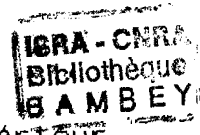


CN890011
p342
NDA

1989/97

REPUBLIQUE DU SENEGAL-



UNIVERSITE DE NANCY I

Ministère de l'Enseignement Supérieur
Projet Sénégal-Suisse - DDA/ORT
Ecole Nationale des Cadres Ruraux
E.N.C.R. C B A M B E Y

INRA/Centre de Recherches
Forestières NANCY - AMANCE
Champenois - 54280 - SEICHAMP
F R A N C E

Ministère du Développement Rural
Institut Sénégalais de Recherches
Agricoles
Direction des Recherches sur les
Productions Végétales
PROGRAMME MIRCEN

CNRS/URA 136
Stades Juveniles des Ligneux
45 bis, Av. de la belle
Gabrielle
94736 -- NOGENT-SUR-MARNE
F R A N C E

DEPENDANCES SYMBIOTIQUES RACINAIRES AU COURS DE L'ONTOGENESE
DE FAIDHERBIA ALBIDA EN REGENERATION NATURELLE ET ARTIFICIELLE
POUR LE REBOISEMENT DES **REGIONS** DU CENTRE-NORD DU SENEGAL.

PREMIER RAPPORT D'ETAPE

Document n° 1
Juillet 1989

Babacar NDAO
Ingénieur des Eaux et Forêts

G L O S S A I R E

INFECTIVITE D'UNE SOUCHE DE RHIZOBIUM : Aptitude d' une souche de Rhizobium à induire la formation de nodules chez une légumineuse.

PREGERMINATION : Techniques qui permettent l' émergence des radicules avant de procéder au semis. Assure une levée très groupée des semis.

PRETRAITEMENT : Traitement qui permet à la semence de subir sa postmaturation. Le plus classique est la stratification au froid humide, ou prétraitement dans un milieu. Mais on utilise de plus en plus le prétraitement sans milieu qui, par contrôle de la teneur en eau des graines permet de lever la dormance sans émergence de la radicule au cours du prétraitement.

VITESSE DE GERMINATION OU ENERGIE DE GERMINATION : Temps mis par les semences pour germer. Plusieurs modes d'expressions :

. Taux de germination au bout d'un certain temps.

. Temps nécessaire pour atteindre 50 % de pouvoir germinatif .

. Coefficient de vélocité :
$$\frac{n}{n \times Jn} \times 100$$

n = nombre de semences germées le jour Jn

Jn = nombre de jours depuis l'ensemencement

. Tm = Temps moyen de germination :
$$Tm = \frac{\sum (n \cdot Jn)}{n}$$

. Courbe de germination et calcul de la pente de la partie linéaire de la courbe.

F L A N

1. BIBLIOGRAPHIE SOMMAIRE

- 1.1 Les symbioses racinaires chez Faidherbia albida
- 1.2. Ontogénèse chez Faidherbia albida

2. MATERIELS ET METHODES

- 2.1. Sols
- 2.2. Matériel végétal
 - 2.2.1. Origine du matériel
 - 2.2.2. Teneur en eau des graines
 - 2.2.3. Etude de la germination
 - 2.2.3.1. Prétraitement des semences
 - 2.2.3.2. Influence du substrat
 - 2.2.3.3. Influence de la température et de la lumière
 - 2.2.3.4. Energie de germination
 - 2.2.3.5. Vitesse d'imbition des graines
 - 2.2.3.6. Organogénèse à partir des réserves seminales seules
 - 2.2.3.7. Développement des plantules en pépinière
 - 2.2.3.8. Influence de la température de germination sur les premiers stades de développement.
- 2.3. Les souches de microorganismes
 - 2.3.1. Les souches de Rhizobium
 - 2.3.1.1. Piégeage de nouvelles souches de Rhizobium
 - 2.3.1.2. Isolation et culture
 - 2.3.2. La souche endomycorhizienne
- 2.4. Aptitude de Faidherbia albida à s'associer avec des champignons endomycorhiziens
- 2.5. Etude de l'infectivité et de l'effectivité des souches de microorganismes utilisées.

3. RESULTATS - DISCUSSIONS

- 3.1. La teneur en eau des graines
- 3.2. Influence du substrat, de la lumière et de la température sur la germination
- 3.3. L'énergie de germination chez Faidherbia albida
 - 3.3.1. Les courbes de germination
 - 3.3.2. Temps moyen de germination

- 3.3.3. Le coefficient de vélocité
 - 3.3.4. Les taux de germination
 - 3.4. La vitesse d'imbibition
 - 3.5. Influence de la température de germination des graines sur les premiers stades de développement
 - 3.6. Organogenèse chez *Faidherbia albida*, à partir des seules réserves séminales.
 - 3.7. Organogenèse, croissance et développement des plantes de *Faidherbia albida* en pépinière.
 - 3.7.1. Ontogenèse
 - 3.7.2. Evolution quantitative
 - 3.8. Piégeage des souches de *Rhizobium*
 - 3.9. Aptitude de *Faidherbia albida* à former des V.A.M
 - 3.10. Etude de l'effectivité et de l'infectivité des souches de *Rhizobium* et de M.V.A.
-

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

1 - BIBLIOGRAPHIE SOMMAIRE,

1.1 - Les symbioses racinaires chez Faidherbia albida (Del.) A. chev. (Acacia- albida)

Les différentes associations symbiotiques possibles chez Faidherbia albida peuvent se réaliser comme chez la plupart des arbres fixateurs d'azote (NFT) avec les Rhizobium et les mycorhizes.

En ce qui concerne les Rhizobium, DREYFUS et DOMMERGUES (1981) ont observé que Faidherbia albida forme des nodules exclusivement avec des Bradyrhizobium. Le nombre de nodules observés après 2 mois de développement est relativement peu nombreux.

Il n'y a pratiquement pas d'études réalisées sur l'association de Faidherbia albida avec les mycorhizes. Toutefois il n'est pas exclu que Faidherbia albida pourrait avoir ce type de relation car beaucoup d'auteurs ont observé une association symbiotique chez les Acacia sp. avec les endomycorhizes (GUEYE, 1979 ; REDHEAD, 1980 ; CORNET, 1982). Cela est confirmé par nos propres observations effectuées sur Faidherbia albida. Chez les Acacia sp. seule Acacia mangium a été reconnue pouvant former des ectomycorhizes (NDAO, 1987).

1.2 - Ontogénèse de Faidherbia albida

BRENAN (1959) a observé en Afrique la présence d'une race A et d'une race B avec des formes intermédiaires chez Faidherbia albida.

VASSAL (1967, 1972) a rapporté beaucoup de données ontogéniques et semiologiques sur l'étude morphologique de Faidherbia albida qui permettent de classer l'espèce dans la famille des légumineuses, dans la sous famille des Mimosoideae. Sa tribu n'est pas précise dans la systématique. L'auteur pense que cette espèce dériverait d'une souche commune à la tribu des Ingeae et à celle des Acacieae à cause de particularités palynologiques. Il réhabilite le genre Faidherbia créé par CHEVALIER en 1934 qui comprend la seule espèce Faidherbia albida en se basant sur des caractères distinctifs essentiels qui la différencie des espèces du genre Acacia. Nous utiliserons momentanément la dénomination Faidherbia albida (Del.) A. chev. Race B et nous apporterons des éléments de discussion sur cette systématique au cours de nos travaux pour justifier cette dénomination.

Les trois caractères distinctifs les plus importants semblent être :

- La phénologie particulière de Faidherbia albida qui est une espèce feuillée en saison sèche et défeuillée en saison des pluies. Cette feuillaison inversée que beaucoup d'auteurs ont tenté d'expliquer (TROCHAÏN, 1949 ; AUBREVILLE, 1950 ; PORTERES, 1957 ; NONGONIERMA, 1978, 1979 ; In : CTFT, 1988) lui procure de multiples avantages en agriculture (CHARREAU et VIDAL, 1965 ; GAUTREAU, 1966 ; DANCETTE et POULAIN, 1968 ; JUNG, 1970) en Agroforesterie (DANCETTE, 1968 ; GRIFFARD, 1968, 1972, 1974) et en élevage (BOUDET, 1972 ; TOUZEAU, 1973 ; LÉON HOUEROU, 1980 ; MIECHE, 1986 ; In : CTFT, 1988).

*** L'ontogenie foliaire chez Faidherbia albida est originale par rapport aux Acacia de la série des Gummifereae. Faidherbia albida a des feuilles primordiales bipennées alors que toutes les autres Gummifereae connues ont toujours au moins une feuille primordiale simplement pennée (VASSAL. 1967).

*** Chez Faidherbia albida, les cotylédons sont sessiles alors que toutes les Gummifereae ont des cotylédons pétiolés.

L'objectif de notre étude sera d'étudier au cours de l'ontogenèse de Faidherbia albida présent au Centre Nord du Sénégal et que nous jugeons appartenir à la race B, les relations entre l'espèce végétale et les microorganismes symbiotiques présents dans le sol. Notre étude sera particulièrement orientée au stade juvénile de l'espèce, en association avec les Rhizobium et les mycorhizes pour l'amélioration des techniques de reboisement dans la région considérée où elle montre des signes de vieillissement.

Ce présent rapport décrit les premiers résultats obtenus au cours de cette étude. La germination des graines de Faidherbia albida sur différents supports, puis la croissance des jeunes plantules ont été observées au laboratoire et en pépinière. Enfin l'aptitude de Faidherbia albida s'associer effectivement avec Rhizobium et Glomus mosseae a été envisagée dans la première partie de cette étude.

PARTIE EXPERIMENTALE

2 - MATERIELS ET METHODES

2.1 - Sols

Nous avons utilisé cinq types de sol prélevés à Bambey (pH 6,32) dans la vallée du Sine (pH 5,16) ; Diourbel (pH 5,91) ; Seo (pH 5,45) ; Laynar (pH 5,66).

Les principales caractéristiques chimiques de ces sols sont déterminées au laboratoire d'analyse des sols du Centre National de Recherches Agronomiques (C.N.R.A) de Bambey. Les résultats ne nous sont pas encore parvenus.

2.2 - Matériel végétal

Faidherbia albida race B est utilisé pour nos travaux réalisés au laboratoire et en pépinière.

2.2.1 - Origine du matériel

Deux lots de graines de Faidherbia albida sont utilisés. Le premier lot provient de l'Institut Sénégalais de Recherches Agricoles (I.S.R.A), Direction des Recherches sur les Productions Forestières (D.R.P.F).

Les graines de ce lot ont été récoltées dans le Nord du pays, le 4 Mars 1988 à Mérina Dakhar ; elles sont conservées à 40°C et à 30% d'hygrométrie. Le second lot est récolté en Février 1989 à Bambey dans le Centre Nord du pays.

A l'exception de l'expérience sur la détermination de la teneur en eau des graines, nous avons utilisé pour toutes les autres expériences les graines provenant du lot de 1988.

2.2.2 - Teneur en eau des graines

Trente graines du lot de 1988 ont été prélevées et laissées à sécher à l'étuve à 70°C jusqu'à poids constant.

La teneur en eau de chaque graine a été déterminée par la formule suivante :

$$H_2O \% = \frac{PF - PS}{PS} \times 100$$

Dans cette formule $H_2O \% =$ teneur en eau d'une graine

PF = le poids frais de la même graine

PS = le poids sec de la même graine.

La teneur en eau du lot considéré est la moyenne des teneurs en eau pour les 30 graines prélevées.

Pour le second lot de 1989, les graines fraîches ont été triées et 30 graines ont été pesées séparément puis laissées à la température ambiante. Chaque semaine les mêmes 30 graines ont été pesées à nouveau pour suivre la perte d'eau. La méthode de détermination de la teneur en eau est la même que pour le premier lot.

2.2.3 - Etude de la germination de *Faidherbia albida*

2.2.3.1 - Prégermination des graines

Un prétraitement est en général effectué pour obtenir une germination rapide et régulière des graines à téguments externes très sclérifiés.

Dans un erlenmeyer contenant une solution de H_2SO_4 concentré, les graines de *Faidherbia albida* ont été trempées pendant 35 mn. Elles ont été rincées 4 à 5 fois avec de l'eau distillée stérile pour enlever toute trace d'acide et conserver le caractère stérile du prétraitement. Cette opération a lieu sous une hotte à flux laminaire. Après celle-ci les graines ont été mises à germer sur un support convenablement choisi.

2.2.3.2 - Influence du substrat sur la germination

Pour déterminer le meilleur substrat pour la prégermination des graines de *Faidherbia albida* en laboratoire, nous avons placé les graines prétraitées et stériles sur trois supports également stériles, choisis arbitrairement et contenus dans des boîtes de pétri en verre stérile. Chaque support a été utilisé à deux niveaux : coton hydrophile (1g et 1,5g) ; un, puis deux papiers filtres ; eau gélosée (2% et 3%). Dans chaque boîte de pétri, nous avons mis 10 graines.

2.2.3.3 - Influence de la lumière et de la température

Les boîtes de pétri obtenues comme décrit au chapitre précédent et contenant les graines de *Faidherbia albida* déjà prétraitées sont réparties en quatre séries comprenant deux groupes de six. Le premier groupe est placé dans une enceinte métallique qui la protège de la lumière ; le deuxième groupe est, exposé à la lumière du phytotron dans lequel la prégermination a eu lieu. Le phytotron a été ensuite réglé à 20°C, 25°C, 30°C et 35°C respectivement pour les quatre séries de boîtes de pétri. Chaque boîte de pétri renfermait 10 graines.

2.2.3.4 - Energie de germination ou vitesse de germination

On considère qu'une graine a germé dès que l'axe embryonnaire sort ou perce l'enveloppe seminale.

Nous avons utilisé des graines non pré-traitées et des graines prétraitées. Dans un bac métallique contenant 3 kg de sol provenant de Séo, nous avons mis 1.50 ml d'eau. Ce bac est introduit dans un phytotron réglé de sorte que la température du sol dans le bac avoisine 35°C. Ce bac est divisé en 2 parties.

Dans la première partie 66 graines prétraitées, sont mises à germer. Dans la seconde partie 66 graines non prétraitées sont mises à germer. Chaque jour, les graines germées sont enlevées du bac et les pourcentages de graines germées sont estimés.

Nous avons utilisé quatre modes d'expression pour caractériser l'énergie de germination.

1) le temps moyen de germination (T_m) et le temps de latence (t) (Côme, 1970) ,

2) Le coefficient de vélocité qui est exprimé par la formule

$$C.Ve = \frac{n}{(J_n \cdot n)} \times 100$$

n = nombre de semences germées au jour J_n

J_n = nombre de jours depuis 1^{er} ensemencement.

3) Le taux de germination au bout d'un temps donné qui sont les pourcentages **cumulés** de semences germées au bout de ce temps.

4) Les courbes de **germination** et **calcul** de la pente moyenne de la partie linéaire de la courbe.

L'évolution des pourcentages de graines germées cumulés en fonction du temps fournira les **courbes de germination**.

2.2.3.5 - Vitesse d'imbibition des graines

Trente **graines** sont pesées séparément et **mises** dans des **boîtes** de **pétri en** verre contenant de l'eau gélosée à 3% dans un phytotron à 30°C à la **1** **umi** **Pr**. Trente autres **graines** sont **prétraitées superficiellement** à H_2SO_4 concentré pendant **cinq minutes**. Le poids, la longueur et la largeur, l'épaisseur des graines sont **déterminés au début de l'expérience et quotidiennement jusqu'à ce que les radicules émergent** et que la jeune plantule **initie ses premières feuilles**.

2.2.3.6 - Organogenèse à partir des réserves seminales seules

Nous avons utilisé des tubes GIBSON (1963) contenant de 1 'eau gélosée à 3 % Les **tubes** sont stérilisés à 120°C pendant 20 mn, puis, inclinés. On injecte dans tous les tubes 25 ml d'eau **distillée stérile** avant le repiquage des semis (fig. 1).

Vingt quatre tubes sont placés à 30°C à la lumière, 24 autres à l'obscurité dans des **boîtes** métalliques **i** mperméables à la **1** **umi** **ère**.

Le système de développement des **feui 1 les est sui vi** . L'hypocotyle, l'épicotyle, la hauteur de 1 a plante et la longueur du système racinaire sont mesurés, ainsi que la longueur et la largeur des cotylédons. Les dates d'apparition des stipules, des **racines** 1 atérales sont également suivies ainsi que la coloration chlorophyllienne des premiers organes formés. Ces mesures se font sur les plantules à la lumière.

A la fin de l'expérience, nous comparons les mesures finales obtenues en lumière avec celles obtenues en obscurité pour connaître la différence entre les organes formés à la lumière et à l'obscurité.

2.2.3.7 - Développement des plantules en pépinière

DE-5 graines de polyéthylène ont été préparées et **remplies de sol** provenant de Sèc non stérile. Sur ce substrat sont semées des graines de Faidherbia albida ; 1167 plantules ont été obtenues après **germination** des graines. Des dessins en vraie grandeur de **ces plantules** sont **réalisés** chaque jour pendant 14 semaines. Chaque jour 10 plantules sont enlevées du **lot** et à partir desque les nous avons effectué des **observations** et des mesures portant sur les organes décrits au tableau 1.

Les plants ont été arrosés quotidiennement. Un désherbage manuel a été effectué et la croûte superficielle a été régulièrement cassée.

2.2.3.8 - Influence de la température de germination sur les premiers stades de développement de *Faidherbia albida*

Des graines de *Faidherbia albida* prétraitées sont mises à germer sur de l'eau gélosée à 3% à différentes températures 20°C, 25°C, 30°C, 35°C, à l'obscurité. Pour chaque traitement 12 graines ayant germées simultanément ont été repiquées en même temps, dans des gaines de polyéthylène contenant du sol provenant de Séc et stérilisé préalablement à l'autoclave à 120°C pendant 1h. Au moment du repiquage, on enlève assez facilement les téguments cotylédonaire. La jeune radicule est enforcée directement dans le substrat jusqu'au niveau du collet bien visible à cause de sa crête annulaire.

Un arrosage quotidien avec 150 ml d'eau distillée stérile par gaine a été effectué. Pour avoir une bonne croissance, la croûte superficielle est régulièrement cassée pour assurer une aération du sol.

2.3 - Les souches de microorganismes

2.3.1 - Les souches de *Rhizobium*

Différentes souches de *Rhizobium* sont utilisées pour les différentes expériences. D'une part les souches dénommées MAO qui sont des souches de collection du MIRCEN. Ce sont les souches MAO 222, MAO 226, MAO 236.

D'autre part des souches dénommées Babs ont été isolées à partir de *Faidherbia albida* ayant poussé dans les cinq types de sol décrits au chapitre 2.1. Elles ont été purifiées par la suite. Les tests d'infection et d'effectivité sont en cours. La liste de ces souches obtenues est indiquée dans la section "Résultats".

2.3.1.1 - Piégeage des souches de *Rhizobium*

Le piégeage des souches de *Rhizobium* présentes dans les cinq sols utilisés par l'intermédiaire des nodules a été réalisé dans des gaines de polyéthylène de 30 cm de hauteur et 10 cm de diamètre contenant les mêmes sols non stériles.

Nous avons repiqué dans ces sols des graines de *Faidherbia albida* ou égermées stérilement.

Tableau 1 : Mesures et observations réalisées sur les différents organes de5 plantules

Plantule ou partie de la plantule	Mesures ou observations effectuées
Plantule	Hauteur
Cotylédons	Longueur - Largeur - Coloration
Hypocotyle	Longueur
Epicotyle	Longueur
Pétiole	Longueur
Rachis	Longueur
Feuilles	Nombre
Pennes	Nombre
Folioles	Nombre - Largeur - Longueur
Entrenœud	Nombre
Racine	Longueur
Racine latérales	Date d'apparition
Nodules	Date d'apparition
Epines	Date d'apparition.

Après 10 semaines de croissance des plants, nous avons prélevé au niveau du syst Pme racinaire des nodules très fermes pour l'isolement des souches de Rhizobium qui en étaient les initiateurs.

2.3.1.1 - Isolement et culture des souches

Les nodules récoltés sont lavés à l'eau distillée stérile puis désinfectés **superficiellement** par **immersion** pendant 30 s dans de l'alcool 90°C. Ils sont lavés une seconde fois à l'eau distillée stérile puis trempés 3 mn dans une solution de HgCl₂ à 0,1% (VINCENT, 1970). Après cette **opération**, chaque nodule a été transféré aseptiquement dans une boîte de **pétri** contenant un peu d'eau distillée stérile. L'isolement a été effectué selon la technique décrite par WEAVER et FREDERICK (1981). Avec des pinces flambées, le nodule est sectionné transversalement avec une lame **stérile**. Un fragment de **tissu** central du **nodule** est **prélevé** et déposé sur une **boîte** de **pétri** contenant du YEM (Yeast Extract Mannitol, VINCENT, 1970) contenant par litre d'eau distillée Mannitol 10g, K₂HPO₄ 0,5g, MgSO₄ 7 H₂O, 0,2g ; Na Cl ; 0,1g ; Extrait de levure ; 1g Agar ; 15g. Le pH est ajusté à 6,8 avec H Cl. Ce milieu a été stérilisé à 120°C pendant 20 mn. Les boîtes de pétri sont **mises** à **1** **étuve** à 30°C. **Ru** **bout** de 2 à 5 jours, des **bactéries** se sont développées. Des **repi** **quages** **successifs** **ont** **été** **effectués** jusqu'à une **purification** **parfaite** des isolats.

2.3.2 - La souche endomycorhizienne

La souche de champignon endomycorhizien Glomus mosseae fournie par le MIRCEN de Bambej **provient** de Rothamsted Experimental Station (Angleterre). Elle a été maintenue en **association** avec Vigna unguiculata var. 58.185 dans des pots en **terre cuite** contenant du sol de Bambej **stérile**. Pour la production d'inoculum, les racines de Vigna unguiculata soigneusement lavées et inoculées 7 semaines auparavant sont utilisées.

2.4 - Aptitude de Faidherbia albida à s'associer avec des champignons endomycorhiziens

Cette expérience consiste à vérifier l'aptitude de Faidherbia albida à s'associer avec des champignons endomycorhiziens présents dans les cinq types de **sols** non stériles utilisés. Nous avons fait pousser des jeunes plantules de Faidherbia albida dans des gaines de polyéthylène contenant les cinq types de sol non stériles. Au bout de 3 mois, les plantules sont **récoltées** et un échantillon représentatif de chaque système racinaire est prélevé et coloré selon la technique de PHILIPS et HAYMANN (1970). Les racines sont placées dans KOH 10% à 90°C pendant une heure afin de détruire la structure membranaire de leurs cellules. Elles sont rincées à l'eau **puis** après addition de HCl 1%, elles sont colorées pendant 5 mn à 90°C dans une solution de bleu de trypan au lactophenol à 0,1%. Les fragments de racines sont de nouveau rincés et déposés sur papier filtre dans des boîtes de pétri. La lecture se fait au microscope photonique sur les fragments de racine. L'observation révèle la présence ou l'absence de vésiculeux et d'arbuscules de MVA. Toutefois la fréquence et l'intensité de l'infection n'ont pas été déterminées.

2.5 - Etude de l'effectivité des souches de microorganismes

Cette étude est un criblage de trois souches de Rhizobium décrites au chapitre 2.3.1 : MAO 222, MAO 226 et MAO 236. De plus l'expérience visait un objectif d'amélioration de la performance symbiotique de chaque système par addition de la souche MVA Glomus mosseae. L'expérience a été conduite en serre dans des gaines contenant du sol provenant de Séo préalablement stérilisé à 120°C pendant une heure. Dans chaque gaine qui constitue une répétition, nous avons repiqué une plantule de Faidherbia albida obtenue après prégermination réalisée comme indiqué au chapitre 2.2.3.1.

L'expérience comportait huit traitements.

- Cinq plantules non inoculées (Témoin)
- Cinq plantules inoculées avec MAO 222
- Cinq plantules inoculées avec MAO 226
- Cinq plantules inoculées avec MAO 236
- Cinq plantules inoculées avec MAO 222 + Glomus mosseae
- Cinq plantules inoculées avec MAO 226 + Glomus mosseae
- Cinq plantules inoculées avec MAO 236 + Glomus mosseae
- Cinq plantules inoculées avec Glomus mosseae

L'inoculum de Rhizobium a été apporté sous forme liquide (appt. 10^7 Rhizobium/ml) à raison de 3 ml par répétition. L'inoculum de Glomus mosseae a été apporté sous forme de suspension de racines de Vigna unguiculata âgées de 7 semaines et fortement infectées uniquement par cette souche d'endomycorhize et à raison de 5 ml par répétition.

Chaque jour, chaque plant reçoit 150 ml d'eau distillée stérile. Chaque semaine, chaque plant reçoit 15 ml de solution nutritive de HEWITT (1966) sans N et sans P et diluée au quart (Tableau 2).

Tableau 2 : Solution nutritive de HEWITT (1966).

	Solution stock g/l	Doses ml /l
K ₂ SO ₄	87	4
Mg SO ₄ · 7 H ₂ O	90	4
Ca Cl ₂ · 2 H ₂ O	147	4
Fe Na EDTA	2	5
Oligo éléments*		1

* La solution stock d'oligo-éléments renferme par litre d'eau distillée:
 Mn SO₄ · 4 H₂O : 2,23 g ; Cu SO₄ · 5H₂O : 6,24 g ; Zn SO₄ · 7 H₂O : 0,20 g ; HBO₃ : 3,1 g ; NaCl : 5,9 g ; Na Mo O₄ · 2H₂O : 0,25 g.

RESULTATS ET DISCUSSIONS

3 - RESULTATS ET DISCUSSIONS

bien que préliminaires, **les 5 résultats exposés ci-dessus** permettent de formuler des hypothèses pour expliquer les phénomènes biologiques étudiés sur Faidherbia albida.

3.1 -- La teneur en eau des graines de Faidherbia albida

Les teneurs en eau calculées ont été de 4,9 et de 6,4% respectivement pour le **premier** lot de 1988 et le second lot de 1389. La différence des teneurs en eau est probablement due au **fait** que les graines ont été récoltées en une année d'intervalle. **Il est aussi probable** que **cette différence** soit due à la **variabilité** intraspécifique de l'espèce ou à la **différence écologique** des lieux de récolte.

3.2 - Influence du substrat de la température et de la lumière sur la germination

Les différents substrats **utilisés** ne présentent pas de **différence** significative en présence de lumière à 20°C et à 30°C. Par contre, **l'eau gélosée 3% et le coton** utilisés à 1g **ont été les meilleurs** substrats respectivement à 25°C et à 35°C (**Tableau 3**).

Les substrats ne présentent pas non plus de **différences** significatives à l'**obscurité** à 20°C et, à 25°C. Par contre à 30°C et à 35°C l'eau gélosée 3% a été **le meilleur** substrat (Tableau 4).

Dans les deux cas (en présence de lumière et à l'obscurité) le nombre de **graines** germées a augmenté en fonction de la température jusqu'au seuil de 30°C, au **delà** duquel ce nombre a légèrement diminué (Tableau 3, 4). Cela a été observé sur tous **les** substrats à l'**exception** du coton pour lequel le nombre de **graines** germées a augmenté à 35°C (**Tableau 3 et 4**). **Ceci** confirme **les résultats** de B. MEROT, 1983 qui font observer que sur **du** coton ou **du** **sable** la **meilleure** température de germination était 35°C. Toutefois ces résultats ont montré que **le** plus grand nombre de graines germées a été obtenu avec la gélose 3% utilisée à 30°C **et ceci** en présence **de** la lumière.

D'autre part ces résultats ont montré qu'il n'y a pas de différence significative entre le pourcentage de **graines** germées sur l'eau gélosée 3% à la lumière et le pourcentage de graines germées à l'obscurité : 98,3% et 95% respectivement (Tableau 5).

Ces résultats confirment également ceux de B. MEROT, 1983 : le photopériodisme n'a pas une influence sur la germination des graines de Faidherbia albida. Toutefois nous pouvons observer qu'à 20°C, 25°C et 30°C le nombre de graines germées est plus élevé à la lumière. Par contre à 35°C, le nombre de graines germées à l'obscurité commence à devenir plus élevé que celui des graines germées en lumière à cette même température. (Tableau 5).

On peut donc émettre une hypothèse que la germination des graines de Faidherbia albida dans le sol (obscurité) sera meilleure à 35°C si on ne tient pas compte de l'influence du substrat ; sur l'eau gélosée 3% en présence de lumière, cette germination est meilleure à 30°C. Toutefois, il serait important de connaître la meilleure concentration de gélose pour un maximum de germination à 30°C.

Tableau 3 : Nombre de graines de Faidherbia albida ayant germé à 20°C, 25°C, 30°C et 35°C sur différents substrats en présence de lumière.

Substrats	Nombre de graines germées							
	20° C	25° C	30° C	35° C	20° C	25° C	30° C	35° C
Coton 1 g	1.83 A	5.33 AB	8.50 A	9.00 A				
Coton 1,5 g	2.33 A	4.67 AB	6.50 B	7.00 B				
Eau gélosée 2%	1.50 A	4.17 B	9.33 A	8.33 AB				
Eau gélosée 3%	2.50 A	5.67 A	9.83 A	8.50 AB				
1 papier filtre	2.50 A	4.50 AB	8.50 A	3.50 C				
2 papier5 filtre	1.67 A	5.00 AB	8.50 A	4.33 C				
C.V %	22,95	13,81	18,06	62,39				

* Chaque **chiffre** représente la moyenne de six répétitions.

* Une répétition = 1 **boite** de Pétri contenant 10 graines.

* Les chiffres suivis de la même lettre dans la même colonne ne sont pas significativement différents au seuil de 5% d'après le test de Duncan (1955).

Tableau 4 : Nombre de graines de Faidherbia albida ayant germé à 20°C, 25°C, 30°C et 35°C sur différents substrats à l'obscurité.

Substrats	Nombre de graines germées			
	20°C	25°C	30°C	35°C
Coton 1 g	1.50 A	3.83 A	7.50 B	8.50 A
Coton 1,5 g	1.00 A	3.67 A	5.17 C	6.33 B
Eau gélosée 2%	0.83 A	4.50 A	9.17 A	9.00 A
Eau gélosée 3%	1.17 A	5.00 A	9.50 A	9.33 A
1 papier filtre	1.17 A	4.50 A	7.00 B	3.50 C
2 papiers filtre	1.17 A	4.00 A	8.50 AB	4.67 C
C.V %	30,35	16,14	20,14	81,16

* Chaque **chiffre** représente **la** moyenne de **six répétitions**.

* Une répétition = 1 boîte de **Pétri** contenant 10 **graines**.

* Les **chiffres suivis** de **la même lettre** dans **la même colonne** ne sont pas **significativement** différents au **seuil** de 5% d'après le **test** de Duncan (1955).

Tableau 5 : Nombre de graines germées de *Faidherbia albida* à la lumière et à l'obscurité, sur différents substrats à différentes températures.

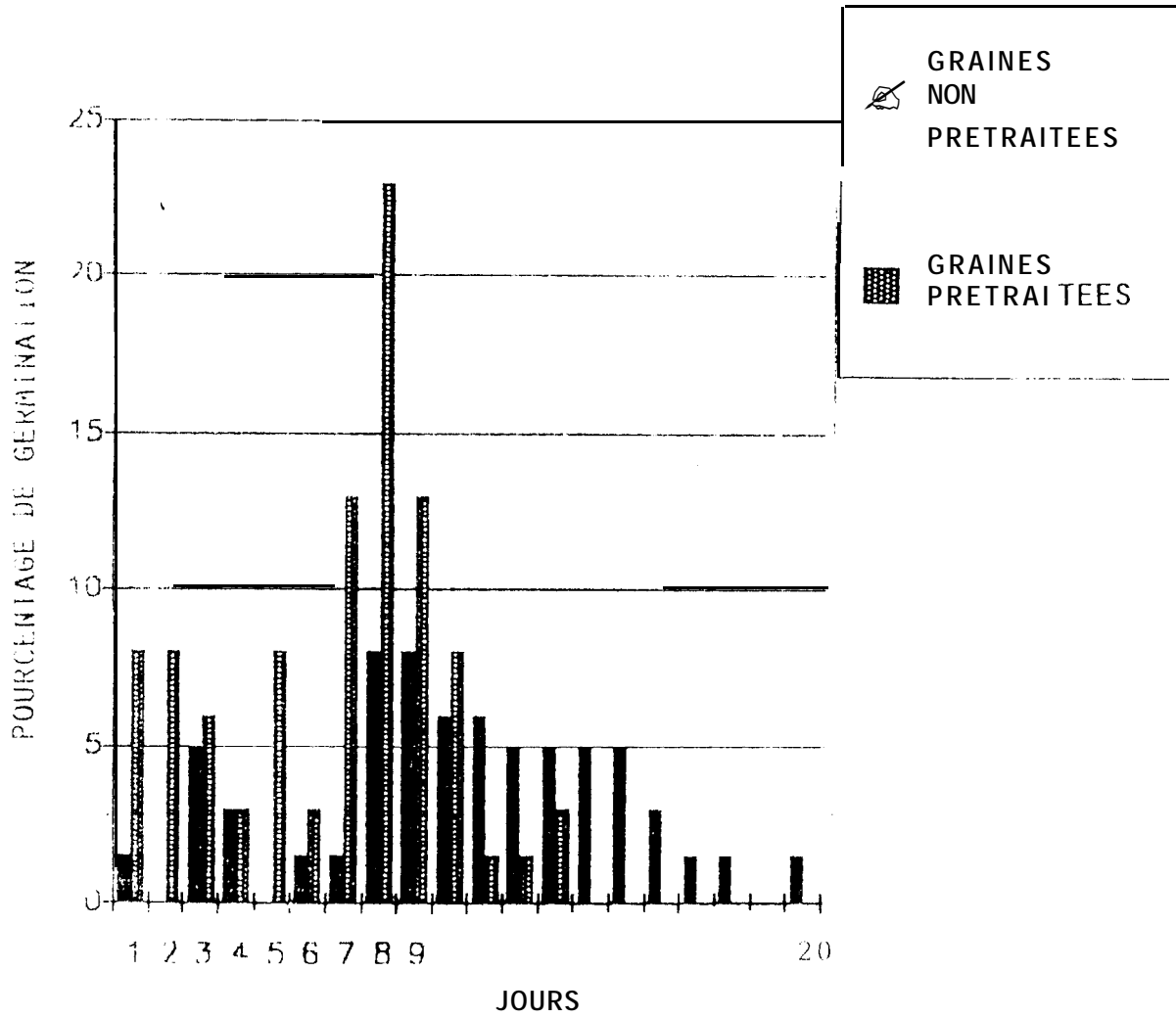
Substrats	Nombre de graines germées							
	20°C		25°C		30°C		35°C	
Coton 1g lumière	1.83	AB	5.33	AB	8.50	AB	9.00	A
Coton 1g obscurité	1.50	AB	3.83	B	7.50	BC	8.50	AB
Coton 1,5g lumière	2.33	AB	4.67	A	6.50	CD	7.00	BC
Coton 1,5g obscurité	1.00	AB	3.67	B	5.17	D	6.33	C
Eau gélosée 2% lumière	1.50	AB	4.17	AB	9.33	A	8.33	AB
Eau gélosée 2% obscurité	0.83	B	4.50	AB	9.17	A	9.00	AB
Eau gélosée 3% lumière	2.50	AB	5.67	A	9.83	A	8.50	AB
Eau gélosée 3% obscurité	1.17	AB	5.00	AB	9.50	A	9.33	A
1 papier filtre lumière	2.50	A	4.50	B	8.50	AB	3.50	D
1 papier filtre obscurité	1.17	AB	4.50	AB	7.00	BC	3.50	D
2 papier5 filtre lumière	1.67	AB	3.67	B	8.50	AB	4.33	D
2 papiers filtre obscurité	1.17	AB	4.00	B	8.50	AB	4.67	D

* Chaque chiffre représente la moyenne de six répétitions.

* Une répétition = une boîte de Pétri contenant 10 graines.

* Les chiffres suivis de la même lettre dans la même colonne ne sont pas significativement différents au seuil de 5% d'après le test de Duncan (1955).

Fig. 2 LES POURCENTAGES DE GERMINATION DE GRAINES
 PRETRAITEES ET NON PRETRAITEES DE FAIDHERBIA ALBIDA
 SUR UN SUBSTRAT DE SOL DIOR A 35°C
 DURANT LES 20 PREMIERS JOURS



3.3 - L'énergie de germination ou la vitesse de germination, chez Faidherbia albida

3.3.1 - Les courbes de germination

Les courbes de germination sont les courbes reliant les points indiqués par les taux de germination. A la figure 3, nous avons la comparaison des deux courbes de germination pour les graines prétraitées et non prétraitées. Nous remarquons que ces deux courbes ont des pentes moyennes différentes : 2,74 pour les graines prétraitées et 0,92 pour les graines non prétraitées.

3.3.2 - Le temps moyen de germination, T_m (Côme, 1970)

Le temps moyen de germination a été de 6 jours pour les graines prétraitées et de 11 jours pour les graines non prétraitées.

Le temps de latence nécessaire à la manifestation de la germination est relativement court pour les graines de Faidherbia albida: il est de 1 jour pour les graines prétraitées et de 1 à 2 jours pour les graines non prétraitées (fig. 2).

3.3.3 - Le coefficient de vélocité

Le coefficient de vélocité est de 9,20% pour les graines non prétraitées et de 15,07% pour les graines prétraitées.

Pour les graines prétraitées à H_2SO_4 concentré, nous obtenons à la fig. 3, 99% de germination au bout de 13 jours avec le maximum de germination le 8ème jour, 23% (fig. 2). Le 1er jour nous obtenons 8% de germination (fig. 2).

Pour les graines non prétraitées au bout de 13 jours, nous obtenons à la fig. 3 50% de germination avec le maximum au 8ème jour (fig. 2). Le premier jour il n'y a eu que 1,5% de germination. Aussi bien pour le délai de germination que pour la vélocité des graines nous remarquons que les graines prétraitées germent plus vite et plus tôt que les graines non prétraitées (fig. 3).

3.3.4 - Les taux de germination

Les pourcentages de germination cumulés chaque jour fournissent les taux de germination. Il y a eu 50% de germination en 8 jours pour les graines prétraitées. Les graines non prétraitées n'ont eu ce taux de germination qu'après 13 jours d'incubation, temps au bout duquel, on observait déjà 99% de germination des graines prétraitées.

3.4 - La vitesse d'imbibition des graines de Faidherbia albida

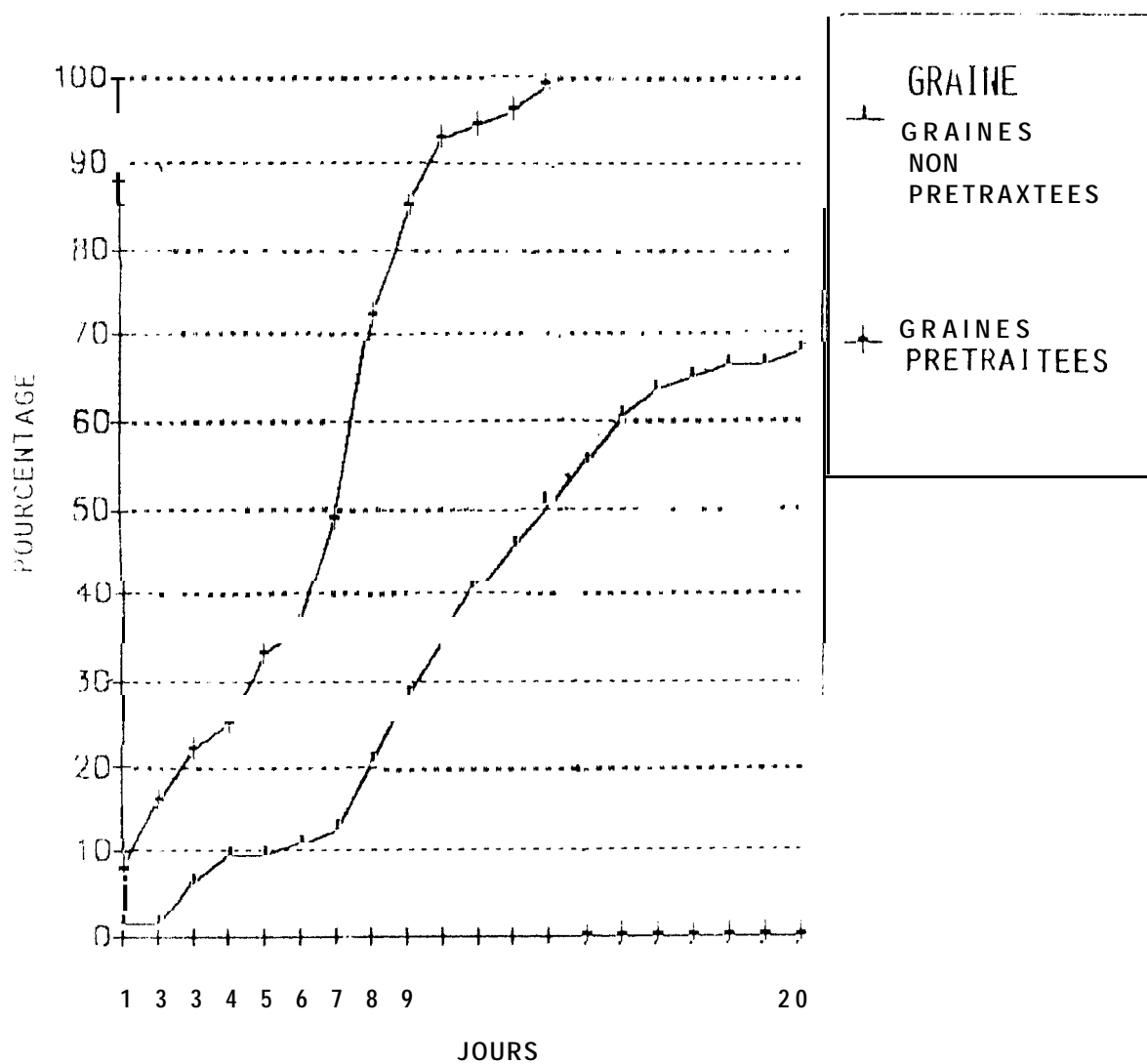
Nous exploitons actuellement les résultats de cette expérience qui a duré 21 jours.

3.5 - Influence de la température de germination des graines de Faidherbia albida sur les premiers stades de développement

Pour connaître l'influence de la température de germination des graines de Faidherbia albida sur les premiers stades de développement, nous avons effectué l'expérience décrite au paragraphe 2.2.3.8.

Les résultats sont indiqués au tableau 6 pour les mesures effectuées à 6 semaines et au tableau 7 pour les mesures effectuées à 9 semaines. Il n'y a pas eu de différence significative à 9 semaines pour tous les 12 paramètres étudiés (Tableau 7). Par contre à 6 semaines, il y a une différence significative en ce qui concerne la longueur de l'hypocotyle. Ces résultats préliminaires doivent être confirmés par des expériences ultérieures utilisant des plants jeunes âgés de 2 à 4 semaines.

Fig. 3 **LES COURBES DE GERMINATION DE GRAINES PRETRAITEES
ET NON PRETRAITEES DE FAIDHERBIAALBIDASUR UN
SUBSTRAT DE SOL DIOR (SEO) A 35°C**



3.6 - Organogénèse Faidherbia albida à partir des seules réserves seminales

Afin d'émettre une hypothèse sur l'origine métabolique de des organes de la jeune plante de Faidherbia albida et principalement du début de la formation des premiers organes durant le cycle hétérotrophe de la plantule, nous avons mis en place l'expérience décrite au paragraphe 2.2.3.6.

Il est assez difficile de distinguer les deux cycles autotrophe et hétérotrophe où la plantule ne dispose que des seules ressources de ces cotylédons et de l'eau.

Chez Faidherbia albida la coloration chlorophyllienne des cotylédons s'effectue très tôt dès le 2ème jour après la germination quand les cotylédons sont redressés. Ceci est valable à la lumière. La gemmule sort dès le 3ème jour et au 4ème jour la première feuille commence à se déployer. La racine mesure déjà 62 mm au 4ème jour avec une zone pilifère qui commence à se distinguer. L'hypocotyle au 4ème jour mesure 26 mm. L'épicotyle est inexistant car les cotylédons ne sont pas complètement déployés. Les cotylédons sont sessiles chez Faidherbia albida.

J5 la racine principale mesure 82 mm et les racines latérales commencent à s'initier avec des poils très visibles au niveau de la racine principale. L'hypocotyle mesure 34 mm. A ce stade les 5 cotylédons conservent les mêmes dimensions (12 mm de long en moyenne et 8 mm de largeur) et sont très verts.

J7 la première feuille bipennée est très largement déployée et la 2ème feuille est visible.

J9 la racine principale mesure 88 mm, l'hypocotyle 35 mm. Les racines latérales commencent à prendre forme. La première feuille est très largement déployée avec un pétiole moyen de 8 mm. Le rachis 7 mm, la largeur moyenne d'un foliole 2 mm avec 6 paires de folioles par penne et la longueur moyenne d'un foliole est de 5 mm. Les cotylédons gardent toujours la couleur verte mais commencent à perdre de leurs dimensions (mesures moyennes longueur 10 mm, largeur 6 mm).

Les 5 cotylédons gardent toujours la couleur verte mais commencent à perdre de leur dimensions (mesures moyennes : longueur 10 mm, largeur 6 mm) La 2ème feuille est initiée mais non totalement déployée. Le poids moyen d'une plantule est de : 350 mg.

J11 la racine principale moyenne est de 138 mm. La 2ème feuille est totalement déployée avec 5 paires de folioles par penne et 2 pennes par feuille. L'hypocotyle mesure 35 mm. Les cotylédons mesurent 10 mm de longueur et 4 mm de largeur.

J13 la deuxième feuille est totalement déployée. La 3ème feuille est initiée. La hauteur moyenne de l'hypocotyle est de 35 mm les cotylédons mesurent 10 mm de longueur et 6 mm de largeur. 2 pennes par feuilles, 6 paires de folioles par penne avec un pétiole de 10 mm et un rachis de 15 mm, la foliole a une longueur de 5 mm et une largeur de 2 mm. La racine principale en moyenne mesure 152 mm. Le poids moyen d'une plantule est de 280 mg.

J14 la troisième feuille est très déployée et la quatrième feuille est initiée.

J15 les cotylédons commencent à perdre leur aspect charnu.

J20 les stipules sont maintenant très visibles. Les cotylédons sont rabourgris. La 5ème feuille est initiée et la 4ème feuille très largement déployée. La hauteur moyenne d'une plantule est de 95 mm. La racine principale mesure 166 mm. Le poids moyen d'une plantule est de 342 mg. La hauteur de l'hypocotyle est de 175 mm.

Tableau 6 : INFLUENCE DE LA TEMPERATURE DE GERMINATION DES GRAINES DE FAIDHERBIA ALBIDA SUR LES PREMIERS STADES DE DEVELOPPEMENT DES PLANTULES AGEES DE 6 SEMAINES.

Température de germination	Longueur cotylédon	Largeur cotylédon	Longueur hypocotyle	Hauteur de la plante	Nombre de feuilles	Longueur Rachis	Largeur de feuilles	Longueur pétiole	Nombre de pennes par feuille	Nombre de paires de folioles par pennes	Nombre entre-noeuds	Longueur Racine
20°C	8.42 A	5.00 A	11.58 A	95.08 A	5.58 A	9.92 A	4.58 A	4.67 A	2.17 A	6.17 A	4.42 A	148.50 A
25°C	8.33 A	5.25 A	18.00 AB	100.08 A	5.92 A	9.00 A	4.58 A	5.17 A	2.00 A	6.17 A	4.67 A	166.00 A
30°C	8.92 A	5.42 A	18.92 A	101.67 A	5.92 A	10.83 A	4.42 A	4.92 A	2.00 A	5.00 A	4.67 A	171.58 A
35°C	8.08 A	5.33 A	15.92 B	96.83 A	5.50 A	11.42 A	4.50 A	5.17 A	2.17 A	6.17 A	4.50 A	156.25 A
C.V. %	26.77	27.17	20.37	18.47	8.87	39.00	17.44	31.89	19.89	6.82	14.62	46.10

* Chaque chiffre est la moyenne de 12 répétitions (12 plantules)

* Les chiffres suivis de la même lettre dans la même colonne ne sont pas significativement différents au seuil de 5 % d'après le test de Duncan.

Tableau 7 : INFLUENCE DE LA TEMPERATURE GERMINATION DES GRAINES SUR LES PREMIERS DE DEVELOPPEMENT
DES PLANTULES DE FAIDHERBIA ALBIDA AGEES DE 9 SEMAINES.

Température de germination	Longueur cotylédon	Largeur cotylédon	Longueur hypocotyle	Hauteur de la plante	Nombre de feuilles	Longueur Rachis	Largeur des feuilles	Longueur pétiole	Nombre pennes/feuille	Nombre de folioles/penne	Nombre entrenœuds	Longueur racine
30°C	8.67 A	5.00 A	19.08 A	155.58 A	8 00 A	8.50 A	4.75 A	7.17 A	2.00 A	8.33 A	6.58 A	182 A
35°C	8 00A	5.08 A	21.17 A	135.08 A	7.83 A	10.33 A	4 25 A	6.67 AB	2 17 A	7.58 A	6 08 A	153 50 A
25°C	8.42 A	5.33 A	17.83 A	132.00 A	7.83 A	10.67 A	4.33 A	5.50 B	2.00 A	7.50 A	6.42 A	179.17 A
20°C	7.83 A	4.92 A	18.50 A	132.75 A	7.67 A	11.25 A	4.33 A	5.50 B	2.00 A	7.67 A	6.17.A	164.25 A
C.V. %	30.07	24.65	27.83	29.96	14.54	34.26	15.09	24.67	14.14	12.77	21.33	33.81

* Chaque chiffre représente la moyenne de 12 répétitions (12 plantules)

* Les chiffres suivis de la même lettre, dans la même colonne ne sont pas significativement différents au seuil de 5 % d'après le test de Duncan.

J251 la 5ème feuille est très argente et la 6ème feuille est initiée. Les cotylédons sont jaune-citron et commencent à tomber.

J32 la 6ème feuille est totalement déployée et la 7ème feuille commence à se déployer : Toutes les plantules ont leurs cotylédons tombés ou bien restent accrochés à la plantule mais ayant tout perdu de leur couleur et de leur forme. Les plantules ont en moyenne les mesures suivantes :

La longueur de la racine principale = 236,80 mm

L'hypocotyle mesure en moyenne = 38,40 mm

Nombre de feuilles formées 7 = 9 plantules ; 6 feuilles = 2 plantules ; 8 feuilles = 1 plantule.

La hauteur moyenne d'une plantule = 120 mm

Le poids moyen d'une plantule = 365 mg

La longueur moyenne d'un pétiole = 14 mm

La longueur moyenne du rachis des feuilles = 14 mm

La longueur d'un foliole = 5 mm

La largeur d'un foliole = 2 mm

Le nombre moyen d'entre-nœuds : 7

Le nombre de folioles par feuille se répartit en moyenne comme suit :

6 paires de folioles : première, deuxième, et troisième feuille.
7 paires de folioles : quatrième, cinquième et sixième feuille.
8 ou 9 paires de folioles : sixième feuille et plus.

Nous avons fait 1. 'ablation des cotylédons chez 6 plantules ayant 4 feuilles. Chez ces plantules, contrairement aux autres, les débuts d'initiation de la cinquième feuille n'ont eu lieu qu'au vingt-huitième jour c'est-à-dire que les plantules sont restées au même stade durant 15 jours. On peut penser que chez le Faidherbia albida jusqu'au stade 5 feuilles au moins, l'organogenèse se fait avec des réserves seminales mais le fait que sans cotylédons les plantules aient initié une autre feuille même très tard signifie qu'à ce stade l'assimilation chlorophyllienne aussi se fait. La même expérience a été faite à la cinquième feuille alors que les autres plantules initiaient leur septième feuille, les mêmes plantules sans cotylédons en restaient encore au stade cinquième feuille.

À la fin de l'expérience à la lumière, nous avons comparé ces plantules cultivées à la lumière avec celles qui étaient à l'obscurité. Nous n'avons plus que cinq plantules qui ont survécu sur les 24 de départ. Nous pouvons quand même avancer les remarques suivantes :

Les cotylédons restent accrochés et très recroquevillés.

La longueur de la racine principale plus longue = 250 mm.

L'hypocotyle exagérément long de couleur blanchâtre mesure en moyenne 99,02 mm.

Nombre de feuilles formées = 5 avec 4 déployées et une cinquième non déployée.

Les entrenœuds sont très courts 2 à 4 mm en moyenne.

Les feuilles très petites 2 mm de long sur 1 mm de large avec une **couleur** verte très pâle.

A la fin de l'expérience nous pouvons avancer l'hypothèse suivante : chez Faidherbia albida jusqu'au stade cinq feuilles, l'organogenèse est essentiellement faite à partir des réserves **seminales**.

A la lumière l'organogenèse au stade sept feuilles se fait essentiellement **avec l'assimilation** chlorophyllienne.

Au stade 6 feuilles l'organogenèse est faite avec l'assimilation **chlorophyllienne et les réserves seminales** (fig. 4).

3.7 - Organogenèse, croissance et développement des plantules de Faidherbia albida en pépinière

3.7.1 - Ontogenèse chez Faidherbia albida

Les cotylédons opposés et sessiles sortent de la testa. Ils marquent la limite entre l'épicotyle presque nul chez Faidherbia albida et l'hypocotyle. Les cotylédons commencent à devenir chlorophylliens sur les deux faces dès le troisième jour après la germination. Ils sont charnus. Ils peuvent persister sur la plantule jusqu'au soixante-cinquième jour à la 14ème feuille.

L'hypocotyle s'allonge. En général il est bien développé chez Faidherbia albida. Il peut mesurer 50 mm. A deux mois la longueur de l'hypocotyle varie de 32 mm à 48 mm, il est de couleur violacée.

- La radicule s'enfonce dans le sol et profondément dès les premiers jours. Au 3ème jour, il est déjà à 42 mm.

- Le collet est nettement marqué par une crête annulaire.

La première feuille dite feuille primordiale sort bipennée dès le départ, contrairement aux espèces du genre Acacia en général. (VASSAL 1967). Cette feuille est totalement déployée au huitième jour.

Il arrive que la feuille de Faidherbia albida soit composée de 4 pennes à des niveaux différents. Au stade plantule, nous l'avons rencontrée 8 fois sur 1200 plantules.

Les épines qui sont d'origine stipulaire commencent à se remarquer après la formation de la 3ème feuille.

- Les racines latérales ne se développent pas beaucoup jusqu'au cinquantième jour et peuvent être assez nombreuses à 3 mois - 49 - chez certaines plantules.

La racine principale est très pivotante et très puissante jusqu'à 90 mm à 3 mois.

Nous avons observé des nodules chez Faidherbia albida parfois en grand nombre sur le système racinaire à des niveaux différents. Parfois près du collet, ou loin du collet 100 à 150 mm loin du collet et ceci assez tard dans la croissance de la plantule vers le soixante-cinquième jour. Il est à noter que chez la plupart des légumineuses, la nodulation se fait entre 45 et 60 jours.

La croissance juvénile reste assez élevée chez Faidherbia albida. La plantule mesure en moyenne 120 à 150 mm à 2 mois et peut atteindre 300 mm ou plus à la 14ème semaine.

On peut résumer l'ontogenèse de Faidherbia albida par ces points suivants :

- a) La graine se gonfle? son enveloppe se fend et l'axe embryonnaire en sort. Pour les graines prétraitées ceci se passe entre le 2ème et le 5ème jour.
- b) L'axe embryonnaire s'allonge vers le sol.
- c) La **tigelle** sortie à la suite de la radicule s'allonge à son tour, mais vers le haut, **soulevant ainsi la graine** du sol.
- d) Les cotylédons sortent de **la testa**. Les enveloppes de la graine tombent, se dessèchent. Les cotylédons sont accolés l'un à l'autre par leur face supérieure et repliés par rapport à la **tigelle**. Les cotylédons se séparent **et s'étalent**. Ils prennent l'aspect de deux **petites feuilles** les apposées l'une à l'autre près du sommet de **la plantule**.
- e) Entre les cotylédons **épanouis**, la **yemmule** apparaît dès le 3ème jour après la germination et commence à se développer en un **rameau feuillé** au 8ème jour.
- f) **Des cotylédons se flétrissent** et tombent au bout du 30ème jour **et au 35ème jour** mais ils peuvent persister sur la **tige** jusqu'au 65ème jour.

Ils commencent à perdre la couleur verte et virent au jaune-citron dès le 25ème jour.

De part la position des cotylédons sur la tige, **et de** la façon dont les cotylédons s'échappent de la testa, nous pouvons classer le type de germination chez Faidherbia albida du type épigée, phanérocotylaire, hypocotylé d'après la **classification** de MAURY (1978), de type épigée phanérocotylaire d'après la **classification** de LEONARD (1957) ou bien de type **phanérocotylaire** d'après la **classification** de DUKE (1965).

3.7.2 - Evolution quantitative

Pour l'évolution quantitative, nous prendrons quelques paramètres comme hauteur de la plante. L'hypocotyle, longueur **de la racine** principale que nous comparerons à la figure 7 le nombre de paramètres n'est pas exhaustif.

A la figure 8 nous allons suivre l'évolution du nombre de feuilles en fonction du temps.

Nous nous rendons compte que pendant le stade juvénile, le système racinaire croît beaucoup plus vite que le système aérien.

L'hypocotyle a une croissance extrêmement faible par rapport à la tige en général et par rapport à la **racine**.

3.8 - Piégeage des souches de Rhizobium

Nous avons effectué des piégeages de souches de Rhizobium comme décrit au chapitre 2.3.1.1.

Les tests d'effectivité **et d'infectivité** sont en cours. Nous avons piégé 12 souches **bactériennes**. L'**isolement** et la **purification** ont été réalisés. Toutes les souches sont dénommées Babs. Les caractéristiques morphologiques, **biotechniques** seront étudiées ultérieurement.

Fig. 4

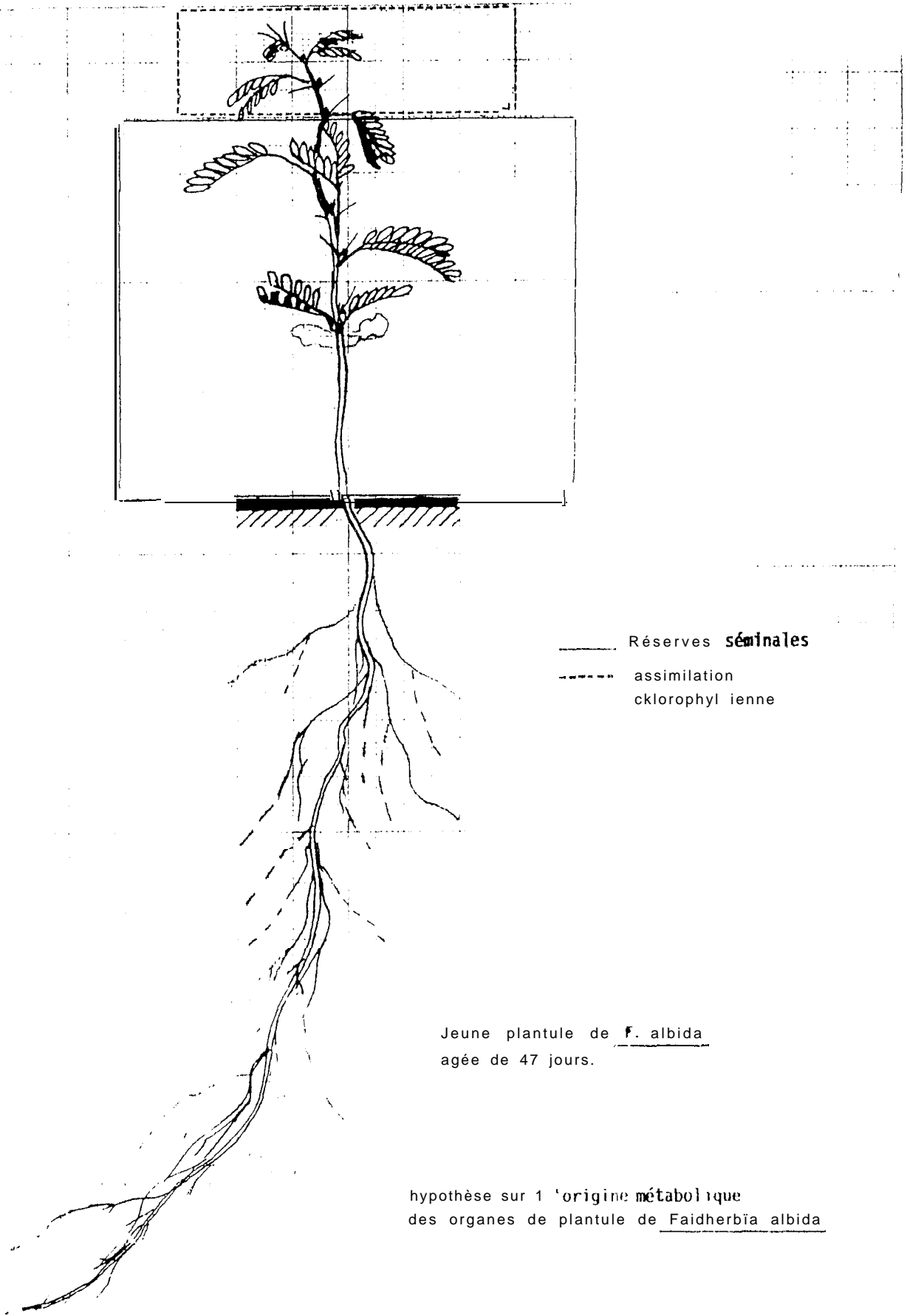


Fig. 5 EVOLUTION DU POIDS FRAIS MOYEN DE LA
PLANTULE DE FAIDHERBIA ALBIDA DURANT
L'ORGANOGENESE A PARTIR DES SEULES
RESERVES SEMINALES LES 32 PREMIERS
JOURS

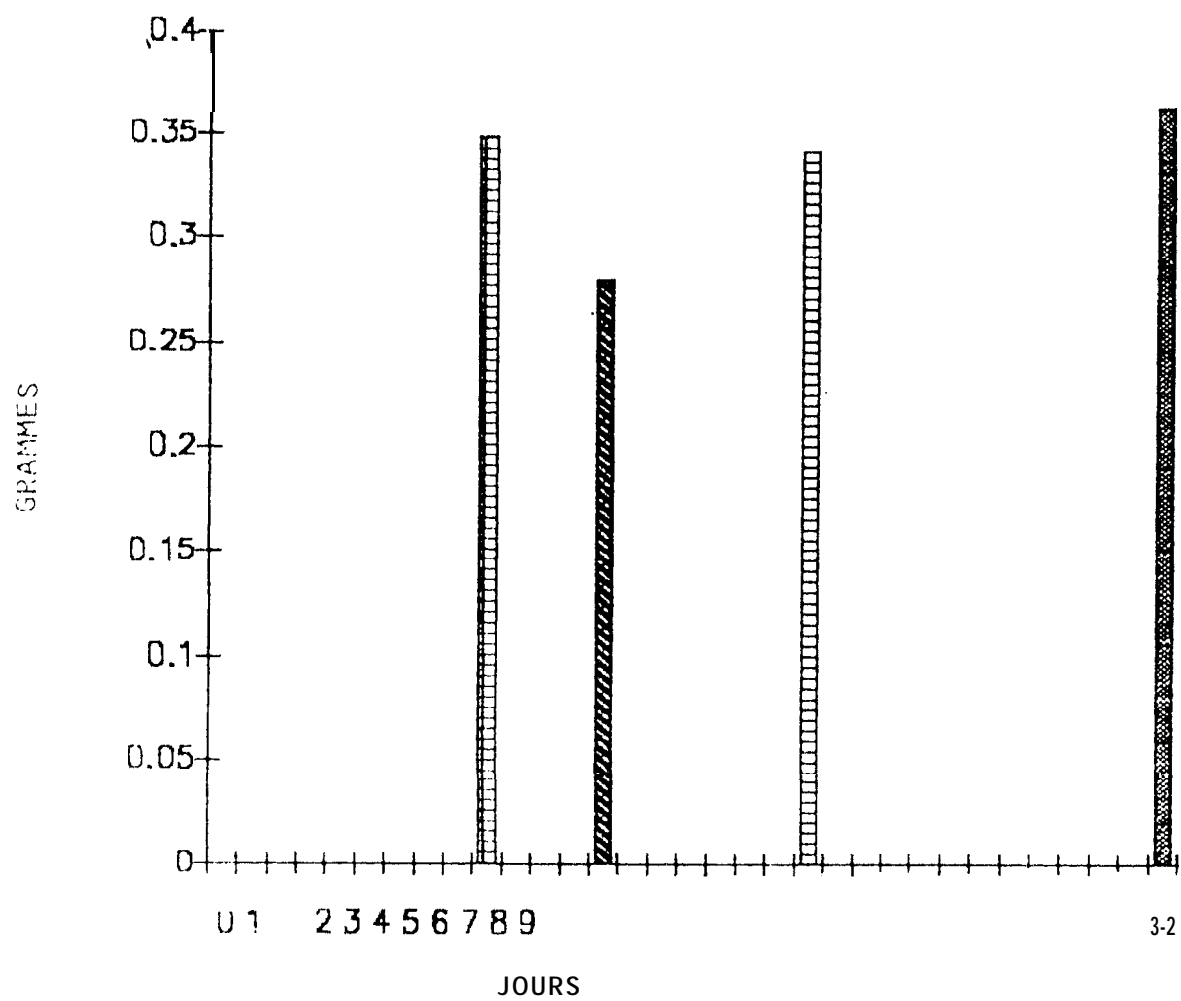


Fig. 6

EVOLUTION DE LA LONGUEUR DE LA RACINE
ET DE L'HYPOCOTYLE PENDANT
L'ORGANOGENESE A PARTIR DES SEULES
RESERVES SEMINALES CHEZ FAIDHERBIA ALBIDA

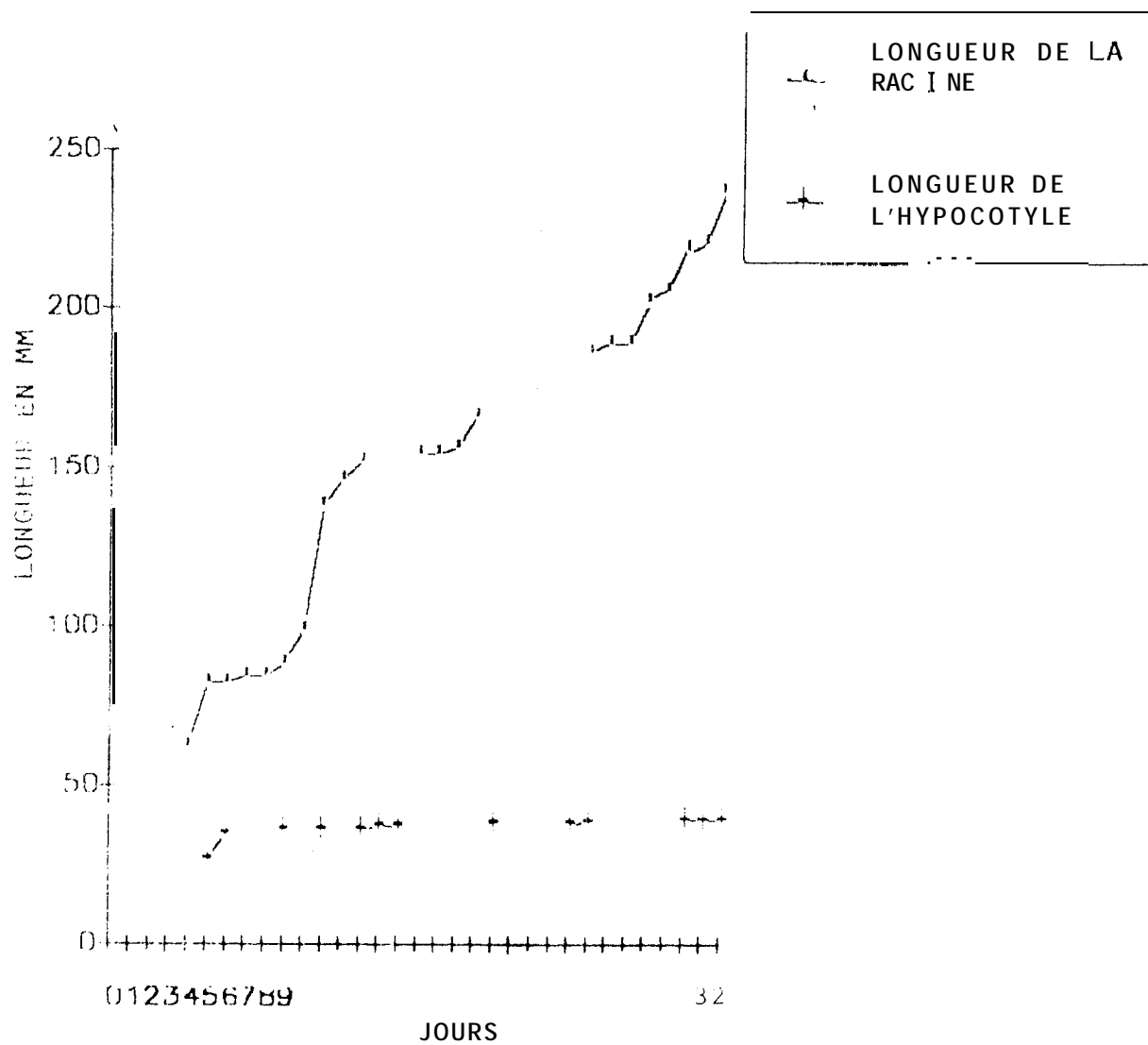


Fig. 7 **EVOLUTION DE LA LONGUEUR DE LA RACINE, DE L'HYCOTYLE ET DE LA HAUTEUR DE LA PLANTULE *Ut FAIDHERBIA ALBIDA* EN FONCTION DU TEMPS**

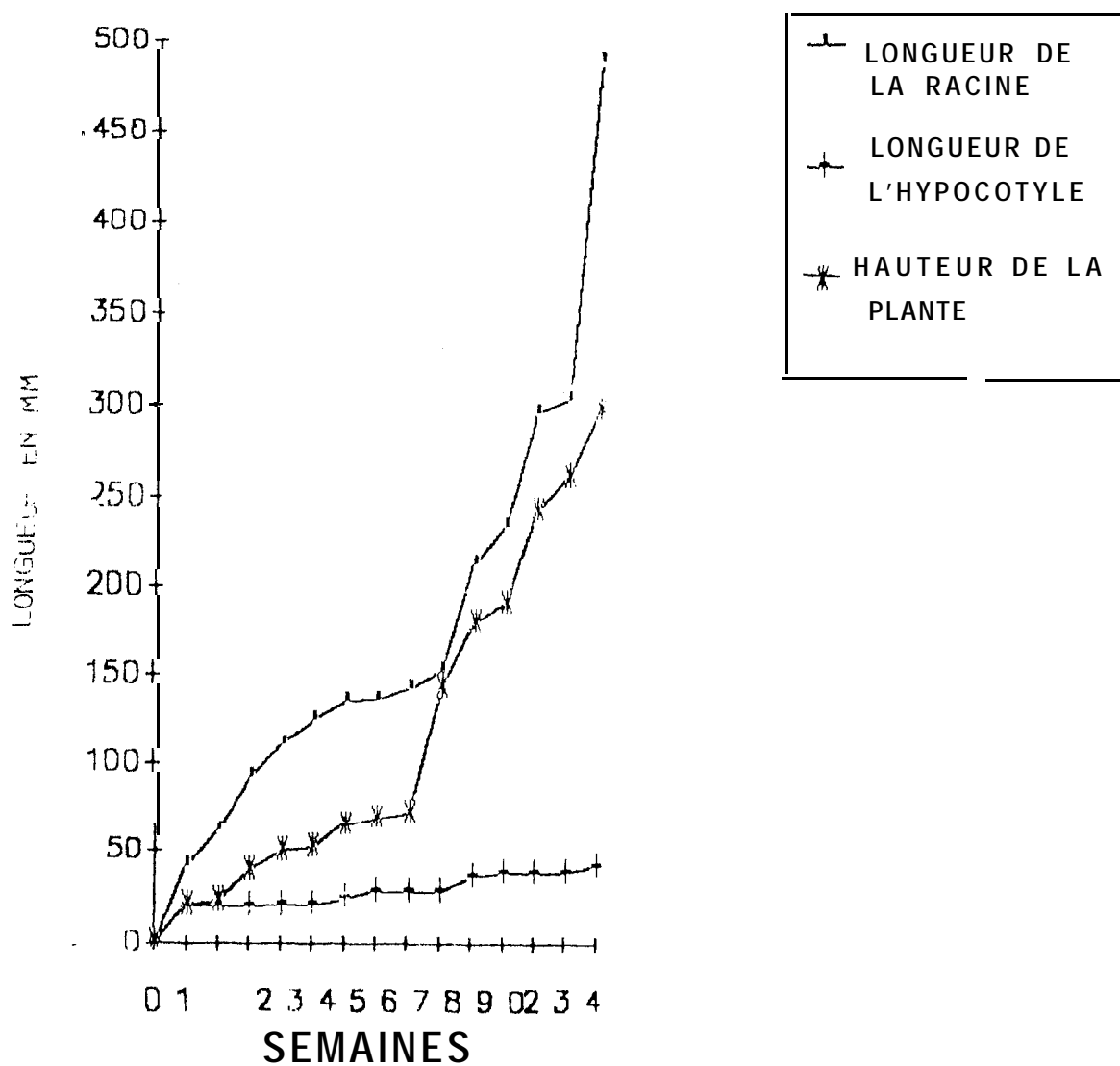
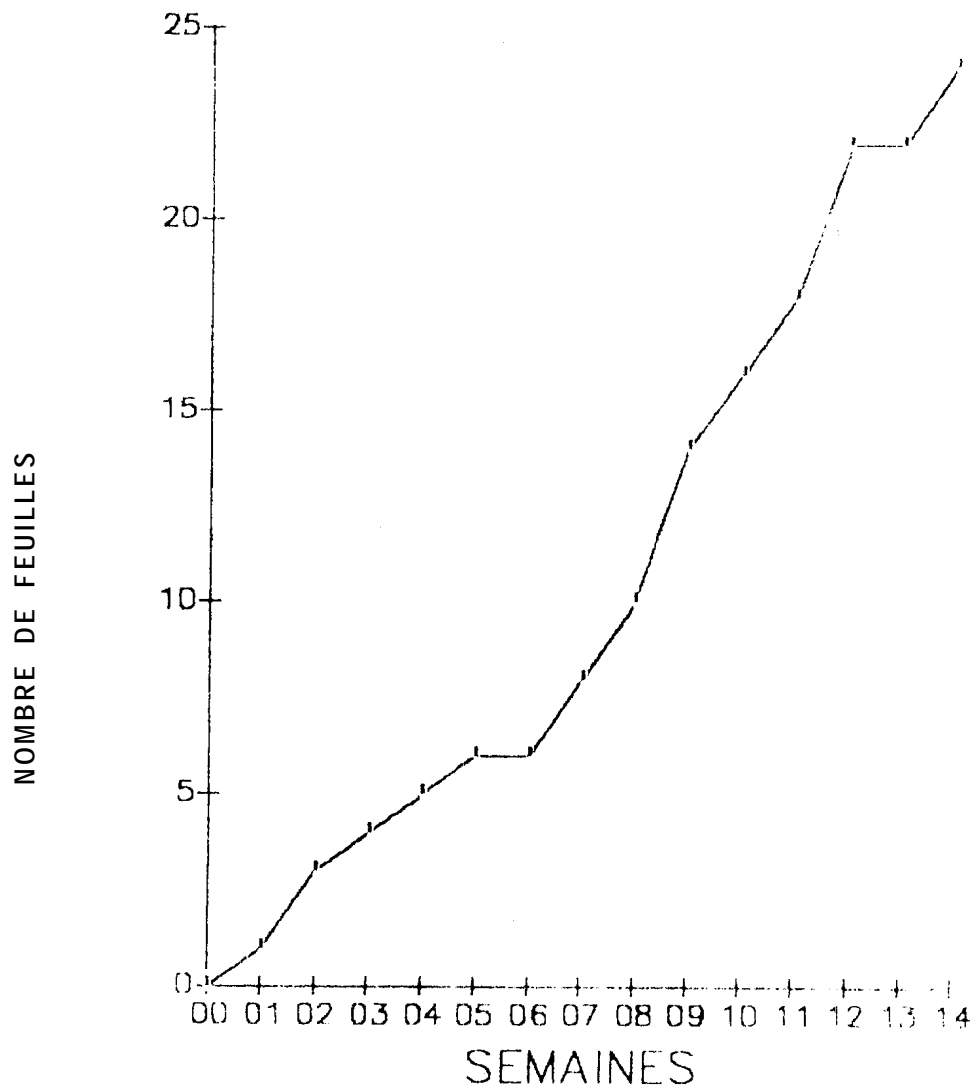


Fig. 8 EVOLUTION DU NOMBRE DE FEUILLES EN FONCTION
DU TEMPS CHEZ LA PLANTULE DE FAIDHERBIA ALBIDA



3.9 - Aptitude de *Faidherbia albida* à former des V.A.M

cette expérience est décrite au 2.4 pour vérifier l'aptitude de *Faidherbia albida* à former des VAM. Les racines des plantules élevées dans les sols de Lagnar pH, 5,66 de la vallée du Sine pH 5,16, de Diourbel pH 5,91 et de Bambey pH 6,2 ont des endomycorhizes avec la présence de vésicules bien distinctes. Nous n'avons pas effectué de mesures sur la fréquence et l'intensité de l'infection.

3.10 - Etude de l'infectivité et de l'effectivité des souches de *Rhizobium* et de VAM chez *Faidherbia albida*.

Cette expérience que nous avons décrit au paragraphe 2.5 est en cours. Elle a duré 3 mois.

B I B L I O G R A P H I E

- BRENAN, J.P.M., 1983 - Manuel sur la Taxonomie des espèces d'Acacias -X
FAO Rome, 1983, 53 p.
- CHARREAU, C., et VIDAL, P., 1945 - Influence de l'Acacia albida Del. sur le sol, la nutrition minérale et les rendements des mil Pennisetum au Sénégal. L'Agronomie Tropical e, juin-juillet 1945, vol. XX, n° 6-7, p p. 600-625.
- COMÉ, D., 1970 - Les obstacles à la germination : MASSON et Cie, Paris Y
- COMÉ, D., 1985 - Problèmes de terminologie concernant les semences. In 1 a germination des semences. R. CHAUSSAT et Y. Le Deunty ed. GAUTHIER-VILLARS, Paris : 27-44.
- CORNET, F., DIEM, H.G., 1982 - Etude comparative de l'efficacité des souches de Rhizobium d'acacias isolées de sols du Sénégal et effet X de la double symbiose Rhizobium Glomus mosseae sur la croissance de Acacia holosericea et Acacia raddiana. Bois et Forêts des Tropiques n° 198. p. 3-15.
- CORNET, F., DIEM, H.G., 1983 - Amélioration de la croissance des Acacias X par inoculation avec des champignons endomycorhiziens ou par apports de phosphate. CTFT Dakar/ORSTOM ; 15 p.
- C.T.F.T., 1988 - Monographie de Faidherbia albida Del. A. Chev. Synonyme : Acacia albida Del. 72 p.
- DANCETTE, C., et POULAIN, J.F., 1968 - Influence de l'Acacia albida sur les facteurs pédoclimatiques et les rendements des cultures. Nouvelle contribution. IRAT, CNRA, Embey, juin 1968.
- DANCETTE, C., et SARR, F.L., 1985 - Dégradation et régénération des sols dans les régions Centre-Nord du Sénégal (Cap-Vert? Thiès, Diourbel, Louga). ISRA, Dep. Systèmes et Transfert, Dakar- , janvier 1985, Travaux et Document n° 2, 22 p.
- DEFRESNE, S., 1982 - Principales caractéristiques de la germination des graines et du développement de deux espèces tropicales : Symphonia globulifera et Cendrela odorata ; DEA de biologie et physiologie végétale, Université Pierre et Marie Curie, Paris ; 44p.
- DREYFUS, B.L. et DOMMERGUES, Y. R., 1981 - Nodulation of Acacia Species by X Fast and Slow-Growing Tropical Strains of Rhizobium. Applied and Environmental Microbiology, vol. 41, n° 1, pp. 97-99.
- GIBSON, A.H., 1963 -- Physical environment and symbiotic nitrogen fixation. 1. the effect of root temperature on recently nodulation Trifolium subterraneum L. plants. Austral. J. Bio. Sci. 16, 28-42.
- GIEFFARD, P.L., 1972 - Rôle de l'Acacia albida dans la régénération des sols en zones tropicales arides. VII^e Congrès forestier mondial Buenos Aires, 1972.
- GUEYE, L., 1973 - Etudes sur la biologie du système racinaire de l'Acacia X senegal L. Willd. Thèse présentée à l'Ecole des Grandes de l'Université de Laval. 97 p.
- HEWITT, E., 1966 - Sand and water culture methods used in the study of plant nutrition. Technical communication n° 22 (2nd ed) 547 pp. Commonwealth agricultural Bureaux London.

- JUNG, G., 1970 - Variations saisonnières de caractéristiques microbiologiques d'un sol ferrugineux tropical peu lessivé (Dior), soumis ou non à l'influence d'Acacia albida (Del.) O.E.C.O.L. Plant. Gauthier-Villars? 1970, vol. V, pp. 113.
- JUNG, G., 1986 -- Etude de l'influence de l'Acacia albida (Del.) sur les processus microbiologiques dans le sol et sur leurs variations saisonnières. Rapport ORSTOM, Dakar, octobre 1986.
- LE HOUEROU, H.N., 1980 -- Techniques agroforestières pour la conservation et l'amélioration de la fertilité des sols dans les zones arides et semi-arides. Colloque sur les fourrages ligneux en Afrique, Addis-Abeba, 8-12 avril 1980, pp. 421-424.
- MAURY, G., 1978 - Diptérocarpacées du fruit à la plantule. Thèse présentée à l'Université Paul Sabatier à Toulouse (Sciences). 3 volumes. Imprimerie de l'Université Paul Sabatier.
- MAURY, G., 1988 - Juvenile stages of tropical trees : ecological significance of their ontogenesis and rôle in the forest dynamics. In Press.
- MEROT, R., 1983 - Quelques essais germinatifs sur Terminalia superba et Acacia albida. Rapport de stage, C. T. F. T, Noyent-sur-Marne, juillet 1983.
- NATIONAL ACADEMY OF SCIENCE, 1975 - Underexploited Tropical Plants with promising economic value, p. ii-114.
- NDAO, E., 1987 - Contribution à l'étude d'une triple symbiose chez Acacia mangium Wild au Sénégal D.E.A. Université Claude Bernard Lyon I 52 p.
- NONGONIERMA, A., 1976 - Contribution à l'étude biosystématique du genre Acacia Miller en Afrique Occidentale. II. Caractéristiques des inflorescences et des fleurs. Bull. I.F.A.N., 1976, t. 38, sér. A, n° 3, pp. 487-642.
- NONGONIERMA, A., 1978 - Contribution à l'étude biosystématique du genre Acacia Miller en Afrique Occidentale. IV. Distribution bioclimatique des différents taxa. Bull. I.F.A.N. 1978. t. 39, sér. A, n° 2, pp. 318-339.
- NONGONIERMA, A., 1979 - Contribution à l'étude biosystématique du genre Acacia Miller en Afrique Occidentale. X. Phénologie en culture et dans la nature, types biologiques, nombres chromosomiques. Bull. I.F.A.N., 1979, t. 41, sér. A, n° 4, pp. 723-760.
- PHILLIPS, J.M. and HAYMAN, D.A., 1970 - Improved procedure clearing roots and staining parasitic and vesicular arbuscular fungi for rapid assessment of infection. Transactions of the British mycological society. 55. 158-181 p.
- VASSAL, J., 1967 - La plantule d'Acacia albida Del. (Faidherbia albida (Del.) C. Chev.). Bull. Hist. nat. Toulouse, 1967, Cl II, n° 3-4 pp. 583-589.
- VASSAL, J., 1972 - Apport des recherches ontogéniques et séminologiques à l'étude morphologique, taxonomique et phyllogénique du genre Acacia. Tome premier, vol. VIII, CNRS Toulouse, 86 p.
- VINCENT, J.M., 1970 - Manual for the practical study of the root nodule bacteria I. B.P. Handbook n° 15 Blackwell Scientific Publication, Oxford, 164 pp.

ABREVIATIONS

CNRS	Centre National de Recherches Scientifiques
C.V	Coefficient de Variation
C.Ve	Coefficient de Vélocité
D.D.A	Direction Départementale de l'Agriculture
DRPF	Direction de Recherches Productions Forestières
ENCR	Ecole Nationale des Cadres Ruraux
INRA	Institut National de Recherches Agronomiques
ISRA	Institut Sénégalais de Recherches Agricoles
MIHCEN A.O.	Centre de Ressources Microbiologiques de l'Afrique de l'Ouest
OHT	Organisation - Reconstruction - Travail
MVA	Mycorhizes à vésicules et arbuscules.