

Joseph Issaka BOUSSIM
Docteur 3^{ème} cycle

**LES PHANEROGAMES PARASITES DU BURKINA FASO :
INVENTAIRE, TAXONOMIE, ECOLOGIE ET QUELQUES
ASPECTS DE LEUR BIOLOGIE. CAS PARTICULIER DES
LORANTHACEAE PARASITES DU KARITE**



THESE

Présentée le 31 janvier 2002
pour obtenir le titre de

Docteur d'État ès Sciences Naturelles

Jury

Président : GUINKO Sita, Professeur, Université de Ouagadougou

Membres : AKPAGANA Koffi, Professeur, Université de Lomé

BA Amadou Tidiane, Professeur, Université Cheikh Anta Diop, Dakar

RAYNAL-ROQUES Aline, Professeur, Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris

SALLÉ Georges, Professeur, Université Pierre et Marie Curie, Paris

TRAORE Dossahoua, Professeur, Université de Cocody, Abidjan

NACOUлма-OUEDRAOGO Odile Germaine, Maître de Conférences, Université de Ouagadougou

A mon épouse Léontine Dabira

Et à nos enfants Corine, Aline et Inès

**Qui ont accepté ma passion pour la recherche et de
me partager si inégalement avec les Plantes Parasites.**

AVANT PROPOS

La réalisation de cette thèse a bénéficié du soutien matériel, financier et moral de plusieurs personnes et organismes. Ces pages m'offrent l'opportunité de manifester à tous ma profonde gratitude.

Je suis particulièrement heureux d'exprimer ma profonde reconnaissance au Professeur Sita Guinko qui m'a proposé ce sujet de thèse et dont il a suivi le déroulement, au jour le jour, avec un grand intérêt. Sa longue expérience de terrain, sa rigueur et sa clarté dans le travail et surtout sa disponibilité permanente à mon égard m'ont permis d'achever ce travail dans un délai raisonnable. Je ne pourrais dire ici tout ce que je lui dois. Qu'il soit assuré de toute ma gratitude, et qu'il sache que je m'emploierai constamment à mériter cette confiance filiale qu'il a placée en moi.

Mes remerciements très chaleureux, ma profonde gratitude et ma sympathie vont également au Professeur Georges Sallé, de l'Université Pierre et Marie Curie (Paris VI), qui a co-dirigé ces travaux. Dès le démarrage de cette thèse, il a mobilisé toute son énergie et sa compétence pour me trouver la possibilité de séjourner au moins deux mois par an dans son laboratoire, dans des conditions très favorables. Ses conseils et suggestions, sa disponibilité permanente et son soutien matériel depuis le début jusqu'à la présentation de ce travail m'ont été d'un très grand apport. Il a été pour moi un directeur scientifique, un ami et un collègue compétent, sincère et exemplaire. Je tiens à lui faire part de mon attachement.

Je remercie vivement le Professeur Amadou Tidiane Ba, de la Faculté des Sciences de Dakar, pour l'attention particulière qu'il a accordée à ce travail. Ses conseils et suggestions de première heure m'ont été d'un grand apport dans la conduite de mes travaux. Je dois aussi remercier le Professeur Ba pour avoir accepté de juger le résultat de mes recherches malgré les nombreuses charges qui l'occupent. Je n'oublie pas que c'est lui, Professeur Ba, qui m'a fait entrer dans le monde fascinant des plantes parasites en me confiant une étude sur la cassythe. Qu'il me permette de lui retémoigner ici mon fidèle attachement.

Je tiens à exprimer mes sincères remerciements et ma profonde reconnaissance à Mme le Professeur Aline Raynal-Roques, du Muséum National d'Histoires Naturelles (Paris), pour les conseils précieux qu'elle m'a prodigués, pour son aide dans la détermination de mes échantillons, pour la lecture du manuscrit et enfin pour sa participation au Jury.

L'intérêt manifesté par le Professeur Dossahoua Traoré, de l'Université de Cocody / Abidjan, pour l'étude des Loranthaceae est un encouragement. Je le remercie de l'honneur qu'il me fait en consentant d'être membre de ce Jury. Qu'il soit assuré de ma respectueuse reconnaissance.

Mes remerciements s'adressent également au Professeur Koffi Akpagana, de l'Université de Lomé, pour l'amitié et pour l'intérêt qu'il a bien voulu porter à ce travail. Je suis très honoré de sa présence dans ce Jury.

Je remercie Madame le Professeur Odile Germaine Nacoulma / Ouédraogo, Maître de Conférences à l'Université de Ouagadougou, pour sa sympathie, ses conseils et pour avoir accepté de siéger dans ce Jury. Je lui exprime ma profonde gratitude.

Je tiens à exprimer ma sincère et profonde gratitude au Professeur Mahamane Saadou, Doyen de la Faculté des Sciences de Niamey, pour l'estime qu'il m'a toujours témoignée et pour avoir accepté de corriger le présent mémoire.

Durant cette thèse, j'ai effectué plusieurs séjours au laboratoire de Cytologie Expérimentale et Morphogenèse Végétale et au laboratoire de Parasitologie Végétale / Université Pierre et Marie Curie. J'y ai trouvé un monde accueillant et sympathique. J'adresse mes vifs remerciements aux directeurs de ces laboratoires, Mme le Professeur Dominique Chriqui et le Professeur Georges Sallé et à leurs collègues. Je suis particulièrement redevable à Martine, Karim, Elodie, Amaud, Christiane, Ulla, Stéphanie et Josette pour leur constante disponibilité et leur sollicitude.

Une partie de ce travail a été réalisée dans le cadre logistique du Centre National de Semences Forestières (CNSF) de Ouagadougou. Il m'est particulièrement agréable de remercier et d'exprimer ici toute ma reconnaissance à Messieurs Soumaïla Bancé, ex Directeur, Albert Nikiéma, ex Directeur Général et Lambert Georges Ouédraogo, Directeur Général du CNSF et à tout le personnel de ce service pour leur sympathie, leur agréable collaboration et la parfaite intégration dont j'ai bénéficié.

Le Professeur Laurent Aké Assi, de l'Université de Cocody / Abidjan, m'a apporté une aide technique inestimable dans la réalisation de ce travail. Qu'il trouve ici l'expression de ma déférente gratitude.

Que mon collègue Adjima Thiombiano, Maître Assistant à l'UFR/SVT, dont la collaboration dévouée et franche me fut une aide précieuse, reçoive l'expression de mon amicale gratitude. Sa contribution au présent travail fut substantielle.

A Monsieur Adama Diallo, Directeur Général de l'Ecole Nationale des Eaux et Forêts de Dindéresso, je dis un grand merci pour son amitié et pour l'aide technique qu'il m'a apportée pour la réalisation des différentes cartes.

J'aimerais remercier mes collègues Mipro Hien, Jeanne Millogo-Rasolodimby, Anne Martinussen, les techniciens Alain Bambara et Hassan Sangaré et les étudiants doctorants du Laboratoire de Biologie et Ecologie Végétales, en particulier Issa Nombéré, Marie Laure Sougoti-Guissou, Amadé Ouédraogo, Paulin Ouoba, Saran Traoré, qui m'ont aidé efficacement dans la réalisation de ce travail.

Djibril Yonli et Médah Nayéré m'ont efficacement aidé dans la collecte de certaines données. Je les remercie et leur exprime ma reconnaissance.

J'ai bénéficié des conseils et encouragements de Oumar Ouédraogo, surtout en ce qui concerne la partie Scrophulariaceae de ce travail qu'il a bien voulu relire. Je l'en remercie grandement.

Je dois également remercier :

Le Professeur Ivan Nielsen de l'Institut de Botanique Systématique de Aarhus / Danemark qui a autorisé la prise en charge d'une partie de ce travail, notamment à partir de 1999, par le projet ENRECA-Botanique financé par DANIDA (Agence Danoise de Coopération pour le Développement International).

La Fondation Internationale pour la Science (FIS) qui m'a accordé deux bourses et un prix Roi Baudouin dans le cadre de ces recherches.

Le service des Relations Internationales de l'Université Pierre et Marie Curie pour le financement de mes séjours à Paris lors des travaux de cette thèse.

La Coopération française au Burkina Faso, à travers Monsieur Sauvageon, pour le financement d'un séjour de trois mois au laboratoire de Parasitologie Végétale de l'Université Pierre et Marie Curie (Paris VI).

Le projet INCO-DC pour la prise en charge financière de certains volets de mes recherches.

Julienne et Charles Botoni, Madame Pauline Guinko, les familles Dabira et Gouba à Paris, Madame Asséta Ouédraogo, mes petits frères Hiver et Ignace Yirgna pour leur soutien multiforme.

Enfin, je remercie mes collègues, le personnel administratif et technique de l'UFR-SVT, mes amis, mes parents que je n'ai pu citer et qui, par leurs aides, par leurs conseils ou par leurs encouragements, m'ont permis de mener à bien ce travail.

Ouagadougou, le 16 Janvier 2002

SOMMAIRE

INTRODUCTION GENERALE.....	14
CH.I – GENERALITES.....	20
1 - GENERALITES SUR LE MILIEU BURKINABE.....	21
1.1 - Situation géographique.....	21
1.2 - Le milieu biophysique.....	22
1.2.1- Climat.....	22
1.2.2 - Géologie et sols.....	24
1.2.3 - Hydrographie.....	26
1.2.4 – Végétation.....	28
2 - GENERALITES SUR LES PHANEROGAMES PARASITES.....	30
2.1 – Origine du parasitisme chez les plantes.....	30
2.2 – Répartition systématique et géographique des plantes parasites.....	31
3 – GENERALITES SUR LES PHANEROGAMES PARASITES SIGNALEES AU BURKINA FASO	35
3.1 - Cuscutaceae.....	36
§- <i>Cuscuta</i> L.....	37
3. 2 - Lauraceae.....	37
§- <i>Cassytha</i> L.....	37
3.3 - Loranthaceae.....	38
a- <i>Agelanthus</i> Tieghem.....	39
b- <i>Tapinanthus</i> Blume	39
3.4 - Olacaceae.....	40
a- <i>Ximenia</i> L.....	40
3.5 - Santalaceae.....	40
3.6 – Scrophulariaceae.....	40
a- <i>Alectra</i> Thunb.....	41

b- <i>Buchnera</i> L.....	42
c- <i>Micrargeria</i> Benth.....	42
d- <i>Rhamphicarpa</i> Benth.....	43
e- <i>Sopubia</i> Buch.-Ham.....	43
f- <i>Striga</i> Lour.....	43
CH.II - LES PHANEROGAMES PARASITES DU BURKINA :	
RESULTATS DE LA PROSPECTION.....	45
1 – METHODOLOGIE.....	46
2 – RESULTATS ET DISCUSSION.....	47
2.1 – Présence et répartition des parasites épiphytes lianoïdes.....	47
2.1.1 - <i>Cuscuta campestris</i> Yunk.....	47
a- Caractères botaniques	47
b- Spécimens étudiés	49
c- Distribution géographique et écologique	49
2.1.2 - <i>Cassytha filiformis</i> L.....	51
a- Caractères botaniques.....	51
b- Spécimens étudiés.....	53
c- Distribution géographique et écologique.....	53
d- Usages.....	54
2.2 - Présence et répartition des épiphytes du groupe des Loranthaceae.....	57
2.2.1 - <i>Agelanthus dodoneifolius</i> (DC.) Polh. et Wiens.....	58
a- Caractères botaniques.....	58
b- Spécimens étudiés	60
c- Distribution géographique et écologique.....	61
d- Usages.....	62
2.2.2 - <i>Englerina</i> Tieghem.....	62
2.2.2 .1- <i>Englerina lecardii</i> (Engl.) S. Balle.....	63
a- Caractères botaniques	63
b- Spécimens étudiés	65

c- Distribution géographique et écologique.....	65
2.2.3 – <i>Globimetula</i> Van Tieghem.....	66
2.2.3.1- <i>Globimetula cupulata</i> (DC.) Van Tieghem	67
a- Caractères botaniques	67
b- Spécimens étudiés.....	69
c- Distribution géographique et écologique.....	69
2.2.4 - <i>Tapinanthus</i> Blum.....	70
2.2.4.1 - <i>Tapinanthus bangwensis</i> (Engl. et Kr) Danser.....	71
a- Caractères botaniques	71
b- Spécimens étudiés	73
c- Distribution géographique et écologique.....	73
d- Usages.....	74
2.2.4.2 - <i>Tapinanthus globiferus</i> (A. Rich.) Danser.....	74
a- Caractères botaniques.....	74
b- Spécimens étudiés	77
c- Distribution géographique et écologique.....	77
d- Usages	78
2.2.4.3 - <i>Tapinanthus ophiodes</i> (Sprague) Danser.....	78
a- Caractères botaniques	78
b- Spécimens étudiés.....	80
c- Distribution géographique et écologique.....	80
d- Usages.....	81
2.2.5 - Les plantes hôtes des Loranthaceae au Burkina Faso.....	81
2.3 - Présence et répartition des parasites épiphytes.....	90
2.3.1 - <i>Ximenia americana</i> L.....	90
a- Caractères botaniques	90
b- Spécimens étudiés.....	90
c- Distribution géographique et écologique.....	90
d- Usages.....	91
2.3.2 - <i>Thesium viride</i> A. W. Hill.....	91
a- Caractères botaniques.....	91
b- Spécimens étudiés.....	93

c- Distribution géographique et écologique.....	93
2.3.3 - <i>Alectra vogelii</i> Benth.....	94
a- Caractères botaniques	94
b- Spécimen étudiés	95
c- Distribution géographique et écologique.....	95
2.3.4 - <i>Buchnera bowalensis</i> A. Chev.....	96
2.3.5 - <i>Buchnera hispida</i> Buch.-Ham.....	96
a- Caractères botaniques	96
b- Spécimens étudiés	97
c- Distribution géographique et écologique.....	97
2.3.6 - <i>Micrargeria barteri</i> Skan.....	98
2.3.7 - <i>Rhamphicarpa fistulosa</i> (Hochst.) Benth.....	98
a- Caractères botaniques	98
b- Spécimens étudiés.....	98
c- Distribution géographique et écologique.....	100
2.3.8 - <i>Sopubia parviflora</i> Engl.....	100
a- Caractères botaniques.....	101
b- Distribution géographique et écologique.....	101
2.3.9 - <i>Striga</i> Lour.....	101
2.3.9.1 - <i>Striga asiatica</i> (L.) O. Ktze.....	104
a- Caractères botaniques	104
b- Spécimens étudiés.....	104
c- Distribution géographique et écologique.....	105
2.3.9.2 - <i>Striga aspera</i> (Willd.) Benth.....	105
a- Caractères botaniques	106
b- Spécimens étudiés.....	106
c- Distribution géographique et écologique.....	108
2.3.9.3 - <i>Striga baumannii</i> Engl.....	108
a- Caractères botaniques	108
b- Spécimens étudiés.....	109
c- Distribution géographique et écologique.....	109
2.3.9.4 - <i>Striga bilabiata</i> (Thunb.) O. Ktze.....	110

a- Caractères botaniques	110
b- Spécimens étudiés.....	110
c- Distribution géographique et écologique.....	110
2.3.9.5 - <i>Striga brachycalyx</i> Skan.....	111
a- Caractères botaniques.....	111
b- Spécimens étudiés.....	112
c- Distribution géographique et écologique.....	112
2.3.9.6 - <i>Striga forbesii</i> Benth.....	113
a- Caractères botaniques	113
b- Spécimens étudiés.....	113
c- Distribution géographique et écologique.....	113
2.3.9.7 - <i>Striga gesnerioides</i> (Willd.) Vatke.....	114
a- Caractères botaniques	114
b- Spécimens étudiés.....	115
c- Distribution géographique et écologique.....	115
2.3.9.8 - <i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth.....	116
a- Caractères botaniques	116
b- Spécimens étudiés	118
c- Distribution géographique et écologique.....	118
d- Usages.....	119
2.3.9.9 - <i>Striga klingii</i> (Engl.) Skan.....	120
a- Caractères botaniques	120
b- Spécimens étudiés.....	120
c- Distribution géographique et écologique.....	122
2.3.9.10 - <i>Striga macrantha</i> (Benth.) Benth.....	122
a- Caractères botaniques	122
b- Spécimens étudiés.....	123
c- Distribution géographique et écologique.....	123
2.3.9.11 - <i>Striga passargei</i> Engl.....	124
a- Caractères botaniques	124
b- Spécimens étudiés.....	124
c- Distribution géographique et écologique.....	124

Conclusion.....	124
2.4 - Les Phanérogames parasites des cultures et des arbres fruitiers	
au Burkina Faso.....	168
2.4.1- Les parasites épiphytes	168
2.4.1.1- Les lianoïdes.....	168
a- <i>Cuscuta campestris</i> Yunk.....	168
b- <i>Cassytha filiformis</i> L.....	170
2.4.1.2. Les Loranthaceae.....	171
a- <i>Agelanthus dodoneifolius</i> (DC.) Polh. et Wiens.....	171
b- <i>Tapinanthus bangwensis</i> (Engl. et Kr.) Danser.....	172
c- <i>Tapinanthus globiferus</i> (A. Rich.) Danser.....	172
d- <i>Tapinanthus ophiodes</i> (Sprague) Danser.....	173
2.4.2- Les parasites épirhizes.....	173
a- <i>Alectra vogelii</i> Benth.....	174
b- <i>Buchnera hispida</i> Buch.-Ham.....	174
c- <i>Rhamphicarpa fistulosa</i> (Hochst.) Benth.....	175
d- Le genre <i>Striga</i> Lour.....	175
d1- <i>Striga aspera</i> (Willd.) Benth.....	175
d2- <i>Striga gesnerioides</i> (Willd.) Vatke.....	176
d3- <i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth.....	177
d4- <i>Striga passargei</i> Engl.....	178
d5- <i>Striga forbesii</i> Benth.....	178
Conclusion.....	181
CH. III - BIOLOGIE DES LORANTHACEAE, PARASITES DU KARITE.....	182
INTRODUCTION.....	183
1 – BREVE PRESENTATION DU KARITE.....	183
2 – MATERIEL ET METHODES.....	184
2.1 - Matériel végétal.....	184
2.2 - Technique de préparation du matériel végétal pour la microscopie	
photonique.....	185

2.2.1 - La fixation.....	185
2.2.2 - Déshydratation	185
2.2.3 - Inclusion.....	186
2.2.4 - Coloration et montage des coupes.....	187
2.3 - Technique de préparation du matériel végétal pour la microscopie électronique à balayage (M.E.B.)	189
3 - Résultats	190
3.1- La Fleur.....	190
3.2 - La baie	190
3.2.1 - Organisation histocytologique et cytochimique de la baie	192
3.2.1.1- L'épicarpe.....	192
3.2.1.2- Le mésocarpe.....	193
§ Les cellules pigmentées.....	194
§ Les cellules de la viscine.....	194
3.2.1.3 - L'endocarpe.....	195
3.2.1.4 - L'albumen.....	195
3.2.1.5 - L'embryon	196
3.2.2 - Dispersion et germination des graines.....	196
3.2.2.1- Dissémination.....	196
3.2.2.2- Germination et fixation de la graine.....	197
a- Germination.....	197
b- Fixation	198
3.3 - Mise en place de l'appareil haustorial.....	200
3.3.1 - Notions d'haustorium, de système endophytique de suçoirs et de cordons	200
3.3.2 - Modalités de mise en place de l'endophyte et sa pénétration.....	201
3.3.3 - Organisation de l'haustorium d' <i>Agelanthus dodoneifolius</i>	204
3.3.4 - Organisation de l'haustorium de <i>Tapinanthus globiferus</i>	207
3.3.5 - Le système vasculaire.....	208
3.3.6 - Effet du parasite sur l'hôte.....	209
3.4 - Méthodes de lutte	211
3.4.1 - Lutte mécanique.....	211

a- Coupe à l'échelle de l'arbre.....	212
b- Coupe du parasite.....	212
c- Résultats	214
3.4.2 - Lutte chimique.....	217
a- Résultats.....	217
b- Effet des traitements sur les plantes hôtes.....	219
3.4.3 - Lutte biologique.....	220
3.4.4 - Recherche de variétés résistantes	221
CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES.....	262
A- Conclusion générale.....	263
B- perspectives.....	269
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	271
INDEX DES NOMS BOTANIQUES.....	280

PRINCIPALES ABREVIATIONS

CEFCB : Comité Exécutif de la Flore du Congo Belge.

APS : Acide Périodique Schiff.

av. J. C : avant Jésus Christ.

A.V.V. : Aménagement des Vallées de la Volta.

B.F. : Burkina Faso.

BU.NA.SOLS : Bureau National des Sols.

CEE : Communauté Economique Européenne.

CNSF : Centre National de Semences Forestières.

CONAGESE : Conseil National pour la Gestion de l'Environnement.

FAA : Formol Acide acétique Alcool.

Fig. ou fig. : Figure.

ICRISAT : International Crops Research Institut for the Semi-Arid Tropics.

I.E.M.V.T. : Institut d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux.

IFAN : Institut Fondamental d'Afrique Noire.

INERA : Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles.

IRBET : Institut de Recherche en Biologie et Ecologie Tropicales.

ISN/IDR : Institut des Sciences de la Nature / Institut de Développement Rural.

JBE : Jardin Botanique de l'Etat.

MEB : Microscope Electronique à Balayage.

Tab. : Tableau.

UFR- SVT : Unité de Recherche en Sciences de la Vie et de la Terre.

LISTE DES FIGURES

Numéro	Titre de la figure	Page
1	Situation géographique et carte administrative du Burkina Faso.....	21
2	Les sols du Burkina Faso.....	25
3	Hydrographie et bassins hydrographiques du Burkina Faso.....	27
4	Les grandes subdivisions phytogéographiques du Burkina Faso.....	28
5	Cycle biologique de la cuscute.....	48
6	Sites d'observation de <i>C. campestris</i> au B.F.....	50
7	<i>Cassytha filiformis</i>	52
8	Sites d'observation de <i>C. filiformis</i> au B. F.....	54
9	<i>Agelanthus dodoneifolius</i>	59
10	Sites d'observation d' <i>A. dodoneifolius</i> au B.F.....	61
11	<i>Englerina lecardii</i>	64
12	Sites d'observation d' <i>E. lecardii</i> au B.F.....	65
13	<i>Globimetula cupulata</i>	68
14	Sites d'observation de <i>G. cupulata</i> au B.F.....	69
15	<i>Tapinanthus bangwensis</i>	72
16	Sites d'observation de <i>T. bangwensis</i> au B.F.....	73
17	<i>Tapinanthus globiferus</i>	76
18	Sites d'observation de <i>T. globiferus</i> au B.F.....	77
19	<i>Tapinanthus ophiodes</i>	79
20	Sites d'observation de <i>T. ophiodes</i> au B.F.....	80
21	Cycle biologique de <i>Tapinanthus</i> sp.....	83
22	Sites d'observation de <i>Ximenia americana</i> au B.F.....	91
23	<i>Thesium viride</i>	92
24	Sites d'observation de <i>T. viride</i> au B.F.....	93
25	Sites d'observation d' <i>Alectra vogelii</i> au B.F.....	95
26	Sites d'observation de <i>Buchnera hispida</i> au B.F.....	97
27	<i>Rhaphicarpa fistulosa</i>	99
28	Sites d'observation de <i>R. fistulosa</i> au B.F.....	100
29	Sites d'observation de <i>Sopubia parviflora</i> au B.F.....	101

30	Sites d'observation <i>Striga asiatica</i> au B.F.....	105
31	<i>Striga aspera</i> et <i>S. forbesii</i>	107
32	Sites d'observation de <i>S. aspera</i> au B.F.....	108
33	Sites d'observation de <i>S. baumannii</i> au B.F.....	109
34	Sites d'observation de <i>S. bilabiata</i> au B.F.....	111
35	Sites d'observation de <i>S. brachycalyx</i> au B.F.....	112
36	Sites d'observation de <i>S. forbesii</i> au B.F.....	113
37	Sites d'observation de <i>S. gesnerioides</i> au B.F.....	115
38	Cycle biologique de <i>S. hermonthica</i> sur sorgho.....	117
39	Sites d'observation de <i>S. hermonthica</i> au B.F.....	118
40	<i>Striga klingii</i> et <i>S. macrantha</i>	121
41	Sites d'observation de <i>S. klingii</i> au B.F.....	122
42	Sites d'observation de <i>S. macrantha</i> au B.F.....	123
43	Sites d'observation de <i>S. passargei</i> au B.F.....	124
44	Les différents plans de coupe.....	188
45	Section longitudinale axiale d'une baie d' <i>A. dodoneifolius</i>	191
46	Stades phénologiques du développement de <i>Tapinanthus</i> sp.....	197
47	Haustrorium d' <i>Agelanthus dodoneifolius</i> et de <i>Tapinanthus globiferus</i>	206

LISTE DES PLANCHES PHOTOGRAPHIQUES

Numéro	Titre	Page
1	<i>Cuscuta campestris</i>	131
2	<i>Cassytha filiformis</i>	133
3	<i>Agelanthus dodoneifolius</i>	135
4	<i>Englerina lecardii</i>	137
5	<i>Globimetula cupulata</i>	139
6	<i>Tapinanthus bangwensis</i>	141
7	<i>Tapinanthus globiferus</i>	143
8	<i>Tapinanthus ophiodes</i>	145
9	Hyperparasitisme.....	147
10	<i>Ximenia americana</i> et <i>Thesium viride</i>	149
11	<i>Alectra vogelii</i>	151
12	<i>Buchnera hispida</i> et <i>Rhamphicarpa fistulosa</i>	153
13	<i>Striga asiatica</i>	155
14	<i>Striga aspera</i>	157
15	<i>Striga baumanii</i> et <i>S. bilabiata</i>	159
16	<i>Striga barachycalyx</i> et <i>Striga gesnerioides</i>	161
17	<i>Striga hermonthica</i>	163
18	<i>Striga klingii</i>	165
19	<i>Striga macrantha</i> et <i>S. passargei</i>	167
20	Le karité : caractères botaniques.....	225
21	Oiseaux propagateurs des Loranthaceae.....	227
22	Les baies des Loranthaceae.....	229
23	Morphologie de l'embryon des Loranthaceae.....	231
24	Histologie du péricarpe de la baie des Loranthaceae.....	233
25	Fonctionnement de la viscine de la baie des Loranthaceae.....	235
26	Structures de l'albumen et vascularisation de l'embryon.....	237
27	Germination et fixation de la graine des Loranthaceae.....	239
28	Pénétration des tissus de l'hôte par le parasite.....	241
29	Haustorium d' <i>Agelanthus dodoneifolius</i>	243

30	Haustorium mature d' <i>Agelanthus dodoneifolius</i>	245
31	Haustorium mature d' <i>Agelanthus dodoneifolius</i> (suite).....	247
32	Morphologie de l'haustorium mature d' <i>Agelanthus dodoneifolius</i>	249
33	Haustorium de <i>Tapinanthus globiferus</i>	251
34	Morphologie de l'haustorium mature de <i>Tapinanthus globiferus</i>	253
35	Effet du parasite sur l'hôte.....	255
36	Contrôle par la coupe des tiges du parasite.....	257
37	Contrôle des Loranthaceae par la coupe du karité.....	259
38	Perspectives de lutte biologique et génétique contre les Loranthaceae du karité.....	261

Liste des Tableaux

Tableau 1 : Répartition systématique et géographique des Phanérogames parasites.....	32
Tableau 2 : récapitulatif des plantes parasites signalées au Burkina Faso avant le présent travail.	35
Tableau 3 : Plantes hôtes des parasites épiphytes lianoïdes au Burkina Faso.....	56
Tableau 4 : Plantes hôtes des Loranthaceae au Burkina Faso.....	84
Tableau 5 : Plantes hôtes des <i>Striga</i> au Burkina Faso.....	125
Tableau 6 : Schéma taxonomique simplifié des Phanérogames parasites du Burkina Faso.....	127
Tableau 7 : Les espèces parasites observées sur les cultures et les arbres fruitiers au Burkina Faso.....	179
Tableau 8 : Principales méthodes de lutte utilisables contre les Phanérogames parasites et leurs limites.....	179
Tableau 9 : Bains de mélange éthanol/toluène	186
Tableau 10 : Imprégnation à la paraffine.....	187
Tableau 11 : Dates d'installation des essais de coupe.....	213
Tableau 12 : Relevés des repousses après coupe des tiges de Loranthaceae.....	216
Tableau 13 : Résultat global de l'effet doses.....	218
Tableau 14 : Effet mode de traitement.....	219

INTRODUCTION GENERALE

Les phanérogames parasites sont des plantes à fleurs qui ont perdu leur autotrophie au cours de leur évolution et sont devenues parasites d'autres plantes supérieures appelées alors hôtes (Raynal-Roques et Paré, 1998). Ces plantes phytopathogènes constituent une entité biologique particulière par certains aspects de leur morphologie, de leur biologie et de leur écologie. De simple curiosité comme la fleur d'un mètre de diamètre de *Rafflesia arnoldi* (Rafflesiaceae) de Bornéo et Sumatra, elles peuvent devenir de redoutables parasites des cultures comme le *Striga*, la cuscute et l'orobanche. De véritables arbres comme *Nuytsia floribunda* (Loranthaceae arborescente d'Australie atteignant 10 mètres de hauteur), elles peuvent n'avoir que l'aspect d'un champignon supérieur comme c'est le cas de *Cynomorium coccineum* (Cynomoriaceae) selon Ba (1983).

Les ouvrages dans lesquels on peut trouver des références sur les phanérogames parasites du Burkina sont très peu nombreux, ceux traitant spécifiquement de ces plantes sont plus rares encore et très récents, datant seulement des années 1980. C'est dans Lebrun *et al.*, (1991) qu'on peut trouver la liste plus ou moins complète des botanistes qui ont inventorié les plantes parasites du Burkina Faso.

Dans le document de Lebrun *et al.* (1991), nous apprenons que c'est Auguste Chevalier qui fut le premier botaniste à collecter des échantillons d'herbier sur le territoire de l'actuel Burkina Faso lors d'une exploration dans l'Ouest africain en 1899. Il revient deux fois dans le pays pour compléter sa collection dans laquelle on trouve 2 espèces de plantes parasites : *Tapinanthus globiferus* récoltée à Fô et *T. ophiodes* à Diapaga, Fada N'Gourma, Koupéla et Koukobiri. Il fut suivi par Jean Veuillet, Georges Gironcourt, Emile Perrot, Aimé Camus, René Maire jusqu'à la seconde guerre mondiale. Mais leurs herbiers, quoique bien fournis, ne renferment pas d'échantillons de plantes parasites.

C'est finalement André Aubréville (1950) qui fut le deuxième botaniste à inclure dans sa collection de Haute-Volta, des spécimens parasites. *Ximenia*

americana récoltée à Bobo et *Buchnera hispida* récoltée dans les environs de Ouagadougou figurent dans sa collection.

Hien Denis Winkoun est le premier botaniste burkinabè (voltaïque à l'époque) qui a récolté sur le territoire national, à partir de 1954, des plantes en vue de constituer des échantillons d'herbier. Sa collection, qui comporte huit à dix espèces de plantes parasites est conservée à l'Herbier national de l'INERA.

En 1957, Ruysen, dans un article intitulé "Le karité au Soudan", s'inquiétait d'une attaque massive des karités au Soudan et en Haute-Volta (respectivement actuels Burkina Faso et Mali) par deux espèces de Loranthaceae, *Loranthus dodoneifolius* et *Loranthus globiferus* (respectivement actuelles *Agelanthus dodoneifolius* et *Tapinanthus globiferus*).

Dans les années 60, Adam et Jaeger ont récolté, dans les environs de Banfora, une Scrophulariaceae parasite qu'ils ont identifiée comme *Buchnera bowalensis*.

En 1962, Aké Assi identifie pour la première fois en Haute-Volta *Rhamphicarpa fistulosa* dans les falaises de Takalédougou.

On retrouve dans la collection de 1973 d'Audru, 2 parasites, *Buchnera hispida* et *Rhamphicarpa fistulosa*.

Dans la même année, Toutain effectue un important relevé floristique dans toutes les zones climatiques du pays, de Banfora à Dori - Sèba en passant par Ouagadougou, Po, Zabré Tenkodogo, Fada. Sa collection est naturellement riche en plantes parasites avec 17 espèces : *Ximenia americana* (Sèba, Sidéradougou, Ouayou Nevri et Beniou), *Tapinanthus bangwensis* (Bobo Dioulasso), *Agelanthus dodoneifolius* (Pô, Fada, Mao, Sidéradougou, Lalgaye et Ouarkoye), *Tapinanthus globiferus* (Fada, Markoye, Dori, Gorgadji, Tékourou et Samorogouan), *Tapinanthus ophiodes* (Sèba), *Thesium viride* (Levara), *Micrargeria barteri* (Digasso), *Buchnera hispida* (Bobo, Dingasso, Benion, vers Satiri), *Rhamphicarpa fistulosa* (Dori), *Striga asiatica* (Sidéradougou et Fada), *Striga aspera* (Pissila), *Striga bilabiata* (Kayero,

Tabou, Sidéradougou, Markoye et Bitou), *Striga brachycalyx* (Sidéradougou), *Striga gesnerioides* (Dori), *Striga linearifolia* (Zabré et Tiéfora), *Striga macrantha* (Sidéradougou), *Striga passargei* (Zabré).

Dans la collection d'Ellenberger de 1974, on trouve *Ximenia americana* récolté à Tenkodogo, *Striga asiatica* à Sampayaogo et *Striga macrantha* à Bitou.

Dans les années 1978, le projet Aménagement des Vallées de la Volta (A.V.V.) a recensé 5 ou 6 espèces de *Striga* dans les zones nouvellement libérées de l'onchocercose (Reneaud, 1983) : *Striga asiatica*, *Striga aspera*, *Striga gesnerioides*, *Striga hermonthica* et *Striga klingii*.

Guinko est le pionnier national dans l'étude de la végétation de l'ex- Haute Volta sous toutes ses formes : botanique, sociologique, chorologique, ethnobotanique. Ce travail, commencé une dizaine d'années plutôt, a été présenté en 1984 sous la forme d'une thèse de Doctorat d'Etat qui constitue encore aujourd'hui une référence incontournable dans l'étude de la végétation du Burkina. Son importante collection de plantes, qui est à la base de l'herbier de l'Université de Ouagadougou, comporte 10 espèces de phanérogames parasites : *Agelanthus dodoneifolius* (syn. *Tapinanthus dodoneifolius*), *Tapinanthus globiferus*, *Striga hermonthica*, *S. aspera*, *S. asiatica* var. *coccinea*, *S. brachycalyx*, *S. baumannii*, *Ximenia americana*, *Rhamphicarpa fistulosa* et *Buchnera hispida*.

En 1984, Fournier récolte une petite Scrophulariaceae à souche pérenne, *Striga bilabiata*, dans le ranch de gibier de Nazinga à une cinquantaine de kilomètres à l'Ouest de Pô.

Dans le cadre d'un projet CEE concernant l'étude des plantes parasites en Afrique de l'Ouest avec le Burkina Faso, le Mali et le Sénégal comme pays représentatifs, l'équipe du professeur Sallé de l'Université Pierre et Marie Curie a effectué des excursions annuelles de 1986 à 1994 dans les pays sus cités. Leur collection du Burkina Faso, qu'on peut consulter au Muséum National d'Histoire Naturelle, comporte 16 espèces de plantes parasites : *Alectra vogelii*, *Buchnera*

hispid, *Cassytha filiformis*, *Cuscuta campestris*, *Rhamphicarpa fistulosa*, *Sopubia parviflora*, *Striga asiatica* var. *coccinea*, *S. asiatica* var. *lutea*, *S. aspera*, *S. brachycalyx*, *S. gesnerioides*, *S. hermonthica*, *S. passargei*, *Agelanthus dodoneifolius*, *T. globiferus*, *T. ophiodes*.

C'est à partir des années 1985, que des chercheurs nationaux ont commencé à traiter des thèmes spécifiques aux parasites végétaux à cause de la pression de plus en plus forte qu'exercent certaines de ces plantes sur les cultures. On peut citer à ce sujet les travaux de Djiguemdé (1985), Miningou (1985), Compaoré (1986), Combari (1986), Ouandaogo (1988), Boussim (1991), Nikiéma (1992), Boussim (1993 a et 1993 b), Boussim *et al.* (1995), Ouédraogo (1995 et 1997), Yonli (1999), Traoré (1999), Médah (2001).

Trois raisons principales justifient notre choix du thème "Les Phanérogames parasites du Burkina Faso".

1 - Les plantes parasites causent d'énormes dégâts au Burkina Faso et dans les pays du Sahel en général, allant parfois jusqu'à la perte totale de rendement dans les cultures infestées. Une superficie importante des terres cultivées est annuellement abandonnée par les paysans burkinabè du fait du *Striga*. Les travaux antérieurs de Boussim (1991) et de Maïga (1987) sur les *Tapinanthus* ont révélé qu'un tiers du peuplement de karité du Burkina Faso et du Mali est endommagé par les Loranthaceae. Les plantes parasites constituent un vrai cauchemar pour les agriculteurs qui mènent, contre elles, une bataille à l'issue incertaine dont ils sortent rarement vainqueurs. De par le monde, des chercheurs effectuent des travaux afin de trouver des moyens de lutter efficacement contre ces fléaux. Le présent travail, qui se veut une contribution à une meilleure connaissance des parasites végétaux rencontrés au Burkina Faso, s'inscrit dans cet engagement mondial de la communauté des chercheurs pour un accroissement de la production agricole.

2 - Dans le cadre de la mise en œuvre de la Convention sur la diversité biologique, des efforts sont demandés aux pays signataires pour améliorer la connaissance

de leur diversité biologique. Or, malgré les nombreux inventaires effectués depuis l'époque coloniale jusqu'à nos jours, la diversité biologique du Burkina Faso reste mal connue (CONAGESE/ Ministère de l'Environnement et de l'Eau, 1999). Notre étude intègre le cadre de la politique nationale de gestion de la diversité biologique qui passe, entre autre, par l'approfondissement des connaissances sur cette diversité biologique et le renforcement de l'information et de la formation du public pour une gestion durable de la diversité biologique

3 - Il n'existe aucun ouvrage présentant une liste exhaustive de toutes les phanérogames parasites du Burkina Faso.

Les différents aspects du présent travail concernent :

- l'état des travaux réalisés antérieurement sur les plantes parasites au Burkina Faso
- l'énumération des espèces végétales parasites susceptibles d'être rencontrées au Burkina Faso ;
- l'inventaire, la description et la répartition des Phanérogames parasites effectivement présents au Burkina Faso ;
- l'inventaire des plantes parasites économiquement importantes au Burkina Faso ;
- l'étude de la biologie des Loranthaceae parasites du karité ;
- des essais de lutte mécanique et chimique contre les Loranthaceae parasites du karité.

CH.I. GENERALITES

1 - GENERALITES SUR LE MILIEU BURKINABE

1.1- Situation géographique

Situé au cœur de l'Afrique Occidentale, dans la boucle du Niger, le Burkina Faso s'étend sur une superficie de 274 122 km² entre les latitudes 9°02' et 15°05' Nord et les longitudes 02°02' Est et le 05°03' Ouest (Fig. 1).

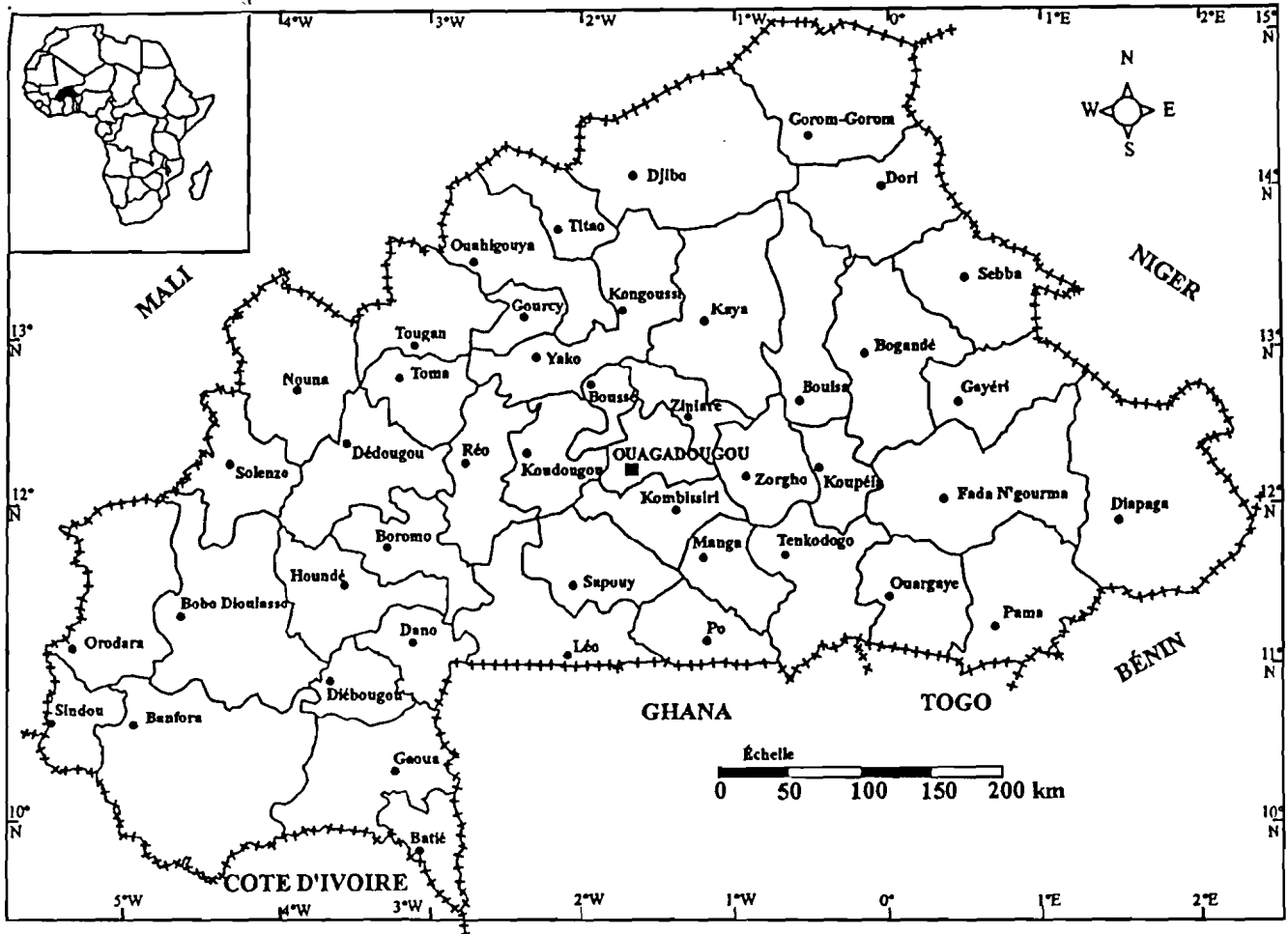


Figure 1. Situation géographique et carte administrative du Burkina Faso

Inséré entre le Niger à l'est et au Nord-Est, le Mali au Nord-Ouest et à l'Ouest, la Côte d'Ivoire, le Ghana, le Togo et le Bénin au Sud, le Burkina Faso n'a aucun débouché sur la mer (Fig. 1). Il y a accès par la Côte d'Ivoire (route et rails), le Ghana (route) et le Togo (route). La continentalité est l'un des principaux obstacles au développement économique du pays.

Avec 11,8 millions d'habitants et un taux d'accroissement annuel de 2 à 3%, soit une densité de près de 44 habitants au km², le pays apparaît surpeuplé.

1.2 – Le milieu biophysique

Le Burkina Faso est qualifié de pays sahélien bien que les deux tiers de son territoire se trouvent dans la zone soudanienne telle qu'elle a été définie par Guinko en 1984. Mais au regard des conditions d'aridité que vit le pays depuis déjà près de deux décennies suite à la descente progressive des isohyètes, ce classement est parfaitement justifié (Rasolodimby-Millogo, 2001).

1.2.1- Climat

La température moyenne annuelle de l'ensemble du pays est d'environ 25°C avec une amplitude thermique annuelle de 10°C. L'ensoleillement est pratiquement constant toute l'année avec 10 heures en moyenne par jour. Dans ces conditions, la pluviométrie est le facteur le plus déterminant du climat du Burkina Faso. En effet, la pluie est un facteur écologique primordial en zone tropicale et c'est l'élément de différenciation climatique le plus marquant.

De par sa situation géographique, le Burkina Faso bénéficie *grosso modo* d'un climat soudanien caractérisé par :

- une saison sèche s'étendant en moyenne de la mi-octobre à la mi-avril ; un premier régime transitoire présentant des alternances de saison sèche et d'incursion d'air humide de la mi-avril à la mi-juin avec quelques précipitations ;
- une saison des pluies de la mi-juin à la mi-septembre avec en général un maximum de précipitation en août ; un second régime transitoire, du même type que le précédent, de la mi-septembre à la mi-novembre.

Ce schéma, très général, doit être nuancé en fonction de la latitude. En fait, il existe des sous-zones d'importance et de caractères différents :

-
- une sous-zone méridionale correspondant à un climat de type Sud soudanien caractérisé par une amplitude thermique annuelle assez faible, une saison des pluies de 5 à 6 mois et une pluviométrie de 900 à 1100 mm ;
 - une sous-zone centrale de type Nord soudanien avec une saison sèche plus marquée de 6 à 7 mois, une saison pluvieuse de 5 à 6 mois, une température moyenne annuelle de 32°C et une pluviométrie plus faible, de 600 à 950 mm ;
 - une sous-zone septentrionale au Nord du 14^{ème} degré de latitude Nord où le climat soudanien fait place à un climat sahélien de plus en plus aride au fur et à mesure que l'on s'avance vers le Nord. La saison sèche y est longue, 8 à 9, parfois 10 mois, avec une température moyenne annuelle de 35°C et une amplitude thermique annuelle de 22°C. La saison des pluies se réduit aux mois de juillet et août pendant lesquels il tombe une quantité de pluie souvent dérisoire : moins de 500 mm par an. La sécheresse y est aggravée par l'importance de l'évapotranspiration.

Hormis ces grandes divisions, l'influence des vents et les variations annuelles de l'hygrométrie entraînent une subdivision du climat du Burkina Faso en :

- une saison fraîche et sèche qui dure de novembre à février avec de rares pluies (1 à 2) en janvier. Durant cette période, l'Harmattan, un vent sec et frais venant d'une masse d'air sec du Sahara, souffle sur l'ensemble du pays suivant la direction Nord-est / Sud-Ouest ;
- une saison chaude et principalement sèche (1 à 5 pluies ou plus) de mars à juin ;
- une saison chaude et humide de juin à octobre ou "saison des pluies" ; un vent principal humide de mousson venant de l'anticyclone de Saint-Hélène balaie le pays pendant cette période suivant la direction Sud-Nord.

Enfin, on doit retenir que depuis déjà plus d'une décennie, des arrivées tardives et/ou des fins précoces de la saison des pluies, la diminution, voir la disparition des petites pluies isolées de saison sèche, la descente des isohyètes au Sud et les grandes poches de sécheresse remettent en cause tout le schéma général des pays dits du Sahel dont le Burkina Faso.

1. 2.2 - Géologie et sols

L'ensemble du territoire du Burkina Faso peut être divisé en deux grandes unités:

- un plateau central qui correspond à l'affleurement du socle ;
- deux plateaux latéraux (Sud-Ouest et Sud-Est) représentant les morceaux de sa couverture sédimentaire.

Le Plateau Central qui couvre les 3/4 de la superficie totale du pays correspond à une surface de roches éruptives (granites) et métamorphiques (gneiss et micaschistes) dont l'altitude moyenne atteint 300 m. Ce morceau du socle qui date du Précambrien a subi de nombreux et longs mouvements géologiques qui l'ont conduit aujourd'hui à deux types de paysage : un paysage faiblement ondulé formé de croûtes non cuirassées et un paysage développé sur des cuirasses ferrugineuses constituées de vastes glacis à pentes douces aux pieds desquelles coulent les rivières les plus importantes. L'altitude la plus élevée du Plateau Central est représentée par le pic de Komkoulibo à Yako avec 630 m. Dans la partie septentrionale du Plateau, d'importants cordons dunaires s'étirent d'Ouest en Est.

Très peu importants en superficie par rapport au premier, les deux plateaux latéraux sont plus accidentés et renferment les formations les plus élevées du pays (le piton de Bérégadougou, 717 m et le Ténankourou, 747 m).

Plusieurs sociétés et bureaux d'études dont le Bureau National des Sols (BU.NA.SOLS) du Burkina se sont intéressés à l'étude des sols burkinabè. Sept principaux types de sol ont été identifiés (Fig. 2) :

- 1- les sols minéraux bruts constitués par tous les affleurements de roches dures (lithosols) ou tendres et pénétrables par les racines des plantes (3,24%) ;
- 2- les sols peu évolués : ce sont des sols ferrugineux hydromorphes développés sur matériaux gravillonnaires et représentés dans le centre-Sud du pays (26,20%) ;
- 3- les sols du complexe d'altération montmorillonitique formés par :
 - les vertisols au Sud et au Sud-Est (5,78%) ;

- les sols bruns eutrophes tropicaux (6,20%) ;
- les sols sodiques localisés dans le centre-Sud et dans l'Est (4,81%) ;
- les sols bruns sub-arides vertiques localisés au Nord de Dori où ils sont associés à la steppe à épineux ;

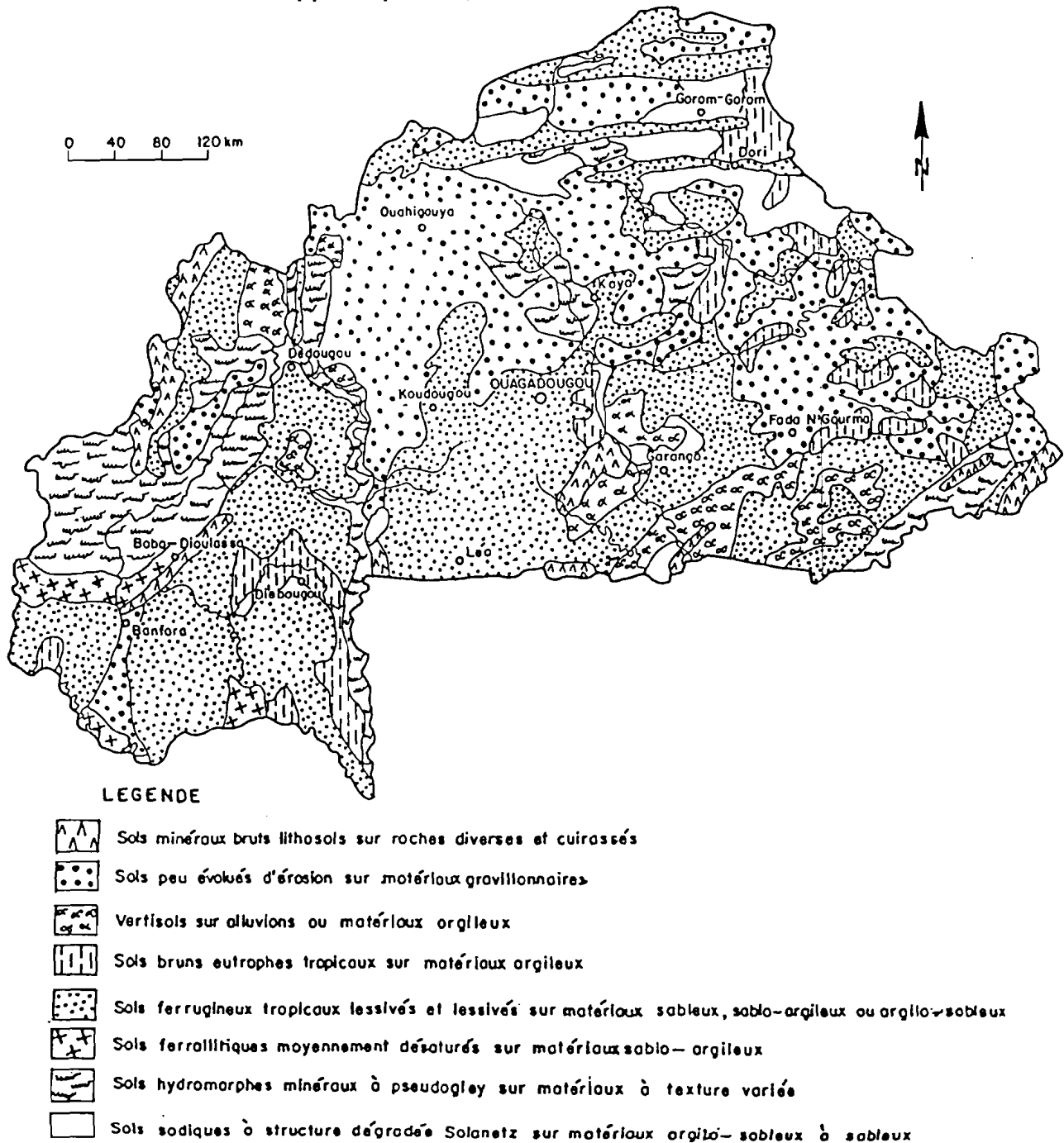


Figure 2 . Les sols du Burkina Faso (d'après le Bureau National des Sols, 1988)

-
- 4- les sols ferrugineux tropicaux remaniés (39,13%) répartis pratiquement dans tout le pays ;
 - 5- les sols ferrallitiques (1,85%) : ce sont des sols très épais (6 m) et très friables limités aux zones entre Bobo Dioulasso et Orodara et près de la frontière de la Côte d'Ivoire ;
 - 6- les sols hydromorphes (12,89%) qui regroupent les sols hydromorphes exondés et les sols hydromorphes inondés. Ils sont surtout représentés dans les secteurs Ouest-Nord et Ouest-Sud.
 - 7- presque à l'extrême Nord du pays, des sols ferrugineux peu lessivés présentant des traits communs avec les "Dior" sénégalais.

1. 2.3 - Hydrographie

Le réseau hydrographique du Burkina Faso est relativement assez important. Les cours d'eau sont alimentés par trois principaux bassins fluviaux (Fig. 3) :

- le bassin du Niger, à l'est, s'étend sur 72 000 km² et englobe le cours supérieur de nombreux cours d'eau de la rive droite du Niger : le Béli et ses affluents, la Sirba et son affluent la Faga, le Gouroubi, la Tapoa ;
- le bassin de la Comoé, au Sud-Ouest du pays, couvre une superficie de 18 000 km². Il réunit le cours supérieur de la Comoé long de 815 km qui prend sa source près de Orodara et ses affluents le Yanon et le Léraba ;
- le bassin des Volta, le plus important, s'étend au centre et à l'Ouest du pays sur une superficie de 120 000 km². Quatre cours d'eau importants se rattachent au bassin des Volta :
 - le Mouhoun (ex-Volta Noire), le plus important cours d'eau du pays, long de 820 km ;
 - le Nakambé (ex Volta Blanche) (526 km) dont les principaux affluents sont la Nouhao, la Dougoula-Moundi et le Massili ;
 - le Nazinon (ex-Volta Rouge) ;
 - l'Oti constitué de la Kompienga et de ses nombreuses rivières venues de la chaîne de l'Atakora au Bénin dont la Pendjari.

Tous ces cours d'eau ont un débit qui dépend de la quantité de précipitations tombées dans leurs bassins versants respectifs. Il s'ensuit que c'est seulement dans le Sud-Ouest où les pluies sont relativement abondantes que l'écoulement est continu.

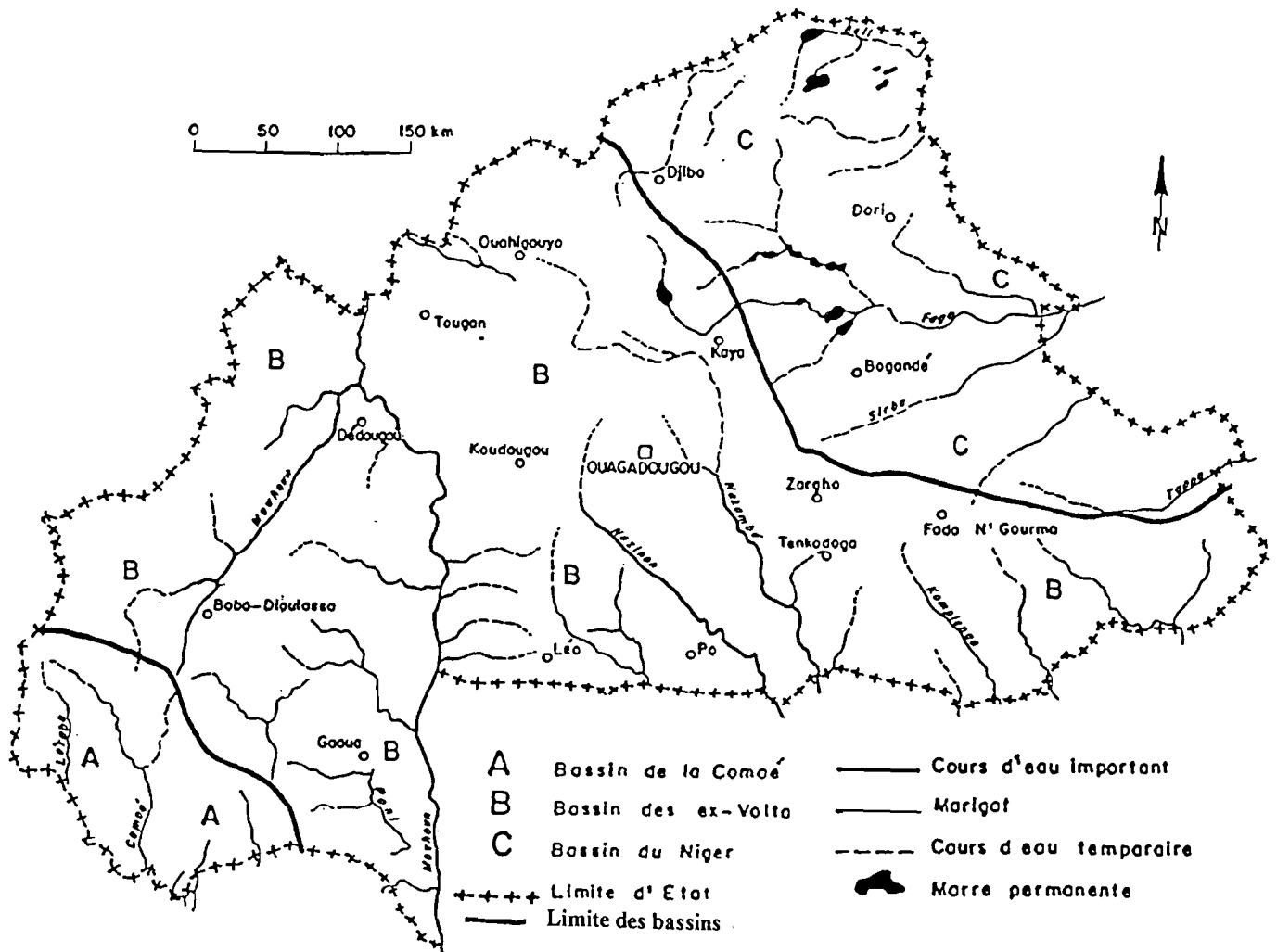


Figure 3. Hydrographie et Bassins hydrographiques du Burkina Faso
(D'après Annuaire Hydrographique, 1979)

L'étude des différentes zones climatiques et de l'hydrographie montre que le bilan hydrique est déficitaire sur l'ensemble du territoire. Les modifications climatiques, nuancées par la topographie et la très grande variété des sols ont des conséquences sur la végétation.

1.2.4 - Végétation

La superficie boisée du Burkina Faso est estimée à 154 200 km², soit un peu plus de la moitié de sa superficie totale (De Fraiture, 1985), dont les deux tiers sont des formations classées (Rasolodimby-Millogo, 2001).

La végétation du pays est dans l'ensemble fortement dégradée, à l'exception de quelques réserves assez éloignées ou peu accessibles. Les formations vont de la steppe à arbrisseaux, arbustes et arbres dans le Nord, à la forêt claire dans le Sud-Ouest du pays, correspondant ainsi aux divisions phytogéographiques de Guinko (1984) avec les secteurs phytogéographiques sahélien, subsahélien, soudanien septentrional et soudanien méridional (Fig. 4). Les domaines phytogéographiques ont tendance à descendre vers le Sud depuis les travaux de Guinko (1984).

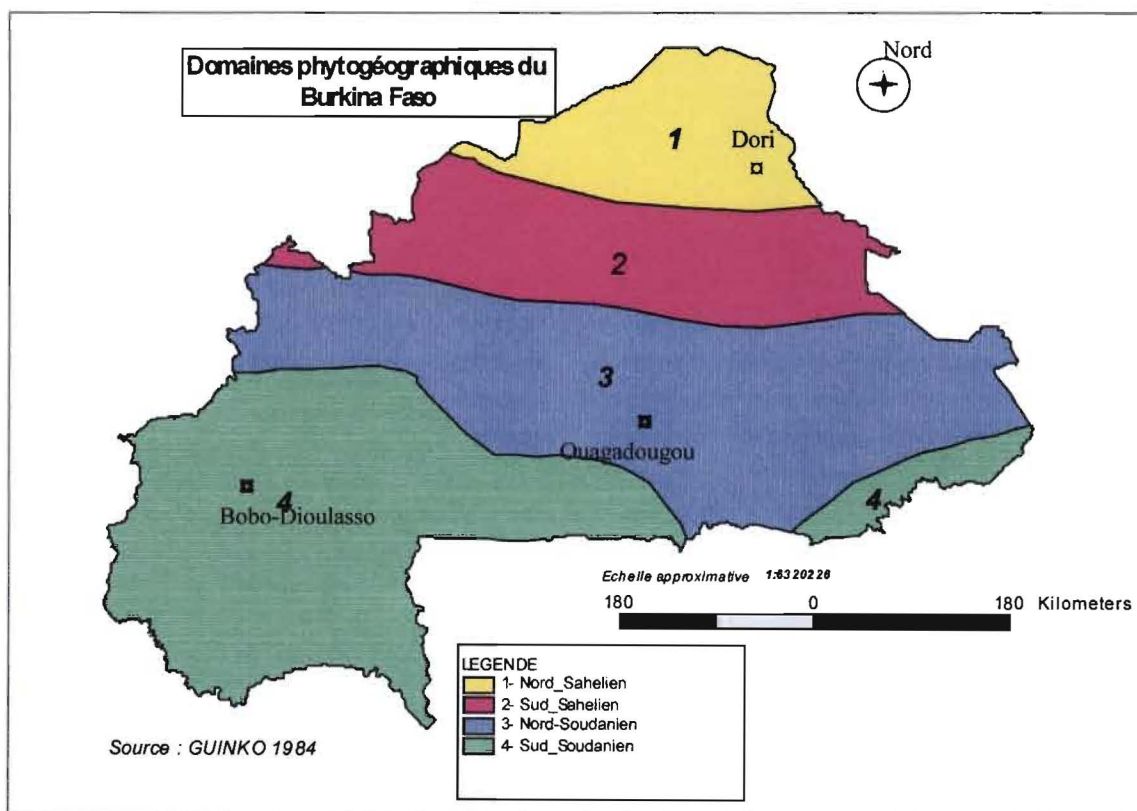


Figure 4 : les grandes subdivisions phytogéographiques du Burkina Faso

Au Nord, dans le secteur sahélien strict où la saison sèche est longue et le déficit hydrique très important, s'étend une steppe arbustive parfois arborée. Les arbres, de petite taille à cause de la sévérité du climat et du surpâturage, forment des peuplements clairsemés qui alternent avec des espaces nus. Les espèces arborescentes caractéristiques de ce secteur sont des épineux (*Balanites aegyptiaca* et *Acacia spp.*) auxquels se joignent *Combretum glutinosum*, *Calotropis procera* et faiblement *Adansonia digitata*.

Le secteur sub-sahélien, situé entre les 13^{ème} et 14^{ème} parallèles Nord, avec une moyenne annuelle de 650 mm de pluie, est également caractérisé par des espèces sahéliennes et suhsahariennes : *Acacia laeta*, *A. nilotica* var. *adansonii*, *A. senegal*, *Bauhinia rufescens*, *Capparis tomentosa*, *Boscia salicifolia*, *B. senegalensis*, *Dalbergia melanoxylon*, *Euphorbia balsamifera*, *Commiphora africana*, *Grewia flavescens*, *G. villosa* et *Pterocarpus lucens*.

Le secteur soudanien septentrional, le plus densément peuplé, est soumis à de nombreux défrichements ainsi qu'à la coupe abusive du bois, soit pour la mise en culture, soit pour l'approvisionnement en combustible. Aussi, la formation, une savane arborée, est dominée par des espèces protégées : *Vitellaria paradoxa*, *Parkia biglobosa*, *Fedherbia albida*, *Adansonia digitata*, *Lannea microcarpa* et *Tamarindus indica*.

La strate herbacée naturelle, lorsqu'elle n'est pas remplacée par des plantes cultivées, est constituée par *Loudetia togoensis* (annuelle, sur sols peu profonds comme ceux des cuirasses et carapaces), *Hyparrhenia rufa*, *Cenchrus ciliaris* et *Andropogon spp.* (sur sols ayant de bonnes réserves hydriques). La presque totalité de cette strate herbacée disparaît en saison sèche sous l'action des feux de brousse.

Le secteur soudanien méridional, à l'extrême Sud et Sud-Ouest du Burkina, avec une moyenne de 1100 mm de pluie par an, est le mieux fourni en forêts claires et en savanes avec une strate arborée presque continue comprenant principalement des espèces comme *Isobertinia doka* et *Detarium microcarpum*. A cette végétation s'ajoutent les galeries forestières des vallées humides, véritables formations hygrophiles denses composées d'essences diverses comme *Anogeissus leiocarpus*, *Mitragyna inermis* et *Syzygium guineense*.

2 - GENERALITES SUR LES PHANEROGAMES PARASITES

2.1 – Origine du parasitisme chez les plantes

La première mention du parasitisme chez les plantes est attribuée à Théophraste, philosophe grec (372 - 287 av. J. C.) qui signale l'existence de plantes vivant sur d'autres plantes (Visser, 1981), mais l'expression "plante parasite" a été employée pour la première fois en 1729 par Micheli lors de la description du genre *Cynomorium*, une Cynomoriaceae (Wagenitz, 1996).

L'origine, la nature et les raisons du parasitisme chez les plantes restent encore mal connues et donnent lieu à des hypothèses les plus diverses (Aber, 1988). La possibilité d'une greffe, dite initiale, due à une fixation accidentelle d'un végétal sur un autre induisant la régression chlorophyllienne de la partie greffée, a été envisagée (Privat, 1960). Kuijt (1969) écarte cette possibilité se basant sur le fait que les greffes sont rares chez les plantes herbacées.

Selon certains auteurs, la réduction graduelle de l'humidité des forêts aurait fait évoluer d'hypothétiques espèces à comportement sciaphytes vers des héliophytes parasites.

L'interpénétration de certaines racines chez quelques Lennoaceae (Ozenda et Capdepon, 1979) et chez le genre *Ximenia* (Télépova -Texier *et al.*, 1998) amène certains auteurs à penser que le parasitisme s'est développé à partir d'un dimorphisme racinaire entre des grandes racines non haustoriales et des petites racines haustoriales (Neumann, 1999), et non à partir des plantes mycotrophes ou mycoparasites, autre voie suspectée. Raynal-Roques et Paré (1998) rejettent la voie de la mycorhization, dans la mesure où, ni les plantes parasites, ni les plantes autotrophes phylogénétiquement proches comme les Convolvulaceae, les Lauraceae, les Olacaceae et les Scrophulariaceae ne semblent être mycorhizées. Quoi qu'il en soit, l'absence de parasitisme chez les plantes inférieures et même chez les Angiospermes peu évoluées semble montrer que le parasitisme est un phénomène relativement récent.

2.2 – Répartition systématique et géographique des plantes parasites

Les phanérogames parasites constituent un groupe hétérogène de plantes réparties dans des ensembles et sous-ensembles d'importance très inégale, entièrement ou partiellement parasites. La systématique de ces plantes suscite toujours des divergences tant dans leur classification que dans leur nombre. Kuijt (1969), Weber (1993) puis Musselman et Press (1995) évaluent leur effectif à 3000. Raynal-Roques et Paré (1998) estiment qu'en tenant compte des synonymies, les Angiospermes parasites sont nettement plus nombreuses. Ces auteurs avancent le chiffre de 4700. comme effectif actuel des parasites végétaux connus. Dans tous les cas, les plantes parasites représentent moins de 2% de l'ensemble des Spermaphytes (Neumann, 1999).

Les plantes parasites sont des Dicotylédones appartenant presque toutes à 20 familles réparties dans 8 ordres différents comme le montre le tableau 1 (Dembélé, 1988 ; Neumann, 1999). Aucun cas de parasitisme n'est connu chez les Monocotylédones.

Chez les Gymnospermes, on connaît un seul cas de parasitisme parmi les Podocarpaceae, endémique de la Nouvelle Calédonie. Le parasite, *Podocarpus ustus* (Vieill.) Brongn. et Gris, signalé pour la première fois en 1959 par Gray, se développe sur *Falcatifolium taxoides* (Brongn. et Gris) Laubenfels (Laubenfels, 1959; Cherrier, 1981 ; Neumann, 1999).

La répartition géographique des Phanérogames parasites est très large (Tab. 1) puisqu'elles sont présentes sur tous les continents (Ba, 1984 ; Edouard, 1989), mais c'est principalement sur le continent africain qu'elles constituent un véritable fléau.

Les plantes parasites présentent toujours un déficit plus ou moins poussé de l'équipement en pigments chlorophylliens dans leurs tissus, soit qu'ils fassent totalement défaut, soit qu'ils existent en quantité insuffisante pour assurer une photosynthèse normale (Roger, 1954). Cette caractéristique permet de répartir les parasites en deux groupes : les holoparasites et les hémiparasites.

Tableau 1: Répartition systématique et géographique des Phanérogames parasites.

ORDRE (SOUS CLASSE)	FAMILLES	GENRES PARASITES	ESPECES PARASITES	DISTRIBUTION GEOGRAPHIQUE
Laurales (<i>Magnoliidae</i>)	Lauraceae	1	30	Zone tropicale et régions littorales
Santalales (<i>Rosidae</i>)	Olacaceae	28	200	Zone tropicale
	Opiliaceae	10	28	Zone tropicale
	Octoknemataceae	1	7	
	Santalaceae	36	+ de 500	Zone tropicale et tempérée
	Myzodendraceae	1	11	Amérique du Sud, régions tempérées
	Loranthaceae	77	+ de 950	Amérique du Sud, Australie, Asie, Afrique
	Viscaceae	7	450	Zone tempérée
	Eremolepidaceae	3	12	Amérique du Sud
	Balanophoraceae	17	50-60	Zone tropicale
Rafflesiales (<i>Rosidae</i>)	Cynomoriaceae	1	1	Europe et Asie centrale
	Hydnoraceae	2	18	Zone tropicale
	Rafflesiaceae	9	50	Zones tropicale et tempérée
Polygalales (<i>Rosidae</i>)	Mitrastemmataceae	1	2	
	Krameriaceae	1	15	Typiques des déserts mexicains
Solanales (<i>Asteridae</i>)	Cuscutaceae	1	150-200	Zones tempérées et tropicales
Lamiales (<i>Asteridae</i>)	Lennoaceae	3	6	Amérique du Nord et du Centre
Scrophulariales (<i>Asteridae</i>)	Scrophulariaceae	40	1500-4000	Zones tempérée et tropicale
	Orobanchaceae	16	100-200	Cosmopolites avec prédominance en zone tempérée
Coniferales	Podocarpaceae	1	1	Nouvelle Calédonie

Source : (Fer, 1979 ; Cronquist, 1981, 1988 ; Ba, 1984 ; Dembélé, 1988 ; Mabberley, 1997 ; Raynal-Roques et Paré, 1998 ; Neumann, 1999).

Les holoparasites sont totalement dépourvus de pigments chlorophylliens et dépendent entièrement de leurs hôtes pour leur nutrition hydrique, minérale et

carbonée. Ils sont très peu représentés. Ozenda (1965) estime leur nombre à 550 espèces. A l'exception de la cuscute, ce sont tous des parasites de racines.

Les hémiparasites, par contre, possèdent de la chlorophylle. Ils sont par conséquent capables d'élaborer une partie au moins des substances nécessaires à leur nutrition carbonée, bien qu'il soit prouvé que certains d'entre eux prélèvent des substances organiques, en particulier des glucides dans leurs hôtes (Miller et Tocher, 1975 ; Graves, Press et Stewart, 1989 ; Press et Graves, 1995 ; Samb, 1992 ; Tuquet et Sallé, 1991). Leur parasitisme, moins strict, tiendrait à leur dépendance en eau et en sels minéraux vis-à-vis de la plante hôte.

On a coutume d'utiliser la position des parasites sur leurs hôtes pour les regrouper en parasites épirhizes et parasites épiphytes. Les épirhizes germent librement dans le sol et raccordent, peu de temps après, leur système racinaire à celui de la plante hôte. Le genre *Striga*, tristement populaire en Afrique tropicale, en est un exemple.

Les épiphytes sont ceux qui s'implantent sur les organes aériens de leurs hôtes. Les cuscutes et les cassythes germent dans le sol, entament leur développement librement puis se fixent à n'importe quelle partie aérienne de la plante hôte avant de rompre tout contact avec le sol. La vie libre ne dure cependant que quelques semaines.

Les Loranthaceae (*Agelanthus spp.*, *Englerina spp.*, *Tapinanthus spp.*, etc.) et les Viscaceae (*Viscum spp.*) germent directement sur une branche nourricière.

Le besoin absolu d'hôte fait des épiphytes des parasites obligatoires, contrairement au groupe des épirhizes où quelques membres parviennent à boucler leur cycle biologique en l'absence d'hôte et sont appelés pour cela parasites facultatifs.

Les limites entre les différents groupes ne sont pas toujours franches. Neumann (1999) attire l'attention sur l'existence de cas intermédiaires qui ne sont compatibles avec aucun groupe. *Striga gesnerioides* (Willd.) Vatke par exemple, bien connue au Burkina, contiendrait peu de chlorophylle et serait donc à la limite entre l'hémi- et

l'holoparasitisme. Chez *Alectra* et *Striga*, les plantes sont holoparasites durant toute la phase souterraine, l'hémiparasitisme intervenant seulement avec la levée du parasite (phase aérienne). Les cuscutes et les cassythes tentent parfois d'installer des haustoria sur des supports morts ou inertes, mais sans succès.

3 - GENERALITES SUR LES PHANEROGAMES PARASITES SIGNALEES AU BURKINA FASO

Au total, 26 taxa de plantes parasites appartenant à 6 familles et à 13 genres (Tab. 2) sont supposées représentées dans la flore du Burkina Faso composée de plus de 1200 espèces (Guinko, 1984 ; Lebrun *et al.*, 1991).

Tableau 2 : récapitulatif des plantes parasites signalées au Burkina Faso avant le présent travail

FAMILLE	ESPECE	RECOLTEURS ET ANNEE
Cuscutaceae	<i>Cuscuta campestris</i> Yunk.	Raynal-Roques <i>et al.</i> /1986 à 1994
Lauraceae	<i>Cassytha filiformis</i> L.	Hien / 1955 Guinko / 1975 à 1984 Raynal-Roques <i>et al.</i> /1986 à 1994
Loranthaceae	<i>Agelanthus dodoneifolius</i> (DC) Polh. & Wiens	Ruyssen / 1954 Toutain / 1973 Guinko / 1975 à 1984 Raynal-Roques <i>et al.</i> /1986 à 1994 Boussim / 1991
	<i>Tapinanthus bangwensis</i> (Engl. et Krause) Danser	Toutain / 1973 Chevalier / 1899
	<i>Tapinanthus globiferus</i> (A.Rich.) Tieghem	Ruyssen / 1954 Hien / 1956 Toutain / 1973 Guinko / 1975 à 1984 Raynal-Roques <i>et al.</i> /1986 à 1994 Boussim / 1991
	<i>Tapinanthus ophiodes</i> (Sprague) Danser	Chevalier / 1899 Toutain / 1973 Raynal-Roques <i>et al.</i> /1986 à 1994 Boussim / 1991
Olacaceae	<i>Ximения americana</i> L.	Aubréville / 1950 Toutain / 1973 Ellenberger / 1974 Guinko / 1975 à 1984 Raynal-Roques <i>et al.</i> /1986 à 1994
Santalaceae	<i>Thesium viride</i> A.W.Hill	Toutain / 1973
Scrophulariaceae	<i>Alectra vogelii</i> Benth.	Raynal-Roques <i>et al.</i> /1986 à 1994 Hoffmann / 1987
	<i>Buchnera bowalensis</i> Chev.	Adam / 1958 Jaeger / 1961
	<i>Buchnera hispida</i> Buch.	Aubréville / 1950 Hien / 1958 Toutain / 1973 Guinko / 1975 à 1984 Raynal-Roques <i>et al.</i> /1986 à 1994
	<i>Micrargeria barteri</i> Skan.	Toutain / 1973

Scrophulariaceae	<i>Rhaphicarpa fistulosa</i> (Hochst) Benth.	Hien / 1955 Aké Assi / 1962 Audru / 1973 Toutain / 1973 Guinko / 1975 à 1984 Raynal-Roques <i>et al.</i> / 1986 à 1994
	<i>Sopubia parviflora</i> Engl. <i>Striga asiatica</i> var. <i>coccinea</i> O. Ktze.	Raynal-Roques <i>et al.</i> / 1986 à 1994 Toutain / 1973 Ellenberger / 1974 A.V.V. / 1978 Guinko / 1975 à 1984 Raynal-Roques <i>et al.</i> / 1986 à 1994
	<i>Striga asiatica</i> var. <i>lutea</i> O. Ktze. <i>Striga aspera</i> (Willd.) Benth.	Raynal-Roques <i>et al.</i> / 1986 à 1994 Toutain / 1973 A.V.V. / 1978 Guinko / 1975 à 1984 Raynal-Roques <i>et al.</i> / 1986 à 1994
	<i>Striga baumannii</i> Engl. <i>Striga bilabiata</i> (Thunb.) O. Ktze.	Guinko / 1975 à 1984 Hien / 1955 Toutain / 1973 Fournier / 1984
	<i>Striga brachycalyx</i> Engl.	Toutain / 1973 Guinko / 1975 à 1984 Raynal-Roques <i>et al.</i> / 1986 à 1994
	<i>Striga gesnerioides</i> (Willd.) Vatke	Toutain / 1973 A.V.V. / 1978 Raynal-Roques <i>et al.</i> / 1986 à 1994
	<i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth.	Hien / 1955 A.V.V. / 1978 Guinko / 1975 à 1984 Raynal-Roques <i>et al.</i> / 1986 à 1994
	<i>Striga klingii</i> (Engl.) Skan <i>Striga linearifolia</i> (Schum. et Thonn.) Hepper <i>Striga macrantha</i> Benth.	A.V.V. / 1978 Toutain / 1973 Hien / 1958 Ellenberger / 1974
	<i>Striga passargei</i> Engl.	Hien / 1955 Toutain / 1973 Raynal-Roques <i>et al.</i> / 1986 à 1994

3.1 - Cuscutaceae

Anciennement rattachée aux Convolvulaceae, la famille des Cuscutaceae est constituée d'un seul genre, *Cuscuta*, renfermant 160 espèces selon Capdepon (1983) et 200 d'après Pichon (1971).

§- *Cuscuta* L.

Les cuscutes sont des plantes parasites lianoïdes cosmopolites, faiblement chlorophylliennes (Mac Kinney, 1935 ; Elenev, 1956 ; Mac Leod, 1961a et 1963 ; Zimmermann, 1962 ; Pizzolongo, 1963 ; Bertossi et al. 1964 ; Patter et al., 1965 ; Baccarini et al. 1965 ; Baccarini, 1966 et 1967 ; Kerstetter et Hull, 1970 ; Ismail et Obeid, 1976 ; Fer 1979) mais rangées dans les holoparasites. Bien que représentées dans toutes les parties tempérées et chaudes du globe (Chevalier, 1948, 1979), le continent américain possède le plus grand nombre d'espèces (Capdepon, 1983 ; Gayed, 1976 ; Yunker, 1932). L'Afrique abriterait une quinzaine d'espèces, l'essentiel étant confiné à la partie septentrionale du continent (Chevalier, 1948). Une seule espèce, *Cuscuta campestris*, qui fait partie des plus communes (*Cuscuta europea*, *C. epithymum*, *C. trifolii*, *C. reflexa*, *C. campestris*) est signalée au Burkina Faso (Guinko, 1984 ; Sallé et al., 1985 ; Dembélé et al., 1994).

Le genre *Cuscuta* serait celui qui, parmi les phanérogames parasites, a donné lieu au plus grand nombre d'études (Fer, 1979) et les premiers de ces travaux remonteraient au début du siècle passé (Mirande, 1900 ; Zender, 1924 ; Nicoloff, 1923 ; Sasaki, 1933 ; Boesch, 1935 ; Schumacher et Halbsguth, 1938).

3.2 - Lauraceae

Les Lauraceae, cultivées, formées essentiellement d'arbres et d'arbustes, sont très peu représentées en Afrique de l'Ouest (Aubreville, 1959) ; les exemples les plus connus sont l'avocatier (*Persea americana* Mill.) et le camphrier (*Cinnamomum camphora* Nees et Eberm.). Représentée dans toutes les parties tropicales du monde, la famille des Lauraceae regroupe environ 3500 espèces réparties dans 50 genres. Seul le genre *Cassytha* est parasite et non ligneux.

§- *Cassytha* L.

Le genre *Cassytha* regroupe une vingtaine d'espèces parasites qui habitent toutes les zones tropicales, avec une prédominance dans les parties américaine,

australienne et tasmanienne et quelques-unes dans les zones malaise, africaine et antillaise. Ce genre se singularise de tous les autres genres de la famille par sa morphologie (fines tiges volubiles sans feuilles) et son mode de vie parasitaire, si bien que certains auteurs ont tenté d'en faire une famille distincte, celle des Cassythaceae (Mirande, 1905).

Les cassythes font partie des Phanérogames parasites qui ont attiré très tôt l'attention des chercheurs. Les premiers écrits sur le genre *Cassytha* datent du milieu du 19^{ème} siècle (Decaisne, 1846 ; Chatain, 1856). Les travaux de Mirande (1905) ont levé le voile sur certains aspects de la biologie de ces plantes parasites.

L'espèce *Cassytha filiformis* est signalée au Burkina Faso (Guinko, 1984 ; Sallé *et al.*, 1985 ; Boussim 1988 ; Dembélé *et al.*, 1994 ; Lebrun *et al.*, 1991 ; Boussim *et al.*, 1998).

3.3 - Loranthaceae

Toutes les Loranthaceae sont des plantes parasites comme l'est le gui européen (*Viscum album* L.), d'où le nom commun employé pour désigner les différents genres et leurs espèces : les guis d'Afrique (Audru *et al.*, 1994).

La famille des Loranthaceae est constituée essentiellement de plantes hémiparasites (sauf quelques unes comme *Phrygilanthus aphyllus* qui manque totalement de chlorophylle) épiphytes, à l'exception de 3 genres parasites épirhizes : *Atkinsonia* et *Nuytsia* d'Australie et *Gaiadendron* de Costa Rica (Menzies et Mac Kee, 1959 ; Kuijt, 1969 ; Fineran et Hocking, 1983 ; Hocking et Fineran, 1983). Les Loranthaceae sont présentes dans toutes les régions intertropicales mais aussi tempérées du monde : Afrique, Amérique, Asie, Australie (Barlow, 1983, 1987) avec une prédilection pour l'hémisphère Sud (Balle, 1982 ; Polhill et Wiens 1998). Elle compte 950 espèces réparties en 77 genres (Polhill et Wiens, 1998). Ce sont des arbrisseaux ou arbustes qui se développent sur les branches de leurs hôtes.

La littérature signale la présence de 2 genres de Loranthaceae au Burkina Faso : *Agelanthus* et *Tapinanthus* (Ruyssen, 1957 ; Balle, 1982 ; Guinko, 1984 ; Boussim,

1991 ; Lebrun *et al.* 1991 ; Polhill et Wiens, 1998 ; Raynal-Roques *et al.*, 1986 à 1994).

a- *Agelanthus* Tieghem

Le genre *Agelanthus* comporte 59 espèces restreintes à l'Afrique et à la péninsule arabique (Polhill et Wiens, 1998). Ce sont des arbrisseaux toujours verts qui vivent en touffes parasites sur de nombreux arbres ou arbustes autochtones ou exotiques dans des zones climatiques très diverses (Boussim, 1991 ; Boussim *et al.*, 1993a, 1993b, et 2002).

Au Burkina Faso, le genre *Agelanthus* est présent avec une seule espèce : *Agelanthus dodoneifolius* (syn. *Tapinanthus dodoneifolius*).

b- *Tapinanthus* Blume

Synonymies : *Loranthus* subgen. *Dendrophthoe* groupe *Lichtensteinia* Engl.

Loranthus sect. *Tapinanthus* Blume

L. sect. *Tapinanthus* groupe *Constrictiflori* Engl.

Avec plus de 200 espèces réparties dans toute l'Afrique, à l'exception du Sahara occidental et oriental, *Tapinanthus* est la Loranthaceae la plus représentée sur le continent (Wiens et Tolken, 1979 ; Balle, 1982 ; Polhill et Wiens, 1998), vivant en parasites sans spécificité, sur de nombreux arbres ou arbustes indigènes ou allochtones (Boussim, 1991 ; Boussim *et al.*, 1993). La plupart des espèces de ce genre ont un développement considérable et peuvent envahir un arbre entier en quelques années. Leur biologie, très peu connue, offre de grandes analogies avec celle du gui européen (*Viscum album*) qui, lui, a fait l'objet de nombreuses publications (Boussim, 1991).

La flore du Burkina Faso renfermerait 3 espèces de *Tapinanthus* : *T. bangwensis*, *T. globiferus*, *T. ophiodes* (Guinko, 1984 ; Boussim, 1991).

3.4 - Olacaceae

Cette famille est représentée dans toutes les régions tropicales du monde. Elle comprend 12 genres. Les genres *Olax* et *Ximenia* sont représentés dans la flore du Burkina mais c'est le genre *Ximenia* seulement qui comporte une espèce parasite.

§- *Ximenia* L.

Le nom générique *Ximenia* fut créé en l'honneur du moine espagnol Francisco Ximener, mort au Mexique en 1612. C'est un petit genre de buissons et d'arbustes ne comprenant que très peu d'espèces (environ 5) réparties dans toutes les parties chaudes du monde (Audru *et al.* 1994 ; Telepova-TeXier *et al.*, 1998). *Ximenia* est représenté au Burkina par l'espèce *X. americana* L.

3.5 - Santalaceae

La famille des Santalacées, 35 genres environ et 500 espèces (Ozenda et Capdepon, 1979), regroupe des plantes tant ligneuses qu'herbacées, hermaphrodites, monoïques que dioïques. Elles habitent les régions tropicales, subtropicales et tempérées du monde. Certains membres de cette famille ont des fruits comestibles, d'autres fournissent l'essence de santal, d'autres ont du bois réputé, d'autres enfin vivent en parasites soit sur les branches (Ozenda et Capdepon, 1979), soit sur les racines d'autres plantes (Robyns et Lawalree, 1972 ; Maire et Quézel, 1961). La seule espèce rencontrée au Burkina Faso, *Thesium viride* (Lebrun *et al.*, 1991 ; Guinko, 1984) est de ce dernier groupe.

3.6 - Scrophulariaceae

La famille des Scrophulariaceae comprend 3 sous-familles : les pseudosolaneae, les Antirrhinoideae et les Rhinanthoideae (Weittstein, 1891 cité par Kamal *et al.*, 1996). Sur la base du nombre d'étamines, de la forme et du type de préfloraison de la corolle, Bach *et al.* (1951) cité par Paré (1993) subdivise les

Scrophulariaceae en 3 tribus : Verbaceae, Antirrhineae et Rhinanthae (Ozenda, 1965).

Kamal *et al.* (1996) estime que la famille des Scrophulariaceae comporte 250 genres et 5000 espèces environ, contrairement à Emberger (1960), qui l'évalue à 200 genres et 3000 espèces. Cronquist (1988) propose un chiffre intermédiaire de 4000 espèces. Une controverse existe également sur le nombre de genres parasites appartenant à cette famille. En effet, selon Kuijt (1969) et Hosmani (1978), cette famille comporte 26 genres parasites alors que Ozenda et Capdepon (1979) estiment qu'il y aurait 500 espèces parasites réparties en 16 genres. Selon Ozenda (1965), les genres parasites appartiennent surtout à la tribu des Rhinanthae et des Gerardieae.

Les Scrophulariaceae comportent des espèces autotrophes et des espèces hétérotrophes essentiellement épirhizes, réparties en hémiparasites et en holoparasites.

Sur le plan botanique, les Scrophulariaceae sont généralement des herbacées caractérisées par une abondance de poils rugueux au toucher et de poils sécréteurs.

Au Burkina Faso, l'existence de 6 genres de plantes parasites appartenant à la famille des Scrophulariaceae a été rapportée (Lebrun *et al.*, 1991) : *Alectra*, *Buchnera*, *Micrargeria*, *Rhamphicarpa*, *Sopubia* et *Striga*.

a- *Alectra* Thunb.

Ce genre, constitué d'espèces annuelles hémiparasites, appartient à la tribu des Rhinanthae. Melchior (1941) a décrit 43 espèces tandis que Philcox (1990) en a dénombré 30 dont 5 se sont avérées être des parasites potentiels des cultures. A l'intérieur du genre *Alectra*, 2 catégories d'espèces sont distinguées, à savoir celles qui ont des feuilles bien développées et celles qui n'en ont pas (Parker et Riches, 1993). Cependant, elles se distinguent des autres plantes parasites avec lesquelles elles co-évoluent et partagent parfois les mêmes hôtes. Leurs principales

caractéristiques sont : les fleurs en forme de pavillon, de couleur jaune sulfureux à orange pâle, ont 5 lobes et un long stigmate. L'identification des espèces à l'intérieur du genre repose en partie sur la forme des étamines et l'absence ou la présence de poils sur celles-ci. Le genre *Alectra* est pantropical. Il a fait l'objet de quelques études consacrées presque exclusivement à *A. vogelii* qui est la plus fréquente et la plus nuisible (Hoffmann, 1994), la seule d'ailleurs signalée au Burkina Faso.

b- *Buchnera* L.

Les espèces du genre *Buchnera*, au moins 100 (Philcox, 1990), sont des hémiparasites, épirhizes, présentes dans les régions tropicales et subtropicales du monde (Holm, 1929 ; Okonkwo et Nwoke, 1974). Les rares études disponibles ont été quasiment focalisées sur l'espèce *B. hispida* (Nwoke et Okonkwo, 1974; Neumann, 1999) qui s'est avérée être la seule à parasiter, de façon facultative, des cultures. Cependant, c'est chez *B. americana* que le parasitisme fut soupçonné pour la première fois (Holm, 1929).

Contrairement aux autres plantes parasites de la famille des Scrophulariaceae, les espèces du genre *Buchnera* sont probablement toutes des parasites facultatifs (développement possible sans hôte). Cette particularité a été clairement vérifiée chez *B. hispida* (Okonkwo et Nwoke, 1974).

Au Burkina Faso, le genre *Buchnera* serait représenté par 2 espèces annuelles : *B. bowalensis* et *B. hispida* (Lebrun *et al.*, 1991 ; Raynal-Roques, 1987 ; Ouédraogo, 1995) qui parasitent des graminées sauvages et les céréales cultivées.

c- *Micrargeria* Benth.

Ce genre est composé de 2 espèces (*Micrargeria filiformis* et *M. barten*) qui parasitent des graminées sauvages des savanes humides à sol riche et profond (Hutchinson *et al.*, 1963 ; Hoffmann, 1994). Leur répartition est essentiellement tropicale. Une de ces espèces, *Micrargeria barteri*, se rencontrerait au Burkina (Lebrun *et al.*, 1991).

d- *Rhamphicarpa* Benth.

Rhamphicarpa est un petit genre ne comprenant que 2 espèces, *R. fistulosa* et *R. tubulosa* largement distribuées dans toute l'Afrique tropicale et australe ainsi qu'à Madagascar (Boudet et Lebrun, 1986 ; Hutchinson et Dalziel, 1963 ; Hoffmann, 1994). Ce genre est peu étudié en tant que plante parasite. Seule *Rhamphicarpa fistulosa* est signalée dans la flore du Burkina (Lebrun *et al.*, 1991).

e- *Sopubia* Buch. - Ham.

Ce genre est formé de 21 espèces de plantes annuelles et pérennes (Hutchinson et Dalziel, 1963 ; Lebrun *et al.*, 1991). Seule *Sopubia parviflora* est signalée au Burkina (Raynal-Roques, 1987).

f- *Striga* Lour.

Le genre *Striga* appartient à l'ordre des Tubiflorales, à la sous-famille des Rhinanthoideae et à la tribu des Buchnereae (Wettstein, 1891 cité par Kamal *et al.*, 1996). Il comprend 40 taxa (36 espèces et sous-espèces) dont 33 sont représentés en Afrique parmi lesquels, 26 sont endémiques (Raynal-Roques, 1991) en raison de la pauvreté des sols, du manque d'intrants (fumure, herbicides, etc.) et de la monoculture des plantes sensibles (Ogo *et al.*, 1986). Cette diversité d'espèces assortie de la représentation de tous les types biologiques en Afrique (Raynal-Roques, 1993) font suspecter le continent africain comme étant le berceau originel du genre *Striga*.

Sur la base du nombre de côtes ou de nervures du tube du calice, Wettstein (1891) cité par Kamal *et al.* (1996) distingue 2 sections taxonomiques dans le genre *Striga* : les pentapleurae dont le tube du calice comporte 5 côtes et les polypleurae qui en ont 6 à 10. Le genre *Striga* comporte des espèces allogames et des espèces autogames (Musselman et Parker, 1983) qui peuvent être annuelles ou vivaces (Raynal-Roques, 1993).

Von Linnaeus fut le premier à décrire les plants de *Striga* en 1753 sous le nom de *Buchnera asiatica*. Louneiro (1790) introduisit le nom du genre *Striga* et décrit une espèce : *Striga lutea*.

Biologiquement, les espèces de *Striga* se révèlent incapables d'accomplir leur cycle complet de développement, notamment fleurir et donner des graines, sans le "secours" d'une autre angiosperme herbacée (Raynal-Roques, 1993) à l'exception de *S. euphrasioides* (Ramaiah *et al.*, 1983). Une seule plante de *Striga* peut produire entre 2500 graines (Parker et Riches, 1993) et 500 000 graines (*Striga asiatica*) (Hosmani, 1778 cité par Pieterse et Pesch, 1983) de formes variées.

Les espèces de *Striga* sont de petites plantes herbacées, dressées, à tiges arrondies à la base, puis quadrangulaires vers le haut. Les feuilles sont vertes, linéaires, simples, opposées ; elles sont réduites à des écailles à la base de la tige et alternes vers le haut (Pieterse et Pesch, 1983). Les fleurs sont sessiles et groupées en épi ou en glomérules ; elles se composent d'un calice ayant 5 lobes au minimum et 15 au maximum, d'une corolle en tube cylindrique abruptement coudé, d'étamines didynames incluses dans le coude du tube et d'un ovaire (Parker et Riches, 1993 ; Raynal-Roques, 1993). Le fruit est une petite capsule cylindrique (Pieterse et Pesch, 1983). Dix espèces de *Striga* sont signalées au Burkina Faso : *Striga asiatica* (2 variétés), *S. aspera*, *S. bilabiata*, *S. brachycalyx*, *S. gesnerioides*, *S. hermonthica*, *S. klingii*, *S. linearifolia*, *S. macrantha*, *S. passargei*, mais *S. hermonthica*, *S. aspera* et *S. gesnerioides* sont les mieux connues à cause des ravages qu'elles occasionnent dans les champs de céréales pour les 2 premières et de niébé pour la dernière.

CH.II. LES PHANEROGAMES PARASITES DU BURKINA FASO : RESULTATS DE PROSPECTIONS

1 - METHODOLOGIE

Ce travail est le résultat de prospections de terrain qui a pratiquement débuté en 1989 avec la préparation de notre thèse de 3^{ème} cycle sur le genre *Tapinanthus*. Après avoir été recensées à partir des diverses sources bibliographiques et orales, les Phanérogames parasites ont été étudiées sur le terrain. Il s'agit :

- de vérifier la présence effective des espèces signalées par la littérature ;
- d'identifier éventuellement les espèces non encore inventoriées ;
- de définir les limites de leur habitat sur le territoire du Burkina Faso ;
- de recenser les espèces de plantes qui sont attaquées par les parasites afin d'apprécier leur impact sur la végétation.

Dans l'exécution de ce travail, nous avons beaucoup bénéficié de l'aide des agents forestiers et agronomes en poste dans les différents départements du Burkina Faso . Des collègues chercheurs, des amis forestiers et des étudiants en 3^e cycle nous ont parfois aimablement ramené d'une sortie de terrain des spécimens de plantes parasites et de leurs hôtes.

Les déterminations des espèces ont été faites à l'aide des flores de West Tropical Africa de Hutchinson et Dalziel (1954, 1958, 1963) et du Sénégal (Berhaut, 1967, 1971-1988), de l'Afrique du Nord (Maire et Quézel, 1961). Elles ont été confirmées par la consultation des échantillons des Herbiers de l'INERA / Ouagadougou, du Laboratoire de Biologie et Ecologie Végétales / Université de Ouagadougou, du Département de Biologie Végétale / Université de Dakar, du Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris et par les Professeurs Aké Assi de l'Université de Cocody (Côte d'Ivoire) et Raynal-Roques du Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris (France).

Pour l'inventaires des plantes parasites qui attaquent les cultures ou les arbres exploités, une enquête a été menée auprès des chercheurs travaillant dans le domaine, des agriculteurs et des populations du milieu rural. Les objectifs de l'enquête sont :

- dresser la liste des espèces parasites rencontrées dans les exploitations ;
- évaluer l'impact de ces parasites selon l'appréciation des agriculteurs ;
- connaître les méthodes de lutte utilisées par les agriculteurs ;
- évaluer les connaissances des agriculteurs sur les parasites.

2 – RESULTATS ET DISCUSSION

2.1 – Présences et répartition des parasites épiphytes lianoïdes

2.1.1 - *Cuscuta campestris* Yunk.

a - Caractères botaniques (Pl.1)

Cuscuta campestris est une plante herbacée lianoïde dépourvue de chlorophylle. La tige, filiforme, volubile, d'un diamètre inférieur à 2 mm, jaune à orange clair, porte des feuilles-écailles (Pl. 1, fig. 1). Elle s'enroule en spires plus ou moins serrées autour de n'importe quel organe de la plante hôte (tige, feuille, fleur, fruit) qui peut être annuelle ou pérenne mais généralement une herbacée et sur lequel elle implante de nombreux haustoria (Pl. 1, fig. 2).

Les fleurs, petites, avec des pétales blancs ou jaune pâle, sont regroupées en glomérules.

Les fruits sont des capsules globuleuses (Pl. 1, fig. 4) contenant plusieurs graines plus ou moins sphériques, mesurant moins de 0,5 mm de diamètre.

Le cycle biologique des cuscutes comporte deux phases disproportionnées (Fig. 5). Les graines, petites (1 à 2 mm de diamètre) sont produites en grandes quantités (2000 à 3000 par tige) et enfermées dans des capsules. Elles sont recouvertes d'un tégument brunâtre, pluristratifié, coriace et imperméable qui leur confère une dormance.

Leur dissémination se fait par le vent, le bétail ayant consommé le fourrage contaminé, les semences contaminées et le matériel agricole. Un séjour plus ou moins prolongé dans le sol lève la dormance tégumentaire par l'altération de l'enveloppe coriace. La graine germe en émettant une "radicule" qui s'allonge et se renfle.

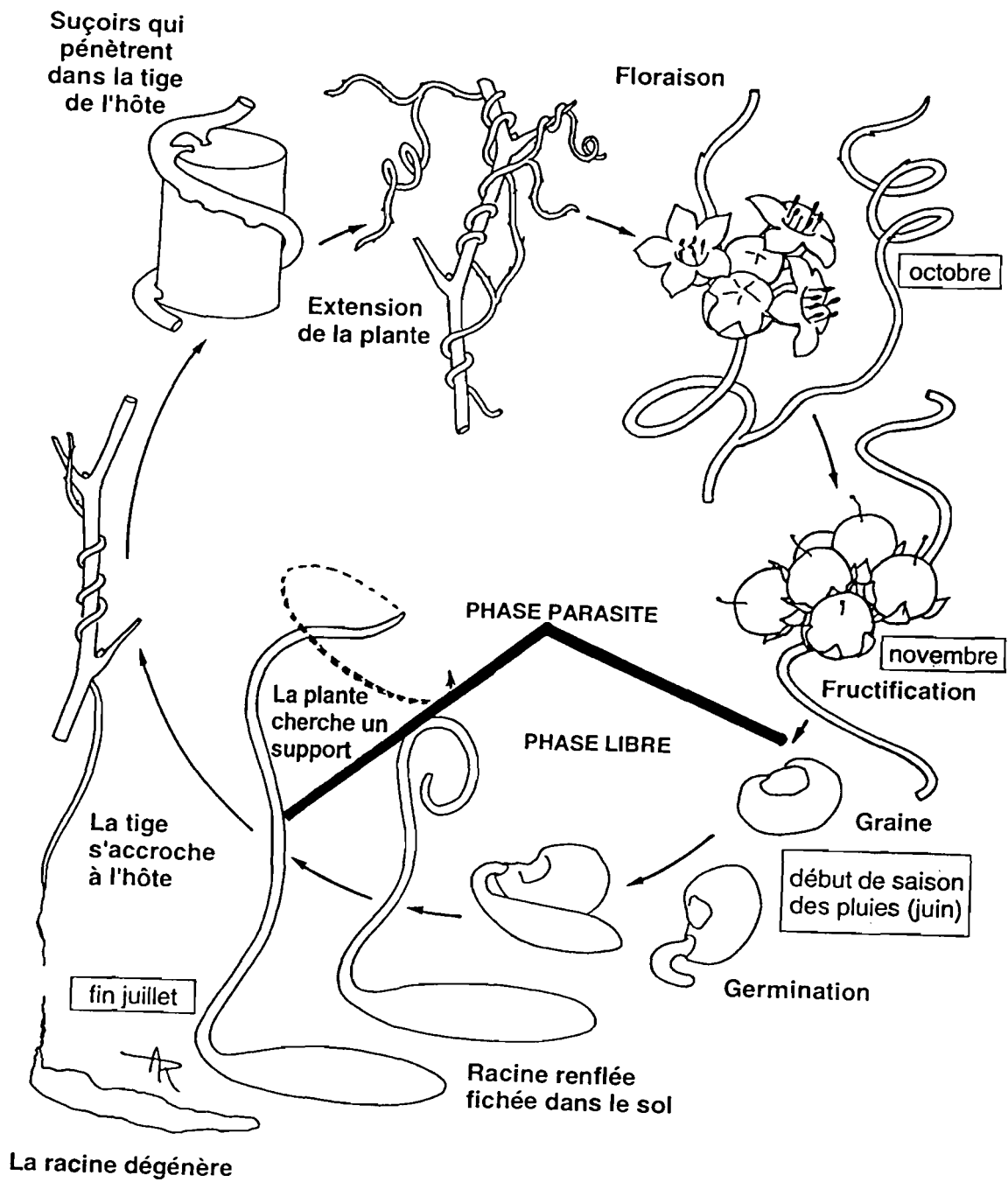


Figure 5. Cycle biologique de la Cuscuta (d'après Dembélé *et al.* 1994)

Simultanément, la jeune tige s'allonge et émerge. La "radicule" qui a une existence éphémère dégénère très tôt tandis que la tige explore les environs immédiats par des mouvements de circumnutation à la recherche d'un hôte potentiel. L'échec de cette quête se traduit par une dégénérescence rapide de la plantule parasite dépourvue de racine fonctionnelle. Par contre, si la jeune tige atteint un organe quelconque d'une plante hôte, elle l'entoure de plusieurs spires qui envoient des suçoirs dans les tissus de l'hôte. La dégénérescence de la base de la tige qui isole définitivement celle-ci du sol n'a plus d'effet sur la vie du parasite. La durée de la phase libre ne dépasse pas trois semaines.

Une fois la connexion entre les suçoirs du parasite et les tissus conducteurs de l'hôte réussie, la croissance de la tige parasite est rapide : l'extrémité s'allonge de plusieurs cm de façon rectiligne jusqu'à entrer en contact de nouveau avec le même hôte ou un autre, s'y enroule et installe des haustoria. La ramification à l'aisselle des feuilles-écailles est abondante dans la zone de croissance rectiligne si bien que le lacis issu d'une tige peut recouvrir plusieurs mètres carrés en trois ou quatre mois. La cuscute fleurit et fructifie après quelques semaines.

b- Spécimens étudiés

Rapadama, Province de Ganzourgou, 8 octobre 1989, Boussim I. Joseph ; Zion, Province du Nahouri, 7 octobre 1990, Boussim I. Joseph ; campus universitaire de Ouagadougou, 18 Septembre 1996, Boussim I. Joseph ; Planche 1, photographies prises entre août et décembre 1995, ville de Ouagadougou, Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Cuscuta campestris est probablement la plus répandue de la quinzaine d'espèces africaines. La présence de cette espèce au Burkina Faso ne faisait aucun doute. Originaires d'Amérique du Nord, elle a été probablement introduite dans le pays dans les années 1980 et serait en pleine expansion à partir des agglomérations, la plus forte concentration se trouvant dans la ville de Ouagadougou.

Elle est présente dans la plupart des pépinières et dans des jardins publics et privés de la capitale (Pl. 1, figs 1 & 3) où son élimination totale passe par la destruction du jardin. Les berges du canal qui traverse le campus universitaire de Ouagadougou constituaient un important foyer jusqu'en 2000. L'aménagement de ce canal a détruit en partie ce foyer.

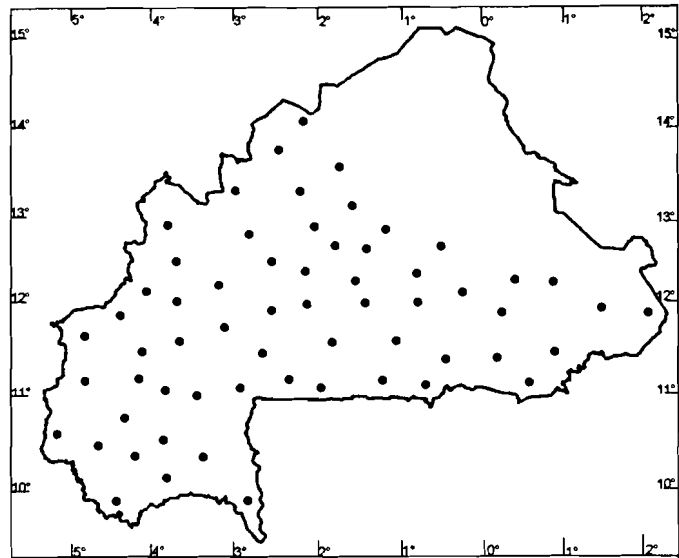


Figure 6. Sites d'observation de *C. campestris*

En plus de la capitale, nous avons observé *C. campestris* dans toutes les régions Sud, Ouest et Nord Ouest du pays (Fig. 6) sur des plantes sauvages annuelles, des plantes ornementales et maraîchères (Tab. 3). Dans tous les cas, nous l'avons trouvée à proximité des zones d'habitation ou de cultures (Pl. 1, fig. 5). Dans le milieu naturel, l'optimum du développement de la cuscute coïncide avec celui de ses hôtes et se situe durant les mois de septembre et octobre. Contrairement à d'autres espèces du genre qui ont un nombre restreint d'hôtes (Dawson, 1987), *C. campestris* infeste plusieurs dizaines d'hôtes dont des cultures. Dans le milieu naturel, en fin de saison des pluies, la cuscute sèche et disparaît en même temps que ses hôtes et ne se conserve que sous la forme de graines qui peuvent rester viables dans le sol pendant 10 à 20 ans (Dawson, 1965). La germination survient 2 mois après le début des pluies, soit fin juillet pour la région du centre. La plantule dispose d'au maximum un mois pour trouver un hôte approprié sur lequel se fixer. En effet, après 3 à 4 semaines, la base de la tige se nécrose et rompt tout contact avec le sol. Les plantules qui ne se sont pas fixées sur un hôte adéquat meurent tandis que celles qui ont pu installer des haustoria sur des hôtes se développent rapidement par une ramification abondante de la tige.

Cuscuta campestris exerce une double action trophique et physique sur son hôte. En plus du détournement de l'eau et des substances nutritives - comportement

de toutes les plantes parasites - la cuscute développe un lacis plus ou moins épais par l'enchevêtrement de ses nombreuses tiges qui étouffe et entrave la croissance en hauteur de la plante attaquées (Pl. 1 figs 1, 2, 3 & 5).

2.1.2 - *Cassytha filiformis* L.

Synonymie : *C. senegalensis* A. Chev.

a- Caractères botaniques (Pl.2 ; Fig. 7)

Cassytha filiformis est une herbacée chlorophyllienne pérenne. La tige, filiforme, volubile et pubescente (Pl. 2, fig.1) porte de rares feuilles squamiformes et caduques de 1 à 2 mm de longueur, ovales ou lancéolées et charnues. Elle produit plusieurs haustoria qui la fixent à la plante hôte (Pl. 2, figs 2 & 3). Elle se ramifie abondamment formant des lacis passant d'une branche à l'autre d'un même hôte et d'un hôte à un autre (Pl. 2, fig. 1).

Les inflorescences sont de courts épis atteignant rarement 5 cm de longueur et formées de 5 à 10 petites fleurs globuleuses (Fig. 7) blanchâtres, de 1 à 2 mm de diamètre (Pl. 2, fig. 4). La fleur est trimère et comporte un calice constitué de trois petits sépales brun-verdâtre densément pubescents. Ces sépales sont axilés par trois bractées dont la médiane est relativement plus grande que les deux latérales. Les sépales couvrent à peine la base des pétales. La corolle comporte trois pétales blanchâtres ovales ou oblongues de 1,5 à 2 mm de long (Fig.7).

L'androcée est formé de douze étamines disposées en quatre verticilles trimères. Le verticille le plus interne est formé de staminodes (étamines sessiles et stériles). Les étamines du verticille adjacent externe portent, à leur base, deux glandes latérales sessiles.

Les filets des étamines sont aplatis et la limite entre le filet et l'anthère n'est pas nette. Au niveau des deux premiers cycles d'étamines, les anthères sont introrses, ceux des étamines du troisième verticille (interne) étant extrorses. Chaque anthère comporte deux loges s'ouvrant par des clapets de bas en haut (Fig. 7).

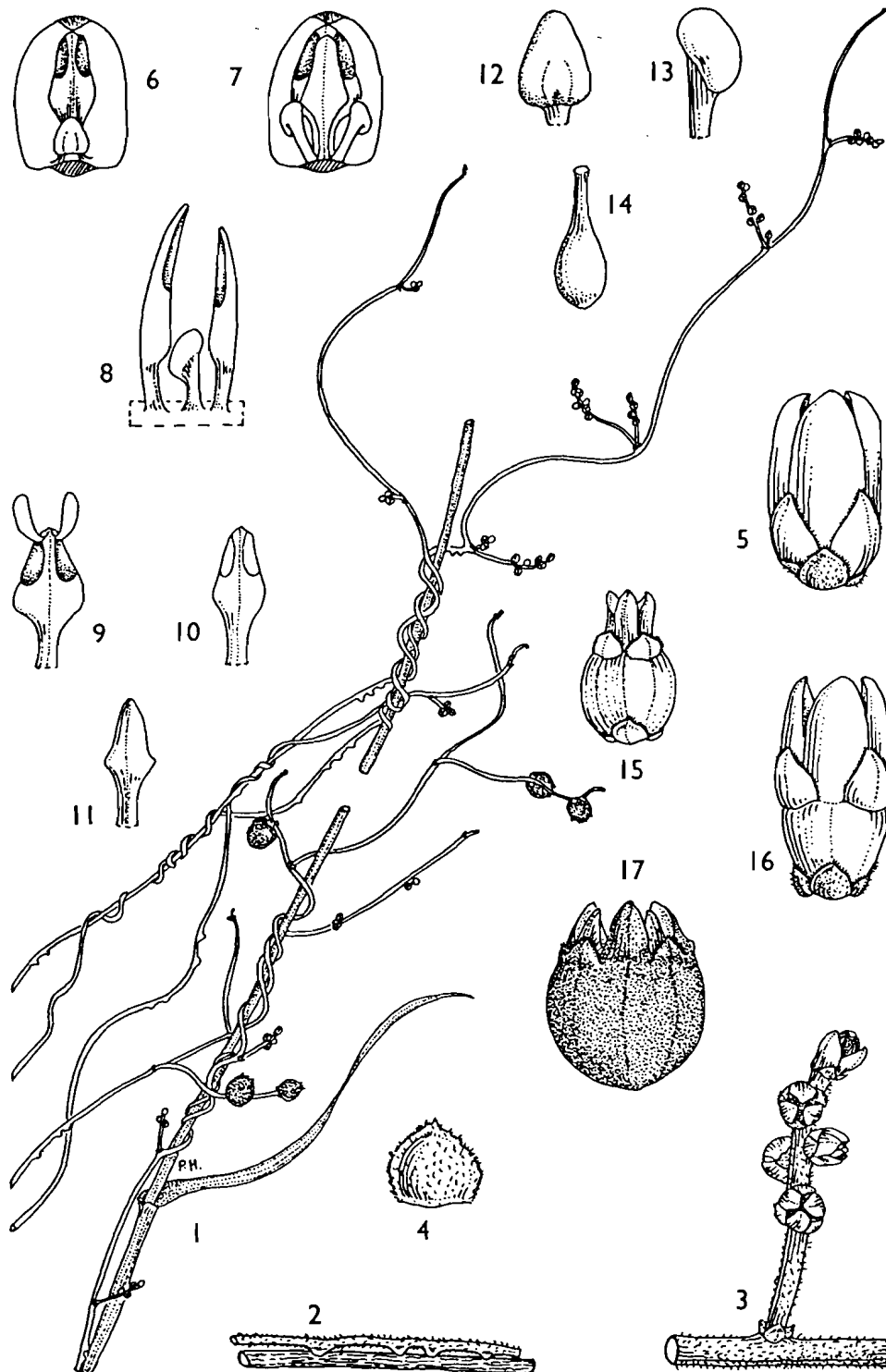


Figure 7. *Cassytha filiformis* (d'après Verdcourt, 1996)

1, tige enroulée sur une graminée ; 2, haustoria plantés dans l'hôte ; 3, inflorescences ; 4, bractée ; 5, fleur complète ; 6, tépale, étamine et staminodes ; 7, tépale, étamines et glandes ; 8, vue latérale des étamines et de la glande ; 9, 10 et 11, différents types d'étamines ; 12, staminode ; 13, glande ; 14, ovaire ; 15 et 16, fruit en formation ; 17, fruit mature

L'ovaire, en partie recouvert par le réceptacle floral, est semi-infère et contient un seul ovule anatrope. Il est prolongé par un court style terminé par un petit stigmate papilleux (Fig. 7).

Le fruit est une drupe sphérique d'environ 6 mm de diamètre sur laquelle persistent les restes des pièces périanthaires (Pl. 2, fig. 1). La graine, très coriace, contient un embryon vermiculé droit. A la germination, la plantule présente un hypocotyle tubérisé (Pl. 2, fig. 5).

Le cycle biologique de *C. filiformis* est identique à celui de la cuscute décrit plus haut (Fig. 5) : graines produites en grande quantité, possédant une dormance tégumentaire et dissémination par les animaux, l'homme et l'eau ; une germination à la suite de la dégradation des téguments par des microorganismes du sol ; une phase libre assez brève qui dure seulement quelques semaines durant lesquelles la plante vit des apports de ses racines ; une croissance rapide et une ramification abondante qui ont pour conséquence, l'envahissement rapide de leurs hôtes (Boussim *et al.*, 1998).

b- Spécimens étudiés

Ouagadougou (Jardin botanique de l'IFAN), 12 mars 1956, Winkoun Hien Denis, N°585 ; Collines de Gaoua, 25 novembre 1955, Winkoun Hien Denis, N° 586 ; Volta blanche -route de Koupéla, 5 novembre 1976, Guinko Sita, N° 361 ; Bobo Dioulasso, 14 avril 1989, Boussim I. Joseph ; Planche 2, photographies prises en octobre 1996 ; Léo et laboratoire du CNSF- Ouagadougou, Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Cassyltha filiformis est une espèce côtière qui peut s'accommoder des milieux continentaux sans se hasarder dans les zones sèches (climat sahélien). Au Burkina Faso, l'espèce est assez fréquente dans la partie soudanienne, où elle parasite, sans spécificité apparente, de nombreuses plantes cultivées ou spontanées des stations humides ou semi-humides. *Cassyltha filiformis* est beaucoup moins répandue que la cuscute. Nous l'avons retrouvée dans plusieurs stations, mais toutes sur sol sableux

ou sablo-argileux dans les provinces de la moitié Sud du pays, de Diapaga à Orodara en passant par Pô, Léo, Boromo, Batié (Fig. 8) où les conditions d'humidité sont meilleures. Les hôtes, qu'elle couvre d'un important lacis, sont des arbres et arbustes spontanés et cultivés appartenant à de très nombreuses familles (Tableau. 3). L'autoparasitisme (la capacité pour un même pied à se parasiter), comportement très rare chez les plantes parasites [cas de *Ximenia americana* rapporté par Télépova-Texier *et al.* (1998)] est de règle chez *Cassytha filiformis*.

Elle est très abondante dans les forêts classées de l'extrême Sud-Ouest du Burkina (Fig. 8), à la limite Nord de la zone guinéenne dans la province de la Comoé (forêts classées de Niangoloko, de Yendéré, de Logogningué, de Diéfoula, etc.).

Cassytha filiformis, abondante en Afrique occidentale, présente le maximum de son développement dans les régions littorales du

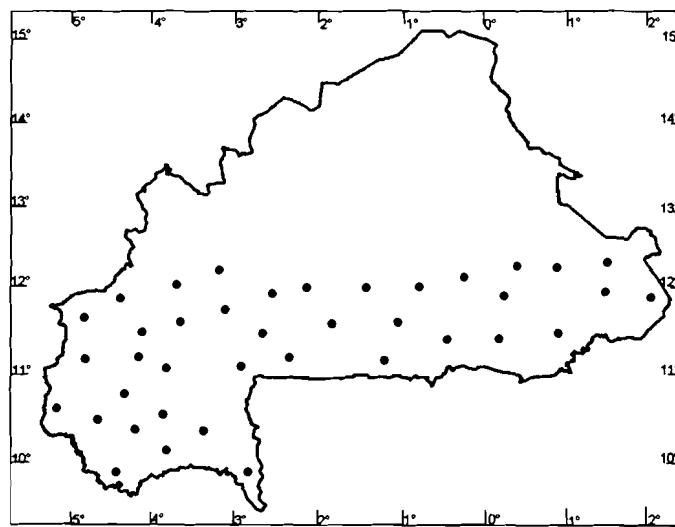


Figure 8. Sites d'observation de *C. filiformis*

Sénégal, de la Guinée, de la Sierra Léone, du Liberia, de la Côte d'Ivoire, du Ghana, du Togo, du Bénin et du Nigeria (Boussim, 1988). Elle est abondamment représentée à l'intérieur des terres au Burkina Faso, au Mali et au Cameroun.

Les dommages causés sur ses hôtes sont aussi physiques que physiologiques : les tiges volubiles se ramifient abondamment et forment un lacis épais qui couvre et étouffe l'hôte.

d- Usages

Selon Nacoulma-Ouédraogo (1996), *Cassytha filiformis* est une plante hautement médicinale. Proposée par les tradipraticiens pour la guérison de plus d'une dizaine de maladies dont le paludisme, le choléra, la coqueluche, l'insomnie, la

goutte, le tabagisme, l'alcoolisme, l'allergie, elle est beaucoup vendue dans les marchés surtout des grands centres urbains où ces maux sont courants.

Au Sénégal, la cassythe est utilisée dans le traitement des uréthrites et des gonorrhées.

Son nom en moré, ethnie majoritaire du Burkina Faso, révèle bien la considération qu'ont les populations pour la cassythe : "*Naam pas boulli*" (la chefferie ne vient pas de la germination). Cette dénomination fait allusion à la biologie de la cassythe (très peu de gens savent que la cassythe germe dans le sol comme toutes les plantes) et à son pouvoir de guérison.

En pays Bobo, le lacis formé par la cassythe sert à habiller des masques.

Tableau 3 : Plantes hôtes des parasites épiphytes lianoïdes au Burkina Faso

 Cf = *Cassytha filiformis* ; Cc = *Cuscuta campestris*

Hôtes	Parasites		Hôtes	Parasites	
	Cf	Cc		Cf	Cc
Acanthaceae			<i>Ipomoea consinosperma</i> Hochst.		+
<i>Acanthospermum hispidum</i> DC.		+	<i>Ipomoea eriocarpa</i> R. Br.		+
<i>Achyranthes aspera</i> L.		+	Cucurbitaceae		+
Amaranthaceae			<i>Luffa cylindrica</i> L.		+
<i>Amaranthus spinosus</i> L.		+	<i>Lagenaria ciseraria</i> L.		+
<i>Amaranthus vindis</i> L.		+	Cyperaceae		
Anacardiaceae			<i>Cyperus alternifolius</i> L.		+
<i>Mangifera indica</i> L.	+		Ebenaceae		
<i>Sclerocarya birrea</i> (A. Rich.) Hoch.	+		<i>Diospyros mespiliformis</i> Hochst.	+	
Annonaceae			Euphorbiaceae		
<i>Annona senegalensis</i> Pers.	+		<i>Alchornea cordifolia</i> Müll. Ar.	+	
Apocynaceae			<i>Euphorbia balsamifera</i> Ait.	+	
<i>Catharanthus roseus</i> L. G. Don	+	+	<i>Euphorbia hirta</i> L.	+	
<i>Landolphia heudelotii</i> A. DC.	+		<i>Jatropha curcas</i> L.	+	
<i>Saba senegalensis</i> (A. DC.) Pichon	+		<i>Jatropha gossypifolia</i> L.	+	
Asclepiadaceae			<i>Phyllanthus muellerianus</i> Excell.	+	
<i>Leptadenia hastata</i> (Pers.) Decne	+		Fabaceae		
Asteraceae			<i>Arachis hypogaea</i> L.		+
<i>Ageratum conyzoides</i> L.		+	<i>Crotalaria retusa</i> L.		+
<i>Celogia trigyna</i> L.		+	<i>Crotalaria senegalensis</i> Bacille ex DC.		+
<i>Tridax procumbens</i> L.		+	<i>Sesbania rostrata</i> Brem.		+
<i>Urena lobata</i>		+	<i>Vigna unguiculata</i> Walp.		+
<i>Vernonia pauciflora</i> L.		+	<i>Voacanga africana</i> Stapf.		+
Caesalpiniaceae			<i>Zornia glochidiata</i> Reichb. Ex DC.		+
<i>Cassia sieberiana</i> DC.	+		Ficoidaceae		+
Capparidaceae			<i>Trianthema portulacastrum</i> L.		+
<i>Capparis corymbosa</i> Lam.	+		Flacourtiaceae		
<i>Cleome viscosa</i> L.		+	<i>Flacourtia flavescens</i> Willd.		+
Casuarinaceae			Lamiaceae		
<i>Casuarina equisetifolia</i> Forst.	+		<i>Leucas martinicensis</i> Jacq.) Ait.	+	
Celastraceae			<i>Hyptis spicigera</i> Lam.		+
<i>Maytenus senegalensis</i> (Lam.) Excell.	+		Liliaceae		+
Combretaceae			<i>Allium cepa</i> L.		+
<i>Anogeissus leiocarpus</i> G. et Perr.	+		Lythraceae		
<i>Combretum gazhalense</i> Engl. et Diel.	+		<i>Lawsonia inermis</i> L.		+
<i>Combretum glutinosum</i> Perr.	+		Malvaceae		
<i>Combretum molle</i> R. Br.	+		<i>Abelmoscus esculentus</i> L.	+	+
<i>Guiera senegalensis</i> J.F. Gmel.	+		<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.		+
<i>Terminalia avicennioides</i> G. et Perr.	+		<i>Sida acuta</i> L.		+
<i>Terminalia macroptera</i> G. et Perr.	+		<i>Sida alba</i> L.		+
Commelinaceae			<i>Sida ovata</i> Forsk.		+
<i>Commelina benghalensis</i> L.		+	Meliaceae		+
<i>Commelina forskalei</i> Vahl.		+	<i>Azadirachta indica</i> A. Juss.		+
Convolvulaceae			<i>Trichilia emetica</i> Vahl.	+	
<i>Ipomoea batata</i> (L.) Lam.		+			

Hôtes	Parasites		Hôtes	Parasites	
	Cf	Cc		Cf	Cc
Mimosaceae	+		<i>Zea mays</i> L.		+
<i>Fedherbia albida</i> Del.	+		Rosaceae		+
<i>Acacia macrostachya</i> Reich.	+		<i>Parinari curatellifolia</i> Planch.		+
Nyctaginaceae	+		<i>Parinari congensis</i> F. Didr.		+
<i>Boerhavia erecta</i> L.	+		Rubiaceae		+
<i>Boerhavia repen</i> L.		+	<i>Borreria scabra</i> (S. et Th.) K. Schun.		+
<i>Bougainvillea glabra</i> Chois.		+	<i>Gardenia ternifolia</i> K. Schun.	+	
<i>Bougainvillea spectabilis</i> Willd.		+	<i>Crossopteryx febrifuga</i> (Afz.) Bent.	+	
Ochnaceae		+	<i>Feretia apodanthera</i> Del.	+	
<i>Lophira lanceolata</i> Van Tiegh.		+	Rutaceae		
<i>Ochna schweinfurthiana</i> F. Hoffm.		+	<i>Citrus aurantifolia</i> Swingle	+	+
Ombellifère			Sapotaceae		
<i>Daucus carotta</i> L.	+		<i>Vitellaria paradoxa</i> C. F. Gaertn.	+	
Olacaceae			Scrophulariaceae		
<i>Ximenia americana</i> L.		+	<i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth.		+
Poaceae			Solanaceae		
<i>Andropogon gayanus</i> Kunth.	+		<i>Physalis angulata</i> L.		+
<i>Cymbopogon citratus</i> Stapf.	+		Tiliaceae		
<i>Eleusine indica</i> (L.) Gaertn.		+	<i>Corchorus olitorius</i> L.		+
<i>Penisetum americanum</i> (L.) K.Schum.		+	<i>Corchorus tridens</i> L.		+
<i>Penisetum pedicellatum</i> Trin.	+		<i>Grewia bicolor</i> Juss.	+	+
<i>Rottboellia exaltata</i> L.	+		<i>Triumpheta rhomboidea</i> Jacq.		+
<i>Setaria pallidi fusca</i> Stapf. et Hubb.		+	Verbenaceae		
<i>Sorghum bicolor</i> L.		+	<i>Clerodendrum inerme</i>	+	
			<i>Vitex doniana</i> Sw.	+	

2.2 - Présence et répartition des parasites épiphytes du groupe des Loranthaceae

Sur cinq espèces et deux genres de Loranthaceae attendus, nous avons trouvé six espèces réparties en quatre genres : *Agelanthus dodoneifolius*, *Englerina lecardii*, *Globimetula cupulata*, *Tapinanthus bangwensis*, *T. globiferus*, *T. ophiodes*. La sous région Ouest africaine compterait 7 genres : *Agelanthus*, *Berhautia*, *Englerina*, *Fragmanthera*, *Globimetula*, *Helixanthera* et *Tapinanthus* (Ruysen, 1957 ; Balle, 1982 ; Guinko, 1984 ; Lebrun *et al.*, 1991 ; Boussim, 1991 ; Polhill et Wiens, 1998). Tout le continent hébergerait 21 genres et 230 espèces de Loranthaceae (Polhill et Wiens, 1998).

Un certain nombre de caractères morphologiques faciles à observer sur le terrain permettent de reconnaître les différents genres .

§ Caractères distinctifs des genres de Loranthaceae du Burkina Faso

Fleurs 4-mère *Englenna*

Fleurs 5-mères.

Tube de la corolle environ de même longueur que les lobes qui s'enroulent en spirale vers l'extérieur à l'anthèse, tandis que les filets s'enroulent inversement..... *Globimetula*

Tube de la corolle nettement plus long que les lobes qui restent dressés ou réfléchis à l'anthèse :

Filet non prolongé par un mucron..... *Agelanthus*

Filet prolongé par un mucron, plante glabre..... *Tapinanthus*

2.2.1 - *Agelanthus dodoneifolius* (DC) Polh. & Wiens

Synonymie : *Loranthus dodoneifolius* DC.

Loranthus chevalieri Engl et Kr

Tapinanthus dodoneifolius Danser

a- Caractères botaniques (Pl.3 & Fig. 9)

Agelanthus dodoneifolius est un arbrisseau toujours vert (Pl. 3, figs 1, 2 & 3). La tige, cylindrique, courte, dressée (Pl. 3, figs 1, 2, 4), est souvent couverte de pustules fendillées perpendiculairement à l'axe. La zone d'insertion de la tige sur l'hôte subit une hypertrophie uniforme du diamètre de la partie de l'hôte (Pl. 3, fig. 5).

Les feuilles, presque sessiles, sont opposées ou verticillées, à limbe lancéolé, linéaire ou falciforme, glauque ou vert pâle, mesurent 7 à 15 cm de longueur et de 1,5 à 3 cm de largeur et comportant 4 à 6 paires de nervures latérales bien apparentes (Fig. 9).

Les inflorescences sont de petits glomérules sessiles ou subsessiles comprenant de 2 à 3 fleurs ; la fleur, en forme d'une grosse épine à extrémité émoussée, mesure de

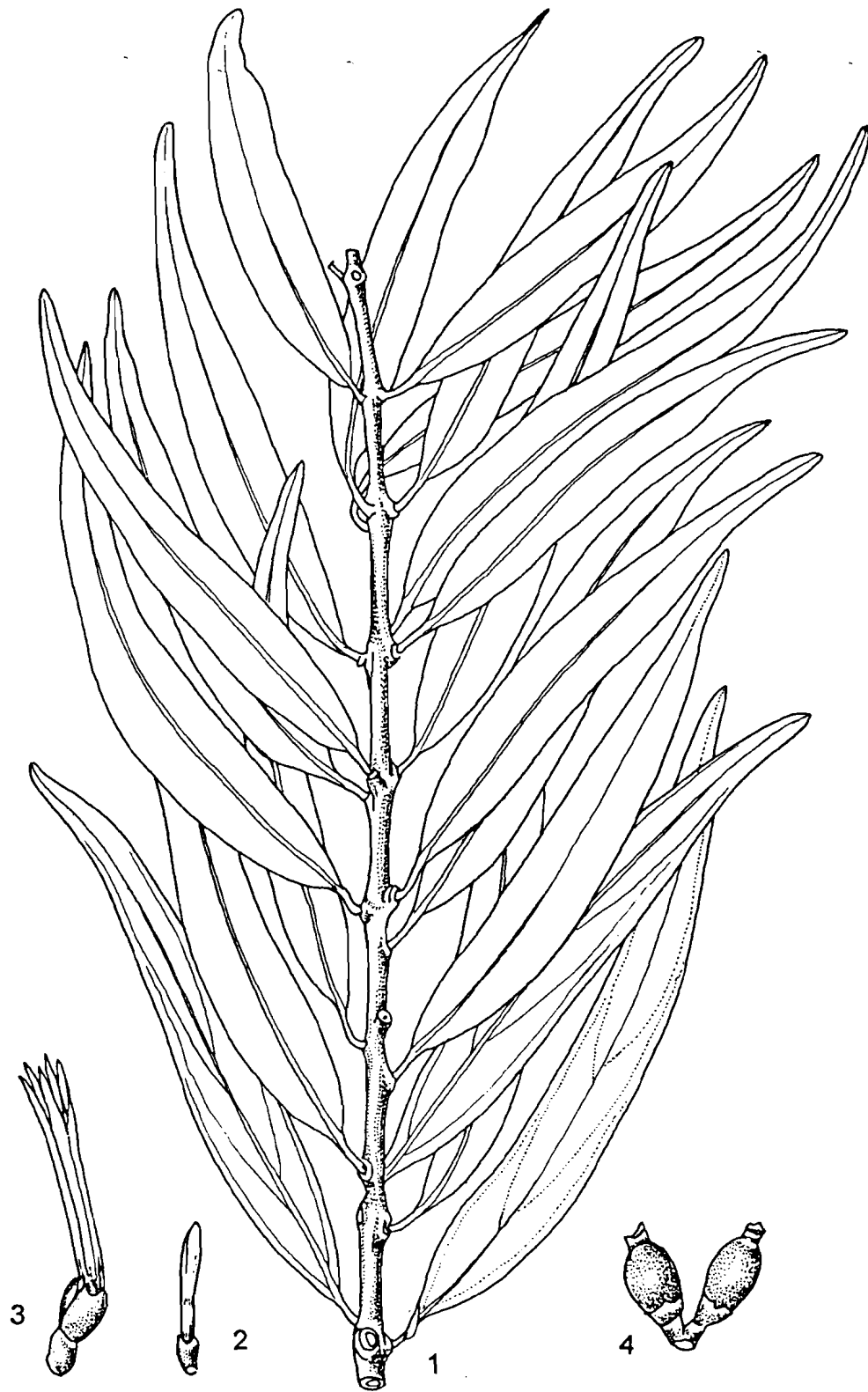


Figure 9. *Agelanthus dodoneifolius*
1, rameau avec feuilles ; 2, jeune bouton floral ; 3, fleur à l'anthèse ; 4, baies portant les restes du calice

3,5 à 4,5 cm de longueur ; le tube corollaire, lisse, rose à blanc, a une base élargie d'environ 4 mm de diamètre ; à l'anthèse le tube se fend d'un côté jusqu'au tiers inférieur, l'autre côté conservant, au sommet, 5 lobes dressés, légèrement elliptiques, séparés ou réunis. Les étamines, au nombre de 5 et dont les filets sont soudés à la paroi du tube corollaire jusqu'au tiers supérieur, se recroquevillent à l'ouverture de la fleur autour du style en "quille" (région moyenne renflée et col étroit, stigmate globuleux, ovoïde, glabre à papilles très fines).

Les fruits sont des baies ovoïdes mesurant de 7 à 12 mm de longueur; ils sont surmontés des restes du calice (Pl. 3, fig. 4). La graine est recouverte d'une pulpe collante, rouge à verdâtre, la viscine qui facilite son adhérence au support lors de la dissémination.

Bien que les Loranthaceae soient des parasites de tiges comme les cuscutes et les cassythes, donc toutes classées dans le groupe des parasites épiphytes, leurs cycles biologiques se rencontrent sur peu de points (Figs 5 et 18).

La dissémination des graines d'*Agelanthus dodoneifolius* comme toutes les Loranthaceae, est essentiellement assurée par les oiseaux. Une graine tombée à terre est une semence perdue. Une fois déposée sur la branche de la plante hôte, elle germe très rapidement en émettant un hypocotyle cylindrique chlorophyllien à extrémité élargie appelée cône de fixation. L'hypocotyle s'allonge, s'infléchit, applique le cône de fixation contre le périoderme de l'hôte. Au centre de ce cône, se forme un organe massif spécifiquement parasitaire, l'haustorium, qui pénètre dans les tissus de l'hôte à la manière d'un coin et assure le raccordement du système vasculaire du parasite à celui de la plante hôte. A l'extérieur, le jeune plant se développe en émettant des tiges feuillées dont la première floraison peut intervenir en moins d'un an.

b- Spécimens étudiés

Gampéla, Province de Kadiogo, 28 novembre 1980, Guinko Sita, N° 1601 ;
Gampéla, Province de Kadiogo, 10 août 1978, Guinko Sita, N° 691 ; Léo, Province de la Sissili, 29 novembre 1989, Boussim I. Joseph ; Planche 3, photographies Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Dans nos travaux passés (Boussim, 1991), *Agelanthus dodoneifolius* a été décrite sous le nom de *Tapinanthus dodoneifolius*. Au Burkina Faso, cette plante est très facile à observer. Son aire de distribution couvre tout le territoire (Fig. 10). On la trouve partout, sauf dans les centres urbains et dans les endroits sans formation arborescente. C'est incontestablement la Loranthaceae la plus commune du pays à cause de sa très forte représentativité et de la large gamme de ses hôtes (Tab. 4).

L'espèce occupe des biotopes plutôt héliophiles. Elle se développe généralement à la périphérie du houppier de son hôte de façon à bénéficier du maximum de lumière. Ce comportement héliophile explique, peut être, l'affinité de ce parasite pour les *Mimosaceae*, plantes à feuillage généralement peu important.

Dans les régions Sud du pays aux conditions climatiques et édaphiques assez favorables, *A. dodoneifolius* forme parfois des branches robustes pouvant supporter le poids d'une personne adulte.

Dans les régions de Dédougou, Pô et Fada N'Gourma, c'est-à-dire la zone comprise entre les isohyètes 700 et 1 000 mm, le parasite est très abondant sur ses hôtes, leur causant par conséquent des dégâts importants, le karité (*Vitellaria paradoxa*) et le néré (*Parkia biglobosa*) en particulier. Ce dernier taxon n'est attaqué par le parasite que dans la moitié Ouest du Burkina.

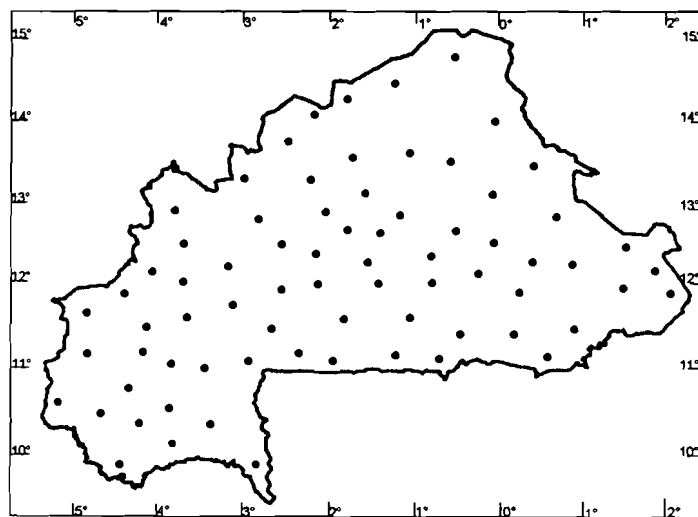


Figure 10. Sites d'observation d'*A. dodoneifolius*

Dans la partie sahéenne du pays, *A. dodoneifolius* vit en touffes, certes nombreuses mais maigres et rabougries sur des plantes déjà affaiblies par un environnement hostile.

En Afrique, *A. dodoneifolius* est présente depuis le Sénégal, le Mali, le Tchad jusqu'à la République Démocratique du Congo, la République Centrafricaine et l'Ouganda.

d- Usages

Agelanthus dodoneifolius est beaucoup utilisée comme plante médicinale. La thérapeutique varie avec la plante hôte. *Agelanthus* sur *Tamarindus* ne soignerait pas la même maladie qu'*Agelanthus* récolté sur *Piliostigma*. Parmi les maladies citées par les vendeurs des plantes médicinales et les tradipraticiens dans le traitement desquelles intervient *A. dodoneifolius*, il y a l'hypertension artérielle, le diabète, le choléra, la coqueluche, le marasme chez les enfants.

A. dodoneifolius est également utilisée par les bergers comme fourrage frais en saison sèche.

2.2.2 - Englerina Tieghem

Aucun document, ni témoignage, à notre connaissance, ne fait cas de la présence d'un membre d'*Englerina* au Burkina Faso avant le présent travail. C'est un genre africain composé de 25 espèces (Polhill et Wiens, 1998) très proches des *Tapinanthus* et avec lesquelles on peut facilement les confondre en l'absence de fleurs ou de fruits. Ce sont des arbrisseaux ou sous-arbrisseaux toujours verts, buissonnants, sans tige principale.

Les feuilles, opposée ou subopposées, sont généralement pétiolées ; le limbe comporte une nervation pennée ou irrégulière.

Les inflorescences sont des ombelles plus ou moins longuement pédonculées. La fleur possède 4 pétales soudés vers la base formant un tube plus court, de même longueur ou plus long que les lobes. A l'anthèse, les lobes restent dressés, se réfléchissent ou s'enroulent.

Englerina lecardii est la seule espèce de ce genre que nous avons trouvée au Burkina Faso.

2.2.2.1 - *Englerina lecardii* (Engl.) S. Balle

Synonymie : *Loranthus lecardii* Engl.

Tapinanthus lecardii (Engl.) Danser

a- Caractères botaniques (Pl.4 & Fig. 11)

Plante hémiparasite, entièrement glabre, sans tige principale, formant des touffes sur les branches de l'hôte (Pl. 4, fig. 1). Les rameaux pendants, atteignant jusqu'à 80 cm de longueur, cylindriques ou subcylindriques, finement striés longitudinalement d'un brun noirâtre et couverts de petites lenticelles. L'insertion de la tige du parasite sur celle de l'hôte provoque une excroissance en boule (Pl. 4, fig. 4) formée par les tissus du parasite et de l'hôte.

Les feuilles sont opposées ou subopposées ; le limbe, vert luisant dessus, lancéolé, elliptique, oblong ou ovale, à base arrondie, obtus ou cunéiforme et sommet obtus ou aigu, mesure de 3 à 10 cm de longueur et de 2 à 5 cm de largeur ; la nervure médiane, saillante au-dessus, comprend de chaque côté du limbe 2 à 6 nervures latérales obliques, parfois peu distinctes (Fig. 11).

Les inflorescences, en ombelles axillaires, comprennent de 5 à 8, rarement 13 fleurs; le pédoncule mesure de 3 à 15 mm de longueur ; les pédicelles atteignent de 5 à 10 mm de longueur. La bractée, cupuliforme, dorsalement ovale-elliptique, atteignant 1 à 2 mm, ont leur sommet aigu ou tronqué. Le bouton floral, à renflement basal mal délimité, jaune ou orange, ovoïde, mesure de 4 à 5 cm de longueur ; la région médiane, plus ou moins dilatée, est le niveau de la libération des filets staminaux; le renflement apical, ellipsoïde ou oblong, de 7 à 9 mm de longueur a un sommet obtus ou tronqué (Pl. 4, figs 1 & 2).

La fleur, qui tient sa couleur jaune de la corolle, mesure de 4 à 6,5 cm de longueur ; le calice, plus ou moins évasé, 2 mm de longueur, est tronqué ou très faiblement lobé. A l'anthèse, le tube corollaire long de 3,5 à 5,6 cm de longueur, jaune à orangé, se fend sur 1/3 à 2/3 de sa longueur ; les lobes de la corolle, 12 à 22 mm de longueur, généralement plus court, mais parfois aussi long que le tube, demeurent dressés tandis que les étamines, à partie libre des filets atteignant 12 à 17 mm de longueur, à dent apicale triangulaire aiguë de 0,7 (1,2) mm s'enroulent ; les anthères,



Figure 11. *Englerina lecardii*
1, rameau portant feuilles et fleurs ;
2, inflorescence

jaunes, oblongues, mesurant de 5,5 à 6,5 mm de longueur, ont des thèques dépassées par un prolongement émarginé du connectif. Le style, rouge orangé, filiforme-quadrangonal, est légèrement dilaté vers son extrémité. Le stigmate, vert, obovoïde, mesure 1 mm de longueur (Pl. 4, figs 1 & 2).

Les fruits, bacciformes, ellipsoïdes, obovoïdes ou obtronconiques, rouge foncé à maturité, atteignent 5 à 8 mm de longueur et jusqu'à 5 mm de diamètre (Pl.4, fig.3).

b- Spécimens étudiés

Forêt classée de Téré, Kouka, Province de la Kossi, 22 juillet 1989, Boussim I. Joseph. Planche 4, photographies prises entre avril et décembre 1994, forêt classée de Tuy/Yaho, Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Au Burkina Faso, nous avons observé *Englerina lecardii* dans le ranch de Nazinga entre Pô et Léo, entre Pa et Houndé sur l'axe Ouagadougou - Bobo Dioulasso, dans la forêt classée de Tuy, la réserve de la Biosphère de la mare aux hippopotames au Nord-Ouest de Bobo Dioulasso. Des collègues nous ont fait part de la présence du parasite sur les chaînes de Gobnangou dans la province de la Tapoa, à la frontière Burkina-Bénin (Fig. 12).

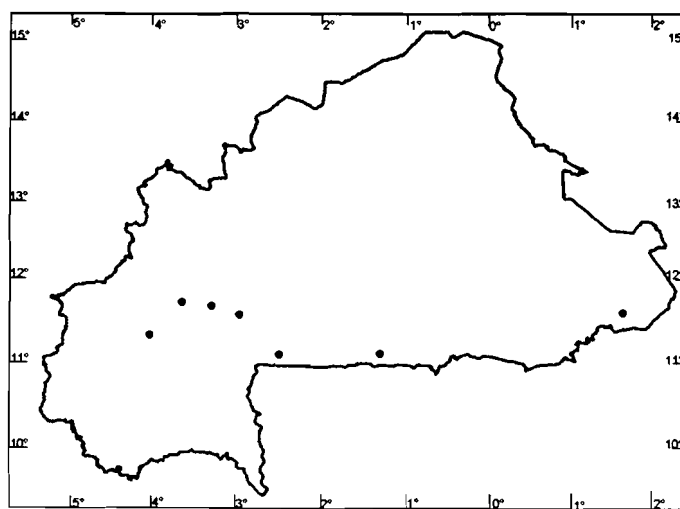


Figure 12 : sites d'observation d'*E. lecardii*

En Afrique, *E. lecardii* est très répandue au Mali. Elle est également présente au Sénégal, en Guinée, en Guinée-Bissau, au Cameroun et au Ghana. C'est une espèce plus discrète que les autres Lorantheae, difficile à reconnaître par un non-spécialiste en dehors de la période de floraison. Les touffes qu'elle forme ont une densité

semblable à celles du gui européen, *Viscum album*. Elle parasite préférentiellement les plantes de la famille des Combretaceae (Tab. 4) dans les savanes arbustives ou arborées sur sol gravillonnaires ou argilo-gravillonnaire de la zone soudanienne.

2.2.3 - *Globimetula* Van Tieghem

Synonymie : *Loranthus* sect. *Symphianthus* DC. subsect. *cupulati* DC.

L. subgen. *Dendrophthoë* groupe *Cupulati* (DC.) Engl.

Comme *Englerina*, la présence d'une espèce de *Globimetula* au Burkina Faso n'a pas été signalée avant le présent travail.

Ce sont des plantes glabres, toujours vertes, hémiparasites sur les branches d'arbres et d'arbustes.

Les feuilles sont généralement opposées ou subopposées, rarement alternes ou verticillées par 3 ou 4, de formes et de dimensions variables, jamais sessiles, à nervation pennée, curvinerve ou subparallèle.

Les inflorescences sont des ombelles multi ou pauciflores, généralement axillaires, souvent abondantes sur les vieux nœuds jusqu'à la base de la tige. La longueur des pédoncules et des pédicelles est variable.

Le bouton floral, souvent droit, comporte un renflement basal généralement bien délimité par un étranglement du tube, et un renflement apical subsodiamétrique ; le tube corollaire a la même longueur que les 5 lobes. A l'anthèse, les lobes, sublinéaires inférieurement, élargis et elliptiques, parfois bi-ailés au sommet, s'enroulent en 2 ou 3 spires vers l'extérieur. Les étamines, à filet soudé sur le pétale sur environ la moitié de sa longueur, s'enroulent en spirale vers l'extérieur. L'anthère, plus ou moins trapézoïdiforme, comporte des loges inégales dont les externes sont plus courtes que les internes. Le style en "quille" est terminé par un stigmate papilleux, large, plus ou moins conique ou pelté, parfois pentalobé.

Les fruits sont des pseudo-baies globuleuses, ellipsoïdes, obovoïdes, subsphériques, de dimensions et couleur variables.

Le genre *Globimetula* compte 13 espèces en Afrique intertropicale, de Guinée, Guinée-Bissau, Sierra Leone, la Côte d'Ivoire, au Mozambique, en passant par

toute l'Afrique centrale (Polhill et Wiens, 1998 ; Balle, 1982). En Afrique de l'Ouest, ces plantes ne s'éloignent pas de la Côte de plus de 1000 km. Une seule espèce, *G. cupulata*, est récoltée Burkina Faso.

2.2.3.1 - *Globimetula cupulata* (DC.) Van Tieghem

Synonymie : *Loranthus cupulatus* DC

a- Caractères botaniques (Pl. 5 & Fig. 13)

Globimetula cupulata est un sous-arbrisseau entièrement glabre se développant en touffes parfois importantes sur les branches de l'hôte.

Les rameaux, cylindriques ou subcylindriques, sont d'abord verts, puis bruns ou grisâtres, lisses ou ridés longitudinalement, parfois lenticellés (Pl. 5, figs 1, 2 & 3).

Les feuilles sont opposées ou subopposées, à pétiole épais mesurant de 6 à 18 mm de longueur ; le limbe, coriace, épais, terne sur les deux faces, largement ovale ou elliptique, aigu au sommet, cordé, arrondi, tronqué et un peu décurrent à la base, mesure de 6 à 17 cm de longueur et de 3 à 13 cm de largeur dans le tiers supérieur ; la nervure médiane, peu saillante dessus, émet de chaque côté 2 à 6 nervures ascendantes ou plus ou moins étalées (Fig. 13).

Les inflorescences sont des ombelles axillaires formées de 4 à 10 fleurs, généralement fasciculées sur les vieux nœuds ; le pédoncule mesure de 5 à 15 mm de longueur (Pl. 5, figs 1 & 2) ; la bractéole, obliquement cupuliforme, tronquée ou bidentée au sommet, plus large que le réceptacle, mesure dorsalement 1,5 à 2 mm et ventralement 0,5 à 1 mm de longueur ; le calicule, subcylindrique ou un peu évasé, à bord entier ou légèrement ondulé, atteint 1,5 à 2 mm de hauteur ;

La corolle, blanc crème ou rose, longue de 3 à 5 cm, comprend un renflement basal ovoïde atteignant 4 mm de longueur, et un renflement apical globuleux, arrondi ou obtus de plus ou moins 3 mm de diamètre ; à l'anthèse, le tube se fend sur environ les deux tiers de sa longueur ; les lobes, elliptiques sur les 3 mm supérieurs,

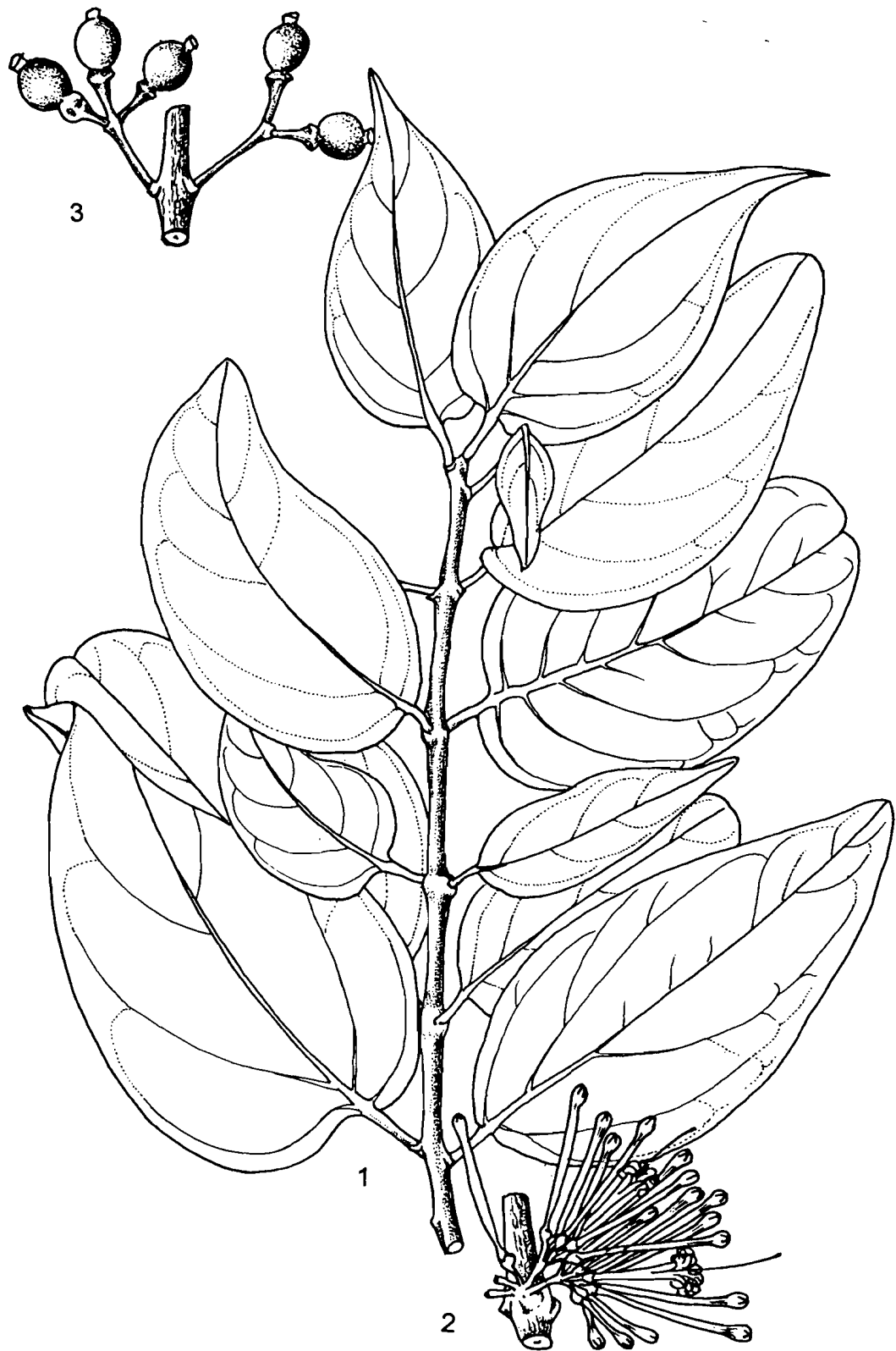


Figure 13. *Globimetula cupulata*
1, rameau feuillé ; 2, inflorescence ;
3, infrutescences

mesurent de 10 à 15 mm de longueur ; les filets sont insérés à 1 ou 2 mm au-dessus de la base des lobes ; les loges internes des anthères font de 1 à 1,8 mm de longueur tandis que les externes mesurent de 0,5 à 0,8 mm de longueur ; le stigmate, pelté, a un diamètre d'environ 1,3 mm de diamètre.

Le fruit est une pseudo-baie ellipsoïde, subsphérique, rouge à maturité, mesurant environ 8 mm de longueur et 5 mm de diamètre (Pl. 5, fig. 3) ; la graine possède un embryon droit à base élargie couverte de nombreuses protubérances bien apparentes (Pl. 5, fig. 4).

b- Spécimens étudiés

Forêt classée de Niangoloko, Province de la Comoé, 16 octobre 1996, Boussim ; Diéfoula, Province de la Comoé, 20 mai 1997, Boussim ; Forêt classée de Niangoloko, 16 juillet 1999, Boussim ; Planche 5, photographies prises en octobre 1997, Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

C'est dans les forêts classées de Niangoloko, de Yendéré, de Logogningué et de Diéfoula à l'extrême Sud-Ouest du Burkina, à la limite Sud du climat soudanien, que nous avons trouvé *Globimetula cupulata* sur *Parinari curatellifolia* et *Vitex doniana* (Fig. 14 ; Tab. 4). La zone est généralement bien arrosée avec une pluviométrie annuelle

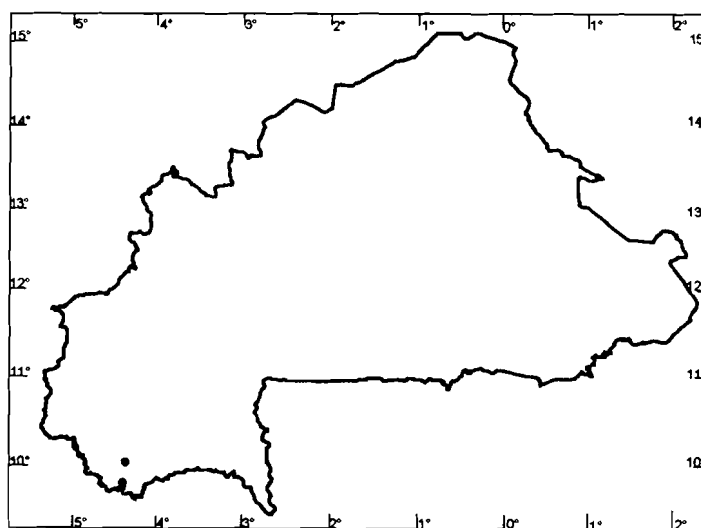


Figure 14. Sites d'observation de *G. cupulata*

atteignant 1200 mm. C'est visiblement une espèce de zones humides, d'où la faible probabilité de la rencontrer plus haut. En Afrique, on trouve *G. cupulata* au Sénégal, en Guinée, Guinée-Bissau, Sierra Léone, probablement en Côte d'Ivoire.

2.2.4 - *Tapinanthus* Blume

Nos travaux passés (Boussim, 1991) faisaient état de l'existence de 3 espèces de *Tapinanthus* au Burkina Faso : *T. dodoneifolius*, *T. globiferus* et *T. ophiodes*. Lors de nos prospections dans le cadre du présent travail, nous avons retrouvé une quatrième espèce, *T. bangwensis*. Mais depuis les travaux de Polhill et Wiens (1992), *T. dodoneifolius* a été rattachée au genre *Agelanthus*. Dans l'état actuel de la prospection et de nos connaissances taxonomiques, le genre *Tapinanthus* n'est représenté au Burkina que par 3 espèces : *T. bangwensis*, *T. globiferus* et *T. ophiodes*.

§- Caractères distinctifs des espèces de *Tapinanthus* du Burkina Faso

Ombelle de 4 à 8 fleurs. Bouton à sommet renflé.

Renflement apical du bouton floral globuleux, ovoïde ou ellipsoïde, lisse, sans gibbosité ; tube floral de 3,5 à 4 cm de longueur ; lobes, longs de 2,5 à 3 mm, réfléchis à l'anthèse. Baies ovoïdes de 5 à 8 mm de diamètre, rose translucide à maturité. Feuilles à limbe long de 8 à 15 (20) cm et large de 5 à 10 cm dans le tiers supérieur, avec 3 nervures latérales, à sommet en coin aigu et à base cunéiforme, sur un pédoncule trapu mesurant de 0,5 à 2 mm de longueur.....*T. bangwensis*

Renflement apical du bouton subglobuleux, ellipsoïde, ovoïde, cylindrique ou subcylindrique, surmonté de 5 gibbosités plus ou moins nettes ; tube floral de 3 à 3,5 cm de longueur, à lobes réfléchis à l'anthèse. Baies ellipsoïdes ou ovoïdes, de couleur jaune ou orange à maturité. Feuilles ovales ou ovale-ellipsoïde, à sommet arrondi ou obtus, rarement un peu cordé, de 5 à 12 cm de longueur et de 2 à 7 cm de largeur*T. globiferus*

Renflement apical du bouton, ellipsoïde, ovoïde ou fusiforme, blanc, jamais tronqué ni surmonté de 5 gibbosités ; renflement basal du bouton plus long que large ; corolle de 3,5 à 4,5 cm de longueur à lobes épais et réfléchis à l'anthèse. Baie plus large que long. Feuilles, cordiformes ou ovales, à base arrondie et à sommet en coin aiguë, vert clair, grandes, pouvant atteindre 20 cm de longueur et 12 cm de largeur, comportant 2 à 3 paires de nervures.....*T. ophiodes*

2.2.4.1 - *Tapinanthus bangwensis* (Engl. et Kr.) Danser.

Synonymie : *Loranthus bangwensis* Engl. et K.

L'épithète spécifique vient de Bangwé, une localité camerounaise où cette espèce a été récoltée pour la première fois par Conrau (Berhaut, 1979).

a- Caractères botaniques (Pl.6 & Fig. 15)

C'est une plante entièrement glabre, à rameaux pendants, bruns, roux ou gris, lenticellés de pustules blanches et fines, moyennement denses ; les tiges âgées comportent de larges dépressions.

Les feuilles, opposées ou subopposées, avec un pétiole de 3 à 7 mm de longueur, un limbe semi-charnu, ovale, ovale-elliptique, ovale-lancéolé, parfois acuminé, à base arrondie ou légèrement cordée et sommet aigu, obtus, mesurent de 7 à 20 cm de longueur et de 3 à 10 cm de largeur dans le tiers inférieur ; de chaque côté du limbe, partent de la nervure principale, 3 à 7 nervures latérales, obliques ou ascendantes, anastomosées à quelques mm de la marge, les inférieures se prolongeant presque jusqu'au sommet (Fig. 15 ; Pl. 6, fig .1).

Les inflorescences sont des petites ombelles sessiles et axillaires, fasciculées, souvent en abondance sur les vieux nœuds, de 4 à 8 fleurs roses, rouge vif, avec le sommet plus foncé d'un rouge veineux.

La corolle, à base globuleuse ou subglobuleuse de laquelle se dresse en angle droit le tube, d'abord étroit, 1 mm de diamètre, puis s'élargissant jusqu'à 3 mm dans la partie médiane, et se rétrécissant encore avant le sommet ovoïde ou arrondi, mesure de 3 à 4 (5) cm de longueur (Pl. 6, figs 2 & 3).

A l'anthèse, le tube de la corolle se fend d'un côté jusqu'à mi-longueur tandis que, de l'autre côté, les lobes se réfléchissent à l'extérieur et les étamines se recroquevillent à l'intérieur autour du style en "quille", à stigmate ovoïde et disque annulaire pentagonal à peine saillant.

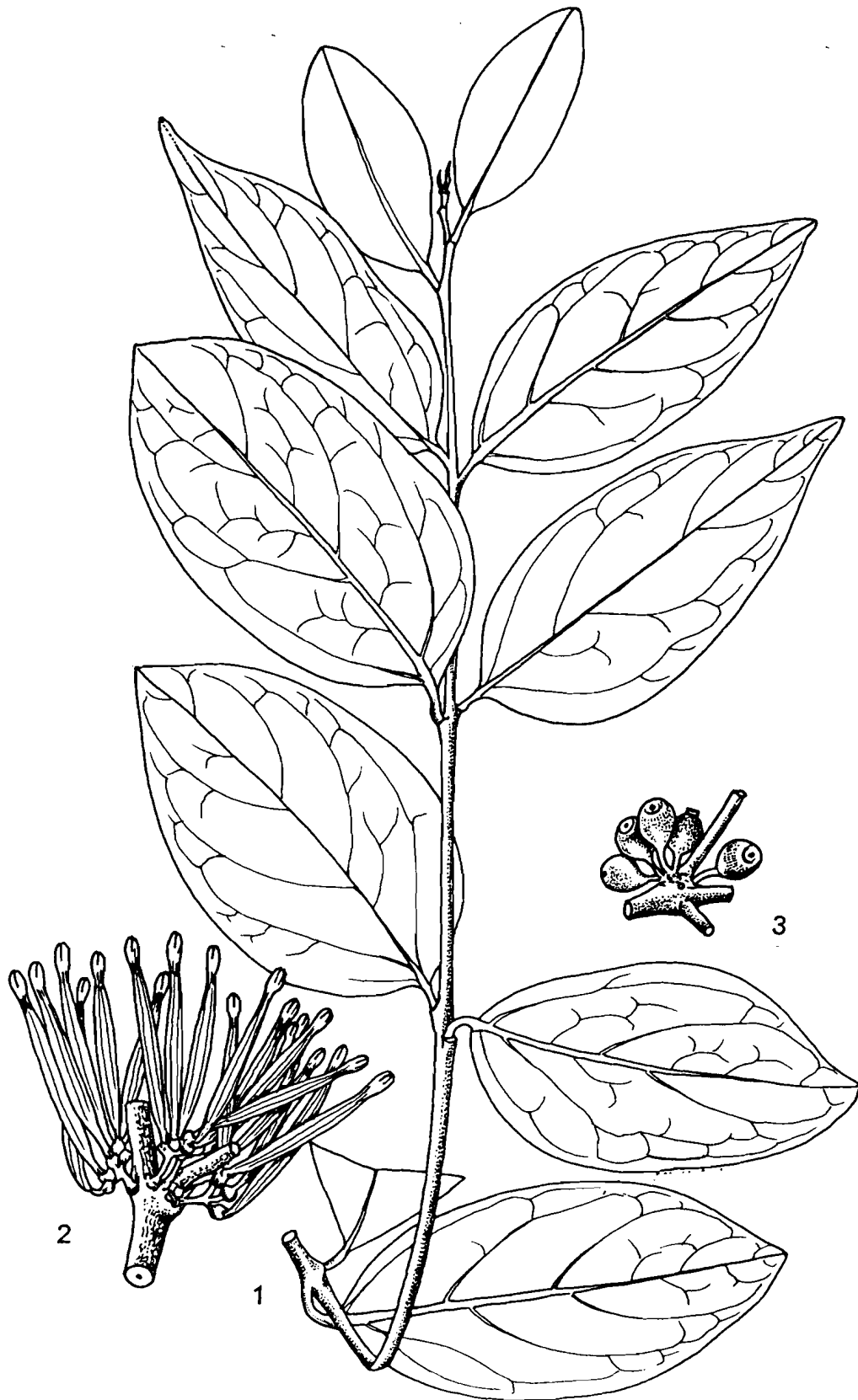


Figure 15 : *Tapinanthus bangwensis*

1, rameau feuillé ; 2, inflorescence ;
3, infrutescences

Les étamines ont un filet sub-linéaire, un peu rétréci vers le sommet, et inséré à la base des lobes ou un peu au-dessous ; les anthères sont oblongues d'environ 2 à 3 mm de longueur.

Les fruits sont des baies suborbiculaires ou ellipsoïdes, lisses, rouges à maturité, mesurant de 7 à 9 mm de longueur et surmontées de la cupule calicinale (Pl. 6, fig. 2); la graine, à embryon droit, chlorophyllien, est recouverte d'une viscine rouge qui facilite son adhérence au support lors de la dissémination.

b- Spécimens étudiés

Marre aux hippopotames, Bala, Province du Houet, janvier 1989, Boussim ; Pont de la Léraba (route de Côte d'Ivoire) Niangoloko, Province de la Comoé, 12 avril 1994 Boussim ; Planche 6, photographies Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Dans l'état actuelle de nos prospection, la zone de distribution de *Tapinanthus bangwensis* au Burkina se limite à la région des Hauts Bassins. Nous ne l'avons observée qu'à Banfora et Bobo Dioulasso (Fig. 16).

En Afrique, l'aire de distribution de *T. bangwensis* longe la côte occidentale depuis le Sénégal jusqu'au Cameroun : Sénégal, Gambie. Guinée. Siéra Leone.

Libéria, Côte d'Ivoire, Ghana, Togo, Bénin, Nigeria, Cameroun.

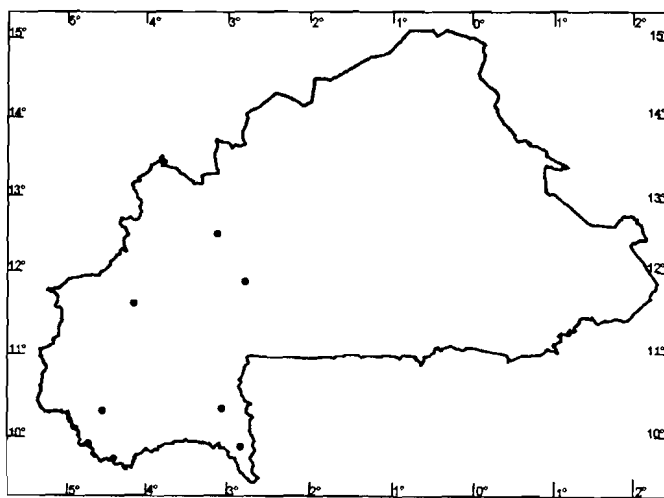


Figure 16. Sites d'observation de *T. bangwensis*

Tapinanthus bangwensis est une espèce de forêt sèche et de savane boisée. Nous l'avons récoltée dans des périmètres limités aux biotopes à humidité hygrométrique élevée toute l'année : forêt classée de la Guinguette, Bobo Dioulasso ; la mare aux hippopotames au Nord Ouest de Bobo ; le long des fleuves Comoé et Léraba à la frontière avec la Côte d'Ivoire (Fig. 16). Elle y parasite principalement des espèces ripicoles (Tab. 4). Hutchinson et Dalziel (1954) citent le karité (*Vitellaria paradoxa*) comme l'un des hôtes les plus courants en Afrique de l'Ouest.

d- Usages

Tapinanthus bangwensis est vendue, surtout dans la région de Bobo Dioulasso où elle pousse, comme plante médicinale intervenant dans le traitement du diabète insipide, du choléra, de la coqueluche (Nacoulma-Ouédraogo, 1996), de l'hypertension artérielle, des maladies cardiovasculaires et du marasme.

2.2.4.2 - *Tapinanthus globiferus* (A. Rich.) Danser

Synonymies : *Tapinanthus voltensis* Van Tieghem, ex Balle
T. kerstingii (Engl.) Balle
Loranthus kerstingii Engl.
Loranthus globiferus A. Rich.

a- Caractères botaniques (Pl.7 & Fig. 17)

Tapinanthus globiferus est un hémiparasite entièrement glabre ; la tige principale est toujours courte, souvent absente, d'où l'aspect buissonnant de la plante (Pl. 7, fig. 5). Les rameaux, généralement nombreux, sont bruns et deviennent gris noirâtre avec l'âge ; les branches âgées sont pourvues de larges dépressions longitudinales.

Les feuilles sont opposées ou subopposées, vertes, glauques, ou franchement violettes ; le limbe, charnu, cassant, ovale, ovale-elliptique, elliptique, mesure de 5 à 15 cm de longueur et de 2 et 5 cm de largeur et porte, de chaque côté de la nervure

principale non saillante mais bien apparente, 4 à 5 nervures latérales plus apparentes sur la face inférieure des jeunes feuilles (Fig. 17).

Les inflorescences, axillaires, nombreuses à l'aisselle des feuilles ou traces foliaires, sont en ombelles de 4 à 8 (10) fleurs (Pl. 7, figs 1 & 2) ; la fleur comprend un petit calice tubulaire à bord irrégulier, jamais longuement cylindrique, une corolle en tube de 3 à 3,5 cm de longueur, à base globuleuse verte et à partie apicale renflée en tête d'allumette de 3 à 5 mm de longueur et de 1,5 à 3 mm de diamètre (dans certaines zones du pays le *Tapinanthus* est appelé aussi "brin d'allumette") ; l'extrémité du bouton floral est arrondie ou tronquée et surmontée de 5 gibbosités plus ou moins nettes ; le renflement apical du bouton floral est rose, blanche ou violacée tranchant nettement avec la coloration du feuillage, tandis que le reste du tube est d'un rouge criblé de petits points blanchâtres ; la couleur vive des fleurs attire les oiseaux pollinisateurs (Pl. 7, fig. 1). A l'anthèse, le tube de la corolle se fend d'un côté à mi-longueur ; les 5 lobes, restés unis ou séparés sur une distance correspondant à la longueur du renflement apical, se réfléchissent en arrière tandis que les étamines, à filets insérés à la base des lobes, linéaires, un peu rétrécis vers le haut, se recroquevillent ; seul le style en "quille" reste dressé ; le stigmate, obovoïde ou ellipsoïde est hérissé de petites papilles (Pl. 7, fig. 2).

Les fruits sont des baies globuleuses, ovoïdes, ellipsoïdes, parfois pyriformes, de 6 à 9 mm de longueur, roses, rouges, jaune orange à maturité (Pl. 7, figs 3 & 4) et contenant une viscine rouge vif.

Nous avons constaté, lors des observations sur le terrain, une forte variation de la taille des feuilles, de la taille et de la couleur des fruits et des fleurs selon les hôtes et le milieu écologique ; ce constat nous amène à croire à l'existence de sous-espèces ou variétés dont une (Pl. 7, fig. 3) aurait des feuilles violettes, des fleurs et fruits rouge sombre et qui ne se trouve que dans la zone de climat Sud soudanien du Burkina.



Figure 17. *Tapinanthus globiferus*

b- Spécimens étudiés

Bois de Boulogne, Ouagadougou, 18 mai 1955, Hien Denis W., N° 588A ; Djibo, Province du Soum, 19 octobre 1982, Guinko, N° 2346 ; Tenkodogo, route de Bitou, Province du Boulgou, janvier 1990, Boussim ; Dédougou, 2 mars 1990, Boussim ; Planche 7, photographies Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Dans nos travaux sur le genre *Tapinanthus* (Boussim, 1991), nous avons montré que *T. globiferus* constitue, avec *Agelanthus dodoneifolius* (ex *T. dodoneifolius*), un fléau pour le karité au Burkina Faso et au Mali. Ce parasite est assez commun au Burkina où il a pratiquement la même aire de distribution que *A. dodoneifolius* (Fig. 19), mais il reste numériquement moins abondant. Sans être rare dans les régions sèches, cette espèce préfère les stations humides et aérées

Dans l'extrême Nord du Burkina, *T. globiferus* est plus représentée que *A. dodoneifolius* ; sur l'axe Dori - Arbinda - Djibo - Ouahigouya, nous l'avons observée parasitant massivement *Acacia senegal*, *A. raddiana* et *A. seyal* ; les tiges du parasite, presque réduites à des brins dans cette zone aride, portent des feuilles à peine plus grandes que les folioles d'arachide et des fleurs et fruits très nombreux, de taille réduite.

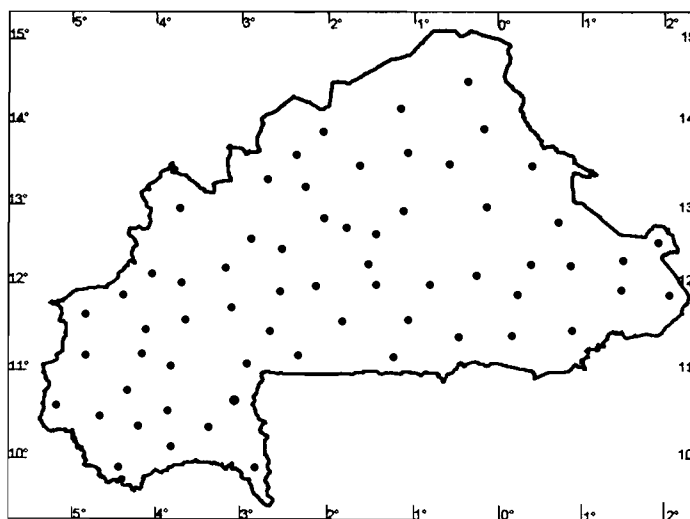


Figure 18. Sites d'observation de *T. globiferus*

En Afrique, *T. globiferus* a une large aire de distribution au Sud du Sahara : Sénégal, Mali, Niger, Côte d'Ivoire, Ghana, Bénin, Togo, Nigeria, Tchad, République Centrafricaine, Soudan, Congo, Cameroun, Ouganda, Kenya, Erythrée, Mozambique,

Angola. *Tapinanthus globiferus* ne semble pas avoir un comportement particulier vis-à-vis de la lumière. On la trouve tantôt à l'extérieur, tantôt à l'intérieur du houppier de l'hôte. C'est également une espèce à grande amplitude écologique, ses hôtes vont des espèces sahélo - sahariennes à des essences soudaniennes (Tab. 4).

d- Usages

Tapinanthus globiferus a pratiquement les mêmes usages qu'*A. dodoneifolius*. En association avec d'autres plantes ou non, elle guérirait les personnes souffrant du diabète insipide, du choléra, de la coqueluche (Nacoulma-Ouédraogo, 1996), du marasme et des maladies cardiovasculaires. Appétée par les animaux, les bergers l'utilisent comme fourrage frais en saison sèche. Dans certaines régions du Niger, ce *Tapinanthus* serait une plante alimentaire. Les jeunes feuilles serviraient à préparer une sauce. Son utilisation médico-magique.

2.2.4.3 - *Tapinanthus ophiodes* (Sprague) Danser

Synonymie : *Loranthus ophiodes* Sprague

a- Caractères botaniques (Pl. 8 & Fig. 20)

Les rameaux, généralement longuement pendants, sont brun roux ou gris, lenticellés de pustules blanchâtres très fines et moyennement denses ; les vieilles tiges sont parcourues de larges dépressions plus importantes que celles observées chez *T. globiferus* ; le renflement provoqué par l'implantation du parasite sur l'hôte a la forme d'une coupe fermée dont le couvercle est constitué du parasite (Pl. 8, fig. 4).

Les feuilles, opposées ou subopposées, ont un pétiole épais d'environ 1 cm de longueur, un limbe coriace, semi-charnu, vert sombre, de 8 à 22 cm de longueur et de 4 à 15 cm de largeur, à base arrondie ou largement cordée ou en coin obtus, le sommet pouvant être en coin obtus ou aigu (Fig. 20).

Les inflorescences sont des ombelles axillaires de 4 à 8 fleurs ; la corolle comporte un renflement basal subglobuleux de 4 à 7 mm de longueur et 3 à 4,5 mm de diamètre, d'où se dresse à angle droit le tube corollaire de 3 à 4,5 cm de longueur,

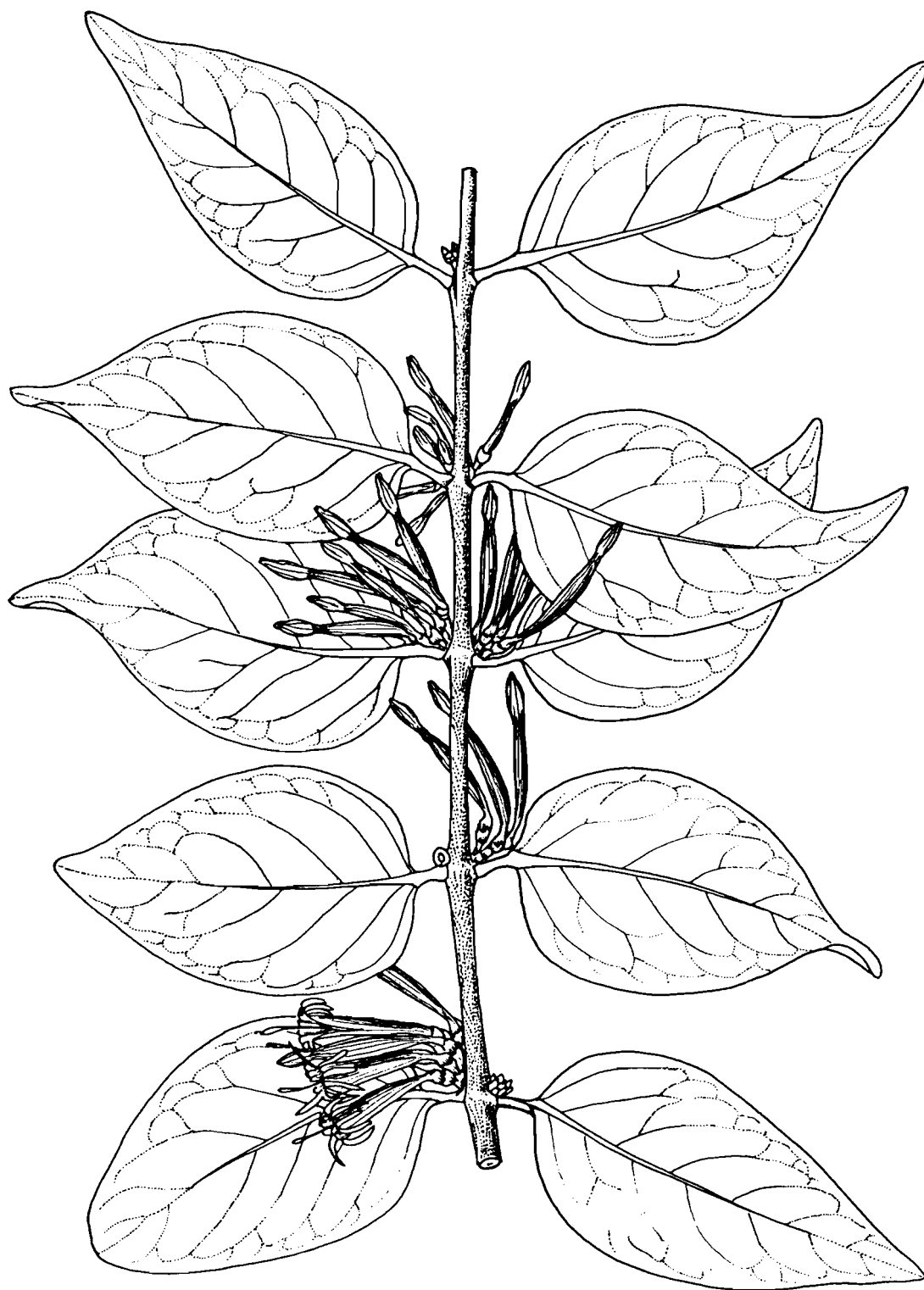


Figure 19. *Tapinanthus ophiodes*

se terminant par un renflement ovoïde de 4 à 7 mm de longueur ; l'extrémité du bouton floral n'est jamais tronquée, ni surmontée de gibbosités ; le tiers supérieur de la fleur est généralement blanc ou rose sur une longueur d'environ 10 mm, le reste étant rouge vif ou rouge veineux (Pl. 8, fig. 1). A l'anthèse, le tube de la corolle se fend d'un côté jusqu'à mi-longueur ; les lobes, épais, se réfléchissent et les étamines se recroquevillent autour du style "en quille".

Les fruits sont des baies suborbiculaires ou ellipsoïdes de 7 à 11 mm de longueur et 6 à 17 mm de diamètre, surmontées de la base du calice en couronne (Pl. 8, fig. 2). La viscine qui entoure la graine est rouge à jaune orange.

b- Spécimens étudiés

Forêt classée de Niouma, Province de Passoré, 19 août 1989, Boussim ; Diapaga, A. Chevalier, N° 24371 ; Diapaga, Chevalier Auguste, N° 24438 ; entre Koupéla et Fada N'Gourma, A. Chevalier, N° 24532 ; Pô, A. Chevalier, N° 960 ; Planche 8, photographies Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Tapinanthus ophiodes se limite à la zone de climat soudanien (Fig. 21), mais dans le Nord de cette zone, elle constitue rarement un danger réel pour son hôte. Les peuplements les plus méridionaux du Burkina ont été observés à Ouahigouya. Au centre, l'espèce semble se limiter à la hauteur de Ziniaré.

A l'Est, les derniers spécimens ont été observés entre Bogandé

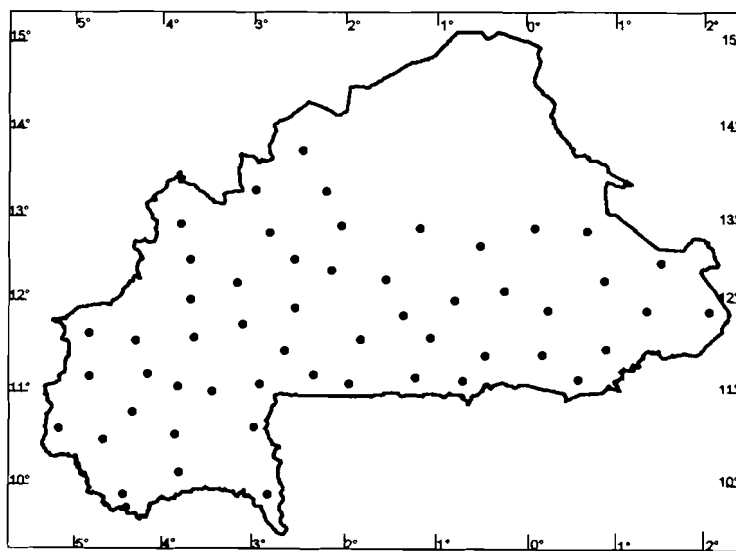


Figure 20. Sites d'observation de *T. ophiodes*

dans la province de Gnagnan et Fada N'Gourma. Puis, l'espèce est fortement représentée à Diapaga et Pama.

Pour ce qui est de la répartition africaine de *T. ophiodes*, les seules références que nous avons sont celles de Balle sur les Loranthaceae de la Côte d'Ivoire et de Polhill sur les Loranthaceae d'Afrique qui rapportent la présence de l'espèce au Burkina et au Bénin ; mais au vue de sa distribution au Burkina Faso, il n'y a pas de doute que le parasite est présent au Mali et Sénégal (où nous l'avons personnellement observée), et au moins dans le Nord de la Côte d'Ivoire, du Ghana et du Togo.

Sur le terrain, nous avons remarqué que ce parasite affectionne les stations humides. Très souvent, le parasite ne se trouve en abondance que sur les karités des champs où des jachères humides, c'est-à-dire des hôtes qui peuvent satisfaire pleinement ses exigences hydriques apparemment élevées. Un certain nombre de comportements de *T. ophiodes* montre qu'il s'agit d'une plante hygrophile :

- ce parasite fréquente peu les espèces sahéliennes (Tab. 4) ;
- l'espèce atteint son développement optimal sur les arbres de jardin. Dans la ville de Ouagadougou, *T. ophiodes* est fréquente sur *Terminalia mantaly* dans les cours d'habitation donnant un ombrage permanent très apprécié (mais généralement pas pour longtemps) ;
- les dimensions de ses feuilles sont parfois énormes (jusqu'à 25 cm de longueur et 15 cm de largeur).

d- Usages

Les usages de *T. ophiodes* sont presque les mêmes que ceux d'*Agelanthus dodoneifolius* et des autres *Tapinanthus* : utilisation médico-magique, traitement des maladies cardiovasculaires, du diabète, du choléra, de la coqueluche, renforcement de la vigueur chez les personnes flegmatiques.

2.2.5. Les plantes hôtes des Loranthaceae au Burkina Faso

La spécificité parasitaire n'est pas courante chez les Loranthaceae. Seuls certains membres de cette famille semblent ne parasiter qu'un nombre restreint d'espèces. Au Burkina Faso, *Englerina* est inféodé au genre *Combretum*, tandis que *Globimetula* parasite préférentiellement *Parinari curatellifolia*. *Agelanthus* et

Tapinanthus par contre, comme *Viscum album* (Barney et al., 1998), parasitent presque toutes les espèces ligneuses, autochtones ou introduites (Tab. 4). Nous avons récolté *Agelanthus dodoneifolius*, *Tapinanthus bangwensis*, *T. globiferus* et *T. ophiodes* sur un total de 159 espèces ligneuses et sous-ligneuses réparties dans 94 genres et 42 familles. On note des Loranthaceae parmi les plantes victimes. L'hyper parasitisme est courant chez cette famille. Nous avons observé *A. dodoneifolius* parasitant *T. globiferus* (Pl. 19, fig. 1) et *T. ophiodes* (Pl. 19, fig. 2) tandis cette dernière a été récoltée sur *Englerina lecardii* (Pl. 19, fig. 3). Guyot et Ntawanga Omanda (1998) ont observé au Gabon *Phragmanthera capitata* sur hévéa parasitée par *Hilixanthera manii*. *Globimetula cupulata* est fortement parasitée par *Cassytha filiformis* dans la forêt classée de Niangoloko (Pl. 19, fig. 4).

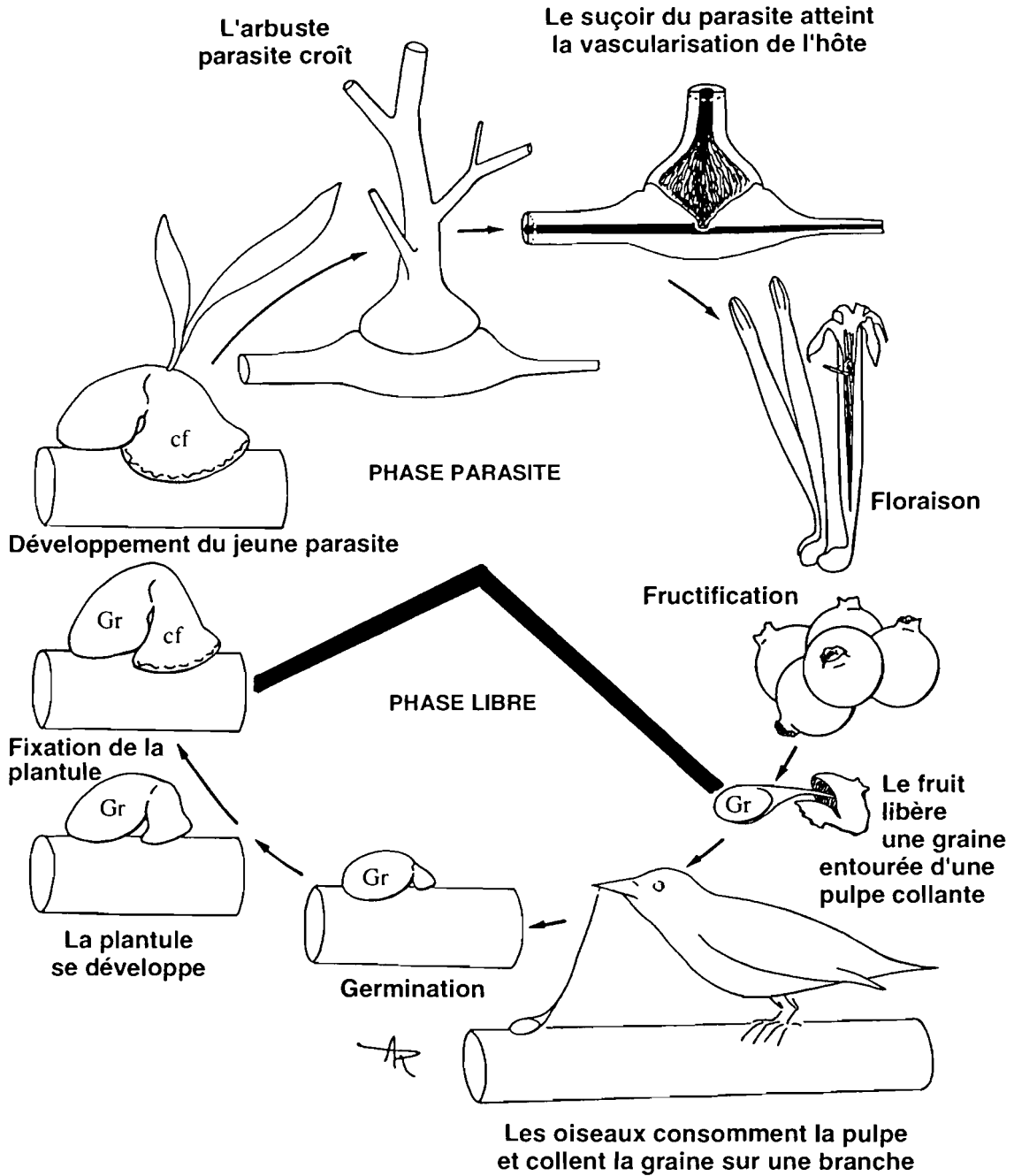


Figure 21. Cycle biologique de *Tapinanthus* sp. (d'après Dembélé et al., 1994)
Gr. : Graine ; cf. : cône de fixation

Tableau 4 : Plantes hôtes des Loranthaceae au Burkina Faso

Ad = *Agelanthus dodoneifolius* ; El = *Englerina lecardii* ; Gc = *Globimetula cupulata* ;
Tb = *Tapinanthus bangwensis* ; Tg = *Tapinanthus globiferus* ; To = *Tapinanthus ophiodes*.

HOTES	PARASITES					
	Ad	El	Gc	Tb	Tg	To
Anacardiaceae						
<i>Lannea acida</i> A. Rich.					1	
<i>Lannea kerstingii</i> Engl.					1	
<i>Lannea microcarpa</i> Engl. et Kr.	1				2	
<i>Ozoroa insignis</i> Del.	1	1			1	1
<i>Sclerocarya birrea</i> (A. Rich.) Hochst.					1	
Annonaceae						
<i>Annona senegalensis</i> Perr.					1	
<i>Annona squamosa</i> L.					1	
<i>Hexalobus monopetalus</i> Engl. et Diel.					1	
Apocynaceae						
<i>Landolphia heudelotii</i> A. DC.					1	
<i>Nerium oleander</i> L.					1	
<i>Thevetia nerifolia</i> L.					1	
Asclepiadaceae						
<i>Calotropis procera</i> (Aïnt.) Ait . et F.					1	
Balanitaceae						
<i>Balanites aegyptiaca</i> Del.	1				1	1
Bombacaceae						
<i>Adansonia digitata</i> L.	1				1	
<i>Bombax costatum</i> Pellegr. et Vuill.					1	
<i>Ceiba pentandra</i> (L.) Gaertn.	2				2	1
Boraginaceae						
<i>Cordia myxa</i> L.	1				1	1
Burceraceae						
<i>Boswellia dalzielii</i> Hutch.						1
<i>Commiphora africana</i> (A. Rich.) Engl.					1	
Capparidaceae						
<i>Crateva adansonii</i> DC.				1	1	
Casuarinaceae						
<i>Casuarina equisetifolia</i> Forst.					1	1
Caesalpiniaceae						
<i>Pericopsis laxiflora</i> (Benth.) van Meenwen	1				1	
<i>Azelia africana</i> Sm. ex Pers.					1	
<i>Bauhinia rufescens</i> Lam.	1				1	1

HOTES	PARASITES					
	A d	E I	G c	T b	T g	T o
Caesalpiniaceae						
<i>Berlinia grandiflora</i> (Vahl.) Hutch. et Dal.				1	1	
<i>Burkea africana</i> Hook. f.					1	
<i>Cassia siamea</i> Lam.	1				1	1
<i>Cassia sieberiana</i> DC.	1				1	1
<i>Daniellia oliveri</i> (Rolfe) Hutch. et Dal.	1				1	
<i>Detarium microcarpum</i> Guill. et Perr.	1				1	
<i>Detarium senegalensis</i> J. F. Gmel.					1	1
<i>Dialium guineense</i> Willd.				1		
<i>Parkinsonia aculeata</i> L.	1				1	
<i>Piliostigma reticulatum</i> (DC.) Hochst.	2				3	2
<i>Piliostigma thonningii</i> (Schu.) Milne-Redth.	2				2	2
<i>Tamarindus indica</i> L.	1				1	1
Celastraceae						
<i>Maytenus senegalensis</i> (Lam.) Excell.					1	
Chrysobalanaceae						
<i>Maranthes polyandra</i> (Benth.) Prance			1			1
Combretaceae						
<i>Anogeissus leiocarpus</i> (DC) Guill. et Per.	1				2	
<i>Combretum collinum</i> Fresen.	1	2			1	2
<i>Combretum fragrans</i> F. Hoffm.		1				
<i>Combretum glutinosum</i> Perr. et DC.		3			1	3
<i>Combretum lamprocarpum</i> Diels.	1	2			1	3
<i>Combretum micranthum</i> G. Don		2			2	3
<i>Combretum molle</i> R. Br. ex G. Don		1			1	3
<i>Combretum nigricans</i> Lepr. ex Guill. et Perr.	1	3			2	3
<i>Combretum paniculatum</i> Vent.					1	
<i>Guiera senegalensis</i> J. F. Gmel.		2			2	3
<i>Pteleopsis suberosa</i> Engl. et Diels		2			1	2
<i>Terminalia avicennioides</i> Guill. et Perr.						2
<i>Terminalia catappa</i> L.						2
<i>Terminalia glaucescens</i> Planch.						2
<i>Terminalia laxiflora</i> Engl.						2
<i>Terminalia macroptera</i> Guill. et Perr.					1	3
<i>Terminalia mantaly</i> H. Perr.						3
<i>Terminalia mollis</i> Laws.						2
Dipterocarpaceae						
<i>Monotes kerstingii</i> Gilg.				1		1

HOTES	PARASITES					
	Ad	El	Gc	Tb	Tg	To
Ebenaceae						
<i>Diospyros mespiliiformis</i> Hochst. ex A. Rich.					1	
<i>Diospyros eliotii</i> (Hiern) F. White				1	1	
Euphorbiaceae						
<i>Antidesma venosum</i> Tul.				1		
<i>Bridelia scleroneura</i> Müll. Arg.					1	1
<i>Euphorbia balsamifera</i> Ait.					1	1
<i>Jatropha curcas</i> L.					2	1
<i>Jatropha gossypifolia</i> L.					2	
<i>Manihot esculenta</i> L.					1	
<i>Securinea virosa</i> (Roxb.) Bail.					1	
<i>Uapaca togoensis</i> Pax	1				1	
<i>Uapaca somon</i> Aubr. et Léandri				1		
Fabaceae						
<i>Dalbergia sisso</i> Roxb.					1	
<i>Lonchocarpus laxiflorus</i> Guill. et Perr.					1	
<i>Pericopsis laxiflora</i> (Benth.) van Meeuwen					1	
<i>Pterocarpus erinaceus</i> Poir.	1				1	
<i>Pterocarpus lucens</i> Guill. et Lepr.	1				1	
<i>Pterocarpus santalinoides</i> l'Hér. ex DC.				1		1
Flacoutiaceae						
<i>Flacourtia flavescens</i> Willd.						1
Hippocrateaceae						
<i>Loeseneriella africana</i> (Willd.) Wilczek				1		
Hypericaceae						
<i>Psorospermum senegalense</i> Spach.					1	
Loganiaceae						
<i>Strychnos innocua</i> Del.	1				1	
<i>Strychnos spinosa</i> Lam.	1				1	
Loranthaceae						
<i>Agelanthus dodoneifolius</i> (DC.) Polh. et Wiens					1	
<i>Englerina lecardii</i> (Engl.) S. Balle	1				1	1
<i>Tapinanthus globiferus</i> (A. Rich.) Van Tiegh.	1					1
Lythraceae						
<i>Lawsonia inermis</i> L.					1	1
Meliaceae						
<i>Azadirachta indica</i> A. Juss.	1				3	1
<i>Khaya senegalensis</i> (Desv.) A. Juss.					3	
<i>Pseudocedrela kotchyi</i> (Schweinf.) Harms					1	

NOTES	PARASITES					
	A d	E I	G c	T b	T g	T o
<i>Trichilia emetica</i> Vahl.	1				1	1
Mimosaceae						
<i>Fedherbia albida</i> Del.	2				2	
<i>Acacia dudgeoni</i> Craib. ex Benth.	1				1	
<i>Acacia gourmaensis</i> A. Chev.						
<i>Acacia hockii</i> De Willd.					1	
<i>Acacia holosericea</i> A. Cunn. ex G. Don	1				2	3
<i>Acacia laeta</i> R. Br. ex Benth.	1				1	
<i>Acacia macrostachya</i> Reichenb. ex DC.	1	1			1	
<i>Acacia nilotica</i> var. <i>adansonii</i> (Guill. et Perr.) O. Ktze.	1				2	
<i>Acacia nilotica</i> var. <i>tomentosa</i> (Benth.) A. F. Hill.	1				2	
<i>Acacia pennata</i> Willd.	1				1	
<i>Acacia polyacantha</i> subs. <i>campilacantha</i> Brenan	1				1	
<i>Acacia raddiana</i> Savi.	1				2	
<i>Acacia senegal</i> (L.) Willd.	2				3	
<i>Acacia seyal</i> Del.	3				2	
<i>Acacia sieberiana</i> DC.	2					
<i>Albizia chevalieri</i> Harm.	1				1	
<i>Albizi lebbeck</i> (L.) Benth.	2			1	3	
<i>Entatada abyssinica</i> Steud. ex A. Rich.					1	
<i>Entada africana</i> Guill. et Perr.	1				1	
<i>Dichrostachys cinerea</i> (L.) Wight et Arn.	1				1	
<i>Parkia biglobosa</i> (Jacq.) R. Br. ex G. Don.	3					
<i>Prosopis africana</i> (Guill. et Perr.) Taub.					1	
<i>Prosopis juliflora</i> (Sw.) DC.					1	
Moraceae						
<i>Antiaris toxicana</i> subsp. <i>welwitschii</i> var. <i>africana</i> Engl.				1		
<i>Ficus glumosa</i> Del.					1	
<i>Ficus iteophylla</i> Miq.					1	
<i>Ficus platiphylla</i> Del.	1				1	
<i>Ficus sur</i> Forsk.					1	
<i>Ficus sycomorus</i> L.					1	
<i>Ficus thonningii</i> Blume					1	
<i>Ficus trichopoda</i> Baker					1	
<i>Ficus vallis-choudae</i> Del.					1	
Myrtaceae						
<i>Eucalyptus camaldulensis</i> Denardt						1
<i>Psidium guajava</i> L.					3	1

NOTES	PARASITES					
	Ad	El	Gc	Tb	Tg	To
Myrtaceae						
<i>Syzygium guineense</i> (Willd.) DC.				1		
Ochnaceae						
<i>Lophira lanceolata</i> Van Tiegh.					1	
Olacaceae						
<i>Ximenia americana</i> L.	1				1	
Poligalaceae						
<i>Securidaca longepedunculata</i> Fresen.	1				1	
Punicaceae						
<i>Punica granatum</i> L.	1				2	
Rhamnaceae						
<i>Ziziphus mauritiana</i> Lam.	1				1	1
<i>Ziziphus mucronata</i> Willd.					1	1
<i>Ziziphus spina-christi</i> (L.) Desf.					1	
Rosaceae						
<i>Parinari congensis</i> F. Didr.					1	1
<i>Parinari curatellifolia</i> Planch. ex Benth.			3		2	1
Rubiaceae						
<i>Crossopteryx febrifuga</i> (Afz. ex G. Don) Benth.	1				2	
<i>Gardenia aqualla</i> Stapf. et Hutch.					2	1
<i>Gardenia erubescens</i> Stapf. et Hutch.					2	1
<i>Gardenia ternifolia</i> Schum. et Thonn.					2	1
<i>Mitragyna inermis</i> (Willd.) O. Ktze.				1		1
<i>Morelia senegalensis</i> A. Rich. ex G. Don				1		
<i>Sarcocephalus latifolius</i> (Smith) Buce					1	1
Rutaceae						
<i>Citrus aurantifolia</i> (Christm.) Swingle	1				2	1
<i>Citrus decumana</i> Murr.	1				2	
<i>Citrus reticulata</i> Blanco	1				2	
<i>Citrus sinensis</i> (L.) Osbck.	1				2	
Sapindaceae						
<i>Blighia sapida</i> Koenig.	2				1	
<i>Paullinia pinnata</i> L.				1		
Sapotaceae						
<i>Manilkara multinervis</i> (Baker) Dubard				1	2	
<i>Vitellaria paradoxa</i> C. f. Gaertn.	3				3	3
Sterculiaceae						
<i>Cola laurifolia</i> Mast.				1		

NOTES	PARASITES					
	Ad	EI	Gc	Tb	Tg	To
Sterculiaceae						
<i>Sterculia setigera</i> Del.						1
Tiliaceae						
<i>Grewia bicolor</i> Juss.		1			1	
<i>Grewia flavescens</i> Juss.		1				1
<i>Grewia lasiodiscus</i> K. Schum.	1	1			1	
<i>Grewia venusta</i> Fresen.	1					
Ulmaceae						
<i>Celtis toka</i> (Forsk) Hepper et Wood					1	
Verbenaceae						
<i>Gmelina arborea</i> Roxb.					1	
<i>Tectona grandis</i> L.	1				2	
<i>Vitex doniana</i> Sweet			1		1	
<i>Vitex chrysocarpa</i> Planch. ex Benth.					1	
<i>Vitex simplicifolia</i> Oliv.					1	1

2.3 – Présence et répartition des parasites épirhizes

2.3.1 - *Ximenia americana* L.

a- Caractères botaniques (Pl. 9, figs 3 & 4)

Ximenia americana L. est un arbuste buissonnant ou un petit arbre (Pl. 9, fig. 3) épineux, de 4 à 5 m de hauteur, pantropicale et subtropicale. La plante est souvent multicaule.

Les feuilles, vert luisant, généralement ovales, avec un petit pétiole long de 5 à 8 mm, et un limbe un peu coriace, mesurent de 5 à 7cm de longueur et de 3 à 4 cm de largeur (Pl. 9, fig. 4).

Les fleurs, blanc-crème à jaune verdâtre avec des pétales libres, valvaires, aux sommets plus ou moins enroulés vers l'extérieur, velus intérieurement, dégagent un parfum qui rappelle celui des fleurs d'oranger.

Les fruits, en forme de prune, jaune d'or à maturité (Pl. 9, fig. 4) contiennent une pulpe sucrée comestible et un noyau dur.

b- Spécimens étudiés

Forêt Classée du Barrage de Ouagadougou, 8 avril 1979, Guinko, N° 1163 ; Zabré, Province du Boulgou, 22 décembre 1975, Guinko ; Niangho, Province du Boulgou, mai 1985, Ouédraogo Joachin, N° 5 ; Réserve de la biosphère de la Mare aux hippopotames, Bala, Province du Houet, novembre 1997, Boussim ; Planche 3, photographies Boussim I. Joseph ; Planche 10, photographies 1 & 2, Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Cette espèce dont le statut de parasite, pourtant bien établi depuis les travaux de Heckel (1900), puis de De Filippis (1969), est peu connu des scientifiques, est très répandue au Burkina Faso (Fig. 22). On la trouve depuis les régions subsahéliennes

Ximenia americana est surtout connue comme un arbuste sauvage fruitier. Ses fruits drupacés, de la taille de la prune, jaune or à maturité sont consommés par l'homme et les animaux dont particulièrement les singes. Selon Staner, rapporté par Aubréville (1950), le mésocarpe pulpeux a une saveur comparable à celle de l'abricot.

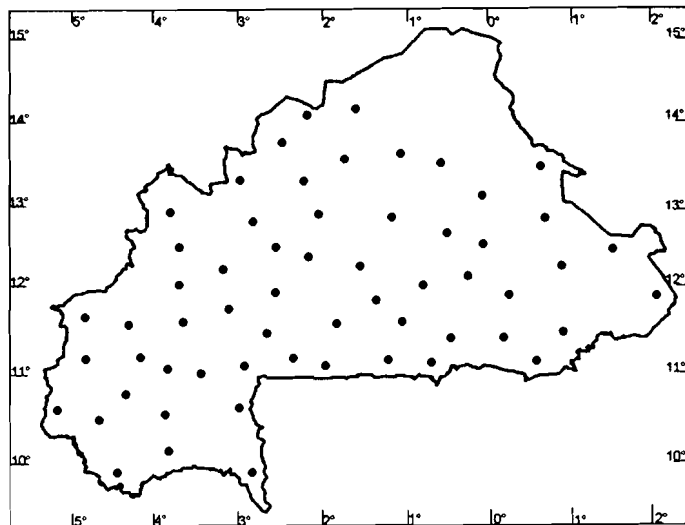


Figure 22. Sites d'observation de *X. americana*

d- Usages

Dans les étalages des vendeurs des plantes médicinales, *X. americana* figure en bonne place. Elle est proposée, en association avec d'autres plantes ou non, par les tradipraticiens dans le traitement curatif du paludisme, du choléra, de la coqueluche, de la goutte et de l'allergie (Nacoulma-Ouédraogo, 1996).

2.3.2 - *Thesium viride* A. W. Hill

a- Caractères botaniques (Pl.9, figs 1&2 ; Fig. 23)

C'est une herbe hémiparasite vivace à souche devenant ligneuse (Fig. 23). Après le passage des feux de brousse, ou à la reprise de la végétation, la souche émet des tiges abondamment ramifiées (Pl. 9, fig. 1), glabres ou à parties inférieures portant des poils étalés courts.

Les feuilles, disposées de façon éparses et alternes sur les tiges, sont étroitement ovales à linéaires, aiguës, glabres ou parfois poilues ; les feuilles des rameaux sont très petites tandis que les caulinaires peuvent atteindre 5 mm de longueur (Fig. 23).

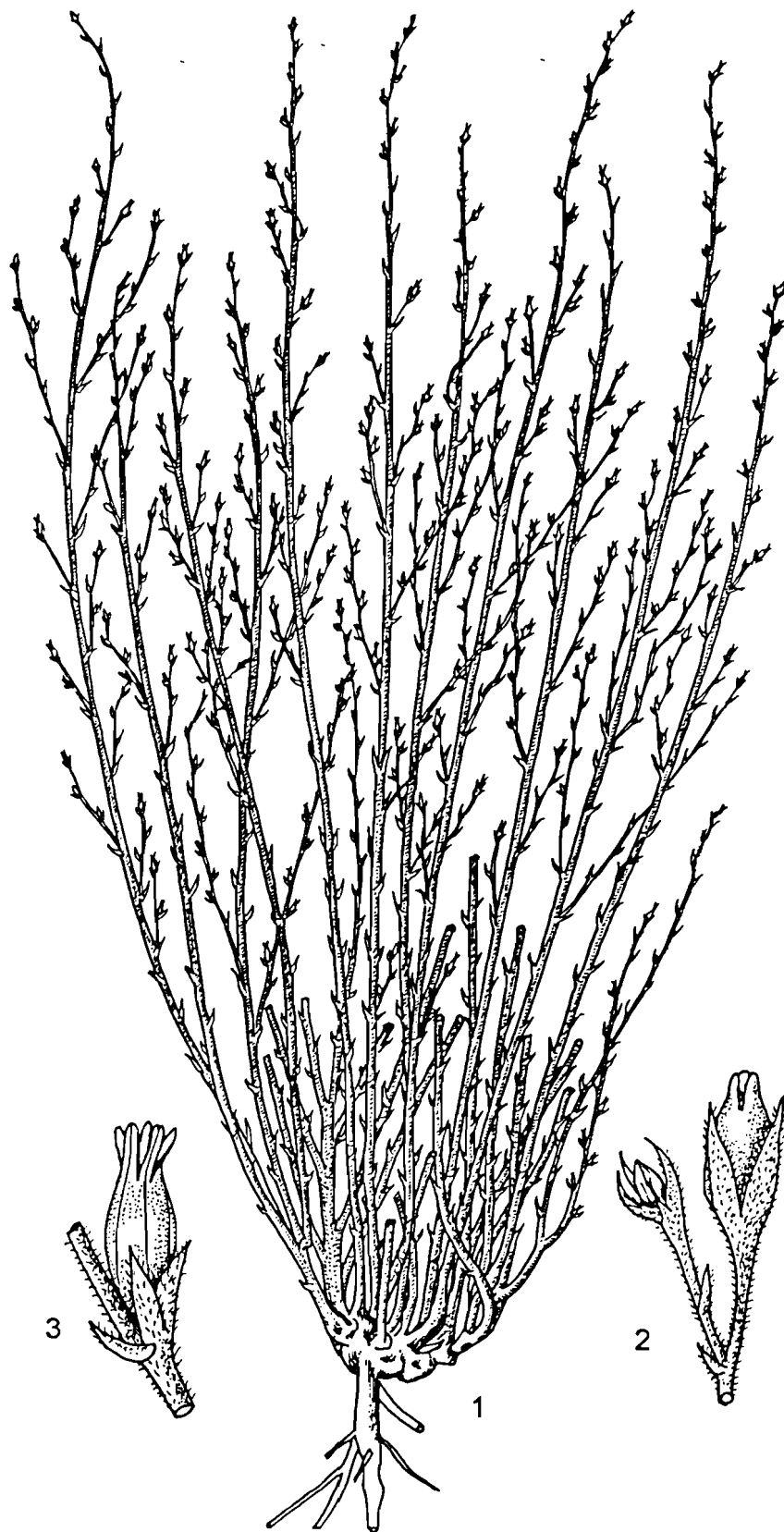


Figure 23. *Thesium viride*

1, plante avec souche vivace ;
2, fruit en formation ; 3, fleur et fruit

Les fleurs sont terminales, les primaires étant sur les rameaux non ou à peine feuillés, entourées de 4 à 5 bractéoles formant l'involucre ; les bractéoles de 1,5 à 2 mm de longueur, sont ovales, acuminées et aiguës au sommet ; 5 (très rarement 4) tépales de 1,3 à 1,6 mm de longueur, oblongs-ovales, obtus, cucullés, à marges infléchies et finement papilleuses, constituent le périanthe.

Les étamines ont des filets longs de 0,3 à 0,6 mm. Le style mesure de 1,2 à 2,8 mm de longueur.

Le fruit est un akène ellipsoïde, ovale, d'environ 3 mm de longueur sur 2 mm de diamètre, à 10 côtes longitudinales et réticulés entre les côtes, glabre, couronné par le réceptacle et le périgone persistants (Pl. 9, fig. 2).

b- Spécimens étudiés

Tourni, Province de la Léraba, mai 1997, Boussim ; entre Sabou et Léo à 20 km de Sabou, mai 1998, Boussim ; Ranch de Gibier de Nazinga, 21 novembre 1998, Boussim ; Planche 10, photographies 3 & 4, Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Thesium viride est la seule espèce parmi les 250 que compte le genre *Thesium* à être représentée au Burkina Faso.

Récoltée en 1972 par Toutain et en 1984 par Guinko, nous avons retrouvé sans grande difficulté cette espèce depuis le Sud (Pô) jusqu'au Nord-Ouest (Dédougou) en passant par l'Ouest du pays (Fig. 24). *Thesium viride* se rencontre uniquement dans les formations herbeuses où elle vit en hémiparasite sur les racines de

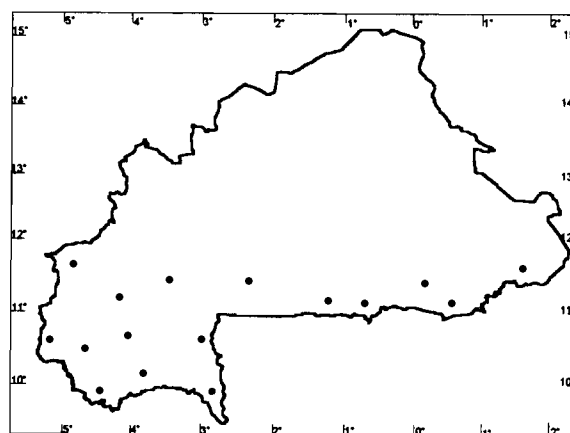


Figure 24. Sites d'observation de *Thesium viride*

diverses espèces herbacées, essentiellement des graminées. Elle forme parfois de fortes touffes dans les souches d'*Andropogon ascinodis*, de *Loudetia simplex* ou de *Schizacirium sanguineum*, graminées vivaces, qu'elle affaiblit et finit par tuer. Nous l'avons toujours observée dans des vieilles jachères (plus de 10 ans) au sol sablonneux ou sablo-argileux, pouvant être gorgé d'eau quand la saison des pluies est bien installée.

2.3.3 - *Alectra vogelii* Benth.

Synonymies : *A. senegalensis* var. *arachidis* Chev.

A. arachidis Chev.

a- Caractères botaniques (Pl.10)

Herbacée peu ramifiée, *Alectra vogelii* est un hémiparasite épirhize, à tige quadrangulaire, dressée de 30 à 45 cm de hauteur (Pl.10, fig. 1) ; les tiges et les feuilles qui mesurent 1,5 à 3,5 cm de longueur et 0,3 à 1,5 cm de largeur, sont toutes hirsutes. La forme des feuilles varie considérablement d'une zone agroécologique à une autre.

La fleur est jaune, avec un tube court, ouvert en coupe laissant bien visibles les étamines au centre. Les boutons sont cloîtrés par un calice très poilu. Ils ont chacun 5 lobes, une extrémité triangulaire avec un apex obtus. La corolle est formée de 5 pétales unifiés dans la partie inférieure du tube. En forme de pavillon à l'ouverture, la corolle a un diamètre de 0,6 à 1 cm et est un peu plus longue que le calice ; les pétales sont généralement jaune pâle (Pl.10, figs 2, 3 & 4). Certaines fleurs ont des pétales pourvus de 3 nervures rouges, profondes ; ces 2 types de fleurs sont souvent présentes sur un même pied. Les filaments et les anthères sont glabres.

Après la nouaison, la corolle s'atrophie et sert de couverture aux fruits capsulaires en développement. Botha (1946) estime à 600 000 graines la capacité de production d'une seule plante de *A. vogelii*.

b- Specimens étudiés

Kamboinsé, 23 octobre 1987, Hoffmann ; Silmiougou (Koupéla), Province de Kouritenga, octobre 1989, Boussim ; Diapaga, Province de la Tapoa, octobre 2001, Ouédraogo ; Planche 11, photographies Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Alectra vogelii n'est pas courante au Burkina Faso (Fig. 25). L'équipe Striga du professeur Sallé l'a récoltée dans les environs de Houndé le 3 octobre 1985. C'était la première fois que l'espèce est observée au Burkina Faso. Nous l'avons personnellement récoltée à Diapaga, Province de la Tapoa, à Koupéla, Province

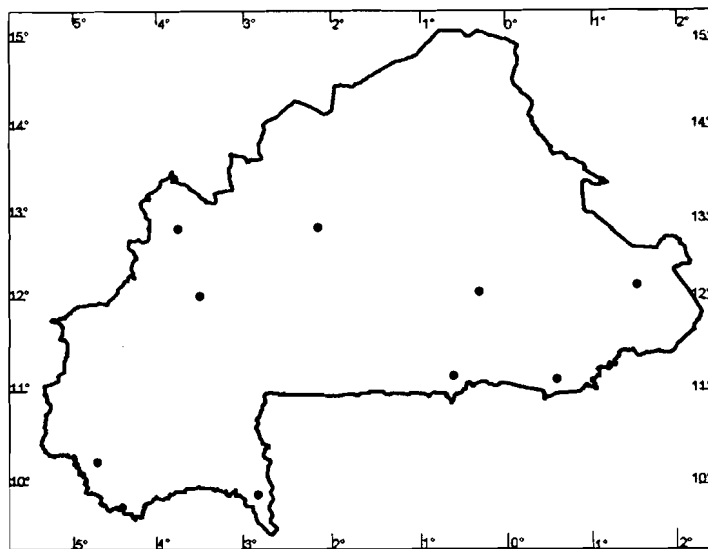


Figure 25. Sites d'observation d'*A. vogelii*

de Kouritenga, à Zabré, Province du Boulgou et à Banfora, Province de la Comoé et à Koudougou. Sa présence nous a été rapportée dans la zone de Bobo (Toussiana et Orodara). Chaque fois qu'il nous a été donné de l'observer, elle parasite le niébé (*Vigna unguiculata*) sur un sol sablo-argileux parfois faiblement gravillonnaires sur des parcelles limitées.

Alectra vogelii sévit dans les régions tropicales semi-arides et dans le Sud subtropical de l'Afrique. Depuis le Swaziland et Transvaal dans le Sud de l'Afrique du Sud, l'aire géographique de cette espèce s'est étendue à travers l'Afrique Centrale, au Burkina Faso et au Mali en Afrique de l'Ouest et au Kenya en Afrique de l'est.

Alectra vogelii parasite des Fabacées spontanées et cultivées. Les légumineuses spontanées sensibles appartiennent essentiellement aux familles des Compositae, Euphorbiaceae, Labiae, Malvaceae et Pedaliaceae.

Des races biologiques sont observées à l'intérieur de cette espèce et leur distribution est fonction de la capacité de rétention de l'eau du sol. Au Mali, Hoffmann (1994) observe que *A. vogelii* se développe en petites colonies plus ou moins denses sur des sols profonds ayant une bonne capacité de rétention en eau et riches en éléments fins. Il souligne aussi que *A. vogelii* montre une grande préférence pour les milieux ensoleillés. Toutefois, il n'y aurait pas de corrélation entre la variation morphologique et la préférence d'hôte.

2.3.4 - *Buchnera bowalensis* A. Chév.

C'est Lebrun *et al.* (1991) qui rapportent que cette espèce a été récoltée par Adam en 1958 et Jaeger en 1961 à Banfora et à Sindou. Malgré plusieurs prospections effectuées dans ces villages à la fin de la saison des pluies, nous n'avons pas pu observer *Buchnera bowalensis*. Il n'existe pas non plus dans les herbiers du Burkina un spécimen de l'espèce.

2.3.5 - *Buchnera hispida* Buch. – Harm.

Synonymies : *Buchnera longifolia* Klotzsch

B. macrocarpa Hochst

Striga schiperiana Hochst

a- Caractères botaniques (Pl.11, figs 1 & 2)

Buchnera hispida est une herbe dressée de 40 à 80 cm de hauteur, hémiparasite facultative (pouvant boucler son cycle sans parasiter un hôte), à tige cylindrique à quadrangulaire, feuilles vertes, linéaire-ovales, lancéolées, à bords grossièrement dentés. Les jeunes plants se développent en rosette. La tige et les feuilles sont rugueuses et noircissent en séchant. L'inflorescence est un long épi lâche et grêle ; les fleurs, opposées, subopposées, alternes, ont une corolle blanche, mauve ou bleu pâle, comportant un tube non coudé, avec des poils blancs à l'intérieur et 5 lobes réguliers (Pl. 11, figs 1 & 2). Les fruits sont des capsules fusiformes contenant de nombreuses graines minuscules à tégument coriace. Les

graines, bien que de taille microscopique, ont suffisamment de réserves nutritives pour permettre un développement indépendant des plantules. Les exsudats racinaires des hôtes, donc la présence de ceux-ci, ont peu ou pas d'influence sur la germination des graines de *B. hispida*.

b- Spécimens étudiés

Bouna, 25 septembre 1958, Hien Denis W. ; Kamboinsé (Ouagadougou), 20 septembre 1987, N° 0968A ; Kamboinsé, 20 septembre 1987, Hoffmann Gérard; Kamboinsé, 23 octobre 1987, Hoffmann Gérard ; Kokologho, 15 octobre 1990, Boussim I. Joseph ; Planche 12, photographies 1 & 2, Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Parasite facultatif des céréales cultivées et non cultivées, *Buchnera hispida* est très commune au Burkina Faso (Fig. 26). On peut l'observer à partir de septembre dans

les champs de mil, de sorgho, du riz et dans les friches sur n'importe quel type de sol. Nous l'avons observée dans presque dans tout le pays. Des variétés de contre saison sont souvent observées pendant la saison sèche dans les champs du sorgho rouge dans les bas fonds.

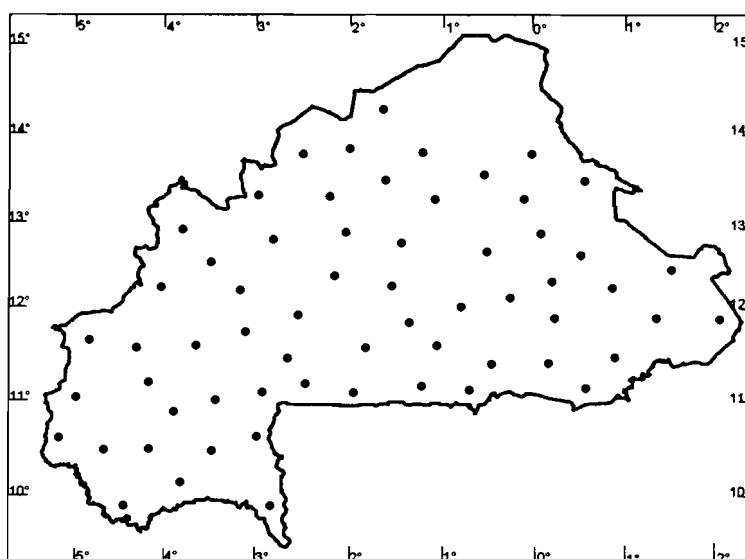


Figure 26. Sites d'observation de *B. hispida*

Buchnera hispida est rencontrée en Afrique tropicale et subtropicale, à Madagascar et en Inde. Sa distribution est favorisée par la pauvreté des sols et la pluviométrie ponctuée de poche de sécheresse. Toutefois, elle n'est pas influencée par la texture du sol. La germination des graines requiert de la lumière qui est sous le

contrôle d'un système phytochrome (Okonkwo et Nwoke, 1974 ; Nwoke et Okonkwo, 1980 ; Neumann, 1999). De même, la lumière est un facteur limitant durant la période de conditionnement des graines (6 à 8 jours).

2.3.6 - *Micrargeria barteri* Skan

Nous n'avons pas retrouvé ni dans la nature, ni dans aucun herbier du Burkina, ce hémiparasite annuel qui aurait pourtant été récolté par Toutain en 1973 à Dingasso.

2.3.7 - *Rhamphicarpa fistulosa* (Hochst.) Benth.

Synonymie : *Macrosiphon fistulosa* Hochst.
 R. longiflora Benth.

a- Caractères botaniques (Pl.11, figs 3 & 4 ; Fig. 27)

Rhamphicarpa fistulosa est une petite herbe rameuse, ligneuse à la base, pouvant atteindre 50 à 60 cm de hauteur (Pl. 11, fig. 3). Les feuilles, filiformes sont plusieurs fois divisées (Pl.11, fig. 4 ; Fig. 27). La fleur a un long tube corollaire (30 à 35 mm) blanc pur, bien dressé et qui ne s'épanouit que la nuit (Pl. 11, fig. 4). La pollinisation, essentiellement entomophile, est assurée par les phalènes.

Les fruits sont des capsules asymétriques plus ou moins ovoïde (Pl.11, fig. 4) contenant de nombreuses graines minuscules. *Rhamphicarpa fistulosa* est un parasite facultatif.

b- Spécimens étudiés

Ouagadougou, Jardin botanique de l'IFAN, 29 septembre 1955, Hien Denis W., N° 1863 ; Kossodo, Ouagadougou, 15 octobre 1976, Guinko Sita, N° 284 ; Bogandé, Province de Gnagna, octobre 1990, Boussim I. Joseph; Pa, Province des Balé, octobre 1998, Boussim I. Joseph ; Planche 12, photographies 3 & 4, Boussim I. Joseph. Tenkodogo, 3 octobre 1989, Ouédraogo Oumar, N° 178.

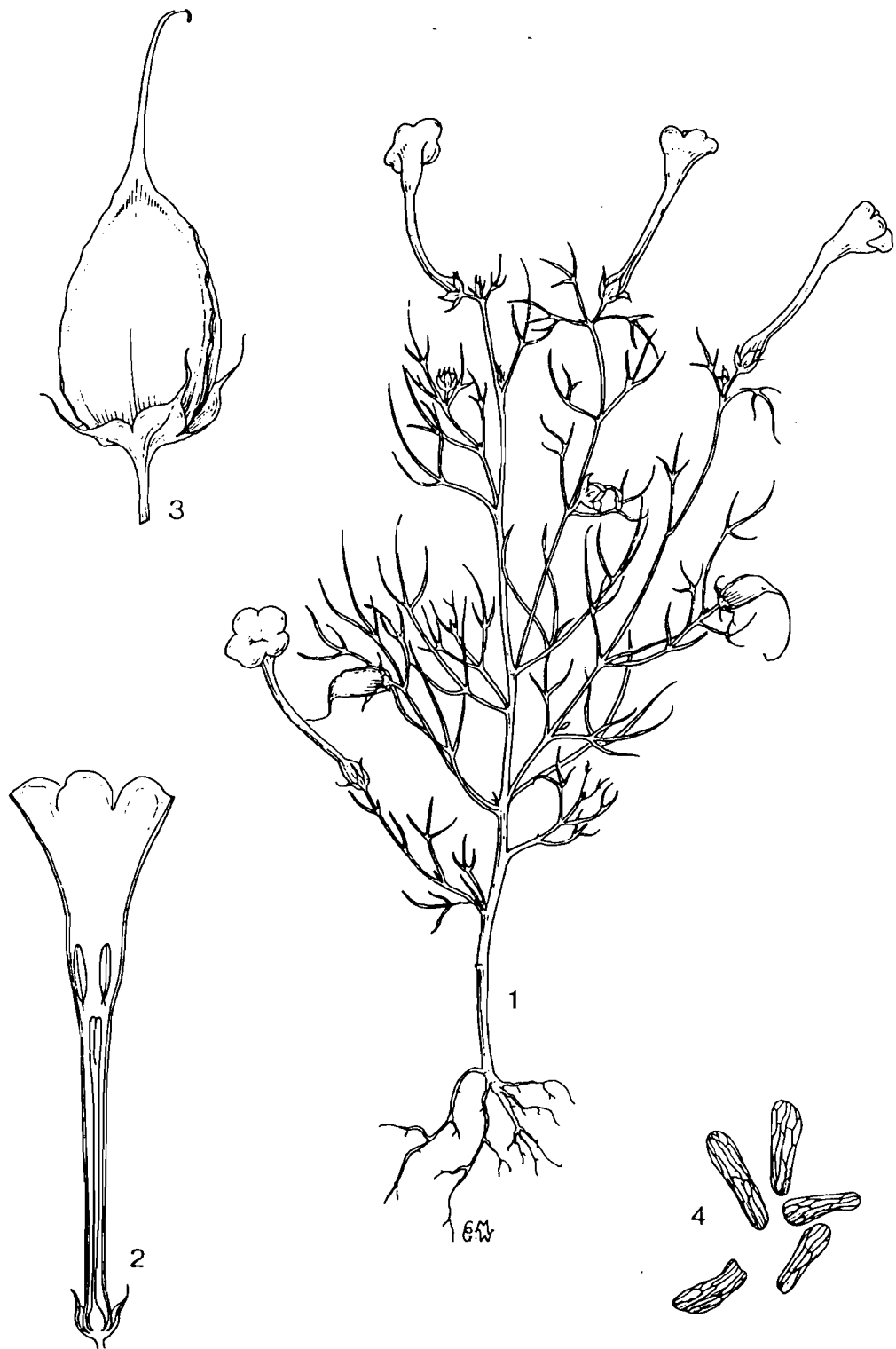


Figure 27 : *Rhamphicarpa fistulosa* (d'après Philcox, 1990)

1, plante portant fleurs et capsules

2, coupe longitudinale de la fleur ; 3, capsule ; 4, graines

c- Distribution géographique et écologique

Rhamphicarpa fistulosa est largement répandue en Afrique, à Madagascar ainsi qu'en Nouvelle-Guinée et dans la partie tropicale de l'Australie du Nord ; Philcox, 1990.

Au Burkina Faso, nous avons observé cette espèce dans toute la zone à climat soudanien. Nous ne l'avons pas encore vue dans la zone sahélienne du pays (Fig. 28). *Rhamphicarpa fistulosa* semble adaptée aux terrains humides, avec une prédilection remarquable pour les sols inondés où elle parasite les graminées spontanées

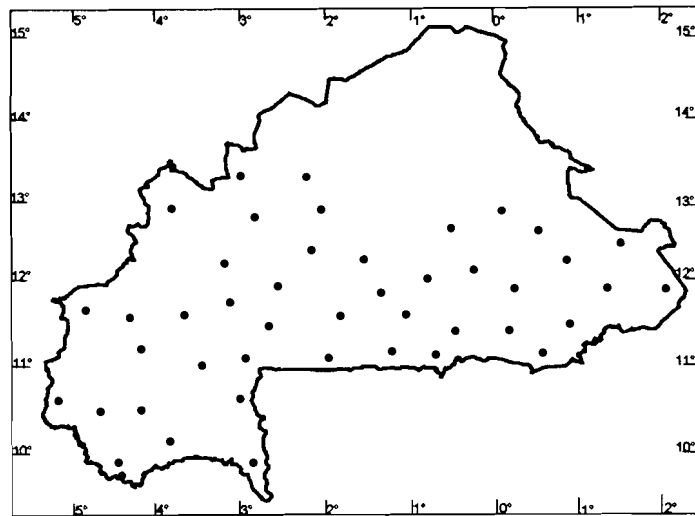


Figure 28. Sites d'observation de *R. fistulosa*

les céréales cultivées que sont le riz et le sorgho. Toutes les fois que nous l'avons observée, c'est soit dans des bas-fonds inondés, soit en bordure d'une mare ou d'un marécage. En effet, l'anatomie des racines de la plante montre une adaptation à une vie semi-aquatique (Ouédraogo *et al.*, 1998).

La plante manifeste une grande plasticité lui permettant de se développer à des périodes différentes selon qu'elle parasite des herbes des marais ou des céréales.

2.3.8 - *Sopubia parviflora* Engl.

Nous n'avons pas observé cette espèce sur le terrain, mais sa présence au Burkina ne souffre d'aucun doute. En effet, nous avons pu observer au Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris, l'échantillon récolté par le professeur Raynal-Roques le 3 octobre 1985 à Houndé, province de Tuy sur l'axe Ouagadougou - Bobo Dioulasso.

a- Caractères botaniques

C'est une herbacée annuelle, dressée, de 30 à 60 cm de hauteur, à tige quadrangulaire, ramifiée, légèrement scabre-pubescente.

Les fleurs sont petites (5 à 6 mm de diamètre), jaunes ou roses avec une partie centrale pourpre ; deux grandes étamines noires dominant la corolle, tandis que le bord du calice est couvert d'un velours blanc. La plante devient brune en séchant.

b- Distribution géographique et écologique

Elle pousse sur les sols cuirassés ou gravillonnaires pouvant être gorgés d'eau dans la deuxième moitié de la saison des pluies. Elle a été récoltée une fois à Houndé, Province de Tuy, sur l'axe Ouagadougou- Bobo Dioulasso (Fig. 29).

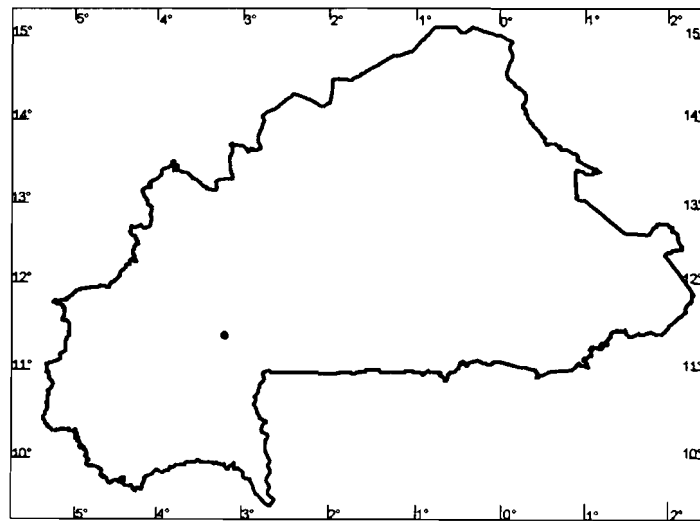


Figure 29. Sites d'observation de *Sopubia parviflora*

2.3.9 - *Striga* Lour.

Sur 17 espèces de *Striga* rencontrées en Afrique de l'Ouest (Raynal-Roques, 1995), le Burkina en héberge 12 dans l'état actuel de nos prospections, de nos recherches documentaires et de la consultation des herbiers. A l'issue de la prospection effectuée sur le terrain, nous n'avons pas retrouvé *Striga linearifolia*, malgré la visite des sites où Toutain l'avait récoltée en 1973. Nous n'avons pas eu grande difficulté à trouver les 11 autres espèces que sont *S. asiatica* var *coccinea*, *S. asiatica* var *lutea*, *S. aspera*, *S. baumannii*, *S. bilabiata*, *S. brachycalyx*, *S.*

gesnerioides, *S. hermonthica*, *S. klingii*, *S. macrantha* et *S. passargei*. Une espèce non signalée au Burkina a, par contre, été récoltée, il s'agit de *Striga forbesii*.

§- Caractères distinctifs des espèces de *Striga* du Burkina Faso

Espèces dont le calice a 4 à 6 côtes (1 côte par lobe du calice)

Plante scabre, haute de 50 cm à 1 m, feuilles larges, calice long de plus de 6 cm. Les fleurs, dont la largeur des lèvres est comprise entre 1 et 2 cm, sont roses. A la base de chaque fleur se trouve une bractée aussi large (1 à 3 mm) que le calice qu'elle cache. De gros cils blancs aux bords des bractées et des lobes du calice. Le tube de la corolle est coudé dans sa partie inférieure, au niveau du sommet du calice.....*S. hermonthica*.

Plante haute de plus de 50 cm, à aspect plus frêle que *S. hermonthica*. Les fleurs, dont la largeur des lèvres est environ 1 cm, sont roses. Le tube de la corolle, long de 1 à 1,5 cm, est un peu plus droit et se courbe dans le dernier tiers de celle-ci. Les bractées larges de 1 à 2 mm sont dépourvues d'une frange de cils.*S. aspera*.

Plante haute de 15 à 30 cm, fleurs blanc crème à jaune, parfois rose pâle, noircit en séchant. Les bractées sont plus longues que le calice.*S. passargei*.

Plante haute de 15 à 30 cm, vert pâle ou violacée, pauvre en chlorophylle ; feuilles réduites à des écailles. Les fleurs, mauve pâle souvent blanches, dont les lèvres sont larges de 5 mm environ, à tube étroit et coudé, sont terminées par des lobes étalés. L'inflorescence en épi occupe presque toute la hauteur de la tige au-dessus du sol. Plante noircissant en séchant.*S. gesnerioides*.

Plante haute de 15 à 30 cm, à tiges et feuilles pubescentes, rugueuses au touché. Tube de la corolle pubescent.....*S. bilabiata*.

Plantes pubescente, dont les poils sont orientés vers le bas*S. linearifolia*.

Espèces dont le calice a 10 à 14 côtes (essentiellement 2 côtes par lobe du calice) .
Plante haute de 15-30 cm. Petites fleurs jaunes ou rouge vif, toujours jaune pâle à l'extérieur de la corolle.*S. asiatica*.

Plante glabre, à tige grêle, feuilles réduites en écailles, fleurs petites à tube étroit.....*S. baumannii*.

Espèces dont le calice a 15 côtes

Plante annuelle, haute de 50 cm environ; les feuilles larges de plus de 1,5 cm sont grossièrement dentées. Les fleurs avec des lèvres larges de 1 à 2 cm sont pâles, rose saumon, parfois blanches. Le tube corollaire, long de 2 cm, est coudé juste en dessous des lobes de la corolle. Les côtes du calice sont un peu poilues..*S. forbesii*.

Plante grêle, à petites fleurs roses. La largeur de la lèvre inférieure mesure 4 à 5 mm. Le calice a une hauteur de 2 à 3 mm. A la base de chaque fleur, une petite feuille (bractée) nettement plus réduite que les feuilles situées plus bas sur la tige.....*S. brachycalyx*.

Plante haute de 0,5 à 1,5 m. Tige peu ramifiée, ligneuse. Grandes feuilles pouvant atteindre 10 cm de longueur et 1 cm de largeur, grossièrement dentées. Inflorescences en épis terminaux. Grandes fleurs blanches. Parasites des andropogonées vivaces*S. macrantha*.

Plante haute de 0,5 à 1 m. Tige peu ou pas ramifiée. Feuilles linéaires, grossièrement dentées ou non. Inflorescence en épi terminal, compacte. Fleurs blanches, mauves, à tube court, peu dégagé de l'épi. Les tiges, les feuilles les bractées et le calice sont densément couverts de poils durs, dressés.....*S. klingii*.

2.3.9.1 - *Striga asiatica* (L.) O. Ktze.

Synonymies : *Buchnera asiatica* L.
S. lutea Lour.
S. hirsuta Benth.

Striga asiatica est présente au Burkina Faso sous deux formes :

- une forme naine à fleurs rouge sang, la variété *coccinea*,
- une forme plus grande, à fleur jaune pâle, la variété *lutea*.

a- Caractères botaniques (PI.12)

C'est une petite herbe annuelle, grêle, dressée, haute de 10 à 15 cm pour *S. asiatica* var. *coccinea* (PI. 12, figs 1 & 2) et de 15 à 25 cm pour *S. asiatica* var. *lutea* (PI. 12, figs 3 & 4), peu ramifiée, à reproduction autogame. La tige, peu ou pas ramifiée, fortement pubescente, porte de petites feuilles étroites, vertes et des fleurs solitaires formant un épi lâche. La corolle, rouge vif (la variété *coccinea*) ou jaune pâle (la variété *lutea*) a un tube étroit mesurant environ 12 mm de longueur et non coudé. Les lobes de la lèvre inférieure de la corolle sont arrondies. Peu de fleurs s'ouvrent à la fois. Les capsules ne dépassent pas le tube du calice. La plante devient grisâtre en séchant.

b- Spécimens étudiés

Kampayaogo, Tenkodogo, 17 octobre 1974, Ellenberger, N° 44106 ; Boura, entre Wessa et Léo, 16 septembre 1981, Guinko Sita, N° 1737 ; Tiogo, 2 septembre 1990, Boussim, I. Joseph ; Planche 13, photographies Boussim I. Joseph.

C- Distribution géographique et écologique

Au Burkina Faso, *S. asiatica* est largement répartie : nous l'avons observée depuis l'extrême Sud du pays jusqu'au Sud Sahel (Fig. 30), mais c'est la partie soudanienne qui est la zone typique de l'espèce où elle forme dans le milieu naturel de petites populations homogènes

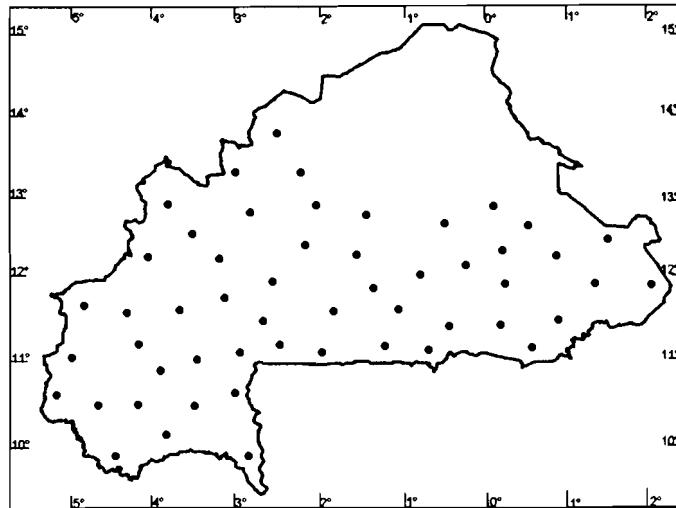


Figure 30. Sites d'observation de *S. asiatica*

Striga asiatica est une plante hémiparasite annuelle de saison des pluies parasitant, au Burkina Faso, exclusivement des graminées annuelles sauvages des sols gravillonnaires pauvres (*S. asiatica* var. *lutea*) ou cuirassés pouvant être gorgés d'eau en saison pluvieuse (*S. asiatica* var. *coccinea*), alors qu'ailleurs en Asie, en Afrique orientale et méridionale et même au Togo, elle fait des dégâts considérables dans les champs de maïs. Au Burkina Faso, *Striga asiatica* var. *coccinea* parasite surtout *Microchloa indica*, *Tripogon minimis* et *Loudetia togoensis*, tandis que le milieu de *S. asiatica* var. *lutea* correspond essentiellement à celui de *Andropogon pseudapricus*, *A. fastigiatus*, *Loudetia togoensis* et *L. simplex* (Tab. 5).

Striga asiatica est largement distribuée en Afrique au Sud du Sahara, à Madagascar, au Moyen Orient, en Inde, en Australie et en Asie du Sud.

2.3.9.2 - *Striga aspera* (Willd.) Benth.

Synonymies: *Striga aspera* var. *filiformis* Benth.
Euphrasia aspera Willd.

a- Caractères botaniques (Pl. 13 & Fig. 31)

Striga aspera est une petite herbe hémiparasite annuelle rugueuse à tiges grêles, dressées, d'environ 30 cm de hauteur, généralement ramifiée (Pl. 13, fig. 1). Les feuilles sont très étroites (Fig. 31) ; les fleurs roses ou blanches à tube corollaire long de 10 à 15 mm à gorge étroite (Pl. 13, figs 1, 2 & 4).

On observe la présence de poils glanduleux sur le tube corollaire. Le tube, étroit à la base et élargi au sommet, s'allonge bien au-delà du calice avant de présenter la courbure caractéristique (Fig. 31). Les fruits sont des capsules oblongues d'environ 4 mm.

Striga aspera est souvent confondue avec *S. hermonthica* que nous allons décrire plus bas. Les traits distinctifs visibles entre les deux espèces sont peu nombreux (Musselman et Hepper, 1986 ; Hoffmann, 1994) : *S. aspera* est plus grêle que *S. hermonthica*. La courbure du tube corollaire de *S. aspera* est plus lâche.

b- Spécimens étudiés

Forêt classée de Dindéresso, Bobo Dioulasso, 22 Août 1981, Guinko Sita, N° 1699 ; Pama, 3 octobre 1991, Boussim I. Joseph ; Zabré, 11 octobre 1992, Boussim I. Joseph ; Planche 14, photographies Boussim I. Joseph.

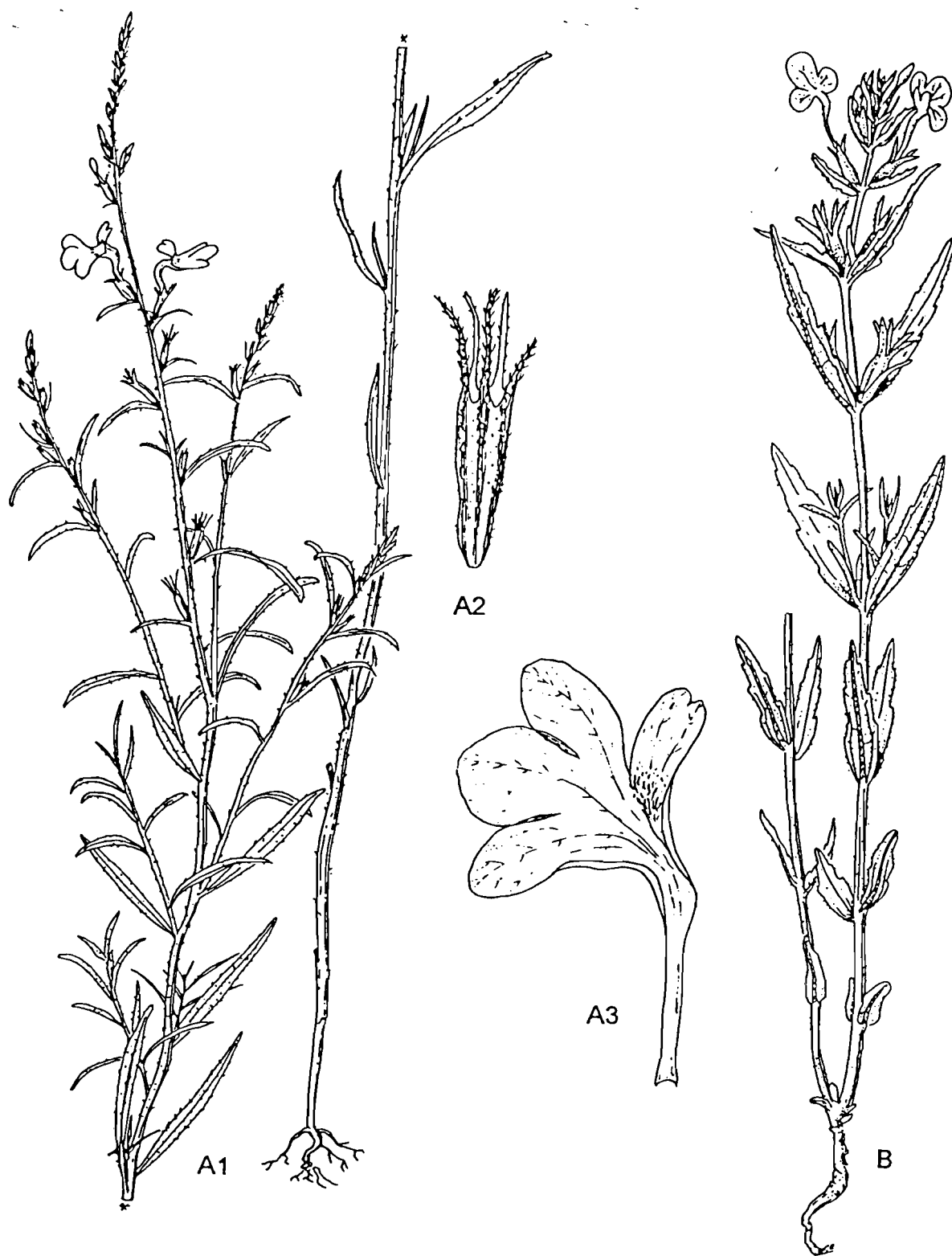


Figure 31. A : *Striga aspera* ; B : *Striga forbesii* (D'après Philcox, 1990)

A1, plante en fleurs ; A2, calice ; A3, corolle. B : *S. forbesii* en fleurs

c- Distribution géographique et écologique

Striga aspera est l'une, sinon l'espèce de *Striga* la plus fréquente des régions soudaniennes et soudano-sahéliennes du Burkina Faso (Fig. 32) où elle parasite essentiellement des graminées sauvages des milieux naturels ou de jachères, mais aussi des céréales cultivées comme le maïs, le sorgho, le mil et le fonio.

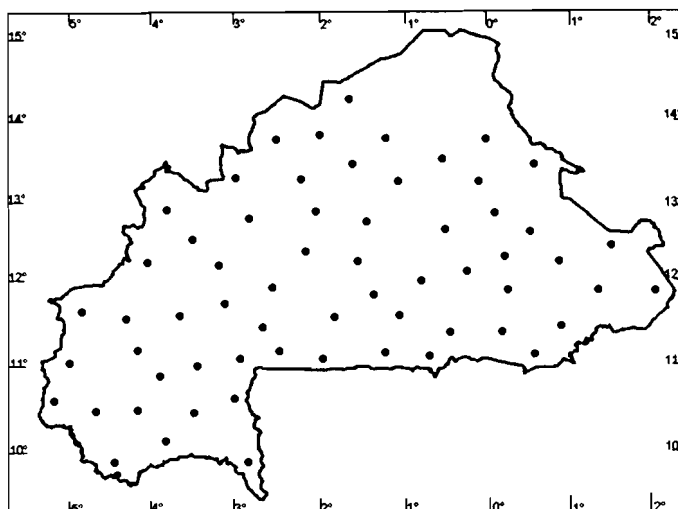


Figure 32. Sites d'observation de *S. aspera*

C'est une plante héliophile qui se développe en pieds isolés peu ramifiés ou en colonies dans le milieu naturel (Pl. 13, fig. 3). Des cultures parasitées au Burkina Faso, seuls les champs de maïs peuvent être fortement attaqués (Pl. 13, fig. 1).

2.3.9.3 - *Striga baumannii* Engl.

a- Caractères botaniques (Pl. 14, figs 1 & 2)

Striga baumannii est une espèce vivace qui présente deux morphotypes différents qui correspondent aux deux principales saisons climatiques de son aire écologique.

Le morphotype de la saison humide est une plante à tige courte, glabre, non florifères, ne portant que 2 larges feuilles (Raynal-Roques, 1993). Celui de la saison sèche a une tige grêle pouvant atteindre 50 à 60 cm de hauteur avec des feuilles réduites à des écailles et de nombreuses petites fleurs jaune pâle à rouge avec un tube corollaire étroit à courbure lâche (Pl. 14, figs 1 & 2) et dont l'apparition est stimulée par les feux de brousse.

La souche pérenne est implantée dans le sol par un système racinaire tubérisé constitué de courtes racines fusiformes et charnues (Pl. 14, fig. 1).

b- Spécimens étudiés

Léo, 9 mai 1980, Guinko Sita, N° 1368 ; Diéfoula, Province de la Comoé, Mai 1997, Boussim I. Joseph ; Planche 15, photographies 1 & 2, Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Striga baumannii est une espèce discrète au Burkina Faso ; elle a été rarement récoltée. Nous l'avons récoltée essentiellement dans les régions Sud du pays : Zabré, Niangoloko, Banfora, Batié, Gaoua, Léo. Nous n'avons observé que le morphotype de saison sèche, en avril-mai ; Guinko a récolté le même morphotype à Léo presque à la même période .

La tige florifère a une durée de vie éphémère, la plante passant la plus grande partie de l'année sous la forme de souche souterraine au repos.

La courte durée, et surtout, la période d'apparition du morphotype de saison humide (à l'optimum de la saison de pluies), rendent aléatoire sa rencontre.

Striga baumannii est largement répandue en Afrique, au Nord de l'équateur, du Kenya à la Sierra Leone, où elle pousse dans la zone des savanes soudaniennes sur les plateaux rocheux (600-2000 m d'altitude) à climat humide (pluviométrie ≥ 1000 mm) (Ravnal-Rocues. 1987.1991).

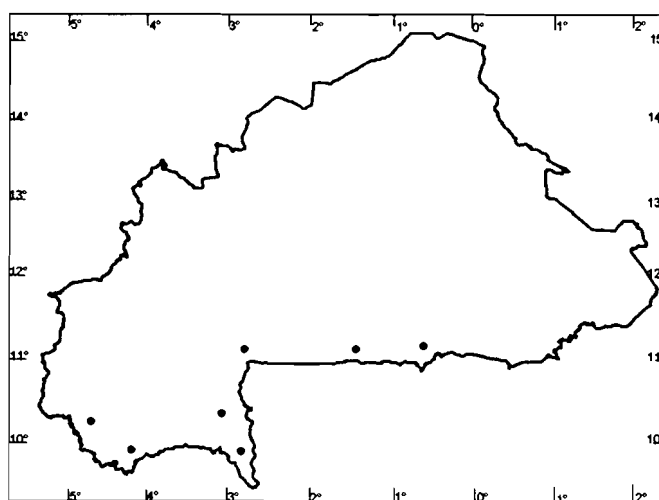


Figure 33. Sites d'observation de *S. baumannii*

Sa double apparition, en saison pluvieuse et en saison sèche, élargit le nombre des plantes hôtes.

2.3.9.4 - *Striga bilabiata* (Thunb.) O. Ktze.

Synonymies: *Buchnera bilabiata* Thunb.
Striga thunbergii Benth.

a- Caractères botaniques (Pl.14, figs 3 & 4)

C'est une herbe vivace, haute de 15 à 30 cm, à tiges rugueuses, généralement ramifiée en hauteur et se présentant en touffes (Pl. 14, fig.3). Les feuilles sont étroites. L'inflorescence est un long épi (Pl. 14, figs 3 & 4) dont les fleurs sont accolées à l'axe avant la courbure du tube corollaire, qui intervient juste au-dessous des lobes. Les lobes sont linéaires, avec séparation profonde, les lèvres supérieures restant plus ou moins soudées. Tous les organes de la plante sont pubescents (Pl. 14, fig. 4).

b- Spécimens étudiés

Dossi, Houndé, 19 août 1955, Hien Denis W., N° 137 ; Nazinga, Po, 17 janvier 1985, Fournier Anne, N° 2524 ; Nazinga, Province de Naouri, avril 1999, Boussim I. Joseph ; Pama, Province de Komandjari, juillet 2000, Boussim I. Joseph ; Planche 15, photographies 3 & 4, Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Striga bilabiata est rencontrée dans les savanes soudaniennes où elle est représentée par 3 sous-espèces : *rowlandii* (Boudet et Lebrun, 1986 ; Hoffmann, 1994), *barteri* (Hoffmann, 1994) et *jargeri* (Boudet et Lebrun, 1986). Les 2 premières sous-espèces se rencontrent uniquement dans le milieu naturel où elles occupent des biotopes différents. Elles poussent pendant la saison pluvieuse en individus isolés et présentent chacune une grande spécificité parasitaire. *S. bilabiata* subsp.

rowlandii se développe sous l'ombrage des arbres et arbustes de la savane tandis que *S. bilabiata* subsp. *barteri* pousse dans les prairies bien ensoleillées. Toutes les 3 sous-espèces parasitent des graminées vivaces.

Striga bilabiata est assez difficile à observer au Burkina, mais elle n'est pas très rare. Elle se rencontre dans les régions recevant plus de 800 mm d'eau par an.

Nous avons récolté la sous espèce *jargeri* à Pama, Pô, Nazinga, Léo, Bobo Dioulasso, Banfora et Gaoua, dans des savanes soudaniennes sur des souches d'*Andropogon ascinodis*, de *Schizachyrium sanguineum* et de *Loudetia simplex* (Fig. 34). Les souches vivaces donnent de nombreuses repousses après le passage des feux de brousse (Pl. 14, fig. 3).

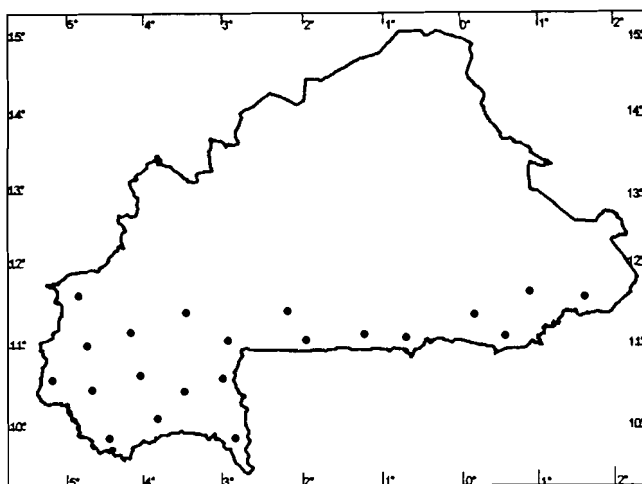


Figure 34. Sites d'observation de *S. bilabiata*

2.3.9.5 - *Striga brachycalyx* Skan.

Synonymie : *Striga warneckeii* Engl. ex Skan

a- Caractères botaniques (Pl. 14, figs 2 & 4)

C'est une herbe hémiparasite pérenne de 15 à 55 cm de hauteur, à tiges fines, ramifiées (Pl. 15, fig. 1), pubescentes et rugueuses, portant des feuilles étroites à linéaires, d'environ 20 mm de longueur. Les inflorescences sont des épis terminaux, lâches, dont plusieurs fleurs sont ouvertes à la fois (Pl. 15, fig. 2) ; la fleur a un petit calice en tube court (2 à 3 mm de longueur) pubescent et dont le bord est denté ; la corolle est rose, violacée ou blanchâtre avec un tube plus ou moins pubescent, de 12 mm de longueur et dont le coude se situe juste au-dessous des lobes (Pl. 14, fig. 2). Les capsules, petites, de 3 mm de longueur et 2 mm de diamètre, sont dépassées par les dents libres du calice.

b- Spécimens étudiés

Lergo-Garango, Province du Boulgou, 2 septembre 1978, Guinko Sita, N° 816 ; Kolbila, 22 octobre 1987, Hoffmann Gérard ; Poutenga, Province de Kouritenga, 1 octobre 1991, Boussim I. Joseph ; Planche 16, photographies 1 & 2, Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Striga brachycalyx s'observe surtout dans les savanes soudaniennes et, dans une moindre mesure, soudano-sahéliennes. Elle est fréquente dans la moitié Sud du Burkina Faso (Fig. 36). C'est dans la zone soudanienne Sud que son parasitisme sur des hôtes pérennes (*Andropogon ascinodis*, *Schizacirium sanguineum*) est fréquente. Elle pousse sur des sols gravillonnaires, argileux, argilo-sableux.

C'est une espèce qui s'avère agronomiquement dangereuse du fait de l'existence probable de 2 morphotypes, lui permettant de coloniser des biotopes écologiquement différents. En effet, un morphotype de 30-40 cm de hauteur, très peu ramifié est

rencontré dans les savanes soudano-sahéliennes et soudaniennes où il parasite des graminées annuelles. Un autre, de 60-80cm de hauteur, très ramifié, pousse dans les milieux humides et infeste des graminées pérennes.

Généralement inféodé au milieu naturel, *Striga brachycalyx* a été exceptionnellement observée

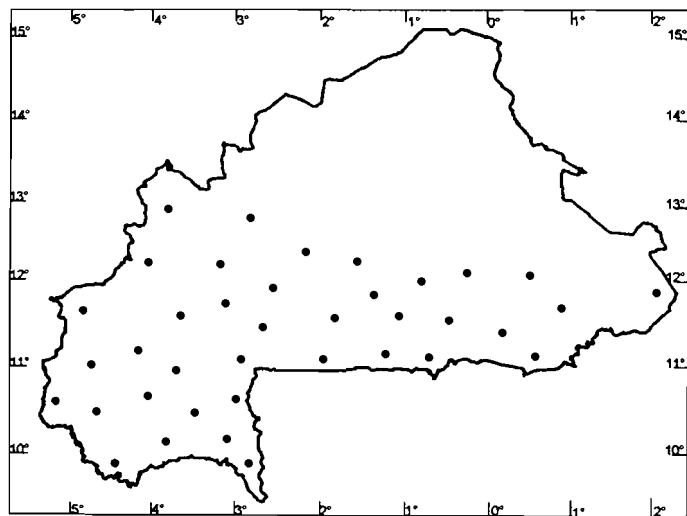


Figure 35. Sites d'observation de *S. brachycalyx*

au Mali sur le système racinaire de quelques pieds de sorgho et de mil (Hoffmann, 1994). L'abondance de cette espèce dans le milieu naturel requiert une vigilance

particulière car des modifications et variations adaptatives pourraient survenir et rendre l'espèce nuisible aux céréales.

2.3.9.6 - *Striga forbesii* Benth.

a- Caractères botaniques

Striga forbesii est une herbacée annuelle de 30 à 40 cm de hauteur, peu ramifiée. Les feuilles sont plus grandes que celles de *S. asiatica* et leur bord est faiblement denté. Les fleurs sont aussi grandes que celles de *Striga hermonthica*, la plus commune de nos *Striga*, mais l'épi est plus lâche et peu de fleurs (2 à 6) sont épanouies à la fois. La corolle, rose, rouge, quelque fois blanche, a un tube étroit mesurant 2 à 2,5 cm de longueur qui se courbe juste au-dessous de la séparation des lobes. Reproduction de type autogame, la fleur s'autopollinise avant même son ouverture (Parker et Riches, 1993).

b- Spécimens étudiés

Vallée du Kou, Bobo Dioulasso, mai 1989, Ouédraogo Oumar. Vallée du Kou (Bobo Dioulasso), Ouédraogo Oumar. Douna (Comoé), 22 mai 1989, Ouédraogo Oumar.

c- Distribution géographique et écologique

Striga forbesii paraît très rare au Burkina Faso. Elle a été observée dans la région des Hauts Bassins : dans la Vallée du Kou sur du maïs de contre saison des parcelles expérimentales de l'INERA / Farako-Ba, à Bala dans le département de Satiri (Fig. 35) et à Douna dans la province de la Comoé.

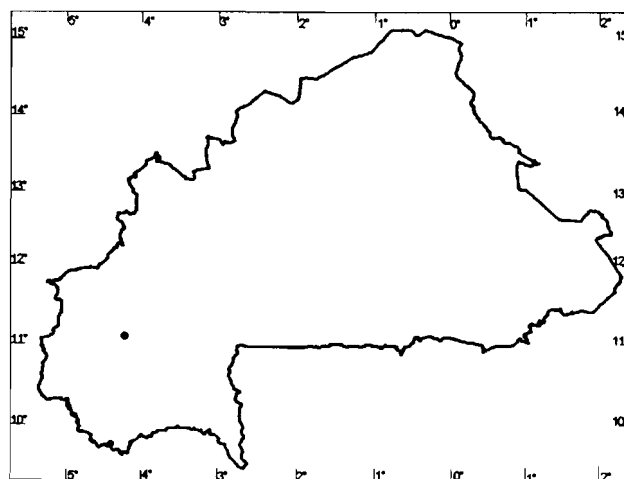


Figure 36. Sites d'observation *S. forbesii*

En Afrique, *S. forbesii* est largement répandue, du Sénégal à l'Ethiopie, Zimbabwe, Tanzanie, Madagascar (Parker et Riches, 1993). Dans son aire de distribution, le parasite pousse dans des endroits humides à forte précipitation (plus de 800 mm de pluie par an) généralement sur des graminées sauvages.

2.3.9.7- *Striga gesnerioides* (Willd.) Vatke

Synonymies : *Buchnera gesnerioides* Willd.

Striga orobanchoides Bent.

a- Caractères botaniques (Pl. 15, figs 3 à 6)

Striga gesnerioides est une herbacée annuelle à tiges courtes (15 à 20 cm de hauteur) charnues, souvent peu chlorophylliennes, poussant généralement en touffes abondantes (Pl. 15, fig. 3); les feuilles sont réduites à des écailles triangulaires. La partie souterraine, blanchâtre à rose, est tubérisée (Pl. 15, fig. 5).

L'inflorescence est un long épi terminal, occupant une bonne partie de la longueur de la tige, compact, constitué de petites fleurs (1 cm de longueur) blanches, rose, mauves ou pourpres (Pl. 15, fig. 6); la courbure du tube corollaire a lieu juste au-dessus des lobes du calice. La reproduction est autogame.

Striga gesnerioides est exceptionnellement représentée par un nombre important de morphotypes qui se différencient par leur spécificité parasitaire élevée, la pubescence et la couleur de la corolle. Chacun des morphotypes est inféodé à une espèce appartenant à la famille des Euphorbiaceae, Convolvulaceae, Vitaceae, Acanthaceae et Legumineae (Ramaiah *et al.*, 1983 ; Musselman, 1987).

Hoffmann (1994) rapporte la présence au Mali de trois morphotypes dont un seulement se rencontre dans les champs, les deux autres n'attaquant que des hôtes sauvages. Nous avons personnellement observé ces trois morphotypes au Burkina :

- le morphotype des champs (Pl. 15, figs 3 à 6), le plus courant, est constitué de nombreuses tiges charnues de couleur vert clair formant une touffe compacte ne dépassant pas 20 cm de hauteur. La partie souterraine de la tige est un tubercule charnu portant de nombreuses racines adventives ;
- les deux morphotypes du milieu naturel sont rares, donc difficile à observer :

- l'un est une petite plante (10 à 20 cm de hauteur) formée d'une seule tige non ramifiée, épaisse, rouge violacé ne s'observant que sur des espèces du genre *Indigofera* ;
- l'autre, est nettement plus grand (25 à 30 cm) et plus fin, de couleur vert clair. Nous avons observé ce dernier morphotype parasitant *Cianotis lanata* sur les falaises de Banfora, dans le Sud-Ouest du Burkina Faso.

b- Spécimens étudiés :

Gaoua-ville, 2 octobre 1990, Boussim I. Joseph ; Pobé Mingao, octobre 1991, Boussim I. Joseph ; Falaises de Banfora, octobre 1996, Boussim I. Joseph ; Planche 16, photographies 3 & 4, Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Striga gesnerioides est l'une des deux espèces de *Striga* les mieux connues au Burkina par l'importance horizontale et verticale des cultures infestées. Après *S. hermonthica*, c'est *S. gesnerioides* qui est citée par les agriculteurs comme mauvaise herbe qui limite parfois la production du niébé (*Vigna unguiculata*).

Son aire de développement couvre pratiquement tout le pays depuis les régions Sud jusqu'à l'extrême Nord (Fig. 37). C'est dans le milieu naturel que le parasite trouve l'essentiel de ses hôtes qui sont des légumineuses fourragères. Ramaiah *et al.* (1983) et Musselman (1987) citent des Euphorbiaceae, des Vitaceae et des Acanthaceae parmi les hôtes.

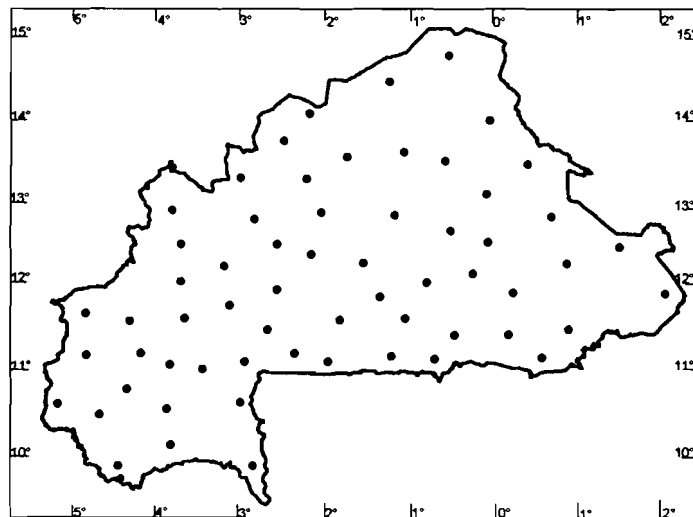


Figure 37. Sites d'observation de *S. gesnerioides*

Striga gesnerioides cause des dégâts énormes dans les cultures de tabac en Afrique de l'Est.

2.3.9.8 - *Striga hermonthica* (Del.) Benth.

Synonymies : *Buchnera hermonthica* Del.
Striga senegalensis Benth.

a- Caractères botaniques (Pl. 16)

Striga hermonthica est la mauvaise herbe des champs (Pl. 16, figs 1 & 2) la plus populaire de nos régions. C'est une plante annuelle, érigée, chlorophyllienne, atteignant une hauteur de 80 cm. La tige, à section circulaire à la base, quadrangulaire à quelques cm au-dessus du sol, se ramifie souvent beaucoup en hauteur.

Les feuilles, généralement opposées, sont linéaires, longues de 3 à 10 cm, parfois plus et larges de 5 à 20 mm. La tige et les feuilles sont recouvertes de poils courts et raides donnant un aspect rugueux à la plante.

L'inflorescence est un épi terminal, la tige principale pouvant porter jusqu'à 60 fleurs. La fleur a un calice tubulaire haut d'environ 10 mm à 5 nervures saillantes, une corolle, rose, rose claire, parfois blanche, à tube long de 14 à 20 mm, coudé au tiers supérieur, juste au-dessus du sommet du calice (Pl. 16, figs 3 & 4). Peu de fleurs sont généralement ouvertes à la fois.

Les fruits sont des capsules volumineuse, fusiformes, aussi hautes que le calice. Les graines, minuscules, produites en grande quantité par tige, sont recouvertes d'un tégument coriace portant des rides saillantes observables au microscope photonique.

Le cycle biologique du *Striga* (Fig. 38) bien étudié (Graves, Press et Stewart, 1989 ; Press et Graves, 1995 ; Samb, 1992 ; Tuquet et *al.* 1991) résume bien celui de toutes les Scrophulariaceae parasites.

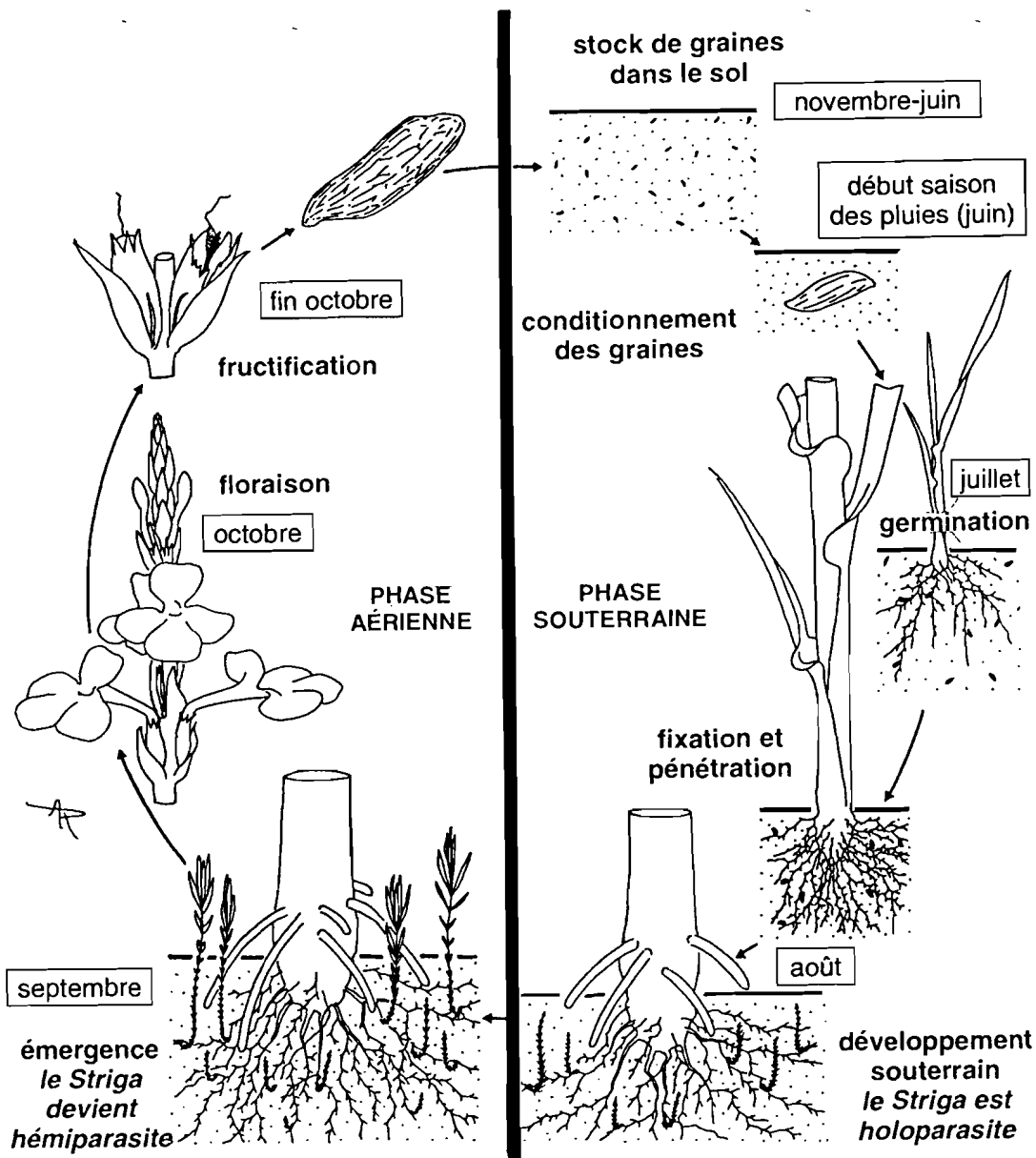


Figure 38. Cycle biologique de *Striga hermonthica* sur sorgho

(D'après Dembélé *et al.*, 1994)

Les graines sont disséminées par le vent, les eaux de ruissellement, le bétail, le matériel agricole et les techniques de récoltes. Elles ont une viabilité remarquable et peuvent conserver, dans le sol, leur pouvoir germinatif pendant parfois 20 ans attendant des conditions favorables à leur germination. Lorsque ces conditions sont réunies (température et humidité élevées, proximité de plante hôte), la graine émet une radicule qui doit se fixer très rapidement sur une racine hôte sous peine de dégénérer.

Une fois la fixation réussie, on assiste à la formation d'une jeune tige translucide portant des écailles. L'émergence du parasite a lieu quelques semaines après la germination et la fixation. Durant sa vie souterraine, le parasite tire la totalité de sa subsistance de l'hôte. Mais à l'émergence, le parasite forme des tiges et feuilles vertes et devient désormais partiellement indépendant pour sa nutrition carbonée. Le *Striga* termine son cycle biologique 4 à 10 semaines après la germination et la fixation par la production de nombreuses capsules contenant des centaines de graines.

Spécimens étudiés

Jardin botanique de l'IFAN-Ouagadougou, 20 septembre 1955, Denis Hien W., N° 137 ; Lergo-Garango, Province du Boulgou, 5 septembre 1978, Guinko Sita, N° 813 ; entre Fada N'Gourma et Pama, 12 octobre 1982, Guinko Sita N° 2323 ; Ouahigouya, 16 octobre 1986, Bognounou Ouétian, N° 974A, 975A et 976A ; Zabré, 15 octobre 1993, Boussim I. Joseph ; Planche 17, photographies Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Striga hermonthica est essentiellement une espèce africaine à distribution intertropicale, à l'exclusion de la bande forestière équatoriale (Ba, 1984 ; Dembélé *et al.*, 1994). Cette espèce est rencontrée également dans la péninsule arabique et en Inde (Musselman, 1987). Elle sévit généralement dans les zones dont

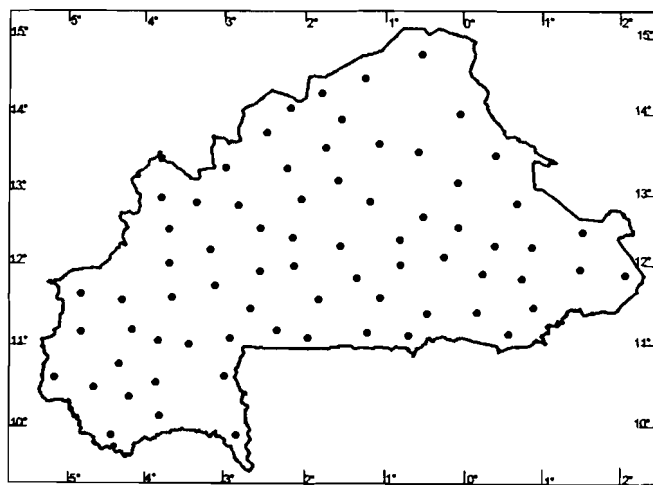


Figure 39. Sites d'observation de *S. hermonthica*

la pluviométrie variant entre 500 et 100 mm. Le territoire du Burkina Faso étant inclus dans cette bande climatique, *S. hermonthica* s'y rencontre partout (Fig. 39), souvent en fortes populations luxuriantes (Pl. 16, figs 1 & 2).

Striga hermonthica se développe sur tous les types de sols, mais montre une préférence pour les sols sableux et gravillonnaires, apparemment épuisés par plusieurs années de culture. L'absence de l'espèce dans la végétation bien reconstituée des savanes anciennes et le fait qu'elle végète dans les jachères en reconstitution confirment qu'elle n'est pas spontanée en Afrique occidentale où elle se comporte en adventice des cultures céréalières.

Le pH du sol semble avoir un effet indirect sur la biologie de *S. hermonthica*. Les sols alcalins (pH>8) inhibent la germination par inactivation des stimulants à faible concentration (Worsham, 1987).

En fonction des conditions écologiques d'un milieu donné, *S. hermonthica* manifeste une préférence d'hôtes. On parle de spéciation physiologique ou de races physiologiques. Trois races physiologiques sont rencontrées en Afrique de l'Ouest dont deux existent au Burkina Faso, l'une parasitant préférentiellement le mil dans la zone soudano-sahélienne et l'autre parasitant le sorgho en zones Sud-soudaniennes.

d- Usages

Striga hermonthica a des usages tinctoriaux et surtout médicaux au Burkina Faso. Selon Nacoulma-Ouédraogo (1996), elle intervient dans le traitement des calculs salivaires, urinaires et vésicaux, du paludisme, du choléra, de la coqueluche, du diabète, du tabagisme, de l'alcoolisme et de la goutte.

Au Sénégal, les belles fleurs rose violet de la plante sont exploitées par les fleuristes qui les vendent emballées dans des sachets plastiques transparents au même titre que les roses.

2.3.9.9 - *Striga klingii* (Engl.) Skan.

Synonymie : *Buchnera klingii* Engl.

a- Caractères botaniques (Pl. 17 & Fig. 41A)

Striga klingii est une plante annuelle dressée à tige non ou rarement ramifiée (Pl. 17, figs 1 & 2), assez robuste et ligneuse, densément couverte de poils raides lui donnant un aspect rugueux au toucher, pouvant dépasser 1 m de hauteur (Pl. 17, fig. 3).

Les feuilles, opposées alternes, pubescentes, ovales, à bord entier ou grossièrement denté, mesurent de 5 à 10 cm de longueur et de 10 à 15 mm de largeur (Fig. 41A).

L'inflorescence est un épi quadrangulaire, court, compact et terminal. Les bractées sont développées mais plus petites que les feuilles, imbriquées et couvertes de poils blancs raides. La corolle, blanche, blanc crème, bleuâtre, rose, a un tube entièrement caché par la concrescence des bractées et coudé vers son milieu.

b- Spécimens étudiés

Forêt classée de Tuy, Bagassi, octobre 1996, Boussim I. Joseph ; Forêt classée de Yendéré, Niangoloko, Province de la Comoé, Boussim I. Joseph ;
Planche 18, photographies Boussim I. Joseph.



Figure 40. A : *Striga klingii* et B : *S. macrantha*

A1, *S. klingii* en fleurs ; B1, tige florifère de *S. macrantha* ;
B2, bouton floral ; B3, bractée ; B4, corolle. (B est d'après Philcox, 1990)

c- Distribution géographique et écologique

Striga klingii est plutôt rare au Burkina Faso (Fig. 40). C'est un hémiparasite qui pousse sur des sols alluvionnaires riches et profonds des bas fonds où elle parasite des graminées sauvages vivaces. Nous l'avons observée, toujours en fin de saison pluvieuse, à Zabré, dans la vallée du fleuve Nazinon, à Nazinga dans la région de Pô, à

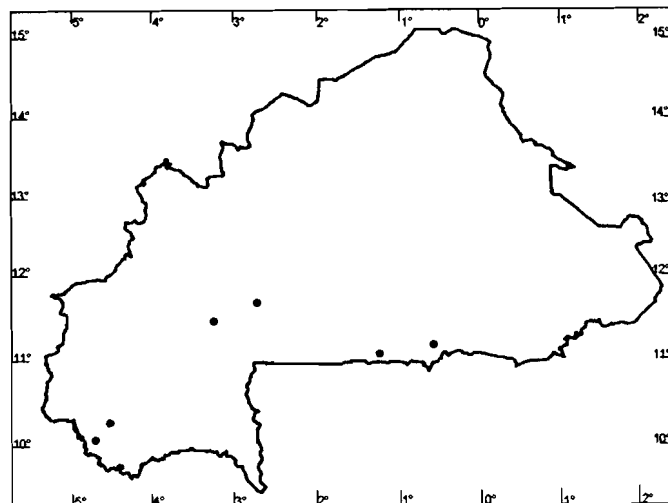


Figure 41. Sites d'observation de *S. klingii*

Boromo dans la vallée du Mouhoun, Diéfoula dans la région de Niangoloko dans la vallée de Comoé parasitant *Cymbopogon giganteus* et *Andropogon gayanus*.

2.3.9.10 - *Striga macrantha* (Benth.) Benth.

Synonymie : *Buchnera macrantha* Benth.

a- Caractères botaniques (Fig. 41B ; Pl. 18, figs, 1 & 2)

Probablement le plus grand des *Striga*, *S. macrantha* est une plante annuelle dressée pouvant atteindre 1,80 m de hauteur (Pl. 18, figs 1 & 2). La tige, robuste, ligneuse, à section cylindrique à la base puis quadrangulaire, est souvent ramifiée en hauteur. Tiges, feuilles et inflorescences sont couvertes de courts poils raides les rendant très rugueuses au toucher. Les feuilles, opposées alternes, linéaires à lancéolées, à bord denté, mesurent de 7 à 20 cm de longueur et de 0,8 à 2 cm de largeur et comportent 3 nervures partant toutes de la base (Fig. 41B).

L'inflorescence est un épi terminal très dense pouvant atteindre 15 cm de longueur et couverte de poils glandulaires. Le calice a 5 dents et ses nervures sont plus nombreuses que les lobes. La corolle, blanche ou blanc crème (Pl. 18, fig. 1), forme un

tube d'environ 2 cm de longueur à gorge jaune ou rose et dont la courbure se situe juste sous les lobes (Fig. 41B). Les lobes de la lèvre inférieure de la corolle sont arrondies. Sur la capsule, assez grosse (8 mm de longueur sur 5 mm de diamètre) persiste le style.

b- Spécimens étudiés

Réserve de la biosphère de la mare aux hippopotames, novembre 1995, Boussim I. Joseph ; Forêt classée de Logogningué, mai 1998, Boussim I. Joseph ; Planche 19, photographies 1 & 2, Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Cette espèce pousse sur des sols riches et profonds des bas-fonds où elle parasite des graminées pérennes sauvages. Nous l'avons observée pratiquement aux mêmes endroits que *S. klingii* (Fig. 42), essentiellement dans la zone soudanienne, jamais dans la zone sahélienne, en individus isolés ou en petites colonies :

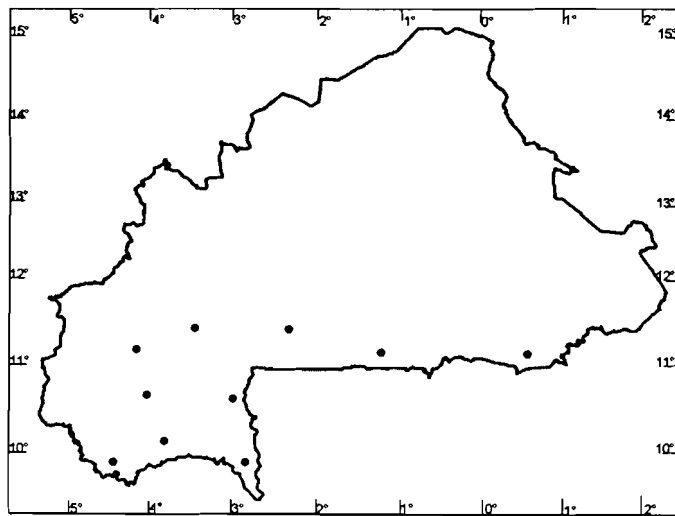


Figure 42. Sites d'observation de *S. macrantha*

forêt classée de Toessé à Yako, vallée du Nazinon, Réserve de la mare aux hippopotames dans la région de Bobo Dioulasso, Léo, région de Banfora et de Gaoua. Son hôte principal est *Andropogon gayanus*.

2.3.9.11 - *Striga passargei* Engl.

a- Caractères botaniques (Pl. 18, figs 3 & 4)

Striga passargei est une herbe annuelle de 10 à 40 cm de hauteur, simple ou ramifiée, scabre-pubescente. La tige, à section légèrement quadrangulaire, porte généralement très peu de feuilles dans sa moitié inférieure (Pl. 18, fig. 3). Les feuilles sont étroitement linéaires ou lancéolées, sessiles.

L'inflorescence est un long épi grêle constitué de fleurs à disposition lâche et opposée alterne (Pl. 18, fig. 4). Les bractées inférieures de l'épi sont plus développées que les feuilles. Les 2 fleurs d'un même nœud s'ouvrent simultanément. Les dents du calice sont plus courtes ou égales au tube. La corolle, blanc crème à jaune pâle, forme un tube droit de 10 à 16 mm de long, couvert extérieurement d'une fine pubescence glandulaire (Pl. 17, fig. 4) et dont la flexion caractéristique a lieu juste sous les lobes.

b- Spécimens étudiés

Gomblora, Gaoua, 26 novembre 1955, Winkoun Hien Denis, N°137 ; Botou, Province du Gourma, 26 septembre 1981, Guinko Sita, N°1863 ; Kougri, route Ouaga-Koupéla, 24 septembre 1981, Guinko Sita, N° 1806 ; Koupéla, 1er octobre 1991, Boussim I. Joseph ; Planche 19, photographies 3 & 4, Boussim I. Joseph.

c- Distribution géographique et écologique

Striga passargei est très répandue au Burkina (Fig. 43) ; nous l'avons observée sur presque tout le territoire. Elle se rencontre dans le milieu naturel et les jachères où les graminées sauvages annuelles servent d'hôtes.

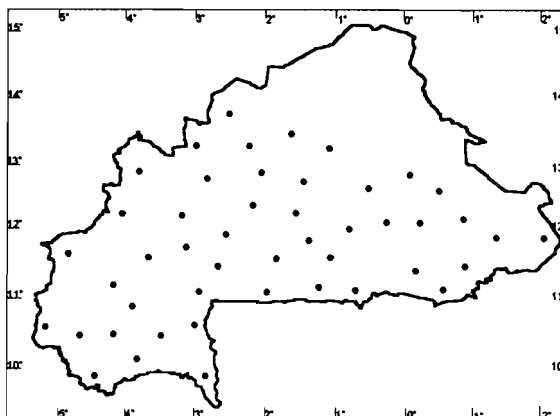


Figure 43. Sites d'observation de *S. passargei*

Tableau N° 5. Plantes hôtes des *Striga* au Burkina Faso

S.asi : *Striga asiatica* ; S.asp : *S. aspera* ; S.bau : *S. baumannii* ; S.bil : *S. bilabiata* ; S.bra : *S. brachycalyx* ; S.for : *S. forbesii* ; S.ges : *S. gesnerioides* ; S.her : *S. hermonthica* ; S.kli : *S. klingii* ; S.ma : *S. macrantha* ; S.pas : *S. passargei*

HOTES	PARASITES										
	S. asi	S. asp	S. bau	S. bil	S. bra	S. for	S. her	S. ges	S. kli	S. ma	S. pas
Poaceae											
<i>Andropogon ascinodis</i> C.B.Cl.		x		x	x		x				
<i>Andropogon fastigiatus</i> Sw.	x	x		x			x				x
<i>Andropogon gayanus</i> Kunth.				x					x	x	x
<i>Andropogon pseudapricus</i> Stapf.	x	x		x	x		x				x
<i>Aristida adscensionis</i> L.		x					x				x
<i>Aristida kerstingii</i> Pilger		x		x							x
<i>Brachiana distichophylla</i> (Trin.) Stapf.		x					x				
<i>Brachiana lata</i> C.E. Hubbard		x					x				
<i>Cenchrus biflorus</i> Roxb.		x									
<i>Ctenium villosum</i> Berhaut	x	x									
<i>Cymbopogon giganteus</i> Chiov.									x		
<i>Cymbopogon schoenanthus</i> Spreng.									x		
<i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers.							x				
<i>Dactyloctenium aegyptium</i> Willd.		x					x				x
<i>Digitaria adscendens</i> Willd.											x
<i>Digitaria gayana</i> (Kunth.) Stapf.		x			x		x				x
<i>Digitaria horizontalis</i> Willd.		x			x		x				
<i>Diheteropogon amplexans</i> W.D.Clayton				x					x		
<i>Elionurus elegans</i> Kunth.	x	x			x		x				x
<i>Eragrostis aspera</i> (Jacq.) Nees		x					x				
<i>Eragrostis tremula</i> Hochst.		x					x				
<i>Eragrostis turgida</i> Dewild.		x					x				
<i>Eleusine indica</i> (L.) Gaertn.							x				
<i>Hackelochloa granularis</i> (L.) O.Ktze		x					x				
<i>Loudetia simplex</i> C. E. Hubbard				x	x						
<i>Loudetia togoensis</i> C. E. Hubbard	x	x			x		x				
<i>Microchloa indica</i> (L.) P. Beauv.	x	x			x						x
<i>Oryza sativa</i> L.							x				
<i>Panicum kerstingii</i> Mez.							x				
<i>Panicum laetum</i> Kunth.		x					x				
<i>Paspalum scrobiculatum</i> L.							x				
<i>Penisetum americanum</i> K. Schum.		x					x				x
<i>Penisetum pedicellatum</i> Trin.		x					x				
<i>Rottboellia exaltata</i> L.					x		x				
<i>Schizachyrium exile</i> (Hochst.) Pilger	x	x			x		x				x
<i>Schizachyrium sanguineum</i> Alton					x						
<i>Schoenepheldia gracilis</i> Kunth.		x					x				
<i>Setaria pallidi fusca</i> Stapf et C.E.Hub.		x			x		x				
<i>Sorghum bicolor</i> (L.) Moench.		x					x				
<i>Sporobolus festivus</i> Hochst.	x	x			x		x				
<i>Zea mays</i> L.						x	x				

NOTES	PARASITES										
	S. asi	S. asp	S. bau	S. bil	S. bra	S. for	S. her	S. ges	S. kli	S. ma	S. pas
Convolvulaceae											
<i>Ipomoea eriocarpa</i>								x			
<i>Ipomoea pes caprea</i>								x			
<i>Ipomoea vagans</i>								x			
Cyperaceae											
<i>Bulbostylis barbata</i> C. C. Cl.					x						
Fabaceae											
<i>Alysicarpus ovalifolius</i> J. Léonard					x			x			
<i>Arachis hypogaea</i> L.		x									
<i>Indigofera tinctoria</i> L.		x						x			
<i>Tephrosia bracteolata</i> Guil. et Perr.		x						x			
<i>Tephrosia pedicelata</i> Bak.								x			
<i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walp.		x						x			
<i>Vigna subterranea</i>											
<i>Zornia glochidiata</i> Reichb.		x						x			
Rubiaceae											
<i>Borreria radiata</i> DC.					x						
Scrophulariaceae											
<i>Alectra vogelii</i> Benth.							x				

Tableau 6. Schéma taxonomique simplifié des Phanérogames parasites du Burkina Faso

ORDRE	SOUS ORDRE	FAMILLE	GENRE	ESPECE
Santalales	Santalineae	Santalaceae	<i>Thesium</i>	<i>T. viride</i>
		Olacaceae	<i>Ximenia</i>	<i>X. americana</i>
	Loranthineae	Loranthaceae	<i>Agelanthus</i>	<i>A. dodoneifolius</i>
			<i>Englerina</i>	<i>E. lecardii</i>
<i>Globimetula</i>			<i>G. cupulata</i>	
<i>Tapinanthus</i>			<i>T. bangwensis</i> <i>T. globiferus</i> <i>T. ophiodes</i>	
Personales Ou Scrophulariales		Scrophulariaceae	<i>Alectra</i>	<i>A. vogelii</i>
			<i>Buchnera</i>	<i>B. hispida</i>
			<i>Rhamphicarpa</i>	<i>R. fistulosa</i>
			<i>Sopubia</i>	<i>S. parviflora</i>
			<i>Striga</i>	<i>S. asiatica</i> v. <i>coccinea</i> <i>S. asiatica</i> var. <i>lutea</i> <i>S. aspera</i> <i>S. baumannii</i> <i>S. bilabiata</i> <i>S. forbesii</i> <i>S. brachycalyx</i> <i>S. gesnerioides</i> <i>S. hermonthica</i> <i>S. klingii</i> <i>S. macrantha</i> <i>S. passargei</i>
Polemoniales		Cuscutaceae	<i>Cuscuta</i>	<i>C. campestris</i>
Lurales		Lauraceae	<i>Cassytha</i>	<i>C. filiformis</i>

En gras : espèces non signalées à notre connaissance avant le présent travail

Conclusion

Sur 25 espèces de Phanérogames parasites réparties dans 12 genres et 6 familles dont la présence au Burkina a été rapportée par diverses sources, nous avons retrouvé sur le terrain, mais pas toujours les mêmes, 25 espèces appartenant à 13 genres et 6 familles. Quatre espèces n'ont pas été observées au cours de notre travail : *Buchnera bowalensis*, *Micrargeria barteri*, *Striga linearifolia* dont les informations faisant état de leur présence remontent pour la plus récente à une trentaine d'années et pour lesquelles aucun des herbiers du Burkina Faso ne confirme la présence, et *Sopubia parviflora* dont pourtant le spécimen récolté par Raynal-Roques dans les années 1985 ne permet pas de douter de sa présence. Trois espèces non indiquées dans la littérature ont été observées : *Englerina lecardii* et *Globimetula cupulata* pour les épiphytes et *Striga forbesii*, une Scrophulariaceae.

Certaines espèces ont été observées sans difficulté en raison de leur abondance dans la végétation et / ou de leur interférence avec les cultures. Il s'agit de *A. dodoneifolius*, *T. globiferus*, *T. ophiodes*, *S. aspera*, *S. gesnerioides* *S. hermonthica* et *C. campestris*.

D'autres enfin ont été retrouvées avec beaucoup de difficultés à cause de leur rareté et de leur discrétion : *A. vogelii*, *S. asiatica* var. *lutea*, *S. forbesii*, *S. klingii*, *S. macrantha*) ou de leur ressemblance avec des espèces proches (*G. cupulata*, *E. lecardii*, *T. bangwensis*).

Les cartes de distribution des différentes espèces établies à partir des localisations indiquées par la bibliographie et des résultats de prospections de terrain révèlent une bonne implantation du parasitisme phanérogamique dans le climat soudanien.

PLANCHES PHOTOGRAPHIQUES : 1^{ERE} SERIE

Planche 1
***Cuscuta campestris* Yunk.**

Fig. 1 : Une parcelle d'oignon (*Allium cepa* L.) infestée par *C. campestris*. Toutes les feuilles de la plante-hôte sont cassées sous le poids du lacin du parasite.

Fig. 2 : Détail du contact de la cuscute avec la hampe florale de l'oignon. Le parasite implante des haustoriums (flèche) tout le long du contact de sa tige avec celle de l'hôte (h).

Fig. 3 : La cuscute (c) recouvrant une plante ornementale, la troène (*Clerodendrum inerme*) dans la ville de Ouagadougou.

Fig. 4 : Fleurs et fruits ou capsules de la cuscute parasitant une Commelinaceae. Chaque capsule contient 3 à 5 graines de 0,5 mm de diamètre et une tige produit entre 2 000 à 3 000 graines.

Fig. 5 : Adventices d'un champ de maïs (*Zea mays* L.) recouvertes par un lacin de cuscute.

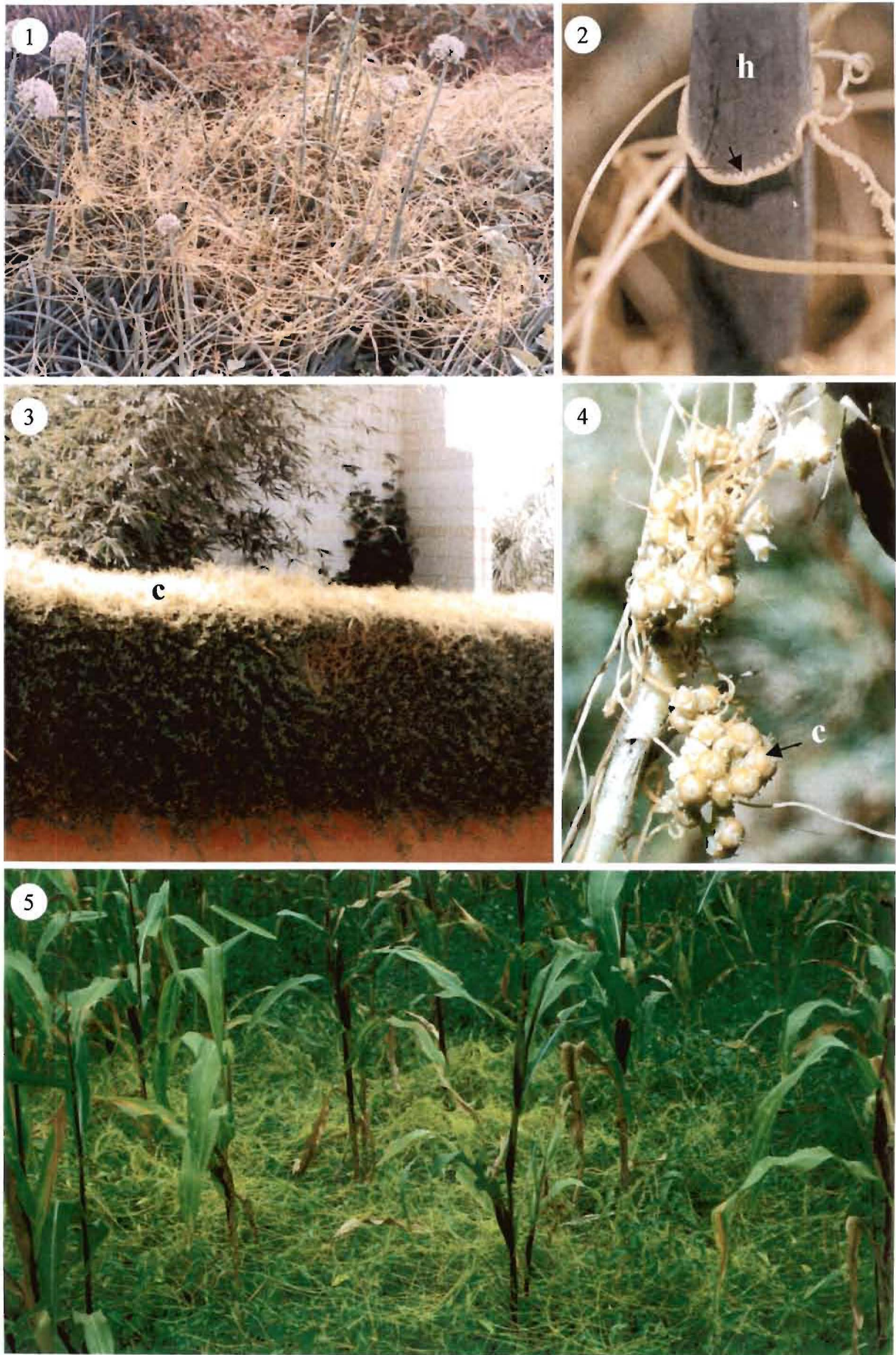


Planche 1

Planche 2

Cassytha filiformis L.

Fig. 1 : *Cassytha filiformis* L. en pleine fructification (octobre) parasitant *Parinari curatellifolia* (h). Les fruits sont des drupes contenant une seule graine

Figs 2 & 3 : Détail du contact de la tige de la cassythe avec celle de l'hôte (fig. 2 : manguier ; fig. 3 : *P. curatellifolia*). Le parasite implante des haustoriums (flèches) tout le long du contact de sa tige avec celle de l'hôte (h).

Fig. 4 : Inflorescence en épi de la cassythe formée de 5 à 10 petites fleurs globuleuses, blanchâtres, de 1 à 2 mm de diamètre.

Fig. 5 : Graines en germination. Le tégument coriace de la graine induit une dormance qui est levée dans la nature par les microorganismes du sol. Durant la phase de vie libre (un mois) la plante vit sur les réserves des cotylédons, de l'hypocotyle renflé (**hyp**) et des apports des racines (**r**).

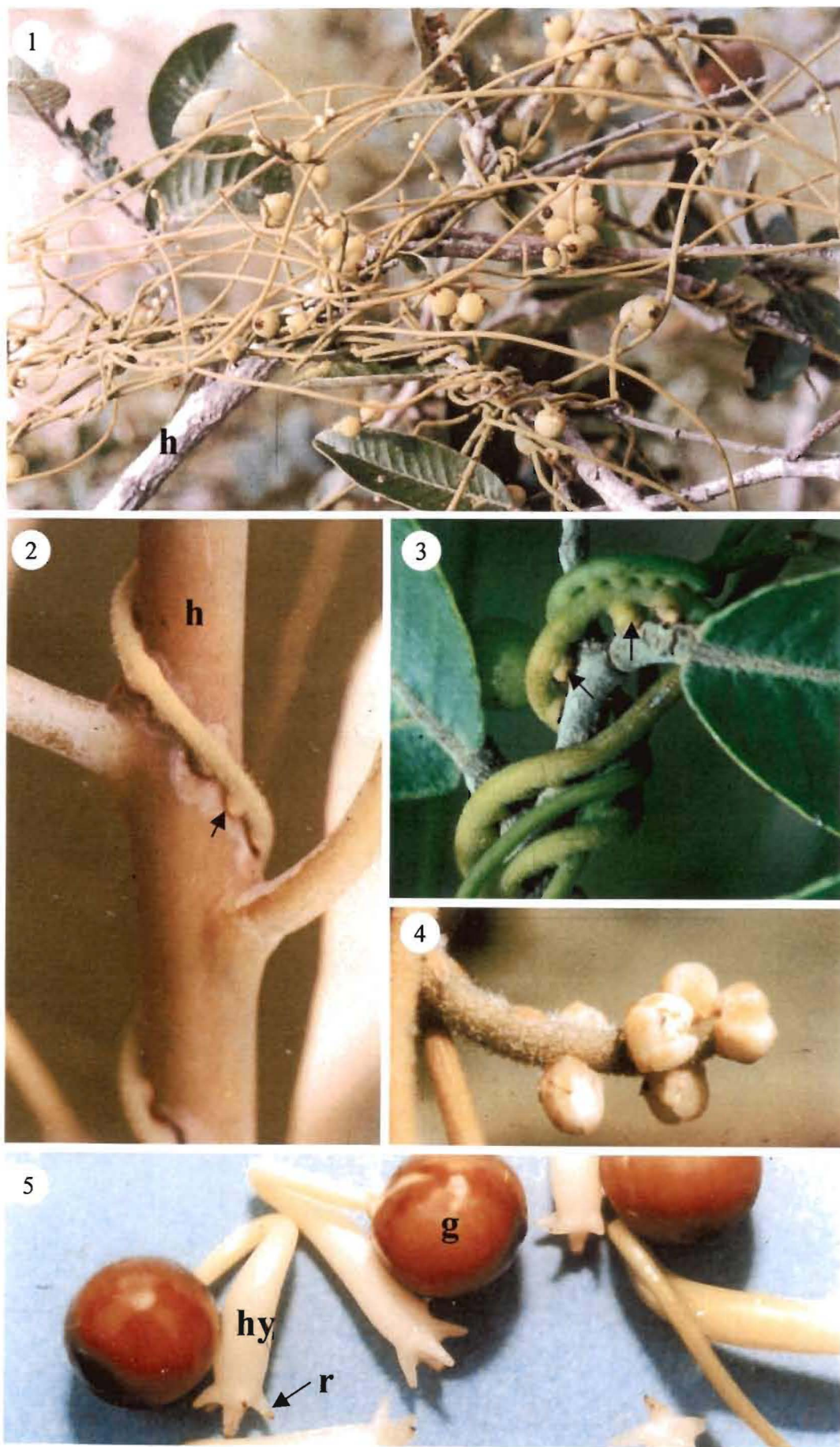


Planche 2

Planche 3
***Agelanthus dodoneifolius* (DC) Polh. & Wiens**

Fig. 1 : Touffe d'*A. dodoneifolius* (p) à la périphérie du houppier de karité (k).

Fig. 2 : Un néré (*Parkia biglobosa*) à Dédougou (Nord-Ouest du Burkina Faso) dont le houppier est envahi par *A. dodoneifolius*.

Fig. 3 : Un rameau avec feuilles et boutons floraux d' *A. dodoneifolius*.

Fig. 4 : Les restes du calice (flèche) persistent toujours sur la baie.

Fig. 5 : Le renflement (*) de la branche de l'hôte (h) suite à la fixation du parasite (p) est constante chez les Loranthaceae et sa forme est plus ou moins caractéristique de l'espèce.

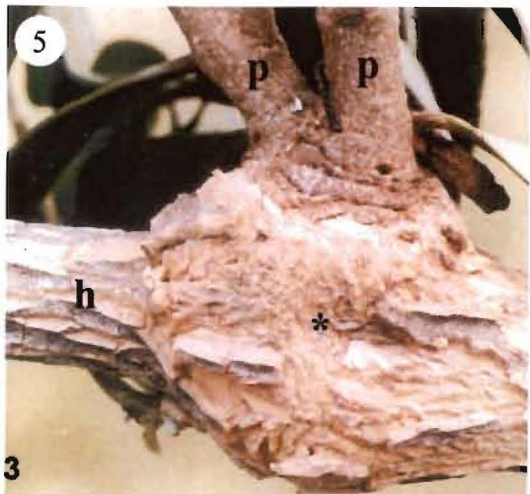


Planche 3

Planche 4
***Englerina lecardii* (Engl.) S. Balle**

Fig. 1 : Touffe en boule d'*E. lecardii* sur *Combretum nigricans* dans la réserve de la biosphère de la mare aux hippopotames. Les touffes d'*Englerina* sont plus compactes que celles des *Tapinanthus* avec lesquels on peut les confondre quand elles ne sont pas en fleurs.

Fig. 2 : Un rameau florifère d'*E. lecardii*. Les inflorescences comprennent 5 à 8 fleurs jaunes dont le tube corollaire se fend sur 1/3 à 2/3 de sa longueur à l'anthèse. Les étamines s'enroulent (flèche).

Fig. 3 : Baies vertes et mûres (rouges) généralement produites en grande quantité.

Fig. 4 : Une hypertrophie (plus de 3 fois le diamètre de l'hôte) du point de fixation d'*E. lecardii* (p) sur *Combretum nigricans* (h).

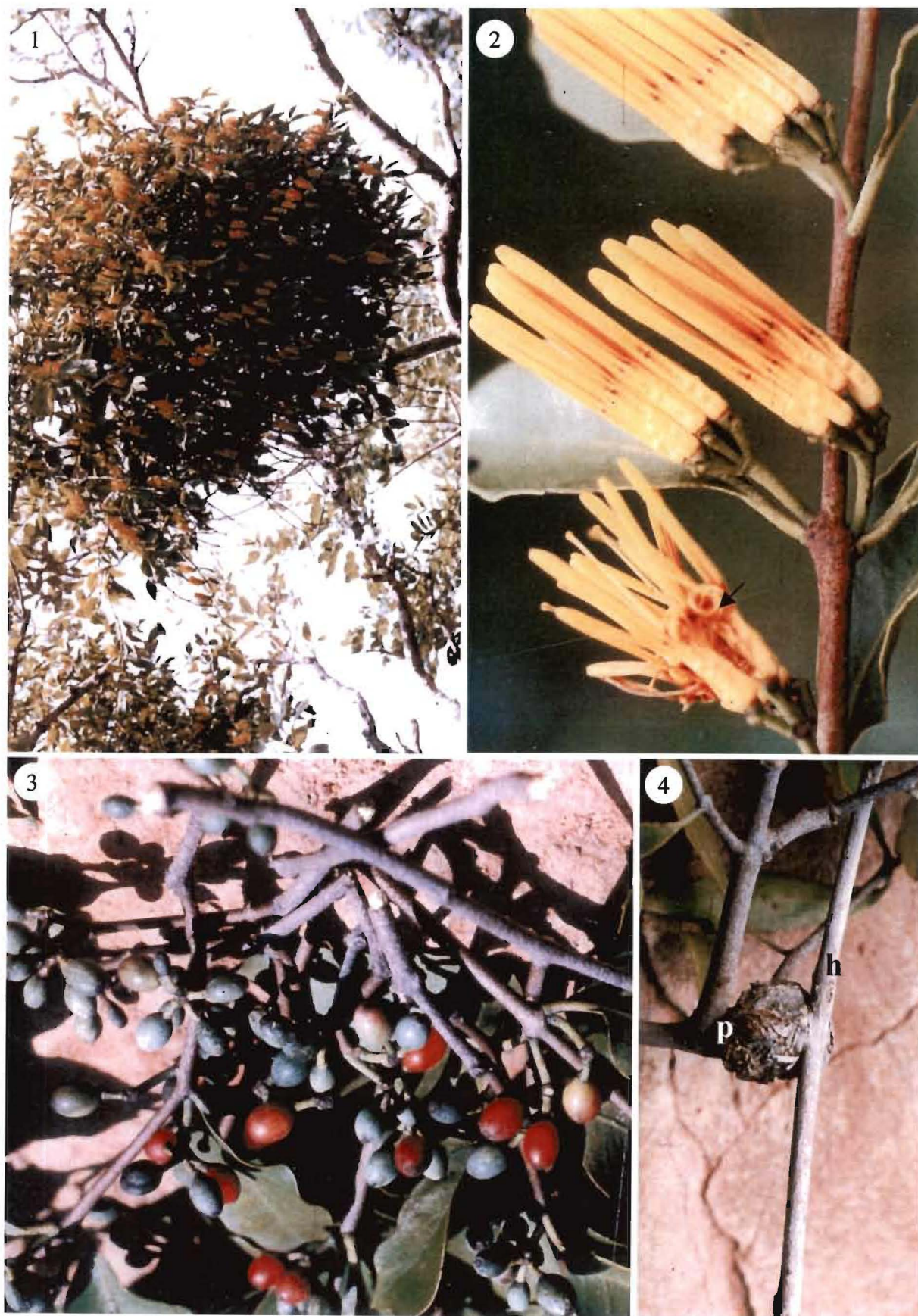


Planche 4

Planche 5

Globimetula cupulata (DC.) Van Tieghem

Fig. 1 : Inflorescences de boutons floraux insérées sur un vieux rameau.

Fig. 2 : A l'anthèse, les lobes de la corolle et les étamines s'enroulent (flèches) autour du style. **Stg** : stigmate.

Fig. 3 : Baies vertes comportant les restes du calice. La présence de pédoncule et de pédicelles bien développés différencie *Globimetula* des *Tapinanthus*.

Fig. 4 : Une graine en germination. **g** : graine, **cf** : cône de fixation.

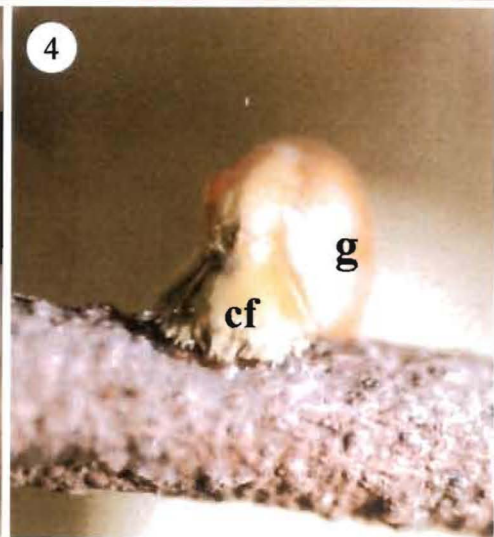
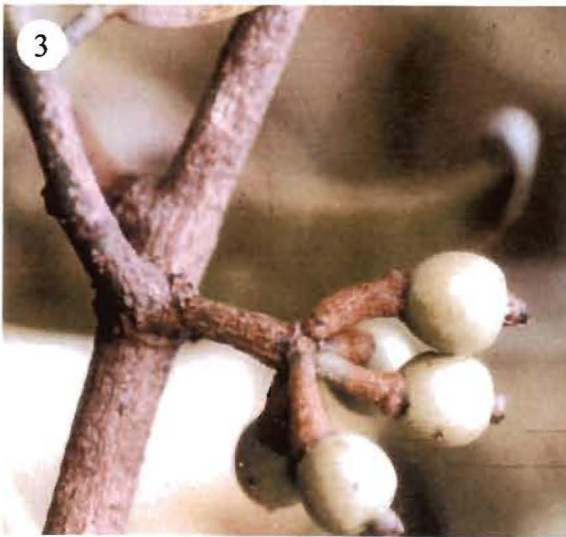
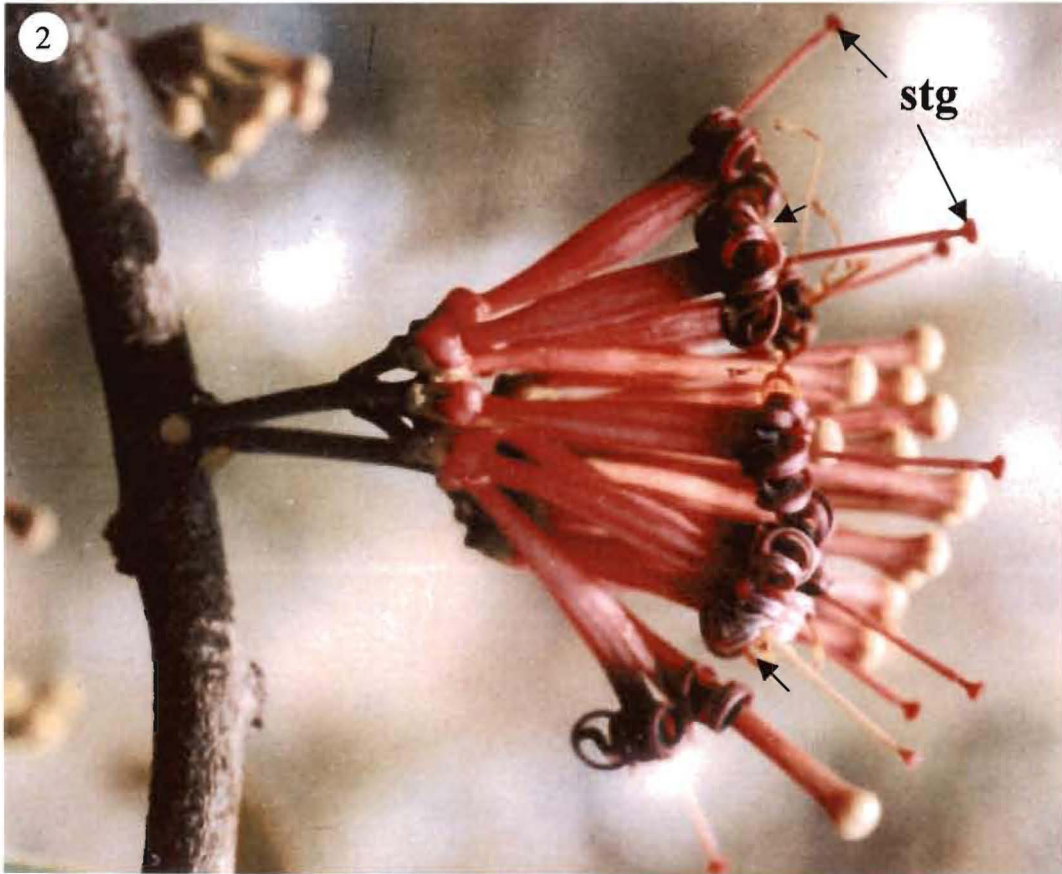
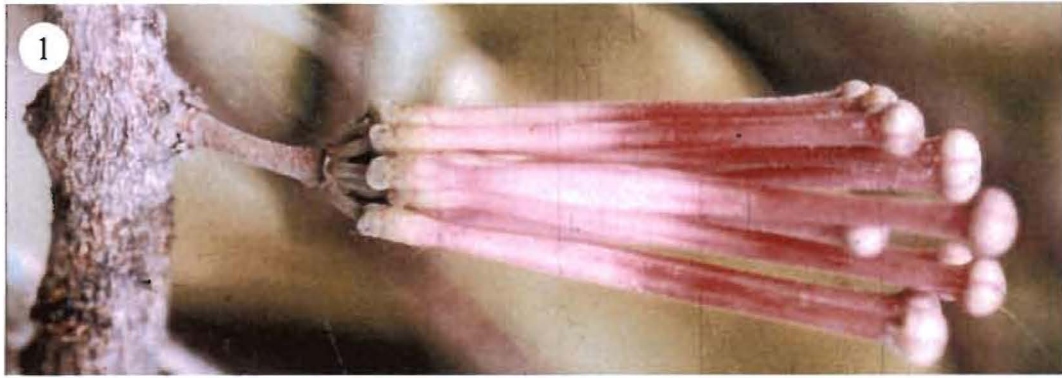


Planche 5

Planche 6
***Tapinanthus bangwensis* (Engl. et Kr.) Danser**

Fig. 1 : Rameau feuillé et florifère de *T. bangwensis*.

Figs 2 & 3 : Boutons floraux, fleurs matures et baies sur le même rameau (**fig. 2**).



Planche 6

Planche 7

Tapinanthus globiferus (A. Rich.) Danser

Figs 1 & 2 : Les inflorescences comportent 4 à 8 fleurs à extrémité rose et tronquée

Fig. 3 : Baies d'une variété à feuilles violettes de *T. globiferus* rencontrée dans les régions de Dédougou et de Bobo Dioulasso.

Fig. 4 : Baies mûres de *T. globiferus*.

Fig. 5 : *Tapinanthus globiferus* est l'espèce qui donne le plus de repousses après destruction de la tige originelle.

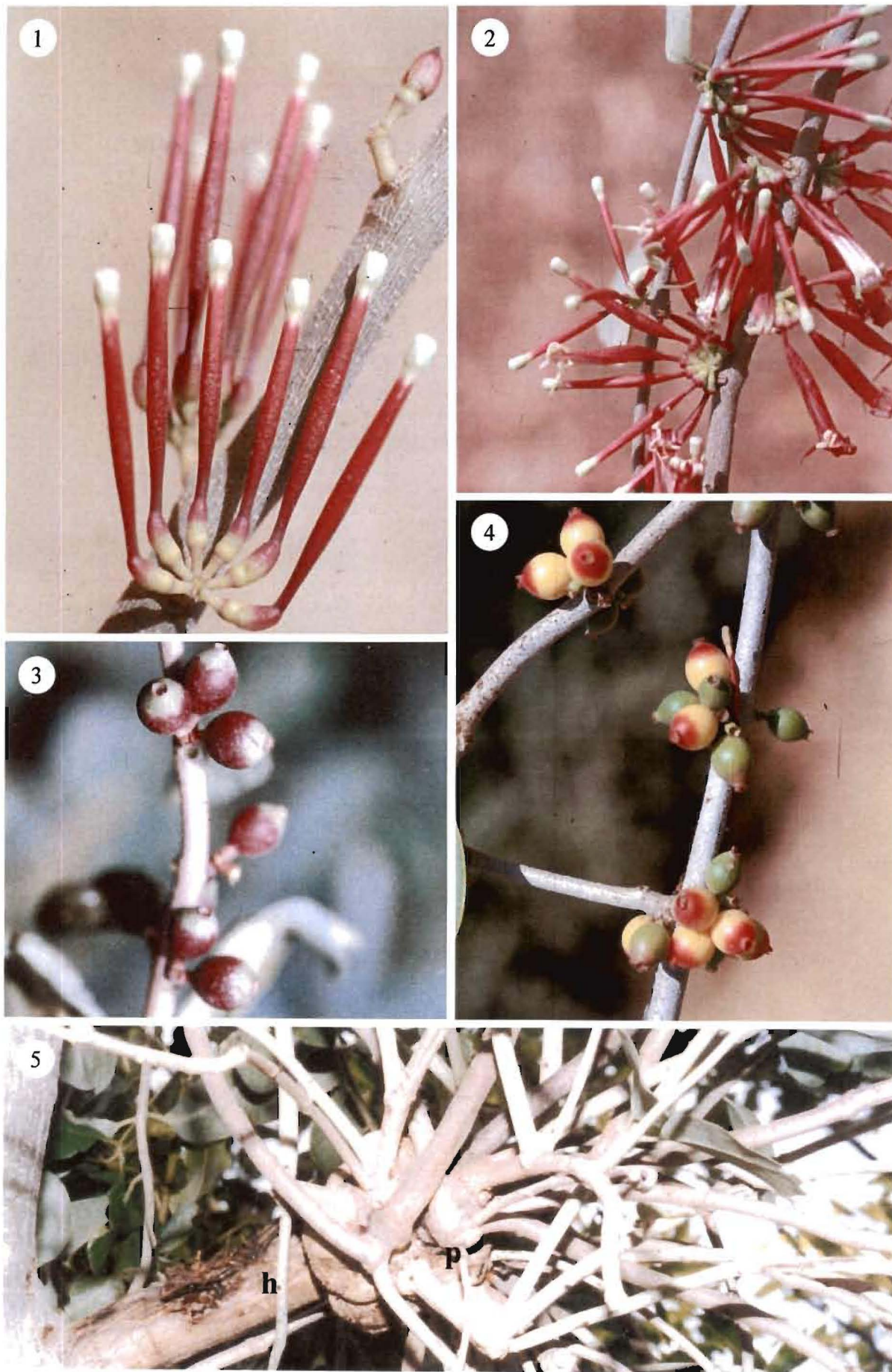


Planche 7

Planche 8
***Tapinanthus ophiodes* (Sprague) Danser**

Fig. 1: Karité fortement parasité par *T. ophiodes*.

Fig. 2 : Hypertrophie du point de fixation du parasite (p) sur l'hôte (h), ici le karité.

Fig. 3 : Inflorescences constituées de grandes fleurs bicolores.

Fig. 4 : Baies vertes de *T. ophiodes* en août.

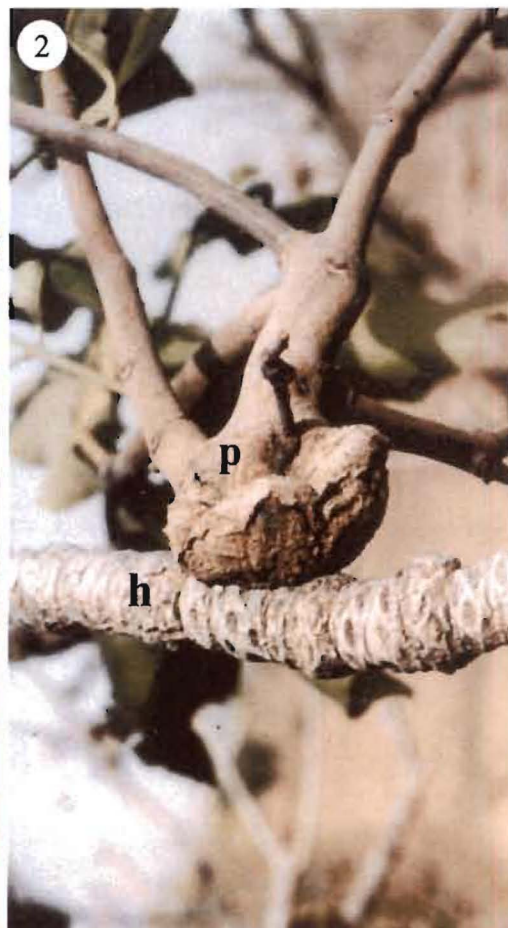


Planche 8

Planche 9

Hyperparasitisme chez les Loranthaceae

Fig. 1: *Agelanthus dodoneifolius* (Ad) parasitant *Tapinanthus globiferus* (Tg), elle-même fixée sur *T. ophiodes* (To).

Fig. 2 : *A. dodoneifolius* (Ad) abondamment fleurie parasitant *T. ophiodes* (To).

Fig. 3 : *Englerina lecardii* (El) parasitée par *T. ophiodes* (To).

Fig. 4 : *Cassytha filiformis* (Cf) fixée sur *Globimetula cupulata* (Gc).

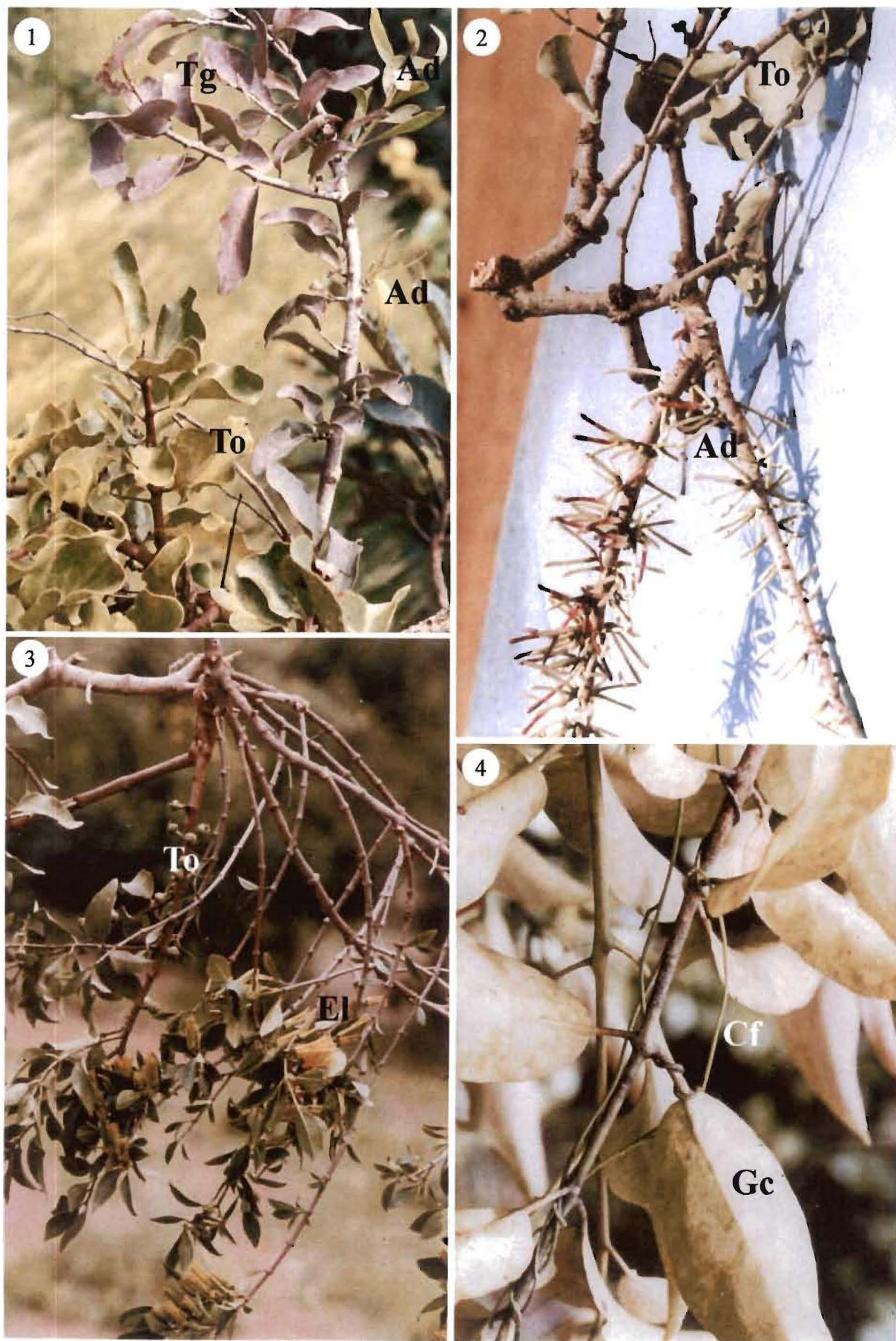


Planche 9

Planche 10
***Ximenia americana* L. et**
***Thesium viride* A. W. Hill**

Fig. 1: Dans les régions Sud du Burkina (ici à Pô) *X. americana* forme de véritables petits arbres. La personne debout donne une idée de la taille que la plante peut atteindre.

Fig. 2 : Les fruits drupacés de *Ximenia* sont comestibles.

Fig. 3 : Touffes de *Thesium viride* parasitant une andropogonée dans le Ranch de Gibier de Nazinga / Pô.

Fig. 4 : Détails de tige de *T. Viride* portant des capsules immatures (c).



Planche 10

Planche 11
***Alectra vogelii* Benth.**

Fig. 1 : *Alectra vogelii* parasitant le niébé (N).

Fig. 2 : Les plants d'*A. vogelii* portent des fleurs tout le long de la tige peu ou pas ramifiée.

Figs 3 & 4 : Détails de la hampe florale d'*A. vogelii*. La denture des feuilles et la couleur jaune pâle des pétales sont visibles.



Planche 11

Planche 12

Buchnera hispida Buch. et *Rhamphicarpa fistulosa* (Hochst.) Benth.

- Fig. 1:** Détails de l'inflorescence de *B. hispida* montrant les fleurs sessiles et actinomorphes, et la forte pilosité de la plante.
- Fig. 2 :** Détails de l'inflorescence peu condensée de *B. hispida*. Noter la formation des fruits (cp = capsule).
- Fig. 3 :** Plants de *R. fistulosa* (Rh) parasitant le riz (R) dans l'est du Burkina Faso.
- Fig. 4 :** Détails de la fleur (f) à long tube corollaire blanc pur qui ne s'épanouit (comme ici) que la nuit et du fruit (cp = capsule) asymétrique plus ou moins ovoïde de *R. fistulosa*. Noter les restes du tube corollaire desséché sur le fruit.

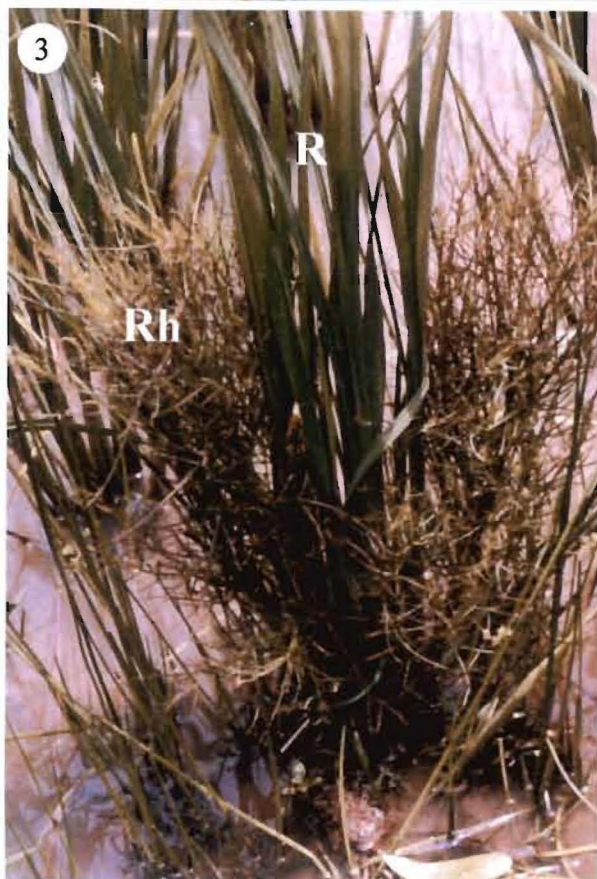


Planche 13
***Striga asiatica* (L.) O. Ktze**

Figs 1 & 2 : Plants de *S. asiatica* var. *coccinea* dans leur habitat naturel au début octobre. Noter la couleur rouge foncé des lobes de la corolle (fig. 1). Des capsules mures (noires sur la fig. 2) ont déjà déversé leur contenu sur le sol. Le crayon sert d'échelle.

Figs 3 & 4 : Détails des plants de *S. asiatica* var. *lutea* montrant les inflorescences peu condensées et la forte pilosité de la plante.



Planche 13

Planche 14
***Striga aspera* (Willd.) Benth.**

Fig. 1 : *Striga aspera* parasitant un pied de maïs (M) à Dédougou, Nord-Ouest du Burkina Faso. Noter la densité du parasite.

Fig. 2 : Détails de la hampe florale de *S. aspera* montrant la disposition des fleurs et la courbure caractéristique du tube corollaire.

Fig. 3 : Habitat naturel de *S. aspera* : une jachère d'âge moyen bien ensoleillée.

Fig. 4 : Détails de la fleur de *S. aspera* montrant le niveau du coude caractéristique du tube de la corolle et la pilosité de celle-ci.



Planche 14

Planche 15

***Striga baumannii* Engl.**

***Striga bilabiata* (Thunb.) O. Ktze.**

Figs 1 & 2 : Morphotype de saison sèche de *S. baumannii* récoltée à Niangoloko.

Noter la tubérisation des racine (fig. 1). Les feuilles sont réduites à des écailles (e). Les fleurs sont de taille également réduite (flèche).

Fig. 3 : Habitat naturel de *S. bilabiata* après passage de feu de brousse et repousse.

Fig. 4 : Détails de l'inflorescence de *S. bilabiata* montrant la forme et la disposition des lobes ainsi que la pilosité des organes floraux.

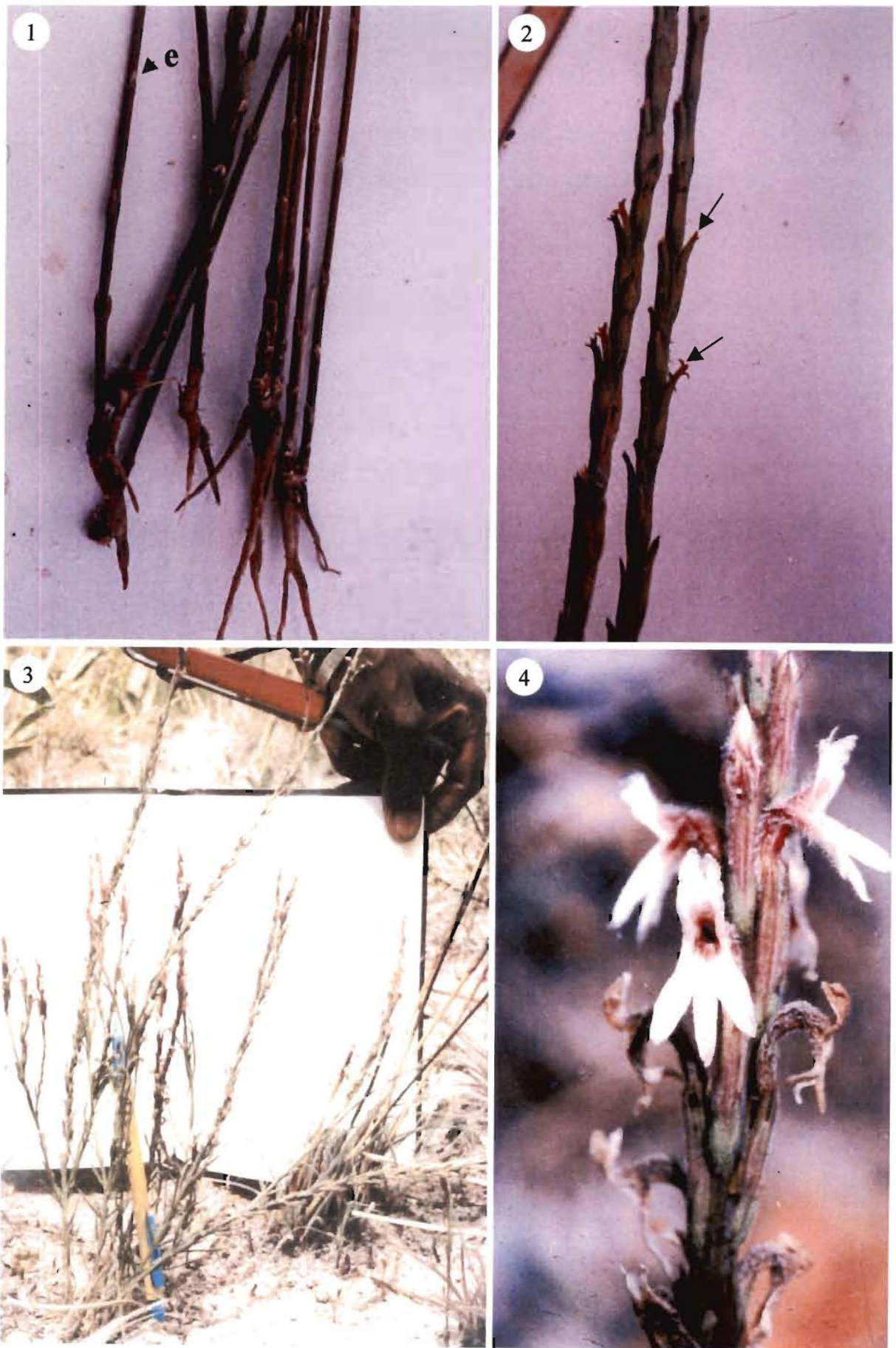


Planche 15

Planche 16
***Striga brachycalyx* Skan.**
***Striga gesnerioides* (Willd.) Vatke**

Fig. 1 : Plants de *S. brachycalyx* parasitant une souche d'*Andropogon ascindis* (Aa).

Fig. 2 : Détails de l'inflorescence de *S. brachycalyx* montrant la hauteur du calice, le niveau de la courbure caractéristique du tube et la forte pilosité de celui-ci.

Fig. 3 : *Striga gesnerioides* parasitant le niébé (N).

Fig. 4 : Emergence de *S. gesnerioides* parasitant le niébé. A ce moment, le parasite a produit l'essentiel des dégâts.

Fig. 5 : Le point de connexion de *S. gesnerioides* avec la racine du niébé (h) est un gros tubercule (p).

Fig. 6 : *Striga gesnerioides* parasitant *Cyanotis lanata* (Cl).

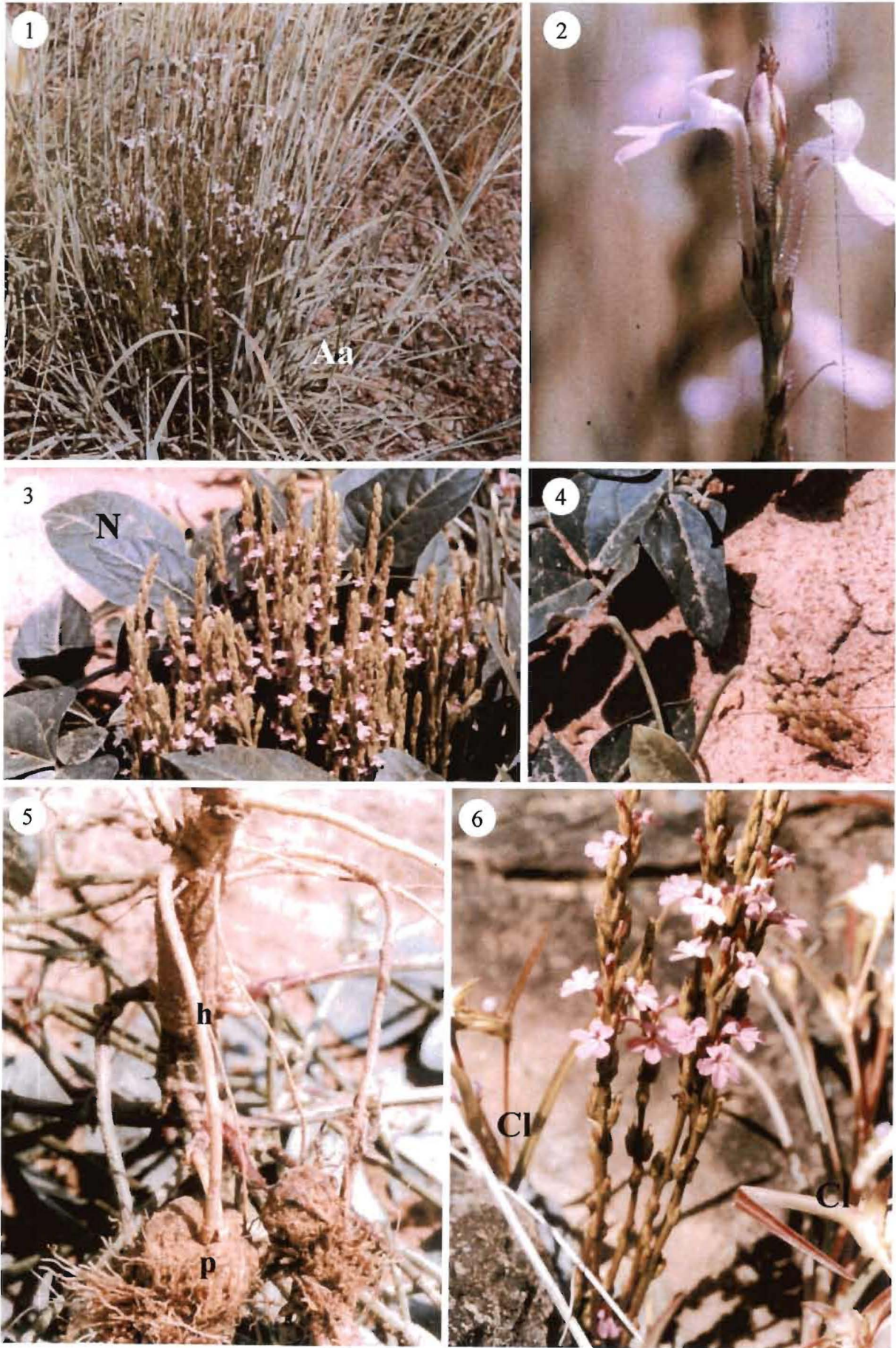


Planche 16

Planche 17
***Striga hermonthica* (Del.) Benth.**

Figs 1 & 2: Champs de mil fortement infestés par *S. hermonthica*. Noter la forte densité du parasite et le faible développement de la plante hôte.

Figs 3 & 4 : Détails des inflorescences de *S. hermonthica*.



Planche 17

Planche 18
***Striga klingii* (Engl.) Skan.**

Figs 1 & 2 : Plants de *S. klingii*. Noter le polymorphisme au niveau de l'inflorescence et des feuilles des plants présents sur les 2 figures.

Fig. 3 : Détails de la tige de *S. klingii*. Noter la forte pilosité de la plante.



Planche 18

Planche 19

***Striga macrantha* (Benth.) Benth.**

***Striga passargei* Engl.**

Fig. 1 : L'inflorescence de *S. macrantha* est un épi terminal comportant peu de fleurs blanches.

Fig. 2 : *Striga macrantha* dans son habitat naturel. Cette espèce, atteignant 1,5 m, est probablement la plus grande du genre.

Figs 3 & 4 : Plants de *S. passargei* montrant l'épi peu condensé, les belles fleurs blanches à tube droit, la pilosité de la fleur et de la plante.



Planche 19

2.4 – Les Phanérogames parasites des cultures et des arbres fruitiers au Burkina Faso

L'impact économique des plantes parasites varie beaucoup selon le type de parasitisme, la nature de la culture, le climat et les espèces parasites. Les 25 taxa de plantes parasites recensés au Burkina Faso ne sont pas tous nuisibles et ceux qui infestent les cultures n'ont pas la même virulence sur toute leur zone de présence. Pour répondre à un des objectifs du présent travail, nous avons procédé, par enquête et par observations sur le terrain, à l'identification des plantes parasites qui posent des problèmes aux paysans ou qui sont susceptibles de le faire à l'avenir.

2.4.1- Les parasites épiphytes

Les parasites épiphytes s'installent sur les parties aériennes des hôtes. Au Burkina Faso, les parasites épiphytes qui attaquent les plantes utiles appartiennent à deux groupes bien distincts, les lianoïdes et les Loranthaceae.

2.4.1.1- Les lianoïdes

Les lianoïdes sont des herbacées filiformes qui passent par une phase de vie libre de quelques semaines avant de se fixer sur la plante nourricière. Les hôtes parasités appartiennent à tous les niveaux systématiques et botaniques angiospermiques : monocotylédones, dicotylédones, herbacées, ligneux. Ils appartiennent à deux espèces : *Cuscuta campestris* et *Cassytha filiformis*.

a- *Cuscuta campestris* Yunck. (Pl. 1)

Cuscuta campestris fait partie des plantes allochtones du Burkina Faso dont l'introduction dans le pays ne semble pas dater de très longtemps. La plus ancienne référence que nous avons trouvée est celle de Raynal-Roques *et al.* (1987). C'est une plante dépourvue de chlorophylle, donc incapable de fabriquer les substances carbonées nécessaires à son développement. Aussi, la cuscute s'enroule et développe des suçoirs pour vivre intégralement aux dépens de la plante-hôte.

Considérée comme une mauvaise herbe (et non comme une plante parasite) par les agriculteurs burkinabè (ceux-ci ne lui ont pas encore trouvé un nom spécifique), la cuscute attaque pourtant de nombreuses cultures, surtout de contre saison dans une bonne partie du pays : l'oignon (Pl. 1, figs 1 & 2), la tomate, la carotte, la pastèque (Tab. 7), mais aussi des cultures de crue comme l'arachide, le haricot, la patate douce, le fabirama (une sorte de patate à petits tubercules avec tégument noir, cultivée dans les régions Sud du Burkina Faso) et de nombreuses espèces horticoles dans plusieurs régions du pays (Fig. 6). Les principales voies de propagation sont le fumier et les semences contaminées.

Les paysans reconnaissent qu'une fois installée, l'élimination définitive de la cuscute est très difficile. Quelques centimètres de tige épargnée régénèrent en quelques semaines un abondant lacin. L'intervention est encore moins efficace si c'est après la maturation des graines car celles-ci, produites en grandes quantités, ont déjà infesté la parcelle.

Si la cuscute n'est pas considérée comme un parasite majeur au Burkina Faso, cela est dû certainement au fait que les cultures attaquées n'occupent généralement pas de grandes parcelles et l'action du parasite, bien que localement importante, est minimisée.

En Afrique du Nord, au Moyen-Orient, en Amérique et en Europe, la cuscute est une redoutable plante parasitant des grandes cultures, notamment la luzerne, le trèfle, la vigne, la betterave, le chanvre, le houblon, le soja, le lin et l'asperge (Hunziker, 1949 ; Gaertner, 1950 ; Fer, 1982 ; Capdepon, 1983 ; Bewick *et al.*, 1987 ; Dawson, 1987 ; Zermane, 1998 ; Farah, 2001).

En raison de sa nocivité illustrée par son effet dépressif et d'autres dégâts liés à la transmission des virus, elle est surnommée par certains maraîchers africains "le filet de Dieu" et par les agriculteurs européens <<teigne>> ou <<barbe de moine>>.

Au Burkina Faso, l'arrachage suivi du brûlage est pour le moment la seule technique de lutte appliquée.

Dans les pays d'Afrique du Nord et d'Europe où la cuscute constitue un fléau pour les grandes cultures, notamment de luzerne et de trèfle, des méthodes plus sophistiquées sont employées pour la combattre. Les contrôles phytosanitaires des semences entrant dans le pays, l'utilisation des tamis à mailles adaptés pour séparer les semences de luzerne et de trèfle des graines de la cuscute, le tri magnétique, la technique de flottation utilisant des solutions de saccharose ou de sel sont les principales méthodes de lutte préventive. La lutte curative requiert l'utilisation des herbicides comme le chlorthal, le glyphosate, la métribuzine, le paraquat, le diquat, la diphenamide selon la culture attaquée et le stade de développement de celle-ci (Dawson, 1987)

b- *Cassytha filiformis* L. (Pl. 2)

Tous les paysans n'arrivent pas à faire la distinction entre la cassythe et la cuscute, les deux plantes présentant une remarquable ressemblance morphologique. Mais de nombreux caractères différencient les deux parasites. La cassythe est une plante chlorophyllienne, donc verte, à tiges plus grosses, 1 à 1,5 mm de diamètre, aux fleurs regroupées en épis, qui se développe généralement sur des arbustes et arbres.

Au Burkina Faso, *Cassytha filiformis* se développe sur le manguier, le goyavier, les agrumes et certains arbres fruitiers sauvages (Tab. 7), principalement dans le Sud et le Sud-Ouest (Fig. 8). Son impact est encore limité.

Très répandue en Afrique du Sud, elle y attaque des arbres fruitiers et le caféier. En Afrique de l'est, elle est signalée sur l'avocatier qui fait partie de la même famille des Lauraceae qu'elle. Au Porto Rico *C. filiformis* est une véritable peste (Weber, 1981 ; Capdepon, 1983). Le parasite développe un lacis épais couvrant l'ensemble du houppier de l'hôte qui ploie sous son poids. Les dégâts occasionnés vont du ralentissement de la croissance jusqu'au nanisme souvent couplé à une défoliation totale.

Les voies de propagation sont identiques à celles de la cuscute : semences et fumier contaminés. C'est une espèce très difficile à détruire ; la seule méthode de lutte disponible consiste en l'émondage de la plante infestée suivi d'un brûlage.

2.4.1.2. Les Loranthaceae

Les Loranthaceae germent directement sur la branche de la plante hôte qui est une dicotylédone ligneuse.

Le karité, une essence dont l'importance socio-économique dans la sous-région, particulièrement au Mali et au Burkina Faso, n'est plus à démontrer, semble être l'hôte préféré des Loranthaceae. En effet, le karité est attaqué par ces plantes phytopathogènes sur toute son aire de distribution, depuis le Mali jusqu'en Ouganda (Ruysen, 1957 ; Sallé *et al.* 1987-1990 ; Condamine, 1988 ; Boussim, 1991). En Afrique de l'Ouest, particulièrement au Burkina Faso et au Mali, l'infestation du karité par les Loranthaceae a des conséquences économiques graves qui vont de l'affaiblissement de l'arbre, le rendant ainsi vulnérable aux attaques fongiques ou au stress hydrique, à sa mort. Dans la partie Nord du Burkina, l'environnement sahélien hostile amplifie l'effet des parasites sur les arbres. La diminution de la production, bien que non chiffrée, semble très importante.

Au Burkina Faso, *Agelanthus dodoneifolius*, *Tapinanthus bangwensis* T. *globiferus* et *T. ophiodes* sont les Loranthaceae qui attaquent les arbres plantés ou entretenus.

a- *Agelanthus dodoneifolius* Polhill (Pl. 3)

Agelanthus dodoneifolius est un parasite majeur du karité au Burkina. Bien connue par les populations sous tous ses aspects (botanique, biologique, pathologique, thérapeutique), elle fait des ravages dans toutes les régions du pays où le karité pousse (Fig. 10). Dans certaines zones du Sud à peuplement bien étendu, le taux d'attaque avoisine les 100% (Boussim, 1991, Boussim *et al.*, 1993). Il est fréquent d'observer plus d'une centaine de touffes par arbre. Il va s'en dire qu'un tel

karité ne peut plus produire comme il le devrait et que s'il n'y a pas d'intervention salvatrice, il finira par mourir.

Ce parasite attaque également le néré. C'est d'ailleurs la seule Angiosperme parasite capable de parasiter cet arbre. Bien que le parasite s'observe (tout comme le néré) sur l'ensemble du territoire, nous avons constaté qu'il n'attaque l'arbre que dans la moitié Ouest du pays. Dans certaines localités, comme Orodara par exemple, les dégâts sont aussi importants que ceux observés sur le karité.

Conscients que ce sont les oiseaux qui propagent le parasite, les paysans n'ont pourtant d'autres moyens de lutte que la destruction manuelle des touffes quand elles sont accessibles.

b- *Tapinanthus bangwensis* (Engl. & Krause) Danser (Pl. 6)

Tapinanthus bangwensis parasite faiblement le karité au Burkina Faso (Tab. 7). Son aire de répartition est très réduite (Fig. 16) en raison de ses exigences hygrométriques. En revanche, au Cameroun et au Ghana, il constitue une véritable peste pour les plantations de cacaoyer, de caféier, d'hévéa et de colatier dont les attaques ont des conséquences économiques graves : réduction de la production, anéantissement de certaines parcelles (Room, 1971 ; Phillips, 1977, 1991 ; Ransom *et al.*, 1991 ; Capdepon, 1993 ; Overfield *et al.* 1998).

c- *Tapinanthus globiferus* (A. Richer) Danser (Pl. 7)

Tapinanthus globiferus est un parasite majeur du karité (Boussim, 1991 ; Sénou, 1999). Au Burkina Faso, le taux moyen d'infestation de cet arbre par *T. globiferus* est évalué à 85% (Boussim *et al.*, 1993 a et 1993 b).

Cette espèce est souvent associée à *A. dodoneifolius*, sur le karité. Au Burkina Faso, les deux parasites ont pratiquement la même aire de distribution (Fig. 19) et presque les mêmes hôtes (Tab. 4). Cependant, les touffes de *T. globiferus* sont généralement moins volumineuses, mais plus nombreuses. Sa nocivité est accentuée par sa phénologie. En plus de son état de plante sempervirente, ce qui entraîne un pompage permanent de l'eau chez l'hôte, elle fleurit souvent plusieurs fois dans l'année. Or l'on sait que pendant cette période le ravitaillement trophique et hydrique

augmente considérablement, d'où un appel accru de ces éléments aux dépens de l'hôte.

Tapinanthus globiferus est également très fréquente sur les agrumes et le goyavier (Tab. 7). Ce dernier taxon est très sensible au parasite et réagit violemment à son attaque par la formation de volumineux renflements au niveau des points d'implantation du parasite.

d- *Tapinanthus ophiodes* (Sprague) Danser (Pl. 8)

Moins fréquente que *A. dodoneifolius* et *T. globiferus*, *T. ophiodes* se rencontre dans la zone soudanienne. Au-delà du 12^e parallèle, son parasitisme ne constitue plus un problème (Fig. 21). Mais au Sud de cette zone, le parasite est très répandu et le karité est fortement attaqué (Pl. 8, fig. 3). Il est fréquent d'observer les trois espèces sur le même arbre.

Au Mali, *T. ophiodes* est présente dans la zone Nord-guinéenne et au Nord-est de Bamako où elle occasionne d'importants dégâts sur le karité, le citronnier, le mandarinier et l'oranger dont la production peut être quasiment nulle (Hoffmann, 1994).

2.4.2- Les parasites épirhizes

Chez le paysan sahélien, quand on parle de plante parasite, il ne voit que les parasites épirhizes, notamment le *Striga* qui le traumatise à longueur d'année : aux champs pendant la campagne agricole, il l'empêche de dormir ; pendant la saison sèche, chaque fois qu'il descend dans son grenier, le niveau de remplissage médiocre de celui-ci lui donne un souvenir amer de "l'herbe de grenier", autre nom local du *Striga*. Mais ce n'est pas la seule Scrophulariaceae parasites épirhizes à attaquer les cultures. Au Burkina Faso, *Alectra vogelii*, *Buchnera hispida*, *Rhamphicarpa fistulosa* sont fréquemment rencontrées dans les champs.

a- *Alectra vogelii* Benth. (Pl. 10)

Alectra vogelii a été observée dans les régions de Koupéla et de Diapaga à l'est, et de Banfora au Sud, où elle infeste le niébé. Ouédraogo (1995) l'a également observée sur arachide. Elle se rencontre très rarement dans les jachères et en milieu naturel. Son impact est négligeable dans le pays, même si localement elle peut constituer un problème phytosanitaire (Fig. 25).

Ailleurs, en Afrique et dans le monde, elle constitue une contrainte majeure à la production du niébé, de l'arachide (*Arachis hypogaea*), du poids de terre (*Vigna subterranea*) et du soja dans de nombreux pays (Visser, 1978 ; Visser, 1981 ; Riches, 1987 ; Lagoke, 1989 ; Singh et Emechebe, 1991 ; Parker et Riches, 1993). Mc Donald (1929) estime à 20% les pertes de rendement du niébé dues à *A. vogelii*, tandis que Beck (1987) les évalue entre 30 et 50% pour le "pois bambara", ou pois de terre. En outre, Lagoke (1989) rapporte que le semis tardif du soja sur un sol fortement infesté par *A. vogelii* peut entraîner la destruction complète de la culture par le parasite.

L'arrachage manuel, la rotation culturale et, dans une moindre mesure, la sélection variétale (Riches, 1987) sont pratiquées comme techniques de lutte.

b- *Buchnera hispida* Buch.- Harm.

Buchnera hispida est assez commune au Burkina Faso (Fig. 26), surtout dans les zones recevant au moins 700 mm de pluies par an. Les paysans burkinabè connaissent sa nocivité pour les cultures mais la confondent avec *Striga*. Dans ces zones, *B. hispida* parasite les principales céréales vivrières : le sorgho, le mil et le maïs (Tab. 7), sur lesquelles elle peut occasionner des dommages importants. Les mêmes hôtes ont été observés au Nigeria (Okonkwo et Nwoke, 1974 ; Parkinson, 1989 ; Parker et Riches 1993) et au Mali (Sallé *et al.*, 1994). C'est un parasite facultatif, mais lorsqu'il est fixé sur un hôte, il peut l'anéantir (Ouédraogo, 1995). Malheureusement, aucune technique de lutte spécifique n'a été développée. En cas de forte infestation, l'application de 2,4-D ou la rotation culturale sont préconisées.

c- *Rhamphicarpa fistulosa* (Hochst) Benth. (Pl. 11, fig. 3 & 4)

Rhamphicarpa fistulosa est peu connue au Burkina Faso, bien qu'elle n'y soit pas rare (Ouédraogo, 1995 ; Fig. 28). Plante de biotopes inondés, elle parasite le riz pluvial, le sorgho et le mil (Tab. 7). Cissé *et al.* (1996) rapportent son parasitisme sur le sorgho en Guinée. Ailleurs, elle a été observée sur le maïs et le niébé (Kuijt, 1969). En fait, c'est Bouriquet (1933) qui fut le premier à signaler dans les années 30, la présence de cette plante parasite dans les rizières de Madagascar.

Le parasite se développe en fortes populations si bien que l'infestation peut être localement importante. D'après les travaux de Raynal-Roques (1993), Hoffmann (1994) et Ouédraogo (1995), ce parasite facultatif pourrait connaître une expansion rapide dans les cultures, d'où une nécessité de la surveiller de près.

d- Le Genre *Striga* Lour.

Le *Striga* est depuis 1956, année de son introduction aux Etats Unis d'Amérique, connu dans toutes les régions intertropicales du monde, mais c'est en Afrique qu'il constitue un véritable fléau. Les pays les plus touchés sont le Burkina Faso, le Mali, le Niger, le Nigeria, le Cameroun, le Tchad, le Soudan et l'Ethiopie (Ayensus *et al.*, 1983 ; Hoffmann, 1994 ; Ouédraogo, 1995). Lagoké (1986) évalue les pertes annuelles de rendement de sorgho au Nigeria à 250 millions de dollars US. Le continent enregistrerait annuellement une perte comprise entre 1,2 à 12,4 milliards de dollars US (Ramaiah, 1984 ; Mboob, 1986).

Au Burkina Faso, sur les 12 taxa présents, 3 (*S. aspera*, *S. gesnerioides* et *S. hermonthica*) sont des vraies pestes et 2 (*S. forbesii* et *S. passargei*) parasitent occasionnellement les cultures.

d1- *Striga aspera* (Willd.) Benth.

Le passage de *Striga aspera* du milieu naturel aux champs ne date pas de très longtemps (Hoffmann, 1994), mais elle a déjà acquis le statut de parasite majeur

des cultures. Au Burkina Faso, elle infeste fortement le maïs dans certaines localités comme Dédougou, Houndé, Zabré et Pô où nous avons observé plusieurs champs de case totalement anéantis. Elle parasite localement le sorgho et le mil. Les agriculteurs ne la distinguent pas de *S. hermonthica* (de toutes les façons, toutes les espèces de *Striga* sont désignées par un seul nom dans les langues locales). Les principales méthodes de lutte pratiquées par les paysans sont : l'arrachage du parasite après émergence, l'enrichissement des champs avec la fumure organique, la rotation culturale et la mise en jachère.

d2- *Striga gesnerioides* (Willd.) Vatke

Au Burkina Faso, *S. gesnerioides* est une espèce rencontrée à travers tout le territoire avec des degrés d'infestation divers. Le niébé (*Vigna unguiculata*) est la principale culture parasitée (Tab. 7). Des Fabacées fourragères sont également parasitées par *S. gesnerioides* dans les jachères et le milieu naturel. Les pertes de rendement annuelles du niébé dues à l'infestation par ce parasite sont estimées par Aggarwal et Ouédraogo (1989) à 30%.

En Afrique, *S. gesnerioides* occasionne des pertes considérables dans les champs de niébé (Obila, 1983 ; Igbinnosa *et al.* 1991 ; Gworgwor, 1991 ; Dubé *et al.* 2001 ; Fer *et al.* 2001). Des pertes de rendement de niébé allant jusqu'à 100 % ont été signalées au Nigeria (Emechebe *et al.*, 1983), au Mali (Konaté, 1986) et au Bénin (Favi, 1986).

Ailleurs dans le monde, elle constitue un problème majeur pour la culture du tabac et d'autres Fabacées vivrières et fourragères.

Des travaux sont en cours en vue d'identifier une méthode efficace de lutte (variétés résistantes, lutte biologique) mais en attendant le paysan essaie de lutter contre ce parasite avec la rotation culturale. Quand le niveau d'infestation devient gênant, il arrête d'associer le niébé aux céréales.

d3- *Striga hermonthica* (Del.) Benth.

Striga hermonthica est la mauvaise herbe la plus redoutée par les agriculteurs des pays du Sahel. Au Burkina Faso, la plante est rencontrée partout dans les cultures de céréales qu'elle décime (Fig. 39 ; Pl. 16, fig. 1 & 2), mais les zones les plus touchées sont le plateau central, l'est et le Sud. Elle est souvent responsable de l'abandon et de la mise en jachère des champs. C'est l'espèce parasite la mieux connue par les cultivateurs. Les pertes de production céréalière dues au *S. hermonthica* sont évaluées en moyenne entre 41% et 75% (Nikiéma, 1992) au centre du pays et entre 28% et 55% (Yonli, 1999) à l'Est.

En Afrique, *S. hermonthica* constitue un fléau sans précédent pour les cultures de sorgho, de mil et de maïs qui sont les principales céréales vivrières. C'est ainsi que Sauerborn (1991) évalue au Togo la différence de production entre un plant de sorgho non infesté et un autre infesté à 55%. Dans ce pays, la perte annuelle de production était de 7 000 tonnes soit 6% de la production annuelle de sorgho. Les pertes moyennes des céréales liées à l'infestation par *S. hermonthica* sont comprises entre 30% et 90%. Au Ghana, des réductions de rendement dues au *S. hermonthica* de 16%, 31% et 29% ont été observées respectivement pour le maïs, le mil et le sorgho avec une perte moyenne de 25%. En 1988, par exemple, une perte totale de 17 000 tonnes a été enregistrée pour le maïs, soit une perte monétaire de 4,5 millions de dollars US (Sauerborn, 1991). Dans les pays tels que la Gambie, le Cameroun et le Nigeria, les pertes des cultures sont comprises entre 10% et 90%. Les pertes monétaires dues au parasitisme de *S. hermonthica* sur le sorgho, le mil et le maïs sont évaluées respectivement à 89, 82 et 140 millions de dollars US (Mboob, 1986).

De très nombreux travaux ont été effectués ou sont en cours au Burkina et à travers le monde pour trouver des moyens de lutte contre le *Striga* [Miningou (1985), Compaoré (1986), Ouandaogo (1988), Nikiéma (1992), Ouédraogo (1992, 1995), Yonli (1999), Traoré (1999), Kambou *et al.* 1999, etc.]. Plusieurs techniques de lutte sont proposées mais elles ont toutes leurs limites (Tab. 8).

- Dans le milieu rural, les paysans tentent de contrôler la population de *Striga* par plusieurs moyens : enrichissement des champs avec du fumier, utilisation des cosses de néré, épandage des résidus des mandes de karité, rotation culturale, mise en jachère.

d4- *Striga passargei* Engl.

Pour le moment, *S. passargei* est un parasite mineur au Burkina Faso (Tab. 7), son infestation des cultures étant encore exceptionnelle (Ouédraogo, 1995). Elle colonise la végétation naturelle où les graminées annuelles constituent ses hôtes. Parmi les plantes cultivées, c'est le fonio, le maïs, le mil et le sorgho qui sont occasionnellement parasités (Paré, 1993 ; Hoffmann, 1994).

d5- *Striga forbesii* Benth.

Comme *S. passargei*, *S. forbesii* est rarement observée sur les cultures au Burkina Faso. C'est dans la région de Bobo Dioulasso qu'elle a été observée parasitant le maïs.

En Afrique de l'est, *S. forbesii* parasite le maïs, le sorgho et le riz (Hoffman, 1994). Parasite à incidence économique sous-estimée jusqu'aux années 90 (Ramaiah *et al.*, 1983 ; Obilana *et al.*, 1987), elle est de nos jours en voie de devenir un facteur limitant de la production du sorgho et du maïs dans certains pays d'Afrique australe.

Tableau 7. Les espèces parasites observées sur les cultures et les arbres fruitiers au Burkina Faso

Parasites	Cultures / arbres fruitiers parasités	Importance
<i>Cuscuta campestris</i>	Plantes maraîchères	Mineure
<i>Cassytha filiformis</i>	Manguier et agrumes, arbres fruitiers	Mineure
<i>Agelanthus dodoneifolius</i>	Karité, néré, agrumes, arbres fruitiers	Majeure
<i>Tapinanthus globiferus</i>	Karité, agrume, goyave, arbres fruitiers	Majeure
<i>Tapinanthus ophiodes</i>	Karité, arbres fruitiers	Majeure
<i>Tapinanthus bangwensis</i>	Karité	Mineure
<i>Alectra vogelii</i>	Niébé, arachide, pois de terre	Mineure
<i>Buchnera hispida</i>	Mil, sorgho, maïs	Mineure
<i>Rhamphicarpa fistulosa</i>	Riz, sorgho, mil	Mineure
<i>Striga aspera</i>	Maïs, sorgho, mil, canne à sucre, fonio	Majeure
<i>Striga gesnerioides</i>	Niébé, patate douce, tabac	Majeure
<i>Striga hermonthica</i>	Maïs, mil, sorgho, riz, canne à sucre, fonio	Majeure
<i>Striga passargei</i>	Sorgho	Mineure
<i>Striga forbesii</i>	Maïs	Mineure

Tableau 8 : Principales méthodes de lutte utilisables contre les Phanérogames parasites et leurs limites.

Techniques	Limites
Arrachage puis brûlage	<ul style="list-style-type: none"> - nécessite beaucoup de travail et de temps - pas d'effet immédiat sur la culture - souvent inefficace car trop tard (parasites épirhizes) ou à cause de la régénération du parasite (Loranthaceae) - impossible si l'infestation est trop étendue
Fumure minérale	<ul style="list-style-type: none"> - résultats contradictoires - nécessité d'améliorer la fertilité des sols
Fumure organique	<ul style="list-style-type: none"> - quantités nécessaires/ha énormes - risques de contamination par les graines de certains parasite présentes dans les excréments du bétail
Jachère	<ul style="list-style-type: none"> - nécessité d'une jachère > 10 ans, sinon inutile
Préparation du sol par labour profond	<ul style="list-style-type: none"> - homogénéisation de la répartition des graines du parasite dans le sol - accélération de l'érosion
Solarisation	<ul style="list-style-type: none"> - très efficace - peu réaliste en Afrique sur de grandes surfaces

Fumigants (bromure de méthyle, méthame-sodium, Dazomet)	- efficace mais coûteux - risques d'intoxication pour les paysans
Date de semis (semis tardif)	- risques encourus par le paysan sont importants - nécessité d'utiliser des céréales à cycle court
Irrigation	- bonne solution mais rarement praticable en Afrique
Plantes pièges	- nécessité d'éliminer l'ensemble plante piège + parasite avant de semer la culture - résultats après 4 à 5 ans
Faux hôtes	- à inclure dans une rotation raisonnée - résultats après 4 à 5 ans
Rotation culturale	- nécessité absolue d'éviter la monoculture - choix des cultures intercalées très important - nécessité d'attendre 3 à 4 années pour obtenir des résultats significatifs
Association Céréales/Légumineuses	- son utilisation dépend des régions - si association avec le niébé, s'assurer de l'absence de graines de <i>S. gesnerioides</i> dans le sol
Herbicides en pré-émergence	- technique idéale mais molécules encore trop chères
Herbicides en post-émergence	- bons résultats avec le 2,4-D (*) - dépend du niveau d'encadrement des paysans et du prix de revient final du traitement - pas d'effet immédiat sur la culture
Utilisation d'analogue du strigol ou d'autres molécules provoquant la germination	- traitement trop coûteux - instabilité dans le sol de certains de ces produits
Plantes résistantes	- pas d'immunité mais forte résistance pour le niébé - quelques variétés prometteuses pour le sorgho, le maïs et le karité - rien d'encourageant pour le mil
Antitranspirants	- traitement très lourd et coûteux - efficace mais peu réaliste pour l'Afrique
Lutte biologique	- potentiel intéressant - nécessite de continuer les recherches pour évaluer l'efficacité, les risques écologiques, ...
Abandon des champs	- dernier recours

(*) Acide 2,4-dichlorophénoxyacétique

Source : Sallé *et al.* (1998).

Conclusion

Quatorze espèces d'Angiospermes phytopathogènes attaquent les plantes cultivées ou dans diverses régions du Burkina Faso. Six espèces ont une incidence économique connue de tous : *A. dodoneifolius*, *T. globiferus*, *T. ophiodes* causent des dégâts considérables dans les vergers et parcs fruitiers, tandis que *S. hermonthica*, *S. aspera* et *S. gesnerioides* déciment les principales cultures vivrières (mil, sorgho, maïs et niébé, canne à sucre). Les sept autres plantes parasites plus ou moins connues par les agriculteurs, sont considérées comme des parasites mineurs en raison de la faible étendue de leur infestation.

Si on admet que toutes les espèces de *Striga* ont existé dans la nature avant que certaines s'adaptent progressivement aux cultures, il y a lieu de redouter que les espèces dites mineures aujourd'hui, ou même celles qui n'ont jamais été encore dans les cultures, ne deviennent majeures à l'avenir et que celles qui sont dans le milieu naturel ne s'adaptent aux espèces cultivées. Cette inquiétude est d'autant plus justifiée que *S. asiatica*, par exemple, qui ne parasite que des graminées sauvages au Burkina Faso, constitue une réelle contrainte à la culture des céréales vivrières ailleurs (Mhehe, 1987 ; Visser, 1987 ; Chidley et Drennan, 1987; Friesen and Korwar, 1991). Au Togo, territoire voisin du Burkina Faso, cette plante parasite sévit dans les champs de maïs (Agbobli et Huguenin , 1987). Généralement inféodé au milieu naturel, *S. brachycalyx* a été observé exceptionnellement au Mali sur le système racinaire de quelques pieds de sorgho et de mil (Hoffmann, 1994). L'abondance de cette espèce dans le milieu naturel chez nous requiert une vigilance particulière car des modifications et variations adaptatives pourraient survenir et rendre l'espèce nuisible à la production céréalière.

Au Burkina Faso, la plupart des peuplements de néré (*Parkia biglobosa*) de la moitié Ouest du pays sont fortement parasités par *A. dodoneifolius* alors que le parasite est rarement observé sur cette essence fruitière dans la moitié orientale de son aire.

**CH.III. BIOLOGIE DES LORANTHACEAE,
PARASITES DU KARITE**

INTRODUCTION

Parmi les plantes parasites inventoriées au Burkina Faso, ce sont les Loranthaceae, principalement les espèces des genres *Agelanthus* et *Tapinanthus* et le genre *Striga* qui ont un impact agronomique majeur dans le pays. Les Loranthaceae sévissent sur les arbres fruitiers, en particulier le karité, tandis que le *Striga* anéantit les cultures vivrières, notamment le mil, le sorgho, le maïs et le niébé.

De nombreux travaux ont été effectués sur les *Striga*. En témoignent les nombreux symposiums spécialement consacrés au genre depuis les années 80 (Ouagadougou, 1981 ; Dakar, 1984 ; Ibadan, 1988 ; Nairobi, 1991 ; Hararé, 1993) et des mémoires et travaux nationaux traitant divers aspects de la plante (Djiguemdé, 1985 ; Miningou, 1985 ; Compaoré, 1986 ; Ouandaogo, 1988 ; Nikiéma, 1992 ; Ouédraogo, 1995 ; Traoré, 1995 ; Traoré *et al.* 1996 ; Yonli, 1999 ; Traoré, 1999 ; etc.). De nombreuses méthodes de lutte ont été testées (Tab. 8) et l'espoir d'une lutte intégrée peut être raisonnablement envisagée dans les décennies à venir.

Par contre, relativement peu de recherches ont été consacrées aux Loranthaceae, dont certaines espèces représentent pourtant un danger indéniable pour de nombreuses essences forestières d'intérêt national.

C'est dans la perspective de combler cette lacune que nous accordons, dans le présent travail, une attention particulière aux Loranthaceae, du karité en Afrique de l'Ouest.

1. – BREVE PRESENTATION DU KARITE (Pl. 20)

Le karité (*Vitellaria paradoxa*, ex *Butyrospermum paradoxum*) est un arbre africain de la famille des Sapotaceae. C'est une essence spontanée à croissance lente qui pousse dans la zone soudanienne, du Sénégal oriental au Sud Soudan (Ruysen, 1957 ; Terpen, 1982). Non planté, il est épargné et entretenu dans les champs (Pl. 20, figs 1 & 2). Bicentenaire, l'arbre adulte peut atteindre 15 m de hauteur, 2,7 m de circonférence et avoir un houppier couvrant une superficie de plus 100 m²

(Piot, 1979). La floraison a lieu en pleine saison sèche (décembre - avril) et la maturation des fruits comestibles, en début de la saison des pluies (Pl. 20, figs 3 & 4). Ses graines, appelées encore amandes, sont oléagineuses et font l'objet d'un commerce national et international (P. 20, fig. 5). Un pied adulte de karité produit annuellement une vingtaine de kg de fruits, soit 4 kg d'amandes sèches qui donneront 1,5 kg de beurre (Bourlet, 1950 ; Kéita, 1960 ; Guira, 1997). Le beurre de karité est très utilisé dans les pays producteurs à des fins culinaires, médicinales, cosmétiques et culturelles.

Le karité procure des ressources si importantes à l'exportation dans plusieurs pays africains (Burkina Faso, Mali, Nigeria, Ghana, Bénin et Togo), que certains ont développé une filière de production : filière karité au Mali et au Burkina Faso (Terpen, 1982 ; Délabre, 1987 ; IRBET et ISN/IDR, 1988).

2- MATERIEL ET METHODES

2.1 – Matériel végétal

Les fleurs, les baies et les associations parasite/hôte ayant servi à l'étude morphologique proviennent de nos récoltes lors des prospections effectués sur le terrain. Le matériel végétal utilisé pour l'étude de l'appareil haustorial provient de jeunes fixations (2 semaines à 8 mois) issues essentiellement d'infestations artificielles.

Agelanthus dodoneifolius, *Tapinanthus globiferus* et *T. ophiodes* sont les espèces parasites utilisées à cause de leur proximité mais aussi du fait qu'elles sont courantes sur le karité.

Le karité (*Vitellaria paradoxa*), le baobab (*Adansonia digitata*), *Jatropha curcas*, la pomme cannelle, (*Annona squamosa*), *Cassia siamea*, le néré (*Parkia biglobosa*) *Thevetia nerifolia* ont servi d'hôte. Le karité ayant l'un des bois les plus durs nous et posant de sérieux problèmes lors de la coupe au microtome, nous avons utilisé les autres espèces qui ont des bois plus tendres pour améliorer les coupes et pour comparer les vitesses de fixation et de développement des plantules.

2.2 - Technique de préparation du matériel végétal pour la microscopie photonique

Les techniques histologiques et cytochimiques en microscopie comprennent quatre parties :

- la fixation,
- la déshydratation,
- l'inclusion,
- la coloration et le montage des coupes.

2.2.1 - La fixation

La fixation permet de tuer le tissu aussi rapidement que possible afin de préserver l'architecture moléculaire. Comme fixateur, nous avons utilisé le FAA, un mélange de formol neutre, d'acide acétique et d'alcool dans les proportions ci-après :

- Formol neutre : 6 volumes.
- Acide acétique : 4 volumes.
- Alcool 95 % : 90 volumes.

Ce fixateur est conseillé pour la grosse anatomie. Mais pour une bonne pénétration du fixateur, les échantillons doivent être de taille aussi réduite que possible (5 à 8 millimètres). Le temps de fixation généralement suffisant avec le FAA est 24 heures, mais compte tenu des grandes dimensions de l'haustorium des Loranthaceae et surtout de la dureté du bois de karité, les échantillons passent 48 heures dans le fixateur, puis ils sont lavés sous un filet d'eau pendant 24 heures afin d'éliminer toute trace du fixateur, avant d'être déshydratés.

2.2.2 - Déshydratation

Le milieu d'inclusion étant le paraplast qui n'est pas hydrosoluble, il faut éliminer au préalable l'eau contenue dans les tissus. Les échantillons sont déshydratés par des passages successifs d'une heure dans des solutions d'éthanol de concentration croissante jusqu'à l'éthanol absolu (éthanol 25°, 50°, 75°, 100°). Les échantillons peuvent être conservés plus ou moins longtemps dans l'alcool 75° sans

subir de dommage. Il est conseillé de laisser le matériel séjourner une nuit dans l'alcool 100° afin d'éliminer toute trace d'eau.

2.2.3 - Inclusion

L'inclusion consiste à traiter le matériel végétal dans un ordre déterminé par différents solvants de manière à faire pénétrer la paraffine dans les tissus pour maintenir les éléments constitutifs en place.

A la fin de la déshydratation, les tissus contiennent de l'alcool pur. La paraffine n'étant pas miscible à l'alcool, nous avons utilisé le toluène comme solvant. Les échantillons sont traités par un mélange d'éthanol absolu et de toluène dans les proportions indiquées dans le tableau ci-dessous.

Tableau 9 : bains de mélange éthanol / toluène

SOLUTION V/V	ALCOOL 100°	TOLUENE	DUREE
Solution 1	3/4	1/4	1 h
Solution 2	1/2	1/2	1 h
Solution 3	1/4	3/4	1 h
Solution 4	0	4/4	1x3 h

La durée des bains semble varier d'un auteur à l'autre et selon le matériel. Trente (30) mm par bain nous ont permis d'obtenir de bons résultats avec les haustoriums de *Cassytha filiformis* alors que Paré (1993) propose 24h lors de l'étude de *Striga*.

La température de fusion de la paraffine se situant entre 55 °C et 57 °C, la suite des opérations se fait à l'étuve à 60 °C. Les échantillons subissent des bains de 2 heures dans des mélanges toluène/paraffine dont les proportions sont indiquées dans le tableau 10.

Tableau 10 : Imprégnation à la paraffine

SOLUTION VV	TOLUENE	PARAFFINE	DUREE*
Solution 1	3/4	1/4	2 h
Solution 2	1/2	1/2	2 h
Solution 3	1/4	3/4	1 nuit
Solution 4	0	4/4	3x24 h*

* : temps beaucoup majoré en raison de la grande taille de nos échantillons et de la dureté du bois de karité.

L'inclusion proprement dite consiste à faire solidifier de la paraffine pure autour du matériel qui vient d'être imprégné. Pour ce faire, la paraffine fondue est coulée dans des moules formées par les barres de Leuckart, et le matériel végétal y est introduit (une pièce par moule) en ayant soin de les orienter selon le plan de coupe souhaité.

Pour l'étude des suçoirs, nous avons distingué deux plans de coupe (Figs 44A & 44B) : longitudinal pour le parasite, transversal pour l'hôte et longitudinal pour le parasite et l'hôte.

2.2.4 - Coloration et montage des coupes

Les blocs d'inclusion refroidis sont taillés de manière à enlever le plus de paraffine possible sur les quatre côtés sans mettre à nu le matériel. Les blocs ainsi apprêtés sont sectionnés au microtome à paraffine à une épaisseur comprise entre 8 et 14 micromètres. Les coupes en rubans sont délicatement récupérées à l'aide d'un pinceau et mises à flotter sur de l'eau gélatineuse préalablement déposée sur une lame histologique, elle-même placée sur une plaque chauffante maintenue à une température légèrement inférieure au point de fusion de la paraffine. Quand le ruban est bien tendu, l'excès d'eau albumineuse est égoutté à l'aide d'un papier filtre et les coupes sont collées. La lame est ensuite portée à l'étuve réglée à une température constante de 45 °C. Elle y reste pendant au moins 24 heures avant les traitements suivants.

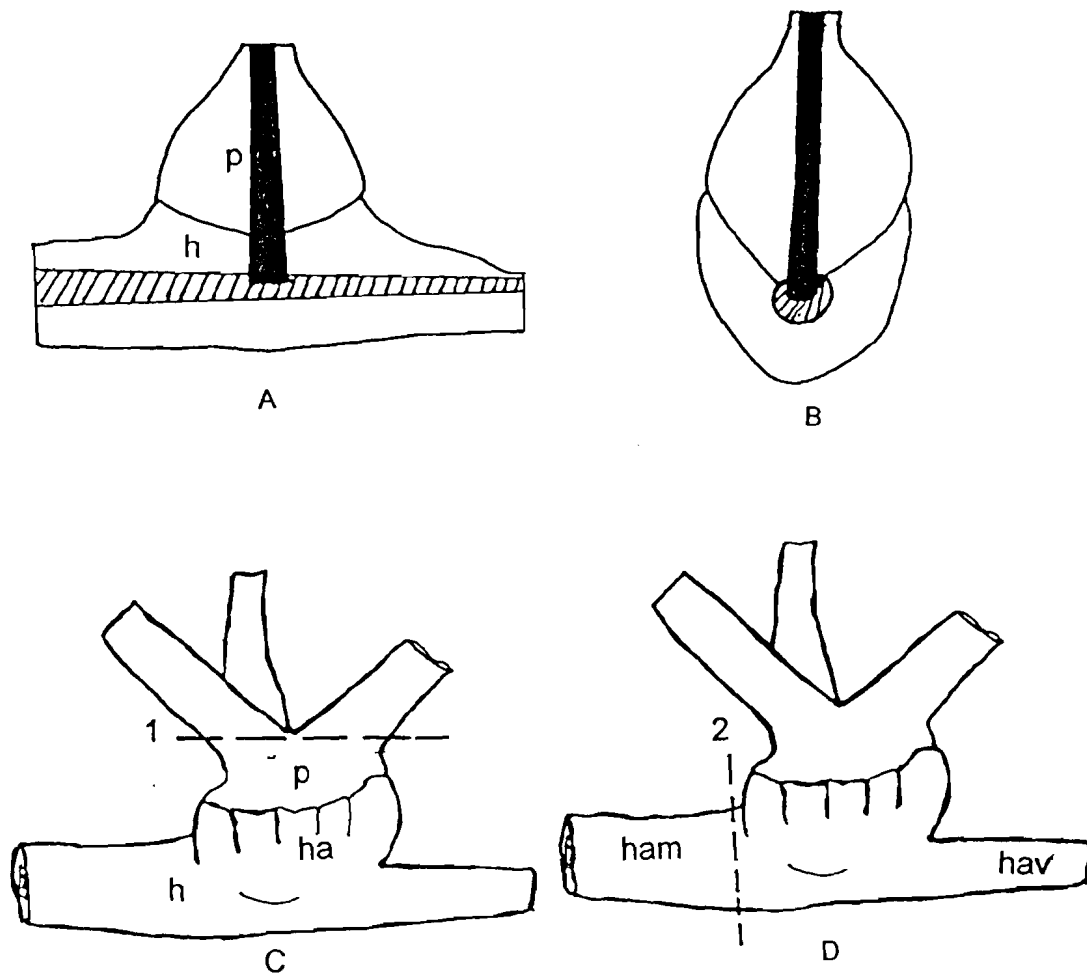


Figure 44. Différents plans de coupe.

A et B : plans de coupe du suçoir ; C et D : plans de coupe des touffes parasites lors des essais de lutte mécanique. A : tige de l'hôte (h) et parasite (p) sont coupées longitudinalement ; B : tige de l'hôte (h) coupée transversalement et parasite (p) coupé longitudinalement. C : destruction partielle du parasite (p) suivant le plan de coupe (trait discontinu) 1, en épargnant l'haustorium (ha) ; D : coupe de la tige de l'hôte en amont du point de fixation du parasite suivant le plan de coupe 2. ham : hôte en amont ; hav : hôte en aval.

Pour une étude topographique et cytologique générale, les coupes subissent une double coloration safranine / vert lumière.

Avant d'entreprendre la coloration, les coupes passent dans 3 bains de 10 minutes chacun de toluène qui dissout et élimine la paraffine autour et dans les tissus. Le toluène est à son tour remplacé par l'alcool (3 x 10 mn de bains d'alcool 100°).

Les coupes sont ensuite colorées à la safranine (1 % dans l'alcool 95°) pendant une nuit. Lavées à l'eau, elles sont rincées dans 3 bains rapides d'alcool absolu (1 minute au total) puis colorées pendant 30 secondes à 1 minute dans le vert lumière. Après déshydratation dans 3 bains successifs d'alcool 100°, puis de toluène, elles sont montées entre lames et lamelles dans du baume du Canada.

Toutes les coupes sont observées au microscope photonique Leitz Laborlux D, équipé d'un appareil photographique.

2.3 - Technique de préparation du matériel végétal pour la microscopie électronique à balayage (M.E.B.)

Le début de la manipulation est le même que celui décrit dans le cas de la microscopie photonique. Après fixation, les échantillons sont lavés, puis déshydratés par des passages dans des d'éthanol de degré croissant jusqu'à l'alcool absolu. L'alcool absolu est remplacé par l'acétone. Les échantillons subissent alors la technique du point critique (Cohen et Garner, 1971). Le point critique du système phase liquide / phase gazeuse (alcool absolu-CO₂) est la conjonction entre la pression critique et la température critique pour ce système. A ce moment la densité des deux phases est la même, la tension de surface devient donc nulle et l'élimination du CO₂ liquide se fait avec un traumatisme minimal pour les constituants cellulaires. Puis, une métallisation par dépôt d'une mince couche d'un mélange or-palladium est effectuée. Les observations sont réalisées dans le service de microscopie électronique à balayage du laboratoire d'Evolution des Etres Organisés (Université Pierre et Marie Curie, Paris).

3 - RESULTATS

3.1- La Fleur

Les Loranthaceae appartiennent à l'ordre des Santales à ovaire infère qui ne possèdent pas de loges et ne différencie pas d'ovules. La fleur est constituée d'un petit calice tubulaire à bord irrégulier, jamais longuement cylindrique, qui persiste souvent sur le fruit et d'une corolle tubulaire plus ou moins longue, à base généralement globuleuse, à sommet enflé ou non et qui se fend d'un côté lors de l'anthèse. Les filets des étamines sont soudés à la paroi du tube sur plus de la moitié de sa longueur.

La pollinisation est surtout assurée par des oiseaux, mais également par des insectes et le vent. A l'anthèse, les étamines s'enroulent autour du style et le stigmate découvert, est alors à l'air libre, favorisant ainsi l'ornithophilie. Les oiseaux vecteurs sont des *Nectariniidae* (Pl. 21, figs 1 & 2) : *Nectarinia senegalensis*, *N. pulchella*, *N. superba*, *N. coccinigaster*, *N. olivacea*, *N. fuliginosa*, *N. verticalis* et *Anthreptes platúra*, au long bec effilé, adapté à la morphologie de la fleur (Boussim, 1991). Ils sont attirés par le nectar produit au sommet de l'ovaire.

3.2 - La baie (Pl. 22)

Comme les Viscaceae, les Loranthaceae ne possèdent ni un vrai fruit, ni une véritable graine au sens botanique des termes. Cette caractéristique est d'ailleurs l'une de celles qui ont longtemps réuni les Viscoideae et les Loranthoideae dans la famille des Loranthaceae, jusqu'aux travaux de Danser (1933) et de Barlow (1964). Un fruit, au sens botanique du terme, est le résultat de la fécondation d'ovules distincts entourés des tuniques et qui évoluent en graine. Chez les Loranthaceae, les ovules sont indistincts dans la masse du tissu ovarien et leur évolution donne une fausse baie ou pseudo-baie qui ne contient pas de véritables graines mais un embryon logé dans l'albumen directement dans ses parois. Malgré cela, les termes de baie et de graine sont le plus souvent utilisés.

La baie ne contient qu'une seule graine entourée d'un tissu gluant, la viscine (Fig.45). Cependant, des cas de diembryonie sont fréquemment rencontrés dans les baies d'*Agelanthus dodoneifolius* (Pl. 27, fig. 2). Chaque individu produit de nombreuses

baies pour compenser les aléas de la dissémination. Sur un rameau de 90 cm de longueur de *T. globiferus* parasitant *Ficus platiphylla*, nous avons pu compter jusqu'à 140 baies.

La baie, de forme ovoïde, ellipsoïde ou suborbiculaire, et de taille variant entre 7 et 13 mm de longueur (Pl. 22) est constituée, de l'extérieur vers l'intérieur (Fig. 45 ; Pl. 23, fig. 1) :

- d'un épicarpe mince de moins 1 mm d'épaisseur, mais résistant, souvent vivement coloré à maturité afin d'attirer les oiseaux frugivores ; de consistance molle à maturité, l'épicarpe cède sous la pression du bec des oiseaux ;
- d'un mésocarpe comprenant une partie externe friable, peu visqueuse, la pulpe

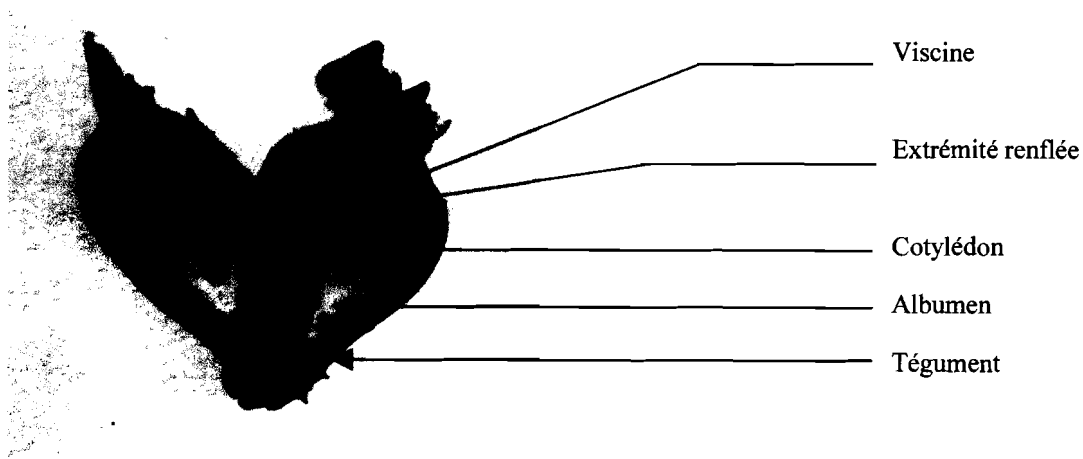


Figure 45 : Section longitudinale axiale d'une baie mûre d'*A. dodoneifolius*.

recherchée par les oiseaux, et une couche interne plus collante en contact direct avec la graine dont elle permet l'adhérence lors de la dissémination. En fait, le rôle de ce mésocarpe ou viscine est double : attirer les oiseaux en leur procurant une source de nourriture appréciable, et assurer la fixation de la graine en la collant littéralement sur le support .

- d'un endocarpe

La graine comprend un albumen blanc, d'épaisseur variable selon l'espèce, enveloppant un embryon droit chlorophyllien.

L'embryon est constitué :

- d'une partie apicale renflée en massue recouverte de protubérances (Pl. 23, figs 2, 3, 4, 5 & 7) ; la surface terminale de cette partie est tapissée de fines papilles (Pl. 23, fig. 4, 6 & 7) qui jouent probablement un rôle dans les premiers moments de la fixation de l'embryon sur la plante hôte ;
- deux cotylédons fusiformes, partiellement soudés, ne laissant qu'une petite fente d'environ 2 mm de longueur à leur base. On observe donc une gamocotylie partielle. Toutefois, l'embryon porte la trace d'une pseudo-séparation des cotylédons matérialisée par une dépression longitudinale qui prolonge la fente basale. Cette dépression est particulièrement accentuée chez l'embryon d'*A. dodoneifolius* (Pl. 23, fig. 3). Chez cette espèce une tricotylédonie et une biembryonie sont souvent observées (Pl. 27, fig. 2).

Après la fixation et au fur et à mesure que les réserves cotylédonaires s'épuisent, les fentes s'élargissent en même temps qu'elles s'allongent. Les deux premières feuilles apparaissent latéralement généralement l'une après l'autre, rarement simultanément, par les fentes cotylédonaires (Pl. 23, fig. 4 ; Pl. 27, fig. 5).

3.2.1 - Organisation histocytologique et cytochimique de la baie

La baie étant l'élément essentiel de la propagation des Loranthaceae, nous avons jugé nécessaire d'en faire une étude approfondie pour mieux comprendre le processus de dissémination.

3.2.1.1- L'épicarpe

L'épicarpe de la baie de *T. globiferus* est formé d'un ensemble hétérogène de cellules pluristratifiées (Pl. 24, fig. 1).

L'assise la plus superficielle se compose de petites cellules aplaties à parois pecto-cellulosiques relativement épaisses et à contenu cytoplasmique dense. Puis, plus les

cellules sont internes, plus elles sont volumineuses, de forme sphérique ou oblongue et toujours limitées par une paroi épaisse. De petites cellules aplaties contre le mésocarpe forment la dernière assise de l'épicarpe. Les cellules de la partie externe de l'épicarpe sont jointives tandis que de nombreux méats intercellulaires confèrent à la partie interne une structure peu compacte.

Au niveau des strates superficielles de l'épicarpe, des îlots de cellules scléreuses sont observés de place en place (Pl. 24, fig. 2). Ces cellules montrent une stratification pariétale ligneuse très développée à disposition concentrique qu'interrompent de nombreuses ponctuations rayonnantes. Elles se rencontrent également au pôle basal du fruit, dans le prolongement du pédoncule. Elles y constituent un amas sclérifié entourant une abondante vascularisation provenant de l'endocarpe (Pl. 26, figs 6 & 7).

L'épicarpe de la baie d'*A. dodoneifolius* présente la même structuration avec cependant quelques particularités :

- l'assise la plus externe de l'épicarpe est faiblement colorée en rose par la safranine.
- des inclusions cytoplasmiques constituées d'un ou de plusieurs sphéroïdes bruns sont observables.

L'épicarpe de la baie de *T. ophiodes* est plus épais que celui des autres espèces (Pl. 23, fig. 1).

3.2.1.2- Le mésocarpe

L'examen macroscopique de la baie avait déjà révélé l'hétérogénéité du mésocarpe de la baie. L'observation microscopique de sections longitudinales de baies de *T. globiferus* montre que les trois catégories cellulaires décrites précédemment sont réparties en deux régions distinctes : le mésocarpe externe et le mésocarpe interne (Pl. 24, fig. 1).

La région externe du mésocarpe correspond à l'intrication de deux types cellulaires disposés radialement : des cellules pigmentées situées en position périphériques et des cellules de la viscine plus internes.

Le mésocarpe interne est homogène et se compose de quatre à cinq assises de cellules sphériques à paroi fine formant une masse gélatineuse (les cellules gommeuses) (Pl. 25, fig. 6).

§ Les cellules pigmentées

Ces cellules, de petites taille et de forme isodiamétrique, s'associent en files cellulaires de trois à sept unités (Pl. 25, fig. 1). Les cellules terminales de chaque file s'agrègent en une pellicule unistratifiée externe accolée à l'épicarpe. La pigmentation naturelle jaune orange translucide, révélée par l'examen de matériel frais, est le fait d'abondantes gouttelettes cytoplasmiques (Pl. 24, fig. 3). Leur nature lipidique est mise en évidence par leur coloration en noir par le soudan B.

§ Les cellules de la viscine

Les cellules de la viscine occupent généralement une position interne dans le mésocarpe mais peuvent atteindre par endroits l'épicarpe. Très allongées, elles sont pourvues d'une paroi épaisse qui réagit intensément à l'APS (Pl. 24, fig. 4). En section transversale, leur pourtour est circulaire et crénelé (Pl. 25, fig. 1). Une pluristratification pariétale est parfois observable. Elle résulte d'un épaissement de la paroi cellulaire qui réduit d'autant la lumière cellulaire. Ces cellules sont dissociées les unes des autres par dissolution de la lamelle moyenne : il s'agit d'une caractéristique commune aux fruits charnus.

L'observation de matériel frais a permis de préciser l'agencement de la cellulose pariétale des cellules de la viscine. Des fragment de mésocarpe externe coupés à main levés et traités par les méthodes classiques de mise en évidence de la cellulose en microscopie photonique se colorent en rouge par le rouge Congo à 1% et en bleu par IKI + H₂SO₄ (Pl. 24, fig. 5) ou par IKI + ZnCl₂ (Pl. 24, figs 6 & 7). Sa nature cristalline est

révélée au microscope polarisant par la mise en évidence d'une biréfringence (Pl. 25, figs 2 & 3).

Les cellules de la viscine sont capables d'un étirement extrême grâce aux changements conformationnels des arrangements cellulodiques pariétaux (Pl. 24, fig. 7; Pl. 25, figs 2, 3, 4 & 5).

A l'état normal, les cellules ont un calibre relativement important et sont uniformément colorées : ceci correspond à des arrangements transversaux, pariétaux, parallèles et jointifs des fibres de la cellulose (Pl. 25, figs 2, 3 & 4a).

Après étirement, les cellules deviennent filiformes : leur calibre diminue fortement et les fibres cellulodiques s'orientent longitudinalement par rapport à l'axe cellulaire (Pl. 25, figs 2 & 4c). L'observation de figures intermédiaires permet de mieux comprendre ce processus d'étirement avec calibre moyen et arrangements cellulodiques obliques entrecroisés (Pl. 25, figs 4c & 5). Pendant la croissance cellulaire, la cellulose est déposée en hélices parallèles dont les spires transversales et jointives constituent une paroi cylindrique. L'étirement induit la séparation des spires et un changement de leur orientation.

3.2.1.3 - L'endocarpe

L'endocarpe (Pl. 23, fig. 1 ; Pl. 24, fig. 1) est composé de quatre à cinq assises de cellules allongées, extrêmement aplaties, à paroi épaisse. De nombreux éléments xylémiens le parcourent. Cette vascularisation se prolonge jusqu'au point d'attache de la baie sur le pédoncule floral. A ce niveau, elle jouxte les amas de cellules scléreuses de l'épicarpe.

3.2.1.4 - L'albumen

L'albumen est constitué de cellules volumineuses, jointives à parois fines renfermant des inclusions amyloacées colorées en rose violacé par l'APS (Pl. 26, figs 1, 2, 3 & 4). On observe un gradient de concentration des amyloplastides : les cellules les plus

apicales au voisinage de l'extrémité renflée de l'embryon en sont totalement dépourvues (Pl. 26, fig. 2) tandis les cellules basales en sont riches (Pl. 26, fig. 4).

3.2.1.5 - L'embryon

L'embryon comporte une seule assis de cellules épidermiques (Pl. 26, fig. 5) qui forment des papilles à l'extrémité renflée de l'hypocotyle (Pl. 23, figs 2 & 3). Dans la région de l'hypocotyle, sous l'épiderme, se trouvent 2 ou 3 rangées de cellules colorées en brun par la safranine. On retrouve dispersée dans le corps de l'embryon, ces cellules pigmentées (Pl. 26, figs 5 & 6). L'essentiel du corps de l'embryon est constitué de cellules indifférenciées à cytoplasme dense. De petits groupes de trachéides sont observables (Pl. 26, figs 6 & 7).

3.2.2 - Dispersion et germination des graines

3.2.2.1- Dissémination

L'ornithochorie est le seul mode de dispersion des graines des Loranthaceae en Afrique de l'Ouest (Boussim, 1991). La dissémination des baies est essentiellement assurée par des oiseaux frugivores. Le "petit barbu à front jaune", *Pogoniulus chrysonocus* ("Yellow-fronted barbet" des anglo-saxons) (Pl. 21, fig. 3), un petit oiseau de la savane soudanienne, est un disséminateur efficace. La petite taille des organes digestifs (bec et gosier) de l'oiseau ne lui permettant pas d'avalier les baies, il se contente de consommer une partie de la pulpe visqueuse. Avec son bec court et pointu, le petit barbu prélève la baie, déchire l'épicarpe, consomme la couche superficielle de la pulpe sucrée et abandonne la graine qui adhère au support grâce aux restes de viscine (Fig. 46).

Le "petit barbu à front jaune" est un oiseau très craintif. Très souvent, dès qu'il détache la baie, il quitte la touffe parasite pour se poser sur une autre branche de karité où les conditions de visibilité sont meilleures. Parfois, dérangé ou se sentant menacé, il s'envole avec la baie dans le bec pour un arbre voisin ou lointain où il laissera après son repas la graine qui germera et constituera un nouveau foyer de parasite. Dans cette quête de sécurité, les disséminateurs préfèrent les grands

arbres aux arbustes, ce qui a pour conséquence le taux élevé du parasitisme des arbres adultes constaté dans la nature.

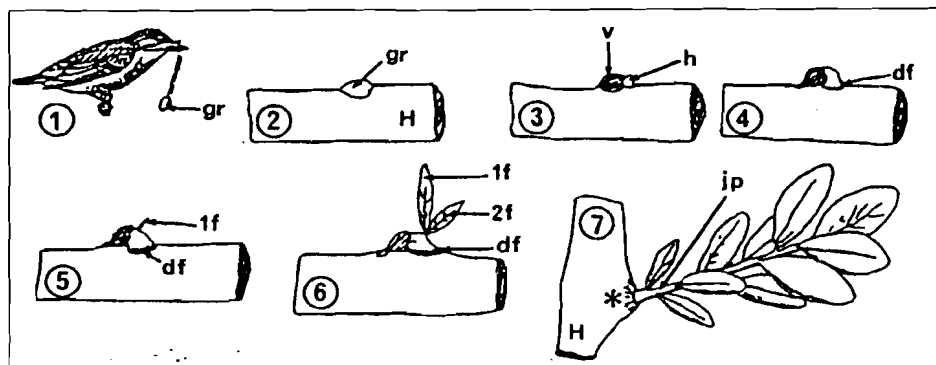


Figure 46: Stades phénologiques du développement de *Tapinanthus* d'après Boussim (1991)

1. Le petit barbu à front jaune se débarrasse d'une graine de *Tapinanthus* après consommation de la pulpe.
2. Graine déposée sur une branche-hôte par l'oiseau.
3. Germination de la graine avec le développement d'un hypocotyle chlorophyllien (h) terminé par une extrémité renflée. v, viscine séchée.
4. Fixation du parasite sur l'hôte par l'intermédiaire d'un disque de fixation (df).
5. Apparition de la première feuille (1f). L'albumen a disparu et les cotylédons se sont atrophiés.
6. Stade deux feuilles (2f). La plantule peut rester à ce stade pendant deux mois. df, disque de fixation.
7. Jeune plante de *Tapinanthus* (jp) âgée d'un an. Noter un léger renflement de l'hôte, à la base du point d'insertion du parasite, *.

3.2.2.2- Germination et fixation de la graine

a- Germination

Pour mieux observer les différentes phases de la germination, nous avons procédé à des infestations artificielles en déposant sur des hôtes sensibles des graines provenant de baies mures des trois espèces les plus communes : *A. dodoneifolius*, *T. globiferus* et *T. ophiodes*. Pour ces 3 espèces, les processus de la germination et de la fixation sont identiques.

Une fois la graine extraite du péricarpe (Pl. 27, fig. 3), la viscine sèche en quelques heures, renforçant l'adhérence de la semence sur le support (Pl. 27, fig. 4).

Contrairement au gui européen, *Viscum album*, il n'existe pas de dormance chez les graines des Loranthaceae. Dès que la baie parvient à maturité, la graine est prête à germer. Par contre, une température inférieure à 10 °C est défavorable à cette

germination. Les températures optimales pour la germination sont comprises entre 25 et 35 °C à la lumière. Dans ces conditions, les graines germent rapidement, entre 24 et 48 heures, sur n'importe quel substrat. La rapidité de la germination est une des caractéristiques des Loranthaceae d'Afrique. L'embryon développe un court hypocotyle dont l'extrémité renflée se transforme en un cône (Pl. 27, figs 3, 4 & 5) visible hors de la masse albumineuse après 36 heures. L'hypocotyle émerge du côté opposé du point d'attache de la baie au pédoncule (Pl. 27, fig. 1).

b- Fixation

L'hypocotyle s'allonge d'abord parallèlement au support sur une longueur variant entre 5 et 8 mm, puis son extrémité renflée s'incurve afin d'établir un contact avec la surface du support, qu'elle atteint en 72 heures environ par un phototropisme négatif et s'y fixe (Pl. 27, fig. 4 & 5). Au centre de l'extrémité renflée de l'embryon transformée en cône de fixation, émerge un dôme, origine du futur organe de fixation. La germination, jusqu'à ce stade, se déroule quelle que soit la nature du support et la manière dont la graine a été déposée. Mais elle ne se poursuit que si le support est vivant et pénétrable.

Lorsque le support est inerte, on assiste tout de même à un début de formation du coin de perforation mais en l'absence de pénétration, la semence se dessèche à partir de 72 heures. Il en est de même pour les graines conservées pendant plus de 3 jours. Les baies des Loranthaceae sont classées parmi les semences les plus récalcitrantes et leur pouvoir germinatif est très fugace. Conservées à l'air libre pendant 48 heures, les baies se déshydratent au point que la germination des graines n'est plus possible. Par contre, stockées dans un endroit frais (chambre froide) la germination est toujours possible après 3 jours mais la flexion de l'hypocotyle vers la surface de l'hôte est perturbée.

En présence d'un support vivant et après contact, le cône de fixation développe en son centre une protubérance qui, en s'allongeant, s'enfonce dans les tissus de l'hôte à la manière d'un coin d'où l'appellation de "coin" de pénétration ou de perforation. A la fin de la fixation, la plantule est fermement fixée à la surface de l'hôte en deux endroits :

au niveau des cotylédons par les restes de viscine séchés à l'air, et au niveau du disque adhésif (Pl. 27, figs 4, 5 & 6) formé par l'ensemble des cellules superficielles du cône de fixation au contact de l'hôte qui secrète une substance collante (Pl. 27, fig. 6).

L'élongation de l'hypocotyle et la flexion de l'embryon libèrent graduellement celui-ci de l'albumen qui l'entoure. La libération des cotylédons de l'albumen semble avoir une influence sur l'apparition des premières feuilles. La persistance des téguments desséchés de la graine autour des cotylédons retarde la sortie des premières feuilles (Pl. 27, figs 4 & 5). Ce temps varie en général entre 2 et 5 semaines. Sur des hôtes à bois tendre comme le papayer (*Carica papaya*), le baobab (*Adansonia digitata*), *Albizia lebbek* ou *Jatropha curcas*, nous avons noté l'apparition des premières feuilles le douzième jour. Il est plus long sur le karité, *Gardenia sp.*, *Tamarindus indica* et *Khaya senegalensis*, dont le bois est relativement dur. Sur ces hôtes, l'émergence des premières feuilles se situe entre la troisième et la cinquième semaine, parfois au-delà. Dans la plupart des cas, l'apparition des deux premières feuilles est échelonnée dans le temps. La première sort, s'allonge d'environ 10 à 15 mm ce qui prend une semaine avant que la seconde n'apparaisse (Pl. 27, figs 5 & 6). Cependant, dans certains cas, les 2 feuilles émergent simultanément. Elles sortent du sillon cotylédonaire, juste au-dessus du cône de fixation (Pl. 23, fig. 4 ; Pl. 27, fig. 5).

Les facteurs physiques que sont la lumière et surtout la température, ont une influence sur la vitesse et le taux de la germination. Un essai de germination portant sur 600 baies d'*A. dodoneifolius* et de *T. globiferus* en conditions contrôlées de lumière et de température ont confirmé nos résultats antérieurs (Boussim, 1991) :

- les basses températures (inférieures à 12 °C), de même que l'obscurité prolongée sont défavorables à la germination ;
- le taux et la vitesse de germination des graines sont satisfaisants à une température élevée, autour de 30°C.

Dans la nature, les taux de germination et de fixation sont toujours élevés. Sur le karité, c'est avec *A. dodoneifolius* qu'on enregistre les pourcentages les plus élevés avec plus 90% pour la fixation. La conséquence de ces taux élevés de germination et de fixation, ainsi que la bonne fructification, c'est l'abondance de ce parasite sur les plantes hôtes. Il est suivi de près par *T. globiferus*.

La germination et le développement de la plantule jusqu'au stade une ou deux feuilles peuvent avoir lieu sur une plante non sensible. Sur le manguier (*Mangifera indica*) et le flamboyant (*Delonix regia*) sur lesquels aucune Loranthaceae n'a jamais été observée, nous avons obtenu des germinations allant jusqu'au stade 1 à 2 feuilles (Pl. 27, fig. 6), après lequel les plantules meurent, faute probablement de transfert trophique. Il est également possible de faire germer les graines de *T. ophiodes* et de *T. globiferus* sur le néré (*Parkia biglobosa*) sur lequel ne se développe spontanément que *A. dodoneifolius*. Cependant, seules les plantules de ce dernier poursuivent leur développement. Enfin, les graines d'*A. dodoneifolius*, d'*Englerina lecardii*, de *T. globiferus* et de *T. ophiodes* germent jusqu'au stade d'une à deux feuilles sur leurs propres branches, bien que l'autoparasitisme n'ait pas encore été observé chez ces espèces.

La plantule reste au stade 1 à 2 feuilles pendant 2 mois, parfois plus (Pl. 27, fig. 7). La croissance ne s'accélère que vers la fin du premier trimestre (Pl. 27, fig. 8).

3.3 - Mise en place de l'appareil haustorial

3.3.1 - Notions d'haustorium, de système endophytique, de suçoirs et de cordons

Chez les Phanérogames parasites, l'haustorium est l'organe spécifique qui permet à la plante de prélever chez l'hôte les différents éléments nutritifs nécessaires pour son développement. Chez les parasites épiphytes telles que les Loranthaceae et les Viscaceae, mais aussi les cassythes et les cuscutes, l'haustorium a une double fonction de fixation et de nutrition.

La partie cachée de l'haustorium contenue dans les tissus de l'hôte est désignée sous le nom de système endophytique (Thoday et Johnson, 1930) ou tout simplement endophyte (Ozenda et Capdepon, 1979).

Selon Solms-Laubach (1867), cité par Sallé (1977), chez certaines Loranthaceae, l'endophyte se compose généralement de deux parties :

- les suçoirs contenus dans le bois de l'hôte et assurant le transfert des éléments nutritifs de l'hôte vers le parasite ;

- et les cordons qui sont des ramifications non absorbantes de l'endophyte situées, soit dans les tissus corticaux de l'hôte comme les cordons corticaux de *Viscum album*, soit à la surface de l'écorce, tels que ceux observés chez le genre *Scurrula*.

Les cordons peuvent émettre à leur tour des suçoirs de second ordre appelés suçoirs secondaires, pour faire la distinction avec le suçoir primaire qui, lui, provient directement du "coin de pénétration".

Le système endophytique des Loranthaceae d'une façon générale (Condon et Kuijt, 1994) et des guis africains en particulier a fait l'objet de très peu d'observations, contrairement à celui du gui européen sur lequel d'assez nombreuses références sont disponibles. A notre connaissance, les travaux de Onofeghara (1971) et de Room (1970) sur *T. bangwensis*, auxquels nous nous réfèrerons très souvent, sont les seules références concernant l'appareil haustorial des Loranthaceae d'Afrique. Cette insuffisance d'informations nous a amené à réaliser une étude ontogénique et structurale de cet organe capital chez les deux espèces de Loranthaceae les plus courantes en Afrique de l'Ouest : *A. dodoneifolius* et *T. globiferus*. Lors de l'étude structurale des suçoirs, une attention particulière a été portée à l'interface hôte-parasite afin de préciser les mécanismes de pénétration et de transfert des nutriments, deux points clés des relations hôte-parasite.

3.3.2 - Modalités de mise en place de l'endophyte et sa pénétration

Une fois que l'extrémité renflée de l'hypocotyle entre en contact avec le périoderme de l'hôte, le processus de pénétration commence par la mise en place du cône de pénétration. Ce processus, caché au regard, a été bien étudié chez le gui européen par Sallé (1975). Des sections transversales et longitudinales des couples *T. globiferus* / karité et *A. dodoneifolius* / karité ont permis de comprendre les transformations qui accompagnent la pénétration de l'haustorium dans les tissus de l'hôte.

Le cône de fixation comprend deux parties distinctes :

- la zone axiale, dont les cellules les plus apicales sont isodiamétriques et possèdent un volumineux noyau sphérique et central. Elles constituent la zone méristématique. L'arrière de cette zone méristématique est le siège d'une intense parenchymatisation des cellules par un accroissement du volume vacuolaire et une diminution du volume nucléaire, et la différenciation de plusieurs cordons vasculaires (PI. 28, figs 1, 2, 5 & 6).
- les zones latérales, constituant les marges, où les cellules exclusivement parenchymateuses, sont plus grandes et très vacuolisées. Des files de cellules écrasées sont observables dans ces zones (PI. 28, figs 1, 3 & 4)

Dès l'établissement du contact entre le cône de fixation et l'hôte (PI. 28, fig. 1), les cellules superficielles des marges du cône s'allongent radialement et permettent une parfaite adhérence du cône de fixation à la surface de l'hôte (PI. 28, fig.1). La présence de papilles, dont le rôle n'est pas encore connu, est observée à la périphérie (PI. 28 fig. 3). C'est la première fois que la production de telles papilles par les cellules de l'assise superficielle recouvrant le cône de fixation chez les Loranthaceae est signalée. Ces expansions cellulaires, qui ne sont pas sans rappeler celles décrites chez les parasites épirhizes (*Striga*, *Orobanche*, *Alectra*, *Rhamphicarpa*, etc.), jouent probablement un rôle lors de la fixation sur l'hôte. Néanmoins, leur nombre relativement réduit permet de leur attribuer un rôle très secondaire par rapport aux cellules du disque adhésif.

Tous les auteurs qui étudient les plantes parasites reconnaissent deux mécanismes susceptibles d'être impliqués dans la pénétration de l'organe parasitaire dans les tissus de l'hôte, l'un mécanique qui fait intervenir la pression développée dans les tissus de l'hôte, l'un enzymatique nécessitant la production d'enzymes telles que cellulases et pectinases. Au niveau histologique, lorsque des débris cellulaires sont observés au niveau de la surface d'affrontement des deux plantes sont observés, l'action mécanique est mise en cause. Par contre, si la limite hôte-parasite est très nette, le processus enzymatique est évoqué.

Chez les deux Loranthaceae que nous avons étudiées, les deux mécanismes interviennent vraisemblablement dans la pénétration, puis la progression des suçoirs, avec une nette dominance de l'action enzymatique, même s'il est actuellement difficile d'évaluer la part qui revient respectivement aux deux mécanismes.

Nous avons vu que la partie axiale du cône de fixation est constituée de cellules méristématiques qui ont une activité prolifératrice importante. Sallé (1975 et 1977) a évalué chez le gui (*Viscum album*) le taux de noyaux en mitose entre 11 et 15 %. Les travaux sus cités, de même que les nôtres sur *Cassytha filiformis* (Boussim, 1988), ont montré qu'en arrière de la zone méristématique, les cellules subissent une auxèse importante à l'issue de laquelle leur longueur moyenne passe du simple à plus du double. La multiplication cellulaire intense, associée à l'élongation des cellules méristématiques provoque une pression qui intervient certainement dans la pénétration des tissus de l'hôte par le parasite

La progression du futur suçoir dans les tissus de l'hôte provoque la rupture des assises du périderme. Ce dernier se délite pour former deux sous-ensembles (Pl. 28, figs 2 & 4) : les couches externes sont rejetées latéralement et se retrouvent insérées entre les cellules du disque adhésif, tandis que les assises cellulaires internes se sont entraînées par l'avancée du suçoir. Un plissement des assises corticales de l'hôte environnant le site d'entrée de l'haustorium est fréquemment observée (Pl. 29, fig. 1). L'action physique du parasite devient de plus en plus marquée avec l'âge de celui-ci, pouvant provoquer dans certains cas l'éclatement des tissus superficielles de l'hôte (Pl. 27, fig. 6).

La pénétration du jeune suçoir s'accompagne souvent d'un faible niveau de coloration locale des tissus de l'hôte (Pl. 29, fig. 2). Par ailleurs, sur la plupart des coupes observées, l'interface hôte-parasite est très nette et l'existence d'une substance vert grisâtre ou fortement colorée (Pl. 29, figs 3 & 4) y est fréquemment notée. Ce phénomène a été observé chez plusieurs hôtes pour les deux espèces parasites étudiées, suggérant ainsi l'action enzymatique dans la pénétration.

Il est intéressant de noter que la pénétration physique des tissus de l'hôte n'a pas d'effet que sur celui-ci. Les plages de cellules écrasées observées dans le cône de fixation et même dans l'endophyte témoignent d'une compression excessive.

Si les processus de fixation et de pénétration sont semblables chez les deux parasites, le développement de l'endophyte et ses conséquences morphologiques et physiologiques sur l'hôte ne se manifestent ni de la même façon, ni à la même vitesse.

En conclusion, Il est connu d'ailleurs depuis les travaux de Ozenda et Capdepon (1979) que la structure de l'haustorium des Loranthaceae est plus ou moins complexe suivant les genres et même les espèces.

3.3.3 - Organisation de l'haustorium d'*Agelanthus dodoneifolius*

Le jeune suçoir d'*A. dodoneifolius* progresse de façon radiale dans les tissus corticaux de l'hôte en direction du xylème de celui-ci. La traversée des tissus corticaux de l'hôte est assez rapide. Des coupes de l'union *A. dodoneifolius* / baobab, âgée de 5 semaines, montrent que le suçoir a traversé le périderme, l'écorce, le phloème et le cambium et est en contact avec les couches externes du xylème (Pl.28, fig. 2). Sur du matériel âgé de 8 à 12 semaines, le suçoir, après la croissance radiale qui l'a amené au contact du xylème, prend une direction tangentielle et a tendance à entourer l'ensemble du xylème de l'hôte, le séparant au moins du cambium (Pl. 29, fig. 4)

Sur le karité, le développement de l'endophyte est plus lent. Des coupes réalisées sur des ensembles *Agelanthus* / karité âgés de 6 semaines montrent que l'endophyte est toujours dans l'écorce de l'hôte (Pl.29 , figs 2 & 3). Une intense activité méristématique de la zone axiale, en arrière du front de progression du suçoir et le dépôt d'une substance opaque, pouvant être soit un exsudat des cellules frontales, soit un résidu de digestion du tissu de l'hôte, sont visibles sur ces coupes (Pl. 29, fig. 3). L'observation de matériel âgé de 16 à 21 semaines montre que la croissance tangentielle a déjà commencé et que près de la moitié du xylème est entourée (Pl. 30,

figs 1 & 2). Sur du matériel âgé de 28 semaines, le xylème de l'hôte est presque entièrement encerclé par le suçoir (Pl. 31, fig. 1 ; Pl. 32, fig. 3). Dans de telles unions suffisamment âgées, il est fréquent d'observer des expansions radiales du suçoir qui se développent en direction de la périphérie (Pl. 31, figs 3, 5 & 6) grâce à la formation de zones méristématiques surnuméraires (Pl. 31, fig. 4). Les perturbations physiques (compression et déplacement) et la digestion enzymatique (décoloration, présence d'une substance amorphe ou fortement colorée) des tissus de l'hôte induites par la progression du suçoir sont beaucoup plus visibles sur ces coupes.

Sur la majorité des coupes, la croissance tangentielle se fait dans une direction ou dans l'autre. Dans quelques cas cependant, la progression circulaire est bidirectionnelle (Pl. 31, fig. 1), résultant d'une dichotomie précoce de l'haustorium primaire.

L'examen détaillé des macrocoupes de matériel âgé d'un à plusieurs années révèle que l'anneau formé par le suçoir est profondément inclus dans le bois de l'hôte et que les expansions radiales sont abondantes et ne dépassent jamais la surface du bois sans pénétrer dans l'écorce (Pl. 32, fig. 4 & 5 ; Figs 47 B, 47 E & 47 F). Ces mêmes sections montrent que le suçoir émet également des expansions latérales, longitudinalement à l'axe de l'hôte pouvant atteindre, dans des haustoriums de plusieurs années, 15 cm de longueur, qui à leur tour, développent des processus radiaux (Pl. 32, figs 1 & 2 ; Figs 47 B & 47 F).

Les observations macroscopiques et microscopiques réalisées sur différentes sections nous ont amené à proposer un modèle d'organisation des suçoirs d'*Agelanthus dodoneifolius* (Fig. 47 C, 47 D & 47 E).

Lorsque le suçoir traverse le cambium et atteint les couches nouvellement formées du xylème de l'hôte, il adopte une direction tangentielle pour former un cylindre autour du xylème existant, à la manière de ce que Ozenda et Capdepon (1979) ont décrit comme des "fourreaux" chez les Loranthaceae stolonifères. Ce "fourreau circulaire", qui émet des expansions radiales dirigées vers la périphérie, finit par se trouver inclus dans le bois par la reprise de la croissance du cambium de l'hôte au-dessus de lui. La partie circulaire de l'endophyte, en fin de compte totalement incluse

dans le xylème, peut être comparée aux cordons internes de l'endophyte des Viscaceae (à la différence que chez les Viscaceae les cordons cheminent dans les tissus corticaux) et les expansions radiales centrifuges aux suçoirs secondaires de cette même famille.

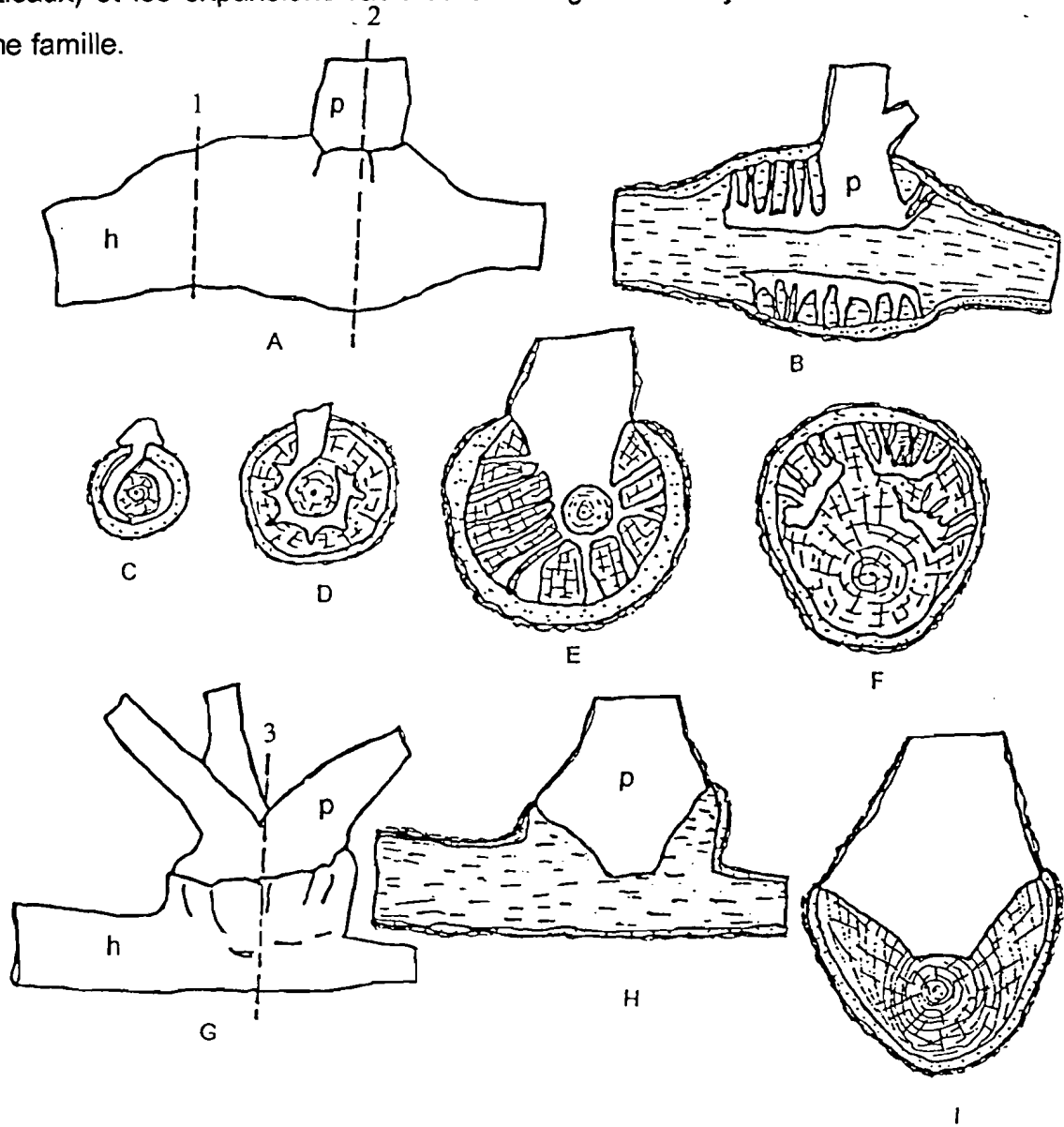


Figure 47. A, B, C, D, E et F : haustorium d'*Agelanthus dodoneifolius* ; G, H et I : haustorium de *Tapinanthus globiferus*.

A, haustorium mature provoquant un renflement fusiforme de l'hôte. B, section longitudinale axiale de A ; on note l'expansion latérale et l'émission des processus radiaux de l'haustorium. C et D, schémas du développement de l'haustorium et la formation des processus radiaux. E, section de A suivant le plan de coupe 1. F, section de A suivant le plan de coupe 2. G, haustorium mature de *T. globiferus*. H, section de G longitudinalement à l'hôte et au parasite. I, section de G suivant le plan 3.

3.3.4 - Organisation de l'haustorium de *Tapinanthus globiferus*

L'haustorium de *T. globiferus* est beaucoup plus massif que celui d'*A. dodoneifolius* (Pl. 33). Il procède de la double pénétration mécanique et enzymatique. L'examen de coupes histologiques de l'union *Tapinanthus globiferus* / karité âgée de 6 semaines montre que le suçoir chemine encore radialement dans les tissus corticaux de l'hôte (Pl. 33, fig. 1). La zone de prolifération cellulaire est plus large (Pl. 28, fig.6) que celle décrite chez *Agelanthus*.

L'observation de matériel de même âge, mais parasitant le baobab, révèle que le parasite a atteint les couches supérieures du xylème de l'hôte (Pl. 33, fig. 2), étape qui est atteinte chez le karité 10 à 12 semaines, parfois plus, après l'infestation (Pl. 33, fig. 3). Les coupes transversales d'un rameau de karité dont l'infestation remonte à 5 mois montrent que le suçoir est profondément enfoncé dans le xylème de l'hôte et qu'il n'y a pas eu de changement de direction de la progression de l'endophyte qui reste radiale (Pl. 33, fig. 4).

Dans de nombreux cas, l'endophyte développe des expansions latérales qui augmentent d'une manière considérable la surface de contact entre les deux plantes (Pl. 33, figs 1, 2,3 & 4 ; Pl. 34, fig. 5). Il est fréquent que la poussée développée par le suçoir provoque un éclatement du périoderme de l'hôte (Pl. 27, fig. 6). L'affleurement de l'endophyte est souvent suivi de la formation d'un bourgeon végétatif, départ d'un deuxième pied de parasite (Pl. 27, fig. 7 ; Pl. 34, fg. 5 ; Pl. 35, fig. 4). On connaît la capacité exceptionnelle de régénération des cordons corticaux du gui européen *Viscum album*, des guis nains américains, d'*Arceuthobium* sp. et des Rafflesiaceae, dont les touffes florifères ou les fleurs naissent à une certaine distance les unes des autres, à partir d'un endophyte qui s'est répandu dans toute la plante. Mais, à notre connaissance, c'est la première fois qu'une multiplication végétative par progression de l'endophyte est signalée chez les Loranthaceae épiphytes, en particulier celles d'Afrique.

L'examen de sections macroscopiques des haustoriums adultes de *T. globiferus* (Pl. 34, figs 1 à 4) révèle une organisation beaucoup plus simplifiée par rapport à ce qui a été décrit chez *A. dodoneifolius*. L'endophyte, généralement

monolithique progresse inexorablement dans les tissus de l'hôte. La surface de contact entre les 2 parasites devient de plus en plus importante avec l'âge (Pl. 34, figs 6 & 7). Sur certains matériels, la zone de séparation est marquée par une intrication des protubérances de l'hôte et des tissus parasitaires (Pl. 34, fig. 6).

3.3.5 - Le système vasculaire

La vascularisation de l'hypocotyle, du jeune suçoir et de l'ensemble de l'endophyte est beaucoup plus important que celle décrite chez le gui européen (Sallé, 1975). Dès la fixation du parasite, se mettent en place, en arrière de la zone méristématique massive, des cordons vasculaires (Pl. 28, fig. 5). L'examen de matériel âgé montre que la partie axiale du suçoir fonctionnel est constituée d'éléments xylémiens, essentiellement de vaisseaux spiralés, très souvent associés à un ensemble de petites cellules nucléées et anucléées (Pl. 30, figs 3 & 4), qui rappellent l'ensemble phloémien des plantes autotrophes.

Malgré l'observation de très nombreuses sections de systèmes d'absorption des deux espèces (*A. dodoneifolius* et *T. globiferus*) aucune continuité xylémienne entre le parasite et l'hôte n'a pu être décelée, comparable à celle décrite chez le genre *Loranthus* (Mac Luckie, 1923 ; Menzies, 1954), certaines Viscaceae (Sallé, 1975) et les autres Phanérogames parasites. Nous n'avons observé que des contacts parenchyme-parenchyme ou xylème de l'hôte - parenchyme du parasite. Cette observation va dans le sens de la suprématie d'un transport apoplastique des nutriments de l'hôte vers le parasite, au niveau des suçoirs de ces plantes, n'impliquant que très faiblement les connexions xylémiennes directes.

L'existence d'un transport apoplastique dans les associations plantes parasites-hôtes a été mise en évidence il y a déjà plus d'une dizaine d'années (Kuo *et al.*, 1989). Ce phénomène est associé à un épaississement des parois inter faciales périclinales des cellules parenchymateuses. Cette hypothèse a été confirmée expérimentalement en fournissant des sels de métaux lourds (nitrate et lanthane) à des racines de sorgho, *Sorghum bicolor*, parasité par *Striga hermonthica* (Neumann, 1999). La présence de lanthane a été observée dans les parois inter faciales du

parasite au niveau central. Ces épaissements, décrits chez plusieurs plantes parasites, dont le gui européen, semblent jouer un rôle important dans la conduction apoplastique du flux de nutriments de l'hôte vers le parasite, étant donné que les contacts xylémiens directs au niveau de l'interface sont infiniment moins nombreux que les contacts entre cellules parenchymateuses.

3.3.6 - Effet du parasite sur l'hôte

L'examen macroscopique et microscope de sections de rameaux de karité parasités montre une désorganisation physique parfois spectaculaire des tissus de l'hôte : déplacement, compression, distorsion, destruction qui concernent aussi bien les tissus corticaux que le xylème et le phloème (Pl. 27, fig. 6 ; Pls 29, 30, 31, 32, 33, 34 & 35). Cette désorganisation, qui affecte sans nul doute la physiologie de l'hôte, déprécie le bois parasité et le rend impropre à toute utilisation (menuiserie, construction, etc.).

Le premier effet visible extérieurement est un renflement de la branche parasitée au point de fixation du parasite, et cela quel que soit l'hôte (Pl. 35).

L'hypertrophie, caractéristique constante de toutes les Loranthaceae et Viscaceae, reflète le niveau de sensibilité de la plante attaquée et augmente avec l'âge de la fixation du parasite pour atteindre parfois des proportions spectaculaires. Sa morphologie, son ampleur et sa structuration varient selon les hôtes et, surtout, les espèces parasites. Elle peut, de ce fait, servir de critère d'identification.

L'implantation d'*Agelanthus* forme une masse fusiforme s'étendant plus ou moins de part et d'autre du point de fixation (Pl. 32, figs 1 & 2 ; Pl. 35, figs 1 & 2) et dans laquelle les tissus des deux plantes sont très étroitement imbriqués. Plus la tige hôte a un faible calibre, plus le renflement est précoce et spectaculaire.

L'hypertrophie provoquée par les *Tapinanthus* est de type cupuliforme (Pl. 34, fig. 1 ; Pl. 35, figs 3 & 4). La pénétration du parasite semble stimuler le cambium de l'hôte dont le fonctionnement anormal forme une masse volumineuse en cupule dans

laquelle s'affrontent, souvent à part égal, les tissus des deux plantes (Pl. 34, figs 2, 3, 4, 6 & 7).

L'ampleur de l'excroissance semble avoir un rapport avec la dureté du bois de l'hôte. Chez les espèces à bois relativement dur comme le *Gardenia*, le *Combretum*, le karité et le goyavier, la fixation du *Tapinanthus* provoque presque systématiquement un volumineux renflement dont les dimensions augmentent avec l'âge. La réaction du caïlcédrat (*Khaya senegalensis*), essence à bois très dur et lourd, à l'infestation par *T. globiferus*, se traduit par la formation d'une réaction très impressionnante. Nous avons pu observer un de ces renflements qui mesurait 29 cm de diamètre sur une branche de *Khaya* dont le diamètre en amont était d'environ 10 cm, presque le tiers de l'excroissance.

Par contre, sur les hôtes à bois tendre tels que *Adansonia digitata* (le baobab), *Bombax costatum*, *Sterculia setigera* et *Jatropha curcas*, l'hypertrophie est généralement modérée.

Le renflement du site d'implantation du parasite s'accompagne d'une diminution tout aussi spectaculaire de la branche hôte en aval (Pl. 35, figs 3 & 4). Le ralentissement, puis l'arrêt de la croissance et parfois finalement la mort de cette partie de l'hôte est une conséquence d'une sous-alimentation hydrique et minérale consécutive au détournement effectué par le parasite. L'effet primaire du parasitisme consiste dans l'utilisation par le parasite des éléments nutritifs initialement destinés à l'hôte. Comme nous venons de voir, le système endophytique d'*A. dodoneifolius* encercle le bois central de l'hôte et envoie de nombreuses ramifications dans les couches nouvellement formées, endroits privilégiés de la conduction de la sève, tandis que celui de *T. globiferus* est en contact étroit avec les tissus de l'hôte sur une grande étendue. Cette augmentation graduelle de la surface de contact entre le parasite et les tissus nourriciers de l'hôte, affecte sans nul doute la gestion de l'eau de ce dernier. Dans un environnement sahélien rendu rude par le déficit chronique de la pluviosité, comme celui du Burkina Faso, cette spoliation peut directement entraîner la mort de l'arbre s'il est massivement parasité.

Par ailleurs, les arbres parasités sont plus sensibles aux agents pathogènes tels que des champignons et des insectes (Sallé *et al.*, 1993) et à la sécheresse.

3.4 - Méthodes de lutte

Les Loranthaceae causent d'importants dégâts dans les formations naturelles et les plantations de nombreux pays africains : Burkina Faso, Cameroun, Côte d'Ivoire, Gabon, Ghana, Mali, Nigeria, Ouganda (Room, 1970 ; Clerk, 1978 ; Sallé *et al.*, 1990 ; Boussim, 1991 et 1993 ; Traoré, 1994 ; Traoré et Da, 1995, 1996 et 1997 ; Guyot et Ntawanga Omanda, 1998) et du monde. Les dégâts, difficiles à évaluer, posent parfois un problème majeur dans la sylviculture. En Afrique de l'Ouest, le karité est l'une des essences les plus gravement atteinte. Les travaux de Maïga (1988 et 1989) et les nôtres (Boussim, 1991) ont révélé qu'environ 95 % des karités du Mali et du Burkina Faso sont parasités par 5 espèces de Loranthaceae (*Agelanthus dodoneifolius*, *Tapinanthus globiferus*, *T. ophiodes*, *T. pentagonia* et *T. bangwensis*). Bien avant ces résultats, Ruysen (1957) faisait remarquer que le contrôle des Loranthaceae est un préalable à l'amélioration du karité. C'est dire, si besoin en était, que la nécessité de lutter contre le parasitisme des Loranthaceae n'est pas une nouveauté. En 1991, nous terminons un mémoire sur le parasitisme des *Tapinanthus* sur le karité en souhaitant que l'on trouve un remède efficace qui permette de sauver nos parcs.

Durant nos recherches dans le cadre du présent travail, nous avons testé trois techniques de lutte couramment utilisées contre les mauvaises herbes et les plantes parasites (Frochot *et al.* 1983 ; Sallé et Aber, 1986 ; Olivier *et al.*, 1992 ; Samb, 1992 ; Hoffmann, 1994 ; Ouédraogo, 1995, etc.) : mécanique, chimique et variétale.

3.4.1 - Lutte mécanique

La lutte mécanique consiste à détruire manuellement le parasite. Depuis que nous avons pris conscience du problème des Loranthaceae, et compte tenu de l'absence de données sur les méthodes de lutte dans le cas du couple karité / Loranthaceae, nous avons préconisé l'élimination mécanique des touffes parasites.

Dans le soucis de maximiser les chances de réussite de la technique (Fig. 48), là où elle est applicable et éviter des repousses, nous avons entrepris des essais de coupe à l'échelle de l'arbre et portant sur les touffes parasites.

Les essais sont réalisés dans le peuplement de karité de Toudoubwéogo, un des villages riverains de Ouagadougou.

a- Coupe à l'échelle de l'arbre

Dans un champ, un karité fortement infesté par *A. dodoneifolius* et *T. globiferus* a été repéré en avril, période où l'arbre a perdu toutes ses feuilles (Pl. 36, fig. 1).

Le propriétaire du champ reconnaît que l'arbre ne produit plus beaucoup et il pense que le parasite en est la cause. Aussi, nous lui proposons de procéder à un ébranchage sévère de l'arbre afin de le débarrasser des Loranthaceae et de tester les capacités de repousse du karité. L'arbre a été émondé en juillet 1990 (Pl. 36, fig. 2).

b- Coupe du parasite

Deux karités parasités à la fois par *A. dodoneifolius*, *T. globiferus* et *T. ophiodes* sont retenus pour cet essai. Un total de 24 touffes (6 touffes par parasite) ont été choisies en fonction de leur accessibilité (Pl. 37, fig.1). Les traitements sont appliqués en trois temps (Tableau 7) : 9 touffes sont coupées le 24 avril (reprise de la végétation), 9 autres le 15 juin (pleine période végétative) et 6 autres le 13 novembre (début de la période de ralentissement de l'activité végétative).

Les tiges constituant les touffes sont comptées, puis coupées à la base selon le schéma de la figure 48 C. Les relevés, qui consistent à compter les repousses, ont lieu toutes les 3 semaines.

Tableau 11 : Dates d'installation des essais de coupe

N° de touffe	Espèces	Nombre de tiges	Date de coupe
1	<i>A. dodoneifolius</i>	1	24/04/1999
2	<i>A. dodoneifolius</i>	2	24/04/1999
3	<i>A. dodoneifolius</i>	1	24/04/1999
4	<i>T. globiferus</i>	1	24/04/1999
5	<i>T. globiferus</i>	2	24/04/1999
6	<i>T. globiferus</i>	3	24/04/1999
7	<i>T. ophiodes</i>	3	24/04/1999
8	<i>T. ophiodes</i>	1	24/04/1999
9	<i>T. ophiodes</i>	1	24/04/1999
10	<i>A. dodoneifolius</i>	1	15/06/1999
11	<i>A. dodoneifolius</i>	2	15/06/1999
12	<i>A. dodoneifolius</i>	1	15/06/1999
13	<i>T. globiferus</i>	4	15/06/1999
14	<i>T. globiferus</i>	3	15/06/1999
15	<i>T. globiferus</i>	2	15/06/1999
16	<i>T. ophiodes</i>	1	15/06/1999
17	<i>T. ophiodes</i>	1	15/06/1999
18	<i>T. ophiodes</i>	2	15/06/1999
19	<i>A. dodoneifolius</i>	3	13/11/1999
20	<i>A. dodoneifolius</i>	1	13/11/1999
21	<i>T. globiferus</i>	2	13/11/1999
22	<i>T. globiferus</i>	3	13/11/1999
23	<i>T. ophiodes</i>	1	13/11/1999
24	<i>T. ophiodes</i>	2	13/11/1999

Parallèlement à la destruction partielle du parasite (élimination de la partie aérienne en épargnant le système endophytique), six rameaux de karité portant des touffes de parasites, toutes espèces confondues, sont coupés en amont du point de fixation du parasite (Fig. 48 D).

c- Résultats

L'ébranchage complet de l'arbre a eu pour effet l'élimination totale du parasite. Dès la troisième année, l'arbre a retrouvé un niveau satisfaisant de repousse et un début de floraison (Pl. 36, fig. 3). La production fruitière a été nettement améliorée à partir de la cinquième année (Pl. 36, fig. 4).

La destruction du parasite par la coupe de la branche de l'hôte est définitive. Aucune repousse de la plante parasite n'est possible après l'élimination de l'appareil aérien et du système endophytique.

La destruction partielle de la touffe parasite, en épargnant le système endophytique, est suivie de repousses plus ou moins importantes (Pl. 37, figs 3 à 5). L'importance du bourgeonnement varie avec les espèces parasites et la période de la coupe. Dans tous les cas, le bourgeonnement se fait à partir du moignon de tige épargné. Il va s'en suivre que l'importance quantitative des rejets sera fonction du diamètre de la base de la tige détruite.

La morphologie et le fonctionnement du point de fixation de *T. globiferus* et *T. ophiodes* sur l'hôte favorisent un important bourgeonnement. Au site d'implantation, l'hôte et le parasite semblent avoir une croissance stimulée et synchronisée. Tout se passe comme si l'hôte croissait pour "engloutir" l'intrus qui, lui, élargit sa base pour ne pas se faire détruire. Il en résulte une hypertrophie des tissus en forme de coupe constituée de deux hémisphères. Le supérieur, parfois très large, comme le montrent sur les figures 6 et 7 de la planche 35 les traces laissées après la mort et la chute de *T. globiferus*, appartient entièrement au parasite et constitue le soubassement des nombreuses tiges de la touffe.

Chez *A. dodoneifolius*, la morphologie de l'haustorium est telle que le nombre de repousses après la coupe est généralement plus faible. La partie extérieure de l'hypertrophie provoquée par l'implantation est constituée presque entièrement de tissus de l'hôte (Pl. 3, fig. 5 ; Pl. 33, fig. 1). La tige, généralement unique, s'y insère par une base relativement peu élargie par rapport à celle de *T. globiferus* (Pl. 35, figs 1, 2, 3, 4, 6 & 7), d'où la faible repousse après la coupe.

- L'hypertrophie du point de fixation d'*A. dodoneifolius* sur l'hôte est constituée par un enchevêtrement de tissus des 2 plantes (Figs 47 B & 47 E) si bien qu'aucun drageonnement n'y a encore été observé, contrairement à ce qui est décrit chez *T. globiferus*.

La vitesse de régénération et du développement des repousses est fonction de la période de l'année, tout comme pour la plupart des plantes tropicales. La période allant de la fin novembre à la mi-mars correspond à une phase de ralentissement de l'activité végétative de la plupart des plantes tropicales, dont les Loranthaceae et leur principal hôte, le karité. Durant cette période, il souffle un vent sec et asséchant appelé Harmattan et l'humidité atmosphérique est à son plus bas niveau. La plupart des plantes perdent leurs feuilles et ralentissent leur croissance. La vitesse de bourgeonnement des touffes de Loranthaceae recépées durant cette période est très faible à nulle. C'est parmi les essais de coupe mis en place pendant l'Harmattan que nous avons enregistré l'élimination définitive du parasite. Par contre, les coupes effectuées en avril ont donné de nombreux rejets qui sont florifères en octobre de la même année.

La méthode de lutte par coupe, *a priori* simple et efficace, comporte un certain nombre d'ennuis :

- l'opération nécessite qu'on monte sur l'arbre qui peut être très haut ;
- elle nécessite une main d'œuvre importante, donc beaucoup de moyen financier eu égard à l'étendue de l'infestation ;
- d'autres espèces, une centaine environ, qui cohabitent avec le karité sont parasitées ; elles doivent être concernées par la coupe afin de réduire tout risque de réinfestation du karité ;
- si l'infestation est importante verticalement et horizontalement, tous les arbres du peuplement doivent subir à la fois un ébranchage total (Pl. 36, fig. 2).

Tableau 12 : Relevés* des repousses après coupe des tiges de Loranthaceae

N° de touffe	Parasites	Nombre de tiges coupées	3e s	6e s	9e s	12e s	15e s	18e s
1	<i>A. dodoneifolius</i>	1	3	3	2	2	2	2
2	<i>A. dodoneifolius</i>	2	3	2	2	2	2	2
3	<i>A. dodoneifolius</i>	1	3	4	5	2	2	2
4	<i>T. globiferus</i>	1	4	6	5	5	5	5
5	<i>T. globiferus</i>	2	7	8	7	7	7	7
6	<i>T. globiferus</i>	3	5	9	11	11	9	9
7	<i>T. ophiodes</i>	3	6	7	5	5	5	5
8	<i>T. ophiodes</i>	1	3	4	4	3	3	3
9	<i>T. ophiodes</i>	1	1	1	5	3	3	3
10	<i>A. dodoneifolius</i>	1	6	2	2	2	2	2
11	<i>A. dodoneifolius</i>	2	5	3	1	1	2	2
12	<i>A. dodoneifolius</i>	1	0	2	2	3	2	2
13	<i>T. globiferus</i>	4	5	15	8	7	7	7
14	<i>T. globiferus</i>	3	4	11	9	8	8	8
15	<i>T. globiferus</i>	2	4	7	7	9	10	8
16	<i>T. ophiodes</i>	1	2	3	3	3	3	3
17	<i>T. ophiodes</i>	1	1	5	5	4	4	4
18	<i>T. ophiodes</i>	2	3	3	3	5	5	5
19	<i>A. dodoneifolius</i>	3	4	1	0	0	0	0
20	<i>A. dodoneifolius</i>	1	2	0	0	0	0	0
21	<i>T. globiferus</i>	2	3	4	2	1	2	2
22	<i>T. globiferus</i>	3	2	2	2	2	2	2
23	<i>T. ophiodes</i>	1	1	1	1	1	1	1
24	<i>T. ophiodes</i>	2	1	1	3	2	2	2

* Les relevés sont effectués toutes les 3 semaines

3.4.2 - Lutte chimique

A l'instar des parasites épirhizes, des essais de lutte chimique sur des karités fortement infestés par les trois principales Loranthaceae ont été entrepris dans la station de recherche de Saria, à Koudougou. Ce genre d'essai, mené en France sur le gui des feuillus et des conifères a donné des résultats intéressants (Frochot et Delabraze, 1979 ; Frochot *et al.*, 1983 ; Baillon , 1985 ; Baillon *et al.*, 1987 ; Baillon *et al.*, 1988 ; Sallé *et al.*, 1993).

Deux herbicides systémiques sont choisis pour les tests. Ce sont :

- le calliherbe dont la substance active est l'acide 2,4-Dichlorophénoxyacétique ou 2,4-D.
- et le Kalach ou Roundup ayant pour substance active le glyphosate ou 2-N-phosphonométhylglycine.

Le choix de ces produits a été guidé par les résultats probants qu'ils ont permis d'obtenir dans les essais de lutte contre le gui des feuillus (Frochot et Delabraze, 1979 ; Frochot *et al.*, 1983 ; Baillon *et al.*, 1988 ; Sallé *et al.*, 1993).

Les doses de 15, 20, 25, 35 et 45 g.l⁻¹ (T1, T2, T3, T4, T5) sont retenues et appliquées aux trois espèces parasites : *A. dodoneifolius*, *T. globiferus*, *T. ophiodes*.

Les touffes de parasites sont regroupées en trois lots :

Lot 1 = témoin

Lot 2 = un seul traitement

Lot 3 = deux traitements avec un intervalle de deux semaines

Le traitement est appliqué par aspersion foliaire jusqu'à début de ruissellement. Les symptômes et la quantité de parasite détruite selon les doses pour chacun des deux herbicides sont notés. Les relevés sont faits tous les 7 jours.

a- Résultats

La réaction des parasites aux traitements a été rapide. Les premiers symptômes sont apparus avant même le premier relevé. Au fil des différents relevés, les effets suivants ont été observés :

- noircissement des feuilles,

- brûlure des feuilles,
- chute des feuilles et des fleurs,
- dessèchement progressifs des rameaux et des fruits.

Le tableau 9 traduit une forte réaction des parasites aux traitements. Les pourcentages de destructions des touffes de parasite varient entre 60 et 100 %. La destruction des touffes tend vers 100% avec le 2,4-D. Quant au glyphosate, les dégâts sont compris entre 60% et 100% selon les doses utilisées. Le tableau 10 montre également que le nombre de pulvérisation a une influence sur la réaction au traitement. Cela se traduit par l'accroissement du taux de destruction de T1 à T5 pour l'ensemble des herbicides.

Tableau 13. Résultat global de l'effet doses

Herbicides	Dose	Nombre de touffes	Nombre de touffes détruites	Regénération	% de destruction
Témoin	T0	9	0	0	0
Glyphosate	T1	17	12	0	70.5
Glyphosate	T2	20	20	0	100
Glyphosate	T3	13	8	0	61.5
Glyphosate	T4	6	5	0	83.3
Glyphosate	T5	33	33	3	90.9
2,4 -D	T1	18	18	2	88.8
2,4 -D	T2	29	29	0	100
2,4 -D	T3	29	28	0	96.5
2,4 -D	T4	36	36	0	100
2,4 -D	T5	11	11	1	90.9

Tableau 14 : Effet mode de traitement

Herbicides	Doses	Modes	Nombre de touffes	Nombre de touffes détruites	% de destruction
Témoin	T0	0	9	0	0
Glyphosate	T1	1	7	6	85.7
Glyphosate	T1	2	10	8	80
Glyphosate	T2	1	10	8	80
Glyphosate	T2	2	10	7	70
Glyphosate	T3	1	6	6	100
Glyphosate	T3	2	7	5	71.4
Glyphosate	T4	1	3	3	100
Glyphosate	T4	2	3	3	100
Glyphosate	T5	1	18	9	50
Glyphosate	T5	2	15	6	39.9
2,4 -D	T1	1	9	9	100
2,4 -D	T1	2	9	9	100
2,4 -D	T2	1	13	11	84.6
2,4 -D	T2	2	16	14	87.5
2,4 -D	T3	1	16	14	87.5
2,4 -D	T3	2	13	13	100
2,4 -D	T4	1	17	17	100
2,4 -D	T4	2	18	17	94.4
2,4 -D	T5	1	5	5	100
2,4 -D	T5	2	6	6	100

En ce qui concerne l'action spécifique des produits utilisés, le glyphosate semble présenter une lenteur de réaction par rapport au 2,4-D. En effet, un mois après le traitement, on n'a pas constaté une perte importante, sauf chez *A. dodoneifolius* qui semble montrer une forte sensibilité aux produits.

b- Effet des traitements sur les plantes hôtes

Un dessèchement localisé des feuilles du karité atteintes par le produit a été observé. Cet effet a été minimisé par le fait qu'au moment de l'application des produits, le karité était en période de défeuillaison. A la reprise de la végétation, les

branches de karité portant les touffes traitées ont donné des feuilles et fleuri normalement comme celles non traitées.

3.4.3 - Lutte biologique

La bibliographie disponible ne nous renseigne pas sur les ennemis naturels des Loranthaceae. Nous avons entrepris d'identifier les agents pathogènes, insectes et autres animaux qui affectent les Loranthaceae en conditions naturelles. Quatre types d'intervention des ennemis naturels ont été identifiés :

- *une destruction des graines par des oiseaux* (Pl. 38, fig. 1). Les embryons des graines collées par le petit barbu à front jaune sont extraits et mangés par d'autres oiseaux, probablement, granivores. Les restes de ces graines (albumen et téguments) jonchent les branches environnant la touffe fructifère (Pl. 39, fig. 1). Des observations similaires ont été rapportées par Sallé *et al.* (1993) sur *Viscum album*.
- *destruction du système haustorial par une larve* (Pl. 39, fig. 2). Sur le terrain, nous avons observé des touffes de *T. ophiodes* en train de dépérir. En recherchant la raison du flétrissement, nous avons noté la présence à la base de la tige, d'une grosse larve blanche, identifiée comme étant celle d'un papillon. Cette larve creuse une large galerie dans le système endophytique du parasite, ce qui affecte son fonctionnement normal et entraîne le dessèchement et la chute du parasite.
- *Destruction foliaire par des insectes* (Pl. 38, fig. 3). A Saria, nous avons observé un peuplement important de *T. ophiodes* parasitant *Acacia obovata*, et à Pô des touffes de *T. globiferus* sur karité, dont le feuillage et les bourgeons terminaux sont systématiquement détruits par un petit insecte noir volant. D'importantes colonies d'insectes déposent leur ponte dans les feuilles et les bourgeons (Pl. 39, fig. 3).
- *Attaque florale* (Pl. 38, fig. 4). Dans certaines zones du Burkina Faso, nous avons observé de nombreuses touffes de *T. globiferus* sur karité dont les fleurs portent

des malformations (Pl. 39, fig. 4) les rendant incapables d'évoluer en fruits. L'ouverture forcée (elles ne s'ouvrent pas naturellement) des fleurs révèle la présence de petits insectes ailés et de leurs œufs. Ainsi, les organes reproducteurs de la fleur sont détruits par les insectes.

Les résultats de nos investigations montrent que, comme le *Striga* (Williams et Caswell, 1959 ; Greathead , 1984 ; Greathead et Milner, 1971 ; Bashir, 1987 ; Bashir et Musselman, 1984 ; Markham, 1985 ; Traoré et al., 1991), la cuscute (Agrawal, 1983) et les autres Phanérogames parasite, les Loranthaceae parasites du karité ont des prédateurs naturels et qu'il y a donc une possibilité de lutte biologique contre ces parasites.

L'identification en cours de ces ennemis naturels pourrait certainement apporter une contribution à la recherche de méthodes de lutte biologique

3.4.4 - Recherche de variétés résistantes

L'identification des arbres résistants est sans doute la méthode de lutte qui suscite le plus d'espoir. Chez les céréales, l'existence de différences de sensibilité de plusieurs cultivars de sorgho au *Striga hermonthica* a été mise en évidence il y a déjà plusieurs décennies (Dogget, 1952, 1965 ; Last, 1960a in Olivier, 1996). Chez le peuplier, Hariri (1989) et Hariri *et al.*(1990) rapportent l'existence de cultivars résistants au gui.

Au cours des sorties sur le terrain dans le cadre du présent travail, nous avons noté la présence des karités indemnes de parasite cohabitant pourtant avec des arbres fortement infestés (Pl. 39, fig. 5), ce qui présume une différence de sensibilité au parasite. Pour vérifier l'effectivité de la résistance, nous avons entrepris des essais sur quelques uns de ces arbres sains.

Cinq pieds adultes de karité non parasités ont été identifiés dans le parc de Toudoubwéogo. En janvier 1999, chaque arbre a été artificiellement infesté par 60 graines de *A. dodoneifolius* et suivi. Aucune fixation définitive n'a été observée sur deux arbres. Sur les trois autres arbres, les graines germées ont normalement évolué. En avril de la même année, nous avons réinfesté les arbres avec 60 baies de

T. globiferus par arbre. L'année suivante, l'essai a été repris avec la même quantité de baies.

Un des cinq arbres que nous avons utilisés semble présenter une sensibilité nulle (Pl. 38, fig. 6). La germination des Loranthaceae étant indépendante de la nature de l'hôte, toutes les graines viables utilisées ont germé. Des pénétrations et apparition des premières feuilles sont parfois observées, ce qui n'est pas extraordinaire chez les Loranthaceae qui pénètrent leurs propres tissus. Mais aucun développement n'a dépassé le stage de 2 feuilles confirmant ainsi l'existence d'une barrière empêchant le développement du parasite. La même observation a été faite sur le *Striga* par Kuiper *et al.* (1998). La résistance au parasite ne s'exprime pas au niveau de la germination ni de l'attachement. C'est le développement subséquent des plantules qui est entravé.

Ce résultat et le cas de certains cultivars de peupliers avec le gui européen (Hariri *et al.*, 1990) nous conforte dans notre projet de privilégier la voie génétique dans nos prochains travaux, sans occulter les autres voies, dans la lutte contre les Loranthaceae.

PLANCHES PHOTOGRAPHIQUES : 2^{EME} SERIE

Planche 20

Le karité (*Vitellaria paradoxa* C. f. Gaertn.)

- Fig. 1 :** Karités dans un champ de sorgho. Le karité est un arbre hautement agroforestier associé à tous les types de culture sur toute son aire de distribution.
- Fig. 2 :** Karité dans une jeune jachère. Noter la présence de *A. dodoneifolius* (flèche) au sommet de l'arbre.
- Fig. 3 :** Inflorescence en ombelle comportant plusieurs dizaines de fleurs à l'extrémité des rameaux.
- Fig. 4 :** Les fruits de karité sont des baies monospermes qui mûrissent à partir de juin dans la partie centrale du Burkina Faso.
- Fig. 5 :** Coupe de fruit. La pulpe (p) est très consommée au moment des travaux champêtres. L'amande séchée (am) fournit le beurre de karité qui fait la renommée de l'espèce. l : latex.



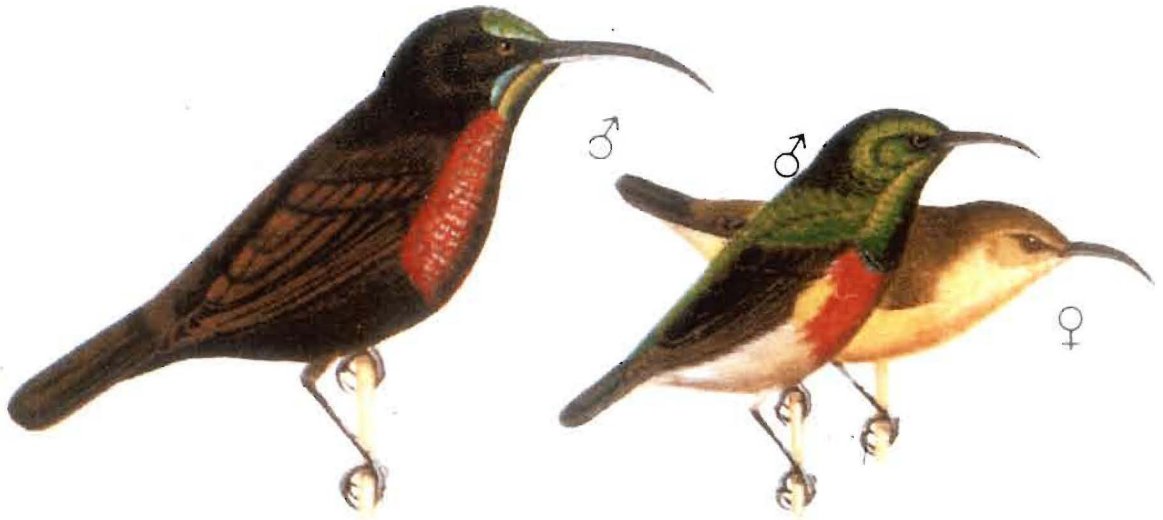
Planche 20

Planche 21

Oiseaux pollinisateurs et propagateurs des Loranthaceae

Figs 1 & 2: Soui-Manga (Nectariniidae), petits oiseaux à bec effilé et à longue langue, pollinisateurs des fleurs des Loranthaceae. *Nectarinia senegalensis* (fig. 1) et *Nectarinia pulchella* (fig. 2).

Fig. 3 : Le "petit barbu à front jaune" (*Pogoniulus chrysonocus*) est le principal agent disséminateur des graines des Loranthaceae.



1

2



3

Planche 22

Les baies des Loranthaceae

Fig. 1: Baies d'*Agelanthus dodoneifolius*.

Fig. 2: Baies de *Globimetula cupulata*.

Fig. 3 : Baies d'*Englerina lecardii*.

Fig. 4 : Baies de *Tapinanthus bangwensis*

Figs 5 & 6 : Baies de *Tapinanthus globiferus*. Cette espèce présente un important de polymorphismes au niveau de tous ses organes.

Fig. 7 : Baies de *Tapinanthus ophiodes*.

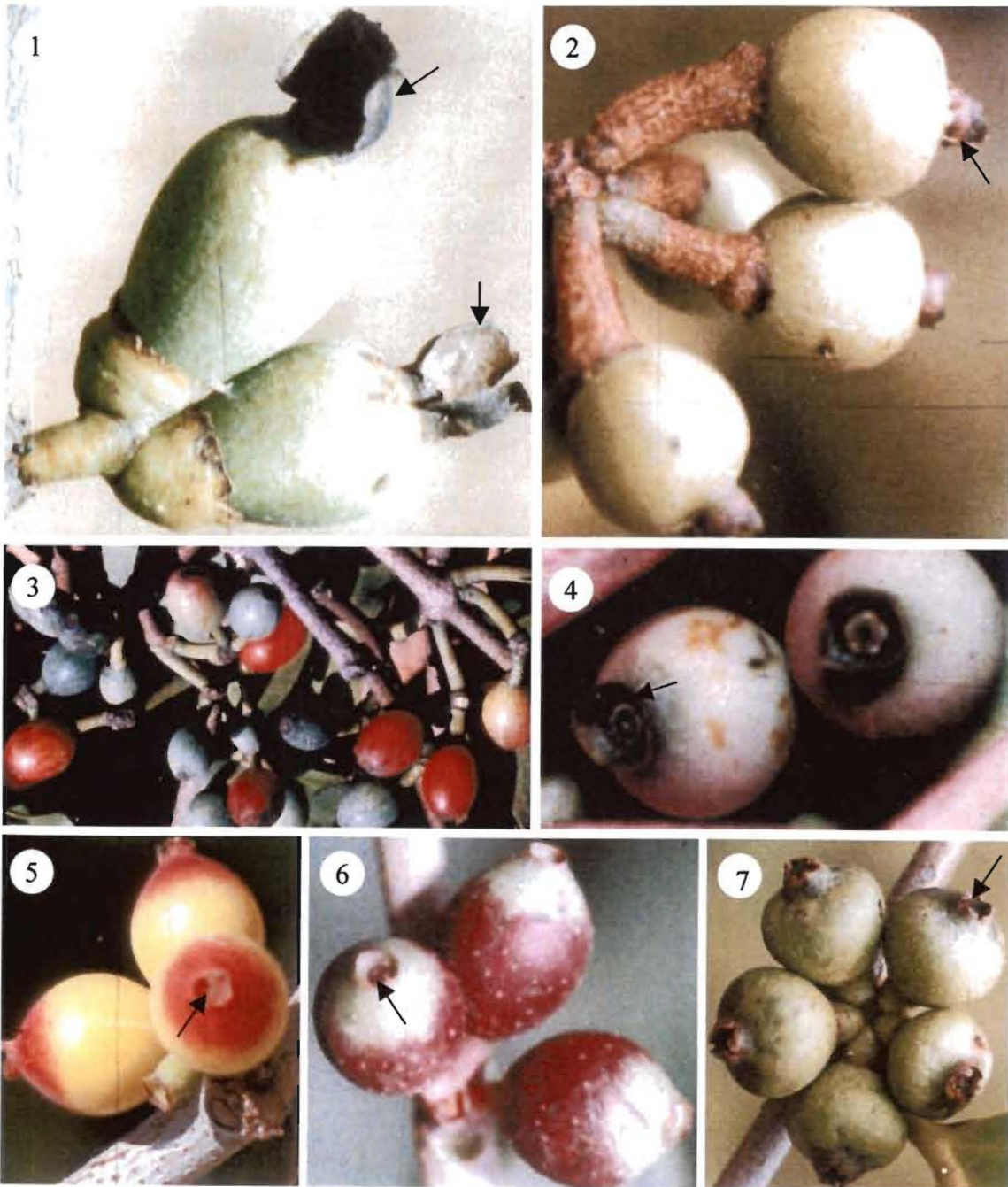


Planche 23
Morphologie de l'embryon des Loranthaceae
(Observation en MEB)

- Fig. 1:** Section longitudinale axiale de la baie de *Tapinanthus ophiodes*. L'épicarpe est particulièrement bien développé chez cette espèce. Les différents territoires de la baie sont bien visibles. ep : épicarpe, mei : mésocarpe interne, mee : mésocarpe externe, en : endocarpe, em : embryon, pf : point de fixation de la baie
- Fig. 2 :** Embryon de *Tapinanthus globiferus*. La forme rectiligne avec une tête élargie recouverte de protubérances et une gamocotylie partielle sont caractéristiques de l'embryon de toutes les Loranthaceae. er : extrémité renflée, p : protubérance, s : sillon, c : cotylédon.
- Fig. 3 :** Embryon mature d'*Agelanthus dodoneifolius* à 3 cotylédons (flèches).
- Fig. 4 :** Fixation du cône et émergence latérale de la première feuille de *T. globiferus*. Des poils (flèches) très discrets avant et pendant la germination sont observables en périphérie de la zone de contact.
- Fig. 5 :** Embryon d'*A. dodoneifolius* disséqué pour l'observation du point végétatif
c : cotylédon, cs : cotylédon sectionné.
- Fig. 6:** Poils revêtant la surface du dôme de l'extrémité renflée de l'embryon de *T. globiferus* observés au MEB.
- Fig. 7:** Protubérances couronnant l'extrémité renflée de l'embryon de *T. globiferus* observé au MEB. Elles sont constituées d'amas cellulaires pourvus de dépressions centrales.

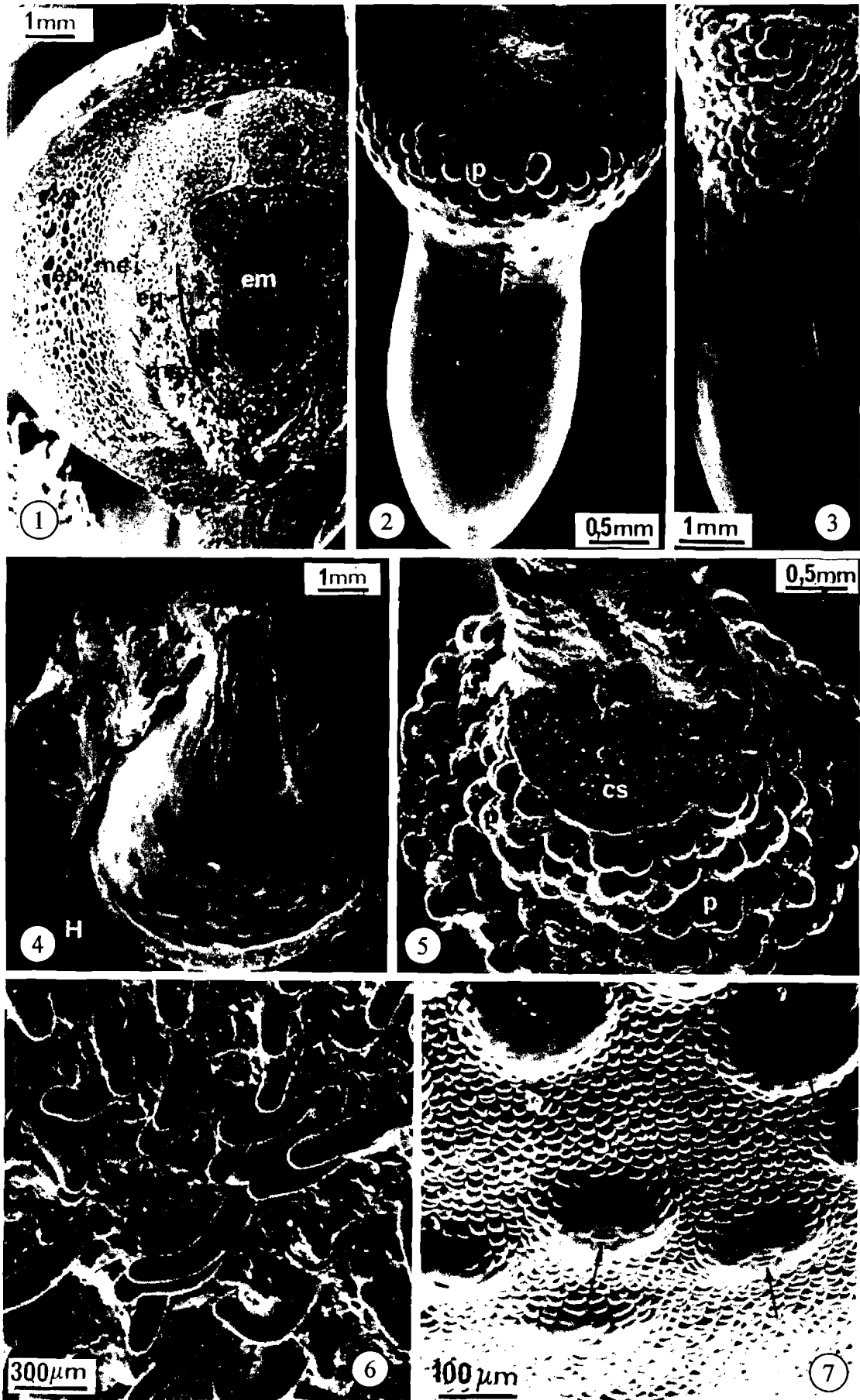


Planche 23

Planche 24

Histologie du péricarpe de la baie des Loranthaceae

- Fig. 1 :** Section longitudinale axiale du péricarpe de la baie de *Tapinanthus globiferus*. Les différents territoires sont bien visibles : épicarpe (ep), mésocarpe interne (mei), mésocarpe externe (mee), endocarpe (en), albumen (al).
- Fig. 2 :** Cellules scléreuses de l'épicarpe de *T. globiferus*. Leur paroi pluristratifiée très épaisse est pourvue de nombreuses ponctuations (flèches). Coloration : APS.
- Fig. 3 :** Fragment de mésocarpe externe d'*A. dodoneifolius* non traité. Les cellules pigmentées qui le constituent sont naturellement colorées en jaune orangé. Les cellules de viscine également constitutives de cette région de mésocarpe sont incolores.
- Fig. 4 :** Section longitudinale du mésocarpe externe de la baie d'*A. dodoneifolius* montrant l'intrication de deux types cellulaires : cellules pigmentées (cp) isodiamétriques et cellules de viscine (cv) cylindriques. ep : épicarpe. Coloration : APS.
- Fig. 5 :** Cellules de viscine de la baie d'*A. dodoneifolius* traitées par IKI + H₂SO₄. Les arrangements celluloseux hélicoïdaux sont colorés en bleu.
- Figs 6 & 7 :** Cellules de viscine de la baie d'*A. dodoneifolius* dont les structures pariétales sont colorées en bleu violacé par IKI + ZnCl₂. Changement de conformation des arrangements celluloseux et du calibre des cellules en fonction de l'étirement. Flèches : cellule très étirée.

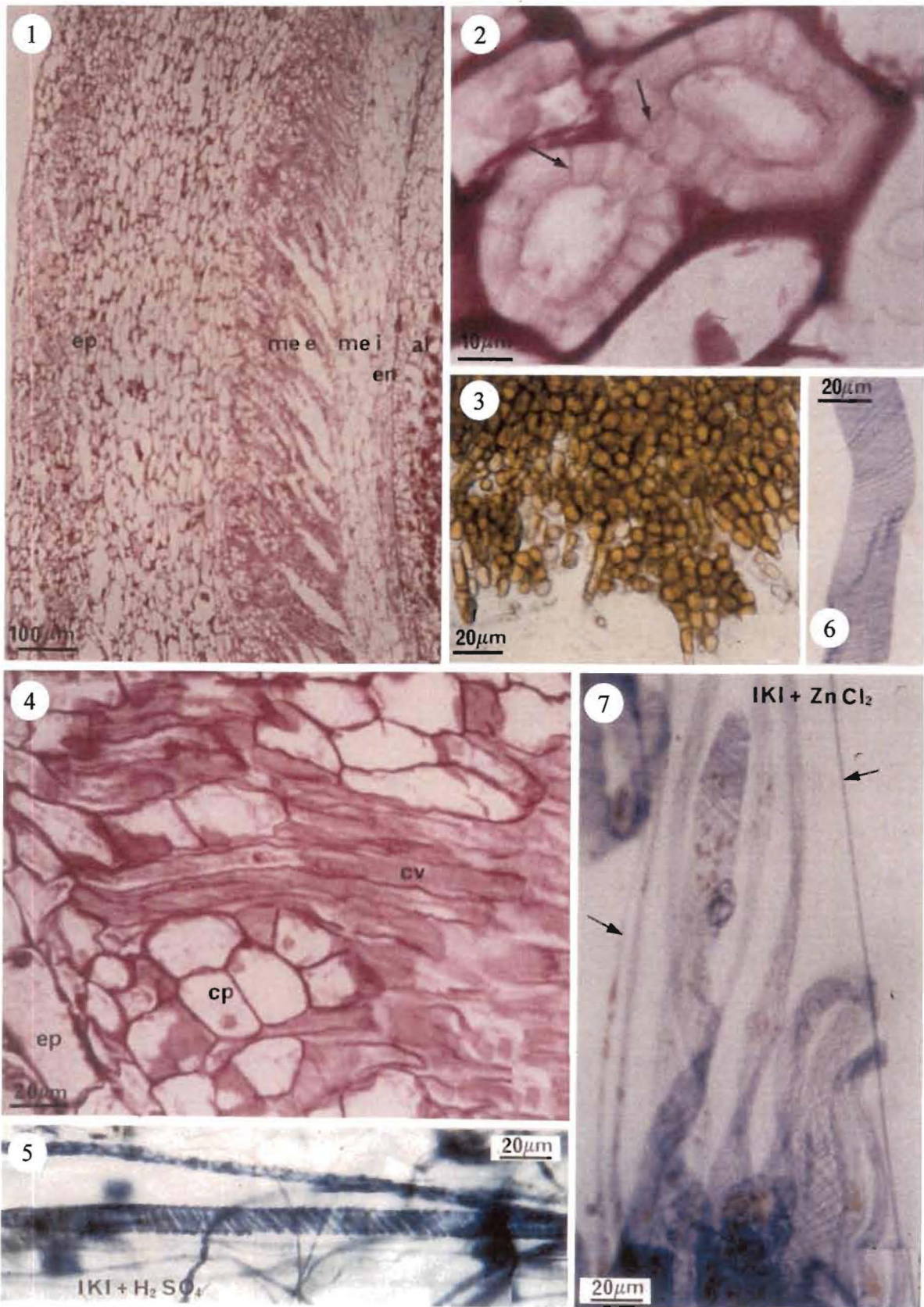


Planche 25

Structures de la viscine de la baie des Loranthaceae

Fig. 1 : Section de cellules de viscine de la baie de *T. globiferus* montrant une paroi au contour crénelé et cylindrique. Séparation des cellules à la suite de la dissolution de la lamelle moyenne.

Figs 2 & 3 : Cellules de viscine d'*A. dodoneifolius* observées au microscope polarisant. La nature cristalline de la cellulose est mise en évidence par biréfringence. Fig. 3, flèche : cellule de viscine étirée.

Fig. 4 : Montage permettant la compréhension du processus d'étirement d'une cellule de viscine ; niveau a : arrangements celluloseux jointifs et transversaux sur cellule non étirée, donc de gros calibre ; niveau c : arrangement longitudinaux sur cellule étirée, donc de faible calibre ; niveau b : figure intermédiaire montrant des arrangements celluloseux obliques et lâches. Traitements à l'IKI + ZnCl₂.

Fig. 5 : Cellules de viscine d'*A. dodoneifolius* traitées à l'IKI + ZnCl₂ *in toto* montrant les changements conformationnels de la cellulose pariétale et la variation de son calibre. Flèche : partie de la cellule très étirée montrant l'intrication de deux types cellulaires.

Fig. 6 : Section de mésocarpe interne d'*A. dodoneifolius* obtenue après coupe à congélation. Il est exclusivement constitué de cellules sphériques, jointives, à paroi fine : cellules gommeuses.

Figs 7 & 8 : Cellules gommeuses faiblement dilacérées de la baie d'*A. dodoneifolius*.

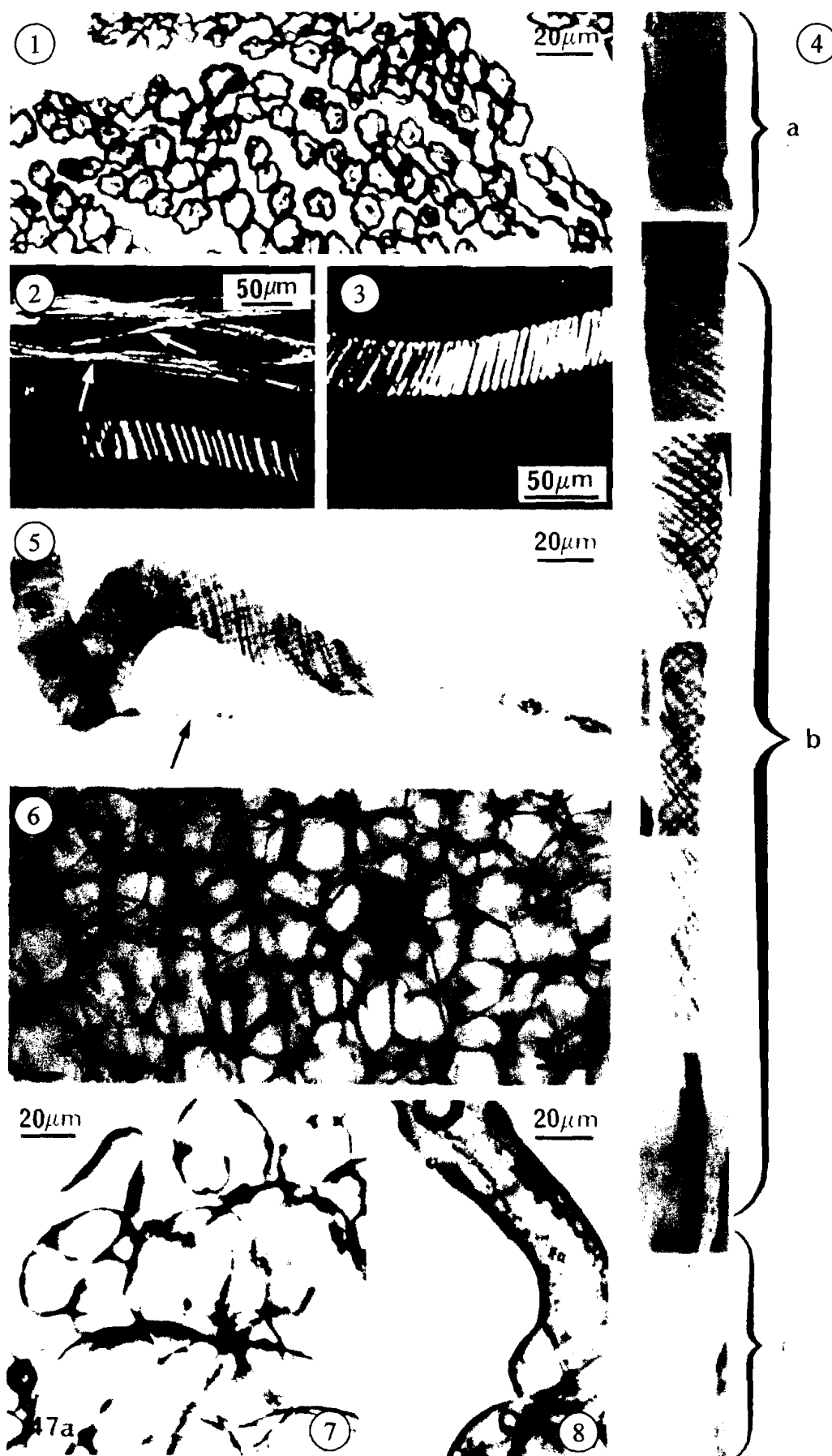


Planche 25

Planche 26

Structure de l'albumen et vascularisation de l'embryon

Figs 1, 2, 3 & 4 : Section longitudinale de l'albumen de *T. globiferus* présentant une relative homogénéité cellulaire. Les cellules sont assez volumineuses et inégalement pourvues d'amidon selon un gradient de localisation. Coloration : APS. mee : mésocarpe externe, (mei) : mésocarpe interne, en : endocarpe, al : albumen.

Figs 5 : Coupe transversale de l'embryon d'*A. dodoneifolius* au niveau du point végétatif. Les faisceaux criblo-vasculaires s'inscrivent sur un cercle (flèches). Noter la tricotylédonie de l'embryon.

Fig. 6 : Deux faisceaux criblo-vasculaires en coupe transversale. Le phloème est superposé au xylème.

Fig. 7 : Eléments xylémiens en coupe longitudinale.

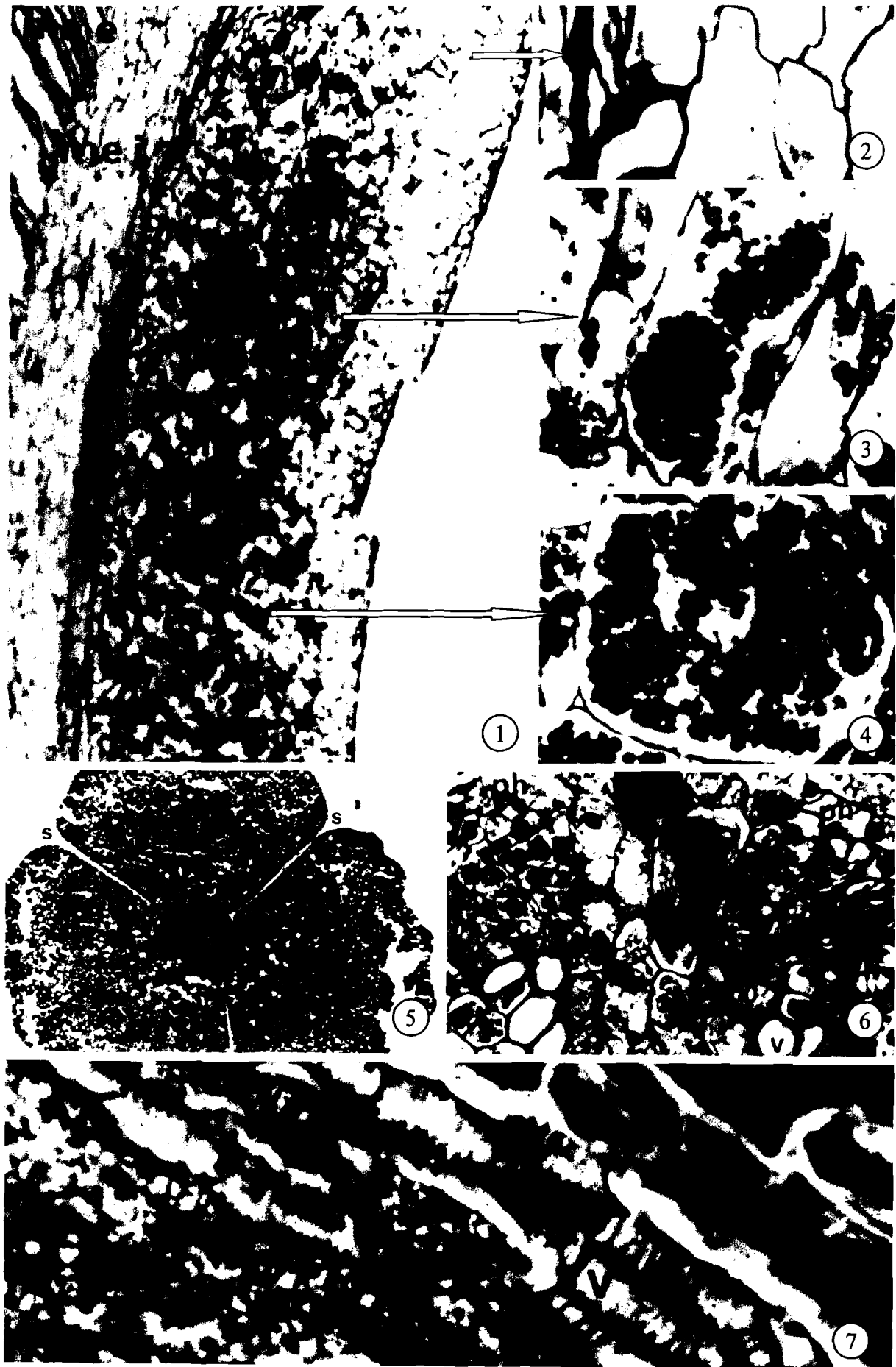


Planche 27

La germination et la fixation de la graine

- Fig. 1 :** Coupe longitudinale axiale de la baie d'*A. dodoneifolius* montrant les différentes parties constitutives. a : albumen, e : embryon.
- Fig. 2 :** Embryons isolés d'*A. dodoneifolius*. Noter les deux embryons collés au niveau des cotylédons : la polyembryonie est fréquente chez cette espèce.
- Fig. 3 :** Chapelet de graines en germination (émergence du cône de fixation indiquée par la flèche) déposées sur une tige de l'hôte par les oiseaux disséminateurs.
- Fig. 4 :** Une graine en germination solidement fixée au support par les restes de viscine séchés à l'air (v) et les cellules superficielles du disque adhésif qui secrètent une substance collante. cf : cône de fixation. *A. dodoneifolius*
- Fig. 5 :** Chez *Agelanthus* et *Tapinanthus*, l'apparition de la première feuille (flèche) se situe autour du 12^e jour après le dépôt de la graine. Ici, *A. dodoneifolius*. cf : cône de fixation.
- Fig. 6 :** Après l'apparition de la ou des premières feuilles, la plantule semble privilégier le développement de sa partie endophytique (5 à 8 mois). Ici plantule de 7 semaines de *T. globiferus*. L'éclatement (flèche) de l'écorce de l'hôte (h) révèle que l'endophyte est bien développé.
- Fig. 7 :** Le mode de croissance de l'endophyte de *T. globiferus* est tel que quand le rameau parasité a un faible diamètre, le suçoir peut le traverser pour donner une deuxième tige. cf : cône de fixation : hôte, pp : plantule primaire, ps : plantule secondaire,
- Fig. 8 :** Le développement de la plantule s'accélère à partir du 3^e mois par la formation de nombreuses tiges. Ici, *A. dodoneifolius*. h : hôte.

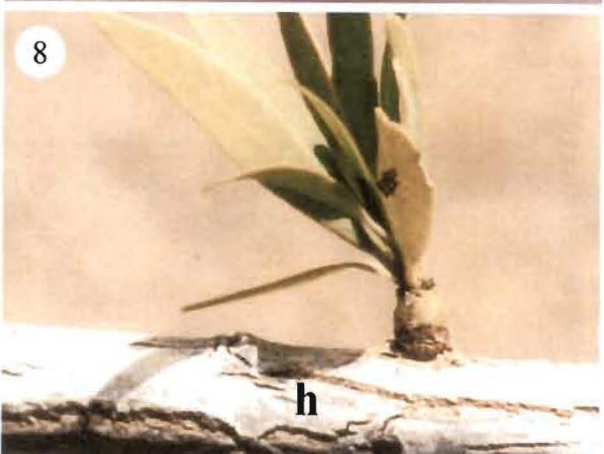
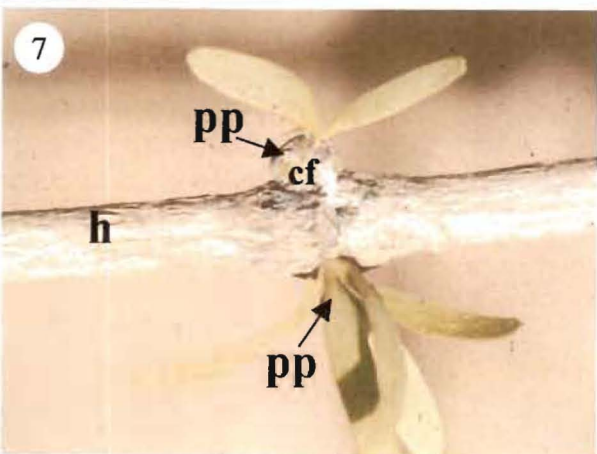
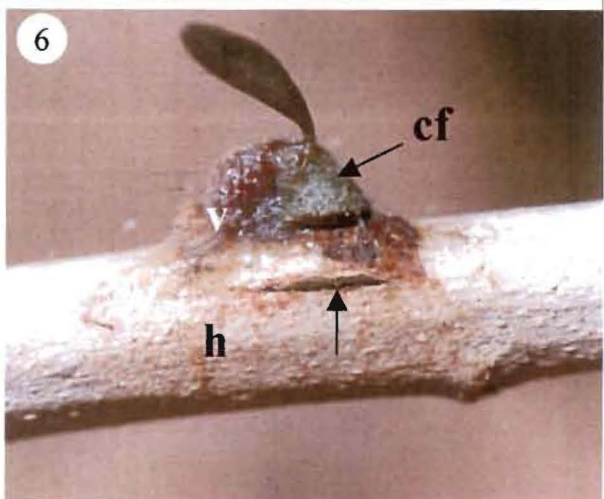
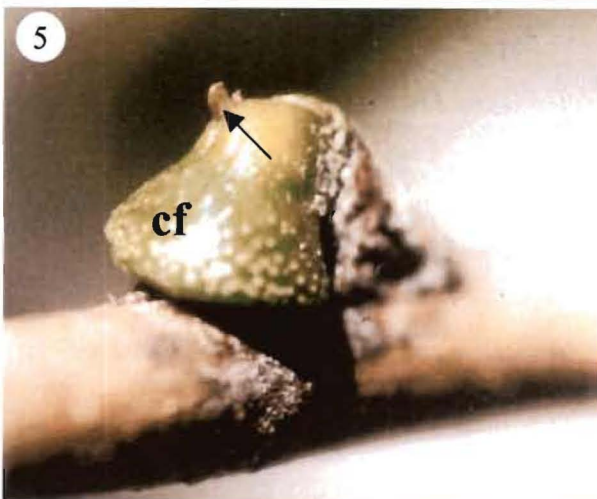
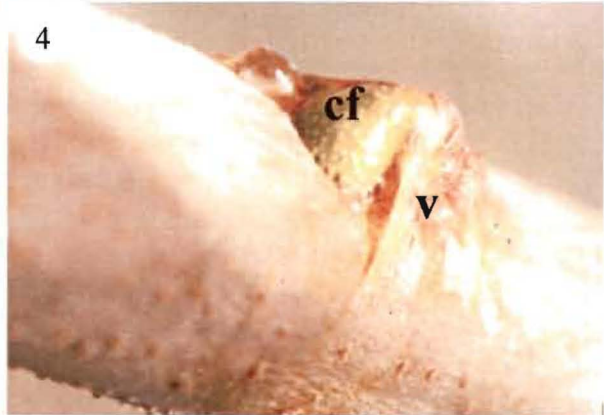
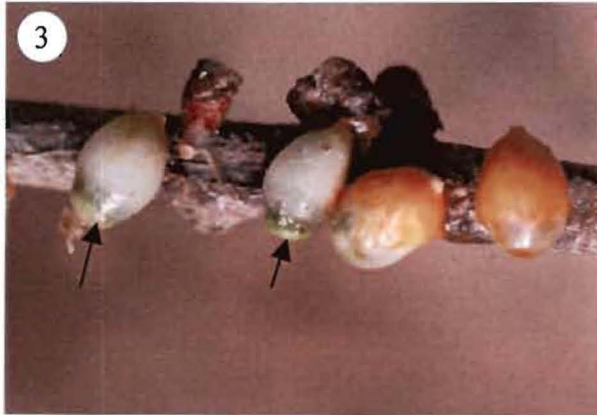
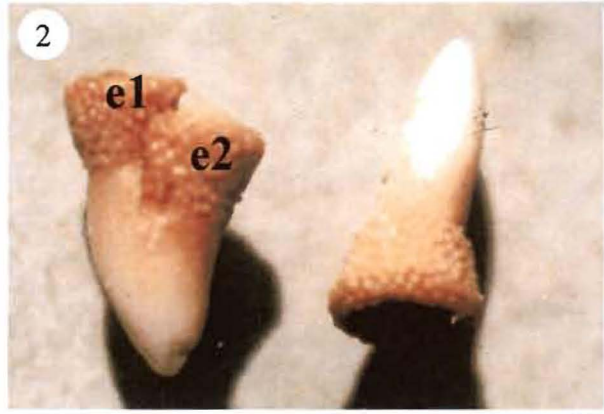
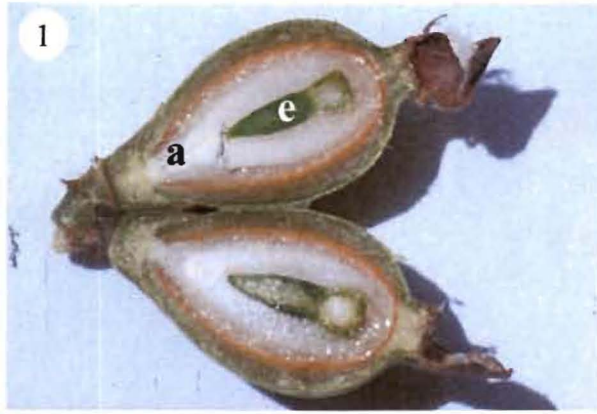


Planche 28

Pénétration des tissus de l'hôte par le parasite

Fig. 1 : Coupe longitudinale axiale du cône de fixation (tige de l'hôte coupée transversalement). Le coin de pénétration (cp) est entrain de perforer le périoderme de l'hôte tandis que dans la zone périphérique, les cellules adhésives (ca) assurent une bonne fixation du cône. La présence de cellules écrasées (flèches) résulte du développement du coin de pénétration.
Hôte : karité ; parasite : *Tapinanthus globiferus* ; G. x 50.

Fig. 2 : Coupe longitudinale axiale du cône de fixation montrant, à la périphérie, la présence des papilles (pa) dont le rôle n'est pas connu et des cellules écrasées (flèche). Hôte : karité ; parasite : *A. dodoneifolius* ; G. x 50.

Fig. 3 : Coupe longitudinale axiale du jeune suçoir (suç) de *Tapinanthus globiferus* en train de pénétrer le suber de l'hôte dont la partie superficielle est soulevée et emprisonnée entre les marges du cône de fixation et le suçoir (flèches). Hôte : baobab ; G. x 50.

Fig. 4 : Coupe longitudinale axiale d'une jeune fixation. Noter la rupture des assises du suber (ph) de l'hôte qui se délite en deux sous ensembles. Les flèches indiquent la présence de cellules écrasées. Hôte : karité ; parasite *A. dodoneifolius* ; G. x 50.

Fig. 5 : Coupe longitudinale axiale d'un cône de fixation. Les flèches montrent, en arrière de la zone méristématique, la différenciation de cordons vasculaires. Hôte : karité ; parasite : *Agelanthus dodoneifolius* ; G. x 50.

Fig. 6 : Coupe longitudinale axiale d'un cône de fixation montrant la zone méristématique (zm) massive du jeune suçoir. Hôte : karité ; parasite : *A. dodoneifolius* ; G. x 50.

ca : cellules adhésives ; cp : coin de perforation ; h : hôte ; ma : marge du cône de fixation ; pa : papille ; ph : périoderme de l'hôte ; suç : suçoir ; XII : xylème secondaire de l'hôte ; zm : zone méristématique.

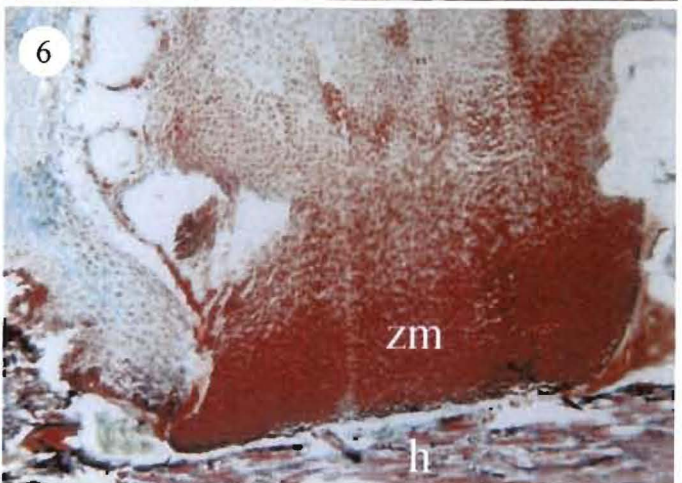
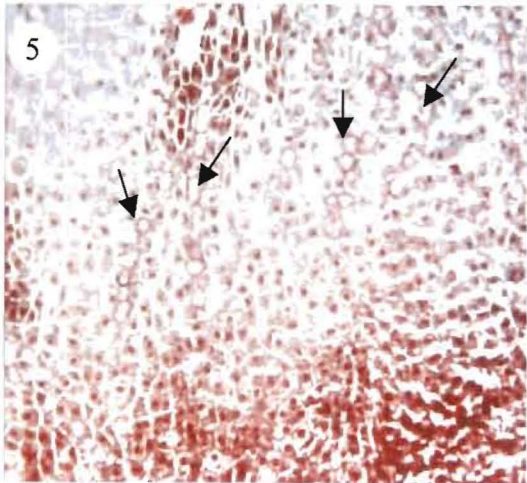
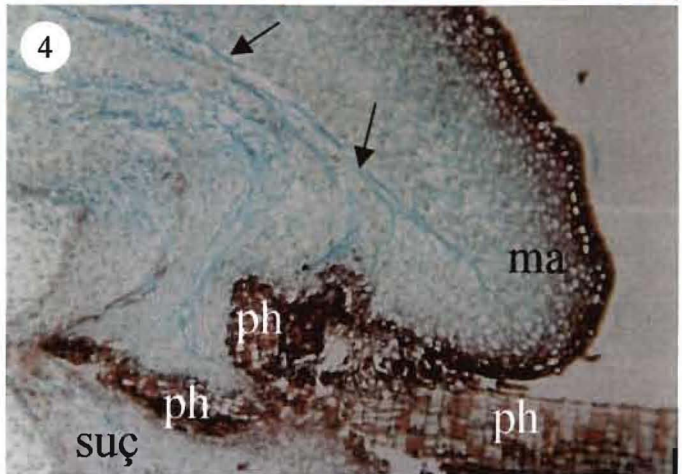
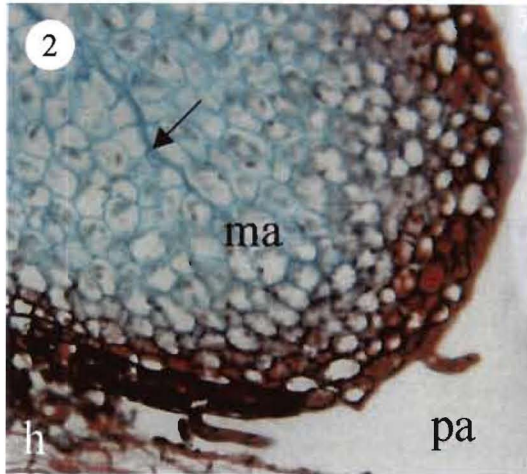
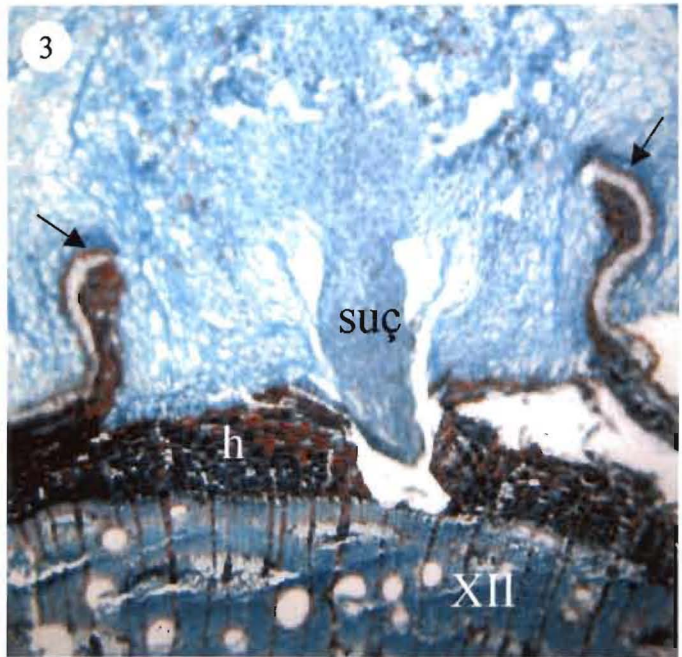
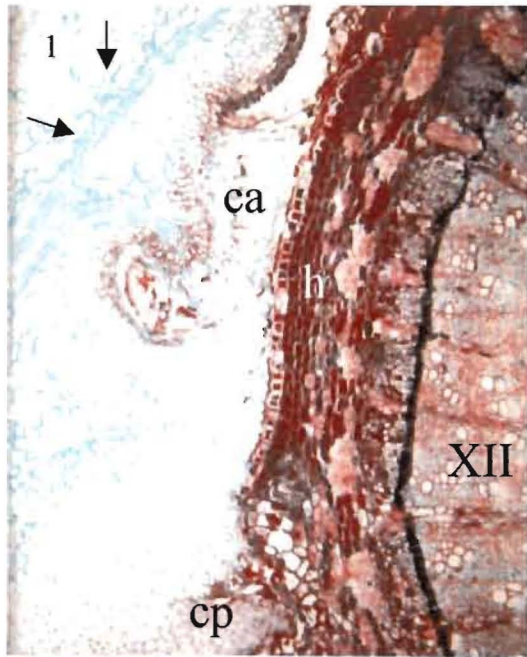


Planche 29

L'haustorium d'*Agelanthus dodoneifolius*

Fig. 1 : Coupe longitudinale axiale de l'haustorium (la tige de l'hôte est coupée transversalement) montrant le plissement (flèches) du suber de l'hôte (ph) attestant ainsi une pénétration mécanique du suçoir (suç). Hôte : karité ; G. x 50.

Fig. 2 : Coupe longitudinale axiale du jeune suçoir (suç) (la tige de l'hôte est coupée transversalement) montrant, à l'interface hôte / parasite, une très faible coloration des tissus corticaux de l'hôte (zd), suggèrent une activité enzymatique. Hôte : karité ; G. x 50.

Fig. 3 : Coupe longitudinale axiale du jeune suçoir (suç) (la tige de l'hôte est coupée transversalement) montrant la présence d'une zone fortement colorée (flèches) à l'interface hôte / parasite qui pourrait résulter d'une digestion enzymatique des cellules de l'hôte. Noter la présence d'une zone méristématique subterminale. Hôte : karité ; G. x 50.

Fig. 4 : Coupe longitudinale axiale de l'haustorium (la tige de l'hôte est coupée transversalement). Le jeune suçoir (suç), après une croissance radiale qui l'amène au contact du xylème de l'hôte (XII), amorce un développement tangentiel pour entourer le bois de l'hôte. Hôte : baobab ; G. x 50.

Cv : cordons vasculaires ; ph : périderme de l'hôte ; suç : suçoir ; tc : tissus corticaux ; XII : xylème secondaire de l'hôte ; zd : zone colorée ; zm : zone méristématique.

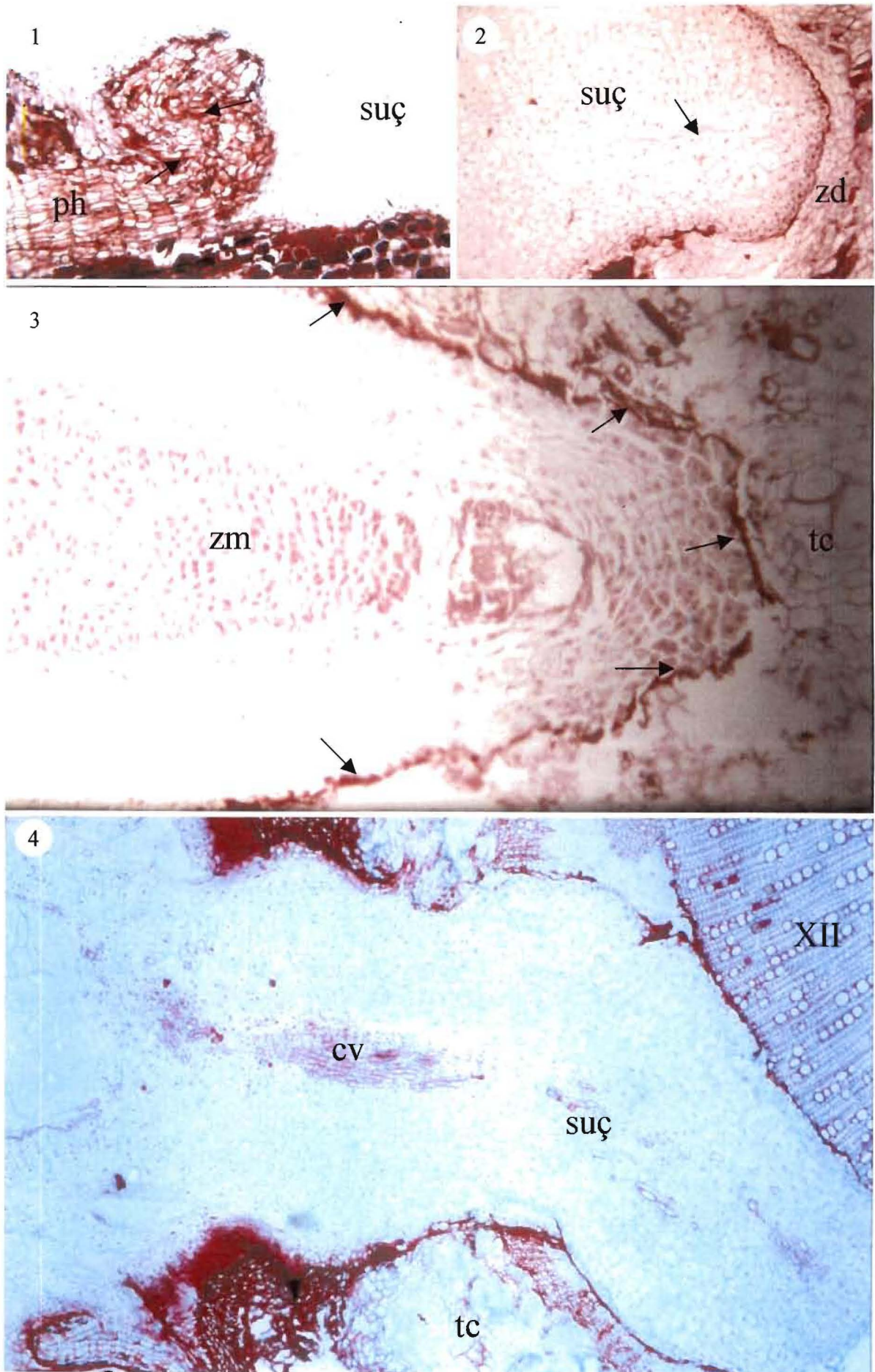


Planche 30

L'haustorium mature d'*Agelanthus dodoneifolius*

Fig. 1 : Coupe longitudinale axiale de l'haustorium (la tige de l'hôte est coupée transversalement) montrant le suçoir qui a déjà entouré la moitié du xylème de l'hôte. Quelques expansions radiales (flèches). Hôte : karité ; G. x 50.

Fig. 2 : Coupe longitudinale axiale du suçoir (suç) entourant le xylème de l'hôte. Noter la présence d'un cordon vasculaire central (cv) et d'une substance gris-verdâtre à l'extrémité (flèches blanches). Hôte : karité ; G. x 50.

Figs 3 Portion d'une coupe longitudinale axiale d'un suçoir adulte montrant les détails du cordon vasculaire (cv) constitué de vaisseaux spiralés associés à de petites cellules d'aspect phloémien (Ph?). Hôte : karité ; G. x 100.

Fig. 4 : Coupe transversale de suçoir adulte. La zone corticale (zc) du suçoir est séparée du cordon vasculaire (cv) par une bande circulaire de petites cellules (Ph ?) qui rappellent le phloème. Hôte : karité ; G. x 100.

Cv : cordons vasculaires ; Ph? : phloème ? ; pm : parenchyme médullaire ; suç : suçoir ; tc : tissus corticaux ; Xil : xylème secondaire de l'hôte ; zc : zone corticale.

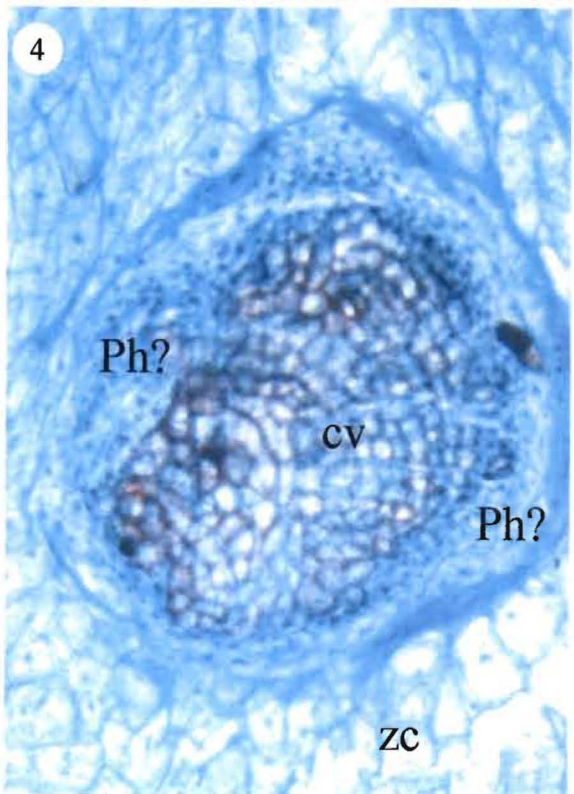
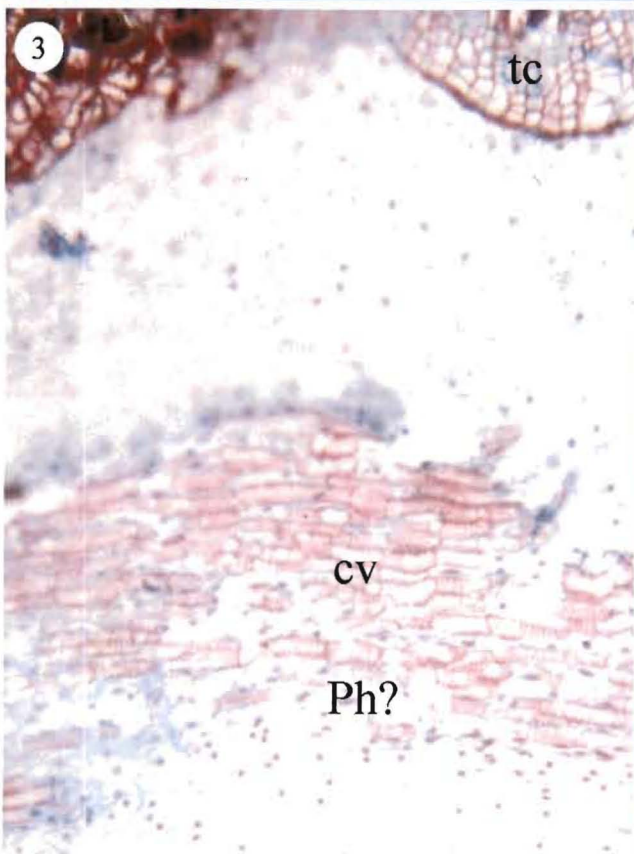
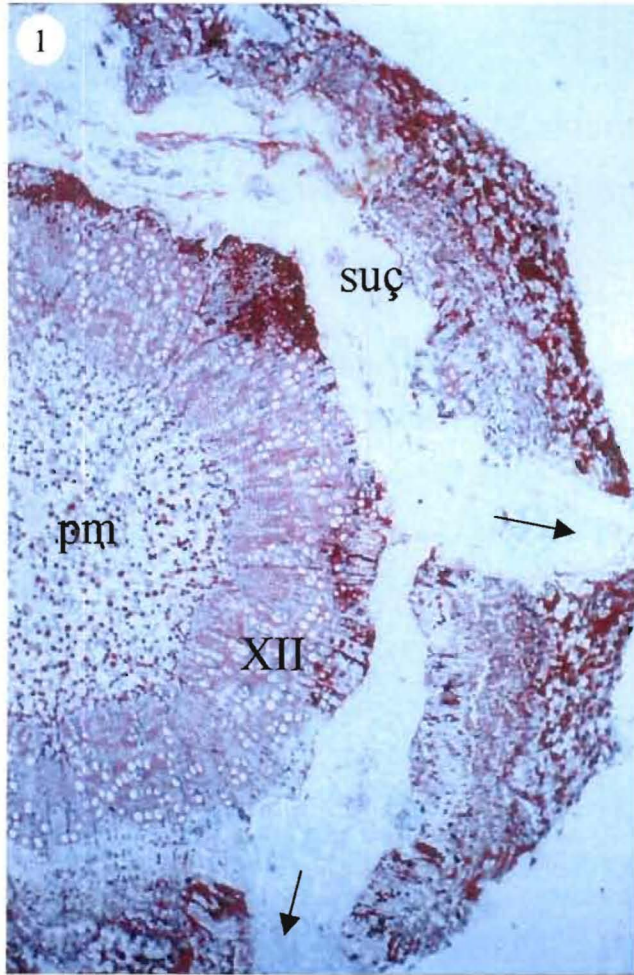


Planche 31

L'haustorium mature d'*Agelanthus dodoneifolius* (suite)

Fig. 1 : Coupe d'un haustorium âgé de 28 semaines montrant le suçoir (suç) qui a presque entièrement entouré le xylème secondaire (XII) de l'hôte. Ici, le suçoir a eu une croissance bidirectionnelle. La flèche matérialise la portion du xylème de l'hôte qui reste à entourer. Hôte : karité ; G. x 100.

Fig. 2 : Coupe longitudinale d'un jeune suçoir qui a amorcé sa croissance tangentielle. Hôte : karité ; G. x 50.

Figs 3 : Coupe longitudinale d'un suçoir montrant une zone méristématique (zm) surnuméraire. Ces méristèmes sont responsables de la formation des expansions radiales (flèches) du suçoir. Hôte : karité ; G. x 100.

Figs 4, 5 & 6 : Coupes de suçoirs montrant des expansions radiales qui permettent au suçoir, inclus dans le xylème par le fonctionnement du cambium de celui-ci, d'être en contact avec les éléments fonctionnels du bois. Hôte : karité ; G. x 100.

suç : suçoir ; XII : xylème secondaire de l'hôte ; zm : zone méristématique surnuméraire.

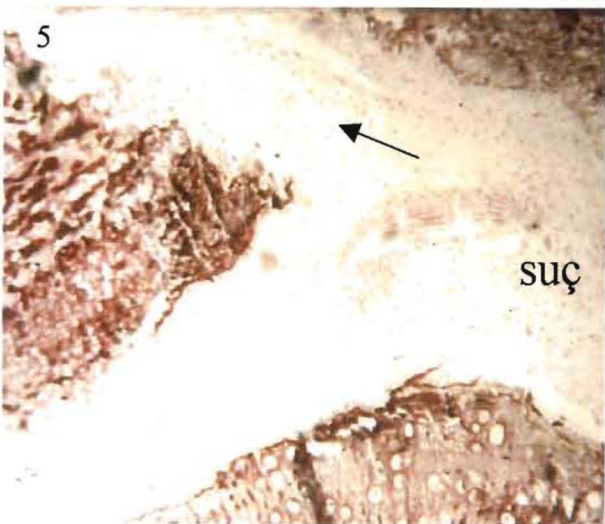
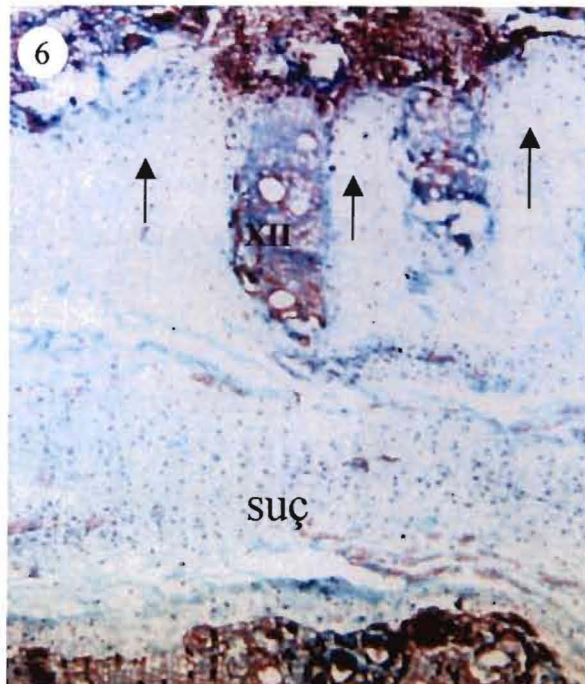
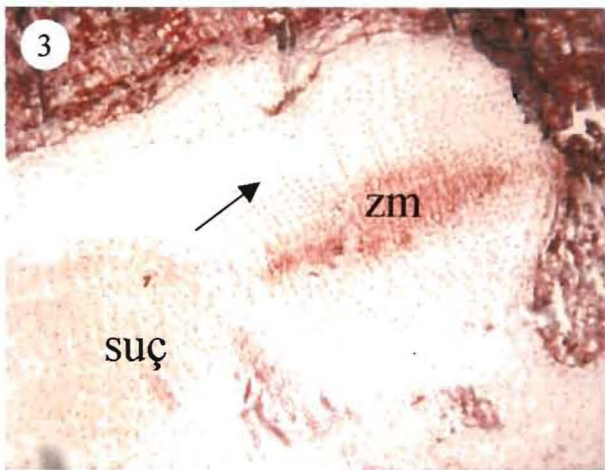
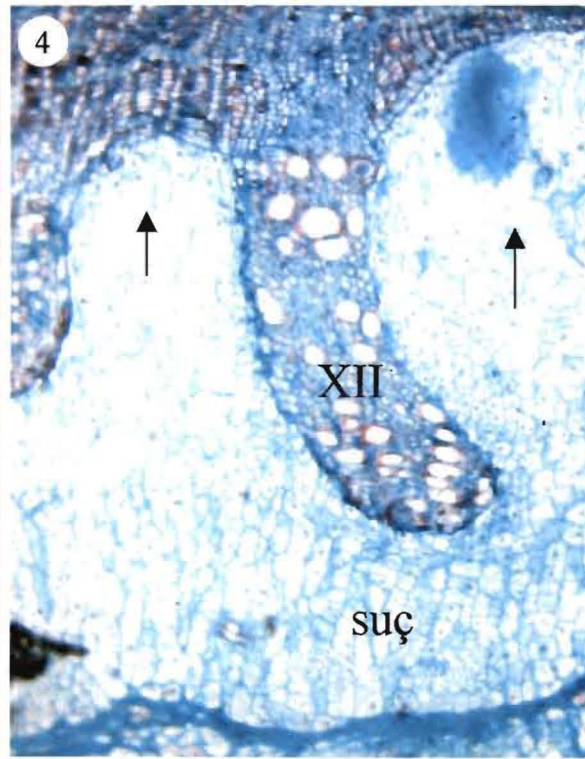
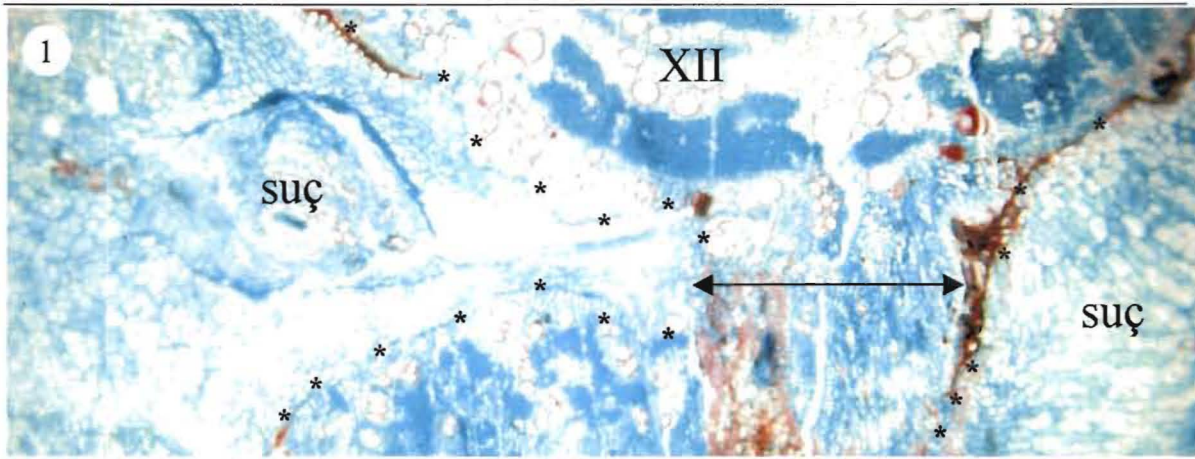


Planche 32

Morphologie de l'haustorium mature d'*Agelanthus dodoneifolius*

- Fig. 1 :** Renflement de la branche de l'hôte provoqué par la fixation du parasite. Noter l'étalement de l'hypertrophie de part et d'autre du point de fixation du parasite (caractéristique de l'haustorium d'*Agelanthus*). Le brin d'allumette sert d'échelle.
- Fig. 2 :** La zone du renflement décortiquée (dégagement de l'écorce de l'hôte) laisse apparaître de nombreux points blanchâtres (flèches) qui sont des affleurements de l'haustorium.
- Fig. 3 :** Section transversale d'une tige hôte au point de fixation du parasite montrant un suçoir de 28 semaines qui a presque totalement encerclé le bois de l'hôte.
- Fig. 4 :** Sur cette section transversale de la tige hôte réalisée au niveau du point de fixation du parasite, le suçoir adulte (plus d'un an) qui, après avoir encerclé le bois de l'hôte, inclus dans le même bois suite au fonctionnement du cambium, a développé des expansions radiales (astérisque) dont les extrémités sont en contact avec les couches fonctionnelles du bois.
- Fig. 5 :** Reconstitution schématique de la figure 4 montrant les parties du parasite (p) et de l'hôte (h).

cf : cône de fixation ; h : hôte ; p : parasite

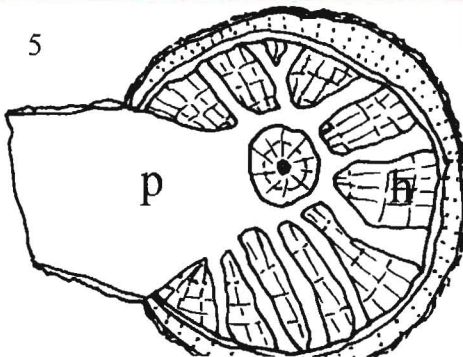
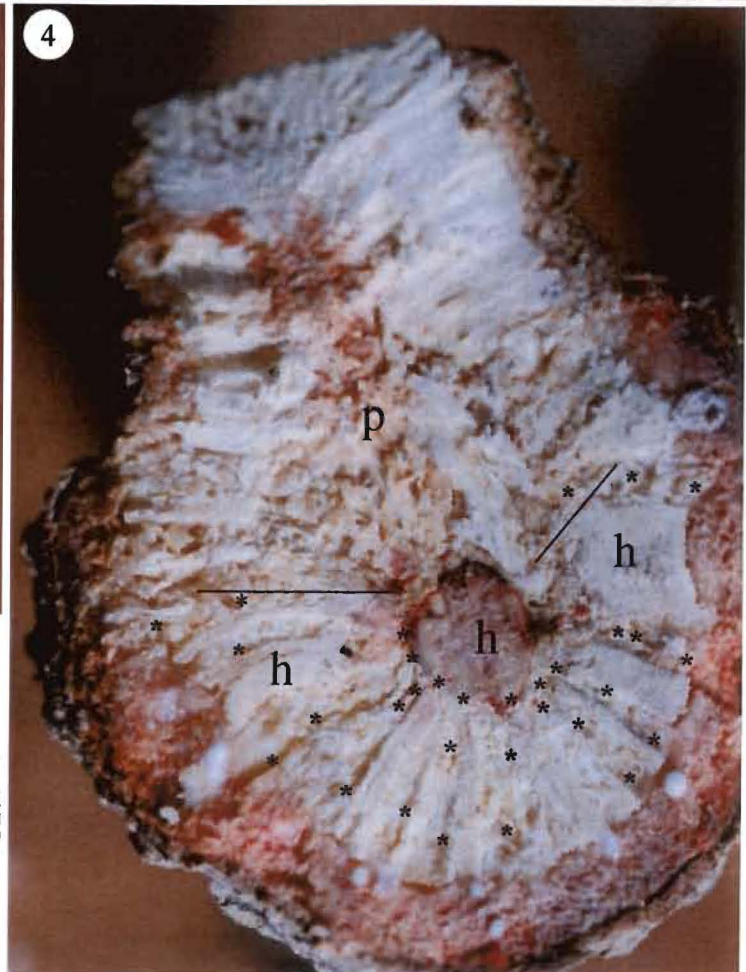
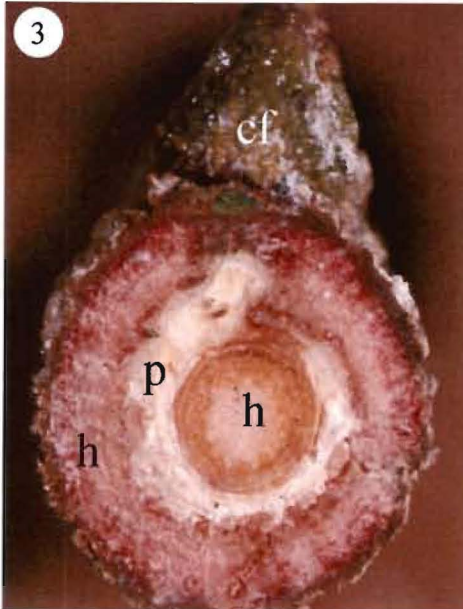
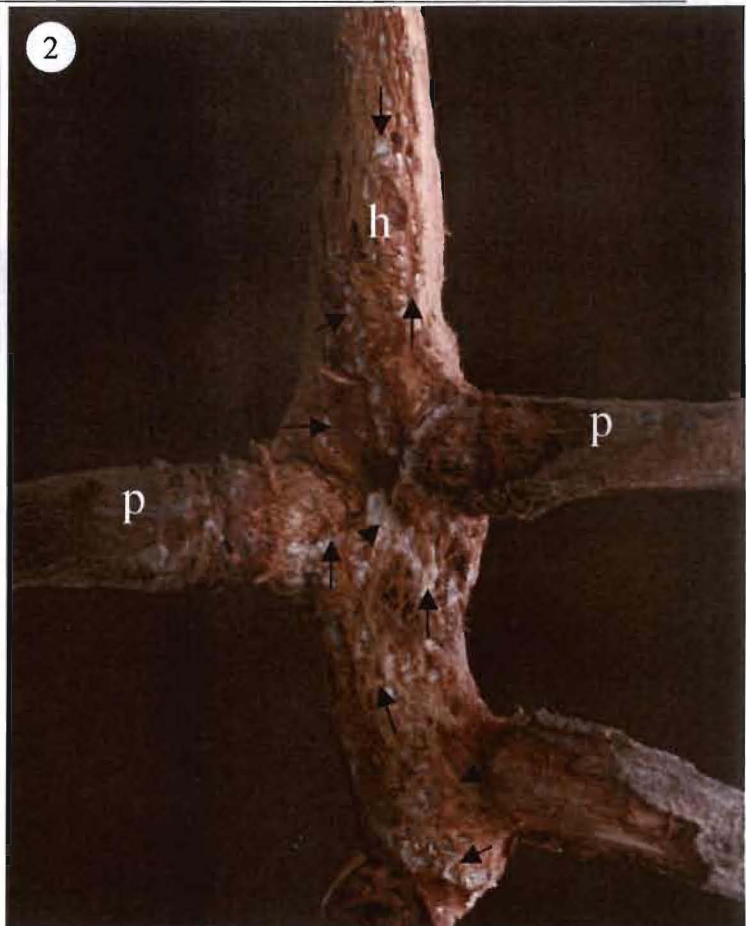
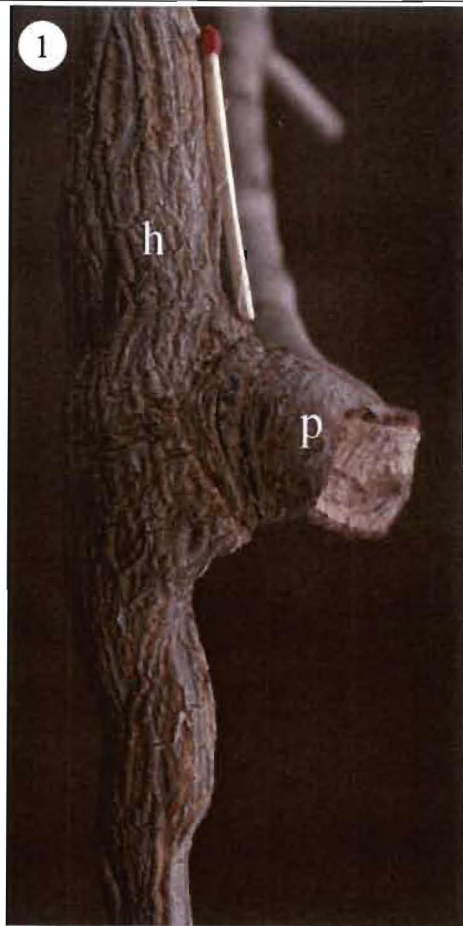


Planche 33

L'haustorium de *Tapinanthus globiferus*

Fig. 1 : Section montrant un jeune suçoir de 6 semaines progressant radialement dans les tissus corticaux de l'hôte (le karité) en direction du bois. Noter l'étalement du suçoir (flèches) qui entre en contact avec le bois sur une surface importante.

G .x 50.

Fig. 2 : Section d'un matériel plus âgé montrant le suçoir qui vient de pénétrer dans le bois de l'hôte (karité). G .x 50.

Fig. 3 : Sur cette section, on apprécie le caractère massif du suçoir de *Tapinanthus*. Les flèches indiquent des expansions latérales. G .x 50.

Fig. 4 : Section longitudinale axiale d'un haustorium âgé de 5 mois (coupe transversale de la tige de karité), montrant que le suçoir de *Tapinanthus* pénètre profondément dans le bois de l'hôte, contrairement à celui d'*Agelanthus* qui l'entoure. G .x 50.

suç : suçoir ; zm : zone méristématique ; XII : xylème secondaire de l'hôte

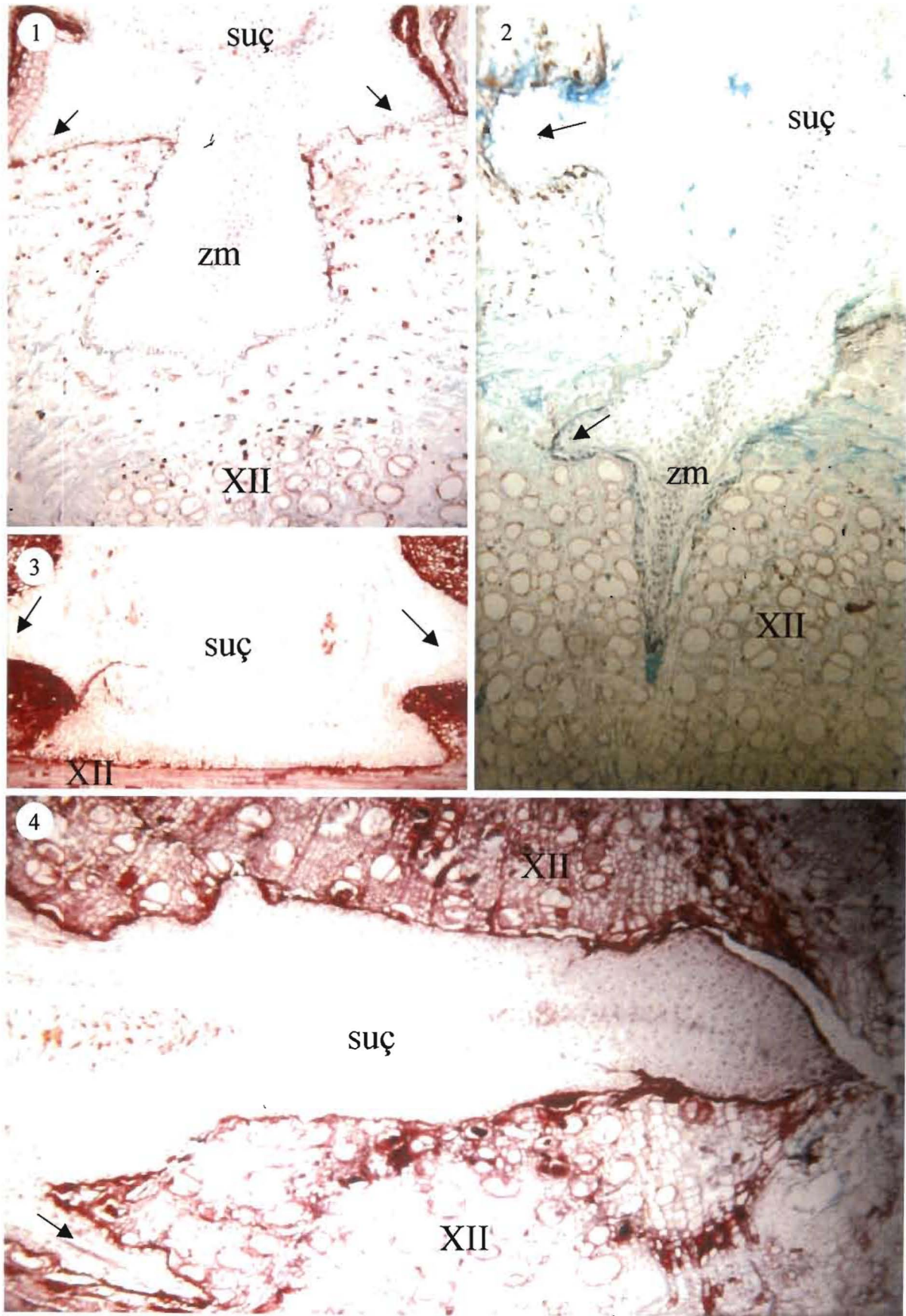


Planche 34

Morphologie de l'haustorium mature de *Tapinanthus globiferus*

Fig. 1 : Morphologie de l'excroissance provoquée par la fixation de *T. globiferus* sur karité.

Fig. 2 : Section axiale transversale de l'hôte et longitudinale du parasite montrant la forme en coupe de l'haustorium.

Fig. 3 : Section axiale longitudinale de l'hôte et du parasite montrant la forme en coupe de l'haustorium.

Fig. 4 : Sur cette section, le parasite a détruit, de manière significative, les tissus de l'hôte, ce qui explique l'arrêt de croissance de la partie proximale de la branche parasitée.

Fig. 5 : Sur cette section, le suçoir a traversé les tissus de l'hôte et donné du côté opposé au point de fixation (1) un deuxième bourgeon végétatif (2).

Figs 6 & 7: Ces figures montrent les traces laissées par le parasite après sa mort et sa chute. Ces traces sont des portes d'entrée potentielles pour de nombreux agents pathogènes.

h : hôte ; p : parasite ; l : latex ; 1 : rameau principal ; 2 : rameau secondaire

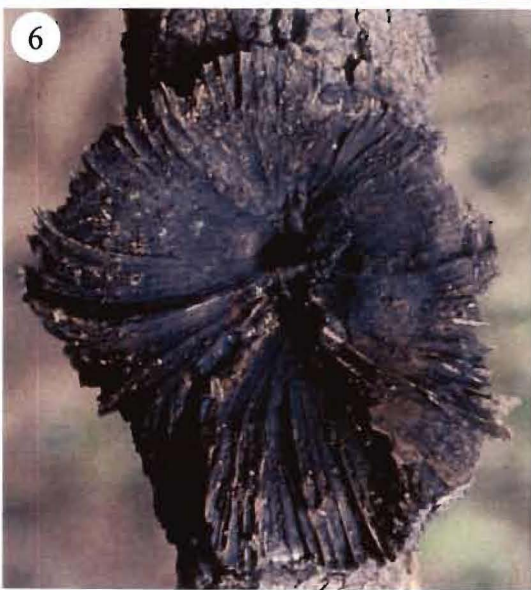
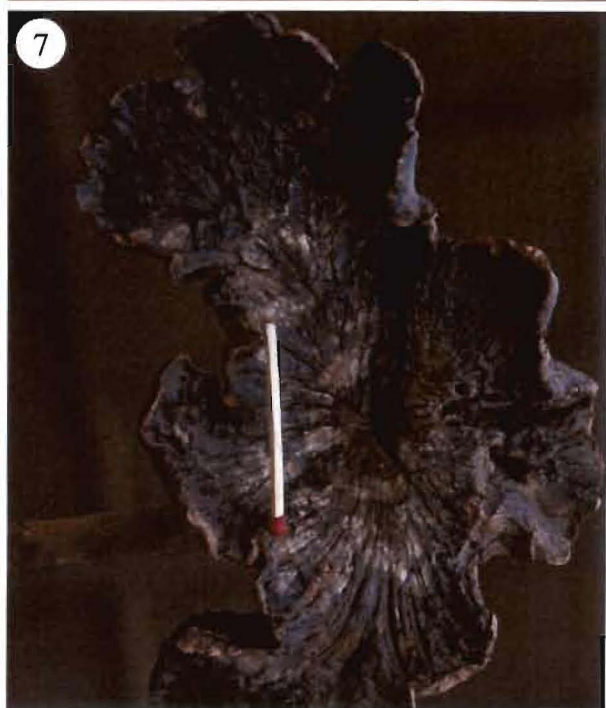
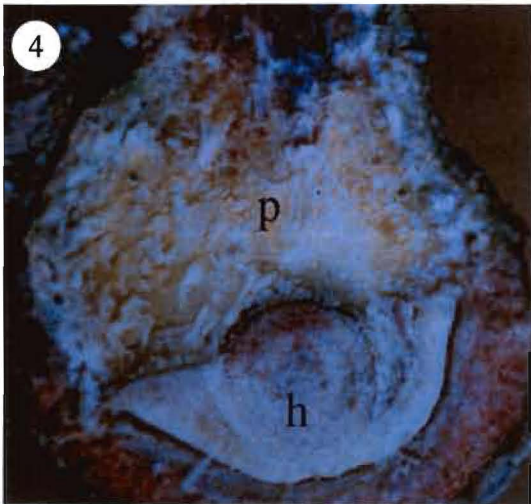
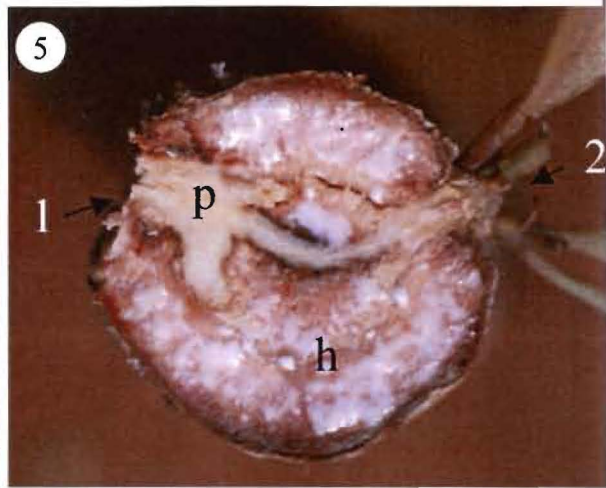
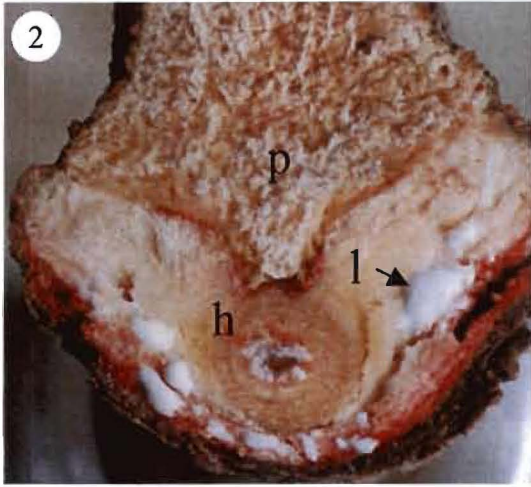
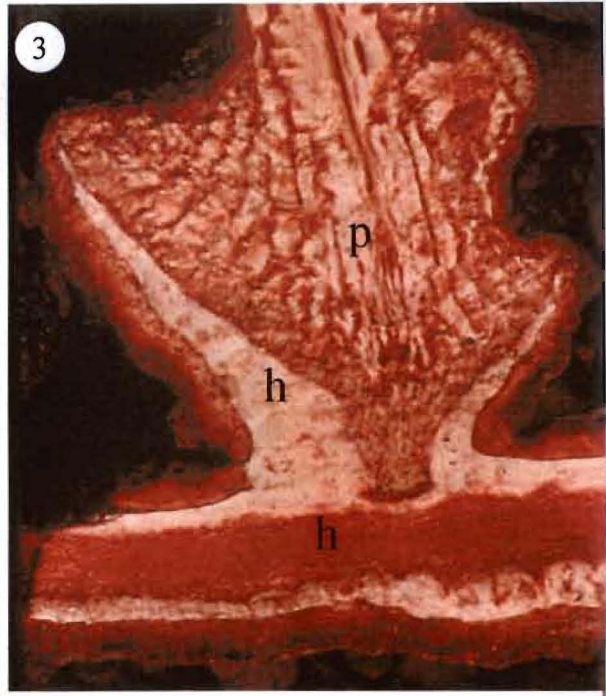


Planche 35

L'effet du parasite sur l'hôte

Figs 1 & 2 : Le premier effet visible du parasite sur l'hôte est un renflement de la branche de ce dernier. Sur ces 2 figures, *Agelanthus dodoneifolius* provoque précocement une hypertrophie du diamètre de la branche du karité. La figure 2 montre l'étalement de l'hypertrophie (flèche) de part et d'autre du point de fixation du parasite.

Fig. 3 : Diminution du diamètre de la partie de la branche hôte située après le point de fixation (hav) du parasite (ici, *Tapinanthus ophiodes*).

Fig. 4 : Arrêt de croissance de la partie de la branche hôte située après de le point de fixation (hav) du parasite (ici *Tapinanthus ophiodes*). La mort de la partie en aval est accélérée par la formation d'un 2^{ème} parasite (p2) à la suite de la traversée des tissus de l'hôte par le système endophytique du parasite.

h : hôte ; ham : hôte en amont ; hav : hôte en aval ; p : parasite ; p1 : rameau principal ; p2 : 2^{ème} rameau formé par l'extrémité du suçoir après avoir traversé l'hôte ; To : *T. ophiodes*

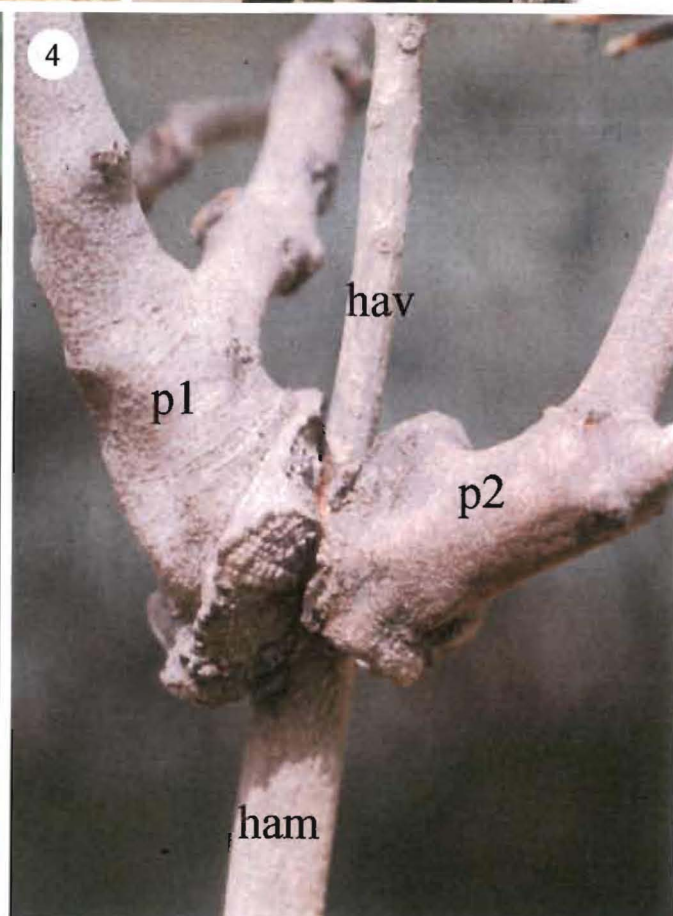
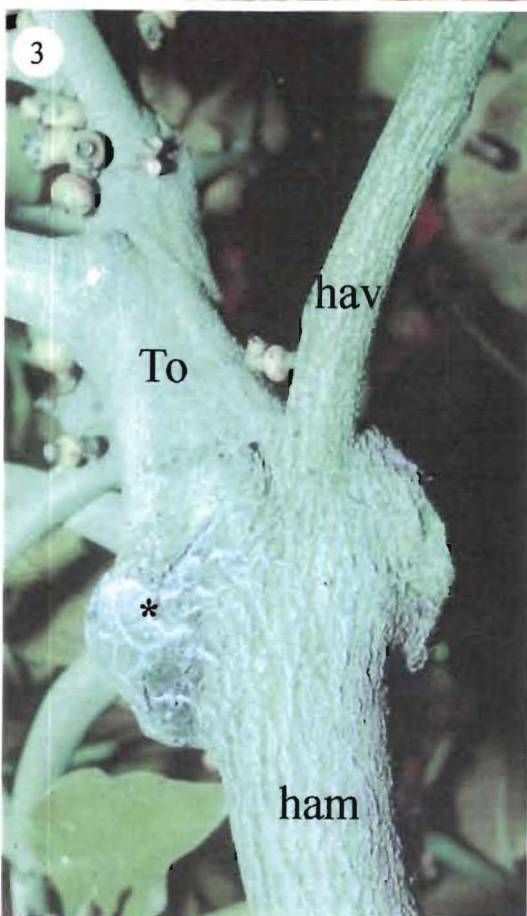
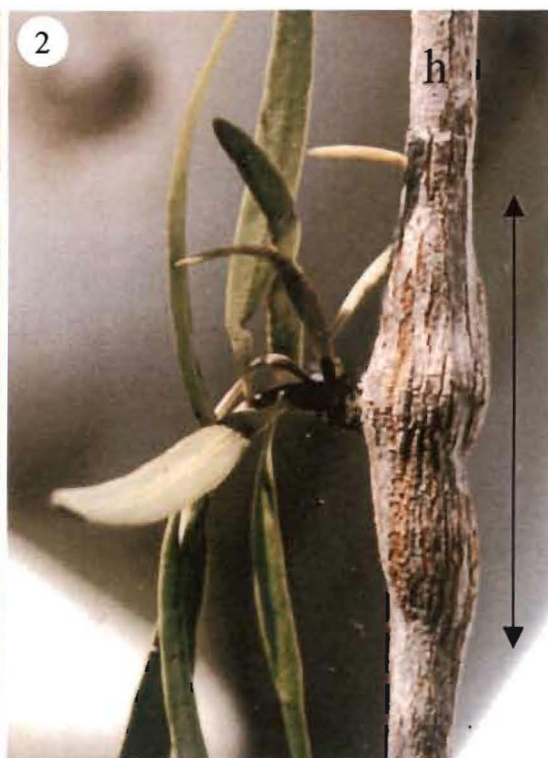
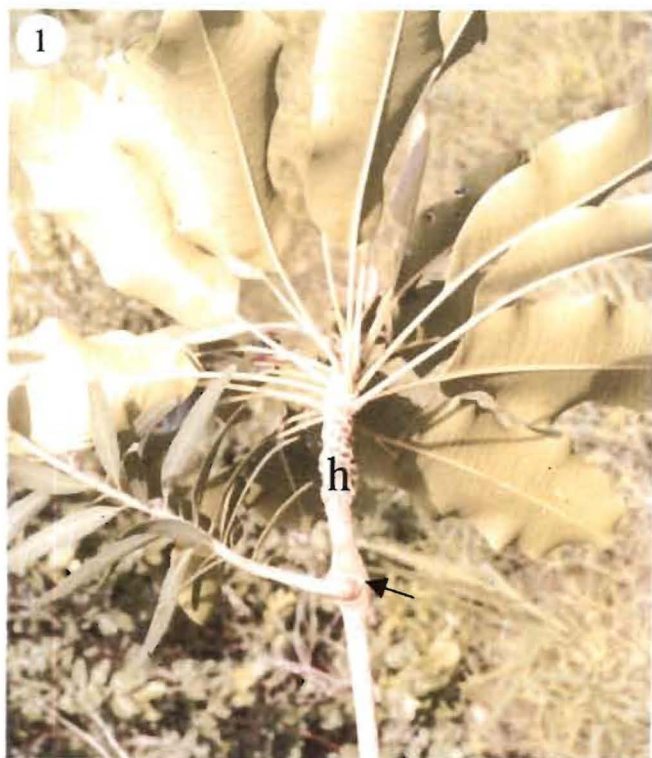


Planche 36

Contrôle des Loranthaceae par la coupe du karité

Fig. 1 : Arbre fortement parasité par *Agelanthus dodoneifolius*. La lutte mécanique par émondage total de l'hôte est indispensable pour l'arbre

Fig. 2 : Karité fortement parasité ayant été ébranché en juin 1990

Fig. 3 : Le karité de la figure 2, trois ans après la coupe.

Fig. 4 : Le karité de la figure 2, cinq ans après la coupe. Le karité rajeuni a retrouvé un aspect normal.

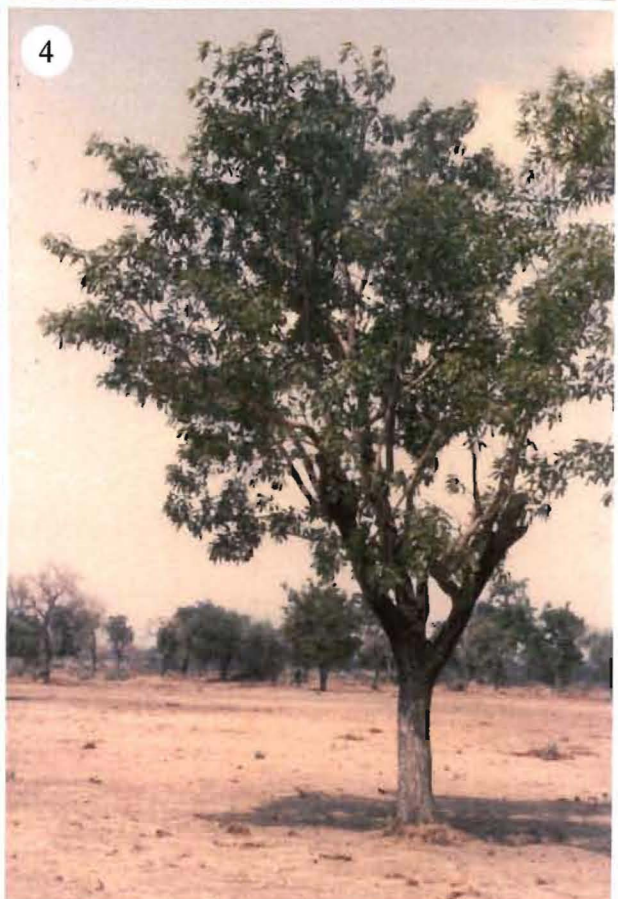
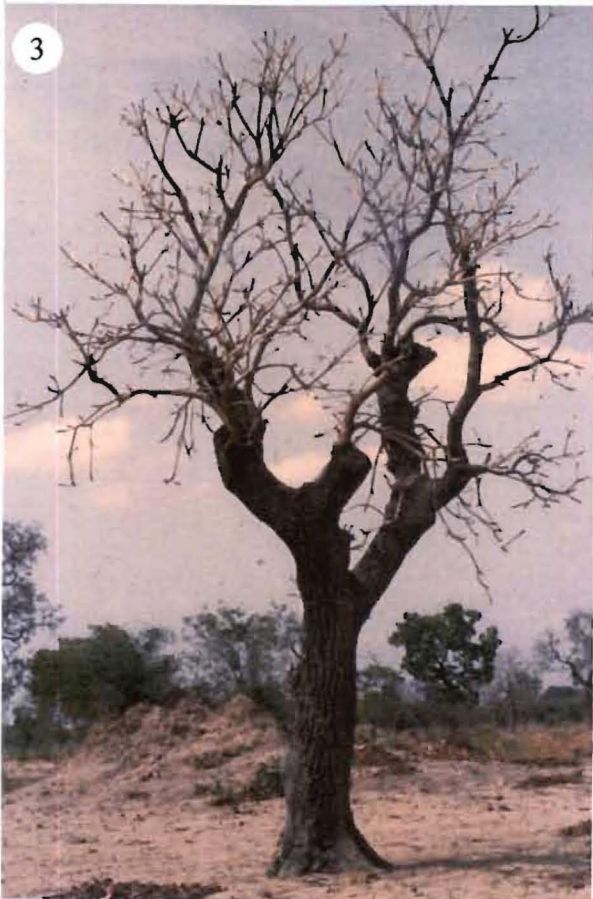


Planche 37

Contôle par la coupe des tiges du parasite

Fig. 1 : Touffe de *Tapinanthus globiferus* (Tg) comportant 4 tiges. k : karité.

Fig. 2 : Les 4 tiges de la touffe de la figure 1 ont été coupées à ras.

Fig. 3 : Un mois après. Noter l'importance de la repousse.

Fig. 4 : Deux mois après.

Fig. 5 : Six mois après. Le nombre de tiges a augmenté et le parasite a repris sa production de graines.



Planche 38

Perspectives de lutte biologique et génétique contre les Loranthaceae du karité

Fig. 1 : Des oiseaux, probablement granivores, extraient les embryons des graines déposées sur l'hôte par les oiseaux disséminateurs. Les flèches indiquent les restes d'albumen et des téguments de la graine sans embryon.

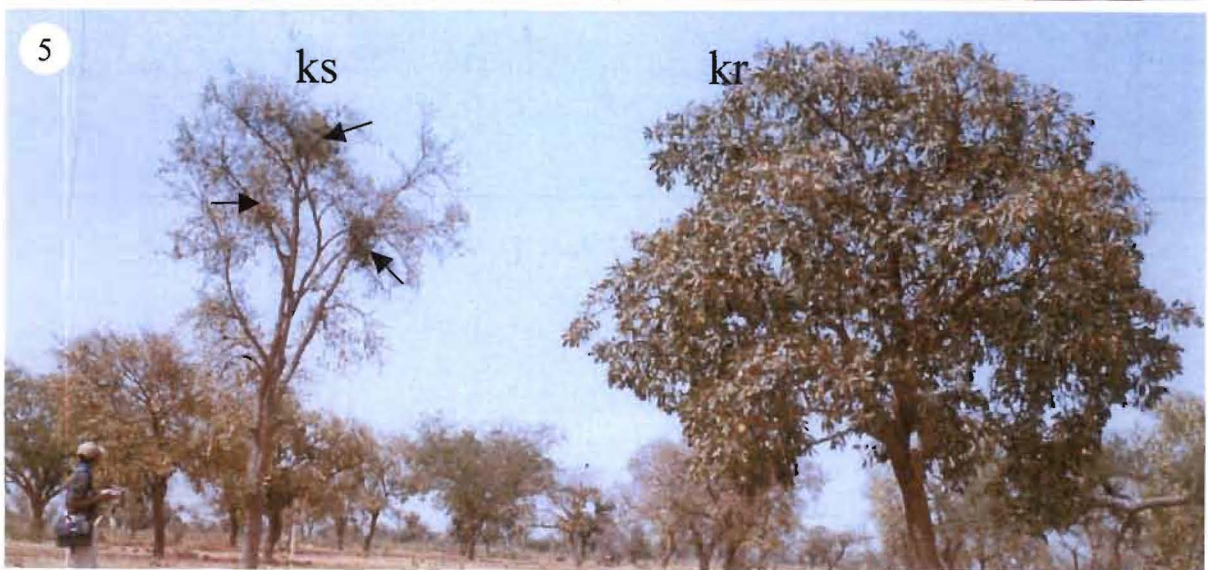
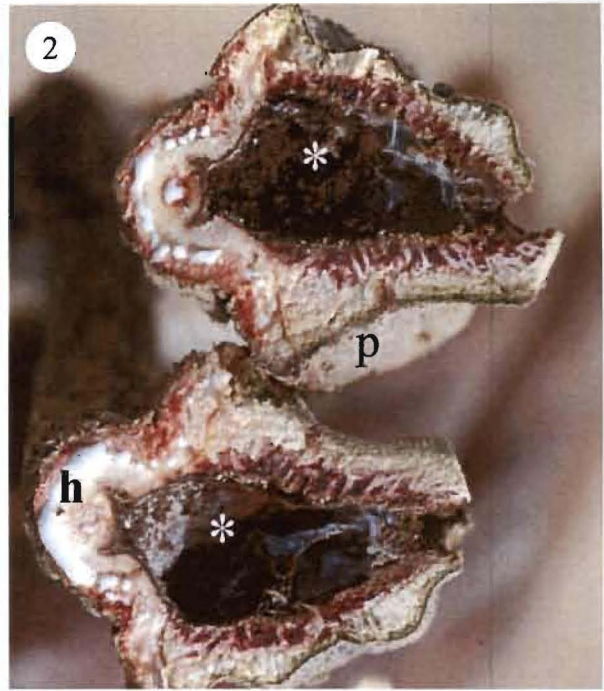
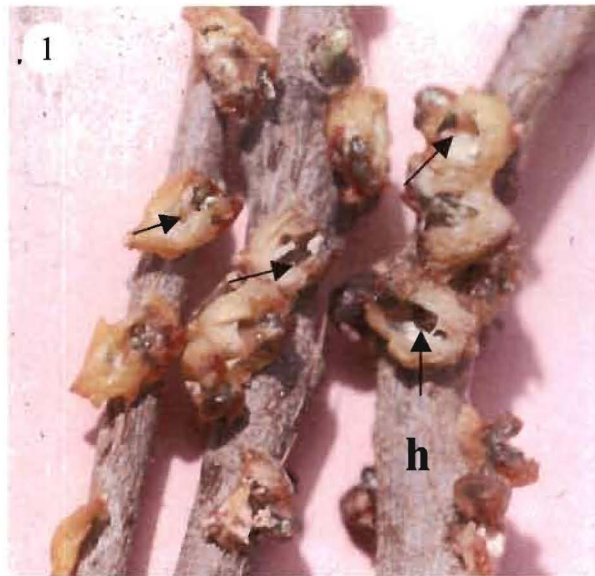
Fig. 2 Une espèce de papillon dépose ses œufs dans l'haustorium de *Tapinanthus ophiodes* et, après éclosion, la larve creuse une large galerie qui perturbe le fonctionnement de l'haustorium et finit par détruire le parasite.

Fig. 3: Un insecte noir ailé dépose ses œufs dans des galeries creusées sur les jeunes feuilles. La galerie déforme irrémédiablement la feuille qui ne peut plus réaliser la photosynthèse et finit par dépérir.

Fig. 4 : Un insecte non ailé se développe dans les boutons floraux de *Tapinanthus globiferus*. La fleur est déformée. A l'intérieur, les étamines et le style sont détruits.

Fig. 5 : Karité résistant (kr) cohabitant (distance de séparation = 22 m) avec un karité sensible (ks) fortement attaqué par *Agelanthus dodoneifolius* et *Tapinanthus globiferus* (flèches). Nos infestations artificielles ont confirmé la résistance de l'individu.

h : hôte ; p : parasite ; fm : fleurs malades ; kr : karité résistan ; ks karité sensible ;
rm : rameau malade ; rs : rameau sain



CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES

A- CONCLUSION GENERALE

L'objectif principal du présent travail est de présenter les caractéristiques essentielles du parasitisme phanérogame au Burkina Faso. Pour atteindre cet objectif, nous nous sommes principalement intéressés à recenser les espèces parasites présentes dans le pays, étudier leurs relations avec leurs milieux de vie et préciser certaines caractéristiques de leur biologie.

Les résultats obtenus permettent, d'une part, d'apprécier la contribution des Angiospermes parasites dans la diversité floristique du Burkina Faso et, d'autre part, d'attirer l'attention sur celles qui sont ou qui pourraient devenir un problème économique pour les populations, surtout rurales.

L'analyse des diverses données bibliographiques et la consultation des herbiers ainsi que la révision des genres et des espèces a permis de recenser, au Burkina Faso, six familles de Phanérogames comportant des membres parasites : les Cuscutaceae (1 genre, 1 espèce), les Lauraceae (1 genre, 1 espèce), les Loranthaceae (2 genres, 4 espèces), les Olacaceae (1 genre, 1 espèce), les Santalaceae (1 genre, 1 espèce) et les Scrophulariaceae (6 genres, 17 espèces).

Les prospections sur le terrain ont permis de retrouver 25 espèces réparties en 13 genres et 6 familles. Certains genres et espèces dont la présence a été rapportée par la bibliographie n'ont pas été retrouvés, tandis que d'autres jamais signalés ont été observés.

Ce sont les Scrophulariaceae qui sont les plus nombreuses avec 5 genres et 15 espèces. A l'exception du *Striga*, les autres genres sont représentés par une seule espèce dont la contribution spécifique est généralement faible. Le *Striga* par contre, avec 13 espèces (sur 17 que compte la sous - région) est relativement richement représenté avec une contribution spécifique parfois localement importante.

Parmi les espèces signalées mais non retrouvées sur le terrain, il y a *Buchnera bowalensis*, *Micrargeria barteri*, *Sopubia parviflora* et *Striga linearifolia*. Exceptée *Sopubia parviflora* dont un spécimen a été récolté il y a quelques années par un groupe de botanistes, dans l'Ouest du Burkina Faso, nous ne disposons que de témoignages ponctuels sur la présence des autres espèces dans le pays.

L'inventaire des parasites sur le terrain a apporté une certitude sur la présence de certaines espèces absentes dans les herbiers du Burkina Faso. C'est le cas notamment de *Tapinanthus bangwensis* dont l'identité se confondait à celle de *T. globiferus*. Nous avons également retrouvé *Striga klingii* dont la détermination n'avait pas été faite avec certitude et *Thesium viride* signalée une seule fois.

Nous avons retrouvé sur le terrain, 4 espèces non signalées au Burkina Faso. Il s'agit de deux Loranthaceae, *Globimetula cupulata* dont la ressemblance morphologique avec *T. ophiodes* et l'exiguïté de l'aire de présence dans le pays la faisaient passer inaperçue, et *Englerina lecardii*, pourtant assez indiscreète en période de floraison en raison de la coloration très voyante des inflorescences. Deux Scrophulariaceae, elles assez discrètes, *Striga asiatica* var. *lutea* et *S. forbesii* font partie de ce groupe.

L'observation des Phanérogames parasites dans leur milieu naturel nous a permis de préciser certains détails morphologiques, écologiques et fonctionnels tels que l'aspect des feuilles fraîches, la coloration des fleurs et des fruits mûrs, la position du parasite sur son hôte, la forme et la taille de l'haustorium, etc. Ces données ont permis d'établir des clés simplifiées d'identification des espèces inventoriées.

L'étude de la répartition des Phanérogames parasites au Burkina Faso a révélé une relative homogénéité dans la présence de presque toutes les espèces dans la moitié Sud du territoire, plus humide. Le facteur essentiel déterminant cette distribution est certainement le climat commandé par la pluviométrie. Dans certains cas, à l'intérieur de l'aire de l'espèce, le facteur pluviométrique se double d'un facteur

édaphique. C'est le cas par exemple de *Thesium viride* qui ne s'observe que sur du sol sableux argileux à dominance sableux.

Mais le facteur climatique ou édaphique, ou leur combinaison s'est révélé insuffisant pour justifier la présence et l'abondance de toutes les espèces. Ainsi, *Agelanthus dodoneifolius* ne parasite le néré (*Parkia biglobosa*) que dans la moitié Ouest du territoire. D'où la nécessité de faire intervenir d'autres facteurs, comme la fréquentation des hôtes par les disséminateurs, le facteur floristique, etc.

L'étude de l'incidence des Phanérogames parasites sur la flore locale nous a amené à recenser une centaine de familles dans lesquelles les parasites recrutent près de 300 hôtes. Les Loranthaceae, qui réunissent 6 espèces parasites (sur la vingtaine recensée) sont observées sur 160 espèces d'arbres, d'arbustes et de lianes de tous les milieux écologiques du pays. Si la plupart de ces plantes-hôtes sont spontanées, on note parmi elles beaucoup d'espèces plantées ou entretenues par l'homme pour leurs fruits, leur bois ou toute autre utilisation. On note parmi les espèces parasitées, des membres des Loranthaceae qui sont victimes de leurs congénères. C'est ainsi que les *Tapinanthus* se développent librement sur les vieux rameaux d'*Englerina* et *vis versa*. Même à l'intérieur d'un genre, comme c'est le cas chez le *Tapinanthus*, le parasitisme interspécifique n'est pas un phénomène exceptionnel. L'hyperparasitisme est poussé à l'extrême chez la cassythe où un rameau plié et les deux parties mises en contact s'interplantent des suçoirs.

L'inventaire des espèces parasitant des cultures et des arbres fruitiers a montré que sur la trentaine de parasites recensés dans le pays, plus de 50 % constituent ou pourraient devenir un problème économique et / ou écologique soit parce qu'ils sont numériquement importants, soit parce que leur pathogénicité pour des espèces cultivées au Burkina Faso est connue dans d'autres pays. Parmi les parasites épiphytes, *Agelanthus dodoneifolius*, *Tapinanthus globiferus* et *T. ophiodes* sont les plus nuisibles. Largement distribuées dans le pays, elles occasionnent des dégâts importants aux arbres plantés et du milieu naturel. Le karité est particulièrement attaqué par ces parasites sur toute son aire de distribution qui occasionnent une perte importante (confirmation faite par les populations rurales) mais non évaluée de sa production annuelle.

Chez les parasites épiphytes, c'est *Striga hermonthica* qui remporte la palme d'or des dégâts causés aux cultures. C'est la plante parasite la mieux connue dans le pays - et dans la sous-région Ouest africaine - en raison de sa nocivité sur les céréales, aliment de base de la dite zone. C'est le parasite traditionnel redouté par les cultivateurs dans toutes les régions du Burkina Faso depuis la zone généralement bien arrosée de Niangoloko jusqu'au Sahel toujours déficitaire.

Enfin, d'autres espèces, épiphytes comme épiphytes, trouvent localement dans le milieu cultivé des conditions favorables à leur développement et représentent un problème agronomique. Ainsi *Cuscuta campestris* constitue localement un casse-tête pour les maraîchers et *S. gesnerioides*, *S. aspera*, *Buchnera hispida*, *Alectra vogelii*, *Rhaphicarpa fistulosa* sont des parasites majeurs des Légumineuses et des céréales cultivées.

Les résultats de l'enquête réalisée lors des prospections de terrain révèlent une assez bonne connaissance des principales espèces nuisibles par les populations rurales. Celles-ci ont leurs méthodes de lutte traditionnelles qui, comme les méthodes modernes, ont leurs limites mais qui doivent quand même être prises en compte par les chercheurs. Faisant par exemple le constat qu'il y a une corrélation entre la colonisation d'un champ par le *Striga* et son épuisement par plusieurs années de culture, l'amendement ou la mise en jachère des parcelles jusqu'à la disparition du parasite est une pratique courante.

L'étude de la biologie des Loranthaceae a apporté une contribution importante certaine à une meilleure connaissance de ce groupe particulier de parasites. On doit retenir que les oiseaux constituent une composante importante dans la propagation des Loranthaceae dans la végétation en favorisant la production fructifère par la pollinisation et étant l'unique agent disséminateur des semences. Ce dernier point pourrait constituer un handicap pour les parasites, mais ceux-ci ont prévu des dispositifs compensatoires. Une production importante de semences, l'existence d'une substance collante entourant celles-ci et la rapidité de germination des graines

sont autant de dispositifs qui compensent les aléas de la rencontre du futur hôte et la fugacité du pouvoir germinatif.

L'étude du développement et de la structure des suçoirs d'*Agelanthus dodoneifolius* et de *Tapinanthus globiferus* qui constitue une première pour ces espèces, a apporté des réponses ou un début de réponse à des interrogations sur les mécanismes de pénétration mis en place par le parasite, l'organisation interne de l'haustorium et son fonctionnement, la conduction du flux de nutriments de l'hôte vers le parasite.

L'examen au microscope photonique de plusieurs coupes de l'interface de l'association parasite-hôte nous a permis de nous prononcer sur les mécanismes de pénétration des suçoirs. La présence d'une part de groupes de cellules déplacées ou comprimées au niveau des tissus de l'hôte, et d'autre part de cellules de parenchyme écrasées dans les parties corticales du suçoir témoigne vraisemblablement d'une progression physique du suçoir suite à la prolifération au niveau de la zone méristématique subtropicale. Par contre, la décoloration des tissus de l'hôte et l'absence des débris cellulaires au niveau de l'interface font penser à une pénétration enzymatique.

Le suçoir adulte est caractérisé par un massif xylémien central composé de vaisseaux plus ou moins allongés aux épaississements lignifiés spiralés. Son organisation spatiale est fonction de l'espèce parasite.

Chez *A. dodoneifolius*, le suçoir, après une croissance radiale jusqu'au cambium de l'hôte, adopte une progression tangentielle dès le contact des couches externes du bois. Finalement entièrement repris dans le bois de l'hôte suite au fonctionnement du cambium de celui-ci, il envoie des expansions radiales vers la périphérie en contact avec les couches fonctionnelles du bois. Le résultat est une galle plus ou moins volumineuse constituée par un enchevêtrement de tissus des deux plantes.

Le suçoir de *T. globiferus* a un aspect plus massif, donc plus destructif pour l'hôte. La galle formée, dont les dimensions sont fonction du degré de dureté du bois de l'hôte, est une sphère constituée à parts égales des tissus du parasite et de l'hôte.

En dépit de l'examen détaillé de toutes les préparations, aucune connexion directe entre le xylème du parasite et celui de l'hôte n'a pu être mise en évidence. Cette observation suggère que le transfert de flux de nutriments de l'hôte vers le parasite se fait essentiellement par voie apoplastique entre le xylème de l'hôte et les cellules parenchymateuses terminales du suçoir.

Les différents essais de contrôle des Loranthaceae sur le karité effectués lors du présent travail ont fourni beaucoup d'informations et permis de tirer des enseignements.

La méthode mécanique est *a priori* la plus simple et la plus à la portée de la population rurale. Sa réussite dépend du niveau et de la période de la coupe. Une coupe de la branche parasitée qui inclurait le système endophytique du parasite, élimine définitivement celui-ci, quelle que soit la période. Si la coupe ne devait pas concerner l'endophyte, la période de repos végétatif de l'hôte est conseillée pour son application. Cette méthode a des limites qui sont cependant localement surmontables.

La méthode de lutte chimique, déjà courante chez les parasites de racines, a donné des résultats positifs. Mais les ennuis qu'elle comporte (coût des produits chimiques et du matériel, technique d'application, étendue de l'infestation, etc.) sont tels qu'il nous paraît raisonnable d'entreprendre des études complémentaires avant de l'envisager comme voie d'élimination des Loranthaceae sur le karité.

Des ennemis naturels des Loranthaceae ont été recensés lors des prospections de terrain dans l'objectif d'une contribution à la recherche d'une méthode de lutte biologique. Il s'agit principalement d'espèces d'oiseau et d'insectes. Là aussi, une éventuelle utilisation de ces animaux comme moyen de contrôle du parasite -ce qui aurait pour mérite d'éviter le problème de toxicité des produits

chimiques- nécessite au préalable une étude de base de la biologie et d'écologie de ces espèces.

Bien que la recherche de variétés résistantes ne soit pas encore étendue sur tout le pays, les premiers résultats sont encourageants.

Somme toute, il faut beaucoup de moyens et de patience pour éradiquer les Loranthaceae sur le karité. Avec la maîtrise de la technique de multiplication végétative et la domestication du karité en cours, la sélection de variétés résistantes de l'espèce aux Loranthaceae nous semble être une voie de lutte à prospecter avec beaucoup d'espoir, même si son effet ne peut être perçu qu'à long terme.

B- PERSPECTIVES

La diversité des thèmes abordés dans notre étude, qui tient au manque d'informations générales sur le parasitisme phanérogame au Burkina Faso, n'a pas permis d'approfondir tous les résultats. En effet, si les résultats obtenus éclairent certains points, il est évident que de nombreux aspects sont encore à étudier. Parmi ceux-ci, nous citerons deux qui nous tiennent à cœur :

- Le pont xylémien

De nombreuses recherches ont été effectuées sur son développement, son anatomie et son ultrastructure chez les Scrophulariaceae et les Orobanchaceae. Chez les Loranthaceae, en particulier celles d'Afrique, ces sujets de recherches sont inexplorés. Nous l'avons dit plus haut, malgré l'examen de nombreuses coupes de l'association hôte/parasite dans le cas du couple karité/Loranthaceae, nous n'avons pas observé une connexion directe xylème-xylème.

La structure même du xylème ne semble pas faire l'unanimité. Nous avons observé des vaisseaux spiralés alors que Onofeghara, qui a travaillé sur *Tapinanthus bangwensis*, parle de trachéides. De plus, nous avons noté la présence de petites cellules parenchymateuses toujours associées au xylème qui font penser à l'existence du phloème dans le suçoir des Loranthaceae. En rappel, si la présence du xylème a été observée dans les suçoirs de toutes les

plantes parasites, celle du phloème fait encore l'objet de nombreuses controverses.

Nous envisageons de faire une étude ciblée et approfondie du suçoir des Loranthaceae étudiées afin de compléter les résultats du présent travail.

- Les essais de lutte contre les Loranthaceae.

Comme le laisse bien voir l'intitulé de la présente thèse, l'application d'une technique de contrôle des Loranthaceae ne faisait pas partie de cette étape du travail. Aussi, les résultats obtenus avec les essais de lutte mécanique, chimique et génétique, de même que l'inventaire des ennemis naturels des Loranthaceae doivent-ils être considérés comme une base utile pour une orientation d'un protocole approprié de lutte efficace qui tient compte du contexte socio-économique et écologique de notre pays. Dans la phase suivante de nos recherches, nous comptons mettre l'accent sur l'étude, tant verticale qu'horizontale des karités résistants aux Loranthaceae. Cette technique a l'avantage d'être propre, moins coûteuse et efficace. Mais cela ne veut pas dire que nous occultons les autres méthodes. Nous les approfondirons pour les rendre plus efficaces là où elles sont applicables.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Abber M. M., 1988. Contribution à l'étude histo-cytologique, physiologique et agronomique du parasitisme chez une Orobanchacée : *Orobanche crenata* Forsk., Thèse de doctorat d'Etat ès Sciences Nat., UPMC - Paris VI. 140 p.
- Agboblì C. A. et Huguenin B., 1987. Evaluation agronomique du problème du parasitisme du *Striga asiatica* sur le maïs dans le Sud Togo, in "Para. Flow. Plants" (Weber, H. Chr. And W. Forstreuter, eds.). Marburg, F.R.G., pp. 11-26
- Aggarwal B.D., 1983. Life history of *Cuscuta* gall weevil *Smicronyx roridus* Mashl. (*Coleoptera* : *Curculionidae*). *Cecidol. Int.* 5, pp. 41-46.
- Aggarwal B. D. et Ouédraogo J. T., 1989. Estimation of cowpea yield loss from *Striga* infestation. *Tropical agriculture*, 66, pp. 91-92.
- Aubreville A., 1950. Flore forestière soudano-guinéenne, Afrique Occidentale Française, Cameroun. A. E. F. Paris. 523 p.
- Aubréville A., 1959. La Flore Forestière de la Côte d'Ivoire. Deuxième édition, tome 1^{er}. Centre Technique Forestier Tropical. Nogent sur Marne (Seine). France.
- Audru J., César J. et Lebrun J.P., 1994. Les plantes vasculaires de la République de Djibouti. Flore illustrée. CIRAD, Départ. d'Elevage et de Médecine Vétérinaire.
- Ayensus S. E., Doggett H., Keynes R. D., Marton-Lefèvre J., Musselman L. J., Parker C. et Pckering A., (eds), 1983. *Striga* biology and control, ICSU Press. Paris, 216 p.
- Bâ A. T., 1983. Biologie du parasitisme chez deux Scrophulariacées parasites : *Striga hermonthica* (Del.) Benth. et *Striga gesnerioides* (Wild.) Vatke. Thèse de doctorat d'Etat, Université de Dakar, 139 p.

- Bâ A. T., 1984. Morphology, anatomy and ultrastructure of some parasitic species of the genus *Striga* (Scrophulariaceae). In: E. S. Ayensu, H. Doggett, R. D. Keynes, J. Marton-Lefevre, L. J. Musselman, C. Parker, and A. Pickering (eds.). *Striga* biology and control, ICSU Press, Paris. ISBN 093 0357-02-7, pp. 47-58.
- Baccarini A. 1966. Autotrophic incorporation of $^{14}\text{CO}_2$ in *Cuscuta australis* in relation to its parasitism. *Experientia*, 22, p. 46-47.
- Baccarini A. 1967. Dodder's autotrophy in parasiting state. *Z. Pflanzenphysiol.*, 57, p. 201-202.
- Baccarini A., Bertossi F. et Bagni N., 1965. Carotenoid pigments in the stem of *Cuscuta australis*. *Phytochemistry*, G. B., 4, pp. 349-351.
- Bach D., Mascre M. et Deysson G., 1951. Classification des végétaux vasculaires. Cours de botanique générale. Tome II, 2^e édition. SEDES Paris.
- Baillon F., 1985. Etude physiologique du gui des feuillus (*Viscum album* L.) pour la recherche d'une méthode de lutte chimique contre ce parasite : pénétration et transport de 2 herbicides phloème-mobiles (2,4-DB, glyphosate). Thèse de l'Université de Grenoble, 103 p.
- Baillon F., et Frochot H., 1987. La lutte chimique contre le gui des feuillus. Pénétration et distribution dans le gui de 2 herbicides à absorption foliaire, *Phytoma-Défense des cultures*, n° 391.
- Baillon F., Chamel A., Fer, A. et Frochot, H., 1988. Lutte chimique contre le gui (*Viscum album* L.). Pénétration, transport, efficacité de deux herbicides phloème-mobiles (2,4-DB et glyphosate). *Ann. Sci.* 45, 1, pp. 1-16.
- Balle S., 1982. Flore du Cameroun. Les Loranthaceae. D.G.R.S.T. Ed. Stabié et Lenoy. Yaoundé, pp. 23-82.

- Barlow B. A., 1964. Classification of the Loranthaceae and Viscaceae. Proc. Linn. Soc. of New South Wales, 89, pp. 268-272.
- Barlow B. A., 1983. Biogeography of Loranthaceae and Viscaceae. In M. Calder et P. Bernhardt, eds., The Biology of Mistletoes. Academic Press, Sydney, pp.19-46.
- Barlow B. A., 1987. Biogeography of Loranthaceae and Viscaceae and its bearing on vegetation history in the Malesian / Australian region, in : "Parasitic Flowering Plants". Weber, H. Chr. And W. Forstreuter, (eds) Marburg., pp. 805-817.
- Barney C. W., Hawksworth and Geils B. W. 1998 : Hosts of *Viscum album*. Eur. J. For. Path. 28, pp. 187-208.
- Bashir. O. M., 1987. The potential for biological control of witchweeds. In L. J. Musselman (ed.) Parasitic weeds in agriculture. Volume 1 : *Striga*. Boca Raton , Florida : CRC Press, pp. 183-206.
- Bashir. O. M. and Musselman L. J., 1984. Some natural enemies of *Striga hermonthica* in the Sudan. Trop. Pest Manag. 30, pp. 211-212.
- Beck B. D. A., 1987. The effect of attack by *Alectra vogelii* Benth. On the yield of nngo beans (*Vigna subterranea* (L.) Verdc. in "Parasitic Flowering Plants" (Weber, H. Chr. And W. forstreuter, eds.). Marburg, F.R.G., pp. 79-82.
- Berhaut J., 1967. Flore du Sénégal. Clairafrique, Dakar.
- Berhaut J., 1971-1988. Flore illustrée du Sénégal. Clairafrique. Dakar.
- Bertossi F. Baccarini A. et Bagni N., 1964. Rapporto tra le clorofille a et b in *Cucuta australis*. Giorn. Bot. Ital., 71, pp. 517- 521.

- Bewick T. A., Benning L. K., Stevenson W. R. and Stewart J., 1987. A mycoherbicide for control of swamp dodder (*Cuscuta gonovii* Willd.) Cuscutaceae, in "Parasitic Flowering Plants" (Weber, H. Chr. and W. Forstreuter, eds.). Marburg, F.R.G., pp. 93-104.
- Boresch K., 1935. Gehalt der Pflanzen an Mineralstoffen. *Tabulae Biologicae*, 10, 315-353 ; 11, pp. 136-191.
- Botha P. J., 1946. Die lewensgeskiedenis morfologie en ontkiemingsfisiologie van *Alectra vogelii* Benth. Ph.D. Thesis, Potchefstroom University for CHE, Republic of South Africa.
- Boudet G. et Lebrun J. P., 1986. Catalogue des plantes vasculaires du Mali. Etude et synthèses, IEMVT, 485 p.
- Bouriquet G., 1933. Une Scrophulariaceae parasite du riz à Madagascar. *Rev. Patho. Vég. et d'Ento. Agr.*, 10, pp. 149-151.
- Bourlet G., 1950. Le problème du karité. *Oléagineux*, 6, pp. 364-367.
- Boussim I. J., 1988. Contribution à l'étude de la biologie des Phanérogames parasites : recherches sur *Cassytha filiformis* L. (Lauracée). Mémoire de D.E.A. Faculté des Sciences, Université de Dakar. 96 p.
- Boussim I.J., 1991. Contribution à l'étude des *Tapinanthus* parasites du karité au Burkina Faso. Thèse de doctorat de 3^e cycle, 152 p.
- Boussim I. J., Sallé G. et Guinko S., 1993a. *Tapinanthus* parasite du karité au Burkina Faso. 1^e partie : Identification et distribution. *Bois et Forêts des Tropiques*, n° 238, pp. 53-65.

- Boussim I. J., Sallé G. et Guinko S., 1993b. *Tapinanthus* parasite du karité au Burkina Faso. 2^e partie : Phénologie, biologie et dégâts, Bois et Forêts des Tropiques, n° 238 , pp. 53-65.
- Boussim I. J., Sallé G. et Guinko S., 1995. Le parasitisme de *Tapinanthus* sur le karité au Burkina Faso. Nuisibles Pests-Pragas. V.3, N° 1, pp.164 -172.
- Boussim I. J., Raynal-Roques A., Sallé G., Guinko S., 1995. Impact de 4 Loranthacées parasites sur leurs espèces ligneuses hôtes du Burkina Faso : *Tapinanthus dodoneifolius* (DC) Danser, *T. globiferus* (Rich.) Danser, *T. ophiodes* (Sprague) Danser et *T. bangwensis* (DC) Van Tiegh., Annales de l'Université de Ouagadougou, série B, vol III. Sciences exactes et sciences de la nature. pp. 203-216.
- Boussim I. J., Samb P. I. et Ba A. T., 1998. Germination des graines et mise en place de l'hautorium chez une Phanérogame parasite : *Cassytha filiformis* L. Annales de l'Université de Ouagadougou, Série B. vol. VI. Sciences exactes et sciences de la nature. pp. 193-205.
- Boussim I. J., Sallé G. et Guinko S., 2002. Les Loranthaceae du Burkina Faso et leurs hôtes. Annales ABAO. N° 01.
- BU.NA.SOLS, 1988. Guide pour terrain. 7^e réunion du sous-comité Ouest et centre africain de conclation des sols et d'évaluation des terres du 10 au 17 /11 /1985.
- Capdepon M., 1983. La lutte contre les Phanérogames parasites. Revue de travaux récents. Annales des Sciences Naturelles, Botanique (13^e série). 5, pp. 1-25.
- Chatin A., 1856. Anatomie comparée des végétaux-plantes parasites. J. B. Baillier and fils, Paris, France.
- Cherrier J.-F., 1981. Le parasitaxus ustus (Vieillard) de Laubenfels. Revue Forestière Française, 33, pp. 445-448.

- Chevalier A., 1948. Nouvelles recherches sur l'arbre à beurre du Soudan : *Butyrospermum paradoxum*. Rev. Bot. Appl. Mai-Juin 1948. pp. 241-256.
- Chidley V. L. and Drennan D. S. H., 1987. Effect on sorghum root residue on *Striga asiatica* (L) Kuntze infection (Scrophulariaceae), in "Parasitic Flowering Plants" (Weber, H. Chr. And W. Forstreuter, eds.). Marburg, F.R.G. Pp. 829-831.
- Cissé J., Camara M., Berner D. K. et Musselman L. J., 1996. *Rhamphicarpa fistulosa* (Scrophulariaceae) damage rice in Guinée. Dans : M. T. Moreno, J. I. Cubero, D. Berner, D. Joel, L. J. Musselman et C. Parker éds), Advances in Parasitic Plant Research. Proceedings of the 6th International Parasitic Weed Symposium. Cordue, Espagne. pp. 517-520.
- Clerk G. C., 1978. *Tapinanthus bangwensis* in Cola Plantation in Ghana. PANS 24 1, pp. 57-62.
- Cohen A. L. et Garner G. E., 1971. Delicate botanical specimens preserved for scanning electron microscopy by critical point drying. Proc. 29th Ann. Meet. Electron Micros. Soc. Am, pp. 450-451.
- Combari A., 1986. Contribution à l'étude de la germination et des moyens de lutte contre le *Striga hermonthica* et le *Striga gesnerioides*. Thèse de Dr Ingénieur, Institut National Polytechnique de Lorraine. 120 p.
- Compaoré E., 1986. Etude de la résistance au *Striga gesnerioides* chez quelques cultivars de niébé (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.). Mém. d'Ing. de Dével. Rural. Inst. Sup. Polytech. Université de Ouagadougou. 69 p.
- CONAGESE, 1999. Monographie nationale sur la diversité biologique au Burkina Faso. Ministère de l'Environnement et de l'Eau. 90 p.

- Condamine M., 1988. Les *Tapinanthus* parasites du karité : Prospection au Mali et au Burkina Faso et premières observations histo-cytologiques de la baie, Rapport de stage de DEA, UPMC, Paris VI.
- Condon J. et Kuijt J., 1994. Anatomy and ultrastructure of the primary endophyte of *Ileostylus micranthus* (*Loranthus*). Int. J. Plant Scien. 155, 3, pp. 350-364.
- Cronquist A., 1981. An integrated system of classification of flowering plants. Columbia University Press, New York. XVIII, 1262 p.
- Cronquist A., 1988. The Evolution and Classification of Flowering plants Second edition. The New York Botanical Garden, Bronx, New York 10458, USA.
- Danser B. H., 1933. A new review for the genera of Loranthaceae - Loranthoideae with a nomenclature for the old world species of this subfamily. Verhdlg. Kon. Akad. Wetensch. Amsterdam, afd. Natuurk., 2, Série 29, pp. 1-125.
- Dawson J. H., 1965. Prolonged emergence of field dodder. Weeds 13, pp. 4-5.
- Dawson J. H., 1987. *Cuscuta* (Convolvulaceae) and its control, in "Parasitic Flowering Plants" (Weber, H. Chr. And W. Forstreuter, eds.). Marburg, F.R.G., p. 137-149.
- Décaisne, 1846. Sur la structure anatomique de *Cuscuta* et de *Cassytha*. Annales des Sciences Naturelles, 3^e série, 5, 247 p.
- De Filippis R., 1969. Parasitism in *Ximenia* (Olacaceae). Rhodora, 71, pp. 439-443.
- De Fraiture A., 1985. Recherche sur les techniques de production et l'organisation de quelques pépinières de secteur au Burkina Faso. Université Agronomique de Wageningen. Pays Bas. 168 p.

- Délabre G., 1987. Les filières karité au Mali : étude des différents modes de production. Mém. de fin d'études. Inst. Sup. Tech. d'Outre-Mer. France.
- Dembélé B., 1988. Aspects biologiques et agronomiques de deux Scrophulariacées parasites tropicales : *Striga hermonthica* (Del.) Benth. et *S. gesnerioides* (Wild.) Vatke. Thèse de Dr Ingénieur, Ecole Normale Supérieure Agronomique de Montpellier. 100 p.
- Dembélé B., Raynal-Roques A., Sallé G., Tuquet C., 1994. Plantes parasites des cultures et des semences forestières au Sahel, Institut du Sahel / CTA, 43 p.
- Djiguemdé F. A., 1985, Contribution à la lutte contre *Striga hermonthica* (Del.) Benth. sur le sorgho. Mém. d'Ingénieur du Développement Rural. Inst. Sup. Polytech. Université de Ouagadougou. 74 p.
- Doggett H., 1952. Botanist's Ann. Rep., 1950 Season, Tanganyka. Dep. Agric. Section III, pp. 222-244.
- Doggett H., 1965. *Striga hermonthica* on *Sorghum* in East Africa. J. Agri. Sci., 65, pp. 183-194.
- Dubé M. P., Belzile F., Tinégré J. B. et Olivier A., 2001. Inheritance and allelism of resistance to *Striga gesnerioides* in cowpea genotypes HTR and Wango-1. In : Fer A., P., Thalouarn, D. M. Joel, L. J. Musselman, C. Parker and J.A.C. Verkleij (eds), Proceedings of 7th International Parasitic Weed Symposium. Nantes. France. 243 p.
- Edouard J. A., 1989. Les Phanérogames parasites de la Martinique. Ecologie et quelques aspects de leur biologie. Cas particulier du groupe des Loranthacées-Viscacées. Thèse de doctorat de l'Université Paris 6. 305 p.
- Elenev L. K., 1956. Certain problems of nutrition of dodders. Fiziol. Rast., 3, pp. 470-479.

- Emberger L., 1960. Traité de botanique systématique. Les végétaux vasculaires. Tome 11, fascicule 11. Masson et Cie Paris.
- Farah A. F., 2001. Variation in response of some legume crops to field dodder (*Cuscuta campestris*). Proceedinds of 7th International Parasitic Weed Symposium. Nantes. in Fer A., P. Thalouarn, D. M. Joel, L. J. Musselman, C. Parker, and J.A.C. Verkleij (eds). Proceedings of 7th International Parasitic Weed Symposium. Nantes. France.
- Fer A., 1979. Contribution à la physiologie de la nutrition des Phanérogames parasites : étude du genre *Cuscuta* L. (Convolvulaceae). Thèse de Doctorat d'Etat ès Sciences Naturelles. Université Scientifique et Médicale de Grenoble. 105 p.
- Fer A., Thalouarn P., Joel D. M., Musselman L. J., Parker C., and Verkleij J. A. C. (eds), 2001. Proceedings of 7th International Parasitic Weeds Symposium. Nantes. France.
- Fineran B. A., 1995. Green tissu within the haustorium of the dwarf mistletoe *Korthalsella* (Viscaceae). An ultrastructural comparison between chloroplasts of sucker and aerial stem tissues. *Protoplasma* 189, pp. 216-228.
- Fineran B. A. et Hocking P. J., 1983. Features of parasitism, morphology and haustorial anatomy in Loranthaceous root parasites. In M. Calder et P. Bernhardt, eds., *The biology of Mistletoes*, pp. 205-258. Academic Press, Sydney.
- Friesen G. H. and Korwar G. R., 1991. Effect of phenolic acids and mixed cropping on *Striga asiatica* infestations in *Sorghum*. in Proceedings of the Fifth International Symposium on Parasitic Weeds, 1991, Nairobi, (eds J.K. Ransom, L.J. Musselman, A.D. Worsham and C. Parker), CMMYT, Nairobi, pp. 10-13.

- Fontes J. et Guinko S., 1995. Carte de la végétation et de l'occupation du sol du Burkina Faso. Notice explicative, 67 p.
- Frochot H. et Delabrazé P., 1979. Efficacité d'herbicides du groupe des aryloxyacides sur le gui du sapin. 10^e conférence COLUMA, Versailles, 1, pp. 157-165.
- Frochot H., Pitsch M., Wehrlen L., 1983. Efficacité d'herbicides sur le gui des feuillus (*Viscum album* Mali) installé sur peuplier, Maison de l'UNESCO / Paris, 165 p.
- Gaertner E. E., 1950. Study of seed germination, seed identification and host relationships in dodder, *Cuscuta* ssp. Cornell University Agri. Expt. Sta. Mem., 294, 56 p.
- Gayed S. K., 1976. Dodder on tobacco. One plant parasitizing another. Can. Tobacco Grower, 24, pp. 41-42.
- Graves J. D., Press M. C. and Stewart G. R., 1989. A carbon balance model of the *Sorghum-Striga hermonthica* host-parasite association. Plant, Cell and Environment 12, pp. 101-107.
- Greathead D. J., 1984. The natural enemies of *Striga* spp. and the prospection for their utilization as biological control agents. Workshop Biolog. Control *Striga*, pp. 133-160.
- Greathead D. J. and Milner J. F. D., 1971. A survey of *Striga* spp. (Scrophulariaceae) and their insect natural enemies in East Africa with a discussion on the possibilities of biological control. Trop. Agric. 48, pp. 111-124.
- Guinko S., 1984. Végétation de la Haute Volta. Thèse de doctorat d'Etat ès Sciences Naturelles. Université Bordeaux III. 318 p.

- Guira M., 1997. Etude de la phénologie et de la variabilité de quelques caractères chez le karité, *Butyrospermum paradoxom* subsp. *Parkii* (G. Don) Hepper (Sapotaceae) dans les champs et les jeunes jachères dans la moitié Ouest du Burkina Faso. Thèse de doctorat de 3^e cycle. Univ. de Ouagadougou. 165 p.
- Guyot J. et Ntawanga Omanda E., 1998. Note sur la sensibilité de six clones d'hévéa à *Phragmenthera capitata*. Plantations, recherche, développement. Vol. 5, N° 5.
- Gworgwor N. A. et Webber H. C., 1991. Effet of N-applicat on *sorghum* growth, *Striga* infestation and the osmotic pressure of the parasite in relation to the host. J. Plant Physiol. 139, pp. 194-198.
- Hariri E. B., 1989. Polyphenols et résistance au gui (*Viscum album* L.) étude histocytochimique et analytique. Doctorat de l'Université Pierre et Marie Curie (Paris VI). 179 p.
- Hariri E. B., Sallé G. et Andary C., 1990. Mécanisme de résistance de 4 cultivars de peuplier en réponse à l'attaque du gui (*Viscum album* L.), C.R. Acad. Sci. Paris, t. 311, série 3, pp. 439-444.
- Heckel E., 1900. Sur le parasitisme du *Ximenia americana* L. Compt. Rend. Hebd. Séances Acad. Sci., 131, pp. 764-765.
- Hocking P. J. et Fineran B. A., 1983. Aspects of nutrition of root parasitic Loranthaceae. In M. Calder et P. Bernhardt, eds., *The Biology of Mistletoes*, pp. 229-258. Academic Press, Sydney.
- Hoffmann G., 1994. Contribution à l'étude des Phanérogames parasites du Burkina Faso et du Mali : quelques aspects de leur biologie et techniques de lutte. Thèse de doctorat de l'Université de Droit, d'Economie et des Sciences d'Aix-Marseille III. 65 p.

- Holm T., 1929. *Gerardia* L. and *Buchnera* L. with supplementary note on *Gratiola* : an anatomical study. American Journal of Science, 5, 18, pp. 401-411
- Hosmani M. M., 1978. *Striga* : a noxiou root parasitic weed. Dhawar, publication of the author, 165 p.
- Hunzinker A. T., 1949. Las especies de *Cuscuta* (Convolvulaceae) de Argentina y Uruguay. Trab. Mus. Bot. Univ. Cordoba, 1, pp.1-357
- Hutchinson J and Dalziel M. D., 1954, 1958, 1963. Flora of West Tropical Africa. Published by the crown agents for oversea governments and administrations, Millbank, London.
- Igbinnosa I. and Okonkwo S. N. C., 1991. Studies on the germination of cowpea witchweed (*S. gesnerioides*) and its effect on cowpea (*Vigna unguiculata*) in Proceedings of the Fifth International Symposium on Parasitic Weeds, 1991, Nairobi, (eds J.K. Ransom, L.J. Musselman, A.D. Worsham and C. Parker), CMMYT, Nairobi, pp. 58-67.
- IRBET et ISN/IDR, 1988. Séminaire national sur la valorisation du karité pour le développement national : bilan et perspective.
- Ismail A. M. A. and Obeid M., 1976. A study of assimilation and translocation in *Cuscuta hyalina* Heyne ex Roth., *Orobanche ramosa* L. and *Striga hermonthica* Bent. Weed Res. 16, pp. 87-92.
- Johann V., 1981. South African Parasitic Flowering Plants, JUTA, Capetown / Johannesburg.
- Kambou G., Ouédraogo O., Somé N. et Ouédraogo S., 1999. Effet de la poudre des cosses de *Parkia biglobosa* sur l'émergence du *Striga hermonthica*, l'activité biologique du sol et le rendement du maïs. Science et Technique, Sciences Naturelles vol. 23, N° 2, pp. 60-70.

- Kéita M., 1960. Les oléagineux au Soudan. *Oléagineux* 5, pp. 335-340.
- Kerstetter R. E. et Hull R. J., 1970. Autotrophic incorporation of $^{14}\text{CO}_2$ in *Cuscuta pentagona* in relation to its parasitism. *Advancing frontiers Plant Sci., India*, 25, pp. 83-91.
- Kuijt J., 1969. The biology of parasitic flowering plants. University of California Press, Berkeley, 246 p.
- Kuiper E., Groot A., Noordover C. M. E., Pieterse A. H. and Verkleij A. C. J., 1998. Tropical grasses vary in their resistance to *Striga aspera*, *S. hermonthica*, and their hybrids. *Can. J. Bot.* 76, pp. 2131-2144.
- Kuo J., Pate J. S. and Davidson N. J., 1989. Ultrastructure of the haustorial interface and apoplastic continuum between host and the root hemiparasite *Olx phyllanthi* (Labill.) R ; Br. (Olacaceae). *Protoplasma* 150, pp. 27-39.
- La Hulotte, 1981. Viscoglut contre Fritzi et Pauley.
- Laubenfels D. J., 1959. Parasitic conifer found in New Caledonia. *Sci.*, 130, pp. 97.
- Lebrun J. P., Toutain B., Gaston A. et Boudet G., 1991. Catalogue des plantes vasculaire du Burkina Faso. *Etudes et synthèses de l'I.E.M.V.T.* 40
- Louneiro J. D. E., 1790. Flora Cochinchinensis : sistens plantas in regno Cochinchina nascentes. Ulyssipone, Lisbone, Vol. I : XX + 355 p. ; Vol. II, 388 p.
- Mabberley D. J., 1997. The plant-book. University Press, Cambridge. XVI + 858 p.
- Mac Kinney G. 1935. On the plastid pigments of marsh dodder *in vitro*. *Amer. J. Bot.*, 33, pp. 295-300.

- MacLeod D. G., 1961a. Photosynthesis in *Cuscuta*. *Experientia*, 17, pp. 542-543.
- MacLeod D. G., 1963. The parasitism of *Cuscuta*. *New Phytol.*, 62, pp. 257-263.
- Maïga A.Y., 1988. Action thématique sur la mortalité du karité (*Butyrospermum paradoxum*) (Gaertn. f.) Hepper dans la région de Ségou. Rap 2^e mission CCE.
- Maïga A.Y., 1989. Actions Thématiques sur la mortalité du karité *Butyrospermum paradoxum* (Gaertn. f.) Hepper dans la région de Ségou. Phase de prolongation. Rapport de la 3^e mission CCE. Répartition géographique des Loranthaceae parasites du karité, 36 p.
- Maire R. et Quézel 1961. Flore de l'Afrique du Nord (Maroc, Algérie, Tunisie, Tripolitaine, Cyrénaïque et Sahara). Vol. 3. Edit. Paul Lechevalier. Paris (VIe).
- Markham R. H., 1985. Possibilities of biological control of *Striga* species in Sahel. Permanent interstate Committee for Drought Control in the Sahel. Mission report. CILSS, Ouagadougou, 20 p.
- Mboob S. S., 1986. A regional program for West and Central Africa "In improved management in Africa of the FAO / OAU. All African Government Consultation on *Striga* Control, Maroua, Cameroun, pp. 191-194.
- Médah N., 2001. Contribution à la lutte contre les plantes parasites des ligneux à la Station de Recherches Environnementales et Agricoles de Saria. Mém. d'Ing. Dévelop. Rural. IDR. Univ. Polytech. Bobo Dioulasso. 69 p + annexes.
- Melchior H., 1941. Die Gattung *Alectra* Thunb. *Notizblatt der Botanischen Garten und Museen Berlin, Dahlem*, 15, pp. 423-447.
- Menzies B.P., 1954. Seedling development and haustorial system of *Loranthus micranthus* Hook. *F. Phytomorphology*. pp. 397-409.

- Menzies B. P. and McKee H. S., 1959. Root parasitism *Atkinsonia ligustrina* (A. Cunn. Ex F. Muell.) F. Muell. Proceedings of the Linnean Society of New South Wales 84, pp. 118-127.
- Mhehe G.L., 1987. A novel chemical approach to the control of witchweed (*Striga asiatica* (L.) Kuntze) and other *Striga* spp. (Scrophulariaceae), in "Parasitic Flowering Plants" (Weber, H. Chr. And W. Forstreuter, eds.). Marburg, F.R.G., pp. 563-574.
- Miller J. R. et Tocher R .D., 1975. Photosynthesis and respiration of *Arceuthobium tsugense*. Am. J. Bot. 62, pp. 409-414.
- Miningou A., 1985. Criblage de variétés de sorgho pour la résistance au *Striga hermonthica* (Del.) Benth., Mém. d'Ing. Dével. Rural. Inst. Sup. Polytech. Université de Ouagadougou. 78 p.
- Mirande M., 1900. Recherches physiologiques et anatomiques sur les Cuscutacées. Bull. Sc. Fr. Belg., 34, pp. 1-280.
- Mirande M., 1905. Recherche sur le développement et l'anatomie des Cassythacées. Ann. Scien. Bot. 2, pp. 181-200.
- Musselman L. J. and Parker C., 1983. Biosystematic Research in the genus *Striga* (Scrophulariaceae). In : K. V. Ramaiah and M. J. VaSudeva Rao (eds.). Proceedings of the 2nd International Workshop on *Striga*, ICRISAT, Patancheru, India, pp.19-24.
- Musselman L. J. and Hepper F. N., 1986. The witchweeds (*Striga*. Scrophulariaceae) of the Sudan Republic. Kew. Bull. 41, pp. 205-221.
- Musselman L. J. and Press M. C., 1995. Introduction to parasitic plants. In : M. C. Press and J. D. Graves (eds), Parasitic plants. Chapman and Hall, London. pp. 1-13.

- Nacoulma-Ouédraogo O. G., 1996. Plantes médicinales et Pratiques médicales traditionnelles au Burkina Faso. Cas du plateau central. Thèse de doctorat d'Etat ès Sciences Naturelles. Université de Ouagadougou. 2 Tomes.
- Neumann U., 1999. Etude ontogénique, structurale et immunocytochimique des suçoirs de trois Scrophulariacées parasites africaines. Thèse de Doctorat de l'Université Pierre et Marie Curie (Paris VI). Tome I, 177 p.
- Nicoloff T., 1923. Contribution à la physiologie de la nutrition des parasites végétaux supérieurs. *Revue Générale de Botanique*, 35, pp. 545-552 et pp. 593-601.
- Nikiéma S., 1992. Conditions agro-pédologiques d'infestation de *Striga hermonthica* (Del.) Benth. sur le sorgho en zone Nord-soudanienne du Burkina : cas de Linonghin. Mém. DEA. Univ. Ouagadougou. 84 p.
- Nwoke F.I. O. et Okonkwo S. N. C., 1974. Facultative hemiparasitism in *Buchnera hispida* Buch.-Ham ex G. Don. *Annals of Botany*, 38, pp. 993-1002.
- Obila A. T., 1983. *Striga* studies and control in Nigeria. Proc. of the 2nd Inter. Workshop on *Striga*, Ouagadougou, Haute-Volta. ICRISAT. Patancheru, India. pp. 87-98.
- Obilana A. B., Knepper D. et Musselman L. J., 1987. *Striga* (witchweeds) in Zimbabwe. 4th Regional SADCC/ICRISAT Sorghum and Millet Improvement Program workshop, Matopos, Zimbabwe, 23 p.
- Ogo C. R. et Chaudhry A. B., 1986. Incidence of *Striga hermonthica* in Kainji lake area of Nigeria Savana and possible measures to cotain its impact on crop yields. *Zimbabwe Agric. J.*, 83, pp. 87-91.
- Okonkwo S.N.C. and Nwoke F. I. O., 1974. Seed germination in *Buchnera hispida* Buc.-Haam. Ex G Don. *Annals of Botany* 38, pp. 409-417.

- Olivier A., 1996. La relation entre *Striga hermonthica* et ses hôtes : une synthèse. Can. J. Bot. 74, pp. 119-1137.
- Olivier A., Ramaiah K. V. R. et Leroux G. D., 1992. Evaluation de lignées de sorgho (*Sorghum bicolor*) pour leur résistance à la mauvaise herbe *Striga hermonthica* au Burkina Faso. Phytoprotection, 73, pp. 13-23.
- Onofeghara F. A., 1971. Studies on the development and establishment of *Tapinanthus bangwensis*. Annal of Botany 35, pp. 729-743.
- Ouandaogo I., 1988. Contribution à l'étude de l'influence de la matière organique sur le développement du *Striga hermonthica* (Del.) Benth. Mém. d'Ing. Dével. Rural. Inst. Sup. Plyotech. Université de Ouagadougou. 45 p.
- Ouédraogo O., 1995. Contribution à l'études de quelques Phanérogames parasites des cultures au Burkina Faso. Incidence, biologie et méthodes de lutte. Doctorat de l'Université Pierre et Marie Curie, Paris 6. 95 p.
- Ouédraogo O., Neumann U., Raynal-Roques A., Sallé G., Tuquet C. et Dembélé B., 1998. New insights concerning the ecology and the biology of *Rhamphicarpa fistulosa* (Scrophulariaceae). Weed Research.
- Overfield O., Riches C., Asamoah M., Sarkodie O. and Baah F., 1998. A farming systems analysis of the mistletoe problem in Ghana cocoa. Cocoa Growers' Bulletin N° 51.
- Ozenda P., 1965. Recherches sur les Phanérogames parasites. 1. Revue des travaux récents. Phytomorph. 15, pp. 311-338.
- Ozenda P. et Capdepon M., 1979. L'appareil haustorial des phanérogames parasites, Rev. Gén. Bot., 82, pp. 299-343.

- Paré J., 1993. Aspects de la dynamique de la formation de la graine chez le *Striga* (Scrophulariaceae) parasite des céréales tropicales, Thèse de doctorat d'Etat, UPMC/ Paris VI, 210 p.
- Parker C. et Riches C.R., 1993. Parasitic weeds of the world. CAB International Wallingford. XX + 332 p + 16 planches.
- Parkinson V. O., 1989. A survey of infestation of crops by *Striga* spp in Nigeria and Togo. Proc. Of the N. S. Intit. Scien., 39, pp.1-9.
- Patter H. E., Allre K. et Wiebe H. H., 1965. Photosynthetis in dodder, Wees, 13, pp. 193-195.
- Philcox D., 1990. Scrophulariaceae. In : Flora Zambesiaca 8, 2, pp. 1-179.
- Phillips E. J., 1977. Mistletoe of cocoa in Ghana. Ghana journal of Agricultural Science, 10, pp. 137-43.
- Phillips E.J., 1991. Germination of *Tapinanthus bangwensis* on different substrates and subsequent development on cocoa. Pp. 415-419. In Ransom, J. K., Musselman, L. J., Worsham, A. D. and Parker, C.. Proceedings of 5th Symposium on Parasitic Weeds, CIMMYT : Nairobi.
- Pieterse A. H. et Pesch C., 1983. The witchweeds (*Striga* spp.), a review. Trop. Agric. 9, 8, pp. 9-37.
- Piot J., 1979. Fiche monographique. Bilan. *Vitellaria paradoxa* Gaertn f. Doc. ronéotypé, 9 p.
- Pizzolongo P., 1963. Sui pigmenti di *Cuscuta pentagonia* Engl. Delpinea, 5, pp. 9-16.

- Polhill R. et Wiens D. 1992. Loranthaceae and Viscaceae . In J. P. Lebrun et A. L. Stork, Enumération des plantes à fleurs d'Afrique Tropicale 2, pp. 162-185. Conservatoire et Jardin Botanique, Geneva.
- Polhill R. et Wiens D. 1998. Mistletoes of Africa. The Royal Botanic Gardens, Kew.
- Press M. C. and Graves J. D., 1995. Parasitic plants. Chapman and Hall, London. XII + 292 p.
- Privat G. 1960. Recherches sur les Phanérogames parasites (étude d'*Orobanche hederea* Duby). Ann. Sc. Nat. Bot. Biol. Vég., 12^e série, 1, pp. 721-871.
- Ramaiah K. V., 1984. Patterns of *Striga* resistance in Sorghum and millets with special emphasis on Africa. In : E. S. Ayensu, H. Dogget, R. D. Keynes, J. Marton-Lefevre, L. J. Musselman, C. Parker and A. Pickering (eds.). *Striga* Biology and control, ICSU Press, Paris. pp. 71-92.
- Ramaiah K. V. Parker C. and VaSudeva Rao M. J., 1983. *Striga* identification and handbook. ICRIAT. Formation Bull. 15, pp. 1-15. Patancheru, A. P., India.
- Ransom J. K., Musselman L. J., Worsham A. D., Parker C., 1991. Proceeding of the 5th International symp. of parasitic weeds, CIMMYT, Nairobi / Kenya, 550 p.
- Rasolodimby-Millogo J. F.C., 2001. L'homme, le climat et les ressources alimentaires végétales en période de crise de subsistance au Burkina Faso. Thèse de doctorat d'Etat ès Sciences Naturelles. Université de Ouagadougou. 249 p.
- Raynal-Roques A., 1987. The genus *Striga* (Scrophulariaceae) in Western and Central Africa -a survey-, in "Parasitic Flowering Plants" (Weber, H. Chr. And W. Forstreuter, eds.). Marburg, F.R.G., pp. 675-689.

- Raynal-Roques A., 1991. Diversification in the genus *Striga*. In J.K.Ransom, L.J. Musselman, A. D. Worsham and C. Parker (eds.). Proceedings of the 5th International Symposium on parasitic weeds, Nairobi, Kenya, pp. 251-261.
- Raynal-Roques A., 1993. Contribution à la connaissance de la biologie des *Striga* (Scrophulariaceae) : types biologiques et phénologies. Bulletin du Museum National d'Histoire Naturelle (4^e série, 15, section B) Adansonia 1-4, pp. 3-21.
- Raynal-Roques A. et Paré J., 1998. Biodiversité des Phanérogames parasites: leur place dans la classification systématique. Adansonia (série 3) 20, pp. 313-322.
- Reneaud H., 1983., Les espèces de *Striga* en Haute-Volta. Proc. Of the 2nd Internat. Workshop. Intern. Crops Research Institut for the Semi-Arid Tropics. pp. 25-28.
- Riches C. R., 1987. The identification of resistance to *Alectra vogelii* Benth. (Scrophulariaceae) in cowpea, in "Parasitic Flowering Plants" (Weber, H. Chr. And W. Forstreuter, eds.). Marburg, F.R.G., pp. 701-708.
- Robyns W. et Lawalrée A., 1948. Flore du Congo Belge et du Ruanda-Urundi. Institut National pour l'Etude Agronomique de Congo Belge. Vol. 1, pp. 294-303.
- Roger L., 1954. Les Phanérogames parasites. Phytopathologie des pays chauds. Lechevalier, (éd.), 3, pp. 2416-2435.
- Room P. M., 1970. An introduction to cocoa mistletoes. Cocoa Marketing Board Newsletter, 45, pp. 26-27.
- Room P. M., 1971. The mistletoe *Tapinanthus bangwensis* in Ghana. Proceedings 3rd Internatinal Cocoa Research Conference, Accra, 1969, pp 522-527.
- Ruyssen B., 1957. Le karité au Soudan. Agronomie Tropicale XII, n° 2: pp. 144-172, XII n° 3, pp. 279-306 et XII n° 4, pp. 415-438.

- Saghir A. R., 1981. Le problème de la cuscute et la lutte contre cette mauvaise herbe en République Algérienne Démocratique et Populaire. Université Américaine de Beyrou, Liban.
- Sallé G., 1975. Etude cytologique, cytochimique et histoautoradiographique de *Viscum album* L. (Loranthaceae). La graine, sa germination et les modalités de sa fixation sur l'hôte. Rev. Cyto. Biol. Vég. 38. 110 p.
- Sallé G., 1977. Etude cytologique, cytochimique et histoautoradiographique du *Viscum album* L. (Loranthacée), Thèse de doctorat d'Etat ès Sciences Naturelles, UPMC/ Paris VI, 74 p.
- Sallé G., 1979. Le système endophytique de *Viscum album*: anatomie et fonctionnement des suçoirs secondaires, volume 57. N° 4. Pp. 435-449.
- Sallé G., 1994. Rapport de la "Mission Loranthaceae" réalisée au Cameroun.
- Sallé G. et Raynal-Roques A. 1985. Rapport de mission au Mali et au Burkina Faso : conséquences économiques du parasitisme des *Striga* sur cultures vivrières et des Loranthaceae sur arbres utiles. 9 p.
- Sallé G. et Aber M., 1986. Les Phanérogames parasites: biologie et stratégie de lutte. Bull. Soc. Bot. France Lettre bot. 3, pp. 235-263.
- Sallé G., Raynal-Roques A. et Tuquet C., 1986. Field identification of some Loranthaceae parasiting *Butyrospermum paradoxum* (Gaertn. f.) Hepp (Sapotaceae) in Mali and Burkina Faso. In : Parasitic Flowering plants. Proc. of the 4th. ISPEP. Ed. H. Ch. Weber et W. Forest. Marburg, pp. 715-717.
- Sallé G., Raynal-Roques A. et Tuquet C., 1987, 1988, 1989 et 1990. Rapports de mission au Mali et au Burkina Faso.

- Sallé G., Boussim I.J., Raynal-Roques A. et Brunck F., 1990. Le karité : état de nos connaissances et perspectives de recherche. Séminaire sur la physiologie des arbres et arbustes en zones arides. Paris-Nancy, 20 mars au 6 avril 1990. 17 p.
- Sallé G., Frochot H. et Andary C., 1993. Le gui. *La Recherche*, 24, pp. 1334-1342.
- Sallé G., Tuquet C. et Raynal-Roques A., 1998. Biologie des Phanérogames parasites. *Comptes Rendus des Séances de la Société de Biologie et de ses filiales* 192, pp. 9-36.
- Samb P. I., 1992. Contribution à l'étude de la biologie de Phanérogames parasites du genre *Striga* et recherche d'une méthode de lutte chimique utilisant deux herbicides phloème-mobiles (Dicamba et le glyphosate). Thèse de doctorat d'Etat ès Sciences Naturelles. Université Cheikh Anta Diop de Dakar.
- Sasaki T., 1933. Etudes biochimiques du parasitisme chez *Cuscuta chinensis*. *Keijo. J. Méd.*, 4, pp. 261-269.
- Sauerborn J., 1991. The economic importance of the phytoparasites *Orobanche* and *Striga*. In "J.K.Ransom, L.J. Musselman, A. D. Worsham and C. Parker (eds.)". *Proceedings of the 5th International Symposium on Parasitic Weeds*. Nairobi, Kenya. The International Maize and wheat improvement Center, Nairobi, Kenya. pp. 137-143.
- Schumacher W. et Halbsguth W., 1938. Über den Anschluss einiger höhere Parasiten an die Siebröhren der Wirtspflanzen. Ein Beitrag zum Plasmodemesmenproblem. *Jb. Wiss. Bot.*, 87, pp. 324-355.
- Sénou O., 1999. Les peuplements de karité (*Vitellaria paradoxa* Gaertn.) dans le cercle de Koutiala, au Sud Mali : Répartition, structure et parasitisme par le *Tapinanthus*. Mémoire de DEA, Université de Ouagadougou, 84 p. + annexes.

Singh B. B. et Emechebe A. M., 1991. Breeding for resistance to *Striga* and *Alectra* in cowpea in Proceedings of the 5th International Symposium of Parasitic Weeds, Nairobi, Kenya, (eds J. K. Ransom, L. J. Musselman, A. D. Worsham and C. Parker), CIMMYT, Nairobi, pp. 303-305.

Télépova -Texier M., Bentouil B. et Hubac J. M., 1998. Autoparasitisme racinaire chez *Ximenia americana* L. (Olacaceae) : anatomie et ultrastructure. Revue de Cytologie et Biologie Végétale. Le Botaniste 21, pp. 33-42.

Terpen M. N., 1982. La filière karité : produit de cueillette, produit de luxe. Les dossiers faim et développement. 90 p.

Thoday D. et Jonhson E. T., 1930. On *Arceuthobium pusillum* Peck. I. The endophyte system. Ann. Bot. (London), 44, pp. 393-413

Traoré D., 1994. Lutte contre les plantes vasculaires parasites de la Côte d'Ivoire. Cas des Départements de Korhogo, Boundiali, Ferkessédougou et Tengrela. Rapport annuel de PEP A.I.S.A.-CI. 71 P.

Traoré D. et Da., 1995. Lutte contre les plantes vasculaires parasites du karité et du néré dans le Nord de la Côte d'Ivoire. Cas des Départements de Korhogo, Boundiali, Ferkessédougou et Tengrela. Rapport annuel de PEP A.I.S.A.-CI. 34 P.

Traoré D. et Da., 1996. Lutte contre les plantes vasculaires parasites du karité et du néré dans le Nord de la Côte d'Ivoire. Cas des Départements de Korhogo, Boundiali, Ferkessédougou et Tengrela. Rapport annuel de PEP A.I.S.A.-CI. 97 P.

Traoré D. et Da., 1997. Lutte contre les plantes vasculaires parasites du karité et du néré dans le Nord de la Côte d'Ivoire. Cas des Départements de Korhogo, Boundiali, Ferkessédougou et Tengrela. Rapport annuel de PEP A.I.S.A.-CI. 16 P.

- Traoré D., 1999. Lutte biologique intégrée contre *Striga hermonthica* par la manipulation de *Smicronyx spp.* et *Fusarium oxysporium*, Mém. Ing. Dévelop. Rural, Univ. Polytech. Bobo Dioulasso. 53 p.
- Traoré D., Vincent C. and Séré A., 1991., Prospects for biological control of *Striga* (witchweed) in Burkina Faso. Dans "J.K.Ransom, L.J. Musselman, A. D. Worsham and C. Parker (eds.)". Proceedings of the 5th International Symposium on parasitic weeds. CIMMYT, Nairobi, Kenya, pp. 328.
- Traoré D., Vincent C. and Stewart R. K., 1996. La lutte biologique contre le *Striga*, une perspective, Sahel IPIM n° 8. 24 p.
- Tuquet C. et Sallé G., 1991. Biochemical feature of chloroplasts isolated from hemiparasitic angiosperms. Dans "J. K. Ransom, L. J. Musselman, A. D. Worsham and C. Parker (eds.)". Proceedings of the 5th International Symposium on parasitic weeds. CIMMYT, Nairobi, Kenya, pp. 262-269.
- Tuquet C. et Sallé G., 1996. Characteristics of chloroplasts isolated from two mistletoes originating from temperate (*Viscum album*) and tropical (*Tapinanthus dodoneifolius*) areas, Plant Physiol. Biochem., 34 (2), pp 283-292.
- Verdcout B., 1996. Flora of Tropical East Africa . Editor : R. M. Polhill.
- Visser J. H., 1978. The biology of *Alectra vogelii* Benth. an Angiospermous root parasite. Beiträge zur chemischen Kommunikation in Bio- und Ökosystemen, pp. 279-294.
- Visser J. H., 1981. South Africa Parastic Flowering Plants Juta, Cape Town.

- Visser J. H., 1987. The susceptibility of some sugar cane cultivar to witchweed, *Striga asiatica* (L.) Kuntze, in "Parasitic Flowering Plants" (Weber, H. Chr. And W. Forstreuter, eds.). Marburg, F.R.G., pp. 789-795.
- Wagenitz G., 1996. Wörterbuch der Botanik. Die Termini in ihrem historischen Zusammenhang. Gustav Fischer Verlag, Jena. 531 p.
- Weber H. Chr., 1981. Untersuchungen an parasitischen Scrophulariaceen (Rhinanthoiden) in : Kultur. 1. Keimung und Entwicklungsweise. Flora 171, pp. 23-38.
- Weber H. Chr., 1993. Parasitismus von Blütenpflanzen. Wissenschaftliche Buchgesellschaft, Darmstadt. XI + 168 p.
- Weber H. Chr. and Forstreuter W. (eds.) 1987. Parasitic Flowering Plants. (Proc. 4th Int. Symp. Parasitic Fl. Pl.), Marburg, F.R.G.
- Weittstein R. Von, 1891. Scrophulariaceae. Dans "A. Engler et K. Prantl (eds), Die natürlichen Pflanzenfamilien 4. Engelmann, Leipzig. pp. 39-107.
- Wiens D. et Tolken H.R., 1979. Flora of South Africa. O.A.L. Africa. O.A.L. (ed.) Pretoria. Bot. Research Institute, Départemental Technical Service.
- Williams C. N. and Caswell G. H., 1959. An insect attacking *Striga*. Nature 184, pp. 1668.
- Worsham A. D., 1987. Germination of witchweed seeds. In : L. J. Musselman (ed.), Parasitic weeds in Agriculture, Volume 1- *Striga*. CRC Press, Florida, USA, pp. 45-62.
- Yonli D., 1999. Lutte biologique contre *Striga hermonthica* (Del.) Benth. à base de *Fusarium oxysporum* Schel. Emend. Snyder et Hans. Mémoire de D.E.A. Université de Ouagadougou. 71 p.

Yunker T. G., 1932. The genus *Cuscuta*. Mem. Torrey Bot. Club., 18, pp. 113-331.

Zender J., 1924. Les haustoriums de la cuscute. Bul. Société Botanique Genève, 16, pp. 189-264.

Zermane N., 1998. Contribution à l'étude des phanérogames parasites de l'Algérie : inventaire, répartition géographique, plantes hôtes, dégâts et quelques méthodes de lutte, Thèse de Magister en Sciences Agronomiques, option : Phytopathologie, INA, El-Harrach, Alger, 219 p.

Zimmermann E. E., 1962. Autotrophic development of dodder (*Cuscuta pentagona* Engl.) *in vitro*. Crop Scien., 2, pp. 449-450.

INDEX DES NOMS BOTANIQUES

INDEX

N°

- 1 *Abelmoscus esculentus* L., (Malvaceae), 56
- 2 *Acacia dudgeoni* Craib. ex Benth., (Mimosaceae), 86
- 3 *Acacia gourmaensis* A. Chev., (Mimosaceae), 87
- 4 *Acacia hockii* De Wild., (Mimosaceae), 87
- 5 *Acacia holosericea* A. Cunn. ex G. Don, (Mimosaceae), 87
- 6 *Acacia laeta* R. Br. ex Benth., (Mimosaceae), 29, 87
- 7 *Acacia macrostachya* Reichenb. ex DC., (Mimosaceae), 87
- 8 *Acacia nilotica* var. *adansonii* (Guill. et Perr.) O. Ktze., (Mimosaceae), 29, 87
- 9 *Acacia nilotica* var. *tomentosa* (Benth.) A. F. Hill., (Mimosaceae), 87
- 10 *Acacia pennata* Willd., (Mimosaceae), 87
- 11 *Acacia polyacantha* subs. *campilacantha* (Hochst. ex A. Rich.) Brenan, (Mimosaceae), 87
- 12 *Acacia raddiana* Savi., (Mimosaceae), 87
- 13 *Acacia senegal* (L.) Willd., (Mimosaceae), 29, 77, 87
- 14 *Acacia seyal* Del., (Mimosaceae), 87
- 15 *Acacia sieberiana* DC., (Mimosaceae), 87
- 16 *Acanthospermum hispidum* DC., (Acanthaceae), 56
- 17 *Achyranthes aspera* L., (Acanthaceae), 56
- 18 *Adansonia digitata* L., (Bombacaceae), 29, 84, 184, 199, 210
- 19 *Azelia africana* Sm. ex Pers., (Caesalpiniaceae), 84
- 20 *Agelanthus dodoneifolius* (DC.) Polh. et Wiens, (Loranthaceae), 2, 6, 7, 10, 11, 12, 13, 16, 17, 18, 35, 33, 35, 37, 39, 57, 58, 59, 60, 61, 62, 68, 75, 77, 81, 82, 84, 86, 127, 128, 134, 146, 171, 172, 173, 179, 181, 184, 190, 191, 192, 193, 197, 199, 200, 201, 204, 205, 206, 207, 208, 210, 211, 212, 213, 214, 215, 216, 217, 218, 221, 224, 228, 230, 232, 234, 236, 238, 240, 242, 244, 246, 248, 254, 256, 260, 265, 267
- 21 *Ageratum conyzoides* L., (Compositae), 56
- 22 *Albizia lebeck* (L.) Benth., (Mimosaceae), 87, 199
- 23 *Albizia chevalieri* Harm., (Mimosaceae), 87
- 24 *Alchornea cordifolia* Müll. Ar., (Euphorbiaceae), 56
- 25 *Alectra arachidis* Chev., (Scrophulariaceae), 94
- 26 *Alectra senegalensis* var. *arachidis* Chev., (Scrophulariaceae), 94
- 27 *Alectra vogelii* Benth., (Scrophulariaceae), 4, 6, 10, 12, 17, 35, 42, 94, 95, 96, 126, 127, 128, 150, 173, 174, 179, 266, 274, 275, 278, 291, 295
- 28 *Allium cepa* L., (Liliaceae), 56, 130
- 29 *Alysicarpus ovalifolius* (Schum. et Thom.) J. Léonard, (Fabaceae), 126
- 30 *Amaranthus spinosus* L., (Amaranthaceae), 56
- 31 *Amaranthus vindis* L., (Amaranthaceae), 56
- 32 *Andropogon ascinodis* C.B.Cl., (Poaceae), 94, 111, 112, 125, 160
- 33 *Andropogon fastigiatus* Sw., (Poaceae), 125
- 34 *Andropogon gayanus* Kunth., (Poaceae), 57, 122, 123, 125
- 35 *Andropogon pseudapricus* Stapf., (Poaceae), 105, 125
- 36 *Annona senegalensis* Perr., (Annonaceae), 56, 84, 94
- 37 *Annona squamosa* L., (Annonaceae), 84, 184
- 38 *Anogeissus leiocarpus* (DC.) Guill. et Per., (Combretaceae), 29, 56, 85
- 39 *Antiaris toxicana* subsp. *welwitschii* var. *africana* Engl., (Asteraceae), 87
- 40 *Antidesma venosum* Tul., (Euphorbiaceae), 86
- 41 *Arachis hypogaea* L., (Fabaceae), 56, 126, 174
- 42 *Arceuthobium pusillum* Peck. (Viscaceae), 294
- 43 *Arceuthobium tsugense* (Viscaceae) 286
- 44 *Aristida adscensionis* L., (Poaceae), 125

- 43 *Arceuthobium tsugense* (Viscaceae) 286
44 *Aristida adscensionis* L., (Poaceae), 125
45 *Aristida kerstingii* Pilger, (Poaceae), 125
46 *Atkinsonia ligustrina* (A. Cunn. ex F. Muell.) Muell. (Loranthaceae), 286
47 *Azadirachta indica* A. Juss., (Meliaceae), 56, 86
48 *Balanites aegyptiaca* Del., (Balanitaceae), 29, 84
49 *Bauhinia rufescens* Lam., (Caesalpiniaceae), 29, 84
50 *Berlinia grandiflora* (Vahl) Hutch. et Dal. (Caesalpiniaceae), 85
51 *Blighia sapida* Koenig., (Sapindaceae), 88
52 *Boerhavia erecta* L., (Nyctagynaceae), 57
53 *Boerhavia repens* L., (Nyctagynaceae), 57
54 *Bombax costatum* Pellegr. et Vuill., (Bombacaceae), 84, 210
55 *Borreria radiata* DC., (Rubiaceae), 126
56 *Borreria scabra* (S. et TH.) K. Schun., (Rubiaceae), 57
57 *Boscia salifolia*, (Capparidaceae), 29
58 *Boscia senegalensis*, (Capparidaceae), 29
59 *Boswellia dalzielii* Hutch., (Burseraceae), 84
60 *Bougainvillea glabra* Chois., (Nyctagynaceae), 57
61 *Bougainvillea spectabilis* Willd., (Nyctagynaceae), 57
62 *Bracharia distichophylla* (Trin.) Stapf., (Poaceae), 125
63 *Bracharia lata* (Schumach.) C.E. Hubbard, (Poaceae), 125
64 *Bridelia scleroneura* Müll. Arg., (Euphorbiaceae), 86
65 *Buchnera americana*, (Scrophulariaceae), 42
66 *Buchnera asiatica* L. 45, (Scrophulariaceae), 44, 104
67 *Buchnera bilabiata* Thunb., (Scrophulariaceae), 110
68 *Buchnera bowalensis* Chev., (Scrophulariaceae), 4, 16, 35, 96, 128, 264
69 *Buchnera gesnerioides* Willd., (Scrophulariaceae), 114
70 *Buchnera hermonthica* Del., (Scrophulariaceae), 116
71 *Buchnera hispida* Buch., (Scrophulariaceae), 4, 6, 10, 12, 16, 17, 18, 35, 42, 96, 97, 127, 152, 173, 174, 179, 266, 287
72 *Buchnera klingii* Engl., (Scrophulariaceae), 120
73 *Buchnera longifolia* Klotzsch, (Scrophulariaceae), 96
74 *Buchnera macrantha* Benth., (Scrophulariaceae), 122
75 *Buchnera macrocarpa* Hochst., (Scrophulariaceae), 96
76 *Bulbostylis barbata* C. C. Cl. (Cyperaceae), 126
77 *Burkea africana* Hook. F., (Caesalpiniaceae), 85
78 *Butyrospermum paradoxum* (Gaertn. f) Hepper, (Sapotaceae), 183, 277, 285, 292
79 *Calotropis procera* (Ait.) Ait. et F., (Apocynaceae), 29, 84
80 *Capparis corymbosa* Lam., (Capparidaceae), 56
81 *Capparis tomentosa*, (Capparidaceae), 29
82 *Cassia siamea* Lam., (Caesalpiniaceae), 85, 184
83 *Cassia sieberiana* DC., (Caesalpiniaceae), 56, 85
84 *Cassytha filiformis* L., (Lauraceae), 2, 6, 10, 12, 18, 35, 38, 51, 52, 53, 54, 56, 82, 127, 132, 146, 168, 170, 179, 186, 203, 275, 276
85 *Cassytha senegalensis* A. Chev., (Lauraceae), 51
86 *Casuarina equisetifolia* Forst. (Casuarinaceae), 56, 84
87 *Catharanthus roseus*, (Apocynaceae), 56
88 *Ceiba pentandra* (L.) Gaertn., (Bombacaceae), 84
89 *Celogia trigyna* L., (Amaranthaceae), 56
90 *Celtis toka* (Forsk) Hepper et Wood, (Ulmaceae), 89
91 *Cenchrus biflorus* Roxb., (Poaceae), 125
92 *Cenchrus ciliaris*, (Poaceae), 29
93 *Cinnamomum camphora* Nees et Eberm. (Cinnamoriaceae), 37

- 94 *Citrus aurantifolia* (Christm.) Swingle, (Rutaceae), 57, 88
95 *Citrus decumana* Murr., (Rutaceae), 88
96 *Citrus reticulata* Blanco, (Rutaceae), 88
97 *Citrus sinensis* (L.) Osbck, (Rutaceae), 88
98 *Cleome viscosa* L., (Capparidaceae), 56
99
 Clerodendrum inerme, (Verbenaceae), 57, 130
100 *Cola laurifolia* Mast., (Sterculiaceae), 88
101 *Combretum collinum* Fresen., (Combretaceae), 85
102 *Combretum fragrans*, F. Hoffm., (Combretaceae), 85
103 *Combretum glutinosum*, Perr. et DC., (Combretaceae), 29, 56, 85
104 *Combretum lamprocarpum*, Diels., (Combretaceae), 85
105 *Combretum micranthum*, G. Don, (Combretaceae), 85
106 *Combretum molle*, R. Br. ex G. Don, (Combretaceae), 56, 85
107 *Combretum nigricans*, Lepr. ex Guill. et Perr., (Combretaceae), 85, 136
108 *Combretum paniculatum*, Vent., (Combretaceae), 85
109 *Commelina benghalensis* L., (Commelinaceae), 56
110 *Commelina forskalei* Vahl., (Commelinaceae), 56
111 *Commiphora africana* (A. Rich.) Engl., (Burseraceae), 29, 84
112 *Corchorus olitorius* L., (Tiliaceae), 57
113 *Corchorus tridens* L., (Tiliaceae), 57
114 *Cordia myxa* L., (Boraginaceae), 84
115 *Crataeva adansonii* DC., (Bignoniaceae), 84
116 *Crossopteryx febrifuga* (Afz. ex G. Don) Benth., (Rubiaceae), 57, 88
117 *Crotalaria retusa* L., (Fabaceae), 56
118 *Ctenium villosum* Berhaut, (Poaceae), 125
119 *Cuscuta australis* (Cuscutaceae), 274
120 *Cuscuta campestris* Yunk. (Cuscutaceae) 2, 6, 10, 12, 18, 35, 37, 47, 49, 50, 56, 127, 128, 130, 168, 179, 266, 280
121 *Cuscuta chinensis* (Cuscutaceae), 293
122 *Cuscuta epithymum* (Cuscutaceae), 37
123 *Cuscuta europea* (Cuscutaceae), 37
124 *Cuscuta gonovii* Willd. (Cuscutaceae), 275
125 *Cuscuta hyalina* Heyne ex Roth. (Cuscutaceae), 282
126 *Cuscuta pentagonia* Engl. (Cuscutaceae), 289
127
 Cuscuta reflexa (Cuscutaceae), 37
128 *Cuscuta trifolii* (Cuscutaceae), 37
129 *Cyanotis lanata* Bent., (Commelinaceae), 160
130 *Cymbopogon citratus* Stapf. (Poaceae), 58
131 *Cymbopogon giganteus* Chiov. (Poaceae), 122, 125
132 *Cymbopogon schoenanthus* (L.) Spreng. (Poaceae), 125
133 *Cynodon dactylon* (L.) Pers. (Poaceae), 125
134 *Cynomorium coccineum* (Cynomoriaceae), 15
135 *Cyperus alternifolius* L., (Cyperaceae), 56
136 *Dactyloctenium aegyptium* Willd. (Poaceae), 125
137 *Dalbergia melanoxylon*, (Fabaceae), 29
138 *Dalbergia sisso* Roxb., (Fabaceae), 86
139 *Daniellia oliveri* (Rolfe) Hutch. et Dal., (Caesalpiniaceae), 85
140 *Daucus carotta* L. (Apaceae), 57
141 *Detarium microcarpum* Guill. et Perr., (Caesalpiniaceae), 29, 85
142 *Detarium senegalensis* J. F. Gmel., (Caesalpiniaceae), 85
143 *Dialium guineense* Willd. (Caesalpiniaceae), 85
144 *Dichrostachys cinerea* (L.) Wight et Arn., (Mimosaceae), 87

- 145 *Digitaria adscendens* Willd. (Poaceae), 125
146 *Digitaria gayana* (Kunth.) Stapf. (Poaceae), 125
147 *Digitaria horizontalis* Willd. (Poaceae), 125
148 *Diheteropogon amplexens* (Nees) W. D. Clayton (Poaceae), 125
149 *Diospyros elliotii* (Hiern) F. White, (Ebenaceae), 86
150 *Diospyros mespiliformis* Hochst. ex A. Rich., (Ebenaceae), 57, 86
151 *Eleusine indica* (L.) Gaertn. (Poaceae), 58, 125
152 *Elionurus elegans* Kunth. (Poaceae), 125
153 *Englerina lecardii* (Engl.) S. Balle (Loranthaceae), 2, 10, 12, 57, 62, 63, 64, 65, 66, 82, 84, 86, 127, 128, 136, 146, 200, 228, 264
154 *Entada abyssinica* Steud. ex A. Rich., (Mimosaceae), 87
155 *Entada africana* Guill. et Perr., (Mimosaceae), 87
156 *Eragrostis aspera* (Jacq.) Nees, (Poaceae), 125
157 *Eragrostis tremula* Hochst, (Poaceae), 125
158 *Eragrostis turgida* (Schumach.) Dewild., (Poaceae), 125
159 *Eucalyptus camaldulensis* Denardt, (Myrtaceae), 87
160 *Euphorbia balsamifera* Ait., (Euphorbiaceae), 29, 56, 86
161 *Euphorbia hirta* L., (Euphorbiaceae), 56
162 *Euphrasia aspera* Willd. (Scrophulariaceae), 106
163 *Falcatifolium taxoides* (Brongn. et Gris.) Laubenfels., 31
164 *Fedherbia albida* Del., (Mimosaceae), 29, 57, 87
165 *Feretia apodanthera*, (Rubiaceae), 57
166 *Ficus glumosa* Del., (Moraceae), 87
167 *Ficus iteophylla* Miq., (Moraceae), 87
168 *Ficus platyphylla* Del., (Moraceae), 87, 191
169 *Ficus sur* Forsk., (Moraceae), 87
170 *Ficus sycomorus* L., (Moraceae), 87
171 *Ficus thonningii* Blume, (Moraceae), 87
172 *Ficus trichopoda* Baker, (Moraceae), 87
173 *Ficus vallis-choudae* Del., (Moraceae), 87
174 *Flacourtia flavescens* Willd., (Flacourtiaceae), 57, 86
175 *Gardenia aqualla* Stapf. et Hutch., (Rubiaceae), 88
176 *Gardenia erubescens* Stapf. et Hutch., (Rubiaceae), 88
177 *Gardenia ternifolia* Schum. et Thonn., (Rubiaceae), 57, 88
178 *Globimetula cupulata* (DC.) van Tieghem, (Loranthaceae), 3, 10, 12, 57, 68, 67, 69, 82, 84, 128, 138, 146, 228, 264
179 *Gmelina arborea* Roxb., (Verbenaceae), 89
180 *Grewia bicolor* Juss., (Tiliaceae), 57, 89
181 *Grewia flavescens*, (Tiliaceae), 89
182 *Grewia flavescens* Juss., (Tiliaceae), 29, 89
183 *Grewia lasiodiscus* K. Schum., (Tiliaceae), 89
184 *Grewia venusta* Fresen., (Tiliaceae), 89
185 *Grewia villosa*, (Tiliaceae), 29
186 *Guiera senegalensis* J.F.Gmel. (Combretaceae), 56, 85
187 *Hackelochloa granularis* (L.) O.Ktze (Poaceae), 125
188 *Hexalobus monopetalus* Engl. et Diel., (Annonaceae), 84
189 *Hibiscus sabdaniffa* L., (Malvaceae), 56
190 *Hilixanthera manii* (Oliv.) Danser (Loranthaceae), 82
191 *Hyparrhenia rufa* Stapf., (Poaceae), 29
192 *Hyptis spicigera* Lam. (Labiaceae), 56
193 *Ileostylus micranthus*, (Loranthaceae), 278
194 *Indigofera tinctoria* L., (Fabaceae), 126
195 *Ipomoea batata* (L.) Lam. (Convolvulaceae), 56

- 196 *Ipomoea consinosperma* Hochst. (Convolvulaceae), 56
197 *Ipomoea eniocarpa* R. Br. (Convolvulaceae), 56, 126
198 *Ipomoea pes caprae* (L.) Sweet (Convolvulaceae), 126
199 *Ipomoea vagans* Bak. (Convolvulaceae), 126
200 *Isobertina doka* Craib. et Stapf., (Cesalpiniaceae), 29
201 *Jatropha curcas* L., (Euphorbiaceae), 56, 86, 199, 210
202 *Jatropha gossypifolia* L., (Euphorbiaceae), 56, 86
203 *Khaya senegalensis* (Desv.) A. Juss. (Meliaceae) 86, 199, 210
204 *Landolphia heudelotii* A. DC., (Apocynaceae), 56, 84
205 *Lannea acida* A. Rich. (Anacardiaceae), 84
206 *Lannea kerstingii* Engl. (Anacardiaceae), 84
207 *Lannea microcarpa* Engl. et Krause (Anacardiaceae), 29, 84
208 *Lawsonia inermis* L., (Lythraceae), 56, 86
209 *Leptadenia hastata* (Pers.) Decne., (Asclepiadaceae), 56
210 *Leucas martinicensis* (Jacq.) Ait., (Labiaceae), 56
211 *Loeseneriella africana* (Willd) Wilczek (Hippocrateaceae), 86
212 *Lonchocarpus laxiflorus* Guill. et Perr., (Fabaceae), 86
213 *Lophira lanceolata* Van Tiegh., (Ochnaceae), 57, 88
214 *Loranthus bangwensis* Engl. et Krause, (Loranthaceae), 77
215 *Loranthus chevalieri* Engl. et Krause, (Loranthaceae), 58
216 *Loranthus cupulatus* DC., (Loranthaceae), 67
217 *Loranthus dodoneifolius* DC., (Loranthaceae), 16, 58
218 *Loranthus globiferus* A. Rich., (Loranthaceae), 16, 74
219 *Loranthus kerstingii* Engl., (Loranthaceae), 75
220 *Loranthus lecardii* Engl., (Loranthaceae), 63
221 *Loranthus micranthus* Hook.F., (Loranthaceae), 285
222 *Loranthus ophiodes* Sprague, (Loranthaceae), 78
223 *Loudetia simplex* (Nees) C. E. Hubbard, (Poaceae), 94, 125
224 *Loudetia togoensis* (Pilger) C. E. Hubbard, (Poaceae), 29, 105, 125
225 *Luffa cylindrica* L., (Convolvulaceae), 56
226 *Macrosiphon fistulosa* Hochst (Scrophulariaceae), 98
227 *Mangifera indica* L. (Anacardiaceae), 56, 200
228 *Manihot esculenta* L., (Euphorbiaceae), 86
229 *Manilkara multinervis* (Baker) Dubard, (Sapotaceae), 88
230 *Maranthes polyandra* (Benth.) Prance, (Chrysobalanaceae), 85
231 *Maytenus senegalensis* (Lam.) Excell., (Celastraceae), 56, 85
232 *Micrargeria barteri* Skan. (Scrophulariaceae), 4, 16, 35, 42, 98, 128, 264
233 *Micrargeria filiformis* (Schum. et Thonn.) Hutch. et Dalz. (Scrophulariaceae) 42
234 *Microchloa indica* (L.) P. Beauv., (Poaceae), 105, 125
235 *Mitragina inermis* (Willd.) O. Ktze., (Rubiaceae), 29, 88
236 *Monotes kerstingii* Gilg. (Dipterocarpaceae), 85
237 *Morelia senegalensis* A. Rich. ex G. Don, (Rubiaceae), 88
238 *Nerium oleander* L., (Apocynaceae), 84
239 *Nuytsia floribunda* (Loranthaceae), 15
240 *Ochna schweinfurthiana* F. Hoffm., (Ochnaceae), 57
241 *Olax phyllanthi* (Labill.) R. Br., (Olacaceae), 284
242 *Orobanche hederea* Duby (Orobanchaceae), 290
243 *Orobanche ramosa* L., (Orobanchaceae), 283
244 *Oryza sativa* L., (Poaceae), 125
245 *Ozoroa insignis* Del., (Anacardiaceae), 84
246 *Panicum kerstingii* Mez., (Poaceae), 125
247 *Panicum laetum* Kunth., (Poaceae), 125
248 *Parinari congensis* F. Didr., (Rosaceae), 57, 88

- 249 *Panini curatellifolia* Planch. ex Benth., (Rosaceae), 57, 81, 88, 132
250 *Parkia biglobosa* (Jacq.) R. Br. ex G. Don., (Mimosaceae), 29, 61, 87, 134, 181, 184, 200, 265, 283
251 *Parkinsonia aculeata* L., (Caesalpiniaceae), 85
252 *Paspalum scrobiculatum* L., (Poaceae), 125
253 *Paullinia pinnata* L., (Sapindaceae), 88
254 *Penisetum americanum* (L.) K. Schum. (Poaceae), 57
255 *Penisetum pedicellatum* Trin. (Poaceae), 57
256 *Pericopsis laxiflora* (Benth.) van Meeuwen, (Fabaceae), 84, 87
257 *Persea americana* Mill., (Lauraceae), 37
258 *Phragmanthera capitata* (Loranthaceae), 82
259 *Phrygilanthus aphyllus* (Loranthaceae), 38
260 *Phyllanthus muellerianus* (O. Kze) Excell., (Euphorbiaceae), 56
261 *Physalis angulata* L., (Solanaceae), 57
262 *Piliostigma reticulatum* (DC.) Hochst., (Caesalpiniaceae), 85
263 *Piliostigma thonningii* (Schu.) Milne-Redth., (Caesalpiniaceae), 85
264 *Podocarpus ustus* (Vieill.) Brongn. et Gris. (Podocarpaceae), 31
265 *Prosopis africana* (Guill. et Perr.) Taub., (Mimosaceae), 87
266 *Prosopis juliflora* (Sw.) DC., (Mimosaceae), 87
267 *Pseudocedrela kotschyi* (Schweinf.) Harms, (Meliaceae), 86
268 *Psidium guajava* L., (Myrtaceae), 87
269 *Psorospermum senegalense* Spach., (Hypericaceae), 87
270 *Pteleopsis suberosa* Engl. et Diels, (Combretaceae), 85
271 *Pterocarpus erinaceus* Poir., (Fabaceae), 86
272 *Pterocarpus lucens* Guill. et Lepr., (Fabaceae), 29, 86
273 *Pterocarpus santalinoides* l'Hér. ex DC., (Fabaceae), 86
274 *Punica granatum* L., (Myrtaceae), 88
275 *Rafflesia arnoldi* (Rafflesiaceae), 15
276 *Rhamphicarpa fistulosa* (Hochst) Benth. (Scrophulariaceae), 4, 6, 10, 12, 16, 17, 18, 36, 43, 98, 99, 100, 127, 152, 173, 175, 179, 265, 277, 288
277 *Rhamphicarpa longiflora* Benth., (Scrophulariaceae), 98
278 *Rottboellia exaltata* L., (Poaceae), 57, 125
279 *Saba senegalensis* (A. DC.) Pichon, (Apocynaceae), 56
280 *Sarcocephalus latifolius* (Smith) Buce (Rubiaceae), 88
281 *Schizachyrium exile* (Hochst.) Pilger, (Poaceae), 125
282 *Schizachyrium sanguineum* (Retz.) Alton, (Poaceae), 111, 125
283 *Schoenefeldia gracilis* Kunth., (Poaceae), 125
284 *Sclerocarya birrea* (A. Rich.) Hochst., (Anacardiaceae), 56, 84
285 *Securidaca longepedunculata* Fresen., (Polygalaceae), 88
286 *Securinea virosa* (Roxb.) Bail., (Euphorbiaceae), 86
287 *Sesbania rostrata* Brem., (Fabaceae), 56
288 *Setaria pallidi fusca* (Schumach.) Stapf et C. E. Hubbard, (Poaceae), 57, 125
289 *Sida acuta* L., (Malvaceae), 56
290 *Sida alba* L., (Malvaceae), 56
291 *Sida ovata* Forsk., (Malvaceae), 56
292 *Sopubia parviflora* Engl., (Scrophulariaceae), 4, 10, 18, 36, 43, 100, 101, 128, 127, 264
293 *Sorghum bicolor* (L.) Moench., (Poaceae), 57, 125, 208, 288
294 *Sporobolus festivus* Hochst., (Poaceae), 125
295 *Sterculia setigera* Del., (Sterculiaceae), 89, 210
296 *Striga asiatica* var. *coccinea* O. Ktze, (Scrophulariaceae), 18, 105
297 *Striga asiatica* var. *lutea* O. Ktze, (Scrophulariaceae), 36, 127, 264
298 *Striga aspera* (Willd.) Benth., (Scrophulariaceae), 4, 6, 11, 12, 16, 17, 18, 36, 44, 101, 101, 106, 108, 107, 125, 127, 128, 156, 175, 181, 179, 264, 284

- 299 *Striga aspera* var. *filiformis* Benth., (Scrophulariaceae), 106
- 300 *Striga baumannii* Engl., (Scrophulariaceae), 4, 36, 108, 109, 125, 127, 158
- 301 *Striga bilabiata* (Thunb.), O. Ktze, (Scrophulariaceae), 4, 11, 12, 16, 17, 36, 44, 101, 102, 110, 111, 125, 127, 158
- 302 *Striga brachycalyx* Engl., (Scrophulariaceae), 5, 11, 17, 18, 36, 44, 101, 103, 111, 112, 125, 127, 160
- 303 *Striga forbesii* Benth., (Scrophulariaceae), 5, 6, 11, 102, 103, 107, 113, 114, 125, 127, 128, 175, 178, 179, 181
- 304 *Striga gesnerioides* (Willd.) Vatke, (Scrophulariaceae), 5, 6, 11, 12, 17, 18, 33, 36, 44, 102, 114, 115, 116, 125, 127, 128, 160, 165, 175, 176, 179, 180, 181, 264, 272, 277, 279, 283
- 305 *Striga hermonthica* (Del.) Benth., (Scrophulariaceae), 5, 6, 11, 12, 17, 18, 36, 44, 57, 102, 106, 113, 115, 116, 117, 118, 119, 125, 127, 128, 162, 175, 176, 177, 179, 181, 185, 208, 221, 266, 272, 274, 277, 279, 281, 283, 286, 287, 288, 295, 296
- 306 *Striga hirsuta* Benth., (Scrophulariaceae), 104
- 307 *Striga klingii* (Engl.) Skan., (Scrophulariaceae), 5, 11, 12, 17, 36, 44, 102, 103, 120, 121, 122, 123, 125, 127, 128, 164, 264
- 308 *Striga linearifolia* (Schum. Et Thonn.) Hepper, (Scrophulariaceae), 17, 36, 44, 101, 102, 128, 264
- 309 *Striga lutea* Lour., (Scrophulariaceae), 44, 104
- 310 *Striga macrantha* Benth., (Scrophulariaceae), 5, 11, 12, 17, 36, 44, 102, 103, 121, 122, 123, 125, 127, 128, 166
- 311 *Striga orobanchoides* Benth., (Scrophulariaceae), 114
- 312 *Striga passargei* Engl., (Scrophulariaceae), 5, 6, 11, 12, 17, 18, 36, 44, 102, 124, 125, 127, 166, 175, 178, 179
- 313 *Striga schiperiana* Hochst., (Scrophulariaceae), 96
- 314 *Striga senegalensis* Benth., (Scrophulariaceae), 116
- 315 *Striga thunbergii* Benth., (Scrophulariaceae), 110
- 316 *Striga warneckei* Engl. ex Skan, (Scrophulariaceae), 111
- 317 *Strychnos innocua* Del., (Loganiaceae), 86
- 318 *Strychnos spinosa* Lam., (Loganiaceae), 86
- 319 *Syzygium guineense* (Willd.) DC., (Myrtaceae), 29, 88
- 320 *Tamarindus indica* L., (Caesalpiniaceae), 29, 85, 199
- 321 *Tapinanthus bangwensis* (Engl. et Krause) Danser, (Loranthaceae), 3, 6, 10, 12, 16, 35, 39, 57, 71, 70, 72, 73, 74, 75, 82, 84, 127, 128, 140, 171, 172, 179, 201, 211, 228, 264, 269, 276, 277, 288, 289, 291
- 322 *Tapinanthus dodoneifolius* Danser, (Loranthaceae), 17, 39, 58, 61, 70, 77, 277, 296
- 323 *Tapinanthus globiferus* (A. Rich.) Van Tieghem, (Loranthaceae), 3, 6, 7, 10, 11, 12, 13, 15, 16, 17, 18, 35, 39, 57, 70, 74, 76, 77, 78, 82, 84, 86, 127, 128, 142, 146, 171, 172, 173, 179, 181, 184, 191, 192, 193, 197, 199, 200, 201, 206, 207, 208, 210, 211, 212, 213, 214, 215, 216, 217, 218, 221, 222, 228, 230, 232, 234, 236, 238, 240, 250, 258, 260, 265, 267, 268, 276
- 324 *Tapinanthus kerstingii* (Engl.) Balle, (Loranthaceae), 74
- 325 *Tapinanthus lecardii* (Engl.) Danser, (Loranthaceae), 63
- 326 *Tapinanthus ophiodes* (Sprague) Danser, (Loranthaceae), 3, 6, 10, 12, 15, 16, 18, 35, 39, 57, 70, 78, 79, 81, 82, 84, 127, 128, 144, 146, 171, 173, 179, 181, 184, 193, 197, 200, 211, 212, 213, 214, 216, 217, 220, 225, 228, 230, 254, 260, 264, 265, 276
- 327 *Tapinanthus voltensis* Van Tieghem ex Balle, (Loranthaceae), 74
- 328 *Tectona grandis* L., (Verbenaceae), 89
- 329 *Tephrosia bracteolata* Guil. et Perr., (Fabaceae), 126
- 330 *Tephrosia pedicellata* Bak., (Fabaceae), 126
- 331 *Terminalia avicennioides* Guill. et Perr., (Combretaceae), 56, 85
- 332 *Terminalia catappa*, L., (Combretaceae), 85
- 333 *Terminalia glaucescens*, Planch., (Combretaceae), 85
- 334 *Terminalia laxiflora* Engl., (Combretaceae), 85
- 335 *Terminalia macroptera*, Guill. et Perr., (Combretaceae), 56, 85
- 336 *Terminalia mantaly*, H. Perr., (Combretaceae), 81, 85
- 337 *Terminalia mollis*, Laws, (Combretaceae), 85

- 338 *Thesium viride* A. W. Hill (Santalaceae), 3, 10, 12, 16, 35, 40, 91, 92, 93, 127, 148, 264, 265
339 *Thevetia neurifolia* L., (Apocynaceae), 84, 184
340 *Trianthema portulacastrum*, (Nyctagaceae), 56
341 *Trichilia emetica* Vahl, (Meliaceae), 56, 87
342 *Tridax procumbens* L., (Asteraceae), 56
343 *Triumpheta rhomboidea* Jacq., (Tiliaceae), 57
344 *Uapaca somon* Aubr. et Léandri, (Euphorbiaceae), 86
345 *Uapaca togoensis* Pax, (Euphorbiaceae), 86
346 *Urena lobata* L., (Malvaceae), 56
347 *Vernonia pauciflora* (Willd.) Less., (Asteraceae), 56
348 *Vigna subterranea* (L.) Verdc., (Fabaceae), 126, 174, 274
349 *Vigna unguiculata* (L.) Walp., (Fabaceae), 56, 95, 115, 126, 176, 277, 283
350 *Viscum album* L., (Viscaceae), 38, 39, 66, 82, 197, 201, 203, 207, 220, 273, 274, 281, 282, 292, 295
351 *Vitellaria paradoxa* C. f. Gaertn., (Sapotaceae), 29, 57, 61, 74, 88, 183, 184, 224, 289, 293
352 *Vitex chrysocarpa* Planch. ex Benth., (Verbenaceae), 89
353 *Vitex doniana*, Sweet, (Verbenaceae), 57, 69, 89
354 *Vitex simplicifolia* Oliv., (Verbenaceae), 89
355 *Voacanga africana* Stapf, (Apocynaceae), 56
356 *Ximenia americana* L., (Olacaceae), 3, 10, 12, 16, 17, 35, 40, 54, 57, 88, 90, 91, 127, 148, 282, 294
357 *Zea mays* L., (Poaceae), 57, 125, 130
358 *Ziziphus mauritiana* ., (Rhamnaceae), Lam., 88
359 *Ziziphus mucronata* ., (Rhamnaceae), Willd., 88
360 *Ziziphus spina-christi* (L.) Desf., (Rhamnaceae), 88
361 *Zornia glochidiata* Reichb., (Fabaceae), 57, 126