

République Algérienne Démocratique et Populaire
الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
Ministère de l'Enseignement Supérieure et de la Recherche Scientifique
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ecole Nationale Supérieure Agronomique
D'EL-HARRACH (ALGER)
المدرسة الوطنية العليا للعلوم الفلاحية
الحراش (الجزائر)



Mémoire en vue de l'obtention du diplôme de magister en sciences agronomiques
Option : Phytopathologie et amélioration de la résistance des plantes aux maladies

Thème

Etude histologique de la pénétration de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* (Hansen et Snyder) Gordon à travers les racines de palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.)

Par : *Boudeffeur saïd*

Jury

Président :	Bouznad Z.	Professeur.	ENSA
Directeur de thèse :	Khelifi L.	Professeur	ENSA
Co-directeur de thèse	Kedad A.	Maître de conférences	ENSA
Examineur :	Boutekrabi A.	Professeur	USD-Blida
Examineur	Guezlane A.	Maître de conférences	ENSA
	Benchabane M.	Maître de conférences	USD-Blida

Année universitaire : 2009-2010

A

Ma mère et mon père, à mes grands-parents, à ma femme et mes chers enfants Ahmed et Imadeddine, à mes frères et soeurs, à toute ma famille et mes amis, bien faible témoignage d'affection

Remerciements

Je remercie plus particulièrement mon directeur de thèse Monsieur Khelifi Lakhdar, professeur à l'école nationale supérieure agronomique d'El-Harrach d'avoir accepté de m'encadrer ainsi que le grand intérêt qu'il a accordé au sujet proposé, ses conseils et ses encouragements, m'avoir facilité les procédures administratives tout au long de ma formation et durant la réalisation de mon projet.

Je remercie vivement Monsieur Kedad, docteur à l'école nationale supérieure agronomique d'El-Harrach et co-promoteur, d'avoir accepté spontanément et sans aucune difficulté dans la réalisation de ce travail. Je tiens à le remercier d'être toujours de mon côté depuis ma formation de l'ingénieur à l'I.N.A jusqu'à maintenant malgré sa lourde charge au niveau de l'école.

J'adresse tous mes remerciements à Monsieur Bouznad Z. professeur à l'I.N.A. d'El-Harrach pour avoir accepté de juger ce travail et présidé le déroulement de la soutenance.

J'adresse mes remerciements à Monsieur Boutekrabt A. professeur à USD de Blida, pour sa participation au jury de cette thèse et pour l'intérêt qu'il porte à ce travail.

Mes remerciements vont aussi à Monsieur Ghezlane A., maître de conférences à l'école nationale supérieure agronomique d'El-Harrach d'accepter d'être parmi le jury et examiner attentivement ce travail.

Mes remerciements vont également à Monsieur Benchabane M. maître de conférences à USD de Blida d'avoir accepté de juger ce travail et l'intérêt qui lui porte.

Je remercie beaucoup Monsieur Laaboudi A. Attaché de recherche à l'I.N.R.A d'Adrar d'avoir contribué à la réalisation et la finalisation de ce travail malgré sa lourde charge dans la préparation de son doctorat d'état.

Je ne saurais oublier de remercier tous les organismes et personnes de près ou de loin ayant contribué à la réalisation de ce travail, que dieu les benisse.

SOMMAIRE

1-INTRODUCTION	12
2- ANALYSE BIBLIOGRAPHIQUE	14
2.1- ORIGINE ET IMPORTANCE ECONOMIQUE DU PALMIER DATTIER	14
2.1.1- Origine géographique du palmier dattier	14
2.1.2- Aire de culture du palmier dattier	14
2.1.3- Importance économique du palmier dattier le monde	15
2.1.4- Importance économique du palmier dattier en Algérie	17
2.2- DONNEES BOTANIQUES SUR LE PALMIER DATTIER	18
2.2.1- Taxonomie du palmier dattier	18
2.2.2- Morphologie des organes aériens du palmier dattier	18
2.2.3- Morphologie et anatomie du système racinaire du palmier dattier	21
2.3- LA FUSARIOSE DU PALMIER DATTIER	24
2.3.1- Origine et distribution géographique du Bayoud	24
2.3.2- Importance économique du Bayoud	24
2.3.3- Symptomatologie du Bayoud	26
2.3.4- L'agent causal de la fusariose du palmier dattier	26
2.3.4.1- Taxonomie du <i>F.o.a</i>	27
2.3.4.2- Caractères physiologiques du <i>F.o.a</i>	27
2.3.4.3- Caractères morphologiques macroscopiques du <i>F.o.a</i>	27
2.3.4.4- Caractères morphologiques microscopiques du <i>F.o.a</i>	28
a- Microconidies	29
b- Macroconidies	29
c- Chlamydo-spores	29
2.4 - LES RELATIONS : HOTE-PARASITE	30
2.5 - LES MOYENS DE LUTTE	31
2.5.1- Lutte chimique	31
2.5.2- Mesures prophylactiques	31
2.5.3- Lutte Biologique	31
2.5.4 -Sélection de plantes résistantes	32
2.5.5 - Biotechnologies	33
3. MATERIELS E T METHODES	34
3.1. MATERIELS	34
3.1.1. Matériel végétal	34
3.1.2. Matériel fongique	34
3.1.3. Milieux de culture	34
3.2. METHODES	35
3.2.1. Isolement des isolats de <i>F.o.a</i>	35
3.2.2. Purification des isolats de <i>F.o.a</i> .	35
3.2.3. Conservation des isolats de <i>F.o.a</i> .	36
3.2.4. Caractérisation des isolats du <i>F.o.a</i>	36
3.2.4.1. Croissance radiale	37
3.2.4.2. Production de spores	37
3.2.4.3. Production de biomasse	38
3.2.4.4. Test du pouvoir pathogène	38
a. Production de plantules de palmier dattier	38
b- Inoculation artificielle des plantules	39

3.2.5- Mise en évidence du parasite dans les racines par études histologiques	
3.2.5.1- Coupes fines	39
a- Fixation des organes	39
- Déshydratation	40
- Imprégnation	40
- Inclusion dans la paraffine	40
- Confection et étalement des coupes	40
- Déparaffinage	41
b- Coloration par le bleu trypan au lactophenol	41
- Montage et observations	41
3.2.5.2- Coupes à main levée	42
- Eclaircissage	42
- Coloration	42
- Montage et observations	42
4. RESULTATS	44
4.1-CARACTERISATION DES ISOLATS S DE <i>F.O.A</i> A UTILISER	44
4.1.1- Taux de germination des graines de palmiers utilisées	44
4.1.2- Evaluation et screening <i>in vivo</i> de l'agressivité des isolats	44
4.1.3. Estimation de la croissance <i>in vitro</i> des isolats de <i>Fusarium</i>	45
4.1.3.1 - Croissance radiale	45
4.1.3.2 - Estimation de la sporulation	47
4.1.3.3 – Estimation de la biomasse	49
4.1.4. Conclusion	40
4.2. CARACTERISATION DE L'ANATOMIE RACINAIRE DU PALMIER DATTIER	
4.2.1. Description biométrique	51
4.2.2- anatomie de la structure racinaire (racines non infectées)	51
4.2.3. Conclusion	53
4.3. CARACTERISATION DE L'INTERACTION <i>F.O.A</i> x ANATOMIE RACINAIRE DU PALMIER DATTIER APRES INOCULATION	53
4.3.1. Observations macroscopiques des racines infectées	53
a. Variétés sensible et tolérante	53
b- Variété résistante	53
4.3.2. Observations microscopiques et anatomie des racines infectées	53
a. Variétés sensible et tolérante	54
b - Comportement de la variété résistante " Takerboucht "	59
4.3.3. Installation et ascension du parasite dans la plante	61
4.3.4. Conclusion	61
5- DISCUSSIONS	62
6- CONCLUSION GENERALE	68
7- REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	70
8- ANNEXE	87

ABBREVIATIONS

<i>F.o.a</i>	:	<i>Fusarium oxysporum f.sp. albedinis</i>	:
SB	:	Subéroïde	:
SC	:	sclérenchyme	:
Cyl. C.	:	Cylindre central	:
Lac	:	Lacune	:
PX	:	Proto-xylème	:
MX	:	Méta-xylème	:
My	:	Mycélium	:
INV	:	Invagination	:
PCM	:	Parenchyme cortical moyen	:
PCE	:	Parenchyme cortical externe :	:
PCI	:	Parenchyme cortical interne	:
P	:	Péricycle	:
FF	:	Faisceau de fibre	:
Ph	:	Phloème	:
Rz	:	Rhizoderme	:
X	:	Xylème	:
End	:	Endoderme	:
Tk	:	Takerboucht	:
VS	:	Vaisseaux	:
A.	:	Annexe	:

Liste des tableaux

Tableau 01 : Production, nombre total et S.A.U du palmier dattier dans le monde

Tableau 02 : Caractéristiques et comportement des cultivars utilisés vis-à-vis du *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis*.

Tableau 03 : Codes, années d'isolement et origines des isolats du *F.o.a*.

Tableau 04 : Description des dix isolats de *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis*

Tableau 05: Représentation des droite de régression des 10 isolats de *F.o.a* étudiées

Tableau 06 : Biométrie des systèmes racinaires non inoculés âgés de 70 et 90 jours des 3 variétés (Sensible, tolérante, résistante).

Tableau 07. Enzymes, produites par les pathogènes, capables de dégrader la paroi cellulaire du palmier dattier

Liste des Figures

- **Fig.01** : Répartition géographique du palmier dattier dans le monde
- **Fig.02** : Production de dattes au niveau des pays arabes et dans le monde
- **Fig.03** : Développement global de la production de datte (Statistiques FAO ; 2004)
- **Fig.04** : Illustration des différents organes du palmier dattier
 - A. Figuration schématique du dattier (MUNIER, 1973)
 - B. Schéma d'une palme (ZAÏD et DE WET, 2008)
 - C. Inflorescence et fleurs du dattier
 - D. Fruits et graines du dattier
- **Fig. 05** : Représentation schématique de la répartition en profondeur et en largeur des racines d'un palmier dattier.
- **Fig.06** : Principaux stades de développement de la plantule de Palmier Dattier
- **Fig.07** : Coupe histologique transversale dans le cortex et le cylindre central d'une jeune racine de Palmier Dattier
- **Fig.08** : Carte épidémiologique de la répartition de la maladie du Bayoud au niveau de la Wilaya d'Adrar
- **Fig.09.** symptômes d'une attaque de Bayoud sur
 - A : couronne moyenne d'un palmier
 - B : hémiplegie sur une palme
 - C : nécrose d'un rachis
- **Fig.10** : Thalle d'une culture pure de *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis* de couleur rose-saumon
- **Fig. 11** : Microconidies, macroconidies et chlamydospores de *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis*
- **Fig. 12** : Illustration des différentes méthodes A : Conservation des implants de *F.o.a* dans la solution d'oligo-éléments, B : Prégermination des graines de palmier dattier, C : Plantules de palmier dattier au stade 2 feuilles avant leur inoculation artificielle sous serre, D : Inoculation artificielle par trempage des racines sectionnées au niveau de l'inoculum, E : Barres de LEUKART, F : Blocs de paraffine étiquetés contenant les échantillons de racines
- **Fig 13:** Variation de l'agressivité des isolats de *F.o.a* en fonction des 6 variétés de palmier
- **Fig.14** : Morphologie des Thalles des 10 isolats de *F.o.a* (collectées dans les régions de Touat, Gourara et Tidikelt) cultivés sur milieu P.D.A
- **Fig. 15** : Cinétique de la sporulation des isolats de *F.o.albedinis* en milieu PDB

- **Fig. 16** : Cinétique de la production de Biomasse des 10 isolats de *F.o.albedinis* dans le milieu Malt enrich
- **Fig 17** : Coupe transversale au niveau de l'écorce montrant le rhizoderme (RZ), le subéroïde (SB), le sclérenchyme (SC), le parenchyme cortical de l'endoderme (PCE), le faisceau de fibre, le trait blanc délimite l'écorce, la lacune (Lac), Parenchyme cortical à méats (PCM), Parenchyme médullaire (PM),
- **Fig 18** : Coupe transversale au niveau de l'écorce et du cylindre central de la racine d'une jeune plantule de palmier dattier non infectée. Protoxylème (Px), Endoderme (EN), Faisceau de fibres (FF), Métaxylème (Mx)
- **Fig 19** : Vue générale du cylindre central en coupe transversale,
- **Fig 20** : Coupe transversale au niveau d'un cylindre central ; P : Péricycle, En : Endoderme,
Px :Protoxylème, Mx : Metaxylème, Ph : Phloème, Pm : Parenchyme médullaire, Gr: x10.
- **Fig.21** : Symptômes induits par *Fusarium* sur une jeune racine de palmier dattier : une nécrose nette sur le système racinaire est visible.
- **Fig.22** : Présence abondante de mycélium sur la racine d'une jeune plantule Tinasser. Début de Germination d'une microconidie Gr : 25x
- **Fig.23** : Mycélium cloisonné se rapprochant tangentiellement de la périphérie racinaire. (TK)
- **Fig.24** : Début de formation d'une crypte d'invagination fongique à la périphérie de la racine suivie d'une réaction racinaire qui consiste à sécréter des polyphénols. (Tegaza)
- **Fig.25-** Formation d'une invagination réelle par des appressoria de mycélium occupant tous les espaces intercellulaires avec réaction de sécrétion de tannins (Tegaza)
- **Fig 26:** Mycélium traversant l'écorce et occupation des espaces intercellulaires et des méats. Réaction de défense par les composés phénoliques sur la périphérie racinaire de la variété Tinasser.
- **Fig 27** : Présence évidente du mycélium dans les espaces intercellulaires de l'écorce suivie d'une réaction de défense par la sécrétion de polyphénols dans les cellules cernées (Tinasser) .
- **Fig 28** : Envahissement des différentes couches de l'écorce par des hyphes mycéliens. Sécrétion des polyphénols pour faire face aux mycéliums. Tinasser.
- **Fig 29** : Coupe transversale au niveau de l'écorce à 15 mm de l'apex radriculaire. Début d'insinuation des mycéliums représenté par un point d'infection et mycélium inter et intracellulaire. Tegaza

- **Fig.30** : Mycélium présent dans les espaces intercellulaires de la couche de l'écorce avec sécrétion intense de polyphénols exclusivement par les cellules entourées d'hyphes mycéliens (Tinasser)
- **Fig. 31** : Coupe transversale au niveau de l'apex radulaire. Mycélium bien visible occupant les espaces intercellulaires de l'écorce d'une plantule de Tinasser avec sécrétion de polyphénols actifs
- **Fig. 32** : Présence du mycélium en abondance dans le parenchyme cortical et des lacunes. Etirement et désorganisation totale des cellules parenchymateuses (Tegaza)
- **Fig. 33** : Présence d'hyphes mycéliens avec conidies dans les méats et espaces intercellulaires. Désorganisation totale du parenchyme causée par les enzymes hydrolytiques du champignon. (Tegaza)
- **Fig 34** : Coupe longitudinale montrant la structure des vaisseaux conducteurs Tinasser
- **Fig 35** :- Mycélium bien visible au niveau d'un vaisseau du xylème. Brunissement du parenchyme médullaire révélant une concentration fusarique
- **Fig 36-** Envahissement total des tissus du parenchyme cortical et médullaire. Mycélium avec appressoria occupant les espaces intercellulaires. Désorganisation et étirement des cellules parenchymateuses. Sécrétion de polyphénols au niveau du parenchyme cortical et du cylindre central (Tegaza)
- **Fig 37** : Ramollissement de la racine infectée puis début du détachement du cylindre central à partir de l'écorce. Observation nette des polyphénols dans le cylindre central. Présence de thylle dans le xylème. Tegaza
- **Fig 38** : Domination du parenchyme cortical interne, du phloème et xylème par des amas de mycélium. Début de détérioration de l'endoderme. Tinasser
- **Fig 39** : Colonisation des vaisseaux conducteurs par le *Fusarium*, format en coupe longitudinale. (Tegaza)
- **Fig 40** :- Elaboration importante de polyphénols suite à un rapprochement tangentiel du *F.o. albedinis* au niveau du subéroïde de l'écorce. (TaKerboucht) .
- **Fig 41** :- Un mycélium frôlant la surface racinaire. Réponse du métabolisme phénolique à des infections racinaires. Des mycéliums de *F.o. albedinis* sont bien distincts chez la variété résistante (Takerboucht) :.
- **Fig 42** :- Pénétration des hyphes mycéliens au niveau de la racine, sécrétion abondante des Polyphénols stratifiés bien foncés limitant la progression du champignon (Takerboucht)

Résumé

Le développement du palmier dattier, dépend de la levée de plusieurs contraintes entre autres, la maladie du Bayoud causée par un champignon tellurique appelé *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis*. Dans le cadre de ce travail, nous avons étudié le mode de la colonisation et le suivi de l'infection des jeunes racines de trois variétés (TEGAZA, TINASSER et TAKERBOUCHT) respectivement sensible, tolérante et résistante. Des coupes histologiques ont été pratiquées sur les jeunes racines préalablement inoculées et infectées, un mois après l'inoculation artificielle des jeunes plantules au stade de 2 feuilles. Ces dernières ont été placées dans des petits flacons, puis subi des bains de KOH à 10%. Les coupes histologiques transversales réalisées sur les jeunes racines infectées des trois variétés ont montré deux zones bien distinctes : l'écorce et le cylindre central. Les racines des variétés suivantes, TEGAZA et TINASSER (variétés sensible et tolérante) ont révélé une couleur brune rougeâtre avec la présence de filaments mycéliens à la surface et la formation d'invaginations ou cryptes. L'installation du parasite au niveau des cellules racinaires commence par l'écorce, puis atteint le cylindre central. Le parasite se propage ensuite dans le xylème et cause son obstruction en bloquant ainsi le flux de sève.

Les apex racinaires de TAKERBOUCHT (variété résistante) ont montré dans certains cas un brunissement localisé et la progression du *F.o.albedinis* reste très limitée au point d'infection. Aucune présence du champignon dans le xylème ni dans le cylindre central n'a été observée. Le mycélium du *F.o.albedinis* n'a pas pu s'insinuer dans les tissus racinaires de la TAKERBOUCHT au-delà d'une certaine limite.

Des invaginations fongiques se sont formées suite à la pression exercée par les appressoria, pour faciliter la pénétration du mycélium. Une production intense de polyphénols notamment au niveau du sclérenchyme des différentes variétés a été observée. La variété TAKERBOUCHT semble plus productive de polyphénols qui interviendraient dans la résistance totale à la fusariose du dattier.

Mots clés : *F.o.albedinis*, Infection, Palmier dattier, Résistance, Pénétration.

Summary

The development of date palm depends on the lifting of several constraints, among others, the Bayoud disease caused by a telluric fungus called: *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis*. We studied the mode of colonization and the follow-up of the infection of the young roots of three varieties (TEGAZA, TINASSER and TAKERBOUCHT) respectively sensitive, tolerant and resistant. One month after the artificial inoculation of the young seedlings at the stage of two sheets, histological sections were practiced on young infected roots. These last, are placed in small bottles, and then underwent baths of KOH with 10%. The transverse histological cuts on young infected roots of the three varieties showed two quite distinct zones: the bark and the central cylinder. The roots of the significant and tolerant varieties (TEGAZA and TINASSER) revealed a brown color with reddish as well as the presence of mycelial filaments on their surface and the formation of invaginations or cryptes. The installation of the parasite in these roots began bark, and then reached the central cylinder. The parasite was propagated in the xylem and blocked the conducting vessels.

The root apex of "TAKERBOUCHT" (resistant variety) showed in some cases a brown spots located in the very first millimetres. The progression of *F.o.albedinis* remains much localized at the point of infection. No presence of *Fusarium* neither in the xylem nor in the central cylinder was observed. The mycelium of *F.o.albedinis* could not penetrate in the root fabrics of TAKERBOUCHT beyond a certain limit.

Fungic invaginations were formed following the pressure exerted by the appressoria to facilitate the penetration of the mycelium. An intense production of polyphenols in particular on the level of the sclerenchym of the various varieties was observed. The resistant variety of TAKERBOUCHT seems more productive of polyphenols, which play certainly an important part in total resistance to the *Fusarium*-wilt of the date palm.

Key words: *F.o.albedinis*, Infection, date Palm, Resistance, Penetration.

يتوقف تطور النخيل على رفع العديد من المعوقات من بينها مرض البيوض الذي يسببه فطر يعيش في التربة يدعى (*Fusarium oxysporum f.sp. albedinis*).

لقد درسنا طريقة إصابة الجذور الفتية لثلاث أصناف: تقازة, تيناصر و تقربوشت وهي حساسة, متحملة ومقاومة على الترتيب وذلك بعد شهر من التلقيح الاصطناعي للنباتات الفتية (مرحلة الوريقتين). حيث قمنا بإجراء مقاطع هيستولوجية (عرضية) على الجذور الفتية التي طعمت آنفا.

وضعت هذه الأخيرة في أنابيب صغيرة أخضعت فيها لحمامات من هيدروكسيد البوتاسيوم KOH بتركيز (10%). أظهرت المقاطع العرضية للجذور للأصناف الثلاثة على وجود منطقتين مميزتين القشرة (اللحاء) والاسطوانة الداخلية.

أظهر الصنفان (تقازة وتيناصر) لونا بنيا محمرا مع وجود خيوط الميسيليوم على الوجه الخارجي للجذور وتكوّن تجاويف.

يبدأ نمو الطفيلي على مستوى خلايا الجذور بالقشرة ثم الاسطوانة المركزية وينتشر في الزيليم (*xylème*) مسببا بذلك تعثر النسغ.

إن قمم جذور صنف تقربوشت قد أظهرت في بعض الحالات اسمرارا موضعيا و محدودا في المليمترات الأولى وأن البيوض بقي محصورا في نقطة الإصابة. لم يلاحظ أي وجود للقطر لا في الزيليم (*xylème*) ولا في الاسطوانة المركزية. فميسيليوم الفطر لم يستطع التسلل في النسيج الجذري لصنف تقربوشت.

إن التجاويف الفطرية قد انشأت من جراء الضغط الممارس من طرف القوة الضاغطة (*appressorium*) للفطر من أجل تسهيل دخول الميسيليوم. وينجم عن ذلك إنتاج وفير لمادة البوليفينول التي لها دور مهم ومؤكد في المقاومة الكلية لمرض البيوض وذلك على مستوى السكليروشيما (*sclérenchyme*).

كلمات مفتاح: المقاومة, النخلة, دخول, التلقيح, *Fusarium oxysporum f.sp. albedinis*,

1. INTRODUCTION

Le palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) fait figure à part parmi les espèces végétales cultivées (FERRY et *al.* 1998). Sa culture est sans doute parmi l'une des plus anciennes. En effet, les plus anciens témoignages concernant sa culture se situent entre 3000 et 4000 ans av. J.-C. (FERNANDEZ, 2003). Son aire de répartition géographique s'étend entre les 10^{ème} et 34^{ème} degrés de latitude Nord (Somalie) et le 39^{ème} degré de longitude (Elche en Espagne). Les zones les plus favorables à sa culture se trouvent entre le 24^{ème} et le 34^{ème} degré de latitude Nord (pays du Maghreb, Irak).

Le palmier dattier dont la diversité génétique est extrêmement variée représente par excellence l'arbre fruitier du Sahara où il joue à la fois un rôle économique grâce à la production de dattes qui constituent la base de l'alimentation humaine et animale, et écologique puisqu'il confère un microclimat de choix à l'oasis favorisant ainsi le développement de nombreuses cultures sous-jacentes.

Le développement de cet arbre providentiel reste cependant soumis à plusieurs contraintes d'ordre biotique et abiotique dont les plus importantes sont : la sécheresse, la salinité, la désertification, le vieillissement des palmeraies, les ravageurs et les maladies. Ces contraintes entraînent à plus ou moins long terme une érosion génétique du patrimoine phœnicicole. Le manque d'intérêt accordé aux cultivars de qualité moyenne ou médiocre est l'une des causes indirectes de l'appauvrissement du pool génétique du *P. dactylifera* L. Il faut ajouter à cela la dégradation de la culture du palmier dattier par une maladie vasculaire dite "Bayoud" dont l'agent causal est un champignon anamorphique *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* (KILLIAN et MAIRE) W. L. GORDON (= *F.o.a.*). Les dégâts subis par le palmier dattier suite à l'introduction du "Bayoud" ont engendré une série de problèmes écologiques et socio-économiques qui, dans le cas où cette maladie n'est pas sérieusement prise en considération, peuvent avoir des répercussions désastreuses sur l'équilibre déjà fragile des oasis aussi bien sur le plan socio-économique qu'écologique.

Le "Bayoud" représente sans aucun doute le fléau le plus redoutable pour le palmier dattier dans la région du Maghreb et constitue incontestablement la maladie la plus grave pour les palmeraies nord-africaines (FREEMAN et MAYMON, 2000 ; EI-HASSNI et *al.*, 2004). En effet, il a déjà détruit les 2/3 de la palmeraie marocaine en un siècle (BAAZIZ, 2000) et environ 3 millions d'individus en Algérie (DJERBI, 1982). En Afrique du Nord, la progression de cette maladie du sud-ouest vers le sud-est constitue une menace pour les oasis des Zibans (Biskra, Touggourt) et celles de la frontière tunisienne (LOUVET et TOUTAIN, 1973 ; DJERBI, 1988).

La stratégie de lutte contre le "Bayoud" pourrait s'articuler sur les trois voies complémentaires suivantes : (1) le ralentissement de la propagation de la maladie par la sensibilisation des agriculteurs, (2) la sélection de cultivars et de clones résistants au *F.o.a.* et de bonne qualité dattière, (3) la multiplication rapide du matériel sélectionné par la culture *in vitro*. Les mesures prophylactiques accompagnées d'opérations d'éradication par l'utilisation de fumigants comme le bromure de méthyle et la chloropicrine n'ont pas été toujours couronnées de succès (Djerbi et al, 1991) étant donné que ces produits sont extrêmement polluants et leur efficacité pratique n'est pas tout à fait démontrée. Des méthodes de lutte biologique contre cette maladie telle que l'utilisation de sols suppressifs ou résistants ont été également proposées. Ces derniers, bien qu'hébergeant l'agent causal, ne permettent pas à la maladie de s'exprimer (SMITH et SYNDER, 1971 ; LOUVET et al. 1976, STOTZKY et MARTIN, 1983). La seule méthode de lutte retenue depuis une trentaine d'années consiste en la sélection de palmiers de haute qualité dattière et résistants au "Bayoud" soit parmi les populations naturelles, soit parmi celles issues de croisements dirigés (SAAIDI, 1981 ; DJERBI, 1990).

Des travaux de recherche récent, ont ouvert de nouvelles perspectives telles que les relations hôtes parasites entre le palmier dattier et le *F.o.a.* (BELARBI-HALLI, 1991 ; EL HADRAMI et al, 1998). La diversité génétique du *F.o.a.* sur la base de la compatibilité végétative et des marqueurs moléculaires (RFLP, RAPD) qui n'ont montré qu'un faible polymorphisme (TANTAOUI & BOISSON, 1991 ; FERNANDEZ & TANTAOUI, 1994 ; TANTAOUI et al. 1996) ainsi que la culture des tissus chez le palmier dattier aussi bien pour l'organogenèse que pour l'embryogenèse somatique (BAAZIZ et al. 1994).

Le présent travail a porté, dans une première étape, sur la caractérisation par des méthodes classiques d'une collection de dix isolats de *F.o.a.* collectées lors de différentes prospections réalisés à travers le Touat, le Gourara et le Tidikelt durant la période 2001-2002. Cette caractérisation a principalement porté sur la sporulation, la croissance radiale des colonies et la production de biomasse. Dans une seconde étape, nous nous sommes intéressés à l'étude histologique concernant le mode de colonisation des racines ainsi qu'à l'installation et la translocation du *F.o.a.* dans le système vasculaire des plantules de trois variétés de palmier dattier : Tegaza, Tinasser et Takerboucht qui sont respectivement sensible, tolérante et résistante au Bayoud. L'objectif visé par cette étude est de voir comment ces 3 variétés retenues dans le cadre de ce travail, réagissent du point de vue anatomique à l'inoculation par une isolat de *F.o.a.* agressive et préalablement sélectionnée par des inoculations artificielles.

2. ANALYSE BIBLIOGRAPHIQUE

Le palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) constitue l'élément fondamental de l'écosystème oasien. L'importance économique de la production du dattier est loin d'être négligeable ; elle est estimée à plus de deux millions de tonnes (BADJI, 1990). Les palmeraies permettent la subsistance d'une population dont les moyens d'existence reposent entièrement sur leur exploitation. La datte est l'aliment de base des populations des régions sahariennes. Dans ces dernières, la consommation est très élevée et peut atteindre 150 à 180 kg/personne/an. (O.N.U.A.A., 1990).

2.1. ORIGINE ET IMPORTANCE ECONOMIQUE DU PALMIER DATTIER :

Le palmier dattier est présent dans l'ancien (Moyen-Orient, Afrique du Nord) et le nouveau monde (continent américain). Son aire de culture s'étend de la vallée de l'Indus à l'Est jusqu'à l'océan Atlantique à l'Ouest.

2.1.1. Origine géographique du palmier dattier : MUNIER (1973) pense que la culture du *P. dactylifera* a dû être pratiquée en basse Mésopotamie vers 4000 – 4500 ans av. J.-C. Par la suite, la culture de cette espèce a progressé vers le nord de la Mésopotamie puis vers la région côtière du Plateau iranien pour atteindre finalement la vallée de l'Indus. Elle s'est étendue ensuite à l'Egypte puis à la Libye et le Fezzan d'où elle rayonna, d'une part, vers le Maghreb. : Tunisie (Djerid), Algérie (Souf, Oued Rhir, Tidikelt et Saoura), Maroc (Tafilalet et vallée du Drâa) et Mauritanie (Adrar mauritanien et Aoudaghost, et, d'autre part, vers le sud : Tassili N'Ajjer, Hoggar, Adrar des Iforas (Mali), Djado-Kaouar (Niger) et Borkou-Tibesti (Tchad).

2.1.2. Aire de culture du palmier dattier : Son aire de culture s'étend ainsi du Sud-Est de l'Iran jusqu'au Nord-Ouest de la côte atlantique de l'Afrique. Il est également cultivé dans certains pays méditerranéens d'Europe méridionale et plus particulièrement en Espagne où on le trouve dans la célèbre palmeraie d'Elche. Au début du 20^{ème} siècle, le palmier dattier a été introduit dans certaines zones méridionales des USA où il croit et fructifie aussi bien que dans son aire d'origine. Le palmier dattier est rencontré à plus faible échelle au Mexique, aux Antilles, en Argentine et en Australie (Fig.01)

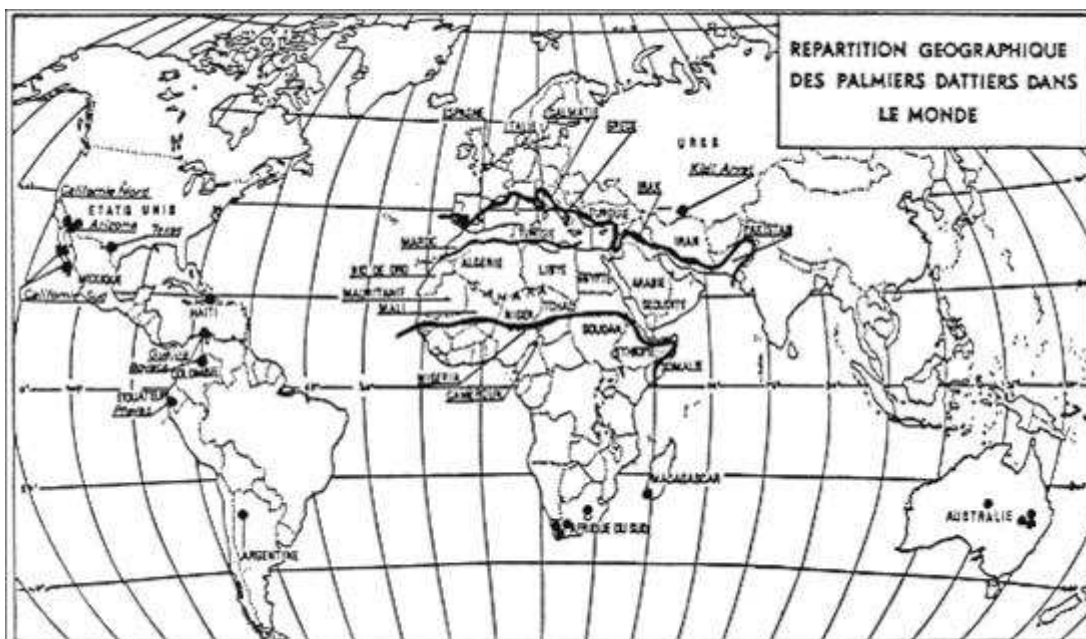


Fig.01 : Répartition géographique du palmier dattier dans le monde

2.1.3. Importance économique du palmier dattier dans le monde : Le nombre de palmiers dans le monde est d'environ 100 millions, dont près de 60 millions en Asie, 32.5 millions en Afrique, 600 milles aux USA et Mexique, 32 milles en Espagne et 30 milles en Australie (ZAID et ARIAS-JIMENEZ, 2002). Le nombre de palmiers dans les pays du Maghreb est d'environ 25 millions, nombre relativement faible en comparaison avec les pays du moyen orient tels que l'Irak qui compte à lui seul environ 23 millions, l'Iran avec 21 millions et l'Arabie Saoudite avec 12 millions de palmier (ZAID et ARIAS-JIMENEZ, 2002). La palmeraie mondiale s'étend sur superficie d'environ 1.127.440 ha. L'Iran est classé en tête des pays phoenicoles avec une superficie de 240.000 ha, viennent ensuite, dans l'ordre, les Emirats Arabes Unis avec 186.000 ha, l'Arabie Saoudite avec 151.000 ha. Ainsi, l'Asie se classe également à la tête des continents du point de vue de la superficie réservée à la culture du dattier avec 768.250 ha bien avant l'Afrique qui ne dispose que 355.251 ha, dont 293.772 ha dans les pays du Maghreb. L'Amérique ne compte qu'environ 3000 ha et l'Europe (Espagne) environ 950 ha (FAOSTAT, 2007). La production mondiale de dattes est située principalement au Moyen Orient et l'Afrique du Nord (Tableau 01) (Fig.02); alors que 93 % de cette récolte est consommée localement. Cette production est passée en 2001 de 5,4 millions de tonnes (BOTES et ZAID, 2002) à 6,7 millions de tonnes en 2003 (ERSKINE *et al*, 2003) (Fig.03). Le rendement moyen mondial serait de 20 Kg/palmier (MUNIER, 1973). Cependant, certains cultivars produisent plus de 100 Kg de dattes par palmier.

Autres pays : 33%



Pays arabe : 67%

Fig.02 : Production de dattes au niveau des pays arabes et dans le monde
(ERSKINE *et al*, 2003)

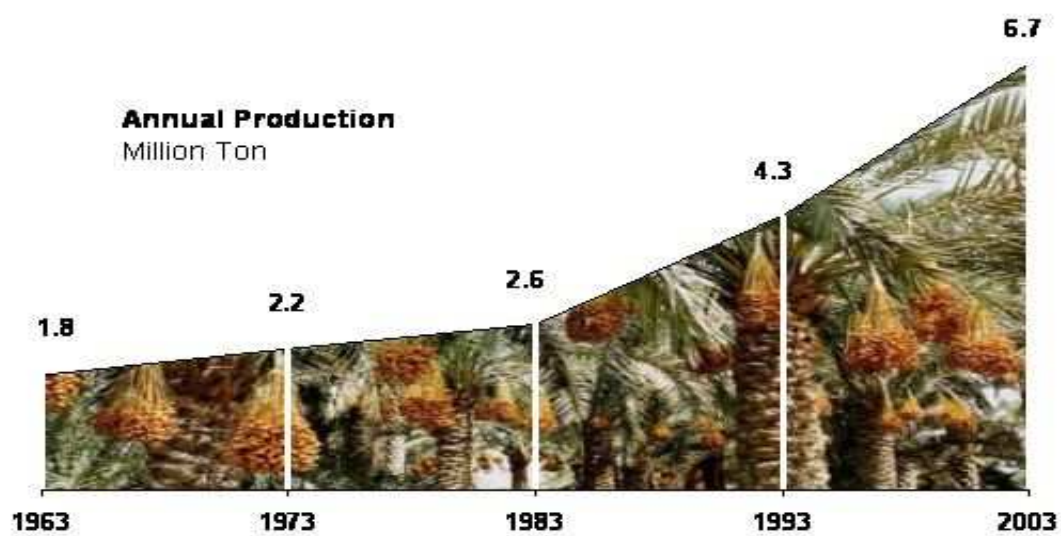


Fig.03 : Développement global de la production de datte (Statistiques FAO ; 2004)

Tableau 01 : Production, nombre total et S.A.U du palmier dattier dans le monde
(ERSKINE *et al*, 2003)

Pays	(*) Production	(**) Nombre de palmier (x1000)	(**) SAU (x1000)
Monde	6.749,356	100.000	785
Egypte	1.115.000	7.000	45
Iran	875.000	21.000	180
Arabie saoudite	830,000	12.000	45
UAE	760.000	359	3,44
Pakistan	650.000	4.375	-
Algérie ***	526.921	17.600	110
Irak	400.000	22.300	125
Soudan	330.000	1.333	-
Oman	238.611	1.000	-
Libye	140.000	7.000	27,5
Chine	120.000	-	-
Tunisie	115.000	3.000	22,5
Maroc	54.000	4.250	84,5
Yémen	32.500	800	6,4
Mauritanie	24.000	1.000	-
Tchad	18.000	-	-
USA	17.600	-	-
Bahrayn	16.508	200	3,70
Qatar	16.500	-	-
Kuwait	10.400	38	-
Turquie	9.400	-	-
Niger	7.700	-	-
Palestine	5.500	60	0,25
Espagne	3.732	-	-
Mexique	3.600	-	-
Autres	536.305		

*Source Statistique FAO 2003** DJERBI, 1995. Options Méditerranéennes, 1996 ***MADR 2007

2.1.4. Importance économique du palmier dattier en Algérie : En Algérie, le palmier dattier trouve un climat saharien favorable pour son développement et pour la maturation de ses fruits. La culture du palmier dattier occupe toutes les régions situées sous l'Atlas saharien soit environ 160.000 ha depuis la frontière Algéro-Marocaine à l'Ouest jusqu'à la frontière Algéro-Tuniso-Libyenne à l'Est. La densité moyenne de plantation par ha est d'environ 110 palmiers, ce qui correspond à un nombre total d'environ 17.6 millions de palmiers dont 10.9 millions en pleine production. Le rendement moyen par arbre est de 47 kg (MADR, 2007). L'Algérie avec sa production annuelle d'environ 526.921 tonnes de dattes en 2007 occupe le 6^{ème} rang parmi les pays producteurs de dattes à l'échelle mondiale et enregistre un excédent de l'ordre de 100.000 tonnes annuellement (SOU-CHEYRE, 2006, FAOSTAT, 2007 et MADR, 2007).

Vu sa superficie, l'Algérie recèle une énorme diversité génétique du palmier dattier avec environ 940 cultivars recensés, dont les plus importants sur le plan économique sont dans l'ordre décroissant : Deglet nour, Degla beida et Ghars. La plus grande partie des palme-

raies algériennes abrite plus de 8,2 millions de palmiers à dattes sèches (Degla Beida et analogues), 6,8 millions de palmiers à dattes fines (Deglet nour), 3 millions de palmiers à dattes molles (Ghars et analogues) (MADR, 2007).

2.2. DONNEES BOTANIKES SUR LE PALMIER DATTIER :

Le palmier dattier a été dénommé *Phoenix dactylifera* par LINNE en 1734. Le mot *Phoenix* dérive du grec *Phoinix* qui signifie arbre des Phéniciens (DJERBI, 1995) ; *dactylifera* vient du grec *daktulos* qui signifie doigt, en raison de la forme du fruit (MUNIER, 1973, DJERBI, 1992).

2.2.1. Taxonomie du palmier dattier : Le genre *Phoenix* comporte douze espèces dont *Phoenix dactylifera* L. (CHEVALIER, 1952). Cette dernière est une monocotylédone appartenant aux angiospermes. C'est une plante dioïque qui fait partie de la famille des *Areaceae* (anciennement appelées *Palmaceae*), de la sous famille *Coryphoidées*, de la classe *Coryphoideae* (anciennement dénommées *Phoenicoideae*), de la sous classe *Areceae*, de l'ordre des *Arecales* (= *Palmales*) et du règne *Plantae* (UHL et DRANSFILD, 1987). D'une manière générale, les espèces appartenant au genre *Phoenix* possèdent un nombre chromosomique $2n = 36$ et présentent une grande aptitude à s'hybrider entre eux ce qui entraîne une grande diversité génétique (BEAL, 1937 in CHABANE, 2007). Plus récemment, le nombre $2n = 26$ chromosomes a été observé chez de nombreux cultivars marocains issus de la culture *in vitro* (LOUTFI et EI HADRAMI, 2004). EI SALIH et EI JARRAH (1987) rapportent des cas de polyploïdie chez des cultivars iraniens ($2n = 64$) en plus de différents niveaux d'aneuploïdie ($2n = 32, 34$ et 36). Les observations cytogénétiques chez le palmier dattier sont particulièrement difficiles vu l'absence de zones méristématiques mitotiquement actives en plus de la taille très petite des chromosomes du dattier (LOUTFI et EI HADRAMI, 2005). Ainsi, chez *Phoenix dactylifera* L. des variations du nombre chromosomique entre variétés mais aussi au sein d'une même variété ont été rapportées par (ZAID et ARIAS-JIMENEZ, 2002).

2.2.2. Morphologie des organes aériens du palmier dattier : Le palmier dattier est une plante arborescente, à tronc monopodique qui peut atteindre une hauteur de 30 mètres et qui porte une couronne de feuilles appelées palmes et désignées sous le nom arabe "Djerid". Ces dernières sont insérées au niveau du stipe selon des hélices foliaires bien déterminées (BOUGUEDOURA, 1979) (Fig. 04A).

Les palmes dont la longueur varie 2 à 6 mètres de long selon les cultivars, sont des feuilles composées, pennées dont les folioles isolées et pliées longitudinalement en gout-

tière sont disposées le long du rachis qui a une forme semi cylindrique et qui montre des épines vers sa base (Fig.04B). Les palmes sont insérées sur le stipe par l'intermédiaire d'une gaine pétiolaire bien développée que l'on désigne communément sous le nom arabe de "cornaf". La gaine pétiolaire est enfouie dans un fibrillium qui est constituée par un feutrage filamenteux appelé "lif". Le tronc porte un bourgeon terminal qui assure sa croissance en hauteur (BOUNAGA, 1991).

Le dattier forme généralement des rejets ou "djebars" à la base du stipe. Chaque rejet planté donne naissance après sa plantation à des palmiers ayant les mêmes caractéristiques que le pied mère, contrairement à ce qu'on l'on peut obtenir par semis.

Les inflorescences du dattier prennent naissance à partir des bourgeons axillaires qui sont situées à l'aisselle des palmes dans la région coronaire. Etant donné que la palmier est une plante dioïque, les pieds mâles portent des inflorescences mâles et les pieds femelles qui sont producteurs de dattes porte les inflorescences femelles Les fleurs pratiquement sessiles sont portées par des pédicelles rassemblés en épis composés ou spadice qui est enveloppé dans sa phase juvénile par une spathe. Celle-ci s'ouvre d'elle-même par une ligne médiane (MUNIER, 1973). Le calice et la corolle des fleurs mâles et femelles ont une couleur blanc-ivoire. La pollinisation se réalise généralement d'une manière artificielle (Fig. 04C).

Le fruit qui provient du développement de l'un des trois carpelles après fécondation de l'ovule est une baie contenant une seule graine que l'on appelle vulgairement noyau. Il est composé d'un mésocarpe charnu protégé par un fin péricarpe. La graine est de forme oblongue, lisse ou pourvue de protubérances latérales en arêtes ou ailettes, avec un sillon ventral assez profond (Fig.04D).

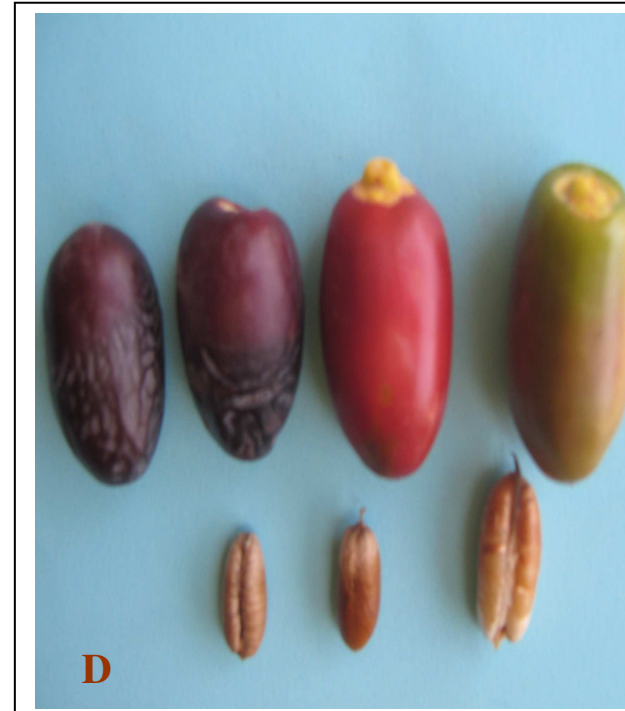
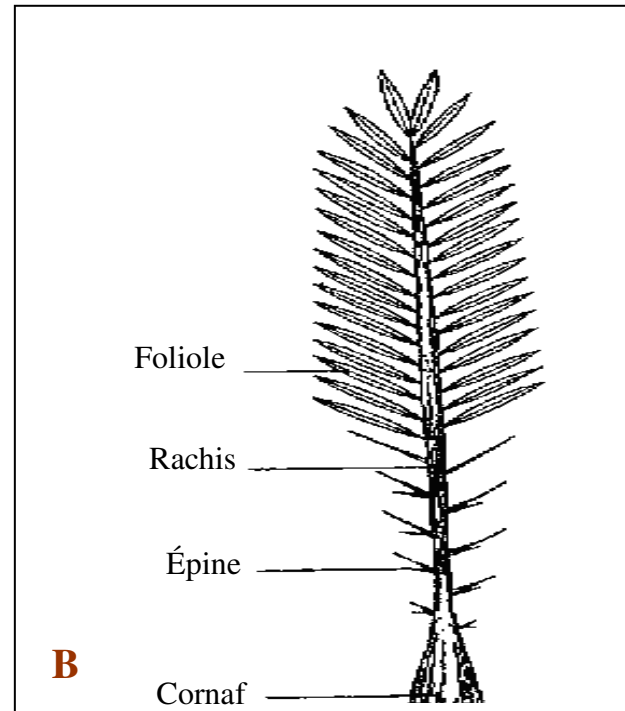
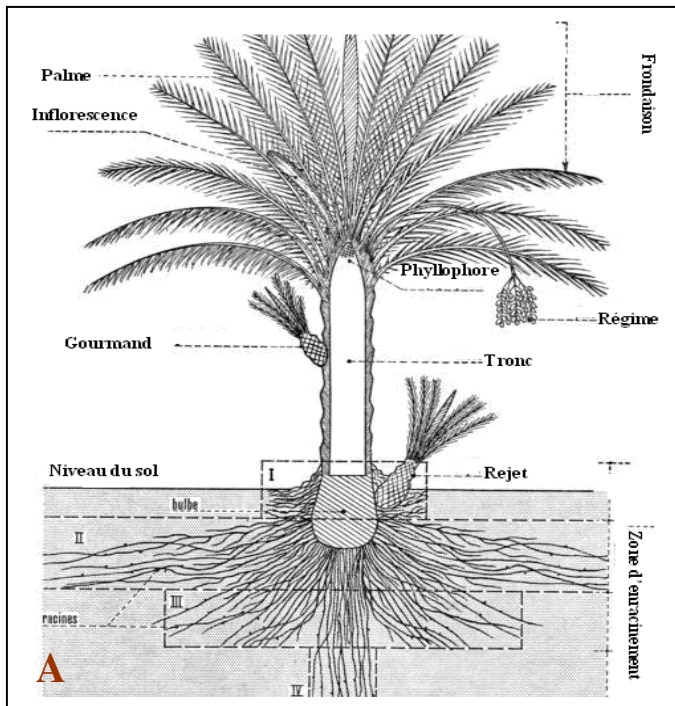


Fig.04 : Illustration des différents organes du palmier dattier
A. Figuration schématique du dattier (MUNIER, 1973)
B. Schéma d'une palme (ZAÏD et DE WET, 2008)
C. Inflorescence et fleurs du dattier
D. Fruits et graines du dattier

2.2.3. Morphologie et anatomie du système racinaire du palmier dattier : Le système racinaire du palmier dattier est fasciculé c'est-à-dire qu'il est disposé en faisceaux de racines plus ou moins riches en radicules. Le bulbe ou plateau racinaire est volumineux et émerge en partie au dessus du niveau du sol. Le système racinaire du palmier dattier présente quatre zones d'enracinement (Fig.05) (MUNIER, 1973 ; PEYRON, 2000).

- Zone I : Comporte de nombreuses racines adventives aériennes qui se développent à la base du stipe. Ces racines qui montrent très peu de radicules jouent un rôle dans la respiration grâce à la présence dans leur cortex de méats aérifères qui permettent les échanges gazeux avec l'air de l'atmosphère du sol. Elles sont longues, obliques ou horizontales et leur nombre est estimé à plus d'un millier (SAAIDI, 1979).
- Zone II : Représentée par la proportion de racines la plus importante du système racinaire. Ces dernières pourvues de nombreuses radicules jouent un rôle dans la nutrition de plante.
- Zone III : Elle est plus ou moins importante selon le mode de culture et la profondeur de la nappe phréatique. Les racines de cette zone qui jouent un rôle dans l'absorption de l'eau s'étendent plus ou moins en profondeur.
- Zone IV : La profondeur des racines de cette zone varie avec le niveau de la nappe phréatique. Si celui-ci n'est pas profond, la longueur des racines de cette zone est très réduite à telle point qu'ils se confondent avec celles de la zone précédente. Si par contre, le niveau de la nappe phréatique est profond, les racines de cette zone peuvent atteindre de grandes longueurs, pouvant aller jusqu'à 17 mètres.

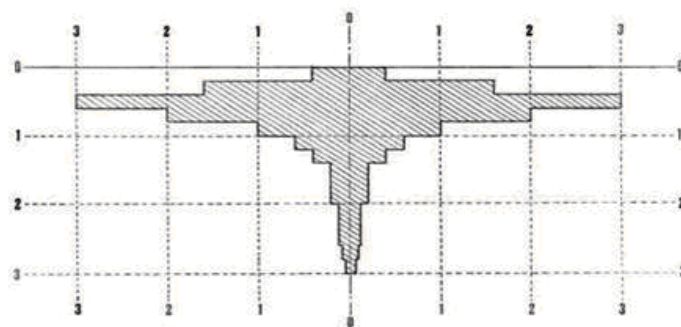


Fig. 05 : Représentation schématique de la répartition en profondeur et en largeur des racines d'un palmier dattier (MUNIER, 1973)

Du point de vue anatomique, chez les jeunes plantules de palmier dattier, les racines sont adventives et fasciculées (Fig.06) et limitées par un rhizoderme. La racine présente une extrémité recouverte par une coiffe, ce qui est un phénomène bien connu chez les plantes vasculaires. Les cellules superficielles de la racine présentent une paroi externe convexe.

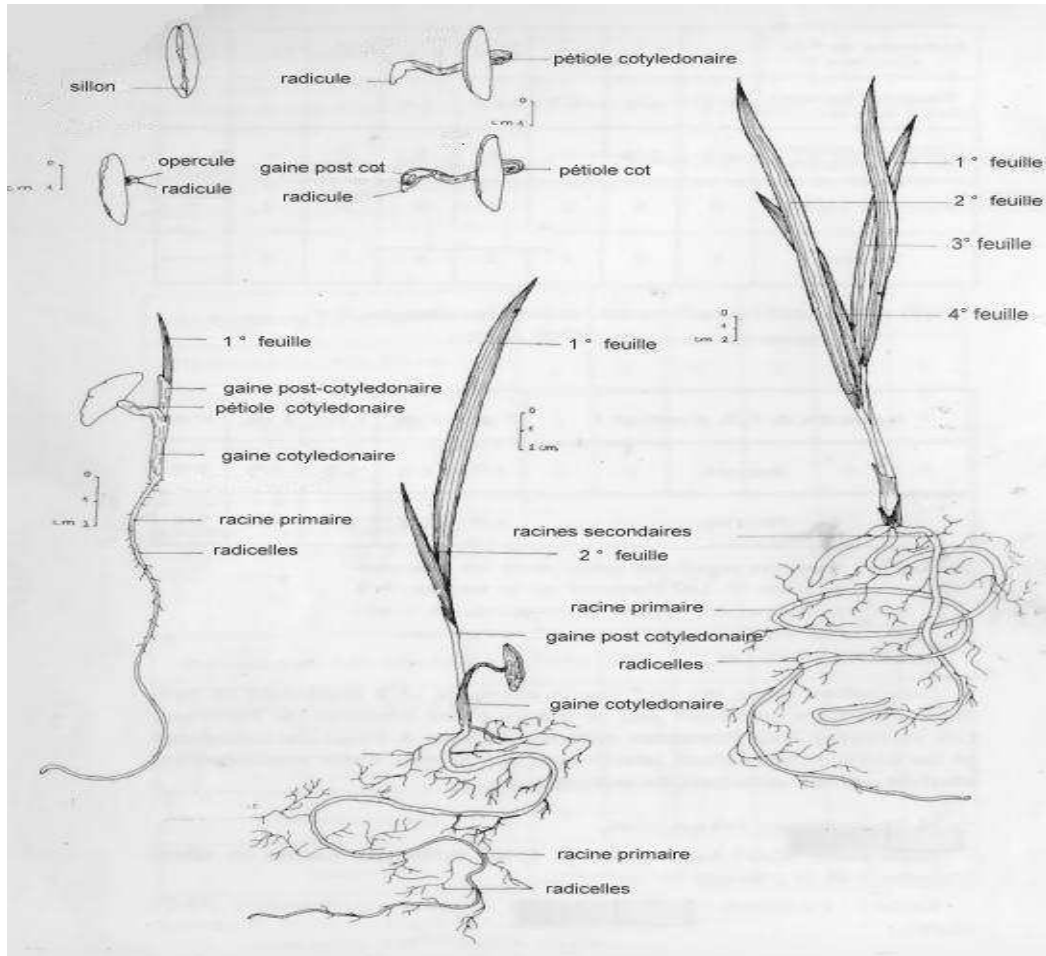


Fig.06 : Principaux stades de développement de la plantule de Palmier Dattier (DUBOST et KADA, 1974)

La présence de pneumatodes sur les racines est un caractère génétique. Son organisation anatomique traduit sûrement un rôle dans les échanges gazeux, mais constitue ainsi de bonnes voies de pénétration au *F.o.a* (BOUGUEDOURA, 1991).

Les structures morphologique et anatomique de la racine ont été largement étudiées par divers auteurs dont SAAIDI (1979) et BELARBI-HALLI (1986). Cette structure est celle des monocotylédones, cependant, elle est caractérisée par l'existence de cellules ayant de grandes lacunes dans le parenchyme cortical et d'un endoderme en fer à cheval dont

les parois radiales et tangentielles internes sont très épaisses et lignifiées. L'écorce est constituée de trois régions différentes par le type tissulaire (Fig.07) :

- Un parenchyme à grandes cellules non amylières occupe tout le reste du cortex qui se termine vers l'intérieur par un parenchyme interne délimité par l'endoderme.
- Le cylindre central débute par une assise péricyclique. Des pôles de protoxylèmes sont alternés avec autant de phloèmes.
- Enfin, un parenchyme médullaire avec autant de faisceaux conducteurs.

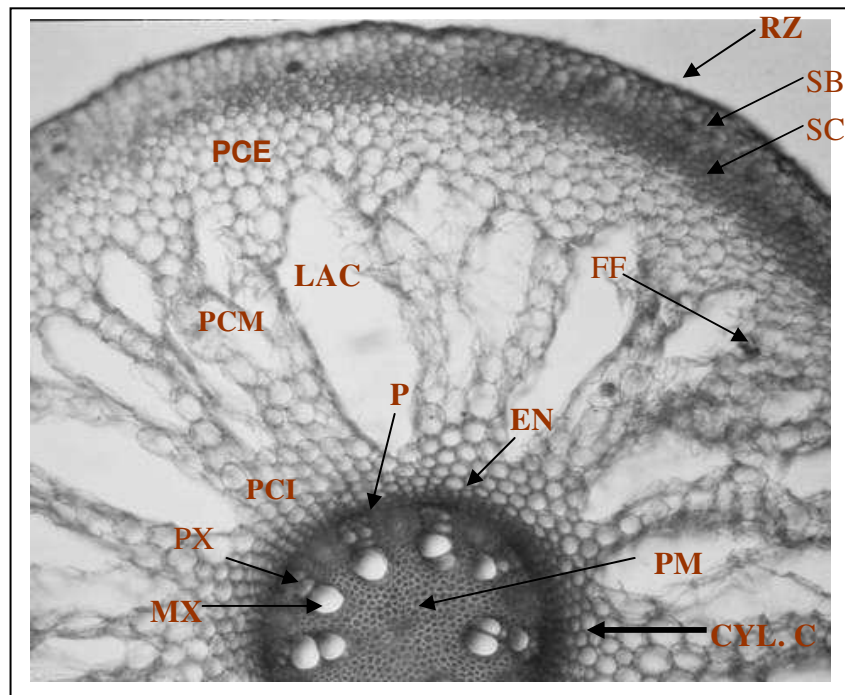


Fig.07 : Coupe histologique transversale dans le cortex et le cylindre central d'une jeune racine de Palmier Dattier (Photo BOUDEFFEUR)

2.3. LA FUSARIOSE DU PALMIER DATTIER OU “BAYOUD”:

Le “Bayoud” est la maladie fongique la plus grave du palmier dattier. L’agent causal de cette maladie est *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* (KILLIAN et MAIRE) W. L. GORDON (= *F.o.a.*).

2.3.1. Origine et distribution géographique du Bayoud : Le Bayoud est très répandu sur le palmier dattier au Maroc et en Algérie. Il est apparu au Maroc dans la vallée du Drâa au nord de Zagora vers 1870, puis il s’est introduit en Algérie par les oasis frontalières de Béni Ounif en 1898, Béchar et Béni Abbès en 1908 pour atteindre les régions du Touat, du Gourara et du Tidikelt. En Algérie, le Bayoud qui est actuellement présent dans les oasis centrales et occidentales (TOUTAIN, 1965 ; BENZAZA et *al.* 1970 ; BROCHARD et DUBOST, 1970a, DUBOST, 1972) a atteint Metlili en 1950, Ghardaïa en 1965 et El-Goléa en 1978 où il a été éradiqué (DUBOST et KADA, 1975 ; DJERBI, 1982) (Fig.08). La progression du Bayoud du Sud-Ouest vers le Sud-Est constitue une menace pour les Oasis des Zibans (Biskra, Touggourt) et celle de la frontière tunisienne.

2.3.2. Importance économique du Bayoud : En Algérie, le Bayoud a détruit plus de 3 millions de palmiers dattiers dans les régions de la Saoura, du Tidikelt, du Touat et du M'Zab (BROCHARD et DUBOST, 1970b ; DUBOST et KADA, 1974). Dans la plupart des oasis infestées, le Bayoud a fait disparaître les meilleures variétés comme par exemple Boufeggous, Medjhoul au Maroc et Deglet Nour dans certaines Oasis du sud algérien au profit de cultivars peu productifs et de mauvaise qualité (SAAIDI, 1979 ; DJERBI *et al.* 1986). Le Bayoud a, de ce fait, provoqué la perte d’une source de revenus non négligeables. En outre, il a réduit considérablement l’étendue des plantes annuelles qui étaient protégées par les palmeraies et a ainsi accéléré le processus de désertification.

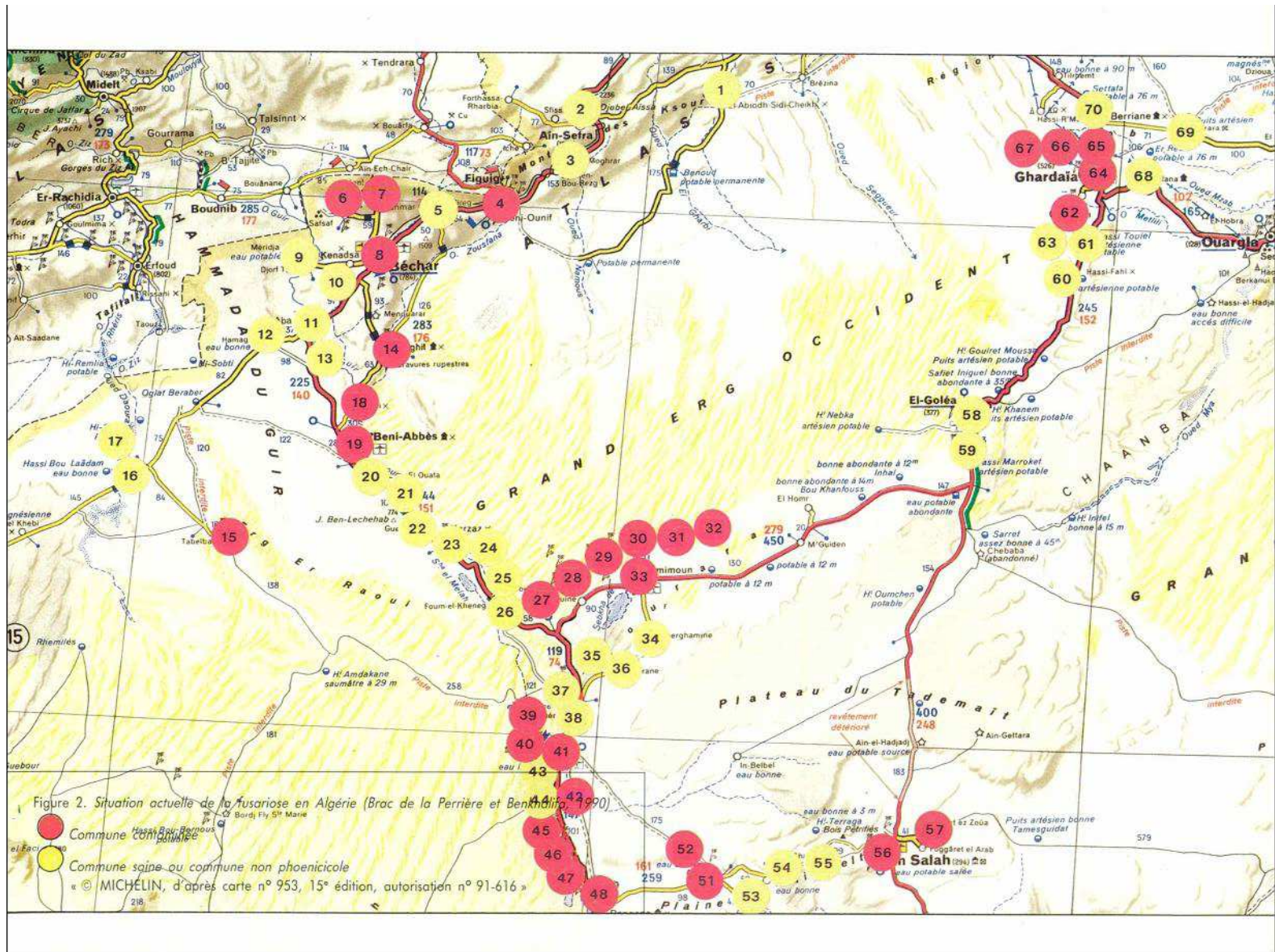


Fig.08 : Carte épidémiologique de la répartition de la maladie du Bayoud au niveau de la Wilaya d'Adrar (BRAC de la PERRIRE et BENKHALIFA, 1991)

2.3.3. Symptomatologie du Bayoud : Les premiers symptômes de la maladie apparaissent sur une ou plusieurs palmes de la couronne moyenne (Fig.09A). Leurs folioles prennent un aspect plombé, se dessèchent progressivement de bas en haut et se replient vers le rachis (aspect de plume mouillée). Le dessèchement se poursuit de l'autre côté, en progressant cette fois de haut en bas en sens inverse (Fig.09B); la palme complètement desséchée prend alors une couleur blanchâtre d'où le nom arabe de "Bayoud" donné à la maladie (du mot arabe "abiad" qui signifie blanc et qui se réfère au blanchiment des palmes des arbres malades) (DJERBI, 1990). Une longue nécrose brune longitudinale parcourt le rachis de la palme atteinte (Fig.09C). Elle correspond au passage du mycélium dans les vaisseaux du rachis. Rapidement, d'autres palmes, souvent proches des premières présentent à leur tour les mêmes symptômes. A un stade avancé de la maladie, les palmes atteintes meurent et restent pendantes le long du stipe. La maladie progresse vers les palmes du centre pour atteindre le coeur de l'arbre qui meurt quand le mycélium atteint le bourgeon terminal. Une coupe longitudinale du stipe d'un palmier malade montre une coloration brun-rougeâtre des tissus conducteurs. (EL MODAFAR *et al*, 2008)

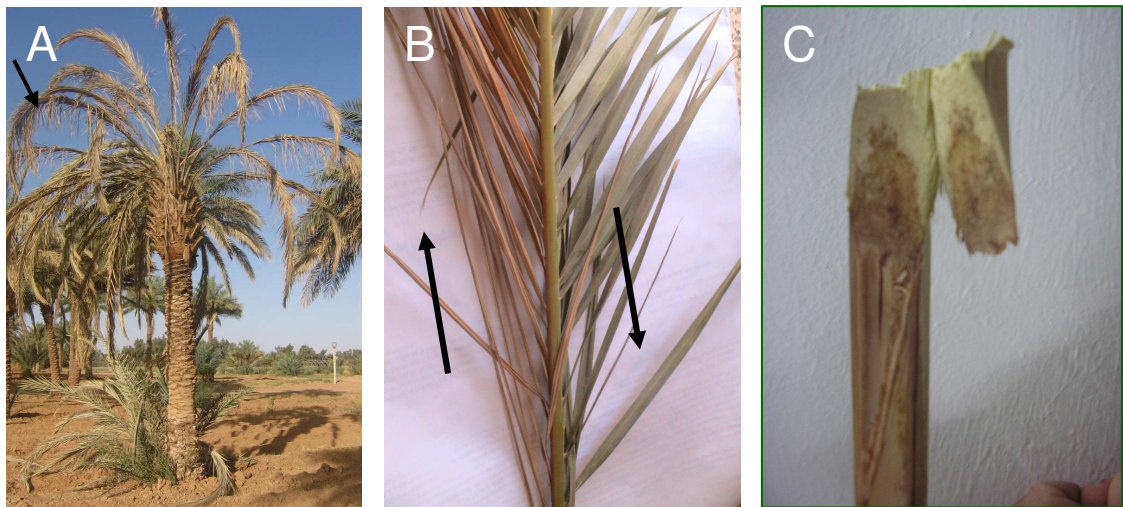


Fig.09. symptômes d'une attaque de Bayoud sur (Photo BOUDEFFEUR) :
 A : couronne moyenne d'un palmier
 B : hémipalmier sur une palme
 C : nécrose d'un rachis

2.3.4. L'agent causal de la fusariose du palmier dattier : Les premières descriptions de l'agent causal du Bayoud ont été réalisées par MALENCON (1934, 1936), PEREAU-LEROY (1958), *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* (= *F.o.a.*), agent causal de la fusariose du palmier dattier est un champignon tellurique qui est connu seulement sous sa forme anamorphe.

2.3.4.1. Taxonomie du *F.o.a.* : Le genre *Fusarium* a été décrit en 1809 par LINK qui s'est basé sur les caractères morphologiques notamment les spores asexuées dont certaines sont arquées et pluricellulaires. Ce genre comporte plusieurs espèces dont *F. oxysporum* Schlechtendahl emend. Snyder et Hansen, qui a été subdivisé sur la base de la spécialisation parasitaire en plusieurs *formae speciales* (sing. *forma specialis* que l'on écrit en abrégé f.sp.) (LESLIE et SUMMEREL, 2006).

L'espèce *F.o.a.* est rattachée au genre téléomorphique *Gibberella* Sacc. Celui-ci appartient à la famille *Nectriaceae*, à l'ordre *Hypocreales*, à la classe *Sordariomycetes* [= "Pyrenomycètes" *sensu* LUTTRELL (1955)], au phylum *Ascomycota* et au règne *Fungi*. (ERIKSSON et WINKA, 1997 ; ERIKSSON, 2006). L'anamorphe *F.o.a.* est classé dans le groupe artificiel des deutéromycètes parmi la famille des *tuberculariaceae* et l'ordre des moniliales.

2.3.4.2. Caractères physiologiques du *F.o.a.* : C'est MALENÇON (1947) qui a effectué les premiers travaux sur ses exigences thermiques. La température optimale pour sa croissance se situe entre 27 et 28°C. Les températures inférieures à 5°C et supérieures à 40°C l'inhibent (BOUNAGA, 1970). Par ailleurs, *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* se développe bien sur les milieux à base de pomme de terre. Il possède les caractéristiques propres au *Fusarium oxysporum* (BOUHOT et BILLOTE, 1964, LOUVET et BULIT, 1964). Dans la nutrition carbonée les diholosides permettent une croissance meilleure que les sucres simples, alors que les polyholosides sont tous utilisés par le *Fusarium*. Les sources de carbone les mieux métabolisées par le *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* sont la pectine, le mannose et le glucose (KARAOUZENE, 1999). En outre, ce champignon peut croître à des pH variant de 2,15 à 10, et le chlorure de sodium (NaCl) ne limite sa croissance que lorsque sa concentration excède 100 g/l.

Malgré les recherches poussées, menées jusqu'à nos jours, beaucoup d'aspects demeurent encore mal connus. Ainsi, la caractérisation des souches du parasite pose encore des problèmes néanmoins, l'utilisation de diverses techniques d'analyses telles que : la compatibilité végétative, l'ADN mitochondrial et les empreintes génétiques ont abouti à l'identification rapide d'isolats de la forme spéciale *albedinis* (TANTAOUI et BOISSON, 1991 ; KISTLER, 1997 ; TANTAOUI, 1998).

2.3.4.3. Caractères morphologiques macroscopiques du *F.o.a.* : Sur un milieu P.D.A, (milieu d'extrait de jus de pomme de terre), le *Fusarium oxysporum* se développe en formant un mycélium aérien blanc (BOUNAGA, 1970). Après quelques jours d'incubation sous la lumière fluorescente, les colonies du champignon présentent en général une

teinte rose-saumon, très pâle (localisée au niveau du mycélium), par contre à l'obscurité, elles présentent des teintes violacées (Fig : 10).

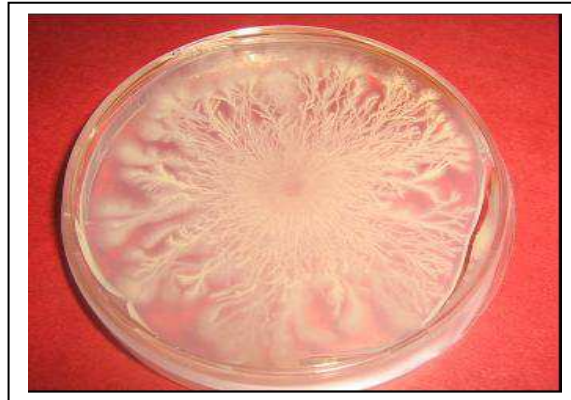


Fig.10 : Thalle d'une culture pure de *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis* de couleur rose-saumon (Photo BOU-DEFEUR).

Boisson (1991) souligne que des repiquages successifs forcent la forme sauvage de se dégrader et perdre ses caractères typiques. Les types morphologiques peuvent être observés selon WAITE et STOVER (1960) comme suit :

- . « Type cotonneux » : le mycélium aérien est vigoureux et dense.
- . « Type corde » : le mycélium s'agglutine en mèche
- . « Type sclérotique » : de nombreux sclérotés bien formés apparaissent.
- . « Type pionnetal visqueux » : la surface de la colonie devient grasse.
- . « Type sporodochial » : le mycélium est rasant.

Ces variations portant sur la pigmentation, l'aspect du mycélium aérien et la formation d'organes tels que sporodochies et sclérotés, permettent de définir trois types de cultures : Sauvage, sénescence, et intermédiaire. Le champignon du Bayoud peut former en cultures âgées, des sclérotés de couleur bleu foncée, ces dernières naissent parfois sur le milieu de culture et sont disséminées dans les mycéliums ou parfois groupées, et ayant 1 à 3 mm de diamètre (BOUNAGA, 1985). Les pionnotes constituent un revêtement continu gras sur la culture, alors que les sporodochies apparaissent sous forme de coussinets humides. Néanmoins, il est aisé d'obtenir des cultures de *F.o.a* à partir de fragments de rachis de palmes montrant des symptômes vasculaires, mais il est très difficile de conserver le type original des colonies appelées encore le « type sauvage », ce dernier est instable et donne rapidement des mutants (DJERBI *et al*, 1984 ; SEDRA et DJERBI, 1984).

2.3.4.4. Caractères morphologiques microscopiques du *F.o.a* : Le *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* possède un mycélium hyalin cloisonné et ramifié. Ses hyphes sont fines et régulières dans les cultures jeunes. En vieillissant, ils s'hypertrophient et les cellules présentent une paroi 2 à 3 fois plus épaisse que celle du mycélium jeune. Lorsque le

milieu se dessèche, leur contenu cytoplasmique se lyse progressivement (RAHMANIA, 1982). La reproduction de *Fusarium* est asexuée. Elle est assurée par des microphialides et macrophialides, produisant respectivement des microconidies et des macroconidies (Fig.11).

Sur le mycélium, on peut observer deux types de ramifications implantées perpendiculairement. Au sommet des ramifications en forme de bouteille, généralement isolées, parfois groupées en arbuscules de 2 à 4 branches. A l'extrémité apicale, il existe un renflement annulaire percé d'un canal étroit ; formation endogène et continue des microconidies, ce sont des microphialides.

Les macrophialides sont plus larges que les microphialides, plus cylindriques, groupées en arbuscules, constituant des sporodochies ou parfois des pionnotes. Ce sont les macrophialides productrices de macroconidies.

a- Les microconidies :

Les microconidies prennent naissance à partir de l'extrémité terminale des microphialides. Elles sont très nombreuses, hyalines, de formes globuleuses, allongées et parfois courbées de dimensions variables de 3 à 15 μm de long et de 3 à 5 μm de diamètre. Elles sont souvent unicellulaires et parfois bicellulaires et possèdent rarement des cloisons.

b - Les macroconidies

Elles sont formées à partir de l'extrémité des macrophialides. Les macrophialides sont peu nombreuses dans les cultures jeunes. Elles sont plus larges que les microphialides, se regroupant pour former les sporodochies. Elles ont une base pédiforme à l'extrémité pointue et courte, elles sont courbées et cloisonnées, généralement de 1 à 3 cloisons et rarement 4 à 5 cloisons. La taille varie de 20 à 25 μm de longueur et 3 à 5 μm de diamètre, selon les conditions de culture.

c- Les chlamydospores :

Elles apparaissent dans les cultures âgées et en conditions défavorables de l'environnement tel que le manque d'oxygène et/ou d'éléments nutritifs, pH acide, ou en présence d'un rapport C/N bas. Les chlamydospores peuvent se conserver pendant presque une décennie (DJERBI, 1988). Elles peuvent persister à la suite d'épaississement des parois des cellules du mycélium ou des macroconidies. Elles sont de forme sphériques de 6 à 20 μm de diamètre, de paroi lisse, épaisse de 0,6 μm composée de 3 couches (RAHMANIA, 1982). Leur hyaloplasme comporte une accumulation importante de liquide. Les chlamydospores doivent nécessairement germer et donner naissance à un filament mycélium et conidies pour envahir le système vasculaire de l'arbre.

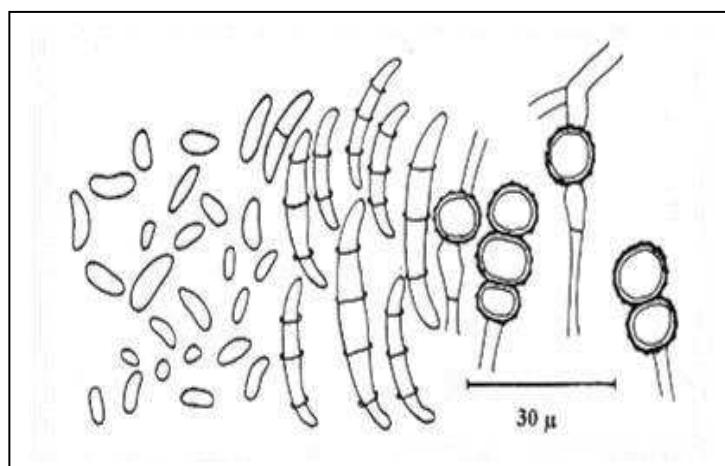


Fig. 11 : Microconidies, macroconidies et chlamydospores de *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis* (PEREAU-LEROY, 1958)

2.4– Relations : hôte Parasite

Différentes expériences ont montré que le *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* pénètre dans son hôte par les racines pour que puissent s'établir des relations parasitaires (RAHMANIA, 1982). Cependant, l'identification et la responsabilité du *F.o.a* dans la pathologie, ainsi que le mode de pénétration dans les tissus de l'hôte ont suscité beaucoup de controverses.

Pour KILLIAN et MAIRE (1930), la pénétration du parasite s'effectue par les blessures au niveau des palmes. MALENÇON (1949) soupçonne son entrée au niveau des inflorescences, mais suite à l'examen de certaines plantules atteintes de Bayoud, il a pu tirer une conclusion selon laquelle la phase initiale de la maladie se déroulerait au niveau du sol et que les autres modes d'introduction de l'agent pathogène ne seraient qu'accidentels. LAVILLE (1962) a précisé que la pénétration s'effectue à travers les radicelles et ceci suite à la réalisation de nombreuses infections expérimentales. Ce résultat a été confirmé par ceux de BULIT *et al.* (1967). L'utilisation des techniques d'inoculation artificielle adoptées par ces chercheurs a permis à DUBOST et KADA (1974) de déterminer le stade de développement où les plantules deviennent les plus réceptives au parasite. Le stade de 2 feuilles correspond à la maturité et à la différenciation des vaisseaux conducteurs. Ces résultats ont été également confirmés par les travaux de SAAÏDI (1979).

BELARBI (1986) a décrit le pneumatode et a affirmé qu'il constitue la porte essentielle d'entrée du parasite. OIHABI (1991) a montré, grâce à l'utilisation du microscope électronique à transmission, que la pénétration du parasite s'effectue au niveau de la pointe racinaire. MATHERON et BENBADIS (1995) affirment que la microconidie du parasite développe un hyphes qui se plaque contre la surface de la racine et la perfore. La pénétration des hyphes devient ensuite possible à tous les niveaux de la racine proportionnellement à la densité mycélienne.

2.5- Moyens de Lutte

La particularité du caractère épidémiologique infectieux et vasculaire du Bayoud rend difficile tout programme de lutte. De ce fait, les services de la protection des végétaux visent à atténuer, voire stopper la progression du Bayoud vers les régions indemnes en Algérie notamment les régions de Touggourt, Biskra et El-oued où sont concentrées les 2/3 des palmeraies nationales avec une prédominance très nette de la variété Deglet Nour, reconnue très sensible au *F.o.a.* Différentes tentatives de lutte ont été entreprises :

2.5.1- Lutte chimique

L'utilisation de fongicides à action systémique ou endothérapique sur un palmier atteint de Bayoud est vouée à priori à l'échec. Ce mode de lutte peut être envisagé en cas de détection précoce d'un foyer primaire dans une zone indemne. SAAÏDI et RODET (1975), SURICO (1976), puis BOUNAGA (1980) ont testé divers fongicides à action systémique, mais aucun résultat probant n'a vu le jour. La chloropicrine, le bromure de méthyle et le Metam Sodium et plus particulièrement le mélange chloropicrine/bromure de méthyle ont été expérimentés sur le terrain à Ghardaïa (CHEIKH AÏSSA, 1991 ; DJERBI, 1991). Cette technique a été améliorée par l'utilisation d'un mélange de bromure de méthyle et de chloropicrine (50-50%). Le bromure de méthyle, à l'inverse de la chloropicrine possède une forte valeur de diffusion dans le sol et le mélange assure une bonne stérilisation de ce dernier (DUBOST et HETHENER, 1968 ; LOUVET et TOUTAIN, 1973 ; KELLOU et DUBOST, 1974). Ce type de traitement réduit considérablement le taux d'inoculum dans le substrat utilisé (DJERBI, 1991). Il est bien établi à partir de nombreux essais effectués, qu'une recolonisation des sols traités par diverses espèces de *Fusarium* a lieu mais que l'équilibre microbiologique des parcelles testées se trouve modifié (RAHMANIA, 2000). Cette méthode d'éradication présente néanmoins des inconvénients. L'arrachage, l'incinération des arbres et le traitement du sol représentent une lourde dépense. L'application de cette technique est d'un coût exorbitant, d'autant plus que son efficacité n'est pas tout à fait garantie ; surtout si les propagules se trouvent à plus d'un mètre de profondeur.

2.5.2 - Mesures prophylactiques

Les mesures prophylactiques émanant des textes gouvernementaux sont régulièrement appliquées au Maroc et en Algérie (MAIRE, 1935; MALENÇON, 1947 ; PEREAULEROY, 1958 ; LOUVET, 1974). Ces mesures préconisent de cerner en urgence tout foyer primaire déclaré dans une région réputée par l'arrachage et la destruction par le feu des arbres sur place avec éventuellement une désinfection par des fumigants, et la mise en quarantaine du foyer (interdiction de pénétrer et de cultiver). L'efficacité d'une telle

opération n'est malheureusement pas toujours couronnée de succès (LOUVET et BULIT, 1972) car le *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* peut se conserver longtemps dans le sol ou dans les fragments de palmier sous forme de chlamydospores, et ce, selon DJERBI (1988), durant huit ans et plus.

2.5.3 - Lutte Biologique

Le concept de l'utilisation des sols résistants (suppressifs) a ouvert un autre aspect relevant de la lutte intégrée. Ce concept suscite un intérêt particulier dans la lutte contre les fusarioses vasculaires. Les sols suppressifs empêchent l'établissement du champignon dans le sol et/ou l'expression de son pouvoir pathogène. Tels sont les sols des palmeraies Marocaines de Marrakech et Ouarzazate (SEDRA 1995). Les travaux de SABAOU *et al.* (1980) et de AMIR et AMIR (1988) ont montré aussi l'existence, après une étude *in vitro*, d'antagonistes vis-à-vis de l'agent causal du Bayoud. OIHABI (1991) a développé l'idée de l'utilisation de mycorhizes à vésicules et arbuscules dans l'organe souterrain du palmier dattier. Ce type de symbiose manifeste un antagonisme vis-à-vis de l'agent causal du Bayoud et améliore l'absorption d'éléments minéraux tels que le phosphore et le potassium par la plante-hôte. BENCHABANE *et al.* (2007) a pu obtenir une inhibition supérieure à 70% de la croissance mycélienne de *F.o.a* en utilisant *Pseudomonas fluorescent*. Cette action a abouti aussi à la réduction du taux d'infection et la gravité des symptômes sur plantules de palmier dattier.

2.5.4 - Sélection de plantes résistantes

La sélection de cultivars résistants au Bayoud et présentant, par ailleurs, des caractères d'intérêt agronomique est une voie prometteuse. En effet, la sélection d'individus femelles issus de graines, se développant au sein de foyers Bayoudés et/ou à partir de descendants issus de croisements dirigés entre géniteurs de résistance confirmée et géniteurs de qualité constitue une méthode séduisante de lutte génétique.

MAIRE et KILLIAN (1930) et MAIRE *et al.* (1933) remarquèrent l'existence de variétés résistantes au Maroc. A cet effet, depuis 1967, des tests de résistance par plantation en pleins champs naturellement infestés ont été entrepris au Maroc, puis plus tard par des inoculations artificielles en Algérie. Ces essais ont permis de sélectionner cinq variétés résistantes au Maroc dont Boustammi noire et une en Algérie Takerboucht, ayant une qualité dattière moyenne. Cependant, le type de résistance (monogénique et/ou polygénique) développée par le palmier n'est pas encore clairement établi.

2.5.5 –Biotechnologies

Parmi les solutions proposées contre la maladie du Bayoud, la multiplication du palmier dattier par les techniques de cultures de tissus *in vitro* des variétés résistantes (DJERBI, 1988). En effet, il a été possible à partir de tissus de méristème, d'initier la production de jeunes plantules. Ainsi, le programme Marocain paraît très ambitieux selon le bilan de l'I.N.R.A (2004).

Les objectifs escomptés visent un gain de temps grâce au marquage des cals nodulaires embryogènes par des marqueurs biochimiques de type isoenzymes (BAAZIZ et EL-HADRAMI, 1995 ; EI-HADRAMI et BAAZIZ, 1995).

La culture *in vitro* permettrait ainsi de rajeunir le patrimoine phoenicicole, de produire des plants sains et de sélectionner des cultivars résistants, méthode préconisée depuis longtemps par PERREAU-LEROY (1954, 1957); TOUTAIN (1965, 1968) et SAAÏDI *et al.* (1981). Les fusions de protoplastes, la création variétale par les croisements dirigés, l'induction de variations somaclonales sous pressions sélectives (toxine du *F.o.a*), le génie génétique ainsi que la sélection assistée par les marqueurs moléculaires sont autant de méthodes modernes susceptibles de contribuer d'une manière substantielle à la création de variétés tolérantes voire résistantes au Bayoud.

3. MATERIELS ET METHODES

3.1. MATERIELS

3.1.1. Matériel végétal : Pour la sélection des souches agressives du *F.o.a.* nous avons utilisé des graines des 6 cultivars de palmier dattier dont leur comportement vis-à-vis du *F.o.a.* ainsi que certaines de leurs caractéristiques (qualité de la datte, précocité, ... etc.) sont indiqués dans le tableau 02. Ces noyaux ont été prélevés à partir de dattes provenant d'un programme de croisements dirigés (héritabilité) réalisé à la station de recherche de l'Institut National de la Recherche agronomique d'Algérie (INRAA) d'Adrar. Les plantules provenant de la germination des noyaux de ces différents cultivars constituent un matériel biologique hétérogène. L'étude histologique au niveau des racines infectées par le *F.o.a.* a été réalisée uniquement sur les cultivars suivants : Tegaza, Tinasser et Takerboucht qui sont respectivement sensible, tolérante et résistante

TABLEAU 02 : Caractéristiques et comportement des cultivars utilisés vis-à-vis du *F.o.a.*

CULTIVARS	COMPORTEMENT	CARACTERISTIQUES
Tegaza	Sensible	Dattes molles, précoces
Timokor	Sensible	Dattes demi molles, tardives
Tinasser	Tolérant	Dattes demi molles, semi tardives
Tilemsou	Tolérant	Dattes demi molles, semi tardives
Takerboucht	Résistant	Dattes demi molles, tardives
Aghares	Résistant	Dattes demi molles, tardives

3.1.2. Matériel fongique : Les isolats de *F.o.a.* ont été obtenus à partir de rachis infectés collectés lors de prospections réalisées en 2001 et 2002 dans le cadre du Programme National de Recherche sur l'évaluation de la résistance des cultivars de palmiers dattier (BOUDEFFEUR et REFFIS, 2000) au niveau des palmeraies de différentes régions de la wilaya d'Adrar : Touat, Gourara et Tidikelt. Les rachis ont été prélevés au niveau de la couronne moyenne des palmiers infectés. Les isolats ont été ensuite sélectionnés selon le test du pouvoir pathogène, parmi les nombreuses souches dépistées dans la région pour leur agressivité. Ces isolats ont été conservés à la mycothèque du Laboratoire de Phytopathologie de la station expérimentale de l'INRA d'Adrar. Les codifications utilisées pour la désignation des différents isolats comportent une ou deux lettres suivies de deux nombres et d'une lettre. Les 2 premières lettres correspondent à l'abréviation de la localité, les deux chiffres correspondent à l'année d'isolement alors que la dernière lettre indique le cultivar (Tableau 03).

TABLEAU 03 : Codes, années d'isolement et origines des isolats du *F.o.a.*

CODES	ANNEES D'ISOLEMENT	CULTIVARS	LOCALITES	REGIONS
TA02H	2002	Hmira	Talmine	Gourara
T01Z	2001	Tegaza	Timmi	Touat
T02G1*	2002	Tegaza	Timmi	Touat
B01G	2001	Tegaza	Bouda	Touat
OA02T	2002	Tinasser	Ouled Aissa	Touat
TM02T	2002	Tinasser	Timogten	Tidikelt
TM01G	2001	Tegaza	Timogten	Tidikelt
T01G	2001	Tegaza	Timmi	Touat
T02G2*	2002	Tegaza	Timmi	Touat
T01Tk	2001	Tk x 55.100.8	Timmi	Touat

* T02G1 et T02G2 ont été isolées la même année dans deux sites différents d'où l'ajout des chiffres 1 et 2 pour les différencier.

3.1.3. Milieux de culture : L'isolement, la conservation, le test du pouvoir pathogène et la croissance radiale des isolats du *F.o.a.* ont été réalisés sur le milieu de culture PDA. (= Potato, Dextrose, Agar). La production de spores et de biomasse ont été respectivement effectuées sur les milieux PDB (= Potato, Dextrose, Broth) et malt enrichi. La composition de tous les milieux cités ci-dessus est indiquée dans l'Annexe 01.

3.2. METHODES

3.2.1. Isolement des souches de *F.o.a.* : Les rachis présentant les symptômes typiques du Bayoud sont défoliés, désinfectés avec du coton imbibé d'alcool éthylique à 90° et passés rapidement à la flamme afin d'éliminer les parasites de faiblesse et les saprophytes. Ils sont ensuite découpés en petits fragments de 3 à 4 mm de longueur à l'aide d'un sécateur flambé puis déposés dans des boîtes de Pétri contenant un milieu de culture PDA additionné de 100 mg de streptomycine par litre de milieu afin d'éliminer les bactéries. Quatre petits fragments sont déposés au niveau de chaque boîte de Pétri contenant le milieu PDA.

3.2.2. Purification des souches de *F.o.a.* : A partir de cultures âgées issus des fragments de rachis infectés, on prélève des extrémités d'hyphe que l'on repique aseptiquement dans des boîtes de Pétri contenant un milieu de culture PDA acidifié (pH 5,4), à l'aide d'une solution d'acide phosphorique à 1% et additionné de 100 mg d'oxytétracycline par litre de milieu afin d'éliminer les contaminations bactériennes éventuelles. La purification des souches a été ensuite réalisée par des repiquages successifs.

Etant donné la grande variabilité du pouvoir pathogène et des caractéristiques culturelles des souches sauvages de *F.o.a.*, nous avons eu recours à leur régénération par la culture monospore (SNYDER et HANSEN, 1954 ; CHETTAB et *al.* 1978 ; SEDRA et DJERBI, 1985). Pour cela, on prélève à partir d'une culture âgée un implant de 2 à 3 mm de diamètre. Celui-ci est ensuite placé dans un tube à essai contenant 10 ml d'eau distillée stérile. Afin de libérer les conidies, le tube est ensuite agité à l'aide d'un vortex. La suspension ainsi obtenue est diluée jusqu'à obtenir une concentration de 1 à 10 spores/ml. Un demi millilitre de cette dernière estensemencé en stries dans des boîtes de Pétri contenant un milieu à base d'eau gélosée à 2%. Les cultures sont incubées pendant 48 heures à la température de 27°C et sous une lumière artificielle continue. Les spores germées sont repérées à l'aide d'un stéréomicroscope ; puis prélevées avec une aiguille fine et repiquées aseptiquement dans des boîtes de Pétri contenant un milieu de culture PDA. Les cultures monospores sont ensuite mises à incuber pendant 7 jours à la température ambiante et sous une lumière artificielle continue.

3.2.3. Conservation des souches de *F.o.a.* : Les isolats de *F.o.a.* issus de cultures monospores passent inévitablement par une phase de pleine croissance, puis ils deviennent sénescents. Durant leur sénescence, ces isolats peuvent perdre partiellement ou totalement leur pouvoir pathogène et subir des variations morphologiques plus ou moins importantes. Afin d'éviter ces dernières, lors de la conservation de nos isolats, on prélève à l'aide d'un emporte pièce et sous des conditions aseptiques un implant de 0,5 millimètres de la culture monospore que l'on place dans un tube à essai contenant une solution d'oligoéléments (RAPILLY, 1968) dont la composition est indiquée en Annexe 01. La solution d'oligoéléments est ensuite recouverte d'une couche, de 1 centimètre d'épaisseur, d'huile de vaseline préalablement autoclavée à 120°C pendant 20 mn. Les tubes à essai contenant les implants des cultures monospores sont ensuite conservés dans un réfrigérateur réglé à une température de – 4°C jusqu'à leur utilisation ultérieure (Fig.12 A).

3.2.4. Caractérisation des isolats du *F.o.a.* : La caractérisation des isolats du *F.o.a.* a porté essentiellement sur les caractéristiques de la croissance radiale en culture, sur la production de spores (micro et macroconidies) et de biomasse ainsi que sur le test du pouvoir pathogène.

3.2.4.1. Croissance radiale : Au niveau de chaque isolat cultivé sur le milieu malt, nous avons prélevé à l'aide d'un emporte pièce et à la périphérie de chaque colonie un implant de 0,5 mm de diamètre que l'on place au centre d'une boîte de Pétri contenant le

milieu de culture PDA. Pour chaque isolat, quatre répétitions sont réalisées. Les boîtes de Pétri sont mises à incuber dans une étuve réglée à 27,5°C sous une lumière artificielle continue. Des mesures du diamètre moyen de la culture mycélienne à des intervalles de temps réguliers (24, 30, 36, 42, 46, 50, 54, 66, 70, 74 puis 106 heures) sont réalisées. Elles permettent de déterminer la croissance radiale des colonies selon la formule suivante (RAPILLY, 1968) :

$$L = (D - d)/2 \quad \text{Où}$$

L = croissance linéaire.

D = diamètre de la culture.

d = diamètre de l'explant.

La vitesse moyenne de croissance linéaire peut être calculée selon la formule suivante :

$$V_m = (C_1 + C_2 + \dots + C_n)/N.$$

Où

V_m = vitesse moyenne.

C_1 à C_n = croissances mycéliennes journalières.

N = nombre de jours.

3.2.4.2. Production de spores : Dix Erlenmeyers contenant chacun 50 ml du milieu PDB sont préparés et autoclavés. A partir de chaque boîte de Pétri, renfermant une souche pure et âgée, on procède à l'isolement et au repiquage d'une seule conidie par la méthode des suspensions - dilutions dans des Erlenmeyers préalablement préparés, à raison de 4 répétitions par traitement. L'ensemble est soumis à une agitation sur 'un shaker' à la température ambiante du laboratoire ($30 \pm 2^\circ\text{C}$). L'objectif de cette manipulation est d'avoir une idée sur l'aptitude de chaque souche à sporuler aux intervalles de temps suivants : 20 – 24 – 30 – 44 – 48 – 54 – 68 – 72 – 80 heures. Pendant chaque intervalle de temps, on prélève au hasard 1 ml de la suspension conidienne agitée et on l'étale sur une cellule de Malassez.

L'estimation de la sporulation est effectuée par la méthode de comptage direct du nombre de conidies de plusieurs carrés. La profondeur de la cuvette est de 0,2 mm et chaque carré du réseau est de 0,0025 mm² de surface. On compte le nombre de conidies de plusieurs carrés et on fait la moyenne qui exprime le nombre de conidies dans un carré, si le nombre est élevé, on procède à la dilution de la suspension.

3.2.4.3. Production de biomasse : Quatre vingt dix Erlenmeyers contenant chacun 100 ml du milieu Malt liquide à 1% enrichi avec de la peptone sont préalablement préparés et inoculés respectivement avec les 10 différentes souches de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* titrant 1.10^6 conidies/ml. Pour chaque souche, 2 répétitions ont été utilisées.

L'ensemble est mis en agitation à 250 rpm et à une température de $27 \pm 2^\circ\text{C}$ et sous une lumière fluorescente. Après 20 heures d'agitation, deux Erlenmeyer de chaque souche de *Fusarium* sont prélevés au hasard. La suspension conidienne agitée est filtrée sur un filtre Pra-Dumas N°3 préalablement taré. Le filtre et la biomasse sont pesés après dessiccation à l'étuve à 110°C pendant 24 heures. La matière sèche est déduite par calcul de la différence de poids du filtre avant et après filtration et dessiccation. L'opération est répétée aux intervalles de temps suivants : 20 – 24 - 30 – 44 – 48 – 54 – 68 – 72 – 80 heures.

3.2.4.4. Test du pouvoir pathogène : Le test du pouvoir pathogène des 10 souches : TA02H, T01Z, T02G1*, B01G, T01Tk, TM02T, TM01G, T01G, T02G2*, OA02T a été réalisé sur les plantules des cultivars : Tegaza et Timokor, Tinasser et Tilemsou , Takerboucht et Ag-hares, obtenues à partir de semis de graines (Fig.12B). Les isolats ont été choisis sur la base de leur vitesse de croissance mycélienne.

a. Production de plantules de palmier dattier : Les graines de palmier dattier des différentes variétés sont trempées pendant 24 heures dans de l'eau courante ; ensuite à l'aide d'un scalpel, les graines sont soigneusement nettoyées par grattage pour les débarrasser des épilochures qui leur sont adhérentes, et ce, afin de stimuler leur germination. Celles-ci sont mises une seconde fois dans de l'eau bouillante additionnée d'hypochlorite de sodium (eau de javel) à une concentration de 2° , puis refroidies. Cette procédure permet de désinfecter l'endocarpe des graines qui véhicule les agents de pourriture en particulier : Les *Rhizopus*, *Penicillium*, *Aspergillus*, etc. ...

Les graines sont disposées en ligne, dans des bacs préalablement préparés, tout en orientant leurs pores germinatifs vers le haut, puis elles sont recouvertes d'une couche de tourbe. Les bacs sont maintenus dans une chambre obscure pendant une semaine à 38°C et 2 autres semaines à 28°C sous un radiateur électrique. L'humidité de la chambre de culture est de 35%. Les graines sont régulièrement arrosées avec de l'eau distillée. En cas d'apparition accidentelle de parasites de faiblesse, une pulvérisation d'un fongicide systémique (Méthylthiophanate) est réalisée pour les éliminer. Les graines ayant germé et dont la longueur des radicules a atteint 2 à 3 cm sont repiquées aussitôt dans des sachets en polyéthylène transparent dont le diamètre est de 8,5 cm et de 18,5 cm de profondeur contenant de la tourbe caractérisée par une rétention de l'eau = 300%, un $\text{pH}=6,5$, une résistivité électrique = 1200 mMhos/cm, un pourcentage de matière sèche = 30% et un pourcentage de matière organique = 20%. La tourbe utilisée est un mélange de tourbe blanche, tourbe brune et de l'écorce décomposée. Ce substrat est autoclavé pendant 20 minutes à une température de 120°C avant d'être utilisé. Les graines ayant germé sont repiquées à raison de 2 à la périphérie de chaque sachet (Fig.12C).

b- Inoculation artificielle des plantules : L'inoculation artificielle sous serre est effectuée au stade une feuille et demi (DUBOST et KADA, 1974 ; SAAIDI, 1979 ; DJERBI, 1990). Ce stade correspondant à la phase réceptive de la plantule car les tissus conducteurs sont différenciés. Les tests rapides de virulence sont réalisés avec des plantules cultivées en conditions non aseptiques, dans des sachets en plastique contenant un mélange équilibré de tourbe et de sable grossier. A ce stade, la racine principale sort du sachet par le trou de drainage. La racine est alors sectionnée à environ 1 cm à partir de l'apex et la plantule est ainsi inoculée par trempage de l'extrémité sectionnée de la racine dans une suspension conidienne de *Fusarium* (1.10^6 propagules/ml) pendant 10 minutes (Fig.12D). Ce mode d'inoculation est commode et permet également une installation rapide du *F.o.a* au niveau des racines (RAHMANIA, 2000).

La lecture des résultats débute à partir de la 3^{ème} semaine d'inoculation. Les symptômes sur plantules se manifestent par un dessèchement, un enroulement des folioles petit à petit sur elles mêmes en hélice qui finissent par un flétrissement total. Les témoins de chaque variété reçoivent un traitement similaire à l'eau de robinet.

3.2.5- Mise en évidence du pathogène dans les racines par études histologiques

3.2.5.1- Coupes fines

L'étude histologique de la pénétration du *F.o.a* à travers les jeunes racines de palmier dattier, après une inoculation artificielle est effectuée au microscope photonique, elle a pour but de maintenir les organes dans un état proche du vivant. L'observation des coupes histologiques au microtome nécessite au préalable l'inclusion des petits fragments racinaires dans la paraffine pure. La préparation du matériel végétal se fait en trois étapes essentielles :

a- Fixation des organes : Elle consiste à immobiliser les structures cellulaires dans un état proche de l'état vivant (Gabe, 1968). Le fixateur utilisé est le F.A.A (Formol - Acide acétique - Alcool). Les organes fixés par ce mélange sont par la suite inclus dans la paraffine. Le F.A.A est composé de :

- 8 volumes d'éthanol à 70°
- 1 volume d'aldéhyde formique
- 1 volume d'acide acétique glacial

Les fragments racinaires sont trempés dans le F.A.A pendant 48 h. Un passage sous vide pendant au moins 20mn permet la décantation des organes en bas des piluliers. Cette observation confirme la bonne pénétration du fixateur dans les tissus cellulaires. Les organes sont ensuite conservés dans de l'éthanol à 70° dilué selon le tableau de Gay-Lussac (Annexe 02) (LANGERON, 1949).

- Déshydratation :

Elle se fait par passage dans de l'éthanol à des concentrations croissantes (70° - 95° - 95° - 100° - 100° - 100°) à intervalles de temps réguliers, une heure entre deux bains. Du fait de l'état dur des fragments de racines du palmier dattier, un passage dans du butanol pendant une période d'au moins une nuit est souhaité. Le butanol permet le ramollissement des organes.

- Imprégnation

Les fragments racinaires ainsi déshydratés sont placés dans du toluène qui permet d'éliminer des quantités infinitésimales d'éthanol restantes, et pour permettre aussi une meilleure pénétration de la paraffine dans les tissus. Cette étape consiste à mettre les organes dans les bains successifs suivants :

- . Toluène + Ethanol 100° (1/1) pendant 60 mn
- . Toluène pur pendant 60 mn
- . Toluène pur pendant 60 mn
- . Toluène + Paraffine pendant 60 mn à 55 °C
- . Paraffine pendant 60 mn à 55°C
- . Paraffine pendant 60 mn à 55°C
- . Paraffine toute la nuit.

- Inclusion dans la paraffine

La paraffine est coulée à chaud dans un moule, constitué par deux barres de LEUKART (Fig.12E) et placées sur une plaque de verre selon la disposition indiquée en figure N°12E. Après un léger refroidissement de la paraffine au fond du moule, les fragments racinaires (1 cm de longueur) sont plongés transversalement à l'aide d'une pince. Chaque organe est étiquetés, les blocs de paraffine sont ensuite séchés à la température ambiante pendant 72 h. puis conservés au réfrigérateur à 4°C.

- Confection et étalement des coupes

Les blocs de paraffine obtenus contenant les fragments racinaires sont taillés transversalement au préalable à l'aide d'un bistouri de chaque côté jusqu'à l'apparition du tissu fixé. Les coupes sont effectuées à l'aide d'un microtome à une épaisseur de 7 à 10µm. Cette étape de travail a été réalisée au laboratoire de physiologie végétale de l'URZA d'Alger.

Après avoir réalisé les coupes, les rubans de paraffine ainsi obtenus, sont étalés sur des lames bien ressuyées à l'éthanol puis au papier essuie-tout. Un ressuyage au fur

et à mesure au toluène est aussi nécessaire pour faciliter le décollement des bandes et éviter d'éventuels plissements.

Les bandes de paraffine sont recouvertes d'une eau gélatineuse à 1% sur une plaque chauffante à 45°C. afin que les bandes de paraffine contenant les fragments racinaires puissent adhérer correctement sur les lames de verre. Elles sont ensuite égouttées puis séchées au fur et à mesure à la température ambiante et enfin étiquetées (Fig.12F).

- Déparaffinage :

Le déparaffinage est une opération obligatoire pour éliminer la paraffine des tissus et faciliter la pénétration des colorants. Pour ce faire, les lames sont soumises aux bains successifs suivants :

Toluène pur pendant	10 mn
Toluène pur pendant	10 mn
Toluène pur pendant	10 mn
Alcool 100° pendant	10 mn
Alcool 100° pendant	10 mn
Alcool 100° pendant	10 mn
Alcool 100° + formol (4/1)	05 mn
Rinçage à l'eau courante	

b- Coloration par le bleu trypan au lactophénol

La coloration est effectuée au bleu trypan au lactophénol selon le protocole suivant. Les coupes sur lames sont colorées sur une plaque chauffante à 55°C à l'aide d'un mélange à base de bleu trypan à 0,1 du lactophénol. Le colorant utilisé est composé de :

. 207 ml d'acide acétique	Lactophénol
. 250 g de phénol	1g. Acide lactique
. 1 g bleu trypan	1g. Phénol
. 407 ml de glycérol	2g. Glycérine
. QSP 1000 ml avec l'eau distillée.	1g. Eau bidistillée

- **Montage et observations** : Un apport de glycérol sur les lames est nécessaire avant qu'elles ne soient recouvertes d'une lamelle de grand format, puis passage à l'observation sous microscope photonique muni d'un appareil photographique.

3.2.5.2- Coupes à main levée

- **Eclaircissage** : Les coupes à main levée de jeunes racines infectées de type R₁ et R₂ sont réalisées à l'aide de lames de rasoirs neuves. Les coupes récupérées dans des microplines sont passées dans une solution du KOH à 10%. Les flacons sont retirés et placés dans une étuve réglée à 90°C pendant 60 mn et ce, jusqu'au changement de la couleur des coupes. Un rinçage à froid s'en suit avec du KOH à 10%. Cette étape con-

siste à vider les matrices cellulaires de leurs contenus pour qu'il ne reste que les parois cellulaires et le matériel fongique recherché. Un second bain au KOH 10% à 90°C est réalisé, par la suite un bain à l'acide lactique à 10% pendant 4 mn appliqué sur les rondelles de racines infectées est nécessaire pour neutraliser l'effet du KOH.

- **Coloration** : Les coupes sont colorées avec le bleu trypan au Lactophéno (décrit ci-dessus) qui confère une teinte bleue aux filaments mycéliens, hyphes et aux conidies du parasite, ce qui facilite le repérage, à l'aide du microscope photonique, de la matière fongique dans les tissus racinaires du palmier.

- **Montage et observations** : Les observations sont faites au microscope photonique de type *Leitz* au laboratoire de Physiologie végétale de l'URZA. Des pellicules couleur de marque Kodak Gold de format 135/36 et d'une sensibilité de 100 ASA ont été utilisées pour les prises de vues.

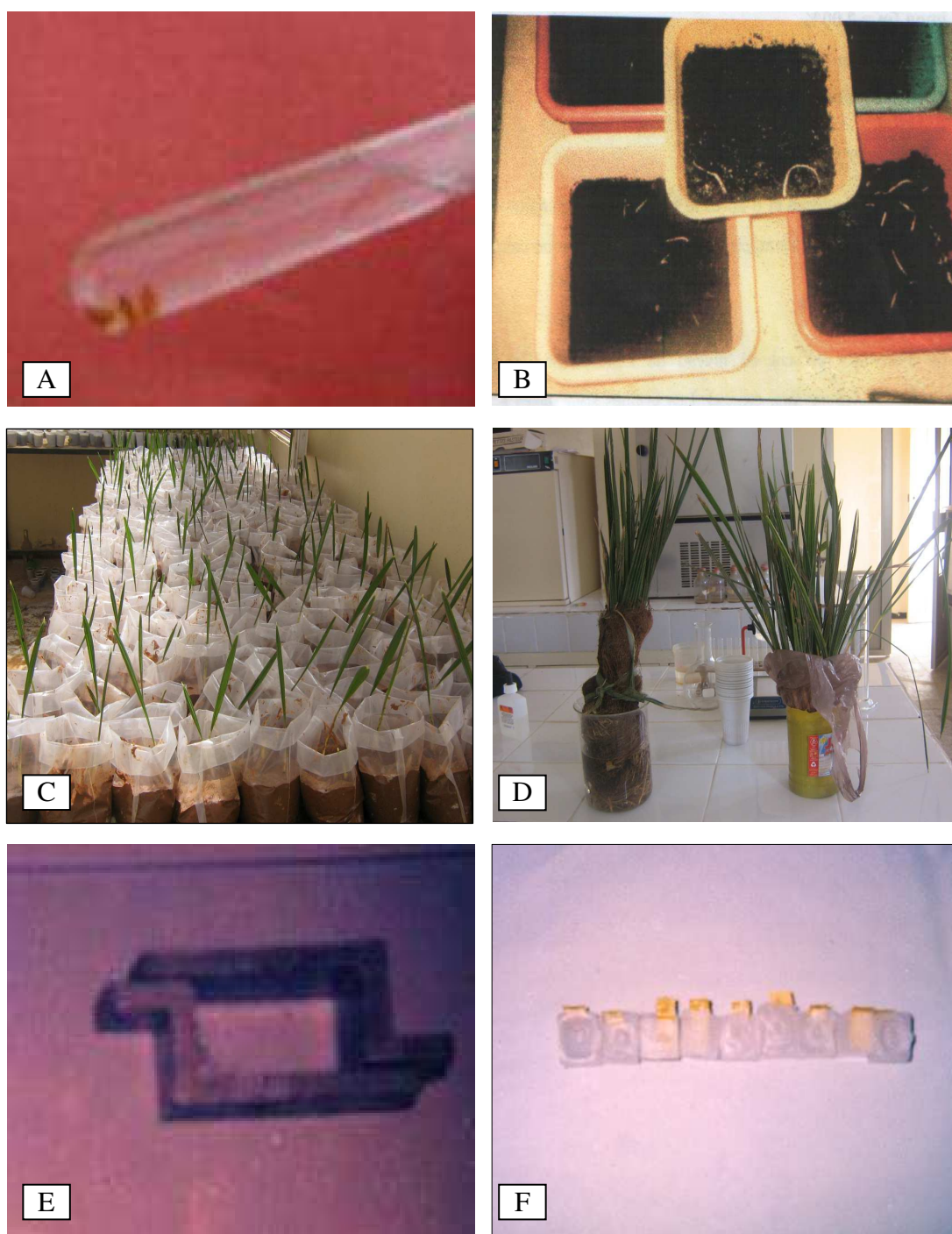


Fig. 12 : Illustration des différentes méthodes **A** : Conservation des implants de *F.o.a* dans la solution d'oligo-éléments, **B** : Prégermination des graines de palmier dattier, **C** : Plantules de palmier dattier au stade 2 feuilles avant leur inoculation artificielle sous serre, **D** : Inoculation artificielle par trempage des racines sectionnées au niveau de l'inoculum, **E** : Barres de LEUKART, **F** : Blocs de paraffine étiquetés contenant les échantillons de racines

4. RESULTATS

4.1- CARACTERISATION DES SOUCHES DE *F.O.A* UTILISEES

4.1.1- Taux de germination des graines de palmiers utilisées

Le taux moyen de germination des graines, pour l'ensemble des variétés, est de 95%. Ce taux élevé est le fruit de l'utilisation d'un substrat favorable dont les caractéristiques sont déjà citées préalablement. Il est autoclavé avant d'être utilisé.

4.1.2- Evaluation et screening *in vivo* de l'agressivité des souches

D'après les résultats obtenus, toutes les souches ont reproduit les symptômes de la maladie sur les jeunes plantules, et le taux de mortalité a atteint 97%. Néanmoins, une variation nette de la réaction des plantules a été observée, accompagnée d'une fluctuation de l'aptitude des 10 souches à reproduire les symptômes.

La mortalité des plantules est échelonnée dans le temps. Elle est nulle durant les 15 premiers jours de l'inoculation, puis atteint à la 9^{ème} semaine 79 à 97% pour les variétés sensibles (Tegaza et Timokor), 55 à 71% pour les variétés tolérantes (Tinasser et Tilemsou) et enfin 0 à 3% pour les variétés résistantes (Takerboucht et Aghares) (Annexe 03).

Les symptômes de flétrissement après l'inoculation artificielle apparaissent dès la 3^{ème} et la 4^{ème} semaine respectivement pour les variétés (Tegaza et Timokor) puis (Tinasser et Tilemsou). Des symptômes occasionnels sont aussi observés sur les variétés Takerboucht et Aghares, car il s'agit d'un matériel génétiquement hétérogène (Khalt): (plantules issues de graines). Cette notion d'hétérogénéité est valable pour tous les cultivars utilisés.

L'examen du système racinaire, montre que les racines des plantules des cultivars de Tegaza et Tilemsou présentent les symptômes classiques du Bayoud après 9 semaines de l'inoculation (tâches nécrotiques de quelques mm² de diamètre, flétrissement). Les coupes histologiques effectuées au niveau de ces zones montrent que la coloration brunnâtre s'enfonce vers l'intérieur des tissus racinaires, d'une façon horizontale puis verticale ascendante dès le contact de l'agent pathogène avec le xylème.

Les dix souches se sont révélées toutes pathogènes (Fig.13) mais à des niveaux d'agressivité variables. Les taux les plus élevés de mortalité ont été enregistrés avec les variétés Tegaza et Timokor suivies par Tinasser et Tilemsou. Nous notons que les souches ayant plus d'aptitude à reproduire les symptômes sur des plantules au stade de

2 feuilles sont : la souche T02G2* et la souche T02G1*.avec des taux de mortalité respectivement de 55,58 et 55,08 (Annexe 03).

L'analyse de la variance révèle un effet souche très hautement significatif sur la reproduction des symptômes (Annexe 04A). Les résultats du test de la PPDS (la plus petite différence significative) met en évidence l'existence de trois groupes homogènes distincts et confirme par ailleurs, que les souches TO2G2* et T02G1* constituent le groupe le plus virulent.

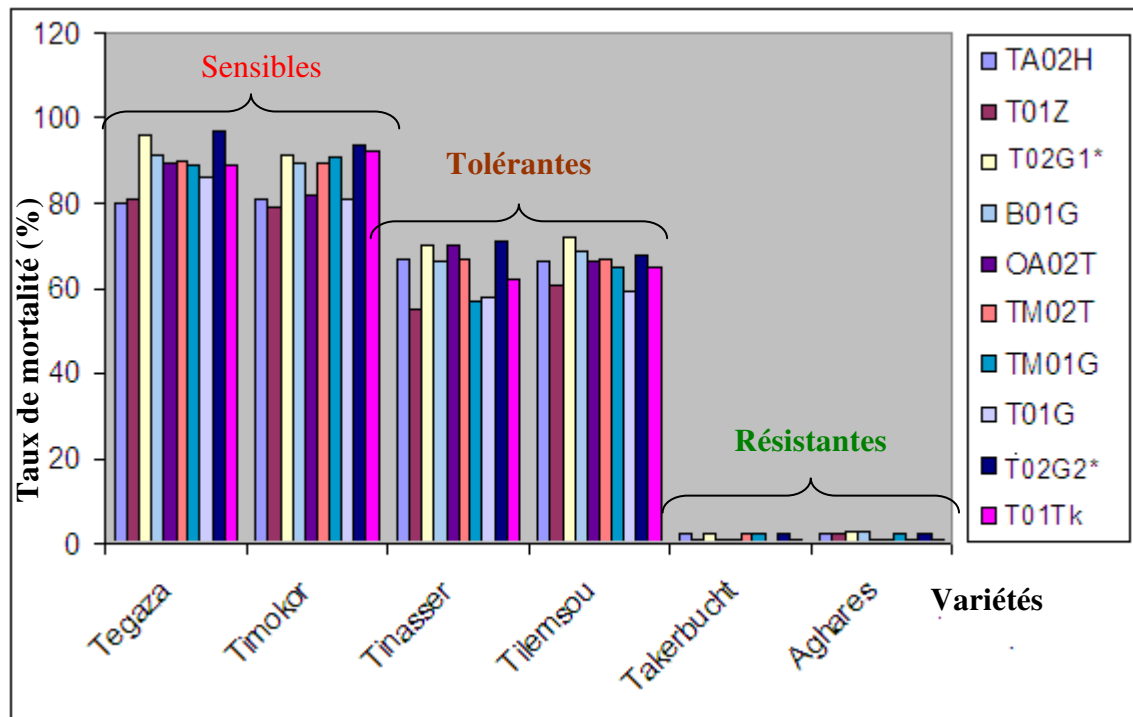


Fig 13 : Variation de l'agressivité des isolats de *F.o.a* en fonction des 6 variétés de palmier testées

4.1.3. Estimation de la croissance *in vitro* des souches de *Fusarium*

4.1.3.1 - Croissance radiale

La croissance mycélienne est un paramètre indicatif du pouvoir d'un champignon à coloniser un milieu donné. Les valeurs moyennes de la croissance mycélienne des 10 isolats étudiés évoluent de la même façon et graduellement dans le temps. L'aspect général des isolats diffère sensiblement d'une souche à une autre (Fig.14). Certaines paraissent avec un mycélium frisé d'autre compact (Tableau 04). Les résultats obtenus montrent que les souches utilisées se comportent presque de la même manière sur le milieu PDA. L'analyse de la variance au seuil de 5% (Annexe 04B), effectuée pour les intervalles de temps de 24 h, 84h h et 144 h, confirme qu'il n y a pas d'effet significatif souche sur la fructification des mycéliums.

Les valeurs du coefficient de détermination [$R^2=99\%$] indiquent que l'équation de la régression explique environ 99% du phénomène sur chacun des isolats du *F.o.a*. Ainsi, pour comparer le développement des souches, nous pourrions comparer directement les coefficients directeurs des pentes obtenues avec ces souches (Tableau 05). Ces coefficients correspondent réellement aux diamètres des colonies pour un intervalle de temps donné. Ils avoisinent 0,02. La vitesse de l'extension mycélienne est donc de l'ordre de 0,02 mm/h pour l'ensemble des souches (Annexe 05).

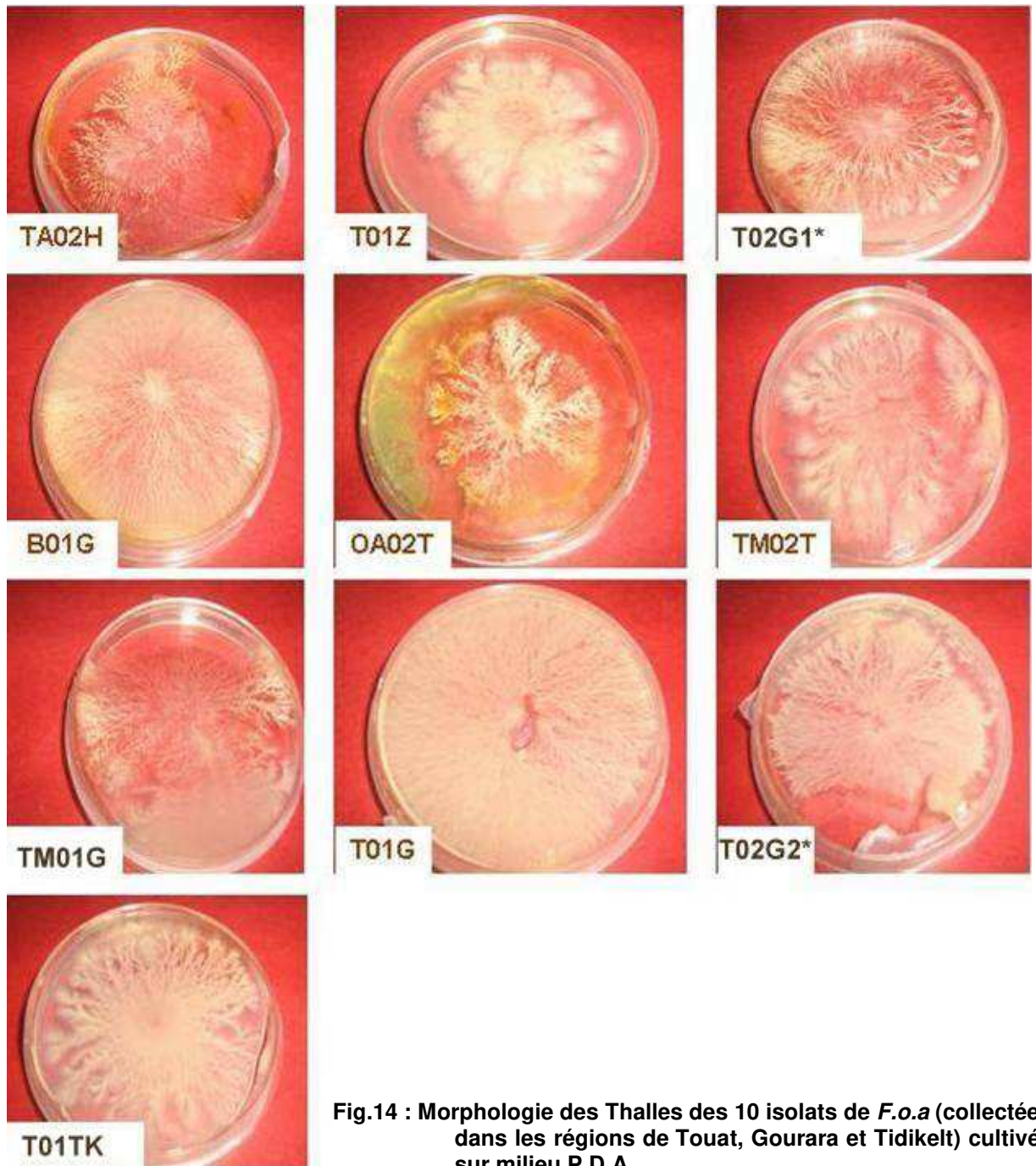


Fig.14 : Morphologie des Thalles des 10 isolats de *F.o.a* (collectées dans les régions de Touat, Gourara et Tidikelt) cultivés sur milieu P.D.A

Tableau 04 : Description des dix isolats de *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis*

Souches	Couleur	Type de Mycélium	sclérotés	Observations
TA02H	Légèrement rose saumon	Mycélium très fin superficiel, enchevêtré, aspect cotonneux	Absence de sclérote	Type muté
T01Z	Typiquement Rose saumon	Thalle boursouflé à l'apex, mycélium compact		Type muté
T02G1*	Rose saumon	Mycélium superficiel très fin arbuscule, frisé		Type sauvage
B01G	Rose saumon	Mycélium compact dense moins dense		Plus ou moins muté
OA02T	Rose saumon à hyalin	Amas de mycélium bien distinct, extension étoilée		Type muté
TM02T	Typiquement Rose saumon	Mycélium compact, plus ou moins boursouflé et dichotomique à l'apex		Typiquement sauvage
TM01G	Rose saumon à hyalin	Mycélium très fin, rasant		Type muté
T01G	Typiquement Rose saumon	Mycélium très dense, compact, frisé		Plus ou moins sauvage
T02G2*	Rose saumon	Extension de mycélium en amas, mycélium plus ou moins rectiligne		Plus ou moins sauvage
T01TK	Typiquement Rose saumon	Mycélium dense, superficiel, ramification arbusculaire à l'apex		Typiquement sauvage

Tableau 05 : Représentation des droites de régression linéaire des 10 souches de *F.o.a* étudiées.

Souche	droite de régression	coefficient de détermination
TA02H	0,0201x + 0,6605	0,9974
T01Z	0,0207x + 0,5991	0,9963
T02G1*	0,0222x + 0,5795	0,9047
B01G	0,0220x + 0,5241	0,9936
OA02T	0,0201x + 0,5764	0,9927
TM02T	0,0219x + 0,5214	0,9945
TM01G	0,0214x + 0,5523	0,9932
T01G	0,0200x + 0,7141	0,9818
T02G2*	0,0204x + 0,6577	0,9882
T01TK	0,0196x + 0,7564	0,9746

4.1.3.2 - Estimation de la sporulation

La sporulation est estimée en nombre de propagules par ml. Les résultats obtenus montrent que la sporulation suit pour l'ensemble des souches une courbe sigmoïde. Elle est caractérisée par 3 phases bien distinctes : phase de latence, phase exponentielle de sporulation, phase stationnaire correspondant au plateau (Fig. 15).

* Phase de latence : Cette phase vient juste après le dépôt de l'isolat dans le milieu de culture. Elle correspond à la période d'adaptation de la microconidie à son nouveau milieu. Dans notre cas, cette phase s'étale sur environ 50 heures.

* Phase exponentielle : correspond à la phase de pleine croissance du *Fusarium* (Fig.15). Elle débute juste après la phase de latence. Pour les besoins de simplification de l'interprétation des résultats, les données de cette phase exponentielle ont subi une transformation logarithmique. Ceci permet d'avoir une idée sur la vitesse de croissance des souches qui correspond à la droite de régression linéaire de microconidies multipliées par unité de temps. Les valeurs du coefficient de détermination R^2 sont proches de 0,82, ceci indique que 82% de cette régression sont expliqués par les équations de la droite de régression pour les différentes souches étudiées. Les coefficients directeurs (pentes) varient de 5152 jusqu'à 8163, soit une vitesse de sporulation moyenne de l'ordre de 6657 propagules/h. La faculté de sporulation des différentes souches par unité de temps est sensiblement identique (Fig.15). (Annexe 06)

* Phase stationnaire "plateau": commence vers la 70^{ème} heure de culture. Les différents isolats atteignent la phase plateau d'une manière concomitante.

La faculté de production de spores pendant toutes les phases de production de conidies est identique pour l'ensemble des souches. Ceci est confirmé par l'analyse de la variance qui indique qu'il n'y a aucun effet significatif de la souche sur ce paramètre (Annexe 04C.).

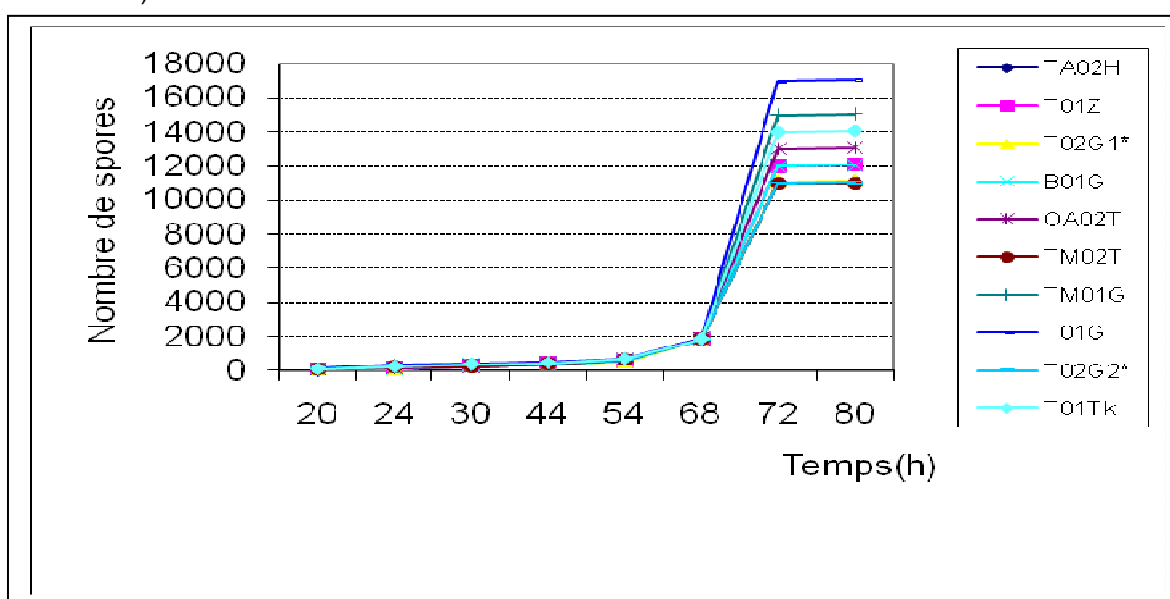


Fig. 15 : Cinétique de la sporulation des isolats de *F.o.albedinis* en milieu PDB

4.1.3.3 – Estimation de la biomasse :

La formation de la biomasse fongique totale suit presque la même évolution croissance mycélienne que la sporulation (en sigmoïde), et comporte les mêmes phases (Fig. 16) :

- * Phase de latence : correspond à la phase d'adaptation et d'acclimatation ou d'accoutumance du parasite à leur environnement. Elle s'étend sur 35 h.
- * Phase exponentielle : Cette phase exponentielle de croissance vient aussitôt après la phase de latence. C'est une phase appelée aussi consommation de luxe. Elle dure environ 24 h. Durant cette période, la vitesse de formation de la biomasse augmente proportionnellement au temps d'agitation. Cette phase a été linéarisée à l'aide d'une transformation logarithmique (Fig.19). La pente de la régression linéaire correspond à la quantité de matière sèche produite en fonction du temps. Les valeurs des coefficients de détermination [R^2] sont proches de 0,96 pour l'ensemble des souches, ce qui veut dire que 96% de cette régression est expliqué par les équations de la droite de régression. Les pentes varient de 0,16 à 0,20, soit une vitesse de production de la biomasse variant de 16 à 20 mg/h. Les différentes souches évoluent de la même manière pour la production de la biomasse (matière sèche). (Annexe 07).
- * La phase stationnaire « Plateau » : C'est une période stationnaire et d'épuisement de nutriments où toutes les souches atteignent simultanément la biomasse maximale dans le milieu de culture.

L'analyse de variance de la production de biomasse montre un effet significatif de la souche sur ce paramètre (Annexe 04D). Il y a donc une certaine différence entre les souches étudiées pour la production de la biomasse.

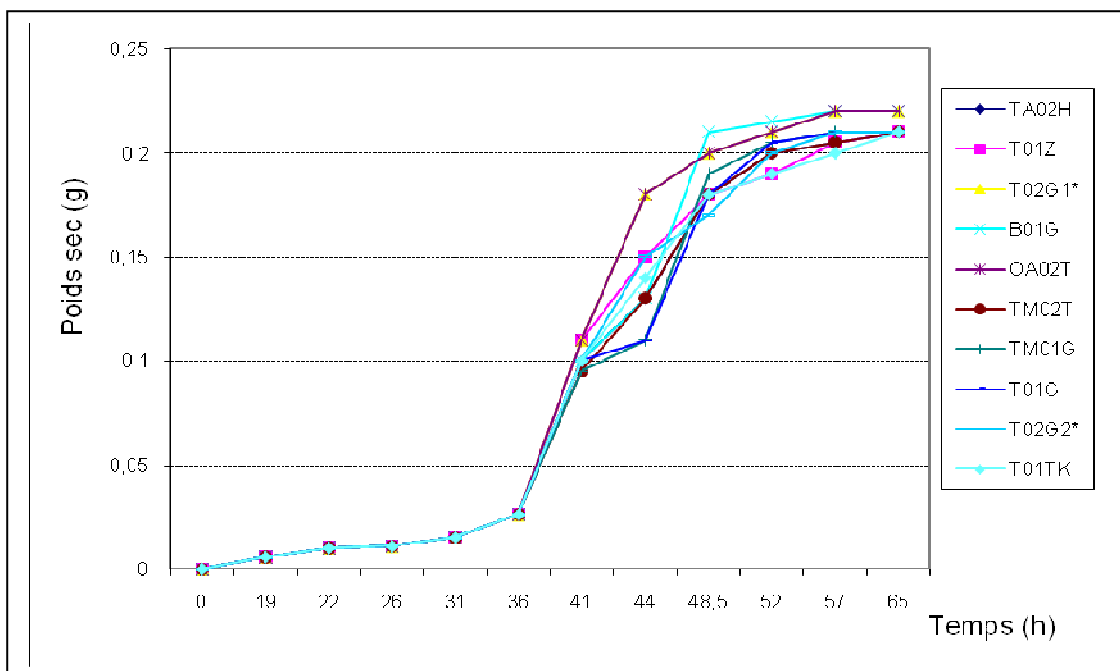


Fig. 16 : Cinétique de production de biomasse des 10 isolats de *F.o.a* sur milieu Malt enrichi

4.1.4. Conclusion

L'étude des 10 isolats de *F.o.a* sur la base de l'inoculation artificielle a montré un taux d'agressivité important. Les isolats, semblent appartenir, tous, à un seul groupe d'agressivité. La croissance radiale des souches a progressé avec le même rythme. *In vitro*, les souches ont un comportement très proche les unes des autres. Ceci se reflète par l'allure des courbes de sporulation et de biomasse pour les différentes étapes de latence, exponentielle et stationnaire qui sont identiques. Ces résultats nous incitent à penser que les différentes souches sont d'origine monoclonale.

4.2. CARACTERISATION DE L'ANATOMIE RACINAIRE DU PALMIER DATTIER

4.2.1. Description biométrique

Une étude biométrique préalable des racines non inoculées des 3 variétés a été réalisée. Les résultats ne montrent pas de différences significatives entre les trois variétés (tableau 06). Un bon développement des systèmes racinaires des trois variétés a été observé.

Tableau 06 : Biométrie des systèmes racinaires non inoculés âgés de 70 et 90 jours des 3 variétés (Sensible, tolérante, résistante).

Variétés	Age			
	70 Jours		90 Jours	
	Longueur (cm)	Diamètre (mm)	Longueur (cm)	Diamètre (mm)
Tegaza	15	1.2	25	1.5
Tinasser	16	1.9	18	2.3
Takerboucht	15.8	2.4	17.3	2.7

4.2.2. Anatomie de la structure racinaire (racines non infectées)

Nous avons noté la présence des différentes racines (auxirhyzes, mésorhyzes, brachyrhizes). Les coupes ont été faites à 15 mm de l'apex racinaire pour les trois variétés : Tegaza, Tinasser et Takerboucht. L'objectif est d'étudier la différenciation des tissus et d'avoir une idée sur les étapes de l'installation et de la progression du *Fusarium* dans les tissus racinaires.

Les coupes transversales ont été réalisées sur les racines principales appartenant aux 3 variétés (Tegaza, Tinasser et Takerboucht). Deux zones racinaires distinctes sont particulièrement prises en considération : L'écorce et le cylindre central.

L'écorce :

Les coupes réalisées montrent de l'extérieur vers l'intérieur (Fig. 17 ; 18 ; 20).

- Un rhizoderme: C'est une couche de cellules superficielles dont les parois sont minces et cellulósiques.
- Un subéroïde: C'est un tissu protecteur d'origine primaire, formé de 3 assises cellulaires dont les parois sont légèrement épaisses. Un début de subérification de la première assise a été constaté.
- Un sclérenchyme : C'est un tissu de soutien d'origine primaire formé de plusieurs couches cellulaires. La taille des cellules augmente de la périphérie vers le centre.

Au niveau de l'écorce, on constate deux zones bien distinctes :

- zone externe formée de 3 à 4 assises de cellules dont les parois sont épaisses et lignifiées.
- zone interne formée de 3 assises de cellules à parois plus ou moins fines. La lignification dans ce cas est moins importante.

Le parenchyme : C'est un tissu d'origine primaire dont lequel on distingue : il se divise en 3 niveaux :

- Une zone externe qui est composée de plusieurs assises cellulaires à parois minces et cellulósiques. L'augmentation du nombre des cellules est centripète.
- Une zone moyenne formée de cellules dont les parois sont similaires à celles de la zone externe. Cette zone est caractérisée par la présence de nombreuses lacunes dont les dimensions sont importantes. Elle contient des amas arrondis de fibres à paroi lignifiée et parenchyme profond à petites cellules.
- Une zone interne : C'est le parenchyme cortical le plus interne. La nature de ces parois est cellulósique et épaisse. Cette zone ne contient pas de lacunes.

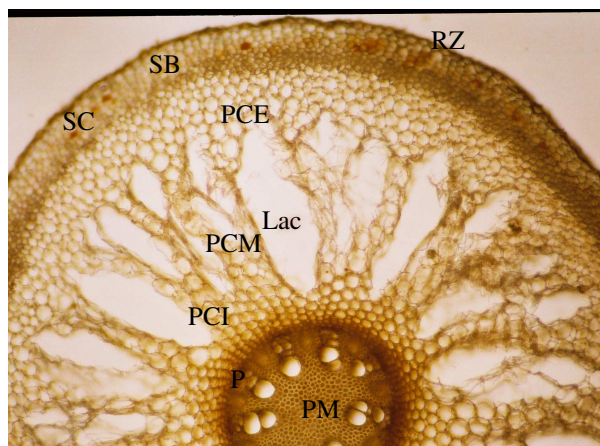
Le cylindre central

Il est réduit par rapport à l'écorce, il est caractérisé par la présence des tissus suivants :

- Le péricycle : c'est une assise de cellules à parois minces de nature pectocellulosique situé directement sous l'endoderme limitant le cylindre central vers l'extérieur (Fig 19).
- Les tissus conducteurs : Ils sont bien différenciés et groupés en faisceaux de xylème et phloème. Les tissus conducteurs du phloème sont alternés avec les fais-

ceux du xylème et dont la différenciation est centripète. La nature des parois des faisceaux est pectocellulosique.

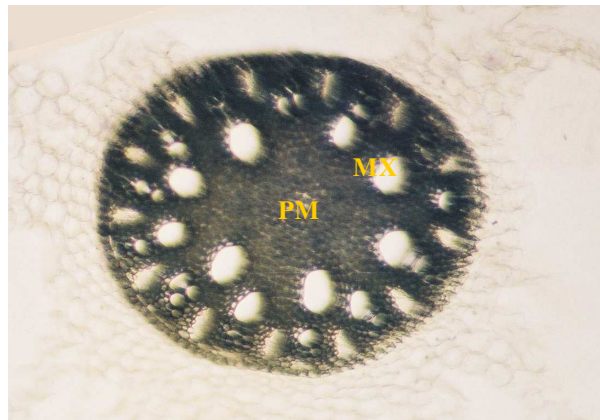
- Le parenchyme médullaire : Ce sont des cellules à parois peu épaisses et cellulodiques. Au cours de nos observations, nous constatons que les racines du 1^{er} ordre (R₁), celles du 2^{ème} ordre (R₂) ont la même structure.
- Un endoderme : C'est un tissu d'origine primaire, formé d'une seule assise de cellules ; il constitue l'assise la plus interne de l'écorce et dont les parois cellulaires sont lignifiées.



17



18



19



20

Fig 17 : Coupe transversale au niveau de l'écorce montrant le rhizoderme (RZ), le subéroïde (SB), le sclérenchyme (SC), le parenchyme cortical de l'endoderme (PCE), le faisceau de fibre, le trait blanc délimite l'écorce, la lacune (Lac), Parenchyme cortical à méats (PCM), Parenchyme médullaire (PM), Gr: x10.

Fig 18 : Coupe transversale au niveau de l'écorce et du cylindre central de la racine d'une jeune plantule de palmier dattier non infectée. Protoxylème (Px), Endoderme (EN), Faisceau de fibres (FF), Métaxylème (Mx) Gr : X 10

Fig 19 : Vue générale du cylindre central en coupe transversale, Gr : x 10

Fig 20 : Coupe transversale au niveau d'un cylindre central ; P : Péricycle, En : Endoderme, Px :Protoxylème, Mx : Metaxylème, Ph : Phloème, Pm : Parenchyme médullaire, Gr: x10.

4.2. 3. Conclusion

Le système radical du palmier dattier est fasciculé. La longueur et le diamètre des racines de Tegaza, Tinasser et Takerboucht diffèrent sensiblement d'une variété à une autre. L'anatomie des racines confirme celle d'une monocotylédone. Les coupes anatomiques ont montré l'existence d'une écorce et un cylindre central. L'écorce contient des cellules parenchymateuses avec de grosses lacunes, ce qui caractérise le palmier dattier. Le cylindre central est réduit par rapport à l'écorce.

4.3. CARACTERISATION DE L'INTERACTION F.O.A x ANATOMIE RACINAIRE DU PALMIER DATTIER APRES INOCULATION

4.3. 1. Observations macroscopiques des racines infectées

a. Variétés sensible et tolérante

Un mois après l'inoculation artificielle des plantules de Tegaza et Tinasser par une suspension conidienne de la souche préalablement sélectionnée : T02G2*, nous avons observé une couleur brune à rougeâtre sur les racines. Ceci caractérise la présence du parasite à l'intérieur des cellules. Cette couleur prend naissance à partir de l'apex racinaire et des tissus jeunes puis progresse en direction du collet engendrant des nécroses caractérisées par leur couleur noire (BOUDEFFEUR, 1989) (Fig 21). Ceci expliquerait la progression du *Fusarium* d'une manière ascendante au niveau des plantules pour atteindre en dernier ressort le limbe et la partie épiphytisque de la plantule. Ces symptômes sont accompagnés d'un rétrécissement de la surface foliaire, un enroulement ou un blanchiment des folioles. La plantule subit enfin un dessèchement des limbes puis finit par le dépérissement total.

b- Variété résistante

L'observation macroscopique des racines des plantules de la variété Takerboucht montre dans certains cas un brunissement sur les plus jeunes racines notamment au niveau de leurs apex. Ce brunissement reste cependant, localisé sans progression vers le collet, contrairement aux variétés Tegaza et Tinasser. Aucun symptôme foliaire sur les limbes et les autres parties de la plante n'a été observé. Les plantules de Takerboucht sont restées vivantes jusqu'à la fin de notre expérimentation sauf pour quelques rares exceptions.

4.3. 2. Observations microscopiques et anatomie des racines infectées

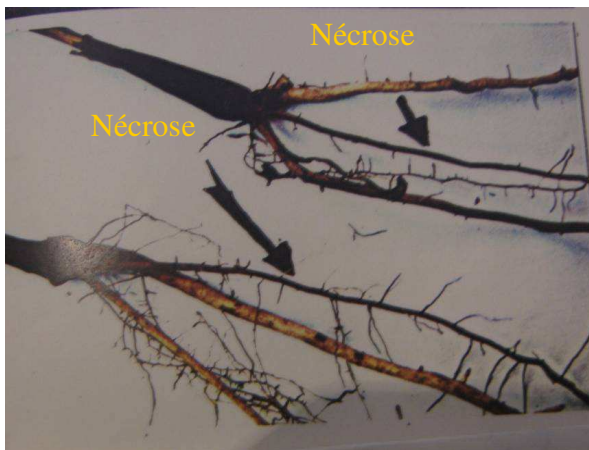
L'inoculation artificielle des variétés sensible, tolérante et résistante nous a permis de suivre le mode de colonisation des racines par le *F.o.a*, son déplacement à l'intérieur des

tissus conducteurs, son comportement ainsi que les modifications histologiques qui peuvent en découler.

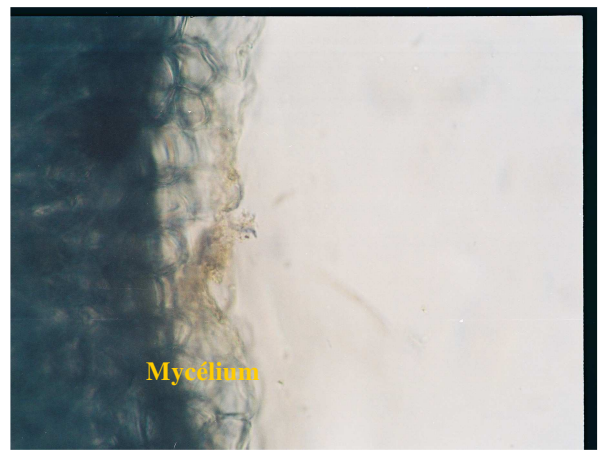
a. Variétés sensible et tolérante

Après 10 jours de l'inoculation artificielle des plantules, les observations faites sur les coupes à main levée montrent que le champignon est présent dans les racines des deux variétés (Tegaza et Tinasser) à des niveaux sensiblement différents. Ces observations permettent de noter que :

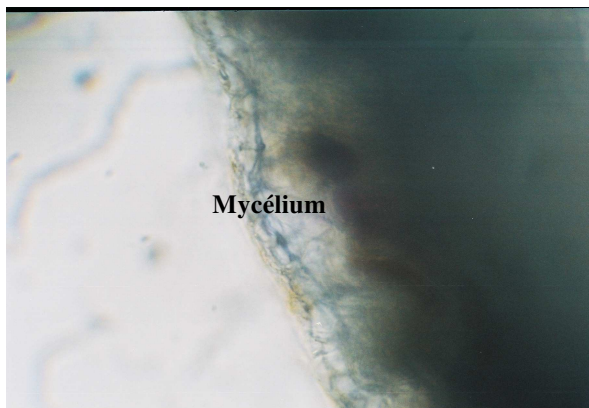
- Après 24 heures de l'inoculation artificielle, un début de germination des microconidies à la surface des racines, a été observée sur certaines racines [Fig. 22,)] et sur d'autres la présence de filaments mycéliens sur la partie externe des racines [Fig. 23].
- Des modifications structurales ont été observées au niveau de la racine attaquée entraînant ainsi un ramollissement puis un brunissement suivi d'un détachement du cylindre central de l'écorce.
- Au dixième jour, des filaments mycéliens enchevêtrés sur certains sites d'infection ont été observés, confirmant la formation d'une crypte ou d'une invagination microcellulaire [Fig. 24 et 25].
- Nous avons constaté, après un mois de contact de l'inoculum avec les racines, la présence du mycélium dans l'écorce au niveau du parenchyme cortical ainsi que les lacunes [Fig. 26, 27, 28,29]. La pénétration serait induite par les appressoria exerçant une pression mécanique qui facilite leur insinuation dans l'écorce principalement par la voie intercellulaire notamment dans les méats et entre les cellules au niveau de la lamelle moyenne (Fig : 30, 31). C'est à ce moment que le champignon commence à envahir le parenchyme cortical où s'installe le mycélium [Fig. 32, 33].
- Le parasite ne cesse alors de s'étendre dans les tissus touchés pour atteindre enfin le cylindre central, et plus particulièrement, les vaisseaux du xylème [Fig. 34, 35]. Ainsi, au bout d'un mois de contact avec le *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis* [Fig. 36, 37], on note la formation de thylles, qui finissent par obstruer et coloniser les vaisseaux conducteurs du xylème [Fig.38 ; 39].



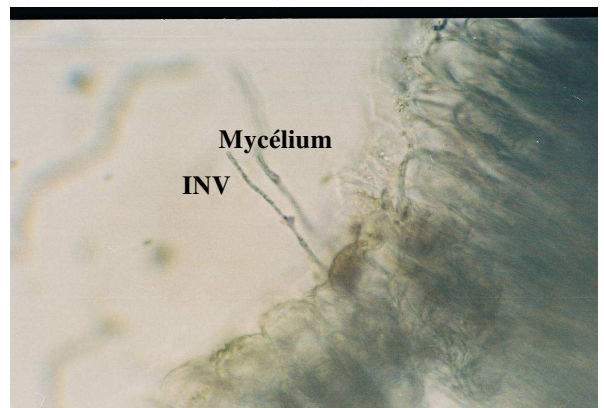
21



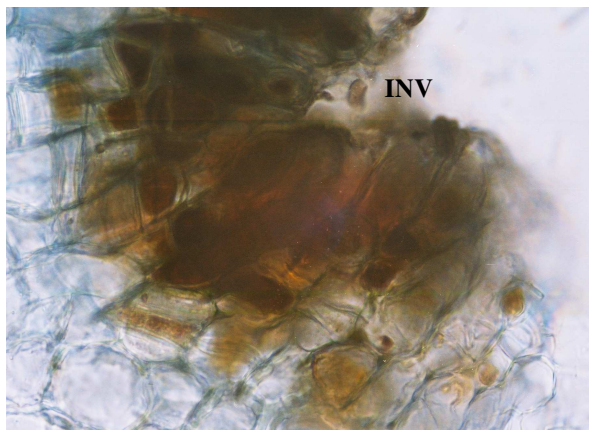
22



23



24



25

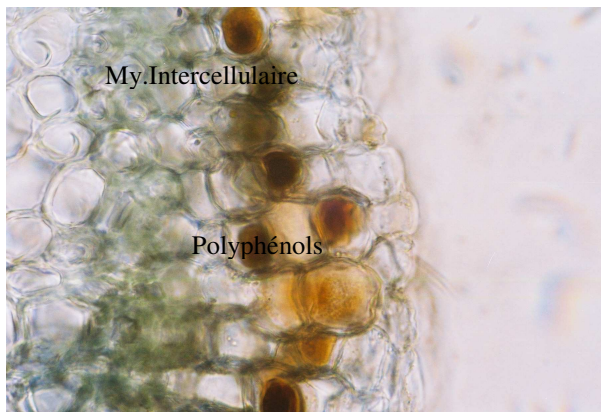
Fig.21 : Symptômes induits par *Fusarium* sur une jeune racine de palmier dattier : une nécrose nette sur le système racinaire est visible.

Fig.22 : Présence abondante de mycélium sur la racine d'une jeune plantule Tinasser. Début de Germination d'une microconidie Gr : 25x

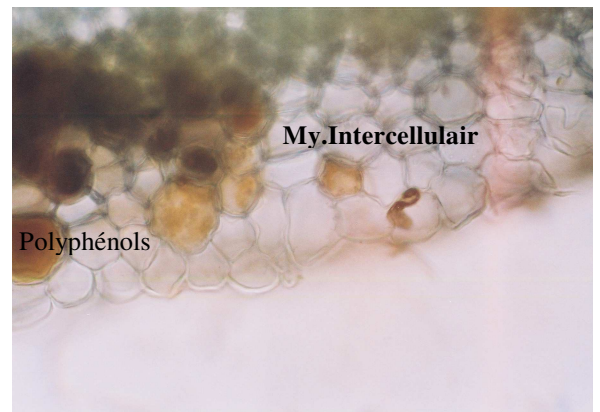
Fig.23 : Mycélium cloisonné se rapprochant tangentiellement de la périphérie racinaire. (TK) Gr : 25x

Fig.24 : Début de formation d'une crypte d'invagination fongique à la périphérie de la racine suivie d'une réaction racinaire qui consiste à sécréter des polyphénols. (Tegaza) Gr.:25 x

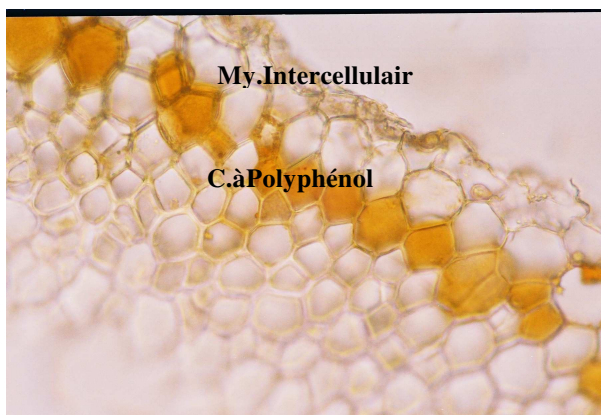
Fig.25- Formation d'une invagination réelle par des appressoria de mycélium occupant tous les espaces intercellulaires avec réaction de sécrétion de tannins (Tegaza). Gr. 25x.



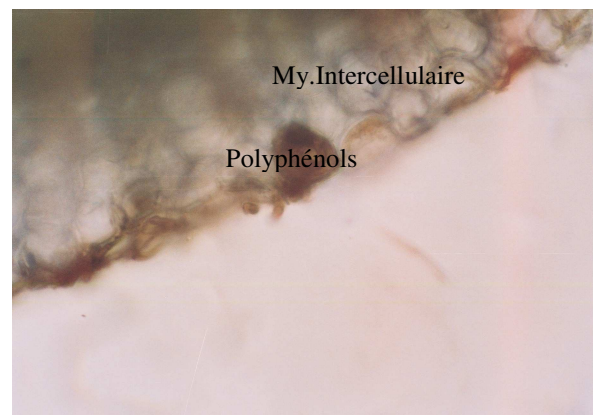
26



27



28



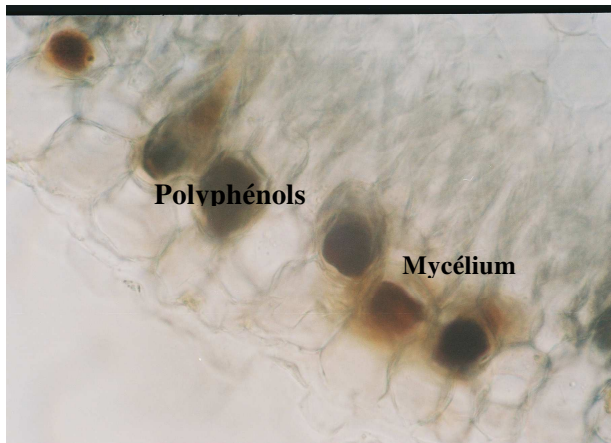
29

Fig 26: Mycélium traversant l'écorce et occupation des espaces intercellulaires et des méats. Réaction de défense par les composés phénoliques sur la périphérie racinaire de la variété Tinasser. Gr : 25X

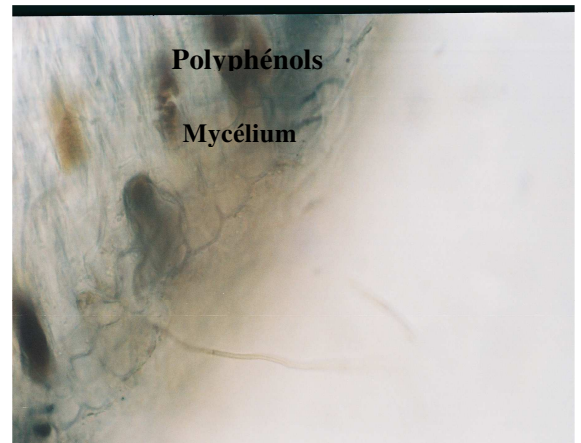
Fig 27 : Présence évidente du mycélium dans les espaces intercellulaires de l'écorce suivie d'une réaction de défense par la sécrétion de polyphénols dans les cellules cernées (Tinasser) Gr : 25x.

Fig 28 : Envahissement des différentes couches de l'écorce par des hyphes mycéliens. Sécrétion des polyphénols pour faire face aux mycéliums. Tinasser. Gr : 25X

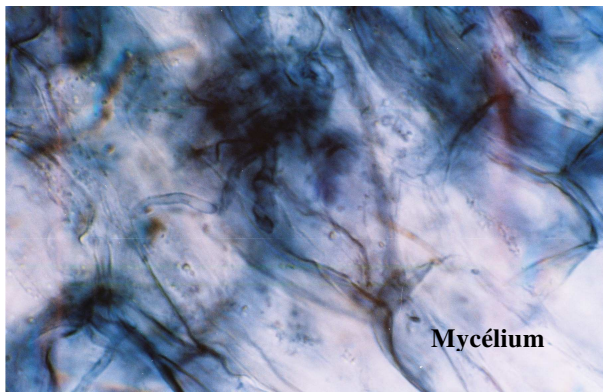
Fig 29 : Coupe transversale au niveau de l'écorce à 15 mm de l'apex racinaire. Début d'insinuation des mycéliums représenté par un point d'infection et mycélium inter et intracellulaire. Tegaza Gr : 25X



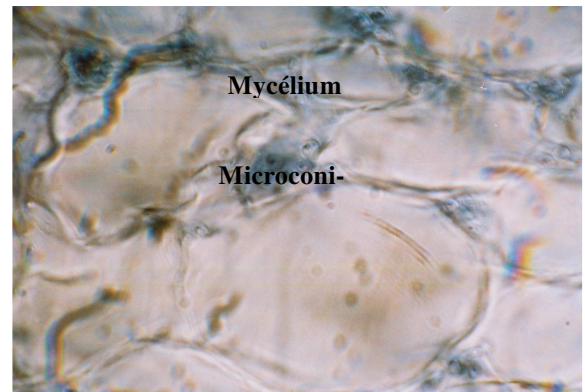
30



31



32



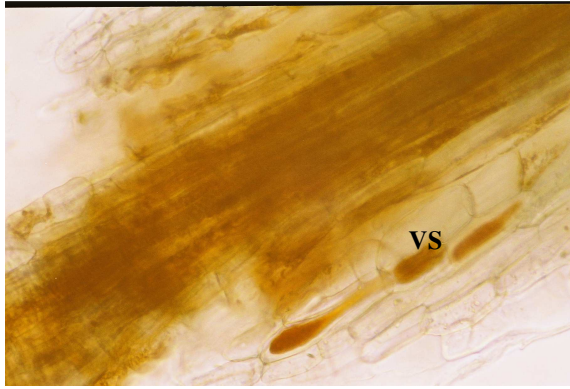
33

Fig.30 : Mycélium présent dans les espaces intercellulaires de la couche de l'écorce avec sécrétion intense de polyphénols exclusivement par les cellules entourées d'hyphes mycéliens (Tinasser) Gr : 25x

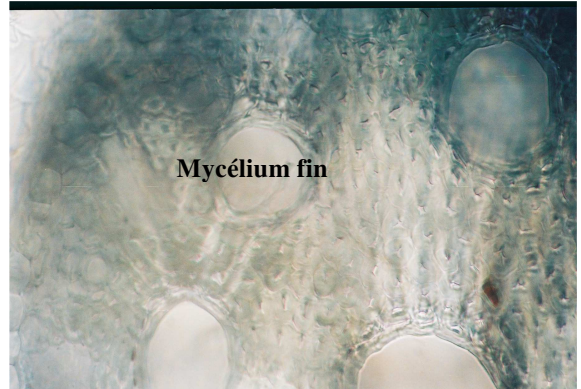
Fig. 31 : Coupe transversale au niveau de l'apex radulaire. Mycélium bien visible occupant les espaces intercellulaires de l'écorce d'une plantule de Tinasser avec sécrétion de polyphénols actifs. Gr : 25x

Fig. 32 : Présence du mycélium en abondance dans le parenchyme cortical et des lacunes. Etirement et désorganisation totale des cellules parenchymateuses (Tegaza) (Gr : 40x)

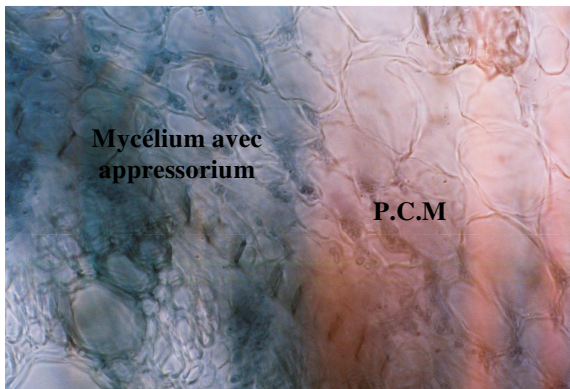
Fig. 33 : Présence d'hyphes mycéliens avec conidies dans les méats et espaces intercellulaires. Désorganisation totale du parenchyme causée par les enzymes hydrolytiques du champignon. (Tegaza) Gr : 40x.



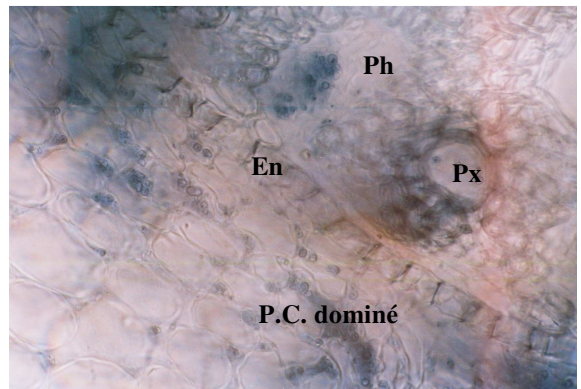
34



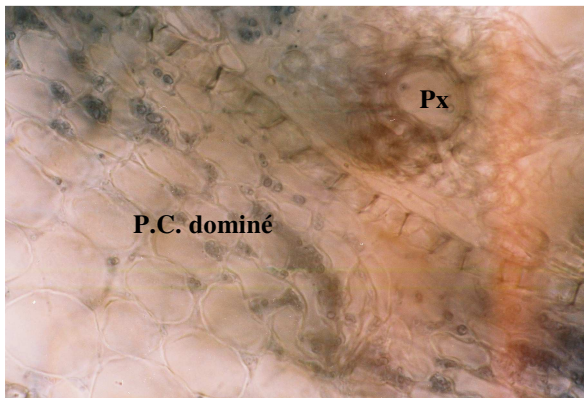
35



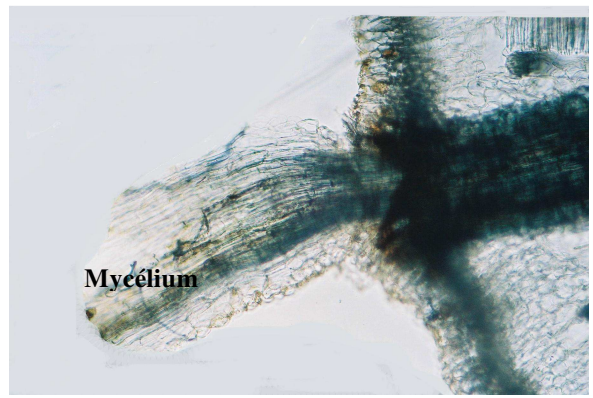
36



37



38



39

Fig 34 : Coupe longitudinale montrant la structure des vaisseaux conducteurs Tinasser Gr : 40x

Fig 35 :- Mycélium bien visible au niveau d'un vaisseau du xylème. Brunissement du parenchyme médullaire révélant une concentration fusarique Gr : 40x

Fig 36- Envahissement total des tissus du parenchyme cortical et médullaire. Mycélium avec appressoria occupant les espaces intercellulaires. Désorganisation et étirement des cellules parenchymateuses. Sécrétion de polyphénols au niveau du parenchyme cortical et du cylindre central (Tegaza) Gr : 40x

Fig 37 : Ramollissement de la racine infectée puis début du détachement du cylindre central à partir de l'écorce. Observation nette des polyphénols dans le cylindre central. Présence de thylle dans le xylème. Tegaza Gr : 40x

Fig 38 : Domination du parenchyme cortical interne, du phloème et xylème par des amas de mycélium. Début de détérioration de l'endoderme. Tinasser Gr : 40x

Fig 39 : Colonisation des vaisseaux conducteurs par le *Fusarium*, format en coupe longitudinale. (Tegaza) Gr : 25x

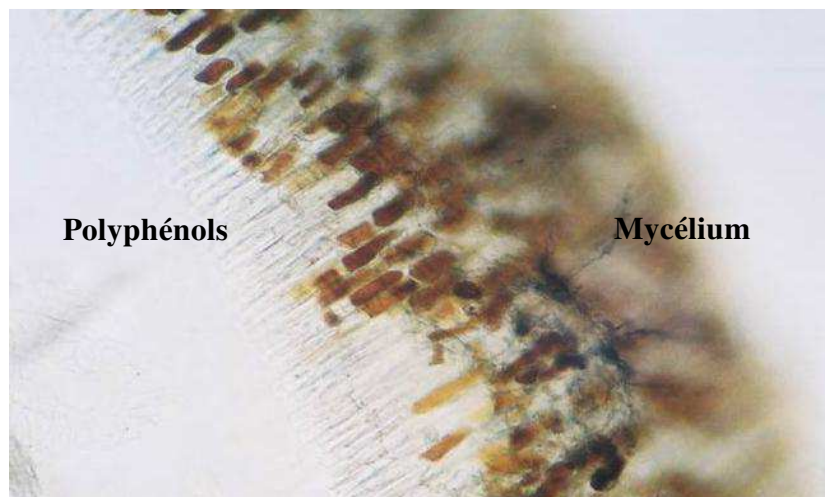
b - Comportement de la variété résistante " Takerboucht "

Un mois après l'inoculation de la variété résistante de Takerboucht, les plantules restent vertes sauf pour quelques très rares exceptions vu à la disjonction des caractères. L'observation sous microscope des coupes transversales de celle-ci a permis de montrer que la pénétration éventuelle du parasite à travers les tissus de l'écorce (Fig. 40 ; 41) s'effectue tardivement par rapport aux deux autres variétés (Tegaza et Tinasser). La progression du *F.o.albedinis* reste très localisée aux niveaux des tous premiers millimètres de la racine (Fig. 42), pas loin du point de l'inoculation, c'est-à-dire dans les zones proches de l'apex racinaire.

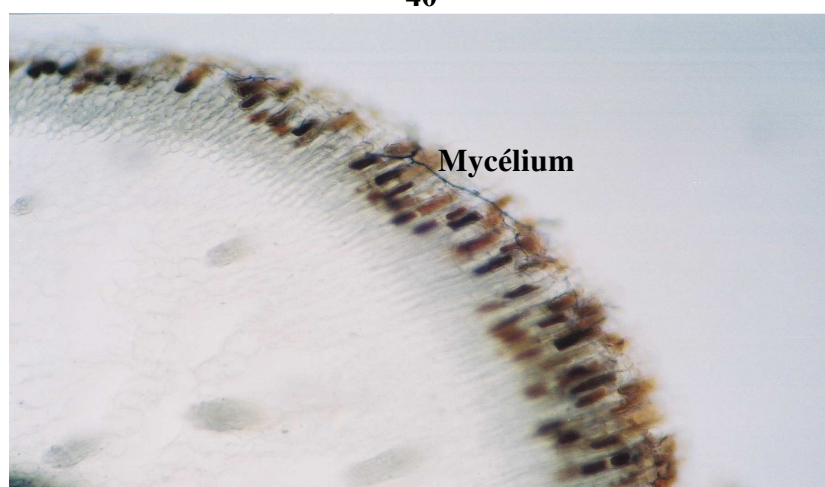
L'attaque parasitaire La colonisation parasitaire reste très limitée au sclérenchyme et au parenchyme cortical. Elle se traduit par un brunissement localisé au niveau des parties attaquées. Ce brunissement (nécrose) peut être assimilé à une réaction d'hypersensibilité tissulaire (hypersensitive reaction-like) confirmant la présence de l'agent pathogène dans une zone réduite de la racine infectée.

Nous n'avons pas pu observer le *Fusarium* mycélium dans les vaisseaux du xylème ni dans le cylindre central. Nous avons constaté au niveau de certains apex racinaires des cellules parenchymateuses de couleur altérée. Ces cellules peuvent subir éventuellement un étirement suivi d'un cloisonnement et finissent par une hypertrophie des cellules [Fig. 42]. En fait, il s'agit d'un matériel hétérogène car il est issu de noyau.

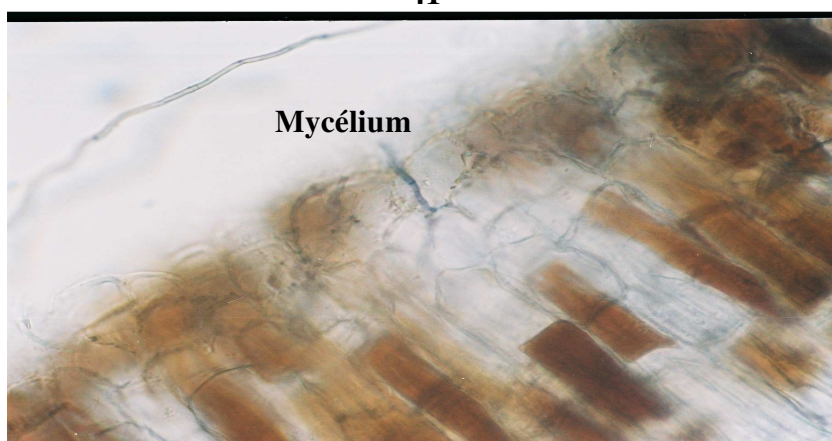
Enfin, nous avons observé une production abondante de tannins et de gommés (polyphénols) surtout au niveau du sclérenchyme racinaire des variétés inoculées [Fig.40 ; 41 ; 42]. Cependant, la variété résistante Takerboucht semble produire le plus de polyphénols par rapport aux deux autres variétés. Cette abondante production n'a pas été observée dans les jeunes plantules témoins, ce qui témoigne une réaction de défense mise en œuvre par la plante infectée pour limiter, voire stopper la progression du champignon.



40



41



42

Fig : 40- Elaboration importante de polyphénols suite à un rapprochement tangentiel du *F.o. albedinis* au niveau du subéroïde de l'écorce. (Takerboucht) Gr : 25x.

Fig : 41- Un mycélium frôlant la surface racinaire. Réponse du métabolisme phénolique à des infections racinaires. Des mycéliums de *F.o. albedinis* sont bien distincts chez la variété résistante (Takerboucht) : Gr : 25x.

Fig 42- Pénétration des hyphes mycéliens au niveau de la racine, sécrétion abondante des Polyphénols stratifiés bien foncés limitant la progression du champignon (Takerboucht) Gr : 40x

4.3.3. Installation et ascension du parasite dans la plante

La technique des coupes sériées nous a permis de suivre de près l'installation et l'ascension et la progression du parasite dans les vaisseaux conducteurs des jeunes plantules des trois variétés (sensible, tolérante et résistante). Le dépistage du *F.o.a* dans les plantules au stade une feuille montre que l'ascension du parasite est très lente et reste localisée aux alentours des points d'infection. Sa progression effective n'apparaît qu'à partir de la formation de la 2^{ème} feuille.

Le parasite peut être isolé après seulement vingt quatre heures après l'inoculation des variétés par trempage des racines sectionnées dans une solution d'inoculum titrant 1.10^6 conidies/ml. Les fréquences des plantules ayant permis l'isolement du champignon dans les tous premiers centimètres racinaires inoculés sont de 50% pour Tegaza, 45% pour Timokor, 20% pour Tinasser puis 23% pour Tilemsou. Les racines inoculées des variétés Takerboucht et Aghares réputées résistantes n'ont pas permis d'isoler le champignon.

Quatre jours après, le champignon est présent dans toutes les racines de Tegaza et Timokor. Sa présence est discontinue dans les dix premiers jours sur une longueur de 10 cm pour les variétés tolérantes (Tinasser et Tilemsou). Cependant, pour les 2 variétés résistantes (Takerboucht et Aghares), aucune présence du parasite n'a été décelée dans les dix premiers centimètres, et ce, pendant 10 jours.

4.3.4. Conclusion

L'infection des plantules de palmier dattier au stade de deux feuilles par une suspension conidienne de *F.o.a* favorise une germination rapide des microcinidies autour des racines. Le mycélium perce la paroi de l'épiderme racinaire et pénètre dans le parenchyme cortical de la variété Tegaza et Tinasser. Il progresse vers le cylindre central et les vaisseaux de xylème pour atteindre finalement les feuilles. Un brunissement tissulaire est parfois observé sur l'apex racinaire de la variété résistante Takerboucht, sans que le mycélium parvienne au cylindre central de la racine.

5- DISCUSSION

L'étude anatomique des racines montre que les résultats obtenus sont conformes à ceux obtenus par CHALLAM (1986) et BOUGUEDOURA (1991). La seule différence anatomique réside dans le nombre des faisceaux conducteurs et l'épaisseur de racines qui peuvent changer.

- Culture des souches de *F.o.a* *in vitro*

Grâce aux techniques classiques, une souche agressive a été sélectionnée. Il s'agit de la souche T02G qui a été utilisée dans les tests ultérieurs. En effet, l'analyse de la variance met en évidence un effet significatif (seuil de 5%) de la souche sur le niveau d'agressivité. Ceci serait dû éventuellement à une mutation de certaines souches. En effet, les travaux récents ayant porté sur la caractérisation génétique basée sur les outils moléculaires de nombreuses souches de *F.o.a*, mettent en évidence une homogénéité génétique de ce matériel (AMZELLOUG, 1999). Ces travaux confirment l'existence d'une seule lignée génétique du parasite. Par ailleurs, les études menées sur le pouvoir pathogène n'ont pas permis de révéler l'existence de races dans les différentes populations étudiées de ce parasite (FERNANDEZ et al, 1995). Ainsi, la mise en évidence d'une telle homogénéité génétique du parasite fournit de bons espoirs pour le succès d'une stratégie de lutte contre cette maladie notamment par le développement de variétés de palmier dattier résistantes. Dans notre cas, la différence entre les agressivités des souches sur les variétés étudiées est hautement significative, ce qui explique que ce matériel végétal est génétiquement hétérogène.

Le comportement *in vitro* des souches de *F.o.a* étudiées indique que celles-ci présentent les mêmes aptitudes à se multiplier, à se développer et à produire la biomasse sur le milieu de culture. Elles obéissent toutes à un développement selon des courbes de type sigmoïde qui possèdent tous un point maximum pour la sporulation, la production de microconidies, de macroconidies et de biomasse, puis s'en suit une phase stationnaire qui correspond à la colonisation du milieu de culture pour atteindre enfin la capacité biotique du milieu. Ceci suggère que la phase d'épuisement du milieu en éléments nutritifs limitants, conduit au phénomène de fongistase (LOCKWOOD, 1981).

Ces paramètres sont toujours testés dans ce type d'étude car les *Fusarium* colonisent leur milieu par allongement des hyphes mycéliens (DIX et WEBSTER, 1995). En effet, nous avons remarqué une accentuation de la pente au niveau de la courbe de production des microconidies, ceci concorde avec les résultats obtenus par BOUNAGA (1975) et ALABOUVETTE (1986) qui ont démontré que l'état nutritionnel d'un substrat conditionne de façon importante le développement des microorganismes. La multiplication du *F.o.a* est favorisée par des éléments nutritifs du milieu, ainsi que l'hydrolyse des *Fusarium*

morts qui ont libéré leur contenu en éléments nutritifs (DAVIS, 1975 ; LENSI et al, 1991). GRIFFIN (1981) suggère que le carbone est l'élément essentiel pour la multiplication des spores.

Pendant la phase plateau, une stabilisation de la courbe a été remarquée. Nous pouvons suggérer que le mycélium et/ou les conidies peuvent élaborer un métabolite inhibiteur de la germination ou éventuellement le milieu de culture a atteint sa capacité biotique par l'épuisement des éléments nutritifs ainsi que le vieillissement des souches.

- *Comportement des racines inoculées par la souche de F.o.a*

Nous avons observé, après inoculation, que l'insinuation du *Fusarium* est plus accentuée au niveau des zones proches de l'apex radiculaire. Dans cette zone, les tissus sont encore plus jeunes et la nature de leurs parois cellulaires est essentiellement constituée de pectine et de cellulose qui peut être aisément lysées par le champignon. BOUNAGA (1975) a confirmé l'existence chez le *F.o.a* d'enzymes telles que les cellulases et les pectinases capables de dégrader la paroi pectocellulosique du palmier dattier. Dans le même ordre d'idées, WALTON (1994) note la présence de plusieurs systèmes enzymatiques (tableau 07) chez tous les microorganismes, qu'ils soient saprophytes ou pathogènes, contribuant à la dégradation des parois des plantes supérieures.

Tableau° 07. Enzymes, produites par les pathogènes, capables de dégrader la paroi cellulaire du palmier dattier, (WALTON, 1994)

Cellulase	EndoPG	Glucosidase
Endo-b-1,4-glucanase	ExoPG	1.3-Glucanase (laminarinase)
Cellobiohydrolase	PME	1.3-b-1.4-Glucanase
b-Glucosidase	1,4-xylanase	Galactosidase
Pectinase	xylosidase	1.4-Galactanase
Endo'l	Arabinofuranisidase	Protease
ExoPI(exopolygalactutonnallyase)	Arabinase	Phospholipase

Nos résultats montrent par ailleurs, que les microconidies pouvaient se déplacer et reproduire des symptômes chez les plantules âgées de 3 feuilles avant celles âgées de 2 feuilles. En effet, ces dernières disposent de plus de cloisons transversales considérées comme des barrières histologiques situées dans les vaisseaux conducteurs du xylème en voie de différenciation (BOUNAGA et BOUNAGA, 1973). MALENÇON (1949) suggère que la progression du *Fusarium* découle de la nature de la maladie, cette dernière se fait de bas en haut, à travers les vaisseaux du xylème qui, au contact du parasite, s'obstruent plus ou moins par des thylls et de gommés. Dans notre cas, Nous avons fait les mêmes observations histologiques grâce à la technique des coupes à main levée. L'étude a révélé-

lé, chez les variétés sensible et tolérante une concentration fusarique particulièrement importante dans le cylindre central par comparaison à l'écorce.

Dans nos conditions expérimentales, nous nous sommes rendus compte que les symptômes réelles du Bayoud apparaissent à partir de la 4^{ème} semaine après l'inoculation des plantules, alors que les microconidies ont pu être détectées au niveau de certaines racines par la technique des coupes sériées, après seulement 24 heures pour Tegaza et Tinasser; ce qui corroborent les résultats obtenus par RAHMANIA (2000). Aussi, il en résulte de l'infection des jeunes racines des modifications structurales qui présentent un ramollissement alors que le cylindre central se détache de l'écorce suivie de l'apparition d'un brunissement tissulaire. L'installation du *F.o.a* dans les racines du palmier commence au préalable au niveau des tissus de l'écorce, avant d'atteindre les parties centrales puis les organes aériens. Le parasite se multiplie rapidement dans le xylème et arrive à obturer les vaisseaux pour ralentir le flux de la sève (RAHMANIA, 1982).

Selon BELARBI et MANGENOT (1986), après 15 jours de l'inoculation artificielle d'une racine principale, dépourvue de pneumatodes et d'autres racines latérales portant des pneumatodes; l'infection a été constatée seulement dans le second cas. Le champignon est présent dans l'aérenchyme où il est étroitement appliqué sur les parois cellulaires. Le champignon traverse le cortex à la fois entre et dans des cellules. Les hyphes forment une couche épaisse au voisinage de l'endoderme subérisé où elles traversent souvent la paroi des cellules par les ponctuations pour arriver au cylindre central. Il envahit, par la suite, le système vasculaire, pour atteindre enfin les organes aériens du palmier dattier (RAHMANIA, 1982).

En effet, nous avons remarqué que la vitesse de colonisation des racines est plus accentuée en direction de la tige que vers l'apex racinaire, ceci concorde avec les observations de BELARBI et MANGENOT, (1986), MATHERON et BENBADIS (1994). Ces derniers auteurs ont constaté, en outre, que la pénétration s'effectue d'abord d'une façon horizontale puis verticale ascendante dès son arrivée dans le xylème. Dans notre cas, nous avons constaté que la progression horizontale du parasite est plus lente au fur et à mesure qu'on s'éloigne de l'apex radulaire. Ceci serait dû à la lignification et la subérification des parois. Par ailleurs, le parenchyme cortical riche en lacunes ainsi que sa nature pectocellulosique et l'épaisseur réduite de ses parois serait la cause de son envahissement par le *F.o.a*.

L'âge de la plantule présente aussi un effet sur la progression du champignon dans les tissus. Ainsi, nous avons remarqué que l'ascension du parasite dans les vaisseaux très jeunes des plantules au stade une feuille est plus difficile que chez les plantules au stade 2 feuilles et plus. En effet, DUBOST et KADA (1974) ont révélé l'existence de trachéides qui constituent une barrière de nature histologique à la progression verticale du champignon chez les plantules au stade 1 feuille, alors qu'au delà du stade 2 feuilles, le système conducteur se différencie de plus en plus, les cloisons transversales tendent à disparaître et la circulation de la sève devient plus aisée, ce qui faciliterait l'ascension du champignon vers les parties supérieures de la plante.

Le *F.o. albedinis* séjourne plusieurs heures dans l'écorce où il provoque une altération et une désorganisation totale des tissus du parenchyme cortical et gagne par la suite l'endoderme qu'il traverse par la lyse de la lamelle moyenne. L'endoderme n'est pas considéré comme une barrière, le parasite se retrouve alors dans le cylindre central où il va proliférer dans les tissus du parenchyme médullaire. Bien que le champignon ait pu coloniser facilement la variété Tegaza (sensible) et avec un degré moindre la variété Tinasser (tolérante), les mêmes réactions de défense se produisent au contact de l'agent pathogène. De ce fait, la réaction la plus importante observée au cours de cette expérimentation demeure celle de la production de substances polyphénoliques. Cette production est induite par le *F.o.a* et aurait une relation avec la sensibilité ou la résistance d'une plante donnée vis-à-vis des fusarioses vasculaires (BENSALEM, 1991). Néanmoins, chez les variétés Tegaza et Tinasser, nous avons constaté que la progression du parasite ne semblait pas être gênée par les polyphénols de plus en plus abondants après la contamination. Chez la variété Takerboucht, nous avons remarqué une forte sécrétion de polyphénols après l'inoculation concomitante avec un blocage du champignon au niveau des tissus de l'écorce. Il reste à savoir, d'une part si la présence de ces polyphénols est réellement à l'origine de ce blocage, et d'autre part si la nature des polyphénols diffère d'une variété de palmier à une autre ? LEVIN confirma en 1971 que la qualité des polyphénols diffère d'une espèce à une autre et une différence variétale peut exister au sein d'une même espèce. Si de telles affirmations se vérifient chez le palmier dattier, elles ouvriront très certainement de nouvelles perspectives dans le domaine de la création variétale chez le palmier dattier visant à mettre en place des programmes de lutte génétique contre ce pathogène. Enfin, OUAFI-HARCHAOUI (2007) a confirmé une différence en polyphénols entre les différents cultivars de palmier dattier.

Le mécanisme de résistance aux fusarioses vasculaires est un phénomène complexe, il peut être résumé selon les résultats de nombreux auteurs :

BOUNAGA (1973) relie la résistance d'une variété à la fréquence des cloisons transversales qui s'opposera certainement au parasite lors d'éventuelles ascensions. BROCHARD (1974) affirme que les exsudats racinaires des jeunes plantules peuvent inhiber *in vitro* la multiplication du *F.o.albedinis*. Ceci a été confirmé par BENNACEUR (1981) lorsqu'elle a inhibé la germination des microconidies par les exsudats racinaires issus d'une variété résistante. La résistance serait également stimulée par les sécrétions de phytoalexines (ALBERSHEIM et VALENT, 1978 ; ASSEF, 1987), substances dont la production est induite après inoculation chez les variétés sensibles et résistantes ; et les phytoncides, substances qui existent chez la variété résistante.

EI-HADRAMI *et al.* (1998) en comparant les cultivars inoculés, a révélé une accumulation plus rapide et importante des composés phénolamidiques induits dans les tissus des cultivars résistants par rapport aux cultivars sensibles. L'arrêt de la progression du parasite dans les tissus où l'inhibition de ses enzymes lytiques par ces composés a été mise en évidence *in situ* et *in vitro*. Ce résultat paraît d'une importance majeure dans le mécanisme de résistance du palmier dattier vis-à-vis du *F.o.albedinis*.

ZIOUTI *et al.* (1998) ont mis en évidence le rôle de l'acide caféoylshikimique (ACS) qui est un composé phénolique du palmier dattier dans la défense contre le Bayoud. Ce composé (ACS) est représenté par les acides p-coumarique (APC), p-hydroxybenzoïque (APHB), férulique (AFE) et sinapique (ASI) constituant l'essentiel des phénols liés aux différents constituants des parois cellulaires. L'ACS génèrerait des produits qui inhibent l'activité des enzymes protéolytiques, cellulolytiques et pectinolytiques produites par le *F.o.albedinis*. Ceci concorde avec les résultats obtenus par EI-MODAFAR *et al.* (1998) qui ont montré que les variétés résistantes accumulent des teneurs élevées en acides caféoylshikimiques qui interviennent dans la défense du palmier dattier en inhibant la production d'enzymes hydrolytiques de *F.o.a*.

EI-MODAFAR *et al.* (1999), ont impliqué aussi les phytoalexines dans la résistance du palmier dattier à la fusariose en reliant la rapidité et l'intensité de leur accumulation à des doses fongitoxiques dans les premiers stades de l'infection, suggérant ainsi que les phytoalexines pourraient ainsi être utilisées comme marqueurs biochimiques de la résistance du palmier dattier au *F.o.a*. De même, EI-MODAFAR *et al.* (2000) suggère que l'ACS génère des produits d'hydrolyse (notamment l'acide caféique) et des produits d'oxydation (quinones) qui inhibent l'activité des enzymes protéolytiques, cellulolytiques et pectinolytiques produites par le *F.o.a* dans le milieu de culture. Par ailleurs, RAHMANIA (2000) suggère que la formation de thylles est généralement considérée comme un moyen par lequel les plantes résistent à une invasion fongique. Cependant, EI-MODAFAR

et al. (2001) ont révélé une activité et une induction différentielle plus importante et plus rapide de l'ammonia-lyase phenylalanine des racines chez la variété résistante de palmier dattier Boustami noire que chez la variété sensible Jihel.

6- CONCLUSION GENERALE

Cette étude a consisté à approfondir nos connaissances sur le processus infectieux de *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis* lorsqu'il est en contact avec des jeunes racines de trois variétés de palmier dattier : une variété sensible 'Tegaza', une variété tolérante 'Tinasser' et une variété résistante 'Takerboucht'.

A la lumière des résultats obtenus, suite à l'inoculation artificielle de jeunes racines des variétés Tegaza, Tinasser et Takerboucht, on peut confirmer que les relations "palmier dattier - *F.o.a* " sont assez complexes. Cependant, le développement du *F.o.a* sur le palmier, peut être caractérisé globalement par les points suivants :

- Après 24 h. d'inoculation, on observe une germination intense de microconidies autour des racines.
- Quatre jours après l'inoculation artificielle, des amas de mycélium sous forme de feutrage recouvrent la surface racinaire.
- Des invaginations fongiques ou cryptes sont réellement formés suite à la pression active exercée par les appressoria afin de faciliter la pénétration des hyphes mycéliums dans les tissus racinaires.
- L'étude histologique a permis de constater dans un premier temps que le champignon a bien pu pénétrer et s'est installé dans les racines de Tegaza et Tinasser.
- Le trajet du champignon a été suivi dans les différents tissus depuis l'écorce jusqu'au xylème dans le cylindre central. Ainsi, les filaments mycéliens munis de leurs microconidies ont été observés au bout de 2 semaines pour les 2 variétés Tegaza et Tinasser
- A la fin de la 3^{ème} semaine, les mycéliums ont pu cerner et envahir tout le parenchyme cortical des racines.
- Enfin, le champignon finit par envahir tout le cylindre central après 30 jours d'inoculation pour la variété sensible Tegaza et 33 jours pour la variété tolérante 'Tinasser'
- Sur la variété résistante 'Takerboucht', le mycélium du *F.o.a* n'a pas pu s'insinuer au-delà d'une certaine limite des extrémités racinaires. De ce fait, l'invasion de cette variété est restée limitée au niveau des premiers millimètres de la racine atteinte, à fortiori au niveau des premières couches du sclérenchyme.
- Des modifications structurales ainsi que des altérations histologiques et cytologiques profondes ont été observées sur les tissus des racines entourés par les mycéliums au sein des variétés tolérante et sensible. Ceci a conduit à une désorganisation totale suite à l'étirement des tissus depuis l'écorce et le parenchyme cortical, jusqu'au cylindre central.

- A ce stade, une accumulation de composés phénoliques dans les cellules du parenchyme cortical et médullaire a été observée. Ils s'étendent progressivement dans les deux directions, horizontale puis verticale.
- Chez la variété résistante 'Takerboucht', la structure des racines conserve leur agencement tissulaire, notamment les cellules parenchymateuses bien stratifiées. En outre, une importante accumulation de composés phénoliques a été observée, suivie d'une légère hypertrophie cellulaire par allongement perpendiculaire pour faire barrière à l'attaque mycélienne.

La réponse induite suite à l'infection par le *F.o.a* se traduit toujours par un brunissement des racines à la sécrétion des polyphénols, et ce, pour l'ensemble des variétés étudiées. De même, l'inoculation artificielle réalisée sur les jeunes plantules a toujours manifesté la présence de l'agent fongique au niveau des pneumatodes des 3 variétés sensible, tolérante et résistante. Cependant, pour la variété résistante, l'infection est restée bloquée au niveau du sclérenchyme, et n'a été aucunement observée dans les tissus sous-jacents contrairement aux deux autres variétés sensible et tolérante. On pourrait alors conclure que la variété 'Takerboucht' s'oppose d'une manière dynamique à toute pénétration de l'agent pathogène. On se pose alors la question, de savoir si ces sécrétions accompagnées de l'apparition d'un nombre important de cellules à polyphénols jouent réellement un rôle dans la résistance de la variété 'Takerboucht' à la fusariose du palmier dattier ? Si l'hypothèse se confirme, on serait alors tenté de proposer l'utilisation d'autres agents inducteurs (non pathogènes) pour déclencher ce type de réactions (réaction induite) afin de limiter, voire stopper l'infection par le *F.o.a* (bio-contrôle).

7- REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- **ALABOUVETTE C. 1986.** *Fusarium* wilts suppressive soils from Châteaurenard region: A review of a 10 years study. *Agronomie*, 6: 273 – 284.
- **ALBERSHEIM P. et VALENT B.S. 1978.** Host-pathogen interactions in plants. Plants, when exposed to oligosaccharides of fungal origin, defend themselves by accumulating antibiotics. *The journal of cell Biology*, 78: 627-643.
- **AMIR H. et AMIR A. 1988.** Influence de la désinfection et du type de sol sur l'antagonisme d'un actinomycète vis-à-vis d'une souche de *Fusarium oxysporum f.sp. albedinis*. *Rev. Ecol. Biol. Sol*, 26 : 57-74
- **AMZELLOUG A. 1999.** Des espoirs pour anéantir le Bayoud. *Le matin du Sahara et du Maghreb*, N° 10 :322.
- **ASSEF G. M. 1987.** La résistance chimique chez le palmier dattier au Bayoud: Thèse de Doctorat d'état. Université Aix Marseille. Saint Jérôme et Marrakech. 84 pages
- **BAAZIZ M. 2000.** Date palm genetic diversity in the Maghreb countries. Impact of the monovarietal culture. Second Arabic Congress of the United Research Councils of Arabic Countries. Mednine (Tunisia), 15-17 May Proceedings pp.125-133.
- **BAAZIZ M. et EL HADRAMI I. 1995.** Somatic embryogand analysis of peroxydases in *Phoenix dactylifera* L. *Biologia Plantarum*. 37: 197-203.
-
- **BADJI B. 1990.** Influence de différent amendement sur le développement de deux souches pathogène de *Fusarium oxysporum* dans le sol de palmeraie. Thèse Magistère. USTHB. Alger.
- **BELARBI-HALLI R. 1986.** Ultra structure du pneumatode. Son rôle dans la fusariose du dattier : relation hôte-parasite, thèse doc. es sciences, université de Nancy France nb pages .
- **BELARBI-HALLI R. 1991.** Aspects histologiques de la résistance de *Phoenix dactylifera* à la fusariose vasculaire due à *Fusarium oxysporum f.sp.albedinis*. *Physio.Arbres et Arbustes en zones arides et semi arides* Paris, France. Pp : 347-351.
- **BELARBI-HALLI R. et MANGENOT F. 1986.** Bayoud disease of date palm: Ultra structure of root infection through pneumatodes. *Can. J. Bot.* 64: 1703-1711.

- **BENCHABANE M., TOUA D., BAKOUR R. 2007.** Biocontrol of *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis* by *Pseudomonas fluorescens*. International conf, Montpellier 26-31 Août
- **BENNACEUR M. 1981.** Etude sur la fusariose du palmier dattier. Effets des exsudats racinaires sur le *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* (Killian et Maire)Gordon. Thèse doc. 3^{ème} cycle, Univ. Sci. et techno. du Languedoc. 78p.
- **BENSALEM N. 1991.** Etude histologique du processus infectieux chez le couple Palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.), *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* (Maulencon) Snyder et Hansen, agent causal du Bayoud, Mém. 68p. Ing. I.N.A El-Harrach Alger.
- **BENZAZA H.B.; BROCHARD P.; DUBOST D. et HETHENER P. 1970.** Progression du bayoud en Algérie et résultats des prospections entreprises. In : Proceedings du Congrès Maghrébin d'Agronomie Saharienne.
-
- **BOISSON C. 1991.** Variabilité de la morphologie et du pouvoir pathogène des champignons appartenant au genre *Fusarium*. Mise au point bibliographique. Doc. ORSTOM Montpellier, N°2. 24p.
- **BOTES A and ZAID A 2002.** The economic importance of date production and international trade In: Zaid A, ed. Date palm cultivation. FAO Plant Production and Protection Paper no. 156. Rome: Food and Agriculture Organisation of the United Nations, pp. 45
- **BOUDEFFEUR S. et REFFIS M. 2000.** Rapport de mission de prospection des palmeraies de Tidikelt [In-Salah, In-Ghar, et Gourara [Charouine]. 18:21-26.
- **BOUDEFFEUR S. 1989.** Etude de la réceptivité de quelques sols Algériens aux fusarioses vasculaires. INA El-Harrach. P.
- **BOUGUEDOURA N. 1979.** Contribution à la connaissance du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.). Etude des productions axillaires. Thèses de doctorat 3^{ème} cycle (USTHB). Université d'Alger, 56p
- **BOUGUEDOURA N. 1991.** Connaissance de la morphogénèse du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.). Etude *in situ* et *in vitro* du développement morphogénétique des appareils végétatif et reproducteur. Thèse de doctorat (USTHB) Alger.
- **BOUHOT D. et BILLOTE J.M. 1964.** Recherches sur l'écologie des champignons parasites dans le sol. III - Recherche d'une méthode sélective et quantitative d'analyse de *Fusarium oxysporum* f.sp. *melonis* dans le sol. Ann. Epiphyties, 15 : 57-72. (Abstr. Rev. Plant Pathol, 50,43).
- **BOUNAGA D. et BOUNAGA N. 1973.** Le palmier dattier et sa fusariose vasculaire I- Les vaisseaux *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord.* Alger, Fasc. 3 et 4.
- **BOUNAGA N. 1970.** Quelques aspects de la physiologie d'une souche de *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis*, agent de la maladie du Bayoud. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 60: 137-183.

- **BOUNAGA N. 1975.** Comportement du *Fusarium oxysporum f.sp.albedinis* (KILLIAN & MAIRE) GORDON en présence de composées glucidiques. Thèse de doctorat de troisième cycle, Faculté des sciences. Université d'Alger
- **BOUNAGA N. 1980.** Le palmier dattier et la fusariose. VIII- action de quelques mercapto.2. azotes Ribosytes sur la croissance *in vitro* de *Fusarium oxysporum f.sp.albedinis* (Killian et Maire) Gordon. Phytopathol. Z. 98 : 120-217.
- **BOUNAGA N. 1985.** Contribution à l'étude de *Fusarium oxysporum f. sp albedinis*. Agent causal de la fusariose de palmier dattier. Thèse d'état, Alger USTHB pp: 42-53.
- **BOUNAGA N. 1991** Le palmier dattier : rappels biologiques et problèmes physiologiques des arbres et arbustes en zones arides et semi-arides. groupe d'études. Paris P : 323-326.
- **BROCHARD P. et DUBOST D. 1970b.** Progression du bayoud dans la palmeraie d'In-Salah (Tidikelt, Algérie). Al Awamia, 35, 143-153.
- **BROCHARD P. 1974.** Sélection génétique du palmier dattier. Bull. Agr. Sahar. 2: 1 – 20.
- **BROCHARD P. et DUBOST D. 1970a.** Observations sur de nouveaux foyers de bayoud dans le département des oasis (Algérie). Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle d'Afrique du Nord, 60, 185-193.
-
- **BULIT J., LOUVET J. et BOUHOT D. 1967 :** Recherche sur les fusarioses, I.-Travaux sur la fusariose de palmier dattier en Afrique du Nord Ann. Annale Epiphyte, 18, 2 :213-239.(Abstr. Appl. Mycol. 45,52)
- **CHABANE D. 2007.** Amélioration du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) par fusion de protoplastes de deux variétés Deglet Nour, sensible, et Takerboucht, résistante au Bayoud.Thèse doctorat.fsb. USTHB.120p.
- **CHALLAM H. 1986. CONTRIBUTION A la connaissance** du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.). Etude anatomo-morphologique comparative des racines de quelques variétés de palmier dattier, D,E,S U.S.T.H.B, Alger.
- **CHEIKH AÏSSA A. 1991.** Etude de l'efficacité du bromure de méthyle et de *la chloropicrine* sur *Fusarium oxysporum f.sp.albedinis*. Bull. Rés. Maghr. Sur la phoeniculture. et la protection. du palmier dattier. 1(3): 17-24.

- **CHETTAB H., DUBOST D. et KADA A. 1978.** Remarques sur l'identification du *Fusarium oxysporum f.sp.albedinis*. agent de la fusariose vasculaire du palmier dattier. Bull. Agr. Sahar. 1: 53-61.
- **CHEVALIER A. 1952.** Recherches sur les *phoenix*, africains Rev. Botanic. Appl., 32, 355-356. (Abstr. Rev. Appl. Mycol. 33, 228).
- **DAVIS R.D. 1975.** Bacteriostasis in soils sterilized by gamma irradiation and in reinoculated sterilized soils. can. j. microbiol., 21: 484-488.
- **DIX et WEBSTER. 1995.** Fungal Ecology. Chaman & Hall eds. Cambridge university press. 499p.
- **DJERBI M. 1982.** Le Bayoud en Algérie, problèmes et solutions F.A.O regional project for palm and dates research center in the near east and north Africa, Baghdad, Iraq, 45p.
- **DJERBI M. 1988.** Les maladies du palmier dattier. FAO/PNUD/RAB/84/018, Lutte contre le Bayoud. Al watan Printing Press Co. Beirut Msaytbeh, 22 planches Photos couleurs, 12 planches Photos noir et blanc, 127p.
-
- **DJERBI M. 1990.** Méthodes de diagnostic du bayoud Bulletin OEPP, 20, 607-613.
- **DJERBI M. 1991.** Bilan des activités de recherche sur le Bayoud en Afrique du Nord (1989 – 1990). Rapport PNUD/FAO/RAB/88/024, FAO, Rome, Italie, 29p.
- **Djerbi, M.; Frederix, M.J.J.; Den Braber, K.; Chikh Ais sa, A.; Skouti, S.;** Mise au point sur l'éradication du Bayoud: efficacité du bromure de méthyle seul ou associé à la chloropicrine (50 Bulletin du Réseau Maghrebien de Recherche sur la Phoeniciculture et la Protection du Palmier Dattier (PNUD/FAO), v. 1(3) p. 25-38
- **DJERBI M., M.H. SEDRA et EL IDRISSE A. 1984.** Caractéristiques culturales et identification du *Fusarium oxysporum f.sp.albedinis*, agent causal du Bayoud. Ann. Inst. Nat. Rech. Agr. Tunisie 58 (1985), 1: 1-8.
- **DJERBI M. 1990.** methodes de diagnostic du bayoud. bulletin oepp, 20, 607-613.
- **DJERBI, M. (1995):** Précis de Phoeniciculture. FAO. 192 pp
- **DJERBI, M., EL-GHORFI M.A. ET EL IDRISSE A. 1984.** Etude du comportement du Henné (*Lawsonia inermis* L.) et quelques espèces de palmacées vis-à-vis du *Fusarium oxysporum albedinis*, agent causal du Bayoud. Ann. Nat. Rech. Agr. Tunisie 58 (1985) 3: 1-11.
-
- **DJERBI, M.; AOUAD, L.; FILALI, H.; SAAIDI, M.; CHTIOUI, A.; SEDRA, M.H.; ALLAOUI, M.; HAM-DAOUI, T. & M. OUBRICH. (1986):** Preliminary results of selection of high quality Bayoud resistant clones among natural date palm popula-

tion in Morocco. The second symposium on the date palm; Saudi Arabia, March 3-6. Vol 11: 383-399.

-
- **DUBOST D. 1972.** Bayoud disease in Algeria, history and diagnosis. In: Proceedings of the First International Seminar and Workshop on Bayoud, Alger, Algérie, 83-92.
-
- **DUBOST D. et HETHENER P. 1968.** La lutte contre le Bayoud, problèmes et méthodes. Service de botanique, Faculté des sciences, université d'Alger, 16p.
- **DUBOST D. et KADA A. 1974.** Etude expérimentale de l'inoculation de jeunes plantes de palmier dattier par *Fusarium oxysporum*. bull. Agro. Saharien. Vol, 1 n° 2 / pp 21-37.
-
- **DUBOST D. et KADA A. 1975.** Le bayoud à Ghardaïa. Bulletin d'Agronomie Saharienne, 3, 29-61.
- **EL HASSNI1 M., EL HADRAMI2 A., DAAYF2 F., AIT BARKA E., and EL HADRAMI I. 2004.** Chitosan, antifungal product against *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* and elicitor of defense reactions in date palm roots. *Phytopathol. Mediterr.* (2004) 43, 195–204
-
- **EL MODAFAR C., TANTAOUI A., et EL BOUSTANI E. 2000 :** Effet de l'acide Caféoyshikimique des racines du palmier dattier sur l'activité et la production des enzymes hydrolytiques de *Fusarium oxysporum f.sp.albedinis*. J. Phytopatho. Vol.148 101p. PP :1-3.
-
- **EL MODAFAR C., TANTAOUI A., ZIOUTI A. et EL BOUSTANI E. (1998) :** Effet des phénols solubles et pariétaux des racines de palmier dattier sur la production des enzymes hydrolytiques par *Fusarium oxysporum f.sp.albedinis*. 2nd (ECSOC-2) INRA Maroc pp1-3.
- **EL-HADRAMI I., BAAZIZ M. 1995.** Somatic embryogand analysis of peroxidases in *Phoenix dactylifera* L. *Biologia Plantarum*, 37: 197 – 203.
- **EL-HADRAMI I., EL BELLAJ M., DAAYF F., CLERIVET A. et MACHEIX J., 1998:** Interaction Palmier dattier - *Fusarium oxysporum albedinis*, agent causal du bayoud: réponse du métabolisme phénolique à des infections racinaires très localisées et relations avec la résistance des cultivars. 2nd International Electronic conférence on synthetic Organic Chemistry (ECSOC-2) Septembre 1-30, 1998.
- **EL-MODAFAR C., TANTAOUI A. et EL BOUSTANI E. 1999.** Cinétique d'accumulation et Fongitoxicité des Phytoalexines du Palmier dattier vis-à-vis de *Fusarium oxysporum f.sp.albedinis*. *Journal of Phytopathology*, August.Vol. 147 issue 7-8 Page 477,
- **EL-MODAFAR C., TANTAOUI A. et EL BOUSTANI E-S. 2001:** Differential induction of phenylalaline ammonia-lyase activity in date palm roots in response to inoculation with *Fusarium oxysporum f.sp. albedinis* and to elicitation with fungal wall elicitor. *J. Plant. Physio.*, Vol.158, N°6, pp.715-722(8).
- **EL-SALIH, A.A and A. AL-JARRAH. (1987):** Chromosomes number of a date palm male: Cultivar Ghannami Akhdar. *Date Palm. J.* 5 (2): 128-137.
-

- **ERIKSSON, O.E. and WINKA, K.** 1997. Supraordinal taxa of Ascomycota. *Myconet* (1): 1-16. [12 Dec 1997.
-
- **ERIKSSON, O.E. (ed.)** 2006. Outline of Ascomycota - 2006. *Myconet* 12: 1-82. [
-
- **ERSKINE, W., MOUSTAFA, A.T., OSMAN, A.E., LASHINE, Z. NEJATIAN, A., BADAWI T. and RAGY, S.M.** 2003. 'Date palm in the GCC countries of the Arabian Peninsula ICARDA, 07p.'
- **FAOSTAT 2007.** Bilan alimentaire. <http://opps.FAO.org>.
- **FERNANDEZ D. and TANTAOUI A.** 1994. Random amplified polymorphic DNA (RAPD) analysis : a tool for rapid characterization of *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* isolates? *Phytopathologia Mediterranea*, 33: 223-229.
- **FERNANDEZ F.** 2003. De nouveaux espoirs pour les palmiers dattiers d'Afrique du Nord menacés par le Bayoud. *Actualités, Fiches scientifiques. Fiches 72-* Août - Septembre 1998.
- **FERNANDEZ F., LOURD M., OUINTEN M., TANTAOUI A. et GEIGER J.P.** 1995. Le Bayoud du palmier dattier, une maladie qui menace la phoeniculture. *Phytoma – La défense des végétaux – N° 469*.
- **FERRY M., BOUGUEDOURA N., et EL HADRAMI I.** 1998. Patrimoine génétique et techniques de propagation in vitro pour le développement de la culture du palmier dattier. *Sécheresse, Vol.9 (2) : 139-146*.
- **FREEMAN S. MAYMON M.** 2000. Reliable detection of the fungal pathogen *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* , causal agent of bayoud disease of date palm, using molecular techniques *Phytoparasitica* , Vo. 28, Number 4. P : 3416348
- **GABE M.** 1968. *Techniques histologiques*. MASSON, Paris, 1113 p.
- **GRIFFIN G.J.** 1981. Physiology of conidium and chlamyospore germination In- *Fusarium: Diseases, Biology and Taxonomy* 331 – 340, Nelson P.E., Toussoun T.A, Cook R.J, (eds) Pennsylvania state University Press.
- **I.N.R.A 2004.** agrobiodiversite et durabilite des systemes de production oasiennes dans la palmeraie d'aoufouss errachidia maroc. 168p.
-
- **KARAOUZENE H.N.** 1999. Etude du trajet suivi par deux souches de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* (KILLIAN & GORDON) GORDON dans les racines de plantules de palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) cultivar Deglet Nour, D.E.S, USTHB Alger 70p.
- **KELLOU R. et DUBOST D.** 1974. Organisation de la recherche et de la lutte contre le bayoud en Algérie. *Bull. Agron. Ind. Bull. 92*, 110pp.
- **KILLIAN C. et MAIRE R.** 1930. Le Bayoud, maladie du dattier, *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. No 21: 89-101 (Abstr. Rev. Appl. Mycol. 10: 99-100)*

- **KISTLER H.C. 1997.** Genetic diversity in plant-pathogenic Fungus *Fusarium oxysporum*. The American phytopathological society. Vol.87, No4, P: 474-479.
- **LAVILLE E. 1962.** Infestations expérimentales de jeunes plantules de palmier dattier par *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*. Fruits d'outre-mer, 17, 2, 88 – 90. (Abstr. Rev. Appl. Mycol. 42, 436).
- **LENSI R., LESCURE C., STEINBERG C., SAVOIE J.M. et FAURE G., 1991.** Dynamics of residual enzyme activities, denitrification potential and physico-chemical properties in gamma sterilized soil. Soil Biol. Biochem, 23: 367-373.
- **LESLIE JF & SUMMERELL BA 2006.** The *Fusarium* Laboratory manual. (Blackwell Publishing: Iowa, USA).
- **LEVIN D.A. 1971.** Plants phénolics: An ecological perspective. The American naturalist 105(942): 157-181.
- **LINK. 1809.** The Genus Thamnidium and study of the formation of its zygosporangia. American journal of Botany, Vol. 43, N°9, pp 696-703.
- **LINNÉ 1734 in KEANEY, T.H. 1906.** Date varieties and Date Culture in Tunis. Washington, U.S.D.A; Bureau of Plant Industry, Bulletin No. 92.
- **LOCKWOOD J.L. 1981.** Exploitation competition, In: The fungal community: its organization and role in the Ecosystem, 319-349p: Wicklow D.T., Carroll G.C, (eds) Dekker, New York.
- **LOUTFI K. AND I. EL HADRAMI. 2004.** Phoenix dactylifera L.: date palm. Chapter of book in: Biotechnology of fruit and nut crops Edited R.E Litz, Tropical Research and Education Center, Univ. Florida/Hardback. 768p.
- **LOUVET J. 1974.** Les Recherches sur le Bayoud au Maroc. Bull. Agr. Sahar. 1947, 1: 15 – 24.
- **LOUVET J. et BULIT J, 1972.** Le Bayoud, Fusariose vasculaire du palmier dattier. Symptômes et nature de la maladie. Moyens de lutte. In le palmier dattier et sa fusariose vasculaire (Bayoud). DRA – Maroc, JWRA – France.
- **LOUVET J. et BULIT J. 1964.** Recherche sur l'écologie des champignons parasites dans le sol. I-Action du gaz carbonique sur la croissance et l'activité parasitaire de *Sclerotinia minor* et de *Fusarium oxysporum* f.sp.*melonis* Ann. Epiphyties, 15: 21-44.

- **LOUVET J. et TOUTAIN J. 1973.** Recherches sur les fusarioses VIII - Nouvelles observations sur la fusariose du palmier dattier et précisions concernant la lutte Ann. Phytopathol, 5: 35-52.
- **LOUVET J., ROUXEL F. et ALABOUVETTE C. 1976.** Recherches sur la résistance des sols aux maladies I - Mise en évidence de la nature microbiologique de la résistance d'un sol au développement de la fusariose du melon. Ann. Phytopathol, 8: 425-436.
- **LUTTRELL ES. 1955.** The ascostromatic Ascomycetes. Mycologia 47:511-532.
- **MADR, 2007.** Les statistiques de l'agence nationale de la promotion du commerce extérieur (Algex) .Lettre bimensuelle N°7
- **MAIRE R. et MALENCON G. 1933.** Le Belâat, nouvelle maladie du dattier dans le Sahara algérien. C. R. Acad. Sci. Paris, 196: 1567 1569.
- **MAIRE, R.1935.** La défense des palmeraies contre le Bayoud et le belaat, pp. 82-93. In:Comp. Rend. Gen., Journées Dattier, 13-17 November 1933, Biskra-Touggourt,
- **MALENCON G, 1947.** Mission d'étude dans les oasis d'Ain Safra et l'annexe de Tidikelt concernant une maladie du palmier dattier, Ann. Inst. Agr. Déc. III, 2,p 13
- **MALENÇON G. 1949.** Le Bayoud et la reproduction expérimentale de ses lésions chez le palmier dattier. Mém. Soc. Hist. Nat. Afrique du Nord, Hors. Sér., 2: 217-228. -24.
- **MALENCON, G. 1934.** Les palmeraies du Draa et le Bayoud. Bull. Soc. Hist. Nat. Afr.N. 25:112-117.
- **MALENCON, G. 1936.** Données nouvelles sur le Bayoud. Rev. Mycol. N.S. 1: 191-206. (Abstr. Rev. Appl. Mycol. 16: 34-35).
- **MATHERON B. et BENBADIS A. 1994.** Etude comparée de l'infection par le *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis*, de trois variétés de palmier dattier, l'une sensible (Deglet-Nour), les deux autres résistantes (Takerboucht et Tantaboucht). Acta bot. Gallica. 53: 574-578.
- **MATHERON B. et BENBADIS A. 1995.** Etude des premières phases de l'infection de palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) par deux formes spéciales de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* (agent du Bayoud) et la f.sp. melonis. Bull. Soc. Bot. Fr. 3 : 203-212.
- **MUNIER P. 1973.** Le palmier dattier, Techniques agricoles et production SGP (tropical. Edition GP. Maisonneuve et Larousse. Paris 209p.
-
- **O.N.N.U.A. 1990.** Contrôle du Bayoud du Palmier-dattier : Rapport intermédiaire. PNUD. Rome, 1-40.
-

- **OIHABI, A. 1991:** Effect of vesicular arbuscular Mycorrhizae on Bayoud disease and date palm nutrition. PhD thesis at the University of Marrakech; 199pp.
-
- **OUAFI-HARCHAOUI S. 2007.** Chimiotaxonomique du palmier dattier des sujets sains. USTHB. Alger Thèse doc. d'état. 135p.
-
- **PERREAU-LEROY P. 1954.** Recherches sur la fusariose du Palmier dattier. *Annals. Inst. Fruits Agrumes colon.* 8, 1-27, (Abstr. *Rev. Appl. Mycol.* 35, 604-605.
- **PERREAU-LEROY P. 1957.** Recherche d'un test de sensibilité de variétés de palmier dattier à la fusariose. *Fruits d'outre-mer* 12, 53-56. (Abstr. *Rev. Appl. Mycol.* 36, 586).
- **PERREAU-LEROY P. 1958.** Le palmier dattier au Maroc, IFAC, Pris et Ministère. *De l'agriculture.* p 142.
- **PEYRON G. 2000** Cultiver le palmier dattier. Guide illustré de formation. CIRAD. ISBE-287614-399-2 .109p.
- **RAHMANIA F. 1982.** Contribution à la connaissance de palmier dattier *Phoenix dactylifera* L. et l'agent causal de la maladie de bayoud *Fusarium oxysporum* f.sp *albedinis* (killian et Maire) Gordon – aspects ultra structuraux de relation hôte-parasite. Doc 3eme cycle USTHB Alger. 122p.
- **RAHMANIA F. 2000.** Contribution à la connaissance des relations histo-cytophysiologique des relations parasitaires entre le palmier dattier *Phoenix dactylifera* L. et le *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*. Agent causal du Bayoud, thèse de doctorat d'état.
- **RAPILLY F. 1968.** Quelques remarques sur la morphologie des urédospores de *Puccinia striiformes* f.sp *tritici*, *Bull trim. Soc. Mycol.fr.* pp 493-496.
- **SAAIDI M. 1981.** Amélioration génétique du palmier dattier. Critères de sélection, techniques et résultats. Options Méditerranées. Sér. A /n°11, 1990- Les systèmes agricoles oasiens.
-
- **SAAIDI M. 1979.** Contribution à la lutte contre le bayoud, fusariose vasculaire du palmier-dattier. Thèse de Doctorat d'Université de Dijon, France, 210p.
- **SAAÏDI M. 1979.** Contribution à la lutte contre le Bayoud, fusariose vasculaire du palmier dattier, thèse univer. Dijon. 140p.
-
- **SAAIDI M. et RODET J. 1975 :** Lutte contre le bayoud. Efficacité de deux fongicides sur *Fusarium oxysporum* f.sp *albedinis* *in vitro* agent du bayoud 3rd FAO Tech. Conf . on imp date prod. proc and mktg. Paper no.B 12.
- **SAAÏDI M., TOUTAIN G., BANNEROT H. et LOUVET J. 1981.** La sélection du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) pour la résistance au Bayoud. *Fruits*; 36: 241– 9.

-
- **SABAOU N., AMIR H. et BOUNAGA D. 1980.** Le palmier dattier et la fusariose. X- Dénombrement des actinomycètes de la rhizosphère; leur antagonisme vis-à-vis du *Fusarium oxysporum* f.sp *albedinis*. ANN. Phytopathology, 12(3): 253-257.
- **SEDRA M.H. 1995.** Résistance de quelques sols de palmeraies marocaines au Bayoud: nature, caractérisation et perspectives. Journées Internationales sur le palmier dattier et l'Agriculture oasienne des pays Méditerranées. 25-26 Avril ; Elche. Espagne.
- **SEDRA M.H. et DJERBI M. 1984.** Mise au point d'une méthode rapide et précise d'identification du *Fusarium oxysporum* f.sp *albedinis*, agent causal du Bayoud. Ann. Inst. Nat. Rech. Agr. 44: 163-64.
- **SEDRA M.H. et DJERBI M. 1985:** Résistance to *Fusarium oxysporum* f.sp *albedinis*. in *Phoenix dactylifera* L.; Evaluation of new screening method and performance of American high quality backcrossed males. Second symposium on date palm, Saudia Arabia, 3-6 march 1985. pp 367-373.
- **SMITH S.N.I. et SYNDER W.C. 1971.** Relation stip of inoculum density and soil types to severity of *Fusarium* wilt of sweet. Potato Phytopathology 61p. 1045-1051.
- **SNYDER W.C. et HANSEN H.N. 1954.** Variation and specialization in the genus. *Fusarium*. Ann. N. Y Acad. Sci. 60 pp:16-52.
- **SOUCHEYRE A. 2006.** le commerce des dattes. Http://www.saphirnews.com
- **STOTZKY G. and MARTIN T. 1963.** Soil mineralogy in the relation to the spread of *Fusarium* wilt of Banana Central America. Plant soil 18 p. 317- 337.
- **SURICO G. 1976.** On the possible use of benomyl to control "bayoud" of date palm. I-Absorption and distribution of benomyl in young plants. Phyto. Mediter.15:129-132.
- **TANTAOUI A. 1998.** Contribution à l'étude de l'écologie de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*, agent causal du Bayoud. Densité de répartition de l'inoculum au sein du peuplement Fusarien. D.E.S, université Caddi Ayyad, Marrakech, Maroc.
- **TANTAOUI A. et BOISSON C. 1991.** Compatibilité végétative d'isolats de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* et de *Fusarium oxysporum* de la rhizosphère du palmier dattier et des sols des palmeraies. Phytopathologia Mediterranea 30 : 155 – 163.
-
- **TANTAOUI A., OUINTEN M., GEIGER J.P. and FERNANDEZ D. 1996.** Characterization of a single clonage lineage of *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* causing Bayoud disease of date palm in Morocco. Phytopathology, 86, 787-792.

- **TOUTAIN G. 1965.** Note sur l'épidémiologie du Bayoud en Afrique du Nord. Al-Awamia 25, 83-151.
- **TOUTAIN G. 1968.** Essais de comparaison de la résistance au Bayoud des variétés de palmier dattier. II Notes sur l'expérimentation en cours concernant les variétés Marocaines et Tunisiennes. Al-Awamia 27, 75-78. (Abstr. Rev. Appl. Mycol. 49, 594).
- **UHL N.W. and DRANSFIELD J. 1987.** Genera Palmarum. Allen Press, Lawrence. Kansas. 610pp.
- **WAITE B.M. and STOVER R.H. 1960.** Studies on *Fusarium* wilt of bananas VI-Variability and the cultivar concept in *F. oxysprum f.sp. cubense*. Can. J. Bot., Vol. 38: 985-994.
- **WALTON J.D. 1994.** Deconstructing the cell wall. Plant Physiology 104: 1113-1118.
- **ZAID A. and E.J. ARIAS-JIMENEZ. 2002.** DATE PALM CULTIVATION. FAO plant production and protection papers ISBN.9251048630- 156 REV.1 110 p.
- **ZIOUTI A., EL MODAFAR C.et BOUSTANI E. 1998 :** Rôle des composés phénoliques du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* 1.) dans sa défense contre le bayoud (*Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*). 2nd (ECSOC-2), Univ.Cadi Ayyad.

8-Annexe

Annexe 01 :

Milieux de culture (Rapilly, 1968)

- **P.D.A** (Potato-Dextrose-Agar)
 - . Pomme de terre : 200 g.
 - . Glucose : 20 g.
 - . Agar : 20 g.
 - . Eau distillée 1000 ml

- **P.D.B** (Potato-Dextrose-Brooth)
 - . Pomme de terre : 200 g.
 - . Glucose : 20 g.
 - . Eau distillée 1000 ml

- **Malt enrichi**
 - . Malt 20 g.
 - . Glucose : 20 g
 - . Peptone 20 g
 - . Gélose 20 g.
 - . Eau distillée/ 1000 ml

- **Solution d'oligo-éléments**
 - . Molybdate de potassium 0,05 g.
 - . Borate de sodium 0,05 g
 - . Perchlorure de fer 1 goutte
 - . Nitrate de cobalt 0,05 g
 - . Sulfate de cadmium 0,05 g
 - . Sulfate de zinc 0,05 g
 - . Sulfate de cuivre 0,05 g
 - . Sulfate de manganèse 0,05 g
 - . Eau distillée/ 1000 ml

**Annexe 02 : Quantité d'eau en centimètres cubes à ajouter à 100 centimètres cubes
d'alcool à diluer**

Alcool à obtenir	Alcool à diluer								
	100	99	98	97	96	95	94	93	92
95	6.50	5.15	3.83	2.53	1.25				
90	13.25	11.83	10.43	9.07	7.73	6.41	5.10	3.80	2.54
85	20.54	19.05	17.58	16.15	14.73	13.33	11.96	10.59	9.24
80	28.59	27.01	25.47	23.95	22.45	20.95	19.49	18.04	16.61
75	37.58	35.90	34.28	32.67	31.08	29.52	27.97	26.43	24.94
70	47.75	45.98	44.25	42.54	40.85	39.18	37.53	35.89	34.27
65	59.37	57.49	55.63	53.81	52	50.22	48.45	46.70	44.85
60	72.82	70.80	68.80	65.85	64.92	63	61.10	59.21	57.33
55	88.60	86.42	84.28	82.16	80.06	77.99	75.93	73.88	71.85
50	107.44	105.08	102.75	100.44	98.15	95.89	93.64	91.41	89.19
45	130.26	127.67	125.11	122.57	120.06	117.57	115.09	112.64	110.18
40	158.56	155.68	152.84	150.02	147.22	144.46	141.70	138.95	136.23
35	194.63	191.39	188.19	185.01	181.85	178.71	175.60	172.49	169.39
30	242.38	238.67	234.99	231.33	227.70	224.08	220.49	216.90	213.33
25	308.90	304.52	300.18	295.86	291.56	287.28	283.02	278.77	274.53
20	408.50	403.13	397.79	392.47	387.17	381.90	376.64	371.40	366.16
15	574.75	567.43	560.53	553.55	546.59	539.66	532.74	525.83	518.94
10	907.09	896.73	886.40	876.10	865.15	855.55	845.31	835.08	824.36

Alcool à obtenir	Alcool à diluer								
	90	85	80	75	70	65	60	55	50
85	6.56								
80	13.79	6.83							
75	21.89	14.48	7.20						
70	31.05	23.14	15.35	7.64					
65	41.53	33.03	24.66	16.37	8.15				
60	53.65	44.48	35.44	26.47	17.58	8.76			
55	67.87	57.90	48.07	38.32	28.63	19.02	9.47		
50	84.71	73.90	63.04	52.43	41.73	31.25	20.47	10.35	
45	105.34	93.30	81.38	69.54	57.78	46.09	34.46	22.90	11.41
40	130.80	117.34	104.01	90.76	77.58	64.48	51.43	38.46	25.55
35	163.28	148.01	132.88	117.82	102.84	87.93	73.08	58.41	43.59
30	206.22	188.57	171.05	153.61	136.04	118.94	101.71	84.54	67.45
25	266.12	245.15	224.30	203.61	182.83	162.21	141.65	121.16	100.73
20	355.80	329.84	304.01	278.26	252.58	226.98	201.43	175.96	150.55
15	505.27	471.00	436.85	402.81	368.83	334.91	301.07	267.29	233.64
10	804.50	753.65	702.89	652.21	601.60	551.06	500.50	450.19	399.85

(D'après Langeron M. 1949)

Gay-Lussac L.J

Annexe 03 : Test d'agressivité des souches sur plantules

Isolats	Tegaza	Timokor	Tinasser	Tilem- sou	Taker- boucht	Aghares	Moyenne
TA02H	80	81	67	66	2	2	49,67
T01Z	81	79	55	61	1	2	46,50
T02G1*	96	91,5	68	71	2	2	55,08
B01G	91,5	89,5	66	69	1	3	53,33
OA02T	89,5	82	70	66,5	1	1	51,67
TM02T	90	89,5	67	67	2	1	52,75
TM01G	89	91	57	65	2	2	51,00
T01G	86	81	58	59	0	1	47,50
T02G2*	97	93,5	71	68	2	2	55,58
T01TK	89	92	62	65	1	1	51,67

Annexe 04

Analyse de variances

A : Agressivité des isolats

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Isolats	474,59	9	52,73	4,81	0,0001609 1,3461E-	2,10
Variétés	80108,79	5	16021,76	1462,91	48	2,42
Erreur	492,84	45	10,95			
Total	81076,21	59				

PPDS 5% Isolats = 2,97.

PPDS 5% Variétés = 3,84

B : La croissance radiale

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Isolats	0,06	9	0,012	1,17	0,36	2,39
Temps	15,50	1	15,50	2952,43	3,36E-23	4,35
Interaction	0,15	9	0,02	3,12	0,016	2,39
Erreur	0,11	20	0,01			
Total	15,81	39				

Fobservé < Fcritique donc non significatif

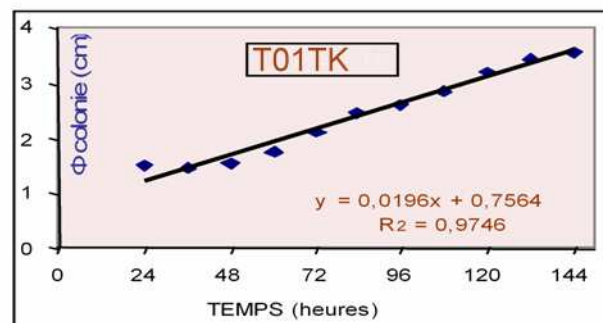
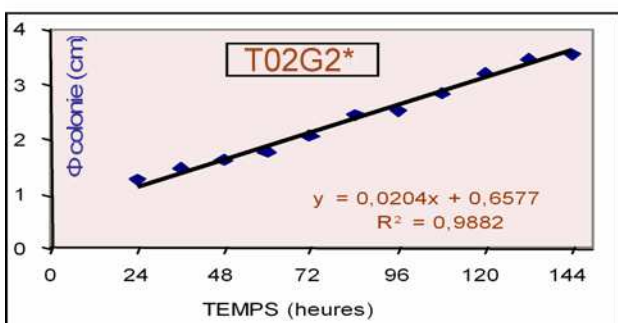
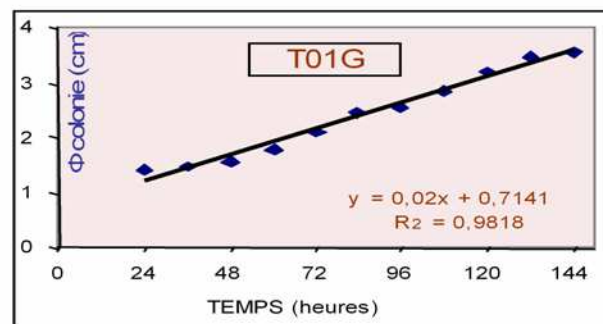
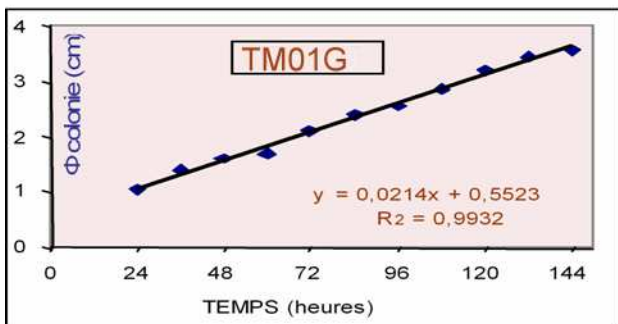
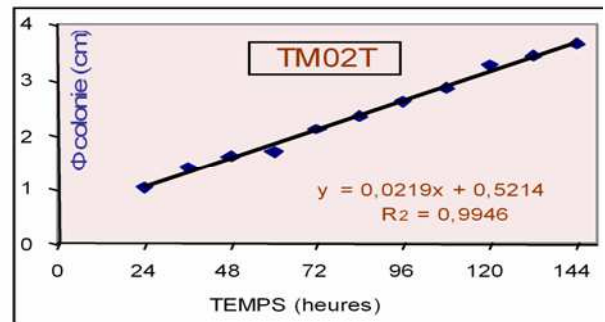
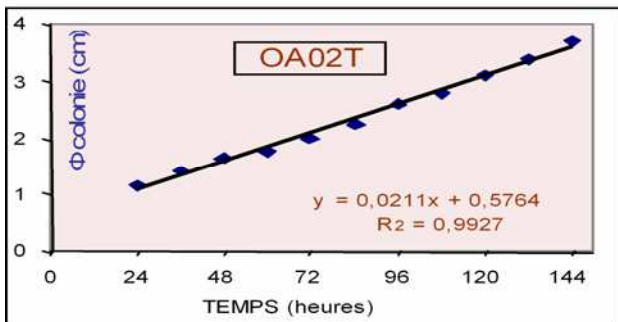
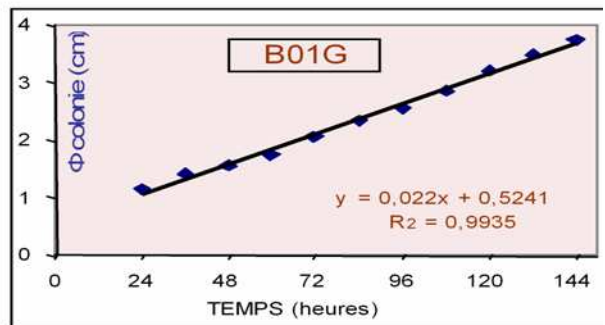
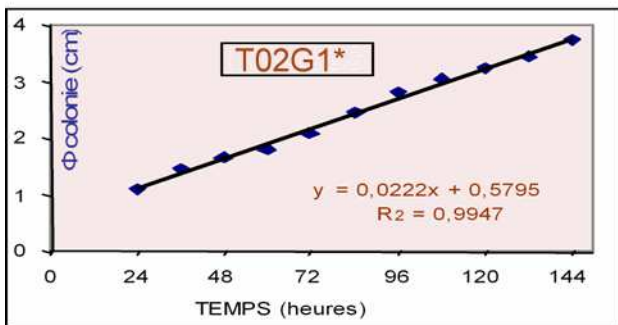
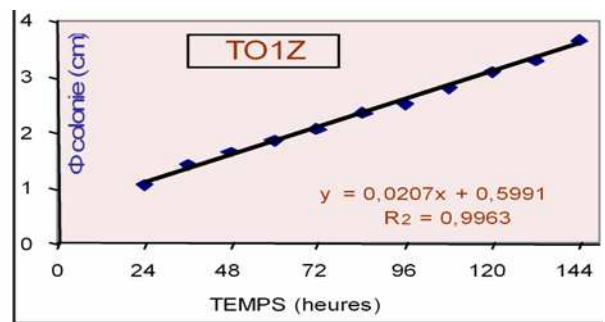
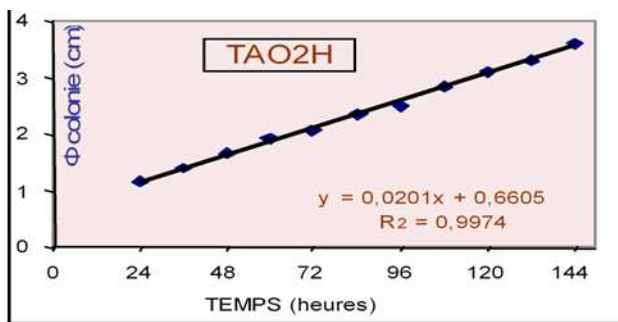
C : La sporulation

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Isolats	197,450202	9	21,9389113	0,84954794	0,57558688	2,09575509
Temps	971582,304	5	194316,461	7524,58258	1,5031E-64	2,42208546
Erreur	1162,08981	45	25,824218			
Total	972941,844	59				

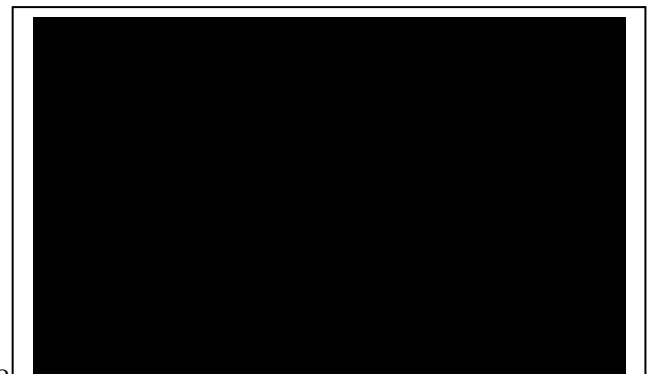
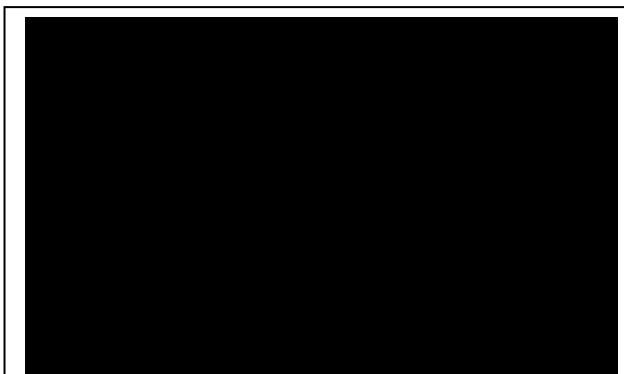
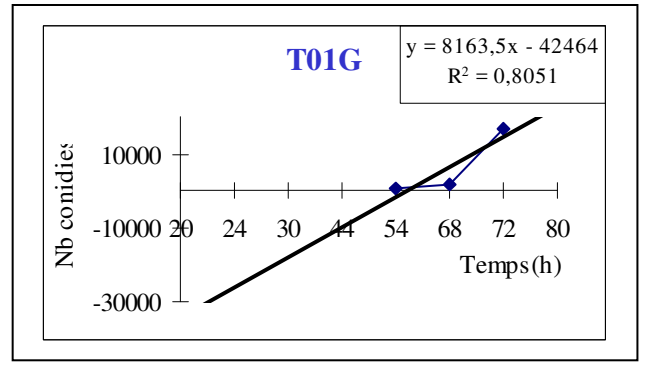
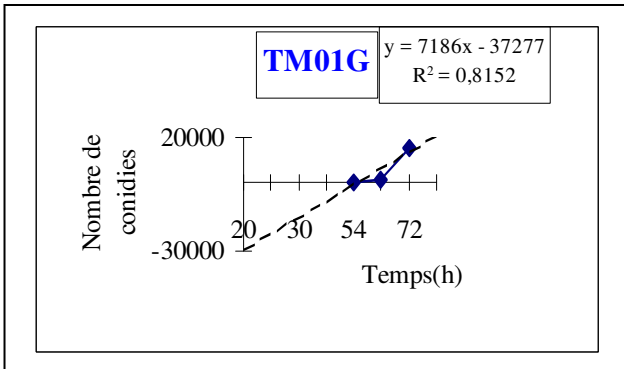
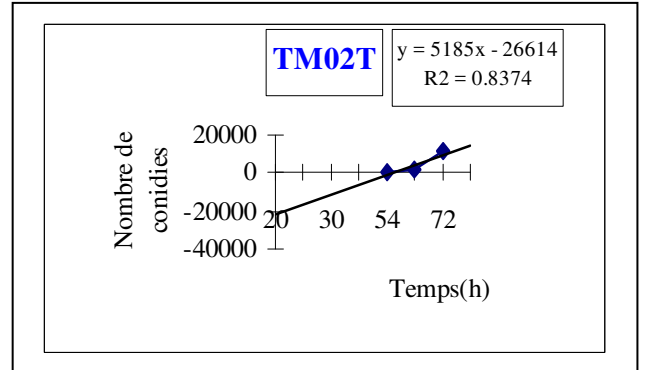
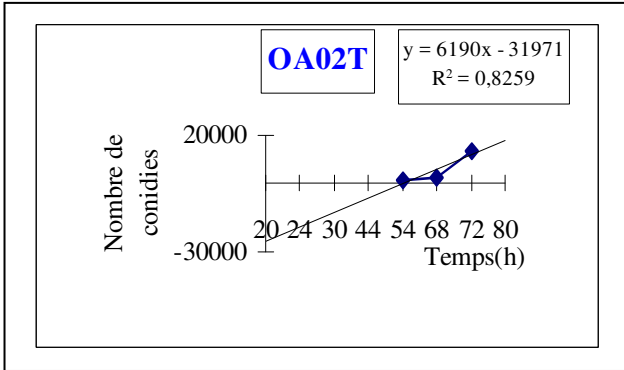
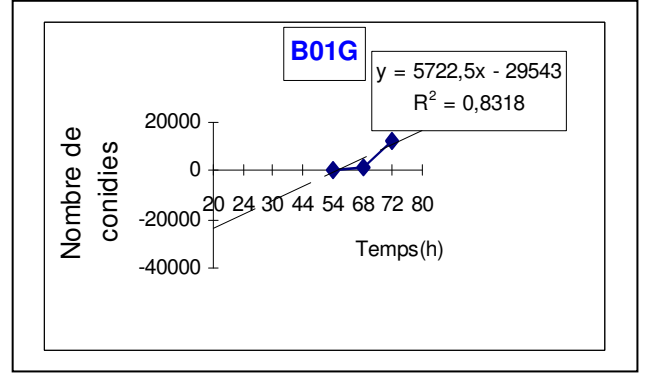
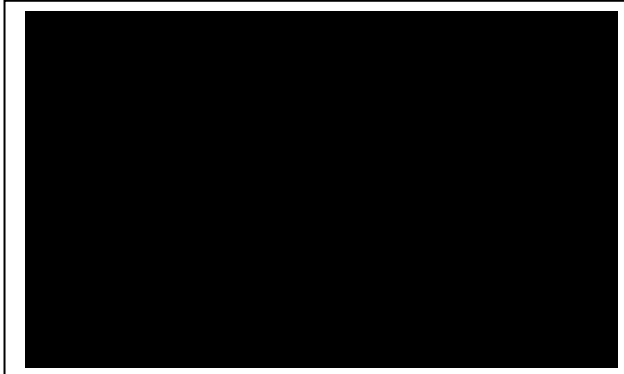
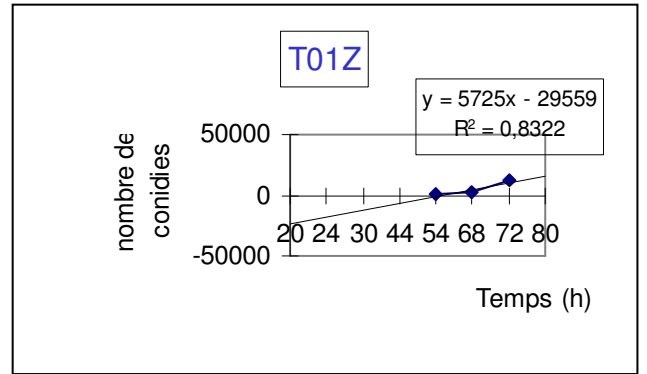
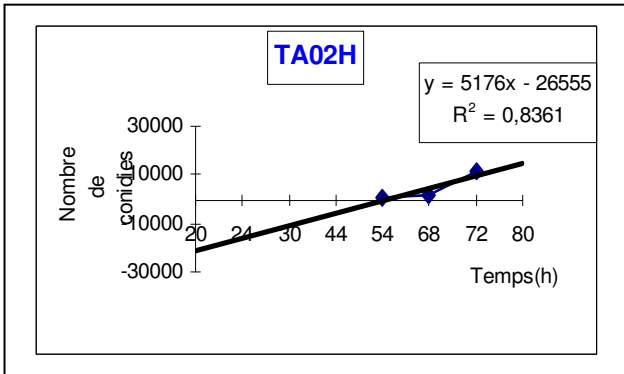
D : La biomasse

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Temps	0,9136	11	0,083	1878,55	1,24E-109	1,886
Isolats	0,0010	9	0,000113	2,57	0,0104	1,975
Erreur	0,0043	99	4,45E-05			
Total	0,9190	119				

Evolution de la croissance radiale en fonction de temps des 10 souches de *F.o.albedinis* cultivées sur le milieu P.D.A



Estimation de la vitesse de sporulation de la phase exponentielle par linéarisation des souches



Estimation de la vitesse de production de la biomasse des 10 souches de *F.o.albedinis* par linéarisation de la phase exponentielle

