

REPUBLIQUE DE COTE D'IVOIRE  
*Union-Discipline-Travail*

Ministère de l'Enseignement supérieur  
et de la Recherche Scientifique



Laboratoire de Botanique

Année Universitaire  
2012-2013

# THESE

Présentée pour l'obtention du Titre de Docteur de  
L'Université Félix HOUPHOUËT- BOIGNY

Spécialité : Écologie végétale

Numéro d'ordre  
826

M. AKEDRIN Tetchi Nicaise

## CONTRIBUTION À L'ÉTUDE DU DÉVELOPPEMENT DE QUELQUES LÉGUMINEUSES HERBACÉES OU SUBLIGNEUSES À UTILISATION AGRONOMIQUE EN CÔTE D'IVOIRE

Soutenu publiquement  
Le 13 Novembre 2013

### Commission du jury

Mme KAMANZI Kagoyire	Professeur Titulaire	UFHB : Présidente
M. AKE Séverin	Professeur Titulaire	UFHB : Directeur de Thèse
M. N'GUESSAN Koffi	Maître de conférences	UFHB : Codirecteur
M. ADOU Yao Constant Y.	Maître de conférences	UFHB : Rapporteur
M. N'GUESSAN Kanga A.	Maître de recherches	C.N.R.A : Examineur.



## AVANT-PROPOS

Nous remercions les autres membres de notre Jury en dehors de notre Directeur et codirecteur de thèse, notamment le Professeur Madame KAMANZI Kagoyire, Professeur Titulaire à l'Université Félix HOUPHOUËT-BOIGNY ensuite Monsieur ADOU Yao Constant Yves, Maîtres de Conférences également à l'Université Félix HOUPHOUËT-BOIGNY et enfin N'GUESSAN Kanga Anatole, Maîtres de recherches au C.N.R.A., pour avoir accepté de juger ce travail.

Ce travail a été réalisé au Laboratoire de Botanique de l'U.F.R. Biosciences de l'Université Félix HOUPHOUËT-BOIGNY en Côte d'Ivoire. Il n'aurait pas pu être mené à terme sans le concours, le soutien tant moral que financier, ainsi que les encouragements de nombreuses personnes à qui nous tenons à exprimer notre profonde gratitude et nos remerciements.

Monsieur le Professeur AKÉ Séverin, ex-Directeur du Service de la Recherche et de la Valorisation, a accepté, malgré ses multiples charges, d'assurer l'encadrement de cette thèse. Il s'est montré attentif à nos recherches et nous a vivement encouragé et assisté jusqu'à la fin de cette étude. Il n'a pas ménagé son temps pour lire et corriger ce manuscrit. Nous le prions d'accepter le témoignage de notre gratitude, pour sa disponibilité. Nous espérons que ce travail répondra à son attente.

Feu le Docteur AMAN Kadio Georges nous a accueilli au sein du Laboratoire de Botanique. Il a participé à notre formation en assurant l'encadrement des travaux de D.E.A. C'est à lui que nous devons le sujet de cette étude. Il nous a initié à la recherche et nous a fait bénéficier de ses conseils, de ses orientations et de son expérience. Nous n'oublierons jamais les services qu'il nous a rendus.

Monsieur N'GUESSAN Koffi, Maître de Conférences, a accepté d'assurer, sous la supervision du Professeur AKE Séverin, la codirection de cette thèse, après le décès de Docteur AMAN Kadio Georges. Il a suivi toutes les phases de nos recherches et nous a donné des orientations nouvelles. Il a répondu à nos préoccupations durant toutes ces années. Le soutien qu'il nous a apporté est inestimable. Qu'il trouve ici le témoignage de nos sentiments affectueux.

Nous voulons témoigner notre reconnaissance au Professeur TRAORE Dossahoua qui nous a fait partager son amour du travail bien fait, sa rigueur scientifique ainsi que sa probité intellectuelle. Nous lui devons notre première inscription à ce diplôme.

Nous sommes particulièrement reconnaissant à Monsieur le Professeur AKÉ-ASSI Laurent qui est pour nous un Maître de grande valeur ; Chercheur en systématique botanique, il nous a permis de découvrir une première problématique, pour nos travaux. Mais bien plus, c'est à son contact que nous avons appris à mesurer la relative perception de la complexité du travail.

Monsieur le Professeur N'GUESSAN Kouakou Edouard, ex-Directeur du Centre National de Floristique (C.N.F.) et actuel Directeur du Laboratoire de Botanique, nous a accueilli au sein dudit

Centre pour le volet pratique de nos travaux. Il s'est montré compatissant à notre égard. Nous tenons à lui témoigner toute notre reconnaissance.

Docteur KOUASSI née AKE-ASSI Emma a suivi avec intérêt nos travaux. Elle nous a fait bénéficier de conseils réalistes, puis a été attentive à nos divers besoins dans la réalisation de ce travail. Nous lui témoignons notre gratitude pour les gestes particuliers à notre endroit.

Professeur IPOU Ipou Joseph, Directeur du Centre National de Floristique (C.N.F.) nous a prodigué de sages conseils et nous ont fait bénéficier de leurs expériences tout au long de ce travail. Les discussions théoriques que nous avons eues ensemble ont été très enrichissantes. Nous leur exprimons notre reconnaissance.

Docteur OUATTARA Djakalia nous a apporté son appui dans la phase pratique des essais de germination des graines. Qu'il trouve ici le témoignage de nos sincères sentiments de reconnaissance et de gratitude.

Nous remercions GUE Arsène, KOFFI Arsène et KOUADIO Clovis, pour les remarques constructives qu'ils nous ont apportées. A degrés divers, nous avons bénéficié du concours de Messieurs ASSI Yapo Jean, feu AMON Aya Lazard, KOUADIO Aka Guy Marcos, DABRE Alidou et BRITO Martial. À tous ces techniciens et ouvriers permanents du Centre National de Floristique, nous témoignons notre profonde admiration.

Nous adressons également nos remerciements aux membres de notre famille. D'abord, à feu AKEDRIN Kokora Jean-baptiste, notre père et à feu ASSI Sikabié Yvonne, notre mère ; que DIEU Tout Puissant puisse les accueillir dans son Royaume céleste.

Ensuite à nos frères AKEDRIN Kokora Alexis, KOKORA Beugré André-Joël et à nos sœurs KOKORA Assi Martine, KOKORABIÉ Awo Anne Marie et feu AKEDRIN Ladjrobié Roseline pour leurs prières, soutien matériel et financier, ainsi que leur patience et les multiples efforts consentis ; qu'ils reçoivent notre affection.

Nous ne pourrions terminer cette adresse sans exprimer notre gratitude à notre Fiancée GUININ Ahouassa Jacqueline Linda Corine qui a fait preuve de patience, de compréhension et de soutien durant toutes ces années de travail.

Enfin, que ceux qui de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce travail reçoivent notre reconnaissance et nos remerciements.

## Table des matières

<b>AVANT-PROPOS</b> .....	I
<b>LEXIQUE</b> .....	IX
<b>ABRÉVIATIONS, ACRONYMES ET SIGLES</b> .....	X
<b>LISTE DES FIGURES</b> .....	XI
<b>LISTE DES TABLEAUX</b> .....	XIV
<b>INTRODUCTION</b> .....	1
<b>PREMIÈRE PARTIE : GÉNÉRALITÉS</b> .....	6
<b>CHAPITRE 1. GÉNÉRALITÉS SUR LES ESPÈCES ETUDIÉES</b> .....	7
1. Légumineuses .....	7
1.1. Caractères botaniques.....	7
1.1.1 Famille des Caesalpiniaceae .....	7
1.1.2. Famille des Fabaceae.....	8
1.1.3. Famille des Mimosaceae .....	9
1.2. Nutrition azotée chez les Légumineuses .....	9
1.2.1. Fixation symbiotique de l'azote atmosphérique.....	9
1.2.2. Absorption de l'azote minéral du sol.....	10
1.3. Importance des Légumineuses dans la nature.....	10
1.3.1. Légumineuses comme engrais verts.....	10
1.3.2. Légumineuses comme plantes de couverture.....	10
1.3.3. Légumineuses comme plantes fourragères .....	11
1.3.4. Légumineuses comme plantes médicinales .....	11
1.4. Nodosités chez les Légumineuses .....	12
1.4.1. Concept de nodosité racinaire .....	12
1.4.2. Influence des microorganismes du sol.....	12
1.4.3. Effets du pH et de la température du sol sur la nodulation .....	13
1.4.4. Processus de formation des nodosités .....	14
1.4.4.1. Infection.....	14
1.4.4.2. Développement de la nodosité .....	14
1.4.4.3. Maturation de la nodosité .....	15
2. Quelques concepts .....	15
2.1. Croissance.....	15
2.2. Développement .....	15
2.3. Germination .....	17

2.3.1. Germination épigée .....	17
2.3.2. Germination hypogée .....	17
2.4. Cotylédons .....	17
2.5. Premières feuilles assimilatrices .....	18
2.6. Délai de germination .....	18
2.7. Échelonnement des levées .....	18
2.8. Quelques phytohormones de croissance et de développement végétal .....	18
2.8.1. Auxines .....	19
2.8.2. Cytokinines .....	19
2.8.3. Gibbérellines .....	19
2.8.4. Acide abscissique .....	20
3. Caractéristiques botaniques des espèces récoltées .....	20
3.1. Légumineuses .....	20
3.1.1. Espèces de plantes de la famille des Fabaceae .....	20
3.1.1.1. <i>Abrus precatorius</i> L. (Fabaceae) .....	20
3.1.1.2. <i>Calopogonium mucunoides</i> Desv. (Fabaceae) .....	20
3.1.1.3. <i>Centrosema pubescens</i> Benth. (Fabaceae) .....	22
3.1.1.4. <i>Clitoria ternatea</i> L. (Fabaceae) .....	24
3.1.1.5. <i>Crotalaria gorensis</i> Guill et Perr. (Fabaceae) .....	24
3.1.1.6. <i>Crotalaria retusa</i> L. (Fabaceae) .....	26
3.1.1.7. <i>Indigofera arrecta</i> Hochst A. Rich. (Fabaceae) .....	28
3.1.1.8. <i>Phaseolus adenanthus</i> G.F.W. Mey. (Fabaceae) .....	28
3.1.1.9. <i>Pueraria phaseoloides</i> (Roxb. Benth. (Fabaceae) .....	30
3.1.2. Espèces de plantes de la famille des Mimosaceae .....	30
3.1.2.1. <i>Mimosa invisa</i> Mart. (Mimosaceae) .....	30
3.1.2.2. <i>Schrankia leptocarpa</i> DC. (Mimosaceae) .....	32
3.2. <i>Zea mays</i> L. (Poaceae) .....	32
3.2.1. Position systématique .....	32
3.2.2. Caractères botaniques du maïs .....	34
<b>CHAPITRE 2. MILIEU D'ÉTUDE</b> .....	<b>35</b>
1. Environnement physique .....	35
1.1. Situation géographique .....	35
1.2. Caractéristiques climatiques .....	35
1.2.1. Pluie et température .....	35
1.2.2. Harmattan et mousson .....	38
1.3. Géologie et pédologie .....	38
1.4. Hydrographie .....	38

2. Environnement biologique .....	38
2.1. Population.....	38
2.2. Végétation.....	39
2.3. Faune .....	39
3. Activités humaines.....	40
<b>DEUXIÈME PARTIE : MATÉRIELS ET MÉTHODES D'ÉTUDE .....</b>	<b>41</b>
<b>1. Matériels d'étude.....</b>	<b>42</b>
1.1. Matériel végétal .....	42
1.2. Matériel technique.....	42
1.3. Produits chimiques .....	42
<b>2. Méthodes d'étude .....</b>	<b>42</b>
2.1. Méthodes d'observation et de collecte des données.....	42
2.1.1. Inventaire, identification et récolte des espèces .....	42
2.1.2. Stockage et traitement des graines .....	43
2.1.3. Semis des graines de Légumineuses herbacées en pépinière.....	43
2.1.3.1. Semis en germe.....	43
2.1.3.2. Semis en sachet .....	43
2.1.4. Germination .....	43
2.1.4.1. Délai des germinations .....	43
2.1.4.2. Soins apportés aux jeunes plants.....	44
2.1.5. Suivi de la croissance et développement des jeunes plants .....	44
2.1.5.1. Observation de la partie aérienne .....	44
2.1.5.1.1. Paramètres de croissance .....	44
2.1.5.1.2. Étude de la phénologie des espèces étudiées .....	44
2.1.5.2. Observation de la partie souterraine.....	45
2.1.5.2.1. Apparition des premières nodosités en fonction des stades foliaires.....	45
2.1.5.2.2. Collecte et évaluation des nodosités racinaires .....	45
2.1.6. Étude de l'effet des Légumineuses sur la croissance et la production du maïs.....	45
2.1.6.1. Dispositif expérimental.....	45
2.1.6.1.1. Semis des Légumineuses dans les parcelles expérimentales.....	46
2.1.6.1.2. Semis du maïs dans les parcelles expérimentales.....	46
2.1.6.1.3. Entretien des parcelles expérimentales .....	46
2.1.6.2. Détermination de la croissance en hauteur du maïs.....	49
2.2. Méthodes d'analyse des données.....	49
2.2.1. Détermination du rendement par hectare (RdHa) des grains de maïs .....	49

2.2.2. Vitesse de croissance (Vcr) des Légumineuses recensées .....	49
2.2.3. Evaluation des graines ayant germé .....	50
2.2.4. Taux de germination.....	50
2.2.5. Test de corrélation.....	50
2.2.6. Tests de comparaison des moyennes .....	51
2.2.7. Analyse des composantes principales (A.C.P.).....	51
<b>TROISIEME PARTIE : RÉSULTATS.....</b>	<b>52</b>
<b>CHAPITRE 5. CARACTÉRISTIQUES DE LA GERMINATION DES ESPÈCES RECENSÉES .....</b>	<b>53</b>
1. Bilan des levées .....	53
1.1. Répartition des espèces selon les levées.....	53
1.2. Vitesse de germination .....	56
2. Délai et taux de germination.....	56
2.1. Délai de germination (Dg) .....	56
2.2. Taux de germination .....	56
3. Évolution des levées.....	56
4. Taux de survie des plantules.....	59
<b>CHAPITRE 6. HÉTÉROPHYLLIE CHEZ LES ESPÈCES DE LÉGUMINEUSES RECENSÉES .....</b>	<b>60</b>
1. Formes foliaires en rapport avec les stades de croissance des jeunes plants .....	60
1.1. <i>Abrus precatorius</i> L. (Fabaceae).....	60
1.2. <i>Calopogonium mucunoides</i> Desv. (Fabaceae).....	60
1.3. <i>Centrosema pubescens</i> Benth. (Fabaceae).....	62
1.4. <i>Clitoria ternatea</i> L. (Fabaceae).....	62
1.5. <i>Crotalaria goreensis</i> Guill et Perr. (Fabaceae).....	62
1.6. <i>Crotalaria retusa</i> L. (Fabaceae).....	64
1.7. <i>Indigofera arrecta</i> Hochst. ex A. Rich. (Fabaceae) .....	64
1.8. <i>Mimosa invisa</i> Mart. (Mimosaceae).....	64
1.9. <i>Phaseolus adenanthus</i> G.F.W. Mey. (Fabaceae) .....	64
1.10. <i>Pueraria phaseoloides</i> (Roxb.) Benth. (Fabaceae) .....	66
1.11. <i>Schrankia leptocarpa</i> DC. (Mimosaceae) .....	66
2. Succession des formes foliaires et des dimensions de la feuille.....	66
3. Amplitudes de variations foliaire chez les jeunes plants de Légumineuses herbacées .....	68
4. Résultats des observations des feuilles chez les espèces juvéniles .....	68
<b>CHAPITRE 7. CROISSANCE DES LÉGUMINEUSES RECENSÉES .....</b>	<b>76</b>
1. Phases de croissance chez les espèces lianescentes recensées (cas de <i>Calopogonium</i> ).....	76
2. Dynamique de la croissance .....	76

2.1. Croissance en hauteur et vitesse de croissance des espèces répertoriées .....	76
2.2. Variation de la longueur des entre-nœuds .....	82
<b>CHAPITRE 8. CARACTÉRISTIQUES NODULAIRES DES LÉGUMINEUSES .....</b>	<b>83</b>
1. Corrélation entre feuillaison et nodulation .....	83
2. Variabilité morphologique des nodosités .....	88
3. Morphométrie nodulaire.....	88
<b>CHAPITRE 9. PHÉNOLOGIE COMPARÉE, CAPACITÉS FOURRAGÈRES ET FRUCTIFÈRES DES LÉGUMINEUSES RECENSÉES .....</b>	<b>89</b>
1. Phénologie comparée des Légumineuses recensées.....	89
1.1. Détermination du calendrier phénologique .....	89
1.2. Phénogramme de <i>Crotalaria retusa</i> .....	92
2. Capacités fourragère et fructifère des Légumineuses étudiées .....	92
2.1. Capacité fourragère .....	92
2.1.1. Nombre de feuilles par tige (NFeT) .....	92
2.1.2. Nombre de feuilles par plante (NFeP).....	93
2.1.3. Nombre de ramifications primaires par plante (NRam) .....	93
2.2. Capacité fructifère des Légumineuses.....	93
2.2.1. Nombre de fleurs par inflorescence (NFIF).....	93
2.2.2. Nombre de fleurs par plante (NFIP) .....	94
2.2.3. Nombre de gousses par plante (NGP) .....	94
2.3. Structures des paramètres étudiés .....	96
2.3.1. Structures des espèces .....	100
2.3.2. Représentation dans un plan factoriel des variables et des individus.....	100
<b>CHAPITRE 10. INTÉRÊT AGRONOMIQUE DES LÉGUMINEUSES HESBACÉES RECENSÉES .....</b>	<b>102</b>
1. Effet des Légumineuses sur le développement du maïs.....	102
2 Effet des Légumineuses sur la productivité du maïs.....	102
<b>QUATRIÈME PARTIE : DISCUSSION.....</b>	<b>106</b>
<b>CHAPITRE 11. GERMINATION ET HÉTÉROPHYLLIE DES LÉGUMINEUSES HERBACÉES.....</b>	<b>107</b>
1. Germination des Légumineuses recensées.....	107
1.1. Bilan des levées.....	107
1.2. Délai et taux de germination.....	107
1.3. Taux de survie des plantules.....	108

2. Hétérophyllie des Légumineuses herbacées recensées .....	109
2.1. Évolution des formes et des dimensions de la feuille.....	110
2.2. Observation des feuilles assimilatrices chez les espèces juvéniles.....	111
<b>CHAPITRE 12. CROISSANCE DES LÉGUMINEUSES HERBACÉES RECENSÉES.....</b>	<b>112</b>
1. Phases de la croissance.....	112
2. Dynamique de la croissance.....	112
2.1. Croissance en hauteur et vitesse de croissance des espèces répertoriées.....	112
2.2. Variation de la longueur des entre-nœuds.....	113
<b>CHAPITRE 13. CARACTÉRISTIQUES NODULAIRES</b>	
<b>DES LÉGUMINEUSES RECENSÉES .....</b>	<b>115</b>
1. Corrélation entre feuillaison et nodulation.....	115
2. Variabilité morphologique des nodosités.....	116
3. Morphométrie nodulaire.....	117
<b>CHAPITRE 14. PHÉNOLOGIE COMPARÉE, CAPACITÉS FRUCTIFÈRE</b>	
<b>ET FOURRAGÈRE DES LÉGUMINEUSES RECENSÉES.....</b>	<b>118</b>
1. Phénologie comparée des Légumineuses recensées.....	118
2. Capacité fructifère et fourragère des légumineuses recensées.....	120
<b>CHAPITRE 15. INTÉRÊT AGRONOMIQUE DES LÉGUMINEUSES RECENSÉES .....</b>	<b>121</b>
1. Effet des Légumineuses sur la croissance en hauteur du maïs.....	121
2. Effet des Légumineuses sur la productivité du maïs.....	122
<b>CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....</b>	<b>124</b>
<b>RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....</b>	<b>130</b>
<b>ANNEXE.....</b>	<b>141</b>
<b>INDEX ALPHABÉTIQUES DES TAXONS CITÉS.....</b>	<b>143</b>
<b>ARTICLES PUBLIÉS.....</b>	<b>147</b>

## LEXIQUE

Caduc	: au sens strict qui tombe chaque année. Par extension, qui se détache et tombe plus ou moins précocement
Capitule	: inflorescence dans laquelle les fleurs, sessiles, sont agglomérées en tête sphérique ou hémisphérique, sur un réceptacle commun, large
Cotylédon	: première feuille profondément modifiée en organe de réserve temporaire, assurant le début du développement de la plantule
Diadelphie	: se dit d'une étamine à 9 filets soudés et l'autre libre
Dormance	: état de vie ralentie d'organes dont le développement est empêché par des conditions physiologiques particulières
Épicotyle	: partie de tige comprise entre le cotylédon et la première feuille
Glabrescent	: se dit d'un organe presque sans poil
Gousse	: fruit non charnu, s'ouvrant en deux valves, sans cloison médiane intermédiaire
Grappe	: inflorescence dans laquelle les fleurs sont portées par des pédicelles simples échelonnées le long d'un axe commun allongé, non ou ramifié
Herbe	: se dit de tout organe végétal non lignifié à l'état adulte
Jachère	: terre non cultivée temporairement pour permettre la reconstitution de la fertilité du sol
Lianescent	: à tige flexible, capable de grimper, soit par des vrilles, soit en s'enroulant, sur les supports voisins
Monadelphie	: se dit d'une étamine dont les 10 filets sont soudés
Pantropical	: rencontré dans les zones tropicales du monde
Pérenne	: se dit d'une plante qui peut vivre plusieurs années
Racème	: type d'épi dans lequel les fleurs sont alignées sous l'axe (rachis), sur un ou plusieurs rangs, laissant le dessus de cet axe libre et bien visible
Semence	: terme désignant tout organe assurant la reproduction sexuée ou végétative
Sensitif	: capacité des feuilles et des folioles à s'appliquer sur la tige ou le rachis, à la fin du jour ou à la suite d'un contact extérieur
Volubile	: se dit d'une plante qui grimpe en s'enroulant en hélice autour d'un support

## ABRÉVIATIONS, ACRONYMES ET SIGLES

A.C.C.T.	: Agence de Coopération Culturelle et Technique
A.D.R.A.O	: Association pour le Développement de la Riziculture en Afrique de l'Ouest
C.H.U.	: Centre Hospitalier Universitaire
C.I.R.A.D.	: Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le développement
C.N.F.	: Centre National de Floristique
C.N.R.A.	: Centre National de Recherche Agronomique
cm	: centimètre
D.E.A.	: Diplômes d'Etudes Approfondies
éd.	: édition
C.A.M.P.C.	: Centre Africain et Malgache pour le Perfectionnement des cadres
I.I.T.A.	: International Institute of Tropical Agriculture
I.N.R.A.	: Institut National de Recherche Agronomique (France)
Nat.	: Naturelle
O.R.S.T.O.M.	: Office de la Recherche Scientifique et Technique d'Outre-mer
p.c.	: pour cent
SO.D.EX.A.M.	: Société d'Exploitation et de Développement Aéroportuaire, et Météorologique
U.F.R.	: Unité de Formation et de Recherche
Univ.	: Université
U.F.H.B.	: Université Félix HOUPHOUËT-BOIGNY

## LISTE DES FIGURES

<b>Figure 1</b> : Germination épigée chez le haricot ( <i>Phaseolus vulgaris</i> , Fabaceae) .....	16
<b>Figure 2</b> : Germination hypogée chez le maïs ( <i>Zea mays</i> : Poaceae).....	16
<b>Figure 3</b> : Deux types de cotylédons .....	16
<b>Figure 4</b> : <i>Abrus precatorius</i> L. (Fabaceae) .....	21
<b>Figure 5</b> : <i>Calopogonium mucunoides</i> Desv. (Fabaceae) .....	21
<b>Figure 6</b> : <i>Centrosema pubescens</i> Benth. (Fabaceae) .....	23
<b>Figure 7</b> : <i>Clitoria ternatea</i> L. (Fabaceae).....	23
<b>Figure 8</b> : <i>Crotalaria goreensis</i> Guill. et Perr. (Fabaceae).....	25
<b>Figure 9</b> : <i>Crotalaria retusa</i> L. (Fabaceae).....	25
<b>Figure 10</b> : <i>Indigofera arrecta</i> Hochst. ex A. Rich. (Fabaceae) .....	27
<b>Figure 11</b> : <i>Phaseolus adenanthus</i> G.F.W. Mey. (Fabaceae) .....	27
<b>Figure 12</b> : <i>Pueraria phaseoloides</i> (Roxb.) Benth. (Fabaceae) .....	29
<b>Figure 13</b> : <i>Mimosa invisa</i> Mart. (Mimosaceae).....	31
<b>Figure 14</b> : <i>Schrankia leptocarpa</i> DC. (Mimosaceae) .....	31
<b>Figure 15</b> : <i>Zea mays</i> L. (Poaceae).....	33
<b>Figure 16</b> : Localisation géographique site d'étude (Université F.H.B.) .....	36
<b>Figure 17</b> : Diagramme ombrothermique de la ville d'Abidjan de 1997 à 2007 .....	37
<b>Figure 18</b> : Plan parcellaire des traitements disposés en blocs de Fisher .....	47
<b>Figure 19</b> : Parcelle élémentaire des traitements .....	48
<b>Figure 20</b> : Courbes de germination journalière des graines de quelques Légumineuses répertoriées.....	54
<b>Figure 21</b> : Histogrammes de la répartition des plantules par espèce .....	54
<b>Figure 22</b> : Courbes d'évolution de la vitesse de germination des graines de Légumineuses (données cumulées) en fonction du temps.....	55
<b>Figure 23</b> : Histogrammes de la durée de germination en fonction des espèces.....	55
<b>Figure 24</b> : Courbes d'évolution du taux de germination en fonction du temps.....	58

<b>Figure 25</b> : Courbes d'évolution du taux de survie de plantules en fonction du temps (données cumulées).....	58
<b>Figure 26</b> : Hétérophyllie chez <i>Abrus precatorius</i> L. (Fabaceae).....	61
<b>Figure 27</b> : Hétérophyllie chez <i>Calopogonium mucunoides</i> Desv. (Fabaceae).....	61
<b>Figure 28</b> : Hétérophyllie chez <i>Centrosema pubescens</i> Benth. (Fabaceae).....	61
<b>Figure 29</b> : Hétérophyllie chez <i>Clitoria ternatea</i> Linn. (Fabaceae).....	63
<b>Figure 30</b> : Hétérophyllie chez <i>Crotalaria goreensis</i> Guill. et Perr. (Fabaceae).....	63
<b>Figure 31</b> : Hétérophyllie chez <i>Crotalaria retusa</i> L. (Fabaceae).....	63
<b>Figure 32</b> : Hétérophyllie chez <i>Indigofera arrecta</i> Hochst. ex A. Rich. (Fabaceae).....	65
<b>Figure 33</b> : Hétérophyllie chez <i>Mimosa invisa</i> Mart. (Mimosaceae).....	65
<b>Figure 34</b> : Hétérophyllie chez <i>Phaseolus adenanthus</i> G.F.W. Mey. (Fabaceae).....	65
<b>Figure 35</b> : Hétérophyllie chez <i>Pueraria phaseoloides</i> (Roxb.) Benth. (Fabaceae).....	67
<b>Figure 36</b> : Hétérophyllie chez <i>Schrankia leptocarpa</i> DC. (Mimosaceae).....	67
<b>Figure 37</b> : Évolution des formes foliaires chez <i>Abrus precatorius</i> .....	69
<b>Figure 38</b> : Évolution des formes foliaires chez <i>Calopogonium mucunoides</i> .....	69
<b>Figure 39</b> : Évolution des formes foliaires chez <i>Centrosema pubescens</i> .....	69
<b>Figure 40</b> : Évolution des formes foliaires chez <i>Clitoria ternatea</i> .....	70
<b>Figure 41</b> : Évolution des formes foliaires chez <i>Crotalaria goreensis</i> .....	70
<b>Figure 42</b> : Évolution des formes foliaires chez <i>Crotalaria retusa</i> .....	70
<b>Figure 43</b> : Évolution des formes foliaires chez <i>Indigofera arrecta</i> .....	71
<b>Figure 44</b> : Évolution des formes foliaires chez <i>Mimosa invisa</i> .....	71
<b>Figure 45</b> : Évolution des formes foliaires chez <i>Phaseolus adenanthus</i> .....	72
<b>Figure 46</b> : Évolution des formes foliaires chez <i>Pueraria phaseoloides</i> .....	72
<b>Figure 47</b> : Évolution des formes foliaires chez <i>Schrankia leptocarpa</i> .....	72
<b>Figure 48</b> : Différentes étapes de croissance de <i>Calopogonium mucunoides</i> depuis le jeune plant à port dressé jusqu'à l'acquisition de la lianescence.....	77
<b>Figure 49</b> : Histogrammes de la croissance hebdomadaire en hauteurs des Légumineuses inventoriées.....	78
<b>Figure 50</b> : Courbes d'évolution de la vitesse de croissance hebdomadaire	

des Légumineuses inventoriées.....	78
<b>Figure 51</b> : Variation de la longueur des entre-nœuds ( <i>Pueraria phaseoloides</i> ) .....	79
<b>Figure 52</b> : Variation de la longueur des entre-nœuds ( <i>Centrosema pubescens</i> ).....	79
<b>Figure 53</b> : Variation de la longueur des entre-nœuds ( <i>Abrus precatorius</i> ) .....	79
<b>Figure 54</b> : Variation de la longueur des entre-nœuds ( <i>Indigofera arrecta</i> ) .....	79
<b>Figure 55</b> : Variation de la longueur des entre-nœuds ( <i>Calopogonium mucunoides</i> ).....	80
<b>Figure 56</b> : Variation de la longueur des entre-nœuds ( <i>Crotalaria goreensis</i> ).....	80
<b>Figure 57</b> : Variation de la longueur des entre-nœuds ( <i>Clitoria ternatea</i> ).....	80
<b>Figure 58</b> : Variation de la longueur des entre-nœuds ( <i>Mimosa invisa</i> ) .....	80
<b>Figure 59</b> : Variation de la longueur des entre-nœuds ( <i>Phaseolus adenanthus</i> ).....	81
<b>Figure 60</b> : Variation de la longueur des entre-nœuds ( <i>Schrankia leptocarpa</i> ).....	81
<b>Figure 61</b> : Variation de la longueur des entre-nœuds ( <i>Crotalaria retusa</i> ) .....	81
<b>Figure 62</b> : Formes de nodosités racinaires observées chez les différentes Légumineuses .....	85
<b>Figure 63</b> : Répartition des valeurs moyennes des nodosités Des Légumineuses herbacées répertoriées .....	87
<b>Figure 64</b> : Phénogramme de semenciers de <i>Crotalaria retusa</i> .....	91
<b>Figure 65</b> : Cercle de corrélation sur le plan factoriel ( $F_1 \times F_2$ ).....	97
<b>Figure 66</b> : Représentation des individus sur le plan factoriel ( $F_1 \times F_2$ ).....	97
<b>Figure 67</b> : Représentation de la superposition des paramètres des capacités fructifères et fourragère et des individus sur le plan factoriel ( $F_1 \times F_2$ ) .....	99
<b>Figure 68</b> : Rendements du maïs sous différentes Légumineuses .....	104

## LISTE DES TABLEAUX

<b>Tableau I</b> : Durées des levées des espèces de Légumineuses recensées .....	56
<b>Tableau II</b> : Amplitude de variations et durée de mise en place des formes définitives des feuilles chez les Légumineuses repertoriées.....	73
<b>Tableau III</b> : Caractéristiques comparées de la première et la feuille définitive chez quelques Légumineuses .....	74
<b>Tableau IV</b> : Taux moyens des espèces de Légumineuses nodulées en fonction de la poussée foliaire.....	84
<b>Tableau V</b> : Classification des nodosités des diverses Légumineuses herbacées en fonction du diamètre 12 semaines après semis .....	86
<b>Tableau VI</b> : Calendrier phénologique des espèces étudiées .....	90
<b>Tableau VII</b> : Valeurs moyennes de 6 paramètres végétatifs des 11 espèces de légumineuses mises à germer.....	95
<b>Tableau VIII</b> : Corrélation entre les paramètres de la capacité fructifère (NFIF, NFLP et NGP) et les paramètres de la capacité fourragère (NFeT, NFeP et NRam) .....	98
<b>Tableau IX</b> : Évolution de la hauteur moyenne des pieds de maïs (cm) dans les différentes parcelles de Légumineuses .....	102

# INTRODUCTION

Depuis plusieurs décennies, l'homme a toujours pratiqué l'agriculture. La place des végétaux dans sa vie quotidienne est considérable. Les plantes lui fournissent la plus grande part de son artisanat, sa cosmétique, sa médecine, son vêtement, son habitation, son alimentation, ses bois de service (mortiers, pirogue, etc.) et bois d'œuvre tel que le meuble, etc. (N'GUESSAN, 1995). Pour ses besoins alimentaires de plus en plus croissants, l'homme est parvenu à faire pousser un nombre important de plantes, par la pratique des cultures dites de subsistance ou des cultures vivrières. Cependant, pour accroître les rendements potentiels de ces cultures et augmenter le nombre de cycles culturaux par unité de surface, l'on a recours aux techniques traditionnelles.

En Afrique, les systèmes traditionnels de cultures vivrières utilisaient la jachère de moyenne ou longue durée pour restaurer la fertilité des sols. Cette pratique, basée sur l'alternance d'une phase de cultures continues de 1 à 5 ans, avec une phase de repos du sol qui pouvait durer de 10 à 30 ans, permettait de maintenir et d'améliorer les rendements des cultures (FLORET et PONTANIER, 2000). Cependant, depuis des décennies, la forte croissance démographique a entraîné une occupation anarchique des terres cultivables et des aires de pâturage alors que simultanément les effectifs des cheptels ont très rapidement augmenté (IEMVT-CIRAD, 1991). Dès lors, les besoins en produits végétaux utiles à l'homme et à l'animal augmentent considérablement et les niveaux de prélèvement influencent négativement la capacité des sols à produire la quantité de biomasse nécessaire à leurs besoins respectifs (BADO, 2002). À cela, il faut ajouter la faible productivité agricole souvent dépendante des conditions climatiques défavorables telles que l'inondation et la baisse des pluies (SANOGHO, 1977), la pauvreté naturelle des sols en éléments nutritifs (ADAMS, 1957), la faible utilisation des fertilisants industriels dont les engrais minéraux (VAN et PRINS, 1993) et les effets dépressifs des adventices sur les cultures (DÉAT, 1977 ; N'GUESSAN, 1985 ; LEBOURGEOIS et MERLIER, 1995). De plus, la conversion des surfaces forestières en plantations agro-industrielles, l'exploitation du bois et les défrichements agricoles, en privant les sols de son manteau forestier, exposé aux excès climatiques accentuent la pauvreté des sols (ADAMS, 1957),

En Côte d'Ivoire, l'insertion progressive des exploitations agricoles dans une économie de marché a fortement modifié la rentabilité des systèmes agraires et de production. En effet, l'augmentation des surfaces cultivables et du nombre de cycles culturaux par unité de surface, la réduction de la durée de la jachère et la pratique des systèmes de cultures continues sans possibilité de mises en jachère des terres, entraînent plusieurs conséquences négatives. On peut citer la baisse des potentialités de production agricole des sols, de couverture forestière, la diminution et la disparition de certaines espèces herbacées de bonne qualité fourragère, indispensables à la reconstitution de l'horizon humifère et les migrations des agriculteurs à la recherche de nouvelles terres cultivables vers les zones dites fertiles : forêts classées, forêts sacrées, parcs nationaux, réserves naturelles, domaines ruraux par exemple. Dès lors, la disponibilité des terres cultivables, le problème de leur dégradation et

reconstitution sont devenus une préoccupation majeure à l'échelle nationale. Si la fertilisation chimique (engrais azotés) envisagée comme alternative, a permis durant plusieurs décennies d'augmenter les productions agricoles, elle est, cependant, très souvent inappropriée du fait du coût élevé, de l'acidification du sol par l'excès d'engrais chimique, et surtout de la destruction de la microfaune du sol. De plus, les nitrates non assimilés, entraînés par les eaux de lessivage, sont à la base de la pollution des nappes phréatiques (ANONYME, 1983). De même, les nitrates qui s'accumulent dans les organes végétaux consommables (feuilles de laitue, d'épinard et de tabac, tubercules de pomme de terre, racines tubérisées de carotte, etc.) sont considérés comme un danger potentiel pour la santé de l'homme (MOROT-GAUDRY, 1997).

Pour augmenter la production de la biomasse végétale et améliorer les rendements agricoles, il est nécessaire de stimuler la croissance des cultures tout en maintenant la fertilité des sols à long terme. Il devient incontournable de développer d'autres techniques de fertilisation plus rapidement accessibles aux paysans, moins onéreuses et peu agressives sur l'environnement et les produits consommés. La pratique d'une telle technique doit prendre en compte le maintien des rendements élevés et le respect de l'environnement.

Parmi les solutions envisageables, les Légumineuses, du fait de leurs nombreux avantages tels que la protection des sols contre l'érosion, l'emménagement d'éléments nutritifs, la fixation de l'azote atmosphérique, l'augmentation du carbone du sol et l'amélioration des caractéristiques physiques et chimiques du sol qui lui sont associés (ANONYME, 1998), semblent être une alternative pour induire une amélioration des rendements agricoles. Cependant, l'utilisation des arbres fixateurs d'azote, en particulier les Légumineuses arborescentes, nécessite une longue période d'attente (au moins un an) de fertilisation du fait d'une croissance et d'un développement particuliers (ou intrinsèques) de ces végétaux. De plus, leur aptitude accrue à la compétition pour les éléments nutritifs du sol et la lumière, fait que ces arbres exercent bien souvent des effets peu désirables sur les cultures auxquelles ils sont associés. D'autres techniques de fertilisation rapides et facilement accessibles aux paysans sont recommandées. Les Légumineuses herbacées ou subligneuses semblent être une alternative intéressante, du fait de leur capacité d'enrichissement rapide des sols par la fixation d'azote atmosphérique. En jouant le rôle de plante de couverture, ces Légumineuses herbacées peuvent être utilisées dans la lutte contre les adventices, la dégradation du sol et la diminution de la température du sol.

La question suivante se pose : « Comment les Légumineuses peuvent-elles améliorer la fertilité des sols des jachères ? ».

Pour apporter des éléments de réponse de cette interrogation, nous sommes proposés de conduire des expérimentations orientées vers le développement de quelques Légumineuses herbacées

ou subligneuses à utilisation agronomique afin d'évaluer leurs effets sur la croissance et la productivité du maïs.

Notre hypothèse principale est qu'il est possible d'améliorer la fertilité des sols d'une manière générale et plus spécifiquement des jachères par une caractérisation et valorisation naturelle de certaines Légumineuses.

Nos sous hypothèses sont les suivants :

- des espèces de Légumineuses à potentialité fertilisante et à production abondante de biomasse peuvent être sélectionnées ;
- la croissance et le développement de ces légumineuses peuvent être déterminés ;
- l'impact de ces Légumineuses recensées sur la croissance et la productivité d'une culture de subsistance tel que le maïs peut être déterminé.

L'objectif général de la présente étude est donc de rechercher, dans l'environnement immédiat des paysans de Côte d'Ivoire, des Légumineuses herbacées ou subligneuses pour lutter efficacement contre les adventices, la dégradation des sols et favoriser leur fertilité dans une plus grande mesure.

Plus spécifiquement, il s'agit de :

- déterminer les caractéristiques botaniques des Légumineuses herbacées ou subligneuses recensées ;
- caractériser la croissance et le développement des Légumineuses recensées, depuis la germination des graines jusqu'à la fructification ;
- caractériser les nodosités sur des critères morphométriques ;
- évaluer l'effet des Légumineuses recensées sur la croissance et la productivité du maïs (*Zea mays* L. Poaceae) associé.

Les résultats attendus de cette étude sont les suivants :

- les effets des Légumineuses sur les sols de jachères devront être évalués ;
- le calendrier phénologique et la quantification des diverses formes foliaires successives seront déterminées ;
- l'impact des espèces de Légumineuses sur les rendements du maïs sera évalué ;
- la biologie et l'écologie des Légumineuses améliorantes seront mieux connues.

## PLAN DU MÉMOIRE

Ce manuscrit comporte, outre l'introduction et la conclusion, quatre parties :

- 1) la première partie est relative aux généralités qui se rapportent aux généralités sur les espèces étudiées et au milieu d'étude ;
- 2) la deuxième partie décrit les matériels et les méthodes d'étude ;
- 3) la troisième partie est relative aux résultats. Dans cette partie, les caractéristiques de la germination et de la croissance sont indiquées ; l'hétérophyllie, en fonction des stades de développement de ces

espèces est envisagée. Les caractéristiques des nodosités sont mentionnées. La phénologie comparée et l'intérêt agronomique des espèces recensées sont recherchés ;

4) la quatrième partie se rapporte à la discussion. Chaque section des résultats est discutée. Après la conclusion, des références bibliographiques informent les utilisateurs sur les travaux existants.

**PREMIÈRE PARTIE :**  
**GÉNÉRALITÉS**

# CHAPITRE 1. GÉNÉRALITÉS SUR LES ESPÈCES ÉTUDIÉES

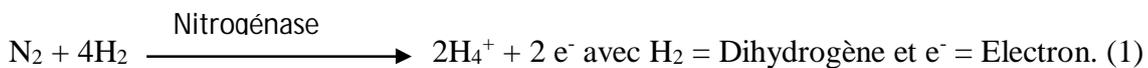
## 1. Légumineuses

Dans ce mémoire, la nomenclature des espèces a suivi la classification Cronquist selon les flores de HUTCHINSON et DALZIEL (1954), LEBRUN et STORK (1991, 1992, 1995 et 1997).

### 1.1. Caractères botaniques

Avec près de 700 genres et plus de 15 000 espèces, les Légumineuses constituent l'une des plus grandes familles d'Angiospermes et l'une des plus importantes sur le plan économique du fait de ses nombreux avantages dans les domaines tels que l'agriculture (fourrages, fertilisation des sols, lutte contre les érosions et les adventices, etc.) et l'alimentation (GAUSSEN *et al.*, 1982). C'est la plus importante des familles de la flore des savanes sahéliennes et soudaniennes (AUBRÉVILLE, 1959).

Au plan biologique, plusieurs phénomènes sont remarquablement observés chez les Légumineuses. En effet, la sensibilité des feuilles en réactions à un stimulus est observée chez *Mimosa invisa* (Mimosaceae). Chez cette espèce, au moindre choc, les pinnules se referment par paires. C'est aussi le cas de *Schrankia leptocarpa* (Mimosaceae). Chez bon nombre d'espèces de Légumineuses, les racines forment des nodosités où vivent en symbiose des Bactéries aérobies du genre *Rhizobium*. Ces Bactéries sont capables de fixer l'azote atmosphérique (N<sub>2</sub>), sous l'action de la nitrogénase, selon la formule suivante :



Les Légumineuses sont généralement entomogames, souvent aussi ornithogames, rarement anémogames. Depuis les plus grands Phanérophytes de la forêt dense équatoriale de basse altitude jusqu'aux Chaméphytes, en passant par des petits arbres des régions sèches ou arides, la diversité des adaptations des Légumineuses est presque unique chez les Angiospermes (GAUSSEN *et al.*, 1982). Parfois l'adaptation xérophile se remarque par la réduction des feuilles à des pétioles élargies (phyllodes des *Acacia*) auxquels est dévolue la fonction chlorophyllienne.

Les Légumineuses se présentent comme une supère famille regroupant trois familles que sont les Caesalpinaceae, les Fabaceae ou Papilionaceae et les Mimosaceae.

#### 1.1.1. Famille des Caesalpinaceae

La famille des Caesalpinaceae compte environ 200 genres et 2 800 espèces, principalement des régions tropicales et subtropicales (GAUSSEN *et al.*, 1982). Elle est représentée en Afrique intertropicale par environ 200 espèces réparties en 58 genres (AKÉ-ASSI et GUINKO, 1991). En Côte d'Ivoire, les Caesalpinaceae renferment 93 taxons répartis en 44 genres dont 25 sont en Afrique (AKÉ-ASSI, 2001). Parmi ces espèces, 79 sont endémiques en Afrique, contre 14 qui sont pluricontinentaux ; presque toutes ces espèces sont rudérales (AKÉ-ASSI, 2001).

Les Caesalpiniaceae sont généralement des arbres (44, 8 p.c.) ou des arbustes (37,7 p.c.), rarement des herbes (10,5 p.c.) ou des lianes (7,0 p.c.) (AKÉ-ASSI et GINKO, 1991). Les feuilles, généralement composées pennées ou bipennées, sont rarement simples. Les stipules sont le plus souvent absentes. Les fleurs, généralement grandes, sont en racèmes, en épis ou rarement en cymes. Les sépales sont imbriqués, rarement valvaires ; les pétales, au nombre de 5, rarement moins, sont parfois absents (fleurs apétales chez *Ceratonia*). Les étamines, au nombre de 10, parfois plus, d'autres fois moins nombreuses, sont libres ou plus ou moins unies. Le fruit est une gousse ou une structure indéhiscente drupacée (*Hymenea courbaril*) ; les graines, parfois arillées, sont ou non albuminées.

### 1.1.2. Famille des Fabaceae

La famille des Fabaceae comprend près de 450 genres et 9 000 espèces des régions tropicales et extratropicales ; les plantes herbacées et les arbustes sont plus abondants notamment sous climat méditerranéen (GAUSSEN *et al.*, 1982). Cette famille contient à elle seule un nombre d'espèces probablement supérieur à plus de la moitié des Légumineuses (AKÉ-ASSI et GUINKO, 1991). En Côte d'Ivoire, après la famille des Rubiaceae, la famille des Fabaceae est la plus importante, par le nombre de ses représentants, chez les Dicotylédones (AKE-ASSI, 2001). Elle renferme, au plan spécifique, 263 taxons répartis en 64 genres. Sur les 263 taxons recensés, 147 habitent les formations végétales climaciques des deux régions chorologiques (régions Guinéo-congolaises et Soudano-zambéziennes), tandis que les 116 autres poussent dans les formations ouvertes anthropiques (AKE-ASSI, 2001).

Les Fabaceae sont représentées par des arbres, des arbustes, des lianes ou des herbes, inermes ou épineux. Les feuilles sont alternes, rarement opposées, généralement composées (pennées ou digitées, jamais bipennées) ou simples ; elles sont habituellement stipulées ; les folioles sont alternes ou opposées, avec ou sans stipelles. Les inflorescences axillaires ou terminales, sont des épis, des racèmes ou des panicules. Les fleurs sont généralement zygomorphes et le plus souvent hermaphrodites, parfois mâles par avortement ; elles sont parfois apétales (GAUSSEN *et al.*, 1982). Le calice comprend 5 sépales plus ou moins soudés à la base. La corolle est formée de 5 pétales libres, imbriqués dont le pétale supérieur appelé étendard est toujours extérieur, dans le bouton floral ; les 2 pétales latéraux forment des ailes, les 2 inférieurs soudés ou non et internes, à bords recouverts par des ailes, forment la carène. Les étamines, au nombre de 10, parfois soudées (monadelphes) ou parfois une étamine postérieure libre (diadelphes), sont rarement libres. Le fruit est une gousse déhiscente en 2 valves souvent pluriloculaires par cloisonnement, parfois ailée (*Dalbergia*) présentant d'innombrables variations. Les graines exalbuminées, parfois arillées, ont de gros cotylédons contenant des protéines, de l'amidon et des graisses.

### 1.1.3. Famille des Mimosaceae

La famille des Mimosaceae regroupe 55 genres et environs 2 500 espèces dont la moitié dans les seuls genres *Acacia* et *Mimosa* (GAUSSEN *et al.*, 1982). En Côte d'Ivoire, parmi les Légumineuses, la famille des Mimosaceae est la plus petite, du point de vue du nombre de ses espèces (AKÉ-ASSI, 2001). En effet, elle ne renferme que 45 espèces réparties entre 21 genres dont seulement 6 sont d'origine africaine.

La famille des Mimosaceae comprend des arbres ou des arbustes généralement spinescents, rarement des herbes. Les feuilles sont composées-bipennées ou simplement pennées. Les inflorescences sont des épis, des racèmes ou des capitules ; les fleurs sont souvent petites et actinomorphes ; le calice est parfois réduit ou nul ; la corolle comporte des pétales libres ou soudés en court tube ; les étamines, nombreuses, libres ou soudées par le filet, sont habituellement exsertes. Le fruit est une gousse déhiscente ou non, souvent avec des fausses cloisons isolant chaque graine. La graine possède un albumen mince ou nul, rarement arillée, parfois ailée.

### 1.2. Nutrition azotée chez les Légumineuses

Les Légumineuses, tout comme les autres végétaux supérieurs, peuvent s'alimenter à partir de l'azote minéral du sol ; cependant la fixation de l'azote atmosphérique par l'intermédiaire des microorganismes du genre *Rhizobium* vivant en symbiose avec leurs racines est courant chez les Légumineuses (ANONYME, 1999). Dès lors, les Légumineuses disposent de 2 voies, pour la nutrition azotée : la fixation symbiotique de l'azote atmosphérique et l'absorption de l'azote minéral du sol. Ces deux voies sont complémentaires dans le temps; cependant, au stade de jeune plant, il peut y avoir une synergie lors de la croissance (ANONYME, 1999).

#### 1.2.1. Fixation symbiotique de l'azote atmosphérique

L'azote atmosphérique, environ 78 p.c. en volume, représente la principale source d'azote de la planète (MOROT-GAUDRY, 1997). Cependant, une très faible partie est entraînée au sol par les précipitations ; une autre partie de l'azote provient de la fixation de l'azote moléculaire par les microorganismes du genre *Rhizobium* vivant en symbiose avec les racines des Légumineuses. Ce processus de fixation de l'azote atmosphérique démarre quand les nodules (masse globuleuse ou allongée par un mélange de tissus végétaux et de certaines Bactéries du genre *Rhizobium*) se forment (DOMMARGUES *et al.*, 1999). Par ces nodules, les Légumineuses offrent un microclimat favorable à la Bactérie tout en lui procurant des substrats carbonés provenant de la photosynthèse ; en retour, la Bactérie fixe l'azote atmosphérique (N<sub>2</sub>) et le fournit à la Légumineuse sous formes assimilables (NH<sub>3</sub>). La fixation symbiotique nécessite d'une part une bonne activité photosynthétique de l'appareil aérien (feuille, bourgeon) qui fournit l'énergie nécessaire à la croissance et à l'entretien des nodosités et d'autre part une bonne aération du sol qui permet aux Bactéries de se développer (ANONYME,

1999). Les quantités d'azote fixées annuellement par voie symbiotique varient selon les espèces de Légumineuses, les souches de *Rhizobium* et les conditions du milieu tels que le pH, l'humidité, la température (HELLER ,1969 ; HELLER *et al.*, 1989)

### **1.2.2. Absorption de l'azote minéral du sol**

L'absorption du nitrate et de l'ammonium par les racines des végétaux terrestres est la principale voie d'entrée de l'azote dans les chaînes alimentaires (MOROT-GAUDRY, 1997). Cette absorption est prépondérante en début du cycle lorsque se met en place la surface foliaire. La réduction du nitrate se passe dans les racines chez les plantes ligneuses et dans les feuilles, chez les plantes herbacées.

## **1.3. Importance des Légumineuses dans la nature**

### **1.3.1. Légumineuses comme engrais verts**

L'importance d'une nutrition azotée convenable et la très faible réserve nitrique du sol, amènent les agriculteurs à avoir recours à des Légumineuses fixatrices d'azote par assolement ou en association. Les Légumineuses, utilisées en association avec les cultures, apportent une certaine contribution en azote, en intégrant une partie de l'azote atmosphérique fixée. Selon DANSO (1995), cette contribution en azote est estimée de 50 à 60 p.c., pour des Légumineuses à grains, à 55 voire 60 p.c., pour des arbres fixateurs d'azote et enfin à 70 voire 80 p.c. pour des Légumineuses fourragères. Dans les pratiques culturales faisant intervenir les rotations des cultures, les cultures succédant aux Légumineuses bénéficient indirectement de l'azote fixé par l'intermédiaire des résidus laissés par les Légumineuses. Il est évident que les effets de la rotation de cultures augmentent les rendements des cultures non fixatrices d'azote, par la disponibilité de l'azote atmosphérique, mais d'autres effets bénéfiques des Légumineuses semblent également intervenir dans cet accroissement. Certains auteurs attribuent cette augmentation du rendement à la réduction de l'enherbement des sols (TOURE, 2001), à l'amélioration des propriétés physiques et biologiques des sols (HOSHIKAWA, 1990) et à la capacité de quelques Légumineuses à solubiliser des phosphates de calcium par leurs exsudats racinaires (GARDENER *et al.*, 1981).

### **1.3.2. Légumineuses comme plantes de couverture**

Les Légumineuses herbacées exercent une remarquable protection des sols meubles contre les diverses érosions (érosion verticale, érosion latérale et érosion par ravinement) ; même sur des pentes relativement raides, des sols épais de plusieurs mètres peuvent se maintenir (AUBREVILLE, 1947). Elles participent à la constitution du milieu dans lequel elles vivent. Par l'écran qu'elles constituent vis-à-vis de la radiation solaire, par la protection qu'elles réalisent vis-à-vis du milieu extérieur, par le microclimat qu'elles entretiennent grâce à leur ombre, elles jouent un rôle fondamental dans la

constitution du milieu interne du groupement végétal. Inversement, les sols dénudés sont l'objet d'une érosion intense. Ces sols perdent leurs éléments fins, et tendent vers une structure sableuse.

### **1.3.3. Légumineuses comme plantes fourragères**

L'action des herbivores sur la flore est avant tout destructive. Elle s'exerce par broutage et par piétinement. Les animaux, soit par goût, soit pour des besoins physiologiques, mettent pratiquement à nu les aires où poussent les Légumineuses fourragères (*Phaseolus adenanthus*, *Centrosema pubescens*, *Calopogonium mucunoides*) et les Graminées (*Panicum maximum*, *Axonopus compressus*). Selon GILLET (1968), en dehors des Graminées, les endroits recélant de Légumineuses sont constamment fréquentés par les herbivores, nul doute pour leur valeur nutritive et leur appétibilité. Ces valeurs se traduisent par des apports en énergie, en azote, en minéraux majeurs, en oligo-éléments, en acides aminés et en vitamines, consécutifs à la qualité et à la ration de base ingérée. Dans les régions arides, l'action destructrice des troupeaux peut être considérable ; les herbivores consomment même le feuillage des Légumineuses ligneuses que les bergers abattent, souvent, pour les mettre à leur portée. Le broutage, selon GILLET (1968), favorise l'extension des plantes herbacées à cycle court. Le surpâturage, en réduisant de plus en plus le tapis herbacé, peut modifier le paysage floristique.

Au plan agricole, l'augmentation du nombre de cheptels entraîne une augmentation de la demande en produits végétaux utiles aux animaux et à l'agriculture. Après les récoltes, les résidus de Légumineuses sont principalement consommés durant la saison sèche par les animaux transhumants ou transportés dans les pâturages pour leurs besoins alimentaires, ce qui correspond à une exportation d'éléments nutritifs des champs. Cette agriculture sans recyclage des résidus de récolte entraîne des bilans négatifs en éléments nutritifs et ne permet pas d'entretenir la fertilité du sol sur de longs termes (STOORVOGEL et SMALING, 1990).

### **1.3.4. Légumineuses comme plantes médicinales**

Pour soulager ses maux et blessures, l'homme a eu recours à son environnement immédiat (plantes, animaux et minéraux). Ces substances naturelles sont intégrées comme pourvoyeuses de molécules d'intérêt médicinaux (N'GUESSAN, 2008).

Les applications de substances d'origine végétale utilisées par certains peuples pour soigner et guérir certaines affections touchant la peau, les appareils digestifs, respiratoires et circulatoires, ont permis de reconnaître que les plantes, dans leur ensemble, contiennent des principes actifs qui ont servi à la mise au point des molécules de synthèse, utilisées en médecine conventionnelle. Parmi les espèces récoltées, certaines sont indispensables à la santé de l'homme. *Schrankia leptocarpa* est une plante utilisée contre l'éléphantiasis ; on conseille de faire un bain de vapeur aux membres malades avec le décocté de la partie aérienne de la plante (RAGEAU, 1973). On emploie *Abrus precatorius* pour son effet galactagogue ; on conseille à la nourrice de mâcher et d'ingurgiter l'extrait des feuilles mêlées

avec celles de *Exolobus patens* et 7 x 7 graines de *Aframomum melegueta* (N'GUESSAN, 1995). Les graines sont utilisées en macération pour la conjonctivite (RAGEAU, 1973). *Mimosa invisa* est une plante possédant des effets diurétique, tonique et calmant (infusion des feuilles). Elle est utilisée également pour soigner les convulsions infantiles (RAGEAU, 1973). Chez *Crotalaria retusa*, les graines sont utilisées contre la constipation, le vomissement et l'asthme (NACOUA-OUEDRAOGO, 1996).

#### **1.4. Nodosités chez les Légumineuses**

##### **1.4.1. Concept de nodosité racinaire**

Au sens botanique, le mot nodosité peut être défini comme un organe spécifique formé à partir de la symbiose entre certains Procaryotes et les végétaux supérieurs, à l'intérieur desquels l'azote moléculaire atmosphérique est réduit en ammoniacque (TRINCHANT *et al.*, 1997). Le mot nodosité désigne également des excroissances racinaires issues de la symbiose des Légumineuses avec des Bactéries du genre *Rhizobium* et permettant aux Légumineuses de pouvoir fixer l'azote (N<sub>2</sub>) de l'air (ANONYME, 1999) grâce à une enzyme appelée nitrogénase. LASNIER-LACHAISE (1973) définit les nodosités comme des petits renflements accrochés aux racines résultant de la présence de Bactéries du genre *Rhizobium*, vivant en symbiose avec le végétal, qui transforment l'azote atmosphérique en azote organique ; ces nodosités jouent un rôle de véritable "usine chimique" qui transforme l'azote atmosphérique en substances azotées complexes assimilables par la plante. En considérant les définitions de ces différents auteurs, nous pourrions même dire que les nodosités sont de petites boules (boursouflures) qui prennent naissance sur les racines de nombreuses espèces de Légumineuses, sous l'action de Bactéries du genre *Rhizobium* vivant en symbiose avec la plante. Dans cette association à bénéfices réciproques, la plante fournit les substances carbonées alors que les Bactéries, quant à elles, fournissent les substances azotées synthétisées à partir de l'azote atmosphérique.

##### **1.4.2. Influence des microorganismes du sol**

Le sol n'est pas un support inerte de la végétation ; un intense grouillement d'activités animales et végétales en fait un milieu vivant, si bien que la fertilité est en grande partie un potentiel de vie (LASNIER-LACHAISE, 1973). La production végétale concerne désormais trois groupes d'êtres vivants : les végétaux inférieurs et supérieurs (Bryophytes, Ptéridophytes, Spermaphytes), les animaux et surtout les microorganismes. Selon DAVET (1996), les générations des Bactéries se succèdent tous les 15 à 20 jours ; chaque Bactérie peut donner jusqu'à 20 générations. Ces microorganismes élaborent les ferments les plus variés, déclenchant des processus catalytiques d'acidification et de neutralisation, d'hydratation et de déshydratation, de synthèse et de décomposition. Cependant, la répartition des Bactéries dans le sol n'est pas homogène ; près de 75 p.c. de la masse bactérienne est localisée autour

des racines des plantes (LASNIER-LACHAISE, 1973). Selon HELLER (1969), les Bactéries au voisinage des racines se multiplient, passant de  $10^6$  à  $10^9$  cm<sup>3</sup>.

### **1.4.3. Effets du pH et de la température du sol sur la nodulation**

Le pH du sol conditionne la microflore du sol, car les Bactéries ne se développent guère en deçà de pH < 6 (HELLER, 1969). Son importance est déterminante pour la plupart des espèces qui ont des préférences liées à leur âge et aux conditions de culture (ANONYME, 1999). En effet un abaissement de pH favorise l'absorption et l'assimilation des nitrates ; son élévation favorise plutôt l'absorption des ions ammoniums; c'est entre les valeurs 5 et 8 que le pH du sol est le plus favorable à la végétation avec un optimum qui dépend des espèces (HELLER, 1969). En effet, un sol à pH < 4,0 (sol acide) a l'inconvénient de nuire à la formation de l'humus, à la structure du sol (mauvais complexe argilo-humique) ainsi qu'à la nutrition azotée (nitrification).

La température est également importante pour la nodulation. Comme tout processus métabolique, la nodulation requiert une température moyenne de l'ordre de 31 °C (SANOGHO, 1977) ; elle est sensible à une température voisine de 40 °C (PARKER et CHATEL, 1973). Lorsque la température atteint les valeurs extrêmes comprises entre 41 et 42 °C, les *Rhizobium* demeurent inactifs et finissent par mourir ; autrement dit ces températures sont létales pour *Rhizobium* (PARKER et CHATEL, 1973). Aussi les températures basses ralentissent toute activité biologique des sols (LEWIS, 1986 ; BÖCKMAN *et al.*, 1990). Outre la température, l'humidité du sol joue également un rôle important dans la survie de *Rhizobium*. Selon ELLEN et ALLEN (1947), la sensibilité à des températures très élevées dans des horizons édaphiques superficiels, amène *Rhizobium* à migrer dans les horizons plus profonds, à quelques centimètres, pour induire la formation de nodosités sous le collet des plantes. Un déficit hydrique plus ou moins prolongé entraîne une baisse de l'activité photosynthétique, liée à la fermeture stomatique, qui limiterait l'approvisionnement des nodosités en substrats carbonés indispensables à l'activité fixatrice (FELLOWS *et al.*, 1987). On assiste dès lors à une plasmolyse des cellules corticales des nodosités et à leur tassement, augmentant ainsi la résistance à la diffusion de l'oxygène vers les bactéroïdes fixateurs (GUÉRIN *et al.*, 1990). Cependant, un arrosage intensif de certaines Légumineuses, comme le soja par exemple, ou la présence de Légumineuses tropicales comme *Sesbania rostrata*, en zones inondables, réduit considérablement la capacité fixatrice des plantes (TRINCHANT et RIGAUD, 1989).

### **1.4.4. Processus de formation des nodosités**

#### **1.4.4.1. Infection**

Deux processus (infection et organogenèse des nodules) se produisent simultanément lors de la formation des nodules racinaires. Pendant le processus de l'infection, les *Rhizobium* vivant au voisinage des racines de leur plante-hôte (Légumineuses), se lient à des poils absorbants émergents en

réponse à des attractifs chimiques envoyés par la plante ; puis synthétisent et émettent des facteurs de nodulation (facteurs nods). Ces facteurs nods induisent une torsade prononcée des cellules des poils formant ainsi un petit compartiment qui emprisonne les *Rhizobium* (ROSENBERG, 1997). En réponse à ces facteurs nods, la paroi cellulaire des poils absorbants de la racine se dégrade dans ces régions et permet aux cellules bactériennes un accès direct à la surface externe de la membrane plasmique de la plante (LAZAROWITZ et BISSELING, 1997). À l'intérieur des poils absorbants, se forme le fil d'infection (filament d'infection), une extension tubulaire interne de la membrane plasmique qui est produite par la fusion des vésicules membranaires de Golgi dérivés sur le site de l'infection. Le fil d'infection se développe à son extrémité par la fusion des vésicules de sécrétion à l'extrémité du tube. Il progresse à l'intérieur des poils absorbants, plus profondément dans le cortex de la racine, près du xylème des cellules corticales différenciées et commence à se diviser, formant une zone distincte au sein du cortex, appelé primordium nodulaire, à partir de laquelle le nodule va se développer. Le nodule primordial se forme à l'opposé des pôles protoxylème du faisceau de la racine vasculaire (TIMMER *et al.*, 1999).

Différents composés de signalisation, agissant soit positivement ou négativement, contrôlent la position du nodule primordiale. L'uridine nucléoside diffuse à partir de la stèle du cortex dans les zones protoxylème de la racine et stimule la division cellulaire (LAZAROWITZ et BISSELING, 1997). L'éthylène, synthétisé dans la région du péricycle, diffuse dans le cortex et bloque la division cellulaire à l'opposé des pôles du phloème de la racine.

#### **1.4.4.2.. Développement de la nodosité**

Le fil d'infection, rempli de prolifération de *Rhizobium*, s'allonge à travers les poils absorbants et les couches de cellules corticales dans le sens de l'ébauche des excroissances racinaires appelées nodosités. Lorsque ce fil atteint les cellules spécialisées dans le nodule, sa pointe fusionne avec la membrane plasmique de la cellule hôte ; il libère les cellules bactériennes qui sont emballées dans une membrane dérivée de la membrane plasmique de la cellule hôte. La ramification de ce fil de l'infection à l'intérieur du nodule permet à la Bactérie d'infecter de nombreuses cellules (MYLONA *et al.*, 1995).

La division des Bactéries permet ainsi à la membrane qui les entoure (appelée membrane perbactéroïde) de croître en surface en fusionnant avec de petites vésicules. Sur un signal indéterminé de l'usine, les Bactéries cessent de se diviser et de commencer à agrandir et à se différencier en fixant l'azote des organites endosymbiotiques appelé bactéroïdes (MYLONA *et al.*, 1995).

#### **1.4.4.3. Maturation de la nodosité**

Le nodule, dans son ensemble, développe des caractéristiques telles qu'un système vasculaire (qui facilite l'échange d'azote fixé produit par les bactéroïdes pour les éléments nutritifs des plantes

contribués par l'usine) et une couche de cellules pour exclure de l'oxygène de l'intérieur des nodules racinaires (ROSENBERG, 1997).

## **2. Quelques concepts**

### **2.1. Croissance**

L'idée de la croissance est généralement associée à l'idée de succession. Par la croissance d'un végétal, il faut entendre à la fois l'augmentation de taille de ses diverses parties et la formation de nouveaux organes (GAUSSEN *et al.*, 1982) ; ces deux phénomènes (augmentation de taille et formation de nouveaux organes) se poursuivent simultanément chez la plante jusqu'à son extinction. Ainsi, la croissance est l'extension ou l'augmentation progressive des principales dimensions caractéristiques d'un organe (Le PETIT LAROUSSE, 1997). Sur le plan physiologique, la croissance peut se définir comme étant l'ensemble des changements quantitatifs irréversibles de la plante qui se produisent au cours du temps. Elle comprend les caractéristiques suivantes : l'allongement des entrenœuds ; la multiplication des cellules ; la multiplication des feuilles. La croissance d'une plante se fait par l'augmentation du nombre et de la taille des unités existantes (organes, cellules) et la formation d'unités nouvelles qui évolueront à leur tour ; elle se poursuit pendant toute la vie de l'individu. Ce caractère résulte de la persistance de foyers cellulaires embryonnaires.

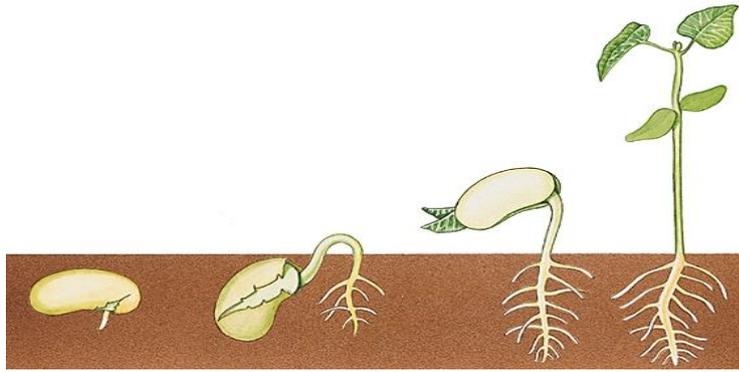
Au niveau cellulaire, selon ZOUZOU (1995) la croissance des végétaux supérieurs provient à la fois d'une augmentation du nombre de cellules (croissance par méréisme de méristème : partager) et d'un agrandissement de cellules préexistantes (croissance par auxésisme de anxein : croître). Les deux phénomènes ne se produisent pas dans les mêmes territoires de l'individu et interviennent simultanément ou séquentiellement.

### **2.2. Développement**

Le développement exprime un changement de capacités fonctionnelles comme la structure d'organe nouveau. C'est l'ensemble des différents stades par lequel passe un organisme, un être vivant, pour atteindre la maturité (Le PETIT LAROUSSE, 1997). Ainsi, comme le souligne BOULLARD (1993), le développement exprime la succession des transformations qui affectent un organe ; ces transformations peuvent se faire sans aucun changement important de la forme (cas de développement direct) ou bien les transformations peuvent se faire par métamorphoses, souvent en relation avec un changement du milieu de vie. Le développement d'une plante se manifeste par l'acquisition de sa taille, de sa forme et de son architecture finale (ZOUZOU, 1995).

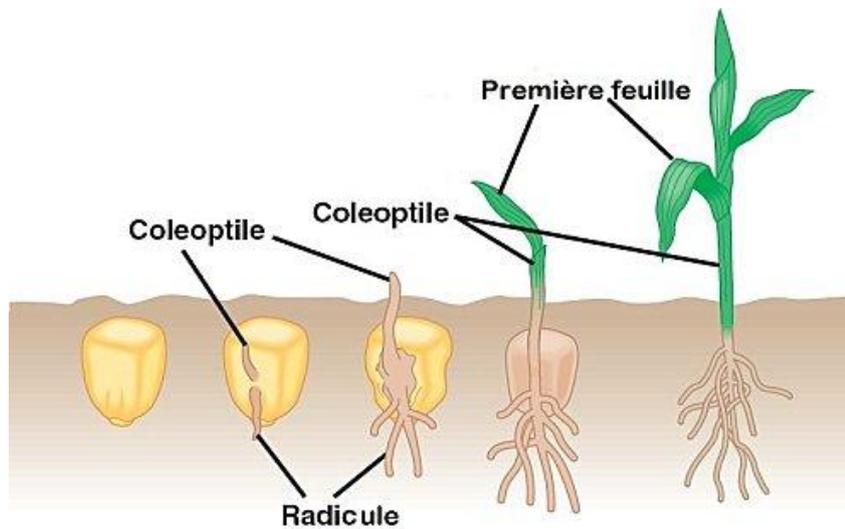
### **2.3. Germination**

Elle se définit comme étant le développement du germe suivi de la transformation de la graine en plante, après semis. C'est la reprise du développement et du métabolisme (absorption d'eau,



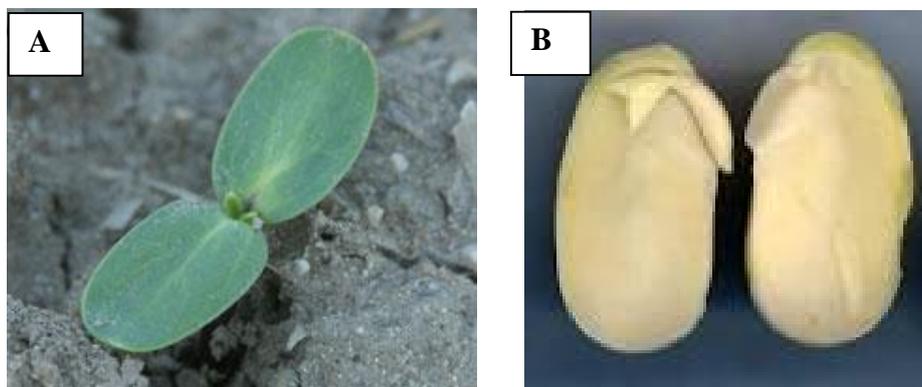
**Figure 1 : Germination épigée chez le haricot (*Phaseolus vulgaris*, Fabaceae)**

Source : <http://www.hortidact.eldablog.com/10-12-2013>



**Figure 2 : Germination hypogée chez le maïs (*Zea mays*, Poaceae)**

Source : <http://www.hortidact.eldablog.com/10-12-2013>



**Figure 3 : Deux types de cotylédons.**

**A :** feuilles bourrées de réserves du concombre (*Cucumis sativus*, Cucurbitaceae) ;  
**B :** masse charnue insérée dans la graine de l'arachide (*Arachis hypogea*, Fabaceae)

imbibition, respiration, activité enzymatique) d'un embryon de Spermaphyte, jusqu'à ce qu'il devienne une plante. On considère que la germination est entamée dès que la graine est mise en contact avec l'eau et se termine par la sortie de la radicule. Selon Le PETIT LAROUSSE (1997), la germination réalise le développement de l'embryon contenu dans la graine mettant fin à la période de vie latente. Elle correspond à un réveil métabolique des graines et de l'intensité respiratoire des graines au repos. Elle peut être épigée ou hypogée.

### **2.3.1 Germination pigée**

La germination est dite épigée (Fig. 1), lorsque la graine se trouve élevée au-dessus du sol, suite à l'allongement de l'axe hypocotyle (GAUSSEN *et al.*, 1982). Selon DEYSSON (1967), la germination est dite épigée lorsque la tigelle, axe de l'embryon compris entre la radicule et les cotylédons, dans son développement, a pour effet de soulever les cotylédons qui se trouvent ainsi portés à une certaine hauteur au-dessus du sol. Autrement dit la croissance de l'axe hypocotyle qui s'allonge à tendance à provoquer le soulèvement des cotylédons au-dessus du sol.

### **2.3.2. Germination hypogée**

La germination est dite hypogée (Fig. 2), lorsque la graine (téguments et cotylédons) reste dans la terre et c'est la gemmule qui se trouve exhaussée par la croissance d'une partie appelée axe hypocotyle (GAUSSEN *et al.*, 1982). Selon DEYSSON (1967), la germination est dite hypogée lorsque la radicule, une fois sortie, l'axe hypocotyle ne se développe pas de manière significative, les cotylédons restent inclus dans les téguments de la graine et ne sont pas soulevés hors de la terre. C'est également le type de germination dans laquelle les cotylédons restent sous terre et dans ce cas, c'est l'axe hypocotyle qui s'allonge rapidement et qui va tendre à élever au-dessus du sol la gemmule et les premières feuilles (cas de *Zea mays*).

## **2.4. Cotylédons**

Si la morphologie des cotylédons (Fig. 3) constitue indiscutablement un des caractères distinctifs le plus net de chacune des espèces végétales et par extension de certaines familles du monde végétal, la notion de cotylédon est l'un des paramètres de la plante qui a suscité des points de vue assez divers. En effet, dans la littérature consacrée à cette notion, le monde scientifique n'a pas pu s'entendre sur la définition. Pour GAUSSEN *et al.* (1982), ce sont des feuilles bourrées de réserves. Les cotylédons sont des feuilles embryonnaires profondément modifiées par leur position, le manque de place et surtout par leurs fonctions physiologiques (DEYSSON, 1967). Selon MONTEGUT et JAUZEIN (1979), les cotylédons sont de nature foliaire ou charnue possédant un limbe, une nervation et une pilosité. Pour DEYSSON (1967), au lieu d'être comme les autres feuilles, un organe assimilateur, le cotylédon est, soit un organe de réserve, soit un suçoir implanté dans l'albumen dont il

digérera les réserves pour les transmettre à l'embryon. Certains auteurs les définissent comme étant les premières feuilles constitutives de l'embryon des Phanérogames ; ils sont chargés de réserves permettant la germination de la graine. D'autres auteurs écartent toute ressemblance avec les feuilles de l'espèce semée. Selon LE PETIT LAROUSSE (1997), le cotylédon est un lobe charnu ou foliacé qui s'insère dans la graine sur l'axe de la plante. Chez les Dicotylédones, ils sont au nombre de deux et en position opposée quelque soit le mode de phyllotaxie ultérieure.

## **2.5. Premières feuilles assimilatrices**

Ce sont les toutes premières feuilles (remplissant la fonction chlorophyllienne) qui apparaissent en début de développement du jeune plant et qui interviennent effectivement dans la photosynthèse. Chez certaines espèces végétales, les cotylédons deviennent très tôt caducs ou persistants après l'apparition d'un certain nombre de premières feuilles assimilatrices.

## **2.6. Délai de germination**

Le délai de germination est le laps de temps plus ou moins long qui sépare le moment où sont réalisés les semis et le moment où l'on enregistre les premières levées issues de la germination.

## **2.7. Echelonnement des levées**

C'est le nombre de jours qui s'écoule entre la première et la dernière levée dans un lot de graines mises à germer dans les mêmes conditions géoclimatiques.

## **2.8. Quelques phytohormones de croissance et de développement végétal**

Toute croissance végétale s'effectue à priori selon un programme précis commandé par le message génétique de l'ADN du noyau. La croissance ainsi régulée est sous l'influence des agents chimiques généralement appelés phytohormones. Les phytohormones (ou facteurs de croissance) sont des hormones secrétées par les plantes. Elles se définissent comme des substances chimiques qui régulent la croissance végétale. Elles sont véhiculées par la sève. Elles se présentent sous diverses formes dont les plus caractéristiques sont l'Auxine (ou hormone de bouturage), la Cytokinine, la Gibbérelline et l'acide abscissique. Ces hormones agissent rarement seules ; leurs effets résultent bien souvent d'une action conjuguée de plusieurs hormones. Par ailleurs, il est important de signaler que leurs actions dépendent très fortement de leurs concentrations relatives et du tissu ou organe sur lequel elles agissent. Par exemple, une même concentration d'auxine peut inhiber le développement d'un bourgeon alors qu'elle peut également favoriser l'élongation d'une tige. Selon les plantes, une concentration sur un même organe peut entraîner des conséquences différentes ; c'est le cas de l'auxine qui, utilisée chez les Monocotylédones, stimule la croissance du limbe alors qu'elle inhibe celle des Dicotylédones.

Ces hormones végétales sont impliquées à tous les stades de la vie d'une plante, depuis la pollinisation provoquant la fécondation et le développement de l'embryon zygotique jusqu'au contrôle de la floraison, de la fructification et de la sénescence. Cependant elles interviennent différemment dans la croissance et le développement d'un organe ou d'un tissu quelque soit les organes, les cellules, les tissus ou les plantes entières.

### **2.8.1. Auxines**

Les auxines contribuent à la formation des organes de la plante (les racines par exemple) et à leur croissance mais interviennent aussi dans les phénomènes de tropisme. Elles sont les principales hormones agissant sur l'augmentation de la taille des cellules ; elles contribuent à la croissance des tiges et des rameaux à partir des bourgeons apicaux ou axillaires. Leurs actions sur la croissance en longueur dans la zone d'élongation subapicale sont maximales pour des concentrations en auxine relativement élevées. Les feuilles, les pétioles et les gaines ont leur élongation stimulée par celles-ci. Les auxines sont impliquées dans le développement des fruits (parthénocarpié) et dans le phénomène d'abscission qui précède la chute des feuilles. Il est démontré que les auxines stimulent l'élongation des organes aériens (tiges), l'élongation cellulaire, la régulation de la division et de la différenciation cellulaire.

### **2.8.2. Cytokinines**

La néoformation (ou différenciation) des bourgeons est induite par les cytokinines sous réserve de la présence de faibles doses des auxines. Les cytokinines stimulent le grandissement des cellules foliaires, la stimulation de la division cellulaire, la régulation de la différenciation cellulaire et des bourgeons. Les cytokinines sont impliquées avec les auxines, dans le développement de la technique de culture de tissus et dans le procédé industriel de la micropropagation végétative.

### **2.8.3. Gibbérellines**

Les gibbérellines agissent essentiellement sur les cellules des entre-nœuds qu'elles allongent ; elles contribuent également à la levée de la dormance des graines, des bourgeons et régulent l'utilisation des réserves lors de la germination.

### **2.8.4. Acide abscissique**

L'acide abscissique intervient dans la régulation du fonctionnement des stomates en situation de stress. Il régule l'abscission des feuilles, des fruits et des fleurs. Cependant il a un effet inhibiteur général sur la croissance cellulaire.

## **3. Caractéristiques botaniques des espèces récoltées**

### **3.1. Légumineuses**

Les onze espèces recensées se répartissent en 9 espèces de Fabaceae comprenant 8 genres (*Abrus*, *Calopogonium*, *Centrosema*, *Clitoria*, *Crotalaria*, *Indigofera*, *Phaseolus* et *Pueraria*) et 2 espèces de Mimosaceae comportant 2 genres (*Mimosa* et *Schrankia*).

### 3.1.1. Espèces de plantes de la famille des Fabaceae

#### 3.1.1.1. *Abrus precatorius* L. (Fabaceae).

Synonyme : *Abrus cyaneus* R.Vig., P.P. ou *Abrus pulchellus* sensu Baker

Nom vernaculaire : Liane réglisse

#### Morphologie

Liane volubile subligneuse, elle peut atteindre 2 m de hauteur et 5 cm de circonférence. Les rameaux sont pubescents. Les feuilles, composées paripennées, alternes, pétiolées, sont glabrescentes ; les folioles, au nombre de 10 à 20 paires, sont oblongues à obovales, orbiculaires à la base, arrondies et mucronées au sommet. Les fleurs, blanches ou mauves, sont réunies en grappes denses. Le fruit (Fig. 4) est une gousse oblongue, un peu enflée ; il est densément et finement tomenteux, vert en début de croissance, brun fauve à gris foncé pendant la phase de déhiscence ; il est ridé et d'aspect papilleux. Les graines sont suborbiculaires à ovoïdes, de couleur rouge, tachetées de noire. La multiplication se fait par graines.

#### Phytogéographie et écologie

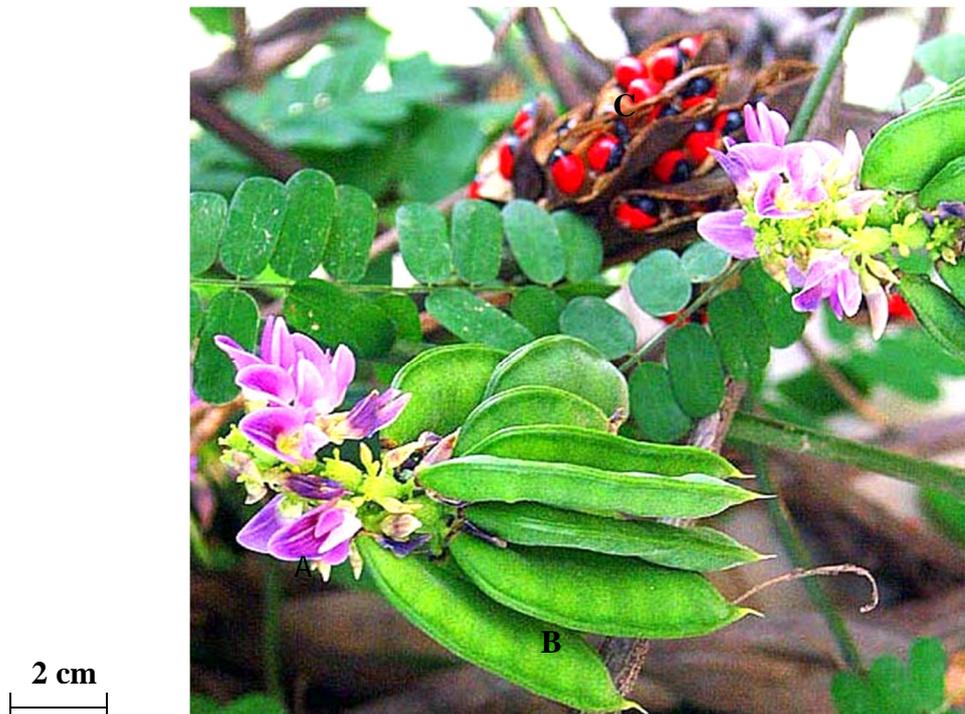
Espèce pantropicale, la liane réglisse est répandue dans toute l'Afrique intertropicale où elle pousse, le plus souvent, dans les formations secondaires, quelquefois aux alentours des villages (N'GUESSAN, 1995). La plante se rencontre dans les galeries forestières et dans les jachères. Elle pousse également dans les forêts et savanes arbustives (AKOEGNINO *et al.*, 2006). En Côte d'Ivoire, elle a été rencontrée dans les 2 aires chorologiques, en zones Guinéo-Congolaise et Soudano-Zambézienne (AKÉ-ASSI, 1984). Des spécimens ont été récoltés dans diverses localités du pays : Adiopodoumé, 8 décembre 1951, AKÉ-ASSI, n° 1465 ; Route de Bingerville, 5 novembre 1965, AKÉ-ASSI, n° 8302 ; Centre National de Floristique, Abidjan (Cocody), 7 octobre 2005, AKEDRIN n° 13.

#### 3.1.1.2. *Calopogonium mucunoides* Desv. (Fabaceae).

Synonyme : *Stenolobium barchycarpum* Hemsl., *Calopogonium orthocarpum* Urb. (ex Stehlé)

#### Morphologie

Liane à poils stellés (Fig. 5), sa tige est rampante, verte, assez rigide et densément couverte de poils ; elle peut s'enraciner au niveau des nœuds, au contact du sol et donner naissance à de nombreuses tiges secondaires (FOURNET, 1978). Les feuilles, alternes, pétiolées, sont composées pennées trifoliolées ; elles sont pétiolées et densément pubescentes ; les folioles sont ovales ou ovales-elliptiques ; la base est arrondie ou cordiforme ; l'apex est obtus ou aigü. Les fleurs, à pubescence



AKEDRIN, Septembre 2008

**Figure 4 : *Abrus precatorius* L. (Fabaceae).**

Rameaux portant, **A** - des inflorescences (grappes) et **B** - des fruits (gousses) ; les fruits immatures sont verts ; **C** - les fruits mûrs laissent entrevoir des graines rouge vif, avec une tache noire à la base.



2 cm

AKEDRIN, Septembre 2008

**Figure 5 : *Calopogonium mucunoides* Desv. (Fabaceae).**

Rameaux portant, **A** - des inflorescences (racèmes) laissant apparaître une fleur épanouie et **B** - des fruits (gousses) verts pubescents.

rousse, axillaires, subsessiles et sous-tendues par des bractées ovales-elliptiques, forment des grappes ; le calice possède 5 lobes poilus. La corolle est de couleur variable. L'étendard est suborbiculaire. La fleur possède 10 étamines diadelphes. Le fruit est une gousse linéaire et pubescente. Les graines sont aplaties ou carrées-arrondies, de couleur brune. Cette plante se reproduit naturellement par les graines ; elle peut également se reproduire par boutures (BOTTO, 1957).

### **Phytogéographie et écologie**

Espèce pantropicale, elle est originaire de l'Amérique tropicale et répandue sur les tropiques (DE KONING, 1983). Elle pousse dans les milieux hydromorphes, particulièrement dans les zones de forêt et de savane dérivées. Plante de couverture et utilisée comme engrais vert, elle fait partie des lots des plantes citées comme bon fourrage, en mélange avec d'autres herbes. Elle a besoin d'un contrôle précoce dès que les racines commencent à se ramifier (JOHNSON, 1997). En Côte d'Ivoire, elle se rencontre en zone Guinéo-Congolaise (AKÉ-ASSI, 1984). Des échantillons ont été rapportés des localités suivantes : Bingerville, octobre 1968 par AKÉ-ASSI sans numéro (sn) ; Route d'Alépé, Abidjan, 27 octobre 2005, AKEDRIN n° 14.

#### **3.1.1.3. *Centrosema pubescens* Benth. (Fabaceae)**

Synonyme : *Centrosema ferrugineum* A. Rich. ou *Centrosema virginianum* (L.) Benth.

### **Morphologie**

Petite liane rampante ou grimpante, elle est grêle et très ramifiée ; elle est volubile, légèrement velue et se lignifie tardivement (BOTTON, 1957). Les feuilles, alternes, composées pennées à 3 folioles vert-foncé, elliptiques ou ovales, obtuses, cordiformes à la base et aigües ou apiculées au sommet, sont formées de folioles stipellées et pubescentes ; la foliole terminale est plus large que les folioles latérales. Les inflorescences en racèmes, sont constituées de fleurs roses bien que souvent blanchâtres, tachetées de pourpre (Fig. 6A) ; le nombre de fleurs varient de 2 à 6 sur les nœuds du rachis ; les bractéoles sont persistantes et sont souvent plus grandes que les bractées ; l'étendard est auriculé à la base et muni à la face interne de 2 appendices plus ou moins distincts (FOURNET, 1978) ; les ailes, souvent plus longues que l'étendard, sont plus ou moins adhérentes au-dessus de l'onglet à la carène ; la carène est linéaire et spiralée, parfois repliée ; les étamines, en 10 filets, sont soudées en tube ou en 9 soudées, la vexillaire alternant avec 5 basifixes. Le fruit (Fig. 6B) est une gousse linéaire, glabre, à marge large avec un bec apical ; les graines sont oblongues ou réniformes et brun foncé. *Centrosema pubescens* se multiplie par graines.

### **Phytogéographie et écologie**

Espèce pantropicale, elle est originaire de l'Amérique tropicale puis introduite volontairement dans diverses autres régions tropicales, comme plante de couverture ; elle pousse sur les plateaux, dans les régions de forêt et de savane (BOTTON, 1957). Dans certaines localités, la plante, échappée des



AKEDRIN, Septembre 2008

| 2 cm |



AKEDRIN, Septembre 2008

| 3 cm |

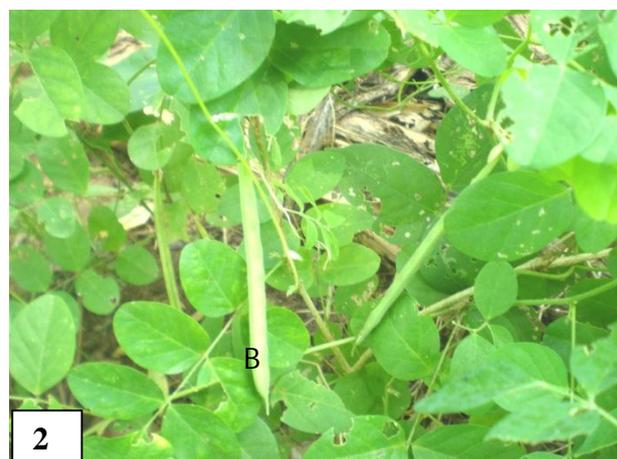
**Figure 6 : *Centrosema pubescens* Benth. (Fabaceae) :**

1-Rameaux portant, **A** - des fleurs épanouies (couleur violette), formant des inflorescences (racèmes) et des boutons floraux en formation ; 2-Rameaux portant, **B** - des fruits (gousses) verts et secs de formes linéaires.



AKEDRIN, Septembre 2008

| 3 cm |



AKEDRIN, Septembre 2008

| 1,5 cm |

**Figure 7 : *Clitoria ternatea* L. (Fabaceae) :**

1-Rameaux portant des inflorescences (racèmes) et **A** - des fleurs épanouies (couleur bleue) ; 2-Rameaux portant, **B** - des fruits (gousses) de couleur verte.

cultures, incontrôlable, devient envahissante. En Côte d'Ivoire, elle a été récoltée, au niveau des localités suivantes : Abidjan 21 novembre 1991, AKÉ-ASSI, n° 107 ; Campus universitaire de Cocody, Abidjan, 14 mai 1992, AKÉ-ASSI, n°150 ; Abobo-té près du cimetière du village, Abidjan, 17 octobre 2005, AKEDRIN, n° 15.

#### **3.1.1.4. *Clitoria ternatea* L. (Fabaceae)**

Synonyme : *Clitoria albiflora* Mattei, *Clitoria bracteata* Poir.

##### **Morphologie**

Liane rampante, ses tiges sont grêles puis pubescentes (Fig. 7). Les feuilles sont composées imparipennées avec 3 à 7 folioles elliptiques, parfois ovales, finement pubescentes ; la base est subarrondie à aigüe et le sommet est obtus. À la base du pétiole se trouvent 2 stipules linéaires-lancéolées. L'inflorescence est un racème ; les fleurs, axillaires, sont solitaires ou géminées et de couleur bleue parfois blanchâtre ou tachetées d'orange au centre (BOTTON, 1957). Le fruit est une gousse linéaire oblongue et pubescente, possédant un bec apical. Les graines, noires et réniformes, sont logées dans une alvéole circulaire. *Clitoria ternatea* est une plante qui se multiplie uniquement par les graines.

##### **Phytogéographie et écologie**

Espèce pantropicale, probablement originaire de l'Inde, elle est répandue sous les tropiques (JOHNSON, 1997) ; elle est actuellement domestiquée pour l'ornementation ou est cultivée dans les jardins. En Côte d'Ivoire, elle a été rencontrée dans les localités suivantes : Zaranou, 18 janvier 1972, AKÉ-ASSI, n° 11846 ; Bouaké, 17 janvier 1979 ; AKÉ-ASSI, n° 14626 ; Route de la Riviera, Abidjan, 25 juillet 1995, AKÉ-ASSI, n° 270 ; Riviera 3 Sideci, Abidjan, 8 septembre 2005, AKEDRIN n°16.

#### **3.1.1.5. *Crotalaria goreensis* Guill. et Perr. (Fabaceae)**

Synonyme : *Crotalaria cylindrocarpa* sensu Auct.

##### **Morphologie**

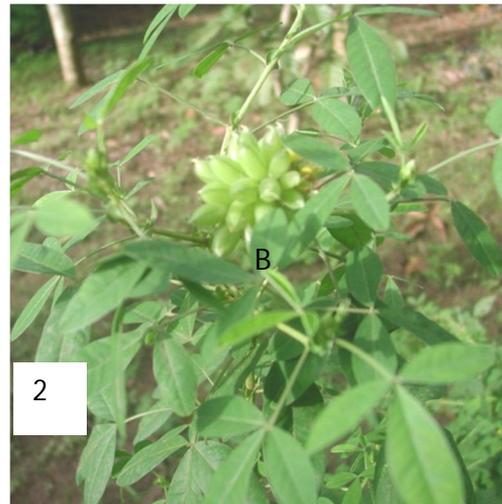
Herbe à port dressé ou étalé, elle est ramifiée. Les tiges et les rameaux sont côtelés-striés, tomenteux à pubescents, à poils plus ou moins soyeux et étalés (BOTTON, 1957). Les feuilles, composées pennées, sont stipulées ; les folioles sont oblancéolées, linéaire-lancéolées et obovales, aigu-cunées à la base et arrondies mucronées au sommet (Fig. 8). L'inflorescence est un racème terminal, pauci à pluriflore ; les fleurs sont jaune- orangé. Le fruit est une gousse sessile, oblongue, ovoïde et pubescente. Les graines sont petites et nombreuses, de teinte rougeâtre. *Crotalaria goreensis* se reproduit par graines.

##### **Phytogéographie et écologie**

Espèce pantropicale, elle est répandue dans toute l'Afrique et pousse quelquefois dans les endroits



AKEDRIN, Octobre 2008



AKEDRIN, Octobre 2008

**Figure 8 : *Crotalaria goreensis* Guill. et Perr. (Fabaceae).**

1-Rameaux portant, **A**- une inflorescence (grappe), des fleurs épanouies (couleur jaune), des boutons floraux en formation et des feuilles composées pennées trifoliolées ; 2-Rameaux portant , **B** - des fruits (gousses en formation de couleur verte).



AKEDRIN, Octobre 2008



AKEDRIN, Octobre 2008

**Figure 9 : *Crotalaria retusa* L. (Fabaceae) :**

1-Rameaux portant une inflorescence (grappe), **A** - des fleurs épanouies (couleur jaune) et **B** -des boutons floraux en formation ; 2-Rameaux portant, **C** - des fruits secs (gousses matures de couleur brune).

herbeux, souvent sur les terrains cultivés, dégradés ou dans les jachères, parfois le long des rivières (JOHNSON, 1997). En Côte d'Ivoire, elle a été rencontrée dans les localités suivantes : entre Bingerville et lagune Potou, 22 février 1907, Chevalier, n° 20071 ; Région de Biankouma, 8 janvier 1970, AKÉ-ASSI, n° 10986 ; Université de Cocody, Abidjan, 15 novembre 2005, AKEDRIN n° 17.

#### **3.1.1.6. *Crotalaria retusa* L. (Fabaceae)**

Synonyme : *Crotalaria hostimanni* Stend., *Crotalaria retusifolia* Stockes.

Nom courant : Crotalaire (nom vulgaire en Français)

#### **Morphologie**

Espèce buissonnante, subligneuse, elle peut atteindre 1 m de hauteur. La plante est peu ramifiée. La tige est cylindrique, pleine et faiblement cannelée ; elle est couverte d'une pubescence rase. Les feuilles, simples, alternes, sont disposées en spirales assez serrées tout autour de la tige ; le pétiole est court ; les stipules sont petites et réduites ; le limbe est obovale, à base atténuée et au sommet arrondi et légèrement émarginé ; la face supérieure est glabre tandis que la face inférieure est faiblement pubescente. Les fleurs jaunes (Fig. 9A), à étendard raté en brun, courtement pédicellées, forment des grappes ; les étamines sont monadelphes (MERLIER et MONTEGUT, 1982). Les fruits (Fig. 9B), des gousses cylindriques terminées par un bec brusquement recourbé, prennent une couleur noire à maturité ; les gousses contiennent une dizaine de graines qui cliquent à maturité ; les graines sont lisses et brillantes de couleur brun-clair (MERLIER et MONTEGUT, 1982). La plante se multiplie uniquement par graines.

#### **Phytogéographie et écologie**

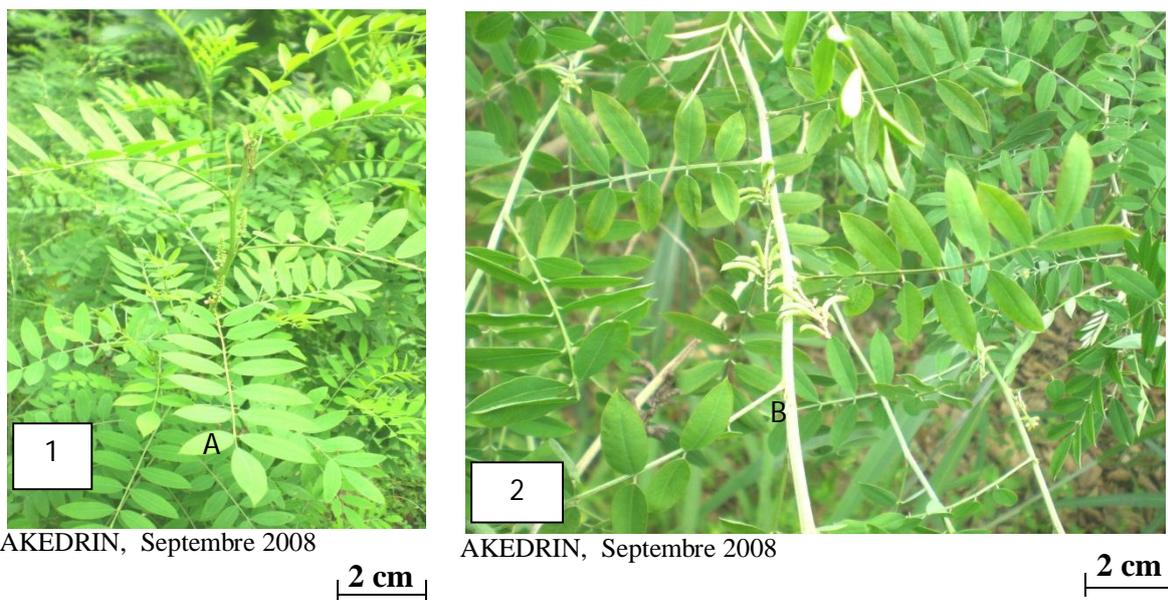
Espèce pantropicale, elle est largement répandue dans les zones de forêt et de savane d'Afrique intertropicale (JOHNSON, 1997) ; elle pousse également sur les terrains vagues. En Côte d'Ivoire, elle a été récoltée dans les localités suivantes : Assakra, 16 janvier 1970, AKÉ-ASSI, n° 11022 ; Région de Grand Bassam, 22 février 1980, AKÉ-ASSI, n° 15133 ; Route de Bingerville, Abidjan, 5 décembre 2005, AKEDRIN n° 18.

#### **3.1.1.7. *Indigofera arrecta* Hochst. ex A. Rich. (Fabaceae)**

Synonyme : *Indigofera scopa* De Wild. et T. Durand; *Indigofera umbonata* Baker

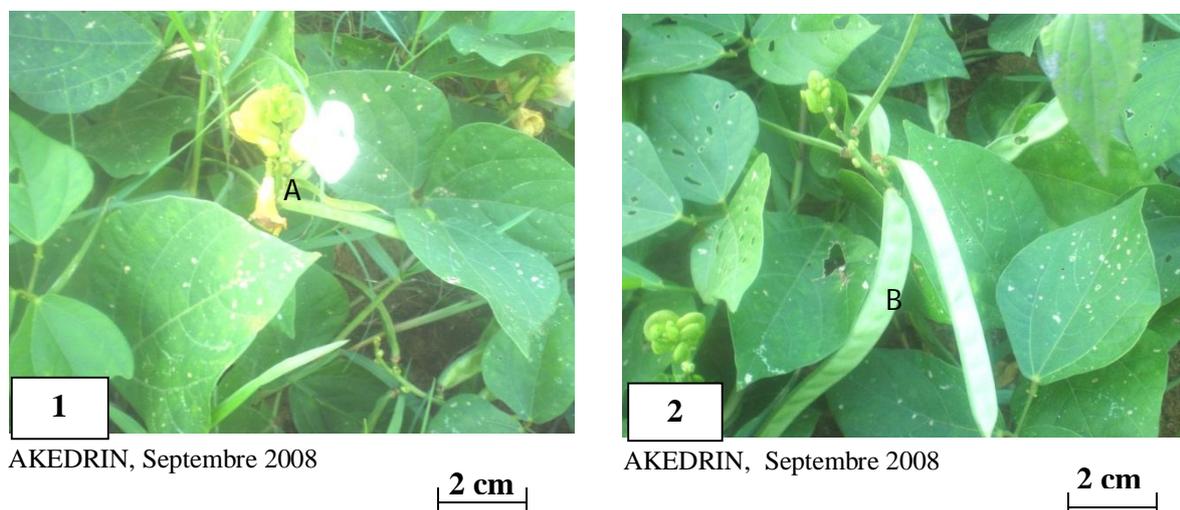
#### **Morphologie**

Herbe subligneuse, à racine pivotante, ses feuilles (Fig. 10), composées paripennées, possèdent des stipules sétacées ; les folioles sont opposées, étroitement elliptiques-oblongues, parfois sublancéolées, strigieuses en dessous et glabres. Les fleurs, axillaires, subsessiles, rassemblées en



**Figure 10 : *Indigofera arrecta* Hochst. ex A. Rich. (Fabaceae).**

1-Rameaux portant des inflorescences (grappe), des boutons floraux et des fleurs épanouies ; 2-Rameaux portant, A - des fruits (gousse) verts en maturité.



**Figure 11 : *Phaseolus adenanthus* G.F.W. Mey. (Fabaceae).**

1-Rameaux portant, A - des inflorescences (grappes), des boutons floraux et des fleurs épanouies (couleur jaune et blanc-violet) ; 2- Rameaux portant, B - fruits (gousses) verts en formation.

inflorescences racémiformes présentent un calice strigieux, une corolle rougeâtre. L'étendard est largement elliptique à subarrondi et sessile. Les fruits sont des gousses étalées, le plus souvent réfléchies, linéaires et parfois glabres. Les graines sont petites, cubiques, de teint noir, à maturité. C'est une espèce qui se reproduit uniquement par graines.

#### **Phytogéographie et écologie**

Espèce pantropicale, elle est originaire d'Amérique tropicale ; elle est largement répandue en Afrique tropicale et dans toute l'Afrique de l'Ouest et le Cap Occidental de l'Afrique du Sud où elle pousse. On la rencontre couramment dans les jachères (BOTTON, 1957). En Côte d'Ivoire, elle a été récoltée dans les régions suivantes : Séguéla, 4 octobre 1962, AKÉ-ASSI, n° 6613 ; Route d'Anyama, Abidjan, 12 octobre 2005, AKEDRIN, n° 19.

#### **3.1.1.8. *Phaseolus adenanthus* G.F.W. Mey. (Fabaceae)**

Synonyme : *Phaseolus alatus* Roxb., *Phaseolus rostratus* Wall.

#### **Morphologie**

Liane vivace, volubile, elle atteint 4 m de hauteur ; les tiges sont éparsément poilues à glabres. Les feuilles, composées imparipennées, sont munies de stipules ovale-triangulaires ; Les folioles à limbe ovales à losangiques, arrondies ou subarrondies à la base, aiguës à courtement acuminées au sommet, comportent des stipelles oblongues et persistantes. Les fleurs (Fig. 11), blanches ou mauves, forment des racèmes compacts et pédonculés. Le fruit est une gousse plus ou moins courbée et glabre ; les graines, subréniformes, peuvent varier de 4 à 19. *Phaseolus adenanthus* se multiplie par graines ; elle peut aussi se reproduit par bouture (BOTTON, 1957).

#### **Phytogéographie et écologie**

Espèce pantropicale, elle est originaire d'Amérique tropicale (AKE-ASSI, 1984). Elle pousse dans les formations secondaires, quelquefois aux alentours des villages et dans les jachères, comme plantes de couverture (JOHNSON, 1997). En Côte d'Ivoire, des échantillons de la plante ont été récoltés dans les localités suivantes : Brimbresso : bord de la lagune, 20 octobre 1959, AKÉ-ASSI, n° 5434 ; bac de Jacquerville, 24 novembre 1973, AKÉ-ASSI, n° 12155 ; Riviera 8<sup>e</sup> tranche, Abidjan, 10 décembre 2005, AKEDRIN, n° 20.

#### **3.1.1.9. *Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth. (Fabaceae)**

Synonyme : *Dolichos phaseoloides* Roxb. ou *Neustanthus phaseoloides* Benth.

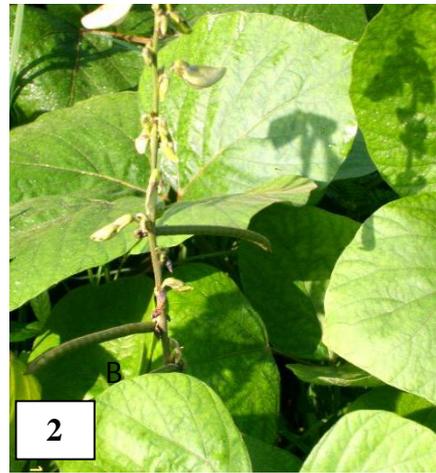
#### **Morphologie**

Liane rampante et parfois grimpante, elle est pubescente ; la tige principale peut atteindre 5 à 6 m de longueur (FOURNET, 1978) ; elle développe des racines adventives au niveau des nœuds en contact avec le sol. Les feuilles sont composées pennées trifoliolées ; le pétiole mesure environ 5 à 10



AKEDRIN, Septembre 2008

3 cm



AKEDRIN, Septembre 2008

3 cm

**Figure 12 : *Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth. (Fabaceae).**

**1**-Rameaux portant, **A** - des inflorescences (grappes axillaire), des boutons floraux et quelques fleurs épanouies (couleur violette) ; **2**-Rameaux portant, **B** - des fruits (gousses).

cm de longueur et est couvert de poils hérissés. Les folioles de formes variables (ovales, triangulaires, arrondies), possèdent des bases tronquées et des apex arrondis ou très obtus. Les stipelles sont lancéolées et caduques. Les fleurs (Fig. 12A), violettes, mauves, roses ou bleues et parfois blanches sont portées par un pédicelle court ; elles forment un racème axillaire (FOURNET, 1978). Le fruit (Fig. 12B) est une gousse aplatie, linéaire, à bec apical. Il est glabre et contient de nombreuses graines dont le nombre varie de 10 à 20 (SKERMAN, 1982).

*Pueraria phaseoloides* se propage naturellement et surtout par les stolons. Elle peut aussi se reproduire par des graines et par des boutures (HAVARD, 1967).

### **Phytogéographie et écologie**

Espèce pantropicale, *Pueraria phaseoloides* est originaire de l'Asie tropicale, de Chine et du Japon (Bois, 1927) ; elle est répandue à travers les endroits rudéraux, les plantations et les lisières de forêts et savanes herbeuses. C'est une espèce introduite en Afrique depuis les temps coloniaux, comme plante de couverture et engrais vert des plantations agro-industrielles. En Côte d'Ivoire, cette espèce a été rencontrée dans les zones suivantes : Dabou, 6 novembre 1958, Adjanothoun, n°46 ; Route Alépé, Abidjan, 27 octobre 2005, AKEDRIN n° 21.

### **3.1.2. Espèces de plantes de la famille des Mimosaceae**

#### **3.1.2.1. *Mimosa invisa* Mart. (Mimosaceae)**

Synonyme : *Mimosa longisiliqua* Lam. ou *Morongia pilosa* Standl.

### **Morphologie**

Herbe plus ou moins vivace, sarmenteux, la plante comporte des tiges rampantes, parfois dressées (JOHNSON, 1997). Les feuilles, composées bipennées à pétioles et rachis aiguillonnés, possèdent plusieurs paires de pennes ; elles sont très sensibles au toucher ; les pennes, subsessiles, sont linéaires et finement pubescentes. Les fleurs rondes, pédonculées, de couleur rose à pourpre, comportent des pétales longuement soudés. L'inflorescence (Fig. 13) est un capitule axillaire, solitaire. Le fruit est une gousse oblongue, aplatie, légèrement arquée et éparsement pubescente ; les graines sont ovales-arrondies à marge armée de longs poils raides. *Mimosa invisa* se multiplie par graines.

### **Phytogéographie et écologie**

Espèce pantropicale, elle est originaire d'Amérique tropicale ; elle est cosmopolite et considérée comme une mauvaise herbe sous les tropiques (JOHNSON, 1997). En réalité, c'est une plante de couverture envahissante difficile à extirper lorsqu'elle porte des fruits ; elle pousse dans les zones rudérales, en bordures des routes. En Côte d'Ivoire, elle a été rencontrée dans les régions suivantes : Sassandra, Côte-d'Ivoire, 27 août 1958, AKÉ-ASSI, n° 5254 ; route de Tabou, entre Niger et Djiroutou, 29 août 1979, AKÉ-ASSI, n° 1480 ; Route Anyama, Abidjan, 12 octobre 2005, AKEDRIN, n° 22.



AKEDRIN, Septembre 2008

3 cm

**Figure 13 : *Mimosa invisa* Mart. (Mimosaceae).**

Rameaux portant, **A** - des inflorescences (capitule), des boutons floraux en formation et des fleurs épanouies (couleur rose).



AKEDRIN, Septembre 2008

1.5 cm



AKEDRIN, Septembre 2008

2 cm

**Figure 14 : *Schrankia leptocarpa* DC. (Mimosaceae).**

1-Rameaux portant, **A** - des inflorescences (capitules) et des boutons floraux en formation ;  
 2-Rameaux portant, **B** - des fruits (gousses) légèrement arqués, hérissés sur le bord d'épines acérées.

### 3.1.2.2 *Schrankia leptocarpa* DC. (Mimosaceae)

Synonyme : *Mimosa quadrivalvis* var. *leptocarpa* (DC.) Barneby., *Leptoglottis leptocarpa* Standl.

Nom vulgaire en Français : Sensitive

#### **Morphologie**

Liane épineuse, à base ligneuse, elle ressemble beaucoup à la sensitive ordinaire : *Mimosa invisa*. Les feuilles sont composées bipennées (Fig. 14A) et très sensibles au contact ; les rameaux renferment 2 à 3 paires de pennes opposées ; ils comportent des épines crochues. Les pennes sont linéaires et contiennent 10 à 15 paires de pinnules voire plus (FOURNET, 1978). Les fleurs sont presque toujours groupées, petites et pédonculées ; les étamines variant entre 8 et 10, sont libres. L'inflorescence est un capitule axillaire. Les fruits (Fig. 14B) sont des gousses droites ou légèrement arquées, s'ouvrant en 2 valves hérissées sur le bord d'épines jaunes très acérées. La gousse est terminée par une pointe aigüe ; les graines sont tronquées de manière oblique. La plante se multiplie par les graines.

#### **Phytogéographie et écologie**

Espèce pantropicale, *Schrankia leptocarpa* est originaire de l'Amérique tropicale (HUTCHINSON et DALZIEL, 1954) ; elle est répandue sur les terrains vagues et dans les jachères où elle pousse, le plus souvent. En Côte-d'Ivoire, elle a été récoltée dans les endroits suivants : Campus Universitaire, Abidjan, 24 août 1985 AKÉ-ASSI, n° 17150 ; Campus Universitaire de Cocody, Abidjan, 14 mai 1992, AKÉ-ASSI, n° 117 ; Route de Bingerville, Abidjan 5 décembre 2005, AKEDRIN, n° 23

### 3.2. *Zea mays* L. (Poaceae)

#### 3.2.1. Position systématique

Règne : Végétal ; Embranchement : Spermaphytes ou Phanérogames ; Sous-embranchement : Angiospermes ; Classe : Monocotylédones ; Ordre : Graminales ; Famille : Poaceae ; Sous-famille : Panicoïdées ; Groupe : Eu-panicoïdées ; Tribu : Maydées ; Genre : *Zea* ; Espèce : *mays*.

#### 3.2.2. Caractères botaniques du maïs

##### **Morphologie**

Herbe annuelle, elle peut atteindre 3,5 m de hauteur. La tige est pleine ; elle renferme une moelle dont la particularité est de contenir beaucoup de sucre (ANONYME, 1981). La plante possède des racines échasses fasciculées, disposées en couronne, à la base de la tige (Fig. 15A). Les feuilles, (Fig. 15B) engainantes et distiques, présentent des nervures parallèles. Elles prennent naissance au niveau des nœuds et sont parallélinerves (AKÉ-ASSI, 1986). Cette gaine est ordinairement fendue en avant. Le limbe est rattaché directement à la gaine ; au point de jonction avec la tige, se développe une



AKEDRIN, 2008

**A**

3 cm



AKEDRIN, 2008

**B**

2 cm

AKEDRIN, 2008



**C**

3 cm

**Figure 15 : *Zea mays* L. (Poaceae)**

**A**-Base de la tige montrant des racines échasses fasciculées, disposées en couronne ; **B**- champ de maïs avec quelques pieds portant des panicules terminales et des épis axillaires ; **C**- Infrutescence avec spathes ouvertes, laissant entrevoir des caryopses fixées sur la hampe.

ligule. Le maïs est une espèce monoïque possédant 2 types d'inflorescences. Les fleurs mâles sont disposées en épillets groupés en panicule terminale. Les fleurs femelles, groupées en gros épis cylindriques, sont axillaires et entourées de spathes membraneuses d'où sortent de longs styles de couleur brun rougeâtre. L'ovaire est supère et uniloculaire ; il est formé de 3 carpelles et d'un seul ovule légèrement campylotrope ou anatrope (AKÉ-ASSI, 1986). Les fruits (Fig. 15C) sont des caryopses ou des akènes dont le péricarpe est soudé au tégument séminal. Les graines renferment un albumen farineux et un petit embryon situé près du tégument séminal ; elles sont diversement colorées, selon les variétés. La plante se multiplie uniquement par des graines.

### **Phytogéographie et écologie**

Le maïs est originaire d'Amérique du Sud. En Côte d'Ivoire, par le passé, les foyers de production étaient localisés dans la partie septentrionale du pays. Aujourd'hui, de vastes champs de cultures de cette céréale se rencontrent à travers tout le pays. Le maïs est l'une des Graminées les plus cultivées au monde (NDABALISHYE, 1995). C'est une plante alimentaire qui est consommée presque partout en Côte d'Ivoire. Ainsi, joue-t-il le double rôle d'aliment de base et de culture de rente. Le maïs représente à lui seul près de trois quarts de la production céréalière du Bénin Devautour et Nago (1989). Des échantillons ont été rapportés des localités suivantes : Abidjan, jardin botanique de l'Université, 30 juin 1972, AKE-ASSI 11 857 ; Aboudé-Mandéké, 1er juin 1990, N'GUESSAN KOFFI N° 185 ; Riviera palmeraie, Abidjan 5 décembre 2005, AKEDRIN, n° 24.

## **CHAPITRE 2. MILIEU D'ÉTUDE**

### **1. Environnement physique**

#### **1.1. Situation géographique**

Le Centre National de Floristique (C.N.F.), notre milieu d'étude, est situé dans la commune de Cocody qui fait partie du District d'Abidjan, en basse Côte d'Ivoire (figure 16). Il est limité au Nord par l'ancienne route de Bingerville et le Centre de Recherche d'Architecture Urbaine (C.R.A.U.), au Sud par le CAMPC (Centre Africain et Malgache pour le Perfectionnement des cadres) et les U.F.R. des Sciences Economiques et de Gestion, à l'Ouest par l'ancien parking de la Sotra et à l'Est par le ravin de la Riviera Africaine. Ses coordonnées géographiques sont 3°57' et 3°59' latitude Nord et 5°18' et 5°20' longitude Ouest. Il couvre une superficie d'environ 11 hectares dont un arboretum de 5 ha et une jachère de 6 ha. Anciennement appelé Jardin Botanique, ce centre est créé par le décret n°73-347 du 7 juillet 1973. Il joue le rôle d'institut de conservation ex-situ de la biodiversité et d'appui à l'enseignement et à la recherche.

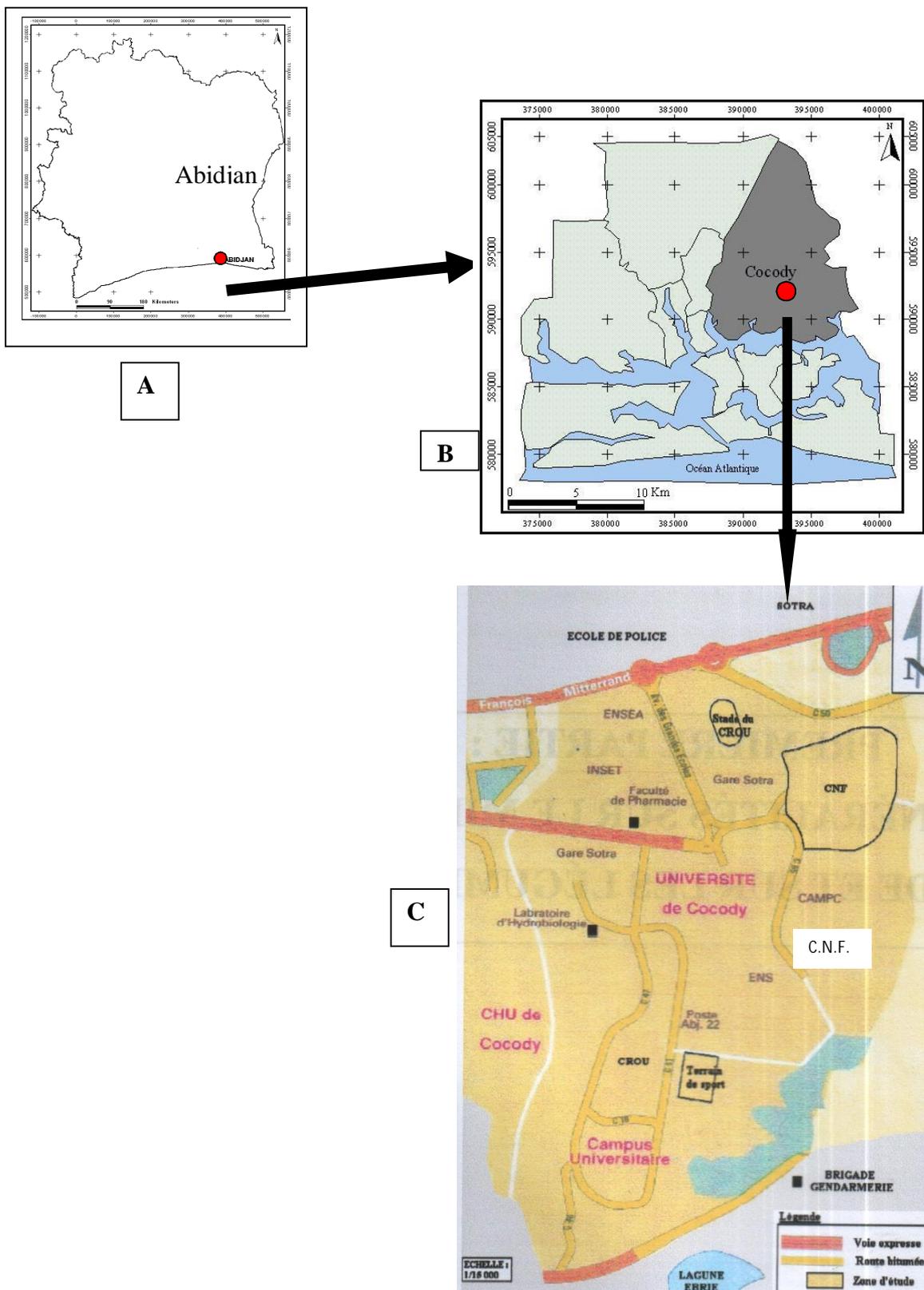
#### **1.2. Caractéristiques climatiques**

##### **1.2.1. Pluie et température**

Le Centre National de Floristique de l'Université Felix HOUPHOUËT-BOIGNY fait partie du Sud forestier de la Côte d'Ivoire (Fig. 16), du domaine guinéen à secteur ombrophile caractérisé par la forêt dense humide sempervirente, actuellement dégradée du fait des activités anthropiques. A l'image de la Côte d'Ivoire, ce centre est situé dans un climat de transition entre les climats équatoriaux humides et les climats tropicaux secs (ARNAUD, 1980). La pluviométrie moyenne annuelle de ce centre, correspondant à celle d'Abidjan, est de l'ordre de 1650 mm d'eau. Juin est le mois le plus pluvieux (453,43 mm) et janvier le mois le plus sec (13,66 mm de pluie).

La température moyenne annuelle (27,30 °C) montre que le District d'Abidjan bénéficie d'un régime à climat chaud. La température la plus faible (24,47 °C) est notée en août, lorsque souffle la mousson. La température moyenne la plus élevée (28,95 °C) est obtenue en janvier, le mois le plus sec, au moment de l'harmattan. Ces données font ressortir les faibles amplitudes de variation de la température (4 °C) au cours de l'année et montrent qu'elle ne peut intervenir comme facteur limitant de la végétation.

Le diagramme ombrothermique (Fig. 17) montre que le climat, bien que de type guinéen, se caractérise par 2 saisons : une saison sèche durant le mois de janvier et une longue saison des pluies de février à décembre, avec 2 pics ; l'un, le plus important, est obtenu en juin et l'autre est enregistré en octobre.



**Figure 16 : Localisation géographique site d'étude (Université Félix HOUPOUËT-BOIGNY).**

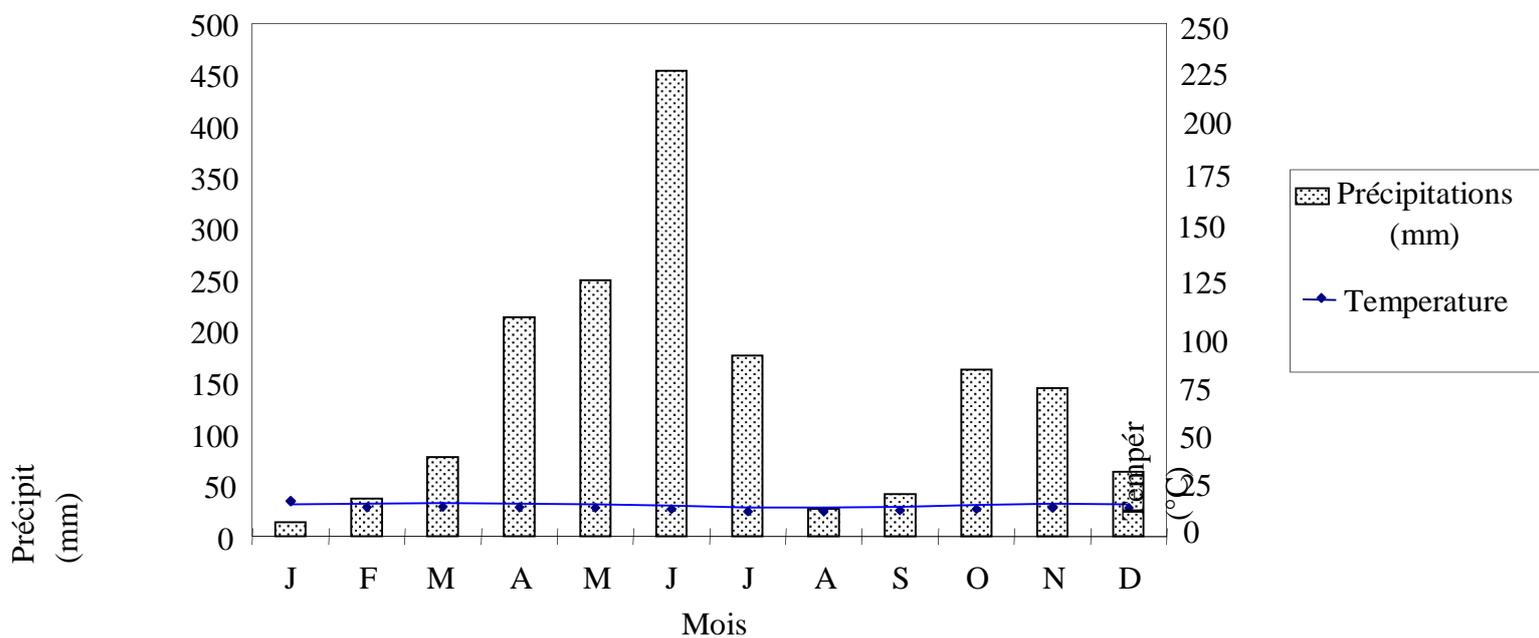
Source : C.C.T./ B.N.E.T.D., 2006, modification apportée par AKEDRIN

**A**-Situation de la ville d'Abidjan en Côte d'Ivoire

**B**-Situation de la commune de Cocody dans le District d'Abidjan

**C**-Situation du Centre National de Floristique dans la commune de Cocody

C.N.F. : Centre National de Floristique



**Figure 17 : Diagramme ombrothermique de la ville d'Abidjan de 1997 à 2007.**

Source des données de température et de pluie : SO.D.EX.A.M.

### **1.2.2. Harmattan et mousson**

En Côte d'Ivoire, il souffle alternativement deux masses d'air. Une masse d'air océanique, humide, relativement froide, appelée mousson qui coïncide avec le mois d'août où la température, de l'ordre de 24, 47 °C, est la plus faible et une masse d'air continentale sèche, chaude pendant la journée à cause de son origine saharienne, froide la nuit à cause de sa faible teneur en eau, dénommée harmattan qui souffle de décembre à janvier, pendant la période la plus sèche de l'année. Son passage se traduit par un effet desséchant sur la végétation et le sol, qui entraîne une perte de feuilles par de nombreux arbres, la mort des Thérophytes, une baisse de l'humidité relative et une brume sèche qui envahit l'atmosphère. C'est pendant cette période de l'harmattan que les incendies (feux de brousse) se produisent le plus facilement (ADJANOHOUN, 1963 ; N'GUESSAN, 2008).

### **1.3. Géologie et pédologie**

En basse Côte d'Ivoire, le sol résulte de l'altération des granites, des migmatites et des schistes (ANONYME, 1983). Les travaux de PERRAUD (1971) montrent que ces sols, essentiellement du groupe des sols Ferralitiques, sont fortement désaturés. Ce caractère ferralitique des sols résulte de la variation climatique et des types de végétations anciens (PERRAUD, 1971). Il s'agit de sols meubles et très perméables, composés de deux horizons A et B. L'horizon A est essentiellement occupé par la litière où les activités de dégradation et de décomposition sont intenses et l'horizon B ou horizon d'accumulation est constitué principalement de sables (ANONYME, 1983).

### **1.4. Hydrographie**

La ville d'Abidjan a pris naissance au milieu du complexe lagunaire qui lui confère son important réseau hydrographique (SOURNIA et ARNAUD, 1980). La lagune Ebrié constitue donc la principale source d'eau de la région et sépare les communes du District d'Abidjan en deux zones : la zone Sud ou Abidjan Sud et la zone Nord ou Abidjan Nord. Ce réseau hydrographique débouche sur l'eau de la mer par le canal de Vridi et est alimenté par divers cours d'eau dont l'Agnéby du côté de Dabou et la Mé, au niveau de Bingerville.

## **2. Environnement biologique**

### **2.1. Population**

La population du campus universitaire Félix HOUPHOUËT-BOIGNY est réduite à la masse des étudiants, de leurs enseignants et du personnel technique et administratif de l'Université. En dehors de ce groupe de personnes sus-citées, on note également la présence d'une autre frange de la population qui mène des activités de reprographie et de restauration dans des bâtiments construits à cet effet.

## 2.2. Végétation

Du point de vue de la végétation, la région d'Abidjan, incluant le Centre National de Floristique, appartient au domaine guinéen (ADJANOHOON, 1963). Elle est à cheval sur le secteur littoral et le secteur ombrophile couvrant le Sud de la Côte d'Ivoire. La diversité des conditions édaphiques justifie la présence des groupements végétaux (ADJANOHOON, 1963). Ce secteur est occupé par la forêt dense humide sempervirente caractérisée principalement par la présence de deux espèces pionnières qui sont *Turraeanthus africanus* (Welw. ex C. DC.) Pellegr. (Meliaceae) et *Heisteria parvifolia* Smith (Olacaceae), selon MANGENOT (1955). Ce type de forêt est lié aux sols appauvris en argile du continental terminal ; il est bien développé au Nord du système lagunaire sous climat subéquatorial entre la frontière du Ghana et l'extrémité occidentale de la lagune Ebrié. C'est, dans ce contexte, que MANGENOT (1955) a évoqué, au sujet de ce type de forêt, la notion d'association « *Turraeanthus-Heisterietum* ». Cette association est enrichie d'autres espèces aussi caractéristiques, parmi lesquelles l'on peut citer : *Monodora myristica* (Gaertn.) Dunal (Annonaceae), *Pavetta owariensis* P. Beauv. (Rubiaceae), *Dichapetalum cymulosum* (Oliv.) Engl. (Dichapetalaceae), *Calycobolus parviflorus* (Mangenot) Heine (Convolvulaceae) et *Drypetes chevalieri* Beille (Euphorbiaceae).

Le Centre National de Floristique abrite une importante collection vivante d'espèces estimées à près de 750 plantes vasculaires introduites ainsi que l'herbier national de la Côte d'Ivoire qui renferme 58.500 spécimens. Parmi les collections vivantes de ce centre, l'on rencontre des espèces rares, menacées ou en voie d'extinction (*Okoubaka aubrevillei* Pellegr., Santalaceae ; *Crotonogynopsis akeassii* J. Léonard, Euphorbiaceae), introduites de diverses régions du monde, d'Afrique et surtout de la Côte d'Ivoire. Ces espèces de plantes sont pour la plupart issues des régions forestières ; c'est le cas de *Turraeanthus africanus* Welw. ex C. DC. (Meliaceae), *Terminalia superba* Engl. et Diels (Combretaceae), *Carapa procera* DC. (Meliaceae), *Gilbertiodendron splendidum* (A. Chev. ex Hutch. & Dalz.) Léonard (Caesalpiniaceae), *Bombax buonopozense* P. Beauv. (Bombacaceae) et *Tieghemella heckelii* Pierre ex A. Chev. (Sapotaceae). D'autres espèces de plantes proviennent des régions de savanes ; c'est le cas de *Parkia biglobosa* (Jacq.) R. Br. ex G. Don f. (Mimosaceae), *Adansonia digitata* L. (Bombacaceae), *Lophira lanceolata* Van Tiegh. ex Keay (Ochnaceae), *Nauclea latifolia* Smith (Rubiaceae) et de *Vitex doniana* Sweet (Verbenaceae). Cette végétation présente l'aspect d'une forêt dense naturelle ; mais en réalité, c'est une forêt plantée dont la majorité des espèces qui la composent proviennent de divers horizons.

## 2.3. Faune

La faune du Centre National de Floristique est peu ou mal connue. À notre connaissance, aucune étude de systématique zoologique n'a encore été menée dans ce cadre. L'écosystème de ce

centre abrite une zoocénose variée représentée par des mammifères, des reptiles, des batraciens, des oiseaux, des mollusques (gastéropodes). Ci-après, sont rapportées quelques espèces que nous avons pu rencontrer, lors de notre séjour, dans ce centre : *Myosciurus pumilio* Le Conte (Sciuridae) : écureuil, *Cricetomys emini* Wroughton (Muridae) : rats, *Hypsignathus monstrosus* Allen (Pteropodidae) : chauves-souris, *Dendroaspis viridis* Hallowell (Elapidae) : mamba vert, *Agama agama* Linnaeus (Agamidae) : margouillats, *Bufo bufo* Linnaeus (Bufonidae) : crapaud, *Corvus alba* Muller (Corvidae) : corbeaux et *Achatina* sp. Lamarck (Achatinidae) : escargot.

### **3. Activités humaines**

Le Centre National de Floristique abrite en son sein plusieurs bâtiments où sont menées séparément diverses activités. Le bâtiment principal faisant office d'administration, loge l'herbier national de la Côte-d'Ivoire qui renferme 58.500 spécimens. Cet herbier constitue une base statistique et chronologique de l'inventaire de la flore de la Côte d'Ivoire. D'autres actions telles que l'identification des espèces, les missions d'inventaire floristique, la conception et la réalisation des projets de recherches ainsi que la conservation et la protection de la biodiversité y sont menées. Les bâtiments secondaires ou annexes sont occupés, l'un par une O.N.G. dénommée SOS-Forêts qui intervient dans la protection des ressources naturelles (faunes et flores) des forêts ; l'autre bâtiment est occupé par une structure qui fait la culture et la production des champignons alimentaires. A ces activités, s'ajoutent d'autres études d'expérimentations occupant un espace au sein de ce centre dénommé espace d'expérimentation.

**DEUXIÈME PARTIE :**  
**MATÉRIELS ET MÉTHODES**  
**D'ÉTUDE**

## **1. Matériels d'étude**

### **1.1. Matériel végétal**

Le matériel végétal est représenté d'une part par le maïs (*Zea mays*) dont les grains (caryopses) ont servi de culture principale et d'autre part par les graines de 11 espèces de Légumineuses herbacées utilisées dans les parcelles expérimentales.

### **1.2. Matériel technique**

Un matériel classique de sortie botanique a été utilisé. Il est composé d'un sécateur qui a permis le prélèvement des rameaux sur les plantes mères avec fructification, en vue de constituer un herbier (détruit pendant la crise postélectorale) et une houe pour retourner la terre. Des sachets de pépinière et des bacs en matière plastique remplis de terre noire ont permis de faire les semis des graines. Un arrosoir a été nécessaire pour apporter de l'eau aux graines des Légumineuses enfouies dans les parcelles élémentaires. Des pancartes ont également été réalisées, pour identifier les différentes parcelles élémentaires. Une loupe binoculaire, pour mieux observer les détails sur les caractéristiques botaniques des plantes étudiées, a été nécessaire. La pesée des grains secs de maïs a été faite à l'aide de la balance de marque SAUTER S1000 de précision 0,1 g. Un appareil photographique numérique (x-790 version 7.1 méga pixel), de marque Olympus Lens, a permis les prises de vues. Un outil informatique pour le traitement du texte a été utilisé.

### **1.3. Produits chimiques**

Pour assurer l'entretien du site d'expérimentation, 40 ml de l'insecticide cypercal 50 (dilué dans 1,5 L H<sub>2</sub>O) ont été utilisés pour protéger les jeunes plants contre les insectes et les mollusques. Le caldéhyde (métaldéhyde 5 p.c.) pour la destruction des escargots et autres gastéropodes a été également utilisé. Le callirat a servi à lutter contre les rongeurs (rats et souris).

## **2. Méthodes d'étude**

### **2.1. Méthodes d'observation et de collecte des données**

#### **2.1.1. Inventaire, identification et récolte des espèces**

Sur la base de la liste publiée par BOTTON (1957) et des enquêtes menées auprès d'une population cible tels que les Enseignants-chercheurs du Laboratoire de Botanique de l'Université Félix HOUPHOUËT-BOIGNY (Côte d'Ivoire), une liste des Légumineuses herbacées utilisées pour intérêt agronomique ou zootechnique a été retenue. Par la suite, plusieurs prospections ont été effectuées dans divers milieux écologiques (savane incluse, milieux hydromorphes, etc.) à travers le District d'Abidjan et ses environs et prélevés sur des spécimens accessibles, des rameaux parfois fertiles, pour leur mise en herbier. Sur les semenciers, à différents moments de l'année, les graines de différents taxons ont été

récoltées. Au Laboratoire, ces spécimens ont été identifiés et leur nom scientifique noté. Pour la nomenclature, les flores de HUTCHINSON et DALZIEL (1954), LEBRUN et STORK (1991, 1992, 1995 et 1997) ont été utilisées. L'herbier du Centre National de Floristique (C.N.F.) a été également consulté. La vérification des noms scientifiques d'espèces a été faite par le Professeur AKE-ASSI Laurent.

### **2.1.2. Stockage et traitement des graines**

Les graines récoltées ont été stockées dans un endroit bien aéré, à l'abri de l'humidité, des insectes, des rongeurs et des champignons, afin de pouvoir garder leur pouvoir germinatif. Les graines portant des indices de présence d'insectes, tels des petites perforations, des œufs, n'ont pas été retenues. De même, les graines contaminées par les champignons ainsi que celles qui portaient une lésion ont été éliminées. Après cette sélection, les graines ont été plongées dans une cuve remplie d'eau de robinet ; celles qui émergent en surface sont considérées comme non viables (OUATTARA, 2006) ; elles ne sont pas non plus conservées pour la réalisation ultérieure des semis. Le but de cette sélection a été de constituer divers lots de graines susceptibles de germer. Les graines de Légumineuses retenues, après tri, ont été soumises à la scarification mécanique (ouverture d'une entaille sur l'enveloppe tégumentaire) en vue de lever la dormance tégumentaire et assurer une germination rapide et rapprochée. Les graines ont été semées immédiatement après ce traitement. La pépinière a été placée à proximité d'un point d'eau. L'espace utilisé a été préalablement débroussaillé.

### **2.1.3. Semis des graines de Légumineuses herbacées en pépinière**

#### **2.1.3.1. Semis en germoir**

Le germoir est constitué plusieurs bacs en matière plastique (6 cm x 2 cm x 5 cm) possédant un fond perforé et rempli de terre noire. La densité de semis a été de 10 graines par bac.

#### **2.1.3.2. Semis en sachet**

La mise en culture des espèces collectées a été faite par semis direct des graines. Les graines ont été enfouies dans des sachets de pépinière noire de 15 cm de diamètre sur 25,5 cm de hauteur. Le substrat utilisé pour les ensemencements a été la terre noire. La profondeur d'ensemencement a été uniforme pour tous les sachets et a été égale à 1 cm. La densité du semis a été de 1 graine par sachet. Les lots constitués ont été rangés en planche de 100 sachets, en milieu ambiant.

### **2.1.4. Germination**

#### **2.1.4.1. Délai des germinations**

Les différentes levées ont été effectuées dans un intervalle de 3 à 18 j. La procédure s'est déroulée comme suit : une fois les graines mises en sachet, une observation quotidienne des lots de

semis a été faite. Les relevés ont commencé dès l'éclosion du premier jeune plant. Les paramètres pris en compte ont été : la date et le nombre de sachets dans lesquels les graines ont germé puis le nom de l'espèce.

#### **2.1.4.2. Soins apportés aux jeunes plants**

Tous les deux jours, chaque lot de pépinière a été arrosé depuis l'ensemencement des graines jusqu'à l'obtention des jeunes plants. Pour la protection des jeunes plants, l'insecticide cypercal 50 contre les insectes qui dévorent les feuilles des jeunes pousses a été utilisé ainsi que le caldéhyde (métaldéhyde 5 p.c.) pour la destruction des escargots et autres gastéropodes.

#### **2.1.5. Suivi de la croissance et du développement des jeunes plants**

Les observations ont porté sur la partie aérienne (la feuillaison, la floraison et l'élongation des entre-nœuds) et la partie souterraine (apparition et forme des nodosités) des jeunes plants issus des graines ensemencées. Grâce à un appareil photographique numérique, des prises de vue à chaque étape du développement des plants ont été faites.

##### **2.1.5.1. Observation de la partie aérienne**

Le nombre de feuilles a été déterminé et la longueur des entre-nœuds des jeunes plantes a été mesurée. Les caractéristiques phénologiques ont été également notées.

###### **2.1.5.1.1. Paramètres de croissance**

L'élongation des 10 premiers entre-nœuds appartenant aux 10 premières feuilles a été déterminée ainsi que la hauteur de 10 pieds pris au hasard par espèces. Cette opération a été répétée chaque semaine pendant 3 mois. En ce qui concerne l'élongation des entre-nœuds, la méthode suivante a été utilisée : après l'épanouissement de la 10<sup>e</sup> feuille, chaque plante a été déracinée pour mesurer la longueur finale de chaque entre-nœud. Cette opération a été répétée sur 10 pieds de chaque espèce.

###### **2.1.5.1.2. Étude de la phénologie des espèces étudiées**

Pour construire le diagramme phénologique spécifique à chaque espèce, les observations ont été faites par intervalles réguliers de 2 jours, depuis la germination des graines jusqu'au début de la fructification des plantes. Pour établir le phénogramme, pour chaque espèce de plante, le délai de germination, la phase végétative, la phase de floraison et la phase de fructification ont été notées par rapport aux conditions météorologiques. Ainsi, un échantillonnage de 10 individus par espèce a été choisi. Ce travail a été conduit sur deux années successives. Au fur et à mesure de leur apparition, le nombre de feuilles par tiges (NFeT), le nombre de feuilles par plante (NFeP), le nombre de ramifications primaires par plante (NRam), le nombre de fleurs par inflorescence (NFIF), le nombre de fleurs par plante (NFIP) et le nombre de gousses par plante (NGP) ont été relevés, en vue de

déterminer les capacités de production fourragère et fructifère ainsi que la réalisation de l'intérêt agronomique.

### **2.1.5.2. Observations de la partie souterraine**

Elles ont porté sur les nodosités racinaires afin d'observer la période de leur apparition en liaison avec les feuilles et les formes qui en résultent.

#### **2.1.5.2.1. Apparition des premières nodosités en fonction des stades foliaires**

Il s'est agi de rechercher les nodosités sur les radicelles des jeunes plants, depuis le stade cotylédonaire, jusqu' à l'observation de la première nodosité en passant par les stades d'apparition des premières feuilles assimilatrices, deuxièmes feuilles assimilatrices, etc. A cette fin, de jeunes plants contenus dans un échantillon de 10 sachets retenus à chaque stade de formation de nouvelles feuilles (ébauche ou feuilles épanouies) ont été éliminées. Le substrat contenu dans les sachets de pépinière a été préalablement ramolli par un arrosage. Ensuite, le sachet a été fendu dans le sens vertical pour extraire les racines. Ces racines dénudées ont été rincées à l'eau ordinaire puis observées à la loupe binoculaire.

#### **2.1.5.2.2. Collecte et évaluation des nodosités racinaires**

Après 3 mois de semis, il a été procédé comme précédemment (déchirures des sachets de pépinière), pour ôter la motte de terre sur les racines, afin de collecter et compter les nodosités. Quant à la détermination de leurs formes, elles ont été faites à partir du rapport entre la largeur (distance entre les bords latéraux du nodule) et la longueur (distance séparant la base du nodule du sommet). Ce rapport qui exprime le degré de circularité de la nodosité, est égal à un pour les nodosités de formes arrondies ; il est plus proche de zéro quand, les nodosités sont allongés (COWAN et SMITH, 1993).

Pour déterminer le degré de circularité, la longueur et la largeur des nodosités ont été déterminées individuellement sur chaque espèce en les disposant sur du papier millimétré. Les formes ont été déterminées en fonction de la valeur du rapport la largeur (l) sur la longueur (L).

-quand  $l/L \approx 1$  : nodule à forme arrondie ou sphérique ;

-quand  $l/L > 1$  : nodule à forme ovoïde ;

-quand  $l/L < 1$  : nodule à forme allongée.

### **2.1.6. Étude de l'effet des Légumineuses sur la croissance et la production du maïs**

#### **2.1.6.1. Dispositif expérimental**

Le dispositif expérimental est constitué de 3 blocs de Fisher (Figure 18). Chaque bloc est subdivisé en 12 parcelles élémentaires de 4 m x 2 m, soit 8 m<sup>2</sup>. Onze parcelles ont été utilisées pour l'ensemencement des graines de 11 Légumineuses, objet de cette étude. Une parcelle, sans

amendement organique, contenant uniquement du maïs, a servi de témoin. Les blocs sont séparés les uns des autres par des allées de 1 m. Les interlignes des parcelles élémentaires, au sein d'un même bloc, sont de 0,5 m. L'agenda cultural adopté comporte deux dates de semis (semis des graines de Légumineuses et semis de maïs).

#### **2.1.6.1.1. Semis des Légumineuses dans les parcelles expérimentales**

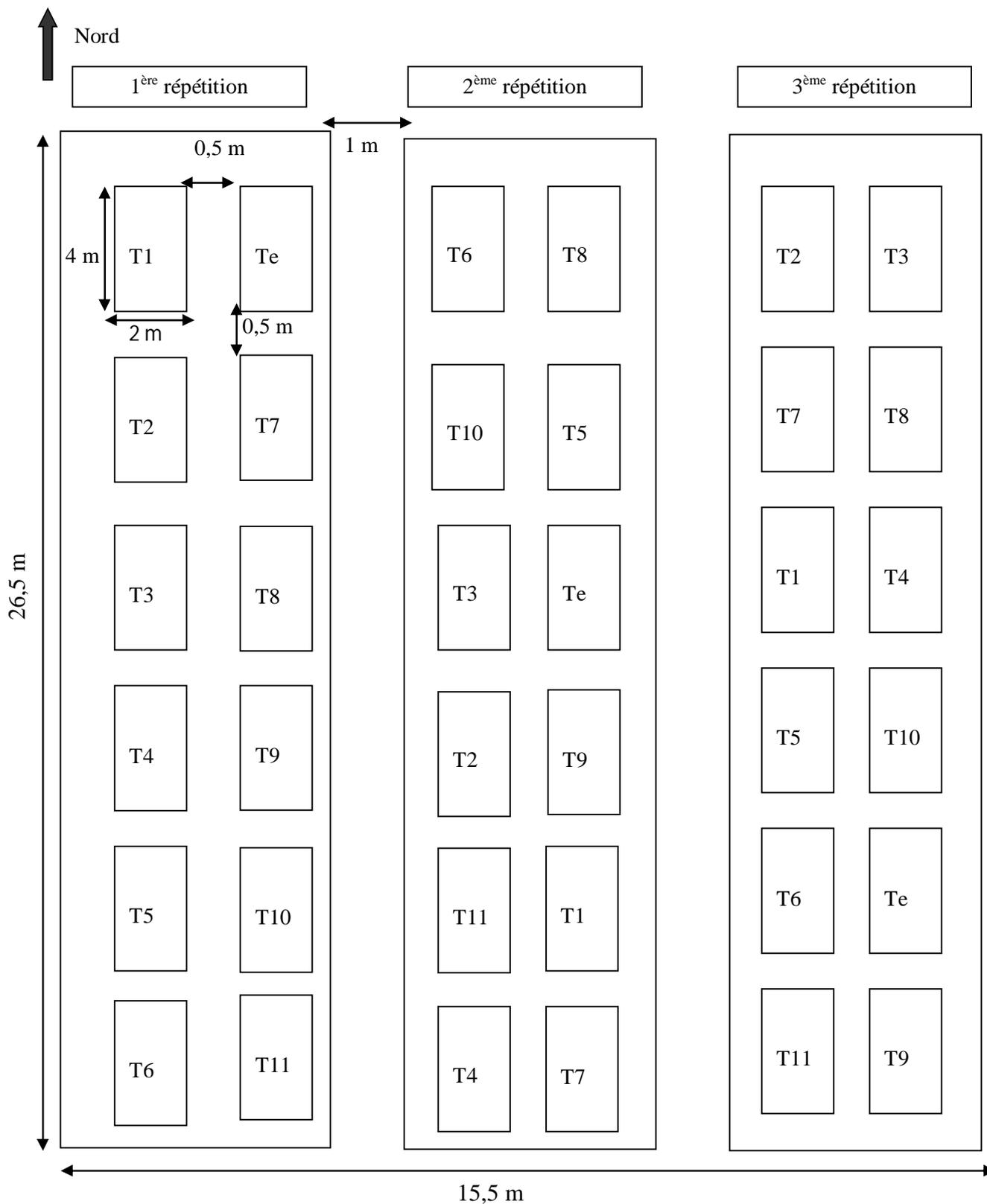
La mise en culture des Légumineuses a été faite par semis direct des graines. Dans le but de rechercher des conditions pédologiques identiques, les différentes parcelles exploitées ont été proches les unes des autres. Le semis des graines de Légumineuses a été fait dans chaque parcelle, avec une densité de 500 graines scarifiées. Les conditions d'arrosage, de température et d'éclairement ont été maintenues identiques, pour les 36 parcelles des 3 blocs de Fisher (l'expérience sur chaque bloc ayant été répétée 3 fois). Après les premières levées, un désherbage des adventices a été pratiqué à la main. Quatre mois après les semis, une fauche a été effectuée, suivie de l'enfouissement de la biomasse végétale de ces plantes dans les différentes parcelles élémentaires. Les souches des plantes, comportant racines et nodosités, ont été maintenues en place.

#### **2.1.6.1.2. Semis du maïs dans les parcelles expérimentales**

Le semis des grains de maïs a eu lieu trois semaines après l'amendement organique (enfouissement de la biomasse végétale constituée par les Légumineuses). Dans chacune des parcelles élémentaires (Figure 19), le maïs, culture principale, a été semé sur deux lignes droites distantes de 80 cm. Les poquets, réalisés sur billons, ont été distants de 40 cm et ont contenu chacun trois fruits (caryopses) appelés communément « grains de maïs » enfouis simultanément à 2 cm de profondeur. La densité de grain de maïs par parcelle a été de 60 graines. Deux semaines après le semis, une élimination par coupe des plants de maïs supplémentaires a été pratiquée pour ne laisser qu'un seul plant par poquet en vue de son bon développement.

#### **2.1.6.1.3. Entretien des parcelles expérimentales**

Il a été montré que le labour stimule la germination des mauvaises herbes et l'émergence de plusieurs semences de mauvaises herbes par une brève exposition à la lumière solaire (BALLARD et *al.*, 1992). Lorsque le labour est utilisé pour l'incorporation de résidus des végétaux, plusieurs semences de mauvaises herbes sont stimulées pour la germination par cette opération. Ainsi, pour réduire les effets de l'enherbement sur la productivité du maïs dans les différentes parcelles, plusieurs sarclages ont été effectués si nécessaire. Initialement, le premier sarclage a été fait à deux semaines après l'enfouissement de la biomasse végétale. Ensuite, le second a été réalisé à l'arrachée une semaine après la levée des plants de maïs.



**Figure 18 : Plan parcellaire des traitements disposés en blocs de Fisher**

Une ligne de bordure des parcelles traitées dans la direction Nord-Sud et Est-Ouest.

Légende : T1 - *Phaseolus adenanthus* ; T2 - *Clitoria ternatea* ; T3 - *Pueraria phaseoloides* ; T4 - *Indigofera arrecta* ; T5 - *Abrus precatorius* ; T6 - *Centrosema pubescens* ; T7 - *Crotalaria retusa* ; T8 - *Schrankia leptocarpa* ; T9 - *Calopogonium mucunoides* ; T10 - *Mimosa invisa* ; T11 - *Crotalaria goreensis* ; Te - témoin (sans amendement organique).

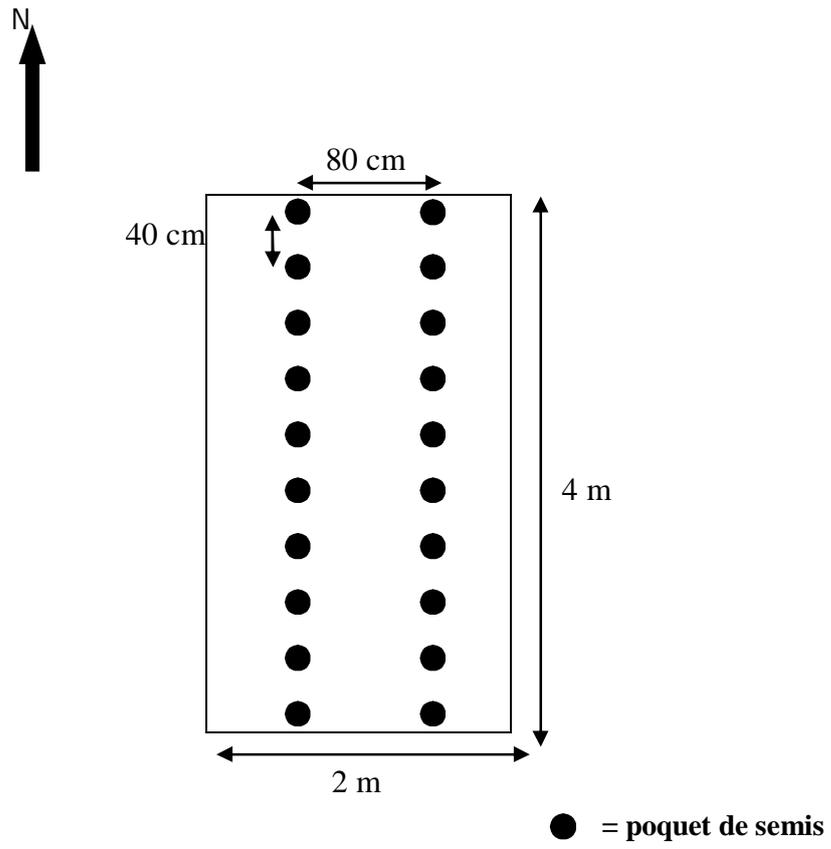


Figure 19 : Parcelle élémentaire des traitements

### 2.1.6.2. Détermination de la croissance en hauteur du maïs

Dix pieds de maïs ont été choisis au hasard par parcelle. Sur chaque pied, la longueur de la tige (du collet au dernier nœud) a été mesurée par semaine à l'aide d'un ruban-mètre jusqu'à valeurs constantes. La longueur ( $L_i$ ) prise comme longueur initiale a été mesurée 15 jours après le semis des grains de maïs. La variation de la longueur ( $\Delta L$ ) de la tige est la différence entre sa longueur finale ( $L_f$ ) et sa longueur initiale ( $L_i$ ).

Variation de la longueur ( $\Delta L$ ) :  $\Delta L = L_f - L_i$  (2)

## 2.2. Méthodes d'analyse des données

### 2.2.1. Détermination du rendement par hectare (RdHa) des grains de maïs

Sur chaque parcelle traitée, un échantillon de 10 pieds de maïs a été pris au hasard par parcelle élémentaire au sein de chaque bloc. Pour rechercher le rendement moyen de maïs par parcelle, le poids sec des grains a été déterminé, à l'aide de la balance de marque SAUTER S1000 de précision 0,1g. Le rendement de maïs en kilogramme par hectare (RdHa) a été calculé pour les parcelles traitées et parcelles témoins par la formule suivante (N'GORAN et KANGA, 2000 ; SVECNJAK *et al.*, 2006) :

$$\text{RdHa} = \frac{\text{PGEp}}{8 \text{ m}^2} \times 10\,000 \text{ m}^2 \quad (3)$$

PGEp - poids des grains secs de maïs par pied.  
8 m<sup>2</sup> - superficie de chaque parcelle élémentaire traitée.  
10 000 m<sup>2</sup> - 1 hectare.

### 2.2.2. Vitesse de croissance (Vcr) des Légumineuses recensées

Un échantillon de 10 plants a été pris par espèce. Sur chaque pied, la longueur de la tige principale a été mesurée à l'aide d'un ruban-mètre du collet au dernier nœud par semaine durant 10 semaines. La longueur  $L_i$  prise comme longueur initiale a été déterminée 10 jours après la levée.

La variation de la longueur ( $\Delta L$ ) est la différence entre la longueur finale ( $L_f$ ) et longueur initiale ( $L_i$ ):

$$\Delta l = l_f - l_i$$

La variation de longueur ( $\Delta L$ ) ainsi obtenue a été ramenée sur la durée en jours ( $dt$ ) de la phase de croissance. La vitesse moyenne journalière a été calculée à l'aide de la formule suivante (N'GORAN et KANGA, 2000 ; SVECNJAK *et al.*, 2006 ; DJE BI, 2005) :

$$V_{cr} = \frac{1}{n} \times \sum (\Delta L / dt) \quad (4)$$

$V_{cr}$  - vitesse de croissance exprimée cm/jrs.  
 $n$  - nombre de répétitions ;  
 $\Delta L$  - variation de longueurs exprimée en cm ;  
 $dt$  - la durée exprimée en jours.

### 2.2.3. Evaluation des graines ayant germé

A partir de piquets de 5 cm de longueur, les sachets de pépinière ayant germé au quotidien ont été marqués puis leur nombre déterminé. Les relevés ont été faits à intervalle de 2 jours. Le taux de germination a été calculé au 18<sup>e</sup> jour après semis des graines.

### 2.2.4. Taux de germination

Le Taux de germination définit le pourcentage de jeunes plants obtenus à partir d'un certain nombre de graines ensemencées. En fonction du nombre de plantules enregistrées, le taux de germination (tg) qui correspond, pour chaque lot constitué de graines, au potentiel germinatif exprimé a été calculé à base d'un échantillon de 100 graines.

$$\text{Taux de germination (en p.c.)} = \frac{\text{Nombre total de graines germées}}{\text{Nombre total de graines semées}} \times 100 \quad (5)$$

### 2.2.5. Test de corrélation

L'analyse de corrélation est un moyen simple pour étudier l'indépendance de variables ayant une relation linéaire. Pour tester cette relation entre les variables, deux techniques statistiques s'avèrent utiles. La première (corrélation) permet d'obtenir une statistique indiquant le degré de la relation entre deux variables, X et Y, la deuxième (régression) est utilisé pour prédire une variable Y en fonction d'une autre variable X (TOMASSONE *et al.*, 1993).

La démarche a consisté à développer l'équation permettant de prédire une variable Y en connaissant la variable X (régression) d'une part et d'autre part à tester l'interdépendance et à mesurer l'intensité de la liaison éventuelle entre deux ou plusieurs variables (corrélation).

La liaison linéaire entre deux variables a été mesurée grâce au coefficient de corrélation de PEARSON (r). Il est calculé en considérant deux variables X et Y distribuées normalement de la manière suivante :

$$r = \frac{\sum (X - \bar{X})(Y - \bar{Y})}{\sqrt{\sum (X - \bar{X})^2 \sum (Y - \bar{Y})^2}} \quad (6)$$

Le Test de signification est réalisé à  $p = 0,05$ . Le coefficient de corrélation r indique le sens (négatif ou positif) et le degré de la relation (nulle, négligeable, faible, modérée, forte, très forte) entre les deux variables comparées ; alors que  $r^2$  désigne le pourcentage des valeurs de la variable Y exprimées par la variable X.

### 2.2.6. Tests de comparaison des moyennes

Les tests de comparaison des moyennes d'une variable sont amplement discutés (LEGENDRE, 2005; TOMASSONE *et al.*, 1993; BOCARD et LEGENDRE, 2002). Le choix d'une méthode dépend de plusieurs paramètres. En effet, lorsqu'on a une seule variable à tester, deux cas sont possibles. Si la variable doit être testée sur deux groupes, les moyennes dans ces deux groupes sont comparées à travers les tests (test paramétrique  $t$  ou test non paramétrique  $U$ ). Si au contraire, cette variable doit être testée sur plus de deux groupes, les différentes moyennes obtenues dans chacun des groupes doivent être comparées en faisant une analyse de variance (ANOVA). Ces différents tests, en dehors des caractéristiques des échantillons (nombre, indépendance ou non, taille), sont soumis à des conditions d'application. Le logiciel XLSTAT (version 7.1) regroupe diverses modalités de ces tests.

Pour la comparaison de plus de deux moyennes, dans notre cas, seul l'analyse de variance à un facteur (ANOVA 1) a été utilisée. Les données relatives à la détermination du rendement du maïs en fonction des Légumineuses ont été soumises à une analyse de variance (ANOVA 1) à mesures répétées,  $\alpha = 5\%$ . Concernant la comparaison des moyennes, elle a été réalisée à l'aide du test de Tukey ( $\alpha = 5\%$ ). Le logiciel utilisé pour traiter les données est XLSAT version 7.1 pour Windows XP. L'analyse de variance est significative lorsque le niveau de probabilité ( $P$ ) est inférieure au niveau de probabilité théorique au risque ( $\alpha = 5\%$ ) c'est-à-dire  $P < 0,05$ . Si  $P > 0,05$ , la différence est non significative. Lorsqu'une différence significative est observée, l'ANOVA est complétée par des comparaisons multiples en effectuant le test de la plus petite différence significative (ppds). Ce test permet donc d'identifier les traitements qui diffèrent significativement les uns des autres. Les données ont été exprimées sous la forme suivante (Moyenne  $\pm$  Ecartype).

### 2.2.7. Analyse des Composantes Principales (A.C.P.)

Les valeurs relatives à la capacité fourragère : nombre de feuilles par tiges (NFeT), nombre de feuilles par plante (NFeP) et nombre de ramifications primaires par plante (NRam) et celles de la capacité fructifère à savoir nombre de fleurs par inflorescence (NFIF), nombre de fleurs par plante (NFIP) et nombre de gousses par plante (NGP) des Légumineuses étudiées ont été soumises à l'analyse en composantes principales (A.C.P.). La valeur critique de  $r$  est égale à 24,99 pour ddl (degré de liberté) égale à 15 avec  $p < 0,0001$  et  $\alpha = 0,05$ . Le logiciel utilisé pour traiter ces valeurs est XLSAT version 7.1. Cette analyse en composantes principales (A.C.P.) a permis de mettre en évidence des similarités ou des oppositions entre variables (NFeT, NFeP, NRam, NFIF, NFLP et NGP) et repérer celles qui sont corrélées entre elles.

**TROISIÈME PARTIE :**  
**RÉSULTATS**

## CHAPITRE 5. CARACTÉRISTIQUES DE LA GERMINATION DES ESPÈCES RECENSEÉS

Toute graine mûre et saine mise en terre germe après une certaine période de vie latente. Pendant ce laps de temps, l'embryon a besoin de s'alimenter des matières de réserves mises à sa disposition puis s'ensuit un gonflement de la graine.

Le présent chapitre a pour but de montrer, le délai, le taux et la vitesse de la germination chez chacune des espèces de Légumineuse herbacées et enfin noter les taux de survivance lorsque les espèces ont acquis les caractères de plante adulte.

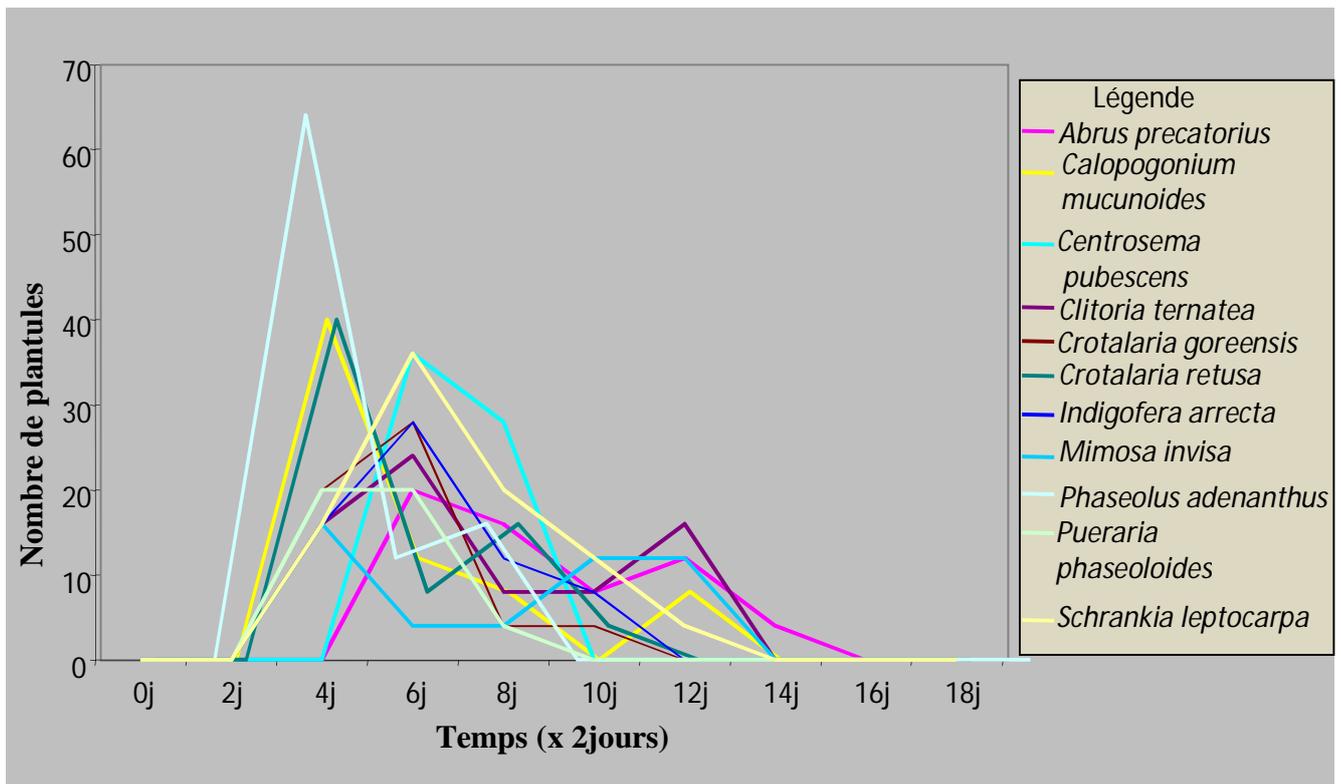
### 1. Bilan des levées

La figure 20 présente les courbes de germination journalière des graines des Légumineuses répertoriées. Elle montre que pour chacun des lots de 100 graines semées, on note deux pics de germination. Le pic le plus important correspondant à une germination précoce se rapporte à *Phaseolus adenanthus* ; on obtient pour cette espèce, 64 plantules, au 3<sup>e</sup> jour des semis ; le deuxième pic, moins important, se situe au 7<sup>e</sup> jour de la germination, avec 16 plantules enregistrées. Les autres espèces présentent également deux pics décalés dans le temps. Ces pics s'articulent autour du 5<sup>e</sup> et du 9<sup>e</sup> jours, après semis pour *Crotalaria retusa*, avec respectivement 40 et 16 plantules, pour *Centrosema pubescens*, aux 6<sup>e</sup> et 10<sup>e</sup> jours avec 36 et 28 plantules, pour *Abrus precatorius*, aux 6<sup>e</sup> et 12<sup>e</sup> jours avec 20 et 12 plantule ; s'agissant de *Mimosa invisa*, on note 16 et 12 plantules aux 5<sup>e</sup> et 10<sup>e</sup> jours ; pour *Calopogonium mucunoides*, on compte 40 et 12 plantules, aux 5<sup>e</sup> et 11<sup>e</sup> jours. Enfin, avec *Clitoria ternatea*, on compte 24 et 16 plantules respectivement aux 7<sup>e</sup> et 11<sup>e</sup>, après semis. Ainsi donc, la germination semble précoce chez *Phaseolus adenanthus* et tardive chez *Centrosema pubescens*.

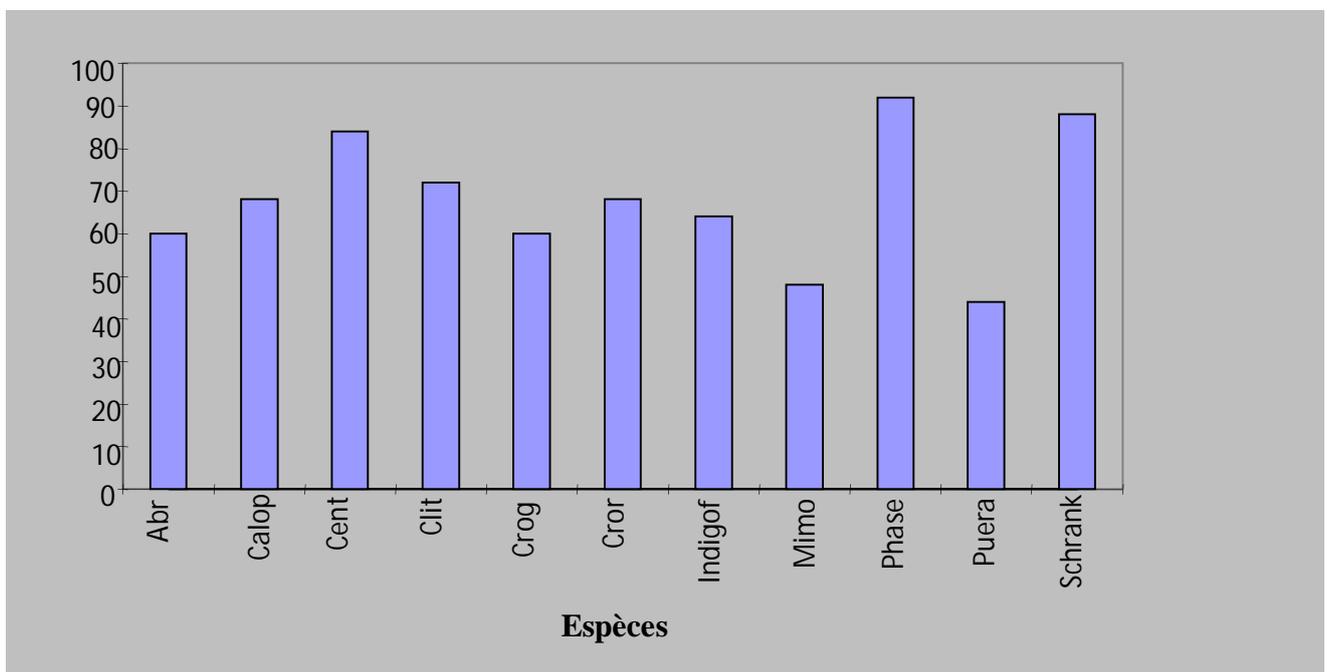
#### 1.1. Répartition des espèces selon les levées

La figure 21 présentant les histogrammes du délai de germination en fonction des espèces, fournit les détails de la répartition finale des plantules enregistrées à la fin des 18 jours d'observation. *Phaseolus adenanthus* est arrivé en tête avec 92 plantules, suivi de *Schrankia leptocarpa* avec 88 plantules ; *Centrosema pubescens* et *Clitoria ternatea* ont produit respectivement 84 et 72 plantules. *Calopogonium mucunoides* et *Crotalaria retusa* ont compté 68 plantules chacune. *Indigofera arrecta*, *Abrus precatorius* et *Crotalaria goreensis* ont respectivement 64, 60 et 58. Enfin *Mimosa invisa* et *Pueraria phaseoloides* ont représenté les espèces ayant un faible taux de germination avec respectivement 48 et 44 plantules.

Le taux de germination a varié d'une espèce à l'autre. En somme, ce taux a été très élevé chez *Phaseolus adenanthus* et *Schrankia leptocarpa*, tout comme chez *Centrosema pubescens* et *Clitoria ternatea*. Par contre, ce taux a été moyen pour les espèces telles que *Crotalaria retusa*, *Calopogonium*



**Figure 20 : Courbes de germination journalière des graines des Légumineuses répertoriées**



**Figure 21 : Histogrammes de la répartition des plantules par espèce**

*Abr.* - *Abrus precatorius* ; *Calop.* - *Calopogonium mucunoides* ; *Cent.* - *Centrosema pubescens* ; *Clit.* - *Clitoria ternatea* ; *Crog.* - *Crotalaria goreensis* ; *Cror.* - *Crotalaria retusa* ; *Indigo.* - *Indigofera arrecta* ; *Mimo.* - *Mimosa invisa* ; *Phase* - *Phaseolus adenanthus* ; *Puera* - *Pueraria phaseoloides* ; *Schrank.* - *Schrankia leptocarpa*.

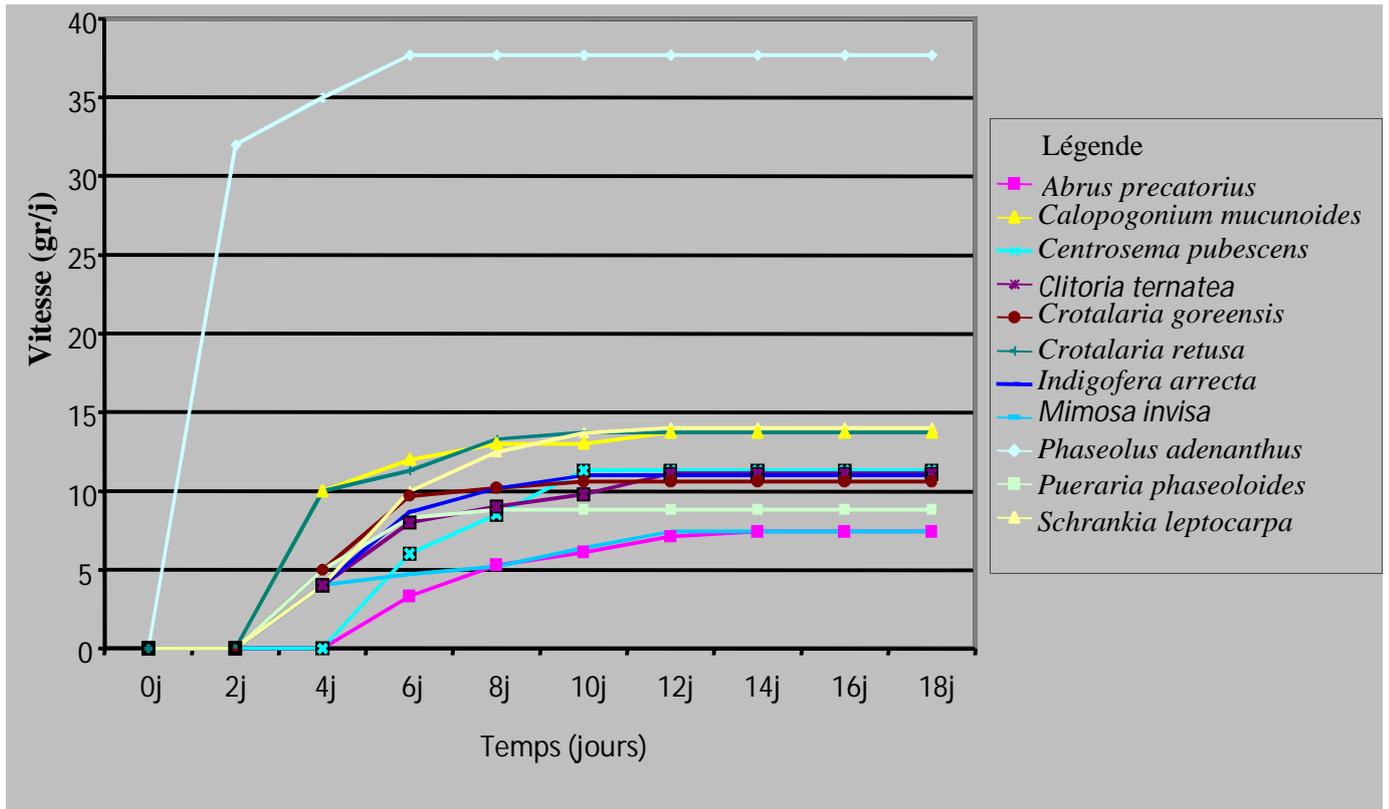


Figure 22 : Courbes d'évolution de la vitesse de germination des graines de Légumineuses inventoriées (données cumulées) en fonction du temps

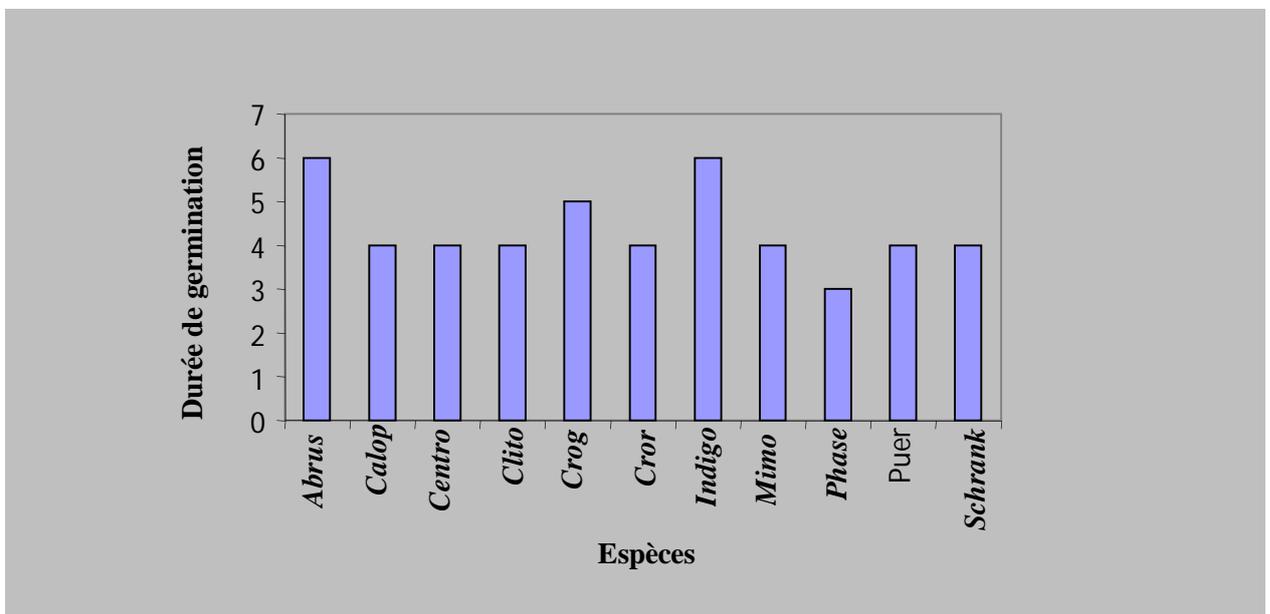


Figure 23 : Histogrammes de la durée de germination en fonction des espèces

*Abrus.* - *Abrus precatorius* ; *Calop.* - *Calopogonium mucunoides* ; *Centro.* - *Centrosema pubescens* ; *Clito.* - *Clitoria ternatea* ; *Crog.* - *Crotalaria goreensis* ; *Cror.* - *Crotalaria retusa* ; *Indigo.* - *Indigofera arrecta* ; *Mimo.* - *Mimosa invisa* ; *Phase* - *Phaseolus adenanthus* ; *Puer.* - *Pueraria phaseoloides* ; *Schrank.* - *Schrankia leptocarpa*.

*mucunoides*, *Indigofera arrecta*, *Abrus precatorius* et *Crotalaria goreensis*. Enfin, il a été faible chez *Pueraria phaseoloides* et *Mimosa invisa*.

## 1.2. Vitesse de germination

La vitesse de germination a varié d'une espèce à l'autre (Fig. 22) et a été plus importante pour les graines de *Phaseolus adenanthus*. Elle a été faible chez *Abrus precatorius* et *Mimosa invisa*. Pour la même espèce, elle n'a pas été constante, selon le degré de développement de la plante. Pour chaque espèce, 3 phases de germination ont été notées :

- une phase stationnaire pendant laquelle la germination est nulle ;
- une phase ascendante qui correspond à l'entame d'une germination progressive des graines ;
- une phase de stabilisation qui correspond à l'optimum de toutes les graines ayant germé.

## 2. Délai et taux de germination

### 2.1. Délai de germination (Dg)

Il ressort des observations faites sur l'ensemble des espèces, du 1er au 18e jour des semis, que les diverses graines semées n'ont pas toutes germé le même jour (Fig. 23). Le délai de germination a varié selon la dureté de la graine ; il s'est situé à intervalle de 3 jours au minimum et de 6 jours au maximum. Il est plus court (3 j) pour les graines de *Phaseolus adenanthus*. Pour les graines de *Abrus precatorius* et de *Indigofera arrecta*, le délai de germination a été le plus long (6 j). Concernant les espèces comme *Calopogonium mucunoides*, *Centrosema pubescens*, *Clitoria ternatea*, *Crotalaria retusa*, *Mimosa invisa*, *Pueraria phaseoloides* et *Schrankia leptocarpa*, le délai de germination a été moyen (4 j). Chez *Crotalaria goreensis*, il a été de 5 jours.

### 2.2. Taux de germination

Pour une même espèce donnée, le taux de germination a varié avec le temps (Fig. 24). Il a été nul, pendant les deux premiers jours d'ensemencement à l'exception de *Phaseolus adenanthus*. À partir du 2<sup>e</sup> jour, il a cru et a atteint sa valeur maximale, au 12<sup>e</sup> jour de semis, suivie d'une phase stationnaire qui a indiqué la fin de toute levée. De plus, ces taux ont varié d'une espèce à l'autre. En effet, parmi toutes ces espèces ensemencées, *Phaseolus adenanthus* et *Schrankia leptocarpa* ont eu les taux de germination les plus élevés avec respectivement 90 et 88 p.c. Les faibles taux ont été observés chez *Pueraria phaseoloides* et *Mimosa invisa*, avec 48 p.c. et 44 p.c. Pour toutes les autres espèces, les taux de germination sont situés entre ces valeurs extrêmes (44 et 90 p.c.).

## 3. Évolution des levées

La durée des levées a varié suivant les espèces (Tableau I). Elle s'est étendue de 4 à 9 jours. Chez *Phaseolus adenanthus*, elle a été courte (4 jrs). Par contre, chez *Abrus precatorius*,

**Tableau I : Durées des levées des espèces de Légumineuses recensées**

Espèces	Durée des levées (j)
<i>Abrus precatorius</i>	9
<i>Calopogonium mucunoides</i>	9
<i>Mimosa invisa</i>	9
<i>Crotalaria retusa</i>	8
<i>Pueraria phaseoloides</i>	8
<i>Crotalaria goreensis</i>	7
<i>Centrosema pubescens</i>	7
<i>Schrankia leptocarpa</i>	6
<i>Indigofera arrecta</i>	5
<i>Clitoria ternatea</i>	5
<i>Phaseolus adenanthus</i>	4

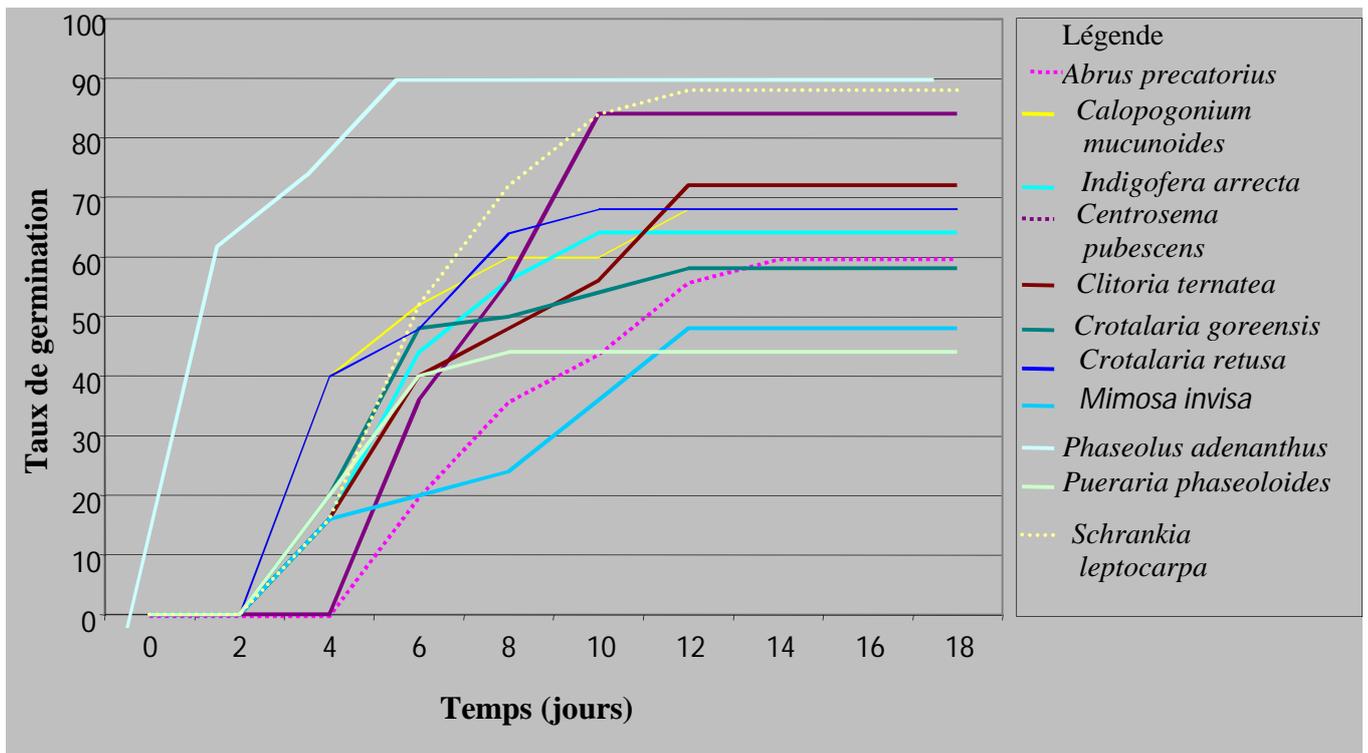


Figure 24 : Courbes d'évolution du taux de germination en fonction du temps

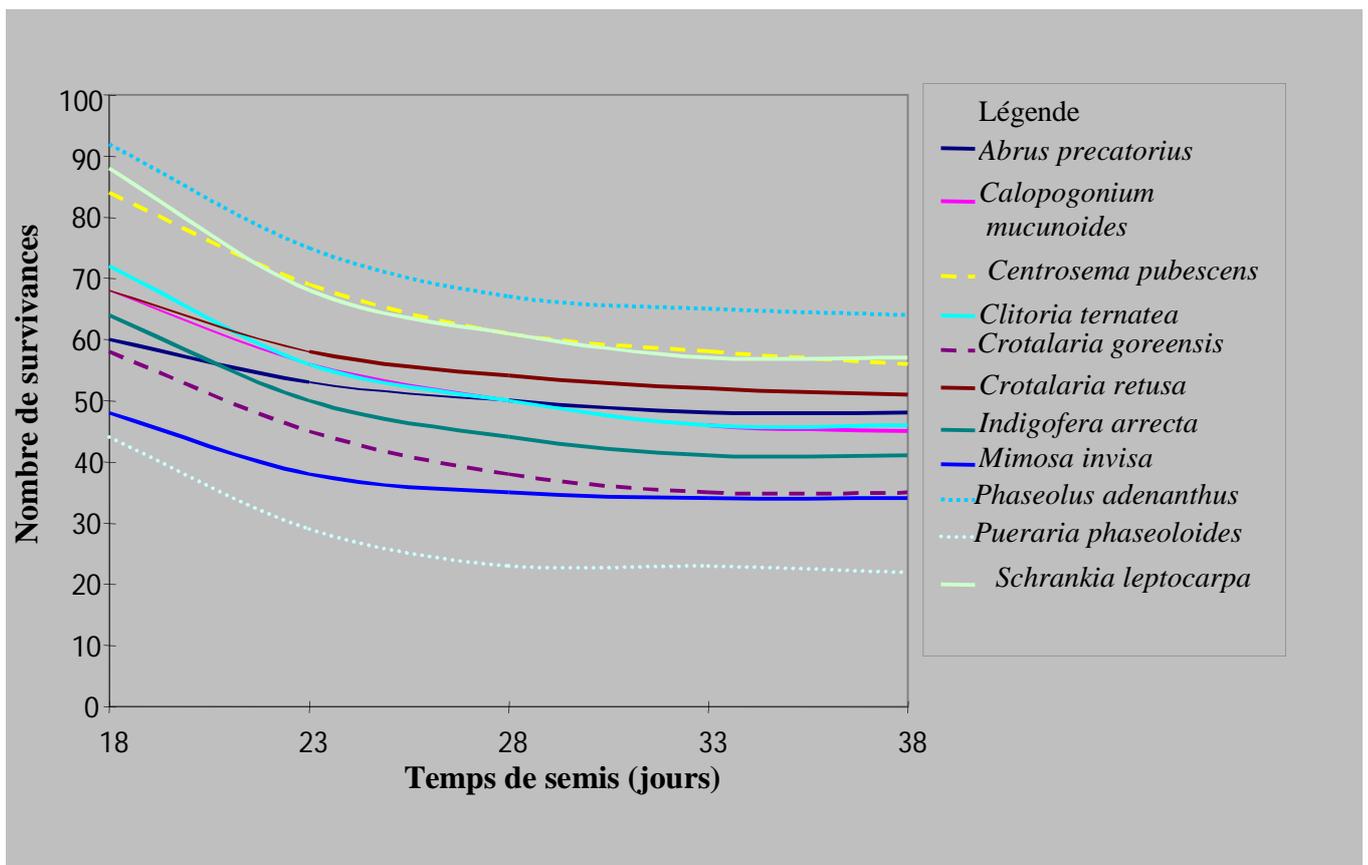


Figure 25 : Courbes d'évolution du taux de survie de plantules en fonction du temps (données non cumulées).

*Calopogonium mucunoides* et *Mimosa invisa*, la durée des levées a été de 9 jrs. Concernant les autres espèces, la durée des levées s'est située entre ces deux extrêmes (4 et 9 jrs).

#### **4. Taux de survie des plantules**

Le taux de survivance (Fig. 25) a varié d'une espèce à l'autre. Pour chaque espèce, ce taux a baissé progressivement et s'est stabilisé, seulement à partir du 35<sup>e</sup> jour d'expérimentation, lorsque les jeunes plants ont commencé à atteindre l'âge adulte. Cette baisse du taux de survivance traduit une mortalité des plantules de plus en plus importante. Cette mortalité serait sous l'effet conjugué des conditions climatiques (impact de pluie, brûlures des rayons solaires), de la faune terricole (termites et fourmis) et autres herbivores (criquets, chenilles et escargots). Le taux de survivance s'est stabilisé ensuite, du fait que les jeunes plants ont développé un système racinaire favorable à une forte absorption des éléments minéraux.

Les graines mises à germer ont montré que la période prégerminative n'est pas constante entre chacun des lots constitués. Certaines espèces ont levé rapidement alors que d'autres ont germé lentement. De même, au sein d'un lot constitué, les graines ont germé à des dates différentes en fonction de leur degré de maturation. La scarification mécanique, comme traitement, a permis d'améliorer les taux de germination (variant de 44 à 92 p.c.), mais surtout de circonscrire les levées dans un temps relativement court (9 jours). Ainsi, la durée de l'échelonnement des levées minimum enregistrée est de 4 jours et le maximum est de 9 jours. La vitesse de germination a été plus importante avec les graines de *Phaseolus adenanthus*. Cette vitesse a été faible chez *Abrus precatorius* et *Mimosa invisa*. Le taux de survivance a varié d'une espèce à l'autre. Pour chaque espèce, le nombre de survivants a baissé de jour en jour et s'est stabilisé au 35<sup>e</sup> jour d'expérimentation, lorsque les jeunes plants ont acquis les caractéristiques d'une plante adulte.

## CHAPITRE 6. HÉTÉROPHYLLIE CHEZ LES ESPÈCES DE LÉGUMINEUSES RECENSÉES

Il est souvent difficile, au stade adulte, de distinguer une espèce d'une autre en se basant uniquement sur les observations morphologiques des feuilles. Parmi les clefs de détermination existantes, les caractères du jeune plant présentent l'essentiel des caractères discriminants, en ce sens que leurs différents organes végétatifs (cotylédons, premières feuilles assimilatrices, deuxième feuille assimilatrice, etc.) sont en général des indices d'identification de familles. Au stade juvénile, le jeune plant présente toujours une architecture (ou morphologie) particulière qui diffère très souvent des caractères botaniques de la plante adulte.

Ce chapitre a pour but de noter les successions des différentes formes foliaires rencontrées chez chacune des espèces de Légumineuse herbacées depuis la levée de la graine jusqu'à l'obtention de la forme définitive dont la morphologie n'a changé chez la plante devenue adulte.

### 1. Formes foliaires en rapport avec les stades de croissance des jeunes plants

Le suivi de l'évolution des formes foliaires chez les Légumineuses ensemencées, depuis le stade des cotylédons jusqu'aux formes de feuilles chez la plante adulte, a permis de noter les variabilités morphologiques pendant toute la durée des expériences.

#### 1.1. *Abrus precatorius* L. (Fabaceae)

Chez cette plante, la germination est épigée. Les cotylédons, opposés, subsessiles, vert clair, glabres, charnus, sont de formes elliptiques ; ils mesurent  $0,75 \text{ cm} \pm 0,07$  de longueur sur  $0,3 \text{ cm} \pm 0,01$  de largeur ; la nervation n'est pas visible à l'œil nu. Ils sont caduques (6 à 8 j). Les premières feuilles assimilatrices (Fig. 26) sont composées paripennées à disposition verticillée ; les feuilles comportent 6 à 10 paires de folioles opposées ; les folioles, de forme elliptique, subsessiles, comportent 2 stipules filiformes. Les feuilles ultérieures sont toutes composées paripennées avec un nombre croissant de folioles. La figure 37 se rapportant aux diverses formes de feuilles, a été prise individuellement, au cours du développement de la plante.

#### 1.2. *Calopogonium mucunoides* Desv. (Fabaceae)

La germination est épigée (Fig. 27). Les cotylédons, opposés, charnus, de petite de taille, sont verts, glabres, sessiles, de forme elliptique à marge entière ; ils mesurent  $0,6 \pm 0,1 \text{ cm}$  de longueur et de  $0,4 \pm 0,14 \text{ cm}$  de largeur ; le sommet est suborbiculaire. Les deux premières feuilles assimilatrices, simples, sont pubescentes, opposées, orbiculaires, au sommet émarginé, à base cordée ; le pétiole pubescent possède 2 stipules filiformes et opposées ; la nervation est pennée. Les feuilles ultérieures,



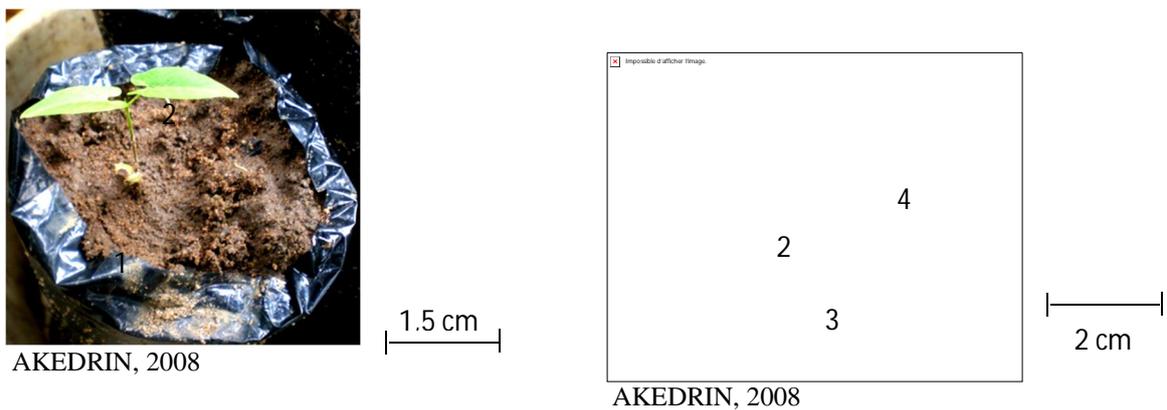
**Figure 26 : Hétérophyllie chez *Abrus precatorius* L.**

1 - cotylédon ; 2 - premières feuilles assimilatrices ; 3 - deuxième feuille assimilatrice ; 4 - troisième feuille assimilatrice ; 5 - quatrième feuille assimilatrice



**Figure 27 : Hétérophyllie chez *Calopogonium mucunoides* Desv.**

1 - cotylédon ; 2 - première feuille assimilatrice ; 3 - deuxième feuille assimilatrice



**Figure 28 : Hétérophyllie chez *Centrosema pubescens* Benth.**

1 - cotylédon ; 2 - premières feuilles assimilatrices ; 3 - deuxième feuille assimilatrice ; 4 - troisième feuille assimilatrice.

alternes, toutes composées pennées à trois folioles ; le pétiole pubescent mesure 2,1 à 2,5 cm de longueur ; il possède à sa base deux stipules vertes et filiformes ; les folioles pubescentes, de forme elliptique, sont entières ; la foliole médiane est plus grande et pétiolée ; les folioles latérales sont petites et subsessiles. Chez la plante adulte, les feuilles sont composées pennées trifoliolées, pubescentes et alternes.

### **1.3. *Centrosema pubescens* Benth. (Fabaceae)**

La germination est épigée (Fig. 28). Les cotylédons, opposés, obovales, sont munis d'oreillette à la base ; le sommet est arrondi ; de teinte verte, ils sont charnus, épais, accolés l'un à l'autre ; ils sont longs de  $0,55 \pm 0,12$  cm et larges de  $0,25 \pm 0,07$  cm ; les nervures ne sont pas visibles à l'œil nu. Les deux premières feuilles assimilatrices sont simples, subopposées, pétiolées ; de forme ovale à lancéolée, elles sont sagittées à la base, mucronées au sommet ; le pétiole pubescent est long de 1 à 1,2 cm ; les feuilles assimilatrices, penninerves, comportent deux stipules filiformes. Les feuilles ultérieures, chez la plante adulte, sont toutes alternes ; elles sont composées pennées trifoliolées ; les folioles pubescentes, acuminées au sommet, obtuses à la base, sont pétiolulées et de forme elliptique ; la foliole terminale est de plus grande taille ; on note deux stipelles à la base de ces folioles ; les folioles latérales, opposées, sont subsessiles.

### **1.4. *Clitoria ternatea* L. (Fabaceae)**

La germination est épigée. Les cotylédons (Fig. 29) sont opposés, charnus, coriaces ; de forme orbiculaire, ils mesurent  $2,46 \pm 0,1$  cm longueur et  $1,57 \pm 0,11$  cm de largeur. Les deux premières feuilles assimilatrices, penninerves, sont simples, opposées, subsessiles ; de forme elliptique, leur sommet est acuminé aigu, leur base est obtuse ; ils sont légèrement pubescentes et comportent deux stipules filiformes. Les feuilles ultérieures, toutes alternes, composées imparipennées, comprennent 3 à 5 folioles opposées, pourvues de deux stipules filiformes à la base du pétiole pubescent. Les feuilles adultes, composées imparipennées, renfermant 5 à 7 folioles.

### **1.5. *Crotalaria gorensis* Guill. et Perr. (Fabaceae)**

La germination est épigée. Les cotylédons (Fig. 30), opposés, subsessiles, foliacés, réniformes, sont longs de  $0,87 \pm 0,15$  cm, et larges de  $0,45 \pm 0,07$  cm ; le sommet est arrondi ; la base est cunéiforme. Les premières feuilles assimilatrices, penninerves, stipulées, toutes alternes, pubescentes, sont composées à trois folioles hirsutes, subsessiles, de forme obovale à oblancéolée, à sommet rétus. Chez la plante adulte, les feuilles pubescentes, alternes, sont composées pennées trifoliolées.



AKEDRIN, 2008

1,5 cm



AKEDRIN, 2008

2 cm

**Figure 29 : Hétérophyllie chez *Clitoria ternatea* L.**

1 - Cotylédon ; 2 - Premières feuilles assimilatrices ; 3 - troisième feuille assimilatrice ;  
4 - quatrième feuille assimilatrice.



AKEDRIN, 2008

1 cm



AKEDRIN, 2008

2 cm

**Figure 30 : Hétérophyllie chez *Crotalaria goreensis* Guill. et Perr.**

1- Cotylédon ; 2 - Première feuille assimilatrice ; 3 - deuxième feuille assimilatrice.



AKEDRIN, 2008

1,5 cm



AKEDRIN, 2008

1,5 cm

**Figure 31 : Hétérophyllie chez *Crotalaria retusa* L.**

1 - cotylédon ; 2 - première feuille assimilatrice ; 3 - deuxième feuille assimilatrice ;  
4 - troisième feuille assimilatrice.

### **1.6. *Crotalaria retusa* L. (Fabaceae)**

La germination est épigée. Les cotylédons (Fig. 31), opposés, coriaces, subsessiles, réniformes, mesurent  $1,7 \pm 0,28$  cm de longueur et  $0,5 \pm 0,1$  cm de largeur; ils sont glabres ; leur base est obtuse et le sommet est tronqué, émarginé. Les premières feuilles assimilatrices, stipulées, toutes simples, alternes, glabres, subsessiles, sont de forme obovale à oblancéolée ; le sommet est arrondi, émarginé ; la base est obtuse ; la face supérieure est glabre, la face inférieure légèrement pubescente. Chez la plante adulte, les feuilles simples, alternes, obovales, au sommet échancré et à base obtuse, sont légèrement pubescentes en dessous.

### **1.7. *Indigofera arrecta* Hochst. ex A. Rich (Fabaceae)**

La germination est épigée. Les cotylédons, opposés, réniformes, sont portés par un court pétiole mesurant  $0,65 \pm 0,07$  cm de longueur et  $0,4 \pm 0,1$  cm de largeur ; la base est obtuse, le sommet acuminé. Les deux premières feuilles assimilatrices (Fig. 32), simples, opposées, légèrement pubescentes, de forme elliptique, sont pourvues de court mucron. Les premières feuilles possèdent deux stipules à la base du pétiole. Les feuilles ultérieures, pubescentes, stipulées, toutes composées imparipennées, alternes, comprenant 3 à 15 folioles opposées, longuement pétiolées ; de forme elliptique à lancéolée, leur base est cunéiforme, le sommet arrondi mucroné.

### **1.8. *Mimosa invisa* Mart. (Mimosaceae)**

La germination est épigée. Les cotylédons, opposés, orbiculaires, subsessiles, mesurent  $0,85 \pm 0,12$  cm de longueur et  $0,65 \pm 0,07$  cm de largeur. Les premières feuilles assimilatrices (Fig. 33) sont composées paripennées avec 7 à 9 paires de folioles opposées, subsessiles, elliptiques ; on note deux stipules filiformes à la base du pétiole épineux. Les feuilles ultérieures toutes alternes, composées bipennées comprenant 2 à 9 paires de pennes opposées. Chez la plante adulte, les feuilles composées bipennées, alternes, comportent un rachis épineux, 4 à 9 paires de pennes, La bipennation commence à partir de la deuxième feuille assimilatrice.

### **1.9. *Phaseolus adenanthus* G.F.W. Mey. (Fabaceae)**

La germination est épigée. Les cotylédons (Fig. 34), opposés, charnus, épais, subsessiles, de forme réniforme, sont de teinte vert-claire ; ils mesurent  $1,1 \pm 0,21$  cm de longueur et  $0,47 \pm 0,15$  cm de largeur ; ils sont caduques 4 à 6 jours après leur apparition. Les deux premières feuilles assimilatrices simples, opposées, glabres, de forme ovale à base cordée, ont un sommet acuminé aigu ; elles sont pubescentes, penninerves. Chez la plante adulte, les feuilles, toutes alternes, pubescentes, sont composées pennées à trois folioles, stipellée, elliptiques, courtement pétiolulées.



AKEDRIN, 2008

1,5 cm



AKEDRIN, 2008

2 cm

**Figure 32 : Hétérophyllie chez *Indigofera arrecta* Hochst. ex A. Rich.**

1 - cotylédon ; 2 - première feuille assimilatrice ; 3 - troisième feuille assimilatrice.



AKEDRIN, 2008

1,5 cm



AKEDRIN, 2008

2 cm

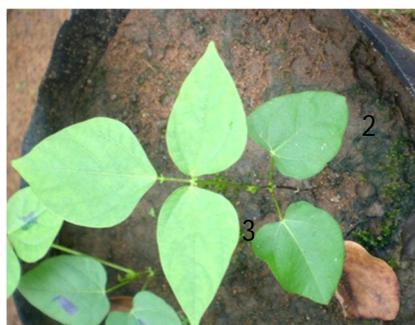
**Figure 33 : Hétérophyllie chez *Mimosa invisa* Mart.**

1 - cotylédon ; 2 - première feuille assimilatrice ; 3 - deuxième feuille assimilatrice ;  
4 - troisième feuille assimilatrice.



AKEDRIN, 2008

1,5 cm



AKEDRIN, 2008

2 cm

**Figure 34 : Hétérophyllie chez *Phaseolus adenanthus* G.F.W. Mey.**

1 - cotylédon ; 2 - premières feuilles assimilatrices ; 3 - deuxième feuille assimilatrice.

### 1.10. *Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth. (Fabaceae)

La germination est épigée. Les cotylédons (Fig. 35), opposés, sessiles, charnus, de forme elliptique et de teinte verte, mesurent  $1,06 \pm 0,11$  cm de longueur et  $0,5 \pm 0,1$  cm de largeur. Les deux premières feuilles assimilatrices, simples, opposées, penninerves, ovales, cordées à la base, mucronées au sommet, possèdent 2 stipules à la base du pétiole pubescent. Chez la plante adulte, les feuilles, toutes alternes, sont composées pennées à trois folioles, elliptiques, pubescentes.

### 1.11. *Schrankia leptocarpa* DC. (Mimosaceae)

La germination est épigée. Les cotylédons, opposés, obtus à base, tronqués au sommet, charnus, glabres, mesurent  $1,1 \pm 0,21$  cm de longueur et  $0,55 \pm 0,12$  cm de largeur. Les premières feuilles assimilatrices (Fig. 36), composées paripennées avec 5 à 7 paires pennes opposées, sont alternes, sessiles ; le pétiole glabre, épineux, mesure 1,5 à 1,7 cm de longueur de; le pétiole comporte deux stipules filiformes. Chez la plante adulte, les feuilles, toutes composées bipennées, comprennent 2 à 3 paires de pennes opposées avec des pinnules elliptiques, subsessiles.

## 2. Succession des formes et dimensions de la feuille

Parmi les espèces mises à germer, celles chez lesquelles la succession des formes foliaires n'est pas marquée sont représentées par *Abrus precatorius*, *Crotalaria goreensis* et *Crotalaria retusa*. Chez *Abrus precatorius* L. (Fabaceae), les feuilles (Fig. 37) sont demeurées composées pennées aussi bien chez le jeune plant que chez la plante devenue adulte. Le nombre de folioles qui est faible au stade juvénile, est devenu important au stade adulte. Un autre type de variation a porté sur la phyllotaxie. En effet, les premières feuilles assimilatrices sont verticillées alors qu'au stade adulte, elles sont alternes. Chez *Crotalaria goreensis* Guill. et Perr. (Fabaceae), le type de feuilles (Fig. 41) n'a pas varié au cours de la vie de la plante. Les feuilles successives apparues sont demeurées composées pennées. S'agissant de *Crotalaria retusa* L. (Fabaceae), les feuilles (fig. 42) demeurent simples au cours du développement de la plante. Cependant, une dimension de plus en plus grande du limbe est notée.

La succession de formes foliaires est peu marquée chez les espèces suivantes : *Calopogonium mucunoides*, *Centrosema pubescens*, *Phaseolus adenanthus* et *Pueraria phaseoloides*. Chez ces espèces, au stade juvénile, la première feuille assimilatrice est simple alors que chez la plante adulte, elles sont composées pennées à 3 folioles (Fig. 38, 39, 45 et 46). Un autre type de variation a porté sur les dimensions du limbe des folioles qui sont devenues plus grandes au cours du développement des plantes.

Chez *Clitoria ternatea* L. (Fabaceae), la succession des formes foliaires est très marquée chez la plante. En effet, les premières feuilles sont simples. Les feuilles chez la plante adulte sont



AKEDRIN, 2008



AKEDRIN, 2008

**Figure 35 : Hétérophyllie chez *Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth.**

1 - cotylédon ; 2 - deuxième feuille assimilatrice ; 3 - deuxième feuille assimilatrice ;  
4 - troisième feuille assimilatrice.



AKEDRIN, 2008



AKEDRIN, 2008

**Figure 36 : Hétérophyllie chez *Schrankia leptocarpa* DC.**

1 - cotylédon ; 2 - première feuille assimilatrice ; 3 - deuxième feuille assimilatrice ;  
4 - troisième feuille assimilatrice ; 5 - quatrième feuille assimilatrice.

composées pennées de 5 à 7 folioles (Fig. 40). La variation a porté sur les dimensions des feuilles qui sont devenues de plus en plus grandes. La succession des formes foliaires est très marquée également chez *Indigofera arrecta* Hochst. ex Rich. (Fabaceae). En effet, les premières feuilles sont simples ; chez la plante adulte, les feuilles suivantes sont composées imparipennées (Fig. 42). Chez *Mimosa invisa* L. (Mimosaceae) une succession des formes foliaires très marquée est notée. Les premières feuilles sont composées pennées alors que chez la plante adulte, elles sont composées bipennées (Fig. 44). La succession des formes foliaires est marquée chez *Schrankia leptocarpa* DC. (Mimosaceae). Les premières feuilles sont composées pennées ; les feuilles adultes sont composées bipennées (Fig. 47).

### **3. Amplitude de variations foliaires chez les jeunes plants des Légumineuses herbacées**

Des changements concernant la forme, la taille et le nombre de feuilles, ont été observés sur un même pied, au cours du développement des jeunes plants. Le tableau II présente le nombre de modifications des formes foliaires au cours de la vie de l'individu et la durée de leur mise en place.

Le temps mis pour l'observation des différentes formes a varié suivant les espèces. Il a été de 2 j chez *Abrus precatorius*, 72 j chez *Mimosa invisa*. Pour toutes les autres espèces, la durée de mise en place des différentes formes de feuilles a varié entre 4 et 48 j. Du point de vue du nombre de modifications, 10 types de feuilles chez *Mimosa invisa* ont été notées. Pour *Abrus precatorius*, *Crotalaria retusa* et *Crotalaria goreensis*, il y a eu une seule modification. Pour les autres espèces étudiées, le nombre des feuilles de différents types ont varié entre 2 et 7.

L'existence d'une corrélation ( $r = 0,92$ ) entre l'amplitude de variation foliaire et la durée nécessaire pour l'observation de la feuille définitive a été déterminée. Plus l'amplitude de variation a été forte, plus la durée d'observation de la forme définitive a été longue. Chez les espèces telles que *Calopogonium mucunoides*, *Centrosema pubescens*, *Clitoria ternatea* et *Pueraria phaseoloides*, le phénomène de foliorisation est entamée à partir de la deuxième feuille assimilatrice après la germination. Chez les espèces comme *Mimosa invisa* et *Schrankia leptocarpa*, la bipennation a été également observée à partir de la deuxième feuille assimilatrice après la germination. Les phénomènes de la foliorisation et de la bipennation observés seraient dus à une nouvelle orientation du fonctionnement des méristèmes axillaires des feuilles antérieures.

### **4. Résultats des observations sur les feuilles chez les espèces juvéniles**

Les espèces à feuilles définitives composées pennées et alternes ont leurs deux premières feuilles simples et opposées (Tab. III). Ce n'est qu'après émission de ce type de feuille (premières feuilles simples) que naissent des feuilles composées pennées et alternes qui sont observées au stade adulte ; c'est le cas chez *Centrosema pubescens*, *Calopogonium mucunoides*, *Clitoria ternatea*,

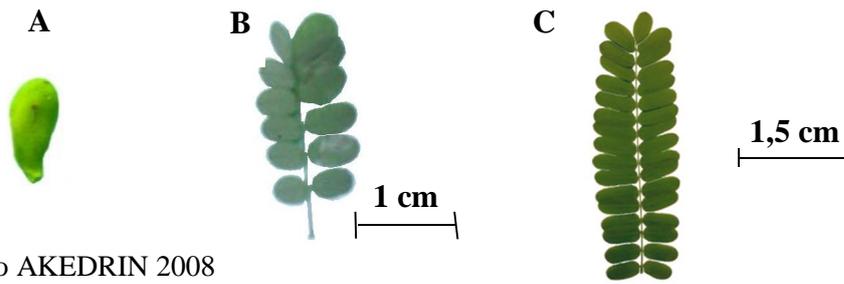


Photo AKEDRIN 2008

**Figure 37 : Évolution des formes foliaires chez *Abrus precatorius* L.**

A - forme cotylédonaire (x 50) ; B - forme jeune ; C - forme adulte.

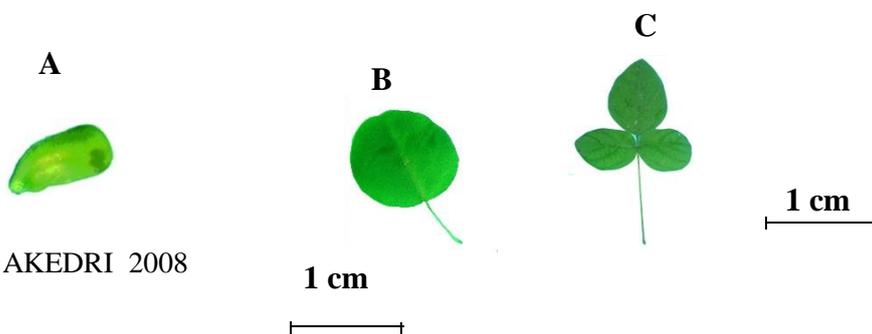


Photo AKEDRI 2008

**Figure 38 : Évolution des formes foliaires chez *Calopogonium mucunoides* Desv.**

A - forme cotylédonaire (x 50) ; B - première feuille (x 50) ; C - deuxième feuille (aspect de la forme foliaire de la plante adulte).

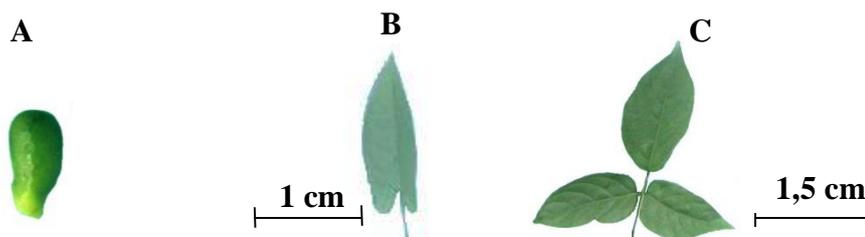


Photo AKEDRIN, CNF

**Figure 39 : Évolution des formes foliaires chez *Centrosema pubescens* Benth.**

A - forme cotylédonaire (x 50) ; B - première feuille ; C - deuxième feuille (aspect de la forme foliaire chez la plante adulte).

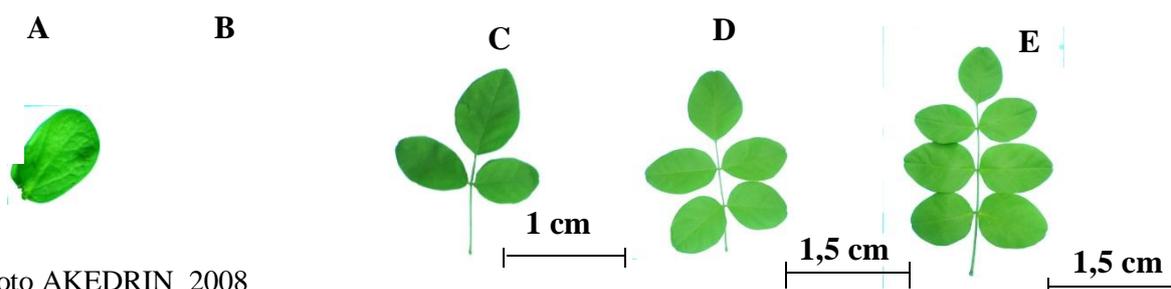


Photo AKEDRIN 2008

**Figure 40 : Évolution des formes foliaires chez *Clitoria ternatea* L.**

**A** - forme cotylédonaire (x 50) ; **B** - première feuille (x50) ; **C** - deuxième feuille assimilatrice ; **D** - quatrième feuille assimilatrice ; **E** - neuvième feuille assimilatrice (D et E formes des feuilles chez la plante adulte).



Photo AKEDRIN, CNF

**Figure 41 : Évolution des formes foliaires chez *Crotalaria goreensis* Guill. et Perr.**

**A** - forme cotylédonaire (x 50) ; **B** - forme juvénile (B aspect de la forme foliaire rencontré chez la plante adulte).

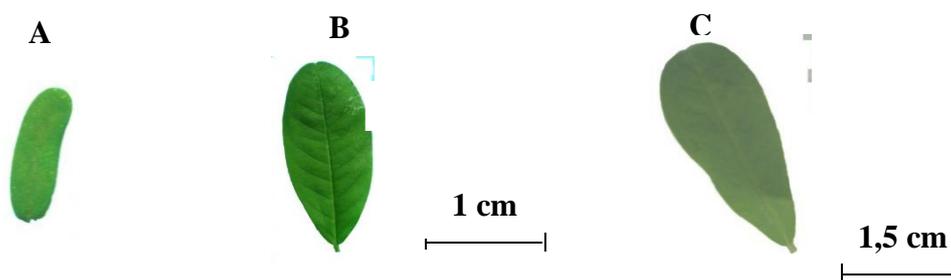


Photo AKEDRIN 2008

**Figure 42 : Évolution des formes foliaires chez *Crotalaria retusa* L.**

**A** - forme cotylédonaire (x 50) ; **B** - première feuille assimilatrice ; **C** - forme rencontrée chez la plante adulte.

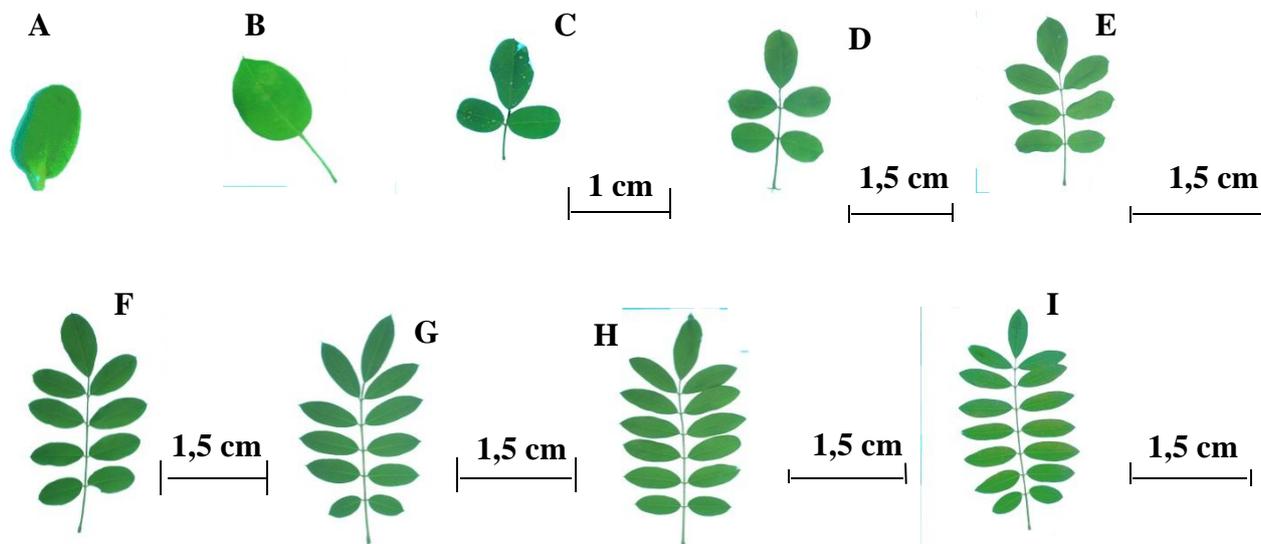


Photo AKEDRIN 2008

**Figure 43 : Évolution des formes foliaires chez *Indigofera arrecta* Hochst. ex Rich.**

A - forme cotylédonaire (x 50) ; B - première feuille (x50) ; C - deuxième feuille assimilatrice ; D - quatrième feuille assimilatrice ; E - cinquième feuille assimilatrice ; F - sixième feuille assimilatrice ; G - huitième feuille assimilatrice ; H - dixième feuille assimilatrice ; I - douzième feuille assimilatrice. (E, F, G, H et I, formes des feuilles rencontrées chez la plante adulte).

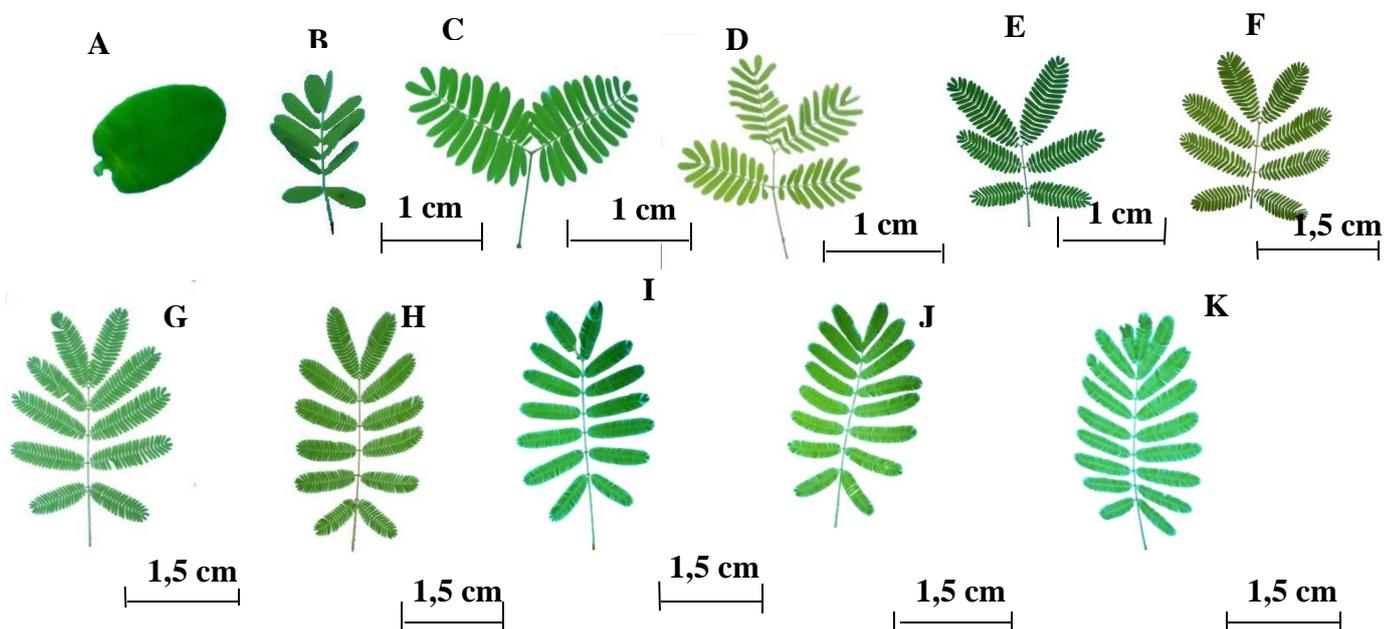


Photo AKEDRIN 2008

**Figure 44 : Évolution des formes foliaires chez *Mimosa invisa* L.**

A - forme cotylédonaire (x 50) ; B - première feuille assimilatrice ; C - deuxième et troisième feuilles assimilatrices ; D - quatrième et cinquième feuilles assimilatrices ; E - sixième, septième et huitième feuilles assimilatrices ; F - neuvième et dixième feuilles ; G - onzième et douzième feuilles assimilatrices ; F, G, H, I, J et K formes rencontrées chez la plante adulte.

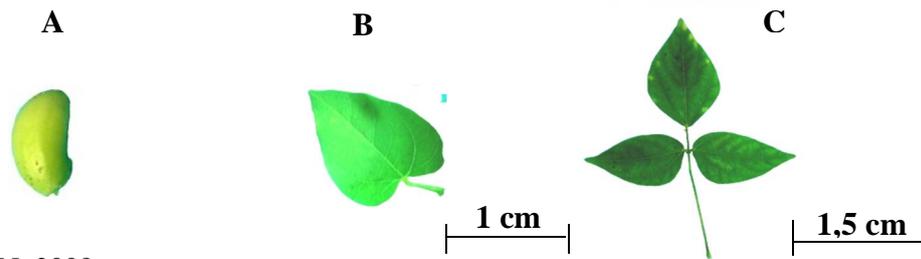


Photo AKEDRIN 2008

**Figure 45 : Évolution des formes foliaires chez *Phaseolus adenanthus* G.F.W. Mey.**

**A** - forme cotylédonaire (x 50) ; **B** - première feuille assimilatrice ; **C** - deuxième feuille assimilatrice (**C** aspect de la feuille rencontrée chez la plante adulte).

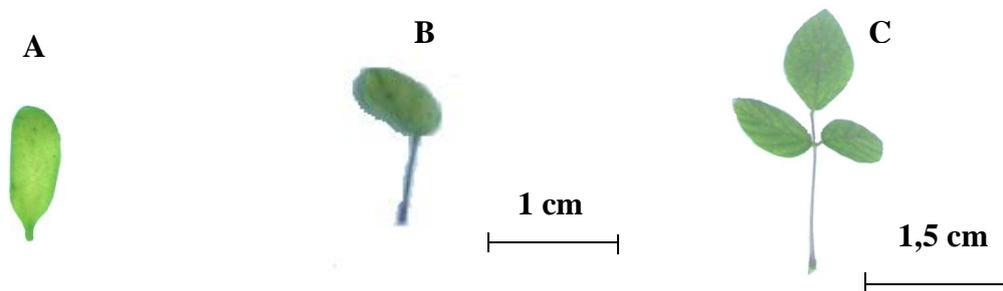


Photo AKEDRIN 2008

**Figure 46 : Évolution des formes foliaires chez *Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth.**

**A** - forme cotylédonaire (x 50) ; **B** - première feuille assimilatrice ; **C** - deuxième feuille assimilatrice (**C** aspect de la feuille chez la plante adulte).

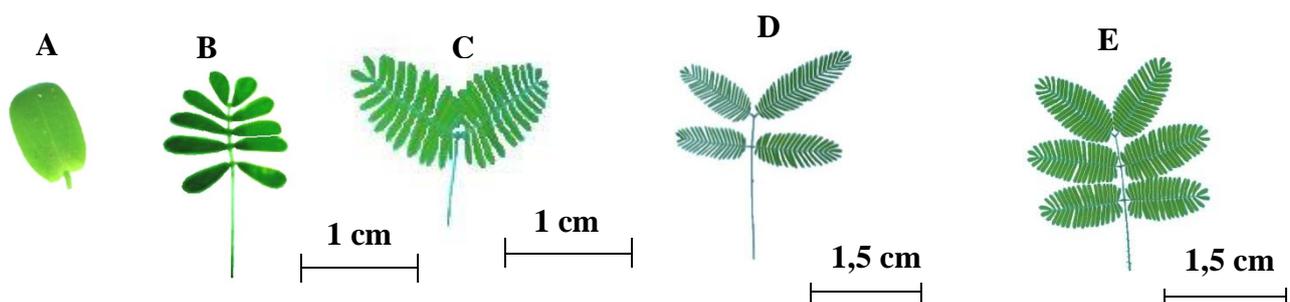


Photo AKEDRIN 2008

**Figure 47 : Évolution des formes foliaires chez *Schrankia leptocarpa* DC.**

**A** - forme cotylédonaire (x 50) ; **B** - première feuille assimilatrice ; **C** - deuxième à septième feuilles assimilatrices ; **D** - huitième à quatorzième feuilles assimilatrices ; **E** - quinzième feuille assimilatrice (**D** et **E** formes de feuilles rencontrées chez la plante adulte).

**Tableau II : Amplitude de variations et durée de mise en place des formes définitives des feuilles chez les Légumineuses répertoriées**

Espèces	Nombre de variations morphologiques foliaires	Durée de mise en place des différentes formes de feuilles après germination (j)
<i>Abrus precatorius</i>	1	2
<i>Centrosema pubescens</i>	2	7
<i>Calopogonium mucunoides</i>	2	8
<i>Clitoria ternatea</i>	4	42
<i>Crotalaria goreensis</i>	1	4
<i>Crotalaria retusa</i>	1	4
<i>Indigofera arrecta</i>	7	42
<i>Phaseolus adenanthus</i>	2	7
<i>Mimosa invisa</i>	10	72
<i>Pueraria phaseoloides</i>	2	8
<i>Schrankia leptocarpa</i>	4	48

**Tableau III : Caractéristiques comparées de la première et de la feuille définitive chez les Légumineuses inventoriées**

Espèces	Polymorphisme foliaire			
	Premières feuilles		Feuilles adultes	
	Type	Phyllotaxie	Type	Phyllotaxie
<i>Abrus precatorius</i>	composées pennées	verticillées	composées pennées	alternes
<i>Calopogonium mucunoides</i>	simples	opposées	composées pennées trifoliolées	alternes
<i>Centrosema pubescens</i>	simples	opposées	simples	alternes
<i>Clitoria ternatea</i>	simples	opposées	composées pennées de 5 à 7 folioles	alternes
<i>Crotalaria goreensis</i>	composées pennées trifoliolées	alternes	composées pennées trifoliolées	alternes
<i>Crotalaria retusa</i>	simples	alternes	simples	alternes
<i>Indigofera arrecta</i>	simples	opposées	composées pennées de 7 à 15 folioles	alternes
<i>Mimosa invisa</i>	composées pennées	alternes	composées bipennées	alternes
<i>Phaseolus adenanthus</i>	simples	opposées	composées pennées trifoliolées	alternes
<i>Pueraria phaseoloides</i>	simples	opposées	composées pennées trifoliolées	alternes
<i>Schrankia leptocarpa</i>	composées pennées	alternes	composées bipennées	alternes

*Indigofera arrecta*, *Phaseolus adenanthus* et *Pueraria phaseoloides*. Par contre chez *Crotalaria goreensis*, espèce à feuilles adultes composées pennées trifoliolées et alternes, la première feuille assimilatrice est également composée pennée trifoliolée et alternes. Chez cette dernière, l'identification de la plantule par simple observation s'avère sans difficulté.

Chez les espèces à feuilles adultes composées bipennées alternes (cas de *Mimosa invisa* et *Schrankia leptocarpa*), les premières feuilles assimilatrices sont à l'origine composées pennées. Chez ces espèces, l'augmentation du nombre de pennes est liée à l'âge de l'individu. La bipennation commence après émission de la première feuille assimilatrice. S'agissant de *Crotalaria retusa*, espèce à feuilles adultes simples, la première feuille assimilatrice est simple et alterne ; la feuille garde le même aspect (feuille simple) et sa disposition jusqu'au stade adulte de la plante. En ce qui concerne *Abrus precatorius*, espèce à feuilles adultes composées pennées et alternes, les premières feuilles assimilatrices sont composées pennées mais disposées en 3 ou 4 verticilles. Les feuilles ultérieures demeurent pennées et alternes jusqu'au stade adulte de la plante.

Les différentes formes foliaires observées en fonction des stades de développement de la plante chez les Légumineuses ont montré deux groupes d'hétérophyllie. Le premier groupe d'hétérophyllie est lié à une augmentation progressive du nombre de pennes. C'est le cas de *Calopogonium mucunoides*, *Centrosema pubescens*, *Indigofera arrecta*, *Phaseolus adenanthus*, *Pueraria phaseoloides*, *Clitoria ternatea*, *Mimosa invisa*, *Schrankia leptocarpa* et *Abrus precatorius*. Parmi ces espèces, les espèces telles que *Calopogonium mucunoides*, *Centrosema pubescens*, *Clitoria ternatea*, *Indigofera arrecta*, *Phaseolus adenanthus* et *Pueraria phaseoloides*, ont leurs premières feuilles assimilatrices simples alors que les feuilles ultérieures sont composées pennées. Le deuxième groupe est fonction de l'augmentation de la dimension du limbe avec l'âge de l'individu. Ce type d'hétérophyllie a été observée chez *Crotalaria goreensis*, *Crotalaria retusa*, et *Abrus precatorius*. Chez ces espèces le type de feuilles n'a pas varié depuis les premières feuilles assimilatrices jusqu'aux feuilles de l'individu adulte.

## CHAPITRE 7. CROISSANCE DES LÉGUMINEUSES RECENSÉES

La croissance végétale en hauteur est généralement liée à la dynamique d'allongement des entre-nœuds et à l'extension de la tige et du développement de la surface foliaire. La croissance d'un végétal se définit comme l'augmentation de taille de ses diverses parties et la formation de nouveaux organes.

Ce chapitre ne fait pas mention d'une analyse détaillée des cellules responsables de la croissance mais se propose de décrire les manifestations morphologiques de la tige ainsi que l'augmentation de la surface foliaire qui sont nécessaires à la compréhension de la visualisation de cette croissance.

### 1. Phases de la croissance chez les espèces lianescentes recensées (cas de *Calopogonium*)

La figure 48 présente les différentes étapes de croissance de *Calopogonium mucunoides* depuis le jeune plant à port dressé jusqu'à l'acquisition de la lianescence. En considérant le cas de *Calopogonium mucunoides*, par exemple, les manifestations morphologiques de la tige montrent 4 phases distinctes. Dans un premier temps, 5 jours après la levée, le jeune plant orthotrope porte deux feuilles primordiales ; il mesure environ 4,2 cm de hauteur et 0,2 cm de diamètre. Par la suite, le jeune plant dressé se caractérise par un empilement successif de 6 feuilles à entre-nœuds relativement courts, 5 semaines après la levée et atteint une hauteur de 7,10 cm. Au cours de la troisième étape (8 à 9 semaines), la tige présente une inclinaison oblique, avec une position tendant à basculer vers le sol ; un début de lianescence est noté. Lors de la dernière étape (à partir de la 14<sup>e</sup> semaine), une tige prostrée, mesurant 47 cm de longueur et 0,32 cm de diamètre, est observée. L'observation sur la germination a été faite à la date du 20 juillet 2007 et la plante n'est devenue lianescente que le 06 novembre 2007. Il a donc fallu 109 j soit un peu plus de 15 semaines, pour que la lianescence se produise. La lianescence intervient donc tardivement.

### 2. Dynamique de la croissance

#### 2.1. Croissance en hauteur et vitesse de croissance des espèces répertoriées

L'histogramme de la croissance hebdomadaire en hauteurs des espèces de Légumineuses (Fig. 49) montre que l'augmentation de taille varie d'une espèce à l'autre. La plus faible croissance est enregistrée chez *Pueraria phaseoloides*, avec  $0,57 \pm 0,20$  cm au 7<sup>e</sup> jour après semis (JAS) à  $10,63 \pm 0,83$  cm au 70<sup>e</sup> jour après semis, soit une croissance de 10,06 cm au bout de 70 jours d'observations. A l'inverse, la plus forte croissance a été obtenue avec *Centrosema pubescens*, chez laquelle, l'augmentation a atteint  $96,5 \pm 1,75$  cm au cours de ce même temps d'observations. Pour les autres espèces, l'augmentation de taille a été comprise entre 9,64 et 78,54 cm. Cependant, les mesures en hauteur réalisées sur les différentes espèces durant les 28 premiers jours après semis ont révélé une



Photo AKEDRIN,  
Jeune plant à port érigé avec  
2 feuilles primordiales



Photo AKEDRIN,  
Jeune plant à entre-nœuds  
courts avec un empilement  
de 6 feuilles

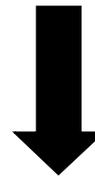


Photo AKEDRIN,  
Jeune plant à tige rampante et à  
entre-nœuds longs

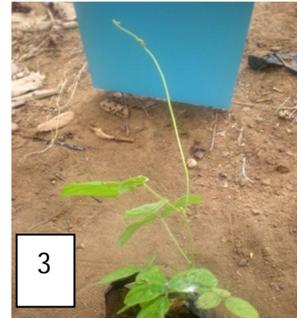
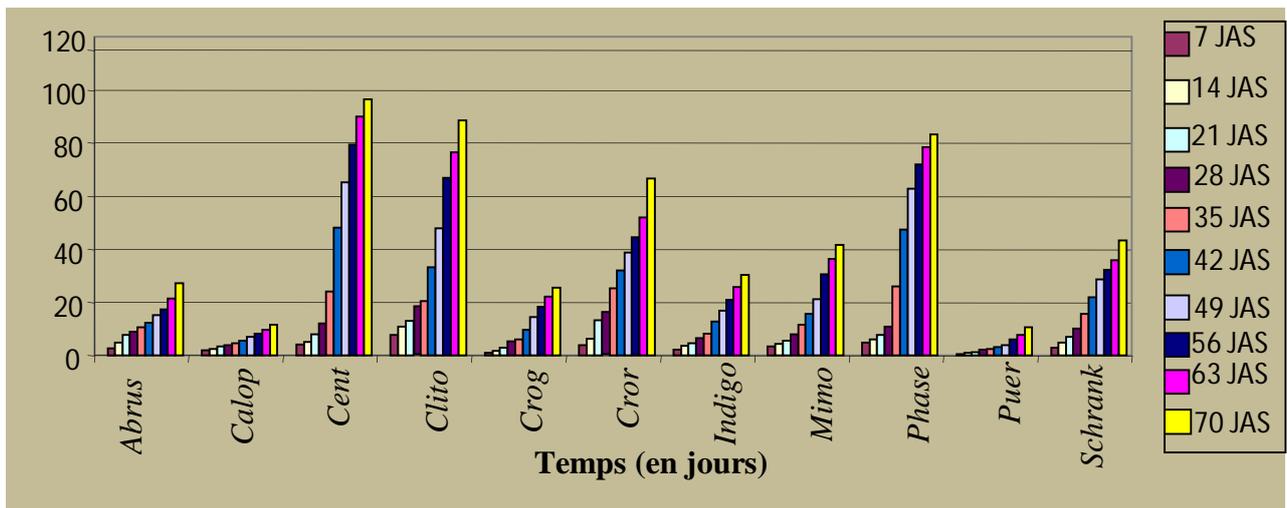


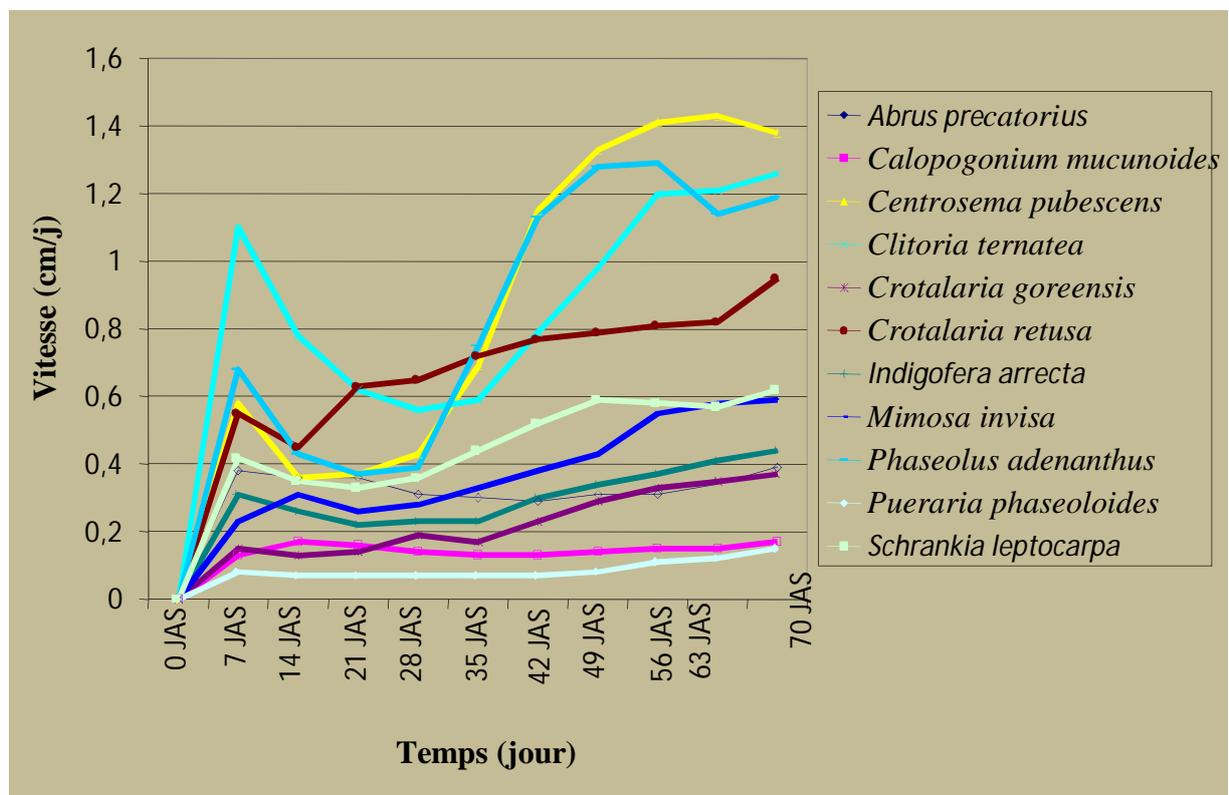
Photo AKEDRIN,  
Jeune plant en position inclinée

**Figure 48 : Différentes étapes de croissance de *Calopogonium mucunoides* depuis le jeune plant à port dressé jusqu'à l'acquisition de la lianescence.**

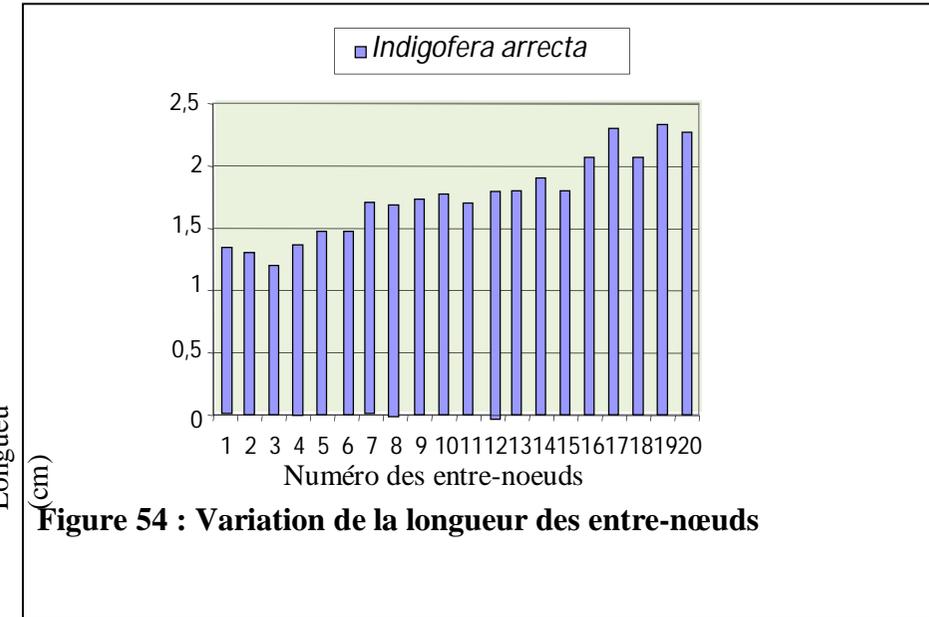
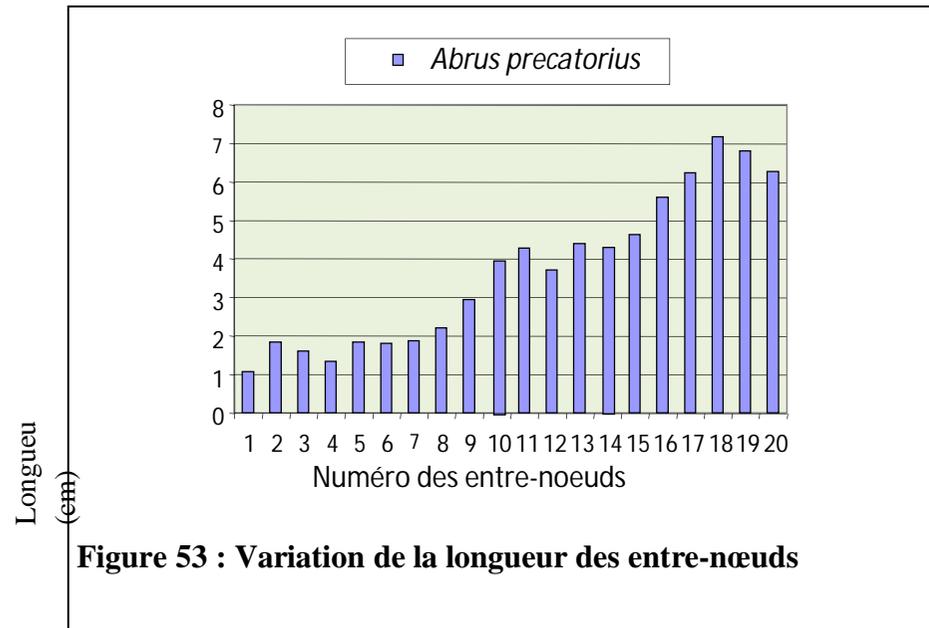
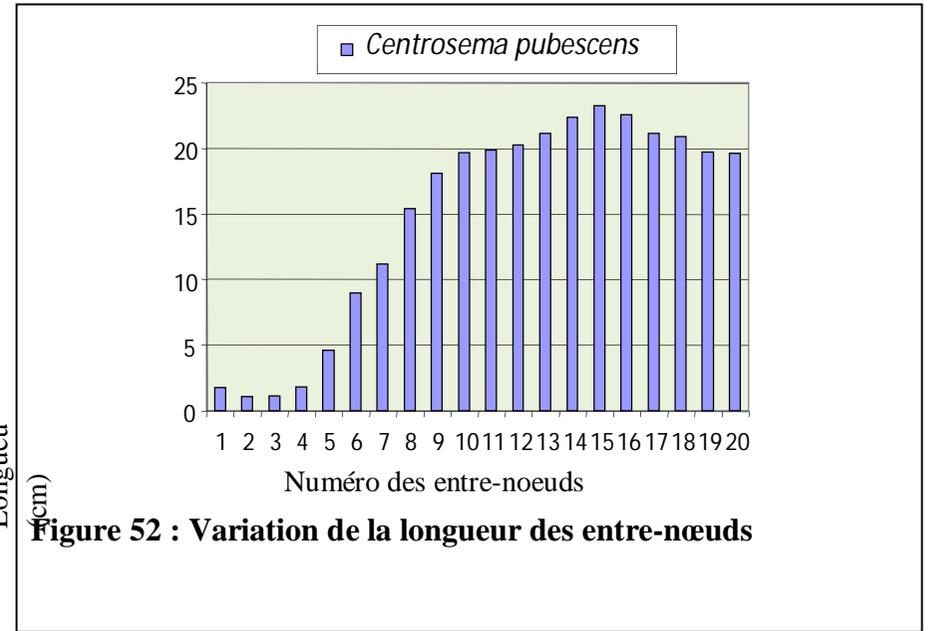
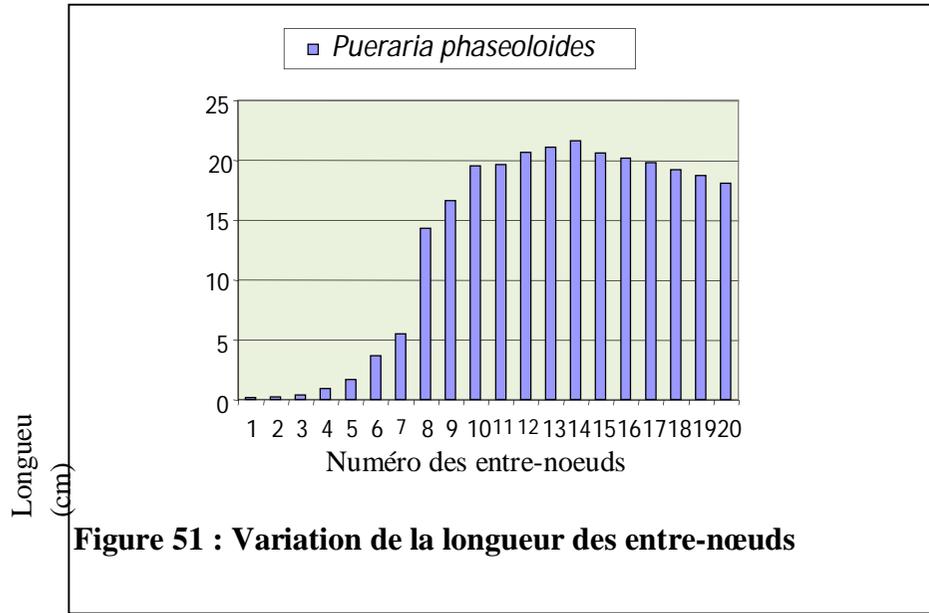


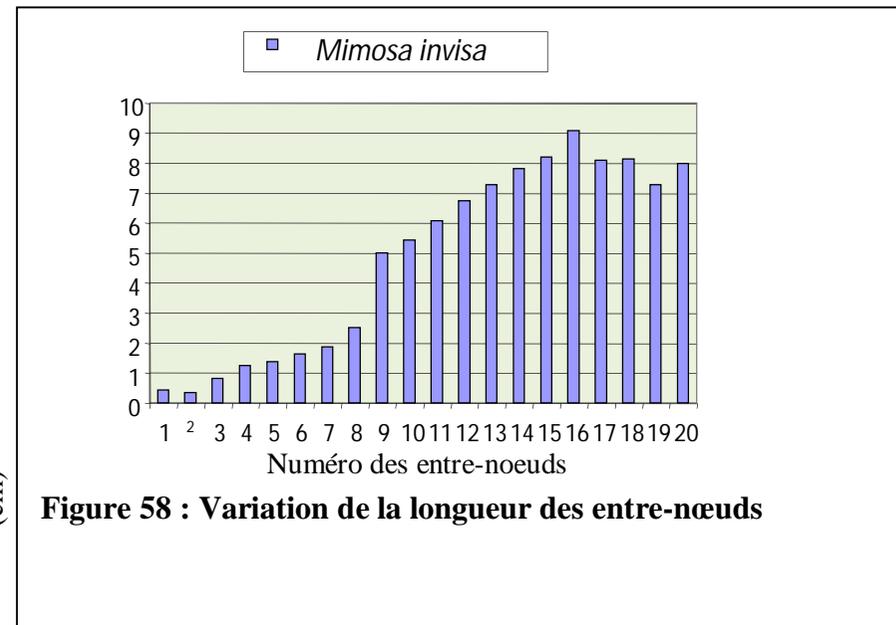
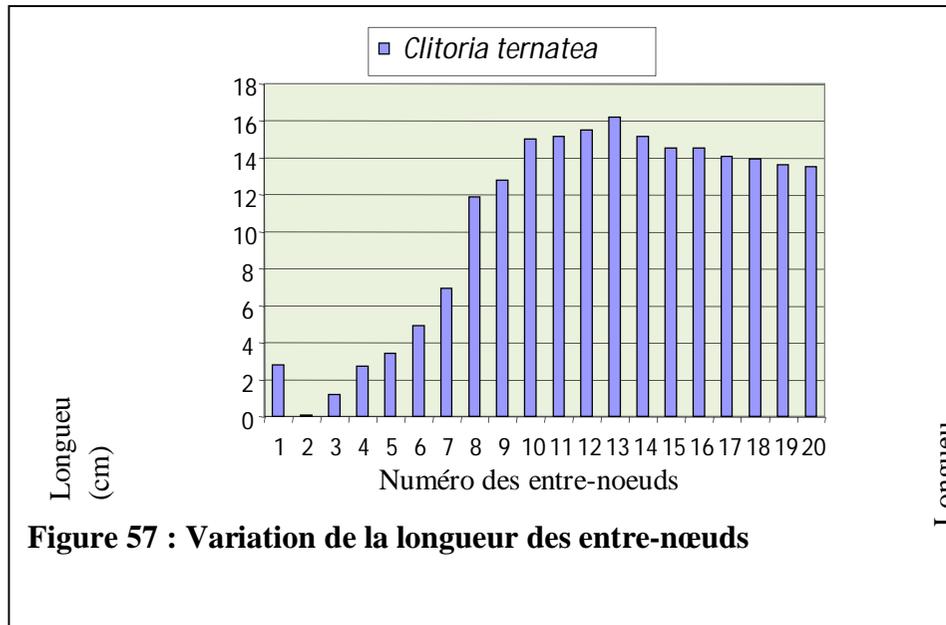
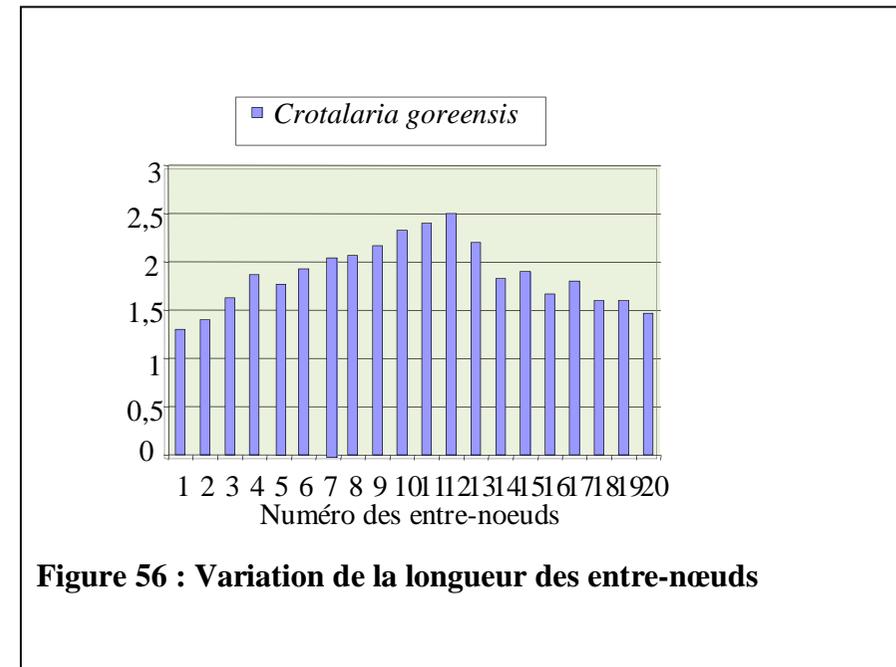
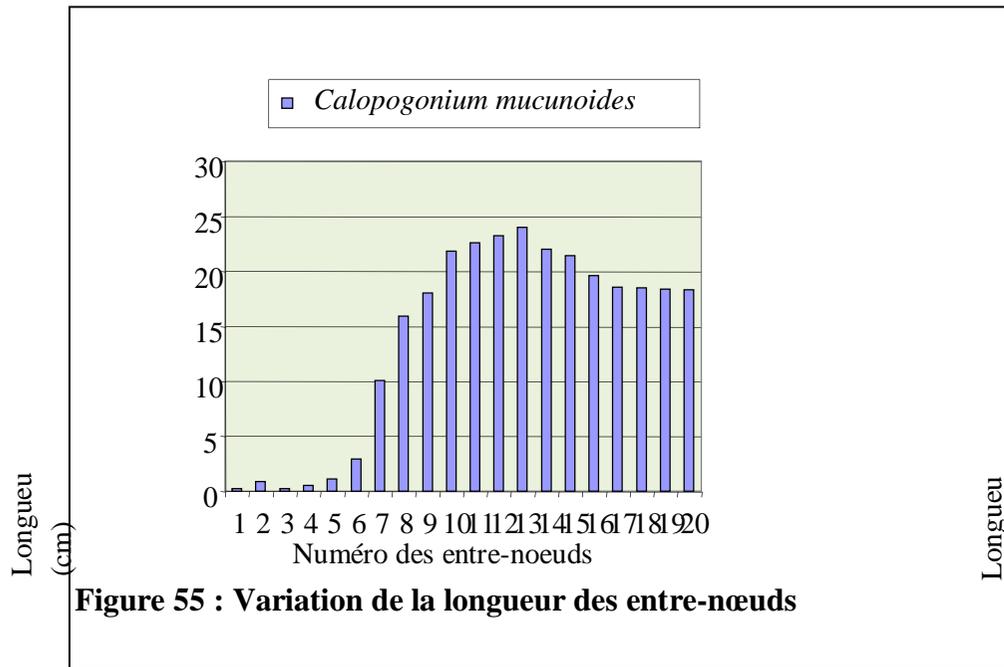
**Figure 49: Histogrammes de la croissance hebdomadaire en hauteur des Légumineuses inventoriées**

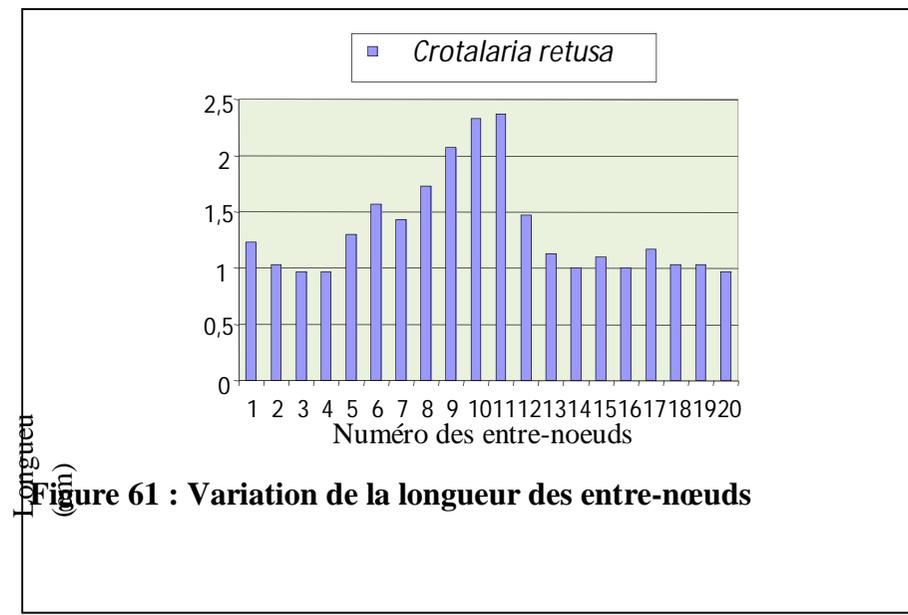
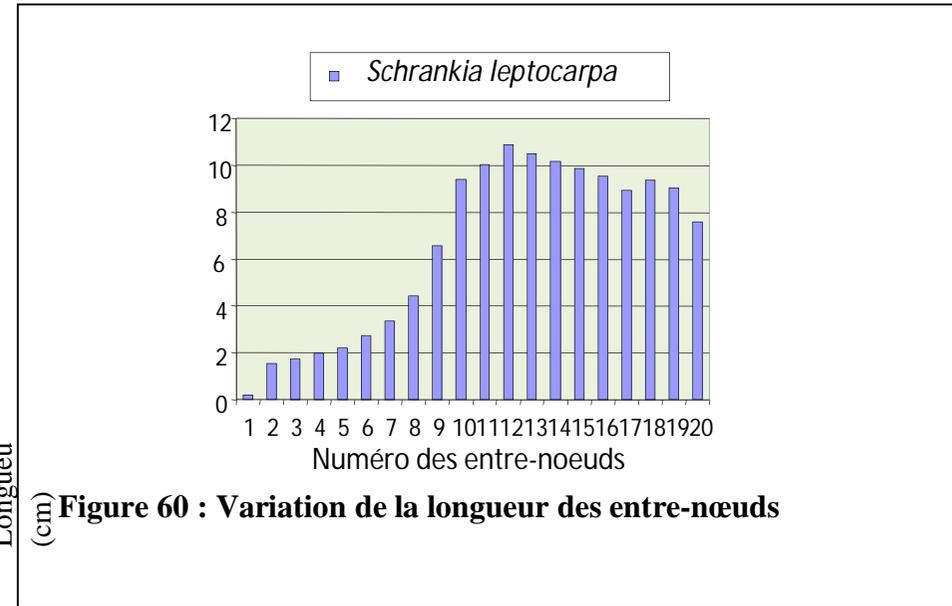
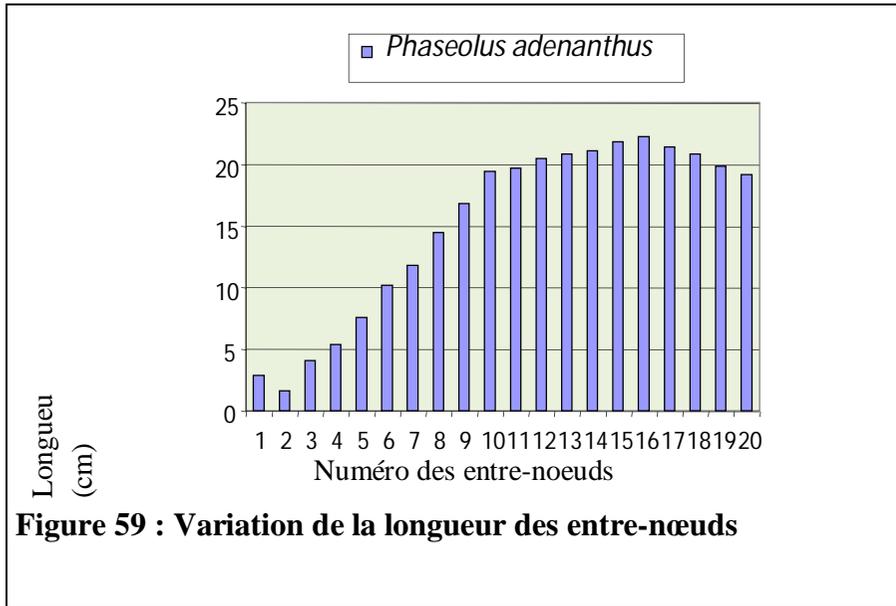
*Abrus.* - *Abrus precatorius* ; *Calop.* - *Calopogonium mucunoides* ; *Cent.* - *Centrosema pubescens* ; *Clito.* - *Clitoria ternatea* ; *Crog.* - *Crotalaria goreensis* ; *Cror.* - *Crotalaria retusa* ; *Indigo.* - *Indigofera arrecta* ; *Mimo.* - *Mimosa invisa* ; *Phase.* - *Phaseolus adenanthus* ; *Puer.* - *Pueraria phaseoloides* ; *Schrank.* - *Schrankia leptocarpa*.



**Figure 50 : Courbes d'évolution de la vitesse de croissance hebdomadaire des Légumineuses inventoriées**







croissance accélérée de *Clitoria ternatea* (15,76 cm) par rapport aux espèces.

La figure 50 présente les courbes de la vitesse de croissance hebdomadaire des espèces de Légumineuses. Nulle au départ, la vitesse de croissance est entamée au 3<sup>e</sup> jour après semis chez certaines plantes et 6<sup>e</sup> jour chez d'autres. Cette vitesse est accélérée chez chacune des espèces pour atteindre un pic au 7<sup>e</sup> JAS. Le plus important avec une valeur de 1,1 cm/jr est obtenu chez *Clitoria ternatea* et le plus faible (0,17 cm/jr) chez *Calopogonium mucunoides*. Cette valeur enregistrée chez *Clitoria ternatea* a baissé à partir du 14<sup>e</sup> jour après semis pour atteindre 0,59 cm/jr au 35<sup>e</sup>. Au 63<sup>e</sup> jour après semis, c'est avec *Centrosema pubescens*, que la vitesse de croissance a été importante avec une valeur de 1,43 cm/jr. Inversement la faible vitesse a été enregistrée chez *Pueraria phaseoloides* avec une valeur de 0,12 cm/jr pendant la même période. Quant aux autres espèces, leur vitesse de croissance a été située entre 0,15 et 1,21 cm/jr. La croissance en hauteur et la vitesse de croissance sont donc corrélées.

## 2.2. Variation de la longueur des entre-nœuds

Les figures 51 à 61 présentent la variation de la longueur des entre-nœuds des espèces recensées. Pour une même espèce, une variation de la longueur des entre-nœuds a été relevée. Par exemple, chez *Centrosema pubescens*, les 10 premières valeurs enregistrées, suivant l'ordre d'apparition, sont : 1,73 cm, 1,07 cm, 1,1 cm, 1,8 cm, 4,57 cm, 8,93 cm, 11,17 cm, 15,4 cm, 18,07 cm et 19,63 cm. Les entre-nœuds courts ont été enregistrés à la base de la tige. Ils sont devenus de plus en plus longs vers le sommet de la plante. La longueur des entre-nœuds a varié d'une espèce à une autre. Chez *Indigofera arrecta*, la longueur maximale a été de 2,30 cm et a représenté la longueur la plus petite parmi toutes les valeurs enregistrées. Chez *Centrosema pubescens*, par contre, la longueur maximale a été de 23,2 cm ; cela été la valeur la plus élevée. Pour les autres espèces, les fortes élongations ont été situées entre 2,37 cm et 21,70 cm.

Chez les espèces rampantes étudiées, le jeune plant, en début de croissance, la tige orthotrope est devenue prostrée et que la lianescence s'est produit quelques semaines plus tard.

Durant les premières semaines de semis, la vitesse de croissance est fonction de la grosseur de la graine. *Clitoria ternatea* qui possédait les plus grosses graines (diamètre = 0,6 cm), a enregistré la plus forte croissance durant les 28 premiers jours de germination. A l'inverse, la plus faible croissance a été enregistrée avec *Pueraria phaseoloides* dont le diamètre de la graine a équivalu à 0,2 cm.

Pour une même espèce, la variation de la longueur de l'entre-nœud est fonction de sa position sur la tige ; les entre-nœuds situés à la base de la tige sont courts et ceux du sommet

sont les plus longs. De même, les longueurs des entre-nœuds varient d'une espèce à une autre. Parmi les espèces étudiées, la longueur maximale de 2,30 cm a été enregistrée chez *Indigofera arrecta*. Elle a représenté la longueur la plus faible. Par contre, chez *Centrosema pubescens*, la longueur maximale a été de 23,2 cm ; elle a été la valeur la plus forte.

## CHAPITRE 8. CARACTÉRISTIQUES NODULAIRES DES LÉGUMINEUSES

Les Légumineuses sont connues pour leur capacité de former des nodosités au niveau du système racinaire. Dans ces nodosités, se trouvent enfermées des Bactéries (genre *Rhizobium*) qui vivent en symbiose avec les plantes, leur permettant de fixer et de transformer l'azote en composés nitrés, fertilisants pour la plante hôte.

Les observations effectuées sur les racines des jeunes plants en pépinière ont pour but d'établir la corrélation entre la nodulation et la poussée foliaire d'une part et d'autre part de proposer une classification des nodosités, en fonction de leurs formes et de leurs tailles.

Dans ce chapitre, chaque espèce a fait l'objet d'un suivi du système racinaire depuis la phase de germination, l'apparition des cotylédons, l'ébauche et l'épanouissement des premières feuilles et deuxièmes feuilles assimilatrices, etc.

### 1. Corrélation entre feuillaison et nodulation

Le pourcentage de racines nodulées, sans inoculation de Bactéries au préalable a été calculé à partir d'un échantillon de 10 espèces en fonction de la croissance foliaire (ébauche de feuille ou feuille épanouie) (Tab. IV). Toutes les espèces étudiées ont produit des nodosités et cela de façon progressive. Cette production a été précoce chez quatre espèces (*Centrosema pubescens*, *Crotalaria goreensis*, *Crotalaria retusa* et *Mimosa invisa*) chez lesquelles, les nodosités se sont formées dès l'apparition de la 2<sup>e</sup> feuille assimilatrice (soit en moyenne  $5,07 \pm 0,50$  j après la levée) avec des taux moyens respectifs de 10, 10, 20 et 20 p.c. Par contre, Chez *Abrus precatorius*, les nodosités sont apparues tardivement et cela dès l'ébauche de la 3<sup>e</sup> feuille assimilatrice soit environ  $9,33 \pm 0,57$  jours après la levée, avec un taux moyen de 10 p.c. Nulles au départ au stade des feuilles cotylédonaires, les nodosités sont apparues chez tous les plants observés dès la mise en place de la 4<sup>e</sup> ou la 5<sup>e</sup> feuille assimilatrice. Ainsi, deux groupes d'espèces ont pu être constituées. Les espèces dont toutes les racines ont produit des nodosités au moment de la mise en place de la 4<sup>e</sup> feuille assimilatrice. Il s'est agi : de *Centrosema pubescens*, *Crotalaria goreensis*, *Crotalaria retusa*, *Mimosa invisa*, *Phaseolus adenanthus*, *Pueraria phaseoloides* et *Schrankia leptocarpa* qui ont représenté la majorité (63,67 p.c.) des espèces étudiées. Le deuxième groupe est constitué par les espèces chez lesquelles les nodosités sont présentes dès la mise en place de la

**Tableau IV : Taux moyens des espèces de Légumineuses herbacées nodulées en fonction de la poussée foliaire**

Espèces	Cotylédon	Taux de nodulations selon les organes										Temps mis pour l'observation des premières nodulations (j)
		1 <sup>ère</sup> feuille		2 <sup>e</sup> feuille		3 <sup>e</sup> feuille		4 <sup>e</sup> feuille		5 <sup>e</sup> feuille		
		éb.	ép.	éb.	ép.	éb.	ép.	éb.	ép.	éb.	ép.	
<i>Abrus precatorius</i>	0	0	0	0	0	10	40	50	70	100	100	9,33 ± 0,57
<i>Calopogonium mucunoides</i>	0	0	0	0	10	30	50	70	90	100	100	8,9 ± 0,1
<i>Centrosema pubescens</i>	0	0	0	10	40	60	90	100	100	100	100	4,67 ± 0,58
<i>Clitoria ternatea</i>	0	0	0	0	10	30	40	70	90	100	100	8,67 ± 1,15
<i>Crotalaria goreensis</i>	0	0	0	10	40	60	80	100	100	100	100	5,33 ± 0,58
<i>Crotalaria retusa</i>	0	0	0	20	40	50	70	80	100	100	100	4,67 ± 0,58
<i>Indigofera arrecta</i>	0	0	0	0	10	40	60	80	90	100	100	7,67 ± 0,58
<i>Mimosa invisa</i>	0	0	0	20	60	70	90	100	100	100	100	5,67 ± 0,58
<i>Phaseolus adenanthus</i>	0	0	0	0	20	40	70	100	100	100	100	8,33 ± 1,52
<i>Pueraria phaseoloides</i>	0	0	0	0	10	30	60	80	100	100	100	7,33 ± 0,58
<i>Schrankia leptocarpa</i>	0	0	0	0	10	30	60	100	100	100	100	7,33 ± 0,58

éb - ébauche ; ép - épanouie

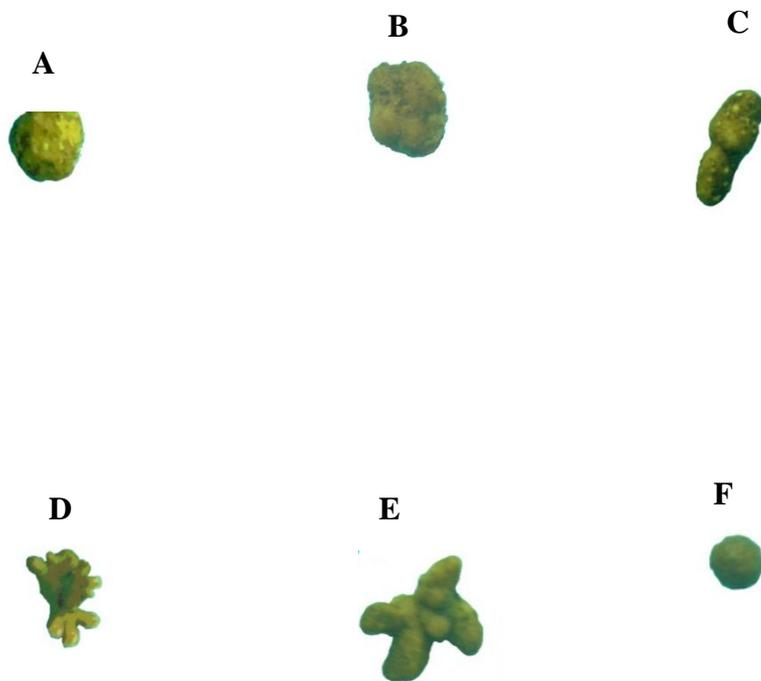
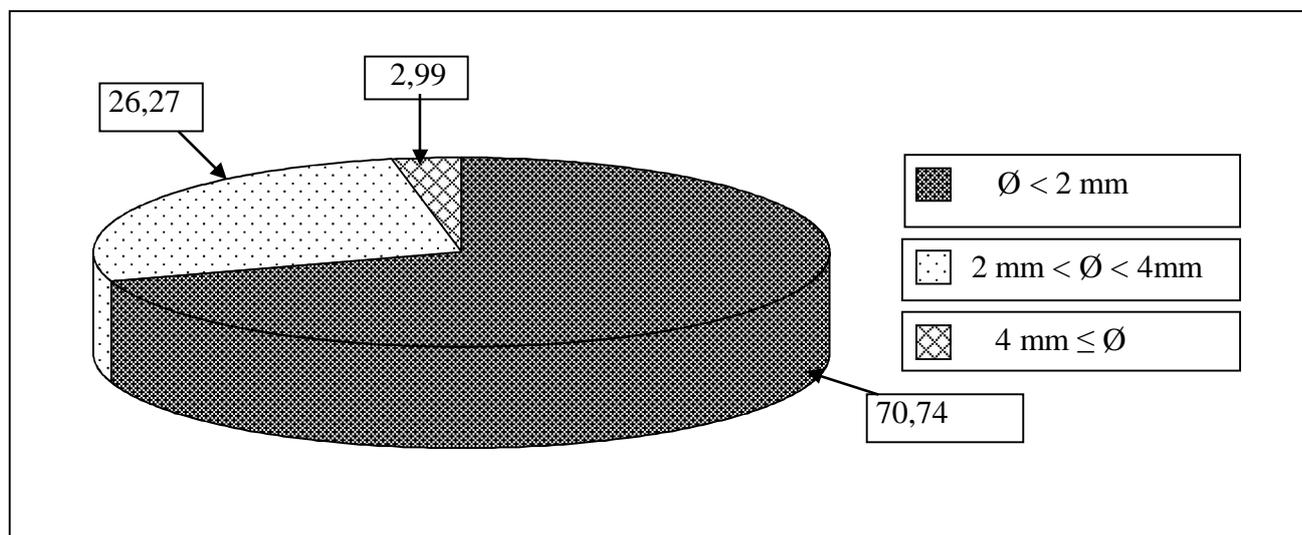


Photo AKEDRIN, 2008

**Figure 62 : Formes de nodosités racinaires observées chez les différentes Légumineuses.**  
(x 50) ; **A, B** et **F** - formes sphériques (avec  $r = 0,98$ ) ; **C** - forme allongée ( $r = 0,48$ ) ; **D** et **E** - formes digitées.

**Tableau V : Classification des nodosités des diverses Légumineuses herbacées en fonction du diamètre 12 semaines après semis**

Espèces	Diamètre de nodules (mm)			Nombre total de nodosités produites
	< 2	> 2 < 4	≤ 4	
<i>Abrus precatorius</i>	27 ± 15,56	19 ± 8,05	3 ± 1,52	49
<i>Calopogonium mucunoides</i>	43 ± 19,78	13 ± 7,82	0	56
<i>Centrosema pubescens</i>	44 ± 10,01	16 ± 4,70	2 ± 0,95	62
<i>Clitoria ternatea</i>	29 ± 14,5	13 ± 5,51	4 ± 4,04	46
<i>Crotalaria gorensis</i>	39 ± 21,36	10 ± 4,32	0	49
<i>Crotalaria retusa</i>	32 ± 9,84	15 ± 3,51	2 ± 0,96	49
<i>Indigofera arrecta</i>	24 ± 17,02	18 ± 6,65	0	42
<i>Mimosa invisa</i>	153 ± 30,13	19 ± 6,65	0	172
<i>Phaseolus adenanthus</i>	43 ± 12,12	12 ± 4,30	2 ± 0,57	57
<i>Pueraria phaseoloides</i>	40 ± 25,94	9 ± 3,51	3 ± 2,09	52
<i>Schrankia leptocarpa</i>	39 ± 11,50	27 ± 6,65	1 ± 0,07	67



**Figure 63 : Répartition des valeurs moyennes des nodosités des Légumineuses herbacées répertoriées**

5<sup>e</sup> feuille assimilatrice. Il s'est agi de : *Abrus precatorius*, *Calopogonium mucunoides*, *Clitoria ternatea* et *Indigofera arrecta* ; elles ont été au nombre de 4 soit 36,36 p.c. Dans l'ensemble, la nodulation, fonction de l'apparition des feuilles, serait liée au phénomène de la photosynthèse.

## 2. Variabilité morphologique des nodosités

La figure 62 présente les formes des nodosités racinaires observées chez les différentes Légumineuses herbacées. Les organes (feuilles, fruits, nodosités) sont capables, au cours de leur développement, de changer de formes, de dimensions, de nombre. Le rapport (r) de la largeur sur la hauteur (l/H), calculé sur chacune des formes récoltées, a permis d'observer des différences dans la morphologie des nodosités. Ainsi, les nodosités allongées ont leur rapport (r) qui équivaut à 0,48 (Fig. 60 c) et les nodosités sphériques ont leur rapport qui est égal à 0,98 (Fig. 60 a, 60 b et 60 f).

## 3. Morphométrie nodulaire

Le tableau V a donné trois classes de nodosités, en tenant compte de leurs diamètres moyens. Il s'agit des nodosités de diamètre < 2 mm, des nodosités pour lesquelles le diamètre est compris entre 2 et 4 mm et les nodosités pour lesquelles le diamètre > 4 mm. La capacité de production des nodosités a varié d'une espèce à l'autre. En 12 semaines de semis, la plus forte production de nodosités enregistrée a été de 172. Elle a été observée chez *Mimosa invisa*. Chez cette plante, la plupart des nodosités ont eu un diamètre inférieur à 4 mm. La plus faible production de nodosités a été observée chez *Indigofera arrecta* (42 nodosités). Chez cette plante, le diamètre moyen a varié entre 2 et 4 mm. Pour les autres espèces, le nombre de nodosités a varié entre 49 et 67, avec une prédominance des diamètres inférieurs à 2 mm. Par ailleurs, la répartition des valeurs moyennes des nodosités de quelques Légumineuses herbacées (Fig. 63) a permis de noter dans l'ensemble une forte proportion (70,74 p.c.) de nodosités dont le diamètre est inférieur à 2 mm. Il est suivi des nodosités de diamètres compris entre 2 et 4 mm (26,24 p.c.). Le plus faible taux (2,99 p.c.) a concerné les diamètres supérieurs à 4 mm.

Toutes les espèces mises à germer possèdent des nodosités, mais leur capacité de production est progressive en rapport avec la poussée foliaire. Elle est précoce chez certaines espèces (*Centrosema pubescens*, *Crotalaria goreensis*, *Crotalaria retusa* et *Mimosa invisa*) et tardive chez d'autres (*Abrus precatorius*). Le nombre de nodosités a augmenté donc avec l'accumulation de la biomasse. Dans l'ensemble, tous les systèmes racinaires mis à nu sont pourvus de nodosités dès l'apparition de la 5<sup>e</sup> feuille assimilatrice chez chaque des espèces. En ce qui concerne l'aspect morphologique, différentes formes de nodosités ont été observées (sphériques, ovoïdes, allongées, digitées et multiformes). La mensuration a permis de constater un taux élevé (70,84 p.c.) de nodosités dont le diamètre est inférieur à 2 mm.

## CHAPITRE 9. PHÉNOLOGIE COMPARÉE, CAPACITÉS FOURRAGÈRE ET FRUCTIFÈRE DES LÉGUMINEUSES RECENSÉES

### 1. Phénologie comparée des Légumineuses recensées

Les espèces végétales, dans leur immense majorité, sont immobiles, ce qui sous-entend qu'elles subissent continuellement les contraintes du milieu environnant comme l'humidité, la température, le vent, la sécheresse et la chaleur. Le rythme des saisons influe sur la période de feuillaison, floraison et fructification de ces plantes. La phénologie implique les modifications cycliques ou saisonnières que subissent les espèces végétales, dans leur morphologie et leur physiologie, au cours des saisons.

Le suivi de l'évolution de ces jeunes plants en pépinière a permis de distinguer différents stades phénologiques au cours du développement. Il s'est agi des stades de la levée des plantes après semis (délai de germination), la phase végétative (ou feuillaison) (période allant du semis jusqu'à l'apparition des boutons floraux), la floraison et la fructification.

#### 1.1. Détermination du calendrier phénologique

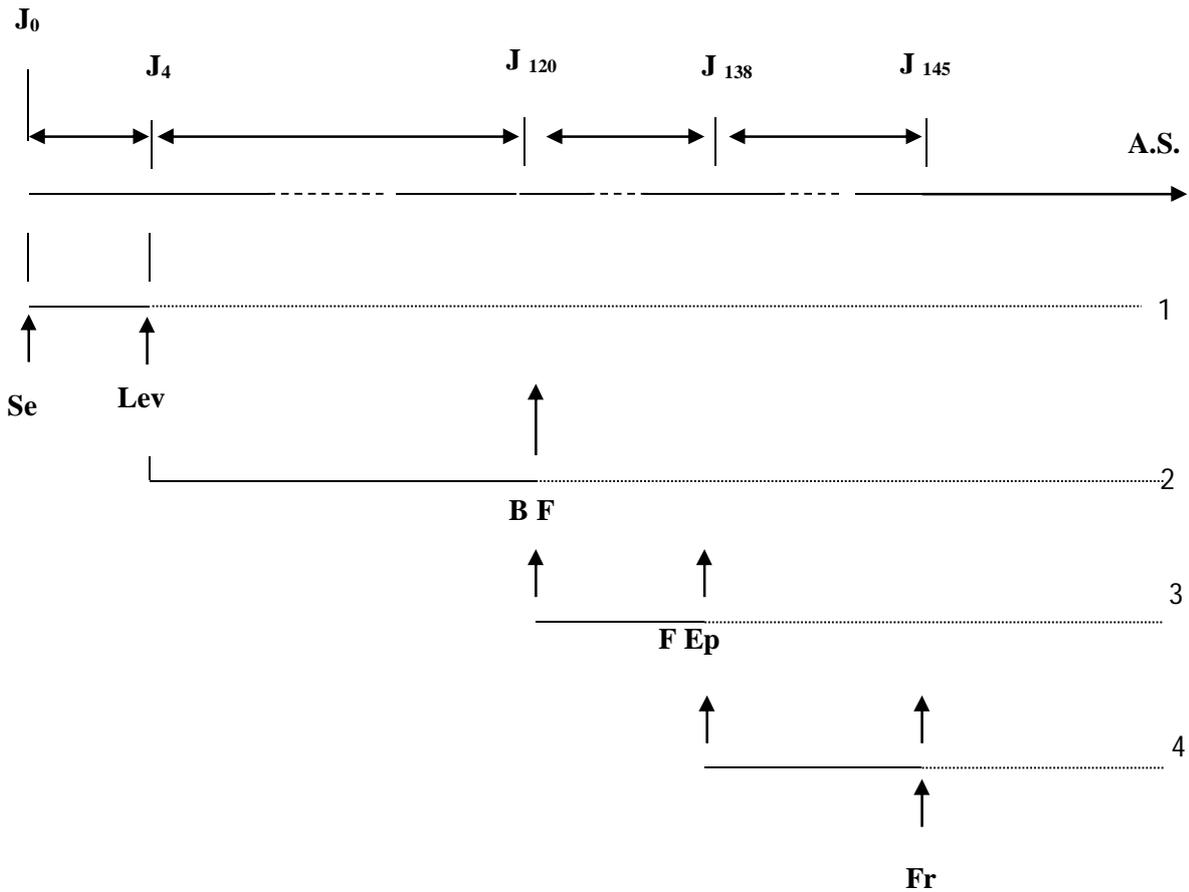
Les observations liées à l'établissement d'un calendrier phénologique des plantes étudiées, en liaison avec les conditions météorologiques, se sont déroulées sur deux années successives, afin d'interpréter leur comportement. Les relevés concernant le calendrier phénologique sont consignés dans le tableau VI. Les délais de mises en fleurs au cours de la première année de semis ont varié. Les premiers boutons floraux sont apparus entre 5 et 6 mois après semis chez *Abrus precatorius*, *Calopogonium mucunoides*, *Mimosa invisa*, *Phaseolus adenanthus* et *Pueraria phaseoloides*. Chez *Clitoria ternatea*, les boutons floraux sont apparus dans l'intervalle de 2 à 3 mois après semis. Pour les autres espèces les délais de mises à fleurs ont varié entre 4 et 5 mois. En rapport avec le statut des plantes et au cours de la deuxième année de semis, la floraison a eu lieu en août et septembre chez les plantes pérennes (*Abrus precatorius*, *Calopogonium mucunoides*, *Phaseolus adenanthus* et *Pueraria phaseoloides*). La fructification a eu lieu d'août à janvier, pour ces mêmes plantes.

En fonction de la durée de différenciation, deux groupes d'espèces ont été notés. Le premier groupe est constitué des espèces pour lesquelles 3 à 4 semaines ont été nécessaires pour effectuer la différenciation des boutons floraux en fruits. Il s'est agi de *Abrus precatorius*, *Calopogonium mucunoides*, *Centrosema pubescens*, *Clitoria ternatea*, *Crotalaria goreensis*, *Crotalaria retusa*,

**Tableau VI : Calendrier phénologique des espèces étudiées**

Espèces	Délai de germination (en jours)	Première année de semis		Deuxième année de semis		Observations faites par AKOEGNINOU <i>et al.</i> (2006)		Statuts biologiques
		Floraison (mois après semis)	Durée différenciation des boutons floraux en fruit (en jours)	Fleurs	Fruits	Fleurs	Fruits	
<i>Abrus precatorius</i>	6	5-6	23 ± 2,00	août-oct	août-nov	toute l'année	toute l'année	pérenne
<i>Calopogonium mucunoides</i>	4	5-6	25 ± 1,00	sept-déc	sept-déc.	mars oct nov.	mars mai, oct.-nov.	pérenne
<i>Centrosema pubescens</i>	4	4-5	27 ± 1,00	-	-	mars août-déc.	mars, août nov, déc.	annuelle
<i>Clitoria ternatea</i>	4	2-3	28 ± 1,00	-	-	janv. fév. juil.-déc.	août-déc.	annuelle
<i>Crotalaria goreensis</i>	5	4-5	24 ± 1,00	-	-	juin, août, sept-déc.	juin, oct.-déc.	biannuelle
<i>Crotalaria retusa</i>	4	4-5	25 ± 3,00	-	-	janv-avr., juil-nov.	janv.-av, juil.-nov.	biannuelle
<i>Indigofera arrecta</i>	6	4-5	20 ± 1,00	-	-	mars	mars	annuelle
<i>Mimosa invisa</i>	4	5-6	29 ± 1,00	-	-	fév. mars-déc.	fév. mars-déc.	annuelle
<i>Phaseolus adenanthus</i>	3	5-6	26 ± 1,00	août-nov.	août-déc.	-	-	pérenne
<i>Pueraria phaseoloides</i>	4	5-6	24 ± 1,00	sept- déc.	sept-déc.	juin, nov. déc.-mars	oct. nov. déc.-mars	pérenne
<i>Schrankia leptocarpa</i>	4	4-5	22 ± 1,00	-	-	-	-	annuelle

(-) équivaut à l'absence d'organe



**Figure 64 : Phénogramme de semenciers de *Crotalaria retusa***

**A.S.** - année de semis ; **B.F.** - bouton floral ; **F.Ep** - fleur épanouie ; **Fr** - début de fructification ; **J** - jour ; **Lev** - début de levée ou germination ; **Se** - semis ; **1** - phase végétative ; **2** et **3** - phases de floraison ; **4** - phase de fructification.

*Mimosa invisa*, *Phaseolus adenanthus*, *Pueraria phaseoloides* et *Schrankia leptocarpa* qui sont majoritaires (90,90 p.c.). Le deuxième groupe a concerné les espèces dont la durée de différenciation s'est étalée sur 2 à 3 semaines. Il s'est agit de *Indigofera arrecta* et a représenté 10,10 p.c. de l'ensemble des espèces de l'étude.

En ce qui concerne le statut biologique, 3 classes d'individus ont pu être constituées : la classe des plantes annuelles représentées par *Centrosema pubescens*, *Clitoria ternatea*, *Indigofera arrecta*, *Mimosa invisa* et *Schrankia leptocarpa*, la classe des plantes pérennes composées des espèces telles que *Abrus precatorius*, *Calopogonium mucunoides*, *Phaseolus adenanthus* et *Pueraria phaseoloides* et les plantes bisannuelles dont *Crotalaria goreensis* et *Crotalaria retusa*.

## **1.2. Phénogramme de *Crotalaria retusa***

La figure 64 présente le phénogramme de semenciers de *Crotalaria retusa*. Le phénogramme est constitué de stades continus. La graine germe et donne un jeune plant qui subsiste durant quelques mois. Le jeune plant croît et devient adulte ; au stade de la maturité physiologique, il fleurit et fructifie. En général, pour toute espèce, il y a 4 stades phénologiques majeures qui se sont déroulés : la germination, la croissance, la floraison et la fructification. Les stades de croissance et de floraison sont échelonnés chez chacune de ces espèces si bien que des boutons floraux sont observés sur des plantes après maturation complète des premiers fruits.

## **2. Capacités fourragère et fructifère des légumineuses recensées**

Pour déterminer la capacité fourragère des plantes, le nombre de feuilles par tiges (NFeT), le nombre de feuilles par plante (NFeP) et le nombre de ramifications primaires par plante (NRam) ont été déterminés. En rapport avec la capacité fructifère, le nombre de fleurs par inflorescence (NFIF), le nombre de fleurs par plante (NFIP) et le nombre de gousses par plante (NGP) ont été considérés. Le tableau VII a présenté les différentes valeurs relatives à la capacité fourragère et fructifère des Légumineuses.

### **2.1. Capacité fourragère**

#### **2.1.1. Nombre de feuilles par tige (NFeT)**

Le nombre de feuilles par tige a permis de diviser l'ensemble des espèces étudiées en trois groupes (Tab. VII). Le premier groupe est représenté *Crotalaria goreensis* avec une moyenne de 72 feuilles. Le deuxième groupe est constitué de *Crotalaria retusa*, *Pueraria phaseoloides*, *Abrus precatorius*, *Calopogonium mucunoides*, *Indigofera arrecta* et *Mimosa invisa*. La valeur moyenne de feuilles par tige enregistrée par ces espèces est comprise entre 60 et 40. Le troisième groupe est formé par *Centrosema pubescens*, *Phaseolus adenanthus*, *Schrankia leptocarpa* et *Clitoria ternatea*. Dans ce dernier groupe, les valeurs moyennes du nombre de feuilles par tige ont varié de 22 à 30.

D'un groupe à l'autre, la différence entre les valeurs moyennes du nombre de feuilles par tige est significative ( $F= 7,73 ; p < 0,001$ ).

### **2.1.2. Nombre de feuilles par plante (NFeP)**

D'une espèce à l'autre, le nombre de feuilles par plante (NFeP) a varié (Tab. VII). Quatre groupes d'espèces ont été distingués. Les plus fortes valeurs du nombre de feuilles par plante enregistrées sont 1371,67 et 1259,67. Ces valeurs ont été obtenues respectivement chez *Mimosa invis*a et *Crotalaria retusa* qui ont constitué le premier groupe. Ce groupe est suivi par *Crotalaria goreensis* et *Pueraria phaseoloides* avec une valeur moyenne de 556,00 feuilles par plante. Le troisième groupe est constitué de *Calopogonium mucunoides*, *Centrosema pubescens*, *Indigofera arrecta*, *Phaseolus adenanthus* et *Abrus precatorius*. Ces espèces ont présenté respectivement des valeurs moyennes de 469,33, 492,33, 506,67, 494,67 et 464,00 feuilles par plante. Le quatrième groupe est celui formé par *Schrankia leptocarpa* et *Clitoria ternatea* avec des valeurs moyennes respectives de 186,67 et 96,33 feuilles par plantes.

D'un groupe à l'autre, la différence entre les valeurs moyennes du nombre de feuilles par plante est significative ( $F= 12,71 ; p < 0,001$ ).

### **2.1.3. Nombre de ramifications primaires par plante (NRam)**

En ce qui concerne le nombre moyen de ramifications primaires (NRam), l'analyse de variance a permis de distinguer quatre classes (Tab. VII). La première classe est formée par la plante qui a enregistré le grand nombre de ramification (35). Il s'est agi de *Mimosa invis*a. La deuxième classe a regroupé les espèces suivantes : *Phaseolus adenanthus* (17,67) et *Pueraria phaseoloides* (17,33). La troisième classe est formée par les espèces suivantes : *Indigofera arrecta*, *Crotalaria goreensis*, *Calopogonium mucunoides*, *Abrus precatorius* et *Centrosema pubescens*. Ces espèces ont enregistré respectivement 9,33, 16,33, 10,67, 10,00 et 15,33 ramifications comme valeurs moyennes de ramifications primaires par plante. La quatrième classe est formée par des espèces qui ont le plus petit nombre moyen de ramifications par tiges. Il s'est agi de *Clitoria ternatea*, *Crotalaria retusa* et *Schrankia leptocarpa* avec des valeurs moyennes respectives de 7,33, 8,33 et 8,00 ramifications.

D'une classe à l'autre, la différence entre les valeurs moyenne du nombre de ramifications est significative ( $F = 16,96 ; p < 0.001$ ).

## **2.2. Capacité fructifère des Légumineuses herbacées étudiées**

### **2.2.1. Nombre de fleurs par inflorescence (NFIF)**

Le nombre de fleurs par inflorescences enregistré a permis les espèces en cinq groupes (Tab. VII). Le plus grand nombre de fleurs par inflorescence est enregistré chez *Mimosa invis*a avec une valeur moyenne de 135 fleurs ; il a constitué le premier groupe. Ce groupe est suivi de celui des

*Crotalaria goreensis* et *Pueraria phaseoloides* qui ont enregistré respectivement 82,00 et 84,33 fleurs en moyenne par inflorescence. Le troisième groupe est formé par les espèces suivantes : *Indigofera arrecta*, *Phaseolus adenanthus* *Schrankia leptocarpa* et *Crotalaria retusa*. Les valeurs moyennes de fleurs par inflorescence déterminées chez chacune de ces espèces sont respectivement 77,33, 78,00, 77,33 et 58,67 fleurs. Dans le quatrième groupe, *Calopogonium mucunoides* et *Abrus precatorius* ont produit respectivement en moyenne 31,00 et 23 fleurs par inflorescence. Le cinquième groupe est celui formé par *Centrosema pubescens* et *Clitoria ternatea*. Ces espèces ont produit chacune 5 et 4 fleurs par inflorescence.

D'un groupe à l'autre, l'analyse de variance a montré une différence significative entre les valeurs moyennes du nombre de fleurs enregistrées ( $F = 28,51$  ;  $p < 0,001$ ).

### **2.2.2. Nombre de fleurs par plante (NFIP)**

Le nombre de fleurs par plante a varié d'une espèce à une autre. Six groupes d'espèces ont pu être déterminé (Tab. VII). Le premier groupe est constitué par *Mimosa invisa* avec une valeur moyenne de 3 250 fleurs par plante enregistrées. Dans le deuxième groupe, *Schrankia leptocarpa* et *Indigofera arrecta* ont produit en moyenne 1882,33 et 1435,00 fleurs par plante. Le troisième groupe formé les espèces suivantes : *Crotalaria goreensis*, *Calopogonium mucunoides*, *Phaseolus adenanthus* et *Pueraria phaseoloides* ont enregistré respectivement en moyenne 1158,67, 1027,00, 1110,67 et 1255,00 fleurs par plante. Dans le quatrième groupe, *Abrus precatorius* et *Crotalaria retusa* ont produit en moyenne 442,50 à 510,33 fleurs par plante. *Centrosema pubescens* qui a représenté le cinquième groupe, a produit en moyenne 231,33 fleurs par plante. Le sixième groupe a concerné *Clitoria ternatea*. Chez cette espèce, 46,00 fleurs par plante en moyenne ont été déterminées.

L'analyse de variance d'un groupe à une autre a montré une différence significative entre les valeurs moyennes du nombre de fleurs par plante ( $F = 15,52$  ;  $p < 0,001$ ).

### **2.2.3. Nombre de gousses par plante (NGP)**

Le nombre de gousses par plante a permis de diviser les espèces en six groupes (Tab. VII). Le premier groupe est représenté par *Mimosa invisa* avec en moyenne de 2318,67gousses. Dans le deuxième groupe, *Indigofera arrecta* a produit en moyenne 910,76 gousses par plante. *Crotalaria goreensis* qui a représenté le troisième groupe, a enregistré en moyenne 742,33 gousses par plantes. Dans le quatrième groupe, *Calopogonium mucunoides* et *Phaseolus adenanthus* ont produit en moyenne 413,33 à 625,67 gousses par plantes. Le cinquième groupe est formé par *Pueraria phaseoloides*, *Abrus precatorius*, *Schrankia leptocarpa* et *Crotalaria retusa*. Chez ces espèces, l'on a

**Tableau VII : Valeurs moyennes de 6 paramètres végétatifs des 11 espèces de Légumineuses mises à germer**

Espèces	<i>Mimosa invisa</i>	<i>Indigofera arrecta</i>	<i>Crotalaria goreensis</i>	<i>Calopogoni um mucunoides</i>	<i>Phaseolus adenanthu s</i>	<i>Pueraria phaseoloid es</i>	<i>Abrus precatoriu s</i>	<i>Schrankia leptocarpa</i>	<i>Crotalaria retusa</i>	<i>Centrosema pubescens</i>	<i>Clitoria ternatea</i>	Paramètres du test
NFeT	43,00 <sup>bcd</sup> ± 9,85	44,00 <sup>bcd</sup> ± 9,85	72,33 <sup>a</sup> ± 12,89	42,00 <sup>bcd</sup> ± 9,54	29,67 <sup>cd</sup> ± 7,02	51,33 <sup>bc</sup> ± 7,37	39,00 <sup>bcd</sup> ± 10,07	33,67 <sup>cd</sup> ± 8,50	59,00 <sup>ab</sup> ± 8,19	27,33 <sup>cd</sup> ± 5,51	24,33 <sup>d</sup> ± 3,51	F = 7,73 P < 0,001
NFeP	1371,67 <sup>a</sup> ± 357,52	506,67 <sup>bc</sup> ± 167,09	556,00 <sup>b</sup> ± 147,64	469,33 <sup>bc</sup> ± 69,50	494,67 <sup>bc</sup> ± 188,59	566,00 <sup>b</sup> ± 259,83	464,00 <sup>bcd</sup> ± 127,94	186,67 <sup>cd</sup> ± 96,74	1259,67 <sup>a</sup> ± 286,30	492,33 <sup>bc</sup> ± 108,43	96,33 <sup>d</sup> ± 8,62	F = 12,71 P < 0,001
NRam	35,00 <sup>a</sup> ± 6,56	9,33 <sup>bc</sup> ± 2,52	16,33 <sup>bc</sup> ± 3,06	10,67 <sup>bc</sup> ± 3,06	17,67 <sup>b</sup> ± 3,06	17,33 <sup>b</sup> ± 1,53	10,00 <sup>bc</sup> ± 3,06	8,00 <sup>c</sup> ± 2,01	8,33 <sup>c</sup> ± 3,51	15,33 <sup>bc</sup> ± 3,06	7,33 <sup>c</sup> ± 1,53	F = 16,96 P < 0,001
NFIF	135,33 <sup>a</sup> ± 27,65	77,33 <sup>c</sup> ± 8,39	82,00 <sup>b</sup> ± 14,11	31,00 <sup>d</sup> ± 2,00	78,00 <sup>c</sup> ± 11	84,33 <sup>b</sup> ± 7,09	23,00 <sup>de</sup> ± 4,00	77,33 <sup>c</sup> ± 18,58	58,67 <sup>c</sup> ± 12,22	5,00 <sup>e</sup> ± 1,00	4,00 <sup>e</sup> ± 1,00	F = 28,51 P < 0,001
NFIP	3250,00 <sup>a</sup> ± 878,26	1435,00 <sup>bc</sup> ± 196,05	1158,67 <sup>bcd</sup> ± 277,85	1027,00 <sup>bcd</sup> ± 196,11	1110,67 <sup>bcd</sup> ± 232,59	1255,00 <sup>bcd</sup> ± 159,04	442,50 <sup>cde</sup> ± 205,01	1782,33 <sup>b</sup> ± 703,97	510,33 <sup>cde</sup> ± 161,51	231,33 <sup>de</sup> ± 60,78	46,00 <sup>e</sup> ± 15,10	F = 15,52 P < 0,001
NGP	2318,67 <sup>a</sup> ± 714,66	910,67 <sup>b</sup> ± 165,29	742,33 <sup>bc</sup> ± 166,57	652,67 <sup>bcd</sup> ± 184,90	413,33 <sup>bcd</sup> ± 51,64	272,00 <sup>cd</sup> ± 109,12	220,50 <sup>cd</sup> ± 118,41	183,67 <sup>cd</sup> ± 108,74	162,67 <sup>cd</sup> ± 75,23	77,67 <sup>d</sup> ± 20,01	34,00 <sup>d</sup> ± 11,78	F = 20,69 P < 0,001

Pour chaque caractère, les valeurs portant les mêmes lettres en exposant ne sont pas statiquement différents

Nombre de feuilles par tiges (NFeT)

Nombre de feuilles par plante (NFeP)

Nombre de ramifications primaires par plante (NRam)

Nombre de fleurs par inflorescence (NFIF)

Nombre de fleurs par plante (NFIP)

Nombre de gousses par plante (NGP)

dénombré respectivement 272,00, 220,50, 183,67, 162,67 et 77,67 gousses par plantes. Chez le groupe formé par *Centrosema pubescens* et *Clitoria ternatea*, l'on a enregistré en moyenne 34 à 77 gousses par plantes.

D'un groupe à l'autre, l'analyse de variance a montré une différence significative entre les valeurs moyennes du nombre de gousses par plante ( $F = 20,69$  ;  $p < 0,001$ ).

### 2.3. Structure des paramètres étudiés

La figure 65 présente le cercle de corrélation sur le plan factoriel ( $F_1$  et  $F_2$ ). L'analyse en composantes principales a permis une relation de deux matrices des données. La première matrice est celle de la capacité fourragère ayant comme paramètres NFIF, NFLP et NRAM. La deuxième matrice est la capacité fructifère qui regroupe les paramètres suivants : NFIF, NFLP et NGP. En coupant les deux matrices, une distribution autour des axes principaux  $F_1$  et  $F_2$  sur lesquels s'est trouvé le maximum d'informations (82,82 %). Les paramètres qui ont contribué à la formation d'un axe donné, sont ceux qui ont possédé les plus forts coefficients en valeur absolue. Ainsi, les paramètres NFIF, NFLP, NRAM et NGP ont contribué à la formation de l'axe  $F_1$  (66,39 %) puis ceux de NFeT et NFeP pour l'axe  $F_2$  (16,43 %). L'axe  $F_1$  est principalement caractérisé par les paramètres tels que NFIF, NFLP, NRAM et NGP alors que l'axe  $F_2$  l'est par les paramètres suivants : NFeP et NFeT. Les groupes suivants ont pu être remarqués :

- le groupe formé par les paramètres NFeT et NFeP est faiblement représenté ( $\sum r^2 < 0,498$ ) ;
- le groupe constitué par les paramètres NRAM, NFIF, NFLP et NGP est mieux représenté ( $0,506 < \sum r^2 < 0,865$ ).

Une corrélation positive a existé mais faible (0,49) entre les paramètres NFeT et NFeP (à  $p < 0,0001$ ) au seuil de  $\alpha = 5\%$  (Tab. VIII). Cela a supposé que plus le nombre de feuilles par tige (NFeT) est important, mieux la valeur numérique du nombre de feuilles par plante (NFeP) est considérable. En ce qui concerne les paramètres NRAM, NFIF, NFLP et NGP, ils sont orientés dans la même direction et proches les uns des autres par conséquent ils sont liés. Sur l'axe  $F_1$ , NRAM est corrélé positivement à NFIF ainsi qu'à NFLP et NGP. Les coefficients de BRAVAIS-PEARSON ( $r$ ) calculés sont respectivement 0,667, 0,739 et 0,808 (Tab. VIII). Cette existence de corrélation sous-entend qu'une augmentation du nombre de ramifications par espèce entraîne une augmentation du nombre d'inflorescence ainsi le nombre de fleurs et de gousses.

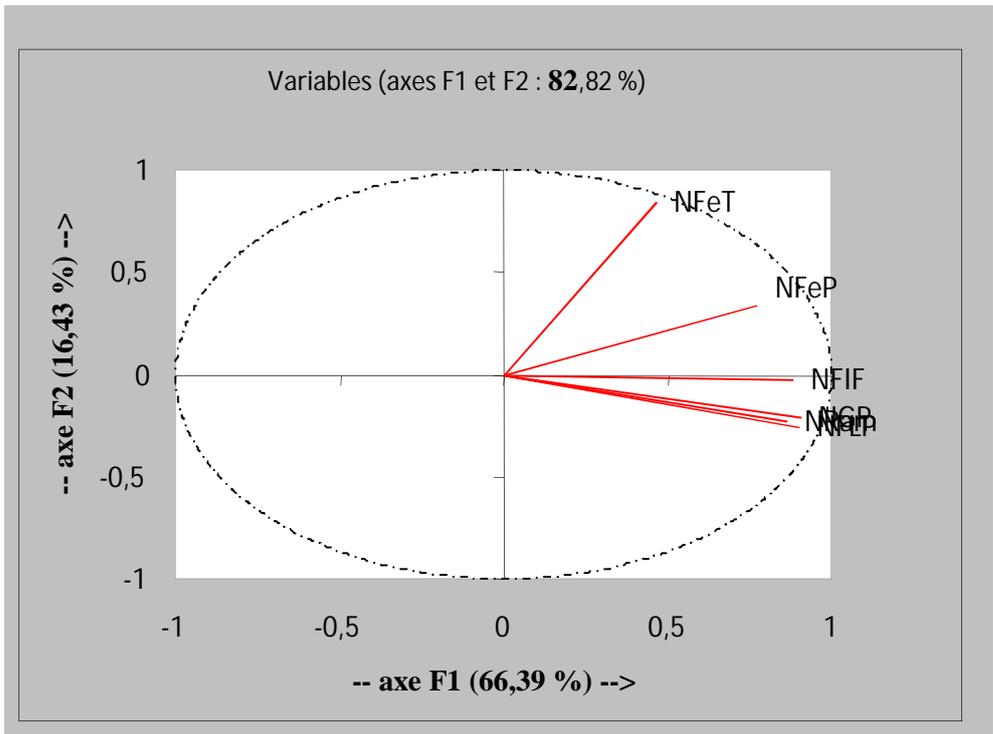


Figure 65 : Cercle de corrélation sur le plan factoriel (F<sub>1</sub> x F<sub>2</sub>).

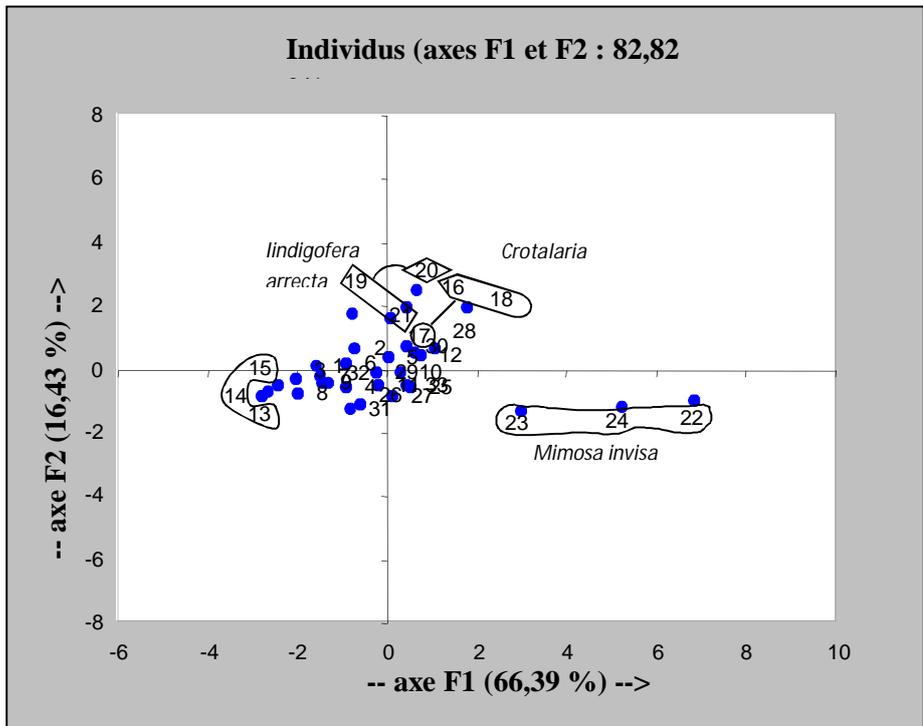
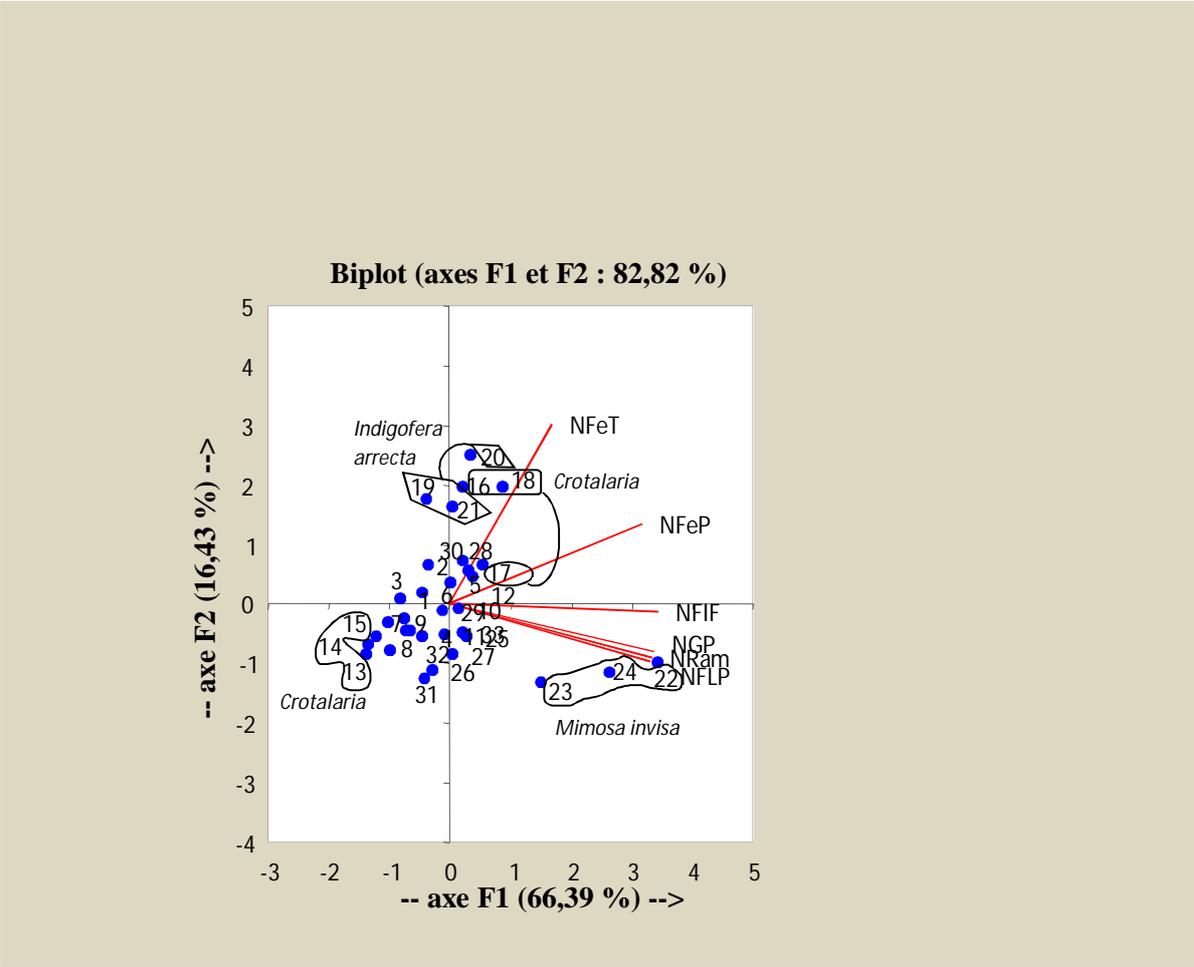


Figure 66 : Représentation des individus sur le plan factoriel (F<sub>1</sub> x F<sub>2</sub>).

**Tableau VIII : Corrélation entre les paramètres de la capacité fructifère (NFIF, NFLP et NGP) et les paramètres de la capacité fourragère (NFeT, NFeP et NRam)**

	NFeT	NFeP	NRam	NFIF	NFLP	NGP
NFeT	1					
NFeP	0,498*	1				
NRam	0,205 <sup>ns</sup>	0,637*	1			
NFIF	0,207 <sup>ns</sup>	0,260 <sup>ns</sup>	0,667*	1		
NFLP	0,247 <sup>ns</sup>	0,206 <sup>ns</sup>	0,739*	0,868*	1	
NGP	0,266 <sup>ns</sup>	0,225 <sup>ns</sup>	0,808*	0,713*	0,865*	1
Axe F1	0,216	0,596	0,748	0,778	0,818	0,829
Axe F2	0,709	0,111	0,051	0,001	0,069	0,045

\* : significatifs à  $p < 0,0001$  et ; ns : non significatifs à  $p > 0,0001$  au seuil de  $\alpha = 5 \%$  (valeur critique de r étant de 24,99 ; degré de liberté (ddl) = 15).



**Figure 67 : Représentation de la superposition des paramètres des capacités fructifères et fourragère et des individus sur le plan factoriel (F<sub>1</sub> x F<sub>2</sub>).**

### 2.3.1. Structure des espèces

La figure 66 montre la représentation des individus sur le plan factoriel (F<sub>1</sub> et F<sub>2</sub>). Le taux de variation des individus exprimé a été de 66,39 % pour l'axe F1 et de 16,43 % pour l'axe F2. Les deux axes de l'analyse en composantes principales nous ont renseignés à 82,82 %, sur l'existence ou non de différences significatives entre les individus. Sur ce plan principal formé par les axes F1 et F2, les espèces *Crotalaria retusa* (individus 16, 17, 18) ; *Indigofera arrecta* (individus 19, 20, 21) et *Mimosa invisa* (individus 22, 23, 24) sont fortement représentés. Les espèces *Abrus precatorius* (Annexe 1) (individus 1,2, 3), *Clitoria ternatea* (individus 10, 11, 12), *Phaseolus adenanthus* (individus 25, 26, 27) et *Pueraria phaseoloides* (individus 28, 29, 30) sont faiblement représentés.

### 2.3.2. Représentation dans un plan factoriel des variables et des individus

L'axe F1 a été porté par les paramètres NFeT et NFeP. Les espèces *Crotalaria retusa* (individus 16, 17, 18) et *Indigofera arrecta* (individu 19, 20, 21) se sont trouvés du coté positif de l'axe F1 ; ils ont eu des valeurs de NFeT faiblement représentées tandis que *Crotalaria goreensis* (individus 13, 14, 15) qui a eu la valeur NFeT fortement représentée s'est trouvé du coté négatif de cet axe (Fig. 67). Parmi les espèces étudiées, l'espèce, ayant produit le plus grand nombre de feuilles par tige est représentée par *Crotalaria goreensis* (72 feuilles) ; *Indigofera arrecta* et *Crotalaria retusa* ont produit respectivement une moyenne de 40 et 60 feuilles. C'est *Clitoria ternatea* qui a émis le plus faible nombre de feuilles par tige (22).

L'axe F2 a été caractérisé par les paramètres NRam, NFeP, NFIF, NFLP et NGP. L'espèce *Mimosa invisa* (individus 22, 23, 24) se trouvant du côté de cet axe a eu des valeurs NRam, NFIF, NFLP et NGP élevées (Fig. 67). *Mimosa invisa* a été la principale espèce parmi toutes les autres espèces étudiées, qui a produit le plus de ramifications (35), ainsi que le nombre de fleurs par inflorescence (135), le nombre de fleurs par plante (3 250) et le nombre de gousses par plante (2 500).

Les délais de floraison et de nouaison ont montré une variation phénologique d'une espèce à une autre. Chez certaines espèces, l'apparition des premiers boutons floraux a été précoce (cas de *Clitoria ternatea*) ; le temps mis a été 2 à 3 mois après semis. Chez d'autres espèces, les premiers boutons floraux sont apparus tardivement (environ 5 à 6 mois après semis) ; c'est le cas de *Abrus precatorius*, *Calopogonium mucunoides*, *Mimosa invisa*, *Phaseolus adenanthus* et *Pueraria phaseoloides*. Pour les quelques plantes pérennes (*Abrus precatorius*, *Calopogonium mucunoides*, *Phaseolus adenanthus* et *Pueraria phaseoloides*) les floraisons ont démarré entre août et septembre et leurs fructifications se sont produit d'août à janvier.

Parmi toutes les espèces étudiées, *Mimosa invisa* a montré une forte production de ramifications et de feuilles ; elle serait la mieux indiquée dans les associations culturales. *Clitoria ternatea* qui a produit moins de ramifications et de feuilles par plante, a paru peu recouvrante.

Dans la pratique, quelques unes de ces espèces toutefois sont susceptibles, dans certains cas, d'être associées à certaines Graminées, pour servir comme plantes fourragères. Il s'est agit de *Calopogonium mucunoides*, *Pueraria phaseoloides*, *Centrosema pubescens*, *Crotalaria goreensis*, *Abrus precatorius*, *Indigofera arrecta*, *Phaseolus adenanthus* et *Crotalaria retusa*. Du fait de leurs nombreuses épines, *Mimosa invisa* et *Schrankia leptocarpa* constituent les moins appétitives.

## CHAPITRE 10. INTERÊT AGRONOMIQUE DES LÉGUMINEUSES HERBACÉES RECENSÉES

Dans de nombreux systèmes agricoles du monde, la pauvreté des sols en éléments nutritifs constitue l'un des facteurs qui réduisent les rendements et les revenus des producteurs. Malgré l'existence de produits de substitution pour assurer un meilleur rendement des cultures, l'utilisation des Légumineuses herbacées du fait de leur capacité d'enrichissement rapide des sols par la fixation d'azote atmosphérique, la production abondante de biomasse végétale et l'amélioration des caractéristiques physiques et chimiques des sols semblent mieux appropriées.

Depuis toujours les Légumineuses ont joué un rôle fondamental, en écologie (protection des sols, lutte contre les diverses formes d'érosion et les mauvaises herbes et surtout en agronomie (plantes de couvertures, fertilisants des sols, etc.).

Ce chapitre a but d'évaluer les effets des Légumineuses recensées sur la croissance et la productivité du maïs.

### 1. Effet des Légumineuses herbacées recensées sur la croissance en hauteur du maïs

Les valeurs moyennes hebdomadaires des mesures des hauteurs effectuées dans les différentes parcelles (traitées et témoins) sont consignées dans le tableau IX. Les parcelles amendées avec la biomasse végétale des Légumineuses ont mieux stimulé la croissance du maïs. En effet, 49 jours après semis, les pieds de maïs des parcelles traitées se sont allongés en moyenne de  $9,18 \pm 0,83$  cm au 7<sup>e</sup> JAS à  $147,59 \pm 9,53$  cm au 49<sup>e</sup> JAS, soit un gain de croissance 138,41 cm (soit 20,4 % d'accroissement par rapport au témoin) (Tab. IX). Cependant, la croissance a été différente, d'une parcelle amendée à l'autre. Les 11 espèces de Légumineuses ont été réparties en fonction de leur influence sur la croissance du maïs, en 3 groupes. Avec *Crotalaria goreensis*, *Mimosa invisa* et *Crotalaria retusa*, la meilleure croissance (155 à 160 cm) est obtenue ; ensuite viennent *Abrus precatorius*, *Pueraria phaseoloides*, *Calopogonium mucunoides*, *Phaseolus adenanthus*, *Centrosema pubescens*, *Schrankia leptocarpa* et *Indigofera arrecta* (140 à 150 cm) et enfin chez *Clitoria ternatea* (127 cm), la croissance a été faible. Ainsi toutes les Légumineuses semblent avoir un effet positif sur la croissance du maïs.

### 2. Effet des Légumineuses herbacées recensées sur le rendement du maïs

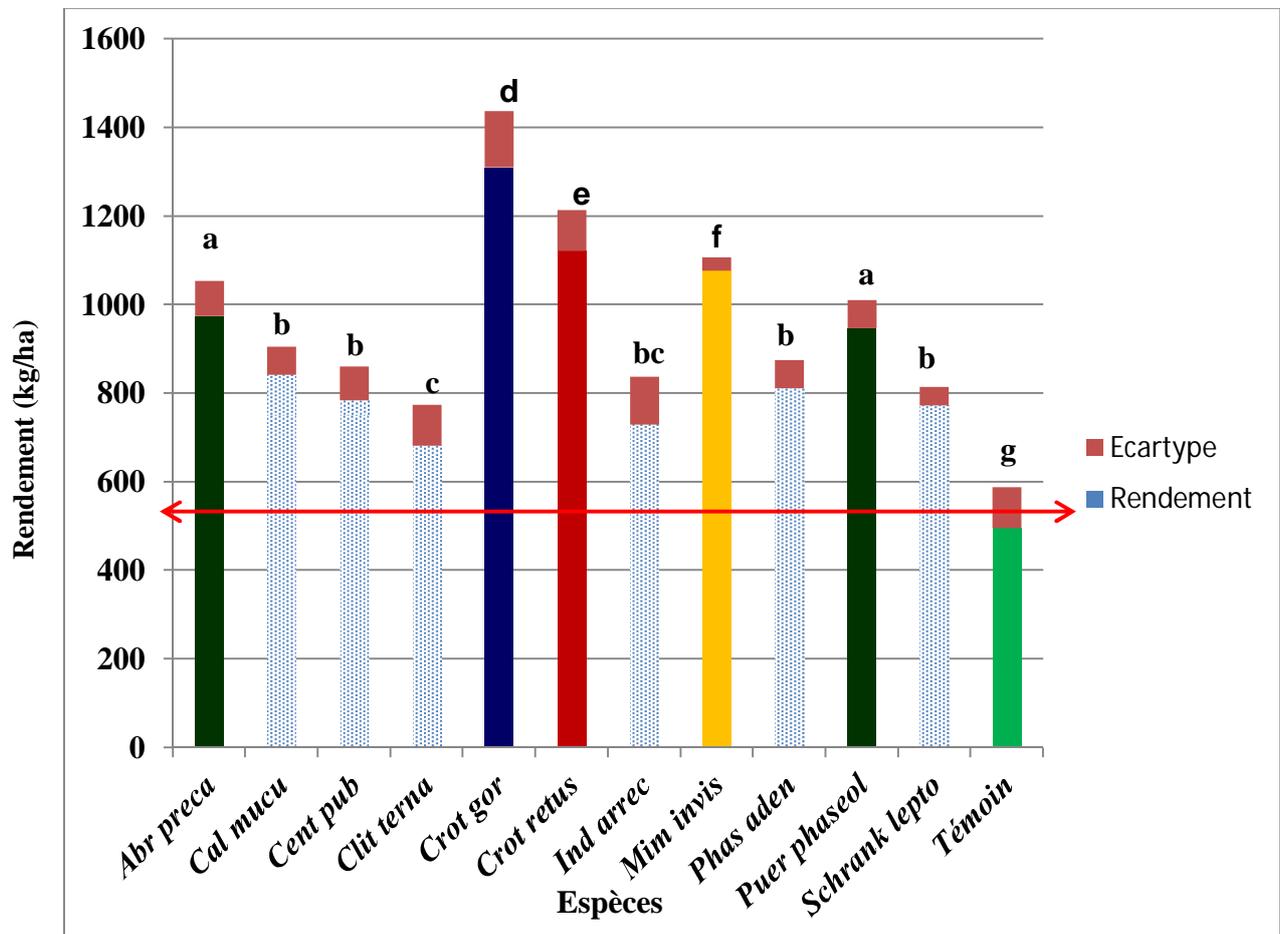
Tous les milieux de culture (parcelle témoin et parcelles amendées) ont produit du maïs (Fig. 69). Un effet bénéfique des Légumineuses a été noté. La parcelle témoin a présenté un rendement plus faible de maïs (495 kg/ha) alors que les parcelles traitées ont produit 682 à 1300 kg/ha de maïs. Cependant, le rendement a été inégal d'une parcelle amendée à l'autre, donc d'une espèce de

**Tableau IX : Évolution de la hauteur moyenne des pieds de maïs (cm) dans les différentes parcelles de Légumineuses.**

Evolution des Hauteurs des pieds de <i>Zea mays</i>							
Traitements	7 JAS	14 JAS	21 JAS	28 JAS	35 JAS	42 JAS	49 JAS
<i>Crotalaria</i>							
<i>goreensis</i>	10,46 ± 0,61 <sup>a</sup>	18,46 ± 0,55 <sup>a</sup>	32,76 ± 1,26 <sup>a</sup>	61,62 ± 2,22 <sup>a</sup>	101,93 ± 8,03 <sup>a</sup>	123,66 ± 10,27 <sup>a</sup>	160,54 ± 4,44 <sup>a</sup>
<i>Mimosa invisa</i>	10,37 ± 1,47 <sup>a</sup>	18,40 ± 1,88 <sup>a</sup>	30,27 ± 1,88 <sup>a</sup>	58,53 ± 4,68 <sup>a</sup>	98,63 ± 10,09 <sup>a</sup>	118,12 ± 3,88 <sup>ab</sup>	159,09 ± 3,91 <sup>a</sup>
<i>Crotalaria retusa</i>	10,12 ± 0,46 <sup>a</sup>	17,25 ± 0,71 <sup>ab</sup>	29,90 ± 0,80 <sup>ab</sup>	51,90 ± 1,63 <sup>ab</sup>	91,08 ± 3,19 <sup>ab</sup>	113,30 ± 1,20 <sup>b</sup>	155,13 ± 5,85 <sup>ab</sup>
<i>Abrus precatorius</i>	9,35 ± 0,51 <sup>ab</sup>	17,19 ± 1,33 <sup>ab</sup>	24,20 ± 2,27 <sup>b</sup>	51,89 ± 1,19 <sup>ab</sup>	88,55 ± 20,15 <sup>ab</sup>	110,55 ± 3,29 <sup>b</sup>	150,95 ± 3,04 <sup>b</sup>
<i>Pueraria</i>							
<i>phaseoloides</i>	9,15 ± 0,86 <sup>ab</sup>	16,87 ± 1,59 <sup>b</sup>	23,41 ± 3,35 <sup>b</sup>	48,31 ± 5,05 <sup>b</sup>	85,23 ± 7,85 <sup>b</sup>	108,86 ± 7,29 <sup>b</sup>	150,24 ± 5,51 <sup>b</sup>
<i>Calopogonium</i>							
<i>mucunoides</i>	8,91 ± 0,91 <sup>b</sup>	16,71 ± 0,53 <sup>b</sup>	23,07 ± 15,28 <sup>bc</sup>	47,21 ± 1,55 <sup>bc</sup>	83,69 ± 5,31 <sup>bc</sup>	107,90 ± 3,39 <sup>b</sup>	149,37 ± 3,24 <sup>b</sup>
<i>Phaseolus</i>							
<i>adenanthus</i>	8,90 ± 1,50 <sup>b</sup>	16,59 ± 0,98 <sup>b</sup>	22,93 ± 0,79 <sup>c</sup>	46,98 ± 1,06 <sup>bc</sup>	81,47 ± 8,12 <sup>c</sup>	102,55 ± 7,09 <sup>c</sup>	147,12 ± 12,32 <sup>bc</sup>
<i>Centrosema</i>							
<i>pubescens</i>	8,85 ± 0,38 <sup>b</sup>	14,97 ± 1,92 <sup>c</sup>	22,47 ± 4,97 <sup>c</sup>	46,80 ± 8,49 <sup>bc</sup>	81,25 ± 4,08 <sup>c</sup>	95,69 ± 16,40 <sup>d</sup>	143,74 ± 17,94 <sup>c</sup>
<i>Schrankia</i>							
<i>leptocarpa</i>	8,68 ± 0,64 <sup>b</sup>	14,39 ± 1,27 <sup>c</sup>	18,97 ± 1,75 <sup>d</sup>	42,99 ± 2,70 <sup>c</sup>	64,88 ± 18,02 <sup>d</sup>	94,35 ± 6,37 <sup>d</sup>	140,09 ± 8,38 <sup>c</sup>
<i>Indigofera arrecta</i>	8,39 ± 0,62 <sup>b</sup>	14,03 ± 1,56 <sup>c</sup>	18,56 ± 1,44 <sup>d</sup>	37,50 ± 1,01 <sup>d</sup>	61,62 ± 4,72 <sup>e</sup>	82,32 ± 7,10 <sup>e</sup>	139,49 ± 12,10 <sup>cd</sup>
<i>Clitoria ternatea</i>	7,84 ± 0,48 <sup>bc</sup>	12,67 ± 2,58 <sup>d</sup>	18,22 ± 3,44 <sup>d</sup>	36,93 ± 9,11 <sup>de</sup>	59,47 ± 12,89 <sup>e</sup>	79,89 ± 12,77 <sup>f</sup>	127,76 ± 6,36 <sup>d</sup>
Témoin	6,87 ± 0,17 <sup>c</sup>	11,15 ± 0,66 <sup>e</sup>	15,01 ± 1,67 <sup>e</sup>	33,46 ± 3,38 <sup>e</sup>	46,85 ± 9,52 <sup>f</sup>	79,20 ± 3,75 <sup>f</sup>	118,23 ± 2,91 <sup>f</sup>
Paramètres du test	F = 4,20 P = 0,002	F = 7,56 P < 0,001	F = 1,79 P = 0,002	F = 10,93 P < 0,001	F = 6,29 P < 0,001	F = 8,64 P < 0,001	F = 4,07 P = 0,002
Signification	**	***	**	***	***	***	**

Au niveau de chaque colonne, les valeurs portant la même lettre en exposant ne sont pas statistiquement différentes ( $p < 0,001$ ).

\*\*\* = Hautement significatif.



**Figure 68 : Rendements du maïs sous différentes Légumineuses**

Espèces : *Abr preca* - *Abrus precatorius* ; *Cal mucu* - *Calopogonium mucunoides* ; *Cent pub* - *Centrosema pubescens* ; *Clit terna* - *Clitoria ternatea* ; *Crot gor* - *Crotalaria goreensis* ; *Crot retus* - *Crotalaria retusa* ; *Ind arrec* - *Indigofera arrecta* ; *Mim invis* - *Mimosa invis* ; *Phas aden* - *Phaseolus adenanthus* ; *Puer phaseol* - *Pueraria phaseoloides* ; *Schrank leptu* - *Schrankia leptocarpa* ; Témoin.

Légumineuse à l'autre. En tenant compte de leur influence respective sur le rendement de maïs, les 11 espèces de Légumineuses ont pu être réparties en 5 groupes. Avec *Crotalaria goreensis*, le meilleur rendement (supérieur à 1300 kg/ha) a été obtenu. Le deuxième groupe a été constitué par *Crotalaria retusa* (1121 kg/ha). Le troisième groupe a été celui formé par *Mimosa invisa* (1076,5 kg/ha). Dans le quatrième groupe, *Abrus precatorius* et *Pueraria phaseoloides* (974 kg/ha) ont été classées. Le cinquième groupe a été formé par *Calopogonium mucunoides*, *Phaseolus adenanthus*, *Centrosema pubescens*, *Schrankia leptocarpa*, *Indigofera arrecta* et *Clitoria ternatea* (842-682 kg/ha) ont été identifiées. Ainsi toutes les Légumineuses ont été indispensables à une meilleure production de maïs.

Dans l'ensemble des essais l'apport d'azote consécutif à l'enfouissement de la biomasse végétale des Légumineuses dans les parcelles a été déterminante pour la croissance. Ces Légumineuses ont induit chez le maïs (culture associée) une augmentation significative de la production de biomasse concomitante à une accélération de la croissance en hauteur. C'est avec *Crotalaria goreensis* et *Mimosa invisa*, prises isolément, que nous avons obtenues de meilleures croissances estimées respectivement à  $160,54 \pm 4,44$  cm et  $159,09 \pm 3,91$  cm au 49ème jour après semis.

Dans tous les cas, ces plantes ont assuré la fertilité du sol et ont induit une meilleure production de maïs, en comparaison du sol témoin non amendé.

# **QUATRIÈME PARTIE : DISCUSSION**

# CHAPITRE 11. GERMINATION ET HÉTÉROPHYLLIE DES LÉGUMINEUSES RECENSÉES

## 1. Germination des Légumineuses recensées

### 1.1. Bilan des levées

Les observations faites sur la germination des graines ont montré que les levées n'ont pas été homogènes dans chacun des lots constitués. L'étirement des pics a suggéré que la germination a été étalée dans le temps. L'évolution des fréquences de germination est située dans l'intervalle de 4 à 9 jours, selon les espèces. Cet étalement observé est lié à la nature des graines ; les conditions du milieu de culture étant identiques. Comme l'ont souligné OUATTARA *et al.* (2005), dans un lot de graines, certaines sont aptes à germer plus rapidement que d'autres, relativement à leur degré de maturation. Par ailleurs, cette hétérogénéité de la germination au sein de chacun des lots constitués, reflète essentiellement les différences individuelles quant à l'importance des réserves de la graine (ABDEL et BOURDU, 1986), la cinétique de leur imbibition (BOIFFIN *et al.*, 1983 ; BLACKLOW, 1972), leur positionnement en profondeur dans le lit de semence (ALESSI et POWER, 1971). Ces facteurs sont susceptibles de modifier, selon les cas, soit la durée des phases semis-germination et germination-levée, soit la vitesse de croissance. Ces différences dans l'échelonnement de la germination semblent également provenir de la position des graines sur la plante-mère ou dans la gousse. Ainsi, sur un arbre fruitier, ce sont les graines qui semblent provenir des fruits situés au sommet de la plante qui germeraient mieux.

De même, les levées enregistrées chez toutes les espèces ont montré que le substrat utilisé pour la réalisation des semis a répondu aux conditions appropriées pour une bonne germination (capacité de rétention en eau et bonne aération). Cependant, bien que soumise aux mêmes conditions d'humidité, d'aération et de température, les levées tardives observées chez certaines espèces telles que *Abrus precatorius* ( $D_g = 6$ ) et *Centrosema pubescens* ( $D_g = 6$ ) ont attesté que les enveloppes séminales des graines provenant de ces plantes ont été peu poreuses ou ont tenu du fait de la présence d'un albumen abondant qui a contribué au retard de la germination. En revanche la levée précoce observée chez *Phaseolus adenanthus* ( $D_g = 3$ ) a été la caractéristique de la perméabilité du tégument (à l'eau et l'oxygène) qui entoure la graine.

La durée minimale de l'échelonnement des levées a été de 4 jours ; elle a correspondu aux lots de graines appartenant à *Phaseolus adenanthus*. A l'opposé, la durée maximale a été de 9 jours ; elle a correspondu aux espèces telles que *Abrus precatorius*, *Calopogonium mucunoides* et *Mimosa invisa*.

### 1.2. Délai et taux de germination

Les Légumineuses sont réputées être des espèces à germination difficile (SANOGHO, 1977). Leurs graines sont classées parmi les graines dites « dures ». En effet, elles possèdent des téguments coriaces (endocarpe lignifié) qui constituent une véritable entrave au phénomène d'imbibition, facteur important dans le processus de la germination. A l'état naturel (sans aucun traitement), la moyenne de temps de latence minimal observé durant les travaux a été de  $13 \pm 2,13$  jours voire plus. Cependant, il n'est pas rare de constater des germinations tardives même chez des graines ayant subi un traitement. DE LA MENSBRUGE (1966), dans ses expériences sur les Légumineuses, a rapporté la première germination après 6 semaines de semis. Certaines germinations, sans traitement au préalable des graines, peuvent alors survenir des mois voire des années après semis.

La scarification mécanique, comme traitement, a permis d'améliorer les taux de germination (variant de 44 à 92 p.c.), mais également de mieux circonscrire les différentes levées dans un temps relativement court (4 à 9 jours d'échelonnement). Dans les travaux, le temps de latence a varié de 3 à 6 jours suivant les espèces. Il a été plus court (3 jours) chez *Phaseolus adenanthus* et plus long (6) pour *Abrus precatorius* et *Indigofera arrecta*. Chez *Phaseolus adenanthus*, toutes les graines ont germé en 7 jours, après les semis. Par contre, pour *Abrus precatorius*, il a fallu attendre 14 jours pour que toutes les graines germent. Cette performance enregistrée chez *Phaseolus adenanthus* peut s'expliquer en partie, par les caractéristiques génétiques de l'espèce, mais plus probablement de l'état physiologique des graines. Certains auteurs ont impliqué également l'état de conservation des graines et la profondeur d'ensemencement. Toutefois, les sachets de pépinière de divers lots constitués ont bénéficié du même arrosage et des mêmes conditions géoclimatiques. Selon OUATTARA (2006), la forme de la graine, du fait de la quantité de sa réserve nutritive, peut influencer le pourcentage, mais surtout la durée de germination lors du semis.

Après la scarification mécanique, les valeurs enregistrées ont montré que la période prégerminative n'a pas été constante chez toutes les espèces. Toutes les graines mises en terre n'ont pas levé immédiatement ; il a fallu un laps de temps avant de voir sortir du tégument d'abord la radicule puis quelques jours plus tard, la tigelle. Pour DE LA MENSBRUGE (1966), le germe a besoin, avant de s'épanouir, de s'alimenter durant une certaine période, de matières de réserve qui l'ont entouré. Certaines espèces ont germé rapidement ; c'est le cas de *Phaseolus adenanthus* ( $Dg = 3$ ), alors que d'autres espèces ont germé tardivement. Il s'est agi de *Abrus precatorius* ( $Dg = 6$ ) et de *Centrosema pubescens* ( $Dg = 6$ ). Indépendamment des deux valeurs extrêmes, tous les intermédiaires ont existé. DE LA MENSBRUGE (1966) a estimé que tout délai de germination en dessous de 14 jours après semis, est considéré comme normal. Les délais de germination que nous avons obtenus sont donc bien meilleurs.

### **1.3. Taux de survie des plantules**

Les faibles taux de survie enregistrés après 35 jours d'observation ont mis en évidence l'adaptation ou la résistance de certaines espèces face à certaines perturbations du milieu de culture. La simple survie des espèces aux aléas climatiques rencontrés suppose une adaptation (achèvement de leurs cycles végétatifs) aux conditions écophysologiques poussées. Selon PAINTER (1936), DETHIER (1954) et ALEXANDRE (1981), un taux de survie faible (20 à 30 p.c.) n'est pas souvent lié à un besoin alimentaire de la plantule car les graines sont pourvues de réserves pouvant permettre d'assurer la germination, mais plutôt des phytophages. Les espèces ayant plus de possibilités de survivre à une période moins favorable après leurs germinations ont souvent une période de dormance plus courte. En dehors même de ces pertes, nos observations sont en accord avec celles de nombreux autres auteurs, y compris les plus récentes tels que HLADIK et BLANC (1987) qui ont estimé que pour des espèces ayant enregistré des taux de germination variant de 40 à 90 p.c., leurs taux de survie pourraient atteindre entre 28 à 75 p.c. ; soit un taux de mortalité de 10 à 15 p.c. MACMAHON (1981) a indiqué que les jeunes plants sont plus sensibles à l'état végétatif qu'à l'état de graines dormantes protégées par le sol et sensibles sur place que hors de la zone perturbée. Aussi, la pluviométrie et la température, l'insolation et l'évapotranspiration annuelle sont-elles des paramètres très variables dont les fluctuations influencent considérablement la survie des espèces. Les graines possèdent une dormance qui les empêche de germer tant que les conditions du milieu ne sont pas favorables ou qu'elles ne sont pas levées. Selon RICHARDS (1973), survivre, ce n'est pas seulement résister aux perturbations de diverses sortes, c'est aussi pouvoir arriver au terme de son cycle végétatif autrement, c'est d'investir dans la pérennité de l'adulte.

## **2. Hétérophyllie des Légumineuses herbacées recensées**

Les résultats ont montré chez les Angiospermes, une hétérophyllie en fonction des stades de développement de la plante. A partir des caractéristiques qu'ont présenté les feuilles au cours du développement de la plante, divers groupes d'espèces ont pu être constitués. Celles chez lesquelles les premières feuilles assimilatrices ont été simples, leurs feuilles ultérieures sont composées pennées. Ce polymorphisme marqué rend la détermination de ces espèces délicates au stade de jeune plant. Pour d'autres, le type de feuilles n'a pas varié depuis les premières feuilles assimilatrices jusqu'aux feuilles de l'individu adulte. De ce point de vue, l'identification paraît facile. Chez ces dernières espèces, la dimension du limbe a augmenté avec l'âge de l'individu. Chez certaines espèces (cas de *Mimosa invisa* et *Schrankia leptocarpa*), il y a une bipennation dès la deuxième feuille assimilatrice. Chez d'autres (cas de *Clitoria ternatea*, *Mimosa invisa*, *Schrankia leptocarpa* et *Abrus precatorius*), une hétérophyllie due à une augmentation progressive du nombre des folioles ou de pennes a été observée dès l'apparition de la deuxième feuille assimilatrice.

Cette variation de la forme foliaire, d'un nœud à l'autre, est ce que GOEBEL (1898) appelait développement hétéroplastique. Selon LAMARCK (1804), souvent la même espèce se présente sous un aspect si différent, que si ces changements de formes foliaires ne s'opéraient sous nos yeux, nous ne

pourrions-nous déterminer à réunir en une seule espèce des formes de feuilles si variées. Le préalable à toute identification est la connaissance approfondie de ces plantes à tous les stades de leur développement, depuis la graine, sa germination jusqu'à la plante devenue adulte (BALLO, 2000). Les formes foliaires observées au stade juvénile ne sont pas figées, mais au contraire le siège d'une dynamique complexe, avec apparitions transitoires et localisées de faciès distincts, de successions à petites échelles. Chacune de ces petites successions observées par moment chez certaines espèces conduit à des variabilités morphologiques observées à grande échelle.

Cette différence morphologique observée au niveau des feuilles du même individu peut être imputable à l'âge et à la génétique de la plante. Ainsi, selon ASHBY (1948), la forme foliaire au cours du développement hétéroblastique est influencée par les gènes. Par contre selon d'autres auteurs, la diversité morphologique foliaire, observable chez certaines espèces, peut également, dans une certaine mesure, résulter de l'influence du milieu ; c'est le cas de la Sagittaire avec 3 types de feuilles : des feuilles nageantes cordiformes, des feuilles aériennes sagittées et des feuilles immergées rubanées. En faisant allusion au fonctionnement méristématique, BOUREAU (1954) a souligné que les variations des activités des méristèmes marginaux foliaires sont susceptibles d'entraîner le découpage du limbe. C'est ce qui pourrait expliquer le passage de la feuille simple à la forme composée pennée chez *Calopogonium mucunoides*, *Pueraria phaseoloides*, *Phaseolus adenanthus*, *Centrosema pubescens*.

A l'intérieur de certaines familles où le polymorphisme est intense et persistant, certains auteurs ont effectué des divisions dont la valeur est quelquefois discutable parce que reposant sur des caractères morphologiques dont l'amplitude de variation est telle qu'elle affecte des espèces voisines (GORENFLOT, 1964). Dans le cas de nos travaux, l'amplitude de variation a été de 1 à 10 feuilles. Selon ce même auteur, les difficultés rencontrées sont encore plus aiguës lorsque l'on tente de distinguer les différentes variétés de certaines espèces. Dans certains cas, des multiples formes de transition ont abusé des Botanistes. Ainsi, les variations éphémères des feuilles ont amené certains auteurs à créer inutilement des espèces. Comme l'a souligné CALLEJA (1962), la reconnaissance des espèces végétales au stade juvénile est intéressante à de nombreux points de vue : morphologique, systématique, biologique, écologique. Par ailleurs, les principaux stades des transformations foliaires sont susceptibles de ménager certains auteurs d'éventuelles erreurs dans l'usage des clefs de détermination. TOURE (2009), HILL (1977) et CALLEJA (1962) ont indiqué que toute reconnaissance des végétaux à tous les stades de leur développement passe en majorité par la morphologie des feuilles.

## **2.1. Évolution des formes et des dimensions de la feuille**

Les dimensions ou les formes des premières feuilles assimilatrices sont très différentes de celles de la plante adulte. Les formes définitives rencontrées chez la plante adulte sont caractéristiques

de l'espèce. Selon LEBRUN (1947), le caractère analytique de la succession a une valeur quantitative telle que le nombre de feuilles rencontrées pour atteindre la forme définitive ou la forme adulte.

Si les feuilles chez l'individu adulte ont présenté des formes différentes inhérentes aux dimensions, chez le jeune plant par contre, les feuilles apparues à divers moments du développement sont variées de par leurs structures (*Calopogonium mucunoides*, *Centrosema pubescens* et *Pueraria phaseoloides*). Le passage d'un type de feuille à un autre s'est fait à des vitesses différentes selon le génotype de la plante concernée ou l'état physiologique de celle-ci. Ainsi, cette diversité de formes foliaires observée à un moment donné au cours de la vie de l'individu n'est qu'éphémère (cas des premières feuilles très tôt caduques). Cependant les feuilles persistantes peuvent demeurer sur la plante durant toute l'existence de celle-ci engendrant ainsi un polymorphisme dit "vrai" ; ce qui n'a pas été observé dans nos travaux. De toutes les parties de la feuille, le limbe est la partie la plus variable, surtout chez les Dicotylédones (DES ABAYES *et al.*, 1963).

## **2.2. Observations des feuilles assimilatrices chez les espèces juvéniles**

Après la germination, les deux premières feuilles qui sont apparues au premier nœud de la tigelle peuvent être soit alternes soit opposées. Dans le cadre de nos travaux, elles ont été opposées et sont apparues simultanément chez *Centrosema pubescens*, *Calopogonium mucunoides*, *Clitoria ternatea*, *Phaseolus adenanthus* et *Pueraria phaseoloides*. Cette disposition particulière d'opposition sur le premier nœud chez ces plants juvéniles n'a pas suivi la même disposition au nœud suivant ; elles sont devenues par ailleurs alternes ou isolées. Chez certaines espèces comme *Calopogonium mucunoides*, *Centrosema pubescens* et *Pueraria phaseoloides*, les premières feuilles assimilatrices observées ont été simples alors que les plantes adultes ont émis des feuilles composées à 3 folioles. Selon SCHNELL (1971), ce changement peut s'interpréter comme une tendance évolutive en premier pas vers une spécialisation ; la variabilité foliaire lorsqu'elle existe, est ici normalement irréversible et souvent complètement réalisée. Selon ce même auteur cette variabilité foliaire d'un nœud au suivant, lorsqu'elle existe, ne s'observe que dans le cadre des formes jeunes.

Pour la plupart de ces plantes à feuilles composées pennées, le nombre de folioles ou de pennes rencontré au stade de jeune plant est souvent différent que celui déterminé au stade adulte. De même la disposition de leurs premières feuilles (cas de *Schrankia leptocarpa* et *Mimosa invisa*) sur la tige demeure alterne aussi bien au stade juvénile qu'adulte chez ces espèces. Seules leurs morphologies diffèrent ainsi d'un nœud à l'autre. En ce qui concerne *Abrus precatorius*, après la germination, au premier nœud, la tige a porté un verticille de 3 ou 4 pièces, toutes semblables, composées et sessiles si bien qu'il est commode de parler de « feuilles verticillées ». Selon RAYNAL-ROQUES (1979), il s'agit plutôt de feuilles opposées et décussées disposées en éléments semblables mais qui n'en sont que des composantes. Aux nœuds suivants, des feuilles disposées en alternance les unes des autres ont été rencontrées à mesure que l'on s'éloigne de la base de la tige.

## **CHAPITRE 12. CROISSANCE DES LÉGUMINEUSES HERBACÉES RECENSÉES**

## 1. Phases de la croissance

Nous avons noté, au cours de la croissance du jeune plant de *Calopogonium mucunoides*, un empilement successif de 9 feuilles assimilatrices avec des entre-nœuds courts au bas de la tige. Au-delà de cette limite, les entre-nœuds sont devenus plus longs au fur et à mesure que les feuilles ont augmenté ; ce qui s'accorde avec les travaux de HUC (1975) qui a indiqué qu'à proximité du sol, la base de la tige porte des entre-nœuds courts. Chez cette espèce, lorsque la plante est jeune, la tige est érigée avec de petites feuilles et des entre-nœuds courts. À l'état adulte, la tige devient lianescente portant de grandes feuilles ; les entre-nœuds se sont allongés davantage et les ramifications sont devenues de plus en plus abondantes. Il paraît de ce fait une existence de rapport entre la dimension des feuilles et la longueur des entre-nœuds en pleine croissance de la jeune plante. Le passage de l'état de jeune plante au stade de plante adulte s'est accompagné de changements tels que HUC (1975) a parlé de métamorphose morphologique. Le modèle architectural développé par *Calopogonium mucunoides* s'est apparenté à celui de HALLE et OLDEMAN (1970) consécutif à la croissance rythmique.

## 2. Dynamique de la croissance

### 2.1. Croissance en hauteur et vitesse de croissance des espèces répertoriées

D'une espèce à l'autre, la vitesse de croissance hebdomadaire des différentes espèces a varié. De même que la croissance en hauteur, la vitesse de croissance durant les 28 premiers jours après semis a montré que *Clitoria ternatea* a eu la forte vitesse (0,64 cm/jr). Cette grande vitesse de croissance obtenue avec *Clitoria ternatea* en début de germination (au 28<sup>e</sup> jour après semis) serait liée à la forme (grosesse) de la graine donc à la quantité de réserves nutritives. En effet, parmi toutes les espèces étudiées, c'est *Clitoria ternatea* qui a possédé la plus grosse graine (diamètre = 0,6 cm) ; sa vitesse de croissance a été la plus élevée en début de croissance. A l'inverse, la plus faible croissance a été enregistrée avec *Pueraria phaseoloides* dont le diamètre de la graine équivaut à 0,2 cm. En début de croissance, le jeune plant est sous la dépendance des réserves nutritives contenues dans les cotylédons et non de son environnement. Comme l'a souligné POMMEL (1990), la quantité absolue des réserves utilisées pendant une période donnée est beaucoup plus élevée chez les plantules issues de grosses graines et la dépendance de la croissance vis-à-vis de ce paramètre se traduit par une croissance nettement rapide de ces dernières. OUATTARA (2006) a indiqué que le meilleur rythme de croissance émane des plantules issues des grosses graines du fait de l'abondance des substances de réserves. VEGIS (1963) a effectivement affirmé que l'état d'un jeune plant dans les premiers instants de sa croissance est, en partie, le reflet de la qualité de la graine dont il est issu. Nos résultats s'accordent avec ceux des deux autres auteurs sus-cités.

Au-delà des 28 premiers jours après semis, la vitesse chez *Clitoria ternatea* a semblé décroître. Cette décroissance serait due à l'acquisition des caractères adultes. Ce changement de pente (vitesse décélérée) qui s'est produit, s'accompagnerait d'une chute du poids des racines, ce qui a permis à BORDU et GREGORY (1983) d'employer le terme de « crise ». Ces auteurs ont émis l'hypothèse que, pendant cette période, l'entrée de flux carboné dans les racines est insuffisante pour compenser les pertes respiratoires. Au même moment, la bonne vitesse de croissance est enregistrée chez *Centrosema pubescens* avec une hauteur moyenne 89,93 cm et une vitesse moyenne relative de 1,43 cm/jr au 63<sup>e</sup> jour après semis. A ce stade de développement, les plantes devenant autotrophes, leurs racines sont déjà différenciées en racines ramifiées portant divers poils absorbants capables d'absorption d'éléments minéraux. Selon COME (1970), au stade de jeune plant, les feuilles primordiales sont déjà capables d'absorber l'acide carbonique atmosphérique et la racine différenciée, les éléments nutritifs dans le sol. Selon ce même auteur, la plante vit donc les instants de son développement autotrophe. De ce fait la vitesse de croissance peut être accélérée lorsque les conditions du milieu sont favorables. A ce propos JOHNSON (1997) a souligné que sous diverses conditions de développement, une plante donnée peut considérablement modifier sa taille et sa forme ; elle peut réduire sa taille ou l'accroître jusqu'à 10 p.c. de hauteur. Il s'agit là d'une grande plasticité morphologique des plantes en réponse aux variations de l'environnement. Par ailleurs, les réactions et les besoins de la plante sont variables notamment avec l'âge et le stade de développement. Toutefois la vitesse relative de croissance de l'espèce est liée à sa vitesse d'assimilation des éléments minéraux et à sa capacité photosynthétique.

## **2.2. Variation de la longueur des entre-nœuds**

L'élongation des entre-nœuds des plantes a deux fonctions fondamentales : élévation des feuilles au sein du couvert végétal, pour qu'il y ait une interception optimale des rayons lumineux en vue de la photosynthèse et élévation d'organes reproducteurs pour que la pollinisation soit efficace (MORRISSON *et al.*, 1994). Ainsi chez *Abrus precatorius*, *Indigofera arrecta* et *Crotalaria goreensis*, ce sont les quatre premières feuilles qui ont possédé des entre-nœuds de petites dimensions alors que les feuilles ultérieures sont séparées par des entre-nœuds de dimension plus grande. En ce qui concerne *Clitoria ternatea*, *Crotalaria retusa*, *Phaseolus adenanthus* et *Centrosema pubescens*, ce sont les cinq premiers entre-nœuds qui ont présenté des longueurs finales négligeables ; les entre-nœuds ultérieurs ont eu des longueurs finales élevées. Les six premiers entre-nœuds chez les espèces telles que *Calopogonium mucunoides*, *Pueraria phaseoloides* et *Schrankia leptocarpa* ont été très peu remarqués alors que les entre-nœuds supérieurs ont eu une dimension plus importante. Enfin chez *Mimosa invisa*, les feuilles à entre-nœuds courts ont été observées au niveau des huit premières feuilles.

Parlant des causes de la variation des longueurs finales des entre-nœuds, LEBRUN (1947) a indiqué que les zones à entre-nœuds courts et celles à entre-nœuds longs correspondent respectivement à des périodes de croissance végétative ralentie et active sur la tige. Selon HALLE (1979), cette variation des longueurs finales des entre-nœuds est caractéristique de la zone considérée par rapport à la densité des feuilles évaluées en projection orthogonale et par unité de longueur de l'axe de la tige. Selon cet auteur, quand la densité des feuilles insérées sur la tige est élevée, les longueurs finales des entre-nœuds résultants sont courtes. A l'inverse, lorsque cette densité est faible, les longueurs finales de ces entre-nœuds sont importantes. Beaucoup d'auteurs s'accordent sur le fait que cette différence de longueurs finales des entre-nœuds est induite par l'activité méristématique. Comme l'a souligné THOMASSON (1970), dans la croissance des plantules, les méristèmes actifs s'éloignent de la surface du sol. Pour cet auteur, l'élongation des entre-nœuds et la croissance en hauteur sont deux notions que l'on pourrait confondre en une seule quotation. Selon DES ABAYES *et al.* (1963), au début du développement de la plante, l'embryon est entièrement méristématique, mais très vite, l'activité embryonnaire se localise en grande partie à l'extrémité des organes (méristèmes apicaux) tandis que les cellules des autres tissus perdent, au fur et à mesure qu'elles se différencient, leur pouvoir de multiplication. Le méristème persiste dans les entre-nœuds de la tige et assure leur accroissement intercalaire d'une manière qui rappelle celle des cartilages de conjugaison assurant la croissance des os longs. Toutefois, les zones de croissance active sont situées à la base des entre-nœuds. La densité des divisions décroît depuis le sommet jusqu'à la base de la tige. Il existe donc une différenciation mitotique progressant de façon basipète, sans distinction du front de mitoses. Il semble ne plus exister de mitose quand l'entre-nœud atteint la quasi-totalité de sa taille (THOMASSON, 1970 ; JEUNE, 1972).

L'élongation des entre-nœuds est également sous la dépendance d'apports nutritifs, de facteurs hormonaux (auxine, cytokinine et gibbérelline) et surtout des conditions du milieu. Selon DES ABAYES *et al.* (1963), les conditions du milieu imposent souvent aux végétaux une morphologie particulière, qui se traduit par le développement de certains organes, par régression ou disparition d'autres organes, sans perdre ses caractères héréditaires et ses descendants ne reproduisant pas les mêmes modifications végétales s'ils sont dans un autre milieu. Les zones d'élongation sont souvent nettement différenciées des zones de multiplication. C'est le cas classique de la croissance des racines pour lesquelles la zone d'élongation est sous la dépendance du méristème apical alors que chez les tiges, l'élongation se fait au niveau des entre-nœuds.

La croissance de la tige est complexe du fait de l'étalement sur une grande longueur. Ainsi la tige adulte, lorsqu'elle atteint la quasi-totalité de sa taille, est une superposition étagée de plusieurs entre-nœuds. De ce fait, sa longueur finale s'obtiendrait par cumul des longueurs finales des différents

entre-nœuds qui la composent. Par ailleurs, quand une tige entame sa phase de croissance linéaire, c'est au moins trois (3) entre-nœuds qui sont dans cette phase. Chaque fois qu'un de ces entre-nœuds termine sa phase de croissance, un nouveau prend la relève, et ainsi de suite. Ainsi la vitesse d'allongement en phase linéaire paraît comme une annonce de la capacité de l'entre-nœud à réaliser un certain allongement. Toutefois, la croissance d'une tige varie d'une espèce à l'autre, et même d'une variété à l'autre au sein de l'espèce. Egalement cette croissance peut varier périodiquement chez une même espèce, car l'on peut observer sur certaines tiges des rosettes de feuilles correspondant à une période où la croissance est lente, séparées par des parties allongées correspondant à des périodes de croissance beaucoup plus rapide (DES ABAYES *et al.*, 1963).

## **CHAPITRE 13. CARACTÉRISTIQUES NODULAIRES DES LÉGUMINEUSES RECENSÉES**

### **1. Corrélacion entre feullaison et nodulation**

Le nombre de nodosités a augmenté avec l'accumulation de la biomasse végétale. En effet, inexistant dès l'apparition des feuilles cotylédonaire, le nombre de nodosités a augmenté avec l'accroissement du nombre de feuilles. La fixation symbiotique a également augmenté avec l'accroissement de la photosynthèse globale en liaison avec l'augmentation de la masse des nodosités.

La fixation symbiotique atmosphérique (processus qui a transformé l'azote moléculaire (N<sub>2</sub>) en ammonium (NH<sup>+</sup><sub>4</sub>), par voie enzymatique (nitrogénase)), a démarré avec l'apparition des nodosités racinaires (ANONYME, 1999). L'absorption de l'azote minéral qui est prépondérante en début de croissance végétale lorsque s'est mise en place la surface foliaire, a cédé progressivement le pas à la fixation symbiotique dont l'intensité a semblé étroitement liée aux capacités de croissance et de nodulation des légumineuses (ANONYME, 1999). Par conséquent, sa disponibilité a favorisé le démarrage de la croissance en permettant des réserves de nutriments à la formation des nodosités ; il y a donc eu un effet bénéfique sur la croissance. Par ailleurs, la vitesse de mise en place des nodosités a différé d'une espèce à l'autre. Elle a été accélérée chez certaines espèces (*Centrosema pubescens*, *Crotalaria goreensis*, *Crotalaria retusa* et *Mimosa invisa*) et ralentie chez d'autres (*Abrus precatorius*). Les nodosités sont apparues sur les racines au fur et à mesure que se sont développés les besoins en azote de la plante. Les exigences de la production quantitative des nodosités sont fonction des espèces de Légumineuses et surtout des conditions du milieu (présence d'azote minéral, pH du sol, humidité).

### **2. Variabilité morphologique des nodosités**

Certains Procaryotes sont capables d'établir une symbiose avec les végétaux en induisant la formation de nodosités (MOROT-GAUDRY, 1997). L'examen macroscopique des racines nodulées des espèces étudiées a permis d'observer l'existence de quelques différences dans la morphologie des

nodosités. Elles se sont présentées sous les formes sphériques ou allongées chez *Phaseolus adenanthus*, *Abrus precatorius*, *Indigofera arrecta* et *Clitoria ternatea*, ovoïde pour *Calopogonium mucunoides* et *Pueraria phaseoloides* et digitée chez *Crotalaria retusa*, *Mimosa invisa*, *Crotalaria goreensis* et *Schrankia leptocarpa*. Il y a eu cependant des formes qui n'ont pas pu être catégorisées et qui pourraient être qualifiées de multifformes. SANOGHO (1977) avait également rapporté une diversité morphologique des nodosités : punctiformes, ovoïdes, oblongues et de formes coralloïdes. Ces formes sont souvent caractéristiques des espèces de Légumineuses (TRINCHANT *et al.*, 1997). En effet, les nodosités sphériques ont été décrites pour la plupart chez les genres *Glycine* et *Phaseolus* ; les formes allongées chez la luzerne (*Medicago sativa*) et la féverole (*Vicia faba*), digitées chez *Medicago* et coralloïdes chez *Vicia* (TRINCHANT *et al.*, 1997). Selon ces auteurs, toutes ces formes présentent la même organisation cytologique ; cependant, les différences morphologiques sont attribuables au fonctionnement méristématique. Ainsi, lorsque le fonctionnement de ce méristème est transitoire, comme c'est le cas chez le soja ou le haricot, les nodosités sont sphériques et sont dites de type déterminé. Au contraire, chez la luzerne, le trèfle ou le pois, le fonctionnement du méristème est persistant, et donne naissance à des nodosités allongées, digitées et coralloïdes, de type indéterminé (MOROT-GAUDRY, 1997). Selon NAP et BISSELING (1990), les nodosités, lorsqu'elles sont matures, présentent une anatomie caractéristique, comprenant notamment une zone centrale où les bactéries sont libérées hors du cordon d'infection et envahissent les cellules végétales, tandis que les traces vasculaires périphériques vont permettre des échanges métaboliques entre la nodosité et le reste de la plante. Les formes sphériques, arrondies ou ovoïdes semblent plus élaborées (tissu central homogène) que les nodosités allongées et digitées du fait de leur structure très complexe (TRINCHANT *et al.*, 1977). Ceci n'exclut pas l'hypothèse inverse selon laquelle les formes digitées ou allongées dériveraient des formes sphériques ou arrondies par suppression de la zone méristématique. En effet, au cours de l'installation des nodosités racinaires, seules les formes sphériques ou arrondies sont observées en premier ; c'est en cours de leur évolution vers leur maturité que certaines, dans leur métamorphose, sont parvenues à la structure digitée ou allongée. C'est le cas chez *Crotalaria retusa*, *Crotalaria goreensis*, *Mimosa invisa* et *Schrankia leptocarpa*, où les nodosités juvéniles sont sphériques alors que les nodosités matures sont soit digitées, soit multifformes. La différenciation nodositaire a existé dans beaucoup de cas chez la plupart des espèces étudiées.

En ce qui concerne leurs sections, beaucoup de nodosités racinaires récoltées ont présenté une coloration blanchâtre, rosâtre, rougeâtre, violacée ou verdâtre. Cette coloration est induite par la légghémoglobine-hémoprotéine abondante dans le tissu central (HELLER, 1969 ; HELLER *et al.*, 1989 ; TRINCHANT *et al.*, 1977). Selon ces auteurs, cette particularité a, depuis longtemps, permis de distinguer les nodosités fixatrices ou efficaces, des nodosités inefficaces (absence de la

légghémoglobine). Ainsi la section colorée en rouge correspondrait à la nodosité efficiente ou active, celle colorée en blanc est attribuée aux nodosités jeunes et enfin les nodosités à section verte ou marron seraient des nodosités vieillissantes (bactéries mourantes) donc inefficentes. Par ailleurs les nodosités caulinaires sont par contre toujours vertes en raison de la présence de nombreux chloroplastes dans les tissus corticaux (DUHOUX, 1984).

### 3. Morphométrie nodulaire

Certaines espèces de Légumineuses ont semblé fixer plus d'azote atmosphérique que d'autres ; cela s'est traduit par la forte production des nodosités recueillies en 12 semaines de semis comme cela a été le cas chez *Mimosa invisa* (172 nodosités). Cette plante est très recouvrante. En effet, elle a ombragé le sol, de manière à le protéger de la dessiccation et de l'exposition directe au soleil et maintenu une meilleure rétention de l'humidité dans le sol. Ceci a été de nature à protéger également la faune du sol tel que les *Rhizobium*, responsables en grande partie de l'installation des nodosités racinaires. Selon LODEWIJKS (1989), les espèces poussant sur des substrats à 60 p.c. d'humidité produisent significativement plus de nodules que celles qui sont installées sur des sols à 40 p.c. d'humidité. Par l'abondance de nodosités, *Mimosa invisa* a présenté une grande capacité de fixation de l'azote atmosphérique, donc une aptitude à améliorer la fertilité des sols que les autres espèces. Cependant, *Crotalaria retusa*, *Calopogonium mucunoides* et *Pueraria phaseoloides* qui, de manière générale, sont utilisées dans les systèmes culturaux, ont présenté très peu de nodosités caractéristiques, ce qui s'est traduit par une faible activité de fixation par rapport à *Mimosa invisa*. Dès lors, plusieurs hypothèses ont pu être avancées, pour étayer ces observations. Les caractéristiques rhizobiologiques du sol étant mal connues, ces espèces ont semblé plus spécifiques, c'est-à-dire qu'elles ont eu un spectre d'hôtes limité. Comme l'a souligné SANOGHO (1977), chaque espèce de *Rhizobium* possède un spectre d'hôtes bien défini. Ce spectre peut être très étroit, comme c'est le cas de *Rhizobium meliloti*, qui n'est capable de noduler que chez les espèces de Légumineuses des genres *Medicago* (luzerne), *Melilotus* (mélilot) ou *Trigonella* (trigonelle), ou plus large, comme c'est le cas de la souche de *Rhizobium* sp. NGR234, qui nodule plus de 70 genres différents de Légumineuses, ainsi que des plantes de la famille des Ulmaceae, du genre *Parasponia* (MOROT-GAUDRY, 1997).

En outre, la composition minérale du substrat utilisé peut être mise en cause car la disponibilité des éléments minéraux tels les ions nitriques ou ammonium en quantité élevée dans le sol, provoquent une diminution du nombre de nodules de la plante (ANONYME, 1999 ; DOMMERGUES *et al.*, 1999 ; HELLER, 1969) et une baisse de l'activité symbiotique de la fixation d'azote atmosphérique (SCHUTZ et MILLER, 1972 ; BOTTOMLEY et JENKINS, 1984 ; EARDLY *et al.*, 1985 ; WERY *et al.*, 1986). Les carences en fer, manganèse, aluminium et phosphore, ainsi que leurs fortes concentrations dans les sols ont été rapportées comme des facteurs qui agissent sur les bactéries et leur

aptitude à infecter les plantes hôtes, ce qui peut expliquer la faible nodulation. Aussi le tassement du sol aurait un impact négatif sur la formation des nodosités. En outre, la nodulation est un processus qui s'établit plus ou moins lentement ; elle ne commence que lorsque la plante développe des racines permettant d'accueillir les *Rhizobium*. Au fur et à mesure que la Légumineuse croît, les nodosités en faibles quantités deviennent plus abondantes au stade de plante adulte, le pic de la nodulation se situe autour de la floraison (ANONYME (1999)). Par conséquent, en 12 semaines de semis, *Crotalaria retusa*, *Calopogonium mucunoides* et *Pueraria phaseoloides* qui ont bouclé leurs cycles végétatifs au-delà de 12 semaines, disposeraient encore de plusieurs semaines pouvant leur permettre de noduler. Ainsi, DOMMERGUES *et al.* (1999) ont déjà indiqué que la capacité à noduler chez certaines espèces devient abondante au fur et mesure que leurs besoins en éléments nutritifs augmentent. Cependant, au cours de leur croissance, les Légumineuses ont des besoins en azote qui, s'il n'est pas comblé par le sol, peut également limiter leur développement et leur nodulation. Par ailleurs chez les plantes herbacées, la durée d'activité d'une nodosité est relativement brève, de l'ordre de quelques semaines, par le fait que l'activité de la nitrogénase décline avec le vieillissement de ces plantes (TRINCHANT *et al.*, 1997). Selon HELLER *et al.* (1989), il se produit une lyse des bactéries responsables de la synthèse de la nitrogénase et une dégradation de la légghémoglobine de bactéroïdes, ainsi les nodosités verdissent et disparaissent.

## **CHAPITRE 14. PHÉNOLOGIE COMPARÉE, CAPACITÉS FRUCTIFÈRE ET POURRAGÈRE DES LÉGUMINEUSES RECENSÉES**

### **1. Phénologie comparée des Légumineuses recensées**

Il a été difficile dès la première année de semis d'établir un calendrier phénologique des espèces végétales pérennes en rapport avec les saisons : les phases de floraison et de fructification n'ont pas correspondu toujours à l'un ou l'autre des stades saisonniers (stade des saisons de pluie ou stade de saisons sèches). La fructification a eu lieu 3 à 4 semaines après les périodes de floraison chez toutes les espèces étudiées. Ainsi les premiers fruits sont apparus chez *Abrus precatorius* 23 jours après les boutons floraux. Chez *Calopogonium mucunoides*, *Centrosema pubescens*, *Clitoria ternatea*, *Crotalaria goreensis* et *Crotalaria retusa*, ils ont été observés respectivement en moyenne 25, 27, 28, 24 et 25 jours. Enfin le temps moyen de 20, 29, 26, 24 et de 22 jours, a été observé respectivement chez *Indigofera arrecta*, *Mimosa invisa*, *Phaseolus adenanthus*, *Pueraria phaseoloides* et *Schrankia leptocarpa*. Sur un semencier donné, les premières fleurs épanouies se sont différenciés en fruits alors que la phase de floraison n'est pas encore arrivée à son terme.

Le temps mis pour acquérir l'aptitude à fleurir a varié d'une espèce à l'autre au cours de la première année de semis. En effet, pour fleurir et fructifier, les plantes doivent acquérir leur maturité physiologique (LABERCHE, 2004). Aussi, la floraison pourrait-elle intervenir de façon précoce suite

à un traumatisme ou à un stress ou encore à une carence nutritive de toute provenance. Quand c'est le cas, la quantité et la qualité des fruits observables sur le semencier sont réduites. Le déterminisme de la floraison serait lié à des facteurs extrinsèques (JAEGER et ADAM, 1967). Les conditions édaphiques et climatiques étant pratiquement les mêmes pour toutes les espèces dans nos expériences, nous pourrions attribuer cette différence à des facteurs intrinsèques (facteurs génétiques). Sur un axe inflorescentiel donné, les boutons floraux apparaissent de façon basifuge selon un gradient de floraison vers l'apex de la plante (HLADIK, 1970).

Au cours de la deuxième année de semis, les premières floraisons ont été observées au mois d'août chez certaines espèces (pérennes) telles que *Abrus precatorius* et *Phaseolus adenanthus* alors que chez d'autres espèces (*Calopogonium mucunoides* et *Pueraria phaseoloides*), les mêmes observations ont été notées au mois de septembre ; ces deux mois ont coïncidé avec la petite saison sèche. Nos résultats sont conformes à ceux de AUBREVILLE (1959) qui a indiqué l'abondance de la floraison pendant la petite saison sèche, en juillet-août, dans les forêts denses, au Sud de la Côte-d'Ivoire. Cette abondance de floraison pendant la saison sèche est l'une des plus élevées ; 71 p.c. contre 29 p.c. pendant la saison des pluies (VIDAL, 1965). Selon OUATTARA (2006), cette abondance de floraison des espèces en saison sèche serait induite par les fortes pluies qui ont précédé ces périodes. Les plantes ont fleuri après les périodes succédant à une période humide. De toute évidence la variation thermique jouerait un rôle non négligeable dans les phases de floraison et celles de la fructification.

Si les effets combinés de la chaleur et de l'humidité ont favorisé la mise à fleur des plantes, il a été également constaté que chez plusieurs espèces, la nutrition semblerait avoir un effet sur la différenciation des fleurs et la formation des grains. LABERCHE (1918) a remarqué des différences dans la composition d'une même plante suivant qu'elle s'est trouvée à l'état végétatif ou reproducteur. Selon cet auteur, l'abondance de floraison en saison sèche dans les régions humides semblerait en accord avec les interprétations qui ont attribué un rôle dans leur déterminisme, au rapport existant entre la nutrition glucidique et la nutrition minérale. Une telle interprétation physiologique des floraisons en saison sèche avait notamment été admise par SCHIMPER et VON FABER (1935). Les produits azotés particulièrement les nitrates favorisent la croissance de l'appareil végétatif, mais qu'un léger déficit en cet élément favorise la mise en fleur. Selon JEUFFROY et SEBILLOTTE (1997), une nutrition azotée limitant a pour effet de stopper la floraison précocement, et de réduire le nombre d'étages portant des fleurs et des gousses. Chez certaines plantes, les éléments nutritifs favorables sont nécessaires ; par contre chez d'autres, il faut encore que se réalisent des conditions extérieures ; elles concernent la photopériode et la température. De nos jours, sous un climat à saisons très peu tranchées, la pluviométrie, la température, l'insolation et l'évapotranspiration, constituent des paramètres très

variables dont les fluctuations influencent considérablement la floraison et la fructification. Ainsi, l'une des conséquences de cette fluctuation climatique est la présence des fruits saisonniers sur nos marchés à toutes les périodes de l'année. RAMAMOJISOA (1994) a indiqué que les conditions édaphiques et atmosphériques représentent les deux facteurs qui influencent l'abondance de la floraison au cours d'un cycle phénologique. Les mécanismes qui transforment le méristème floral en fleur sont sous la dépendance de facteurs extérieurs importants comme la température et la durée de la lumière.

En ce qui concerne le statut des plantes, *Crotalaria goreensis* et *Crotalaria retusa*, se sont présentées, selon le type de milieu, tantôt comme des plantes annuelles tantôt comme des plantes biannuelles ou décrites comme des plantes pérennes de courte durée par certains auteurs. Cette bi-appartenance serait liée aux conditions favorables induites par l'abondance de pluies dans les zones forestières. Lorsque ces plantes sont fréquemment arrosées ou se sont trouvées dans un milieu avec un taux d'humidité élevé, elles se sont comportées comme des plantes biannuelles. Dans ces zones, ces plantes pourraient survivre au-delà d'une année entière de leur cycle de développement complet et disparaître le cycle suivant. Selon VIDAL (1965), l'humidité climatique, facteur limitant dans les zones de savanes, joue un rôle déterminant dans les cycles biologiques. La floraison, dans ces conditions, apparaît sporadiquement tout le long de l'année.

## **2. Capacités fructifère et fourragère des Légumineuses recensées**

En rapport avec le nombre de ramifications et de feuilles par plante, *Mimosa invisa* s'est révélée comme la plante la plus recouvrante. Elle pourrait être utilisée à cet égard, comme plante de couverture, dans les plantations agroindustrielles. *Clitoria ternatea*, produisant moins de ramifications et de feuilles par plante, paraît peu recouvrante. En terme de fourrages, certaines espèces ont été très productives : il s'agit de *Mimosa invisa*, *Crotalaria retusa*, *Crotalaria goreensis*, *Phaseolus adenanthus*, *Pueraria phaseoloides*, *Indigofera arrecta* et *Calopogonium mucunoides*. Les moins productives ont été *Abrus precatorius*, *Centrosema pubescens*, *Schrankia leptocarpa* et surtout *Clitoria ternatea*. Il est ressortit de cette analyse que la forte production fourragère serait liée aux caractères génétiques de la plante et dans une certaine mesure au nombre élevé de ramifications. Dans la pratique, la plupart des espèces étudiées sont peu utilisées en fourrage ; quelques-unes toutefois sont susceptibles, dans certains cas, d'être associées à certaines Graminées, pour servir comme plantes fourragères. Il s'est agi de *Calopogonium mucunoides*, *Pueraria phaseoloides*, *Centrosema pubescens*, *Crotalaria goreensis*, *Abrus precatorius*, *Indigofera arrecta*, *Phaseolus adenanthus* et *Crotalaria retusa*. Cette association de Légumineuses-Graminées pourrait s'expliquer par des différences de besoins énergétiques, d'aptitudes comportementales et de capacités digestives. HOVEN et al. (1981) ont indiqué que les Graminées transitent plus rapidement que les espèces de

Légumineuses dans l'intestin. Toutefois, en leur associant des Graminées, les éleveurs se contentent de prendre les Légumineuses comme base de ration. De plus, ces Légumineuses engendreraient des convulsions et des tremblements au bétail qui les consommerait exclusivement.

Les espèces qui se sont révélées moins appétitives ont été *Mimosa invisa* et *Schrankia leptocarpa* du fait de leurs nombreuses épines. Par rapport leur aspect épineux, elles sont délaissées par les herbivores et ne présentent, par la suite, que peu d'intérêt du point de vue fourrager. Le régime alimentaire, en termes d'organes d'espèces végétales, est axé majoritairement sur les feuilles ; elles représentent 93 p.c. contre 7 p.c. répartis entre les tiges, les écorces, les fruits et les racines. Ce tri des organes végétaux serait favorisé par la forme de leurs mâchoires.

Les dommages causés aux plantes sont d'importances variables. En effet, les animaux en broutant les jeunes de Légumineuses, exercent une pression, soit de défoliation, soit d'extinction à l'arrachée ou encore de piétinement sur les espèces présentes. Ce qui n'est sans conséquence pour la restauration de la fertilité du sol, pour la pérennité de certaines espèces d'entre elles et du reste pour la protection contre les radiations solaires et les érosions de toute nature. Seules les graines enfouies dans le sol pourraient régénérer de nouvelles pousses. Concernant les Légumineuses adultes, ces prélèvements pourraient créer un ralentissement de leur croissance.

## **CHAPITRE 15. INTÉRÊT AGRONOMIQUE DES LÉGUMINEUSES RECENSÉES**

### **1. Effet des Légumineuses sur la croissance en hauteur du maïs**

La parcelle témoin, même sans apport préalable de biomasse, a exercé une influence positive sur la croissance du maïs. Cependant, cette croissance est limitée, en comparaison des parcelles amendées. Le transfert aux sols des éléments fertilisants, à partir de la fauche suivie de l'enfouissement de la biomasse végétale a été un des premiers avantages de l'utilisation des légumineuses ; car les amendements organiques améliorent les propriétés physiques et chimiques du sol (comme l'humidité et le pH) et la disponibilité des éléments comme le phosphore (BATIONO et MOKWUNYE, 1991). La matière organique intervient dans les mécanismes de la libération de l'azote minéral. Le transfert d'azote de l'atmosphère au sol à travers les résidus des récoltes provenant des Légumineuses, CHALK (1998) a expliqué que les Légumineuses prennent généralement plus de la moitié de leurs besoins en azote dans l'atmosphère et en prélèvent très peu dans le sol. Ainsi les Légumineuses économiseraient beaucoup plus d'azote que les autres plantes non fixatrices. Cette économie d'azote a été donc restituée au sol à travers la minéralisation de la biomasse suite à son enfouissement expliquant l'effet bénéfique global de la légumineuse sur le maïs.

### **2. Effet des Légumineuses sur la productivité du maïs**

Du maïs ayant été récolté sur toutes les parcelles, les différents milieux ont contenu donc les éléments minéraux nécessaires à la fructification du maïs. Cependant les Légumineuses ont permis d'améliorer cette production. La production faible obtenue dans la parcelle témoin pourrait s'expliquer, par l'absorption d'azote minéral du sol, du fait de la jachère. En effet, les plants de maïs en croissance dans cette parcelle, ont mobilisé une part significative de leur énergie dans la surexploitation à la recherche des éléments nutritifs non disponible en quantité et qualité au détriment de la production. Dans les parcelles 2 à 12, grâce aux Légumineuses, du nitrate a été fourni. De toute évidence, un meilleur résultat a été obtenu. L'azote fourni à la Légumineuse par les bactéries n'a été donc pas équivalent de l'azote minéral (azote nitrique ou azote ammoniacal) du sol témoin. Le sol non amendé n'a apporté que l'élément azote (N). Par contre, l'azote microbien, accumulé par la Légumineuse au niveau des nodosités, est présenté aux racines sous des formes organiques et minérales variées et associé à de multiples micro-éléments préparés par les bactéries du genre *Rhizobium*. Ces micro-éléments, absorbés en même temps que l'azote, ont été des catalyseurs de la croissance et des rendements élevés du maïs vivant en association symbiotique avec la Légumineuse. La productivité de la Graminée a été alors améliorée. Aussi les exsudats racinaires de certaines Légumineuses seraient capables de solubiliser les phosphates de calcium et le phosphore occlus, augmentant ainsi la disponibilité du phosphore assimilable et son absorption par la culture subséquente (ALVEY *et al.*, 2001). Le transfert aux sols des éléments fertilisants, à partir de la fauche suivie de l'enfouissement de la biomasse végétale a été une des premières conséquences de l'utilisation des Légumineuses car les amendements organiques améliorent les propriétés physiques et chimiques du sol (comme l'humidité et le pH) et la disponibilité des éléments comme le phosphore, tout en fournissant des éléments nutritifs par minéralisation (BATIONO et MOKWUNYE, 1991). La matière organique a intervenu dans le mécanisme de la libération de l'azote minéral. Le transfert d'azote de l'atmosphère au sol à travers les résidus des récoltes provenant des Légumineuses, pourrait s'expliquer par le fait que les Légumineuses prennent généralement plus de la moitié de leurs besoins en azote dans l'atmosphère et en prélève très peu dans le sol (CHALK, 1998). Ainsi les Légumineuses économiseraient beaucoup plus d'azote que les autres plantes non fixatrices. Cette économie d'azote est donc restituée au sol à travers la minéralisation de la biomasse, suite à son enfouissement, expliquant l'effet bénéfique global de la Légumineuse sur le maïs (WANI *et al.*, 1995). Même si les Légumineuses, dans leur ensemble, ont induit le meilleur rendement de la culture subséquente, il n'en demeure pas moins que les variabilités de productivité observées dans les différentes parcelles ont été fonction des espèces utilisées. C'est *Crotalaria goreensis* et *Mimosa invisa* qui, prises isolément, ont mieux stimulé la croissance au niveau du maïs. Ainsi, comme l'ont souligné CORRE-HELLOU *et al.* (2006) la contribution de chaque espèce au rendement de l'association dépend de l'acquisition d'azote

de chacune d'elles. L'efficacité de leur action dépend de la nature du résidu (rapport C/N, proportions de composés solubles, lignine, cellulose et hémicellulose) et de la disponibilité en minéraux du sol (WANI *et al.*, 1995).

Comparativement au témoin sans apport de résidus de récolte, les fumures organiques ont influencé significativement la productivité du maïs. Estimant les quantités globales d'azote contenues dans les résidus de Légumineuses restitués au sol (hors parties racinaires), GILLER *et al.* (1995) ont indiqué qu'elles varient dans très fortes proportions ; elles sont comprises entre quelques dizaines de kilogrammes à près de 300 kg N/ha. Par la technique de la dilution isotonique, ces mêmes auteurs ont montré que 15 à 20 p.c. de l'azote recyclé par les résidus de Légumineuses sont utilisés par la culture subséquente. Selon Li *et al.* (2007), le succès des Légumineuses en régions tropicales est dû au fait que les rendements sont souvent de 20 à 50 p.c. supérieurs à ceux observés quand des cultures monospécifiques sont réalisées ou pratiquées. En outre, la teneur en protéines ou en azote des graines de la culture subséquente est souvent plus élevée lorsque celle-ci est cultivée avec une Légumineuse (CORRE-HELLOU *et al.* 2006 ; BEDOUSSAC et JUSTES 2006). Les rendements des cultures sur sols amendés sont stables, par comparaison aux cultures monospécifiques. Ce gain de rendement se traduisant par une valeur de *Land Equivalent Ratio* (LER) a été supérieur à 1 (DE WIT et VAN DEN 1965). Le *Land Equivalent Ratio* correspond à la surface de sol nécessaire pour obtenir en culture monospécifique, les mêmes rendements qu'en culture associée.

# CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Au terme de cette étude, 11 espèces ont été sélectionnées. Ces espèces appartiennent à deux familles (Fabaceae et Mimosaceae). La famille la mieux représentée a été celle des Fabaceae avec 9 espèces qui se sont réparties entre 8 genres (*Abrus*, *Calopogonium*, *Centrosema*, *Clitoria*, *Crotalaria*, *Indigofera*, *Phaseolus* et *Pueraria*). La seconde famille a été représentée par les Mimosaceae ; elle a comporté 2 espèces appartenant à 2 genres (*Schrankia* et *Mimosa*).

Les caractéristiques Botaniques des espèces étudiées ont révélé 2 aspects essentiels. L'un est relatif aux caractères communs à toutes les espèces et l'autre concerne les caractères particuliers à chaque taxon.

A propos de caractères d'ordre général, notons que nous les retrouvons aussi bien dans la famille des Fabaceae que celle des Mimosaceae. Il s'agit de :

- la formation des nodosités racinaires où vivent en symbiose des Bactéries aérobies du genre *Rhizobium* ;
- la fixation symbiotique de l'azote atmosphérique ;
- l'amélioration des propriétés physiques et chimiques des sols.

Le mode de propagation chez toutes les espèces étudiées s'est fait par graine ; les fruits sont des gousses déhiscentes.

Au titre des caractères spécifiques, des cas particuliers sont à signaler sur les types Morphologiques. À l'exception de *Indigofera arrecta*, *Crotalaria gorensis* et *Crotalaria retusa* dont le port est érigé, toutes les espèces étudiées sont presque lianescentes. Certaines, parmi celles-ci, sont volubiles ; cas de *Abrus precatorius*, et *Centrosema pubescens* de *Phaseolus adenanthus*, alors que d'autres sont soit rampantes : *Calopogonium mucunoides*, *Clitoria ternatea* et *Pueraria phaseoloides*, soit grimpantes c'est le cas de *Mimosa invisa* et *Schrankia leptocarpa*, grâce à leurs organes de préhension que sont les épines.

La sensibilité des feuilles en réactions à un stimulus est observée exclusivement chez *Mimosa invisa* et *Schrankia leptocarpa*.

Nos investigations bibliographiques ont révélé que sur le plan de la médecine traditionnelle, certaines espèces sont employées soit seules cas de *Schrankia leptocarpa* et de *Crotalaria retusa*, soit en association ; cas de *Abrus precatorius* avec d'autres espèces appartenant à d'autres familles dans le traitement de certaines maladies.

Sans être caractéristique d'une formation végétale typique, toutes ces espèces recensées sont rudérales et poussent dans des milieux anthropiques.

En rapport avec les types biologiques, toutes les plantes sélectionnées sont des Phanérophytes ; on a noté une majorité de Nanophanérophytes (7 espèces soit 63,63 %) contre une minorité de Microphanérophytes (4 espèces soit 36,36 %).

La répartition des espèces, par type phytogéographique, a permis d'établir 4 groupes de plantes. Les taxons de la région Guinéo-Congolaise ont été des taxons de forêts denses humides, dans le Sud de la Côte d'Ivoire ; ils ont été au nombre de 02 (*Calopogonium mucunoides* et *Schrankia leptocarpa*). Les taxons de la région Soudano-Zambézienne ont été localisés naturellement, dans la partie septentrionale du pays ; ils ont été introduits en zone Guinéo-Congolaise. Nous en avons rencontré 01 (*Indigofera arrecta*). Les taxons introduits sont cultivés à diverses fins. Nous en avons recensé 04 (*Centrosema pubescens*, *Clitoria ternatea*, *Mimosa invisa* et *Pueraria phaseoloides*). Les taxons communs à la région Guinéo-Congolaise et à la région Soudano-Zambézienne, ont été au nombre de 04 (*Abrus precatorius*, *Crotalaria goreensis*, *Crotalaria retusa* et *Phaseolus adenanthus*) ; ils ont représenté 36,36 %.

Les caractéristiques germinatives ont montré une hétérogénéité des levées dans chacun des lots constitués. Ainsi, à la fin de la phase de germination, *Phaseolus adenanthus* est arrivé en tête avec un taux de 92 p.c. suivi de *Schrankia leptocarpa* (88 p.c.). *Mimosa invisa* et *Pueraria phaseoloides* ont représenté les espèces ayant un faible taux de germination avec respectivement 48 et 44 p.c. Ainsi, le taux de germination a donc varié d'une espèce à l'autre. Cela a été aussi le cas de la vitesse de germination qui a été plus importante avec les graines de *Phaseolus adenanthus*. Cette vitesse a été faible chez *Abrus precatorius* et *Mimosa invisa*. En fonction de la dureté de la graine, le délai de germination a varié d'une espèce à l'autre et s'est situé à intervalle de 3 à 6 jours. Il a été plus court (3 jours) pour les graines de *Phaseolus adenanthus* et plus long (6 jours) avec les graines de *Abrus precatorius* et de *Indigofera arrecta*. De même, le taux de survie a varié d'une espèce à l'autre. En rapport avec les perturbations du milieu de culture, le nombre de survivants a baissé de jour en jour et s'est stabilisé, seulement à partir du 35<sup>e</sup> jour d'expérimentation chez chacune des espèces, lorsque les jeunes plants ont acquis les caractères de plantes adultes.

L'évolution des formes foliaires chez les Légumineuses a montré différents types d'hétérophyllies en fonction des stades de développement de la plante. Premièrement, une hétérophyllie liée à la structure de la feuille ; c'est le cas chez *Calopogonium mucunoides*, *Centrosema pubescens*, *Clitoria ternatea*, *Indigofera arrecta*, *Phaseolus adenanthus* et *Pueraria phaseoloides*. Chez ces plantes, les premières feuilles assimilatrices ont été simples alors que les feuilles ultérieures ont été composées pennées. Deuxièmement, une hétérophyllie liée à l'augmentation de la dimension du limbe avec l'âge de l'individu. C'est le cas chez *Crotalaria goreensis*, *Crotalaria retusa*, et *Abrus precatorius*. Chez ces dernières, le type de feuilles n'a pas varié depuis les premières feuilles assimilatrices jusqu'aux feuilles de l'individu adulte. Enfin, une hétérophyllie due à l'augmentation progressive du nombre de pennes. C'est le cas chez *Mimosa invisa* et *Schrankia leptocarpa*. Chez ces dernières, une bipennation a été notée.

Les caractéristiques de croissance des espèces étudiées ont montré que la vitesse de croissance des plantes, pendant les premières semaines de germination, serait liée à la taille de leurs graines donc à la quantité de réserves nutritives. Parmi toutes les espèces étudiées, c'est *Clitoria ternatea* qui a possédé les plus grosses graines (diamètre = 0,6 cm) ; sa vitesse de croissance a été la plus élevée pendant les 28 premiers jours de germination. A l'inverse, la plus faible croissance a été enregistrée avec *Pueraria phaseoloides* dont le diamètre de la graine a équivalu à 0,2 cm.

La croissance végétale en hauteur a montré une dynamique d'allongement des entre-nœuds chez toutes les espèces étudiées. Cependant, pour une même espèce et en tenant compte de la position de la feuille, une variation de la longueur a été notée d'un entre-nœud à l'autre, avec des entre-nœuds courts à la base de la tige et des entre-nœuds longs vers le sommet de la plante. Parmi toutes les espèces, c'est chez *Centrosema pubescens* que la longueur maximale des entre-nœuds a été enregistrée avec une valeur moyenne de 23,2 cm. Par contre, chez *Indigofera arrecta*, la longueur maximale a été de 2,30 cm et a représenté la longueur la plus faible.

La capacité de production des nodosités a varié d'une espèce à l'autre et a été progressive. Elle a été précoce chez *Centrosema pubescens*, *Crotalaria goreensis*, *Crotalaria retusa* et *Mimosa invisa* ; chez ces plantes, les nodosités se sont formées dès l'apparition de la 2<sup>e</sup> feuille assimilatrice, soit environ 5 jours après la levée. Chez *Abrus precatorius*, par contre, les nodosités sont apparues tardivement (lors de la 3<sup>e</sup> feuille assimilatrice) soit environ 9 jours après la levée. Dans l'ensemble, la nodulation, fonction de l'apparition des feuilles, serait liée à la photosynthèse. Le nombre de nodosités augmenterait donc avec l'accumulation de la biomasse végétale. Différentes formes de nodosités ont été notées : sphériques, ovoïdes, allongées, digitées et multiformes ; les nodosités juvéniles ont été sphériques alors que les nodosités matures ont été soit digitées, soit multiformes. Dans l'ensemble, il y a eu une forte proportion (70,84 p.c.) des nodosités dont le diamètre est inférieur à 2 mm.

Le calendrier phénologique des espèces étudiées a montré une variation dans les délais de floraison et de nouaison. Les premiers boutons floraux sont apparus 5 à 6 mois après semis, chez *Abrus precatorius*, *Calopogonium mucunoides*, *Mimosa invisa*, *Phaseolus adenanthus* et *Pueraria phaseoloides*. Chez *Clitoria ternatea*, les boutons floraux sont observés 2 à 3 mois après semis. En rapport avec le statut des plantes, la floraison a eu lieu en août et septembre chez les plantes pérennes (*Abrus precatorius*, *Calopogonium mucunoides*, *Phaseolus adenanthus* et *Pueraria phaseoloides*). La fructification s'est produite d'août à janvier, pour ces mêmes plantes.

Concernant la production de ramifications et de feuilles par plante *Mimosa invisa* est venu en tête. Elle serait la mieux indiquée dans les associations culturales. Parmi les plantes rampantes, celle qui a produit plus de ramifications et de feuilles a été *Pueraria phaseoloides*. A cet égard, elle peut être utilisée, comme plante de couverture, dans les plantations agro-industrielles. *Clitoria ternatea* qui a

produit moins de ramifications et de feuilles par plante, a paru peu recouvrante. La forte production fourragère serait liée au nombre élevé de ramifications et dans une certaine mesure aux caractères génétiques de la plante. Dans la nature, les espèces étudiées ne sont pas exclusivement consommées par les animaux, car elles sont sensibles aux maladies cryptogamiques transmissibles telle que la *Rhizoctonia anthracnose* ; toutefois, certaines sont susceptibles d'être associées à certaines Graminées telles que *Panicum maximum*, *Brachiaria mutica* et *Digitaria decumbens*, pour servir comme plantes fourragères. Il s'est agit de *Calopogonium mucunoides*, *Pueraria phaseoloides*, *Centrosema pubescens*, *Crotalaria goreensis*, *Abrus precatorius*, *Indigofera arrecta*, *Phaseolus adenanthus* et *Crotalaria retusa*. Par contre, d'autres du fait de leurs nombreuses épines se sont révélé moins appétitives ; c'est le cas de *Mimosa invisa* et *Schrankia leptocarpa*.

Du point de vue de l'intérêt agronomique, les parcelles amendées avec la biomasse des Légumineuses ont mieux stimulé la croissance du maïs que celle du témoin. Il s'est produit donc un effet plus bénéfique des Légumineuses. Cependant, la croissance en hauteur des pieds de maïs a été inégale, d'une parcelle amendée à l'autre, donc d'une espèce de Légumineuse à l'autre. Avec *Crotalaria goreensis*, *Mimosa invisa* et *Crotalaria retusa*, une plus forte croissance (155 à 160 cm) a été obtenue. La plus faible croissance a été obtenue avec *Clitoria ternatea* (127 cm). De même que la croissance, une forte production de maïs dans les parcelles traitées par rapport au témoin a été notée. Cependant, cette production a été inégale d'une parcelle amendée à l'autre donc d'une espèce de Légumineuse à l'autre. Avec *Crotalaria goreensis*, la production a été meilleure suivi de *Crotalaria retusa* et de *Mimosa invisa*. Par contre, la production a été la plus faible chez *Indigofera arrecta* et *Clitoria ternatea*. En somme, toutes les Légumineuses ont semblé indispensables à une meilleure croissance et production de maïs.

La présente étude ne suffit pas à elle seule pour établir une liste exhaustive des espèces de Légumineuses herbacées susceptibles d'améliorer les rendements des cultures subséquentes à travers le territoire national, c'est pourquoi nous comptons :

- étendre nos investigations aux principales régions agricoles du pays afin d'établir des listes des espèces de Légumineuses herbacées susceptibles d'améliorer la fertilité des sols en fonction de leur répartition géographique ;
- sélectionner les espèces à forte production de biomasse et de nodosités à travers la pratique de la germination et ;
- évaluer leurs impacts sur les cultures subséquentes à travers des associations culturales.

Pour augmenter la production de la biomasse végétale et améliorer les rendements agricoles, il est nécessaire de stimuler la croissance des cultures tout en maintenant la fertilité des sols à long terme. Les Légumineuses herbacées ou subligneuses, semblent être une alternative intéressante, du fait de

leur capacité d'enrichissement rapide des sols par la fixation d'azote atmosphérique et la production abondante de biomasse végétale. En jouant le rôle de plante de couverture, ces Légumineuses herbacées peuvent être utilisées dans la lutte contre les adventices et la dégradation des sols. De ce point, le domaine agroforesterie constitue une source remarquable d'engrais verts, peu onéreux pour le paysan, sans grand moyen financier. C'est pourquoi, il faut :

- sensibiliser les populations paysannes sur les effets bénéfiques des jachères améliorées sur l'agriculture et la qualité de l'environnement ;
- subventionner la production des graines de Légumineuses herbacées à croissance rapide et à production abondante de biomasse végétale ;
- accorder la priorité à la pratique de l'agroforesterie dans les systèmes cultures ;
- former et encadrer les paysans à travers les structures agricoles de l'Etat.

# **RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES**

- ABDEL R.N. et BOURDU R., 1986.** Effet de la taille et de la forme des grains sur quelques caractéristiques du développement du maïs au stade jeune. *Agronomie* (6) : 181-186.
- ADAMS J., 1957.** Technique agricole des pays chauds. Principe de base. *Encyclopédie d'outre-mer*, 229 p.
- ADJANOHOUN J., 1963.** Végétation des savanes et des rochers découverts en Côte d'Ivoire. Thèse de Doctorat d'Etat, Université de Paris, Faculté des Sciences. 259 p.
- AKE-ASSI L., 1984.** Flore de la Côte d'Ivoire : étude descriptive et biogéographique, avec quelques notes ethnobotaniques. Thèse Doctorat ès-Sc. Nat., F.A.S.T., Univ. Abidjan, 1205 p.
- AKE-ASSI L., 1986.** Ordre des Cyperales. Note de cours des Licences de Sciences Naturelles. Université de Abidjan-Cocody (Côte d'Ivoire).
- AKE-ASSI L., 2001.** Flore de la Côte d'Ivoire : Catalogue systématique, biogéographique et écologie. *Boissiera* 57 (I), *Mémoire Botanique Systématique*, 396 p.
- AKE-ASSI L. et GINKO S., 1991.** Plantes utilisées dans la médecine traditionnelle en Afrique de l'Ouest. Ed. Roche Basel Switzerland. 151 p.
- AKEDRIN T.N., 2008.** Prise de vue des Légumineuses recensées.
- AKOEGNINOU A., VAN DER BURG W.J. et VAN DER MAESEN L.J.G., 2006.** Flore Analytique du Bénin, 1034 p.
- ALESSI J. et POWER J.F., 1971.** Corn emergence in relation to soil temperature and seedling depth. *Agronomie j* (63) : 717-719.
- ALEXANDRE D.Y., 1981.** L'indice foliaire des forêts tropicales ; analyse bibliographique. *Oecol Gener.* 2 (4) : 299-312.
- ALVEY S., BAGAYOKO M., NEUMANN G. et BUERKERT A., 2001.** Cereal / legume rotations affect chemical properties and biological activities in two West African soils. *Plant and Soil*; 231, (1) : 45-54.
- ANONYME, 1981.** Grande Encyclopédie de Culture Générale; tout l'univers, Hachette. Le livre de Paris (France) ; volume 8 ; pp. 1793-2048.
- ANONYME, 1983.** Ecosystèmes forestiers tropicaux d'Afrique. O.R.S.T.O.M.-U.N.E.S.C.O., Coll. Recherches sur les ressources naturelles, n° 19, Paris, 143 p.
- ANONYME, 1998.** Managing cover crops profitably. Second edition. Handbook Series Book 3. Beltsville, MD. 59 p.
- ANONYME, 1999.** Fertilisation azotée de trois légumineuses: le haricot, la luzerne et le pois protéagineux. CORPEN « Fertilisation azotée des légumineuses ». Ministère de l'Agriculture et de la Pêche. 49 p.

- ARNAUD J.C., 1980.** Relief. *In* : « Les Atlas jeune Afrique, Côte d'Ivoire ». Édition jeune Afrique, Paris (France), 5-10.
- ASHBY E., 1948.** Studies in the morphogenesis of leaves. *In*: An essay on leaf-shape. *The New Phytol.*, (47) : 153-195.
- ASHTON P.S., 1969.** Speciation among tropical forest trees: some deductions in the light of recent evidence. *Biol.J. Linn. Soc.* (1): 155-196.
- AUBREVILLE A., 1947.** Les brousses secondaires en Afrique équatoriale, Côte d'Ivoire, Cameroun, AEF. *Bois et For. Trop.*, tome (2) : 24-49.
- AUBREVILLE A., 1959.** Flore forestière de la Côte d'Ivoire. 2<sup>e</sup> éd. Rév., C.T.F.T. Nogent-sur-Marne, Seine, tome I, 372 p., tome II, 343 p., tome III, 335 p.
- BADO B.V., 2002.** Rôle des légumineuses sur la fertilité des sols ferrugineux tropicaux des zones Guinéenne et Soudanienne du Burkina Faso. Ph. D., Faculté des sciences de l'Agriculture et de l'Alimentation. Univ. Laval, Québec (Canada). 176 p.
- BALLARD C.I., SCOPEL A.L., SANCHEZ R.A. et RADOSEVICH S.R., 1992.** Photomorphogenic processes in the agricultural environment. *Photochem. and Photobiol.*, (56) : 777-788.
- BALLO B., 2000.** Etude monographique de quelques adventices Dicotylédones de la rizicole de l'association pour le développement de la riziculture en Afrique de l'Ouest (A.D.R.A.O.) Bouaké, Côte d'Ivoire : critères permettant l'identification de leurs plantules. D.E.A. de Botanique (Option : Ecologie Végétale) U.F.R. Biosciences. Université de Cocody-Abidjan (Côte d'Ivoire), 81 p.
- BATIONO A. et MOKWUNYE A.U., 1991.** Alleviating soil fertility constraints to increased crop production in West Africa: The experience of the Sahel. *In*: MOKWUNYE A. Alleviating soil fertility constraints to increased crop production West Africa. ed. Kluwer Academic Publisher, Dordrecht, 195-215.
- BEDOUSSAC L. et JUSTES E., 2006.** Is durum wheat-winter pea intercropping efficient to improve the use of light and N resources in low input farming. *Proceedings of the IX Congress of ESA*, September 2006, Warsaw, Poland, 3-6.
- BLACKLOW W.M., 1972.** Mathematical description of the influence of temperature and seed quality on imbibition by seeds of corn (*Zea mays* L.). *Crop Sci* (12) : 643-646.
- BÓCKMAN O.CH., KAARSTAD O., LIE O.H. and RICHARDS I., 1990.** Agriculture et fertilisation. Publication de Norsk Hydro-Oslo-Norvège, 258 p.
- BOIFFIN J., BRUCKLER L. et AUBRY C., 1983.** Rôle des propriétés physiques du lit de semence sur l'imbibition et la germination. III. Valeur prévisionnelle d'un modèle d'imbibition au champ et caractérisation des lits de semences. *Agronomie* (3) : 291-302.

- BORCARD D. et LEGENDRE P., 2002.** All. scale spatial analysis of ecological data by means of principal coordinates of neighbor matrices. *Ecological Modelling* (153) : 51-88
- BOTTOMLEY P.J. et JENKINS M.B., 1984.** Seasonal response of uninoculated alfalfa to N fertilizer : soil N, nodule turnover and symbiotic effectiveness of *Rhizobium meliloti*. *Agronomy Journal*, (76) : 959-963.
- BOTTON H., 1957.** Les plantes de couverture. Guide pratique de reconnaissance et d'utilisation des Légumineuses en Côte d'Ivoire. *Journ. d'Agriculture Tropicale et de Botanique Appliquée, T.V.*, (1-2-3) : 45-170.
- BOULLARD B., 1993.** Dictionnaire Botanique. Edition marketing, 398 p.
- BOURDU R. et GREGORY N., 1983.** Etude comparée du début de la croissance chez divers génotypes de maïs. *Agronomie* (3) : 761-770.
- BOUREAU E., 1954.** Anatomie végétale. P.U.P. Paris (France), vol. I, 338 p.
- CALLEJA M., 1962.** Morphologie de quelques plantules de l'association à *Brachypodium ramosum* et *Phlomis lychnitis* Br-Br en vue de leur reconnaissance sur le terrain (I). *Naturalia monspeliensia*, 3-35.
- CHALK P.M., 1998.** Dynamics of biologically fixed N in legume-cereal rotations : a review. *Aust. J. Res.*, (49) : 303-316.
- C.C.T./ B.N.E.T.D., 2006.** Localisation géographique site d'étude (Université Félix HOUPOUËT-BOIGNY).
- COME D., 1970.** Les obstacles à la germination. ed. Masson et C<sup>IE</sup>, 249 p.
- CORRE-HELLOU G., FUSTEC J. et CROZAT Y., 2006.** Interspecific competition for soil N and its interaction with N<sub>2</sub> fixation, leaf expansion and crop growth in pea-barley intercrops. *Plant Soil*, (282) : 195-208.
- COWAN W.C. et SMITH B.D., 1993.** New perspectives on a wild gourd in Eastern North America. *J. Ethnobiol.* 13 (1) : 17-54.
- DANSO S.K.A., 1995.** Assessment of biological nitrogen fixation. *Fertilizer research* (42) : 33-41
- DAVET P., 1996.** Vie microbienne du sol et production végétale ; édition INRA 380 p.
- DE KONING J., 1983.** La forêt du Banco, Section de Taxonomie et de Géographie Botaniques, Université Agronomique de Wageningen, Pays-Bas. 39-74.
- DE LA MENSBRUGE G., 1966.** La germination et les plantes des essences arborées de la forêt dense humide de la Côte d'Ivoire ; n°26 du Centre Technique Forestier Tropical. Nogent-sur-Marne. 389 p.
- DE WIT et VAN DEN B., 1965.** Competition between herbage plants. *Neth. Journal of Agriculture and Sciences*, (13) : 212-221.

- DÉAT M., 1977.** Les adventices des cultures cotonnières en Côte d'Ivoire. Coton et Fibres Tropicales, vol. 31, fasc. (4) : 419-427.
- DES ABAYES H., CHADEFAUD M., DE FERRE Y., FELDMANN J., GAUSSEN H., ASSE P.R.G.R., LEREDDE M.C., OZENDA P. et PREVOT R., 1963.** Précis Botanique ; Anatomie-Cycles évolutifs Systématique. édition Masson 512 p.
- DETHIER V.G., 1954.** Evolution of feeding preferences in phytophagous insects. – Evolution (8) : 33-54.
- DEYSSON G., 1967.** – Organisation et classification des plantes vasculaires. Tome II. Première partie : Organisation générale. Séides, Paris. 345 p.
- DJE BI I.R., 2005.** Essai d'association *Citrullus lanatus* (Thunberg) Matsubara et Nakai (Cucurbitaceae) – *Zea mays* L. (Poaceae) : effet sur la croissance et production. Mémoire de Maîtrise, Univ. d'Abobo-Adjamé, UFR SN (Laboratoire de Génétique) ; 26 p.
- DOMMERGUES V., DUHOUX E. et DIEM H.G., 1999.** Les arbres fixateurs d'azote. Caractéristiques fondamentales et rôle dans l'aménagement des écosystèmes méditerranéen et tropicaux. Ed. CIRAD-IRD. FAO. 494 p.
- DUHOUX E., 1984.** Ontogenèse de nodules caulinaires de *Sesbania rostrata* (légumineuse). Can. J. Bot., (62) : 982-994.
- ELLEN O.N. et ALLEN .K., 1947.** A survey of nodulation among Leguminous plants. Soil Science, (12) : 203-208.
- EARDLY B.D., HANNAWAY D.B. et BOTTOMLEY P.J., 1985.** Nitrogen nutrition and yield of seedling alfalfa as affected by ammonium nitrate fertilization. Agronomy Journal, (77) : 57-62.
- FELLOWS R.J., PATTERSON R.P., RAPER C.D. et HARRIS D., 1987.** Nodule activity and allocation of photosynthate of soybean during recovery from water stress. Plant Physiol., (84) : 456-460.
- FLORET C. et PONTANIER R., 2000.** La jachère en Afrique tropicale. Rôle, Aménagement, Alternatives. Vol I, Actes de séminaire international, Dakar, 13-16 avril 1999. U.E., CORAF, IRD. Edition John Libbey Euro text, Paris 777 p.
- GARDENER W.K., PARBERY D.G. et BARBER D.A., 1981.** Proteoid root morphology and function in *Lapinus albus*. Plant and soil, (60) : 143-147.
- GAUSSEN H., LEROY J.F. et OZENDA P., 1982.** Précis de Botanique Tome 2. Végétaux Supérieurs. édition Masson. 579 p.
- GAUTIER L. 1992.** Contact forêt-savane en Côte d'Ivoire Centrale. Le rôle de *Chromolaena odorata* (L.) R. King et H. Robinson de la dynamique de la végétation. Thèse, Univ. Genève, 257 p.

- GILLER K. E., MCDONAGH J.F., TOOMSAN B., LIMPINUNTANA V., COOK H.F. et LEE H.C., 1995.** Legumes in the cropping systems of North-East Thailand. Proceedings of the 158 Third International Conferences on Sustainable Agriculture, University of London, Uk. Whyte College Press, Ashford. 45-67.
- GILLET H., 1968.** Le peuplement végétal du massif de l'Ennedi (Tchad). Mém. Muséum, Paris (France). Sér. 17, 206 p.
- GOEBEL K., 1898.** Organographie des plantes. 1<sup>ère</sup> édition, Iéna. 232 p.
- GORENFLOT R., 1964.** Introgression, Polymorphisme et Taxonomie chez les Plantaginacées. *Adansonia* : nouvelle série. Tom 4 (3) : 393-417.
- GRIME J.P., 1965.** - Shade tolerance in flowering plants.- Nature(London), (208) : 161-163.
- GUÉRIN V., TRINCHANT J.C. et RIGAUD J., 1990.** Nitrogen fixation (C<sub>2</sub>H<sub>2</sub> reduction) by broad bean (*Vicia faba* L.) nodules and bacteroids under water-restricted conditions. Plant physiol., (92) : 595-601.
- HALLE N., 1979.** Analyse du réseau phyllotaxique des écussons du cône chez *Pinus*, *Adansonia*, série 2, 18 (4) : 393-408. Paris (France). ISSN 0001-804X.
- HALLE F. et OLDEMAN R.A.A., 1970.** Essai sur l'architecture et la dynamique de croissance des arbres tropicaux. Paris (France), 170 p.
- HAVARD-DUCLOS B., 1967.** Les plantes fourragères tropicales. Collection technique agricole et production tropicale, 165-167.
- HELLER R., 1969.** Biologie végétale II. Nutrition et métabolisme. Edition Masson et C<sup>le</sup>. Précis de Sciences biologiques, 578 p.
- HELLER R., ESNAULT R. et LANCE C., 1989.** Abrégés de physiologie végétale. Nutrition. Edition Masson, 273 p.
- HILL T.A., 1977.** The biology of weeds. Studies in biology, n° 79. Edward Arnold, UK. 64 p.
- HLADIK A., 1970.** Etude particulière de la variabilité morphologique foliaire. *Adansonia*, série 2, 10 (3) : 383-407.
- HLADIK A. et BLANC P., 1987.** Croissance des plantes en sous-bois de forêt dense humide (Makokou, Gabon). – Rev. Ecol. (42) : 209-234.
- HOSHIKAWA K., 1990.** Significance of legume crops in improving the productivity and stability of cropping systems. Paper presented at the International Symposium on the use of stable isotopes in Plant Nutrition, Soil fertility and Environment studies. Vienna, Austria, 1-5 October 1990.
- HOVEN W.V., PRINS R.A. et LANKHORT A., 1981.** Fermentive digestion in the African elephant. S. Afr. J. Wildl. Res, 11 (3) : 78-86.

- HUC R., 1975.** Contribution à l'étude de la métamorphose chez quelques Angiospermes lianescentes. D.E.A. Bot. Trop., Montpellier (France), 36 p.
- HUTCHINSON J. et DALZIEL J.M., 1954.** Flora of West Tropical Africa. 2<sup>e</sup> édition, London, 4 Volumes. 712 p.
- IEMVT-CIRAD, 1991.** Amélioration du disponible fourrager en Afrique tropicale humide. éd. Maisons-Alfort Cedex, 6 p.
- JAEGER P. et ADAM J.G., 1967.** Sur la présence en piedmont Ouest des monts Loma (Sierra-Leone) d'un groupement forestier relictuel à *Tarrietia utilis* Sprague (Sterculiaceae). C.R. Acad. Sc., sér. D, (265) : 1627-1629.
- JEUFFROY M.-H. et SEBILLOTTE M., 1997.** The end of flowering in pea: influence of plant nitrogen nutrition. Eur. J. Agon., (6) : 15-24.
- JEUNE B., 1972.** Observation et expérimentation sur les feuilles juvéniles du *Paulownia tomentosa* H. Bn ; Bulletin Société Botanique (France), (119) : 215-230.
- JOHNSON D.E., 1997.** Les adventices en rizicultures ne Afrique de l'Ouest, 310 p.
- KANGA N.A. et N'GORAN A., 2000.** Influence d'un précédent de légumineuse herbacée et d'une jachère courte de deux ans sur la productivité du maïs au Nord de la Côte d'Ivoire. In : FLORET CH, POMADER R. et LIBBEY J. La jachère en Afrique Tropicale. ; Eurotext, Paris (France) : 616-621.
- LABERCHE J-C., 2004.** Biologie végétale. 2<sup>e</sup> édition, 270 p.
- LAMARK J.B., 1804.** Encyclopédie méthodique, (5) : 367-394.
- LASNIER-LACHAISE L., 1973.** Agronomie nouvelle. Flammarion, Paris (France), 347 p.
- LAZAROWITZ et BISSELING, 1997.** Plant development from the cellular perspectives integrating the signals. Plant cell 9, 1884-1900.
- LE PETIT LAROUSSE, 1997.** Dictionnaire encyclopédique pour tous. Librairie Larousse, Paris (France), 1776 p.
- LEBOURGEOIS T. et MERLIER H., 1995.** Adventrop. Les adventices d'Afrique Soudano-Sahélienne. Montpellier, (France), CIRAD éd., 640 p.
- LEBRUN J., 1947.** La végétation de la plaine alluviale au Sud du lac Edouard. Inst. Parcs Nat. Congo Belge, vol. (2) : 800 p.
- LEBRUN J.-P. et STORK A.L., 1991.** Enumération des plantes à fleurs d'Afrique Tropicale : Généralités et Annonaceae à Pandaceae. Volume I : Conservatoire et Jardin botaniques de la ville de Genève, 249 p.

- LEBRUN J.-P. et STORK A.L., 1992.** Enumération des plantes à fleurs d’Afrique Tropicale : Chrysobalanaceae à Apiaceae. Volume II : Conservatoire et Jardin botanique de la ville de Genève, 257 p.
- LEBRUN J.-P. et STORK A.L., 1995.** Enumération des plantes à fleurs d’Afrique Tropicale. Monocotylédones : Limnocharitaceae à Poaceae. Volume III : Conservatoire et Jardin botanique de la ville de Genève, 341 p.
- LEBRUN J.-P. et STORK A.L., 1997.** Enumération des plantes à fleurs d’Afrique Tropicale. Gamopétales : Clethraceae à Lamiaceae. Volume IV : Conservatoire Jardin botanique de la ville de Genève, 712 p.
- LEGENDRE P., 2005.** Quelles sont les échelles spatiales importantes dans un écosystème ? Colloque de l’AGEOFOR, Univ. Laval, 27 p.
- LEWIS O.A.M., 1986.** Plants and nitrogen. Studies in Biology N° 166 – Edward Arnold Publishers Ltd, London-UK, 104 p.
- LETOUZEY R., 1970.** Manuel de Botanique forestière d’Afrique Tropicale. C.T.F.T. Nogent-sur-Marne 1<sup>ère</sup> éd. tome (1) : 193 p., tome (2) : 461p.
- Li L, Li SM, Sun JH, Zhou LL, Bao XG, Zhang HG et Zhang FS, 2007.** Diversity enhances agricultural productivity via rhizosphere phosphorus facilitation on phosphorus deficient soil. Proc. Natl Acad. Sci. USA 104 : 11192-11196.
- LODEWIJKS M.P., 1989.** The influence of differences in the rate of plant development on nodulation of *Acacia mangium* seedlings. Mémoire de master of science. Université Wageningen, Pays-Bas, 36 p.
- MACMAHON J.A., 1981.** Successional processes : comparisons among biomes with special references to probable roles of and influences on animals. In: D.C. West *et al.* “Forest succession”, –Springer-Verlag, New- York, Heidelberg, eds. 277-304.
- MANGENOT G., 1955.** Etude sur les forêts des plaines et plateaux de la Côte d’Ivoire. Etudes éburnéennes. IFAN, Dakar, Tome (4) : 5-61.
- MONTEGUT J. et JAUZEIN Ph., 1979.** Principes d’élaboration d’une clé de détermination des stades juvéniles. Bulletin Société Botanique. France, 126 p.
- MOROT-GAUDRY J.F., 1997.** Assimilation de l’azote chez les plantes. Aspects physiologique, biochimique et moléculaire. Institut National de la Recherche Agronomique. 254 p.
- MORRISSON T.A., KESSLER J.R. et BUXTON D.R., 1994.** Maize, Internodes, Elongation, Patterns. Crop sci, (34) : 1055-60.
- MYLONA P., PAWLOWSKI K. et BISSELING T., 1995.** Symbiotic nitrogen fixation. Plant cell, 7, 869-885.

- N'GORAN A. et KANGA N.A., 2000.** Influence d'un précédent de Légumineuse herbacée et d'une jachère courte de deux ans sur la productivité du maïs au Nord de la Côte d'Ivoire. *In* FLORET CH., POMADER R. et LIBBEY J. La jachère en Afrique Tropicale ; Eurotext, Paris (France) : 616-621.
- N'GUESSAN K.E., 1985.** Les mauvaises herbes des cultures de cotonniers en Côte d'Ivoire. Thèse de Doctorat 3<sup>ème</sup> cycle, Univ. Paul Sabatier de Toulouse (France), 178 p.
- N'GUESSAN K., 1995.** Contribution à l'étude ethnobotanique en pays Krobou (République de Côte-d'Ivoire). Thèse de Doctorat de 3<sup>e</sup> cycle, Spécialité Ethnobotanique, Faculté des Sciences et Techniques de l'Université Nationale de Côte-d'Ivoire, 557 p.
- N'GUESSAN K., 2008.** Plantes médicinales et pratiques médicales traditionnelles chez les peuples Abbey et Krobou du département d'Agboville (Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat d'Etat ès sciences naturelles. Spécialité : Ethnobotanique. Option : Plantes médicinales. Université de Cocody-Abidjan ; UFR Biosciences (Laboratoire de Botanique), 235 p.
- NACOUA-OUEDRAOGO O.G., 1996.** Plantes médicinales et pratiques médicales traditionnelles au Burkina Faso : cas du plateau central. Thèse Faculté des Sciences et Techniques ; Université de Ouagadougou, 605 p.
- NAP J.P. et BISSELING T., 1990.** Developmental biology of a plant-prokaryote symbiosis: The legume root nodule. *Science*, (250) : 948-954.
- NDABALISHYE I., 1995.** Agriculture vivrière Ouest africaine à travers le cas de la Côte d'Ivoire. Bouaké (Côte d'Ivoire) : IDESSA ; 255 p.
- OUATTARA D., 2006.** Contribution à l'inventaire des plantes médicinales significatives dans la région de Divo (Sud forestier de la Côte d'Ivoire) et à la diagnose du POIVRIER de GUINEE : *Xylopiia aethiopica* (Dunal) A. Rich. (Annonaceae) Thèse de Doctorat Unique, Université, Cocody-Abidjan, U.F.R. Biosciences (Laboratoire de Botanique), Spécialité : Botanique, Option : Ethnobotanique, 184 p.
- OUATTARA D., N'GUESSAN K. E., KONE D. et TRAORE D., 2005.** Essais de mise en culture du poivrier de Guinée. *Xylopiia aethiopica* (Dunal). A. Rich. (Annonaceae). *Rev. Ivoir. Sci. Technol.*, (06) : 173-184. ISSN 1813-3290.
- PAINTER R.H., 1936.** The food of insects an ditz relation to resistance of plants to insect attack. – *Amer. Natur.* (70) : 547-566.
- PARKER C.A. et CHATEL D.L., 1973.** *Soil Biol. Bioch.*, (5) : 415.423.
- PERRAUD A., 1971.** Les sols de la Côte d'Ivoire. *In* : Avenard J.M., Eldin M., Girad G., Sircoulon J., Touchebeuf P., Guillaumet J.L., Adjanohoun E. et Perraud A. Le milieu naturel de Côte d'Ivoire : Mémoire O.R.S.T.O.M. n° 50, Paris, France : 263-389.

- POMMEL B., 1990.** Influence du poids de la semence et de la profondeur de semis sur la croissance et le développement de la plantule de maïs. *Agronomie* (10) : 699-708.
- RAGEAU J., 1973.** Les plantes médicinales de la Nouvelle Calédonie. Travaux et documents de l'O.R.S.T.O.M. ( 23) : 139 p.
- RAMAMOJISOA L., 1994.** Pouvoir germinatif déficient des graines forestières: Qu'elles seraient les causes principales ? AKON'NY Aa. Bulletin du département des eaux et forêts de l'E.S.S.A. Numéro 15 Décembre 1994, 7 p.
- RAYNAL-ROQUES A., 1979.** Le genre *Hydrotriche* (Scrophulariaceae) *Andansonia*, Paris. sér. 2 ; 9 (2) : 145-173.
- RICHARDS P.W., 1973.** The tropical rain forest. 6 *Scientific American* 229 (6): 58-67.
- ROSENBERG C., 1997.** Signaux symbiotiques chez *Rhizobium*. In : Assimilation de l'azote chez les plantes : aspects physiologique, biochimique et moléculaire ; INRA, Paris (France), 149-178.
- SANOHO S., 1977.** Contribution à l'étude des *Rhizobium* de quelques espèces de Légumineuses spontanées de la région de Bamako (Mali). Cahier ORSTOM, série Biologique, volume XII, (2) : 145-165.
- SCHIMPER et VON FABER, 1935.** Pflanzengeographie auf physiologischer Grundlage, : 304-308.
- SCHNELL R., 1971.** Introduction à la Phytogéographie des pays tropicaux. - *Les problèmes généraux* (Vol. II) : Les milieux. Les groupements végétaux. éd. Gauthier-Villars, 503-950.
- SCHUTZ D.L., et MILLER D.A., 1972.** Nitrate-N Accumulation in the soil profile under alfalfa. *Agronomy Journal*, (64) : 660-664.
- SKERMAN P. J., 1982.** Les Légumineuses fourragères tropicales. Coll. F.A.O : Production végétale et protection des plantes, 666 p.
- SOURNIA G. et ARNAUD J-C, 1980.** Les forêts de Côte d'Ivoire : essai de synthèse géographique. *Annales Universitaires d'Abidjan, série (géographie) tome IX* : 6-93.
- SODEXAM, 2007.** Données de la pluviométrie mensuelle et des températures moyennes mensuelles d'Abidjan (Côte d'Ivoire) de l'année 1997 à 2007.
- STOORVOGEL J.J. et SMALING E., 1990.** Assessment of soil nutrient depletion in sub-Sahara African, 1983-2000. vol. I, Mating Report 28, DLO The Wining Staring Centre for Integrated Land, soil and water; Research (SC-DLO), Wageningen, the Netherland, 137 p.
- SVECNIJAK Z., VARGA B. et BUTORAC J., 2006.** Yield Components of Apical and Subapical Ear contributing to the Grain yield Responses of Prolific Maize at High and Low Plant Populations. *Journal of Agronomy and Crop Science* (192) : 37-42.

- THOMASSON M., 1970.** Quelques observations sur la répartition des zones de croissance de la feuille de *Jasminum nudiflorum* Lindly. *Candollea* ; 25 (2) : 297-340.
- TIMMER A. C. J., AURIAC M. C., et TRUCHET G., 1999.** Refined analysis of early symbiotic steps of the *Rhizobium-Myrica* interaction in relation with microtubular cytoskeleton rearrangements. *Development* (126) : 3617-368.
- TOMASSONE R., DERVIN C. et MASSON J., 1993.** Modélisation de phénomène biologiques. Masson (Paris), 367 p.
- TOURE A., 2001.** Etude compare de l'influence de quatre plante de couverture sur la flore et la végétation d'une parcelle de jachère de la station de coton du C.N.R.A. de Bouaké, Côte-d'Ivoire, D.E.A. de Botanique, Option Ecologie végétale, Université Cocody-Abidjan (Côte d'Ivoire) U.F.R. Biosciences (Laboratoire de Botanique), 93 p.
- TOURE A., 2009.** Dynamique d'infestation de la forêt classée de Sanaimbo (Sous-préfecture de Tiémélékro) par les adventices des agro-écosystèmes environnants (République de Côte-d'Ivoire). Thèse de Doctorat Unique, Spécialité, Ecologie végétale, Option, Malherbologie, Université Cocody-Abidjan (Côte d'Ivoire) U.F.R. Biosciences, 185 p.
- TRINCHANT J-C. et RIGAUD J., 1989.** Alternative energy-yielding substrates for bacteroids isolated from stem and root nodules of *Sesbania rostrata* submitted to O<sub>2</sub> restricted conditions. *Plant Science*, (59) : 141-149.
- TRINCHANT J-C., DREVON J.-J. et RIGAUD J., 1997.** Fixation symbiotique de l'azote. *In*. MOROT-GAUDRY (J.-F.) : Assimilation de l'azote chez les plantes ; aspects physiologique biochimique et moléculaire, 133-147.
- VAN REUTER H. et PRINS W. H., 1993.** The role of plant nutrients for sustainable food crop production in Sub-Saharan Africa, 935-938.
- VEGIS A., 1963.** Climatic control of germination, bud break, and dormancy, 267-269.
- VIDAL J., 1965.** Endémisme végétal et systématique en Indochine. *C.R. Soc Biogeogr.*, (41) : 383-407.
- WANI S. P, RUPELA O.P. et LEE K.K., 1995.** Sustainable agriculture in the semi-arid tropics through biological nitrogen fixation in grain legumes. *Plant and Soil*, (174) : 29-49.
- WERY J., TURC O. et SALSAC L., 1986.** Relationship between growth, nitrogen fixation and assimilation in a legume (*Medicago sativa* L.) *Plant and Soil*, (64) : 17-29.
- ZOUZOU M., 1995.** Note de cours de PV1 : Croissance et développement des végétaux ; Laboratoire de physiologie végétale ; Université Félix HOUPHOUËT-BOIGNY.

# **ANNEXE**

Annexe : Coordonnées des individus dans le plan factoriel F1 et F2

Indentification	F1	F2	F3	F4	F5	F6
Ind1 ( <i>Abrus precatorius</i> )	-1,583	0,074	0,304	-0,150	-0,131	-0,089
Ind2 ( <i>Abrus precatorius</i> )	-0,703	0,630	0,408	-0,428	-0,019	0,162
Ind3 ( <i>Abrus precatorius</i> )	-2,007	-0,312	0,312	0,069	-0,235	-0,089
Ind4 ( <i>Calopogonium mucunoides</i> )	-0,895	-0,548	0,019	-0,138	-0,808	0,029
Ind5 ( <i>Calopogonium mucunoides</i> )	0,032	0,350	0,106	-0,777	-0,436	0,206
Ind6 ( <i>Calopogonium mucunoides</i> )	-0,893	0,176	0,067	-0,352	-0,363	0,110
Ind7 ( <i>Centrosema pubescens</i> )	-1,481	-0,236	1,032	-0,478	0,356	0,264
Ind8 ( <i>Centrosema pubescens</i> )	-1,975	-0,767	0,914	-0,083	0,073	0,083
Ind9 ( <i>Centrosema pubescens</i> )	-1,414	-0,465	1,469	-0,221	0,517	0,218
Ind10 ( <i>Clitoria ternatea</i> )	0,334	-0,088	-0,966	-0,255	-0,770	-0,187
Ind11 ( <i>Clitoria ternatea</i> )	-0,158	-0,531	-0,738	0,649	-0,547	-0,493
Ind12 ( <i>Clitoria ternatea</i> )	0,757	0,432	-0,326	-0,106	-0,582	-0,143
Ind13 ( <i>Crotalaria goreensis</i> )	-2,649	-0,694	0,282	-0,291	-0,141	-0,111
Ind14 ( <i>Crotalaria goreensis</i> )	-2,759	-0,835	0,263	-0,165	-0,214	-0,153
Ind15 ( <i>Crotalaria goreensis</i> )	-2,433	-0,538	0,283	-0,462	0,037	-0,094
Ind16 ( <i>Crotalaria retusa</i> )	0,457	1,932	-0,630	-0,713	0,103	-0,134
Ind17 ( <i>Crotalaria retusa</i> )	0,624	0,539	-0,724	-0,591	0,404	-0,395
Ind18 ( <i>Crotalaria retusa</i> )	1,794	1,936	-0,861	-0,880	0,375	-0,149
Ind19 ( <i>Indigofera arrecta</i> )	-0,738	1,740	0,296	0,646	-0,387	-0,023
Ind20 ( <i>Indigofera arrecta</i> )	0,687	2,474	1,116	0,790	-0,167	0,304
Ind21 ( <i>Indigofera arrecta</i> )	0,095	1,619	0,809	1,354	-0,264	-0,211
Ind22 ( <i>Mimosa invisa</i> )	6,883	-0,969	0,774	0,006	-0,022	-0,066
Ind23 ( <i>Mimosa invisa</i> )	2,997	-1,315	0,409	0,362	0,385	-0,304
Ind24 ( <i>Mimosa invisa</i> )	5,255	-1,163	0,639	-0,515	-0,760	0,256
Ind25 ( <i>Phaseolus adenanthus</i> )	0,539	-0,548	0,056	0,077	0,732	0,059
Ind26 ( <i>Phaseolus adenanthus</i> )	-0,588	-1,116	0,060	0,393	0,383	-0,277
Ind27 ( <i>Phaseolus adenanthus</i> )	0,138	-0,857	-0,147	0,565	0,578	-0,261
Ind28 ( <i>Pueraria phaseoloides</i> )	1,088	0,655	-0,120	0,325	0,647	0,155
Ind29 ( <i>Pueraria phaseoloides</i> )	-0,203	-0,124	-0,621	0,016	0,769	-0,004
Ind30 ( <i>Pueraria phaseoloides</i> )	0,471	0,725	-0,579	-0,073	0,718	0,144
Ind31 ( <i>Schrankia leptocarpa</i> )	-0,803	-1,234	-1,180	0,584	-0,101	0,460
Ind32 ( <i>Schrankia leptocarpa</i> )	-1,311	-0,455	-1,030	0,305	-0,071	0,023
Ind33 ( <i>Schrankia leptocarpa</i> )	0,445	-0,486	-1,698	0,534	-0,060	0,711

## INDEX ALPHABÉTIQUES DES TAXONS CITÉS

*Abrus cyaneus* R.Vig, P.P. 20.

***Abrus precatorius* L.** 12, 20, 21, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 59, 60, 61, 66, 68, 69, 73, 74, 75, 78, 79, 83, 84, 86, 88, 89, 90, 92, 93, 94, 95, 100, 101, 102, 103, 104, 105, 107, 108, 109, 111, 113, 115, 116, 118, 120, 125, 126, 127, 128, 142.

*Abrus pulchellus* sensu Baker 20.

*Abrus*, L. 18, 125.

*Acacia* 9.

*Adansonia digitata* L. 39.

*Aframomum melegueta* 12.

*Albizia* 15

Annonaceae 39.

*Arachis hypogea* 16

*Axonopus compressus* 11.

Bombacaceae 39.

*Bombax buonopozense* P. Beauv 39.

*Brachiaria mutica* 128.

Bryophytes 11.

Caesalpiniaceae 7, 22, 125.

***Calopogonium mucunoides* Desv.** 11, 19, 20, 21, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 59, 60, 61, 66, 68, 69, 73, 74, 75, 76, 77, 78, 80, 82, 83, 84, 86, 89, 90, 92, 93, 94, 95, 100, 101, 102, 103, 104, 105, 107, 110, 111, 112, 113, 116, 117, 118, 120, 125, 126, 127, 128, 142.

*Calopogonium orthocarpum* Urb. (ex Stehlé) 20.

*Calopogonium* Desv. 20, 125.

*Calycobolus parviflorus* (Mangenot) Heine 39.

*Carapa procera* DC. 39.

*Cassia* 6.

*Centrosema* Benth. 20, 125.

*Centrosema ferrugineum* A. Rich. 22.

***Centrosema pubescens* Benth** 11, 22, 23, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 61, 62, 66, 68, 69, 73, 74, 75, 76, 78, 79, 82, 83, 84, 86, 88, 89, 90, 92, 93, 94, 95, 96, 100, 101, 102, 103, 104, 105, 107, 108, 110, 111, 113, 115, 116, 118, 120, 121, 125, 126, 127, 128, 142.

*Centrosema virginianum* (L.) Benth. 22.

*Ceratonia* 8.

*Clitoria albiflora* Mattei, 23.

*Clitoria bracteata* Poir. 23.

*Clitoria* L. 20, 125.

***Clitoria ternatea* L.** 23, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 62, 63, 66, 68, 70, 73, 74, 75, 76, 78, 80, 82, 83, 84, 86, 89, 90, 92, 93, 94, 95, 96, 100, 101, 102, 103, 104, 105, 109, 111, 112, 113, 116, 118, 120, 121, 125, 126, 127, 128, 142.

Combretaceae 39.

Convolvulaceae 39.

*Crotalaria cylindrocarpa* sensu Auct. 24.

***Crotalaria goreensis* Guill. & Perr.** 24,25, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 62, 63, 66, 68, 70, 73, 74, 75, 78, 80, 83, 84, 86, 88, 89, 90, 92, 93, 94, 95, 100, 101, 102, 103, 104, 105,107, 113, 115, 116, 118, 120, 123, 125, 126, 127, 128, 142.

*Crotalaria hostimanni* Stend. 26.

*Crotalaria* L. 20, 125,

***Crotalaria retusa* L.** 12, 25, 26, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 63, 64, 66, 68, 70, 73, 74, 75, 78, 81, 83, 84, 86, 88, 89, 90, 91, 92, 93, 94, 95, 96, 100, 101, 102, 103, 104, 105, 113, 115, 116, 117, 118, 120, 125, 126, 127, 128, 142.

*Crotalaria retusifolia* Stockes 26.

*Crotonogynopsis akeassii* J. Léonard 39.

*Dalbergia* 8.

*Dichapetalum cymulosum* (Oliv.) Engl. 39.

Dichapetalaceae 39.

*Digitaria decumbens* 128.

*Dolichos phaseoloides* Roxb. 30.

*Drypetes chevalieri* Beille 39.

*Exolobus patens* 12.

Euphorbiaceae 37.

Fabaceae 7, 8, 16, 20, 125.

Féverole 116

*Gilbertiodendron splendidum* (A. Chev. ex Hutch. & Dalz.) Leonard 39.

*Glycine* 116.

Haricot 116

*Hymenea courbaril* 8.

*Heisteria parvifolia* Smith 39.

***Indigofera arrecta* Hochst ex. A. Rich.** 27, 28, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 64, 65, 66, 68, 71, 73, 74, 75, 78, 79, 82, 83, 84, 86, 88, 89, 90, 92, 93, 94, 95, 100, 101, 102, 103, 104, 105, 107, 108, 113, 116, 119, 120, 125, 126, 127, 128, 142.

*Indigofera* L. 20, 125.

*Indigofera scopa* De Wild et T. Durand 28.

*Indigofera umbonata* Baker 28.

*Leptoglottis leptocarpa* Standl. 32.

*Lophira lanceolata* Van Tiegh. ex Keay 39.

Luzerne 116, 117.

*Medicago* 115, 117.

*Medicago sativa* 116, 117.

Meliaceae 39.

*Melilotus* 117

***Mimosa invisa* L.** 7, 10, 12, 30, 31, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 59, 64, 65, 66, 68, 71, 73, 74, 75, 78, 80, 83, 84, 86, 88, 89, 90, 92, 93, 94, 95, 100, 101, 102, 103, 104, 105, 107, 111, 115, 116, 117, 119, 120, 125, 126, 127, 128, 142.

*Mimosa* L. 9, 20, 119. 125.

*Mimosa longisiliqua* Lam. 30.

*Mimosa quadrivalvis* var. *leptocarpa* (DC.) Barneby. 32.

Mimosaceae 7, 9, 20, 45, 46, 47, 48, 63, 119. 125.

*Monodora myristica* (Gaertn.) Dunal 39.

*Morongia pilosa* Standl. 30.

*Nauclea latifolia* Smith 39.

*Neustanthus phaseoloides* Benth. 30.

Ochnaceae 39.

*Okoubaka aubrevillei* Pellegr. 39.

Olacaceae 21.

Papilionaceae 7

*Panicum maximum* 11, 128.

*Parasponia* 117.

*Parkia biglobosa* (Jacq.) R. Br. ex G. Don f. 39.

*Pavetta owariensis* P. Beauv. 39.

***Phaseolus adenanthus* G.F.W. Mey.** 11, 27, 28, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 59, 64, 65, 66, 68, 72, 73, 74, 75, 78, 81, 83, 84, 86, 89, 90, 92, 93, 94, 95, 100, 101, 102, 103, 104, 105, 107, 108, 110, 111, 113, 116, 118, 119, 120, 121, 125, 126, 127, 142.

*Phaseolus alatus* Roxb. 28.

*Phaseolus* L. 20, 115, 125,

*Phaseolus rostratus* Wall. 28.

*Phaseolus vulgaris* 16.

Poaceae 16, 32, 33.

Pois 116

Ptérédiphytes 11.

*Pueraria* Thumb. 18, 125.

***Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth.** 29, 30, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 66, 67, 68, 72, 73, 74, 75, 76, 78, 79, 82, 83, 84, 86, 89, 90, 92, 93, 94, 95, 100, 101, 102, 103, 104, 105, 110, 111, 112, 117, 116, 118, 119, 120, 121, 125, 126, 127, 142.

Rubiaceae 12, 39.

Santalaceae 39.

Sapotaceae 39.

*Sarcocephalus latifolius* (Smith) Bruce 27.

***Schrankia leptocarpa* DC.** 7, 11, 31, 32, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 66, 67, 68, 72, 73, 74, 75, 78, 81, 83, 84, 86, 89, 90, 92, 93, 94, 95, 100, 101, 102, 103, 104, 105, 109, 111, 113, 115, 116, 119, 120, 125, 126, 127, 128, 142.

*Schrankia* Wild. 20, 125.

*Sesbania rostrata* Brem. & Oberm. 12.

Spermaphyte 32.

Soja 116

*Stenolobium barchycarpum* Hemsl. 20.

*Terminalia superba* Engl. et Diels 37.

*Tieghemella heckelii* Pierre ex A. Chev. 39.

Trèfle 116.

*Trigonella* 117.

*Turraeanthus* Baille 39.

*Turraeanthus africanus* (Welw. ex C. DC.) Pellegr. 39.

*Turraeanthus-Heisterietum* 39.

Ulmaceae 117.

Verbenaceae 39.

*Vicia faba* 116.

*Vitex doniana* Sweet 39.

*Zea* L. 32, 47.

*Zea mays* L. 16, 32, 33, 40.

# **ARTICLES PUBLIÉS**

