

République Algérienne Démocratique et populaire
Ministère de L'enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université de Blida 01



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de biotechnologie

Mémoire de fin d'étude en vue de l'obtention du diplôme de Master en

Spécialité : Biologie des Interactions Plantes - Microorganismes (BIPM)

Filière : Sciences agronomiques

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

**Caractérisation macro et micromorphologique de
souches de *Fusarium oxysporum* f. sp. albedinis isolées de
différentes palmeraies**

Présentée par

M^{lle} SENOUSSE Siham

Soutenue le 20 septembre 2017 devant le jury :

Mme AMMAD F.	Maître de conférences B	U.B.01 Présidente
Mme BENSALID F.	Maître assistante A	U.B.01 Examinatrice
M ^{lle} KRIMI Z.	Professeur	U.B.01 Promotrice
Mr MÉGATELI M.	Attaché de recherche	C.R.S.T.R.A Co-promoteur

Année universitaire 2017-2018

Remerciements :

Ce travail a été réalisé dans le laboratoire de protection et mise en valeur des ressources agrobiologiques de l'Université Blida 01

Je remercie « ALLAH » le tout puissant pour me donner la santé, les moyens, la volonté, le courage et la force de réaliser ce travail.

Au terme de ce travail, je tiens à manifester ma gratitude à Madame KRIMI Z, Professeur à l'Université de Blida 01, faculté des sciences de la nature et de la vie, département de biotechnologie, ma directrice de thèse, qui m'a toujours conseillé et aidé durant la réalisation de mon travail, pour les moyens qu'elle a mis à ma disposition au sein de son Laboratoire et toutes mes reconnaissances à lui d'avoir accepté de me faire l'honneur de présider le jury. C'est avec émotion, que je voudrais témoigner l'expression de mon profond respect.

Je tiens à exprimer mes sincères remerciements à Monsieur MÉGATELI M., attaché de recherche en C.R.S.T.R.A (Biskra), d'avoir accepté d'être co-promoteur et pour ses conseils et critiques judicieux qui m'ont permis de combler certaines lacunes et de bénéficier de son expérience, aussi pour sa disponibilité et son souci. Je lui exprime tout mon respect et ma profonde gratitude.

Mes vifs remerciements s'adressent à Madame AMMAD F., Maître de conférences à l'université Blida 01, d'avoir présidé et jugé ce travail.

Mes remerciements s'adressent également à Madame BENSAID F., Maître assistante à l'université Blida 01, d'avoir accepté d'examiner et de juger ce travail.

Je remercie Monsieur BOUFIS N., et Monsieur AOUDJITR Attaché de Recherche à l'INRA d'El Harrach (Alger), d'avoir mis à notre disposition le microscope photonique.

Pour toute personne qui a contribué d'une façon ou d'une autre à élaborer ce travail.

Dédicaces

A mes chers parents qui m'ont beaucoup aidé pour atteindre ce niveau d'étude et pour accomplir mon travail, Tout ce que je dis est peu à propos d'eux...

J'espère avoir réalisé une partie de leurs rêves...

A mes frères « M'hamed » « Hamza » « Ismail » et ma sœur « Baldia » pour leur patience, et soutien pendant les moments durs que j'ai traversé...

A mon beau-frère et mes belles sœurs

A mes nièces « Aymen » « Adam » « Raounak » « Maria » et « Yasmin »

A mon oncle « Ben hawa », Qui était toujours avec moi et m'a soutenu dans tous les moments ...

A toute ma famille de près et de loin...

A l'ingénieur de laboratoire de protection et mise en valeur des ressources agrobiologiques Madame « AMMAM S » pour nous aider et son existence permanente.

A Madame « FADIL D », a Madame « MOHAMED-MAHMOUD F », Madame « DJELLOUT H » Pour leur soutien moralement.

A mes chers enseignants : Ms Benchabane, Mme Krimi, Mme Belkahela, Mr Aissat, Mr Ramdane, Mr Hamouche, Mme Benchabane, Mme Ammade, Mme Bensaïde, Mme Bouchenak... Qui ont bénéficié de leur expérience.

A tous ceux qui ont étudié avec moi dans la spécialité Biologie des Interactions Plantes et Microorganismes.

A tous mes amis et surtout « Khadija »

Table des matières

Remerciements

Dédicaces

Abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Résumé

Abstract

ملخص

Introduction.....01

CHAPITRE 01 : le palmier dattier

Origine et aire de répartition géographique.....03

1.1.Répartition géographique dans le monde.....04

1.2.Répartition géographique en Algérie04

2. Importance économique du palmier dattier04

2.1 Production des dattes dans le monde.....05

2.2 Production des dattes en Algérie06

3. Position systématique07

4. Caractéristiques morphologiques07

5. Cycle de développement (Cycle végétatif) du palmier dattier14

6. Exigences pédoclimatiques du palmier dattier15

6.1. Exigences climatiques.....15

6.2. Exigences hydriques.....15

6.3. Exigence pédologique.....15

7. Diversité phoenicicole en Algérie.....16

8.	Les ravageurs et les maladies du palmier dattier.....	17
8.1	Pathologies dues aux Insectes et Acariens.....	17
8.1.1	<i>Oligonychusafrasiaticus</i> (Mc. Gregor).....	17
8.1.2	<i>Parlatoriablanchardi</i> Targ. (La cochenille blanche).....	16
8.1.3	<i>Myeloïsceratoniae</i> Zell. (Pyrale de la datte).....	18
8.2	Les maladies fongiques	18
8.2.1	La pourriture de l'inflorescence ou Khamedj.....	18
8.2.2	La pourriture du Cœur à Thielaviopsis.....	19
8.2.3	La pourriture du bourgeon ou Belâat.....	19
8.2.4	Maladie des fruits.....	20
8.2.5	Le Bayoud ou Trachémycose du palmier.....	20

CHAPITRE 02 :La Fusariose Vasculaire Du Palmier Dattier

1.	Historique et progression de la maladie.....	21
2.	Historique de la taxonomie.....	22
3.	Position taxonomique.....	24
4.	Caractères physiologiques.....	24
5.	Caractéristiques morphologiques	25
5.1.	Caractères macroscopiques	25
5.2.	Caractères microscopiques.....	26
6.	Cycle infectieux.....	27
7.	Symptômes de la maladie	29
7.1.	Symptômes externes	29
7.2.	Symptômes internes.....	30
8.	Epidémiologie	31
9.	Importance des dégâts.....	32
10.	Moyens de lutte.....	33
10.1	Les mesures prophylactiques.....	33

10.2 Les techniques culturales.....	33
10.3 La lutte chimique.....	34
10.4. La lutte biologique	34
10.5. La lutte génétique	35
10.6. La lutte intégrée	35

CHAPITRE 03: Matériels Et Méthodes

1. Matériels.....	37
1.1. Isolats fongiques.....	37
1.2. Milieu de culture.....	37
2. Méthodes.....	37
2.1 Mise en culture.....	37
2.2 Caractérisation culturelle des isolats F.o.a.....	38
2.2.1. Caractères culturales des isolas sur différents milieux de cultures.....	38
2.2.2 Croissance mycélienne radiale sur différents milieux de cultures.....	38
2.3 Caractérisation morphologique des isolats F.o.a.....	39
2.3.1. Morphologie.....	39
2.3.2. Mensuration de la taille des micros et macroconidies.....	39
2.4 Analyses statistiques des résultats.....	40

CHAPITRE 04 : Résultats et Discussions

1. Caractérisation culturelle des isolats de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>albedinis</i>	41
1.1. Caractéristiques culturales des isolats F.o.a. sur différents milieux de cultures.....	41
1.2. Croissance mycélienne radiale sur différents milieux de cultures.....	48
2. Caractérisation morphologique (microscopique) des isolats Foa.....	51
2.1. Morphologie microscopique.....	51
2.2. Mensuration	54

Conclusion	57
Annexes.....	59
Références	62

Les Abréviations

Av. J-C : avant Jésus-Christ

C°: degré Celsius.

CDA : Czapeck Dextrose Agar

cm: centimètre.

F.o.: *Fusarium oxysporum*.

F.o.a.: *Fusarium oxysporum*f. sp. albedinis.

g: gramme.

m² : mètre carré

m³ : mètre cube

mg :milligramme.

ml: millilitre.

mm: millimètre.

P/V : Le poids sur le volume.

PCR : Réaction en chaîne par polymérase (de l'anglais *polymerase chain reaction*).

PDA: Potato Dextrose Agar.

PH: potentiel d'Hydrogène.

ppm: partie par million

q.s.p: quantité suffisante pour.

SNA : Synthetic Nutrient-poor Agar.

USA: United States of America

µm: micromètre.

Liste des figures

Figure 01 : Schéma d'un palmier dattier.....	08
Figure 02 : Les quatre types de racines d'un palmier.....	09
Figure 03 : Schéma d'une palme.....	11
Figure 04 : Une inflorescence d'un palmier dattier.....	12
Figure 05 : spathe male et spathe femelle.....	12
Figure 06 : a une fleur femelle, b une fleur male.....	13
Figure 07 : Fruit et graine du palmier dattier.....	13
Figure 08 : Progression de la maladie de Bayoud.....	22
Figure 09 : Cycle infectieux du <i>Fusarium oxysporum</i>	28
Figure 10 : les symptômes externes de la maladie du bayoud.....	30
Figure 11 : Les différents morphotypes de f.o.a sur le milieu PDA (a : duveteux, b : ras muqueux, c : cotonneux).....	43
Figure12 : Les organes fructifères sur le milieu PDA (a : Sclérotés, b : Sporodochies)....	44
Figure 13 : Les différents morphotypes de f.o.a sur le milieu Czapeck (a : duveteux, b : ras muqueux, c : cotonneux).....	45
Figure14 : Les organes fructifères sur le milieu Czapeck (a : Pionnotes, b : Sclérotés, c : Sporodochies).....	46
Figure 15 : Moyennes de la croissance mycélienne journalière en mm/j sur les deux milieux de culture (PDA et Czapeck).....	49
Figure 16 : Observation microscopique de Foa 02, Foa 07 (G : 100 x 40) ; (Mc : Mycélium, Me : microconidie de forme ellipsoïde ; Mo : microconidie de forme ovale)....	52
Figure 17 : Observation microscopique (G : 100 x 40) ; (Mfc : Macroconidie falciforme, Mff : Macrconidiefusoïde à falciforme ; Mfs : Macroconidiefusoïde, Ch : Chlamydospore).....	53

Liste des tableaux

Tableau 01: Les principaux pays producteurs des dattes dans le monde, campagne 2010/2011.....	05
Tableau 02: Evolution de la production des dattes en Algérie.....	06
Tableau 03: Principales variétés de dattes Algériennes.....	16
Tableau 04 : Les différents morphotypes observés chez <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. albedinis.....	25
Tableau 05 : caractéristiques macroscopiques de différents isolats sur les deux milieux de culture (PDA et Czapeck.....	42
Tableau 06 : Moyennes de la croissance mycélienne journalière en mm/j sur les deux milieux de culture (PDA et Czapeck).....	48
Tableau 07: Groupes homogènes des moyennes de la croissance de 40 isolats sur les deux milieux de culture (PDA et Czapeck).....	50
Tableau 08: caractéristiques microscopiques de différents isolats.....	51
Tableau 09: Groupes homogènes des mensurations de microconidies.....	54
Tableau 10: Groupes homogènes des mensurations de macroconidies.....	55

Résumé

La maladie du Bayoud, fusariose vasculaire du palmier dattier causée par *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*, est incontestablement la maladie la plus destructive et la plus menaçante dans les pays maghrébins et Nord-africains.

Ce présent travail, s'intègre dans le cadre des études consacrées à l'agent pathogène de cette maladie, qui a pour objectif de rechercher d'éventuelles variations morphologiques (macroscopiques et microscopiques) entre 40 isolats du Foa proviennent de différentes palmeraies du Sud-Ouest de l'Algérie.

La caractérisation macroscopique (culturelle) porte essentiellement sur l'aspect du mycélium, le morphotype, la pigmentation et la croissance mycélienne, sur deux milieux de culture (PDA et Czapeck). Les résultats obtenus nous a permis de mettre en évidence une diversité des isolats étudiés et une dominance de la couleur rose saumon et le morphotype duveteux.

La caractérisation microscopique porte essentiellement sur la forme et la taille, des macroconidies, microconidies et les chlamydozoïdes. Les résultats obtenus nous a permis de mettre en évidence une variabilité entre les différents isolats étudiés.

Mots clés : palmier dattier, Bayoud, *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*, Algérie, caractérisation, diversité.

Abstract

Bayoud disease, palmar vascular fusariosis caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*, is undoubtedly the most destructive and threatening disease in the Maghreb and North African countries.

This work forms part of the studies devoted to the pathogenic agent of this disease, whose objective is to investigate for possible morphological variations (macroscopic and microscopic) between 40 isolates of Foa issued from different palm groves of South-West of Algeria.

Macroscopic characterization focuses on the appearance of the mycelium, morphotype, pigmentation and mycelial growth on two culture media (PDA and Czapeck). The results obtained revealed a diversity of isolates studied with a dominance of pink salamoncolor and flyffymorphotype.

Microscopic characterization focuses on the shape and size of macroconidia, microconidia and chlamydospores. The results obtained allowed us to demonstrate a variability between the different isolates studied.

Key words: date palm, Bayoud, *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*, characterization, Algeria, diversity.

المخلص

البيوض أو الذبول الوعائي لنخيل التمر المسبب من طرف *Fusarium oxysporum f. sp. albedinis* يعتبر بلا شك أكثر الأمراض تدميرا وتهديدا في منطقتي المغرب و الجنوب الغربيو شمال أفريقيا.

هذا العمل هو جزء من الدراسات المكرسة للعامل الممرض لهذا المرض، الذي يهدف إلى البحث عن الاختلافات المورفولوجية الممكنة (المجهرية والمكروسكوبية) بين 40 عزلة من الفطر تم عزلها من مختلف بساتين النخيل للجنوب الغربي الجزائري.

التوصيف الكلي(المكروسكوبي) يركز أساسا علمظهر مشيجة الفطر , اللون , النمو المشيجيالفطاري وسطين غدائين (PDA و Czapeck) وكشفت النتائج التي تم الحصول عليها عن وجود تنوع بينالعزلات المدروسة و هيمنة لون السلمون الوردي و النمط الشكلي الريشي .

ويركز التوصيف المجهري على شكل وحجم الماكروكونيديا، الميكروكونيدياوالكلاميدوسبوريات. وقد مكنت النتائج التي تم الحصول عليها من إظهار التباين بين العزلات المختلفة المدروسة.

الكلمات الدالة: نخيل التمر ,البيوض, *Fusarium oxysporum f. sp. albedinis*, التوصيف الكلي و المجهري,الجزائر, التنوع

Introduction

Le palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) constitue l'élément fondamental de l'écosystème oasien. L'importance économique de la production de dattes est loin d'être négligeable ; estimée à plus de sept millions de tonnes (FAO, 2011). 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/personnel/an. L'Algérie occupe la 5^{ème} place mondiale en terme de production dattière, avec 690000 tonnes, ce qui représente 9 % de la production mondiale (FAO, 2011).

En Algérie, à l'instar des pays voisins du Maghreb, la phoeniciculture constitue un élément essentiel dans le développement agro-économique des oasis. L'accroissement des surfaces et la diversification des variétés restent parmi les préoccupations majeures des professionnels de ce secteur. Globalement, il apparaît que l'introduction de nouvelles méthodes de gestion et de conduite culturale, en faisant appel à des procédures biotechnologiques (croisement, amélioration, sélection, culture *in vitro*) est devenue plus que nécessaire pour le devenir de cette vocation. Parmi les obstacles redoutables, nous nous sommes intéressés surtout aux problèmes sanitaires, et particulièrement à la maladie du bayoud, qui reste un intérêt d'actualité, dont les menaces sont graves et parfois insurmontables.

Le bayoud ; trachéomyose provoquée par *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*, est considérée comme une affection fongique destructive, menaçante dans les palmeraies algériennes cultivées avec des variétés sensibles, à l'exemple de DegletNour très appréciée pour ses caractéristiques productives et organoleptiques. Depuis sa première apparition, qui remonte à plus d'un siècle, dans les palmeraies marocaines où il a été enregistré la disparition de plus de 12 millions de palmiers (Djerbi, 2003). Sa progression ne cesse d'avancer de l'ouest vers les palmeraies du centre et de l'Est Algérien. En l'absence d'une estimation des dernières années, les pertes signalées dès 2003 (Djerbi, 2003), estimée à plus de 3 millions de palmiers sont en nette évolution, surtout que plusieurs régions indemnes par le passé sont reconsidérées comme contaminées par le bayoud. En dépit des mesures réglementaires, relatives aux normes phytosanitaires, et des restrictions imposées

par les services de la protection des végétaux (INPV, Algérie), le bayoud a détruit non seulement les meilleures variétés commerciales de renommée mondiale, mais aussi a contribué à accentuer le phénomène de désertification et à l'exode des phoenicicultures vers les grands centres urbains.

Le présent travail a porté dans une première étape, sur la caractérisation macroscopique de 40 isolats de *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*, proviennent de différentes palmeraies de Sud-Ouest Algérien, cette caractérisation est basé essentiellement sur les aspects culturaux (le morphotype, la couleur de colonies, la croissance mycélienne,.....ect) de différents isolats sur deux milieu de culture PDA et Czapeck. Dans une seconde étape, nous avons complété notre travail avec une caractérisation microscopique basée principalement sur la morphologie microscopique et les mensurations biométriques de conidies (micro et macroconidies), dont l'objectif est de rechercher d'éventuelles variations morphologiques entre les différents isolats étudiés.

Chapitre 01 : Le palmier dattier

Le palmier dattier (*Phoenix dactylifera L.*), est une plante pérenne et l'élément essentiel de l'écosystème oasien des régions sahariennes et présahariennes. Sa distribution géographique est assez large dans l'hémisphère Nord. Cette espèce fruitière est connue pour sa tolérance aux conditions climatiques extrêmes d'aridité et de continentalité. Il permet la création d'un milieu typique favorable à la pratique d'autres cultures sous-jacentes (arboricoles, céréalières, maraichères...), garantissant ainsi une certaine autonomie économique du milieu oasien. En outre, les diverses utilisations du palmier dattier et de ses produits dans la vie des habitants des oasis montrent le rôle primordial qu'il tient dans ces régions (Munier, 1973).

1. Origine et aire de répartition géographique du palmier dattier

L'origine géographique précise du palmier dattier paraît très controversée. Elle fait l'objet de plusieurs hypothèses. Selon Munier (1973), le palmier dattier résulterait de l'hybridation de plusieurs types de *Phoenix* et sa domestication aurait eu lieu dans la région orientale du Sahara. Cependant, des travaux de (Zohary et Hopf, 1988) ont rapporté l'existence d'un ancêtre sauvage du palmier dattier, qui serait localisé dans la région méridionale chaude et sèche du Proche Orient, au Nord Est du Sahara et au Nord du désert d'Arabie Saoudite. Des travaux plus récents ont montré que le palmier dattier proviendrait de la domestication d'une population sauvage de la même espèce (Pintaud et al., 2010). Sur la base d'études archéobotaniques, la domestication du palmier dattier remonterait vers 6000 ans avant J-C. dans la région du Golfe Persique comme témoignent des fossiles de graines trouvées dans la région de Dalma aux Emirats. Cette domestication serait associée à la naissance des premières civilisations agricoles du croissant fertile, entre la Mésopotamie et l'Égypte, vers 4000 ans avant J-C. Depuis ce lieu d'origine, la culture du palmier dattier s'est étendue vers le nord (XI^e siècle) et vers l'Est et l'Afrique orientale (XV^e siècle). Dès le XX^e siècle, le palmier dattier est introduit en Amérique et en Australie. Sa propagation s'est effectuée en suivant plusieurs voies : par les navigateurs arabes, par la colonisation et par les anciennes transactions commerciales où les dattes étaient utilisés comme monnaie d'échange (Ozby et Newman, 2004).

1.1. Répartition géographique dans le monde

L'aire de culture du palmier dattier s'étend de la vallée de l'Indus à l'est jusqu'à la côte atlantique de l'Afrique au Nord-Ouest. Cette aire est caractérisée par des températures élevées (35°C) favorables à la germination des grains de pollen et par une très basse humidité relative de l'air qui est nécessaire à la formation et à la maturation des dattes. Le palmier dattier croît dans presque toutes les zones arides situées entre le 9^{ème} et le 39^{ème} degré de latitude Nord, qui sont représentées par le Sahara et la frange sud du Proche Orient (Péninsule arabique, sud de l'Irak, Jordanie) (EL HADRAMI, 2009). Cependant, la zone la plus favorable à la culture du palmier dattier se localise entre le 24^{ème} et le 34^{ème} degré de latitude Nord (Maroc, Algérie, Tunisie, Lybie, Egypte, Iraq, Arabie Saoudite, ... etc) (Triki et *al.*, 2003). Cet arbre est également cultivé dans certains pays méditerranéens d'Europe méridionale comme l'Espagne où on le trouve dans la célèbre palmeraie d'Elche. Durant le début du 19^{ème} siècle, il a été introduit dans certaines zones de l'ouest du continent Américain (déserts du Colorado « USA » et de l'Atacama « Mexique »). Le palmier dattier est également présent, à plus faible échelle, aux Antilles, en Argentine et en Australie (Zaid et Wet, 2002).

1.2. Répartition géographique en Algérie

Quant à la répartition en Algérie, la culture du palmier dattier occupe toutes les régions situées sous l'Atlas saharien, soit 6000 ha depuis la frontière Marocaine à l'Ouest, jusqu'à la frontière Tuniso-libyenne à l'Est.

Du nord au sud du pays, la culture du palmier dattier, s'étend depuis la limite sud de l'Atlas saharien jusqu'à Reggane à l'Ouest, Tamanrasset au centre et Djanet à l'Est (Matallah, 2003).

2. Importance économique du palmier dattier

La production de dattes génère une importante activité commerciale et constitue une source de devises appréciables pour les pays producteurs. Cette production est principalement localisée dans les régions arides du Nord de l'Afrique (Egypte, Algérie,

Libye, Maroc, Tunisie, et Soudan) et du Sud-Ouest de l'Asie (Iran, Arabie Saoudite, Iraq, Pakistan, Emirats Arabes Unis, Oman, Yémen, Qatar, Bahreïn et Jordanie) (Zaid et Wet, 2002).

2.1. Production des dattes dans le monde

La production totale des dattes dans le monde en 2011 est de 7504984 tonnes. L'Egypte représente le plus grand pays producteur avec une production estimée à 1373570 de tonnes, ce qui représente 18% de la production mondiale. Alors que l'Algérie occupe le 5ème rang au niveau mondial avec une production de 690000 de tonnes, ce qui représente 09 % de la production mondiale (Tableau 01).

Tableau 01: Les principaux pays producteurs des dattes dans le monde, campagne 2010/2011 (F.A.O, 2015).

PAYS	Production des dattes en tonnes	
Egypte	1373570	18%
Arabie Saoudite	1122820	15%
Iran	1016610	14%
Emirats Arabe Unis	900000	12%
Algérie	690000	9%
Irak	619182	8%
Pakistan	557279	7%
Oman	268011	4%
Tunisie	180000	2%
Lybie	165948	2%
Chine	150000	2%
Maroc	119473	2%
Autres Pays	342091	5%
Total	7504984	100 %

2.2. Production des dattes en Algérie

La production des dattes en Algérie en 2000 est de 365616 de tonnes. En 2005 la quantité dattes produite est évoluée à 516293.00 tonnes, puis elle a connue des fluctuations jusqu'à 2011 où elle devient plus importante et atteint 690000 de tonne (Tableau 02).

Tableau 02: Evolution de la production des dattes en Algérie (FAO, 2015).

Année	Production des dattes en tonnes
2000	365616
2001	437332
2002	418427
2003	492217
2004	442600
2005	516293
2006	491188
2007	526921
2008	552765
2009	600696
2010	644741
2011	690000

3. Position systématique

Le palmier dattier, *Phoenix dactylifera* (Linée, 1753), comme son nom l'indique, appartient à l'une des plus grandes familles d'angiospermes monocotylédones, celle des *Palmaceae* ou *Areaceae*, représentée par 200 genres et 2700 espèces, répartie en six sous-familles. La sous-famille des *Coryphoideae* est-elle même subdivisée en trois tribus. Le palmier dattier fait partie de la tribu des *Phoeniceae* qui ne comporte qu'un seul genre : «*Phoenix*» (Bounaga, 1991). Douze espèces appartiennent à ce genre, mais cinq seulement

d'entre elles, en dehors du palmier dattier, sont à fruits consommables : *P. atlantica*, *P. reclinata*, *P. farinifera*, *P. humilis* et *P. acoulis*(Munier, 1973).

La classification du palmier dattier donnée par Linée en (1734)., Est la suivante :

Groupe :	<i>Spadiciflora</i>
Embranchement :	<i>Angiospermes</i>
Classe :	<i>Monocotyledones</i>
Ordre :	<i>Palmales</i>
Famille :	<i>Palmaceae</i>
Tribu :	<i>Phoeniceae</i>
Genre :	<i>Phoenix</i>
Espèce :	<i>Phoenix dactylifera</i> L

4. Caractéristique morphologie

L'allure la plus commune et la plus connue du palmier dattier est arborescente monocotylédone, avec un tronc ou stipe monopodique (non ramifié et unique), très élancé, vertical et cylindrique de couleur brune, pouvant atteindre 30 à 40 mètres de haut et portant au sommet une couronne de feuilles ou palmes, pennées de 4 à 7 mètres de longueur (Figure 01).

L'espèce est dioïque et porte des inflorescences mâles et femelles. Une seule fleur est fécondée, se développe et forme le fruit : la datte (Hadjari et Kadi, 2005).

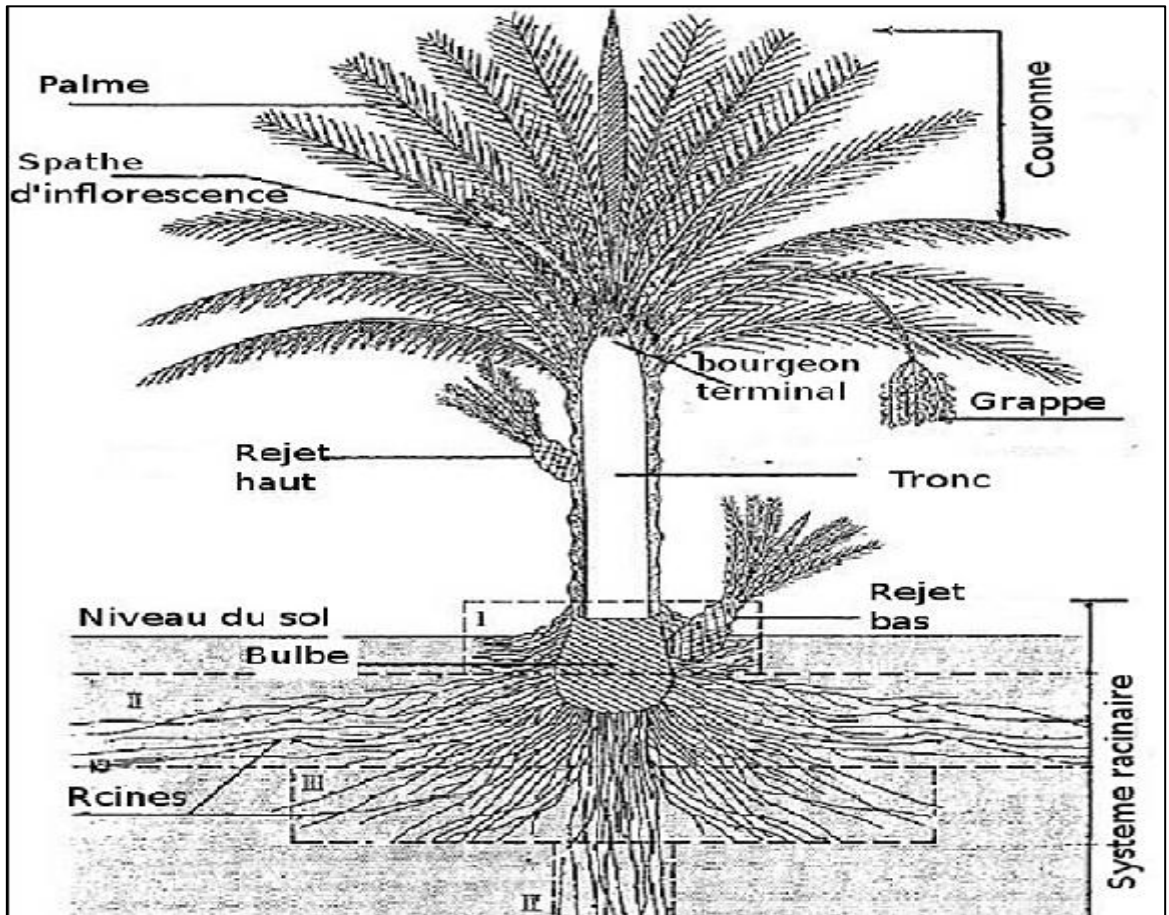


Figure 01 : Schéma d'un palmier dattier (Munier, 1973)

4.1. Le système racinaire

La partie souterraine du palmier dattier est formée d'un bulbe ou plateau racinaire, volumineux, qui émerge en partie au-dessus du niveau du sol et à partir duquel, partent des racines fasciculées, c'est-à-dire disposées en faisceaux, peu ramifiées et n'ayant relativement que peu de racelles (Ouinten, 1996).

Le schéma (Figure 02) fait apparaître trois grands types de racines répartis en quatre zones d'enracinement : les racines de respiration (Zone I), les racines de nutrition (Zone II) et les racines d'absorption (Zone III et IV) (Peyron, 2000) :

➤ **Zone I** : ce sont les racines respiratoires, de 0 à 20 cm et même jusqu'à 150 cm au-dessus du sol. Comme leur nom l'indique, ces racines servent aux échanges gazeux pour le palmier dattier ;

➤ **Zone II** : ce sont les racines de nutrition, allant de 20 à 100 cm et constituent la plus forte proportion de racines du système. Elles sont obliques ou horizontales ;

➤ **Zone III** : ce sont les racines d'absorption, qui peuvent rejoindre le niveau phréatique à une profondeur allant de 1 à 2 mètres. Leur fonction est de chercher l'eau ;

➤ **Zone IV** : ce sont les racines d'absorption en profondeur, caractérisées par un géotropisme positif très accentué. La profondeur de ces racines dépasse les 15 mètres.

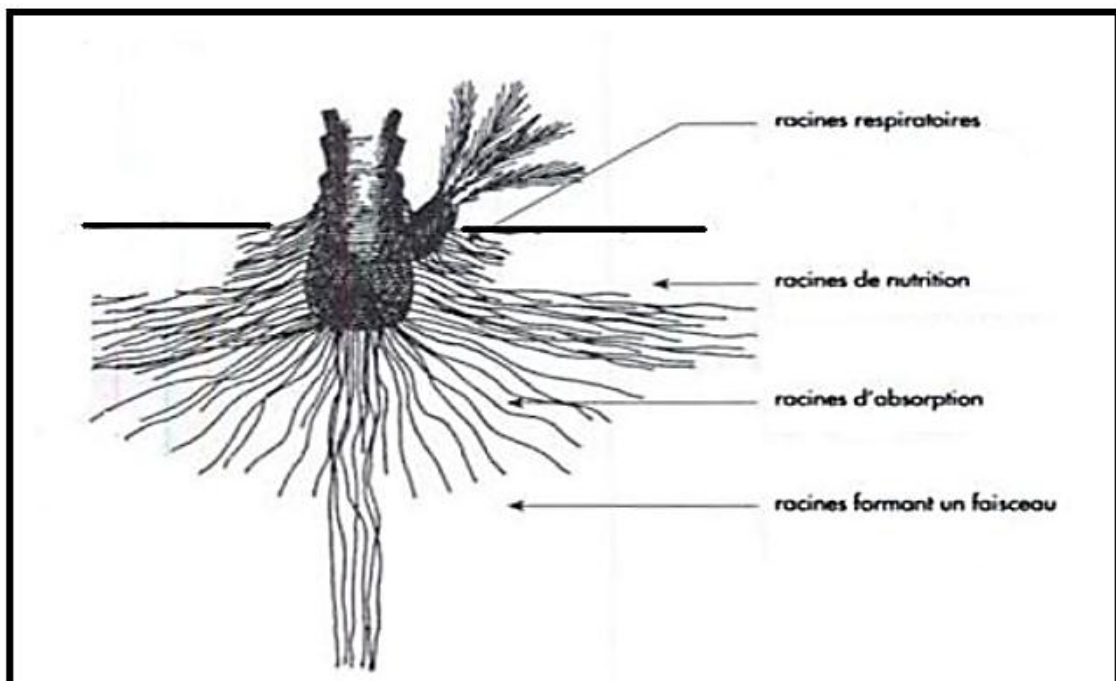


Figure 02 : Les quatre types de racines d'un palmier dattier (Peyron, 2000).

4.2. Le système végétatif

4.2.1. Le tronc

Appelé plus justement « stipe », il est cylindrique, c'est-à-dire d'un même diamètre de bas en haut. Composé à l'intérieur par de nombreux faisceaux libéro-ligneux enchevêtrés entre eux, et est engainé à l'extérieur de manière visible, par les bases pétiolaires qui restent collées après la mort de la palme et qui assurent une protection au tronc. Leur présence permet de grimper vers le sommet du palmier dattier.

Le tronc possède un seul bourgeon terminal appelé « phyllophore ou apex », qui assure la croissance verticale du palmier dattier (Zaïd, 2002).

4.2.2. La couronne

On dénombre 50 à 200 palmes chez un palmier dattier adulte, l'ensemble des palmes vertes forme la couronne ou frondaison, selon la décomposition suivante :

- ✓ La couronne basale, formée des palmes les plus âgées ;
- ✓ La couronne centrale, formée des palmes en pleine activité (adultes) ;
- ✓ Les palmes du cœur, dont celles non encore ouvertes sont dites « en pinceau » (Peyron, 2000).

4.2.3. Les palmes

Les palmes sont des feuilles composées pennées qui s'insèrent sur le stipe en hélices très rapprochées, formant ainsi plusieurs couronnes. Leurs bases forment le pétiole ou rachis, de consistance ligneuse et de limbe épineux à la base, mais porte des folioles dans les deux tiers supérieurs disposés régulièrement en position oblique le long du rachis (Ouinten, 1996), (Figure 03).

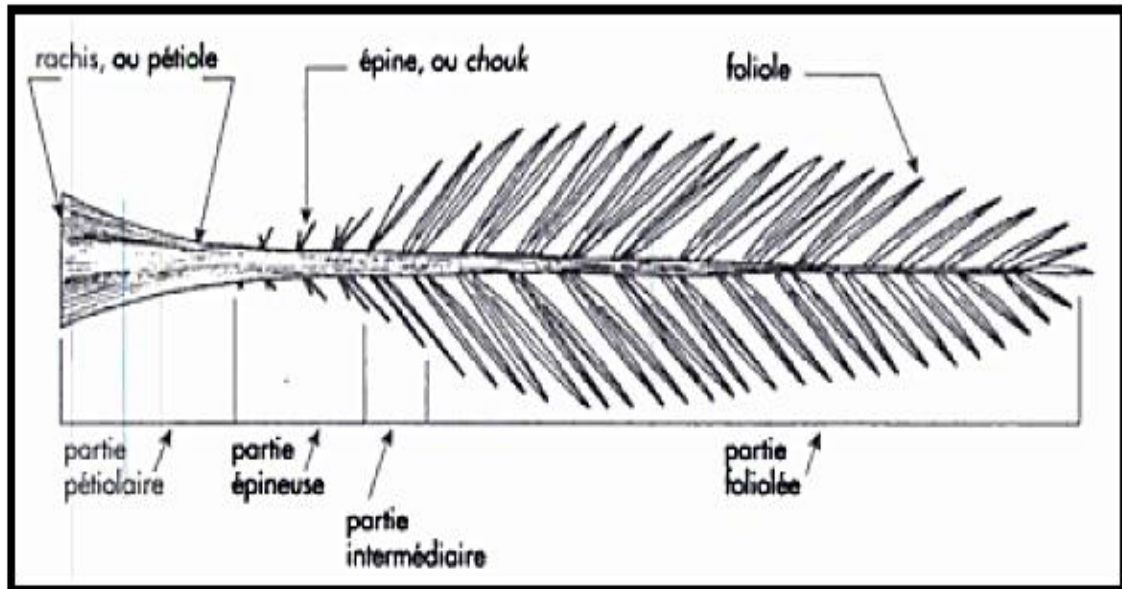


Figure 03 : Schéma d'une palme (Peyron, 2000)

4.3. Les inflorescences

4.3.1. Les organes floraux

Le palmier dattier est une plante dioïque, c'est-à-dire que les organes mâles et les organes femelles sont portés par des pieds (individus) séparés ; palmiers mâles (dokkars) ou palmiers femelles (nakhla). Seuls les dattiers femelles donnent les fruits.

Les inflorescences du palmier dattier, se développent parmi les feuilles et naissent de la germination des bourgeons axillaires, situés à l'aisselle de celles-ci dans la région coronaire du tronc (Figure 04).

L'inflorescence est caractéristique, c'est une grappe d'épis, enveloppée et protégée par une grande bractée membraneuse close de forme allongée, dite : spathe (Figure 05) (Peyron, 2000).

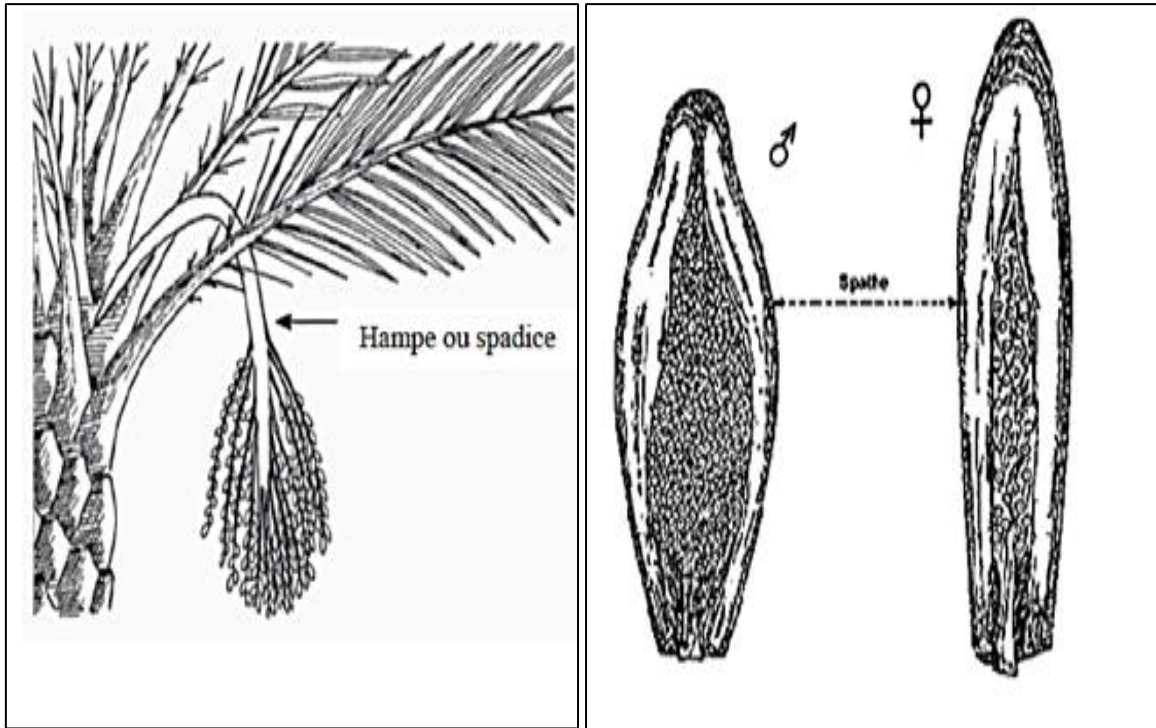


Figure 04 : Une inflorescence d'un **Figure 05 :** spathe male et spathe femelle

Palmier dattier (Peyron, 2000) (Peyron, 2000)

4.3.2. Les fleurs

Les fleurs monosexuées sur la plante dioïque, sont petites, de couleur blanchâtre, sensibles, quasi sessiles, sans pédoncules, portées par des pédicelles ou épillets, qui sont à leur tour portés par un axe charnu dit : hampe ou spadice (Figure 04).

Les fleurs mâles sont un peu plus allongées que les fleurs femelles (Figure 06 a et b). Elles possèdent six étamines, qui à leur maturité, s'ouvrent et libèrent des grains de pollen.

Quant aux fleurs femelles, sont globulaires et ont un ovaire de trois carpelles indépendants comportant chacun un ovule. Un seul ovule par fleur est fertilisé et peut mener au développement des fruits, les deux autres disparaissent (Peyron, 2000).

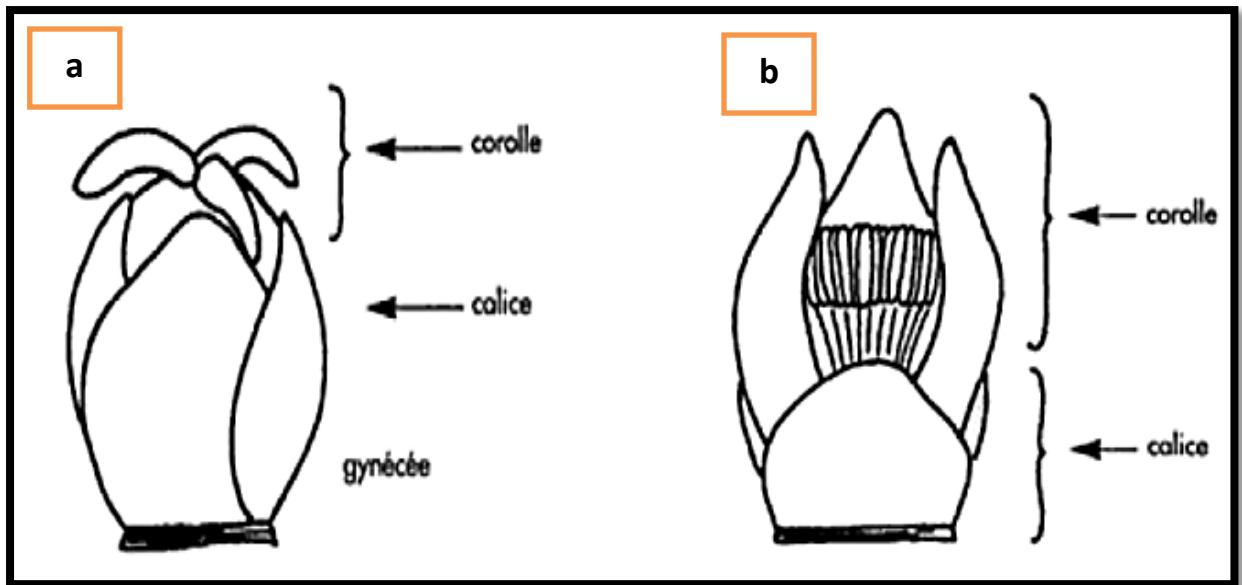


Figure 06 : a une fleur femelle, b une fleur male (peyron, 2000)

4.4. La fructification

Les fruits, communément appelés « dattes », sont des baies oblongues ou ovoïdes parfois même sphériques, de couleur jaune clair à brun plus ou moins foncé, longues jusqu'à 8cm, leur poids varie de quelques grammes à plus de 50 g, contenant une pulpe sucrée et une seule graine, lisse, de consistance ligneuse, avec un sillon ventral et un embryon dorsal (Figure 07) (Peyron, 2000).

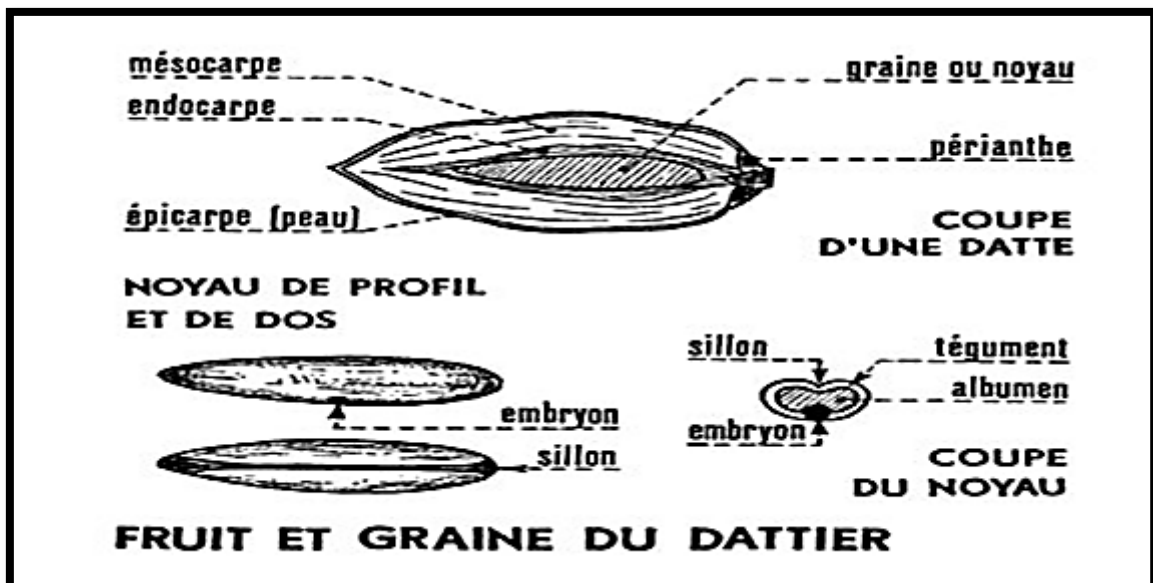


Figure 07 : Fruit et graine du palmier dattier(Peyron, 2000)

5. Cycle de développement (Cycle végétatif) du palmier dattier

Le palmier dattier ou le genre *Phoenix*, est unique dans sa morphologie et dans son développement, puisque cinq phases sont possibles à distinguer durant la croissance d'un palmier dattier (Bounaga, 1991).

Ces dernières sont séparées sur la base de critères morphologiques, alors qu'elles ne sont en réalité que des périodes physiologiques :

➤ **Stade I : La graine**

Elle possède un albumen (endosperme) dur et corné, dont l'embryon est toujours très petit par rapport à l'albumen (2 à 3 mm) ;

➤ **Stade II : Phase germinative**

A ce stade, la plantule ou la germination vit sur les réserves de l'albumen. La première feuille est linéaire et lancéolée, cette forme est l'une des caractéristiques du genre *Phoenix* ;

➤ **Stade III : Construction de la plantule**

Cette phase « post germinative » est la plus importante dans le cycle d'un palmier dattier, car elle aboutit à la formation de l'axe primaire. La plante devient autotrophe et son système vasculaire commence à se construire. On peut l'appeler aussi « phase d'établissement », puisqu'une série de feuilles à limbe para-penné puis penné s'insèrent d'une manière spiralée ;

➤ **Stade IV : Phase adulte végétative**

Durant cette phase qui peut durer 3 à 8 ans, le palmier dattier construit son tronc, produit des feuilles et accumule des réserves. Le tronc couvert par les bases pétiolaires des feuilles anciennes mortes et/ou coupées, peut atteindre 20 à 30 m de haut et environ 1 m de diamètre ;

➤ **Stade V : Phase adulte reproductive**

Entre la 5ème et la 8ème année voir même la 10ème, le palmier dattier commence à produire des inflorescences. Ce n'est qu'à ce stade qu'on peut reconnaître le sexe, qu'il soit un palmier mâle ou femelle.

6. Ecologie du palmier dattier

Le palmier dattier est cultivé comme arbre fruitier dans les régions arides et semi-arides du globe, caractérisé par des étés longs et chauds et un très bas niveau d'humidité relative (Peyron, 2000). Cet arbre peut s'adapter à de nombreuses conditions, grâce à sa grande variabilité. Différents facteurs climatiques (température, humidité, lumière, pluies et vent..) et même édaphiques, sont très importants pour pouvoir déterminer la convenance d'un emplacement spécifique pour la culture d'un palmier dattier (Zaïd, 2002).

8.1. Exigences climatiques

Espèce thermophile, le palmier dattier ne peut fructifier au-dessous de la température 18 °C, mais supporte les températures basses. Il ne fleurit que si la température moyenne est de 20 à 25°C. L'humidité qui convient au palmier est celle de la zone saharienne, souvent inférieure à 40% (Munier, 1973).

8.2. Exigences hydriques

Bien que cultivé dans les régions les plus chaudes et les plus sèches du globe, le Palmier dattier recherche toujours les endroits où les ressources hydriques du sol sont suffisantes pour subvenir à ses besoins au niveau racinaire. Considérant qu'un hectare de palmier compte en moyenne 100 pieds, les besoins en eau d'irrigation à l'hectare varient suivant les sols, les régions et le niveau des nappes souterraines de 18000 m³ à 40000 m³ par hectare et par an (Munier, 1973).

8.3. Exigences pédologiques

Le palmier dattier s'accommode aux sols des diverses terres cultivables de régions désertiques et sub-désertiques. Il croît plus rapidement en sol léger qu'en sol lourd. Il préfère un sol neutre, profond, bien drainé et assez riche ou susceptible d'être fertilisé (Toutain, 1979). Il est très tolérant au sel (chlorure de sodium et de magnésium) (Munier, 1973). Le dattier supporte des sols et des eaux sales jusqu'à 15.000 ppm (partie par million)

de sels dans la solution de sol; au-dessus, il peut se maintenir, mais il meurt à 48.000 ppm (Bounaga, 1991).

9. Diversité phoenicicole en Algérie

La composition variétale de notre patrimoine est caractérisée par l'existence d'une multitude de variétés. Parmi les variétés les plus intéressantes, on cite particulièrement : la Deglet-Nour (Tableau 03). A noter cependant, que la grande diversité du profil variétal du patrimoine phoenicicole national, si elle présente une richesse génétique, est à l'origine de l'hétérogénéité de notre production dattière. De ce fait, une sélection clonale et variétale s'impose, sachant qu'un grand nombre de variétés existantes sont issues de semis et présentent une qualité dattière relativement médiocre (Hannachi et *al.*, 1998 ; Temani, 2010).

Tableau 03: Principales variétés de dattes Algériennes (Amarni, 2009)

Variétés	Localisation
Ghars	OuedRigh, Zibans, Ouedsouf, Ouargla, M'zab, El Golia
Degletnour	OuedRigh, Zibans, Ouedsouf, Ouargla, M'zab, El Golia
Mechdeglia	OuedRigh, Zibans, Ouedsouf,
Tilemsou	Touat, El Golia, Gourrara, Tidikelt
Tin-nacer	Touat, El Golia, Tidikelt
Deglabeida	OuedRigh, Zibans, Ouedsouf
Tazerzait	M'zab, Tidikelt, Saoura
Tegaza	Touat, El Golia, El Hoggar, Tidikelt
Temjouhart	El Golia, M'zab, Gourrara
Takerbouchet	Touat, Tidikelt
Tafezouine	Ouedsouf, OuedRigh, M'zab
Tantbouchet	Oued Righ, Ouargla, Tidikelt
Timdouel	El Golia, M'zab

10. Les ravageurs et les maladies du palmier dattier

10.1. Pathologies dues aux Insectes et Acariens

Une étude très complète est donnée par (Vilardebo ,1973) sur ces parasites.

10.1.1. *Oligonychusafrasiaticus* (Mc. Gregor)

Mc. Gregor, est le nom latin donné à un acarien appelé localement Boufaroua ou Ghobar au Maroc, Takar en Mauritanie, Goubar en Irak. Il est présent dans tous les secteurs où pousse le dattier dans le vieux monde depuis la Mauritanie jusqu'au Golfe persique (Bounaga et Djerbi, 2009).

La présence des acariens sur les fruits est révélée par l'existence de toiles soyeuses blanchâtres ou grisâtres, et qui prend la couleur du sable ou de la poussière dont elles s'y imprègnent et s'y attachent. Ce réseau soyeux relie les dattes entre elles ainsi que les pédoncules et gêne le développement du fruit (Arib, 1998).

Le poudrage au soufre reste le premier traitement préconisé par les services de protection des végétaux des pays concernés (Munier, 1973 ; Djerbi, 1990).

10.1.2. *Parlatoriablanchardi*Targ. (La cochenille blanche)

Cet insecte est le principal ennemi du palmier dattier, aussi bien par l'importance des dommages qu'il occasionne que par son extension géographique. La cochenille blanche (*Parlatoriablanchardi*Targ.), appelée 'Rheifiss' en Mauritanie, 'Guemla' au Maroc, 'Sem' en Algérie et 'Djereb' en Tunisie, cause des dégâts importants au palmier dattier.

L'insecte se nourrit de la sève de la plante et injecte une toxine qui altère le métabolisme ; de plus, l'encrouement des feuilles diminue la respiration et la photosynthèse et cause des altérations métaboliques, La cochenille peut entraîner une réduction de plus de la moitié de la production dattière, et rend les fruits inconsommables (Bounaga et Djerbi, 2009). Elle peut, également, attaquer les fruits et entraîner l'arrêt de

leur développement (Viladerbo, 1973). L'utilisation de la coccinelle comme prédateur naturel de la cochenille blanche a fait l'objet de plusieurs travaux dans le cadre d'une lutte biologique contre l'insecte ravageur (Montaigne et Fall, 1986).

10.1.3. *Myeloïsceratoniae* Zell. (Pyrale de la datte)

C'est le nom du ver de la datte, elle infeste les dattes dans l'arbre lui-même (Arib, 1998), Lépidoptère de la famille des *Phyticidae* appelée aussi Pyrale de la datte. Elle est connue au Maghreb et jusqu'en Libye et en Egypte et plus au Nord vers l'Espagne.

Les larves, qui déprécient les dattes, sont aussi connues pour se rencontrer dans les autres fruits (figues, grenades, caroubes, et même les agrumes) ou sur des plantes spontanées, ce qui favorise l'extension de l'espèce. (Bounaga et Djerbi, 2009).

Parmi les traitements chimiques, il est recommandé en Algérie l'utilisation de Malathion à 2%, Parathion 1,25%, Phosalone 4% (Bounaga et Djerbi, 2009). Les essais de lutte biologique par les Hymenopteres- Braconides ont été préconisés.

10.2. Les maladies fongiques

Parmi les maladies fongiques qui affectent le palmier dattier, on peut citer les plus importantes : le Khamedj, le Mejnoun, le Belaata, et enfin le Bayoud sur lequel se base cette étude.

10.2.1. La pourriture de l'inflorescence ou Khamedj

Cette maladie est connue dans presque toutes les zones de cultures du dattier. C'est une maladie très grave qui sévit dans les régions de phoeniculture les plus humides ou pendant les années très humides. Dans ce cas, elle peut prendre des allures épidémiques. Elle est causée par un champignon imparfait de l'ordre des Hyphales, à chaînes de conidies hyalines, fragmentés en articles mono ou bicellulaires *Mauginiellascaetae* (Bounaga et Djebri, 2009).

Le champignon se conserve à l'état de mycélium latent et les spores semblent n'avoir qu'une faible longévité, c'est une maladie externe qui ne nécessite pas de blessure préalable. La lutte consiste d'abord à entretenir les palmeraies et les palmiers (après destruction par le feu des inflorescences atteintes) et au traitement des palmiers à l'aide de divers fongicides. Il semble que certaines variétés soient plus sensibles au Khamedj que d'autres (Bounaga et Djebri, 2009).

10.2.2. La pourriture du Cœur à *Thielaviopsis*

Le dessèchement noir des palmes, appelée aussi Mejnoun (palmier fou). La maladie a été observée dans différentes régions du Maghreb, en Mauritanie, en Egypte, en Arabie Saoudite, en Irak, aux Emirats et à Bahreïn ainsi qu'aux Etats-Unis.

L'agent causal est la forme imparfaite *Thielaviopsis paradoxa* (Desseynes) Sacc. Le champignon peut envahir aussi bien les parties aériennes que les racines du dattier causant : le dessèchement noir des feuilles ; la pourriture des inflorescences ; la pourriture du cœur et du stipe, la pourriture du bourgeon terminal.

Les moyens de lutte consistent à détruire les feuilles et les inflorescences malades puis à traiter avec un fongicide (dichlone, thirame, bouillie bordelaise...) (Bounaga et Djerbi, 2009).

10.2.3. La pourriture du bourgeon ou Belâat

Ce terme signifie « étouffement », la maladie est due à *Phytophthora* sp., c'est une maladie peu fréquente, elle est signalée en Algérie pour la première fois par Maire et Malencon en 1933. Elle est souvent liée à de mauvaises conditions de drainage. La maladie se caractérise par un blanchissement des palmes du cœur et par une pourriture humide à progression rapide, elle est généralement mortelle.

Comme moyens de lutte (Bounaga et Djerbi, 2009) recommande le drainage, la destruction par le feu des sujets malades, curativement les traitements cupriques et le maneb ont donné des résultats intéressants.

10.2.4. Maladie des fruits

Durant les années humides au cours de la maturation, différentes pourritures peuvent se rencontrer : de nombreux champignons ont été incriminés *Alternaria*, *Stemphylium*, *Helminthosporium*, *Penicillium* et *Aspergillus*.

Les moyens de lutte sont difficiles et essentiellement préventifs : protections des régimes par ensachage, limitation des régimes et ciselage (Bounaga et Djebri, 2009).

10.2.5. Le Bayoud ou Trachémycose du palmier

Le Bayoud est une maladie très destructrice des palmeraies en Algérie et au Maroc et c'est un réel danger pour les autres régions phoenicicoles. Il est spécifique du palmier dattier mais fait partie d'un groupe de 80 maladies semblables, les fusarioses vasculaires, provoquées par différentes souches de la même espèce de champignon du sol, *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* (Louvet, 1991).

Chapitre 2 : La fusariose vasculaire du palmier dattier

11. Historique et progression de la maladie

Les premiers signalements du bayoud semblent être rapportés au niveau de la vallée du Draa (Maroc) vers 1870. A partir de laquelle propagé dans l'ensemble des palmeraies marocaines, ainsi que celles du Sahara occidental et central algérien (Djerbi, 1988). cette maladie a été signalée en Mauritanie (Sedra, 2000).

En Algérie, la maladie apparaît à Béni ounif en 1898 et Béchar en 1900. Les palmeraies des environs de ces centres sont atteintes à leur tour (Foggaret ,Zaoua et Tidikelt en 1902 ; Béni Abbés en 1908 ; Tabalbala en 1912 ; Taghit en 1932) (Djerbi, 1988). La carte des foyers de Bayoud s'est élargie modestement Entre les années 1920 et 1940, deux contaminations étaient particulièrement importantes, la région d'Adrar et celle d'in Salah respectivement vers 1930 et 1941.

Contrairement au Maroc où la progression s'est faite de proche en proche, en Algérie elle s'est faite par bonds désordonnés à partir de différents foyers (Djerbi, 1988). La dernière étape franchie par le bayoud est représentée par la barrière constituée par le grand Erg Occidental et le plateau de Tademalt. En effet, d'in Salah, le Bayoud atteint Metlili en 1950, par contre les palmeraies de Ghardaïa et d'El Goléa sont à leur tour atteintes en 1965 et 1978 respectivement (Djerbi, 1990).

Le bayoud s'est propagé en Algérie depuis plus d'un siècle, la progression de la maladie s'est effectuée de l'Ouest vers l'Est. Au total 34 communes sont touchées et les foyers bayoudés sont parfois localisés ou dispersés « Béni Ounif, Saoura, Gourara, Touat, Tidikelt à l'Ouest et au niveau des palmeraies du M'zab au centre». Dans certaines oasis la situation est très alarmante, actuellement, il a atteint l'oasis de Zelfana, située entre Ghardaïa et Ouargla. Cette progression continue du bayoud vers l'Est constitue une menace réelle pour les plantations importantes de DegletNour d'Algérie (Ziban et Oued Rhigh) et de la Tunisie (Figure 8).

L'isolement du parasite responsable remonte à 1921 et son identification a été réalisée en 1934 par Malençon. Il s'agit de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* doué d'un spécifié parasitaire avec le palmier dattier (Djerbi, 2003). Depuis son identification,

de nombreux travaux se sont intéressés à cette maladie avec plus d'orientation sur la caractérisation de l'agent causal et son aspect épidémiologique.

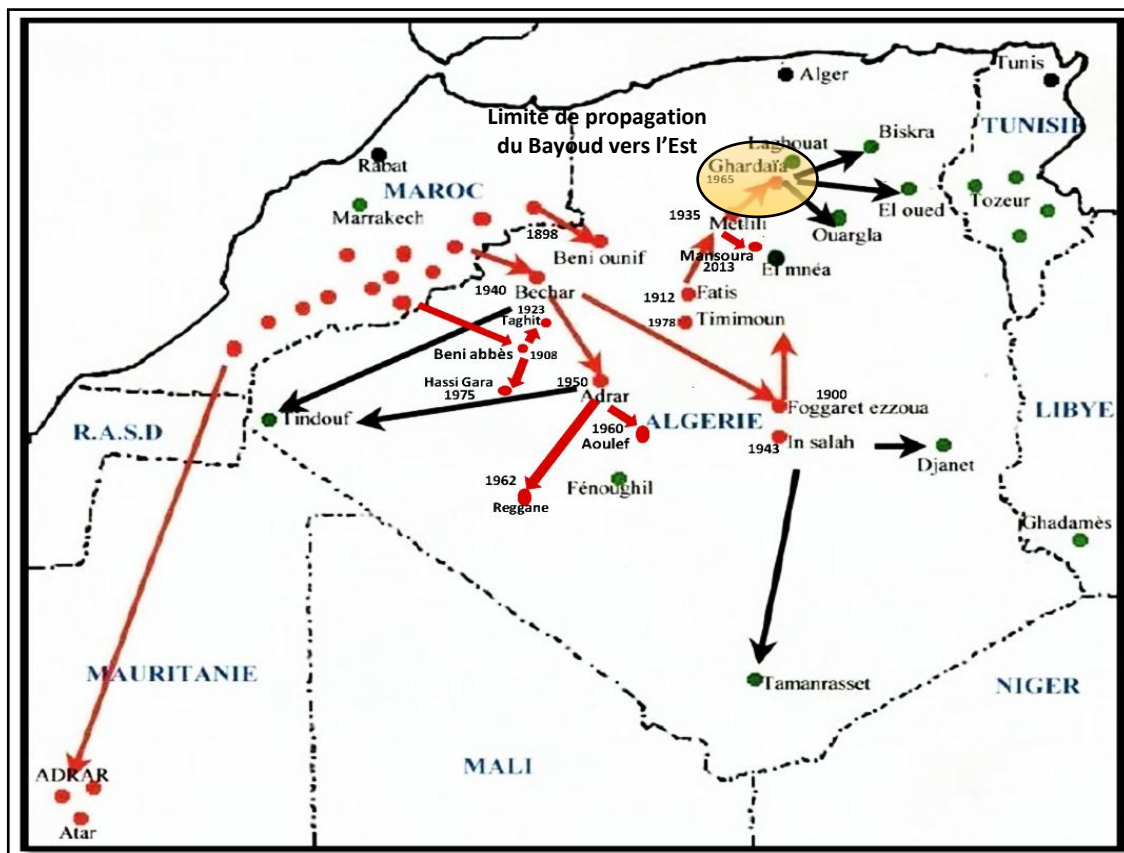


Figure08 : Progression de la maladie de Bayoud (Benzohra, 2013)

12. Historique de la taxonomie

12.1. Le genre *Fusarium*

Le genre *Fusarium* a été décrit pour la première fois par Link en 1809 (Booth, 1985). La détermination des *Fusarium*, comme celle des autres champignons imparfaits été basée essentiellement, et jusqu'à ce jour sur les critères morphologiques (pigmentation, aspect du mycélium, présence ou absence des spores, taille, forme, nombre de cloisons. ...).

La diversité et l'extrême variabilité de ces caractères au cours des repiquages successifs et en fonction des conditions de culture des champignons appartenant à ce genre, expliquent les difficultés rencontrées pour la classification, d'où les nombreux systèmes taxonomiques et les controverses proposés. Les travaux de Wollenweber et

Rincking (1935), qui ont servi de références, ont pu décrire 65 espèces, 55 variétés et 22 formes, rassemblées en 16 sections et 06 sous-sections (Synder et Hansen. 1940).

Le genre *Fusarium* a été profondément revu par Synder et Hansen (1940), Ils ont simplifié la classification pour ne retenir que 09 espèces, dont le but de permettre une détermination rapide des parasites rencontrés (Bounaga, 1991).

2.2. L'espèce *Fusarium oxysporum*

Wollenweber et Rincking (1935) ont placé l'espèce *oxysporum* dans la section «Elegans », qu'ils ont subdivisé en 03 sous-sections, en se basant sur la forme et la taille des spores et sur les caractères culturaux.

Dès 1940, toutes les espèces de la section « Elegans » sont rassemblées dans une seule espèce *Fusarium oxysporum*, par Synder et Hansen, à laquelle, Synder et al., adjoignent le cultivar « Redolens » en 1957.

Dans le genre *Fusarium*, l'espèce *oxysporum* constitue 50% à 70% des populations fusariennes des sols (Guillemat et Montegut, 1958). Elle est considérée comme colonisatrice primaire du rhizoplan et du cortex racinaire. Elle représente plus de 50 % des isolats de *Fusarium* à partir des racines de plantes diverses (Bounaga, 1991).

L'espèce *oxysporum*, peut vivre en saprophyte ou en parasite de vertébrés ou de plantes (Nelson et al., 1981), sa forme parfaite n'est pas encore connue.

2.3. La forme spéciale *albbedinis*

L'espèce est actuellement subdivisée en plus de 80 formes spéciales (Armstrong G. et Armstrong J., 1981), suivant la plante hôte à laquelle elle s'attaque et dont elle est isolée. La reconnaissance de ces formes spéciales, ne fait appel à aucun critère morphologique mais seulement à la pathogénicité du champignon, dont la détermination doit se faire par la ré-inoculation du pathogène dans la plante hôte (Bounaga, 1991).

Ces formes spéciales peuvent être subdivisées en races, basées sur la pathogénicité différentielle des isolats sur des variétés distinctes. Mais par contre certaines formes spéciales ont été rassemblées, car elles étaient susceptibles de provoquer la même maladie

dans plusieurs hôtes (Armstrong G. et Armstrong J., 1981). Le *Fusarium oxysporum* f. sp. albedinis est la forme spéciale du palmier dattier (Bounaga, 1991).

13. Position taxonomique

Le système Saccardo de classification des champignons imparfaits « fungiimperfecti », (Henni, 1998) classe les *Fusarium* comme suite :

Embranchement	<i>Thallophytes</i>
Classe	<i>Deutéromycètes</i>
Ordre	<i>Monoliales</i>
Famille	<i>Tuberculariacées</i>
Genre	<i>Fusarium</i>
Espèce	<i>Oxysporum</i>

14. Caractères physiologiques

Ce champignon se développe bien sur le milieu PDA (Louvet et al, 1973). La croissance débute à 7°C et demeure faible jusqu'à 12°C, devient rapide entre 21°C - 27,5°C et s'arrête à 37°C (Malençon, 1947). L'optimum de croissance du champignon *in vitro* est obtenu à 28°C et la meilleure germination des microconidies est à 27°C (Bounaga, 1975). Cet auteur montre que la croissance est faible entre les pH 8,5 à 9,7 et rapide pour les pH 5 à 6. Les sources de carbone les mieux métabolisées par ce champignon sont: la pectine, le mannose, et le glucose. Les sources d'azote organique sont les mieux utilisées que l'azote minéral (Arib, 1998).

15. Caractéristiques morphologiques

15.1. Caractères macroscopiques

Sur le plan morphologique, *Fusarium oxysporum* présente un polymorphisme remarquable du thalle. En se basant sur ce critère, (Snyder et Hansen, 1940) ont signalé que certains clones et sous clones de la même souche pourraient être classés dans des espèces et même des sections différentes. Ce polymorphisme a été confirmé dans de nombreux travaux (Dossa, 1993). En se basant sur les variations culturales chez cette espèce, (Nelson et al., 1983), ont défini plusieurs morphotypes: duveteux, fin et frisé ; floconneux, cotonneux, ras muqueux, sporodochial et sclérotial (tableau 04). Cependant on a noté une variabilité de couleur des talles (rose saumon clair, violette, blanchâtre, brunâtre..., etc). Les mêmes auteurs ont montré qu'il n'y a pas de stabilité de ces caractéristiques dans la descendance d'un clone.

Tableau 04 : Les différents morphotypes observés chez *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* (Henni et al., 1994).

Morphotype	Caractéristiques
Type Sporodochial	Caractérisé par la présence de macrosporodochies massives, disposées plus ou moins en grand nombre dans un mycélium aérien assez court mais dense et d'aspect duveteux.
Type Sclérotal	Le même aspect que le type précédant mais les sporodochies sont remplacées par les sclérototes plus ou moins volumineux d'une pigmentation beige violacé à rosâtre.
Type Pionnotal	Présent un aspect luisant et humide ou crémeux, sans mycélium aérien. La couche superficielle est constituée de nombreuses microconidies. Les macroconidies sont formées en nappes sur phialides non ramifiées.
Type Duveteux	Présent un mycélium aérien assez court mais dense, portant de nombreuses microconidies. Les macroconidies et les Chlamydo-spores se forment tardivement.
Type Cotonneux	Présent un mycélium aérien très abondant, épais et très peu sporidie.
Type Muqueux	Ne présente pas un mycélium aérien. Les microconidies sont abondantes, les macroconidies rares et les Chlamydo-spores abondantes mais tardives
Type Ras Sénéscent	Il est caractérisé par un mycélium aérien extrêmement ras, clairseme, peu visqueux et une vitesse de croissance très faible.

15.2. Caractères microscopiques

Le *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* possède un mycélium hyalin cloisonné, il est fin et frisé en culture jeune. Ce mycélium présente des cellules hypertrophiées en chaîne, d'aspect globuleux en cultures âgées ayant une grande ressemblance avec les chlamydospores, mais sans épaissement de la paroi.

La multiplication asexuée se réalise par des microphialides et des macrophialides qui produisent respectivement des microconidies et des macroconidies.

- Les microconidies :

sont très nombreuses Hyalines de forme et de dimension variables dans une même culture, portées par des monophialides courtes et non ramifiées (mesurant 8–14 µm de longueur) issus latéralement des hyphes ou de conidiophores peu ramifiés; généralement abondantes, variables, ovales à ellipsoïdes, droites à légèrement courbées, mesurant 5–12 × 2,2–3,5 µm, produites dans une substance mucilagineuse (Cirad et Gret, 2002).

- **Les macroconidies:** clairsemées chez certaines souches, portées sur des conidiophores plus ramifiés ou à la surface de sporodochies ressemblant à celles de *Tubercularia*, à parois fines, ayant généralement trois à cinq cloisons, Fusoïde à subulées et pointues aux deux extrémités, occasionnellement fusoïdes à falciformes, certaines ayant une extrémité crochue et une base pédicellée, mesurant 20-35 × 3–5 µm (3 cloisons) à 50–66 × 3,5–5 µm (6–7 cloisons). Les spores à trois cloisons sont les plus courantes (Cirad et Gret, 2002).

- **Les chlamydospores :** Les chlamydospores se forment, soit à partir d'articles mycéliens, soit à partir d'une cellule de macroconidies. Elles sont caractérisées par une paroi très épaisse et accumulent d'importantes réserves de nature lipidique, ces structures sont toujours arrondies, ayant de 6 à 20 µm de diamètre. Ce sont des spores de résistance produites en grande quantité dans les cultures âgées ou en réponse à des conditions défavorables (température élevée, manque d'oxygène, milieu pauvre en substances nutritives) (Cirad et Gret, 2002).

16. Cycle infectieux

Le cycle de vie de *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* est représenté en deux phases: Colonisation et parasitisme :

Lemanceau et Alabouvette(1993), décrivent que *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* peut survivre dans le sol et sur des débris végétaux pendant plusieurs années en absence et en présence de son hôte. C'est un parasite tellurique qui persiste pendant l'hiver sous la forme de chlamydospores dans les tissus de palmiers malades (racines, rachis, etc.). La désintégration de ces tissus permet la libération des chlamydospores dans le sol où elles demeurent à l'état dormant. Il peut aussi survivre dans les porteurs sains tels que le henné, la luzerne ou le trèfle (Djerbi, 1983 ; Imi, 1994).

Ce champignon est très inégalement réparti dans le sol, on le trouve entre 0 et 30cm de la surface du sol, mais parfois jusqu'à 1 m, les chlamydospores sont peu nombreuses et peuvent demeurer dans le sol pendant plus de 8 ans, même si les palmiers sont morts depuis (Tantaoui, 1989). Un petit nombre de propagules suffit pour initier la maladie et quelques racines infectées peuvent provoquer la mort de l'arbre (Djerbi, 1983 ; Imi, 1994).

L'irrigation favorise aussi le développement de la maladie, mais on n'en connaît pas les mécanismes précis (plus grande diffusion du champignon dans le sol et/ou des spores dans les vaisseaux) (Fernandez et al., 1995).

Le *Fusarium oxysporum* démarre son cycle de développement en affectant le système souterrain de l'hôte (racines) avant de devenir systémique dans les tissus conducteurs. Ensuite son développement est lié aux modalités d'interaction entre la variété hôte et la race de l'agent pathogène (Mourichon, 2003).

En contact avec l'hôte et dès que les conditions sont favorables, et dans le cas d'une interaction compatible d'une race sensible, les chlamydospores s'adhèrent, germent et pénètrent dans les tissus vasculaires des racines, à partir desquels le mycélium atteint l'axe et se ramifie au niveau des cellules épidermiques (Djerbi, 1983).

Les mécanismes précis du dépérissement de l'arbre ne sont pas connus mais, comme pour toutes les fusarioses vasculaires, la mort de la plante résulte probablement de l'effet combiné des armes chimiques déployées par le parasite, enzymes pectinolytiques

etcellulolytiques qui dégradent les parois cellulaires de l'hôte, et des réactions de défense de la plante (Fernandez et al., 1995).

Arrivé au niveau du cylindre central, le parasite s'installe dans les vaisseaux du xylème (tissu conducteur) et le mycélium produit des microconidies qui sont transportées vers le haut par la sève montante. Quand ce mouvement est empêché par une paroi transversale, les microconidies germent, le tube germinatif pénètre dans la paroi et la formation de microconidies reprend de l'autre côté de la paroi. La mort de l'arbre intervient quand le champignon atteint avec ses toxines le bourgeon terminal. Au cours de sa progression, *F. o. a.* s'échappe du xylème et colonise le parenchyme environnant par un mycélium inter et intracellulaire, c'est ce qui donne plus tard la coloration brun rougeâtre caractéristique des arbres malades. Après la mort de l'arbre, le mycélium continue à se développer dans les tissus morts et forme de nombreuses chlamydozoospores dans les cellules du sclérenchyme (Louvet, 1977).

A l'extérieur, se forment des organes fructifères à la surface des feuilles appelées sporodochies et développent des macroconidies qui à leur tour contaminent d'autres plantes, lorsqu'elles sont transportées par le vent, l'érosion ou bien par les insectes (Jones et Woltz, 1981).

En général, les conditions favorables à une croissance rapide du palmier-dattier favorisent aussi le développement de la maladie. La température de croissance optimale du pathogène est entre 21 et 27,5°C ; la croissance reste importante à 18°C et à 32°C, mais s'arrête à 7°C et à 37°C (Bounaga, 1975). Le cycle infectieux du *Fusarium oxysporum* est illustré, ci-dessous, sur la (Figure 09).

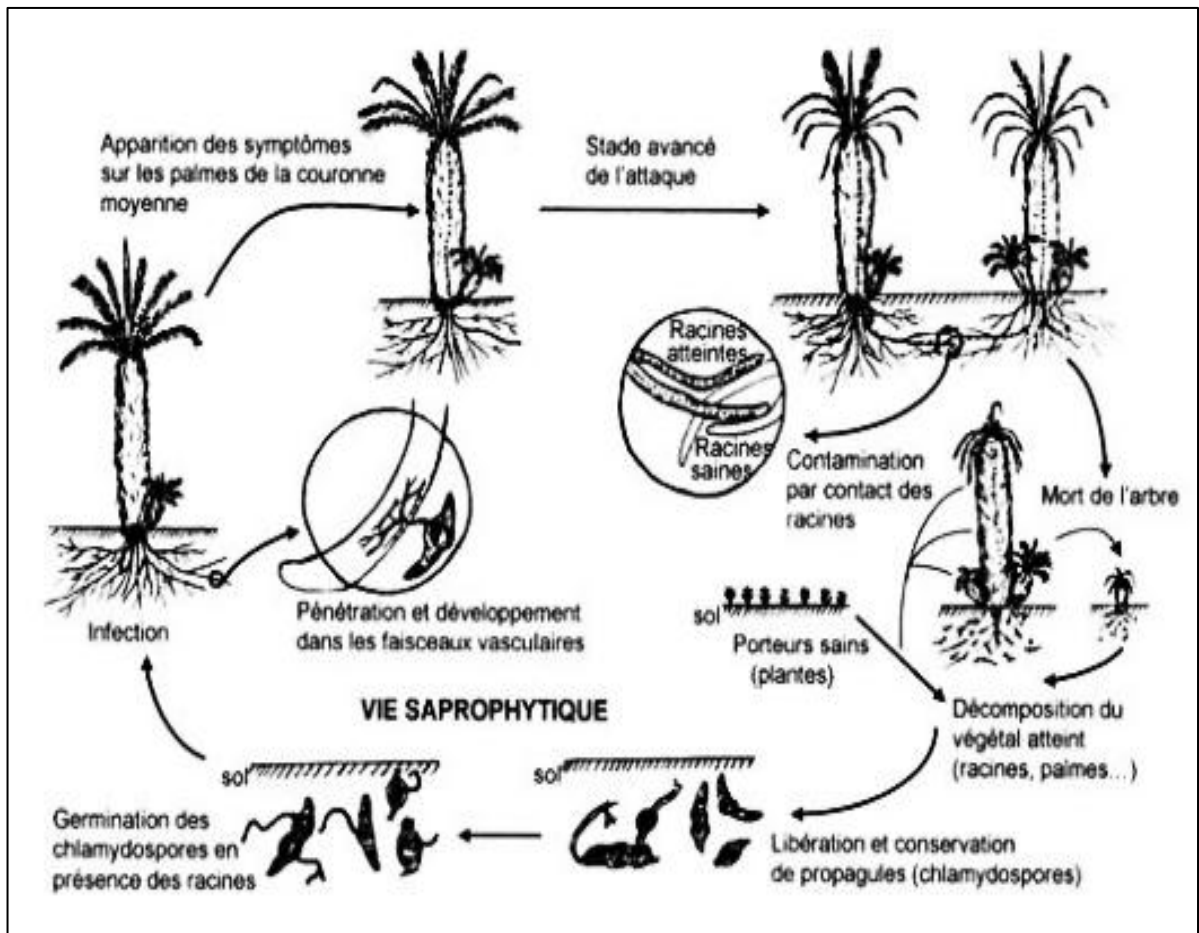


Figure 09 : Cycle infectieux du *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* (Sedra, 1992).

17. Symptômes de la maladie

17.1. Symptômes externes

Le bayoud attaque aussi bien les palmiers jeunes qu'adultes, de même que leurs rejets basaux. Les premiers symptômes externes de la maladie, visibles par un œil averti, font leur apparition sur une ou plusieurs feuilles de la couronne moyenne. Les feuilles affectées prennent une teinte plombée (gris cendré) et ensuite se fanent d'une façon particulière: les pennes situées d'un côté de la feuille commencent à blanchir, et la maladie progresse de la base vers l'apex. Quand tout ce côté a été affecté, le flétrissement commence de l'autre côté, en sens inverse cette fois-ci, de l'extrémité de la feuille vers sa base, jusqu'à la mort de la feuille (Djerbi, 1983 ; Imi, 1994).

Au cours de ce processus de décoloration et dépérissement des pennes, une coloration brune qui se manifeste dans le sens de la longueur, sur le côté dorsal du rachis, avance de la base vers l'apex de la fronde : elle correspond au passage du mycélium dans

les faisceaux vasculaires du rachis. Ensuite, la feuille va prendre une forme arquée, similaire à une feuille humide, et pend le long du tronc. Ce processus peut durer de quelques jours à plusieurs semaines (Djerbi, 1983 ;Imi, 1994)

Les mêmes symptômes peuvent ensuite apparaître sur des feuilles adjacentes ou opposées. Dans tous les cas, la maladie avance toujours vers le cœur de l'arbre et l'arbre meurt quand le mycélium atteint le bourgeon terminal. Finalement, les rejets à la base de l'arbre sont attaqués (Djerbi, 1983 ; Imi, 1994).

Les symptômes se développent parfois de façon différente. La coloration brune apparaît au milieu du rachis, côté dorsal, et progresse vers le haut jusqu'à ce que le rachis devienne si étroit que tous les tissus sont affectés, ce qui provoque le dépérissement de l'apex. Le flétrissement et la mort des pennes se poursuivent ensuite vers le bas jusqu'à la mort des feuilles. Les symptômes précoces peuvent aussi être différents, on détecte parfois un jaunissement généralisé avant l'apparition des symptômes typiques, surtout en hiver et en automne (Djerbi. 1983 ;Imi 1994)(Figure 10).



Figure 10 : les symptômes externes de la maladie du bayoud(Benzohra et al.,2015)

17.2. Symptômes internes

Si on déracine un palmier malade, on ne voit qu'un petit nombre de racines malades, rougeâtres, sans proportion avec les dégâts observés sur l'arbre. Ces racines malades correspondent à plusieurs groupes de faisceaux vasculaires du stipe qui ont pris une coloration brun rougeâtre, de même que le parenchyme et le sclérenchyme environnants d'ailleurs. Vers la base du stipe, les taches sont larges et nombreuses. Au cours de leur ascension dans l'arbre, les faisceaux vasculaires colorés se séparent et leurs chemins tortueux, à l'intérieur des tissus sains, peuvent être suivis.

Les frondes qui manifestent des symptômes externes ont une couleur brun rougeâtre et des faisceaux vasculaires très colorés quand on les coupe. Il y a donc continuité des symptômes vasculaires qui existent depuis les racines jusqu'aux feuilles apicales du palmier (Djerbi, 1983 ; Imi, 1994).

On n'a jamais signalé de symptômes sur pédoncules, fleurs ou fruits (Koulla et Saaidi, 1985).

18. Epidémiologie

L'agent causal du Bayoud tolère un sol aéré, humide et une température pouvant dépasser 35°C. Cependant, dans des conditions non adéquates, les spores du champignon se transforment en chlamydospores pour lui permettre de se conserver et de mieux lutter aux conditions du milieu.

Les chlamydospores peuvent se conserver dans les débris végétaux et dans le sol et supporter de fortes températures (60°C) (Sedra, 2006).

Plusieurs facteurs sont impliqués dans l'épidémiologie du *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* influençant sa survie ainsi que sa propagation, parmi lesquels :

➤ **Les parcelles entretenues sont les plus touchées :** Il est bien connu, par des observations sur le terrain, que le passage de la forme endémique du *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* à la forme épidémique est étroitement lié à

l'intensité d'irrigation du palmier dattier. Une irrigation abondante qui se pratique dans les parcelles bien entretenues, due en grande partie aux cultures associées très exigeantes en eau, favorise automatiquement la virulence du *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*. À l'inverse, les parcelles mal irriguées ou complètement abandonnées sont relativement épargnées par rapport aux parcelles bien entretenues. (Hakkou et Bouakka, 2004)

➤ **pratique des cultures associées** : Les fortes attaques du *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* sont souvent une conséquence liée à la pratique des cultures associées: céréales, luzerne, henné, maraîchères, tabac, etc. Ces cultures se pratiquent au cours de différentes saisons de l'année, faisant que le sol où baignent les racines du palmier dattier et où niche le champignon pathogène est bien travaillé et les conditions favorables à la multiplication et à l'agressivité du *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* sont constamment réunies.

De plus, ces plantes constituent les porteurs sains de la fusariose vasculaire. Il a été montré que l'épidémie progresse plus rapidement dans les parcelles cultivées pendant plusieurs années (10 à 15 ans) en luzerne et henné. Ce fait est dû aux pratiques agronomiques intenses de labour, de fertilisation et d'irrigation qui peuvent jouer un rôle important dans l'infestation du sol par le champignon pathogène. L'irrigation régulière le long de l'année, et surtout pendant les périodes chaudes, est très favorable à l'extension de la maladie. (Hakkou et Bouakka, 2004)

➤ **la densité élevée de la palmeraie** : Elle favorise le développement de la fusariose vasculaire, or le pourcentage des pieds atteints par la fusariose vasculaire augmente avec la diminution de la distance qui sépare deux pieds contigus du palmier dattier. Il est bien connu que les racines du palmier dattier influencent directement le gradient microbiologique de l'agent pathogène le *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* dans le sol ; chaque fois qu'on s'éloigne des racines, la densité de cet agent décroît (Hakkou et Bouakka, 2004)

➤ **Qualité du Sol** : La réceptivité d'un sol à une maladie d'origine tellurique désigne la capacité d'un sol à permettre plus ou moins l'expression de la maladie.

La qualité physico-chimique du sol et sa microflore jouent un rôle important dans la survie du parasite. Il a été démontré que plus les sols sont fertiles plus le parasite s'y installe, aussi ; le bayoud est d'autant plus grave que les conditions culturales sont optimales (Amir H. et Amir A., 1988). Parmi les facteurs ayant pu être corrélés à la réceptivité:

- La densité en Fusarium totaux : plus un sol est riche en Fusarium saprophyte plus il serait résistant à la fusariose;
- La salinité : un sol est d'autant plus résistant qu'il est salé pour une concentration ne dépassant pas 20 gr/l (Sedra, 2006);
- Plusieurs substrats végétaux tels que la paille d'orge, broyat de palmes, de bois, feuilles de légumineuses ont montré leur effet stimulateur plus ou moins important sur le développement de F.o.a. (Amir H et Amir A, 1988).

9.Importance des dégâts

Le bayoud a détruit en un siècle plus de 12 millions de palmiers au Maroc et plus de 3 millions en Algérie, avec une vitesse d'avancement de 4 à 15 % de palmiers atteints par an. Les variétés qui produisent des dattes de qualité (Medjool, DegletNour et Boufegous) sont très sensibles à la maladie (El Hadrami et al., 2009) ainsi, certaines variétés marocaines (Berni, Idrar) ont complètement disparu, alors que les plantations de l'est algérien et de Tunisie sont actuellement protégées par des méthodes prophylactiques. L'impact désastreux du Bayoud n'est pas seulement économique, lié à la diminution de la production de dattes, mais il perturbe également l'écosystème oasien, vu le rôle du palmier dattier à ce niveau, en accentuant ainsi le phénomène de désertification, provoquant un impact sociologique et de l'émigration des familles vers le nord (dans la vallée du Drâa, plus de 2500 familles ont migré définitivement vers le nord du pays) (Djerbi, 1988; Fernandez et al. 1995).

10. Moyens de lutte

10.1. Les mesures prophylactiques

Afin d'éviter ou de retarder la dissémination du Bayoud dans les régions indemnes, les mesures prophylactiques constituent un des moyens de lutttes préventifs contre cette trachéomycose, grâce à la sensibilisation et l'aide des phoeniculteurs, d'une part, pour mieux connaître la maladie, l'aire de sa répartition, sa progression et sa surveillance et d'autre part, pour veiller à n'utiliser que des rejets sains pour la plantation et d'interdire les échanges de matériel végétal entre les palmeraies.

10.2. Les techniques culturales

Les techniques culturales contre les fusarioses vasculaires, consistent à éviter les conditions favorisant la croissance de l'agent pathogène. La maladie est moins présente en conditions d'irrigation réduites, ainsi que dans les sols à pH alcalin, riches en calcium et potassium, pauvres en phosphore et magnésium et dont l'azote est sous forme nitrique plutôt qu'ammoniacal (Woltz et Johnes, 1981). Dans les parcelles contaminées, il faut éviter les cultures du henné et de la luzerne qui nécessitent une irrigation abondante favorable à la maladie, et qui sont des porteurs sains de l'agent pathogène, *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*(Zaarour, 2010).

En outre, le contact souterrain entre les arbres voisins doit être évité, par l'application des méthodes modernes d'irrigation et de plantation des palmiers dattiers (Louvet, 1991).

10.3.La lutte chimique

La lutte chimique repose sur l'utilisation de nombreux produits phytosanitaires qui sont soit thérapeutiques, appelés systémiques, soit protecteurs, appelés préventifs (Drira et al., 1985).

La désinfection du sol est très couteuse et difficile, ainsi la lutte chimique n'est envisageable qu'à la découverte du foyer primaire (point de départ d'une nouvelle infection dans une région saine). Dans ce cas, le traitement du sol peut être effectué par l'utilisation du bromure de méthyle (Drira et al, 1985).

Différents autres fongicides couramment utilisés en agriculture ont été testés, tels que :

- Le bénomyl et le méthylthophanate, qui inhibent la croissance mycélienne *in vitro* à des doses de 10 et 100 ppm respectivement (Drira et al, 1985).
- La chloropicrine, qui est une substance chimique hautement volatile avec une activité antifongique très élevée, mais qui présente l'inconvénient de ne pénétrer que faiblement dans les débris végétaux. Contrairement au bromure de méthyle, qui présente une grande capacité de pénétrer dans le sol grâce à sa tension de vapeur élevée, mais avec une fongitoxicité relativement moins élevée (Azco' n-Aguilar et Bare, 1997).

Cependant, si l'application de ces fongicides a donné des résultats encourageants pour la lutte contre ce pathogène (*Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*), l'utilisation répétée de ces produits de synthèse entraîne souvent la pollution de l'environnement et l'apparition chez le parasite de nouvelles souches résistantes et plus virulentes (Hakkou et al., 2004). De plus, leurs effets toxiques sont souvent signalés pour l'homme et l'animal et pour le déséquilibre biologique du sol (Azco' n-Aguilar et Bare, 1997).

10.4. La lutte biologique

Une autre alternative pour protéger les plantes contre les agents pathogènes est l'application des méthodes de biocontrôle (Azco' n-Aguilar et Bare, 1997), par l'utilisation de différents micro-organismes doués d'activité antagoniste, conduisant à des phénomènes d'antibiose et d'hyperparasitisme.

Plusieurs chercheurs se sont intéressés aux micro-organismes antagonistes tels que les bactéries, les champignons et les actinomycètes, dans l'espoir de mettre au point un procédé de lutte efficace capable de limiter la gravité des fusarioses (Amir, 1991).

Parmi les bactéries utilisées en lutte biologique, on peut citer les *Pseudomonas fluorescens* et *Serratia marcescens*, et parmi les champignons, il existe les *Fusarium* non pathogènes et le *Trichoderma harzianum*.

Amir et Mahdi (1993), ont sélectionné des souches de *Fusarium solaniet Fusarium oxysporum* non pathogène, pour leur pouvoir compétitif élevé et inhibiteur de deux formes spéciales : *Fusarium oxysporum* f.sp. lini et *Fusarium oxysporum* f.sp. albedinis.

Hibar et al.,(2005), ont montré qu'il est d'intérêt primordial d'utiliser le *Trichoderma harzianum* tant qu'agent de lutte biologique contre la fusariose vasculaire.

10.5. La lutte génétique

Le palmier dattier a l'avantage de présenter une grande diversité génétique de résistance au Bayoud (Bounaga et al., 1992).

Cette diversité génétique de chaque palmeraie qui est le fruit de sélections autonomes et d'échanges entre les agriculteurs, a servi dans la plupart des cas à lutter directement contre la fusariose par la multiplication empirique des clones les plus tolérants (Brac de la Perrière et Benkhalifa, 1998). Ceci est mis en évidence, pendant 25 ans, après les essais de comparaison de résistance de 32 variétés au Bayoud, dans les palmeraies infestées naturellement au Maroc. Selon Saïdi (1992), ces cultivars résistants sont devenus susceptibles après 15 ans. L'expression de ce type de résistance est influencée par les conditions de développement des arbres et probablement par l'abondance et l'activité de l'inoculum de *Fusarium* pathogène dans le sol (Louvet, 1991).

10.6. La lutte intégrée

Amir (1991), propose également une lutte intégrée contre *Fusarium oxysporum* f.sp.albedinis comprenant l'éradication par fumigation et inoculation avec des antagonistes des foyers primaires dangereux, création de nouvelles variétés résistantes par croisement, la recherche de mutants résistants à partir de la culture *in vitro*, création des pépinières et repeuplement des palmeraies dévastées grâce à la multiplication *in vitro* de plants éventuellement inoculés en antagonistes ; éradication par dessèchement et ressalement naturel du sol et l'introduction de la lutte prophylactique et culturale.

Chapitre 03

1. Matériels

1.1. Isolats fongiques

L'étude a été réalisée sur quarante (40) isolats prélevés à partir du rachis de quelques cultivars sensibles de Palmier dattier provenant de différentes palmeraies de Sud-Ouest de l'Algérie (23 proviennent de différentes régions de la wilaya de Béchar et 17 proviennent de différentes régions de la wilaya d'Adrar). Ces isolats nous ont été fournis par le laboratoire de protection et mise en valeur des ressources agrobiologiques de l'université de Blida 01. Les quarante (40) isolats ont été purifiés, subissent une culture monospore et identifiés comme étant *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* par PCR (Mr MÉGATELIM, communiqué personnel).

Les codifications utilisées pour la désignation de différents isolats comportent l'abréviation de *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* (F.o.a) suivies par des chiffres. L'origine géographique, le cultivar à partir duquel l'isolat a été obtenu sont indiqués dans le tableau (Annexe 01).

1.2. Milieu de culture

La conservation des isolats de F.o.a. a été réalisée sur des disques de milieu SNA, ainsi que la caractérisation culturelle et l'étude de la croissance radiale ont été réalisées sur deux milieux de culture PDA et Czapek. L'étude de caractérisation microscopique a été réalisée sur milieu PDA. La composition des milieux cités ci-dessus est indiquée dans l'annexe 02.

2. Méthodes

2.1 Mise en culture

A partir de disques de SNA de 5 mm de diamètre conservés dans les Eppendoffs, nous avons pris un disque pour chaque isolat et pour chaque milieu à l'aide d'une aiguille stérile et sous la flamme d'un bec bunsen afin d'éviter les contaminations, le disque a été

mis au centre de la boîte pétri contenant le milieu de culture puis incubé à une température de $25 \pm 2^\circ\text{C}$ et sous une lumière artificielle.

2.2 Caractérisation culturelle des isolats de F.o.a.

La caractérisation culturelle des isolats de F.o.a. est portée essentiellement sur les caractéristiques de la croissance en culture des isolats sur les deux milieux de culture.

2.2.1. Caractéristiques culturelles des isolats f.o.a. sur différents milieux de cultures

La description des caractères macroscopiques a été effectuée sur des cultures âgées de 7 jours sur les deux milieux de culture (PDA et Czapeck), incubés à $25 \pm 2^\circ\text{C}$ et sous une lumière artificielle, en prenant en considération les critères usuels décrits par Djerbi (1990). Cette description est basée sur l'observation à l'œil nu et à la loupe binoculaire de différents caractères cultureux :

Le morphotype ;

L'aspect de mycélium ;

La couleur des colonies ;

Sclérotés ;

Pionnotes ;

Sporodochies .

2.2.2. Croissance mycélienne radiale sur différents milieux de cultures

La croissance radiale du mycélium des isolats a été réalisée sur les deux milieux de culture PDA, Czapeck.

Des mesures quotidiennes du diamètre moyen de la culture mycélienne permettent de déterminer la croissance radiale des colonies selon la formule suivante (RAPILLY, 1968) :

$$L = (D - d)/2$$

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:

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

V_m = vitesse moyenne.

C_1 à C_n = croissances mycéliennes journalières.

N = nombre de jours.

2.3. Caractérisation microscopique des isolats de F.o.a.

2.3.1. Morphologie

La description des caractères microscopique a été effectuée sur des cultures âgées de 7 jours sur le milieu de culture PDA incubés à $25 \pm 2^\circ\text{C}$ et sous une lumière artificielle,

Cette description est basée sur l'observation microscopique à l'aide d'un microscope photonique doté d'une caméra intégré pour la prise de quelques photographies de différents caractères microscopique :

Le mycélium : couleur, cloisonné ou non, ...ect ;

Les microconidies : uni ou bicellulaire, la forme (ovoïde, ellipsoïde) ...ect ;

Les macroconidies : nombre de cloison, la forme (fusoïde, falciforme) ...ect ;

Les micros et macrophialides: absence ou présence, court ou long ...ect ;

Les chlamydospores: absence ou présence, emplacement (intercalaire, isolé) ...ect ;

Fausse tête : absence ou présence.

2.3.2. Mensuration de la taille des micros et macroconidies

Les mensurations des spores des isolats de F.o.a. ont été réalisées par la mesure de la longueur et la largeur des microconidies, des macroconidies. Les spores ont été

prélevés à partir des cultures réalisées sur milieu PDA et âgées de 7 jours incubé à une température ambiante ($25 \pm 2^\circ\text{C}$) et sous une lumière artificielle continuée. Des suspensions de spores dans l'eau distillée stérilisée sont préparées, une goutte de suspension pour chaque isolat est déposée sur une lame porte objet puis recouverte par une lamelle. Les mesures de la taille des conidies sont effectuées à l'aide d'un microscope photonique préalablement étalonné, en utilisant le logiciel ZEISS MTB 2011 CONFIGURATION 2.2.0.6.

2.4. Analyses statistiques des résultats

Afin de vérifier une éventuelle différence entre les isolats étudiés pour les paramètres (croissance mycélienne radiale et la taille des conidies), nous nous sommes servis de l'analyse de la variance (ANOVA) (Dagnelie, 1975).

L'analyse de la variance permet de montrer les divergences entre les populations en définissant les sources de variabilité. En décomposant la variabilité globale observée dans une ou plusieurs populations en composantes interne et externe, on obtient deux valeurs de variabilité que l'on peut attribuer aux facteurs étudiés, ainsi qu'une valeur qui englobe les autres sources de variabilité (variabilité résiduelle).

Les résultats obtenus sont exprimés en fonction de la probabilité qui permet de déterminer le niveau de signification des effets des facteurs étudiés (traitements) : milieux de culture et les isolats de F.o.a.

Si $p \geq 0.05$: l'effet des traitements est non significatif ;

Si $0.05 > p > 0.01$: l'effet des traitements est significatif ;

Si $0.01 > p > 0.001$: l'effet des traitements est hautement significatif ;

Si $p < 0.001$: l'effet des traitements est très hautement significatif.

Le seuil d'erreur retenu est 5%.

Dans le cas d'effet de traitements significatif ($P < 0.05$), l'analyse de la variance est complétée par une comparaison des moyennes, deux à deux, en utilisant le test des étendues multiples (LSD) de Fisher (Least Significant Difference) au seuil de 5%. Ce

dernier test nous permet de montrer les différences entre les traitements et de dégager les groupes homogènes.

L'application de ces analyses a été réalisée par le logiciel: STATGRAPHICS Centurion XV Version 12.2.05 copyright © 1982-2007 Stat Point, Inc.

Chapitre 04

2. Caractérisation culturelle des isolats de *Fusarium oxysporum* f. sp. Albedinis

2.1. Caractéristiques culturelles des isolats f.o.a. sur différents milieux de cultures

Après quelques jours d'incubation et sur les deux milieux PDA et Czapeck, trois grands types morphologiques ont été observés : ras muqueux, duveteux ou cotonneux. Pour la pigmentation, nous avons observé quatre couleurs rose saumon, beige, blanche et violacée. Pour les organes fructifères (pionnotes, sclérotés et sporodochies) sont rencontrés dans les cultures âgées pour certains isolats. Le tableau 05 illustre les différents caractères cultureux étudiés pour les deux milieux.

Tableau 05 : caractéristiques macroscopiques de différents isolats sur les deux milieux de culture (PDA et Czapeck).

Isolat	PDA					Czapeck				
	La couleur	Le morphotype mycélien	pionnotes	Sclérotés	Sporodochies	La couleur	Le morphotype mycélien	Pionnotes	Sclérotés	Sporodochies
Foa 02	Rose saumon	Duveteux	Absence	Absence	Absence	Beige	Ras muqueux	Absence	Absence	présence (4mm)
Foa 03	Rose saumon	Duveteux	Présence (2mm)	Absence	Absence	Beige	Ras muqueux	Présence (2mm)	Présence (1mm)	présence(2mm)
Foa 04	Blanc	Cotonneux	Absence	Absence	Absence	Rose saumon	Duveteux	Absence	Absence	absence
Foa 06	Rose saumon	Ras muqueux	Absence	Absence	Présence (1mm)	Beige	Ras muqueux	Présence (1mm)	absence	présence(4mm)
Foa 07	Rose saumon	Ras muqueux	Présence (2mm)	Présence (1mm)	Absence	Rose saumon	Ras muqueux	Présence (1mm)	Absence	présence (2mm)
Foa 08	Rose saumon	Ras muqueux	Présence (2mm)	Absence	Absence	Rose saumon	Ras muqueux	Présence (2mm)	Présence (1mm)	présence (3mm)
Foa 10	Beige	Cotonneux	Absence	Absence	Absence	Beige	Cotonneux	Absence	Présence (1mm)	Absence
Foa 11	Rose saumon	Ras muqueux	Présence (2mm)	Présence (1mm)	Absence	Rose saumon	Duveteux	Présence (2mm)	Présence (1mm)	présence (4mm)
Foa 12	Rose saumon	Duveteux	Absence	Absence	Présence (1mm)	Rose saumon	Duveteux	Présence (2mm)	Présence (1mm)	Présence (4mm)
Foa 15	Blanc	Cotonneux	Absence	Absence	Absence	Rose saumon	Duveteux	Absence	Absence	Absence
Foa 16	Blanc	Duveteux	Absence	Présence (1mm)	Présence (4mm)	Blanc	Ras muqueux	Présence (2mm)	Présence (1mm)	Présence (3 mm)
Foa 17	Blanc	Cotonneux	Absence	Absence	Absence	Beige	Duveteux	Absence	Absence	Absence
Foa 18	Rose saumon	Ras muqueux	Présence (2mm)	Présence (1mm)	Absence	Rose saumon	Ras muqueux	Présence (2mm)	Présence (2mm)	Présence (2mm)
Foa 20	Beige	Ras muqueux	Présence (2mm)	Absence	Absence	Rose saumon	Duveteux	Présence (2mm)	Présence (2mm)	Présence (3mm)
Foa 22	Rose saumon	Ras muqueux	Présence (1mm)	Absence	Présence (1mm)	Rose saumon	Ras muqueux	Absence	Absence	Présence (2mm)
Foa 23	Rose saumon	Duveteux	Présence (1mm)	Présence (1mm)	Présence (2mm)	Rose saumon	Duveteux	Présence (2mm)	Présence (2mm)	Présence (4mm)
Foa 31	Rose saumon	Duveteux	Absence	Absence	Absence	Beige	Duveteux	Absence	Absence	Absence
Foa 37	Rose saumon	Cotonneux	Présence (2mm)	Présence (1mm)	Absence	Rose saumon	Duveteux	Absence	Absence	Présence (1 mm)
Foa 38	Rose saumon	Ras muqueux	Absence	Absence	Présence (1 mm)	Beige	Ras muqueux	Présence (2mm)	Présence (1mm)	Présence (5mm)
Foa 40	Rose saumon	Ras muqueux	Absence	Présence (1mm)	Présence (2mm)	Beige	Duveteux	Absence	Présence (2mm)	Présence (3mm)
Foa 43	Rose saumon	Duveteux	Absence	Absence	Présence (1mm)	Rose saumon	Duveteux	Absence	Absence	Présence (1mm)
Foa 44	Rose saumon	Ras muqueux	Absence	Présence (1mm)	Présence (2mm)	Beige	Ras muqueux	Absence	Présence (1mm)	Présence (5mm)
Foa 45	Beige	Ras muqueux	Absence	Présence (1mm)	Présence (2mm)	Rose saumon	Duveteux	Présence (1mm)	Présence (1mm)	Présence (3mm)
Foa 47	Violacé	Duveteux	Absence	Absence	Absence	Rose saumon	Duveteux	Absence	Absence	Absence
Foa 49	Rose saumon	Duveteux	Absence	Présence (1mm)	Présence (1mm)	Rose saumon	Ras muqueux	Présence (2mm)	Présence (2mm)	Présence (4mm)
Foa 51	Rose saumon	Duveteux	Présence (1mm)	Absence	Présence (2mm)	Rose saumon	Duveteux	Présence (2mm)	Absence	Présence (4mm)
Foa 52	Blanc	Duveteux	Absence	Présence (1mm)	Présence (2mm)	Blanc	Duveteux	Présence (2mm)	Absence	Présence (3mm)
Foa 53	Violacé	Duveteux	Absence	Absence	Présence (2mm)	Beige	Duveteux	Absence	Absence	Absence
Foa 55	Rose saumon	Duveteux	Absence	Présence (1mm)	Présence (2mm)	Rose saumon	Ras muqueux	Présence (2mm)	Présence (2mm)	Présence (3mm)
Foa 57	Rose saumon	Duveteux	Absence	Absence	Présence (1mm)	Rose saumon	Duveteux	Présence (1mm)	Absence	Présence (1mm)
Foa 59	Rose saumon	Duveteux	Absence	Présence (1mm)	Présence (2mm)	Rose saumon	Duveteux	Présence (1mm)	Présence (1mm)	Présence (5mm)
Foa 61	Rose saumon	Duveteux	Absence	Présence (1mm)	Présence (2mm)	Beige	Duveteux	Présence (1mm)	Présence (1mm)	Présence (2mm)
Foa 63	Rose saumon	Ras muqueux	Absence	Présence (1mm)	Présence (2mm)	Rose saumon	Duveteux	Absence	Absence	Présence (3mm)
Foa 64	Rose saumon	Duveteux	Absence	Présence (1mm)	Présence (2mm)	Rose saumon	Ras muqueux	Absence	Absence	Présence (2mm)
Foa 66	Rose saumon	Duveteux	Absence	Présence (1mm)	Présence (2mm)	Beige	Duveteux	Présence (2mm)	Absence	Présence (2mm)
Foa 68	Beige	Ras muqueux	Absence	Présence (1mm)	Présence (3mm)	Beige	Duveteux	Présence (2mm)	Absence	Présence (2mm)
Foa 70	Rose saumon	Duveteux	Absence	Présence (2mm)	Présence (3mm)	Rose saumon	Duveteux	Absence	Présence (1mm)	Présence (4mm)
Foa 71	Beige	Cotonneux	Absence	Absence	Absence	Rose saumon	Duveteux	Absence	Absence	Absence
Foa 72	Rose saumon	Duveteux	Présence (2mm)	Absence	Présence (3mm)	Beige	Duveteux	Présence (2mm)	Présence (1mm)	Présence (5mm)
Foa 74	Rose saumon	Ras muqueux	Absence	Présence (1mm)	Présence (3mm)	Rose saumon	Ras muqueux	Présence (3mm)	Présence (1mm)	Présence (4mm)

Pour le milieu PDA et selon les morphotypes on peut classer nos isolats en trois groupes :

- ✓ Morphotype duveteux : Mycélium peu épais aérien ou subaérien et relativement dense, la couleur des colonies est souvent rose saumon, rarement blanc ou violacée. 20 isolats appartient à ce groupe sont (Foa 02, Foa03, Foa 12, Foa 16, Foa 23, Foa31, Foa43, Foa 47, Foa 49, Foa 51, Foa 52, Foa 53, Foa 55, Foa 57, Foa 59, Foa 61, Foa 64, Foa 66, Foa 70, Foa 72), (figure 11 a) ;
- ✓ Morphotype ras muqueux : Mycélium fin frisé ras, jamais aérien, la couleur de colonie est souvent rose saumon, et pour trois isolats elle est beige. 14 isolats appartient à ce groupe sont (Foa 06, Foa07, Foa08, Foa 11, Foa18, Foa20, Foa22, Foa38, Foa40, Foa44, Foa45, Foa 63, Foa 68, Foa74), (figure 11 b) ;
- ✓ Morphotype cotonneux : Mycélium aérien ou subaérien, épais, dense et très serré, la couleur des colonies est souvent blanchâtre et parfois beige ou rose saumon. 06 appartient à ce groupe sont (Foa 04, Foa 10, Foa 15, Foa17, Foa 37, Foa71), (figure 11 c).

Pour les cultures âgées sur le milieu PDA, nous avons observé la présence de pionnotes chez 11 isolats pour de taille variant entre 01 et 02 mm, sclérotés chez 20 isolats de taille variant entre 01 et 02 mm, (figure 12 a) et de sporodochies chez 25 isolats avec une taille de variant entre 01 et 04 mm (figure 12 b).

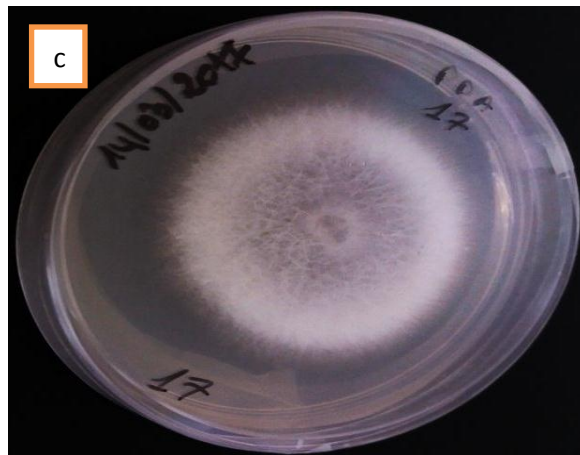


Figure 11 : Les différents morphotypes de f.o.a sur le milieu PDA (a : duveteux, b : ras muqueux, c : cotonneux)

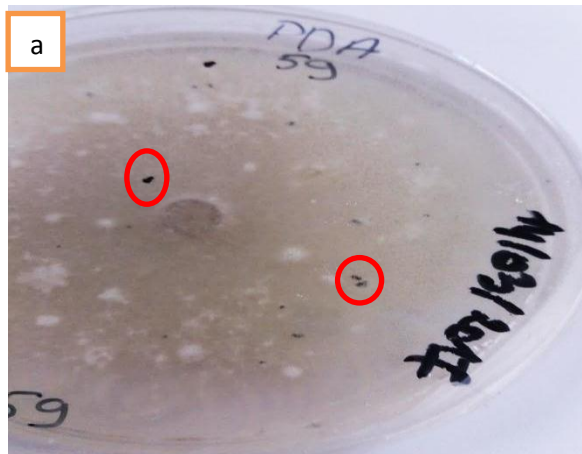


Figure12 : Les organes fructifères sur le milieu PDA (a : Sclérotés, b : Sporodochies)

Pour le milieu Czapeck et selon les morphotypes on peut classer nos isolats aussi en trois groupes :

- ✓ Morphotype duveteux : Mycélium peu épais subaérien et dense, la couleur des colonies est souvent rose saumon, parfois beige. 25 isolats appartient à ce groupe sont (Foa 04, Foa 11, Foa 12, Foa 15, Foa 17, Foa 20, Foa 23, Foa 31, Foa 37, Foa40, Foa 43, Foa 45, Foa 47, Foa 51, FoaFoa52, Foa53, Foa 57, Foa 59, Foa 61, Foa63, Foa 66, Foa 68, Foa 70, Foa 71, Foa 72), (figure 13 a) ;
- ✓ Morphotype ras muqueux : Mycélium fin frisé ras, relativement dense, la couleur de colonie est souvent rose saumon, et pour quelques isolats elle est beige. 14 isolats appartient à ce groupe sont (Foa 02, Foa 03, Foa 06, Foa 07, Foa 08, Foa16, Foa18, Foa 22, Foa38, Foa44, Foa49, Foa55, Foa 64, Foa 74), (figure 13 b) ;
- ✓ Morphotype cotonneux: Mycélium aérien ou subaérien, épais, dense et très serré, la couleur des colonies est blanche. 01 isolat appartient à ce groupe (Foa 10), (figure 13 c).

Pour les cultures âgées sur le milieu Czapeck, nous avons observé la présence de pionnotes chez 23 isolats, de taille variant entre 01 et 03 mm, (figure 14 a), de sclérotés chez 20 isolats de taille variant entre 01 et 02 mm, (figure 14 b) et de sporodochies pour 32 isolats avec une taille variant entre 01 mm et 05 mm (figure 14 c).

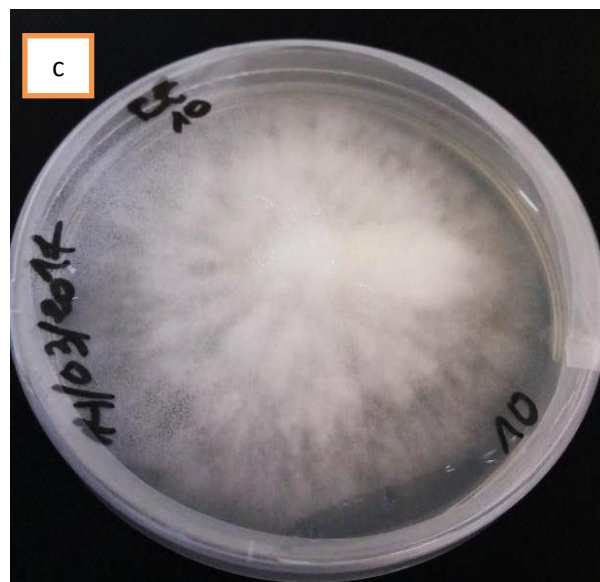
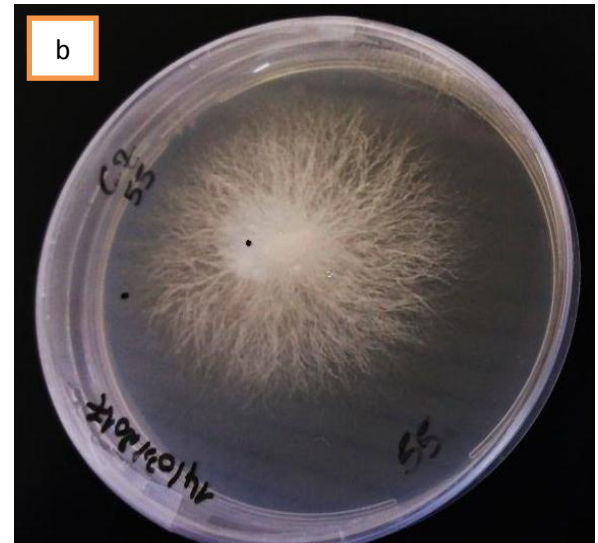
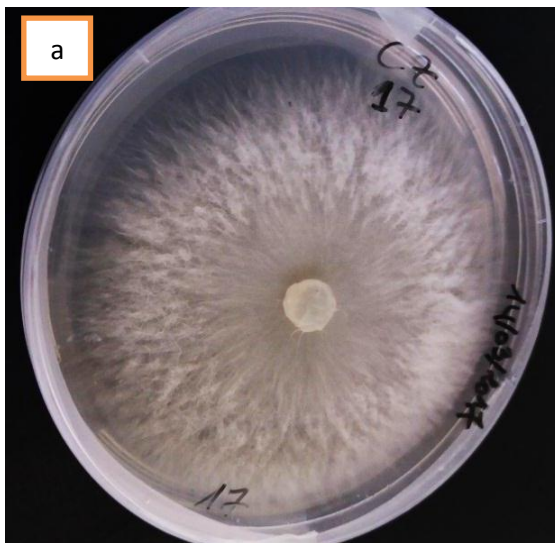


Figure 13 : Les différents morphotypes de f.o.a sur le milieu Czapeck (a : duveteux, b : ras muqueux, c : cotonneux)

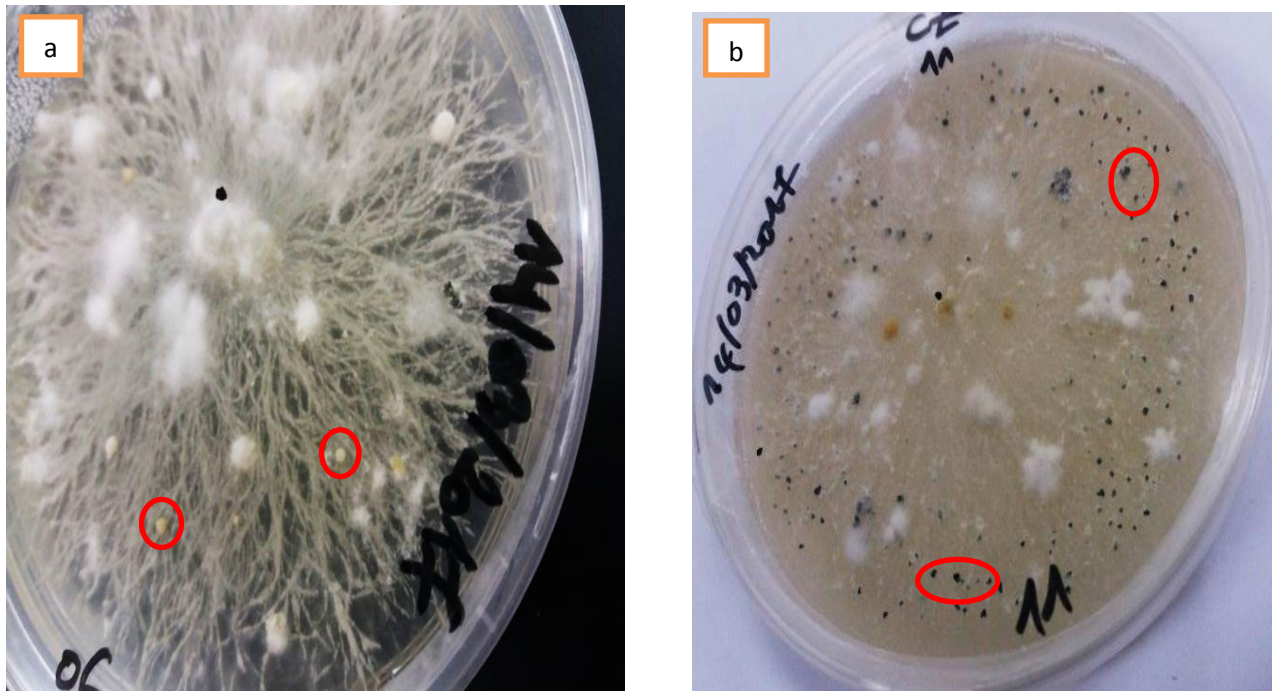


Figure14 : Les organes fructifères sur le milieu Czapeck (a :Pionnotes, b : Sclérotés, c : Sporodochies)

Pour le caractère pigmentation de colonies, nous avons observé la dominance de la couleur rose saumon avec 28 et 24 isolats pour PDA et Czapeck respectivement, suivis par la couleur beige avec 05 et 14 isolats pour Czapeck et PDA respectivement, suivis par la couleur blanche avec 05 et 02 isolats pour PDA et Czapeck respectivement, tandis que la couleur violacée a été uniquement chez 02 isolats sur le milieu PDA.

Sedra (1993), a montré qu'il existe deux formes morphologiques: une forme typique des colonies caractérisée par un mycélium fin, frisé ras et couleur rose-saumon avec de nombreuses sporodochies produites le long des hyphes mycéliennes et une forme dite atypique qui ne présente pas au moins un de ces caractères définis. En effet, au premier isolement et par repiquage de cultures monospores sur les milieux usuels (PDA et Czapek-Dox par exemples), le parasite *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* présente un aspect cultural, dans plus de 80% des cas, appelé forme sauvage ou forme typique du parasite qui est caractérisé par un mycélium fin frisé, ras, grasseux souvent sur milieu sélectif, de couleur rose saumon et de croissance lente (Sedra et Djerbi, 1985; Sedra, 1993). Les souches d'origine mauritanienne ne présentent pas de forme typique rencontrée fréquemment au Maroc et en Algérie. Certaines de ces souches mauritaniennes présentent des colonies ressemblant dans leur morphologie à celles isolées du palmier des canaries, atteintes de fusariose vasculaire (Sedra, 2003a).

Sedra et Djerbi (1985), ont montré que les cultures monospores permettent non seulement de conserver le type sauvage mais aussi de le restituer à partir de cultures atypiques "dégénérées". Lorsque les conditions de culture sont défavorables, le champignon présente un polymorphisme très marqué (Sedra, 1982). Plusieurs auteurs ont rapporté que les critères morphologiques sont instables chez certains *Fusarium* (Oswald, 1949; Snyder et Hansen, 1954 ; Follin et Laville, 1966 ; Booth, 1971).

Nos résultats obtenus sur la caractérisation culturelle, montre que tous nos isolats sont typique (forme sauvage), certains isolats sont caractérisée par un mycélium fin, frisé ras et couleur rose-saumon avec de nombreuses sporodochies produites le long des hyphes mycéliennes et d'autres présente au moins un de ces caractères définis. En effet, tous nos isolats sont issus de la culture monospore et sont caractérisés par PCR comme étant *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*. Cependant, il a été constaté que l'origine des isolats est un facteur non négligeable dans la variabilité de la morphologie des cultures, au moins dans le cas des isolats étudiés, des différences ont été observées entre isolats issus de la même variété mais provenant de régions différentes. Nous avons aussi pu mettre en évidence des variations morphologiques (culturales) entre les différents isolats étudiés au

sein du même milieu de culture et aussi entre les deux milieux de culture (PDA et Czapeck).

2.2. Croissance mycélienne radiale sur différents milieux de cultures

Les moyennes de croissance mycélienne radiale journalière de nos 40 isolats de F.o.a incubés à $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$ sur les deux milieux de culture (PDA et Czapeck) sont indiquées dans le tableau06 et représentées dans la figure15.

Tableau 06 : Moyennes de la croissance mycélienne journalière en mm/j sur les deux milieux de culture (PDA et Czapeck).

Isolat	Moyenne de croissance mycélienne sur les deux milieux de culture (mm/j)	
	PDA	Czapeck
Foa02	6	3,5
Foa03	5,12	4,16
Foa04	4,33	5
Foa06	5,25	3,83
Foa07	5,5	4,5
Foa08	5	3,83
Foa10	6,66	5,5
Foa11	5,5	5,33
Foa12	5,25	5,16
Foa15	4,5	5,16
Foa16	5,83	4
Foa17	4,12	4,83
Foa18	5	4,66
Foa20	4,33	4
Foa22	3,83	3,33
Foa23	5,25	4,5
Foa31	4	4,16
Foa37	4,5	4,33
Foa38	4,16	3,66
Foa40	4	4,16
Foa43	4,83	5
Foa44	5	4,66
Foa45	4,5	3,33
Foa47	4	4,16
Foa49	3,33	3,33
Foa51	3,66	4
Foa52	3,33	4
Foa53	5,66	3,58
Foa55	4,5	4,16
Foa57	4,66	4,83

Foa59	4,16	4,33
Foa61	5,5	4,5
Foa63	5,5	4,83
Foa64	5,25	4,83
Foa66	5,12	4,66
Foa68	4,16	5,16
Foa70	5	4,5
Foa71	4,75	4
Foa72	5,5	4,5
Foa74	4	4,16

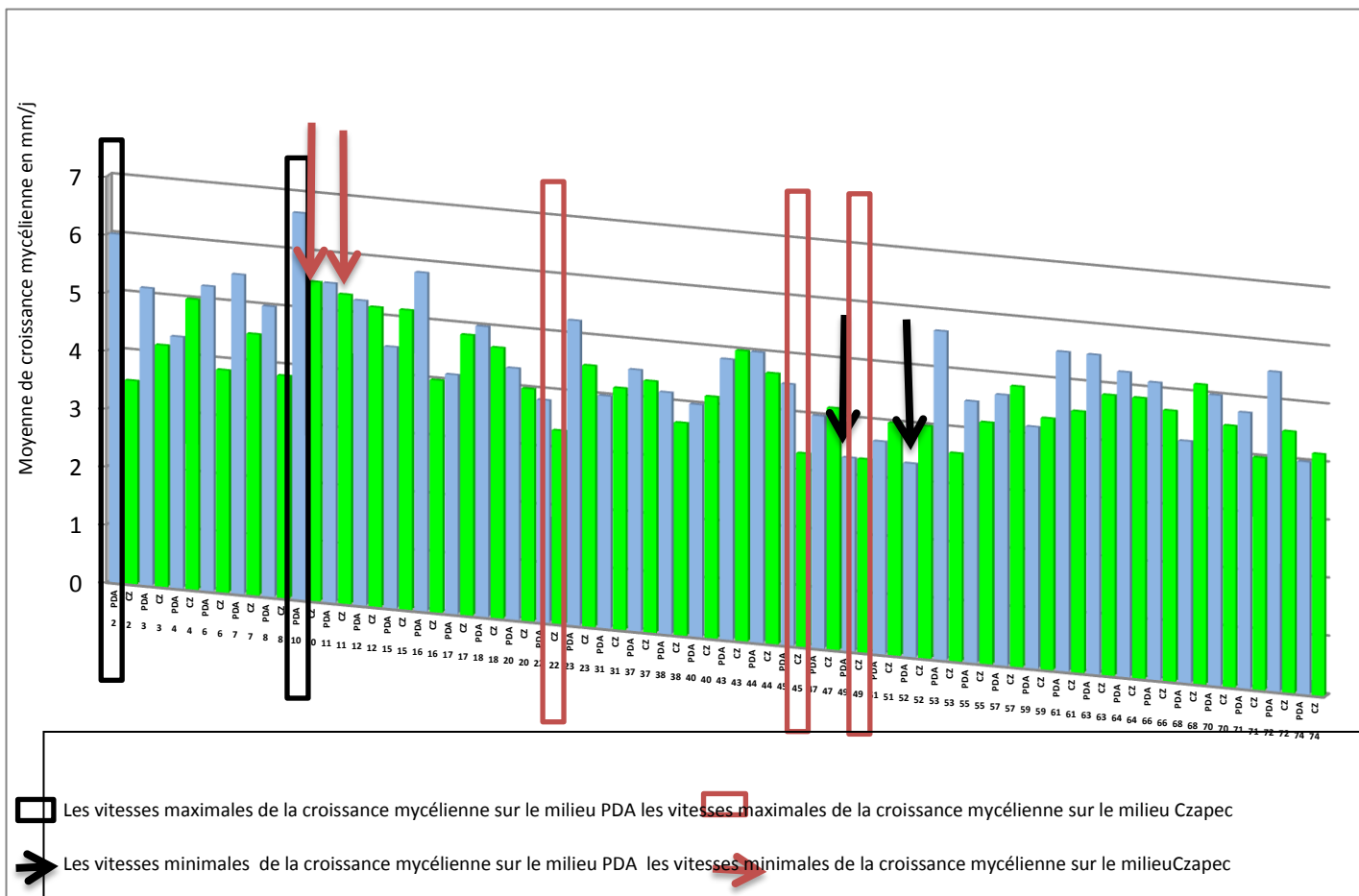


Figure 15: Moyennes de la croissance mycélienne journalière en mm/j sur les deux milieux de culture (PDA et Czapeck).

Les résultats obtenus montrent que les moyennes de croissance mycélienne radiale varient d'un milieu à l'autre. C'est ainsi que sur le milieu PDA, les vitesses maximales de la croissance mycélienne sont enregistrées chez les isolats Foa 10 et Foa 02 avec des vitesses moyennes de 6,66 et 6 mm/j respectivement, alors que la vitesse de croissance minimale est de 3,33 mm/j pour les isolats Foa 49 et Foa 52. Sur le milieu Czapeck, les vitesses maximales de la croissance mycélienne sont enregistrées chez les isolats Foa 10 et

Foa 11 avec des vitesses moyennes de 5,5 et 5,33 mm/j respectivement, alors que la vitesse de croissance minimale est de 3,33 mm/j pour les isolats Foa 22, Foa 45 et Foa 49.

D'une manière générale, la croissance mycélienne radiale de nos isolats s'est montrée plus rapide sur le milieu PDA que sur le milieu Czapeck. En effet, sur le milieu PDA, 26 isolats sur 40 ont exhibé une croissance mycélienne plus rapide que sur le milieu Czapeck.

L'analyse statistique de la variance à deux facteurs (isolat, milieu) pour le paramètre croissance mycélienne révèle une différence significative pour le facteur isolat et une différence hautement significative pour le facteur milieu (Annexe 03).

Le test des étendues multiples pour la croissance mycélienne exprimée en mm/j (LSD à 95 %) sur les deux milieux, nous a permis de classer les isolats en 09 groupes homogènes (tableau 07).

Tableau 07: Groupes homogènes des moyennes de la croissance de 40 isolats sur les deux milieux de culture (PDA et Czapeck).

Groupe homogène	Isolat
1	Foa 10
2	Foa 11
3	Foa 12
4	Foa 63, Foa 64
5	Foa 7, Foa 61, Foa 72
6	Foa 15, Foa 16, Foa 18, Foa 23, Foa 43, Foa 44, Foa 66
7	Foa 02, Foa 57, Foa 70,
8	Foa 03, Foa 04, Foa 06, Foa 17, Foa 53, Foa 68
9	Foa 08, Foa 20, Foa 22, Foa 31, Foa 38, Foa 37, Foa 40, Foa 45, Foa 47, Foa 49, Foa 51, Foa 52, Foa 55, Foa 59, Foa 71, Foa 74

Les milieux les plus favorables pour la croissance de *Fusarium oxysporum* f. sp. albedinissent globalement à base d'extrait de pomme de terre. Le milieu de Komada apparaît le moins favorable. Par ailleurs, les milieux Czapeck et malt se sont révélés les meilleurs pour la production des spores du champignon (Sedra, 1993).

Dans plusieurs travaux, les résultats indiquent que toutes les sources de carbone sont utilisables pour la croissance des champignons. Le champignon peut convertir certaines formes de composés de carbone complexes en forme simple, qui peut être facilement métabolisé (Bais, 1973). En plus de la source de carbone, d'autres éléments

présents dans les milieux tels que le l'azote, lephosphore, le soufre, les vitamines, le Fer et le Magnésium, sont nécessaires pour la croissance et le développement des champignons.

La composition du milieu de culture est un facteur important pour la croissance mycélienne, la sporulation et la production des toxines par *Fusarium oxysporum* f. sp. albedinis. Ce pathogène est capable de se développer, sporuler et de synthétiser l'AF aussi bien sur des milieux complexes que sur des milieux synthétiques, mais avec des degrés variables (Mechta, 2015).

Nos résultats obtenus sur la croissance mycélienne radiale, montre que tous nos isolats ont été capable de se développer sur les deux milieux de cultures (PDA et Czapeck) avec des vitesses variables entre les différents isolats au sein du même milieu, et aussi entre les deux milieux étudiés

3. Caractérisation morphologique (microscopique) des isolats Foa

2.3. Morphologie microscopique

L'observation microscopique pour l'ensemble de nos isolats a montré la présence d'un thalle cloisonné, ramifié et hyalin, de microconidies, macroconidies, ainsi que la présence de chlamydo-spores pour certains isolats. Le tableau 08 indique les différentes caractéristiques microscopiques.

Tableau 08: caractéristiques microscopiques de différents isolats

Isolats	Microconidie			Macroconidie			Chlamydo-spore
	Taille moyenne (long x larg) (µm)	Forme	Uni ou bicellulaire	Taille moyenne (long x larg) (µm)	Forme	Nbre de cloison	Emplacement
Foa 02	9,4 x 3,50	Ellipsoïde	Bicellulaire	11,96 x 3,66	Fusoïde	2 cloisons	Isolé
Foa 03	8,83 x 3,80	Ellipsoïde	Unicellulaire	16,23 x 4,70	Fusoïde	3 cloisons	Isolé
Foa 04	11,03 x 3,93	Ellipsoïde	Bicellulaire	17,13 x 3,83	Fusoïde	3 cloisons	Absence
Foa 06	11,23 x 3,60	Ellipsoïde	Bicellulaire	14,40 x 4,76	Fusoïde	3 cloisons	Intercalaire
Foa 07	10,23 x 3,83	Ovale	Bicellulaire	17,46 x 4,93	Fusoïde	3 cloisons	Isolé
Foa 08	11,16 x 4,26	Ellipsoïde	Bicellulaire	15,0 x 4,40	Fusoïde à falciforme	3 cloisons	Isolé
Foa 10	/	/	/	28,23 x 4,76	Falciforme	3 cloisons	Isolé
Foa 11	7,66 x 3,13	Ellipsoïde	Bicellulaire	15,73 x 3,96	Fusoïde	2 cloisons	Terminale
Foa 12	7,63 x 3,86	Ellipsoïde	Bicellulaire	28,20 x 5,2	Falciforme	4 cloisons	Terminale
Foa 15	11,73 x 4,0	Ellipsoïde	Unicellulaire	14,63 x 4,76	Fusoïde	3 cloisons	Intercalaire
Foa 16	9,0 x 3,46	Ovale	Unicellulaire	17,83 x 3,56	Fusoïde	2 cloisons	Terminale
Foa 17	8,73 x 3,46	Ovale	Unicellulaire	15,33 x 3,90	Fusoïde	2 cloisons	Absence
Foa 18	8,66 x 3,13	Ellipsoïde	Unicellulaire	14,86 x 3,86	Falciforme	2 cloisons	Terminale
Foa 20	7,23 x 3,43	Ellipsoïde	Unicellulaire	18,56 x 4,10	Falciforme	3 cloisons	Intercalaire
Foa 22	11,0 x 4,20	Ovale	Unicellulaire	15,93 x 4,20	Fusoïde	3 cloisons	Intercalaire
Foa 23	11,0 x 4,10	Ovale	Unicellulaire	16,46 x 5,0	Fusoïde	2 cloisons	Terminale
Foa 31	8,70 x 3,76	Ellipsoïde	Unicellulaire	19,93 x 4,26	Fusoïde	3 cloisons	Isolé
Foa 37	6,20 x 3,9	Ovale	Bicellulaire	16,40 x 3,90	Falciforme	2 cloisons	Isolé
Foa 38	10,0 x 4,13	Ellipsoïde	Unicellulaire	17,96 x 4,06	Fusoïde	3 cloisons	Intercalaire
Foa 40	8,93 x 4,13	Ellipsoïde	Bicellulaire	27,93 x 4,60	Falciforme	3 cloisons	Intercalaire

Foa 43	10,86 x 4,73	Ellipsoïde	Unicellulaire	17,43 x 4,16	Fusoïde	3 cloisons	Intercalaire
Foa 44	8,03 x 4,73	Ellipsoïde	Bicellulaire	18,96 x 4,50	Fusoïde	2 cloisons	Intercalaire
Foa 45	10,13 x 4,06	Ellipsoïde	Bicellulaire	28,8 x 4,16	Falciforme	4 cloisons	Intercalaire
Foa 47	10,63 x 3,26	Ellipsoïde	Bicellulaire	21,0 x 3,13	Fusoïde	3 cloisons	Isolé
Foa 49	12,03 x 3,46	Ellipsoïde	Unicellulaire	19,13 x 4,56	Fusoïde	3 cloisons	Intercalaire
Foa 51	12,5 x 3,76	Ellipsoïde	Unicellulaire	33,33 x 3,83	Falciforme	3 cloisons	Isolé
Foa 52	7,26 x 3,23	Ellipsoïde	Unicellulaire	20,73 x 3,93	Falciforme	3 cloisons	Isolé
Foa 53	7,06 x 3,06	Ovale	Unicellulaire	/	/	/	Intercalaire
Foa 55	7,90 x 3,40	Ellipsoïde	Bicellulaire	14,5 x 4,30	Fusoïde à falciforme	2 cloisons	Absence
Foa 57	7,66 x 3,83	Ellipsoïde	Bicellulaire	15,2 x 3,10	Fusoïde	3 cloisons	Terminale
Foa 59	6,96 x 2,90	Ellipsoïde	Unicellulaire	15,06 x 3,66	Fusoïde à falciforme	2 cloisons	Intercalaire
Foa 61	8,0 x 3,43	Ellipsoïde	Unicellulaire	17,0 x 4,53	Fusoïde	3 cloisons	Intercalaire
Foa 63	7,50 x 3,16	Ellipsoïde	Bicellulaire	32,76 x 4,70	Falciforme	4 cloisons	Isolé
Foa 64	7,96 x 3,40	Ellipsoïde	Bicellulaire	16,0 x 3,53	Fusoïde	3 cloisons	
Foa 66	8,83 x 3,70	Ellipsoïde	Bicellulaire	14,43 x 4,63	Fusoïde	2 cloisons	Terminale
Foa 68	8,93 x 3,13	Ellipsoïde	Bicellulaire	20,43 x 4,16	Fusoïde	2 cloisons	Intercalaire
Foa 70	7,83 x 3,10	Ellipsoïde	Bicellulaire	40,26 x 4,33	Falciforme	4 cloisons	Isolé
Foa 71	8,63 x 2,66	Ovale	Bicellulaire	17,80 x 3,16	Fusoïde	3 cloisons	Isolé
Foa 72	9,80 x 3,03	Ellipsoïde	Bicellulaire	14,80 x 3,66	Fusoïde à falciforme	2 cloisons	Isolé
74	8,10 x 3,06	Ellipsoïde	Bicellulaire	/	/	/	Intercalaire

Selon la forme des microconidies, on peut classer nos isolats en deux groupes :

- ✓ La forme ellipsoïde (droite légèrement courbé à une extrémité) avec 31 isolats (19 isolats bicellulaires et 12 isolats unicellulaires), de taille variant entre (7,63 x 3,76 et 12,5 x 3,86 μm) (figure 16);
- ✓ La forme ovale (allongées avec des extrémités arrondies) avec 08 isolats (05 isolats unicellulaires et 03 isolats bicellulaires), de taille variant entre (6,20 x 3,9 et 11,0 x 4,20 μm) (figure 16).

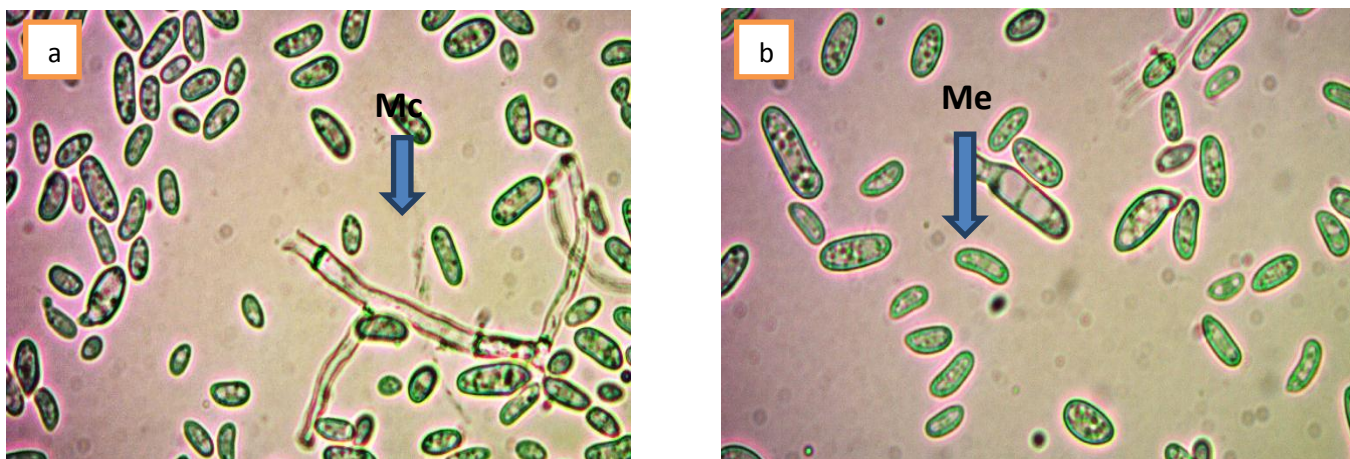


Figure 16 : Observation microscopique de Foa 02, Foa 07 (G : 100 x 40) ; **(a)** : Mc : Mycélium, **(b)** : Me : microconidie de forme ellipsoïde ; Mo : microconidie de forme ovale).

Selon la forme des macroconidies, on peut classer nos isolats en trois groupes :

- ✓ La forme fusioïde (ronde au centre, en pointe aux extrémités) avec 23 isolats (15 isolats avec 03 cloisons, 8 isolats avec 02 cloisons) de taille variant entre (11,96 x 3,13 et 21,0 x 3,66 μm) (figure 17) ;
- ✓ La forme falciforme (ronde au centre, en crochue aux extrémités) avec 11 isolats (05 isolats avec 03 cloisons, 02 isolats avec 02 cloisons et 04 isolats avec 04 cloisons) de taille variant entre (14,86 x 3,86 et 40,26 x 4,33 μm) (figure 17) ;
- ✓ La forme fusioïde à falciforme (une extrémité en crochue et l'autre légèrement pointée) avec 04 isolats (03 isolats avec 02 cloisons et 01 isolat avec 03 cloisons) de taille variant entre (14,5 x 3,66 et 15,06 x 4,30 μm) (figure 17).

Pour les Chlamydospores sont de forme ovale, elles peuvent être intercalaires, terminales ou isolées de taille variant entre 7,5 et 14,8 μm (figure 17).

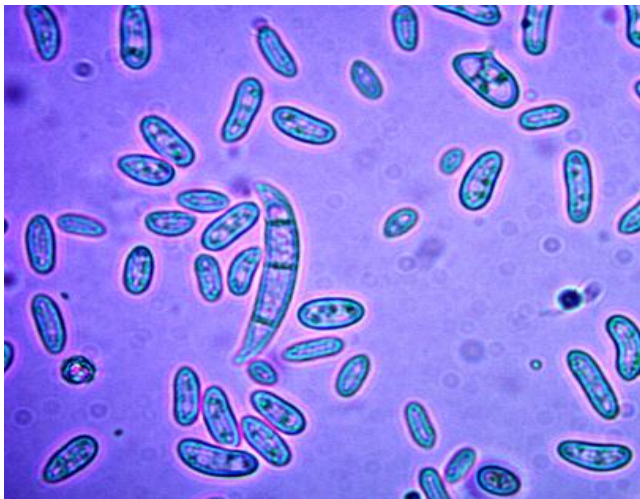


Figure 17 : Observation microscopique (G : 100 x 40) ; (Mfc : Macroconidie falciforme, Mff : Macroconidiefusoïde à falciforme ; Mfs : Macroconidiefusoïde, Ch : Chlamydospore).

2.4. Mensuration

Pour les mensurations de la taille(longueur et largeur) des microconidies, macroconidies et chlamydospores de différents isolats, nous avons utilisé le logiciel ZEISS MTB 2011. Les résultats obtenus sont indiqués dans le tableau.

Les résultats obtenus montrent que la taille des microconidies et macroconidies varie d'un isolat à l'autre. La longueur des microconidies varie entre 6,2 et 12,5 μm et la largeur varie entre 2,66 et 4,73 μm . De même, pour les macroconidies, la longueur varie entre 11,96 et 40,26 μm et la largeur varie entre 3,1 et 5,2 μm .

Pour les microconidies, nous avons enregistré les tailles les plus grandes chez les isolats Foa 51 et Foa 49 avec 12,5 x 3,76 et 12,03 x 3,46 μm respectivement, tandis que les tailles les plus petites sont enregistrées chez les isolats Foa 37 et Foa 59 avec 6,2 x 3,9 et 6,96 x 2,9 μm respectivement.

Pour les macroconidies, nous avons enregistré les tailles les plus grandes chez les isolats Foa 70 et Foa 51 avec 40,26 x 4,33 et 33,33 x 3,83 μm respectivement, tandis que les tailles les plus petites sont enregistrées chez les isolats Foa02 et Foa 06 avec 11,9 x 3,66 et 14,4 x 3,76 μm respectivement.

L'analyse de la variance portant sur la longueur, ainsi que sur la largeur des microconidies révèle une différence très hautement significatif (Annexe 04).

Le test des étendues multiples pour la taille des microconidies (LSD à 95 %), nous a permis de classer les isolats en 14 groupes homogènes (tableau 09).

Tableau 09: Groupes homogènes des mensurations de microconidies

Groupes homogènes	Isolat
01	Foa 51
02	Foa 49
03	Foa 15
04	Foa 06, Foa08
05	Foa 04, Foa 22, Foa 23
06	Foa 43
07	Foa 47
08	Foa 7
09	Foa 45
10	Foa 38
11	Foa 72
12	Foa 02
13	Foa 03, Foa 16, Foa 17, Foa 18, Foa 31, Foa 40, Foa 66, Foa 68, Foa 71
14	Foa 11, Foa 12, Foa20, Foa 37, Foa 44, Foa 52, Foa 53, Foa 55, Foa 57, Foa 59, Foa 61, Foa 63, Foa 64, Foa 70, Foa 74

L'analyse de la variance portant sur la longueur, ainsi que sur la largeur des macroconidies révèle une différence très hautement significatif (Annexe 05).

Le test des étendues multiples pour la taille des macroconidies (LSD à 95 %), nous a permis de classer les isolats en 11 groupes homogènes (tableau 10).

Tableau 10: Groupes homogènes des mensurations de macroconidies

Groupes homogènes	Isolat
01	Foa 70
02	Foa 51, Foa 63
03	Foa 10, Foa 12, Foa 40, Foa 45
04	Foa 47
05	Foa 52
06	Foa 31, Foa 68
07	Foa 44, Foa 49
08	Foa 20
09	Foa 38
10	Foa 03, Foa 04, Foa 07, Foa 11, Foa 16, Foa 22, Foa 23, Foa 37, Foa 43, Foa 61, Foa 64, Foa 71
11	Foa 02, Foa 06, Foa 08, Foa 15, Foa 17, Foa 18, Foa 55, Foa 57, Foa 59, Foa 66, Foa 72

Les caractères microscopiques montrent que les spores (microconidies, macroconidies et chlamydospores) impliqués dans la reproduction asexuée, sont des caractères morphologiques stables et spécifiques de l'espèce *Fusarium oxysporum*, permettant l'identification des souches (Djerbi, 2003 ; Summerell, 2006).

Les microconidies de *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* sont sphériques ou allongées, légèrement courbées, unicellulaires généralement, hyalines, 3-15 x 3-5 µm; elles sont produites par des microphialides, enflées à la base et pointues à l'extrémité; les macroconidies falciformes, souvent triseptées, 20-35 x 3-5 µm; les chlamydospores sont intercalaires, terminales ou isolées (Djerbi 1988).

Les microconidies, généralement abondantes, variables, ovales à ellipsoïdes, droites à légèrement courbées, mesurant 5–12 × 2,2–3,5 µm. Macroconidies clairsemées chez certaines souches, portées sur des conidiophores plus ramifiés ou à la surface de sporodochies, ayant généralement trois à cinq cloisons, fusoides à subulées et pointues aux deux extrémités, occasionnellement fusoides à falciformes, certaines ayant une extrémité

crochue et une base pédicellée, mesurant $27-46 \times 3-5 \mu\text{m}$ (3 cloisons) à $50 - 66 \times 3,5-5 \mu\text{m}$ (6 -7 cloisons) (Cirad et Gret, 2002).

Nos résultats de la morphologie microscopique pour l'ensemble de nos isolats révèlent les caractéristiques microscopiques typiques de *Fusarium oxysporum* (thalle cloisonné, ramifié et hyalin, de microconidies, macroconidies, ainsi que la présence de chlamydospores pour certains isolats), avec des variabilités de la forme et la taille de conidies.

D'après nos résultats, nous avons enregistré que la taille des microconidies varie de ($6,2 - 12,5 \times 2,66 - 4,73 \mu\text{m}$), ces résultats se rapprochent à d'autres obtenus par plusieurs auteurs (Djerbi, 1988 ; Summerell, 2006). Les tailles de macroconidies obtenues au cours de cette étude varient entre ($11,96 - 40,26 \times 3,1 - 5,2 \mu\text{m}$). Ce résultat montre que certains de nos isolats présentent des macroconidies avec des tailles plus petites que celles décrites par les auteurs cités ci-dessus.

ANNEXES

Isolats	localité	Cultivars	Age (année)	symptôme
Foa 02	Ben ounif	Feggous	20	Brun foncé
Foa 03	Ben ounif	Adman	50	Brun
Foa 04	Ben ounif	Feggous	50	Typique
Foa 06	Ben ounif	Dokkar	15	Typique
Foa 07	Ben ounif	Feggous	07	Typique jaune
Foa 08	Ben ounif	Khalt	10	Typique
Foa 10	Fendi	feggous	15	Typique jaune
Foa 11	Ouakda	feggous	35	Typique jaune clair
Foa 12	Ouakda	Khalt	10	Typique marron
Foa 15	Moughel	Khalt	10	Typique blanc
Foa 16	Moughel	Feggous	05	Typique blanc
Foa 17	Moughel	Ratbya	10	Typique blanc
Foa 18	Moughel	Feggous	03	Typique blanc
Foa 20	Taghit	Feggous	07	Typique noir
Foa 22	Taghit	Feggous	03	Typique
Foa 23	Igli	Feggous	20	Typique
Foa 31	Tamtert	Feggous	16	Typique jaune
Foa 37	Tabelbala	Feggous	10	Typique blanc
Foa 38	Tabelbala	Khalt	08	Typique blanc
Foa 40	Tabelbala	Feggous	15	Typique blanc
Foa 43	Tabelbala	Hmira	05	Typique blanc
Foa 44	Tabelbala	Dokkar	09	Typique blanc
Foa 45	Tabelbala	Hmira	10	Typique blanc
Foa 47	Talmine	ChikhMhamad	10	Typique
Foa 49	Talmine	Hmira	10	Typique
Foa 51	Charouine	Adam Boulla	08	Typique
Foa 52	Charouine	DeglaGhlidha	07	Typique
Foa 53	OuledAissa	Tinasser	20	Typique
Foa 55	OuledSaid	Hmira	07	Typique
Foa 57	Tinerkouk	ChikhMhamad	06	Typique
Foa 59	Tinerkouk	Hmira	40	Typique
Foa 61	Tililane	DeglaGhlidha	25	Typique
Foa 63	O. Ahmed TimiMansoria	Telemsou	25	Typique
Foa 64	O. Ahmed TimiMansoria	Telemsou	20	Typique jaune
Foa 66	O. Ahmed TimiMansoria	Telemsou	35	Typique
Foa 68	O. Ahmed TimiOuaina	Khalt	10	Typique
Foa 70	Bouda	Khalt	10	Typique marron
Foa 71	Bouda	Hmira	10	Typique
Foa 72	Bouda	Hmira	15	Typique marron
Foa 74	Reggane	Tazerzay	10	Typique

Annexe 01 : l'origine géographique des isolats étudiés

Milieu de culture PDA (Potato Dextrose Agar) :

Pomme de terre		200 g
Glucose (Dextrose)	20 g	
Agar	20 g	
Eau distillée	1000 ml	

Milieu de culture CDA (Czapeck's Dextrose Agar):

KH_2PO_4	1 g	
$\text{MgSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$	0,5 g	
KCl	0,5 gr	
$\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$		0,01 gr
NaNO_3		3 g
Saccharose		30 g
Agar		20 gr
Gélose		15 g
Eau distillée		1000 ml

Annexe 02 : Milieux de culture

Source de variance	Somme des carrés	ddl	Carré moyen	F	Probabilité	Signification
EFFETS PRINCIPAUX						
A:isolat	22,8206	39	0,585142	1,94	0,0211	Significatif
B:milieu	3,37021	1	3,37021	11,15	0,0019	hautement significatif
RESIDU	11,791	39	0,302333			
TOTAL (Corrigé)	37,9818	79				

Annexe 03 : Analyse de variance de la croissance mycélienne pour les deux facteurs (isolat et milieu de culture).

Source de variance	Somme des carrés	ddl	Carré moyen	F	Probabilité	Signification
Inter-groupes	292,32	38	7,69264	4,41	0,0000	Très hautement significatif
Intra-groupes	136,145	78	1,74545			
Total (Corrigé)	428,466	116				

Annexe 04 : Analyse de variance de la taille des microconidies

Source de variation	Somme des carrés	ddl	Carré moyen	F	Probabilité	Signification
Inter-groupes	4443,67	37	120,099	26,92	0,0000	Très hautement significatif
Intra-groupes	330,153	74	4,46153			
Total (Corrigé)	4773,82	111				

Annexe 05 :Analyse de variance de la taille des macroconidies

Références Bibliographiques :

- ❖ Ababssa, F., Haddad M., Achour, A.F., Tirichine, A., Açourene, S et Merrouchi, L., 2008. La *Chebkadu Mzab*. Etat des Lieux avant les inondations. Diagnostic et analyse de l'impact du *Tofène* sur les palmeraies. Perspectives de développement régional. Ed. INRAA, 41p.
- ❖ Agrios, G. N., 2005. *Plant Pathology*. Elsevier Academic Press. USA UK.
- ❖ Amarni, B., 2009. 500.000 tonnes sont produites annuellement. La datte algérienne otage de la spéculation et de difficultés à l'exportation. Journal la Tribune : 02/11/2009. *American Journal of Botany* 27: 64-67.
- ❖ Amir, H. et Amir, A., 1988. Les relations plante-sol-microflore dans le déterminisme du Bayoud. Table ronde sur le bayoud. Alger, 19- 20.
- ❖ Amir, H. et Mahdi, N., 1993. Liaisons entre les aptitudes écologiques de différentes souches de *Fusarium* et leur efficacité dans la protection de plants de lin contre la fusariose vasculaire. *Can. J. Microbiol.*, 39(02) : 234-244.
- ❖ Amir, H., 1991. Corrélation entre l'aptitude de différentes souches de *Fusarium* à limiter la fusariose vasculaire du lin leur activité respiratoire et leur développement saprophytique dans le sol désinfecté. *Can. J. Microbiol.*, 37 : 889 – 896.
- ❖ Arib, H., 1998. Isolement et caractérisation des *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* de la Région de Beni Abbes. Mémoire pour l'obtention du D.I.E. Institut d'Agronomie. Centre Universitaire de Mascara. Pp. 07-08.
- ❖ Armstrong, G et Armstrong, J.K., 1981. Fungal species and races of *Fusarium oxysporum* causing wilt disease. *Fusarium Diseases biology and taxonomy*. P.E. Nelson., Tousson, T.A et Cook. R.J. Eds. The Pennsylvania State University Press. University Park and London. Pages 391-399
- ❖ Azcón-Aguilar, C et Barea, J.M., 1997. Applying mycorrhiza biotechnology to horticulture. significance and potentials. *Sci Hort*. 68:1—24.1
- ❖ Belguedj, M., 2009. Le marché des dattes. Atelier National sur la phoeniculture. INRAA. Alger : 6p.
- ❖ Belguedj, M., Tirichine, A et Guerradi, M., 2008. La culture du palmier dattier dans les oasis de Ghardaïa. Ed. INRAA. Algérie, 96p.

- ❖ Ben Abdellah, A., 1990. La phoeniciculture. Options méditerranéennes Série A.Séminaires méditerranéens n° 11. Les systèmes agricoles oasiens. CIHEAM, pp : 105 - 120.
- ❖ Benkhalifa, A. 1996. Diversity of date palm (*Phoenix dactylifera* L.) in the Algerian oases. Options Médit. Série A-28 : 142-160.
- ❖ Benkhalifa, A., Tirichine, A et Hannachi, S., 2007. Valorisation de la biomasse et stratégie de la conservation *in situ*: cas du palmier dattier. Journée d'étude sur l'importance de la biomasse dans le développement durable des régions sahariennes. Adrar : 23 p.
- ❖ Bilai, V., 1977. Experimental morphogenesis in the fungi of the genus *Fusarium* and their Taxonomy. Ann. Acad. Sci. Feun A. IV Biologica : 168. 7-18.
- ❖ Booth, C., 1985. The genus *Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute. Kew. 3^{ème} Edition.
- ❖ Botes, A et Zaid, A ., 2002. The economic importance of date production and international trade. In: Date palm cultivation. Eds. A Zaid eT FAO. plant production and protection.Rome . Food and Agriculture Organisation of the United Nations.
- ❖ Boughediri, L., 1994. Le pollen de palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) approche multidisciplinaire et modélisation des différents paramètres en vue de créer une banque de pollen. Thèse de Doctorat de l'Université de Paris 6 : 158p
- ❖ Bounaga, N. et Djerbi M., 2009. Pathologie du Palmier dattier. Unite de Recherche sur les Zones Arides. URZA (Algérie). Institut National de la RechercheAgronomique. INRA. El Harrach (Algérie).
- ❖ Bounaga, N., 1970. Quelques aspects de la physiologie des souches de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedini*. agent de la maladie du Bayoud. Bull. Soc. Mist. Nat. A. 60 :137-163. (Abstr. Rev. Plant Pathol : 50. 43.
- ❖ Bounaga, N., 1975. Germination de microconidies et macroconidies de *Fusariumoxysporum* f .sp .*albedinis*. Bull. Soc. Histr. Nat. Afr. Nord, 66 : 39-44.
- ❖ Bounaga, N., 1991. Le palmier dattier rappels biologiques et problèmes physiologiques. Physiologie des arbres et arbustes en zones arides et semi-arides. Groupe d'étude de l'arbre. Paris, France : 323-336.

- ❖ Bousdira, K., 2007. Contribution à la connaissance de la biodiversité du palmier dattier pour une meilleure gestion et une valorisation de la biomasse. caractérisation morphologique et biochimique des dattes des cultivars les plus connus de la région du Mzab. Classification et évaluation de la qualité. Thèse de Magistère. Université M'hamedBougara.Boumerdès : 186p.
- ❖ Brac de la Perriere, R.A et Benkhalifa, A., 1998., Identification des cultivars de dattier (*Phoenix dactylifera* L.) du Sud-ouest Algérien. *Bull. Ress. Gén. Vég.*, 78/79 : 13-19.
- ❖ Brac de la Perriere, R. A. et Benkhellifa, A., 1984., 1985., 1986., 1987 et 1988.Rapport desmissions de prospection sur l'Ouest du Sahara Algérien. Alger : URZA.
- ❖ Cirad et Gret., 2002. Mémento de l'agronome.CIRAD/ Centre de coopération International en Recherche Agronomique pour le Développement France. GRET/ Groupe de Recherche d'Echanges Technologiques. Edit. Quae, 2002. ISBN 2876145227 : 1691 p.
- ❖ Djerbi, M., 1983. Diseases of the date palm *Phoenix dactylifera*. FAO. Baghdâd. Iraq
- ❖ Djerbi, M., 1988. Les maladies du palmier dattier. Projet régional de lutte contre leBayoud. 84(18), pp. 127.
- ❖ Djerbi, M., 1990. Méthodes de diagnostic du bayoud. OEPP/EPPO Bulletin, 20: 607-613.
- ❖ Djerbi, M., 1994. Précis de phéniculture0 F.A.O0 Rome. 191 p.
- ❖ Djerbi, M.(2003). *Fusarium oxysporum* f.sp.albedinis. OEPP/EPPQ Bulletin, 33 : 245—247
- ❖ Djerbi, M., Aouad, L., El Filali, H., Saaidi, M., Chtioui, A., Sedra, M.H., Allaoui, M., Hamdaoui, T.,Oubrich, M.(1986). Preliminary results of selection of hight quality Bayoud resistant clones among natural date palm population in Marco. In Proceedings of the Second Symposium on the Date Palm. SaudiArabia: 383-399.
- ❖ Dossa, C., 1993. Variabilité de la morphologie et du pouvoir pathogène et diversité génétique chez *Fusarium oxysporum* f. sp. albedinis. agent de la fusariose du Palmier à huile. Ph.D. thèses Université Montpellier II. France.

- ❖ Drira, N et Benbadis, A., 1985. Multiplication végétative du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) par réversion en culture in vitro débauche florale de pieds femelle. *J. Plant Physio.* 119: 227—235.
- ❖ Duffy, B.K and Défago, G., 1999. Environmental factors modulating antibiotic and sidérophores biosynthesis by *Pseudomonas fluorescens* biocontrol strains. *Appi. Environ Microbiol.* 65(6): 2429-2438.
- ❖ El Hadrami, I et A, El Hadrami., 2009. Breeding date palm. Pp 191-21 6. In: *Breeding Plantation Tree Cops.TropicalSpecies*. Eds. S, Mohan Jam et P.M. Priyadarshan. Springer I Helsinki University-Finland. 653 p.
- ❖ Fernandez, D., Mourad, M., Quinten, M., Tantaoui, A and Geige, J.R., 1995. Le bayoud du palmier dattiers. *Phytoma protection des végétaux.* 469: 36-39.
- ❖ Guerradi, M., Outlioua, K et Hamdouni, N., 2004. Rôle de la femme dans la gestion de la diversité génétique du palmier dattier dans les oasis du Maghreb. *Revue des régions arides. Numéro spécial:* 869-873.
- ❖ Guillernat, J et Moutegut, J., 1958. Troisième contribution à l'étude de la microflore fongique des sols cultivés. *ANN. Epipluyties.* 9. 2 7-54.
- ❖ Hadjari, M et Kadi Hanifi, M., 2005. La mise en œuvre de la fermentation de jus de datte étude cinétique et biochimique. mémoire d'ingénieur en sciences alimentaire. Mascara : 21-22-23 p.
- ❖ Hakkou, A et Bouakka, M., 2004. Oasis de Figuig: l'état actuel de la palmeraie et incidence de la fusariose vasculaire (Bayoud). *Sécheresse,* 15 (2) : 147-58.
- ❖ Hamini, N., 2002. Etude physiologique et évaluation de l'efficacité de certains fongicides vis-à-vis de *Fusarium oxysporum f.sp.lycopersici*. Thèse de magister Université d'Es Sénia. Oran.
- ❖ Hannachi, S., Benkhalifa, A., Brac de la Perrière, R.A. et Khitri, D., 1998. Inventaire variétal de la palmeraie algérienne. CDARS. URZA. Algérie : 225p.
- ❖ Henni, J.C., Boisson, E et Geiger, J.P., 1994. Variabilité de la morphologie chez *Fusarium oxysporum f. sp.lycopersici*. *Phytopath. Medit* ,33: 5 1-58.
- ❖ Hodel, D.R et Johnson, D.V., 2007. Imported and American Varieties of Dates in the United States. University of Californie. Agriculture and Natural Ressources, 112 p.

- ❖ Imi., 1994. Distribution Maps of Plant Diseases. *CAB Int.* UK : 3(24).
- ❖ Jones, J.P etWoltz, S.S., 1981. *Fusarium* incited diseases of tomato and potato and their control. Basis for a diseases control system in *Fusarium* diseases. *Biology andtaxonomy* :340-349.
- ❖ Koulla, L et Saaidi, M., 1985. Etude du rôle des inflorescences et de fruits du palmier dattier dans la dissémination du Bayoud. Séminaire National sur l'Agronomie Saharienne. INRA. Marrakech : pp. 67-70.
- ❖ Lemanceau, P et Alabouvette, C., 1993. Suppression of *Fusarium* wilts by *Pseudomonas fluorescents*. Mechanisms and application. *Biocontrol science and technology*. Ch: 3, 234- 291.
- ❖ Louvet, J et Toutain, G., 1973. Recherches sur les Fusarioses. Nouvelles observations sur la Fusariose du Palmier dattier et précisions concernant la lutte. *Ann. Phytopath* : 5: 35-52.
- ❖ Louvet, J., 1977. Observations sur la localisation des chlamydospores de *Fusarium*
- ❖ Louvet, J., 1991. Que devons-nous faire pour lutter contre le Bayoud. In : *Physiologie des Arbres et Arbustes en zones arides et semi-arides* .Ed. by A. Riedaker, E., Dreyer, C., Pafadnam, H., Joly and, G et Bory. pp 337-346. Groupe d'étude de l'arbre. JhonLibbeyEurotext. Paris, France.
- ❖ Maire, R., 1933. Etudes sur la flore et la végétation du Sahara central. *Mem. soc. hist. nat. Afrique du nord* : 5-272.
- ❖ Malençon, G., 1947. Mission d'étude dans les oasis du territoire d'Ain sefra et l'annexe du Tidikelt concernant une maladie du palmier dattier. *Inst. Algérie* : 2:139 — 158.
- ❖ Malençon, G., 1934. Nouvelles observation concernant l'étiologie du bayoud *C.R.Acad.Sci. Paris* : 19 :1259 — 1262.
- ❖ Matallah, M., 2003. Contribution à l'étude de la conservation des dattes de la variété Deglet-Nour. Isotherme d'adsorption et de désorption. Mémoire d'Ingéniorat d'Etat en Agronomie. Spécialité Technologie Alimentaire à l'I.N.A. Alger.
- ❖ Montaigne, D.M et Fall, A.M., 1986. La protection sanitaire des palmeraies en Mauritanie. *Phyto*, 9: 41-45.

- ❖ Mourichon, X., (2003). Informations nécessaires à l'Analyse du Risque Phytosanitaire (ARP) de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubains* pour les zones Antilles. CIRAD : pp. 10.
- ❖ Munier, P., 1973. Le palmier dattier. Edit. Maison neuve et Larose. Paris. ISBN 2706805633. 221 p.
- ❖ Nelson, P.E., Tousson, T.A et Cook, R.J., 1981. *Fusarium Diseases Biology and Taxonomy*. The Pennsylvania State University Press. University Park and London.
- ❖ Ouinten, M., 1996. Diversité et structure génétiques des populations algériennes de *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*, agent de la fusariose vasculaire (Bayoud) du palmier dattier. Thèse PhD. Université Montpellier II. Montpellier : 170p.
- ❖ Ozbay, N et Newman, S.E., 2004. *Fusarium crown and root rot of tomato and control methods*. Plant. Pathol : 3, p. 9-18.
- ❖ Péreau-Leroy, P., 1958. Le palmier dattier au Maroc. Ministère de l'Agriculture. Institut Français de Recherche Outremer. Paris : 142 p.
- ❖ Peyron, G., 2000. Cultiver le palmier. Edit. CIRAD. N° ISBN 2876143992. 110 p.
- ❖ Riedacker, A., 1990. *Physiologie des arbres et arbustes en zones arides et semi-arides*. John. Libbey. Eurotext. ISBN 2742000194. 489 p.
- ❖ Saaidi, M., 1992. Contribution à la lutte contre le Bayoud. Fusariose vasculaire du palmier dattier. Thèse de Doctorat d'Université de Dijon : 140 p.
- ❖ Sedra, M.H., 2000. Culture du palmier dattier et caractéristique des principales variétés mauritanienne. Edition CADA. 276 p.
- ❖ Sedra M H., 2003. Le bayoud du palmier dattier en Afrique du nord. Publication du bureau sous régional de la FAO pour l'Afrique du nord (SNEA) en protection des plantes. 124p.
- ❖ Sedra, M.H., 2006. La maladie du Bayoud sur le palmier dattier apparition; impact; propagation et conditions ; méthodes de diagnostic et de lutte; recherches et perspectives. (en arabe). L'association arabe sur le développement agricole. AOAD : p- 77.

- ❖ Snyder, W.C and Hansen, H.N., 1940. The species concept in *Fusarium*. American Journal of Botany , 27: 64—67.
- ❖ Tantaoui, A., 1989. Contribution à l'étude de l'écologie du *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* agent causal du bayoud. Densité et répartition de l'inoculum au sein du peuplement fusarien. D.E.S. Université Cadi Ayyad. Marrakech. Maroc.
- ❖ Temani, D., 2010. Phoeniciculture. plus de 143 millions DA pour lutter contre les maladies du palmier dattier dans 10 wilayas. Le Maghreb : 25/08/2010.
- ❖ Tirichine, A., Belguedj, M., Benkhalifa, A., Guerradi, M., Bousdira, K., Bayoud, B et Labgaâ, L., 2007. Diversité génétique du palmier dattier dans les oasis du Mزاب. Inventaire et actions de préservation. Recherche Agronomique n° 20. Algérie: 17-23.
- ❖ Toshiaki, O et Takashi, T., 2004. FoSSTUA. Encoding a Basid Helix-Loop-Helix Protei. Differentially Regulates Development of Three Kinds of Asexual Spores. Macroconidia, Microconidia and Chlamydospores, in the Fungal Plant Pathogen *Fusarium oxysporum*. UniversityChikusa. Japan.
- ❖ Toutain, G., 1965. Note sur l'épidémiologie du bayoud en Afrique du Nord. Al Awamia. 15: 37-45.
- ❖ Toutain, G., 1979. Observations sur la reprise végétative des rejets de palmier dattier. Al-Awamia .43,113-132.
- ❖ Triki, M.A., Zouba, O., Khoualdia, O., Ben Mai-Imoud, M.I., Takrouni, M., Garnier, J.M., Boye, M., Montarone, A., Poupet, R., Flores, A., Daros, Z.G.N., Jfadda, P., Morino Et Duran-Villa., 2003. Maladies des feuilles cassantes or brittle leaf disease of date palms in Tunisia. biotic or abiotic disease. Journal of Plant Pathology .85 : 71-79.
- ❖ Vilardebo, A., 1973. Principaux parasites de la datte et du dattier. In : Munier P. Le Palmier dattier. Paris : pp. 67-95.
- ❖ Waltz, S et Johnes, j.P., 1981. Nutritional requirements of *Fusarium oxysporum*. Basis for a disease control system.
- ❖ Wollenweber, H.W et Reinking, O.A., (1935). Die Fusarien. Verlagsbuchhandlung Paul Parey, Berlin. In: Nelson P E., Tousson, T.A et Marasas, W.F., (1983). *Fusarium* species. An illustrated Manuel for identification. Penn. Stat. Univer. Press. 193 p.

❖ Zaarour, K., 2010. Contribution à l'étude microbiologique et technologique des espèces de leuconosto. mesenteroides isolées de différents écosystèmes. Mémoire de magister. université d'Oran, .Algérie.

❖ Zaid, A.P.FetWET. 2002. Origin, geographical distribution and nutritional values of date palm. In : Date palm cultivation. Ed. FAO. Rev, 1:156.

❖ Zaïd, A., 2002. Date Palm Cultivation. FAO Plant Production and Protection Paper. 156 Rev.1. ISSN 0259-2517, ISBN 92-5-104863-0.

Webographie :

- ❖ Statistique FAO, 2008 : www.Faostat.FAO.org
- ❖ Statistique FAO, 2015 : www.Faostat.FAO.org
- ❖ Statistique FAO, 2011 : www.Faostat.FAO.org