

*République Algérienne Démocratique et Populaire*

*Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique*

UNIVERSITE ABDALHAMID IBN BADIS DE MOSTAGANEM



*Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie*

*Département d'Agronomie*

## **Mémoire de Magister**

**En**

### **Filière : Sciences Agronomiques**

**Option :** Lutte biologique et intégrée contre les bioagresseurs des cultures stratégiques.

#### **Intitulé du thème**

**Contribution à l'étude de l'anthracnose du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) causée par *Ascochyta rabiei* (Pass.) Labr :**

- Etude morphologique, culturale et physiologique de *A.rabiei*.
- Essai *in vitro* de lutte chimique.

**Présenté par l'étudiant :** BETTOUATI Abdelkader

**Soutenue le :** 02/11/2011

**Composition du jury de soutenance :**

<b>Nom et Prénom</b>	<b>Grade</b>	<b>Qualité</b>	<b>Appartenance</b>
M. YUCEF BENKADA Mokhtar	Professeur	Président	Université de Mostaganem
M. BENDAHMANE Boubekeur Seddik	Maitre de conférence A	Promoteur	Université de Mostaganem
M. BELAHCENE Miloud	Professeur	Examineur	Université de Mostaganem
M. BEKADA Ahmed	Maitre de conférence A	Examineur	Université de Relizane

**Année Universitaire : 2011 - 2012**

*Travail réalisé au niveau laboratoire de Protection des Végétaux, université de Mostaganem*

## *Avant Propos*

*Tout d'abord, on remercie DIEU le tout puissant. Nous remercions également l'ensemble des enseignants et des enseignantes qui ont veillé à notre formation durant notre parcours universitaire.*

*Nous tenons plus particulièrement à remercier :*

*Mr : **YOUCEF BENKADA** Mokhtar, Professeur à l'université de Mostaganem, qui me fait l'honneur d'accepter de présider le jury.*

*Mr : **BENDAHMANE Boubekour Seddik**, maître de conférences (A) à l'université de Mostaganem, pour avoir accepté de m'encadrer. Pour la proposition du thème puis pour sa patience et ses précieux conseils, ses orientations m'ont été très bénéfiques pour la réalisation de ce mémoire, qu'il soit rassuré de ma profonde gratitude.*

*Nos vifs remerciements vont aussi à Mr : **BELAHCENE Miloud**, Professeur à l'université de Mostaganem, ainsi que **Monsieur BEKADA Ahmed**, Maître de conférences (A) à l'université de Mostaganem, qui ont voulu examiner ce mémoire.*

*Je remercie également Mr. **MAHIOU Djamel**, Maître assistant à l'université de Mostaganem pour avoir accepté de coencadrer et pour ses conseils, orientations et son aide.*

*Je remercie M<sup>me</sup> **REKAD Fatma Zohra**, étudiante en Doctorat à l'université de Mostaganem, pour ses conseils, orientations et son aide.*

*Je remercie Monsieur **BENZOHRA Ibrahim Elkhalil**, étudiant en Doctorat à l'université de Mostaganem, pour m'avoir conseillé, orienté durant mon travail et pour ses aides dans la réalisation de l'étude statistiques et la rédaction du mémoire.*

*Nous remercions toutes personnes qui ont participé de près ou de loin à la contribution et à la réalisation de ce modeste travail.*

*Abdelkader*

# *Dédicace*

*Je remercie Dieu de m'avoir donné santé, courage et volonté pour réaliser ce travail.*

*J'ai le grand honneur de dédier ce travail :*

*A mon père et à ma très chère mère pour le soutien qu'ils m'ont fourni abondamment.*

*Je leurs souhaite une vie longue et prospère.*

*A mes chères sœurs.*

*A mes chers frères.*

*A mes amis et mes collègues : Hocine, Raouf, Sid Ahmed, Hamid et Wassima pour leur fidèle soutien pendant les années d'études et pour les excellents souvenirs.*

*A tout ma famille.*

*A tous ceux qui m'ont conseillés, encadrés, encouragés et orientés pour parfaire et améliorer mes connaissances.*

*Abdelkader*

## Résumé

Le travail présenté dans ce mémoire contribue à l'étude de l'antracnose, maladie du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) causée par *Ascochyta rabiei*, présente en Algérie et dans le monde et qui provoque des dégâts sur la plante. Onze isolats de *A.rabiei* collectés de différentes régions de l'ouest algérien, sont utilisés dans cette étude ; ils ont été caractérisés sur le plan morphologique, cultural et physiologique. Un essai *in vitro* de l'action de trois fongicides systémiques (Hexaconazole, Phosétyl-Al et Penconazole) sur la croissance mycélienne et un test de germination des spores de *A.rabiei* ont été effectués.

Dans la première partie, les résultats obtenus montrent l'existence d'une variabilité morphologique, culturale et physiologique chez *A.rabiei*.

Dans la seconde partie, l'étude de certaines exigences écologiques du pathogène à travers l'étude de quelques facteurs physiques (milieu de culture et la lumière) montre que ces facteurs sont considérés comme favorables à la croissance mycélienne et la sporulation. Les résultats obtenus montrent une inhibition totale de la croissance mycélienne du champignon par le Penconazole à toutes les concentrations. Aux concentrations 0,5g/l et 1g/l pour Phosétyl-Al et 0,15ml/l et 0,3ml/l pour l'Hexaconazole, on constate un ralentissement de cette séquence biologique.

En fin, des essais consacrés à l'effet du Phosétyl-Al et du soufre micronisé sur la germination des spores de *A.rabiei*, montrent une inhibition totale de la germination des spores sous l'action de ces deux fongicides à la concentration de 0,5g/l, en revanche les mêmes produits utilisés aux concentrations 0,01g/l et 0,05g/l n'ont aucun effet sur la germination.

**Mots clés :** Pois chiche, *Cicer arietinum*, *Ascochyta rabiei*, Anthracnose, Caractérisation, Hexaconazole, Phosétyl-Al, Penconazole, Soufre micronisé, Lutte chimique.

## *Abstract*

The work presented in this memory studies Anthracnose, disease of chickpea (*Cicer arietinum* L.) caused by *Ascochyta rabiei*, grave disease present in Algeria and in the world. Elavene isolates of *Ascochyta rabiei* collected various areas of the Algerian west, used in this study, are characterized on the morphological, cultural and physiological. The experience in laboratory by confrontation with three types of fungicides systemics (Hexaconazole, Phosétyl-Al and Penconazole) on the mycelial growth and the experience on the spore germination of the fungus *A.rabiei* were effected.

The first phase of the work, the results obtained show the existence of morphological, cultural and physiological variability at *Ascochyta rabiei*.

In the second part, the study of certiancs exigents ecologicals of the pathogenesis with regard the study of some physicals factors (midium of culture and the light) prove that this factors are considered as favorable factors to mycelial growth and the sporulation. The results obtained prove that we have inhibited like total for the mycelial growth of fungus.by the Penconazole to all concentration tested. To the concentration tested 0,5g/l and 1g/l for the Phosétyl-Al, 0,15ml/l and 0,3ml/l for the Hexaconazole, we constated the ralentissement of biological sequence.

The second state to represented the four products fungicides are « Phosétyl-Al and Soufre micronisé » in means the total inhibited for spores germination of *A.rabiei* in limiting concentration tested (0,5g/l). But we have some resistance in the few concentration of this disease contradict this fungicides.

**Key words :** Chickpea, *Cicer arietinum*, *Ascochyta rabiei*, Anthracnose, Characterization, Hexaconazole, Phosétyl-Al, Penconazole, Soufre micronisé, Chemical control.

## ملخص

إن العمل المقدم في هذه المذكرة يدرس حالة انطراكنوز الحمص 'Anthracnose du pois chiche' ، و هو من أمراض

الحمص الذي يتسبب في حدوث الفطر *Ascochyta rabiei*، الذي يعتبر اخطر الأمراض التي تصيب هذا نبات في

الجزائر و في العالم.

ا حدا عشر عزلة ل'*Ascochyta rabiei*'، جمعت من مختلف مناطق الغرب الجزائري و التي استعملت في هذه الدراسة حيث

قمنا بتمييز هذه العزلات من جانب الشكلي الزراعي و الفيزيولوجي. إجراء تجارب داخل المخبر عن طريق المواجهة مع

ثلاثة أنواع من مبيدات الفطريات الجهازية (Hexaconazole, Phosétyl – Al, Penconazole) على نمو الفطر المجهري

. (Croissance mycélienne)

وإجراء تجارب على انتاش الابواغ الفطرية (Germination des spores) . مع العوامل المسؤولة عن هذا المرض المحقق.

في الجزء الأول و من خلال النتائج المحصل عليها تثبت لنا وجود فروق زراعية شكلية وكذا فيزيولوجية لدى *A.rabiei*

من جهة أخرى دراسة بعض المتطلبات الايكولوجية لدى الفطر من خلال دراسة بعض العوامل الفيزيائية ( وسط زراعي و شدة

الضوء) تبين أن هذه العوامل جد ملائمة و مناسبة للنمو الفطري المجهري و تشكل الابواغ (Sporulation).

المرحلة الثانية للنتائج المحصل عليها داخل المخبر بينت أن هناك تثبيط تام في نمو الفطر المجهري

(croissance mycélienne) لدى الفطر باستعمال ال Penconazole مع مختلف التراكيز. بالنسبة التراكيز الأخرى

للمبيدات تبين أن هناك تثبيط شبه تام في نمو الفطر المجهري لكل من Hexaconazole و Phosétyl-Al.

المرحلة الثالثة تتمثل في القيام بتجارب تأثير كل من Soufre micronisé و Phosétyl-Al على انتاش الابواغ حيث

تبين أن هناك تثبيط تام في انتاش الابواغ الفطرية المجهرية للمبيد الفطري عند التركيز 0,5غ/ل بينما هناك

بعض المقاومة عند التراكيز الضعيفة لهذا المرض ضد كل من المبيد الفطري المستعمل.

مفاتيح كلمات : الحمص - *Ascochyta rabiei* - *Anthracnose* - *Cicer arietinum*، Hexaconazole، التمييز.

Al – Phosétyl، Penconazole، Soufre micronisé، مكافحة كيميائية.

## *Liste des Tableaux*

- **Tableau 1:** Principaux pays producteurs de pois chiche dans le monde (campagne 2007-2008).
- **Tableau 2 :** Légumineuses alimentaires cultivées en Algérie, superficie, production et rendement (Moyenne 1993 - 2002).
- **Tableau 3:** Principales zones de culture du pois chiche en Algérie (in Benzohra, 2009).
- **Tableau 4 :** Evolution des superficies, productions, rendement et semences du pois chiche en Algérie durant les campagnes 1998 – 2008.
- **Tableau 5 :** Principales variétés cultivées en Algérie (Anonyme, 1988).
- **Tableau 6 :** Rendement et Production mondiale du pois chiche en comparaison avec d'autres cultures (campagne 2004 - 2005).
- **Tableau 7:** Composition chimique des principaux éléments du pois chiche par rapport à d'autres cultures (g/kg MS).
- **Tableau 8 :** Les principales maladies fongiques chez le pois chiche: (in Tlemsani M, 2010).
- **Tableau 9 :** Pertes causées par *Ascochyta rabiei* dans différents pays de culture de pois chiche (Nene et Reddy, 1987).
- **Tableau 10 :** Utilisation du benomyl, du carbendazime, du thiocarbonate et du chlorothalonil par certains auteurs (Reddy, 1980).
- **Tableau 11 :** Isolats de *Ascochyta rabiei* avec leurs désignations, origine et date d'isolement (Benzohra, 2009).
- **Tableau 12 :** Protocole expérimental.
- **Tableau 13 :** Caractéristiques macroscopiques des isolats de *A. rabiei*, sur milieu de cultures CDA et PDA et sous une lumière alterné (16 heures lumière et 8 heures obscurité) avec une température de 20 °C ± 2.
- **Tableau 14 :** Caractéristiques macroscopiques des isolats de *A. rabiei*, sur milieu de culture CDA et PDA et sous une lumière alternée (12 heures lumière et 12 heures obscurité).
- **Tableau 15 :** Caractéristiques microscopiques des isolats de *Ascochyta rabiei* à partir de colonies âgées de 20 jours, sur deux milieux de culture (CDA et PDA) cultivés sous une lumière alternée (16 heures lumière, 8 heures obscurité).
- **Tableau 16:** Caractères microscopiques de 11 isolats de *Ascochyta rabiei* à partir de colonies de 20 jours sur deux milieux de culture (CDA et PDA) cultivés sous une lumière alternée (12 heures lumière, 12 heures obscurité).

- **Tableau 17:** Analyse de la variance de la croissance mycélienne (culture de 15 jours) et de la sporulation (culture de 20 jours) obtenus sur deux milieux de culture (Test de NEWMAN-KEULS- SEUIL = 5%).
- **Tableau 18 :** Analyse de la variance de la croissance mycélienne (culture de 15 jours) et de la sporulation (culture de 20 jours) obtenus sous l'effet de la lumière alternée (16h/8h et 12h/12h) (Test de NEWMAN-KEULS- SEUIL = 5%).
- **Tableau 19 :** Groupes homogènes des isolats selon les moyennes de la croissance mycélienne de *A.rabiei* sous l'effet de Hexaconazole (Test de NEWMAN-KEULS- SEUIL = 5%).
- **Tableau 20:** Groupes homogènes des isolats selon les moyennes de la croissance mycélienne de *A.rabiei* sous l'effet de Phosétyl-Al (Test de NEWMAN-KEULS- SEUIL = 5%).
- **Tableau 21 :** Groupes homogènes des isolats selon les moyennes de la croissance mycélienne de *A.rabiei* sous l'effet de Penconazole (Test de NEWMAN-KEULS- SEUIL = 5%).
- **Tableau 22:** Analyse de la variance de la germination des spores de *A.rabiei* obtenus sous l'effet de Phosétyl –Al (Test de NEWMAN-KEULS- SEUIL = 5%).
- **Tableau 23 :** Analyse de la variance de la germination des spores de *A.rabiei* obtenus sous l'effet de Soufre micronisé (Test de NEWMAN-KEULS- SEUIL = 5%).

## *Liste des Figures*

- **Figure 1 :** Morphologie d'une plante de pois chiche (*Cicer arietinum* L.): (A) tige feuillée (B)gousse (C) fleur de couleur Blanche (D) feuille composée de 15 folioles (E) folioles (Anonyme, 2005).
- **Figure 2 :** Exportations mondiales de pois chiche.
- **Figure 3:** Caractères microscopiques de *Ascochyta rabiei* (Kaiser, 1997).
- **Figure 4:** Différentes caractères microscopiques de *Didymella rabiei*.
- **Figure 5 :** Colonies du champignon sur milieu gélosé, présentant différentes formes macroscopiques de *Ascochyta rabiei* (Benzohra, 2009).
- **Figure 6:** Cycle de reproduction de *Ascochyat rabiei* sur le pois chiche (Kaiser, 1997).
- **Figure 7 :** Localisation des sites de prélèvement des isolats de *Ascochyta rabiei*.
- **Figure 8 :** Dispositif expérimentale d'évaluation de la sporulation des isolats.
- **Figure 9 :** Structure chimique de Hexaconazole (Acta, 2006).
- **Figure 10 :** Structure chimique de Penconazole (Acta, 2006).
- **Figure 11:** Vue générale du dispositif expérimental.
- **Figure 12:** Technique de germination des spores de *Ascochyta rabiei*.
- **Figure 13:** Schéma représentatif la méthode de mesure la croissance linéaire et diamétrale du champignon.
- **Figure 14:** Colonies des isolats de *Ascochyta rabiei* sur milieu de culture CDA. (Température  $20^{\circ}\text{C} \pm 2$ , culture de 15 jours)
- **Figure 15:** Colonies des isolats de *Ascochyta rabiei* sur milieu de culture PDA (Température  $20^{\circ}\text{C} \pm 2$ , culture de 15 jours).
- **Figure 16 :** Effet du milieu de culture sur la croissance mycélienne des isolats de *A.rabiei* sous une photopériode de 16 heures lumière/ 8heures obscurité (culture de 15 jours).
- **Figure 17 :** Effet du milieu de culture sur la croissance mycélienne de *A.rabiei* sous photopériode de 12 heures lumière /12 heures d'obscurité (culture de 15 jours).
- **Figure 18 :** Effet du milieu de culture sur la sporulation de *A.rabiei* sous photopériode de 16 heures lumière /8 heures d'obscurité (culture de 20 jours)
- **Figure 19 :** Effet du milieu de culture sur la sporulation de *A.rabiei* sous photopériode de 12 heures lumière /12 heures d'obscurité (culture de 20 jours).

- **Figure 20 a et b:** Effet lumière sur la croissance mycélienne et la sporulation des isolats de *A.rabiei*.
- **Figure 21 :** Effet de Hexaconazole à des concentrations 0,15 ml/l, 0,3 ml/l et 0,6 ml/l sur la croissance mycélienne des isolats de *Ascochyta rabiei* (culture de 9 jours).
- **Figure 22:** Effet du Phosétyl- Al à des concentrations 0,5 g/l, 1 g/l et 2 g/l sur la croissance mycélienne des isolats de *Ascochyta rabiei* (culture de 9 jours).
- **Figure 23:** Effet du Penconazole à des concentrations 0,1ml/l, 0,25 ml/l et 0,5 ml/l sur la croissance mycélienne des isolats de *Ascochyta rabiei* (culture de 9 jours).
- **Figure 24:** Taux d'inhibition de la croissance mycélienne des isolats de *A.rabiei* sous l'action de l'Héxaconazole.
- **Figure 25:** Taux d'inhibition de la croissance mycélienne des isolats de *A.rabiei* sous l'action du Phosétyl -Al.
- **Figure 26:** Taux d'inhibition de la croissance mycélienne des isolats de *A.rabiei* sous l'action du Penconazole.
- **Figure 27 a:** Effet du Phosétyl -Al à la concentration de 0,01 g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei* avec témoin.
- **Figure 27 b:** Effet du Phosétyl -Al à la concentration de 0,2 g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei* avec témoin.
- **Figure 27 c :** Effet du Phosétyl -Al à la concentration de 0,5 g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei* avec témoin.
- **Figure 28 a:** Effet du Soufre micronisé à la concentration de 0,05g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei* avec témoin.
- **Figure 28 b:** Effet du Soufre micronisé à la concentration de 0, 1g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei* avec témoin.
- **Figure 28 c:** Effet du Soufre micronisé à la concentration de 0, 5g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei* avec témoin.

## *Liste des Planches*

- **Planche 1:** Symptômes de *Ascochyta rabiei* sur le pois chiche. A, Nécroses brunes sur les folioles ; B, Lésion sur une tige avec des pycnides ; C, Lésions avec des anneaux nécrotiques des pycnides sur une gousse ; D, Semences saines et infectées de pois chiche (1, semences saines, 2 : semences infectées (Anonyme, 2002 ; Jayakumar et al., 2005).
- **Planche 2 a et b:** Différentes caractères microscopiques de *Ascochyta rabiei*.
- **Planche 3 :** Effet de Hexaconazole à la concentration de 0,15 ml/l sur la croissance mycélienne des isolats (Rel1, Rel2, Ad1 et Msc1) de *Ascochyta rabiei*.
- **Planche 4 :** Effet de Hexaconazole à la concentration de 0,3 ml/l sur la croissance mycélienne des isolats (Mos, Sba1, Sba2 et Msc2) de *Ascochyta rabiei*.
- **Planche 5 :** Effet de Hexaconazole à la concentration de 0,6 ml/l sur la croissance mycélienne des isolats (Rel2, Sba2, At et Mos) de *Ascochyta rabiei*.
- **Planche 6 :** Effet du Phosétyl -Al à la concentration de 0,5 g/l sur la croissance mycélienne des isolats (Rel1, Rel2, Sba1 et Msc1) de *Ascochyta rabiei*.
- **Planche 7 :** Effet du Phosétyl-Al à la concentration de 1g/l sur la croissance mycélienne des isolats (At, Msc2, Sba3 et Mos) de *Ascochyta rabiei*.
- **Planche 8 :** Effet du Phosétyl-Al à la concentration de 2g/l sur la croissance mycélienne des isolats (Rel1, Rel2, Sba1 et Sba2) de *Ascochyta rabiei*.
- **Planche 9 :** Effet du Penconazole à des concentrations de 0,1 ml/l, 0,25 ml/l et 0,5ml/l sur la croissance mycélienne des isolats (Sba1, Sba2, Sba3 et Mos) de *Ascochyta rabiei*.

## *Liste des Annexes*

- **Annexe 1** : Etude statistique (Etude de la lutte chimique).
- **Annexe 2** : Ecart type des résidus.
- **Annexe 3** : Moyennes.
- **Annexe 4** : Puissance de l'essai.
- **Annexe 5** : Comparaisons des moyennes : Test de Newman – Seuil = 5%.
- **Annexe 6** : Analyse de variances.
- **Annexe 7** : Préparation du milieu de culture.
- **Annexe 8** : Préparation de la suspension des spores.
- **Annexe 9** : Croissance mycélienne journalières en (mm) des colonies de 11 isolats de *Ascochyta rabiei* à partir des colonies âgées de 15 jours, sous une lumière alternée. (12 heures lumière / 12 heures obscurité) et sur le milieu CDA.
- **Annexe 10** : Croissance mycélienne journalières en (mm) des colonies de 11 isolats de *Ascochyta rabiei* à partir des colonies âgées de 15 jours, sous une lumière alternée. (16 heures lumière/ 8 heures obscurité) et sur le milieu CDA.
- **Annexe 11** : Croissance mycélienne journalières en (mm) des colonies des 11 isolats de *Ascochyta rabiei* à partir des colonies âgées de 15 jours, sous une lumière alternée. (12 heures lumière/ 12 heures obscurité) et sur le milieu PDA.
- **Annexe 12** : Croissance mycélienne journalières en (mm) des colonies des isolats de *Ascochyta rabiei* à partir des colonies âgées de 15 jours, sous une lumière alternée. (16 heures lumière, 8 heures obscurité) et sur le milieu PDA.
- **Annexe 13** : Effet du Héxaconazole sur la croissance mycélienne des isolats de *Ascochyta rabiei*.
- **Annexe 14** : Effet du Phosétyl -Al sur la croissance mycélienne des isolats de *Ascochyta rabiei*.
- **Annexe 15** : Effet du Penconazole sur la croissance mycélienne des isolats de *Ascochyta rabiei*.
- **Annexe 16** : Taux d'inhibition de Héxaconazole avec l'ensemble des isolats de *Ascochyta rabiei*.
- **Annexe 17** : Taux d'inhibition du Phosétyl- Al. avec l'ensemble des isolats de *Ascochyta rabiei*.
- **Annexe 18** : Taux d'inhibition du Penconazole avec l'ensemble des isolats de *Ascochyta rabiei*.
- **Annexe 19** : Effet du Phosétyl -Al à des concentrations de 0,01g/l, 0,2g/l, 0,5g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei*.
- **Annexe 20** : Effet du Soufre micronisé à des concentrations de 0,05g/l, 0,1g/l, 0,5 g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei*.

## *Liste des abréviations*

**gr** : Gramme.

**ha** : Hectare.

**l** : Litre.

**ml** : Millilitre.

**mm** : Millimètre.

**mm/j** : Millimètre par jour.

**kg** : Kilogramme.

**%** : Pourcentage.

**°C** : Degré Celsius.

**qx** : Quintaux.

**MT** : Millions de Tonnes.

**MS** : Matière Sèche.

**µm** : Micromètre.

**cm** : Centimètre.

**h** : Heure.

**mg** : Milligramme.

**µg** : Microgramme.

**hl** : Hectolitre.

**g/l** : Gramme par litre.

**T<sup>0</sup>** : Température.

**g/hl** : Gramme par hectolitre.

**FAO** : Food Organisation Agricultural.

# Table des Matières

	Pages
Introduction générale .....	1
<b>Première partie : Etude bibliographique</b>	
<b>Chapitre I : La plante hôte : le pois chiche (<i>Cicer arietinum</i> L.)</b>	
Introduction .....	4
1.1. Origine et historique du pois chiche ( <i>Cicer arietinum</i> L.).....	4
1.2. Classification et caractères botaniques de <i>Cicer arietinum</i> L.....	5
1.2.1. Classification et taxonomie de <i>Cicer arietinum</i> L.....	5
1.2.2. Caractères botaniques.....	5
1.3. Caractères agronomiques .....	6
1.3.1. Exigences climatiques .....	6
1.3.1.1. Température .....	6
1.3.1.2. Pluviométrie .....	7
1.3.1.3. Lumière .....	7
1.4. Cycle et saison de la culture du pois chiche .....	7
1.5. Types de cultivars chez le pois chiche .....	7
1.5.1. <i>Macrosperma</i> (type <i>Kabuli</i> ).....	8
1.5.2. <i>Microsperma</i> (type <i>Desi</i> ).....	8
1.6. Répartition géographique, aire de culture et de production du pois chiche dans le monde.....	8
1.7. Situation du pois chiche en Algérie.....	10
1.7.1. Intérêt culturel et importance des légumineuses en Algérie .....	11
1.7.2. Aire de culture et production du pois chiche en Algérie .....	12
1.8. Intérêt du pois chiche .....	13
1.8.1. Intérêt économique .....	13
1.8.2. Intérêt agronomique .....	14
1.8.3. Intérêt alimentaire (nutritionnel) .....	14
1.9. Problèmes phytosanitaires de la culture du pois chiche .....	15
1.9.1. Contraintes abiotiques .....	15

1.9.1.1. Froid .....	15
1.9.1.2. Sécheresse prolongée .....	15
1.9.1.3. Vent et forte humidité .....	15
1.9.1.4. Sol trop calcaire .....	15
1.9.2. Contraintes biotiques .....	15
1.9.2.1. Problèmes phytosanitaires du pois chiche en Algérie .....	17
1.9.2.1.1. Principales maladies fongiques .....	17
1.9.2.1.1.1. L'antracnose .....	17
1.9.2.1.1.2. Pourritures racinaires.....	17
1.9.2.1.1.2.1. Pourriture sèche.....	17
1.9.2.1.1.2.2. Pourriture noire .....	17
1.9.2.1.1.3. Flétrissement .....	18
1.9.2.1.2. Principales maladies virales.....	18
1.9.2.1.3. Les maladies bactériennes .....	18

## Chapitre II : L'agent pathogène : *Ascochyta rabiei* ( Pass.) Labr. :

2.1. Répartition géographique et importance économique de la maladie .....	19
2.2. Taxonomie et caractéristiques de <i>Ascochyta rabiei</i> .....	20
2.3. Caractères morphologiques .....	21
2.3.1. Reproduction sexuée .....	21
2.3.2. Reproduction asexuée .....	21
2.4. Symptomatologie .....	24
2.4.1. Symptômes sur feuilles.....	24
2.4.2. Symptômes sur pétioles et les ramifications de la tige principale .....	25
2.4.3. Symptômes sur gousse.....	25
2.4.4. Symptômes sur graines en formation .....	25
2.5. Biologie et épidémiologie de l'agent pathogène .....	26
2.5.1. Conservation du pathogène .....	26
2.5.2. Contamination primaire.....	27
2.5.3. Contamination secondaire .....	28
2.6. Exigences biologiques du pathogène.....	28

2.6.1. Influence de la température et de la lumière sur la croissance et la sporulation de <i>A.rabiei</i> .....	28
2.6.2. Influence de la température sur la durée d'incubation du champignon.....	29
2.6.3. Durée d'humectation foliaire (Leaf Wetness Period) (LWP) .....	29
2.6.4. Influence de l'humidité sur le développement du pathogène .....	30
2.6.5. Profondeur du sol .....	30
2.6.6. Eléments nutritifs.....	30
2.6.7. Le pH .....	31
2.6.8. Facteurs de dissémination .....	31
2.7. Cycle épidémique .....	31
2.8. Le processus d'infection de <i>A.rabiei</i> .....	33
2.9. Sensibilité d'autres légumineuses à <i>Ascochyta rabiei</i> .....	33
2.10. Moyens de lutte.....	34
2.10.1. Moyens cultureux.....	34
2.10.2. Lutte génétique (l'utilisation des variétés résistantes).....	34
2.10.3. Lutte chimique.....	35
2.10.3.1. Application foliaire des fongicides.....	35
2.10.4. Lutte biologique.....	36

### Chapitre III : Lutte chimique

3.1. Utilisation de fongicides .....	37
3.2. Les types de fongicides.....	39
3.2.1. Le Benomyl.....	39
3.2.2. Le Carbendazime.....	39
3.2.3. Le Thiabendazole.....	39
3.2.4. Le Chlorothalonil.....	39
3.3. Migration des fongicides au niveau des plantes.....	40
3.4. Mode d'action des fongicides .....	40
3.4.1. Fongicides multisites .....	41
3.4.2. Fongicides antimitotiques .....	41
3.5. Conditions d'utilisation.....	42

## Deuxième partie : Etude expérimentale

### Chapitre I : Matériels et Méthodes :

<b>1- Etude de la morphologie et de la physiologie de <i>Ascochyta rabiei</i></b> .....	43
1.1. Introduction.....	43
1.2. Matériels.....	43
1.2.1. Matériel fongique.....	43
1.2.1.1. Les souches de <i>Ascochyta rabiei</i> .....	43
1.2.2. Les milieux de culture utilisés .....	45
1.3. Méthodes .....	45
1.3.1. Techniques de culture .....	45
1.3.2. Techniques d'évaluation de la croissance mycélienne .....	46
1.3.3. Etude morphologique du champignon .....	46
1.3.3.1. Critères macroscopiques .....	46
1.3.3.2. Critères microscopiques .....	46
1.3.3.2.1. Evaluation de la sporulation des isolats.....	47
1.3.3.2.2. Caractérisation des pycnides.....	47
1.3.4. Etude de la physiologie du champignon.....	47
1.3.4.1. Choix d'un milieu de culture.....	47
1.3.4.2. Effet de l'obscurité et de lumière sur la croissance mycélienne et la sporulation de <i>A.rabiei</i> .....	48
1.3.5. Etude « <i>in vitro</i> » de confrontation des fongicides avec <i>Ascochyta rabiei</i> .....	48
1.3.5.1. Les fongicides utilisés.....	48
1.3.5.1.1. Hexaconazole .....	48
1.3.5.1.2. Phosétyl-aluminium .....	49
1.3.5.1.3. Penconazole .....	49
1.3.5.1.4. Soufre micronisé .....	50
1.3.6. Technique de confrontation.....	51
1.3.6.1. Principe de la confrontation .....	51
1.3.6.2. Action sur la croissance mycélienne.....	51

1.3.7. Action sur la germination des spores de <i>Ascochyta rabiei</i> .....	54
1.3.7.1. Le principe de la technique.....	54
1.3.8. Mesure de la croissance mycélienne et évaluation du taux d'inhibition .....	55
1.3.8.1. Mesure de la croissance mycélienne .....	55
1.3.8.2. Mesure du taux de sporulation.....	56
1.3.8.3. Evaluation du taux d'inhibition de la croissance mycélienne.....	57
1.3.9 .Dispositif expérimental.....	57

## Chapitre II : Résultats et Discussion

2.1 Résultats .....	58
2.1.1. Etude morphologique des isolats de <i>Ascochyta rabiei</i> .....	58
2.1.1.1. Critères macroscopiques .....	58
2.1.1.2. Critères microscopiques .....	62
2.1.2. Etude de la physiologie du champignon .....	66
2.1.2.1. Effet du milieu de culture sur la croissance et la sporulation .....	66
2.1.2.1.1. Sur la croissance mycélienne.....	66
2.1.2.1.2. Sur la sporulation.....	69
2.1.2.2. Effet de la lumière sur la croissance et la sporulation .....	70
2.1.2.2.1. Sur la croissance mycélienne.....	70
2.1.2.2.2. Sur la sporulation.....	71
2.1.3. Effet des fongicides sur la croissance mycélienne de <i>A. rabiei</i> .....	73
2.1.4. Taux d'inhibition de la croissance mycélienne des isolats de <i>A.rabiei</i> sous l'action des fongicides Hexaconazole, Phosétyl-Al et Penconazole .....	89
2.1.5. Action des fongicides sur la germination des spores de <i>A. rabiei</i> .....	91
2.1.5.1. Action de Phosétyl-Al sur la germination de spores de <i>A.rabiei</i> .....	91
2.1.5.2. Action de Soufre micronisé sur la germination de spores de <i>A.rabiei</i> .....	94
2.2. Discussion .....	98

Conclusion générale

Références bibliographiques

Annexes



*INTRODUCTION GENERALE*

## Introduction générale

Les légumineuses alimentaires représentent de part la superficie qu'elles occupent, une place importante de nombreux pays du monde, en raison des caractéristiques biologiques des racines dans le rôle de la fixation de l'azote atmosphérique par les nodosités bactériennes (Bacha et Ounane, 2003) et leur capacité d'adaptation à des conditions pédoclimatiques difficiles, ainsi que leur faible exigence culturale. Du point de vue nutritionnel, la richesse des légumineuses en protéines, permet de rriger dans une certaine mesure les carences en protéines animales, ainsi que le déséquilibre alimentaire des populations qui ont tendance à ce nourrir exclusivement des céréales.

Parmi les cultures de légumineuses les plus importantes dans le monde, le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est la troisième légumineuse alimentaire cultivée (Gan et *al.*, 2006) après le haricot (*Phaseolus vulgaris* L.) et le pois (*Pisum sativum* L.), (Sexena, 1992). En Algérie, cette culture est d'une grande importance économique, puisqu'elle se classe au deuxième rang après la fève du point de vue des superficies, aussi elle contribue à l'alimentation humaine par un apport protéique de bonne qualité.

L'importance de cette culture se manifeste également par l'enrichissement des sols à travers sa capacité fixatrice d'azote atmosphérique et par sa contribution au maintien des systèmes de cultures dans les rotations céréales – légumineuses (ICARDA\* in El Aoufir, 2001).

Le projet ICARDA – ICRISAT\*\* qui assiste les programmes nationaux, vise à vulgariser auprès des agriculteurs le recours au semis d'hiver ; l'avancement de la date de semis permet le développement de la culture quand la température est basse et l'humidité du sol élevée.

Cependant, la culture du pois chiche est caractérisée par une faible production en relation avec plusieurs facteurs parmi lesquels : le faible potentiel des variétés cultivées (locales), la non maîtrise des techniques de culture (choix de la date et de la densité de semis etc ...) et les conditions défavorables liées à l'environnement. C'est surtout la sensibilité aux maladies où l'antracnose, maladie foliaire causée par un champignon *Ascochyta rabiei* (Pass.) qui reste la maladie la plus redoutable (Labrousse, 1931), elle peut souvent entraîner la perte totale de la production lorsque celle-ci est généralisée (Benbelkacem et Merabet, 1996).

---

\* ICARDA : Centre international de la recherche agronomique dans les zones semi arides, Alep, Syrie.

\*\* ICRISAT : Institut international de recherche sur les cultures des zones tropicales semi arides, Patanchero, Inde.

Weltzien et Kaack (1984) ont signalé que la gravité de cette maladie varie selon les conditions climatiques et qu'elle est favorisée par des températures de 20 à 25°C et une humidité relative de 100% (Chettou et Sakar, 1999). Beloued et *al.*, (1999) ont rapporté qu'en conditions favorables, la sévérité de la maladie est accentuée par la présence d'un inoculum primaire sur les semences ou les débris végétaux, permettant le déclenchement et le développement de l'épidémie.

Mabsoute et *al.*, (1996), signalent qu'en Algérie ainsi que dans d'autres pays du Maghreb, l'antracnose reste la contrainte majeure de la culture du pois chiche.

Parmi les moyens de lutte, l'utilisation de semences saines est la meilleure prévention contre l'antracnose. Cependant, cela ne peut suffire dans les pays où cette maladie est à l'état endémique (Labdi, 1995).

La stratégie la plus économique est l'utilisation de la lutte génétique, basée sur la sélection de lignées résistantes, elle constitue le meilleur moyen pour combattre cette maladie (Nene et *al.*, 1981 ; Gan et *al.*, 2006) ; aussi l'élaboration et le déploiement de cette résistance doivent s'appuyer sur une bonne connaissance de la structure du pathogène, et sur d'autres moyens de lutttes : culturaux, chimiques, et biologiques.

La lutte chimique complète l'ensemble des moyens de protection, elle est exécutée à l'aide de pesticides : On entend par pesticides tout produits chimiques qu'il soit ou non mélangé avec d'autres substances utilisées comme insecticides, herbicides, fongicides...etc. Les fongicides, sont des substances ou préparations destinées à combattre les champignons parasites. La lutte consiste généralement à empêcher la germination des spores, la croissance mycélienne, et la sporulation.

L'objectif de ce travail est présenté de la manière suivante :

Dans une première partie nous ferons une synthèse bibliographique sur la plante hôte, le pois chiche et certaines données sur l'agent pathogène *Ascochyta rabiei*, cette partie renfermera trois (03) chapitres :

**Chapitre I :** Etude de l'espèce, son intérêt, ces caractères botaniques et agronomiques.

**Chapitre II :** Etude du pathogène, sa reproduction, son importance économiques et sa transmission.

**Chapitre III :** Comportera le point sur la lutte chimique contre *Ascochyta rabiei* par l'utilisation des fongicides.

Dans une deuxième partie, l'étude portera d'une part sur la caractérisation morphologique du pathogène (critères macroscopiques et critères microscopiques) et quelques aspect physiologiques de 11 isolats de l'agent responsable de l'antracnose du pois chiche : *Ascochyta rabiei* et d'autre part l'observation du comportement de ces mêmes isolats du parasite sur deux (02) milieux de culture et sur l'influence de la photopériode; les observations porteront sur la croissance mycélienne, la sporulation et sur l'action *in vitro* de quelques fongicides (Hexaconazole, Phosétyl -aluminium, et Penconazole). Le soufre micronisé et Phosétyl -Al. seront testés sur la germination des spores de *Ascochyta rabiei*.

Dans la troisième et dernière partie nous exposerons les résultats et les discussions.

## *Partie Bibliographique*

## *Chapitre I :*

*La plante hôte : le pois chiche (Cicer arietinum L.)*

## 1- La plante hôte : Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) :

### Introduction :

Plusieurs légumineuses occupent une place importante vu leurs consommation humaine et leurs caractéristiques agronomiques. Elles sont actuellement très répandues en particulier en Asie, en Afrique, en Amérique et sur le bassin méditerranéen. Leur intérêt agronomique est lié à l'enrichissement du sol en matière azoté et leur valeur alimentaire. Les légumineuses sont riches en protéines (20 – 25 %) et en glucides (50- 60 %). Vu l'explosion démographique et les chutes des rendements, les besoins en légumes secs en Algérie augmentent d'année en année, ainsi la consommation par tête et par an, est passée de 2,7 kg en 1970, à 6 kg en 1978 pour atteindre 8 kg dans les années 90 (Rouibah, 1989). Le déficit enregistré est compensé par les importations qui sont estimées à 90% de notre consommation.

### 1-1- Origine et historique du pois chiche (*Cicer arietinum* L.):

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est originaire du Sud Est de la Turquie (Ladisinsky, 1975) et le Nord Est de la Syrie (Staginnus et *al.*, 1999) . Il a été cultivé pour la première fois à environ 7000 – 8000 avant Jésus- Christ (Sharma et Muehlbauer, 2007 ; Staginnus et *al.*, 1999) . Le nom *Cicer* est originaire du latin, dérivé du mot grec « *Kikus* » qui désigne fort ou solide (Singh et Diwakar, 1995). Duschak, (1871) a signalé que l'origine du mot *Cicer* est Hébreu « *Kirkes* », où le mot « *Kikar* » désigne rond. Le mot « *arietinum* » est aussi latin, traduit du mot grec « *Krios* », une allusion de la forme des graines qui ressemblent à la tête de bélier (Van Der Maesen, 1987). Le pois chiche est appelé garbenzo en espagnol, Kichar en allemand, chana en Hindi et chickpea, gram ou bengal gram en anglais (Singh et Diwakar, 1995), il est appelé « *nakhut* » ou « *nohut* » en Turquie, Roumanie, Bulgarie et Afghanistan (Van Der Maesen, 1987).

Le pois chiche a été utilisé en alimentation et en médecine par Homer dans l'Illiade (1000- 800 avant JC) à Rome, en Inde et dans la littérature européenne du moyen âge (Van Der Maesen, 1972). La culture a été propagée avec le groupe fondateur de l'agriculture fertile vers l'Europe et l'Asie de l'Ouest depuis 5500 avant JC (Harris, 1998 ; Harlan, 1992). Le pois chiche a été disséminé depuis ce temps pour devenir une culture importante des environnements subtropicaux et la région méditerranéenne (Muehlbauer et Rajesh, 2008 ; Kumar et Abbo, 2001 ; Zohary et Hopf, 2000). Les pois chiches de types *Kabuli* ont été transféré vers l'Inde depuis la région méditerranéenne dans le 18<sup>ème</sup> siècle et les types *Desi* ont été importé au Kenya par les émigrés

indiens durant le 19<sup>ème</sup> siècle (Van Der Maesen, 1972). Le pois chiche a été transféré vers les deux Amériques par les espagnols et les portugais (Muehlbauer et Rajesh, 2008).

## **1-2- Classification et caractères botaniques de *Cicer arietinum* :**

### **1-2-1- Classification et Taxonomie de *Cicer arietinum* :**

Le nom scientifique du pois chiche est *Cicer arietinum* L. Il se divise en quatre sous-espèces : *orientale*, *asiaticum*, *mediterraneum* et *enrasiaticum*.

Il appartient à l'embranchement des *Spermatophytes*, au sous embranchement des *Angiospermes*, à la famille des *Fabaceae* ou légumineuses ; comptant plus que 700 genres et 11800 espèces (Polhill et Raven, 1981). Le genre *Cicer* L. comptant 44 espèces (Yadav et al., 2007), 9 espèces annuelles et 35 espèces pérennes. Ces espèces sont divisées en quatre (04) sections : *Monocicer*, *Chamaecicer*, *Polycicer* et *Acanthocicer* (Van Der Maesen, 1987 ; Valcillova et al., 2002). Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) appartient au genre *Cicer* à la classe des dicotylédones, à la sous-classe des dialypétales, à l'ordre des Rosales, à la famille des *Fabaceae*, et la sous-famille des *Papilionaceae*, au Règne *Plantae* et à la section *Monocicer* (Bock, 2009 ; Yadav et al. , 2007 ; Staginnus et al. , 1999 ; Singh et Diwakar, 1995 ; Moreno et Cubero, 1978). L'espèce est *Cicer arietinum* L. et le nom commun pois chiche (in Saiah, 1991).

### **1-2-2- Caractères botaniques:**

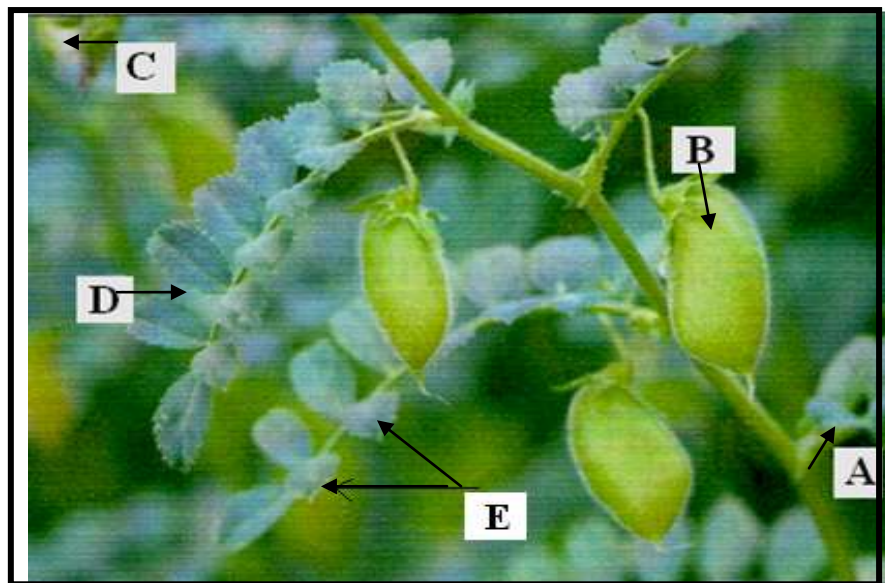
Le pois chiche est une plante annuelle, herbacée, diploïde ( $2n = 16$  chromosomes) avec des branches diffusées et propagées (Muehlbauer et Rajesh, 2008 ; Yadav et al., 2007 ; Staginnus et al. , 1999 ; Labdi et al. , 1996), autogame, présentant moins de 1% d'hybridation naturelle (allogamie). La tige anguleuse et velue d'une hauteur de 30 à 80 cm selon la variété, la date de semis et la fertilité du sol (Braune, 1988).

Le système racinaire présente un pivot développé mais faible, pouvant aller jusqu'à un mètre (1 m) de profondeur (Braune, 1988).

Les racines portent des nodosités fixatrices d'azote, notamment dans les 30 premiers centimètres du sol (Braune, 1988 et Mazliak, 1974). La fixation de l'azote se fait grâce à des bactéries spécifiques du pois chiche (*Rhizobium cicerii*) (Tillard, 1988).

Les feuilles présentent un nombre de folioles impaires. Chacune d'elles compte de 7 à 17 folioles ovales et dentées (Ayadi T, 1986) (Fig.1).

L'inflorescence est une grappe, les fleurs sont irrégulières, typiques en papillon d'où le nom donné à la famille des papilionacées. Elle possède 5 sépales, 5 pétales libres, 2 étamines soudées, 1 étendard et 2 ailes.



**Fig.1** : Morphologie d'une plante de pois chiche (*Cicer arietinum* L.): (A) tige feuillée (B) gousse (C) fleur de couleur Blanche (D) feuille composée de 15 folioles (E) folioles (Anonyme, 2005).

### 1-3- Les caractères agronomiques:

#### 1-3-1- Les exigences climatiques :

Le pois chiche se cultive entre 20 °N et 40 °N dans l'hémisphère nord, et à petite échelle entre 10 °N et 20 °N, ces environnements diffèrent dans la photopériode, la température et les précipitations (Singh et Diwakar, 1995)

##### 1-3-1-1- La température :

Les graines du pois chiche germent à une température optimum de 28 à 33 °C (Singh et Diwakar, 1995 ; Covelle et al. , 1986). Le pois chiche souffre dans les environnements chauds (35 °C – 38 °C jour/ nuit) (Lopez – Bellido et al., 2004) Selon Nielson,( 2001), des températures supérieures à 32 °C limitent le rendement en grains du pois chiche en accélérant sa maturité . De même, les températures élevées de la floraison à la maturité des variétés à semi retardés conduit à la réduction de la taille des graines et du rendement (Lopez – Bellido et al., 2004) .

### 1-3-1-2- La pluviométrie :

Peu de besoins en eau, résistant assez bien au stress hydrique, le pois chiche ne demande qu'une pluviométrie moyenne (Singh et Diwakar, 1995 ; Singh et Bushan, 1979). Le pois chiche est cultivé principalement comme culture de précipitations (en hiver dans les climats subtropicaux et en printemps dans la région méditerranéenne et les climats tempérés).

### 1-3-1-3- La lumière :

Le pois chiche est une plante de jour long, mais fleuri dans toutes les photopériodes (Smith – son et *al.*, 1985 ; Summerield et *al.*, 1979). La plupart des légumineuses à graines sont des plantes qui préfèrent le soleil et réagissent à l'ensoleillement en fournissant un grand rendement (Vincent et Gregory, 1974). Il a été aussi rapporté que l'intensité de la lumière et la durée d'éclairement sont des facteurs importants pour la nodulation et la fixation de l'azote (Lie, 1971).

### 1 -4- Cycle et saison de la culture du pois chiche :

Dans le bassin méditerranéen, le pois chiche est considéré comme une culture de printemps. La plante se développe vigoureusement et complète son cycle évolutif en 4 mois (El-Aoufir, 2001). C'est une plante rustique comme pour sa résistance à la sécheresse, grâce à son enracinement profond elle peut supporter les sols secs et peut se développer dans les zones à faible pluviométrie. Le pois chiche est habituellement cultivé au printemps en raison de sa sensibilité à *Ascochyta rabiei*, agent inducteur de l'anthracnose et au froid (El -Aoufir, 2001).

Certains cultivars sont toutefois capables de supporter de basses températures qui atteignent -8°C sans qu'ils ne soient affectés, à condition que ces basses températures soient de courte durée.

Certains cultivars du pois chiche à maturité précoce peuvent compléter leur cycle de vie dans 65 jours. Cependant les cultivars à maturité tardive exigent environ 120 jours.

Les variétés du pois chiche cultivées en hiver peuvent demander plus que 180 jours de la date de plantation jusqu'à la maturité (Muehlbauer et Rajesh, 2008 ; Sihem et Nawal, 2010).

### 1-5-Types de cultivars chez le pois chiche :

L'espèce *Cicer arietinum* L., présente une variabilité phénotypique et génotypique, ce dernier les divise en 2 types, *Kabuli* et *Desi* (Singh, 1985). Les pois chiche de type *Desi* sont cultivés dans le Sud de l'Asie où il représente la majorité de la production. Cependant les types *Kabuli* dominent la production dans la plupart des autres régions et spécialement dans l'hémisphère Ouest (Muehlbauer et Rajesh, 2008). Les deux sont destinés à la consommation humaine (Malhotra et al., 1987 ; Muehlbauer et Singh, 1987).

#### 1-5-1- Macrosperma (Type *Kabuli*) :

Ce type est cultivé dans la région méditerranéenne (Ohri et Pal, 1991) et couvre 15 % de la surface réservée au pois chiche (Babar et al., 2009 ; Muehlbauer et Rajesh, 2008 ; Singh et Jauhar , 2005 ; Singh et al., 2006 ; Singh et Diwaka, 1995).

#### 1-5-2- Microsperma (Type *Desi*) :

Il est cultivé principalement dans le subcontinent Indien (Ohri et Pal, 1991) et compte environ 85 % de la surface du pois chiche, il a souvent une petite forme (Erlar et al., 2009 ; Babar et al., 2009 ; Singh et Jauhar, 2005 ; Iruela et al., 2002 ; Singh et Diwakar, 1995 ; Singh, 1985). Quelques auteurs ajoutent un troisième type qui est le type *Culabi* qui se caractérise par des graines lisses, de couleur claire, ressemblant au pois, mais avec un bec caractéristique (Braun et al., 1988).

### 1-6- Répartition géographique, aire de culture et de production du pois chiche dans le monde:

Le pois chiche est cultivé dans 49 pays (Chakraborti et al., 2006) et dans les 5 continents, ce qui le rend le 2<sup>ème</sup> légume sec dans le monde (17.1 % du total) après le petit pois ( *Pisum sativum* L.) (Berger et al., 2003). Il se cultive dans les régions semi arides et tropicales (Staginnus et al., 1999).

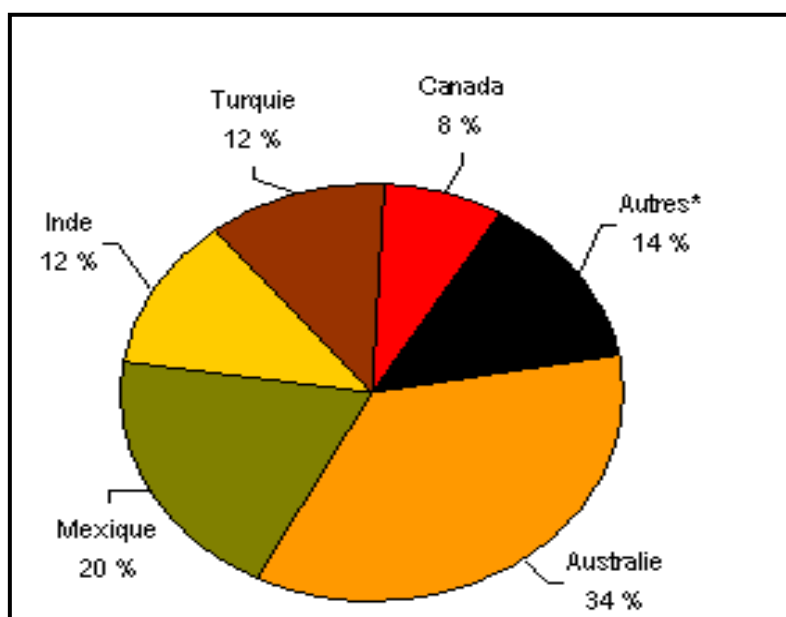
Le tableau suivant (Tab.1) montre les principaux pays producteurs de pois chiche dans le monde.

**Tableau 1** : Principaux pays producteurs de pois chiche dans le monde (campagne 2007- 2008)

Pays	Production (tonnes)
Inde	5.970.000
Pakistan	842.000
Turquie	523.553
Australie	313.000
Iran	310.000
Myanmar	225.000
Canada	215.000
Ethiopie	190.000
Mexique	165.000
Iraq	85.000

Source : FAO\*, Statistiques, 2010.

La figure suivante (Fig.2) montre les pays exportateurs de pois chiche dans le monde (Anonyme, 2010).

**Fig.2** : Exportations mondiales de pois chiche

Source : Glogal Trade Atlas, mai 2010.

\*FAO : Food and Agriculture Organization, Rome, Italie.

La superficie de la culture du pois chiche dans le monde est de 11,67 millions d'hectares et sa production totale avoisine 9,31 millions de tonnes avec un rendement moyen de 800 kg/ha (FAO, 2007). L'Asie est le continent le plus important dans la production du pois chiche avec plus de 90 % de la surface totale et de la production mondiale (Bahar et al., 2009). L'Inde représente le plus grand pays producteur avec une production estimée à près de 6 millions de tonnes par an et recouvre plus de la moitié de la production mondiale (Muehlbauer et Rajesh, 2008).

### 1-7- Situation du pois chiche en Algérie:

En Algérie les espèces de légumineuses alimentaires les plus cultivées sont la lentille (*Lens culinaris* L.), le pois chiche (*Cicer arietinum* L.), le pois (*Pisum sativum* L.), la fève (*Vicia faba* L.) et l'haricot (*Phaseolus* L.). Les légumineuses alimentaires ont reçu beaucoup d'attention de la part des services agricoles pour augmenter les superficies et améliorer les niveaux de rendements. Cependant les résultats obtenus n'ont pas été à la hauteur des efforts consentis (Bouzerzour et al., 2003).

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) en Algérie, vient en seconde place après l'haricot avec une superficie de 14.6 % et occupe la troisième place 15.6 % en production. Cependant, les productions n'ont pas évolués au contraire, elles ont régressé pour atteindre les niveaux les plus faibles dans le monde (4 qx/ha) (Mehrez et al., 2010 ; Abdelguerfi et al., 2001).

Malheureusement, peu d'intérêt est porté à la variabilité qui caractérise le pois chiche. Les instituts de recherches ont sélectionnées 20 cultivars du pois chiche dont 9 sont en multiplication (Bouzerzour et al., 2003). Compte tenu du fait que l'Algérie ne fait pas partie de l'aire de distribution de genre *Cicer*, on définit le pois chiche local comme tous cultivars ou variétés introduits par de nombreuses civilisations, au fil du temps ces cultivars se sont adaptés à certaines conditions édapho-climatiques. Contrairement au pois chiche local qui est très hétérogène, à caractères génétiques inconnus et peu utilisé, celui introduit est généralement homogène, à caractères génétiques connus et commercialisés à grande échelle (Abdelgherfi et al., 2000). Parmi les variétés les plus cultivées en Algérie on trouve les variétés ILC-3279 (Chetoui 1) et ILC- 482 (Chetoui 2) introduites par l'ICARDA en 1988.

**1-7-1- Intérêt cultural et importance des légumineuses en Algérie :**

L'espèce *Cicer arietinum* L. est connue en Algérie depuis de plusieurs années (Labdi, 1990), elle occupe une grande place dans les habitudes alimentaires de la population algérienne (soupes, sauces, plats,...) (Abdelgherfi et al., 2001). Avec l'augmentation de la demande, les autorités nationales ont recours à l'importation (Labdi, 1990). En Algérie, les espèces cultivées de légumineuses alimentaires ont bénéficié de peu d'intérêt dans le domaine des ressources phylogénétiques, les espèces du pois chiche, lentille, haricot sec et pois sec locaux en Algérie présentent des intérêts non négligeables (Abdelgherfi et al., 2001).

En Algérie, les légumineuses alimentaires sont utilisées dans la rotation avec les céréales car elles enrichissent le sol en azote, ils sont aussi cultivées parce qu'elles constituent une importante source protéique susceptible de remplacer les protéines animales difficilement accessibles pour une large couche de la population, (Melakhssou, 2007). La place des légumineuses alimentaires dans le système agraire n'a pas toujours été importante, leur superficie totale entre 1993- 2002 avoisine 82.301 hectares. Les espèces les plus cultivées par ordre d'importance sont : la fève et les féveroles, le pois chiche et le pois sec. Les rendements moyens enregistrés pour ces trois espèces sont très faibles, de l'ordre de 3 à 5 qx/ ha entre 1993- 2002 (Tab. 2).

**Tableau 2 :** Légumineuses alimentaires cultivées en Algérie, superficie, production et rendement (Moyenne 1993 - 2002) :

Cultures	Superficies		Production		Rendement ( Qx/Ha )
	Ha	%	Qx	%	
Fève/ Féverole	40299	48.96	207042	50.27	5.13
Pois chiche	30487	37.04	161799	39.28	5.30
Pois sec	8627	10.48	29793	7.23	3.45
Lentilles	1271	1.54	5021	1.22	3.95
Haricot sec	1240	1.50	6480	1.57	5.22
Gesse	377	0.64	1732	0.42	4.59
Total	82301	100	411867	100	5.00

Source : (M. A : Ministère de l'Agriculture, 1993-2002).

**1-7-2- Aire de culture et production du pois chiche en Algérie :**

On connaît 4 zones principales de culture du pois chiche en Algérie (in Benzohra, 2009) Le tableau 3 montre les principales zones de culture actuelles en Algérie.

**Tableau 3:** Principales zones de culture du pois chiche en Algérie (in Benzohra, 2009).

Zones	Pluviométrie Moyenne (mm /an)	Localisation
- Plaines littorales et sub – littorales	Supérieure à 600 mm	Alger–Guelma-Annaba
- Plaines d’altitude (700 à 900 m)	Entre 500 et 600 mm	Tiaret – Médéa
- Hautes plaines telliennes	Entre 400 et 600 mm	Sidi Belabes – Sétif - Constantine–Tissemsilt
- Plaines basses Telliennes	Entre 400 et 500 mm	AïnTémouchent– Chlef-Relizane

**Tableau 4 :** Evolution des superficies, productions, rendement et semences du pois chiche en Algérie durant les campagnes 1998 – 2008 :

Années	Superficies (Ha)	Production(tonne)	Rendement(Kg/ Ha)	Semences (tonnes)
1998	29550	18143	6139	1386
1999	27720	13070	4715	9
2000	19480	6661	3419	964
2001	19290	12312	6382	966
2002	19330	14971	7744	1142
2003	22850	19102	8359	1153
2004	23079	16367	7091	1167
2005	23348	13727	5879	1062
2006	21252	12706	5978	1034
2007	20681	14294	6911	1000
2008	20000	15000	7500	1000

**Source :** FAO, (Statistiques, 2010).

Parmi les variétés locales, qui étaient cultivées en Algérie jusqu’à l’année 1988 : Abdellys, Sebdu, Aïn Témouchent et Rabat 9 (Tab.5) les deux dernières variétés sont appréciées par leur :

- Qualité des grains (gros grains, relief léger).
- Rusticité : elles sont du type de printemps et s’adaptent bien aux conditions locales.

Leur potentiel s'exprime bien dans les zones assez bien arrosées et chaudes (Anonyme, 1988).

**Tableau 5** : Principales variétés cultivées en Algérie (Anonyme, 1988) :

Variétés	Origine	Aptitudes	Aire de la culture
Ain Témouchent	Obtenu à Ain Témouchent en 1948	-Port étalé -Semi précoce -Bonne Vigueur	Cultivée dans toutes les zones.
Rabat 9	Introduite du Maroc et Sélectionnée en Algérie	-Port étalé -Semi tardive -Bonne Vigueur	Toutes les zones
Sebdou	Locale	-Port étalé -Semi Précoce -Vigueur moyenne	Tlemcen, Sidi Bel Abbès
Abdellys	Locale	-Port érigé -Semi précoce	Toutes les zones notamment Tlemcen
ILC 482	Turque, introduite de Syrie	-Port érigé -Précoce -Bonne vigueur -Assez bonne valeur culinaire	Sétif, Tiaret et Sidi Bel Abbès
ILC 3279	Russe, introduite de Syrie	-Port très érigé -Tardive -Très bonne vigueur -Valeur culinaire assez bonne	Toutes les zones
Nec 105	Introduite de Syrie	-Port semi - étalé -Assez Précoce -Vigueur moyenne -Valeur culinaire bonne	Sidi Bel Abbès et Sétif

## 1-8- Intérêt du pois chiche :

### 1-8-1- Intérêt économique :

Les légumineuses alimentaires constituent un composant important du régime alimentaire, spécialement dans les pays sous développés où elles représentent environ 90 % de la consommation globale (Hassan, 2006).

Le tableau ci-dessous représente la production et le rendement du pois chiche en comparaison avec d'autres cultures (campagne 2004 - 2005) (FAO, 2005) (Tab.6).

**Tableau 6 :** Rendement et Production mondiale du pois chiche en comparaison avec d'autres cultures (campagne 2004 - 2005) (FAO, 2005) :

Cultures	Rendements (Kg/Ha)	Production (Mt)
Mais	4.707	692.034.184
Blé	2.898	626.466.585
Riz	4.004	614.654.895
Soja	2.292	209.531.558
Arachides	1.447	36.492.147
Haricots	1.709	25.419.286
Petit pois	1.757	20.721.735
Pois chiche	0.818	9.172.530
Lentille	1.007	4.031.837

### 1-8-2- Intérêt agronomique :

La capacité symbiotique que possède le pois chiche d'utiliser l'azote atmosphérique pour sa croissance, le rend comme culture préférable de l'agriculture durable en réduisant la dépendance aux fertilisants azotés (Babar et *al.*, 2009 ; Khan et *al.*, 2009 ; Hassan, 2006 ; Flandez- Galvez et *al.*, 2003). Il a été également rapporté que cette culture réduit l'inoculum potentiel des maladies racinaires d'origines tellurique (Flandez- Galvez et *al.*, 2003).

### 1-8-3- Intérêt alimentaire (nutritionnel) :

Le pois chiche a une importance économique significative. Ces pailles ont une valeur de fourrage en comparaison avec les autres pailles communément utilisées pour l'alimentation du bétail (Rekha et Thiruvengadam, 2009 ; Malhotra et *al.*, 2000). Le pois chiche constitue une source très importante de protéines végétales qui peuvent corriger le déficit en protéines animales (Ben Mbarek et *al.*, 2009 ; Rekha et Thiruvengadam, 2009 ; Chérif et *al.*, 2007 ; Hassan, 2006 ; Singh et Singh, 1992) .

Le pois chiche est une bonne source de carbohydrates et des protéines qui constituent ensemble environ 80 % du poids sec de la graine. L'amidon est le principal carbohydrate chez le pois chiche. Les acides gras majeurs chez le pois chiche sont les acides : linoléique, oléique et palmitique (Ling et Robinson, 1976).

Le tableau suivant montre la composition des principaux éléments du pois chiche (Tab. 7).

**Tableau 7:** Composition chimique des principaux éléments du pois chiche par rapport à d'autres cultures (g/kg MS):

Constituants	Pois chiche	Pois	Blé
Matières azotées totales	244	250	129
Lysine	15,7	18,58	3,7
Méthionine	2,8	2,5	2,1
Cystine	3,6	3,7	3,2
Thréonine	8,3	9,6	4
Tryptophane	-	2	1,6
Amidon	464	500	585
Cellulose	40	61	28
Minéraux	34	40	19
Phosphore	3,9	5	3,9
Calcium	1,7	0,9	0,7
Matières grasses	47	18	24

**Source :** Anonyme, 2006.

### 1-9- Problèmes phytosanitaires de la culture du pois chiche :

#### 1-9- 1- Contraintes abiotiques:

Les principales contraintes abiotiques qui influent sur le pois chiche sont :

**1-9-1-1- Le froid :** C'est une contrainte qui affecte la vitalité des plantes (Zuang, 1984).

**1-9-1-2- La sécheresse prolongée :** l'irrégularité aussi bien que la faiblesse de la pluviométrie limitent la production du pois chiche.

**1-9-1-3- Le vent et la forte humidité :** ces deux contraintes favorisent le développement de la maladie dite anthracnose (Goodwin, 2005).

**1-9-1-4- Le sol trop calcaire :** la productivité du pois chiche est directement réduite par les effets du calcaire sur les plantes et sur les propriétés physiques et chimiques du sol (Zuang, 1984).

#### 1-9-2- Contraintes biotiques :

Dans plusieurs pays, la production du pois chiche est limitée par l'action de plusieurs facteurs de stress dont les plus importants restent les maladies causées par une large gamme d'organismes phytopathogènes, comprenant des champignons, des bactéries, des virus (Nene, 1980 ; Haware et *al.*, 1986). Parmi les nombreux organismes nuisibles qui réduisent la croissance et la production du pois chiche, les agents responsables de l'anthracnose, de la pourriture racinaire et du flétrissement (Rekha et Thiruvengadam, 2009 ; Flandez- Galvez et *al.*, 2003).

En effet plus de 50 pathogènes ont été recensés sur le pois chiche dans différentes régions du monde. Selon les pertes économiques occasionnées à la culture, l'antracnose due à *Ascochyta rabiei* est de loin les plus importantes, suivies par *Fusarium oxysporum f.sp.ciceri* (Tab.8) (Nene et Reddy, 1988).

**Tableau 8:** Les principales maladies fongiques chez le pois chiche: (in Tlemsani M, 2010)

Maladies	Agents responsables	Références
Antracnose	<i>Ascochyta rabiei</i> (Pass.) Labr	(Merzoug et al., 2009 ; Chérif et al., 2007 ; Mazur et al., 2004 ; Singh et al., 1998 ; Singh et al., 1994 ; Susanne et Wolfgang, 1990 ; Singh, 1990 ; Haware et al., 1986).
Pourriture sèche	<i>Rhizoctonia sp.</i>	(Merzoug et al., 2009 ; Mazur et al., 2004 ; Rouibah , 1989 ; Trapero-Casas et Jimenez-Diaz, 1985 ; Singh et Mehrotra, 1980).
Pourriture noire	<i>Fusarium oxysporum f.sp.Pisi</i>	(Merzoug et al., 2009 ; Mazur et al., 2004 ; Rouibah , 1989 ; Trapero-Casas et Jimenez-Diaz, 1985).
Flétrissement vasculaire	<i>Fusarium oxysporum f.sp.Ciceri</i>	(Merzoug et al., 2009 ; Chérif et al., 2007 ; Mazur et al., 2004 ; Singh et al., 1998 ; Singh et al., 1994 ; Trapero-Casas et Jimenez- Diaz, 1985 ; Mani et Sethi, 1984).
Pourriture racinaire noire	<i>Fusarium solani</i> (Mart) Sacc.	(Merzoug et al., 2009 ; Mazur et al., 2004 ; Trapero-Casas et Jimenez- Diaz, 1985 ; Mani et Sethi, 1984).
Pourriture du collet	<i>Sclerotium rolfsii</i> Sacc.	(Chérif et al., 2007 ).
Fonte de semi	<i>Pytium debaryanum</i> Hesse, <i>Pytium irregulare</i> Buisman, <i>Pytium ultimum</i> Trow	(Kaiser et Hannan, 1983 ; Trapero Casas et al ., 1990).
Pourriture racinaire	<i>F.acuminatum</i> , <i>F. arthrosporioides</i> , <i>F. avenaceu</i> , <i>F.solani.f.sp.Eumartii</i> .	(Merzoug et al., 2009).
Complexe du flétrissement	<i>F.oxysporum f.sp.Ciceri</i> , <i>F.solani</i> , <i>Verticilium albo-atrum</i> , <i>Rhizoctonia bataticola</i> et <i>R.solani</i> .	(Fahim et al., 1987 ; Trapero-Casas et Jimenez-Diaz, 1985 ; Grewal, 1982).

### 1-9-2-1- Problèmes phytosanitaires du pois chiche en Algérie :

Le pois chiche peut être attaqué par de nombreux parasites. Cependant, tous ne sévissent pas en Algérie et tous n'ont pas le même impact sur la culture. Nous allons donner un rapide aperçu de ceux que l'on rencontre fréquemment dans les cultures en Algérie. Parmi les principales maladies du pois chiche, on rencontre l'antracnose, la pourriture racinaire et le flétrissement (Ben Freha et *al.*, 2010 ; Merzoug et *al.*, 2009 ; Chongo et *al.*, 2004 ; Zaim, 2007 ; Bekkar, 2007 ; Pande et *al.*, 2007 ; Labdi, 1990 ; Tlemsani, 2010).

#### 1-9-2-1-1- Les maladies fongiques :

##### 1-9-2-1-1-1- L'antracnose :

Cette maladie est causée par *Ascochyta rabiei*, ce champignon est transmis par les semences (Haware et *al.*, 1986), mais peut se maintenir pendant deux ans dans les résidus de cultures si les conditions climatiques lui sont favorables (température allant de 9 à 29 °C et fortes hygrométries) (Pande et *al.*, 2007). Les symptômes caractéristiques sont la présence de taches brunâtres à rougeâtres avec un halo clair au centre, présentant des points noirs de taille variable sur feuilles, même les tiges et les gousses peuvent être atteintes en présentant les mêmes symptômes (Markell et *al.*, 2008 ; Haware et *al.*, 1986).

##### 1-9-2-1-1-2- Pourriture racinaires :

On distingue deux types de pourritures sèche et noire :

###### ➤ Pourriture sèche :

Elle fut citée la première fois en Inde, dont l'agent causal est le genre *Rhizoctonia* spp. Selon Nene et *al.* (1981), d'autres espèces sont responsables de pourritures. Cependant, ces dernières années, ces espèces sont beaucoup moins fréquentes par rapport au genre *Rhizoctonia*. D'après Rouibah, (1989), cette maladie débute par un dessèchement brusque de la plante, qui évolue du bas vers le haut, les feuilles prennent une couleur jaune pâle, alors que les racines se dessèchent et deviennent facilement cassables.

###### ➤ Pourriture noire :

Selon, Nene et Reddy, (1987) et Trapero et Jimenez – Diaz, (1985), ce genre de pourriture est causé par *Fusarium oxysporum* f.sp. *pisi*.

Cette maladie se caractérise par des symptômes au niveau des organes aériens, similaires à ceux du flétrissement, tandis qu'au niveau des organes souterrains on distingue une pourriture noire sans décoloration du système vasculaire (Alvarez et Briner, 1987).

#### **1-9-2-1-1-3- Flétrissement :**

Le flétrissement est la conséquence d'un complexe de plusieurs agents pathogènes du pois chiche, plusieurs auteurs signalent notamment le *F. oxysporum* f.sp. *ciceri*, *F. solani*, *Verticillium albo-atrum*, *Rhizoctonia bataticola* et *R.solani* (Labdi, 1990 ; Fahim et al., 1987 ; Trapero et Jimenez- Diaz, 1985 ; Grewal, 1982).

D'autres auteurs tels que Alvarez et Moreno, (1984) ; Allen, (1983) ; Nene et al., ( 1981) et Haware, ( 1990) ont signalés que le terme « complexe de flétrissement » définit deux maladies bien distinctes, le flétrissement et les pourritures racinaires. Selon Jimenez – Diaz et al., ( 1989), les pertes annuelles dues à ces deux types de maladies sont estimées à environ 10 millions de dollars. En Tunisie, le flétrissement a entraîné la destruction de la moitié de la récolte en 1982- 1983 (Rouibah, 1989).

#### **1-9-2-1-2- Principales maladies virales :**

Le virus de l'enroulement des feuilles du pois chiche (P. L. R .V) est considéré comme l'agent principal du rabougrissement du pois chiche, ses symptômes au champ se traduisent par des taches jaunes, oranges ou brunes, des tiges brunes et des folioles sont courtes (Nene et al., 1991).

#### **1-9-2-1-3- Les maladies bactériennes :**

Chez la culture du pois chiche, on rencontre souvent une seule bactérie, qui peut attaquer cette culture, il s'agit de *Xanthosomas compestris* pv. *Cassiae*. Elle provoque la pourriture de la plante (ICARDA, 1985).

## *Chapitre II :*

*L'agent pathogène : Ascochyta rabiei ( Pass.) Labr.*

### Présentation de l'antracnose du pois chiche causée par *Ascochyta rabiei* (Pass.) Labr.

#### 2-1-Répartition géographique et importance économique de la maladie :

Le pois chiche est une légumineuse qui ne supporte ni le froid, ni la sécheresse. L'humidité est un facteur favorisant le développement des maladies. Cette plante se trouve aussi confrontée à des attaques par beaucoup de parasites (bactéries, champignons, virus et nématodes) dont le principal est *Ascochyta rabiei*, un champignon provoquant l'antracnose du pois chiche. Cette maladie a été signalée dans plusieurs pays y compris en Algérie où elle a une large répartition

L'antracnose du pois chiche causée par l'agent pathogène *Ascochyta rabiei* (Pass.) Labr. est la plus importante maladie foliaire sur cette culture (Singh et Reddy, 1990). Elle a été signalée dans tous les pays producteurs de pois chiche, dans les zones à humidité élevée et à pluviométrie supérieure ou égale à 150mm avec des températures comprises entre 15 et 20°C (Jan et Weisse, 1991 ; Weisse, 1995).

Ces pays se situent à l'Ouest de l'Asie, en Afrique du Nord, au Sud-Est de l'Europe et dans la région Nord de l'Inde et du Pakistan (Anonyme, 1986 ; Singh et Reddy, 1990), aux Etats-Unis (Guzman et al., 1995), ainsi qu'en Australie (Khan et al., 1999). Les pertes occasionnées par ce pathogène sont différentes d'un pays à un autre, pouvant atteindre jusqu'à 100 pour cent (Singh et al., 1998 ; Singh et Reddy, 1990).

Au Maroc, les pertes ont atteint 97 pour cent en 1972, avec un rendement moyen de 0.2 qx/ha, alors que dans les conditions normales, le rendement était estimé à 6.5qx/ha (Jenati et Schuller, 1977).

En Tunisie, cette maladie cause des chutes de rendement de l'ordre de 40 pour cent (Jerbi et al., 1978), alors qu'en Algérie, Laumont et Chevassus (1956) rapportèrent que des dégâts très importants allant jusqu'à l'anéantissement des plantes, ont conduit à l'abandon de ces cultures.

Aussi, il a été rapporté, qu'à cause de cette maladie, la moyenne nationale des rendements en Algérie, ne dépassait pas trois (03) quintaux à l'hectare (Anonyme, 1989).

En Algérie la maladie a été signalée depuis longtemps. Durant cette dernière décennie, des travaux de recherche sont menés par l'Institut Technique des grandes cultures (ITGC) sur le problème de l'antracnose, en collaboration avec le département de botanique (INA, El-Harrach) Djaoui (1986) ; Zaatri (1987) et Djellali (1988), Boukerma (1991) et Ouaret (1993), ont apporté leurs contributions à la connaissance de la variabilité du pouvoir pathogène de *Ascochyta rabiei*, et à la résistance variétale de ce champignon en conditions contrôlées.

Les dégâts causés par cette maladie peuvent atteindre 100 % de la culture en quatre à sept jours (Janati, 1976).

En Algérie, les pertes peuvent aller jusqu'à 100% pour les cultures sensibles lorsque les conditions de développement de la maladie sont favorables (Anonyme, 1989).

L'importance de ces dégâts a fait que l'antracnose du pois chiche est devenue l'un des facteurs majeurs limitant dans les pays producteurs du pois chiche (Kamal, 1981).

Plusieurs rapports qualifient les dégâts provoqués par la maladie dans différents pays, à plusieurs millions de dollars ; elles ont été évaluées à 10 millions de dollars au Maroc pour les années 1979 et 1980 (Labdi, 1990).

L'évaluation des pertes causées par l'antracnose s'avère considérable dans plusieurs pays (Bouazzaoui, 1993) (Tab. 9).

**Tableau 9:** Pertes causées par *Ascochyta rabiei* dans différents pays de culture de pois chiche (Nene et Reddy, 1987).

Pays	Années	Pertes (%)	Références
Bulgarie	1936	20-50	Kovachevski, 1936
Grèce	1957-1958	10-20	Demeterides et al., 1959
Maroc	1971	2-40	Kamal, 1984
Pakistan	1920-1930	50	Luthra et al., 1935
	1936	20-50	Sattar, 1933
	1978-1979	17	Malik et Tufail., 1984
	1979-1980	48	Malik et Tufail., 1984
	1980-1981	Jusqu'à15	Aslam, 1984
	1981-1982	42	Quereshi, 1984 a
Espagne	Après - guerre	20-100	Cubero, 1984
Syrie	1981	5-30	El mott, 1984
	1982	30	ICARDA, 1982
Tunisie	1981	40	Mtaïki et Hamdi., 1984

## 2-2-Taxonomie et caractéristiques de *Ascochyta rabiei*:

La forme asexuée ou imparfaite de l'agent causal de l'antracnose du pois chiche a été la première à être identifiée. Ce champignon du genre *Ascochyta* est caractérisé par des pycnidiospores monocellulaires et un très faible pourcentage de bicellulaires hyalines, appartient

à la subdivision des *Deuteromycotina*, à la classe des Coelomycètes et à l'ordre des Sphaeropsiales, et à la famille des Sphaeropsidaceae (Agrios, 1988).

Ce n'est que vers les années 1936, que Kovachevski découvrit pour la première fois la forme sexuée ou parfaite (téléomorphe) observée sur les débris de cultures, lui attribuant le nom de *Didymella rabiei* (syn. *Mycosphaerella rabiei* Kovachevski) (Hafiz, 1953 ; Hafiz et Astaffort, 1953). Il l'inclut dans la subdivision des Ascomycotina, à la classe des Loculoascomycètes et à l'ordre des Dothidéales.

C'est beaucoup plus tard que d'autres travaux rapportèrent l'existence de cette forme téléomorphe en URSS (Gorlenko et Burshkova, 1958) en Grèce (Zachos et al., 1963), en Espagne (Trapero-casas et kaiser, 1992(b) ; Navas-cortés et al., 1995 ; Trapero-casas et al., 1996), aux Etat-Unis (Kaiser, 1981, Kaiser et Hannan, 1987(b) trapero-casas et kaiser, 1992(b), en France (Ameziane, 1985 ; Kaiser et Hannan., 1987(b), en Turquie (Kaiser et Kusmenoglu, 1997), ainsi qu'en Algérie (Kaiser, 1997).

Récemment, cette forme téléomorphe a été montrée hétérotallique avec deux groupes de compatibilité obtenue en conditions contrôlées et nécessitant le croisement d'isolats hétérotalliques appelés Mat 1 et Mat 2 (Trapero-Casas et Kaiser, 1992(b)).

En effet, il apparaît que pour ce champignon, la reproduction sexuée nécessite le croisement de deux types sexuels complémentaires pour s'accomplir (Kaiser, 1997).

## **2-3- Caractères morphologiques :**

### **2-3-1- Reproduction sexuée :**

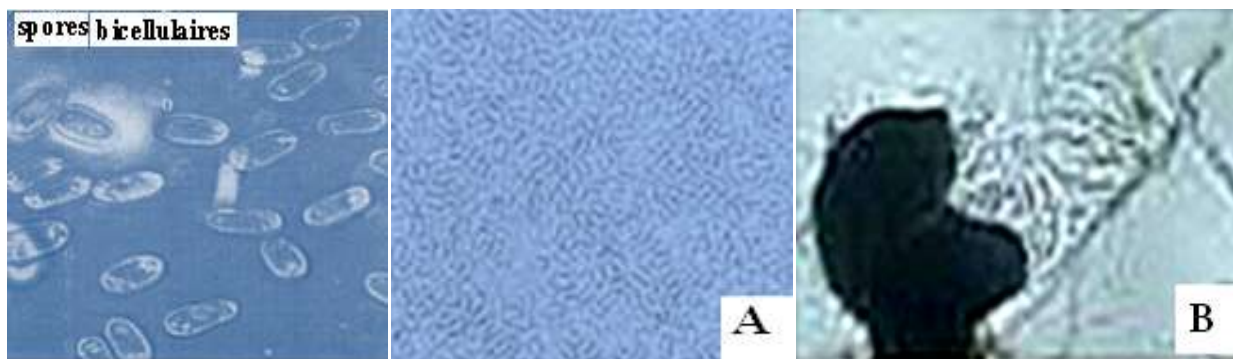
Les périthèces se forment sur les débris de pois chiche et spécialement sur les gousses. Ils sont globuleux ou aplatis ayant une taille de 76 à 152 x 120 à 150 µm, avec un bec et un ostiole légèrement perceptible. Les asques sont cylindriques avec des dimensions de 48 à 70 et 6,7 à 13,7µm. Les ascospores sont ovoïdes et divisés en deux cellules inégales, mesurant 12,5 à 19µm x 6,7 à 7,6µm.

### **2-3-2- Reproduction asexuée :**

Le stade asexué est caractérisé par la production de pycnides renfermant un grand nombre de spores monocellulaires et un faible pourcentage de bicellulaires (Khan et al., 1999).

Les pycnides sont sphériques à globuleuses, leur taille varie de 65 à 245µm de diamètre . Les pycnidiospores sont ovales, allongées, ou légèrement arrondies à l'une ou aux deux

extrémités. Ils sont occasionnellement bicellulaires avec un aspect hyalin (Kaiser, 1992). Leurs dimensions varient entre 8,2 et 10  $\mu\text{m}$  de longueur et 4 à 5  $\mu\text{m}$  de diamètre (Fig. 3).



**Fig. 3:** Caractères microscopiques de *Ascochyta rabiei* (Kaiser, 1997).

**A :** Pycnidiospores

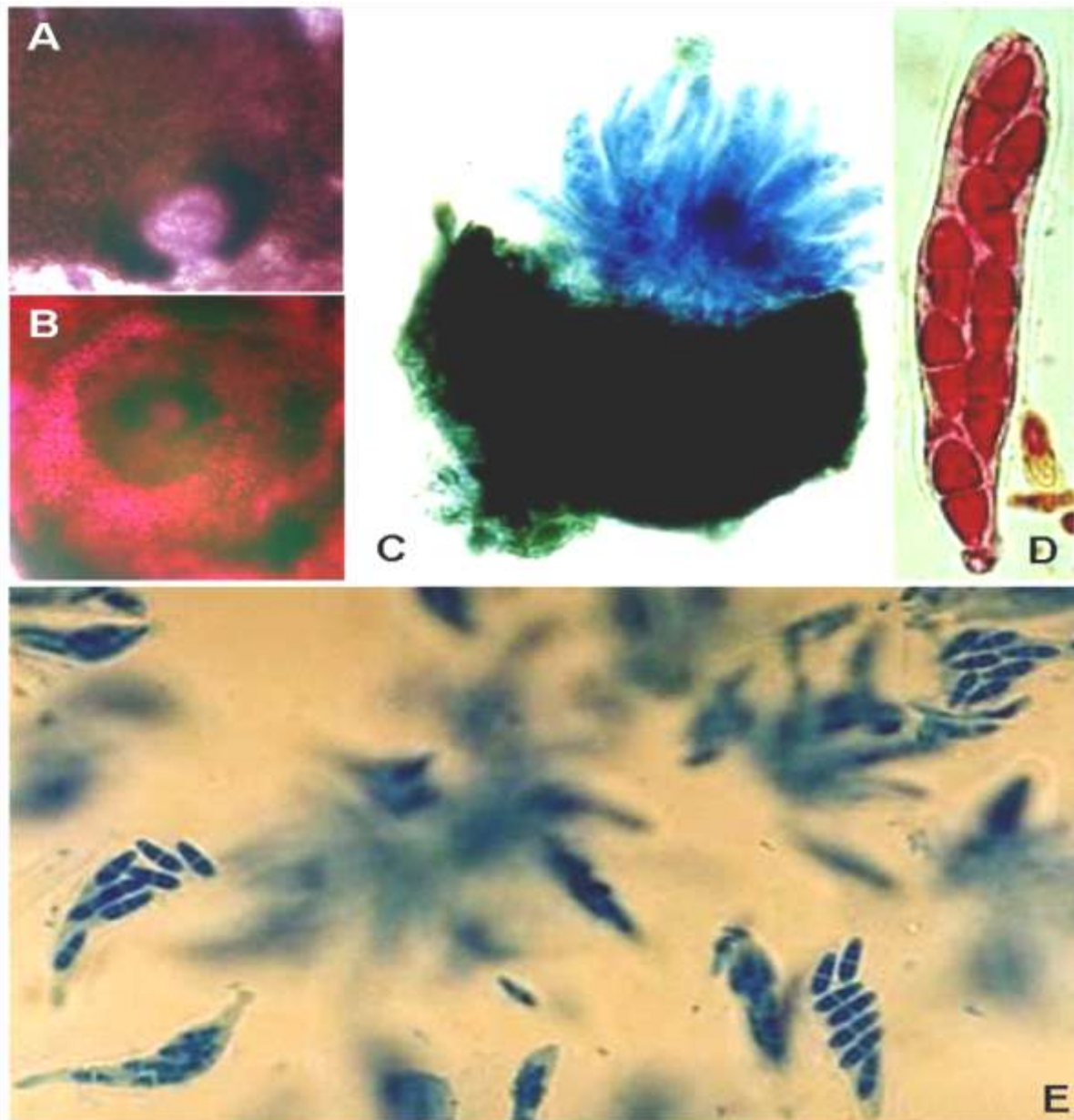
**B :** Pycnides

En effet, *A. rabiei* est reconnu par sa grande variabilité pathogénique, le plus souvent attribuée à la forme sexuée, qui peut créer de nouveaux types de virulence de l'agent pathogène (Zikara-Zine et Bouznad, 2007 ; Sarwar et al., 2000).

Les ascocarpes de *Mycosphaerella rabiei* sont des pseudothèces de couleur brun foncé à noir, subglobeux avec un ostiole et mesurent 120-270  $\mu\text{m}$  de diamètre (Trapero- Casas et Kaiser, 1992 a). Les asques sont cylindriques, bituniqués (deux enveloppes ou murs), et chaque asque porte 8 ascospores, les asques mesurent 50-80 x 10-12  $\mu\text{m}$  (Trapero – Casas et Kaiser, 1992 a), les ascospores sont ovoïdes hyalines et bicellulaires (Akem, 1999), biconiques sur les deux extrémités et mesurent 9,5 -10 x 4,5 - 7  $\mu\text{m}$  (Fig.4) (Trapero-Casas et Kaiser, 1992 a).

Les pseudothèces sur les débris de pois chiche sont visuellement similaires aux pycnides, mais on peut facilement distinguer les ascospores aux pycnidiospores (Punithalingam et Holliday, 1972).

En Algérie, des travaux engagés ont permis de tester plus d'une vingtaine d'isolats. Leur pouvoir pathogène a été caractérisé sur une gamme d'hôtes différentielles. Des réactions obtenues sur cette gamme différentielle indiquent la présence de nouvelles souches plus virulente et confirme l'existence de pathotypes à degrés de virulence différents. Les pathotypes les plus virulents en Algérie sont Téssala et Sidi Belabes. Ces deux pathotypes se rapprochent de la virulence de la race 5 identifiée à l'ICARDA (Bouznad, 1991).



**Fig. 4:** Différentes caractères microscopiques de *Didymella rabiei*  
(Forme sexuée de *Ascochyta rabiei*)

A-B : Pérythèse de la forme sexuée (X 400).

C : Pseudothèque avec des asques (X400).

D : Asque avec des ascospores (X1000).

E : Observation générale de la forme sexuée (asques avec ses ascospores libres) (X 400). (Azza Rahime et Mohamed Chérif, 2006).



*Ascochyta rabiei* : colonie sur milieu CDA

**Fig.5:** Colonies du champignon sur milieu gélosé, présentant différentes formes macroscopiques de *Ascochyta rabiei* (Benzohra, 2009).

#### 2-4-Symptomatologie :

##### Définition :

Le terme anthracnose a un sens imprécis en pathologie végétale, Roger 1958 puis Messiaen et Laffont en 1963 (in Bouznad, 1989) désignent par « anthracnose » des altérations nécrotiques brunes ou noires, de forme quelconque mais d'étendue limitée pouvant affecter les parties aériennes de la plante.

L'origine étymologique du terme « anthracnose » vient du mot grec 'anthrax'= Ulcère et de 'nose'= maladie.

Plusieurs auteurs ont décrit les symptômes de l'anthracnose du pois chiche (Labrousse, 1930 ; Ameziane, 1979 ; Khune et Kapoor, 1980 ; Khairallah, 1984 ; Nene, 1981).

Toutes les parties aériennes de la plante sont susceptibles d'être attaquées et pendant tout le cycle végétatif (Adib, 1995).

Les symptômes se manifestent sur les organes suivants :

##### ➤ Symptômes sur feuilles:

Le champignon provoque des taches d'abord blanchâtres à contours irréguliers qui brunissent après un certain temps, montrant des pycnides sous formes de points noirs disposées en cercles concentriques de 2 à 8 mm de diamètre, Les folioles atteintes jaunissent puis tombent ( Nene, 1980) (Planche 1- photo A).

➤ **Symptômes sur pétioles et les ramifications de la tige principale :**

Les lésions allongées ont de 3 à 4 cm de long avec des pycnides, pouvant former un anneau ; les parties végétales situées au delà du point d'attaque, flétrissent, jaunissent et se dessèchent. Au point de l'infection les organes peuvent se briser sous l'action mécanique du vent ou de leur propre poids (Nene, 1981) (Planche 1-photo B).

➤ **Symptômes sur gousses:**

Les attaques du champignon présentent des macules avec des pycnides noires disposées en cercle plus ou moins concentriques.

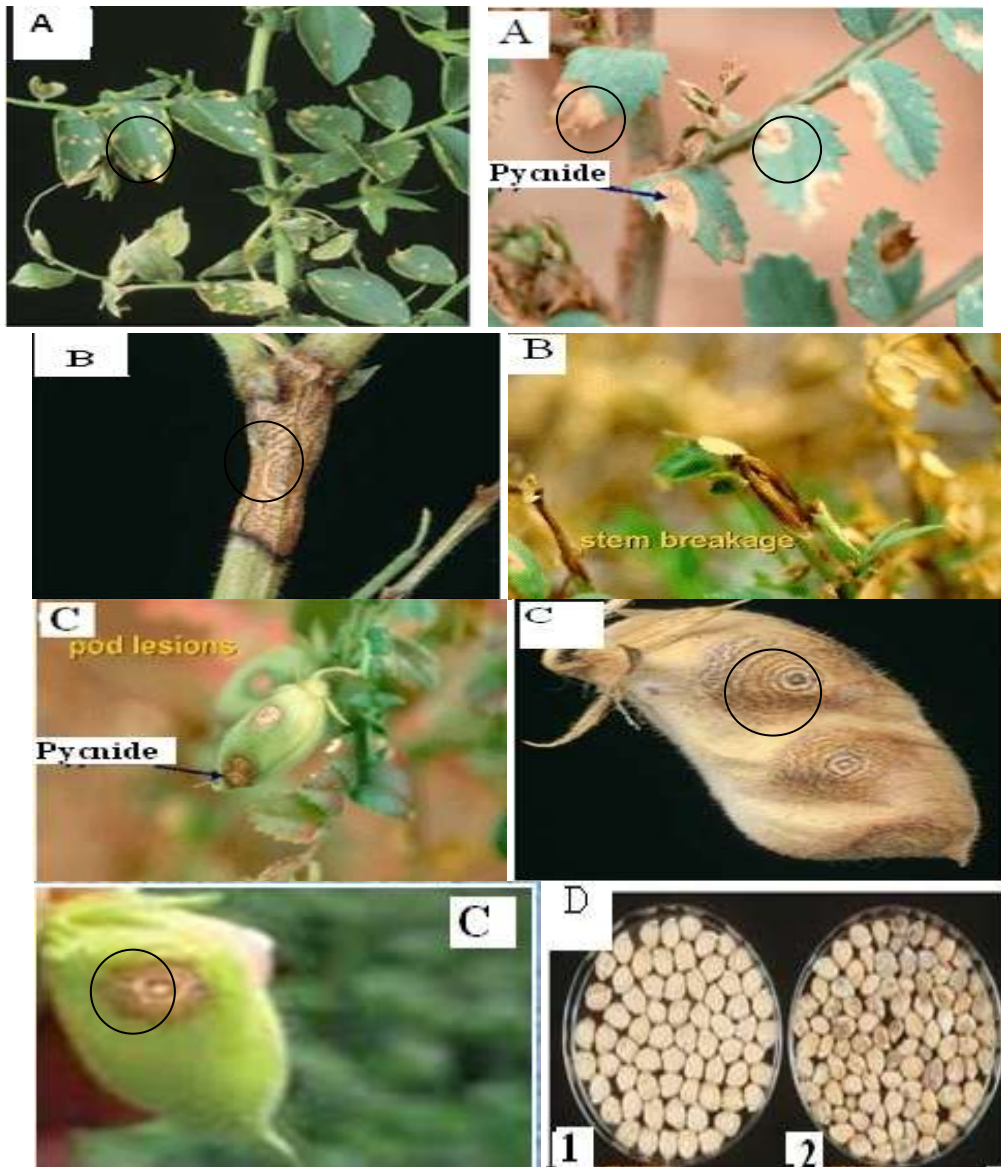
L'attaque précoce des gousses empêche la formation des graines.

Par contre, une attaque qui intervient lorsque les gousses sont déjà formées, aboutit à la contamination des graines.

Dans la plupart des cas, les tâches d'anthracnose sont localisées sur la face dorsale de la graine plus ou moins à proximité de l'embryon (Nene et Reddy, 1987) (Planche 1, photo C).

➤ **Symptômes sur graines en formation :**

D'apparence saine, les graines peuvent porter à maturité des lésions de la maladie : Présence de taches brunes avec ou sans pycnides visibles. Une attaque sévère sur la plante provoque la formation de graines déformées (Planche 1 photo -D, 1 et 2), (Kaiser, 1972 ; Ameziane, 1985).



**Planche 1:** Symptômes de *Ascochyta rabiei* sur le pois chiche. **A**, Nécroses brunes sur les folioles ; **B**, Lésion sur une tige avec des pycnides ; **C**, Lésions avec des anneaux nécrotiques des pycnides sur une gousse ; **D**, Semences saines et infectées de pois chiche (**1**, semences saines, **2** : semences infectées (Anonyme, 2002 ; Jayakumar et *al.*, 2005).

## 2-5- Biologie et épidémiologie de l'agent pathogène :

### 2-5-1-Conservation du pathogène:

Le champignon peut se conserver au niveau des semences et débris de cultures sous ses deux formes : mycélium et / ou organes de reproduction (Zachos et *al.*, 1963 ; Kaiser, 1973, Medan et *al.*, 1975 ; Nene , 1981).

En particulier, la conservation au niveau des débris constitue un moyen non négligeable de contamination des cultures de pois chiche (Reddy, 1984). Ils contribuent à conserver ce parasite en vie sous forme de pycnides et de périthèces, c'est pourquoi la culture de pois chiche ne doit pas revenir sur la même parcelle à moins de deux années d'intervalle (Zachos et *al.*, 1963).

Selon Kaiser (1972) le champignon peut survivre plus de deux années dans les semences infectées et conservées à une température dépassant 45°C.

Sattar (1933) rapporte que 50 % de spores survivent au niveau de la graine pendant 5 mois à 25°C-30°C, mais seuls 5% de spores peuvent survivre pendant 5 mois à 35°C.

Ces conditions ont été confirmées par d'autres auteurs (Zachos et *al.*, 1963 ; Gobelez, 1956 ; Khachatryan, 1961).

En général, la température agit sur la faculté germinative. Ainsi des pycnidiospores récoltés à la surface des semences prélevées à l'intérieur des semences âgées de plus d'une année et conservées à 3 ± 2°C, ont montré une faculté germinative qui n'atteint que 33 % (Maden et *al.*, 1975).

En absence de l'hôte, la survie de *Ascochyta rabiei* est assurée par une phase saprophytique (Nene, 1981). La capacité du champignon à vivre à l'état saprophytique a été observée par Lukashevich (1958) in Zachos et *al.*, (1963) dans les résidus de culture.

### **2-5-2-Contaminations primaires:**

A partir d'un inoculum conservé sous forme de mycélium et /ou organe de reproduction, les contaminations primaires peuvent intervenir à partir de trois sources : des graines contaminées, des résidus de culture et de cultures voisines contaminées (Zachos et *al.*, 1963 ; Kaiser, 1973 ; Nene, 1981).

La libération d'ascospores viables à partir de périthèces commence durant l'automne -hiver, et cesse après 8 semaines, si les tissus infectés sont maintenus à la surface du sol (Kaiser et *al.*, 1987). Les ascospores libérés, sont disséminés par le vent et constituent l'inoculum primaire pour les épidémies de l'anthracnose (Trapero-casas et *al.*, 1987 ; Navas et *al.*, 1990).

Par temps sec, les pycnidiospores ne sont pas disséminés par le vent ; leur dissémination se fait beaucoup plus par contact, d'où la propagation circulaire de la maladie autour des premières plantes contaminées (Zachos et *al.*, 1963).

Haware et *al.*, (1986) rapportent que le champignon commence à sporuler immédiatement après la germination des graines, permettant ainsi aux pycnidiospores d'assurer une contamination par contact des nouvelles pousses.

Les conidies produites par les pycnides s'échappent par l'ostiole pour former une masse gélatineuse appelée cirrhe.

Divers travaux ont montré que les cirrhes des champignons contiennent 60 à 80 % de spores et 20 à 40% de matières solubles, devenant visqueuses.

Ces substances solubles inhibent la germination des spores et prolongent leur conservation dans les cirrhes à l'état concentré.

Diluées par la pluie et disséminées sur les feuilles avec les spores, elles stimulent au contraire leur germination (Messiaen *et al.*, 1970).

### **2-5-3-Contaminations secondaires:**

Les contaminations secondaires nécessaires à l'évolution des épidémies, sont déterminées par les facteurs de température, la durée d'incubation et la pluie (Zachos *et al.*, 1963).

Leur extension a lieu par les éclaboussures des gouttelettes de pluie (Anonyme, 1982, Ameziane, 1985). La pluviosité joue donc un rôle dans les contaminations primaires et secondaires par la dissémination des ascospores et des conidies. Les épidémies sont favorisées par une durée d'incubation assez courte, aux températures assez élevées du printemps et aux pluies fréquentes de fin d'hiver et du commencement de la période printanière, la maladie se développe considérablement sur les cultures. Au contraire si les semis sont tardifs, les cultures recevront moins de pluie, ce qui limitera les invasions, et les dégâts seront limités ou insignifiants (Zachos *et al.*, 1963).

### **2-6-Exigences biologiques du pathogène:**

Parmi les facteurs affectant la croissance, la sporulation, le pouvoir pathogène et la survie du champignon. Kaiser(1973) considère le rôle déterminant des éléments nutritifs, de la température, de la lumière, de l'humidité relative et de la profondeur du sol.

#### **2-6-1-Influence de la température et de la lumière sur la croissance et la sporulation de *A.rabie***

En milieu de culture, le champignon peut se développer normalement à des températures comprises entre 10 et 27°C, mais la température la plus favorable se situe à 25°C (Zachos *et al.*, 1963). Dans le même sens, Bedi et Aujla (1970) puis Kaiser (1973) rapportent que la production de pycnides et la germination des spores se situe entre 20 et 25°C ; Ces auteurs précisent aussi

que le pH optimum pour la production de pycnides et leur développement est compris entre pH 5,5 et pH 6 sur milieu CDA à 20°C.

Enfin le développement du pathogène cesse à 0°C et 35°C.

Comme pour beaucoup de champignons, le développement *in vitro* de la forme parfaite est grandement influencé par le facteur température. Selon les travaux de Trapero-casas et Kaiser (1987), les périthèces sont initiés à la température de 5 à 25°C, cependant la maturité n'est atteinte qu'au bout de 50 jours sous une fourchette de température comprise entre 5 et 10 °C, seuls quelques périthèces arrivent à maturité et la majorité reste stérile .

Enfin à 20°C-25°C, les périthèces restent en phase de développement initial.

Quant aux ascospores, plus de 70 % sont libérées à partir de périthèces mûrs dès les deux premières heures après un mouillage des tissus infectés aux températures comprises entre 15°C et 25°C. Par contre à 5°C et 10°C, la libération des ascospores est retardée, entraînant une réduction du nombre d'ascospores libérés.

En milieu artificiel, la lumière affecte également le développement du champignon, de même l'induction de *Ascochyta rabiei* dépend de l'intensité et de la qualité de la lumière. Ainsi Kaiser (1973) a obtenu une meilleure croissance et sporulation du champignon sous un éclairage continu et une exposition des cultures à des longueurs d'onde voisines de l'ultra-violet ou du bleu.

### **2-6-2- Influence de la température sur la durée d'incubation du champignon :**

Plusieurs auteurs (Sprague, 1930 ; Luthra et Bedi, 1932 ; Kovachevski, 1936) ont montré que la durée d'incubation dépendrait de la température ; elle passe de 5 à 10 jours lorsque la température descend de 25°C à 10°C et atteint 18 jours à 5°C.

D'après Chauhan et Sinha (1973), la période d'incubation varie également avec le génotype de l'inoculum.

### **2-6-3-Durée d'humectation foliaire (Leaf Wetness Period ) ( LWP) :**

Armstrong et *al.* (2004) ont trouvé que la sévérité de la maladie est augmentée avec l'augmentation de la durée d'humectation foliaire (Leaf Wetness Period, LWP). La sévérité a été réduite par un temps sec jusqu' à 6 heures après l'inoculation. LWP minimum pour l'apparition de symptômes est de 4 - 8 h (Jhorar et *al.*, 1998).

La faculté germinative est plus importante, si la LWP est grande la pénétration du tube germinatif augmente de 2% avec 6 h de LWP et 11% avec 24 h de LWP (Jhorar et *al.* , 1998).

L'infection maximale a été observée avec une LWP de 18 h (Jhorar et al. , 1998 ).

#### **2-6-4- Influence de l'humidité sur le développement du pathogène:**

Le champignon peut survivre à des taux d'humidité relative compris entre 0-30 %, à une humidité plus forte (65 -100 %), le champignon se développe rapidement (Kaiser, 1973).

Weltzien et Kaack (1984), indiquent qu'une durée d'humidité minimale de 6 heures et une température minimale de 6°C permettent une infection effective.

Ils ont montré aussi que l'infection peut être réalisée par une incubation de 10 heures et à une humidité saturante lorsque la température est comprise entre 9°C et 21°C.

En condition de champ, quand le pois chiche est exposé à un taux d'inoculum abondant pour une courte durée, la maladie atteint 100 % de sévérité après un seul cycle d'infection (Trapero-casas et Kaiser, 1987). En plus de la période humide et de la température, l'infection peut dépendre d'autres facteurs comme la nature du cultivar ou du champignon lui même. Une fois que l'infection a lieu, la température affecte le développement ultérieur de la maladie et l'expression des symptômes.

Ainsi Luthra et al, (1935) ; Kovachevski (1936) ; Zachos et al, (1936), Weltzien et al, (1984) ; Nene et al, (1987), rapportent que les températures inférieures à 6-10 °C et supérieures à 30 °C, limitent l'infection et le développement de la maladie.

#### **2-6-5- Profondeur du sol :**

Reddy et singh, (1986) ont montré que le champignon *Ascochyta rabiei*, perd son pouvoir pathogène après 8 mois dans le sol.

De même, selon ces deux auteurs, les amendements N.P.K et le Rhizobium n'influencent pas le développement pathologique du champignon.

Par contre Kaiser (1973) considère que la perte du pouvoir pathogène dans le sol intervient après 8 semaines, à une profondeur allant de 10 à 40 cm ; toutefois le champignon demeure vivant pendant plus de 100 semaines, lorsqu'il est maintenu à la surface du sol.

#### **2-6-6-Eléments nutritifs :**

*Ascochyta rabiei* est une espèce qui utilise préférentiellement les glucides par rapport aux acides organiques et probablement par la cellulose de paroi. Son développement parasitaire serait donc liée à l'existence de peptides et d'amidon dans les cultures, où elle s'installe (Ameziane, 1979).

Selon ce même auteur, ce champignon est nécrotrophe, c'est-à-dire tue d'abord les cellules de l'hôte avant de les coloniser.

Dans cette action à distance, les enzymes de macération pourraient jouer un rôle important.

#### **2-6-7- Le pH :**

Dans les milieux de culture, un autre facteur, le pH qui selon plusieurs auteurs, influence l'initiation à la sporulation (Leach, 1962). Les pH compris entre 5 et 6, favorisent une bonne sporulation, alors que des pH très acides ou très basiques l'inhibent (Leach, 1962).

#### **2-6-8-Facteurs de dissémination :**

La pluie et le vent, sont des facteurs majeurs de la dispersion de la maladie (Weltzien et Kaack, 1984 ; Trapero – Casas et Kaiser, 1992 b).

#### **2-7- Cycle épidémique :**

Dans les conditions défavorables, le parasite se conserve sous forme de pycnides ou de pseudothèces dans et sur les graines et les débris de récolte (Wiese et *al* , 1995). Les débris et les semences infectées, sont la source de l'inoculum primaire. Après l'infection, les conidies produites, sont dispersées par le vent ou les gouttelettes d'eau véhiculées par les courants d'air, c'est la contamination secondaire (Wiese et *al.*, 1995)

Le cycle de la maladie est représenté dans la figure suivante (Fig.6) :

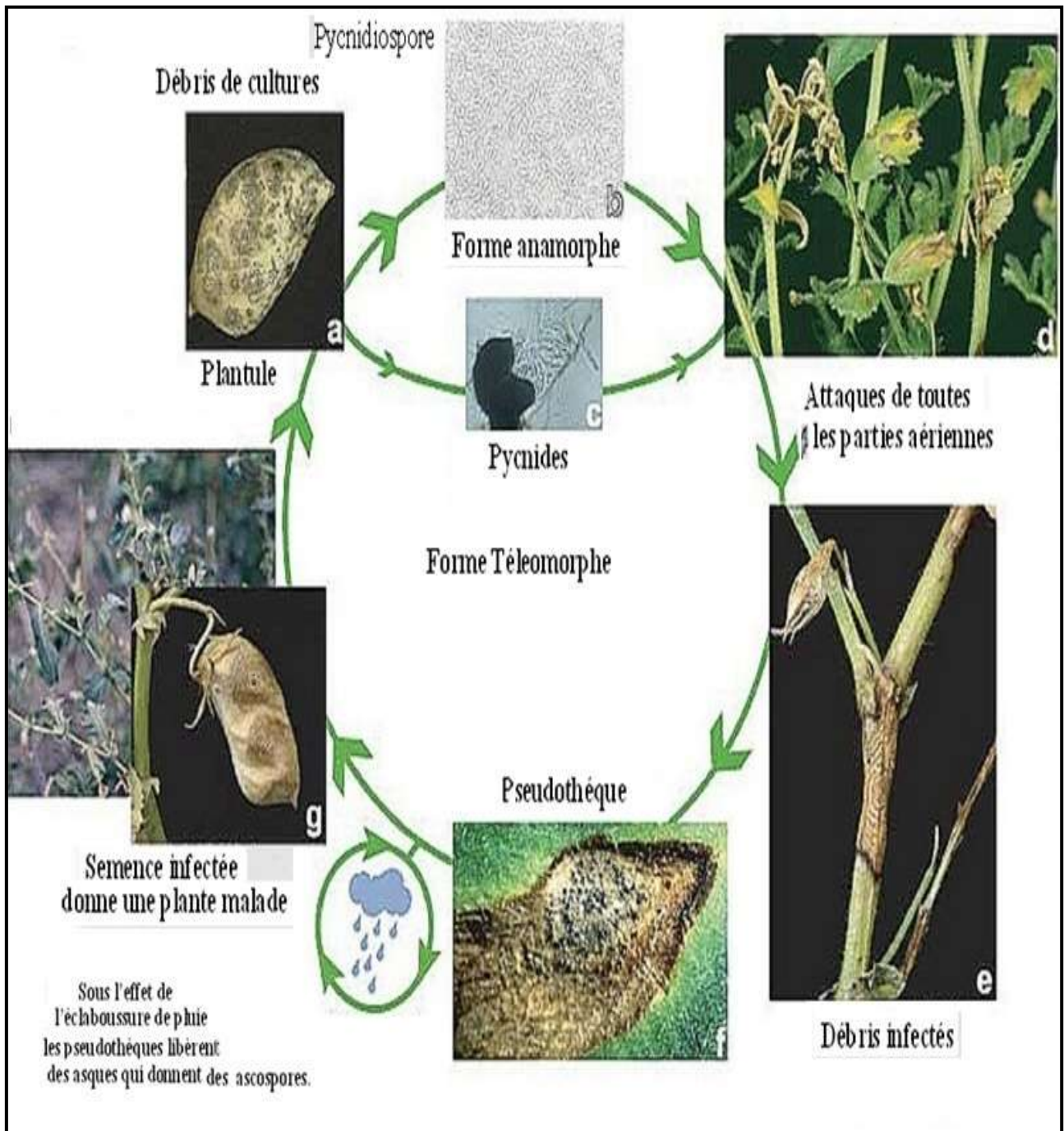


Fig.6: Cycle de reproduction de *Ascochyat rabiei* sur le pois chiche (Kaiser, 1997).

## 2-8- Le processus d'infection de *A.rabiei* :

Lorsqu'il y a contact entre les conidies et la surface du tissu de l'hôte, celles-ci vont germer après 12 h (Pandey et al., 1987). Le tube germinatif s'allonge et secrète une substance mucilagineuse pour adhérer à la cuticule (Hohl et al., 1990).

La préparation à l'intérieur du tissu de l'hôte a lieu 24 h après l'inoculation à travers la cuticule des folioles et des tiges, et par les ouvertures naturelles (stomates, lenticelles) (Pandey et al., 1987).

*A.rabiei* forme des appressoria typiques à l'intérieur des stomates (Ilarsn et Dolar, 2002).

Cependant, les appressoria pénètrent non seulement par voie mécanique, mais aussi grâce aux enzymes hydrolytiques (Tenhaken, 1992). Tenhaken et Barz (1991) ont rapporté que *A.rabiei* sécrète les enzymes : Xylanases, Exo-polygalacturanases et Cutinases qui sont responsables de l'infection.

A l'intérieur des tissus, le champignon se propage sous l'épiderme au niveau des espaces apoplastiques, principalement intercellulaires ; il envahit les cellules et provoque leur destruction et plasmolyse, ces attaques entraînant la formation de zones nécrotiques et le développement de pycnides (Hohl et al., 1990 ; Kohler et al., 1995).

Les pycnides se développent généralement près des vaisseaux vasculaires du tissu végétal (Kohler et al., 1995). La croissance du champignon va des folioles vers les tiges, à travers les pétioles.

Finalement, les folioles, les pétioles et les tiges sont remplies et détruits par les hyphes du champignon (Kohler et al., 1995).

Les symptômes n'ont été observés que trois jours après l'inoculation (Pandey et al., 1987). Le quatrième jour, les nécroses deviennent visibles. Cinq à six jours après l'inoculation, les pycnides deviennent matures et sont arrangées en cercles au niveau des tissus infectés de l'hôte. Dans le septième jour, la plupart des cellules non lignifiées sont détruites (Pandey et al., 1987 ; Ilarslan et Dolar, 2002).

## 2-9-Sensibilité d'autres légumineuses à *Ascochyta rabiei* .

Plusieurs auteurs soulignent que *Ascochyta rabiei* est strictement inféodé au pois chiche. C'est pourquoi les légumineuses tels que la vesce, la lentille et le pois peuvent remplacer le pois chiche dans l'assolement (Zachos et al., 1963 ; Ameziane, 1979 ; Nene, 1981).

Djaoui (1986) a montré suite à des travaux effectués au laboratoire de mycologie (I.N.A) que *Ascochyta rabiei* n'infecte pas d'autre légumineuse telle que le pois.

Cependant, Kaiser (1972) a trouvé que ce champignon peut attaquer d'autres légumineuses tels que : *Phaseolus Vulgaris* et *Vigna sinensis*.

## **2-10 -Moyen de lutte:**

### **Introduction :**

La gravité de cette maladie dans tous les pays qui cultivent le pois chiche a suscité de nombreuses recherches afin de trouver des moyens de lutte appropriés.

La lutte contre l'antracnose est assurée par l'emploi combiné et raisonné de plusieurs méthodes de lutte à savoir : culturales, génétiques, chimiques et biologiques.

### **2-10-1- Moyens culturaux:**

Pour lutter contre la brûlure ascochyitique de pois chiche et afin de limiter la propagation de *A.rabiei*, il est recommandé de recourir au labour après la récolte, ce qui accélère la décomposition des débris de plantes nécrosées et entraîne par conséquent une baisse de la viabilité des propagules du pathogène (Nene et Reddy, 1984).

D'autres mesures aussi peuvent être envisagées comme la destruction des foyers primaires de l'infection, butter les plantes et l'enfouissement des débris infectés qui constituent, une source de survie du pathogène (Kaiser, 1973 ; Nene, 1984).

Choisir une date de semis adéquat et éviter les semis précoces (février et mars) car il y a une forte transmission du champignon par les graines en cette période (Djaoui, 1994).

### **2-10-2- Lutte génétique (utilisation des variétés résistantes):**

Probablement la meilleure manière de contrôler la maladie est de combiner le choix des variétés possédant un degré juste de résistance. Labrousse (1931) est sans doute le premier à avoir essayé d'identifier la résistance à *A.rabiei* en secouant les plantes malades sur des plantes saines au départ puis par des arrosages répétés des suspensions de spores (Khouaidjia, 2000).

Dans ce cadre (Haafiz et Achraf, 1953 ; Vir et al., 1975 ; Patankar, 2000) s'accordent à dire que la résistance à *A.rabiei* chez le pois chiche est gouvernée par un seul gène dominant. Singh et Reddy (1983) dans leur étude sur l'hérédité de la résistance ont pu identifier deux gènes contrôlant la résistance, l'un dominant chez les hôtes (ILC 72, ILC 183, ILC 200, et ILC 4925) le second récessif est décrit pour la première fois chez le cultivar (ILC 191).

En Algérie, les travaux de Djaoui (1986) montrent que toutes les variétés locales sont très sensibles à tous les isolats de *Ascochyta rabiei* (Ain Timouchent, Oran, Sebdou). Des travaux de sélection permettent d'introduire certains gènes de résistance au niveau des variétés locales.

### **2-10-3-Lutte chimique:**

L'inhibition de la germination des spores de *Ascochyta rabiei* a été évaluée *in vitro* par plusieurs fongicides : Chlorothalonil, le carbendazime et le thiabendazole. Plusieurs fongicides ont été confirmés efficaces pour réduire l'inoculum (Kaiser et al., 1973), le mélange du Tridémorphe (11%) et du Manèbe (36%) semble réduire fortement l'inoculum (Nene et Reddy, 1987). Le Thiabendazole a été avéré efficace et sans phytotoxicité sur les plantes aux champs (ICARDA, 1983), cette technique présente des inconvénients majeurs à savoir : pollution de l'environnement, coût élevé de la production et le risque d'apparition des souches résistantes comme cela a été observé pour *Mycosphaerella pinodes* agent pathogène du pois.

#### **2-10-3-1-Application foliaire de fongicides:**

L'application foliaire de fongicides est utilisée beaucoup chez les pays producteurs de cette culture, une application d'un fongicide ne contrôle qu'un seul cycle du pathogène, et elle ne peut pas contrôler le recyclage de la maladie (Kaiser et Hannan., 1988).

Dans certaines régions où l'environnement est plus favorable pour le développement de la maladie, il faut faire plusieurs traitements pendant la saison de culture pour contrôler la maladie, mais dans certains cas, plusieurs applications de traitement sont faites, mais ont été inefficaces, (Shtienberg et al., 2000).

Le moment et le nombre d'applications de fongicides jouent un rôle plus important pour atteindre une lutte efficace et obtenir le maximum de rendement (Chongo et al. , 2003).

La décision d'appliquer les traitements avant ou après l'infection, est largement liée à la saison de culture. Dans les régions où la culture de pois chiche connaît une courte saison, les traitements préventifs sont bénéfiques, mais dans les régions qui connaissent une saison longue, les traitements préventifs sont inefficaces et non économiques (Gan et al., 2006).

L'application d'un traitement foliaire avec le sulfate de cuivre ou captane peut réduire le niveau de la maladie (Nene, 1982). Le chlorothonil (Bravo®), est un fongicide de contact, on peut l'utiliser contre *A. rabiei* (Reddy et Singh, 1984). Le mancozèbe (Dithane®) a été testé au Canada pour contrôler l'antracose du pois chiche, mais est inefficace (Chongo et al., 2003). Les fongicides du groupe Strobilurines, comme Azoxystrobine et Pyraclostrobine, ont été étudiés au Canada ces dernières années, les chercheurs ont remarqué que la manière active Azoxystrobine est efficace contre *A. rabiei* (Demerci et al., 2003 ; Armstrong-cho et al., 2008). Mais Gossen (2004) a trouvé que certains isolats, sont résistants aux fongicides du groupe Strobilurines. On peut utiliser Bosalid (Lance®) comme un fongicide efficace contre cette maladie (Chongo et al., 2000).

L'efficacité des traitements foliaires, est liée à la rémanence des fongicides, la couverture foliaire et le stade de la plante dans le champ (Reddy et Singh, 1990).

#### **2-10-4- Lutte biologique:**

C'est l'utilisation d'un ensemble de méthode visant à détruire les micro-organismes nuisibles aux plantes cultivées en utilisant judicieusement leur ennemis naturels qui appartiennent à des groupes variés, parmi lesquels nous citons les bactéries, les champignons, les virus et les nématodes (Djaoui, 1994).

Wang et al. (2003) ont rapporté que le champignon antagoniste, *Trichoderma viride* influence le développement et la survie de *A. rabiei*. La bactérie *Rhizobium native* produit un acide anti-fongique, cet acide limite le développement de *A. rabiei* dans le sol (Khokhar et al., 2001). Au laboratoire, Dugan et al, (2005), ont trouvé que les deux formes, *Ascochyta rabiei* et *Didymella rabiei* sont inhibés par *Aureobasidium pullulans* et *Clonostachys rosea*.

Cependant, la lutte biologique peut être comprise comme l'un des éléments utilisés dans les stratégies de lutte intégrée contre cette maladie (Chandirasekaran, 2007).

*Chapitre III :*  
*Lutte chimique*

### 3-1-Utilisation de fongicides :

Les traitements fongicides peuvent contribuer à l'obtention de semences indemnes de maladie et à la protection de la graine durant la germination (Hanounik et Reddy, 1981 ; Bhatti et *al.*, 1983, Bashir, 1987 ; Kaiser et Hannan, 1987(a)). Ils agissent en diminuant les taux d'inoculum et la dissémination de l'agent pathogène d'une région à une autre. Mais, un traitement de semence seul non suivi de traitement foliaire n'aura aucune influence sur le rendement (Bouzid, 1988).

Depuis 1980, plusieurs travaux ont abordé le problème de l'antracnose par l'utilisation de la lutte chimique (Hanounik et Reddy, 1981 ; Bashir, 1984 ; Nasaraoui et *al.*, 1988 ; Reddy et Singh, 1990 ; Morjane et *al.*, 1993).

Parmi les fongicides qui ont montré une certaine efficacité, nous citons le benomyl, le carbendazime, le thiabendazole et le chlorothalonil (Tab.10) ; ainsi que d'autres produits tels que le calixin M (tridémorph et manèbe) (Reddy,1980 ; Hanounik,1980 ; Reddy et Nene,1982), le manèbe (Nasaraoui et *al.*, 1988) captane (Vir et Grewal, 1974) le mancozeb (Nasaraoui et *al.*, 1988) le captane (Vir et Grewal,1974), le mancozeb (Hannounik, 1980) et le prochloraz (Morjane et *al.*, 1993).

Ces fongicides sont utilisés seuls ou en association.

**Tableau 10:** Utilisation du benomyl, du carbendazime, du thiocarbonate et du chlorothalonil par certains auteurs (Reddy, 1980).

Matière active	Dose	Type de traitement	Auteurs
	0.2%	Foliaire	Bashir et al., 1987
Benomyl	4ppm	Croissance mycélienne	Boukhroufa, 1989
	10ppm	Germination des spores	
		Semences ( <i>in vitro</i> )	
	0.2%	Foliaire	Bashir et al., 1987
	0.5kg/ha	Semences	Triparthi et al., 1987
Carbendazime	300g/ha	Foliaire	Bouزيد, 1988
	3g/kg	Semences	Bouznad et al., 1991, Makhloufia, 1991
	2-4g/kg	Semences	Chabane, 1990
	4ppm 640ppm	Croissance mycélienne Germination des spores	Boukhroufa, 1989
	3g/kg à 6g/kg	Semences	Reedy et Kabbabeh., 1984
Thiabendazole	0.2%	Foliaire	Bashir et al., 1987
	5g/kg	Semences	Singh et Singh, 1990
	3-6 g/kg	Semences	Chabane, 1990
	0.75 g/l	Foliaire	Hannounik 1980, Hannounik et Reddy, 1981
	3ml/l	Foliaire	Reddy et Singh, 1983
	5 à 10 µg/ml	<i>In vitro</i>	Bashir et Bashir Ilyas, 1984
Chlorothalonil	0.1ppm	<i>In vitro</i>	Gaur et Singh, 1985
	0.2 %	Foliaire	Bashir et al., 1987
	3l/600lH <sub>2</sub> O/ha	Foliaire	Reddy et Singh, 1990
	1500ml/kg	Semences	Singh et Singh, 1990
	1.5mg/ml	Foliaire	Bouznad et al., 1991, Makhloufia, 1990
Chlorothalonil+benomyl	20µg/ml	<i>In vitro</i>	Bashir Ilyas et Bashir, 1987
Carbendazime+benomyl	10µg/ml	Semences	Kaiser et Hannan, 1988

### 3-2-Les types de fongicides

#### 3-2-1- Benomyl :

Le *benomyl* (**Benlate**, du Pont de Nemours, USA) de formule chimique :  $C_{14} H_{18} N_4 O_3$  ou *butylcarbamoyle-1 benzimidazolyl-2 Carbamate de méthyle*) est un fongicide systémique, unisite à action antimitotique qui présente une bonne persistance d'action.

Plusieurs auteurs ont rapporté les potentialités de ce fongicide, plus actif sur la croissance mycélienne que sur la germination des spores (Bashir et *al.*, 1987, Boukhroufa, 1989). D'autres ont montré que le benomyl s'est avéré beaucoup plus efficace en traitement de semences qu'en végétation (Bashir et *al.*, 1987 ; Kaiser et Hannan, 1988 ; Boukhroufa, 1989 ; Bouznad et *al.*, 1991 ; Makhloufia, 1990.)

#### 3-2-2- Carbendazime

Le *Carbendazime* (**Bavestine**, BASF, Allemagne) de formule chimique :  $C_9 H_9 N_3 O_2$  ou 2 (méthoxy-carbamoyl)-benzimidazole, est un produit unisite et antimitotique qui agit par inhibition des acides nucléiques.

Plusieurs travaux ont mis en évidence l'efficacité du carbendazime (Triparthi et *al.*, 1986 ; Triparthi et *al.*, 1987 ; Bashir et *al.*, 1987 ; Boukhroufa, 1989 ; Makhloufia, 1990), alors que Bouzid (1988) et Nasraoui et *al.*, (1988) rapportèrent aussi l'efficacité de ce fongicide, cependant lorsque la maladie prend un caractère épidémique avec un Taux d'infection élevé au départ, les traitements deviennent moins efficaces.

#### 3-2-3- Thiabendazole

Le *Thiabendazole* (**Tecto 60**, Merck, USA) de formule chimique :  $C_{10} H_7 N_3 S$  ou (Thiazolyl-4)-2 benzimidazole, est un fongicide systémique, unisite qui bloque la synthèse protéique. Reddy et Kabbabeh (1984) ; Bashir et *al.*, (1987) ; Kaiser et Hannan (1988) ; Singh et Singh (1990)

Chabane,(1990) ; Bouznad et *al.*, (1991) et Diekmann (1992), rapportèrent l'efficacité de ce produit en traitement de semence.

#### 3-2-4-Chlorothalonil

Le *chlorothalonil* (**Bravo 500**, Sipcam-Phyteurop) de formule chimique :  $C_8 Cl_4 N_2$  ou tétrachloroisophthalonitrile, est un produit multisite qui a une action plus inhibitrice sur la

germination des spores que sur la croissance mycélienne (Reddy et Singh, 1983 ; Hau Beute, 1983 ; Bashir llyas et Bashir, 1987 ; Bashir et *al.*, 1987).

Il s'agit par blocage de plusieurs enzymes et coenzymes intervenant lors du processus respiratoire, ce produit à action préventive, possède un large spectre d'activité (Leroux, 1987(a) ; Leroux, 1995(a)).

De nombreux travaux ont rapporté l'efficacité du chlorothalonil vis-à-vis de *Ascochyta rabiei* en traitement foliaire, en donnant un meilleur rendement et une réduction du pourcentage de plants infecté (Beauchamp et *al.*, 1986 (a) et (b) ; Reddy et Singh, 1990, Bouznad et *al.*, 1991 ; Makhloufia, 1990).

### 3-3- Migration des fongicides au niveau des plantes

La plupart des substances antifongiques sont décelées dans les cellules, ceci implique qu'elles traversent le plasmalemme. Les migrations s'effectuent au niveau du phloème et du xylème, mais il peut également se produire des transferts dans les tissus conducteurs (Leroux, 1981 ; Leroux, 1984).

Trois types de fongicides sont décrits:

- Les produits de surface, dont l'activité antifongique n'est liée qu'à la fraction qui est au niveau de la barrière lipophile externe des plantes. Ils agissent exclusivement de manière préventive.
- Les produits pénétrants sont présents en quantité suffisante au niveau des assises cellulaires sous-jacentes aux superficies traitées, pour y limiter le développement d'un parasite. Ces produits ont une action curative qui n'exclut pas une action préventive.
- Les produits systémiques, qui appliqués sur un organe, peuvent être transférés par l'intermédiaire du xylème et du phloème dans d'autres organes, ou ils limitent le développement d'un parasite. Au niveau des zones traitées, ils peuvent avoir les mêmes propriétés que les produits pénétrants, alors qu'au niveau des zones non traitées le transfert interne peut entraîner un effet préventif et /ou curatif.

### 3-4-Mode d'action des fongicides :

Trois types de fongicides peuvent être distingués:

- Les unisites, dont la fongitoxité de l'inhibition d'un seul processus
- Les multisites qui affectent plusieurs processus cellulaires.

- Les produits chimiques dont le mode d'action n'est pas encore élucidé (Leroux, 1987(a) ; Leroux, 1987(b)).

### **3-4-1- Fongicides multisites :**

De nombreux fongicides minéraux et organiques perturbent plusieurs activités cellulaires, dont la respiration et la perméabilité cellulaire. Cette perturbation résulte de leur interaction non spécifique avec des constituants essentiels comportant des acides aminés (NH<sub>2</sub>) ou soufré (-SH).

Ces produits sont plus toxiques pour la croissance mycélienne que pour la germination des spores (Leroux et Fritz, 1978 ; Leroux, 1981). En effet, l'affection de la respiration par les fongicides entraîne une réduction de la production d'énergie sous forme d'ATP. Par conséquent, ces produits sont de puissants inhibiteurs de la germination des spores de champignons, car les phases initiales de cette germination impliquent le catabolisme des réserves glucidiques ou lipidiques (Leroux, 1995(a) ; Leroux, 1995(b)) .

La plupart de ces fongicides ne sont pas concernés par la résistance acquise (Leroux, 1995(b)). Cependant, il existe quelques cas de résistances, notamment vis-à-vis des organomercuriques, à contrôle mono ou oligogénique (Leroux, 1991). Mais même si en pratique l'activité de ces fongicides n'est pas toujours suffisante et n'atteint pas celle de certains unisites, ces produits ont l'avantage de ne pas avoir connu de baisses d'efficacité liées à la résistance. Ceci paraît logique du fait que possédant plusieurs sites d'action, la présence simultanée d'un grand nombre de gènes de résistance serait nécessaire (Leroux, 1981 ; Leroux, 1991).

### **3-4-2- Fongicides antiméiotiques :**

Les fongicides unisites sont des produits antiméiotiques qui bloquent les divisions cellulaires, car ils perturbent la formation et /ou le fonctionnement du fuseau chromatique. Ils limitent ainsi l'élongation des hyphes mycéliens en induisant d'importantes déformations. Par contre, ils ont peu ou pas d'effet sur la germination des spores.

Les phénomènes de déformation caractéristique observée chez les filaments germinatifs (enroulement, crosses), sont probablement liés à des perturbations du fonctionnement ou de la fonction des microtubules cellulaires (Davidse, 1987). Quant aux inhibitions de la germination des spores observées à des doses généralement plus élevées que celles affectant les hyphes, elles sont conditionnées par une action secondaire sur les phénomènes respiratoires (Leroux et Gerdt, 1988).

Ces fongicides systémiques du groupe des benzimidazoles (*benomyl*, *carbendazime* et *thiabendazole*) empêchent la formation des microtubules, où ils forment un complexe avec la tubuline. Cette dernière comporte deux sous tubulines alpha et bêta (Leroux, 1984 ; Leroux et Besselat, 1984 ; Leroux, 1987(a) ; Leroux, 1991 ; Leroux, 1995(b)).

**3-5- Conditions d'utilisation :**

- Prendre connaissance du produit.
- Déterminer la dose à employer.
- Contrôle de la répartition du produit.

# *Partie Expérimentale*

*Chapitre I :*  
*Matériels et Méthodes*

## **1- Etude de la morphologie et de la physiologie de *Ascochyta rabiei* :**

### **1-1-Introduction :**

La connaissance de l'aspect morphologique et cultural d'un champignon, représente généralement le premier caractère phénotypique de la variabilité.

Lutra et *al.* (1939) rapportent l'existence d'une variabilité chez 6 isolats de *A. rabiei*. Grewal et *al.* (1974) ont divisé 268 isolats de ce pathogène en 13 groupes sur la base de critères morphologiques. Cette variabilité a été confirmée par de nombreux auteurs (Grewal, 1981 ; Singh et Reddy, 1990 ; Porta-Puglia, 1990 ; Singh et *al.*, 1993 et El Biari ( 1995).

Dans sa comparaison entre les isolats de *A. rabiei* provenant d'Inde et d'Iran et sporulant fortement, avec ceux de Turquie et du Pakistan sporulant peu, Kaiser (1973) a observé des différences dans la virulence des isolats sur les lignées de pois chiche. Cependant, il n'a pas pu trouver une corrélation entre la capacité de sporulation d'un isolat et sa pathogénicité.

Les effets du pH, du milieu, de la lumière et de la température sont également déterminants sur la croissance et la sporulation des agents phytopathogènes.

Ce chapitre comprend deux parties, dans la première partie c'est la caractérisation morphologique, cultural et physiologique basée sur un ensemble de critères microscopiques et macroscopiques qui est abordée les exigences physiques de 11 isolats sont étudiées dans la deuxième partie, ce qui nous permettra de faire une étude « *in vitro* » de confrontation des fongicides avec *A. rabiei*, ainsi un test sur la germination des spores de *Ascochyta rabiei*.

### **1-2-Matériel :**

#### **1-2-1-Matériel fongique :**

##### **1-2-1-1- Les souches de *Ascochyta rabiei* :**

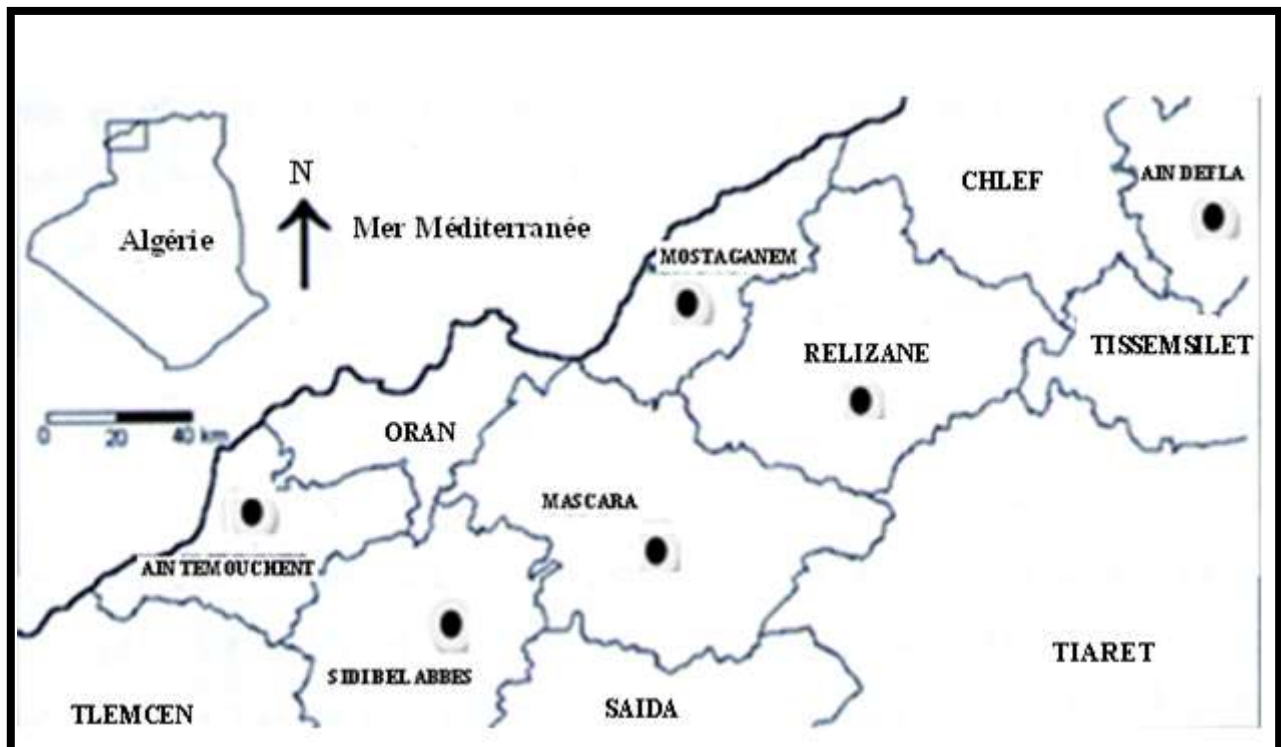
###### **a- Origine géographique :**

Les isolats de *Ascochyta rabiei* utilisés dans cette étude ont été obtenus par isolement à partir d'échantillons de tiges, de feuilles et de gousses de pois chiche présentant des symptômes d'antracnose. Les échantillons ont été collectés dans les régions de l'Ouest Algérien durant la campagne 2008 (Tab. 11) (Benzohra, 2009).

**Tableau 11 :** Isolats de *Ascochyta rabiei* avec leurs désignations, origine et date d'isolement (Benzohra, 2009).

Isolats	Désignations	Origines	Date d'isolement
01	Msc 01	Rachidia, Mascara	Avril 2008
02	Msc 02	Mascara	Novembre 2008
03	Msc 03	Aïn farès, Mascara	Novembre 2008
04	Msc 04	Mascara	Novembre 2008
05	At 01	Chentouf, Aïn Témouchent	Mars 2008
06	At 02	HamamBouhdjar, Aïn Témouchent	Novembre 2008
07	At 03	Aïn Témouchent	Novembre 2008
08	Ad 01	Husseinia, Aïn Defla	Avril 2008
09	Sba 01	Attouche, Sidi Bel Abbès	Mars 2008
10	Sba 02	Tessala, Sidi Bel Abbés.	Mars 2008
11	Most 01	Mesra, Mostaganem	Juin 2008
12	Most 02	Mesra, Mostaganem	Juin 2008

La figure suivante représente les sites de prélèvement des isolats de *A. rabiei* (Fig.7) :



**Fig.7 :** Localisation des sites de prélèvement des isolats de *Ascochyta rabiei* (Originale, 2011).

### 1-2-2 -Les milieux de culture utilisés :

Selon les besoins, les cultures du pathogène sont réalisées sur des milieux gélosés.

Deux milieux de culture ont été choisis.

Au cours de notre expérimentation on a utilisé deux (2) milieux de culture : milieu "CDA" et milieu "PDA."

Le choix d'un milieu de culture est basé sur son adéquation pour un bon développement du pathogène.

Pour *Ascochyta rabiei*, le milieu de pois chiche CDA (Chickpea-Seed-Meal Dextrose Agar), favorise une bonne croissance mycélienne et une sporulation importante (Singh et Reddy, 1990 ; Tropero-casas et Kaiser, a et b, 1992 ; Basandrai et al., 2005 ; Bayraktar et al., 2007).

La composition du milieu "CDA" (Chickpea Seed-Meal Dextrose Agar) d'après (Singh et Reddy, 1990) est la suivante :

- Pois chiche .....200 g.
  - Glucose .....15 g.
  - Agar Agar.....20 g.
  - Eau distillée.....1000 ml.
- pH ajusté à 5.8 (Annexe 7).

La composition du milieu "PDA" (Potato Dextrose Agar) est la suivante :

- Pomme de terre.....200 g
  - Glucose.....20 g
  - Agar Agar..... 20 g
  - Eau distillé.....1000 ml.
- pH ajusté à 5.8 (Annexe 7).

### 1-3-Méthodes :

#### 1-3-1-Techniques de culture :

Selon les besoins, les cultures du pathogène sont réalisées sur des milieux gélosés.

Le milieu en surfusion (45 °C) est réparti à raison de 15 ml par boîte de Pétri de 9 cm de diamètre. Chaque boîte reçoit après solidification du milieu un explant d'une culture de 15 jours du pathogène.

Dans ce cas, les cultures sont incubées à une température de  $20\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2$  et sous une photopériode alternée 16 heures lumière/ 8 heures obscurité et 12 heures lumière /12 heures obscurité. Selon les essais, les durées d'incubation sont de 15 jours pour la croissance mycélienne et 20 jours pour la sporulation.

### **1-3-2- Techniques d'évaluation de la croissance mycélienne :**

Lorsque le champignon est cultivé sur un milieu gélosé, après la durée d'incubation, la croissance mycélienne est exprimée par le diamètre moyen des colonies déduit du diamètre de l'explant utilisé pour le repiquage.

### **1-3-3- Etude morphologique du champignon:**

#### **1-3-3-1- Critères macroscopiques:**

L'étude des caractères macroscopique des 11 isolats est basée sur la description morphologique des colonies incubées pendant 15 jours sur les deux milieux pois chiche et pomme de terre gélosés à une température de  $20^{\circ}\text{C} \pm 2$  et sous une lumière alterné (16 heures lumière /08 heures obscurité et 12 heures lumière/12 heures obscurité).

Les critères retenus pour la caractérisation des colonies sont les suivants:

- Couleur de la face supérieure des colonies.
- Aspect du mycélium.
- Abondance des pycnides.
- Couleur du cirrhe.
- Vitesse de croissance (mm/j).
- Croissance mycélienne (mm).

#### **1-3-3-2- Critères microscopiques:**

Dans cette partie l'étude de quatre critères est réalisée afin de caractériser les isolats au microscope :

- Couleur des pycnides.
- Forme des pycnides.
- Forme des pycnidiospores.
- Nombre des pycnidiospores.

L'étude des quatre premiers caractères est effectuée sur un échantillon de 100 individus (pycnides ou pycnidiospores) prélevés à partir d'une culture de 20 jours, produits dans les conditions citées ci-dessus.

### 1-3-3-2-1- Evaluation de la sporulation des isolats:

Trois explants sont prélevés avec un emporte pièce de 5 mm de diamètre (Fig.8) à partir d'une colonie âgée de 20 jours. Ils sont déposés dans un tube contenant 10 ml d'eau distillée stérile. Après agitation, le nombre de spores par ml est évalué à l'aide d'une cellule de numération de malassez, à raison de trois (03) répétitions de comptage (Annexe 8).

Un petit fragment de mycélium est prélevé à partir d'une colonie, il est écrasé entre lame et lamelle dans une goutte d'eau distillée. L'observation se fait au microscope optique avec les grossissements x10, x40, x100.

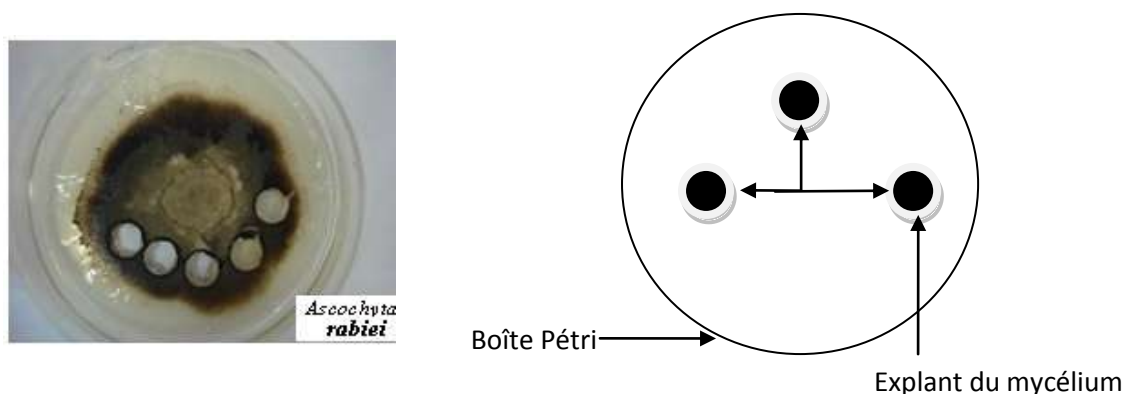


Fig. 8 : Dispositif expérimental d'évaluation de la sporulation des isolats.

● : Explant du mycélium

### 1-3-3-2-2- Caractérisation des pycnides:

L'étude microscopique a porté sur la caractérisation des pycnides. Un petit fragment de mycélium est prélevé à partir d'une colonie, il est écrasé entre lame et lamelle dans une goutte d'eau distillée stérile. L'observation se fait au microscope optique avec les grossissements x10, x 40, x 100.

Pour caractériser les pycnides, nous avons utilisé les critères : couleur et la forme des pycnides pour tous les isolats étudiés.

### 1-3-4- Etude de la physiologie du champignon :

#### 1-3-4-1- Choix d'un milieu de culture :

Deux milieux de culture sont testés afin de choisir le milieu qui nous permettra d'obtenir les meilleurs résultats de la croissance mycélienne et de la sporulation.

Les milieux de culture testés sont déjà cités:

Milieu pois chiche (CDA)

Milieu pomme de terre (PDA)

Le pH des milieux est ajusté à 5,8 avec une solution de HCl à 0,1N avant l'addition de gélose. La stérilisation des milieux est réalisée par autoclavage à 120 °C pendant 30mn.

#### **1-3-4-2- Effet de l'obscurité et la lumière sur la croissance mycélienne et la sporulation de *A.rabiei*:**

De nombreux travaux ont été réalisés sur l'étude de l'effet de l'obscurité et la lumière sur la croissance et la sporulation des champignons. La durée de l'éclairage, son intensité et sa qualité peuvent jouer un rôle capital dans la croissance et surtout la sporulation. Sur cette base nous avons tenté dans une première étape, de rechercher d'abord le cycle d'éclairage le plus favorable aussi bien pour la croissance que pour la sporulation. Dans ce cas, les boîtes de Pétri sont exposées à des durées d'éclairage variables sous une lumière blanche (Néon) d'une intensité de 72 watts à température de 20 °C ± 2.

Les durées utilisées sont citées ci-dessous :

- 16 heures d'éclairage et 8 heures d'obscurité.
- 12 heures d'éclairage et 12 heures d'obscurité. (à température de 20 °C ± 2).

#### **1-3-5- Etude « *in vitro* » de confrontation des fongicides avec *Ascochyta rabiei* :**

L'objectif de cette étude est de tester l'efficacité *in vitro* de l'Héxaconazole, du Phosétyl-Al et du Penconazole sur onze isolats de *A.rabiei* et d'évaluer la croissance mycélienne et le taux d'inhibition chez tous les isolats étudiés.

##### **1-3-5-1- Les fongicides utilisés :**

###### **1-3 -5-1-1- Hexaconazole (Canvil).**

Formule chimique : C<sub>14</sub> H<sub>17</sub> Cl<sub>2</sub> N<sub>3</sub>O ou (RS) 2 (2,4 dichlorophénul) -1- (1 H)- 1, 2,4 triazol -1-yl) hexane -2-ol. (Fig.9) Activité : fongicide, Origine : Syngenta Agro SAS, famille chimique : Triazoles. Sa matière active se présente à l'état pur sous forme solide, soluble dans la plupart des solvants organiques : solubilité dans l'eau : 18mg/l à 20°C et pH 6.5.

**1-3-5-1-2-Toxicité de la matière active :**

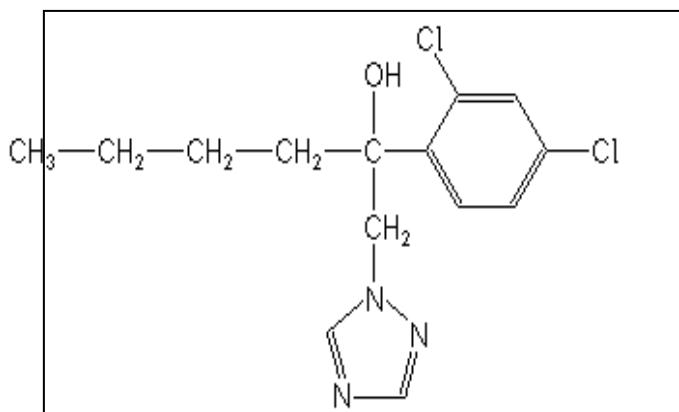
$DL_{50}$  pour le rat par ingestion : 2189 mg/kg.

**Classement** : xn- N-R22- R43/53. **DJA** : 0.005mg/kg/ jour.

**1-3-5-1-3-Utilisation :**

Grande culture : avoine: Rouille (250g/ha).

Pois protéagineux d'hiver et de printemps : Oïdium, Moniliose (3g/hl).



**Fig. 9** : Structure chimique de Hexaconazole (Acta, 2006).

**1-3-5-1-2- Phosétyl-Al (Aliette Flash).**

C'est un fongicide doté d'un système ascendant et descendant, il est absorbé aussi bien par les feuilles que par les racines, ce qui lui permet d'assurer une protection complète pendant tout le cycle de développement de la plante ; une action préventive et curative sur de nombreux phycomycètes (*Phytophthora*, *Pythium*) en bloquant la germination des spores ou en bloquant la sporulation et le développement du mycélium. Il est utilisable sur de très nombreuses cultures, 200 kg de phosétyl- Al, c'est un fongicide stimulant les mécanismes de défense naturelle de la plante.

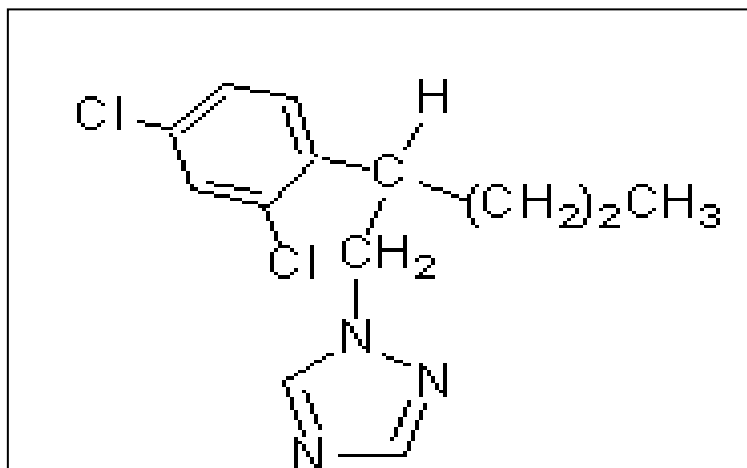
**1-3-5-1-3- Penconazole (Topaz).**

Formule chimique :  $C_{13} H_{15} Cl_2 N_3$  ou 1-2 (2,4 diachlorophényl) n penthyl -1- H- 1,2,4 triazole (Fig.10), activité : fongicide, origine : belge (Janssen), famille chimique : triazoles, présentation : cristaux blancs à l'état pur, solubilité : dans l'eau : 70 mg/l à 20 °C , soluble dans la plupart des solvants organiques.

Absorbé par les feuilles et les organes herbacés des végétaux. Il est doté de propriétés systémiques. Il est actif à l'égard de nombreux champignons et particulièrement efficace sur de nombreuses maladies.

**DL50** : pour le rat par ingestion : 2125mg/kg.

**Classement** : xn-R48-22, **DJA** : 0,03mg/kg /jour (FAO/OMS). Vigne, pommier : oïdium). 25g/ha, habricotier, pêcher : oïdium (35g/ha). (50g/ha) ; tabac : oïdium (37,5g/ha).



**Fig. 10** : Structure chimique de Penconazole (Acta, 2006).

#### 1-3-5-1-4- Soufre micronisé :

Formule chimique : S, activité : fongicide, famille chimique : produit minéral.

Ce produit d'origine minérale est depuis très longtemps utilisé en viticulture, horticulture et arboriculture pour combattre les oïdiums. Il se présente sous la forme de soufre pour poudrage, il risque d'être phytotoxique par temps calme et à températures élevée, son action sur les acariens n'est pas négligeable. Soufre mouillable pour pulvérisation, rendu miscible à l'eau par adjonction de mouillants. Agit par vapeurs mais peut provoquer des brûlures de la végétation en condition atmosphérique défavorable (+ 28 °C sous abri à la dose de 400 g/hl).

**DL<sub>50</sub>** : pour le rat par ingestion : 2125 mg/kg.

**Classement** : xn-R48/22, **DJA** : 0,03mg/kg/jour (FAO/ OMS). vigne, pommier, oïdium) 25g/ha, abricotier, pêcher : oïdium (35g/ha), concombre, cornichon, courgette, fraisier : oïdium (50g/ha) ; tabac : oïdium (37,5 g/ha).

### 1-3-6-Technique de confrontation:

La confrontation « *in vitro* » est effectuée par la méthode de Patel et Brown, (1969).

#### 1-3-6-1- Principe de la confrontation :

En fonction des isolats de *Ascochyta rabiei* purifiés après observation microscopique, on a choisis 11 isolats issus de différentes régions de l'Ouest Algérien.

Dans des boîtes de Pétri stériles contenant le milieu CDA et le fongicide ajouté à différentes concentrations, est repiqué un explant de chaque isolat (milieu + champignon + fongicide). La méthode est la même pour tous les fongicide utilisé.

Le témoin est ensemencé dans le même milieu mais sans fongicide.

Chaque test est répété trois (03) fois pour chaque concentration et pour chaque isolat.

Les boîtes contenant les cultures sont mises à température de laboratoire ( $24 \pm 2^\circ\text{C}$ ).

La croissance mycélienne de *A.rabiei* est évaluée en mesurant à travers la boîte de Pétri, le diamètre de la colonie. La vitesse de croissance est calculée en mm/j et comparée par rapport à celle du témoin.

On obtient pour chaque traitement un taux d'inhibition de la croissance mycélienne.

L'expérience a été réalisée avec des concentrations différentes :

- Hexaconazole : 0.15 ml/l, 0.3 ml/l et 0.6 ml/l.
- Phosétyl-Al. : 0.5g/l, 1g/l et 2g/l.
- Penconazole : 0.1ml/l, 0.25 ml/l et 0.5 ml/l.

#### 1-3-6-2- Action sur la croissance mycélienne.

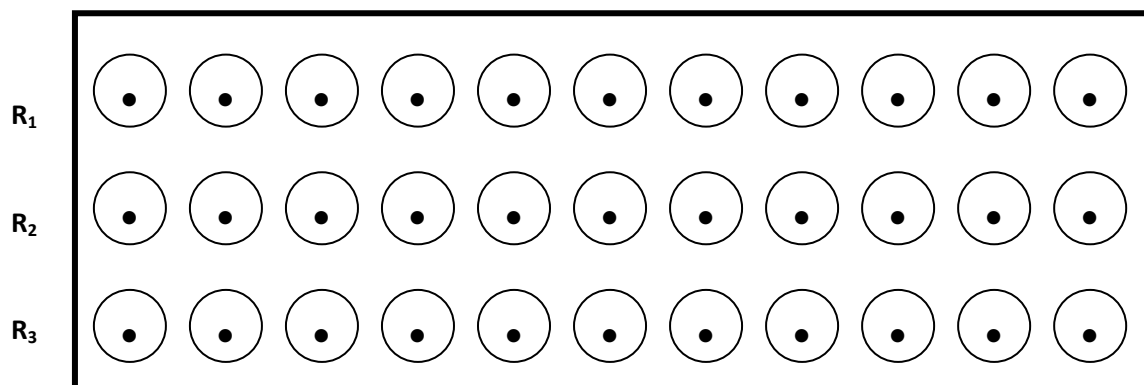
- Les doses précédentes sont mélangées dans chaque litre (1l) de milieu CDA après la stérilisation de ce dernier.
- La répartition du milieu qui contient le produit dans les boîtes de Pétri à raison de 15ml par boîte.
- On laisse le milieu refroidir.
- Une journée après le repiquage, des souches de *Ascochyta rabiei*, des confettis de 5mm de diamètre sont ensemencés dans des boîtes de Pétri contenant les produits, les témoins et les isolats.
- Les indications suivantes : souches, date, concentration, milieu, répétition sont portées sur chaque boîte de Pétri et souche, date, milieu pour témoin.

- Ces boîtes sont incubées à  $24 \pm 2^\circ\text{C}$  pendant 9 jours.
- Le témoin est réalisé dans les mêmes conditions sans fongicides.
- La croissance mycélienne est estimée tous les trois jours en mesurant la moyenne des diamètres perpendiculaires les plus dissemblables de chaque colonie. Trois (03) répétitions ont été effectuées pour chaque concentration et pour chaque isolat.
- L'évaluation de la croissance mycélienne se fait tous les trois (03) jours et pendant 09 jours, selon le tableau suivant (Tab. 12), ce tableau représente le protocole expérimental.

**Tableau 12** : Protocole expérimental.

Isolats	Nombre de Répétitions	Concentrations en %			Témoin
		Hexaconazole	Phosétyl -Al	Penconazole	
Rel1	3	0,15ml/l 0,3ml/l 0,6 ml/l	0,5g/l 1 g/l 2 g/l	0,1ml/l 0,25ml/l 0,5ml/l	3
Rel2	3	0,15 ml/l 0,3ml/l 0,6ml/l	0,5 g/l 1 g/l 2 g/l	0,1ml/l 0,25ml/l 0,5ml/l	3
Sba1	3	0.15 ml/l 0,3 ml/l 0,6 ml/l	0.5 g/l 1 g/l 2 g/l	0.1ml/l 0,25ml/l 0,5ml/l	3
Sba2	3	0,15 ml/l 0,3 ml/l 0,6 ml/l	0,5 g/l 1 g/l 2 g/l	0,1ml/l 0,25ml/l 0,5ml/l	3
Ad1	3	0,15 ml/l 0,3 ml/l 0,6 ml/l	0,5 g/l 1 g/l 2 g/l	0,1ml/l 0,25ml/l 0,5ml/l	3
Ad2	3	0,15 ml/l 0,3 ml/l 0,6 ml/l	0,5 g/l 1 g/l 2 g/l	0,1ml/l 0,25ml/l 0,5ml/l	3
At	3	0,15 ml/l 0,3 ml/l 0,6 ml/l	0,5 g/l 1 g/l 2 g/l	0,1 ml/l 0,25ml/l 0,5ml/l	3
Msc1	3	0,15 ml/l 0,3 ml/l 0,6 ml/l	0,5 g/l 1 g/l 2 g/l	0,1 ml/l 0,25 ml/l 0,5 ml/l	3
Msc2	3	0,15 ml/l 0,3 ml/l 0,6 ml/l	0,5 g/l 1 g/l 2 g/l	0,1 ml/l 0,25 ml/l 0,5 ml/l	3
Sba3	3	0,15 ml/l 0,3 ml/l 0,6 ml/l	0,5 g/l 1 g/l 2 g/l	0,1 ml/l 0,25 ml/l 0,5ml/l	3
Most	3	0,15 ml/l 0,3 ml/l 0,6 ml/l	0,5 g/l 1 g/l 2 g/l	0,1ml/l 0,25ml/l 0,5ml/l	3

Le dispositif ci-dessous(Fig.11), montre la technique du dispositif expérimentale.



**Fig. 11:** Vue générale du dispositif expérimental.

(R : Répétition ● : Explant ○ : Boîte de Pétri ).

### 1-3-7-Action sur la germination des spores de *Ascochyta rabiei* :

#### 1-3-7-1-Le principe de la technique :

La germination des spores est un facteur capital dans le développement et la propagation des maladies cryptogamiques. C'est la raison pour laquelle nous avons essayé de chercher l'effet de quelques fongicides sur la germination des spores de *A.rabiei*.

Nous avons appliqué la méthode de Horsfall (1956) modifiée dont le principe et les données technique ont été exposés par Albertini L. (1974).

Les étapes essentielles de la méthode sont :

Deux expériences ont été faites avec trois (03) concentrations de fongicides : Phosétyl - Al et le Soufre micronisé.

Première expérience : 0.01 g/l, 0.2 g/l, 0.5 g/l. pour Phosétyl-Al.

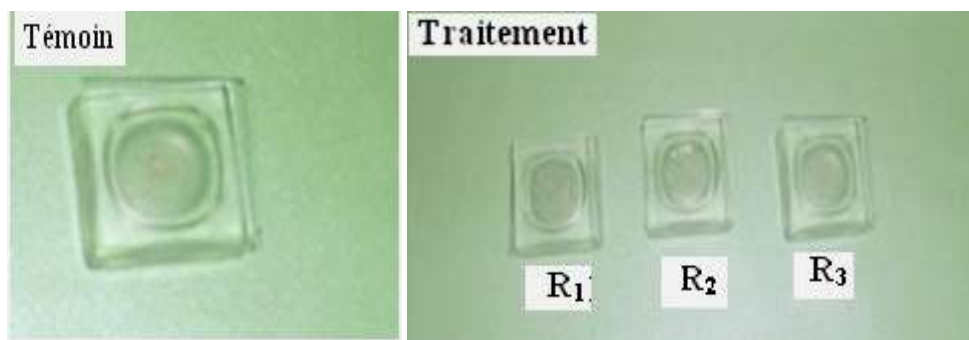
Deuxième expérience : 0.05 g/l, 0,1g/l, 0,5 g/l pour Soufre micronisé.

Les deux produits (Phosétyl-Al et Soufre micronisé) à essayer, répartis de façon homogènes à des concentrations (0.1 g/l, 0.2g/l, 0.5 g/l.et 0.05 g/l, 0,1g/l, 0,5 g/l respectivement) dans la cupule de lames à concavité, est confronté aux conidies (spores) de *Ascochyta rabiei*, en suspension ( $10^5$  conidies/ml) dans l'eau distillée. L'expérience est menée dans une enceinte obscure où la température est de  $24 \pm 2^\circ\text{C}$ .

La germination conidienne, lorsqu'elle n'a été que partiellement inhibée par les fongicides, à une concentration donnée est repérée par le pourcentage de germination par rapport au témoin non traité. 48 heures après le début de l'expérience, le pourcentage de germination des conidies est déterminé et

exprimé par rapport au taux moyen de germination du témoin correspondant au produit. Chaque comptage (observation) a porté sur 100 spores réparties dans trois concavités (Fig. 12).

- Les indications : les souches, date, concentration sont portées sur chaque lame à concavité pour les trois (03) traitements et les témoins.
- Pour toutes les souches de *Ascochyta rabiei*, ce test est réalisé à raison de 3 répétitions.
- Le test est utilisé pour calculer : la germination des spores de *A.rabiei* et le taux d'inhibition de la germination des spores pour tous les isolats étudiés.
- Toutes les boîtes (traitements et témoins) sont mises à température de laboratoire ( $24 \pm 2^{\circ}\text{C}$ ) pendant 48 heures.



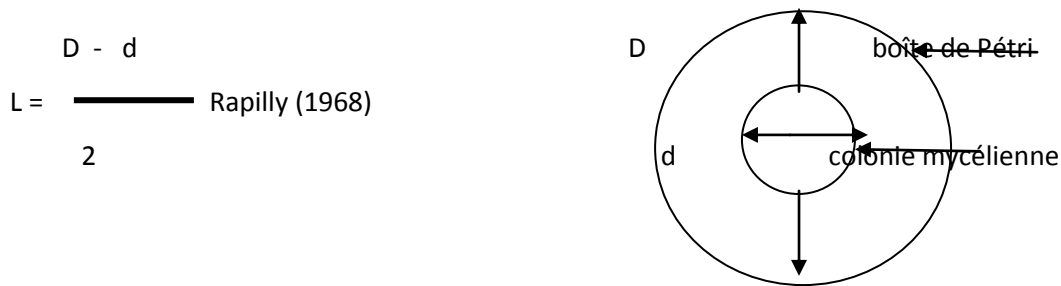
**Fig. 12:** Technique de germination des spores de *Ascochyta rabiei*.

R : répétition

### 1- 3-8- Mesure de la croissance mycélienne et évaluation du taux d'inhibition :

#### 1- 3-8- 1-Mesure de la croissance mycélienne :

Pour l'estimation de la croissance mycélienne du pathogène, la technique utilisée est celle indiquée par Rapilly, (1968) : qui consiste à mesurer la croissance linéaire et diamétrale des isolats du champignon (Fig.13). Elle a été évaluée par la mesure de la croissance mycélienne dans le temps d'un explant de 5mm de diamètre par l'application de la formule suivante :



**Fig. 13:** Schéma représentatif de la méthode de mesure de la croissance linéaire et diamétrale du mycélium du champignon.

L : Croissance mycélienne en mm (Moyenne de deux mesures radiales)

D : Diamètre de la colonie en mm.

d : Diamètre de l'explant initial (en mm).

La vitesse de croissance (mm /j) est calculée en appliquant la formule suivante:

$$V = \frac{(L_2 - L_1) + (L_3 - L_2) + (L_4 - L_3) + \dots + (L_{n-1} - L_n)}{n - 1}$$

V = Vitesse de croissance (mm/j).

L = Croissance mycélienne (mm).

L<sub>1</sub> = Croissance mycélienne au 1<sup>er</sup> jour.

L<sub>n</sub> = Croissance mycélienne du dernier jour.

n = Nombre de jours durant le test.

**1-3-8-2- Mesure du taux de sporulation :**

Le dénombrement de spores est réalisé selon la formule suivante :

$$N = \frac{n \cdot 1}{N \cdot 10^{-3} \text{ ml}} = (\text{nombre de spores / ml}) \cdot 10^3$$

**V** = Volume d'un petit carré (m<sup>3</sup>)

**n** = Moyenne du nombre de spores (germes/ml).

**N** = Nombre de spores dans le petit carré.

### 1-3-8-3- Evaluation du taux d'inhibition de la croissance mycélienne:

Le taux d'inhibition de la croissance mycélienne par rapport au témoin est calculé en pourcentage selon la formule suivante:

$$TI = \frac{V_t - V_s}{V_t} \times 100$$

**TI** = Taux d'inhibition en % .

**V<sub>t</sub>** = Vitesse de croissance du témoin

**V<sub>s</sub>** = Croissance de la souche *Ascochyta rabiei* en présence du fongicide.

Pour calculer la vitesse de croissance des colonies (témoin et substances testées), la formule suivante est appliquée :

$$V = \frac{(L_2 - L_1) + (L_3 - L_2) + (L_4 - L_3) + \dots + (L_{n-1} - L_n)}{n - 1}$$

**V**= Vitesse de la croissance en mm/j

**L**= Croissance mycélienne en mm

**L<sub>1</sub>**= Croissance mycélienne de premier jour

**L<sub>n</sub>** = Croissance mycélienne de dernier jour.

**n** = Nombre de jours durant le test.

### 1-3-9 -Dispositif expérimental:

Les essais ont été conduits selon un dispositif en randomisation totale de trois (03) répétitions.

L'ensemble des analyses statistique a été effectué à l'aide du logiciel STAT BOX.

*Chapitre II :*  
*Résultats et Discussion*

## 2- Résultats et Discussion :

### 2-1- Résultats :

#### 2-1-1- Etude morphologique des isolats de *Ascochyta rabiei* :

##### 2-1-1-1- Critères macroscopiques :

Sous les conditions de température de  $20^{\circ}\text{C} \pm 2$ ,  $\text{pH} = 5,8$  et une photopériode différente, les résultats obtenus avec le milieu pois chiche gélosé nous ont permis de noter ces quelques différences macroscopiques entre les 11 isolats (Tab.13, Fig. 14). Selon les isolats l'aspect des cultures est variable, par la couleur des colonies, puis par l'abondance du mycélium, la couleur des pycnides et du cirrhe, la couleur des colonies varie de vert clair à vert olive pour tous les isolats sauf sur l'isolat At qui présente de colonie de couleur vert foncé.

Des différences existent également au sein de l'aspect du mycélium, les isolats Rel2, Msc2, Sba3 présentent un mycélium aérien (relief), peu abondant, érigé qui donne aux colonies l'aspect cotonneux, il y a aussi du mycélium rasant (plat), très abondant pour les autres isolats.

On observe aussi une différence dans la moyenne de croissance des isolats de *Ascochyta rabiei* assez importante, la vitesse de croissance varie selon l'isolat et le milieu, dans le milieu CDA on a observé que les isolats At, Msc1 et Msc2 et ont une vitesse de croissance plus importante (13,04 mm/j, 10,01 mm/j et 10,76 mm/j respectivement) par rapport aux autres isolats. Par contre dans le milieu PDA les isolats Sba1, Ad2, At et Msc1 ont une vitesse de croissances moyennes ( 5,30 mm/j, 7,20mm/j, 7,40mm/j et 6,55mm/j respectivement), les isolats Rel2, Sba2 et ont une vitesse moins élevée (4,56 mm/j et 4,44 mm/j), et une vitesse de croissance faible chez les isolats Rel1, Ad1, et Msc2 ( 0,89 mm/j, 0,53mm/j , 1,45 mm/j)( Tab. 13).

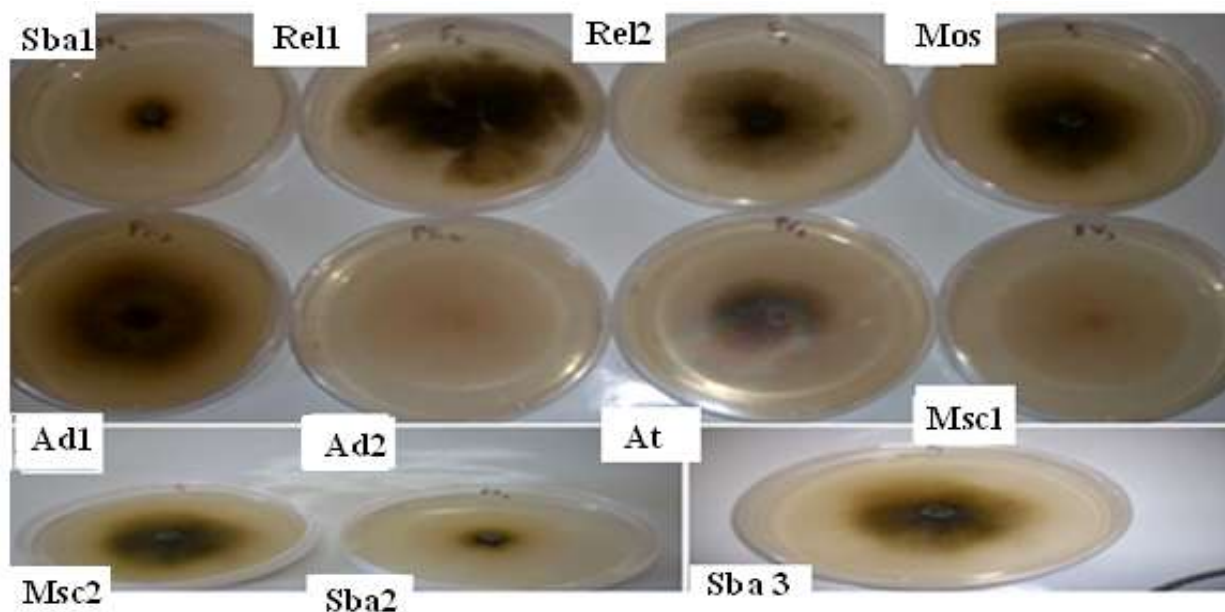
L'incubation des cultures sous un cycle d'éclairage alternatif (16 heures d'éclairage, 8 heures d'obscurité) est à l'origine de la zonation observée au niveau de l'ensemble des colonies.

La couleur du cirrhe libéré par les conidies à maturité, présente une certaine variation de couleur. Dans les deux milieux, l'isolat At présente un cirrhe de couleur Saumon. L'isolat Rel1 se distingue par un cirrhe de couleur blanc sale. Par contre les autres isolats possèdent une couleur de cirrhe marron.

**Tableau 13:** Caractéristiques macroscopiques des isolats de *A. rabiei*, sur milieu de culture CDA et PDA et sous une lumière alternée (16 heures lumière et 8 heures obscurité) et avec une température de 20 °C ± 2 pH =5,8 (culture de 15 jours) :

Critères Isolats	Couleur des colonies		Aspect du mycélium		Abondance des pycnides		Couleur des cirrhes		Vitesse de croissance (mm/j)	
	Milieu		Milieu		Milieu		Milieu		Milieu	
	CDA	PDA	CDA	PDA	CDA	PDA	CDA	PDA	CDA	PDA
Rel1	Vert olive	Vert olive	Rasant	Rasant	+++	++	Blanc sale	Blanc sale	6,21	0,89
Rel2	Vert olive	Vert foncé	Aérien	Aérien	+++	+	Marron	Marron	7,18	4,56
Sba1	Vert clair	Vert olive	Rasant	Rasant	+++	++	Marron	Marron	9,07	5,30
Sba2	Vert olive	Vert olive	Rasant	Rasant	+++	++	Marron	Marron	7,86	4,44
Ad1	Vert clair	Vert clair	Rasant	Rasant	+++	++	Marron	Marron	9,36	0,53
Ad2	Vert olive	Vert olive	Rasant	Rasant	+++	++	Marron	Marron	5,29	7,20
At	Vert olive	Vert foncé	Rasant	Rasant	++	++	Saumon	Saumon	13,04	7,40
Msc1	Vert clair	Vert olive	Rasant	Rasant	++	++	Marron	Marron	10,01	6,55
Msc2	Vert olive	Vert foncé	Aérien	Aérien	+++	+	Marron	Marron	10,76	1,45
Sba3	Vert clair	Vert clair	Aérien	Aérien	+++	++	Marron	Marron	7,5	3,16
Most	Vert olive	Vert olive	Rasant	Rasant	+++	+++	Marron	Marron	8,30	7,65

+ : Peu abondant, ++ : abondant, +++ : Très abondant.



**Fig. 14:** Colonies des isolats de *Ascochyta rabiei* sur milieu de culture CDA.

(Température 20°C ± 2, culture de 15 jours) (Originale, 2011)

Sous les mêmes conditions déjà citées, de température, de pH, et une photopériode différente, les résultats obtenus sont présentés dans le tableau suivant (Tab.14, Fig. 15).

Les résultats ont permis de noter quelques différences macroscopiques entre les isolats.

La couleur des colonies est généralement la même. Elle varie entre le vert-clair et le vert-olive, sauf pour l'isolat At qui présente une couleur de colonie vert-foncé sur les deux milieux.

L'aspect du mycélium est de type rasant pour tous les isolats, sauf pour les isolats Rel2, Msc2 et Sba3 qui sont de type aérien.

Dans le milieu CDA la plupart des isolats possèdent un nombre de pycnides très important. Les isolats Sba2, Msc2 et Mos, ont un nombre de pycnides moyen. L'isolat Sba1 a un nombre de pycnides peu important. Par contre dans le milieu PDA les isolats ont un nombre de pycnides moins important sauf les isolats Ad2 et Msc1 qui possèdent un nombre de pycnides important. En comparant les deux milieux, on constate une zonation peu importante dans le milieu PDA par rapport au milieu CDA.

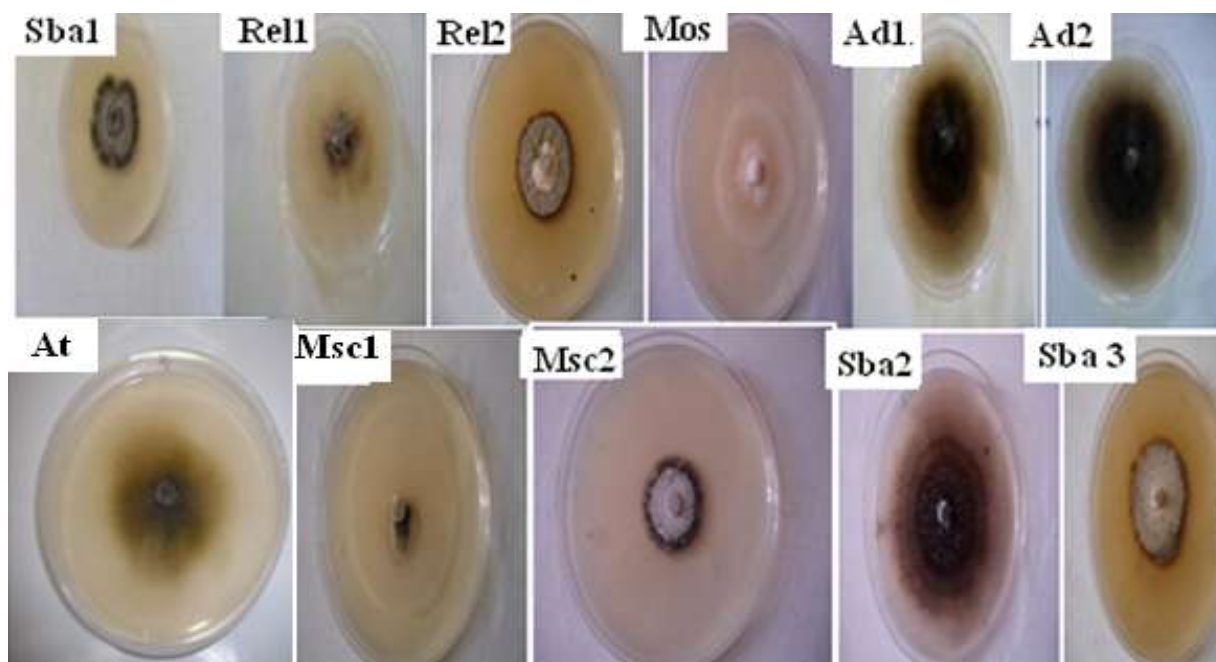
La couleur des cirrhes libérés par les conidies à maturité, présente une certaine variabilité selon l'isolat et le milieu de culture. On a remarqué que l'isolat Rel1 présente une couleur de cirrhe blanc sale, une couleur saumon chez l'isolat At, les autres isolats ont une couleur de cirrhe marron.

La comparaison de la moyenne de croissance des isolats de *Ascochyta rabiei*, fait ressortir des différences. Dans le milieu CDA, les colonies des isolats montrent une vitesse de croissance mycélienne moyenne variant entre 2 et 4 mm/j. Les isolats At, Msc1 et Mos présentent la croissance mycélienne la plus élevée (6,30mm/j, 5,99 mm/j et 5,25 mm/j respectivement) (Tab. 14). D'autre part, dans le milieu PDA, les isolats Rel2, Sba1, Ad1, Msc1 et Mos ont une vitesse de croissance importante suivie les isolats Sba2, Ad1, et Sba3 puis les isolats Rel1, At et Msc2.

**Tableau 14:** Caractéristiques macroscopiques des isolats de *A. rabiei*, sur milieu culture CDA et PDA sous une lumière alternée (12 heures lumière et 12 heures obscurité) et avec une température de 20°C ± 2, pH=5.8 (culture de 15 jours) :

Critères Isolats	Couleur des colonies		Aspect du mycélium		Abondance des pycnides		Couleur des cirrhes		Vitesse de croissance (mm/j)	
	Milieu		Milieu		Milieu		Milieu		Milieu	
	CDA	PDA	CDA	PDA	CDA	PDA	CDA	PDA	CDA	PDA
Rel1	Vert olive	Vert olive	Rasant	Rasant	+++	+	Blanc sale	Blanc sale	2,19	0,5
Rel2	Vert olive	Vert clair	Aérien	Aérien	+++	++	Marron	Marron	3,89	2,69
Sba1	Vert olive	Vert olive	Rasant	Rasant	++	++	Marron	Marron	3,34	2,98
Sba2	Vert clair	Vert clair	Rasant	Rasant	+	++	Marron	Marron	3,65	1,37
Ad1	Vert olive	Vert clair	Rasant	Rasant	+++	+	Marron	Marron	4,05	1,87
Ad2	Vert olive	Vert olive	Rasant	Rasant	+++	+++	Marron	Marron	3,16	2,66
At	Vert foncé	Vert foncé	Rasant	Rasant	+++	++	Saumon	Saumon	6,30	0,5
Msc1	Vert clair	Vert clair	Rasant	Rasant	+++	+++	Marron	Marron	5,99	3,26
Msc2	Vert olive	Vert foncé	Aérien	Aérien	++	+	Marron	Marron	3,72	0,5
Sba3	Vert olive	Vert olive	Aérien	Aérien	+++	++	Marron	Marron	2,34	1,51
Mos	Vert olive	Vert olive	Rasant	Rasant	++	++	Marron	Marron	5,25	2,33

+ : Peu abondant, ++ : abondant, +++ : Très abondant



**Fig. 15:** Colonies des isolats de *Ascochyta rabiei* sur milieu de culture PDA.  
(Température  $20^{\circ}\text{C} \pm 2$ , culture de 15 jours) (Originale, 2011)

#### 2-1-1-2- Critères microscopiques :

La comparaison des 11 isolats de *A.rabiei* sur la base de quelques critères microscopiques concernant les pycnides et les pycnidiospores révèle aussi des différences entre les onze isolats. Des résultats différents ont été observés au niveau des moyennes de sporulation.

L'observation des résultats regroupés dans le tableau 15 fait ressortir des différences au niveau de la couleur des pycnides et le taux de sporulation de *Ascochyta rabiei* sur les milieux de culture testés.

Selon le tableau ci-dessous, nous remarquons que la couleur des pycnides est variable de brun, brun foncé à noire, selon les isolats et le milieu (Tab. 15).

L'observation effectuée au microscope optique nous a permis d'observer des pycnides arrondis au grossissement x40, au grossissement x 100 : l'ostiole chez les jeunes pycnides est non visible par contre chez les pycnides à maturité il est bien différencié (Planche 2 a et b).

**Tableau 15 :** Caractères microscopiques des isolats de *Ascochyta rabiei* à partir de colonies âgées de 20 jours, sur deux milieux de culture (CDA et PDA) cultivés sous une lumière alternée (16 heures lumière, 8 heures obscurité) ; pH = 5,8.

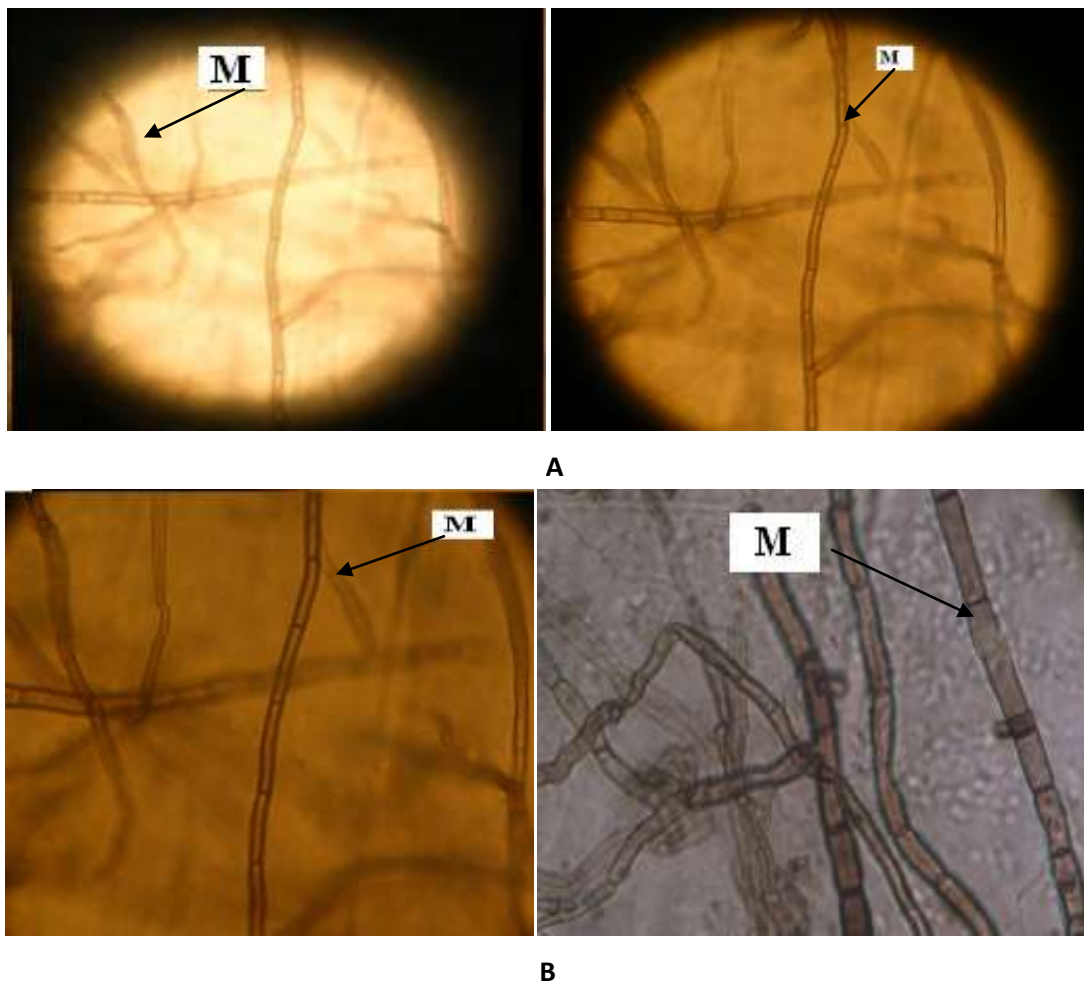
Critères Isolats	Couleur des pycnides		Moyenne de sporulation (Nombre de spores / ml)	
	Milieu		Milieu	
	CDA	PDA	CDA	PDA
Rel1	Noire	Noire	$3,4.10^5 \pm 3445,1$	$2,9.10^5 \pm 2510,2$
Rel2	Brune	Brune	$2.10^5 \pm 52104$	$0,10.10^5 \pm 10201$
Sba1	Noire	Noire	$3,5.10^5 \pm 3051$	$0,1.10^5 \pm 4082,5$
Sba2	Noire	Noire	$0,25.10^5 \pm 7201$	$0,16.10^5 \pm 6500,2$
Ad1	Brun foncé	Brun foncé	$4.10^5 \pm 5541,6$	$2,6.10^5 \pm 7210,3$
Ad2	Noire	Noire	$4,06.10^5 \pm 1002$	$4.10^5 \pm 4020$
At	Brune	Brune	$4,5.10^5 \pm 15320,4$	$1,5.10^5 \pm 3215,3$
Msc1	Noire	Noire	$5.10^5 \pm 3284$	$3,9.10^5 \pm 1320,9$
Msc2	Brune	Brune	$6.10^5 \pm 5082,5$	$0,5.10^5 \pm 1415$
Sba3	Brun foncé	Brun foncé	$4.10^5 \pm 1420,2$	$0,35.10^5 \pm 2014$
Mos	Noire	Noire	$3,9.10^5 \pm 6215,1$	$1,06.10^5 \pm 1009,2$

A maturité, les pycnides libèrent de leur ostiole des pycnidiospores qui sont hyalines engluées dans une masse mucilagineuse (cirrhe).

Les pycnidiospores sont ovales ou légèrement allongées, généralement unicellulaires et occasionnellement bicellulaires.

La comparaison des taux de sporulation chez les isolats de *Ascochyta rabiei* fait également ressortir des différences significatives.

Dans le milieu CDA, l'isolat Sba2 a un taux de sporulation moins important ( $0,25.10^5$  spores/ ml). Les autres isolats restant ont des taux de sporulation plus élevés ( $2.10^5$  à  $6.10^5$  spores/ ml). Par contre dans le milieu PDA, la plupart des isolats ont un taux de sporulation moins élevés ( $0,1.10^5$  à  $3,9.10^5$  spores/ ml).



**Planche 2 a** : Différentes caractères microscopiques de *Ascochyta rabiei*.

(Originale, 2011)

**M** : Mycélium

**A** : grossissement (X10) **B** : grossissement(X40)

Selon le tableau ci-dessous, nous remarquons que la couleur des pycnides est variable de brun, brun foncé à noir, selon l'isolat.

La comparaison des taux de sporulation chez les isolats de *Ascochyta rabiei* fait également ressortir des différences pour les deux milieux de culture.

Dans le milieu CDA, les quatre (04) isolats, Rel2, Sba1, Sba2 et Msc2, ont un taux de sporulation moyen qui varie entre  $0,31 \cdot 10^5$  à  $0,4 \cdot 10^5$  spores/ml. Les autres isolats ont une sporulation importante, dont l'isolat Rel1 qui atteint  $7,06 \cdot 10^5$  spores /ml (Tab. 16).

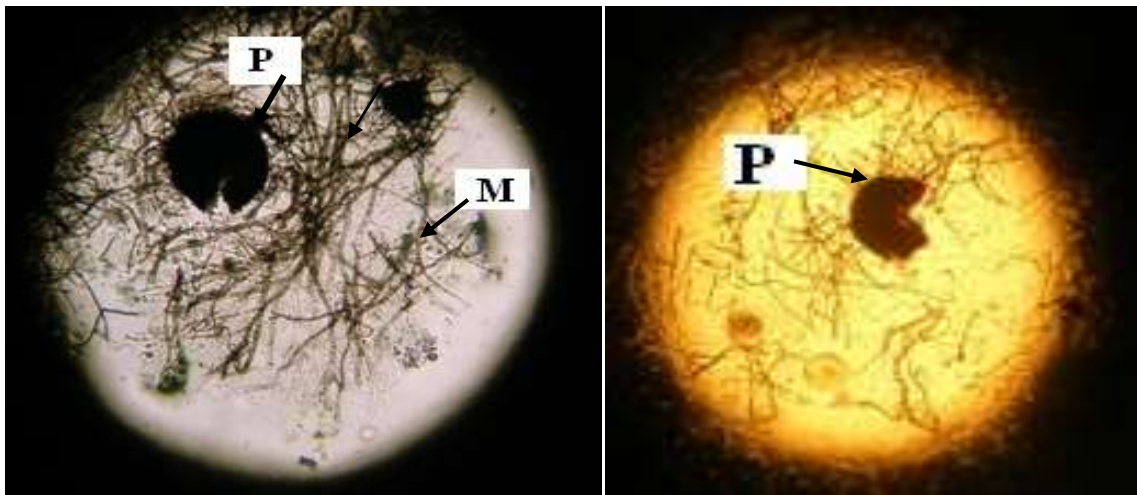
D'autre part, pour le milieu PDA, les isolats Ad1, Ad2 et Msc1 présentent un taux de sporulation le plus important suivi de l'isolat Mos ( $1,5 \cdot 10^5$  spores/ml). Les autres présentent une sporulation moyenne qui varie entre  $0,13 \cdot 10^5$  à  $0,7 \cdot 10^5$  spores/ml.

**Tableau 16:** Caractères microscopiques de 11 isolats de *Ascochyta rabiei* à partir de colonies âgées de 20 jours sur deux milieux de culture (CDA et PDA) cultivés sous une lumière alternée (12 heures lumière, 12 heures obscurité) ; pH =5,8.

Critères Isolats	Couleur des pycnides		Moyenne de sporulation (Nombre de spores / ml)	
	Milieu		Milieu	
	CDA	PDA	CDA	PDA
Rel1	Noire	Noire	$7,06.10^5 \pm 8660$	$0,13.10^5 \pm 4020,3$
Rel2	Brune	Brune	$0,15.10^5 \pm 1042,8$	$0,15.10^5 \pm 2053,8$
Sba1	Noire	Noire	$0,32.10^5 \pm 20161,1$	$0,7.10^5 \pm 16329,9$
Sba2	Noire	Noire	$0,4.10^5 \pm 1903$	$0,16.10^5 \pm 1438,1$
Ad1	Brun foncé	Brun foncé	$2,73.10^5 \pm 4082,5$	$2,5.10^5 \pm 4082,5$
Ad2	Noire	Noire	$2,86.10^5 \pm 4034$	$4.10^5 \pm 4020$
At	Brune	Brune	$5,66.10^5 \pm 8333,2$	$0,26.10^5 \pm 2615,3$
Msc1	Noire	Noire	$1,16.10^5 \pm 16328$	$2,6.10^5 \pm 17349,8$
Msc2	Brune	Brune	$0,31.10^5 \pm 2150$	$0,14.10^5 \pm 1641,5$
Sba3	Brun foncé	Brun foncé	$3,1.10^5 \pm 76602$	$0,25.10^5 \pm 4032,9$
Mos	Noire	Noire	$4,83.10^5 \pm 28284,2$	$1,5.10^5 \pm 15338,4$

L'observation effectuée au microscope optique nous a permis d'observer des pycnides arrondis au grossissement x10, au grossissement x 40 (Planche 2 b).

Les pycnidiospores sont hyalines rarement cellulaires ou légèrement allongées (Planche 2 b). La taille des pycnidiospores est variable d'un isolat à un autre.



Grossissement(X10).



Grossissement(X40)

Grossissement(X100)

**Planche 2 b** : Différentes caractères microscopiques de *Ascochyta rabiei*.  
(Originale, 2011)

**P** : Pycnides    **M** : Mycélium    **Sp** : Spores

## 2-1-2- Etude de la physiologie du champignon :

### 2-1-2-1- Effet du milieu de culture :

#### 2-1-2-1-1- Sur la croissance mycélienne :

A travers les résultats obtenus, nous constatons que l'effet du milieu de culture est variable, avec des différences hautement significatives entre les isolats.

L'étude statistique de la croissance obtenus sur les deux milieux ainsi que celles relevées sur les deux milieux ayant permis l'obtention des meilleurs résultats (analyse de la variance, test NEWMAN-KEULS-SEUIL = 5%), nous montre que les différences enregistrées sont significatives et les degrés de signification sont rapportés sur le tableau 17.

**Tableau 17:** Analyse de la variance de la croissance mycélienne (culture de 15 jours) et de la sporulation (culture de 20 jours) obtenus sur deux milieux de culture ((Test de NEWMAN-KEULS- SEUIL = 5%).

Isolats	Croissance mycélienne				Sporulation			
	CDA		PDA		CDA		PDA	
	Moyenne	Test F	Moyenne	Test F	Moyenne	Test F	Moyenne	Test F
Rel1	5,5 <sup>a</sup> ± 1,023	27,5 <sup>**</sup>	0,5 ± 1,022	5,5 <sup>NS</sup>	7,06.10 <sup>5a</sup> ± 8660	35 <sup>**</sup>	0,13.10 <sup>5b</sup> ± 4020,3	30,15 <sup>*</sup>
Rel2	9,33 <sup>a</sup> ± 2,125	25 <sup>**</sup>	5,66 <sup>b</sup> ± 0,25	12,15 <sup>*</sup>	0,15.10 <sup>5a</sup> ± 1042,8	38,125 <sup>*</sup>	0,15.10 <sup>5b</sup> ± 2053,8	35,122 <sup>*</sup>
Sba1	7,5 <sup>a</sup> ± 1,082	13 <sup>*</sup>	6,5 <sup>b</sup> ± 1,2	14 <sup>*</sup>	0,32.10 <sup>5a</sup> ± 20161,1	11,13 <sup>*</sup>	0,7.10 <sup>5b</sup> ± 16329,9	38,133 <sup>*</sup>
Sba2	7,33 <sup>a</sup> ± 2,785	15,45 <sup>*</sup>	3 ± 1,123	4,12 <sup>NS</sup>	0,4.10 <sup>5a</sup> ± 1903	13,14 <sup>*</sup>	0,16.10 <sup>5</sup> ± 1438,1	9,145 <sup>NS</sup>
Ad1	9,33 <sup>a</sup> ± 2,614	31 <sup>*</sup>	3 ± 2,015	4,5 <sup>NS</sup>	2,73.10 <sup>5a</sup> ± 402,5	65,02 <sup>**</sup>	2,5.10 <sup>5b</sup> ± 4082,5	56,165 <sup>*</sup>
Ad2	7,5 <sup>a</sup> ± 3,415	26,5 <sup>*</sup>	5,83 <sup>b</sup> ± 0,145	16 <sup>*</sup>	2,86.10 <sup>5a</sup> ± 4034	73,012 <sup>**</sup>	4.10 <sup>5b</sup> ± 4020	60,145 <sup>**</sup>
At	16,83 <sup>a</sup> ± 1,015	60 <sup>**</sup>	0,5 ± 3,121	6 <sup>NS</sup>	5,66.10 <sup>5a</sup> ± 833,2	102,13 <sup>**</sup>	0,26.10 <sup>5b</sup> ± 2615,3	84,42 <sup>*</sup>
Msc1	12,5 <sup>a</sup> ± 1,713	48 <sup>*</sup>	9,16 <sup>b</sup> ± 0,112	16,5 <sup>**</sup>	1,16.10 <sup>5a</sup> ± 16328	70,11 <sup>**</sup>	2,6.10 <sup>5b</sup> ± 17349,8	55,142 <sup>**</sup>
Msc2	7,33 <sup>a</sup> ± 5,011	12 <sup>**</sup>	0,5 ± 1,023	2,5 <sup>NS</sup>	0,31.10 <sup>5a</sup> ± 2150	50,2 <sup>*</sup>	0,14.10 <sup>5b</sup> ± 1641,5	56,125 <sup>**</sup>
Sba3	6,33 <sup>a</sup> ± 2,114	10 <sup>*</sup>	2,5 ± 2,154	7,5 <sup>NS</sup>	3,1.10 <sup>5a</sup> ± 7602	80,3 <sup>**</sup>	0,25.10 <sup>5b</sup> ± 4032,9	43,149 <sup>*</sup>
Mos	9 <sup>a</sup> ± 3,125	22 <sup>*</sup>	4,5 ± 3,112	4,5 <sup>NS</sup>	4,83.10 <sup>5a</sup> ± 2884,2	114 <sup>**</sup>	1,5.10 <sup>5b</sup> ± 15338,4	70,111 <sup>*</sup>

\* : significatif \*\* : hautement NS : Non significatif

L'observation des résultats représentés dans les figures 16 et 17 nous permet de remarquer des différences dans le comportement des onze isolats vis-à-vis des deux milieux de culture testés.

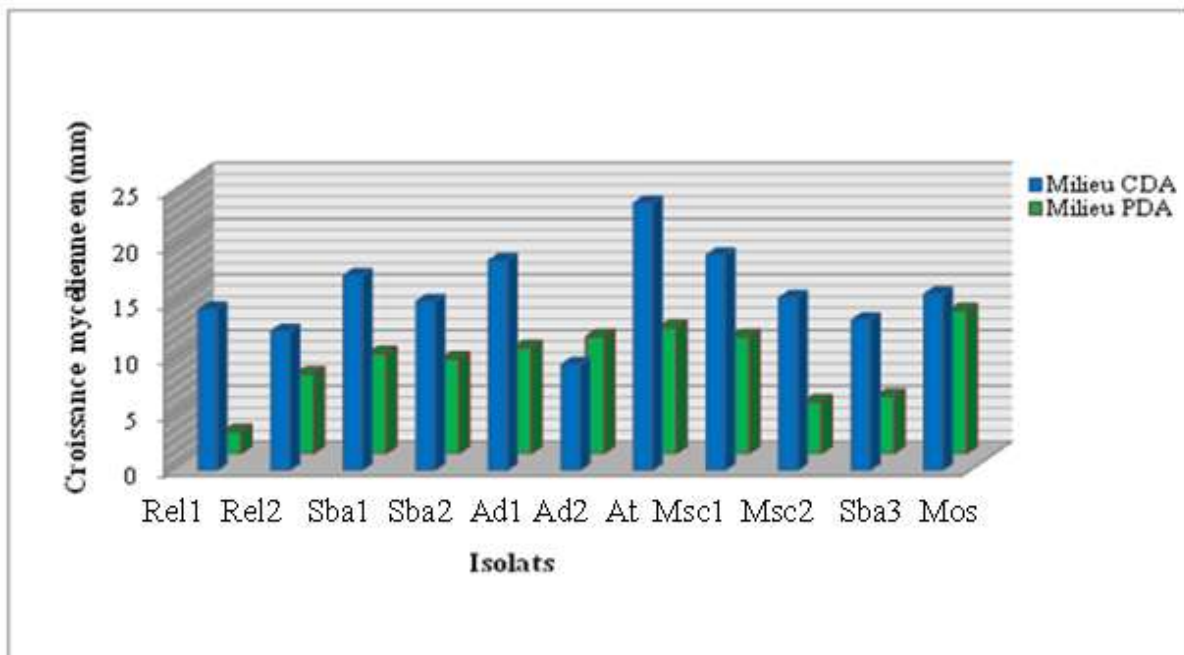
Les isolats At, Msc1, Ad1, Sba1 et Mos ont enregistré leur plus forte moyenne de croissance mycélienne sur le milieu CDA (24 mm, 19,33 mm, 18,83 mm, 17,5mm et 15,83mm respectivement) (Fig.16) (Annexe, 10)

Les isolats Rel1, At et Msc2 ont une croissance mycélienne très faible sur le milieu PDA (0,5 mm, 0,5mm et 0,5 mm) (Fig. 17) (Annexe11).

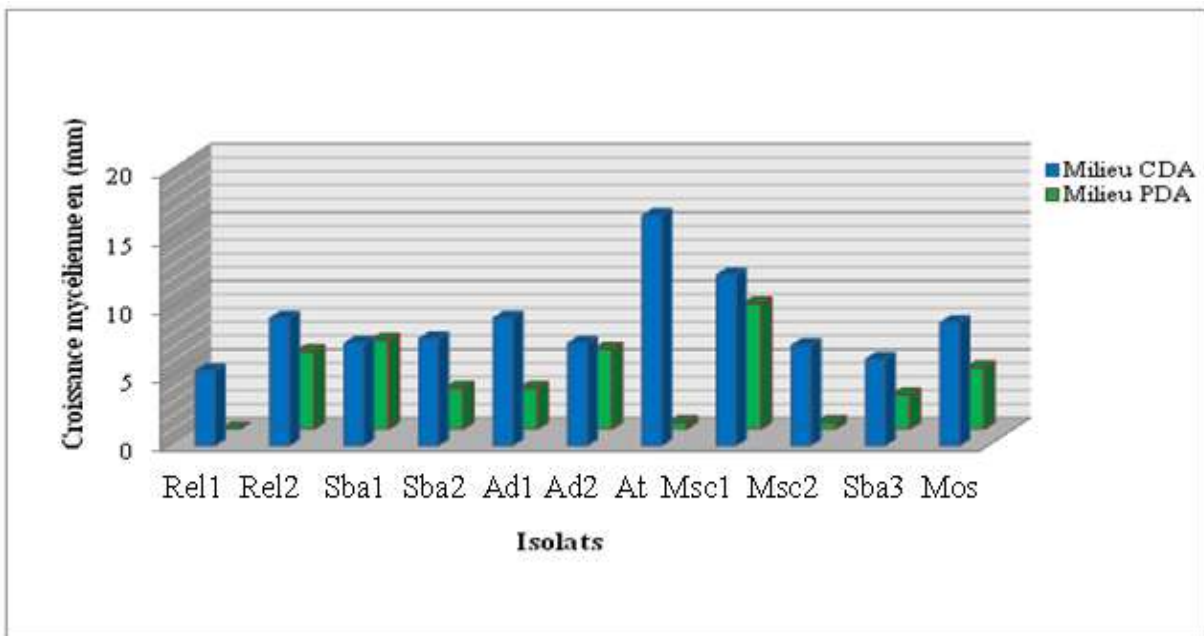
Les deux milieux testés (CDA et PDA) ont donné des résultats différents pour la plupart des isolats.

Nous avons remarqué également que les onze isolats se développent mieux sur le milieu CDA qui contient des quantités relativement importantes de composés organiques, en plus d'un apport minéral.

En comparant les deux milieux, nous constatons que les isolats sont mieux développés sur le milieu CDA



**Fig.16** : Effet du milieu de culture sur la croissance mycélienne des isolats de *A.rabiei* sous une photopériode de 16 heures lumière/ 8 heures obscurité (culture de 15 jours).



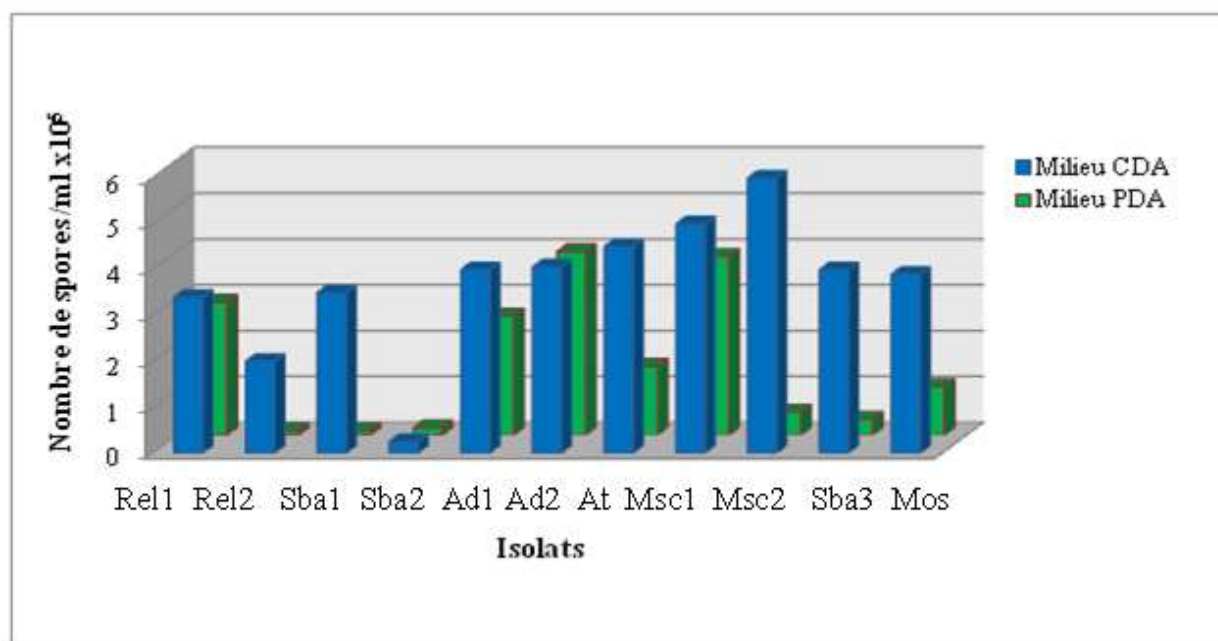
**Fig.17** : Effet du milieu de culture sur la croissance mycélienne de *A.rabiei* sous photopériode de 12 heures lumière /12 heures d’obscurité (culture de 15 jours).

### 2-1-2-1-2- Sur la sporulation :

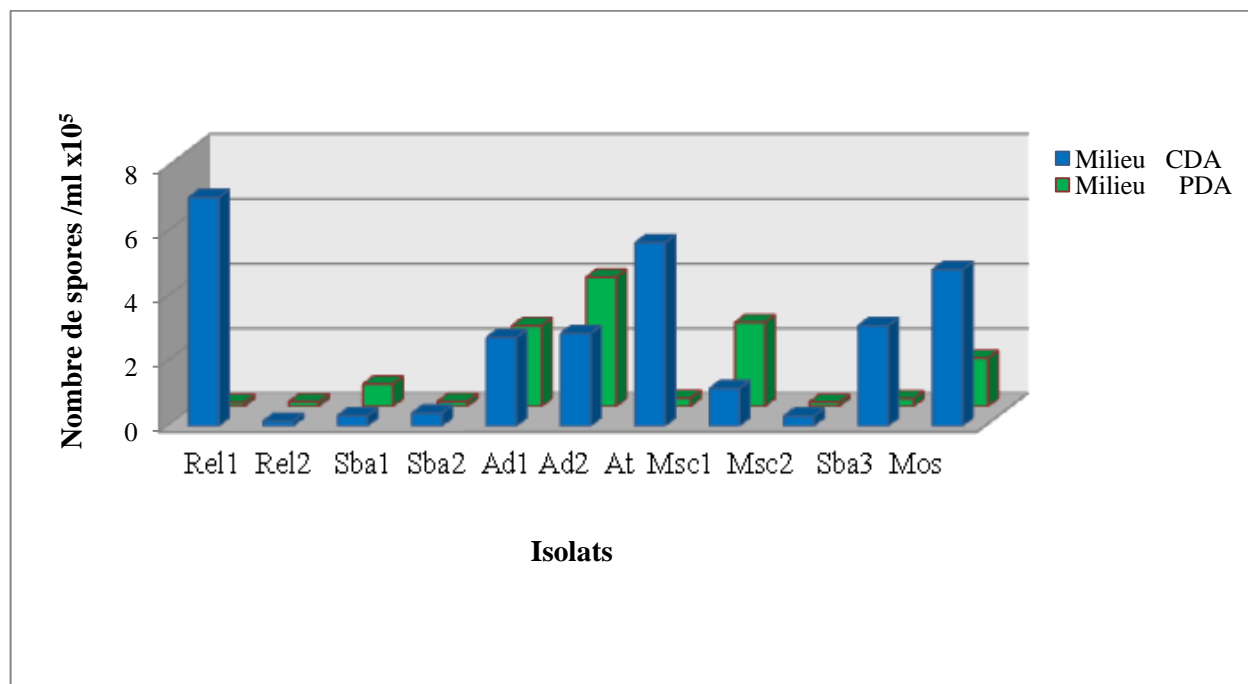
Les résultats de la sporulation montrent que sur le milieu CDA, on observe l'abondance des pycnides chez les isolats après 20 jours d'incubation. Le dénombrement des spores des isolats et les taux de sporulation enregistrés après 20 jours sur le milieu PDA sont moins importants de ce qui a été obtenu avec le milieu CDA (Fig. 18 et 19).

Cependant le milieu CDA a permis aux onze isolats de produire le maximum de spores mais avec des différences entre elle. La comparaison des taux de sporulation obtenus par les onze isolats sur les milieux CDA et PDA ainsi que la comparaison des résultats obtenus par les onze isolats sur le milieu CDA ( $0,14 \cdot 10^5$  spores/ml à  $7,06 \cdot 10^5$  spores/ml) relèvent que les différences enregistrées sont significatives (Tab. 18).

La comparaison des résultats de la croissance linéaire et de la sporulation, montre que les milieux favorables à la croissance mycélienne n'ont relativement pas permis l'obtention de bon taux de sporulation.



**Fig. 18 :** Effet du milieu de culture sur la sporulation de *A.rabiei* sous photopériode de 16 heures lumière /8 heures d'obscurité (culture de 20 jours)



**Fig. 19** : Effet du milieu de culture sur la sporulation de *A.rabiei* sous photopériode de 12 heures lumière /12 heures d'obscurité (culture de 20 jours)

#### 2-1-2-2- Effet de la lumière sur la croissance mycélienne et la sporulation de *A.rabiei* :

La lumière, un des facteurs physiques testés dans ce travail, a beaucoup été étudié pour ses effets quantitatifs et qualitatifs aussi bien dans les conditions naturelles qu'au laboratoire (Khouaidjia, 2000). Son action a été montrée tant sur la plante hôte que sur le pathogène.

##### 2-1-2-2- 1-Sur la croissance mycélienne :

L'observation des résultats obtenus en présence et en absence d'éclairage montre que les différences sont significatives, ce qui permet de considérer la lumière comme un facteur favorable à la croissance mycélienne.

A l'obscurité, les isolats produisent moins de spores. En revanche, leur sporulation est plus importante en présence de lumière.

La croissance mycélienne est nettement améliorée par l'utilisation d'une photopériode durant l'incubation et de meilleurs résultats sont obtenus avec alternance de 16 heures d'éclairage et 8 heures d'obscurité (Fig.20 a) (Annexe 10 et 12).

**Tableau 18** : Analyse de la variance de la croissance mycélienne (culture de 15 jours) et de la sporulation (culture de 20 jours) obtenus sous l'effet de la lumière alternée (16h/8h et 12h/12h) (Test de NEWMAN-KEULS- SEUIL = 5%).

Isolats	Croissance mycélienne				Sporulation			
	16h/8h		12h/12h		16h/8h		12h/12h	
	Moyenne	Test F	Moyenne	Test F	Moyenne	Test F	Moyenne	Test F
Rel1	14,5 <sup>a</sup> ± 2,012	55,1 <sup>**</sup>	2 ± 0,121	7,15 <sup>NS</sup>	3,4.10 <sup>5a</sup> ± 3445,1	46,121 <sup>**</sup>	0,13.10 <sup>5b</sup> ± 400,3	11,15 <sup>*</sup>
Rel2	12,5 <sup>a</sup> ± 1,112	26 <sup>*</sup>	7,16 ± 1,123	5,102 <sup>NS</sup>	2.10 <sup>5a</sup> ± 52104	25125 <sup>*</sup>	0,15.10 <sup>5b</sup> ± 2053,8	15,122 <sup>*</sup>
Sba1	17,5 <sup>a</sup> ± 2,015	85 <sup>**</sup>	9 <sup>b</sup> ± 0,152	32,102 <sup>*</sup>	3,5.10 <sup>5a</sup> ± 3051	20,13 <sup>*</sup>	0,7.10 <sup>5b</sup> ± 16329,9	18,133 <sup>*</sup>
Sba2	15,16 <sup>a</sup> ± 2,123	96,22 <sup>**</sup>	8,5 <sup>b</sup> ± 1,136	18,11 <sup>*</sup>	0,25.10 <sup>5a</sup> ± 7201	13,14 <sup>*</sup>	0,16.10 <sup>5b</sup> ± 148,1	20,143 <sup>*</sup>
Ad1	18,83 <sup>a</sup> ± 3,182	102,2 <sup>**</sup>	9,5 <sup>b</sup> ± 1,185	28,289 <sup>*</sup>	4.10 <sup>5a</sup> ± 5541,6	100,02 <sup>**</sup>	2,5.10 <sup>5b</sup> ± 4082,5	46,165 <sup>*</sup>
Ad2	9,5 <sup>a</sup> ± 0,152	19,123 <sup>*</sup>	10,5 <sup>b</sup> ± 2,106	52,123 <sup>**</sup>	4,06.10 <sup>5a</sup> ± 1002	112,01 <sup>**</sup>	4.10 <sup>5b</sup> ± 4020	60,145 <sup>**</sup>
At	24 <sup>a</sup> ± 3,111	122,5 <sup>**</sup>	11,33 <sup>b</sup> ± 1,541	77,12 <sup>**</sup>	4,5.10 <sup>5a</sup> ± 15320,4	102,13 <sup>**</sup>	0,26.10 <sup>5b</sup> ± 265,3	14,42 <sup>*</sup>
Msc1	19,33 <sup>a</sup> ± 4,103	99,15 <sup>**</sup>	10,5 <sup>b</sup> ± 0,154	53,139 <sup>*</sup>	5.10 <sup>5a</sup> ± 3284	312,11 <sup>**</sup>	2,6.10 <sup>5b</sup> ± 1749,8	75,142 <sup>**</sup>
Msc2	15,5 <sup>a</sup> ± 3,145	87,12 <sup>**</sup>	4,66 ± 3,012	8,125 <sup>NS</sup>	6.10 <sup>5a</sup> ± 5082,5	224,2 <sup>**</sup>	0,14.10 <sup>5b</sup> ± 1641,5	16,125 <sup>*</sup>
Sba3	13,5 <sup>a</sup> ± 2,134	15,23 <sup>*</sup>	5,16 ± 2,142	7,514 <sup>NS</sup>	4.10 <sup>5a</sup> ± 1420,2	112,3 <sup>**</sup>	0,25.10 <sup>5b</sup> ± 4032,9	23,149 <sup>*</sup>
Mos	15,83 <sup>a</sup> ± 4,13	47,01 <sup>*</sup>	12,83 <sup>b</sup> ± 2,153	67,112 <sup>**</sup>	3,9.10 <sup>5a</sup> ± 6215,1	114,12 <sup>**</sup>	1,5.10 <sup>5b</sup> ± 15338	65,111 <sup>**</sup>

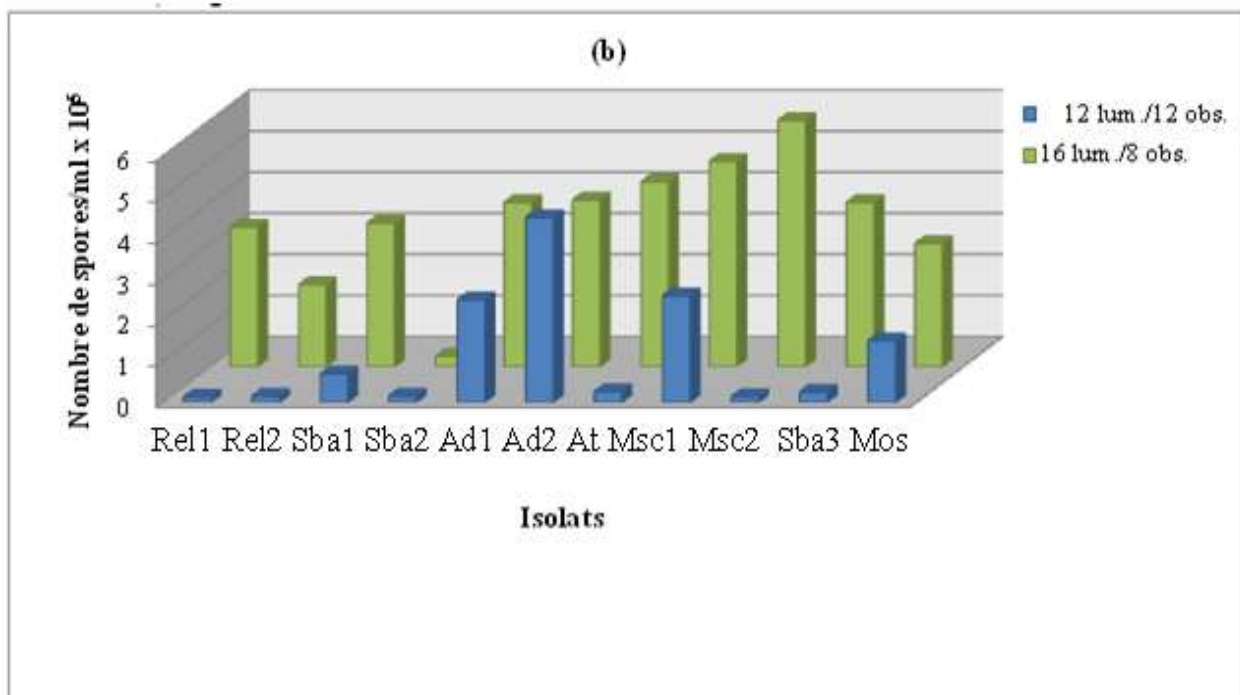
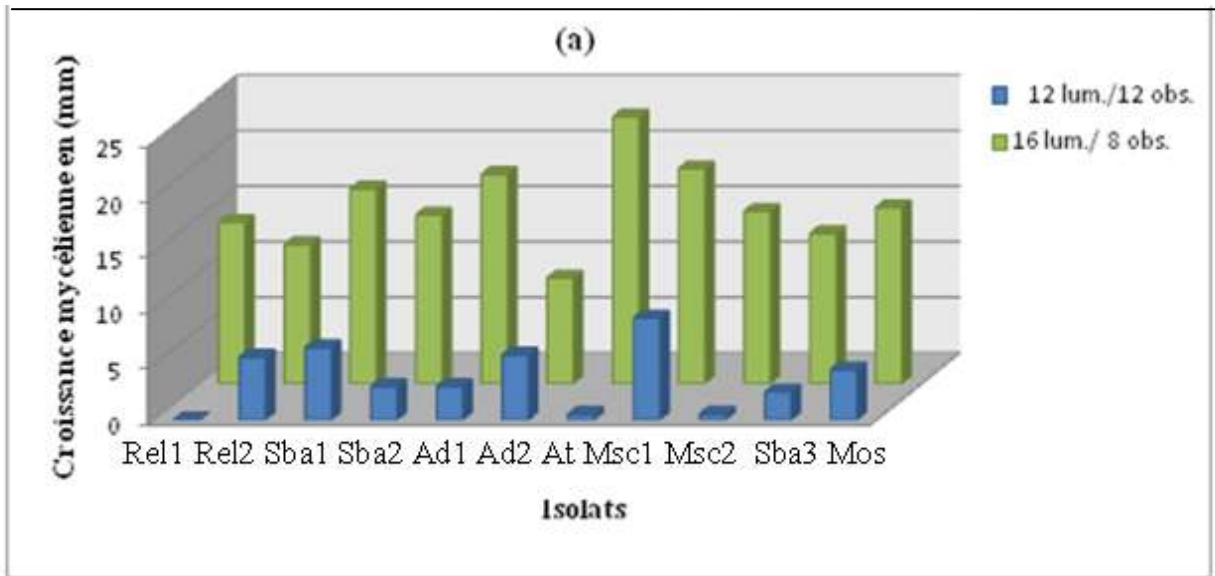
### 2-1-2-2- 2-Sur la sporulation :

L'observation des résultats obtenus en présence et en absence d'éclairage montre que les différences obtenues sont significatives, ce qui permet de considérer la lumière comme un facteur favorable à la sporulation.

D'autre part le phénomène de zonation a attiré notre attention chez les colonies incubées sous un cycle alternatif, où nous avons observé une alternance de cercles où les pycnides sont très abondantes où la croissance mycélienne prédomine.

Les essais réalisés avec des photopériodes différentes font ressortir que l'ensemble des isolats a donné les meilleurs taux de sporulation sous un éclairage alternatif de 16 heures lumière et 8 heures d'obscurité (Fig.20 b). Le maintien du cycle alternatif avec une augmentation de la durée d'éclairage (12 heures de lumière et 12 heures d'obscurité) a entraîné une baisse de la production de spores chez l'ensemble des isolats.

La comparaison des isolats (Tab. 18) met en évidence des différences significatives au sein de chaque régime testé. Ainsi l'isolat Msc1, produit plus de spores, suivi des isolats Msc2, Ad2 et Sba2 puis les isolats Mos et Rel2.



**Fig. 20 a et b:** Effet de la lumière sur la croissance mycélienne et la sporulation des isolats de *A.rabiei*  
 (a) : Croissance mycélienne (culture de 15 jours).  
 (b) : Sporulation (culture de 20 jours).

### 2-1-3- Effet des fongicides sur la croissance mycélienne de *A. rabiei* :

L'objectif de cette étude est de tester l'effet de Héxaconazole, Phosétyl –Al et Penconazole *in vitro* sur la croissance mycélienne et sur la formation des organes reproducteurs des isolats de *Ascochyta rabiei*.

Les résultats obtenus montrent que les trois produits affectent la croissance mycélienne des différents isolats fongiques testés. En effet, plus la concentration du produit augmente plus la vitesse de croissance mycélienne diminue jusqu'à s'inhiber selon la concentration des produits utilisés.

#### ➤ Action de Héxaconazole :

L'analyse statistique des résultats nous a permis de dire que l'effet du Hexaconazole est hautement significatif pour la majorité des isolats de *A. rabiei* (Tab. 19).

Selon la figure suivante (Fig.21, Annexe 13) on observe qu'il y a une différence au niveau de la croissance mycélienne de *Ascochyta rabiei* qui varie selon la concentration (témoin et traitements). Dans les témoins les résultats montrent une croissance qui augmente avec les jours, pour les traitements la figure ci-dessous, montre qu'il y a une inhibition totale de la croissance mycélienne avec le produit Héxaconazole à la concentration 0,6 ml/l. On observe une croissance mycélienne chez les isolats Ad1, Ad2, At, Msc1, Msc2 et Mos aux concentrations 0,15ml/l et 0,30 ml/l (Planches 3, 4 et 5). Par contre il y a une inhibition totale de la croissance mycélienne pour les autres isolats restants dans les mêmes concentrations et sur trois répétitions.

A travers les résultats obtenus selon l'analyse statistique, nous constatons que l'effet de Hexaconazole est variable, avec des différences hautement significatives entre les isolats de *A.rabiei* (Tab.19).

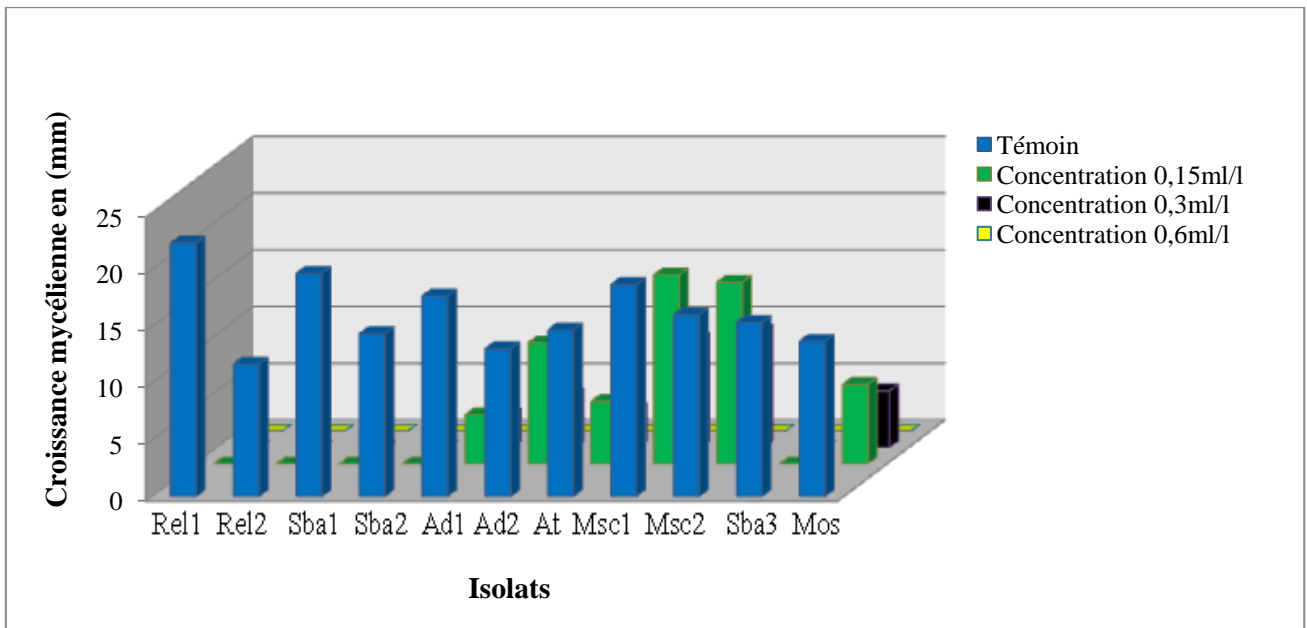
**Tableau 19 :** Groupes homogènes des isolats selon les moyennes de la croissance mycélienne de *A.rabiei* sous l'effet de Hexaconazole (Test de NEWMAN-KEULS- SEUIL = 5%).

Isolats	Témoin	Traitement					
	Moyenne	0.15 ml/l		0.3 ml/l		0.6 ml/l	
		Moyenne	Test F	Moyenne	Test F	Moyenne	Test F
Rel1	22,333 <sup>a</sup> ± 3,215	0 <sup>b</sup>	144,8 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	144,8 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	144,8 <sup>**</sup>
Rel2	11,667 <sup>a</sup> ± 2,082	0 <sup>b</sup>	94,231 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	94,231 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	94,231 <sup>**</sup>
Sba1	19,667 <sup>a</sup> ± 3,786	0 <sup>b</sup>	80,953 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	80,953 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	80,953 <sup>**</sup>
Sba2	14,333 <sup>a</sup> ± 5,132	0 <sup>b</sup>	23,405 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	23,405 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	23,405 <sup>**</sup>
Ad1	17,661 <sup>a</sup> ± 1,525	4,333 <sup>b</sup> ± 0,577	200 <sup>**</sup>	2,833 <sup>b</sup> ± 0,764	226,314 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	226,314 <sup>**</sup>
Ad2	13 <sup>a</sup> ± 2,646	10,167 ± 1,443	2,651 <sup>NS</sup>	4,667 <sup>b</sup> ± 0,577	28,409 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	72,429 <sup>**</sup>
At	14,667 <sup>a</sup> ± 4,619	5,5 <sup>b</sup> ± 0,5	11,68 <sup>*</sup>	3,333 <sup>b</sup> ± 0,289	17,992 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	30,26 <sup>**</sup>
Msc1	18,667 <sup>a</sup> ± 1,155	16,667 ± 0,714	6,261 <sup>NS</sup>	9,5 <sup>b</sup> ± 2,291	38,291 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	783,994 <sup>**</sup>
Msc2	16 <sup>a</sup> ± 1,732	16 ± 1	0 <sup>NS</sup>	10,333 <sup>b</sup> ± 2,021	13,6 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	256 <sup>**</sup>
Sba3	15,333 <sup>a</sup> ± 6,111	0 <sup>b</sup>	18,893 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	18,893 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	18,893 <sup>*</sup>
Mos	13,667 <sup>a</sup> ± 3,512	9,667 ± 1,528	3,273 <sup>NS</sup>	5 <sup>b</sup> ± 1	16,9 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	45,432 <sup>**</sup>

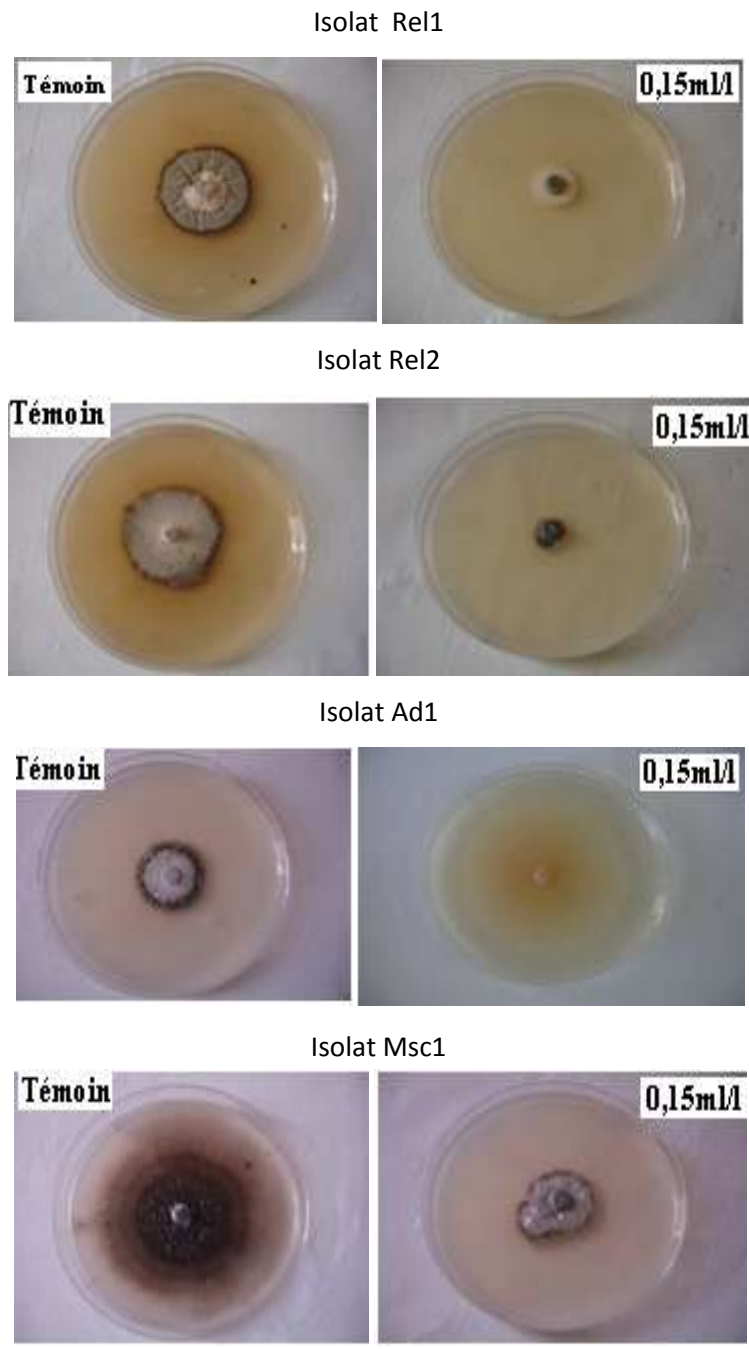
NS : Non significatif (P > 0,05).

\* : Significatif (0,01 < P < 0,05).

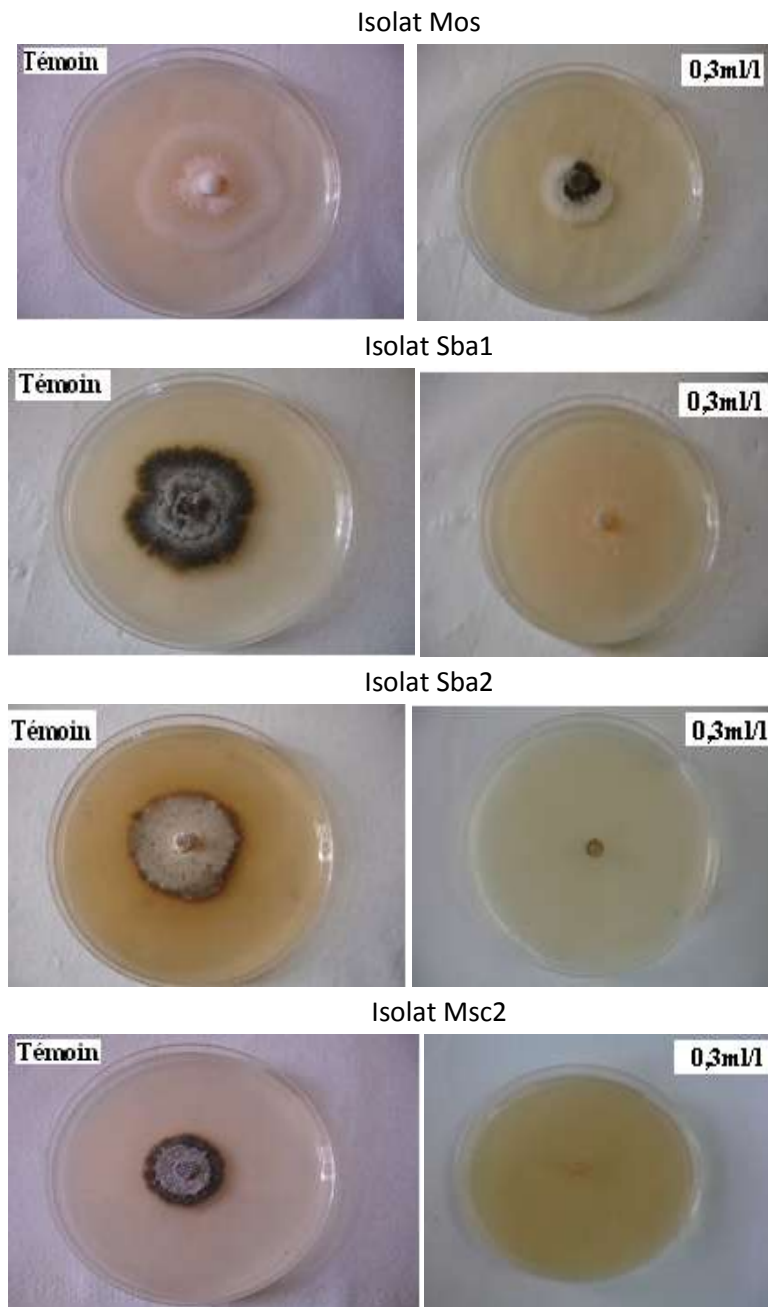
\*\* : Hautement significatif (P < 0,01).



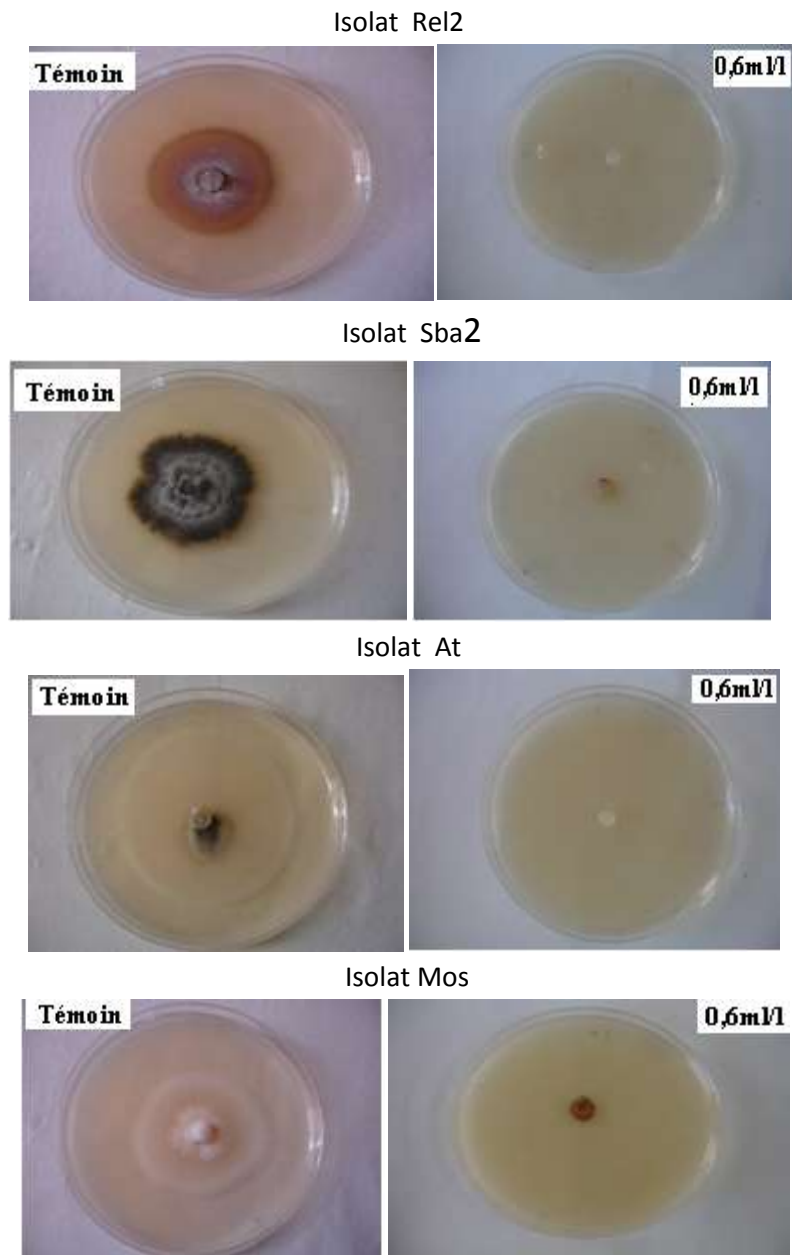
**Fig. 21 :** Effet de Hexaconazole à des concentrations 0,15 ml/l, 0,3 ml/l et 0,6 ml/l sur la croissance mycélienne des isolats de *Ascochyta rabiei* (culture de 9 jours).



**Planche 3** : Effet de Hexaconazole à la concentration de 0,15 ml/l sur la croissance mycélienne des isolats (Rel1, Rel2, Ad1 et Msc1) de *Ascochyta rabiei*.



**Planche 4 :** Effet de Hexaconazole à la concentration de 0,3 ml/l sur la croissance mycélienne des isolats (Mos, Sba1, Sba2 et Msc2) de *Ascochyta rabiei*.



**Planche 5:** Effet de Hexaconazole à la concentration de 0,6 ml/l sur la croissance mycélienne des isolats (Rel2, Sba2, At et Mos) de *Ascochyta rabiei*.

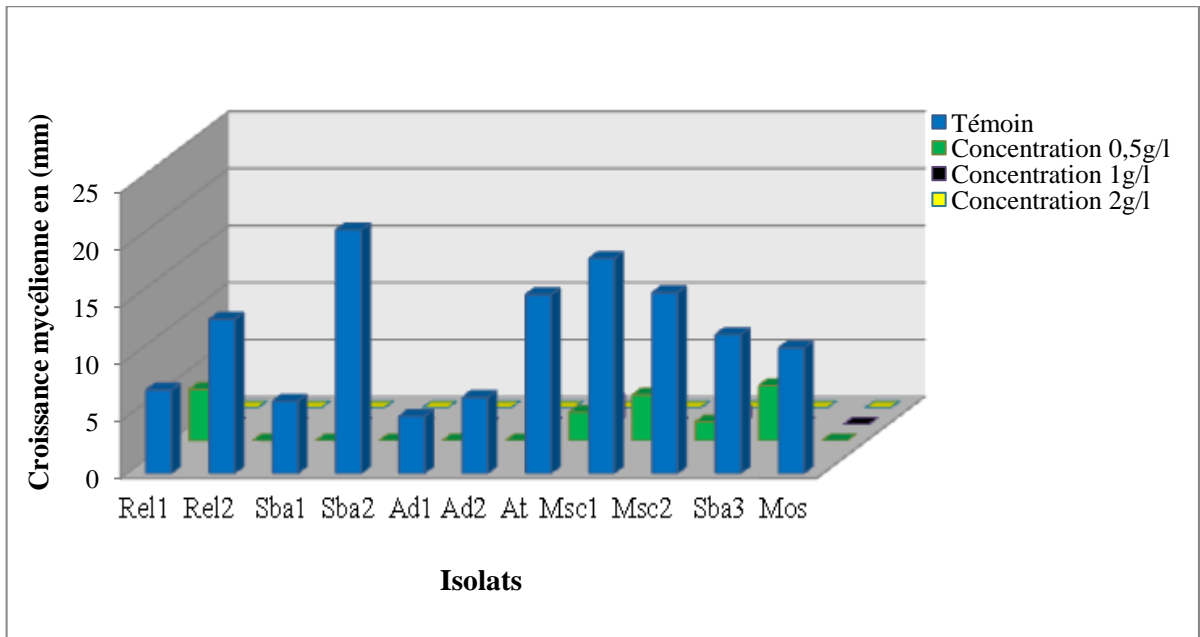
➤ **Action du Phosétyl- Al :**

A travers les résultats obtenus selon l'analyse statistique, nous constatons que l'effet du Phosétyl- Al est variable, avec des différences hautement significatives entre les isolats de *A.rabiei* (Tab.20).

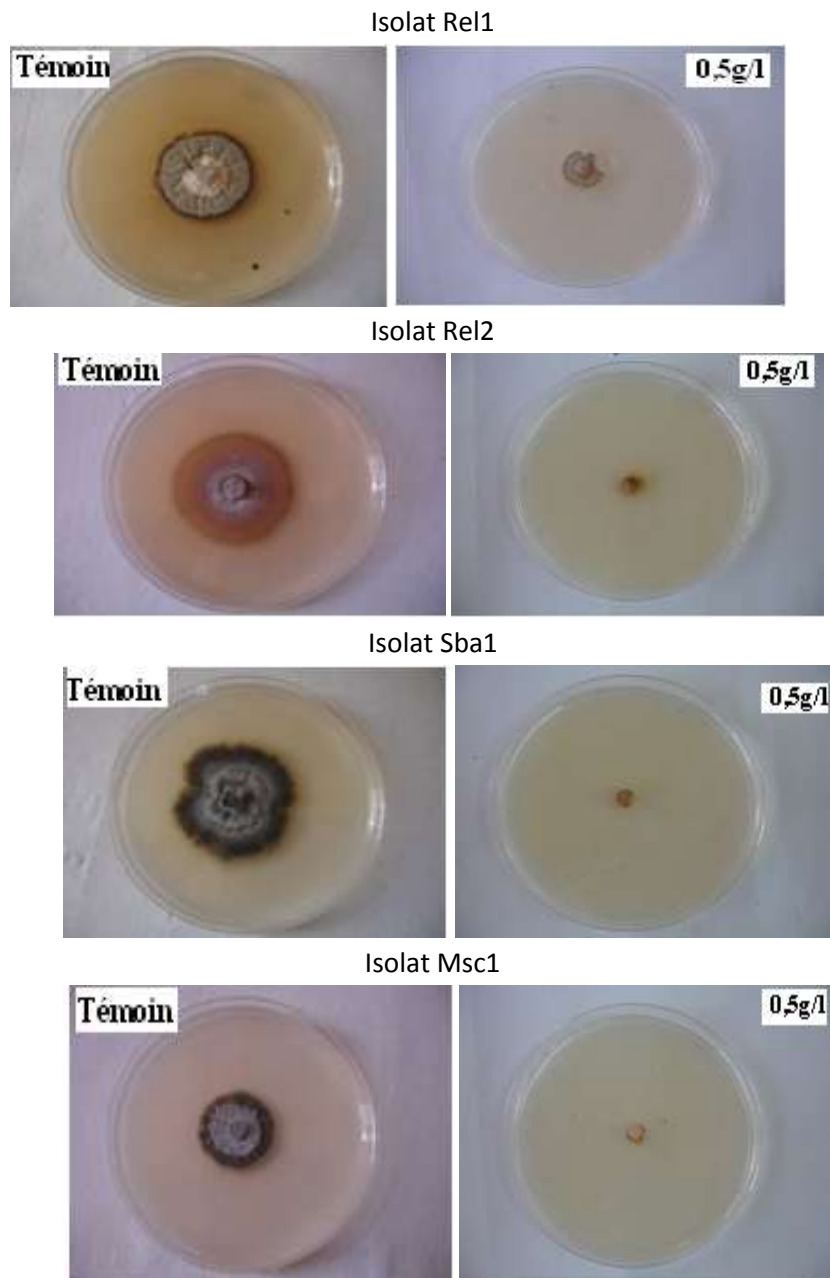
La figure suivante (Fig.22, Annexe 14), montre qu'il y a une croissance mycélienne de tous les isolats sans traitement (témoin). On remarque une croissance mycélienne très faible chez les isolats Rel1, At, Msc1, Msc2, et Sba3 à la concentration 0,5 g/l. et légère croissance chez les isolats At, et Msc2 à la concentration 1g/l. On note également une inhibition totale de la croissance mycélienne des isolats restants dans les mêmes concentrations et à la concentration 2g/l sur trois répétitions (Planches 6, 7 et 8).

**Tableau 20:** Groupes homogènes des isolats selon les moyennes de la croissance mycélienne de *A.rabiei* sous l'effet de Phosétyl-Al (Test de NEWMAN-KEULS- SEUIL = 5%).

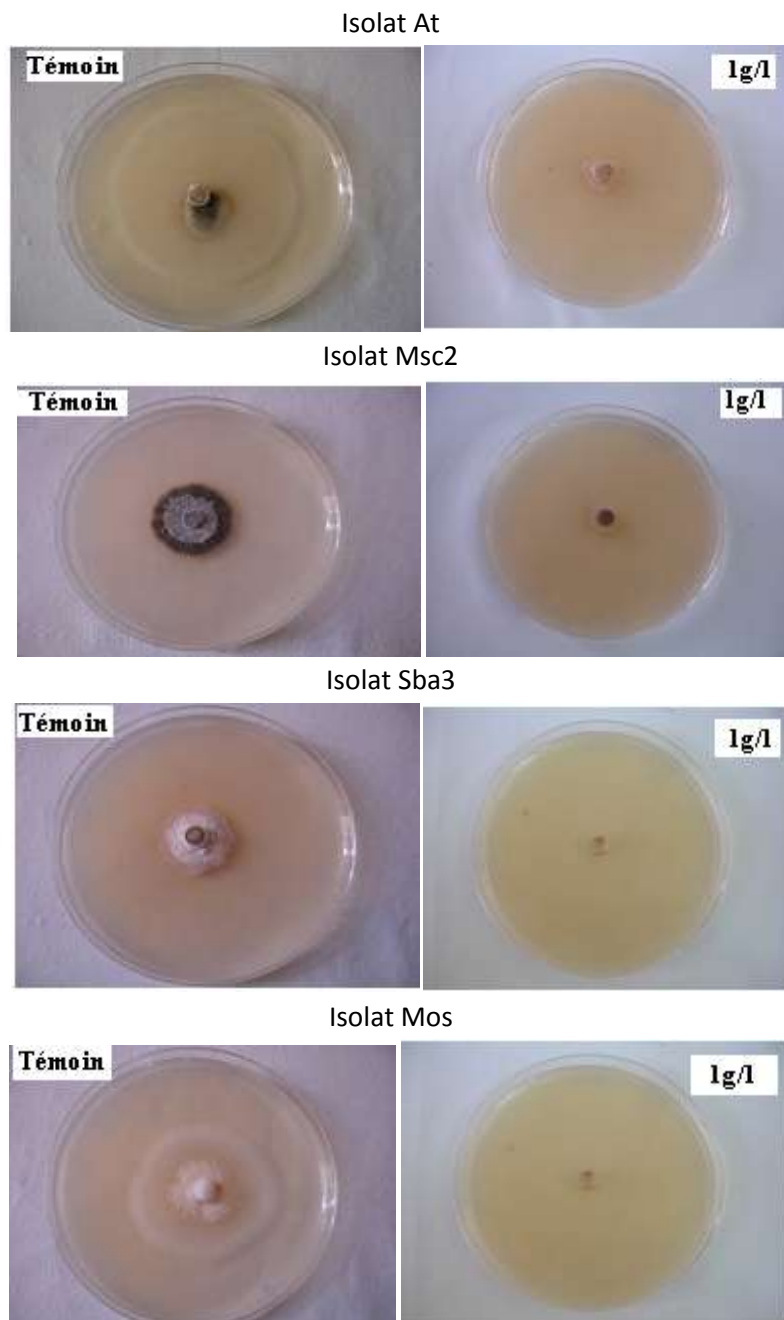
Isolats	Témoin	Traitement					
	Moyenne	0,5g/l		1g/l		2g/l	
		Moyenne	Test F	Moyenne	Test F	Moyenne	Test F
Rel1	7,333 <sup>a</sup> ± 1,756	4,5 ± 0,5	7,225 <sup>NS</sup>	0 <sup>b</sup>	52,324 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	52,324 <sup>**</sup>
Rel2	13,5 <sup>a</sup> ± 9,042	0 <sup>b</sup>	6,688 <sup>NS</sup>	0 <sup>b</sup>	6,688 <sup>NS</sup>	0	6,688 <sup>NS</sup>
Sba1	6,333 <sup>a</sup> ± 0,577	0 <sup>b</sup>	360,999 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	360,999 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	360,999 <sup>**</sup>
Sba2	21,333 <sup>a</sup> ± 1,155	0 <sup>b</sup>	1023,992 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	1023,992 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	1023992 <sup>**</sup>
Ad1	6 <sup>a</sup> ± 1,5	0 <sup>b</sup>	381,50 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	381,50 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	381,50 <sup>**</sup>
Ad2	6,667 <sup>a</sup> ± 0,289	0 <sup>b</sup>	1600,025 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	1600,025 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	1600,025 <sup>**</sup>
At	15,667 <sup>a</sup> ± 0,764	2,5 <sup>b</sup> ± 0,5	624,104 <sup>**</sup>	2 <sup>b</sup> ± 0,5	672,404 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	1262,297 <sup>**</sup>
Msc1	18,833 <sup>a</sup> ± 3,215	4 <sup>b</sup> ± 3,666	28,289 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	102,976 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	102,976 <sup>**</sup>
Msc2	15,833 <sup>a</sup> ± 0,764	1,667 <sup>b</sup> ± 0,289	903,118 <sup>**</sup>	1,333 <sup>b</sup> ± 0,577	688,087 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	1289,297 <sup>**</sup>
Sba3	12,167 <sup>a</sup> ± 4,537	4,833 ± 0,764	7,622 <sup>NS</sup>	0 <sup>b</sup>	21,575 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	21,575 <sup>*</sup>
Mos	11 <sup>a</sup> ± 8,718	0	4,776 <sup>NS</sup>	0	4,776 <sup>NS</sup>	0	4,776 <sup>NS</sup>



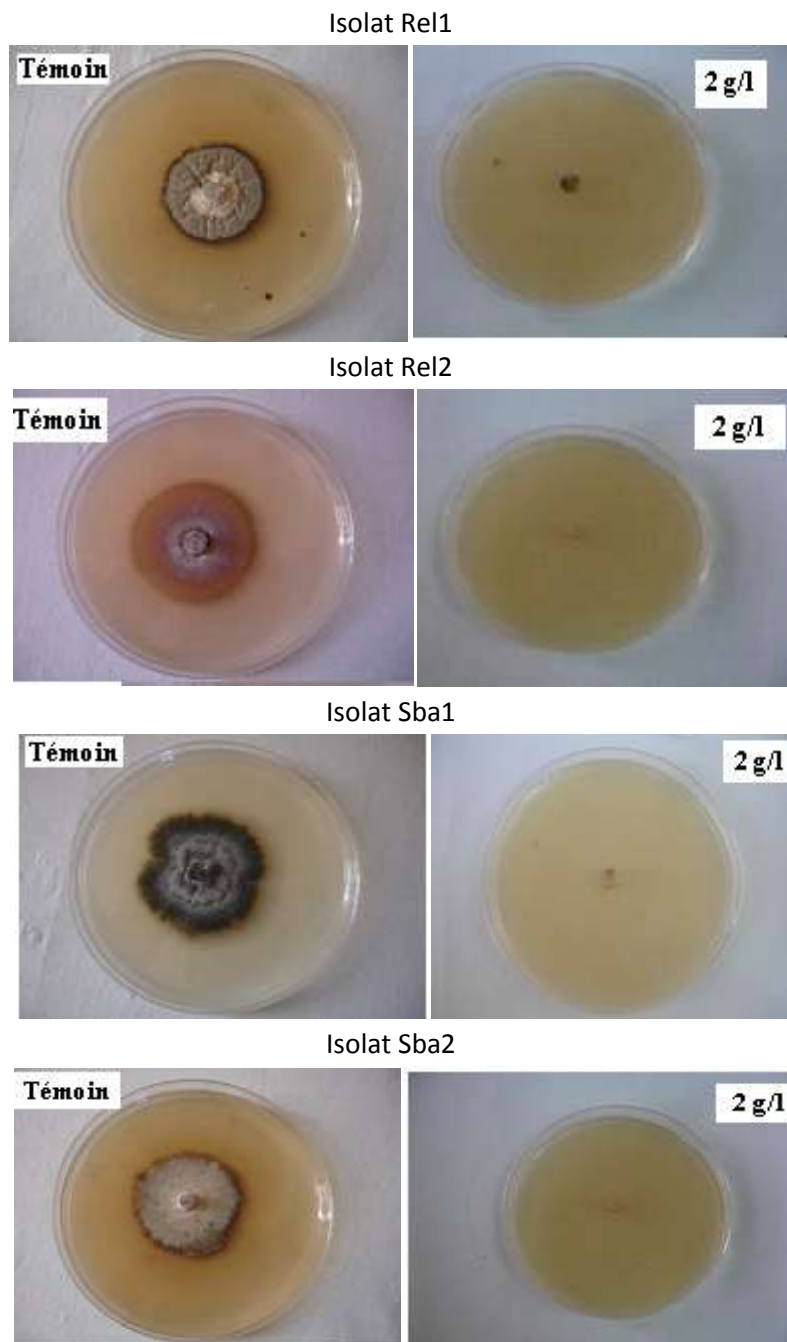
**Fig. 22:** Effet du Phosétyl- Al à des concentrations 0,5 g/l, 1 g/l et 2 g/l sur la croissance mycélienne des isolats de *Ascochyta rabiei* (culture de 9 jours).



**Planche 6** : Effet du Phosétyl -Al à la concentration de 0,5 g/l sur la croissance mycélienne des isolats (Rel1, Rel2, Sba1 et Msc1) de *Ascochyta rabiei*.



**Planche 7:** Effet du Phosétyl - Al à la concentration de 1 g/l sur la croissance mycélienne des isolats (At, Msc2, Sba3 et Mos) de *Ascochyta rabiei*.



**Planche 8:** Effet du Phosétyl-Al à la concentration de 2 g/l sur la croissance mycélienne des isolats (Rel1, Rel2, Sba1 et Sba2) de *Ascochyta rabiei*.

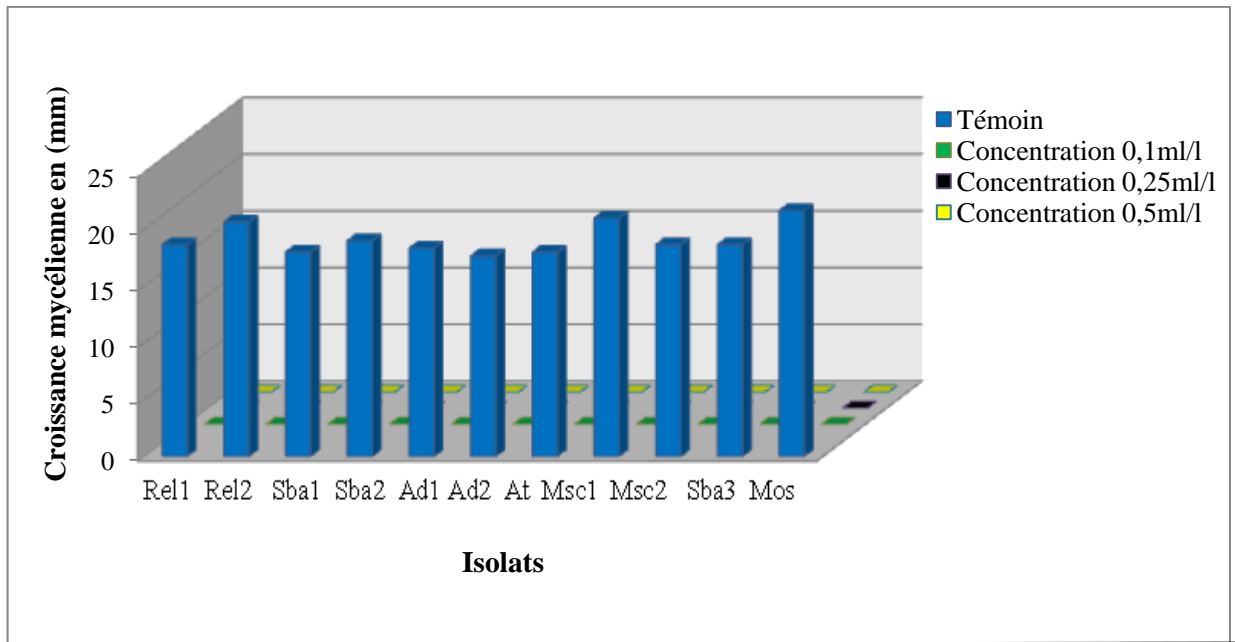
➤ **Action du Penconazole:**

L'analyse statistique des résultats montre que l'effet du Penconazole est hautement significatif pour tous les isolats testés (Tab.21, Annexe 15) par contre les fongicides Hexaconazole et Phosétyl-Al ont un effet variable (non significatif, significatif et hautement significatif) selon l'isolat et les concentrations. On constate également que la dose minimale de l'inhibition est de 0,1ml/l.

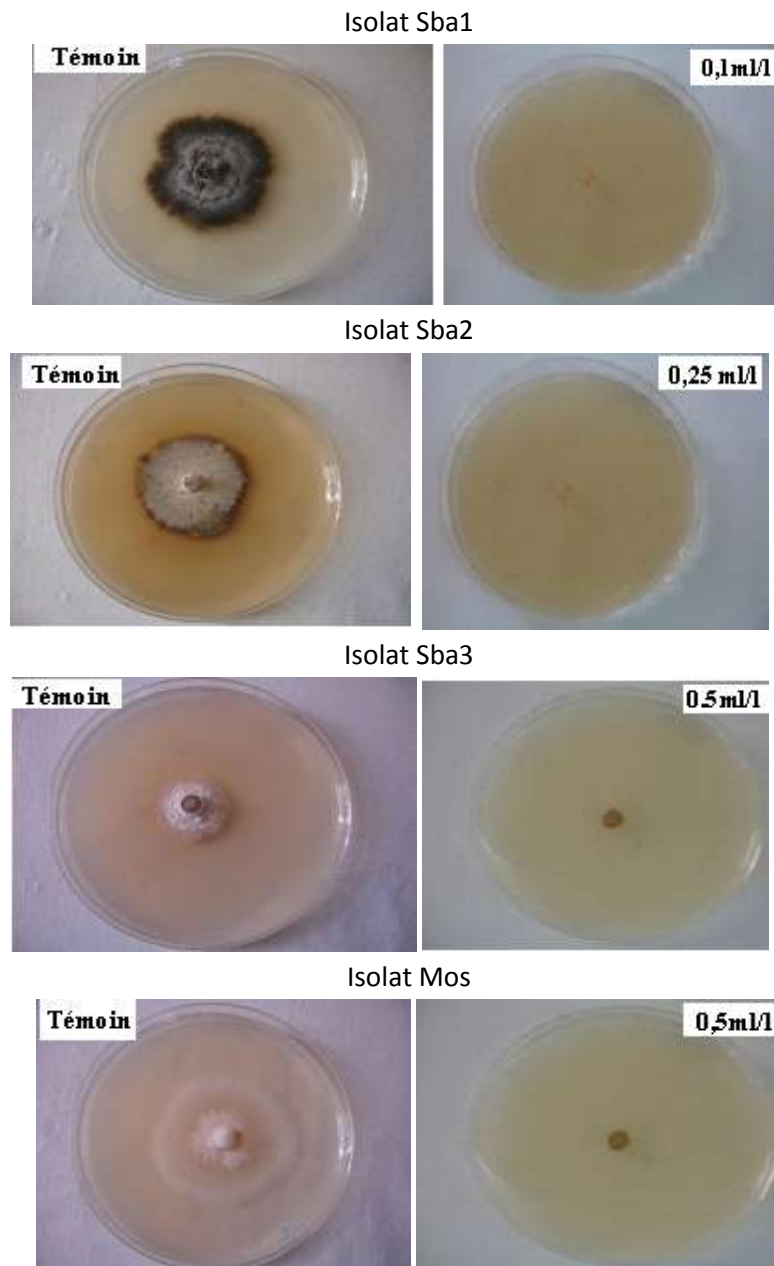
La figure ci-dessous, montre qu'il y a une inhibition totale de la croissance mycélienne pour l'ensemble des isolats de *Ascochyta rabiei* avec l'utilisation du produit Penconazole à tous les concentrations testés 0.1 ml/l, 0.25 ml/l et 0.5 ml/l (Fig. 23, Planche 9).

**Tableau 21** : Groupes homogènes des isolats selon les moyennes de la croissance mycélienne de *A.rabiei* sous l'effet de Penconazole (Test de NEWMAN-KEULS- SEUIL = 5%).

Isolats	Témoin	Traitement					
	Moyenne	0,1ml/l		0,25ml/l		0,5ml/l	
		Moyenne	Test F	Moyenne	Test F	Moyenne	Test F
Rel1	18,667 <sup>a</sup> ± 1,155	0 <sup>b</sup>	783,994 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	783,994 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	783,994 <sup>**</sup>
Rel2	20,667 <sup>a</sup> ± 1,155	0 <sup>b</sup>	960,993 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	960,993 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	960,993 <sup>**</sup>
Sba1	18 <sup>a</sup> ± 1	0 <sup>b</sup>	972 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	972 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	972 <sup>**</sup>
Sba2	19 <sup>a</sup> ± 1	0 <sup>b</sup>	1083 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	1083 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	1083 <sup>**</sup>
Ad1	18,333 <sup>a</sup> ± 1,528	0 <sup>b</sup>	432,144 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	432,144 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	432,144 <sup>**</sup>
Ad2	19,333 <sup>a</sup> ± 0,577	0 <sup>b</sup>	3363,897 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	3363,897 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	3363,897 <sup>**</sup>
At	18 <sup>a</sup> ± 1	0 <sup>b</sup>	972 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	972 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	972 <sup>**</sup>
Msc1	21 <sup>a</sup> ± 1	0 <sup>b</sup>	1223 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	1223 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	1223 <sup>**</sup>
Msc2	18,667 <sup>a</sup> ± 0,577	0 <sup>b</sup>	3135,904 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	3135,904 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	3135,904 <sup>**</sup>
Sba3	18,667 <sup>a</sup> ± 1,577	0 <sup>b</sup>	783,994 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	783,994 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	783,994 <sup>**</sup>
Mos	21,667 <sup>a</sup> ± 3,055	0 <sup>b</sup>	150,893 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	150,893 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	150,893 <sup>**</sup>



**Fig. 23:** Effet du Penconazole à des concentrations 0,1ml/l, 0,25 ml/l et 0,5 ml/l sur la croissance mycélienne des isolats de *Ascochyta rabiei* (culture de 9 jours).



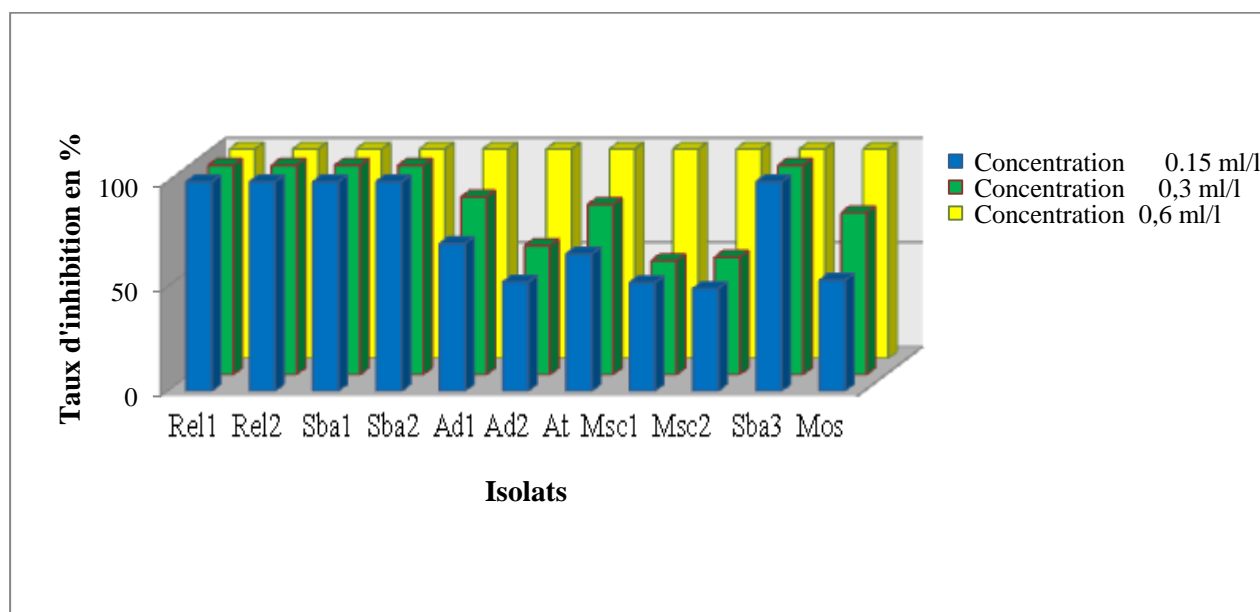
**Planche 9** : Effet du Penconazole à des concentrations de 0,1 ml/l, 0,25 ml/l et 0,5ml/l sur la croissance mycélienne des isolats (Sba1, Sba2, Sba3 et Mos) de *Ascochyta rabiei*.

#### 2-1-4- Taux d'inhibition de la croissance mycélienne des isolats de *A.rabiei* sous l'action des fongicides Hexaconazole, Phosétyl-Al et Penconazole :

D'après les résultats obtenus avec le test *in vitro* des fongicides sur la croissance mycélienne des isolats de *A.rabiei*, nous remarquons que la vitesse de croissance mycélienne chez les témoins est variable selon l'isolat.

Chez les isolats traités à différentes concentrations, nous observons, que le taux d'inhibition est variable pour les produits testés, il varie pour le Hexaconazole entre 76 % à 100 % (Fig.24, Annexe 16), et un taux d'inhibition variable entre 88 % à 100 % pour Phosétyl-Al (Fig. 25, Annexe 17).

Concernant l'action du Penconazole, on note une inhibition totale dont le taux d'inhibition atteint 100 % à différentes concentrations (0.1 ml/l, 0.25ml/l et 0,5 ml/l) (Fig.26, Annexe 18).



**Fig. 24:** Taux d'inhibition de la croissance mycélienne des isolats de *A.rabiei* sous l'action de l'Héxaconazole.

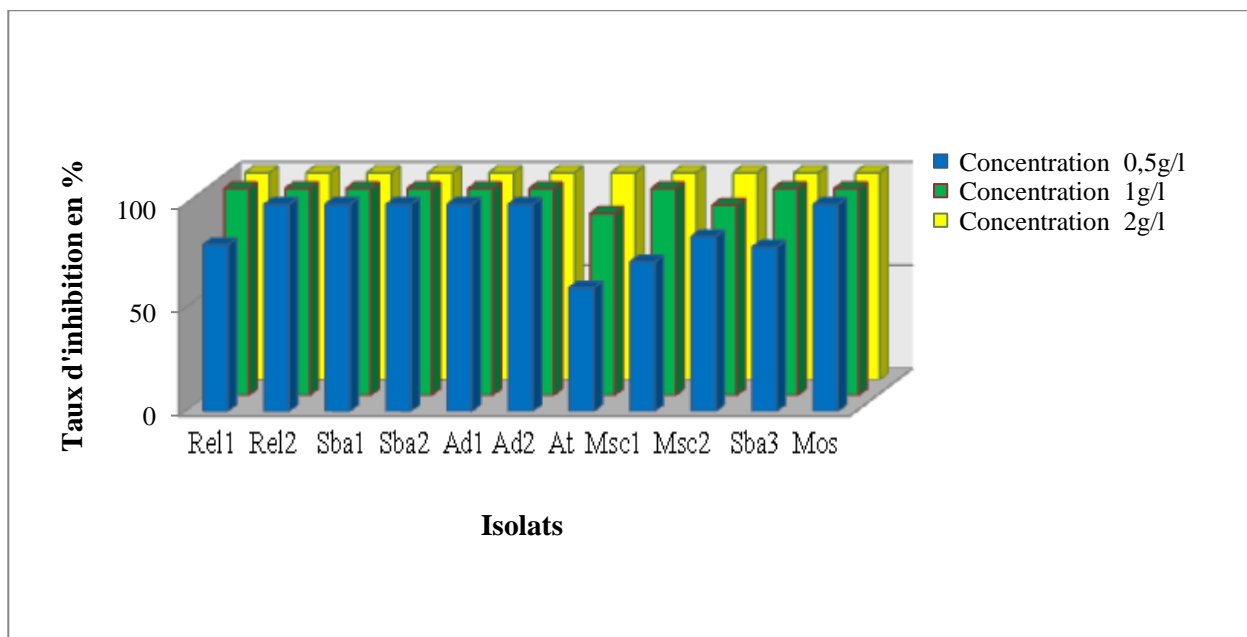


Fig.25: Taux d'inhibition de la croissance mycélienne des isolats de *A. rabiei* sous l'action du Phosetyl-Al.

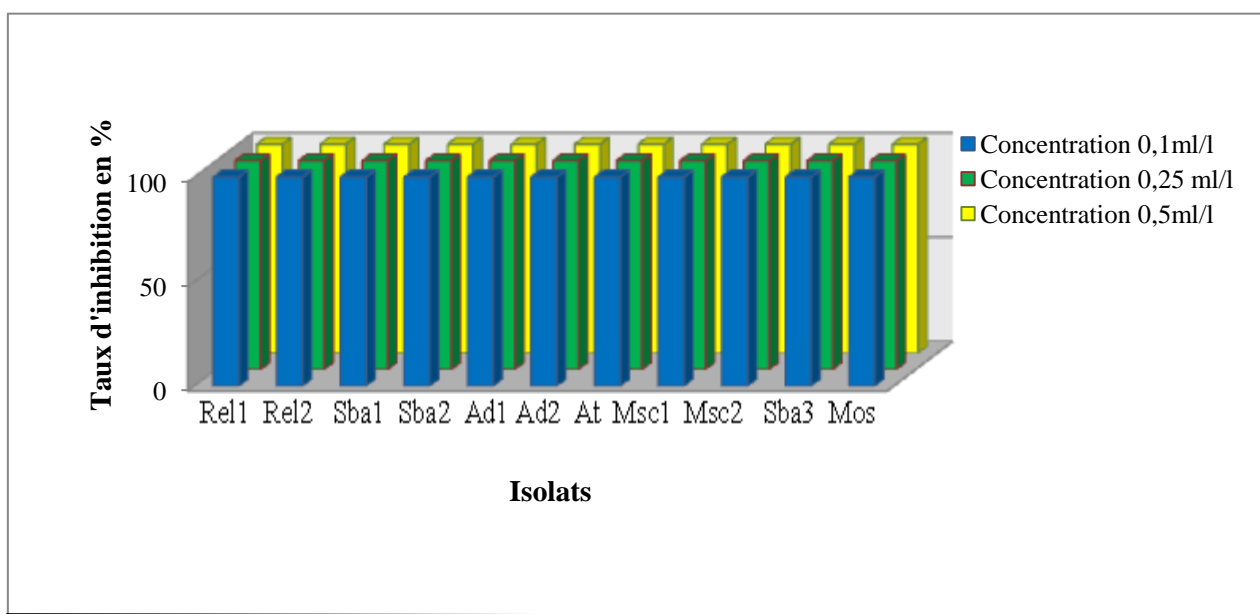


Fig. 26: Taux d'inhibition de la croissance mycélienne des isolats de *A. rabiei* sous l'action du Penconazole.

### **2-1-5 - Action des fongicides sur la germination des spores de *A.rabiei*.**

#### **2-1-5-1- Action du Phosétyl-Al sur la germination des spores de *A.rabiei*.**

Les résultats obtenus sur l'action de fongicide sur la germination montrent l'effet inhibiteur de Phosétyl-Al sur la germination de spores chez certains isolats. L'analyse statistique révèle une différence significative entre les isolats étudiés (Tab.22). La figure ci-dessous, montre que le Phosétyl-Al utilisé à concentration 0,01g/l n'a aucun effet sur la germination des spores des isolats sur les trois répétitions. Une inhibition totale de germination des spores des isolats chez les isolats Ad1, Ad2 et Sba3 et une germination faible pour les autres isolats restants à la concentration 0,2 g/l. En revanche ce même produit testé à la concentration 0,5 g/l inhibe totalement cette séquence biologique chez l'ensemble des isolats de *Ascochyta rabiei* (Fig.27 a, b et c, Annexe 19).

**Tableau 22:** Analyse de la variance de la germination des spores de *A.rabiei* obtenue sous l'effet du Phosétyl –Al (Test de NEWMAN-KEULS- SEUIL = 5%).

Isolats	Témoin	Traitement					
		0,01 g/l		0,2 g/l		0,5g/l	
		Moyenne	Test F	Moyenne	Test F	Moyenne	Test F
Rel1	20,667 <sup>a</sup> ± 9,018	3,333 <sup>b</sup> ±2,871	10,552 <sup>*</sup>	0,667 <sup>b</sup> ±1,557	14,516 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	15,754 <sup>*</sup>
Rel2	16,333 <sup>a</sup> ±4,933	2,667 <sup>b</sup> ±4,619	12,271 <sup>*</sup>	1 <sup>b</sup> ±1,732	25,805 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	32,862 <sup>**</sup>
Sba1	24,333 <sup>a</sup> ± 0,577	3,333 <sup>b</sup> ±2,887	152,664 <sup>*</sup>	0,667 <sup>b</sup> ±1,557	1008,201 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	523,837 <sup>**</sup>
Sba2	39,667 <sup>a</sup> ± 2,570	2 <sup>b</sup> ±3,464	323,163 <sup>*</sup>	2 <sup>b</sup> ±3,464	232,163 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	745,311 <sup>**</sup>
Ad1	16,333 <sup>a</sup> ±3,215	5 <sup>b</sup> ± 4,359	13,136 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	77,452 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	17,452 <sup>**</sup>
Ad2	16,333 <sup>a</sup> ± 4,041	6 <sup>b</sup> ±2,646	13,722 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	49 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	49 <sup>**</sup>
At	20,667 <sup>a</sup> ±2,082	4,667 <sup>b</sup> ±4,509	31,135 <sup>**</sup>	1,333 <sup>b</sup> ±2,309	116 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	295,692 <sup>**</sup>
Msc1	22 <sup>a</sup> ± 2,173	6,667 <sup>b</sup> ± 3,214	38,125 <sup>**</sup>	2 <sup>b</sup> ±1,510	120 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	298 <sup>**</sup>
Msc2	13,333 <sup>a</sup> ±1,555	5 <sup>b</sup> ±5	7,911 <sup>*</sup>	3 <sup>b</sup> ±3,606	22,349 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	400,002 <sup>**</sup>
Sba3	22,333 <sup>a</sup> ± 3,512	4 <sup>b</sup> ±3,454	41,431 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	121,324 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	121,324 <sup>**</sup>
Mos	12 <sup>a</sup> ± 2	4 <sup>b</sup> ±4	9,6 <sup>*</sup>	3±5,169	6,443 <sup>NS</sup>	0 <sup>b</sup>	72,25 <sup>**</sup>

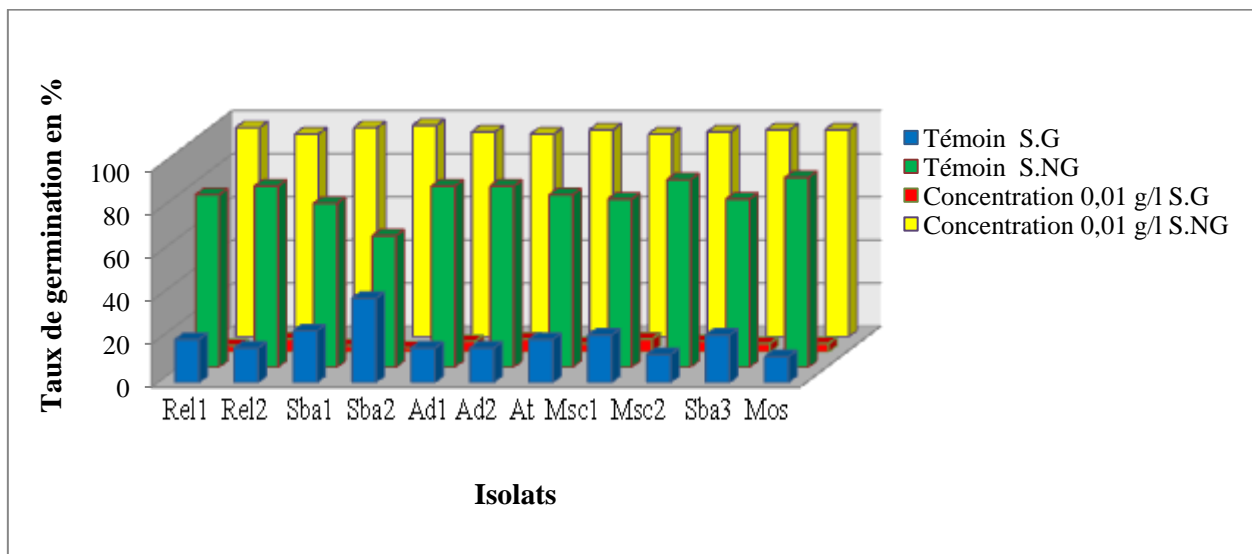


Fig.27 a: Effet du Phosétyl -Al à la concentration de 0,01 g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei* avec témoin.

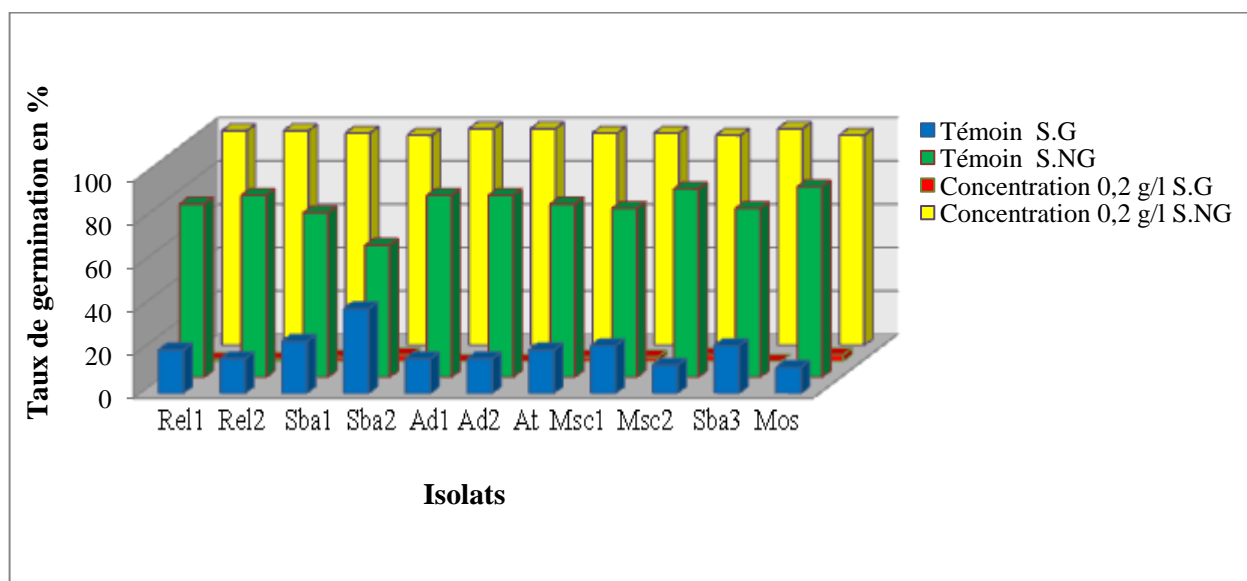
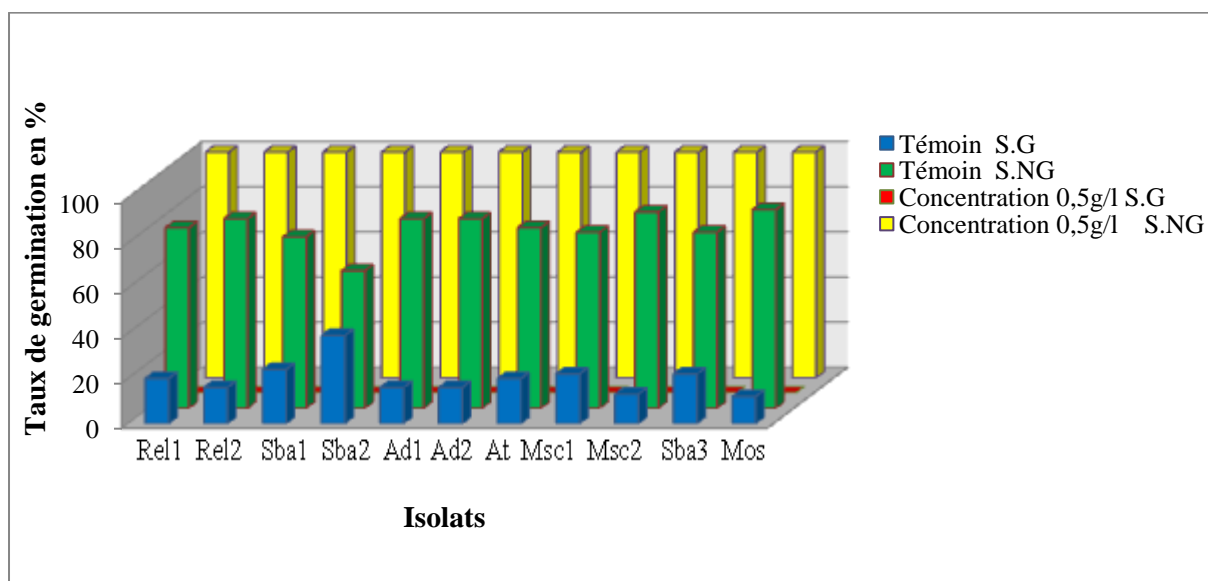


Fig.27 b: Effet du Phosétyl -Al à la concentration de 0,2 g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei* avec témoin.



**Fig.27 C** : Effet du Phosétyl -Al à la concentration de 0,5 g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei* avec témoin.

SG : spores germés ; SNG : spores non germés

#### 2-1-5-2- Action du Soufre micronisé sur la germination des spores de *A.rabiei* :

L'analyse statistique montre que l'effet du soufre micronisé est variable avec des différences significatives et non significatives aux concentrations 0,05g/l et 0,1g/l. En revanche la comparaison des résultats obtenus à la concentration 0,5g/l révèlent que les différences enregistrées sont hautement significatives (Tab.23).

Les résultats présentés dans les figures suivantes (Fig.28 a, b et c, Annexe 20) montrent que le soufre utilisé à concentration 0,05 g/l n'a aucun effet sur la germination des spores de l'ensemble des isolats sauf sur l'isolat Msc2 pour trois répétitions. Les isolats Rel2 et At ont un taux de germination très faible à la concentration 0,1 g/l. En revanche à la concentration 0,5g/l on remarque une inhibition totale de la germination des spores de *Ascochyta rabiei* pour les trois répétitions. Ces résultats sont comparés avec les témoins dont l'ensemble des isolats ont un taux de germination des spores plus important qui varie entre 9 % à 23 %.

**Tableau 23** : Analyse de la variance de la germination des spores de *A.rabiei* obtenue sous l'effet du Soufre micronisé (Test de NEWMAN-KEULS- SEUIL = 5%).

Isolats	Témoin	Traitement					
	Moyenne	0,05 g/l		0,1 g/l		0,5g/l	
		Moyenne	Test F	Moyenne	Test F	Moyenne	Test F
Rel1	23,333 <sup>a</sup> ± 1,771	4,333±0,577	3,071 <sup>NS</sup>	1,333±1,155	4,106 <sup>NS</sup>	0 <sup>b</sup>	54,363 <sup>**</sup>
Rel2	9 <sup>a</sup> ±3 ,606	4,667±2,817	2,914 <sup>NS</sup>	0,667 <sup>b</sup> ±1,155	14,535 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	18,692 <sup>*</sup>
Sba1	16 <sup>a</sup> ± 4	2 <sup>b</sup> ± 3,464	21 <sup>*</sup>	1,333 <sup>b</sup> ±2,309	30,25 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	48 <sup>**</sup>
Sba2	14,667 <sup>a</sup> ± 3,055	7 <sup>b</sup> ±1	17,065 <sup>*</sup>	2,333 <sup>b</sup> ±2,082	33,39 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	69,143 <sup>**</sup>
Ad1	18 <sup>a</sup> ±2	1,667 <sup>b</sup> ± 2,887	64,892 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	243 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	243 <sup>**</sup>
Ad2	10 <sup>a</sup> ± 1	1 <sup>b</sup> ±1,732	60,75 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	300 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	360 <sup>**</sup>
At	12,333 <sup>a</sup> ±0,577	4 <sup>b</sup> ±3,606	15,625 <sup>*</sup>	0,333 <sup>b</sup> ±0,577	648,003 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	1368 <sup>**</sup>
Msc1	11,667 <sup>a</sup> ± 2,517	1,667 <sup>b</sup> ± 2,887	20,455 <sup>*</sup>	1,333 <sup>b</sup> ±2,093	27,457 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	64,47 <sup>**</sup>
Msc2	9,333 <sup>a</sup> ±3,055	0 <sup>b</sup>	28 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	28 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	28 <sup>**</sup>
Sba3	12,333 <sup>a</sup> ± 2,517	5 <sup>b</sup> ±1	22 <sup>*</sup>	0 <sup>b</sup>	72,053 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	72,053 <sup>**</sup>
Mos	15 <sup>a</sup> ± 3,606	1,667 <sup>b</sup> ±2,887	25 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	51,923 <sup>**</sup>	0 <sup>b</sup>	51,923 <sup>**</sup>

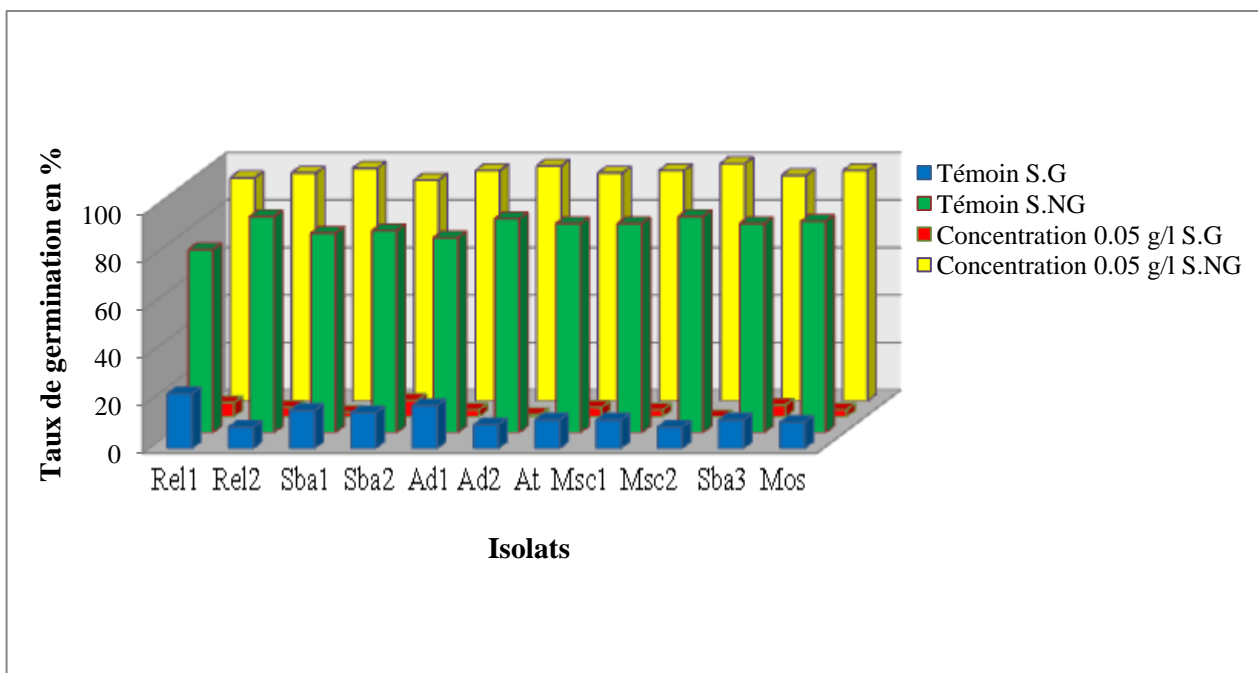


Fig. 28 a: Effet du Soufre micronisé à la concentration de 0,05g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei* avec témoin

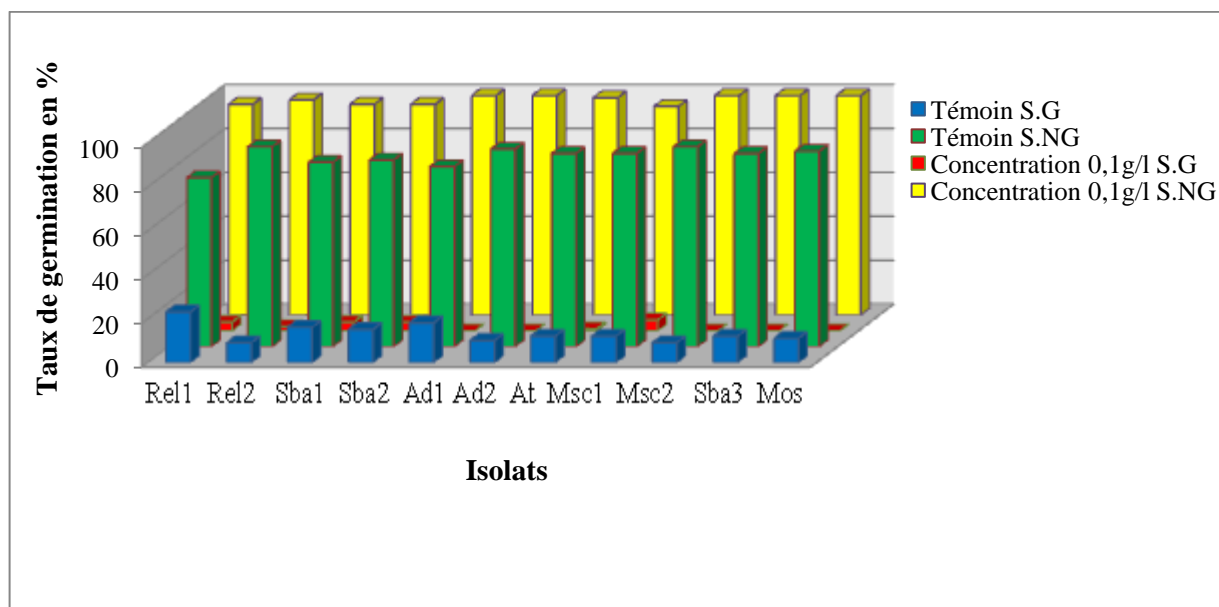
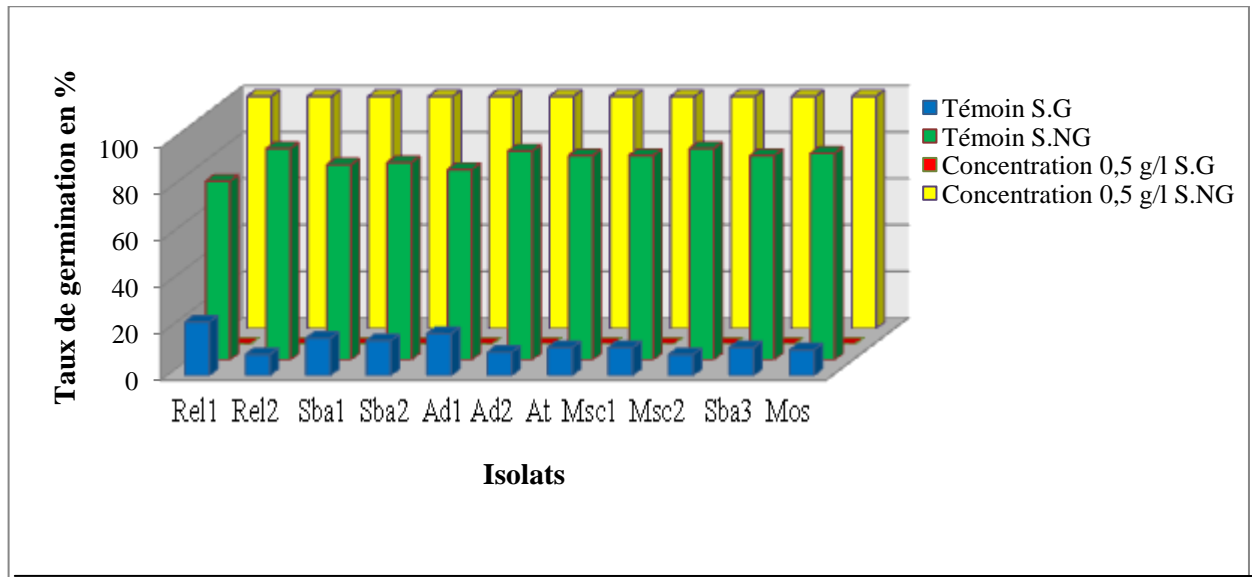


Fig. 28 b: Effet du Soufre micronisé à la concentration de 0, 1g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei* avec témoin.



**Fig. 28 c:** Effet du Soufre micronisé à la concentration de 0, 5g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei* avec témoin.

SG : spores germés SNG : spores non germés

## 2-2- Discussion :

L'étude morphologique et physiologique des isolats de *A. rabiei* a permis de dégager quelques données qui permettent d'élargir les connaissances sur ce champignon. Cette étude montre une variabilité au niveau cultural, morphologique et physiologique.

Au niveau cultural, la couleur des colonies varie entre le vert clair et vert – olive. La couleur des pycnides varie entre le brun et le noir selon l'isolat, sauf la couleur brun foncé chez les isolats Ad1 et Sba3. Les mêmes résultats ont été signalés par Benzohra (2009), et Ali et *al.* (2009). Tous les isolats présentent un mycélium de type rasant. Les isolats Rel2, Msc2 et Sba3 présentent un mycélium de type aérien.

Nous observons également une variabilité au niveau de la couleur des cirrhes des isolats qui sont marron. L'isolat At a une couleur saumon, on note une couleur blanche sale chez l'isolat Rel1, des résultats similaires ont été obtenus par Benzohra (2009) et Khouaidjia (2000) sur l'aspect du mycélium et la couleur des cirrhes.

Nos résultats indiquent que la vitesse de croissance mycélienne des isolats de *A. rabiei* montrent que celle –ci est différente. Ces résultats sont en adéquation avec ceux obtenus par Khouaidjia (2000), Basandrai et *al.* (2005) et Ali et *al.* (2009), par contre Benzohra (2009) a trouvé que les mêmes isolats testés ont une vitesse de croissance mycélienne qui varie entre 2 à 3 mm/j.

L'étude a montré que l'abondance des pycnides est faible chez tous les isolats. La sporulation varie également d'un isolat à un autre ( $0,1.10^5$  à  $7,06.10^5$ ). Cette différence de sporulation chez d'autres isolats (S1, S2, et S3) de *A. rabiei* avait été signalé par Khouaidjia (2000), Basandrai et *al.*, (2005) et Benzohra (2009). Nous constatons également que l'abondance des pycnides n'est pas synonyme d'une grande sporulation chez un isolat.

Les résultats que nous avons obtenus montrent que le milieu CDA est le plus favorable aussi bien pour la croissance que pour la sporulation des onze isolats, qui se développent bien sur ce type de milieu contenant des quantités relativement importantes de composés organiques, en plus d'un apport minéral. Les résultats que nous avons obtenus également sur le milieu PDA sont différents de ceux d'autres chercheurs ayant utilisés des milieux de cultures contenant des éléments nutritifs. Nos résultats confirment par contre ceux de Khouaidjia (2000).

Bouznad (1978), lors de son travail sur la nutrition de différents isolats de *A.rabiei* observe les mêmes résultats en citant que le milieu CDA représentait un substrat très favorable à la croissance et la sporulation de ce pathogène.

Khouaidjia (2000), a étudié l'influence de six milieux de cultures de natures différentes (Mathur, Czapek, Richard, Bompeix, CDA et PDA), les résultats obtenus ont montré que la croissance mycélienne et la sporulation des isolats de *A.rabiei*, sont médiocres sur deux milieux synthétique et d'origine minérale (Czapek et Richard) ; dans ces deux cas, la sporulation atteint des valeurs plus basses, le même auteur a obtenu des colonies avec un aspect très cotonneux.

Khouaidjia (2000), a montré que les milieux Mathur, CDA et PDA, sont les plus favorables à la croissance mycélienne et donnent de bon résultats de sporulation du champignon ce qui corroborent nos observations sur *A.rabiei* (milieux CDA et PDA).

Sur des milieux comme ceux étudiés (CDA et PDA) qui contiennent des extraits naturels, la croissance et la sporulation sont nettement améliorées. Nous avons remarqué également que les optima de croissance linéaire et de la sporulation ne sont pas obtenus sur un même milieu. Le milieu CDA a favorisé dans l'ensemble une bonne croissance linéaire avec une sporulation très proche de l'optimum. Le milieu CDA que nous avons utilisé, a permis aux isolats de produire un maximum de spores avec une croissance mycélienne importante. Nos résultats concordent avec ceux obtenus par Benzohra (2009), Khouaidjia (2000), Kaiser (1973), Singh et *al.* (1993) et El Biari (1995).

D'autres chercheurs ont montré que le milieu pois chiche CDA (Chickpea-Seed-Meal Dextrose Agar), favorise une bonne croissance mycélienne et une sporulation importante (Singh et Reddy, 1990 ; Tropero-casas et Kaiser, a et b, 1992 ; Basandrai et *al.*, 2005 ; Bayraktar et *al.*, 2007).

Par conséquent nous le recommandons comme milieu spécifique pour la croissance et la sporulation de ce champignon.

La lumière, en tant que facteur physique du milieu, est reconnue pour son influence sur la formation des structures de reproduction, les pigments de biosynthèse et le phototropisme (Tadashi, 1988).

Nous avons remarqué dans nos essais que la durée d'exposition des cultures à la lumière joue un rôle considérable sur la densité de la sporulation. Il est reconnu que certains champignons exigent un apport de lumière pour la stimulation de leur sporulation en plus d'une période suffisante d'obscurité, pour que le processus de formation de spores se déclenche et s'achève.

En plus de son action sur la sporogénèse, la lumière peut avoir aussi d'autres actions sur les champignons. Allen (1983) dans son étude sur les conidies de *Alternaria helianthi* a remarqué que la lumière artificielle n'a pas d'effet significatif sur la germination des conidies de ce pathogène, mais elle peut entraîner une augmentation du nombre de tubes germinatifs par conidie ainsi qu'une activation de la croissance mycélienne.

La couleur des colonies fongiques peut aussi être affectée par la présence ou non de la lumière. Hawker (1950) a signalé que les colonies exposées sont généralement beaucoup plus colorées par rapport aux autres, c'est ce que nous avons remarqué chez les isolats de *A. rabiei*.

L'alternance d'éclairage nous a permis de remarquer la présence du phénomène de zonation. Hafiz (1951) en cultivant différents isolats de *A. rabiei* sous un cycle d'éclairage alternatif, a remarqué l'absence de zonation dans les colonies de certains isolats, ce phénomène n'est apparu chez ces dernières que lorsque l'alternance de la lumière est accompagnée d'une fluctuation des températures d'incubation. Dans notre essai comme pour Kaiser (1973) et El Biari (1995) le phénomène de zonation est observé pour l'alternance lumière / obscurité mais disparaît lorsque les cultures sont incubées sous une photopériode de 12 heures d'obscurité.

L'action *in vitro* des fongicides (Héxaconazole, Phoséty-Al et Penconazole) avec *A. rabiei*, nous a permis de noter une différence significative au niveau de l'action de ces fongicides sur la croissance mycélienne des isolats de *A. rabiei*.

Nous avons remarqué que la plupart des isolats étudiés sont sensibles aux fongicides testés.

L'étude macroscopique montre que la croissance mycélienne des différents isolats choisis, est affectée par les différentes concentrations des trois produits testés

En effet plus la concentration du produit augmente plus le diamètre de la colonie diminue jusqu'à inhibition de la croissance mycélienne selon le produit.

Les résultats de notre expérience montrent une action inhibitrice de la croissance mycélienne sur la majorité des isolats étudiés soumis à l'effet de la matière active sauf pour Ad1, Ad2, At, Msc1, Msc2, et Mos. Nos résultats sont différents de ceux trouvés par Gaur (2003) qui montrent que la croissance mycélienne de *Ascochyta rabiei* est affecté par les différentes concentrations de Tridemorphe et Manebe.

Nous pouvons retenir que le Penconazole se montre plus efficace à l'égard de *Ascochyta rabiei* que Hexaconazole et Phosétyl –Al. On note également que certains isolats (Ad1, At et Mos) présentent une certaine résistance vis-à-vis de Hexaconazole et (Rel1, At, Msc1, Msc2 et Sba3) vis-à-vis de Phosétyl –Al.

Plusieurs travaux ont été fait sur l'effet *in vitro* des fongicides sur la croissance mycélienne et la sporulation de *A. rabiei*. En effet, certain auteurs ont rapporté les potentialités du benomyl, plus actif sur la croissance mycélienne (Reddy, 1980 ; Bashir et al., 1987, Boukhroufa, 1989).

D'autres chercheurs ont montré que le Chlorothalonil a une efficacité d'inhibition de la germination des spores plus marquée que sur la croissance mycélienne (Reddy et Singh, 1983 ; Hau Beute, 1983 ; Bashir Ilyas et Bashir, 1987 ; Bashir et al., 1987).

Il s'agit de blocage de plusieurs enzymes et coenzymes intervenant lors du processus respiratoire, ce produit à une action préventive et possède un large spectre d'activité (Leroux, 1987(a) ; Leroux, 1995(a)).

Les résultats de Bashir et Ilyas (1986) sur un essai *in vitro* du fongicide Thiabendazole à différentes concentrations sur la croissance mycélienne de *Ascochyta rabiei* montrent un effet hautement significatif. Le mancozèbe (Dithane) testé au Canada pour contrôler l'antracose du pois chiche, est inefficace (Chongo et al., 2003).

Les fongicides du groupe des Strobilurines, comme Azoxystrobine et Pyraclostrobine, ont été étudiés au Canada ces dernières années, les chercheurs ont remarqués que la matière active, Azoxystrobine, est efficace contre *A. rabiei* (Demirci et al., 2003 ; Armstrong-cho et al., 2008).

Des résultats similaires ont été obtenus par Sugha et *al.* (1992) ; Reddy et Singh ,1984 ; Demirci et *al.*(2003). Ces auteurs montrent qu'*in vitro*, le thiabendazole et le benomyl ont un effet significatif sur la croissance mycélienne et sur l'inhibition de la germination des spores de *A.rabiei*.

Les résultats que nous avons obtenus sur l'essai de la germination montrent que les deux fongicides testés (Soufre micronisé et Phosétyl-Al) ont un effet significatif sur l'inhibition de la germination des spores de *A.rabiei*.

D'autres chercheurs ont montré que les fongicides (Carbendazime et Thiabendazole) ont une efficacité d'inhibition de la germination des spores de *A.rabiei* ( Reddy et Singh, (1984); Demirci et *al.*(2003).

*Conclusion générale*

## Conclusion générale

En Algérie, la culture du pois chiche occupe une place importante parmi les légumineuses alimentaires. Cette culture occupait en 2008 une superficie avoisinant les 20000 ha. En plus de son utilisation comme source de protéine, le pois chiche participe à l'amélioration de la fertilisation du sol grâce à sa capacité à fixer l'azote atmosphérique. Cependant, cette culture fait l'objet d'attaque par plusieurs agents pathogènes ; dont le plus grave reste le complexe *Ascochyta rabiei* responsable d'importants dégâts. L'antracnose, maladie imputable à ce pathogène est observée sur les différents organes de la plante (gousses, graines, tiges, folioles et feuilles).

Les travaux réalisés dans le cadre de ce magister nous ont permis de contribuer à quelques éléments de réponse relatifs aux caractéristiques morphologiques et physiologiques à une étude *in vitro* de confrontation de fongicides avec les isolats de *A.rabiei* et à un test de germination des spores de *A.rabiei*.

Dans la première partie consacrée à l'étude de la biologie du pathogène, les isolats ont montré des différences au niveau macroscopiques (couleur et aspect des colonies, couleur des cirrhes et l'aspect du mycélium) et microscopique (forme, le nombre des pycnides et des spores).

La variabilité est nettement observée pour les aspects vitesse de croissance mycélienne et sporulation.

Une variabilité souvent significative a également été remarquée quant aux exigences physiologiques des isolats.

Dans ce cas aussi nous avons noté la présence d'une variabilité nous permettant de caractériser les isolats et de les classer.

L'étude de certaines exigences écologiques de *A.rabiei* comme l'éclairage et le milieu de culture peuvent varier selon l'isolat.

D'autre part, les résultats obtenus sur le comportement de *A.rabiei* vis-à-vis de la lumière et le milieu de culture, font ressortir des différences significatives entre les onze isolats.

Dans ce cas aussi nous avons noté que la lumière affecte également le développement du champignon, de même l'induction de *A. rabiei* dépend de l'intensité et de la quantité de lumière.

Nous avons constaté également que le facteur milieu de culture joue un rôle important sur le développement du pathogène et notamment sur les séquences biologiques (croissance mycélienne et sporulation).

La lutte contre ce champignon est indispensable pour valoriser la culture de pois chiche en Algérie ; à cet effet, la lutte chimique reste le moyen le plus efficace. C'est dans ce contexte, que s'inscrit notre étude.

D'après les résultats obtenus on peut dire que les trois fongicides systémiques utilisées à certaines concentrations possèdent une capacité d'inhibition de la croissance mycélienne *in vitro*, de la plupart des isolats de *A.rabiei*.

D'autre part nous avons pu mettre en évidence l'efficacité des produits testés (Hexaconazole, Phosétyl-Al et Penconazole) car ceux-ci, sont capable de réduire de manière significative la croissance mycélienne du pathogène.

Le test de confrontation des fongicides a permis de mettre en évidence une inhibition de la croissance mycélienne bien marquée sous l'effet de Hexaconazole, Phosétyl-Al et Penconazole.

Concernant l'effet du Phosétyl-Al et le soufre micronisé sur la germination des spores, on note une inhibition totale à 0,5g/l comparativement au témoin.

Pour les deux techniques utilisées, les résultats montrent que l'effet *in vitro* de fongicides est efficace pour tous les isolats de *A.rabiei*, nous pensons donc que les fongicides possèdent une capacité d'inhibition du champignon et peuvent donc avoir des résultats fiables en lutte chimique contre l'antracnose du pois chiche.

A travers cette étude, nous pensons que les caractères morphologiques, culturels et physiologiques sont nécessaires pour une approche en vue d'une caractérisation moléculaire ; condition importante pour l'obtention de résultats plus précis. Les résultats que nous avons exposé sur le comportement de *A.rabiei* vis-à-vis de deux facteurs étudiés (lumière et milieu de culture) restent insuffisants pour une caractérisation précise des isolats du champignon.

Les résultats obtenus dans des conditions *in vitro* doivent être vérifiés notamment par des applications *in vivo* afin de démontrer les effets fongistatiques (inhibition de la croissance et de la germination des spores) et sur la sporogénèse.

Nous pensons que ce travail apportera une contribution à la connaissance des différents isolats de *A.rabiei* et ouvrira des perspectives intéressantes pour des études sur d'autres aspects tels que la détection et l'épidémiologie de l'antracnose du pois chiche.

## *Références bibliographiques*

➤ **Références bibliographiques**

- **Abdelgherfi, L. M., Zine, F., Bouzid, L., Laib, M. et Kadri, A. 2000.** Caractérisation préliminaire de quelques cultivars locaux de *Cicer arietinum* collectés dans la région de Tizi- Ouzou. Recherche agronomique. **7** : 51 – 65.
- **Abdelguerfi, L. M., Bouzid, L., Zine, F., Hamdi, N., Bouzid, H. et Zidouni, F. 2001.** Evaluation de quelques cultivars locaux de pois chiche dans la région de Bejaia. Institutue Nationale de la Recherche Agronomique d'Algérie., **9** :31 – 42.
- **Adib, F. 1995.** Etude de la variabilité biologique et pathogénique de quelques isolats de *Ascochyta rabiei*, agent de l'antracnose du pois chiche. Influence des sels de la résistance. Thèse d'Ingéniorat en Agronomie, Centre Univ. de Mascara. 58p.
- **Agrios, G. N. 1988.** Plant pathologie. 3<sup>rd</sup> édit, académie press, 803 p.
- **Akem, C. 1999.** *Ascochyta* rblight of chickpea : Present status and future priorities. *Int. J. Pest Manag.* **45** : 131 – 137 .
- **Allen, D. J. 1983.** The pathology of tropical food legumes. John Wiley and Sons, New Yourk, 413 pp.
- **Alvarez, A. M. and Briner, G. C. 1987.** Root rot of chickpea caused by *Fusarium solani*. Agriculture Technica., **47** : 78- 79.
- **Alvarez, M. Y. and Moreno, A. 1984.** Identification de hongos causante de pudricion radicular en garbanzo (*Cicer arietinum* L.). Agriculture Technica (Chile). **44** (3) : 253- 258.
- **Ameziane, E. A. 1979.** Quelques aspects de la biologie de *Ascochyta rabiei* (Pass.) Labr. Thèse DEA en Agronomie, Université de Rennes 1.28p.
- **Ameziane, E.A. 1985.** L'antracnose du pois chiche. ICARDA, Annual report : 55- 59.
- **Anonyme. 2010.** Exportations mondiales du pois chiche. Glogal Trade Atlas, mai 2010.
- **Anonyme. 1985.** E.A.V. L'antracnose du pois chiche. ICARDA, annuel report : 55 – 59.
- **Anonyme. 1988.** Le pois chiche et la lentille. Ed.ITGC, Alger.45 p.
- **Anonyme.2005.** Données sur la morphologie d'une plante du pois chiche (*Cicer arietinum* L.). <http://www.tela-botanica.org>.
- **Anonyme. 2006.** Bilan de pois chiche (FAO), India, département of Agriculture Arabe, pulse Australie, USDA et Statistique Canada. (AAC).

- **Anonyme. 1986 .b).** Caractéristiques, exigences of potentiel de production des différentes variétés de légumes secs, Algérie verte, 5- 15.
- **Anonyme. 2002.** Les légumineuses (suite) : Symptômes de *Ascochyta rabiei* sur le pois chiche (*Cicer arietinum* L.).p.8-9.
- **Armstrong, C. L., Gossen, B. D. et Chongo, G. 2004.** Impact of continuous or interrupted leaf wetness on infection of chickpea by *Ascochyta rabiei*. *Can. J. Plant Pathol.* **26** : 134 – 141.
- **Armstrong-cho, C. L., Wolf, T ., Chongo, G., Gan, Y., Hogg, T., Lafond, G., Johnson, E. et Banniza, S. 2008.** The effect of carrier volume on *Ascochyta* blight (*Ascochyta rabiei*) control in chickpea . *Crop Protection* **27** : 1020 – 1030.
- **Ayadi, T. 1986.** Analyse agronomiques des différents types de pois chiche : influence de la date de semi. Mémoire d’Agronomie approfondie (ENSAM ; Montpellier) ; p 61 – 70.
- **Babar, B. M., Shah, T. M., Abbas, G. and Ahsanul haq, M. 2009.** Genotype X environment interaction for seed yied in Kabuli chickpea (*Cicer arietinum* L.) genotypes developed through mutation breeding. *Pakistan Journal of Botany.*, **4** : 1883-1890.
- **Bacha, F. et Ounane, S. M. 2003.** Etude de l’effet du stress hydrique sur les activités des enzymes nitrate réductase et nitrogénase de la culture du pois chiche (*Cicer arietinum* L.). Institut National de la Recherche agronomique d’Algérie. **4** : 1111-1992.
- **Bedi, P. S., et Auja, S. S. 1970.** Variability in *Phyllosticta rabiei* (Pass.) Trott., the incitant of blight disease of gram. *J. of Research Punjab Agricultural University .*, **6** : 103 – 106.
- **Bekkar, A. A. 2007.** Variabilité de la morphologie et du pouvoir pathogène chez *Fusarium oxysporum* Schelcht. Emend . Snyd. & Hans. f. sp. *Ciceri* (Padwick), agent du flétrissement vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum* L.). Mémoire de Magister, Université de Mascara, Mustapha Istambouli, Algérie, pp 92.
- **Ben Freha, F., Benyeless, M. et Merzoug, A. 2010.** La fusariose vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) dans le nord ouest algérien : extension et dégâts. 1<sup>er</sup> séminaire National sur la protection des plantes cultivées, Centre Universitaire de Khemis Miliana, Institut des Sciences de la Nature et de la terre .p.62.
- **Ben Mbarek, K., Boujelben, A., Boubaker, M. et Hannachi, C. 2009.** Criblage et performances agronomiques de 45 génotypes de pois chiche (*Cicer arietinum* L.) soumis à un régime hydrique limité. *Biotechnologies Agronomiques et Science Environnementales.*, **3** :381 – 393.

- **Benzohra, I. E. 2009.** Contribution à l'étude de *Ascochyta rabiei* (Pass.) Labr., agent causal de l'antracnose du pois chiche (*Cicer arietinum* L.): Caractérisation morphologique et étude du pouvoir pathogène. Thèse de Magister Université de Mostaganem.
- **Berger, J., Abbo, S. H. and Turner, N. C. 2003.** Ecogeography of annual wild *Cicer* species : the poor state of the world collection. *Crop Sciences.*, **43** : 1076 – 1090.
- **Bhatti, M. A., Malik, B. A. et Hussain, S. A. 1983.** Efficacy of calaxin M and other fungicides against : *Ascochyta* blight . *Int. Chickpea Newsletter.*, **8** : p : 23 – 24.
- **Bock, B. 2009.** *Cicer arietinum* L. Tela botanica, Base de données Nomenclaturale de la flore de France. BDNFFV4.02.<http://www.tela-botanica.org>.
- **Bouzerzour, H., Abbas, K. Benmahammed, A. 2003.** Les céréales, les légumineuses alimentaires, les plantes fourragères et Pastorales. Recueil des Communications Atelier N°3«Biodiversité Importante pour l'Agriculture» MATE-GEF/PNUD Projet ALG/97/G31.pp.79.
- **Bouznad, Z. 1989.** Contribution à la connaissance du genre *Ascochyta rabiei*. Cas particulier de l'étude biologique, ultrastructural et cytochimique des relations hôte- parasite chez le couple *Pisum sativum* L. et *Ascochyta pisi* Lab. Thèse de Doctorat d'Etat de l'Université de Pierre et Marie Curie, Paris VI. 217 p.
- **Bouznad, Z. 1991.** Bilan et programme de pathologie des légumineuses alimentaires. Projet de développement agricole de Sidi Bel Abbas.
- **Bowden, R. M., Wiese, J. Crock, et Auld, D. 1984.** *In vitro* sensitivity of *Ascochyta rabiei* (Pass.) Lab. Mycélium to fungicides at Various concentrations. Univ.of Idaho, Moscow, Idaho 83843, USA) *International Chickpea Newsletter* 10 :16.
- **Braun, P.H., Planquaert, P. H. Wery, J. 1988.** Pois chiche : culture, utilisation ; Brauchure. Ed. ITCF 11p
- **Chabane, N. 1990.** Contribution à l'étude de l'efficacité (en plein champ) et de la phytotoxicité de quelques fungicides utilisés en traitement contre l'antracnose du pois chiche causé par *Ascochyta rabiei*. Thèse d'Ing. Univ. de Blida 53p.
- **Chakraborti, D., Sarkar, A., Gupta, S. and Das, S. 2006.** Small and large scale genomic DNA isolation protocol for chickpea (*Cicer arietinum* L.), suitable for molecular marker and transgenic analyses. *African Journal of Biotechnology* ., **8** : 585 – 589.

- **Chandirasekaran, R. 2007.** Options for reducing *Ascochyta* blight severity in chickpea (*Cicer arietinum* L.). Thèse de Magister en sciences végétales. Université de Saskatchewan, Saskatoon, Canada. P. 1- 20.
- **Chérif, M., Arfaoui, A. and Rhaim, A. 2007.** Phenolic compounds and their rol in Bio-control and resistance of chickpea to fungal pathogenic attacks. Tunisian Journal of Plant protection. **2** :7 – 12.
- **Chongo, G., Buchwaldt, L., Andeson, K. et Gossen, B. D. 2000.** Saskatchewan chickpea disease survey – 1999. *Can. Plant Dis. Surv.* **80** : 86 – 87.
- **Chongo, G., Buchwaldt, L., Andeson, K., Gossen, B. D., Lafond, G. P., May W. E., Johnson, E. N. et Hogg, T. 2003.** Foliar fungicides to manage *Ascochyta* blight (*Ascochyta rabiei* ) of chickpea in Canada . *Can. J. Plant Pthol.***25** : 135 – 142.
- **Chongo, G., Gossen, B. D., Bushwaldt, I., Adhikari, T. et Rimmer, S. R. 2004.** Genetic diversity of *Ascochyta rabiei* in Canada. *Plant Dis.* **88** : 4- 10.
- **Covell, S., Ellis, R. H., Roberts, E. H. Summerfield, R. J. 1986.** The influence of temperature on seed germination rate in grain legumes.I. Acomparaison of chickpea, lentil, Soybean and cowpea at constant temperature. *Journal of experimental Botany* **37** : 705 – 715.
- **Demirci, F., Bayraktar, H., Babaliogullu, I., Dolar, F. S. et Maden, S. 2003.** *In vitro* and *in vivo* effects of some fungicides against the chickpea blight pathogen, *Ascochyta rabiei* . *Journal of Phytopathology* **151** : 519 – 524.
- **Djellali, A. 1988.** Etude en plein champ de la résistance du pois chiche à l’antracnose. Thèse d’Ing. En agronomie. INA. El- Harrach, Alger, Algérie. 47p.
- **Dugan, F. M., Lupien, S. L., Hernandez-Bello, M., Peever, T. L. et Chen, W. 2005.** Fungi resident in chickpea debris and their suppression of growth and reproduction of *Didymelle rabiei* under laboratory conditions.*J. Phytopathol.*( Berlin) **153** : 431 – 439.
- **Duschak, 1871.** Zur Botanik des Talmud .I. Neur, Pest : 105 – 106 In Singh, F. et Diwakar , B. 1995. Chickpea Botany and Production Practices. Skill Development Series n°. 16 ; ICRISAT.
- **Elaoufir, A. 2001.** Etude du flétrissement vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum* L) causé par le *Fusarium oxysporum f. sp. Ciceri*. Evaluation de la fiabilité de l’analyse isoenzymatique et de la compatibilité végétative pour la caractérisation des races physiologiques. Ph. D. de faculté des sciences de l’agriculture. Univ. Laval, Québec, Canada. 178p.

- **Erler, F., Ceylan, F., Erdemir, T. and Toker, C. 2009.** Preliminary results on evaluation of chickpea, *Cicer arietinum*, genotypes for resistance to the pulse beetle, *Callosobruchus maculatus*. Journal of Insect Science., **9** : 58 – 72.
- **Fahim, N. M., Osman, A. R., El- Attar, A.H. and Mabrouk, M. S. M. 1987.** Root rot of common bean. Egyptian Journal of Phytopathology ., **19** : 71 – 83.
- **FAOSTAT data, 2005.** Food and Agriculture Organisation of The United Nation, Rome, Italy., <http://faostat.fao.org>.
- **FAOSTAT data, 2007.** Food and Agriculture Organisation of The United Nation, <http://faostat.fao.org/site/567/default.aspx>.
- **FAOSTAT data, 2010.** Food and Agriculture Organisation of The United Nation, <http://faostat.fao.org/site/567/Desktop/default.aspx>.
- **Flandez- Galvez, H., Ford, R., Pang, E. C. K. and Taylor, P.W. J. 2003.** An interspecific linkage map of the chickpea (*Cicer arietinum* L.) genome based on sequence tagged microsatellite site and resistance gene analog markers. Theoretical Applied in Genetics., 1447 – 1456.
- **Gan, Y. T., Siddique, K. H. M., Macleod, W. J. et Jayakumar, P. 2006.** Management options for minimizing the damage by *Ascochyta blight* (*Ascochyta rabiei*) in chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Field Crops Res.* **97** : 121 – 134.
- **Goodwin, M. 2005.** Profil de la culture de pois chiche au Canada. Ed. AAFC (Agriculture et Agri – Food Canada). Ottawa, Ontario, Canada. 28p.
- **Gossen, B. D. 2004.** Resistance to strobilurin fungicides in *Ascochyta rabiei*. Proc 5th Canadian Pulse Research Workshop, London, ON , Nov. 29-30.
- **Grewal, J. S. 1982.** Control of important seed borne pathogens of chickpeas. Indian Journal of Genetics and Plant Breeding., **42** : 393 – 398.
- **Harlan, 1992.** Crop and Man. Second Edition. Madison (WI) : American Society of Agronomy/ Crop Science Society of America., Wisconsin, pp. 63-262.
- **Harris, D. R. 1998.** The spread of Neolithic agriculture from the levant to western central Asia. In : Damania A. B., Valkoun J., Willocx G and Qualset, C. O. (eds). The origin of Agriculture and Crop Domestication. ICARDA, Aleppo, Syria, pp. 54 – 64.
- **Hassan, F. 2006.** Heterologous expression of a recombinant chitinase from *Streptomyces olivaceoviridis* ATCC 11238 in Transgenic Pea (*Pisum sativum* L.). Doctorat thesis , University of Damas, Syria, pp. 150.

- **Haware, M. P. 1990.** Fusariose wilt and other important diseases of chickpea in the Mediterranean area. Option Mediterranean, series des siminaires., **9** :163 – 166.
- **Haware, M. P., Nene, Y. L. and Mathur, S. B. 1986.** Seed borne diseases of chickpea. Technical Bulletin from the Danish government institute of Seed Pathology for Developing Countries, Copenhagen Denmark., **1** : 14.
- **Hohl, B., Pfantsch, M. et Barz, W. 1990.** Histology of disease development on resistant and susceptible cultivars of chickpea (*Cicer arietinum* L.) inoculated with spores of *Ascochyta rabiei*. *J. Phytopathol.*(Berlin) **129** : 31 – 45.
- **ICARDA, 1983.** Chickpea pathology progress report 1982- 1983 food légume improvement program. ICARDA, International Center for Agricultural Research in the Dry Areas, Alep, Syrie.
- **ICARDA, 2003.** International Center for the Agricultural research in the Dry Areas (ICARDA).
- **Ilarslan, H. et Dolar, F. S. 2002.** Histological and ultrastructural changes in leaves and stems of resistant and susceptible chickpea cultivars to *Ascochyta rabiei*. *J. of Phytopathol.* (Berlin) **150** : 340 – 348.
- **Iruela, M., Rubio, J., Cubero, J. I. and Millan, T. G. 2002.** Phylogenetic analysis in the genus *Cicer* and cultivated chickpea using RADP and USSR markers. *Theoretical Applied in Genetics.*, **104** : 643- 651.
- **Jayakumar, P., Gossen, B. D., Gan, Y. T., Banniza, S. et Warkentin, T. D. 2005.** *Ascochyta* blight of chickpea : Influence and host resistance mechanisms. *Canadian J. of Plant Pathol.* **27** : 499 -509.
- **Jhorar, O. P., Mathauda, S. S., Singh, G., Butler, D. R. et Mavis, H. S. 1998.** Relationship between climatic variables and *Ascochyta* blight of chickpea in Punjab (India). *Agr. Forest Meteor.* **87** : 171 – 177.
- **Jimenez –Diaz, R. M., Basallote, U. J. and Rapoport, H. 1989.** Colonization and pathogenesis in chickpea infected by races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*. *Vascular Diseases of Plants.*, **28** : 113 – 918.
- **Kaiser, W. J. et Hannan, R. M. 1988.** Seed transmission of *Ascochyta rabiei* on chickpea an its control by seed treatment fungicides. *Seed. Sci. Tech.* **16** : 625 -637.
- **Kaiser, W. J. 1972.** Occurance of three fungal diseases of chickpea in Iran. *FAO Plant Prot. Bull.* **20** : 74 – 78.

- **Kaiser, W. J. 1997.** Intra and international spread of *Ascochyta* pathogens of chickpea, faba bean and lentil. *Canadian Journal of Plant Pathology.*, **19** : 215 – 224.
- **Kaiser, W. J. 1973.** Factors affecting growth, sporulation, pathogenicity and survival of *Ascochyta rabiei*. *Mycologia* , **65** : 444 – 457 .
- **Kaiser, W. J. 1981.** Control of *Ascochyta* blight through clean seed. ICARDA, Alep, Syrie. P. 11.
- **Kaiser, W. J. 1992.** Epidemiology of *Ascochyta rabiei*. Pages 117- 134 In : Disease resistance breeding in chickpea.
- **Kaiser, W. J. et Hannan, R. M. 1987 b.** First report of *Mycosphaerella rabiei* on chickpea in the western hemisphere. *Plant Disease.* **71** : 192.
- **Kamal, M. 1981.** The status of chickpea production and research in Morocco. Proceeding of workshop on *Ascochyta* blight and winter sowing of chickpea. (Saxena M. C. and Singh K. B. eds.). ICARDA, 4-7 May, Alep. Syrie .p. 247-257.
- **Khan, H., Zeb, A., Ali, Z. and Shah, S. M. 2009.** Impact of five insecticides on chickpea (*Cicer arietinum* L.) nodulation, yield and nitrogen fixing rhizospheric bacteria. *Soil and environment.*, **1** : 56-59.
- **Khan, M. S. A., Ramsey, M. D., Cprdière, R., Infantino, A., Porta- Puglia, A., Bouznad, Z. et Scott, E. S. 1999.** *Ascochyta* blight of chickpea in Australia : Identification, pathogenicity and mating- type. *Plants Pathology* **48** : 230 – 234.
- **Khouaidja, D. M. 2000.** Etude de quelques aspects physiopathologiques de l’anthracnose du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) due à *Ascochyta rabiei* (Pass.) Lab. Thèse magister en sciences agronomiques. Spécialité phytopathologie. I.N.A EL HARRACH, 149 p.
- **Khune, M. M. et Kapoor, J. M. 1980.** *Ascochyta rabiei* synonymous with *Phoma rabiei*. *Indian Phytopathology.*, **33** : 119 – 120.
- **Kimber, R. B. E. Ramsey, M. D. 2001 b.** Using fungicides to control *Ascochyta* blight of chickpea in : Proceeding of the 13 th Biennial Conference of the Australasian. *Plant Pathology Society* , Cairns. Australia, 24-27 Septembre .p.199.
- **Kohler, G., Linkert, C. et Barz, W. 1995.** Infection studies of *Cicer arietinum* L. with *gus* (*E.coli* B- glucuronidase) transformed *Ascochyta rabiei* strains. *J. Phytopathology.* , **143** : 589 – 595.
- **Kovachevski, I. C. 1936.** The blight of chickpea, *Mcosphaerella rabiei* n. sp. In the Review of *Applied Mycology*. The imperial Mycological Institute, Kew, Surrey : 700 (Abstract).

- **Kumar, J. and Abbo, S. 2001.** Genetics of flowering time in chickpea and its bearing on productivity in semiarid environments. *Advances Agronomique.*, **72** : 107 – 138.
- **Labdi, M., Robertson, L. D., Singh, K. B. and Charrier, A. 1996.** Genetic diversity and phylogenetic relationships among the annual *Cicer* species as revealed by isozyme polymorphism. *Euphytica* **88** : 181 – 188.
- **Labdi, M. 1995.** Etude de la résistance à l'antracnose (*Ascochyta rabiei*) chez le pois chiche (*Cicer arietinum* L.). Thèse de Doctorat, ENSA de Montpellier, France. 143p.
- **Labdi, M., 1990.** Chickpea in Algeria. Option méditerranéennes, Série séminaires, **9** : 137 – 140.
- **Labrousse, F. 1931.** L'antracnose du pois chiche. *Rev. Pathol. Vég. Entomol. Agric.* **28** : 226- 231.
- **Ladisinsky, G., 1975.** A New *Cicer* from Turkey. *Notes Roy. Bot. Gard. Edinb.* (in Press)  
In Muehlbaauer F. J, Rajesh P. N., 2008. Chickpea, a common source of protein and starch in the semi – arid tropics. PH. Moore, R Ming ( eds) *Genomics of tropical crop plants*.
- **Laumont, P. et Chevassus, L. 1956.** Notes sur l'amélioration du pois chiche en Algérie. *Annales de l'INA.* El- Hrrach . Alger, Algérie, 2p.
- **Leach, M. 1962.** The quantitative and qualitative relationship ultravioleted and visible radiation to the induction of reproduction in *Ascochyta pisi*. *Can. J. Bot. Vol. II* : 19 – 50.
- **Lie, T. A. 1971.** Temperature dependent root nodule formation in pea cv. *Tran. Plant soil.*, **34** : 751 – 752.
- **Ling, L. Y. and Robinson, R. J. 1976.** Extracting and fractionating lipids from chickpea. *Cereals Food World.*, **21** : 424.
- **Lopez – Bellido, L., Lopez – Bellido, R. J., Castillo, J. E. and Lopez – Bellido, F. J. 2004.** Chickpea response to tillage and soil residual nitrogen in a continuous rotation with wheat I. Biomass and seed yield. *Field Crops research* **88** : 191- 200.
- **Mabsoute, L., Meskine, M., Bouznad, Z. et Kharrat, M. 1996.** Résultats des surveillances sur les maladies cryptogamiques des principales légumineuses alimentaires dans le Maghreb. pp : 43- 50. *In : Proceeding du symposium régional sur les maladies des céréales et des légumineuses alimentaires*, 11- 14. Novembre 1996. Rabat (Maroc). Projet Magrébin PNUD/ RAB/ 91/007.
- **Malhotra, R. S., Erskine, W., Ergashev, N., Beniwal, S. P. S. and Shevtsov. 2000.** Chickpea : present status and future prospects in central Asia and the Caucasus. *Grain legumes* n° 29.

- **Malhotra, R. S., Pundir, K. P. and Slinkard, A. E. 1987.** Genetic resources of chickpea. pp.11 – 34 In : Saxena H. C. and Singh K. B. (eds). The chickpea CAB International, Wallingford, U.K.
- **Markell, S., Wise, K., McKay, K., Goswami, R. et Gudmestad, N. 2008.** *Ascochyta blight* of chickpea. Plant Disease and management. pp. 1362.
- **Medan, S., Singh, D., Mather, S. B. et Neergard, P. 1975.** Detection and location of seed- born inoculum of *Ascochyta rabiei* au dit transmission in chickpea (*Cicer arietinum* L.) *Seed- Sci. And Technol.* **03** : 667 – 681.
- **Mehrez, K., Belabid, L. et Ben Freha, F. 2010.** Détermination de races et recherché des génotypes de pois chiche (*Cicer arietinum* L.) Résistant à *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* (agent de flétrissement vasculaire du pois chiche). 1<sup>er</sup> séminaire National sur la protection des plantes cultivées, Centre Universitaire de Khemis Miliana, Institut des Sciences de la Nature et de la terre. p.62.
- **Melakhessou, Z. 2007.** Etude de la nuisibilité directe des adventices sur la culture de pois chiche d'hiver (*Cicer arietinum* L.) variété ILC- 3279, cas de *Sinapsis arvensis* L. Mémoire du Magister Université El- Hadj Lakhdar- Batna pp.72.
- **Merzoug, A., Ben Freha, F. et Taleb, M. 2009.** Les principales maladies fongiques du petit pois (*Pisum sativum*) et Pois chiche (*Cicer arietinum*) dans le nord ouest algérien. Colloque International : Gestion des risques phytosanitaires, Marrakech, Maroc.
- **Moreno, M. T. and Cubero, J. I. 1978.** Variation in *Cicer arietinum* L. *Euphytica* **27** : 465 – 485.
- **Muehlbauer, F. J. and Singh, K. B. 1987.** Genetics of chickpea. In : Saxena M. C. Singh K. B (eds). The chickpea. CAB International Publisher, U.K, pp 99 – 126.
- **Muehlbauer, F. J. and Rajesh, P. N. 2008.** Chickpea, a common source of protein and starch in the semi- arid tropics. PH. Moore, R Ming ( eds.) *Genomics of tropical crop plants*.
- **Navas- Cortés, J. A., Péres – Artés, E., Jiménez- Diaz, R. M., Llobell, A., Bainbridge, B. W. et Heale, J. B. 1998.** Mating type, pathotype and RAPDS analysis in *Didymella rabiei*, the agent *Ascochyta* blight of chickpea. *Phytoparasitica.*, **26(3)** : 199- 212.
- **Nene, Y. L. et Reddy, M. V. 1987.** Chickpeas diseases and thier control. *Gab internationall*. Walling Food, 270- 273.
- **Nene, Y. L. 1980.** A world list of pigeonpea (*Cajanus cajan*) and chickpea (*Cicer arietinum* L.) pathogens. *ICRISAT Pulse Pathology Report.*, **3** : 1 – 44.

- **Nene, Y. L. 1981.** A review of *Ascochyta blight* of chickpea (*Cicer arietinum* L.). In : **Saxena, M. C. et Singh, K. B.** Eds. Proceeding on workshop on *Ascochyta blight* and winter sowing chickpeas, 4- 7 May 1981. Alep, Syrie. *ICARDA*, 17-33.
- **Nene, Y. L., et Reddy, M. V. 1988.** Chickpea diseases and their control. Pages 233 – 370 In : The chickpea Saxena M. C and Singh K. B. red. Walking Ford Oxfordshire, UK : CAB International.
- **Nene, Y. L., Haware, M. P. and Reddy, M. V. 1981.** Chickpea diseases : resistance screening techniques. Information Bulletin n<sup>o</sup>, 10, International Crop Research Institute for the semi Arid Tropics, Patancheru, pp.1-10.
- **Nielson, D. C. 2001.** Production functions for chickpea, field pea and lentil in the Central Great Plains. *Agronomic Journal.*, **93** : 563 – 569.
- **Ohri, D. and Pal, M. 1991.** The origin of chickpea (*Cicer arietinum* L.); Karyotype and nuclear DNA amount. *The genetical society of great Britain Heredity.*, **66** : 367 – 372.
- **Pande, S., Narayana, R. J. and Sharma, M. 2007.** Establishment of the chickpea wilt pathogen *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* in the soil through seed transmission. *Plant Pathol. J.*, **1** : 3 – 6.
- **Pandey, B. K., Singh, U. S. et Chaube, H. S. 1987.** Mode of infection of *Ascochyta blight* as caused by *Ascochyta rabiei* . *J. Phytopathol.* (Berlin) **119** : 88- 93.
- **Patankar, A. G. 2000.** Biochemical and Molecular analysis of the defense mechanism in chickpea against biotic stress. Thèse de Doctorat en Biotechnologie, Université de Pune.
- **Polhill, R. M. and Raven, P. H. 1981.** Advances in legume systematic, Part 1 and 2, eds, Royal Botanic Gardens, Kew, UK.
- **Punithalingam, E. et Holliday, P. 1972.** *Ascochyta rabiei*. CMI (Commonw. Mycol. Inst.). *Descr. Pathog. Fungi & Bact.* **34** : 337.
- **Reddy, M. V. et Singh, K. B. 1990.** Management of *Ascochyta blight* of chickpea through integration of host-plant tolerance and foliar spraying of Chlorothalonil. *Indian. J. of Plant Protection* **18** : 65- 69.
- **Reddy, M. V. et Singh, K. B. 1984.** Evaluation of a world collection of chickpea germplasm accessions for resistance to *Ascochyta blight*. *Plant Disease* **65** : 586-587.
- **Reddy, M. V. 1980.** Calixin M- An effective fungicide for eradication of *Ascochyta rabiei* in Chickpea Seed. *International chickpea Neusletter* 03 :12.
- **Rekha, K.T. and Thiruvengadam, M. 2009.** An efficient Micropropagation of chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Phillip Agriculture Scientist.*, **3** : 320- 326.

- **Rouibah, M. 1989.** The contribution to the study of the wilting of the chickpeas in Algeria. Institut National Agronomique El- Harrach. Algérie, 51p.
- **Sarwar, N., Sarwar M. and Jamil, E. F. 2000.** Characterization of *Ascochyta rabiei* isolates using random amplified polymorphie DNA (RAPD) technique. *Pakistan J. Phytopathol.* **12** :18-25.
- **Sexena, M. C. 1990.** Status of chickpea in the maditerranean basin *CIHEAM- Options Mediterranéennes* n° **09** : 17- 24.
- **Sharma, D. K. and Muehlbauer, F. J. 2007.** *Fusarium* wilt of chickpea : physiological specialization, genetics of resistance and resistance gene tagging. *Euphytica.*, **157** : 1- 14.
- **Sihem, G. et Nawal, E. 2010.** Antagonisme *in vitro* de *Trichoderma spp.*, vis-à-vis de *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceri*, agent causal de flétrissement du pois chiche (*Cicer arietinum* L.). Mémoire d'Ingéniorat d'Etat en Génie Biologique. Université de Mostaganem 150p.
- **Singh, F. and Diwakar, B. 1995.** Chickpea Botany and production Practices. Skill Development series ICARDA India ., **16** : 502 – 324.
- **Singh, G. and Bushan, L. S. 1979.** Water use, water use efficiency and yield of dryland chickpea as influenced dy fertilization , stored soil water and crop season rainfall. *Agricultural Water Management.*, **2** : 299 – 305.
- **Singh, K. B. et Reddy, M. V. 1990.** Patterns of resistance and susceptibility to races of *Ascochyat rabiei* among germplasm accessions and breeding lines of chickpea . *Plants Disease* **74** : 127 – 129.
- **Singh, K. B., Ocampo, B. and Robertson, L. D. 1998.** Diversity for abiotic and biotic stress. *Ressources and Crop Evolution.*, **45** : 9 – 17.
- **Singh, U. 1985.** Utritional quality of chickpea (*Cicer arietinum* L.) ; Current status and future research needs. *Quality plant foods Human Nutrition .*, **35** : 339 – 351.
- **Singh, U. and Singh, B. 1992.** Tropical grain legumes as impotant human foods. *Economic botany.*, **46** : 310 – 321.
- **Singh, B. P., Saikia, R., Yaday, M., Singh, R., Chauhan, V. S. and Arora, D. K. 2006.** Molecular characterization of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* causing wilt of chickpea. *African Journal of Biotechnology.*, **6** : 497 – 502.
- **Staginnus, C., Winter, P., Desel, C., Schmidt, T. and Kahl, G. 1999.** Molecular structure and chromosomal localization of major repetitive DNA families in the chickpea (*Cicer arietinum* L.) genome . *Plant molecular Biology* **39** : 1037- 1050 , 1999.

- **Summerfield, R. J., Minchin, F. R., Roberts, E. H. and Hadley, P. 1979.** The effects of photoperiod and air temperature on growth and yield chickpea (*Cicer arietinum* L.). Proceeding. International workshop on chickpea improvement. Ed. ICRISAT : 121 – 144.
- **Tenhaken, R. 1992.** Virulenzfaktoren phytopathogener pilze biochemische und molecularbiologische untersuchungen zur infektion der kichererbse duech *Ascochyta rabiei*. Dissertation, Univ. Munster, Munster, Allemagne.
- **Tenhaken, R. et Barz, W. 1991.** Characterization of pectic enzymes from the chickpea pathogen *Ascochyta rabiei*. Z. Naturforsch. Teilc, *Biochem. Biophys. Biol. Virol.* **46** :51 – 57.
- **Tillard, 1988.** Mondulation and introgenase activity of chickpea cultuvar INRA, France, pp ; 378 – 392.
- **Tlemsani, M. 2010.** Contribution à l'étude du flétrissement vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) causé par *Fusarium oxysporum* Schelcht. Emend. Snyder & Hans. f.sp. ciceri (Padwick) : caractérisation, lutte biologique et comportement variétal. Thèse magister en Biotechnologie. Univ d'Oran. 169p.
- **Trapero – Casas, A. and Jimenez – Diaz, R. M. 1985.** Fungal wilt and root rot diseases of chickpea in southern Spain. *Phytopathology* . **75** : 1146 – 1151.
- **Trapero-Casas, A. et Kaiser, W. J. 1992 b.** Influence of temperature, wetness period, plant age inoculation concentration on infection and development of *Ascochyta* blight of chickpea. *Phytopathology* **82** : 589 – 596.
- **Trapero-Casas, A., Navas- Cortés, J. A. et Jimenes- Diaz, R. M. 1996.** Airborne ascospores of *Didymella rabiei* as a major primary inoculum for *Ascochyta* blight epidemics in chickpea crops in Southern Spain. *European J. Plant Pathol.* **02** : 237 – 245.
- **Valacilova, K., Ohri, D., Vrana, J., Cihalicova, J., Kubalacova, M., Kahl, G. and Dolezel, J. 2002.** Development of flow cytogenetics and physical genome mapping in chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Chromosome Research.*, **10** : 695 – 706.
- **Van Der Maesen, L. J. G. 1972.** *Cicer* L. a monographe on the genus with special references to the chickpea (*Cicer arietinum* L.), its ecology and cultivation . Thesis, Agricultural University Wageningen Medad Landbouwhogeschool, Wageningen., 72- 10.
- **Van Der Maesen, L. J. G. 1987.** Origine, history and taxonomy of chickpea. Pages 11- 34 In Singh, F. et Diwakar, B. 1995. Chickpea Botany and production Practices. Skill Development Series n° 16 ; ICRISAT.

- **Vincent, C. and Gregory, P. J. 1974.** Differences in the growth and development of chickpea seedling roots (*Cicer arietinum* L.). *Experimental Agriculture* ., **22** : 233 – 242.
- **Vir, S. Grewel, J. S. et Gupta, V. P. 1975.** Inheritance of resistance to *Ascochyta* blight in chickpea . *Euphytica* **24** : 209- 211.
- **Wielzien, H. C. et Kaack, H. J. 1984.** Epidemiological aspects of chickpea *Ascochyta* blight. In : *Ascochyta* blight and winter sowing of chickpeas. **Saxena, M. C et Singh, K. B.** Eds. The Hague, The Netherlands : *Martinus Nijhoff / Dr Junk Publ.* p. 35- 44.
- **Wiess, M. V., Kaiser, W. J., Smith, L. J. et Muehlbauer, F. J. 1995.** *Ascochyta rabiei* of chickpea. Ed. AG. Communication Center. Univ. De Idaho. Moscow, Russie. 4p.
- **Yadav, S. S., Redden, R., Chen, W. and Sharma, B. 2007.** Chickpea breeding and management. Cambridge library of Congress. (Livre).
- **Zaatri, M. 1987.** Contribution à l'étude de l'anthracnose de pois chiche, Aspects de la résistance et races physiologiques. Thèse d'Ing. En agronomie. INA.El- Hrrach. Alger. 49p.
- **Zachos, D. G., Panagopoulos, C. G. et Makris, S. A. 1963.** Researchs on the biology, epidemiology and the control of anthracnose of chickpea. *Ann. Inst. Phytopatholo. Benaki, N. S.* **05** : 167 – 192.
- **Zaim, S. 2007.** Contribution à l'étude de *Trichoderma* spp. Agent antagoniste de *Fusarium oxysporum* f. spp. *ciceri* et *Fusarium oxysporum* f. sp. *lentis*, agent du flétrissement vasculaire du pois chiche et de la lentille. Mémoire de Magister, Université de Mascara., 113pp.
- **Zikara-Zine, F. et Bouznad, Z. 2007.** Virulence et groupes de compatibilité dans les isolats de *Ascochyta rabiei* en Algérie. *INRA. Algérie- Recherche Agronomiques N° 19* : 48- 55.
- **Zohary, D. and Hopf , M. 2000.** Domestication of plants in the old world, 3<sup>rd</sup> edn. Oxford University Press, New York.
- **Zuang, H. 1984.** La culture du pois chiche (Brochure traduite de l'Espagnol). 30p.



*Annexes*

**Annexe 1 : Etude statistique**

**Logiciel statistique :** STAT BOX 6.0.4. GRIMMERSOFT

**Test :** Test de *Newman et Keuls*.

**1-Dispositif :** Randomisation totale monofactorielle.

	1
Nombre de répétitions (ou observations par cellule)	3
Intitulé Facteur 1:	Lutte chimique
Nombre de Niveaux :	2

**2- Niveaux de libellés :**

Libel niveau 1	Témoin
Libel niveau 2	Traité

**3- Indices :**

➤ **Indices de normalité  
(coefficients de  
K.Pearson)**

➤ **Résidus  
suspects (méthode  
de GRUBBS)**

**Annexe 2 : Ecart type des résidus**

- **Ecart type Facteur 1 : Lutte chimique.**

1 (Temoin)	2 (Traite)
1,528	0,764

KHI2 = 0.714

PROB = 0,40276

**Annexe 3 : Moyennes**

Moyenne générale = 10.25

Moyenne Facteur 1 = Lutte chimique

1 (Temoin)	2 (Traite)
17,667	2,833

**Annexe 4 : Puissance de l'essai**

Facteur 1 : Lutte chimique

			RISQUE de 1ere ESPECE		
ECARTS	ECARTS		5%	10%	20%
En %	V.Absolue		PUISSANCE A PRIORI		
5%	0,51		6%	12%	23%
10%	1,02		10%	18%	32%
			PUISSANCE A POSTERIORI		
	Moyennes observées		93%	97%	99%

**Annexe 5 : Comparaisons des moyennes**

- **Test de Newman- Seuil = 5% :**

**Facteur 1 :** Lutte chimique

Nombre de Moyennes 2

Valeur des PPAS 2,738

F1	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES	
1.0	Témoïn	17,667	A	
2.0	Traite	2,833		B

**Annexe 6 : Analyse de variances.**

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	304,833	5	60,967				
VAR.FACTEUR 1	280,167	1	280,167	45,432	0,00359		
VAR.RESIDUELLE 1	24,667	4	6,167			2,483	36,34%

Facteur 1: Lutte chimique ; SCE : Somme des carrés des écarts ; DDL : Degré de liberté ; ET : Ecart type ; C.V :

Coefficient de variation ; VAR : Variation

**Annexe 7 : Préparation du milieu de culture**

- **Les étapes de préparation du milieu CDA sont :**

Prendre 200 g de graines de pois chiche, pesé et rincer dans l'eau courante, puis laisser ces graines dans l'eau distillée pendant 12h et faire bouillir pendant une (1) heure. On filtre le jus sur mousseline, ajouter 15g de glucose au filtrat, et compléter avec l'eau distillée le volume à 1000 ml. Ajuster le pH à 5,8, mettre la gélose (Agar Agar) et faire bouillir jusqu'à la dissolution de l'agar.

Autoclaver pendant 20 mn à 120°C, puis couler le milieu sous hotte, dans des boites de Pétri stériles, laisser refroidir pour la solidification.

Enfin, conserver les boites de Pétri au frigo à une température de 4 à 5°C

➤ **Les étapes de préparation du milieu PDA sont:**

Peler, laver, couper en tranches minces les pommes de terre, cuire 15 à 20 min dans 200ml d'eau, filtrer sur mousseline et ajouter glucose puis agar, compléter avec de l'eau distillée le volume jusqu'à 1000 ml.

Ajuster le pH à 5.8, mettre la gélose (Agar Agar) et faire bouillir jusqu'à la dissolution de l'agar.

Autoclaver pendant 20 min à 120 °C, puis couler le milieu sous hotte, dans des boîtes de Pétri stériles, laisser refroidir pour la solidification.

Enfin, conserver les boîtes de Pétri au frigo à une température de 4 à 5°C

**Annexe 8 : Préparation de la suspension des spores.**

**1- Comptage des spores :**

Le comptage se fait au microscope à l'aide de la cellule de numération de Malassez. Le comptage se fait suivant la diagonale. Si le comptage est en dessous de 6 spores par carreau, on compte les 25 carreaux. Un carreau est composé de 16 petits carreaux, délimités par trois (03) traits (type sans rebords) ou par deux (02) traits (types avec rebords). Les spores contenues dans un carreau constituent un comptage. Il faut compter les spores dans la partie ombragée, le côté en haut à gauche puis lire ensuite les carreaux vers le bas. Les spores qui sont sur la ligne sont comptées si plus que la moitié est dedans et non comptées, si moins dans le contraire.

**2- Calcul de la concentration :**

Après avoir fait les comptages des 5 carreaux de chaque côté de la lame, on effectue leur somme puis on multiplie par cinq pour avoir le total sur 25 carreaux. Ensuite on calcule la moyenne des sommes pour les deux différents côtés. Soient a et b, les différentes sommes :

$$X = \frac{a + b}{2}$$

**X** : Compte moyen de 25 carreaux (comptage pour 5 carreaux multiplié par 5)

Alors pour trouver la concentration par ml de la dilution utilisée, il faudra faire :

$$X \times 10^4 = C \text{ spores/ml}$$

Si 'n' est le nombre de fois dilué, alors la concentration de spores dans la solution originale sera égale à :

$$C_1 \times 10^n = C \text{ spores / ml}$$

**N** : Nombre de dilutions ;

**C<sub>1</sub>** : Solution diluée ;

**C** : Solution originale.

**Annexe 9** : Croissance mycélienne journalières en (mm) des colonies de 11 isolats de *Ascochyta rabiei* à partir de colonies âgées de 15 jours et sous une lumière alternée. (12 heures lumière ; 12 heures obscurité) ; et sur le milieu CDA.

Jours \ Isolats	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Rel1	0	0	0	0,66	0,83	0,83	0,83	1,16	1,66	2	2,5	2,66	3	5	5,5
Rel2	0	0	0,5	0,83	1	1,16	1,83	2,66	3,33	4,5	5	6,16	6,5	8,33	9,33
Sba1	0	0	1	1	1,33	1,66	2,16	2,66	2,83	3,33	3,83	5	5,5	5,5	7,5
Sba2	0	0	0	1	1,16	1,5	2,16	2,83	3,84	4,33	5,5	6,5	6,83	7,5	7,83
Ad1	0	0	1	1	1,16	1,16	1,66	2,66	3,66	4,5	5,5	6	6,33	8,33	9,33
Ad2	0	0	0,5	1	1,16	1,5	1,66	2,5	2,83	3,33	4,5	4,83	5	6,5	7,5
At	0	0	1,5	1,83	2,5	2,83	3,16	3,66	5,5	6,5	8,33	8,5	11	16,5	16,83
Msc1	0	0	1,5	1,66	2,5	2,83	3,16	3,33	5	6,5	7,83	9,5	9,83	12	12,5
Msc2	0	0	0,5	1,33	1,5	1,5	1,66	2,5	3,66	4,5	4,66	5,5	6,5	7	7,33
Sba3	0	0	1	1	1,16	1,5	1,66	2,16	3	3,5	4,5	4,5	4,83	5,5	6,33
Mos	0	0	1,5	1,83	2,16	2,5	3	4	5,16	6,5	7	7,83	8,16	8,66	9

**Annexe 10 :** Croissance mycélienne journalières en (mm) des colonies de 11 isolats de *Ascochyta rabiei* à partir de colonies âgées de 15 jours et sous une lumière alternée. (16 heures lumière, 8 heures obscurité), et sur le milieu CDA.

jours Isolats	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
	Rel1	0	0	1,5	2,5	2,8 3	3,3 3	3,5	5,66	6,33	8,33	9,5	11	11,5	13
Rel2	0	0	1,5	1,6 6	2,3 3	3,3 3	4,33	5,33	6	8	9,5	10	10,5	11,33	12,5
Sba1	0	0	1,8 3	2,8 3	3,8 3	5	6,16	7,66	8,66	10,5	11,83	13,5	14,16	15,83	17,5
Sba2	0	0	0,8 3	2	3,3 3	4,3 3	5,5	6,33	7,5	8,33	10,5	11,16	12,16	13,5	15,16
Ad1	0	0	1,8 3	2,8 3	4,5	5,5	6	6,33	10,83	12,83	14,33	16,16	17,5	17,66	18,83
Ad2	0	0	0,6 6	1,1 6	2,6 6	3,5	4,16	4,5	5,33	6	6,83	7,33	7,83	9	9,5
At	0	0	3,3 3	4,6 6	6,5	8,6 6	10,66	13,16	17,33	17,83	19	20,33	20,83	23,83	24
Msc1	0	1	2,5	3,5	4	6,6 6	7,33	9,33	10,16	13	14	16,16	16,66	18,33	19,3 3
Msc2	0	0	1,3 3	2,1 6	2,6 6	3	3,16	5	6,16	8,16	9,33	9,66	10,66	14,83	15,5
Sba3	0	0	0,8 3	1	2,5	3	3,83	4,66	5	6,5	8	9,5	10,5	12,66	13,5
Mos	0	0	2,5	2,6 6	4,5	6	7,66	8,5	9,5	11,66	12,5	13,16	13,66	14,66	15,83

**Annexe 11** : Croissance mycélienne journalières en (mm) des colonies des 11 isolats de *Ascochyta rabiei* à partir de colonies âgés de 15 jours et sous une lumière alternée. (12 heures lumière, 12 heures obscurité), et sur le milieu PDA.

Isolats \ Jours	Jours														
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Rel1	0	0	0	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
Rel2	0	0	0	1	1	1,16	1,33	1,83	2,5	2,66	3,33	3,66	4,5	5	5
Sba1	0	0	1	1,16	1,16	1,16	1,5	1,66	2,5	2,5	4,33	4,83	5	5,5	6
Sba2	0	0	0	0,5	0,5	0,5	0,5	1	1	1,5	1,5	1,5	2,5	3	3
Ad1	0	0	0	1	1	1	1	1,83	2	2,5	2,66	2,83	2,83	3	3
Ad2	0	0	0,5	1,16	1,33	1,33	1,5	1,66	2,5	2,5	3,5	3,83	4,5	4	5
At	0	0	0	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
Msc1	0	0	0,5	0,83	1	1,16	1,5	1,83	2,83	3	3,66	4,5	5	8	9
Msc2	0	0	0	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
Sba3	0	0	0,5	0,66	0,66	0,83	0,83	1	1	1,16	1,16	1,5	1,66	2	2,5
Mos	0	0	0,83	0,83	1	1	1,33	1,66	1,83	2,5	2,83	3	3,5	3	4,5

**Annexe 12 :** Croissance mycélienne journalières en (mm) des colonies des isolats de *Ascochyta rabiei* à partir de colonies âgées de 15 jours et sous une lumière alternée. (16 heures lumière, 8 heures obscurité), et sur le milieu PDA.

Jours \ Isolats	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Rel1	0	0	0	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,83	1	1,33	1,5	2
Rel2	0	0	1,5	2,66	3,5	4,16	4,66	5	5,5	6	6,16	6,33	6,66	6,66	7,16
Sba1	0	0,66	2,5	3,5	5,5	5,16	6,16	6,5	6,66	7,33	7,33	7,33	8,16	8,16	9
Sba2	0	0	0,33	1,33	2	2,5	3,33	4,5	4,5	4,5	5,5	6,16	6,5	7,5	8,5
Ad1	0	0	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	1	2	3	5	7	9,5
Ad2	0	0	2,66	3,33	4,5	5,66	6,66	7	8	8,5	9	9,33	9,5	10	10,5
At	0	0	2,5	3,16	4,5	6,16	6,66	7,33	8,5	8,66	9	9,16	9,66	10,66	11,33
Msc1	0	1	2,83	3,66	5,16	5,66	6,66	6,83	7,5	7,83	8	8	8,5	9,66	10,5
Msc2	0	0	0,16	0,66	0,66	0,66	0,83	0,83	0,83	1,33	1,33	2	2,5	2,83	4,66
Sba3	0	0	0,83	1	1,83	2,16	2,5	3,16	3,66	3,83	4,16	4,5	4,66	4,66	5,16
Mos	0	1,16	2,5	3,33	4,66	6,16	7,16	8	8,83	9,33	10,33	10,66	11,33	11,5	12,83

**Annexe 13** : Effet du Héxaconazole sur la croissance mycélienne des isolats de *Ascochyta rabiei* .

Isolats	Témoins en (mm)			Traitements								
	3 <sup>ème</sup> jour	6 <sup>ème</sup> jour	9 <sup>ème</sup> jour	0.15 ml/l			0.3 ml/l			0.6 ml/l		
				3 <sup>ème</sup> jour	6 <sup>ème</sup> jour	9 <sup>ème</sup> jour	3 <sup>ème</sup> jour	6 <sup>ème</sup> jour	9 <sup>ème</sup> jour	3 <sup>ème</sup> jour	6 <sup>ème</sup> jour	9 <sup>ème</sup> jour
Rel1	10,66	18	22,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Rel2	2,66	6,3	11,66	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Sba1	7	16,33	19,66	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Sba2	2,5	9	14,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ad1	3	15	17,66	1	2,5	4,33	1,33	2	2,83	0	0	0
Ad2	5	10,66	13	2,5	5,66	10,66	1,5	2,5	4,66	0	0	0
At	8,5	11	14,66	1,66	4,16	5,5	1,33	2,5	3,33	0	0	0
Msc1	6,66	12,33	18,66	4,33	12	16,66	2	5,33	9,5	0	0	0
Msc2	5,66	12,66	16	5	11,33	16	2	6,5	10,33	0	0	0
Sba3	8,5	12,66	15,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mos	6	10,66	13,66	1,66	4	7	1	1,83	5	0	0	0





**Annexe 16:** Taux d'inhibition du Héxaconazole avec l'ensemble des isolats de *Ascochyta rabiei*.

Isolats	Les Concentrations		
	0,15 ml/l	0,3 ml/l	0,6 ml/l
Rel1	100	100	100
Rel2	100	100	100
Sba1	100	100	100
Sba2	100	100	100
Ad1	70,50	85,00	100
Ad2	52,09	61,72	100
At	65,50	81,35	100
Msc1	51,81	54,52	100
Msc2	49,00	56,12	100
Sba3	100	100	100
Mos	52,98	77,40	100
<b>Taux d'inhibition en %</b>	<b>76,53 %</b>	<b>83,28 %</b>	<b>100 %</b>

**Annexe 17 :** Taux d'inhibition du Phosétyl- Al. avec l'ensemble des isolats de *Ascochyta rabiei*.

Isolats	Les Concentrations		
	0,5 g/l	1 g/l	2 g/l
Rel1	80,5	100	100
Rel2	100	100	100
Sba1	100	100	100
Sba2	100	100	100
Ad1	100	100	100
Ad2	100	100	100
At	59,71	88	100
Msc1	72,22	100	100
Msc2	84,44	92	100
Sba3	79,40	100	100
Mos	100	100	100
<b>Taux d'inhibition en %</b>	<b>88,75 %</b>	<b>98,18 %</b>	<b>100 %</b>

**Annexe 18** : Taux d'inhibition du Penconazole avec l'ensemble des isolats de *Ascochyta rabiei*.

Isolats	Les traitements		
	0,1ml/l	0,25 ml/l	0,5ml/l
Rel1	100	100	100
Rel2	100	100	100
Sba1	100	100	100
Sba2	100	100	100
Ad1	100	100	100
Ad2	100	100	100
At	100	100	100
Msc1	100	100	100
Msc2	100	100	100
Sba3	100	100	100
Mos	100	100	100
<b>Taux d'inhibition en %</b>	<b>100 %</b>	<b>100 %</b>	<b>100 %</b>

**Annexe 19** : Action du Phosétyl-Al à des concentrations de 0,01g/l, 0,2g/l, 0,5g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei*.

Isolats	Témoïn en (%)		Traitement					
			0,01 g/l		0,2 g/l		0,5g/l	
	Spores germés	Spores non germés	Spores germés	Spores non germés	Spores germés	Spores non germés	Spores germés	Spores non germés
Rel1	20	80	3	97	1	99	0	100
Rel2	16	84	6	94	1	99	0	100
Sba1	24	76	3	97	2	98	0	100
Sba2	39	61	2	98	3	97	0	100
Ad1	16	84	5	95	0	100	0	100
Ad2	16	84	6	94	0	100	0	100
At	20	80	4	96	2	98	0	100
Msc1	22	78	6	94	2	98	0	100
Msc2	13	87	5	95	3	97	0	100
Sba3	22	78	4	96	0	100	0	100
Mos	12	88	4	96	3	97	0	100

**Annexe 20:** Action de Soufre micronisé à des concentrations de 0,05g/l, 0,1g/l, 0,5 g/l sur le pourcentage (%) de germination des spores de *Ascochyta rabiei*.

Isolats	Témoins en %		Traitements					
			0.05 g/l		0,1g/l		0,5 g/l	
	Spores germés	Spores non germés	Spores germés	Spores non germés	Spores germés	Spores non germés	Spores germés	Spores non germés
Rel1	23	77	6	94	4	96	0	100
Rel2	9	91	4	96	2	98	0	100
Sba1	16	84	2	98	4	96	0	100
Sba2	15	85	7	93	4	96	0	100
Ad1	18	82	3	97	0	100	0	100
Ad2	10	90	1	99	0	100	0	100
At	12	88	4	96	1	99	0	100
Msc1	12	88	2	97	1	95	0	100
Msc2	9	91	0	100	0	100	0	100
Sba3	12	88	4	95	0	100	0	100
Mos	11	89	3	97	0	100	0	100