modified humidity packaging of fresh mushrooms. *Journal of Food Science*, 61: 391-397.
- Saarimäki T., Härkönen M. & Mwasumbi L., 1994. Tanzanian mushrooms and their uses. 3. *Termitomyces singidensis*, sp. nov. *Karstenia*, 34: 13–20.

- Saitou, N. & Nei, M., 1987. The neighbor-joining method: a new method for reconstructing phylogenetic trees. *Mol. Biol. Evol.* 4(4): 406–425.
- Sands, W. A., 1956. Some factors affecting the survival of *Odontotermes badius*. *Insectes Sociaux*, 3: 30–35.
- Saré I. C., Ndir M. S., Manga A., Ndiaye M., Barroso G. & Diop T. A., 2014. Molecular characterization of wild Senegalese voucher belonging to the *Agaricus*, *Ganoderma* and *Termitomyces* genera. Evidences of new species phylogenetically distant from described ones. *Journal of Biological & Scientific Opinion*, 2(2): 124- 131. ISSN 2321-6328.
- Sawhasan P., Worapong J. & Vinijsanun T., 2011. Morphological and Molecular studies of selected *Termitomyces* species collected from 8 districts of Kanchanaburi Province, Thailand. *Thai Journal of Agricultural Science*, 44(3): 183-196.
- Singer R., 1986. The Agaricales in modern taxonomy. *koeltz Sci. Books*, Koenigstein: 981 p.
- Singer R., 1951. The Agaricales (mushrooms) in modern taxonomy. *Lilloa*, 22: 1–832.
- Singer R., 1945. New genera of fungi II. *Lloydia*, 8: 139–144.
- Sites J. W. Jr. & Crandall K. A., 1997. Testing species boundaries in biodiversity studies. *Conservation Biology*, 11: 1289–1297
- Sites J. W. & Marshall J. C., 2004. Operational criteria for delimiting species. *Ann. Rev. Ecol. Evol. Syst.* 35: 199–227
- Srivastava B., Dwivedi A. K. & Pandey V. N., 2012. Sociobiology and natural adaption of termite and *Termitomyces* in different forest division of Gorakhpur region. *Bulletin of Environment Pharmacology and Life Sciences*, 2: 32–36.
- Stamatakis A., 2008. RAxML version 8: a tool for phylogenetic analysis and post-analysis of large phylogenies. *Bioinformatics*, 30 (9): 1312–1313.
- Stamatakis, A., Ludwig, T. & Meier, H., 2005. RAxML-III: A fast program for maximum likelihood-based inference of large phylogenetic trees. *Bioinformatics*, 21: 456–463.
- Stockman A. K. & Bond J. E., 2007. Delimiting cohesion species: extreme population structuring and the role of ecological interchangeability. *Molecular Ecology* 16: 3374–3392
- Sudheep N. M., 2011. Diversity, ecology and bioprospecting of fungi of Kaiga environs of the Western Ghats. Mangalore. [*Ph.D. Dissertation*. in Mangalore University, India]. 174 p.
- Tang B. H., Wei T. Z. & Yao Y. J., 2005. Type revision of three *Termitomyces* species from India. *Mycotaxon*, 94: 93-102.
- Tang B. H., Wei T. Z. & Yao Y. J., 2006. Revision of *Termitomyces* species originally described from China. *Mycotaxon*, 95: 285-293.

- Tano K. T., Arul G., Doyon & Castaigne F., 1999. Atmospheric composition and quality of fresh mushroom in modified atmosphere packages as affected by storage temperature abuse. *Journal of Food Science*, 64: 1073-1077.
- Taprab Y., Johjima T., Maeda Y., Moriya S., Trakulnaleamsai S., Noparatnaraporn N., Ohkuma M & Kudo T., 2005. Symbiotic fungi produce laccases potentially involved in phenol degradation in fungus comb of fungus growing termites in Thailand. *Applied and Environmental Microbiology*, Pp.7696-7704.
- Taprab Y., Ohkuma M., Johjima T., Maeda Y., Moriya S., Inoue T., Suwanarit P., Noparatnaraporn N. & Kudo T., 2002. Molecular Phylogeny of Symbiotic Basidiomycetes of Fungus-growing Termites in Thailand and Their Relationship with the Host. *Bioscience, Biotechnology and Biochemistry*, 66 (5): 1159-1163.
- Taylor J. W., Jacobson D. J., Kroken S., Kasuga T., Geiser D. M., Hibbett D. S. & Fisher M. C., 2000. Phylogenetic Species Recognition and Species Concepts in Fungi. *Fungal Genetics and Biology*, 31: 21-32.
- Thaung M. M., 2007. A preliminary survey of macromycetes in Burma. *Australasian Mycologist*, 26 (1): 16-36.
- Thoen D., Parent G. & Lukengu T., 1973. L'usage des champignons dans le haut-Sahaba (République du Zaïre). *Bull. Trim. Centr. Études Probl. Soc. Econ. (CEPSE) « Problèmes sociaux Zaïrois »*. 100-101: 69-85.
- Thomas R. J., 1987a. Distribution of *Termitomyces* and other fungi in the nests and major workers of several Nigerian Macrotermitinae. *Soil Biology and Biochemistry*, 19 (3): 335-341.
- Thomas R. J., 1987b. Factors affecting the distribution and activity of fungi in the nests of Macrotermitinae (Isoptera). *Soil Biol. Biochem.* 19 (3): 343-349.
- Tibuhwa D. D., 2012a. Antiradical and antioxidant activities of methanolic extracts of indigenous termitarian mushroom from Tanzania. *Food Science and Quality Management* 7: 13–23.
- Tibuhwa D. D., Kivaisi A. K. & Magingo F. S. S., 2010. Utility of the macro-micromorphological characteristics used in classifying the species of *Termitomyces*. – *Tanzanian Journal of Science*, 36: 31–45.
- Turnbull E. & Watling R., 1999. Some records of *Termitomyces* from old world rainforests. *Kew Bull.* 54: 731–738.
- Van der Westhuizen G. C. A., Eicker A., 1990. Species of *Termitomyces* occurring in South Africa. *Mycological Research*, 94 (7): 923-937.
- Wei T. Z., Yao Y. J., Wang B. & Pegler D. N., 2004. *Termitomyces bulborhizus* sp. nov. from China, with a key to allied species. *Mycological Research*, 108 (12): 1458-1462.

- White T. J., Bruns T. D., Lee S. & Taylor J., 1990. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis MA, Gelfand DH, Sninsky JJ, White TJ eds. PCR protocols, a guide to methods and applications. San Diego, California: *Academic Press*. Pp. 315-322.
- Wichers H. J., Soler-Rivas C., Danai O., Nerya O. & Levanon D., 2005. Post Harvest quality of *Agaricus bisporus* mushrooms. *Acta. Edulis. Fungi*. 12 (supplement): Pp.475-481.
- WMO, 2012. WMO Statement on the status of the global climate in 2011, WMO-No. 1085, *World Meteorological Organization*, Geneva, Suizaland.
- Wood T. G. & Thomas R. J., 1989. The mutualistic association between Macrotermitinae and *Termitomyces*. In *Insect–fungus interaction* (eds N. Wilding, N. M. Collins, P. M. Hammond & J. F. Webber), London, UK: *Academic Press*. Pp.69–92
- Yang Z., 1994. Estimating the pattern of nucleotide substitution. *J. Mol. Evol.* 39:105–111
- Yang Z. & Rannala B., 1997. Bayesian phylogenetic inference using DNA sequences: a Markov chain Monte Carlo method. *Mol. Biol. Evol.* 14:717–24
- Zuckerlandl E. & Pauling L., 1965. Evolutionary divergence and convergence in proteins, Academic Press, New York. Pp. 97-166.
- Zueli K. B., 2016. Les milieux physiques des régions tropicales chaudes et humides. Institut de Géographie Tropicale. Licence 3 Géographie. *LAMINAT–IGT–Version 2016*. 81 p.

ANNEXES

Annexe 1. Extraction des ADN

Le kit « PowerPlant Pro DNA Isolation Kit (MO BIO Laboratories/Quiagen, Carlsbad, CA, USA) » est composé de 7 produits à savoir: PSS « *Phenolic Separation Solution* », PD1 « *Aqueous solution of guanidine thiocyanate* », PD2 « *Proprietary aqueous lysis solution* », PD3 « *Proprietary aqueous inhibitor removal solution* », PD4 « *Proprietary aqueous bind solution* », PD5 « *Aqueous solution of ethyl alcohol* », PD6 « *100 % Ethanol* » et PD7 « *Elution buffer (10 mM tris)* ».



Kit « PowerPlant® Pro DNA Isolation kit ».

Pour chaque souche, un échantillon de lames ou lamelles de carpophage est prélevé au scalpel et pesé (5 à 10 mg). Ensuite il est découpé en petits morceaux que l'on introduit dans un tube Eppendorf stérile de 2 ml. Ces morceaux sont broyés à l'aide d'un mini pilon en présence d'azote liquide de façon à obtenir une poudre la plus fine possible, puis 450 μ l de solution PD1 et 40 μ l de solution séparatrice des phénols sont ajoutés. Un volume de 50 μ l de la solution PD2 est ajouté au tube contenant le matériel biologique qui est incubé à 65°C pendant 10 minutes. Le mélange est homogénéisé à l'aide d'un agitateur fixé sur le vortex MO BIO (*MO BIO catalog# 13000-VI-24*) à la vitesse max. Le tube est centrifugé à 13 000 g (= 13900 rpm) pendant 2 minutes et le surnageant est transféré dans un tube collecteur de 2 ml. Un volume de 175 μ l de la solution PD3 est ajouté, le tube est vortexé pendant 5 secondes, incubé à 4°C pendant 5 minutes, puis centrifugé pendant 2 minutes à 13 000 g (=13900 rpm).

Un volume de 600 μ l du surnageant est transféré dans un tube collecteur de 2 ml. Ensuite, 600 μ l de solution PD4 et 600 μ l de solution PD6 sont ajoutés et le tube est vortexé pendant 5 secondes. Approximativement 600 μ l du lysat sont versés sur la colonne filtre et l'ensemble est centrifugé à 10 000 g (=12200 rpm) pendant 30 secondes. Le tube collecteur est vidé, la colonne est à nouveau remplacée sur le tube collecteur et l'étape est refaite deux fois. Le tube collecteur est à nouveau vidé et la colonne filtre est remplacée dessus. Un volume de 500 μ l de solution PD5 est ajouté à la colonne filtre qui est centrifugée pendant 30 sec à 10 000 g (=12200 rpm), puis le tube

collecteur est vidé et la colonne remplacée. Un volume de 500 µl de solution PD6 est ajouté à la colonne qui est centrifugée pendant 30 secondes à 10 000 g, (=12200 rpm), le tube collecteur est à nouveau vidé et la colonne remplacée. L'ensemble est encore centrifugé pendant 2 min à 16 000 g (=13900 rpm) pour éliminer les résidus de la solution PD6.

La colonne est ensuite posée avec précaution sur un nouveau tube collecteur de 2 ml. Un volume de 75 µl de solution PD7 (10mM, pH 8.0) est ajouté sur le filtre qui est incubé pendant 2 min à la température ambiante, puis centrifugé pendant 30 secondes à 10 000g (=12200 rpm). Pour optimiser la concentration en ADN de l'éluât, le premier éluât est redéposé une fois encore au centre de la membrane filtrante et centrifugé pendant 30 secondes à 10 000g (=12200 rpm). Enfin la colonne est jetée et l'ADN dans le tube est prêt pour être utilisé immédiatement pour la PCR ou congelé à -20°C pour une utilisation ultérieure.

Annexe 2. Fabrication d'un gel à 1,5% d'agarose

- 1) S'assurer que toutes les parties du support sont propres
- 2) Reconstituer les différentes parties du support
- 3) Peser 1,5 g d'agarose en poudre à mettre dans un erlenmeyer
- 4) Verser dans l'erlenmeyer petit à petit et en remuant doucement, 100 ml de TBE 1X
- 5) Chauffer le mélange au micro-onde jusqu'à ce que ce soit transparent (≈2 minutes)

✓ *Remarque* : Être vigilant : une fois que le gel bout, il peut très vite déborder

- 6) Refroidir le mélange sous l'eau. (*Attention ! Il ne faut pas que le gel polymérise*)
- 7) Ajouter **10 µL de GelRed** et homogénéiser par agitation douce
- 8) Verser le gel dans les supports
- 9) Enlever les bulles d'air s'il y en a à l'aide d'un cône
- 10) Laisser le gel polymériser (≈30 minutes), puis enlever les peignes
- 11) Conserver les gels au réfrigérateur dans de l'aluminium ou bien les utiliser de suite
- 12) Migrer à 120 Volts pendant 30 minutes.

Référence Gel Red : 41003 BY1740 pour 500µl chez Interchim

Annexe 3. Formulaire (respectivement nLSU, mtSSU) de demande de séquençage d'ADN-avec purification.



DEMANDE DE SÉQUENÇAGE D'ADN SANGER - AVEC PURIFICATION

À noter : Ce formulaire est valable uniquement pour les échantillons qui sont à purifier par Genoscreen.

INFORMATIONS ADMINISTRATIVES	
Organisme :	Laboratoire de Parasitologie Mycologie - CHU NANCY
Adresse :	11 allée du Morvan
Code postal :	54500
Ville :	Vandoeuvre les Nancy
Pays :	France
Téléphone :	03 83 15 43 92
Télécopie :	03 83 15 43 86
Nom du contact :	Marie Machouart

ADRESSE DE FACTURATION	
Organisme :	Association des Chefs de Service du CHU de Nancy
Adresse :	11 allée du Morvan
Code postal :	54500
Ville :	Vandoeuvre les Nancy
Pays :	France
N° de devis :	93389
N° de bon de commande :	MC-28102014

Adresse(s) email(s)
pour l'envoi des
résultats (.seq et .abf) :

m.machouart@yahoo.fr

Date d'envoi : 04/06/2015

QUANTITÉ

Quantité nécessaire pour UNE réaction de séquençage : Produit PCR : 50 à 200ng (selon la taille) - Plasmide : 500ng - Cosmide ou BAC : 2µg - Amorce : 2,5 à 5µM
Merci de fournir une quantité adaptée au nombre de séquences souhaité ainsi que pour les éventuels retraitements

FORMAT D'ENVOI



Nom demandeur	ÉCHANTILLONS					AMORCES			COMMENTAIRES	
	Tube	Nom de l'échantillon	Nature de l'échantillon	Taille du produit	Conc. (ng/µL)	Vol. (µL)	Amorce universelle	Amorce spécifique		Conc. (µM)
1	-	DM 150G	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
2	-	DM 150G	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
3	-	DM 152E	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
4	-	DM 152E	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
5	-	DM 24E	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
6	-	DM 24E	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
7	-	DM 223E	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
8	-	DM 223E	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
9	-	DM 260F	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
10	-	DM 260F	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
11	-	DM 25E	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
12	-	DM 25E	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
13	-	K(M) 109 538	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
14	-	K(M) 109 538	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
15	-	DM 213E	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
16	-	DM 213E	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
17	-	DM 666A	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
18	-	DM 666A	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
19	-	DM 280B	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
20	-	DM 280B	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
21	-	DM 372G	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
22	-	DM 372G	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
23	-	DM 268E	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
24	-	DM 268E	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
25	-	DM 382A/A'	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
26	-	DM 382A/A'	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
27	-	DM 370G	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
28	-	DM 370G	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
29	-	DM 151C	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
30	-	DM 151C	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
31	-	K(M) 144 295	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
32	-	K(M) 144 295	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
33	-	DM 224C	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
34	-	DM 224C	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
35	-	K(M) 144 296	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
36	-	K(M) 144 296	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
37	-	K(M) 144 298	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
38	-	K(M) 144 298	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
39	-	DM 602B	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
40	-	DM 602B	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
41	-	DM 665	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
42	-	DM 665	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
43	-	DM 671	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
44	-	DM 671	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
45	-	DM 735	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
46	-	DM 735	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
47	-	K(M) 109 563	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
48	-	K(M) 109 563	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
49	-	DM 394	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
50	-	DM 394	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	
51	-	DM 392	PCR	500 à 600	22	22	CTB6	5	10	
52	-	DM 392	PCR	500 à 600	22	22	25S4R	5	10	

53	-	DM 407	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
54	-	DM 407	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
55	-	K(M) 109 585	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
56	-	K(M) 109 585	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
57	-	K(M) 109 584	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
58	-	K(M) 109 584	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
59	-	K(M) 109 586	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
60	-	K(M) 109 586	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
61	-	K(M) 142 418	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
62	-	K(M) 142 418	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
63	-	K(M) 142 419	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
64	-	K(M) 142 419	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
65	-	DM 770	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
66	-	DM 770	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
67	-	K(M) 29920	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
68	-	K(M) 29920	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
69	-	K(M) 128 340	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
70	-	K(M) 128 340	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
71	-	DM 737	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
72	-	DM 737	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
73	-	K(M) 128 338	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
74	-	K(M) 128 338	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
75	-	K(M) 16 685	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
76	-	K(M) 16 685	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
77	-	K(M) 142 436	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
78	-	K(M) 142 436	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
79	-	K(M) 16 528	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
80	-	K(M) 16 528	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
81	-	K(M) 128 346	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
82	-	K(M) 128 346	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
83	-	28	PCR	500 à 600	22	CTB6	5	10
84	-	28	PCR	500 à 600	22	25S4R	5	10
85	-							
86	-							
87	-							
88	-							
89	-							
90	-							
91	-							
92	-							
93	-							
94	-							
95	-							
96	-							

© Tous droits réservés

Nous vous prions de compléter ce formulaire en respectant les consignes exposées dans le guide d'usage.

SUPPORT TECHNIQUE SANGER | seq1@genoscreen.com | Phone: +33(0)3 20 87 71 54

GENOSCREEN / Service Sanger
1, rue du Professeur Calmette
59000 Lille - France

DEMANDE DE SÉQUENÇAGE D'ADN SANGER - AVEC PURIFICATION

À noter : Ce formulaire est valable uniquement pour les échantillons qui sont à purifier par Genoscreen.

INFORMATIONS ADMINISTRATIVES

Organisme : Laboratoire de Parasitologie Mycologie - CHU NANCY
Adresse : 11 allée du Morvan
Code postal : 54500
Ville : Vandœuvre les Nancy
Pays : France
Téléphone : 03 83 15 43 92
Télécopie : 03 83 15 43 86
Nom du contact : Marie Machouart

ADRESSE DE FACTURATION

Organisme : Association des Chefs de Service du CHU de Nancy
Adresse : 11 allée du Morvan
Code postal : 54500
Ville : Vandœuvre les Nancy
Pays : France
N° de devis : 93389
N° de bon de commande : MC-28102014

Adresse(s) email(s)
 pour l'envoi des
 résultats (.seq et .ab1) :

m.machouart@yahoo.fr

Date d'envoi : 04/06/2015

QUANTITÉ

Quantité nécessaire pour UNE réaction de séquençage : Produit PCR : 50 à 200ng (selon la taille) - Plasmide : 500ng - Cosmide ou BAC : 2µg - Amorce : 2,5 à 5µM
 Merci de fournir une quantité adaptée au nombre de séquences souhaité ainsi que pour les éventuels retraitements

FORMAT D'ENVOI

Tube(s) Plaque

	Nom demandeur	ÉCHANTILLONS					AMORCES				COMMENTAIRES
		Tube	Nom de l'échantillon	Nature de l'échantillon	Taille du produit	Conc. (ng/µL)	Vol. (µL)	Amorce universelle	Amorce spécifique	Conc. (µM)	
1	-	-	DM 150G	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
2	-	-	DM 150G	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
3	-	-	DM 152E	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
4	-	-	DM 152E	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
5	-	-	DM 24E	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
6	-	-	DM 24E	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
7	-	-	DM 223E	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
8	-	-	DM 223E	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
9	-	-	DM 260F	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
10	-	-	DM 260F	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
11	-	-	DM 25E	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
12	-	-	DM 25E	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
13	-	-	K(M) 109 538	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
14	-	-	K(M) 109 538	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
15	-	-	DM 213E	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
16	-	-	DM 213E	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
17	-	-	DM 686A	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
18	-	-	DM 686A	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
19	-	-	DM 290B	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
20	-	-	DM 290B	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
21	-	-	DM 372G	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
22	-	-	DM 372G	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
23	-	-	DM 268E	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
24	-	-	DM 268E	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
25	-	-	DM 382A/A'	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
26	-	-	DM 382A/A'	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
27	-	-	DM 370G	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
28	-	-	DM 370G	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
29	-	-	DM 151C	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
30	-	-	DM 151C	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
31	-	-	K(M) 144 295	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW106	5	10	
32	-	-	K(M) 144 295	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
33	-	-	DM 224C	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
34	-	-	DM 224C	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
35	-	-	K(M) 144 296	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
36	-	-	K(M) 144 296	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
37	-	-	K(M) 144 298	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
38	-	-	K(M) 144 298	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
39	-	-	DM 602B	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
40	-	-	DM 602B	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
41	-	-	DM 685	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
42	-	-	DM 685	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
43	-	-	DM 671	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
44	-	-	DM 671	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
45	-	-	DM 735	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
46	-	-	DM 735	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
47	-	-	K(M) 109 563	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
48	-	-	K(M) 109 563	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
49	-	-	DM 394	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
50	-	-	DM 394	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	
51	-	-	DM 392	PCR	300 à 400	22	-	SSUFW105	5	10	
52	-	-	DM 392	PCR	300 à 400	22	-	SSUREV475	5	10	

53	-	DM 407	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
54	-	DM 407	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
55	-	K(M) 109 565	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
56	-	K(M) 109 565	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
57	-	K(M) 109 564	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
58	-	K(M) 109 564	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
59	-	K(M) 109 566	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
60	-	K(M) 109 566	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
61	-	K(M) 142 418	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
62	-	K(M) 142 418	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
63	-	K(M) 142 419	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
64	-	K(M) 142 419	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
65	-	DM 770	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
66	-	DM 770	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
67	-	K(M) 29920	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
68	-	K(M) 29920	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
69	-	K(M) 128 340	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
70	-	K(M) 128 340	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
71	-	DM 737	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
72	-	DM 737	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
73	-	K(M) 128 338	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
74	-	K(M) 128 338	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
75	-	K(M) 16 685	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
76	-	K(M) 16 685	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
77	-	K(M) 142 436	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
78	-	K(M) 142 436	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
79	-	K(M) 16 528	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
80	-	K(M) 16 528	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
81	-	K(M) 128 346	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
82	-	K(M) 128 346	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
83	-	28	PCR	300 à 400	22	SSUFW105	5	10
84	-	28	PCR	300 à 400	22	SSUREV475	5	10
85	-	-	-	-	-	-	-	-
86	-	-	-	-	-	-	-	-
87	-	-	-	-	-	-	-	-
88	-	-	-	-	-	-	-	-
89	-	-	-	-	-	-	-	-
90	-	-	-	-	-	-	-	-
91	-	-	-	-	-	-	-	-
92	-	-	-	-	-	-	-	-
93	-	-	-	-	-	-	-	-
94	-	-	-	-	-	-	-	-
95	-	-	-	-	-	-	-	-
96	-	-	-	-	-	-	-	-

© Tous droits réservés

Nous vous prions de compléter ce formulaire en respectant les consignes exposées dans le guide d'usage.

SUPPORT TECHNIQUE SANGER | seq1@genoscreen.com | Phone: +33(0)3 20 87 71 54

GENOSCREEN / Service Sanger
1, rue du Professeur Calmette
59000 Lille - France

Annexe 4. Requête après séquençage.

Amorces	Mutation	Séquences ininterprétables	Séquence Sens uniquement, anti-sens absente	Séquence sens en double, anti-sens absente
CTB6-25S4R	DM 268 ^E	DM 382A/A'		
		KM 109 563		
		KM 142 419		
		KM 144 296		
SSUFW105-SSUREV475	DM 407	DM 224C		
	KM 109 538			

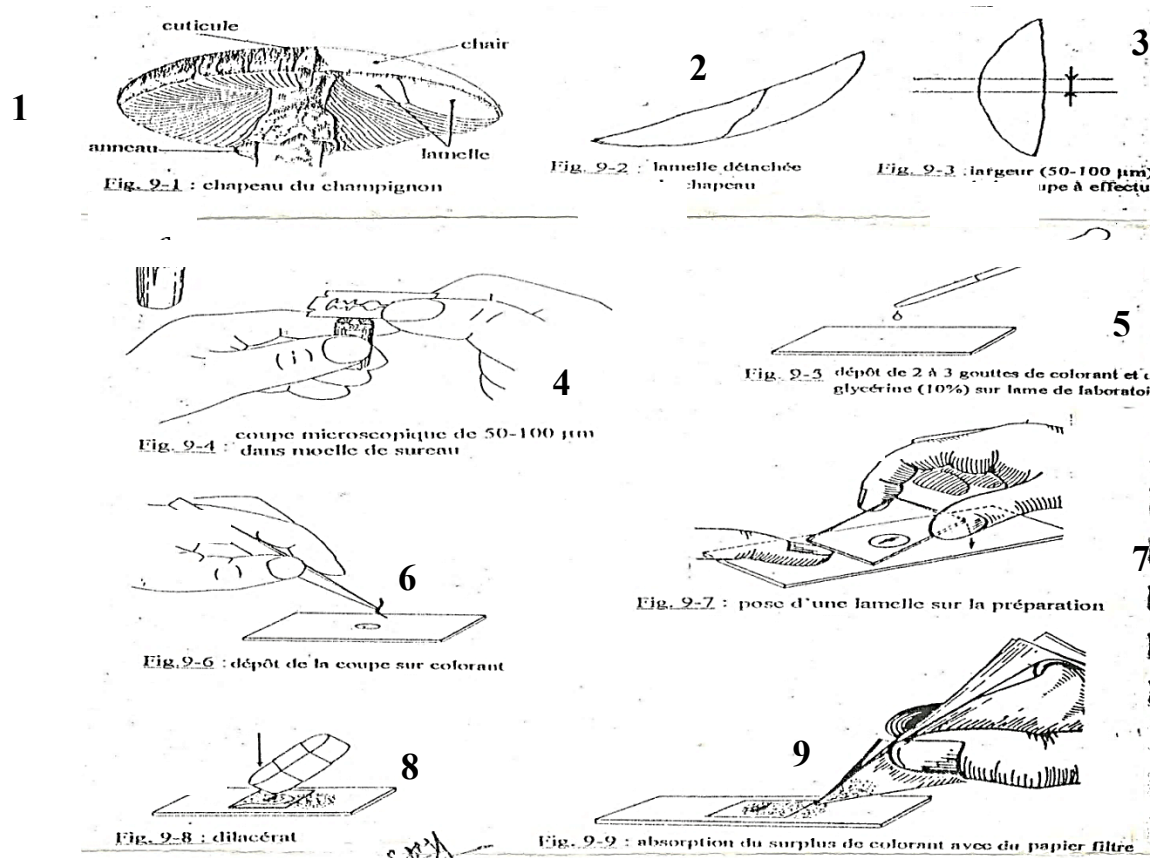
	KM 109 563			
ITS4-ITS5				
	DM 151C	DM 24E	KM 16 538	DM 737
	DM 152 ^E	DM 382A/A'	KM 29920	KM 128 340
	DM 280B	DM 407	KM 128 346	
	DM 370G	DM 665	KM 144 298	
	DM 735	DM 666A		
	KM 142 436	KM 16 685		
		KM 109 538		
		KM 109 563		
		KM 128 338		
		KM 142 418		
		KM 144 295		
		KM 144 296		

Annexe 5. Résultats de la requête pour séquençage

CTB6-25S4R	DM 268 ^E	Je vous confirme la mutation positionnée sur le CTB6 à partir de 400pb et en Rev à partir de 118pb	Non
	DM 382A/A'	Séq validée - double à partir de 50pb en CTB6 et bruit de fond à partir de 120pb jusqu'à la fin de la séquence en Rev	Oui, un sens en test
	KM 109 563	Séq double sur les 300 premières bases en forw et rev, présence de deux produits PCR sur gel ?	Non
	KM 142 419	séq validée - léger bruit de fond sur le rev mais que vous pouvez facilement corriger. Avec l'amorce CTB6 13N mais à vérifier si ce ne sont pas des mutations	Non
	KM 144 296	séq validée - présence de bruit de fond - échantillon faiblement concentré mais réaction réalisée avec le maximum de matrice possible	Non

SSUFW105-SSUREV475	DM 407	Je vous confirme la mutation positionnée sur le SSUFor105 à partir de 215 pb et en Rev à partir de 80 pb	Non
	KM 109 538	Je vous confirme la mutation positionnée sur le SSUFor105 à partir de 215 pb et en Rev à partir de 108 pb	Non
	KM 109 563	Je vous confirme la mutation positionnée sur le SSUFor105 à partir de 250 pb et en Rev à partir de 80 pb	Non
	DM 224C	Séq double à partir de 320pb/ 350 e, Fw. Reverse non interprétable car la mutation est positionnée dès le début de la lecture de cette mutation	Non

Annexe 6. Protocole de préparation microscopique (1à 9) à partir de la lame d'un Agaricale (Mossebo, 1999).



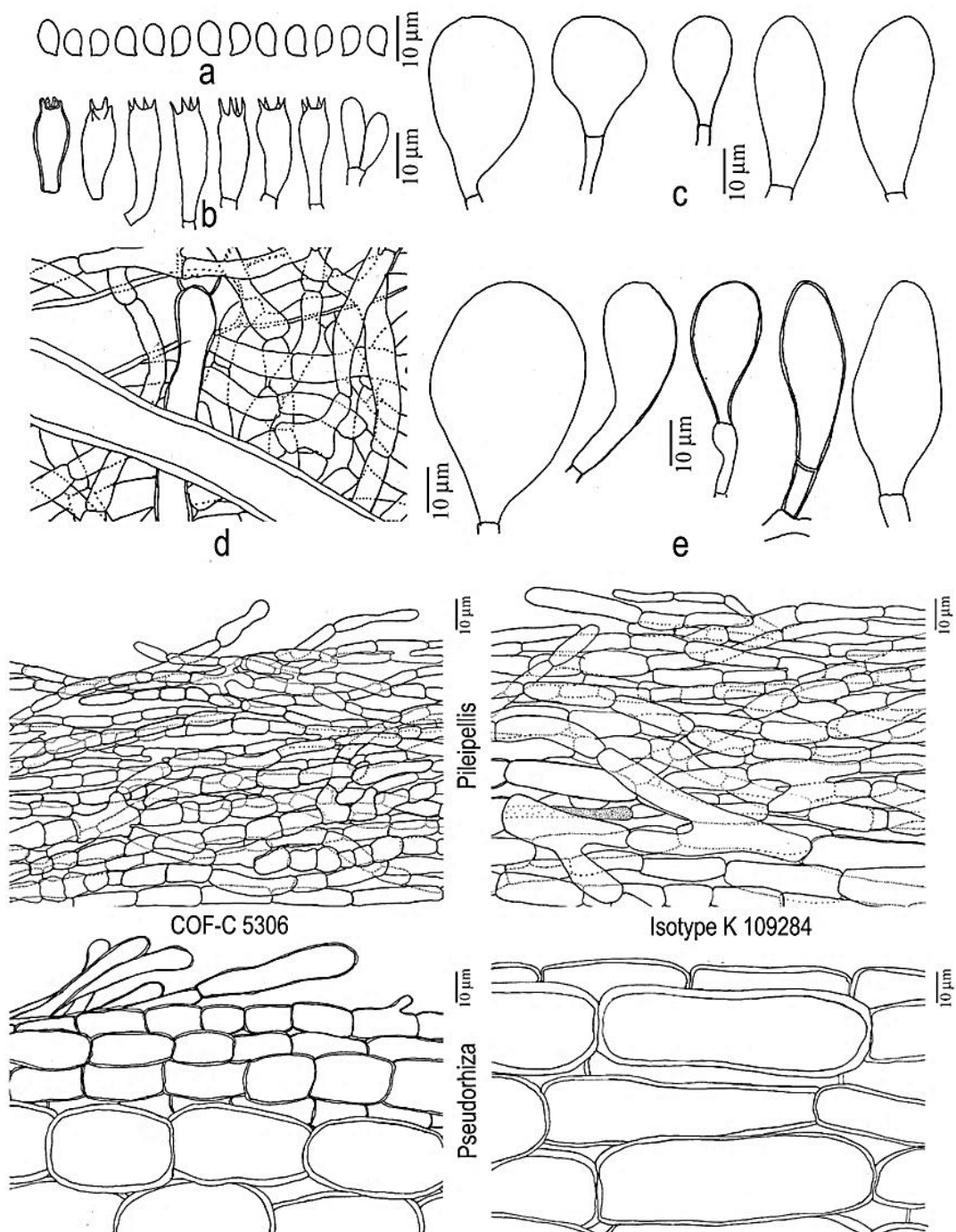
Annexe 7. Photos de certains autres taxons présents sur les phylogrammes.

Annexe 7.1. *Termitomyces bulborhizus* T.Z. Wei, Yao, Wang & Pegler.

Mycological Research 108 (12): 1458–1462. (2004); *Thai Journal of Agricultural Science* 44(3): 183–196. (2011).



Termitomyces bulborhizus T.Z. Wei. a : carpophores en milieu naturel avec substrat ; b : carpophores de tailles différents ; c : coupe longitudinale du carpophore entier. Photo : HAMA



Termitomyces bulborrhizus T.Z. Wei. (COFC-F 5306): a : spores; b : basides; c : cheilocystides; d : chair du chapeau; e : pleurocystides. (Daniels et al., 2015).

Annexe 7.2. *Termitomyces cartilagineus* (Berk.) R. Heim.

Australasian Mycologist 26(1): 16-36. (2007).



Termitomyces cartilagineus (Berk.) R. Heim. Source: <https://www.gmvmonza.org>, Gruppo micologico "C. Vittadini " Monza (2002), <https://www.gmvmonza.org>.

Annexe 7.3. *Termitomyces clypeatus* Heim.

Bull. Jard. Bot. Etat Brux. 21: 207 (1951). *Abctaxa* vol. 10. (2010).



Termitomyces clypeatus. A: stade primordial, b-stade d'expansion ; c : surface caractéristique du chapeau ; d : stipe et voile (« India, western ghats, B'Shettigeri, 26 Jul. 2012, leg. N.C. Karun, MUBS 028a »); T. clypeatus. e: chapeau et stipe; f: voile (« India, west coast, Konaje, 14 Aug.. 2012, leg. N.C. Karun, MUBS 028a »). (Karun N.C & Sridhar K.R., 2013).

Annexe 7.4. *Termitomyces entolomoides* R. Heim.

Thai Journal of Agricultural Science 44(3): 183–196 (2011).



Termitomyces entolomoides R. Heim sur meule. Source: Pegler & Vanhaecke (1994).

Annexe 7.5. *Termitomyces eurhizus* (Berk.) R. Heim.

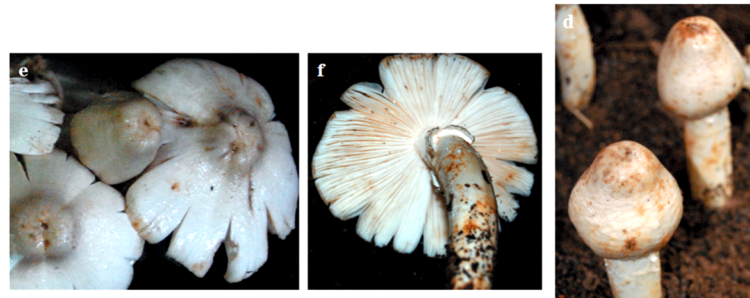
Arch. Mus. Hist. Nat. Paris, sér. 6, 18: 140 (1942). Wei and al. Dans *Mycological Research* 108 (12): 1458–1462. (2009).



Termitomyces eurhizus. A : carpophore entier présentant encore fixé à la meule ; B : carpophore entier présentant la surface du chapeau ; C : carpophore présentant l'hyménophore, le stipe et la pseudorhize. Photo: A: Pegler N. & Vanhaecke. (1994); B/C: Uthaiwan Sangvanich (2002).

Annexe 7.6. *Termitomyces heimii* Narajan.

Kew Bulletin 49 (4): 717–736. (1994). *Thai Journal of Agricultural Science* 44(3): 183–196. (2011).



Termitomyces heimii Natarajan. d : stade primordial ; e : chapeau épanoui avec un ombon proéminent cylindrique à clavé ; f : hyménophore avec anneau (« India, Western Ghats, Perambadi, 25 Aug. 2012, leg. N.C. Karum, MUBS 030 ») Photo : Karum (2013).

Annexe 7.7. *Termitomyces sagittiformis* Kalchbr. & Cooke) Reid.

Contr. Bolus Herb. No. 7: 117-118 (1976). *Mycological Research* 94 (7): 923–937. (1990).



Termitomyces sagittiformis Kalchbr. & Cooke) Reid. Photo A: Van der Westhuizen and A. Eicker (1990); B: Duur Aanen and Wilhelm de Beer (2007); E: Vrinda & Pradeep (2014).

Annexe 7.8. *Termitomyces singidensis* Saarim. & Härk.

Karstenia 34: 13–20. (1994).



Fig. 68 (1) et 2. Sporophore de *Termitomyces singidensis*. 1: jeune carpophore avec un voile épais ; 2 : différents stades de croissance du carpophore. Source : Saarimäki et al. (1994)

Annexe 7.9. *Termitomyces titanicus* Pegler & Pearce.

Kew Bulletin, Vol. 35, No. 3, pp. 475-491. (1980).

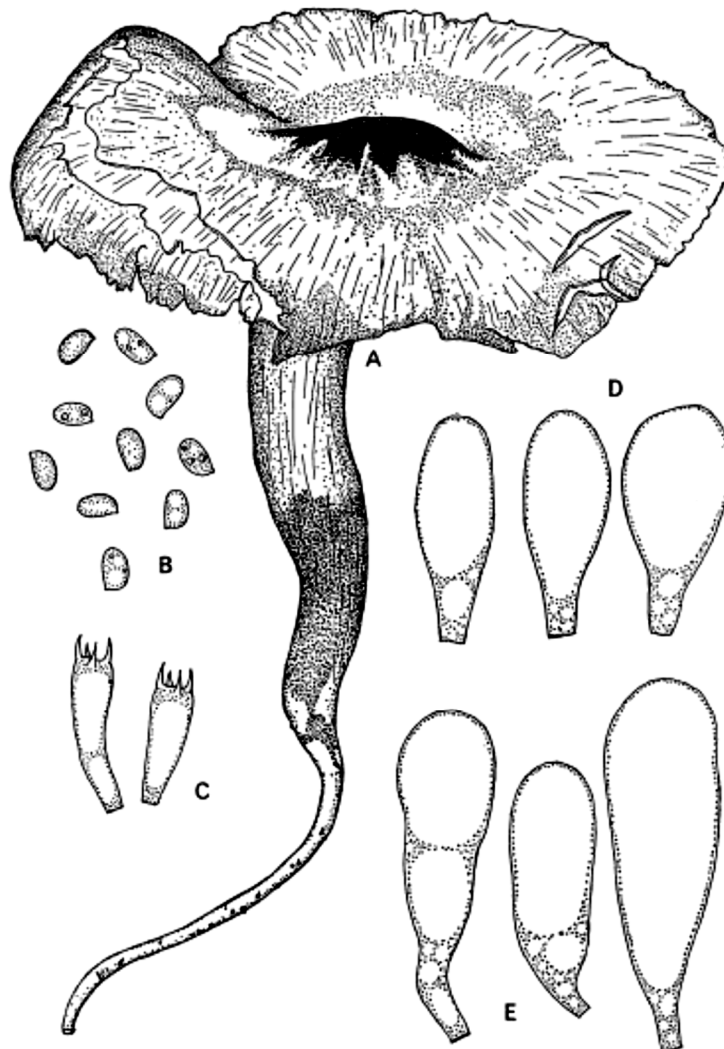


Photo: Jery Haugen, <https://www.quora.com>



Photo: Alexander Rose, <https://www.quora.com>

A/B. *Termitomyces titanicus* Pegler & Pearce.



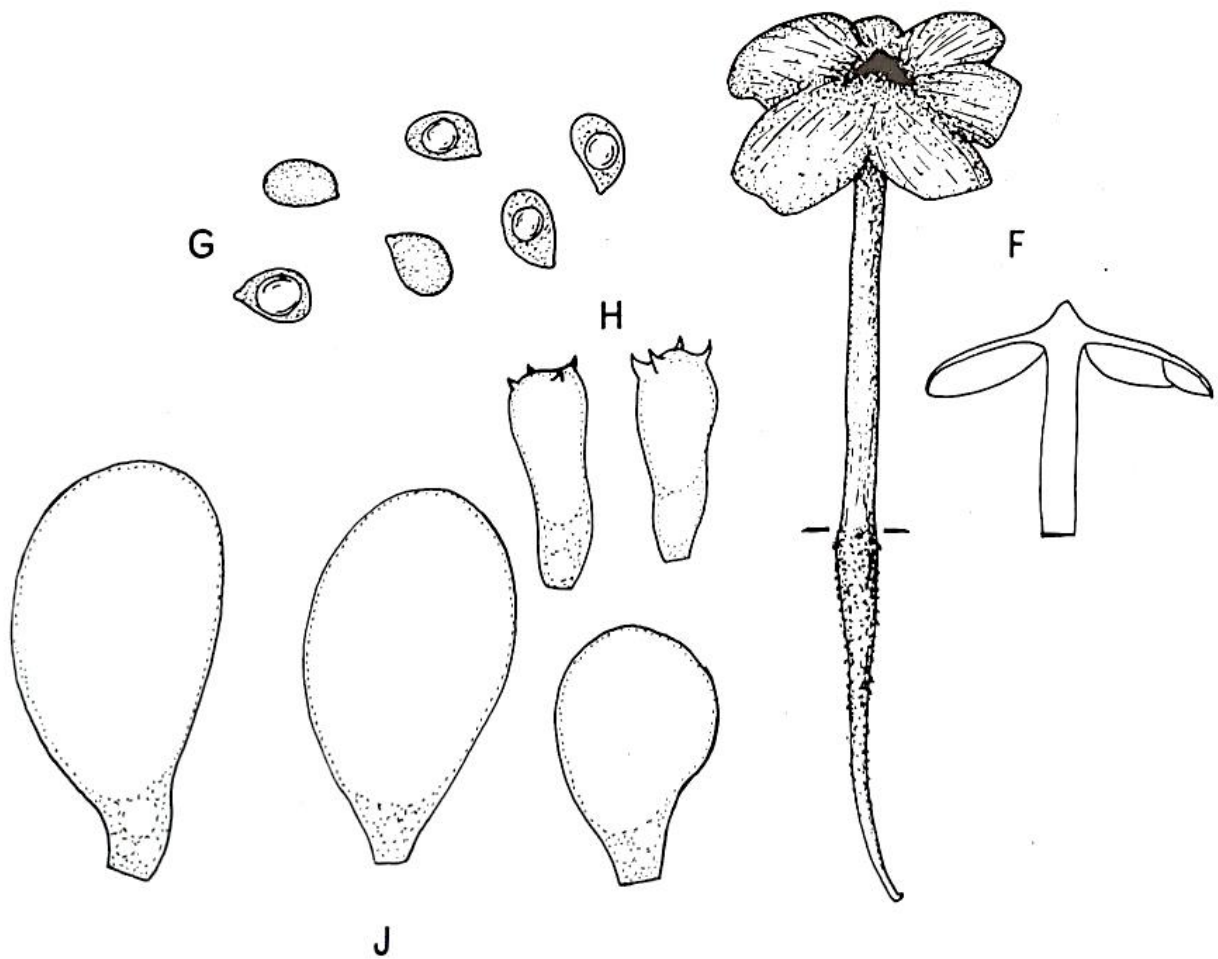
Termitomyces titanicus. A: carpophore $\times 0,25$; B: Spores; C: Basides; D: Cheilocystides; E: Pleurocystides. Tous $\times 1000$ en dehors du carpophore. (Pegler & Pearce, 1980).

Annexe 8. Photos des autres taxons absents des phylogrammes.

Annexe 8.1. *Termitomyces albiceps* S. C. He.

Pegler and Vanhaecke dans *Kew Bulletin* 49 (4): 717–736. (1994); Tang et al. dans *Mycotaxon* 95: 285–293. (2006) et Sawhasan et al. dans *Thai Journal of Agricultural Science* 44(3): 183–196 (2011).

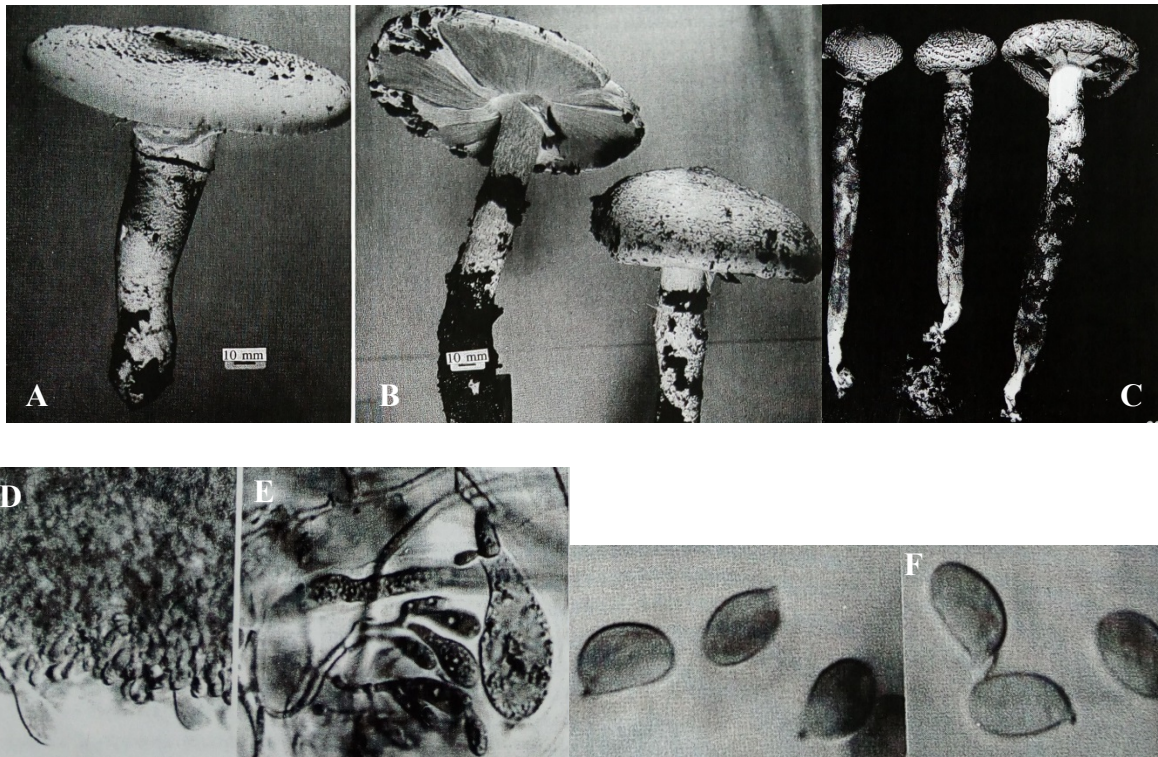
Annexe 8.2. *Termitomyces radicans* Natarajan.



Termitomyces radicans Natarajan. F : sporophore et coupe longitudinale du chapeau ; G : basidiospores ; H : basides ; J : cheilocystides ; Echelle : $\times 1000$. Source : Pegler and Vanhaecke (1994).

Annexe 8.3. *Termitomyces reticulatus* Van der Westhuizen & Eicker .

Mycological Research 94(7) 923-937. (1990).



Termitomyces reticulatus. A : sporocarpe montrant la surface du chapeau et le pied, B : sporocarpe montrant hyménophore, la jonction u stipe au chapeau ; C : sporocarpe montrant le pied et la pseudorhize encore rattachée à un reste de la meule de termite ; D : arête de lamelle avec cheilocystides largement clavées $\times 900$; E : basides et cystides pyriformes sur couts pédicelles $\times 1800$; F : basidiospores $\times 3600$; Photos: Van der Westhuizen and A. Eicker (1990).

Annexe 9. Copie de la 1^{ère} publication scientifique tirée de la thèse :

Essouman E.P.F., Kengni Ayissi M.B., Metsebing B.P. and Mossebo D.C. (2017): In vitro post-harvest growth parameters of termite-associated fungi: a case study of *Termitomyces schimperi* (Basidiomycota, Lyophyllaceae): *STUDIES IN FUNGI* 2(1): 178-190. Doi 10.5943/Sif/2/1/20

(Voir les 13 pages suivantes)

Annexe 10. Copie de la 2^{ème} publication scientifique tirée de la thèse :

MOSSEBO, D., ESSOUMAN, E., MACHOUART, M., & GUEIDAN, C. (2017). **Phylogenetic relationships, taxonomic revision and new taxa of *Termitomyces* (Lyophyllaceae, Basidiomycota) inferred from combined nLSU- and mtSSU-rDNA sequences.** *Phytotaxa*, 321(1):71–102. DOI : <http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.321.1.3>

(Voir les 32 pages suivantes)