

UNIVERSITE BLIDA 1

Faculté des Sciences de la Nature et de la vie

Département des Biotechnologies

MEMOIRE DE MAGISTER

Spécialité : Phytopathologie

**ESSAIS DE COMPORTEMENT DE GENOTYPES
AMELIORES DE *PISUM SATIVUM* L. VIS-A-VIS DE
FUSARIUM OXYSPOURUM F.SP. *PISI***

Par

BACHIR Adel

Devant le jury composé de :

H. Belkahela	Professeur, U. Blida 1	Présidente
A. Boutekrabt	Professeur, U. Blida 1	Examineur
N. Rouag	MCA, U.F.A. Sétif	Examineur
M. Benchabane	Professeur, U. Blida 1	Promoteur

Blida, Juin 2016

RESUME

ESSAIS DE COMPORTEMENT DE GENOTYPES AMELIORES DE *Pisum sativum* L. VIS-A-VIS DE *Fusarium oxysporum* f.sp. *ppisi*.

Notre travail a porté sur trois principales expérimentations menées dans des conditions non-contrôlées (au champ) au niveau de la station (ITGC) de Sétif : (1) la première concerne l'étude du comportement de 28 génotypes de pois. (2) La deuxième vise à tester l'interaction de ces génotypes avec la souche Arg3 de *Fusarium oxysporum* f.sp. *ppisi* (Fop) dans des conditions d'infections naturelles et artificielles. (3) La troisième porte sur l'évaluation de l'efficacité d'une formulation bactériologique à base de *Pseudomonas fluorescens* BB10, en qualité d'agent de biocontrôle contre Fop.

Le comportement des génotypes vis-à-vis de la maladie, a été évalué à travers les paramètres phytopathologiques : taux d'infection et sévérité (VIS). Il a été constaté que les plus infectés, lors des deux essais sont : JI1760, JI1559, P21, P633, P634 et P638, alors que les trois génotypes sauvages du pois P651, P656 et P665 semblent les moins sensibles à la fusariose vasculaire du pois. Le taux de sévérité a permis de déterminer les génotypes sensibles P638 et P21 qui ont enregistré des valeurs maximales de VIS, et de même les génotypes résistants P651, P656, P665 et JI 1412.

Le troisième essai de biocontrôle a montré que la bactérie BB10 a réduit relativement les niveaux d'infection lorsque l'inoculum fongique est présent uniquement naturellement, sans augmentation de sa concentration par inoculation artificielle. Les effets de biocontrôle ayant permis d'enregistrer des activités antagonistes entre la formulation bactérienne (BB10) et le pathogène fongique (Fop), permettant d'inhiber la maladie et de réduire les attaques, ont été constatés surtout en une interaction avec les trois génotypes P21, P629 et JI1210. La combinaison des potentialités génotypiques du matériel végétal additionné à l'usage des techniques de biocontrôle biologique peuvent apporter des alternatives dans les pratiques agronomiques de protection des cultures, répondant aux orientations de lutte raisonnée et/ou de pratiques agronomiques biologiques.

Mots clés : *Pisum* spp., *Fusarium oxysporum* f.sp. *ppisi*, résistance, *Pseudomonas fluorescens*, biocontrôle.

ABSTRACT

CONDUCT TESTS GENOTYPES IMPROVED *Pisum sativum* L. against

Fusarium oxysporum f.sp *pisi*

Our work has focused on three experiments conducted in non-controlled conditions (field) at Sétif station of ITGC: (1) the first concerns the study of the behavior of 28 pea genotypes. (2) The second is to test the interaction of these genotypes with Arg3 strain of *Fusarium oxysporum* f.sp *pisi* (Fop) in natural conditions and artificial infections. (3) The third is to assess the effectiveness of bacteriological formulation based on *Pseudomonas fluorescens* BB10, as a biocontrol agent against Fop.

Behavior of genotypes against Fusarium wilt was assessed through phytopathological parameters of infection and severity rate (VIS). It was found that most infected during the two tests were: JI1760, JI1559, P21, P633, P634 and P638, while the three wild peas genotypes P651, P656 and P665 seem less susceptible to fusarium wilt of peas. The severity rate has determined the susceptible genotypes P638 and P21 which recorded maximum values of VIS, and even the resistant genotypes P651, P656, P665 and JI in 1412.

The third biocontrol test showed that the bacterium BB10 relatively reduced levels of infection when the fungal inoculum is present only naturally without increasing its concentration by artificial inoculation. biocontrol effects performed to recorded antagonistic activities between bacterial formulation (BB10) and fungal photogenic (Fop) for inhibiting the disease and reduce the attacks occurred mainly interaction with the three genotypes P21, P629 and JI1210. The combination of genotypic potential of plant material added to the use of biological biocontrol techniques can provide alternatives in agronomic crop protection, responding to pest management guidelines and / or organic farming practices.

Keywords : *Pisum* spp., *Fusarium oxysporum* f.sp. *pisi*, resistance, *Pseudomonas fluorescens*, biocontrol.

ملخص

تجارب سلوك لأصناف المطورة للبازلء *Pisum sativum* ضد الفطر

Fusarium oxysporum f.sp. *pisi*

عملنا هذا يتمحور على ثلاث تجارب هامة أجريت بمحطة سطيف للمعهد الوطني للزراعات الواسعة : الأولى لدراسة تأقلم سلوك ثماني و عشرين صنف من البازلء تحت مناخ الهضاب العليا، التجربة الثانية من أجل دراسة التفاعل بين الأصناف الثماني و العشرين مع الفطر *Fusarium oxysporum* f.sp. *pisi*. بإستعمال طرقتين للإصابة بالعدوى الأوى طبيعة و الثانية إسطناعية و التجربة الثالثة لدراسة المكافحة البيولوجية للبكتيريا *Pseudomonas fluorescens* ضد الفطر Fop هذه التجارب أجريت تحت الظروف الطبيعية للحقل.

دراسة نسبة العدوى بالفطر سمحت لنا بإثبات أن الأصناف الأكثر تعرضا لمرض الذبول الفوزاري هي P634, P633, P21, JI1559, JI1760 و P638 و أن الأصناف P651, P656 و P665 هي الأقل عرضة لهذا المرض. دراسة خطورة المرض أثبتت أن الصنفين P638 و P21 هما الأكثر تأثرا أما P651, P656, P665 و JI 1412 هي الأقل تأثرا بهذا المرض.

دراسة المكافحة البيولوجية للفطر Fop بإستعمال البكتيريا BB10 في الظروف الطبيعية للحقل، أثبتت أن البكتيريا BB10 يمكنها التقليل من نسبة العدوى حالة تواجد التركيز الطبيعي للفطر في الأرض من دون الزيادة على ذلك أثبتنا أيضا من خلال هذا العمل أن البكتيريا BB10 تمكنت من تقليل في نسبة الخطورة لثلاث أصناف P21, P629 و JI1210 . التنسيق بين إستعمال الأصناف المقاومة و المكافحة البيولوجية يعد الخيار التقني الأمثل للمكافحة الكاملة للأمراض وخاصة مرض الذبول الفوزاري للبازلء.

الكلمات المفتاحية : *Pisum* spp. ، *Fusarium oxysporum* f.sp. *pisi* ، مقاومة *Pseudomonas fluorescens*، المكافحة البيولوجية.



Remerciements

Je tiens tout d'abord à exprimer ma reconnaissance à mon promoteur monsieur Benchaabane M, professeur à U.S.D. Blida pour la confiance qu'il m'a témoigné et pour le temps qu'il a consacré pour diriger ce mémoire.

Je tiens aussi à exprimer mes plus grands respects et mes vifs remerciements au Professeur Mme BELKAHELA H. pour l'honneur qu'elle me fait en acceptant de présider le jury, à M^r Boutekrabt A. et M^r ROUAG N. pour avoir accepté de faire partie de ce jury et pour le temps consacré à l'évaluation de ce travail.

Un grand merci au directeur et toute l'équipe de l'ITGC de Sétif, qui m'ont bien aidé et accueilli durant la réalisation de ce travail.

Mes remerciements vont également à chères amis Omar, Haroune, Khalil, Saleh, Hocine, Nasreddine, Soufyane, Amina, Assia et Wahiba pour leurs aides et pour avoir suivi de très près l'évolution de ce travail.

Un merci très spécial à l'ingénieur de laboratoire de mycologie Fadil Djamila, et à mes deux collègues Melle MEKHALEDI Delel et Melle YALA Ania.

J'associe à mes remerciements tout mes amis et collègues pour leurs précieuses collaborations.

Enfin à tous ceux qui ont de près ou de loin contribué à la réalisation de ce travail et soucieux de notre réussite.

Dédicace

Je dédie ce travail :

A la prunelle de mes yeux, celle qui m'a soutenu jour
et nuit pour qu'elle me voit toujours au sommet et
comme une étoile filante : A toi ma chère mère.

A vous mes chers parents, le déluge d'amour éternel et les sacrifices
symbolique
A ma petite famille
A mes frères et sœurs,

A toute la famille **BACHIR,**

A mes amis, surtout **RIDHA, SAID, AREZKI, AMINE.**

A tous mes frères de la **FDPS de L'ITGC de Sétif.**

A tous ceux que j'aime

TABLE DES MATIERES

RESUME

ABSTRACT

ملخص

REMERCIEMENTS

DEDICACES

TABLE DES MATIERES

LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAU

INTRODUCTION.....	11
CHAPITRE I : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE.....	14
1. Généralités sur la culture du pois.....	14
1.1 Origine et taxonomie.....	14
1.2 Caractéristiques de la plante.....	16
1.3 Ecologie et cycle de développement.....	18
1.4 Production mondiale et utilisation.....	18
1.5 Situation actuelle des légumineuse alimentaires en Algérie.....	20
1.6 Les principaux ravageurs du pois.....	23
1.7 Principales maladies fongiques du pois.....	23
1.7.1 Maladies fongiques foliaires.....	23
1.7.2 Maladies telluriques.....	24
2. Fusariose du pois causée par <i>F oxysporum f sp pisi</i>	24
2.1 Importance économique.....	24
2.2 Les symptômes de la Fusariose du pois.....	25
2.3 Historique de la maladie.....	27
2.4 <i>Fusarium oxysporum</i> Schlecht. Snyder et Hansen.....	28

2.4.1 Taxonomie	29
2.4.2 Caractérisation morphologique	30
2.4.3 Biologie et épidémiologie	31
2.5 Contrôle de la fusariose du pois.....	33
CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES	35
1. Présentation des essais	35
2. Site expérimental	35
2.1 Localisation	35
2.3 Préparation du terrain	38
3. Essais du comportement vis-à-vis de Fop.....	38
3.1 Matériel végétal.....	38
3.2. Matériel fongique utilisé dans l'essai d'infection artificielle.....	39
3.3. Dispositif expérimental	39
3.4. Préparation de l'inoculum fongique	40
3.4. Semis	42
3.5. Notations des résultats.....	42
3.5.1 Les paramètres pathologiques.....	42
3.5.1.2 Le taux d'infection	42
3.5.1.3. La sévérité d'attaque.....	42
3.5.2. Paramètres agronomiques :.....	43
4. Essai de biocontrôle.....	46
4.2 Matériel microbiologique	46
4.1 Dispositif expérimental	46
4.3 Préparation des inoculums bactérien et fongique	47
4.3.1 Inoculum fongique (Fop <i>Arg3</i>).....	47
4.3.2 Inoculum bactérien.....	47
4.5. Le semis.....	49

4.5. Notations des résultats.....	49
5. Travaux d'entretien	49
6. Analyse statistique	50
CHAPITRE III. RESULTATS ET DISCUSSION	51
1. Essais de comportement vis-à-vis de Fop.....	51
1.1. Développement symptomatologique.....	51
1.2. Taux l'infection	53
1.2.1 Essai d'infection naturelle.....	53
1.2.1 Essai infection artificielle:	55
1.3 Taux de Sévérité	57
1.3.1 Essai d'infection naturelle.....	57
1.3.1 Essai infection artificielle	58
1.4. Etude des paramètres agronomiques	59
1.5. Impact de la maladie sur le rendement grains.....	61
1.6 Discussion.....	62
1.6.1 Paramètres d'évaluation de la maladie	62
1.6.2 Comportement des géotypes du pois en plein champ	65
2. Essai de biocontrôle.....	67
2.1. Taux d'infection	67
2.2 Taux de sévérité :	69
2.3. Etude des paramètres agronomiques	71
2.4 Discussion.....	74
2.4.1 Taux d'infection	74
2.4.2 Taux de sévérité.....	75
CONCLUSION	79
APPENDICES	81
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	99

LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAU

Figure I.1 : Structure d'une plante du pois	17
Figure I.2 : Différents types de feuilles du pois.....	17
Figure I.3 : Principales étapes du cycle de la culture du pois protéagineux	19
Figure I.4 : Production du pois sec dans les 09 pays les plus productifs durant l'année 2013	19
Figure I.5 : Importance de la superficie des légumineuses alimentaire dans les wilayates	22
Figure I.6 : La fusariose du pois cause par <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>pisi</i>	26
Figure I.7 : <i>Fusarium oxysporum</i>	32
Figure II.1 : Localisation du site expérimental.....	36
Figure II.2 : Plan de semis des deux essais d'infection naturelle et infection artificielle.....	41
Figure II.3 : Echelle visuelle utilisée pour évaluer la gravité de la maladie au champ.....	44
Figure II.4 : Plan de semis de l'essai biocontrôle.....	48
Figure III.1 : Les symptômes de la fusariose du pois, causée par Fop, observés pendant l'expérimentation.....	52
Figure III.2 : Evolution des taux d'infection dans le temps chez les génotypes évalués de l'essai infection naturelle.....	54
Figure III.3 : Evolution du taux d'infection dans le temps des génotypes évalués de l'essai infection artificielle.....	56
Figure III.4 : Les degrés de sévérité des génotypes testés pour les deux essais contamination naturelle et infection artificielle selon l'échelle de notation 1 à 5.....	64
Figure III.5 : Evolution des taux d'infection dans le temps des génotypes évalués de l'essai biocontrôle.....	68
Figure III.6 : Taux d'infection moyens des génotypes évalués par traitement.....	76
Figure III.7 : Sévérité d'attaque moyenne des génotypes évalués par traitement...	78

Tableau II.1 : Liste des géotypes du pois évalués aux essais de comportement variétal vis-à-vis le Fop.....	39
Tableau II.2: Dimensions et espacements entre les lignes.	40
Tableau II.3 : Liste des géotypes du pois testé pour l'essai de biocontrôle....	46
Tableau III.1 : le taux sévérité au stade remplissage des graines de l'essai infection naturelle	57
Tableau III.2 : taux sévérité au stade remplissages des graines de l'essai infection artificielle.....	58
Tableau III.3. Corrélations entre les différentes variables mesurées chez les géotypes étudiées de l'essai infection artificielle.....	61
Tableau III.4: Valeurs moyennes de taux de sévérité d'attaque de l'essai biocontrôle	70

INTRODUCTION

Le pois (*Pisum sativum* L.) est une légumineuse importante cultivée dans le monde entier, appartient au genre *Pisum* de la famille des *Papilionaceae* [1]. Les légumineuses sont très riches en protéines et sont relativement adaptées au climat méditerranéen. Elles complètent souvent les céréales sur l'aspect qualité nutritionnelle, ses résidus de récolte sont utilisés en alimentation animale [2]. Les pois s'intègrent bien dans les systèmes de rotations-assolements avec les céréales, en raison de leurs capacités de fixation symbiotique de l'azote de l'air et d'amélioration de la fertilité et de la structure des sols [3]. Donc, il a un avantage écologique important, car il contribue au développement des systèmes de production à faibles intrants [4]. Avec plus de 28,59 millions de tonnes récoltées en 2013, le pois est la quatrième légumineuse au niveau mondial, après le soja, l'arachide et le haricot [5]. En Algérie, le pois sec est la troisième légumineuse alimentaire la plus cultivée après la fève et le pois chiche ; elle occupe une superficie de 1800 ha avec un rendement moyen assez faible qui varie entre 1,6 à 9,79 Qx/ha. [2,5].

Les légumineuses alimentaires ont reçu beaucoup d'appui de la part des services agricoles pour augmenter les superficies et améliorer les niveaux de rendement. Cependant les résultats obtenus n'ont pas été à la hauteur des efforts consentis. Il est à souligner que lorsque le milieu s'y prête les résultats ont été plus que satisfaisants. Dans les environnements où les résultats sont mitigés, la plante introduite le plus souvent sur de très larges étendues n'a pu s'adapter et les techniques de conduite n'ont pas toujours suivies [2].

Plusieurs facteurs sont responsables de cette faible production, parmi lesquels nous pouvons citer son abandon par les agriculteurs au profit des céréales, l'insuffisance et l'irrégularité de la pluviométrie enregistrée au cours de ces dernières décennies et surtout les maladies qui provoquent chaque année des pertes considérables, notamment les maladies fongiques d'origine tellurique. Ces dernières qui sont considérées comme le principal facteur limitant dans l'augmentation et la stabilisation des rendements du pois, à l'exemple de

la fusariose vasculaire du pois, qui provoque, des dégâts et des pertes potentielles chaque saison.

La fusariose du pois est une maladie vasculaire redoutable sur le pois de par le monde entier. Cette maladie causée par *Fusarium oxysporum f.sp. pisi* (Fop), provoque des flétrissements entiers et partiels sur la plante ; elle peut affecter le pois à tout stade de son développement. Quatre races de Fop ont été décrites : les races 1, 2, 5 et 6. La résistance à chaque race est contrôlée par un seul gène dominant. Les races de Fop ne sont pas uniformément distribuées, les conditions environnementales et les variétés utilisées jouent un rôle important dans cette distribution [6, 7].

En Algérie peu de travaux sur la fusariose du pois ont été réalisés. Par ailleurs une récente étude [8] a porté sur la distribution et la fréquence des races de Fop au niveau de quatre zones agro-climatiques différentes. Les résultats ont indiqué que la maladie était répandue dans tous les champs prospectés et les échantillons obtenus ont été affectés par les races 1, 2, 5 et 6. Il a été constaté que les races 1 et 2 étaient plus répandues dans tous les champs prospectés avec 61,5% et 19,2%, respectivement. Une autre étude [9] a montré que la fusariose du pois est présente dans la région de Sétif, dont l'agent causal a été identifié comme appartenant à la race 2. Des isolements faisant partie de cette étude, on montré l'existence de ce pathogène au niveau de la parcelle, portant n°7 au niveau de l'institut technique des grandes cultures (ITGC) de Sétif.

Dans le cadre du projet de Coopération Algero-Espagnol (CSIC 2014CD0011 du programme I-COOP-AGROFOOD 2014 et en collaboration avec le groupe d'amélioration de la résistance des plantes de l'Institut de l'Agriculture Durable de Cordoue (IAS, CSIC - Espagne)), portant sur l'étude du comportement d'une collection de génotypes du pois vis-à-vis de cette maladie il a été programmé un travail dans ce sens et au niveau même de la parcelle en question. L'étude vise une meilleure connaissance des aspects de la variabilité du pouvoir pathogène de *Fusarium oxysporum f.sp pisi* sur la culture du pois et la recherche d'une éventuelle lutte biologique.

Notre étude s'est réalisée en trois principales expérimentations :

- La première consiste à étudier le comportement de 28 génotypes de pois, issus de la collection de l'Institut de l'Agriculture Durable de Cordoue (Espagne)
- La deuxième pour tester le comportement d'une collection d'accession du pois obtenu par sélection au niveau de l'Institut de l'Agriculture Durable de Cordoue. Le comportement vise à étudier l'interaction des ces accessions avec l'agent pathogène (Fop) dans des conditions d'infection naturelle et d'infection artificielle.
- La troisième consiste à évaluer l'efficacité d'une formulation bactériologique à base de *Pseudomonas fluorescens* , en qualité d'agent de biocontrôle contre Fop au champ et aussi comme agent phytostimulateur de développement du pois.

CHAPITRE I : SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

1. Généralités sur la culture du pois

Le pois (*Pisum sativum* L.) est l'une des plus anciennes cultures cultivées dans le monde [10]. Il est utilisé comme la plupart des légumineuses en rotation avec les céréales, principalement pour leur contribution en azote fixé, mais aussi pour leur effet réducteur de la prolifération des adventices, de l'épanouissement des maladies et des ravageurs des céréales. Ces légumineuses sont aussi intégrées dans la rotation pour leur contribution à long terme à l'amélioration de la structure et de la fertilité des sols [11]. Elles sont aussi une source de protéines (23-25%), d'amidon digestible (50%), de sucres solubles (5%), de fibres, minéraux et de vitamines [12]. L'espèce *Pisum sativum* est considérée comme source alimentaire pour l'homme que pour les animaux [10].

En plus de l'intérêt agroécologique, le pois a servi comme plante typique, même modèle pour des études génétiques et physiologiques. La facilité de sa production, son cycle court de génération, et sa richesse en variations morphologiques ont poussé les chercheurs à entamer des investigations scientifiques sur divers aspects de cette culture [13].

1.1 Origine et taxonomie

Le pois est une plante très anciennement cultivée dans l'Ancien monde, son ancêtre sauvage *Pisum sativum* L. var. *pumilio*, sa culture a vraisemblablement commencé comme une culture annuelle d'hiver, il y a environ 8 000 ans avant Jésus-Christ dans les régions du Proche Orient. Par la suite, sa culture s'est diffusée avec l'agriculture néolithique à l'Europe, l'Afrique du Nord, l'Asie moyenne, et l'Inde. Au cours du 17^{ème} siècle la culture du pois a atteint les Amériques [10]. Grâce à sa teneur importante en protéines, *P. sativum* a été largement consommé comme une graine sèche par les communautés agricoles dans le Proche et Moyen Orient, les pays méditerranéens de l'Est, l'Europe tempérée, en Ethiopie et au nord-ouest de

l'Europe. Il est également utilisé dans l'alimentation animale [10]. Les pois cultivés montrent une large gamme de variation morphologique. Il a été décrit pour la première fois dans le 16^{ème} siècle en deux types de pois : Le pois des champs (pois fourrager) qui est caractérisé par leurs fleurs colorées, les feuilles larges et des petites gousses, et les pois potagers avec des fleurs blanches et de grosses graines [10].

Le pois appartient à la famille des *Papilionaceae*, la troisième plus grande famille des plantes à fleurs, avec 800 genres et plus de 18.000 espèces [14]. Avec 476 genres et environ 14 000 espèces, *Papilionoideae* est la plus grande sous-famille. On estime que tous les *papilionoids* partageaient un ancêtre commun autour de 50 millions d'années, qui a connu une inversion de 50 kb dans son génome des chloroplastes [15, 16].

Le plus grand groupe de papilionoids est Hologalegina, avec près de 4000 espèces dans 75 genres. Ce groupe comprend les grandes tribus galegoid (Galegeae, viciées, Trifoliées, etc.), unis par la perte d'une copie de la répétition inversée de chloroplaste (IR). Tribe *fabeae* (. Syn *viciées*) contient cinq genres : *Lathyrus* (gesse cultivée / de pois sucré) (environ 160 espèces) ; *Lens* (lentilles) (4 espèces) ; *Pisum* (pois) (3 espèces) ; *Vicia* (vesces) (environ 160 espèces) et genre monotypique *vavilovia formosa* [17].

Une analyse phylogénétique appliquée sur 262 espèces (70% des *fabeae*) a montré que le genre *Pisum* et *vavilovia* sont incluses dans le genre *Lathyrus*, et le genre *Lens* est inclus aussi dans le genre *Vicia* [17] et par conséquent les circonscriptions génériques et infragénériques actuelles ne font pas refléter les groupes monophylétiques qui devraient être révisées [18].

Le genre *Pisum* comprend deux espèces : *P. fulvum* Sm. , *P. sativum* L. Cette dernière est encore divisé en trois sous-espèces : pois des jardins ou pois potager (petit pois) *P. sativum* ssp. *Sativum* L., et les deux formes de pois sauvages : *P. sativum* ssp. *Elatius* M. Bieb. et *P. sativum* ssp. *Humile* Boiss. Et Noe. [19]. Tous les taxons du genre *Pisum* sont diploïdes ($2n = 14$) et la majorité sont entièrement inter-fertiles et produisent des hybrides viables [20, 21].

1.2 Caractéristiques de la plante

La plante du pois est caractérisée par une croissance indéterminée [22]. Elle a un système racinaire à pivot relativement peu développé et à racines secondaires, voire tertiaires ou quaternaires. La nodulation peut s'effectuer sur ces deux types de racines [23]. L'appareil aérien est constitué d'une tige principale et des ramifications issues des bourgeons latéraux suite à une levée de dominance apicale, principalement sur les nœuds de la base de la tige principale (Figure I.1). Les premiers nœuds sont exclusivement végétatifs, puis les suivants deviennent reproducteurs, chaque étage portant en position axillaire un nombre de fleurs variable, mais dont le nombre maximal est une caractéristique variétale [23].

La fleur de pois est typique de la famille des papilionacées. La corolle contient cinq pétales: deux ailes et une quille formée à la suite de la fusion de deux pétales autour de dix étamines et un style [22]. La floraison peut porter, sur 8 à 15 étages, de 2 ou 3 fleurs par étage [23]. Le pois est cléistogame et doit être considéré comme une espèce strictement auto-fertile. En général, deux fleurs, à partir de laquelle se développent les gousses, sont présents à chaque nœud de reproduction [22].

Les gousses issues des fleurs après fécondation autogame de tous les ovules portent un nombre variable de graines dont le maximum est également une caractéristique variétale [23]. Les études montrent qu'il ya une corrélation négatif entre le rendement et la surface foliaire du pois. L'amélioration génétique sert a trouvé les gènes responsable qui permettent de réduire la surface foliaire (Figure 1.2): le gène «AF» convertit des tracts aux vrilles et donne 'pois à semi-feuilles'(type Afilia); le gène 'st' donne stipules réduite, et combiné avec les gènes «AF» résultats les pois sans feuilles; le gène Rogue réduit la largeur des dépliant et des stipules et les rend dressées (Figure I.2) [22].

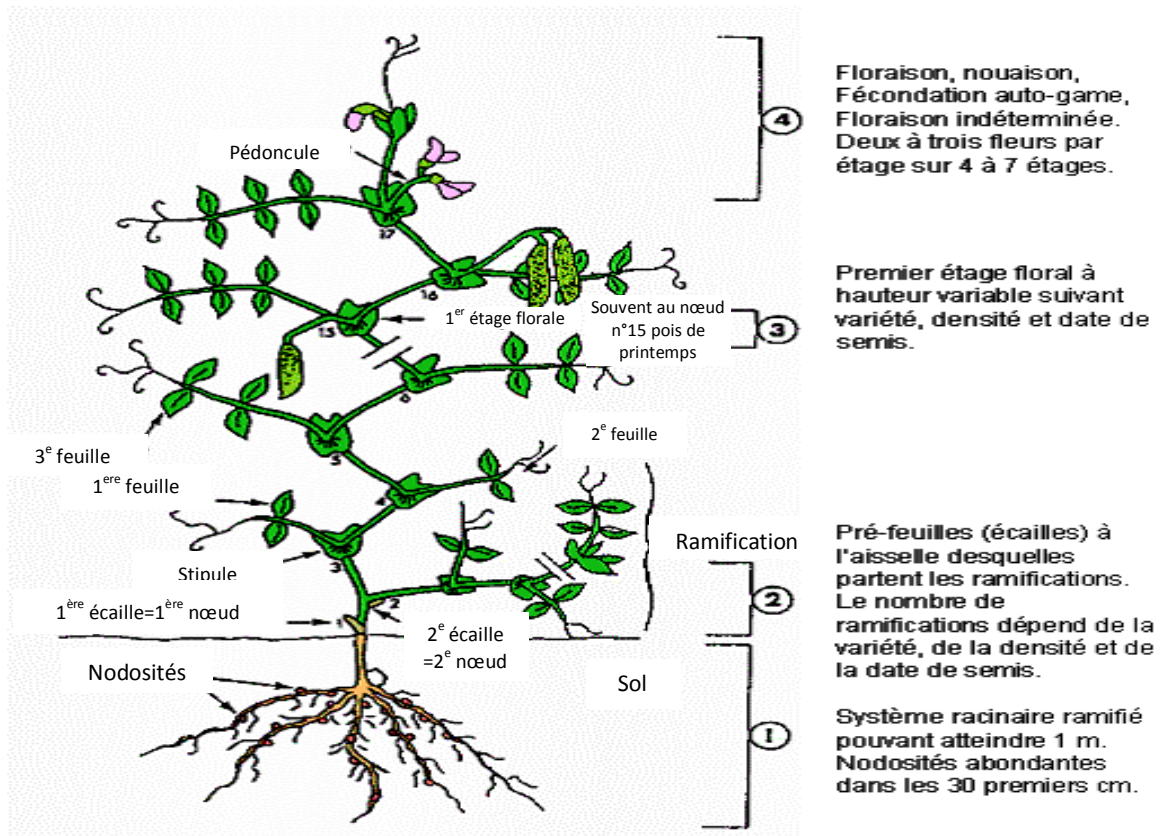


Figure I.1 : Structure d'une plante du pois [23].

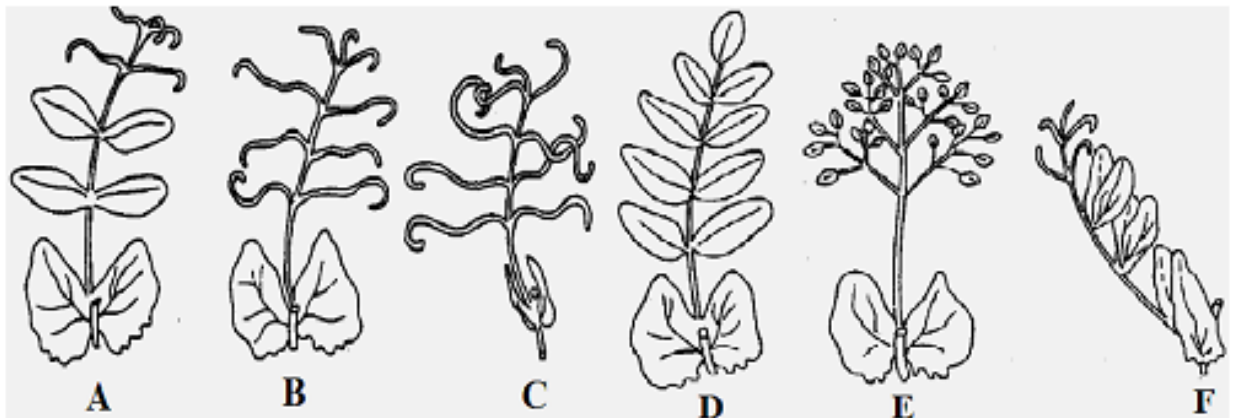


Figure I.2 : Différents types de feuilles du pois. [22].

(A) la feuille normale. (B) semi-feuilles ou «afila», "af" gène transforme les tracts en vrilles. (C) sans feuilles, combinaison de "af" et les gènes «St». Le gène 'st' provoque stipules réduites. (D) Acacia type, le gène 'tl' transforme les vrilles en folioles. (E) Combinaison de "af" et les gènes 'tl'. (F), le gène «rogue» réduit la largeur des dépliés et des stipules et les rend dressées.

1. 3 Ecologie et cycle de développement

La culture du pois a besoin d'un climat relativement frais ; les températures moyennes doivent être comprises entre 7-24°C. *Pisum sativum* est cultivé même dans les régions où les précipitations ne dépassent pas 400 mm, mais la pluviométrie idéale se situe entre 800 et 1000 mm par an. Le pois est légèrement sensible à la photopériode, les jours longs favorisant la floraison. Il pousse sur des sols de toutes natures, dotés de niveaux de fertilité modérés, bien drainés et à pH de 5,5 à 7 [24].

Le cycle végétatif du pois est d'environ 140 jours pour les variétés de printemps pouvant descendre à 90 jours pour les variétés ultra-précoces et de 240 jours pour les variétés d'hiver [25]. Les principales étapes du cycle de la culture sont présentées en Figure I.3. On notera l'étalement et le chevauchement des périodes où se déterminent les deux principales composantes du rendement: le nombre de graines/m² et le poids d'une graine. Cela découle de l'échelonnement de la floraison (de 1 à 6 semaines) et de la nouaison. A partir du stade DRG (début de remplissage de la graine), on peut trouver des gousses à des stades très variables du bas en haut de la plante : gousses en cours de remplissage sur les nœuds inférieurs, nœuds au stade fleur épanouie 5 ou 6 étages au-dessus, et nœuds en bouton floral encore plus haut, si la floraison est longue jours séparant la floraison de 2 nœuds successifs, sont constants au cours du cycle de la plante [23].

1. 4 Production mondiale et utilisation

Avec une production globale de 28 591 623 tonnes récoltées en 2013, le pois (pois sec + pois frais) est la quatrième légumineuse au niveau mondial, après le soja, l'arachide et le haricot [5]. Selon ces statistiques, la production mondiale de pois secs s'est élevée à 11 160 856 tonnes pour une surface récoltée de 6 273 201 hectares, soit un rendement moyen de 17,79 quintaux par hectare. Alors à la même année, la production de pois frais s'est élevée aussi à 17 430 767 tonnes pour une surfaceensemencée de 2.297.767 hectares, soit un rendement moyen de 75.8 quintaux par hectare.

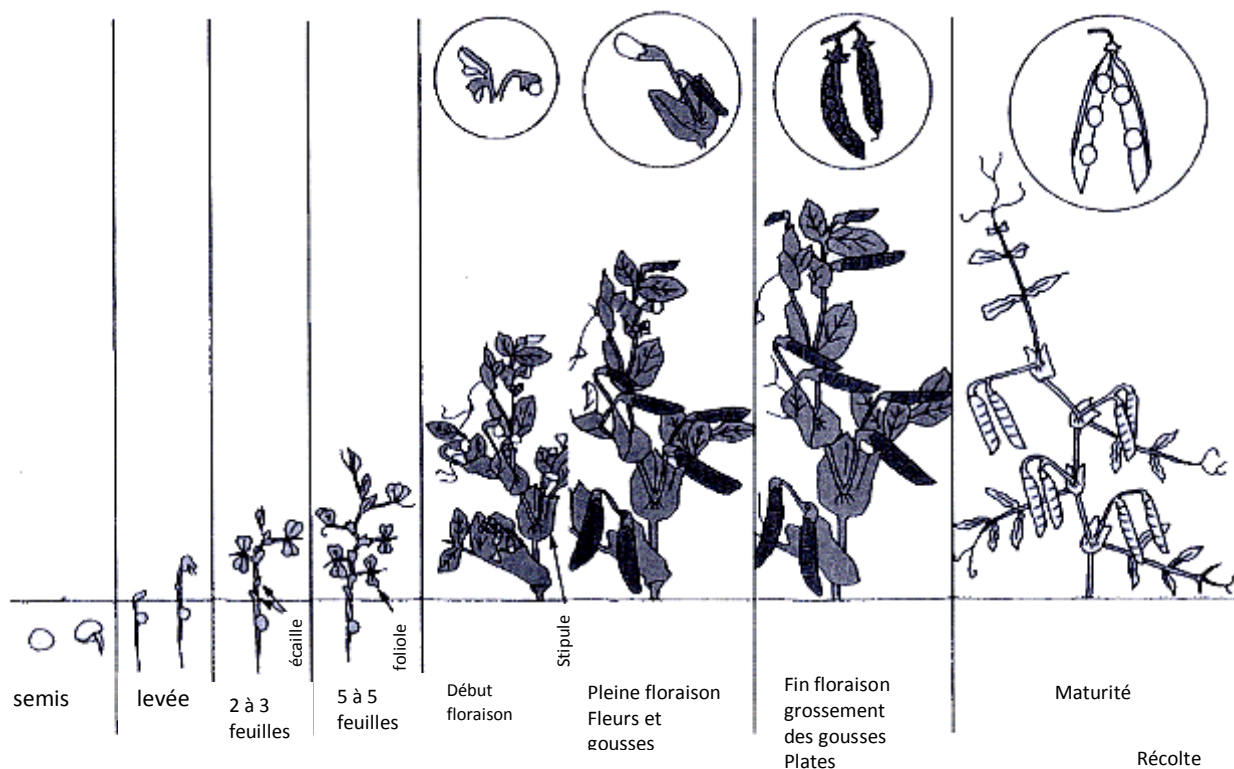


Figure I.3: Principales étapes du cycle de la culture du pois protéagineux [23].

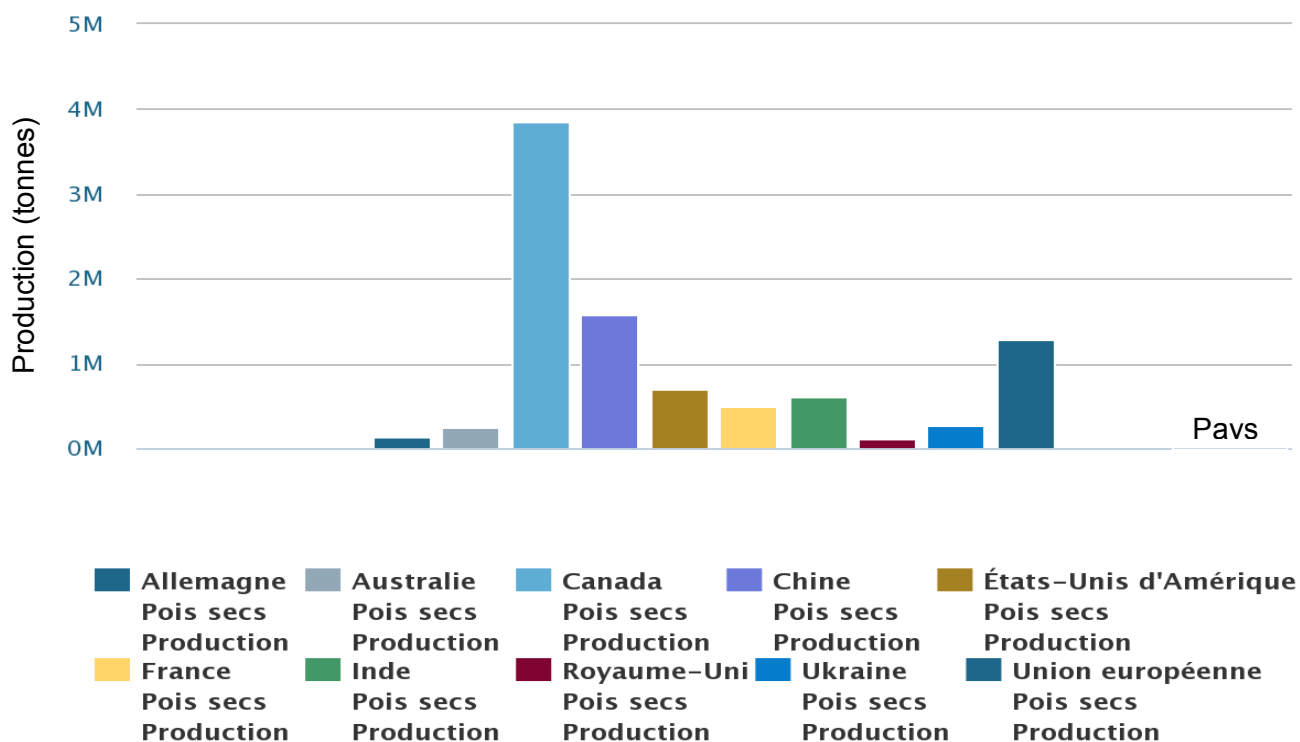


Figure I.4 : Production du pois sec dans les 09 pays les plus productifs durant l'année 2013 [5].

Les deux principaux producteurs du pois frais, la Chine et l'Inde, représentent près de 83.3 % de la production mondiale totale [5]. Pour les pois secs, les cinq premiers producteurs (Canada, la Chine, États-Unis d'Amérique, Inde et la France) représentent plus de 64% de la production totale. Le Canada, avec 3,84 millions de tonnes, soit 34.48 % de la production mondiale, est de loin le premier pays producteur. Les autres producteurs importants étaient, la Chine (14.03%), États-Unis d'Amérique (6.32%), l'Inde (5.35%) et la France (4.47%) (Figure 1.4) [5].

En Algérie, le pois est la troisième légumineuse alimentaire la plus cultivée, après la fève (*Vicia faba* L.), le pois chiche (*Cicer arietinum* L) [3]. Selon les statistiques 2013, la production du pois secs en Algérie est de 10 586 tonnes pour une surface récoltée de 10 808 hectares, soit un rendement moyen de 9.79 quintaux par hectare [5].

Le pois potager ou "petits pois" (*P. sativum ssp. sativum* L) utilisé en alimentation humaine, soit pour la consommation en frais, soit pour la conserverie (appertisation ou surgélation), soit en grains secs pour la casserie [23]. Dans l'alimentation animale, le pois protéagineux utilisé en grains secs, c'est-à-dire les graines récoltées à maturité, (comme les pois de casserie auxquels ils s'apparentent) [26]. Les pois fourragers, récoltés en vert en association avec les graminées (plus particulièrement orge ou avoine) pour une alimentation comme fourrage vert, ensilage de haute valeur nutritive et foin de bon qualité [27].

1. 5 Situation actuelle des légumineuses alimentaires en Algérie

En Algérie, les légumineuses alimentaires conduites en sec sont caractérisées depuis les années 1970, par une stagnation générale de leur production, en raison de la régression des superficies et de la stagnation des rendements. Ainsi on constate une évolution progressive des importations pour la couverture des besoins en semence et en consommation domestique [28].

Une analyse statistique des campagnes agricole a été réalisés durant dix ans (1987-1996), montre que plus de la moitié de la superficie nationale de légumineuses alimentaires est localisée en zones semi-arides qui reçoivent une pluviométrie annuelle moyenne variant de 307 à 320 mm. Ceci a des conséquences néfastes sur la productivité et la production, d'autant que les climats semi-arides se caractérisent aussi par l'irrégularité intra et inter-annuelle de la pluviométrie (Figure 1.5). Cette étude montre aussi que la région Ouest, composée de 10 wilayates cultivant les légumineuses alimentaires, représente la plus grande part de la superficie nationale de ces spéculations (50.548 hectares, soit 45.03%). Cependant, c'est la région Est, composée de 14 wilayates, qui garantit la plus grande part de la production nationale en légumineuses alimentaires (200.000 quintaux, soit 39,73%). La productivité de la région sud (zone sahariennes) est plus importante car les cultures sont conduites totalement en irrigué. Toutefois surtout pour l'autoconsommation et les wilayates qui cultivent ces cultures sont très peu nombreuses. Les niveaux moyens de productivité, toutes espèces confondues et toutes zones de production considérées sont faibles et se situent dans la fourchette des 4 à 5 quintaux par hectare [11].

Les causes de cette faible productivité sont nombreuses. Nous retiendrons, toutefois, que la cause la plus déterminante est le manque de pluviométrie car la région Ouest est devenue moins arrosée que l'Est et le centre de pays [11]. Ainsi les contraintes techniques qui freinent ou qui peuvent freiner le développement durable des légumineuses alimentaire en Algérie sont liées à la place qu'occupent ces culture dans le système de production, à la mécanisation, à la production de référentiel technique par la recherche (le faire-savoir), au transfert du peu de référence existantes (le savoir-faire), au matériel végétal utilisé (variétés et semences) et à la forte concurrence exercée dans les zones céréalière par le système jachère pâturée-élevage profitable sur le plan économique [28].

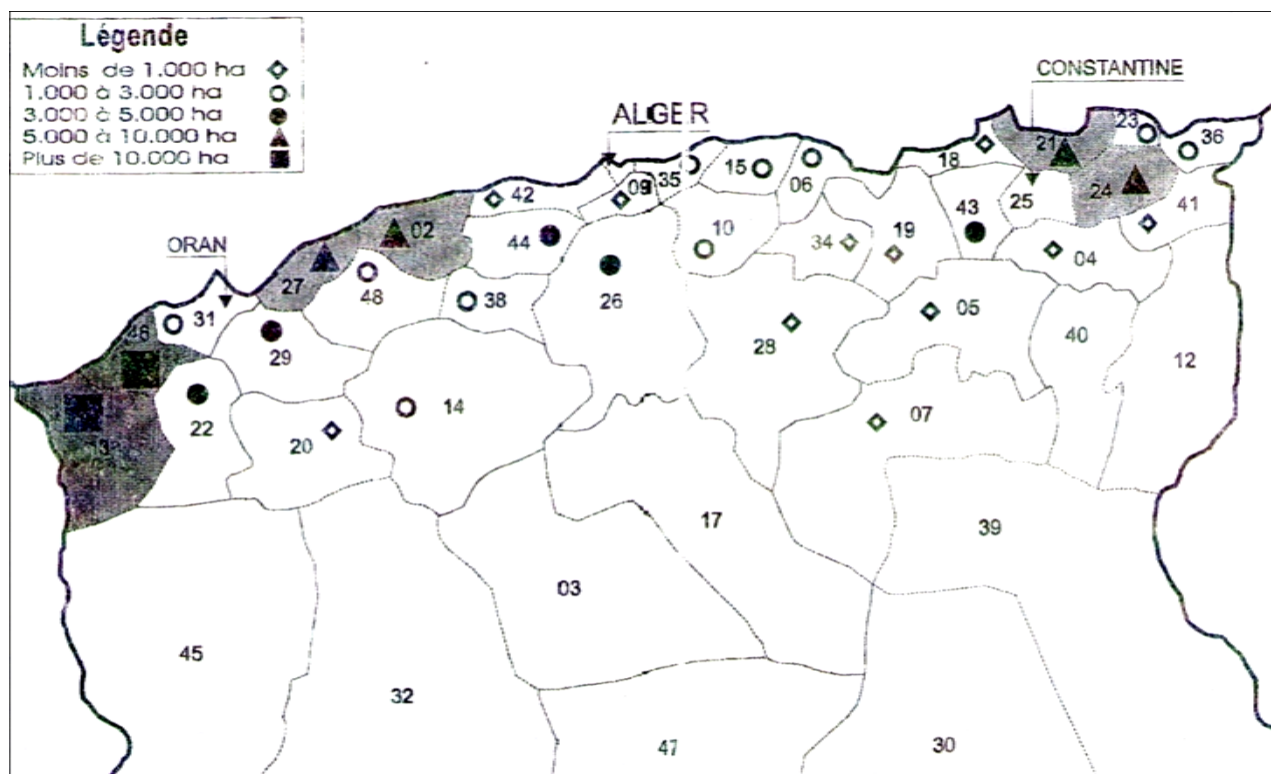


Figure I.5 : Importance de la superficie des légumineuses alimentaire dans les wilayates [11].

1. 6 Les principaux ravageurs du pois

Le puceron vert (*Acyrtosiphon pisum*) est le ravageur du pois le plus fréquent et le plus nuisible pour le rendement : jusqu'à 30 q/ha de perte. Les bruches et les tordeuses nuisent beaucoup à la qualité des grains, ce qui est très préjudiciable pour les pois destinés à l'alimentation humaine. Dans certaines régions, et certaines années, surtout sur pois de printemps, cécidomyies et thrips (*Thrips angusticeps*) peuvent être très nuisibles [29].

1. 7 Principales maladies fongiques du pois

Les maladies qui attaquent le pois sont dues à plusieurs types de pathogènes : champignons, bactéries, virus. Les plus répandues au monde et en Algérie sont les maladies fongiques. Les principales mycoses de cette culture comprennent surtout les maladies fongiques foliaires et racinaires [29].

1.7.1 Maladies fongiques foliaires

Anthracnose : aussi appelée aschochytose, c'est la maladie la plus fréquente sur les cultures du pois d'hiver, moins nuisible sur pois de printemps, causée par *Mycosphaerella pinode*, caractérisée par des nécroses violacées à brunes, s'installant à la base des tiges et se montre par des ponctuations de couleur brun foncée sur feuilles et gousses, se développant à partir de la base de la plante. La nuisibilité de cette maladie peut atteindre 20 q/ha de perte de rendement [29].

Mildiou du pois : causé par *Peronospora pisi*, qui provoque au stade floraison des feutrages gris sur la face inférieure des stipules et sur les vrilles en absence de traitement de semences, le mildiou peut provoquer jusqu'à 20 q/ha de perte du rendement [29].

Pourritures grise : causée par *Botrytis cinerae* et provoqu des pourritures qui s'installent d'abord sur les pétales, puis sur les gousses ou à l'aisselle des feuilles lors de la chute des pétales ; sa nuisibilité peut atteindre jusqu'à 10-15 q/ha de perte de rendement [29].

Rouille du pois : causée par *Uromyces pisi* et provoque des pustules de couleur foncée sous les stipules.

Oïdium du pois : cette maladie causée par *Erysiphe pisi* provoque des symptômes sous forme des feutrages blancs sur la végétation entière [29].

1.7.2 Maladies telluriques

Les maladies telluriques sont considérées comme le principal facteur limitant de l'augmentation et de la stabilisation des rendements du pois [30]. Parmi elles, la pourriture racinaire causée par *F. solani* f. sp. *pisii* et le flétrissement vasculaire causé par *F. oxysporum* f. sp. *pisii* qui sont les deux pathogènes telluriques les plus nuisibles sur la culture du pois.

La pourriture furasienne, causée par *Fusarium solani* f. sp. *pisii*, provoque des lésions brun-noirs sur les racines, qui se fusionnent par la suite et détruisent complètement les racines. Les dégâts les plus importants ont été enregistrés principalement en Amérique du Nord et en Europe. La fusariose vasculaire causée par *F. oxysporum* f. sp. *pisii* a été signalée dans tous les pays où les petits pois sont cultivés et peuvent être particulièrement graves où les rotations courtes sont pratiquées [31].

2. Fusariose du pois causée par *F oxysporum f sp pisii*

La fusariose du pois est une maladie tellurique vasculaire, causée par *Fusarium oxysporum* Schlecht f.sp. *pisii*. Ce champignon est caractérisé par un polymorphisme symptomatologique et par un cycle biologique complexe. Il possède 4 races qui ne sont pas uniformément distribuées dans le monde [30].

2.1 Importance économique

La fusariose du pois, causée par *F oxysporum f sp pisii*, a été signalée dans tous les pays où le pois est cultivé commercialement [32]. La maladie est souvent sévère là où on pratique des rotations courtes avec d'autres cultures. Dans ces conditions, quand le pathogène a développé des quantités suffisantes d'inoculum et en présence de cultivars sensibles, il en résulte des pertes sévères [30]. Quatre races de Fop ont été décrites. Les races 1 et 2 ont été

rencontrées dans le monde entier, tandis que les races 5 et 6 sont importantes uniquement dans l'Etat de Washington, du côté occidental [30].

Les races 1 et 2 peuvent être considérées, de point de vue perte économique, les plus importantes dans la plupart des zones de culture de pois [33]. En outre, la race 2 est la plus répandue dans les sols à texture grossière et lorsque les températures du sol sont près de 25 °C. Parce que les symptômes causés par la race 2 ne se produisent généralement qu'à la maturité des plantes, la probabilité de transmission par les semences est fortement augmentée [30].

Des travaux [8] ayant portés sur la distribution et la fréquence des races de Fop au niveau des quatre zones agro-climatiques différentes. Les résultats obtenus ont montré la présence des quatre races (1, 2, 5 et 6) du Fop qui ont été identifiées dans les régions de l'Ouest de l'Algérie. Les races 1 et 2 étaient plus répandues avec 61,47 et 19,2%, respectivement. La race 6 est représentée par 11,52%, elle est absente au Sahara. Pour la race 5, seulement deux isolats (A21 et M42) ont été identifiés dans les plaines côtières, où la récolte de pois est semée tôt par rapport à d'autres régions [8].

2.2 Les symptômes de la Fusariose du pois

Les pois sont sensibles aux deux types de flétrissements causés par *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisii*; le flétrissement de la plante entière et les flétrissements partiels. Fop peut infecter le pois à tous les stades de son développement. Les premiers symptômes sont généralement le jaunissement des feuilles inférieures et un retard de croissance des plantes (nanisme). La progression du jaunissement des feuilles débute à partir des feuilles basales âgées vers les jeunes feuilles en apex. Les stipules et les marges des feuilles sont incurvées vers le bas (Figure 1.6). Les tiges inférieures peuvent être légèrement épaissi et deviennent cassantes [30, 34, 31].



Figure I.6 : La fusariose du pois cause par *F. oxysporum* f. sp. *psi* [35].

Une coupe transversale des tiges inférieures révèle souvent une décoloration orange-brune des tissus conducteurs (xylème). Les plantes atteintes peuvent flétrir et mourir lentement ou rapidement peu après l'apparition des premiers symptômes, en raison de la destruction des racines qui assurent la nourriture. Les plantes atteintes meurent plus rapidement dans les sols secs que dans les sols humides. Si l'infection se produit lorsque les plantes sont assez jeunes, elles flétrissent et meurent souvent sans produire aucune gousse. Lorsque les plantes sont infectées au stade avancé, on aura la formation de peu de gousses aplaties et mal remplies [30, 34, 31].

La race 2 de Fop, l'agent responsable du flétrissement partiel, peut infecter aussi le pois à tous stades de son développement. Les graines semées peuvent être émergées, mais si les jeunes plantules sont infectées vont s'effondrer et mourir. Lorsque l'infection apparaît sur les plantes un peu plus âgées, un chancre noir se développe où la semence est attachée. Le chancre augmente à la fois en haut et en bas [36]. Les symptômes de la race 2 se produisent habituellement au stade avancé de développement du pois et le plus souvent au stade floraison. La décoloration vasculaire causée par la race 2 est généralement plus intense que les autres races, allant de l'orange au rouge foncé [30, 34, 31].

2.3 Historique de la maladie

La maladie a été décrite pour la première fois par Jones et Linford en 1925; qui ont mis en évidence la distinction entre la maladie de pourriture racinaire de pois et une autre maladie vasculaire, qui ont appelé «la maladie de flétrissement atypique ». A cette époque, la maladie a été trouvée dans 50 champs dans le Wisconsin (USA), et a causé des pertes plus importantes dans certains champs que la maladie de pourriture racinaire. L'organisme responsable de cette maladie a été nommé initialement *F. othoceras* App et *WR var pisi* [37].

Le développement ultérieur de cultivars résistants a permis effectivement de contrôler la race 1, mais en 1933, une nouvelle race (2) s'émerge, et provoque « des près flétrissements », légèrement différents des symptômes de

la maladie causée par la race 1, qui ne se produisent généralement qu'à maturité de la plante. Ainsi, la probabilité de transmission par les semences est fortement augmentée [38]. La race 2 est maintenant connue pour être généralisée où les petits pois sont cultivés dans le monde entier [39].

Grace à la biologie moléculaire notamment la technique RFLP (Restriction fragment length Polymorphism) appliquée sur les isolats de la race 2, a permis de signaler qu'il ya deux sous-groupes de la race 2, 2A et le sous groupe 2B [36]. La résistance à chaque race est contrôlée par un seul gène dominant [6]. Les races 3 et 4 ont été décrites dans les Pays-Bas et le Canada, respectivement [40, 41]. Cependant, les races 3 et 4 ont été plus tard considérées comme différents isolats de la race 2, variant seulement dans les niveaux de virulence. Les races 3 et 4 étant généralement plus virulentes que la race 2 [38, 39, 31].

En 1970, la race 5 a été décrite dans le nord-ouest de Washington, où tous les cultivars commerciaux résistent aux races 1 et 2 qui étaient sensibles. La race 5 se propage rapidement et affecte environ 4 000 à 12 000 ha de pois chaque année. La résistance à la race 5 a été également attribuée à un seul facteur de gène dominant chez les pois [44]. En 1979, une nouvelle race de Fop a été décrite à partir de l'ouest de Washington, qui était pathogène sur les cultivars et lignées résistantes aux races 1, 2 et 5, et a été nommée race 6 [33]. Dans les études génétiques, la résistance a été de nouveau attribuée à un seul gène dominant [30].

2.4 *Fusarium oxysporum* Schlecht. Snyder et Hansen

Fusarium oxysporum Schlecht. Snyder et Hansen est l'espèce la plus répandue. C'est un champignon du sol capable de survivre longtemps sous forme de chlamydospores. L'espèce *F. oxysporum* peut infecter un grand nombre de plantes, souvent de façon très spécifique. Plus de 120 formes spéciales et races ont été ainsi identifiées, basées sur leurs spécificités d'hôtes [45].

2.4.1 Taxonomie

Le genre *Fusarium* Link. appartenant au règne *Fungi*, renferme plusieurs espèces qui peuvent infecter un grand nombre de plantes, souvent de façon très spécifique, par exemple *F. oxysporum*, *F. graminearum* et *F. solani*. Ces espèces appartiennent au Phylum *Ascomycota*. Ce genre est placé parmi les ascomycètes filamenteux (correspondant aux *Euascomycètes*) [43] qui sont actuellement dénommés *Pezizomycotina*, de la classe *Sordariomycet*, sous-classe *hypocreomycetidae*, de l'ordre *Hypocreales* et de la famille *Nectriaceae* [36].

La taxonomie des *Fusariums* est initiée en 1809 lorsque le genre a été décrit pour la première fois par Link. Wollenweber et Reinking [47], en organisant les espèces de *Fusarium* en 16 sections, contenant 65 espèces, 55 variétés et 22 formes, utilisant des caractéristiques telles que la forme des microconidies, la présence ou l'absence de chlamydozspores, l'emplacement des chlamydozspores (intercalaires ou terminaux), le nombre de cloisons dans les macroconidies, ainsi que leurs longueur et largeur [48].

Snyder et Hansen [49, 50, 51] ont réduit les 65 espèces décrites par Wollenweber et Reinking à 9, sur la base de la morphologie des macroconidies et une étude approfondie portant sur la nature générale et la variabilité des espèces de *Fusarium*. Leur travail spécifique sur les espèces *Fusarium oxysporum* et *Fusarium solani* a été accepté par la plupart des mycologues, mais le système de classification proposé a provoqué beaucoup de confusions et de controverses [48]. Malgré sa controverse initiale, le système de Snyder et Hansen (système neuf espèces) a été utilisé durant le XXe siècle et son influence a été maintenue à ce jour. Des formes sexuées (téléomorphes) ont été observées chez certaines espèces de *Fusarium*. Elles font toutes partie des Ascomycètes, de la famille des *Nectriaceae* et notamment des genres *Gibberella* et *Nectria* [52]. *F. oxysporum* est considéré comme ascomycète bien que le stade sexuel doit être encore trouvé. Il est proposé d'être plutôt proche du groupe téléomorphique *Gibberella* que *Nectria* [53].

Les isolats de *Fusarium oxysporum* ont été regroupés sous la section *Elegans* par Wollenweber et Renking (1935) avec neuf autres espèces qui ont

été subdivisées en trois sous-sections. Du fait que les divisions morphologiques de cette section étaient de petite taille et les caractéristiques étaient très variables et modifiées avec l'influence de l'environnement, Snyder et Hansen [49] ont considéré la section en une seule espèce, *F. oxysporum* Schlecht. EMEND. Snyd. & Hansen. Plus tard, ils ont proposé l'adoption du terme botanique, cultivar, pour certaines infra-populations différentes dans la morphologie des conidies, ensuite ce terme de cultivar a été rebaptisé par Snyder et Hansen en terme forma spéciale [48]. Au sein de l'espèce *F. oxysporum* on distingue plus de 120 formae spéciales en fonction de leur pathogénicité sur des plantes hôtes. Chacune de ses formes peut être subdivisée en races physiologiques [45].

2.4.2 Caractérisation morphologique

Les anamorphes de *Fusarium* Link sont caractérisées par un mycélium septé et la production de conidies hyalines généralement unicellulaires sur des conidiophores libres [54]. *Fusarium oxysporum* produit trois types de spores asexuées: microconidies, macroconidies et chlamydospores [45, 55, 56]. Les macroconidies sont, habituellement abondantes dans un sporodochies, de couleur orange pâle. Elles sont courtes à moyennes, falciformes à presque droite, à paroi mince, septées et généralement possèdent 03 cloisons. La cellule apicale des macroconidies est courte et légèrement accrochée chez certains isolats. La cellule basale est entaillée ou en forme de pied. Les macroconidies prennent naissance à partir des monophialides sur des conidiophores ramifiés dans un sporodochie ou bien dans une monophialide sur des hyphes. Les Microconidies généralement non cloisonnées, peuvent être de formes ovale, elliptique ou réniforme (en forme de haricot), et sont formées en abondance et apparaissent comme une fausse tête sur des monophialides courts [57]. Les chlamydospores sont des spores rondes d'une ou deux cellules, entourées d'une paroi épaisse plus ou moins pigmentée. Elles sont observées au milieu des hyphes ou en position terminale, souvent en forme de paires, quelques fois en triplets et rarement en forme rassemblée (Figure 1.7) [45, 55].

2.4.3 Biologie et épidémiologie

F. oxysporum est un habitant du sol où il croit sur des débris de plantes ou survit en forme de chlamydozoozoïdes. Les chlamydozoozoïdes restent dormantes et immobiles jusqu'à la stimulation de la germination par des substrats organiques ou exsudats racinaires. Suite à la germination, il y a formation d'un mycélium. Si les conditions sont favorables, le thalle produit des conidies [52, 58].

En présence d'une plante hôte, *Fop* infecte les jeunes racines, envahit les racines suite à la pénétration de l'épiderme et entre dans les tissus vasculaires. Il se propage ensuite dans les tiges et provoque une décoloration du xylème généralement un brun-orange (pour les races 1, 5 et 6) ou rouge brique (pour la race 2). Les premiers symptômes externes sont des courbures des extrémités des feuilles vers le bas. Les feuilles se flétrissent, jaunissent et se dessèchent, les feuilles inférieures étant les premiers touchés. Les plantes infectées sont souvent rabougries et deviennent plus vert pâle. La base de la tige peut devenir légèrement gonflée et cassante [30,36].

La plante infectée par les races 1, 5 ou 6 peut mourir rapidement, en particulier à des températures plus de 20 °C, mais le développement de la maladie est plus lent avec la race 2 et peut être unilatéral, ou bien affectant un seul côté de la tige. Si les plantes survivent jusqu'à la récolte, le rendement est souvent très faible. Le *Fop* sporule sur les tissus morts de l'hôte des micro et /ou macroconidies dans des gouttelettes visqueuses. Il peut également former des chlamydozoozoïdes qui lui permettent de survivre pendant des années dans le sol infecté. La transmission a lieu avec des semences contaminées ou bien par des mouvements de sol contaminé pendant la culture. La dissémination locale peut se produire par l'intermédiaire de flux de l'eau et de boue contenant des gouttelettes contiennent des micro- ou macroconidies. [36]

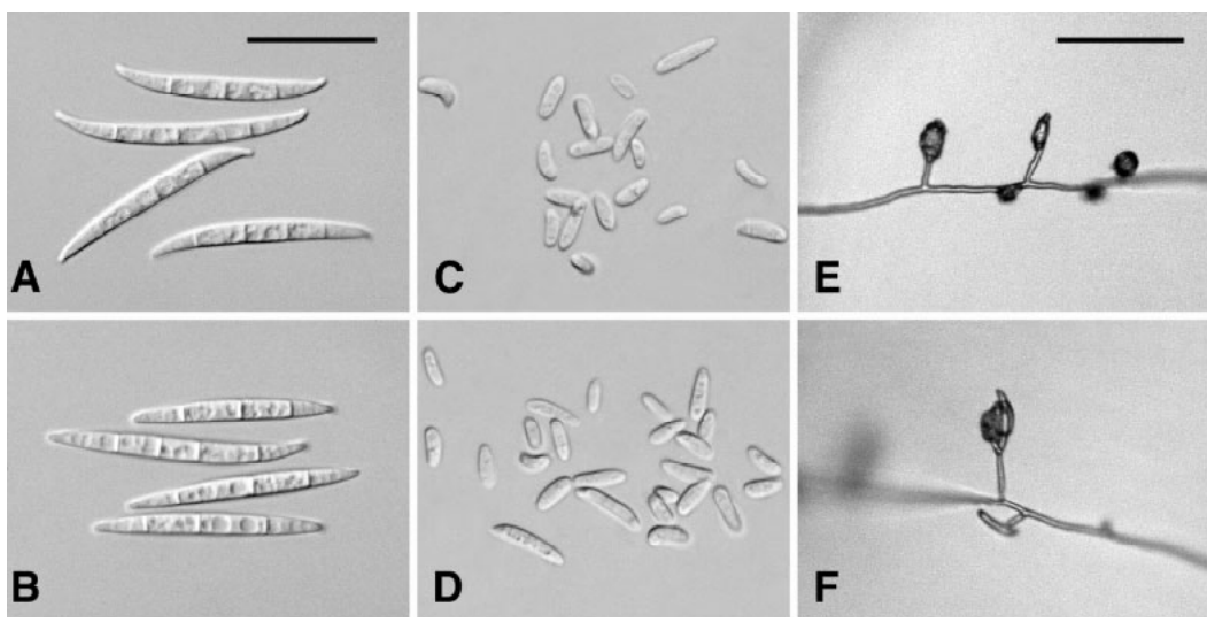


Figure I.7 : *Fusarium oxysporum* [57].

A - B: macroconidies; C - D: microconidies; E - F: microconidies in situ sur CLA. A - D, à l'échelle = 25 μ m; E - F, à l'échelle = 50 μ m.

2.5 Contrôle de la fusariose du pois

La lutte contre *F. oxysporum* f.sp. *lisi* est essentiellement basée sur trois stratégies, y compris les pratiques culturales, l'application des produits phytosanitaires et l'utilisation des variétés résistantes [59]. Dans les dernières années, le contrôle biologique de la fusariose a donné des résultats encourageants [60].

Pour contrôler la maladie de flétrissement vasculaire du pois il est conseillé d'utiliser l'approche de la lutte intégrée, mais dans la pratique l'utilisation des cultivars résistants est largement utilisée. Les cultivars résistants sont disponibles pour chaque race, et donc les producteurs peuvent choisir des cultivars selon la race prédominante dans les parcelles à une localité précise.

La rotation des cultures constitue une pratique culturale qui peut contribuer à réduire les dommages causés par Fop. Surtout dans les rotations riz / petits pois, les inondations aident à réduire les niveaux de populations de *F. oxysporum* [36]. Cependant, la rotation des cultures a seulement un effet secondaire pour résoudre les problèmes du flétrissement fusarien non seulement parce que les chlamydospores de Fop peuvent survivre pendant très longtemps dans le sol, mais aussi parce qu'il ya des plantes porteuses asymptomatiques à l'intérieur de la quelle l'inoculum peut se multiplier et se conserve [61].

L'influence des dates de semis et les régimes d'irrigation sur le développement de la maladie ont été étudiés en Inde [36]. La fumigation du sol par des fongicides à large spectre est une autre méthode de contrôle potentiel notamment au moment de l'installation de la culture [61], bien que la recolonisation des sols par le Fop se produit très rapidement après la fumigation. En outre, la fumigation des sols est trop chère pour l'application sur des parcelles infectées et aussi en raison de l'impact négatif des produits chimiques sur les organismes non visés et le potentiel de risque pour la santé de l'environnement. La gamme et le taux des fongicides utilisés ont été progressivement limités [62].

Les stratégies de contrôle biologique des fusarioses ont acquis un intérêt particulier. On sait depuis longtemps que l'incidence de la fusariose peut varier sur des différents sols infestés par *Fusarium*. Ce phénomène de « sols suppressifs » a été trouvé corrélé parfois aux caractéristiques pédologiques mais surtout à sa population microbienne. Des études qui portent sur ce phénomène et les microorganismes impliqués sont nombreux. Des bactéries et des champignons ont été isolés à partir de sols suppressifs et leur potentiel en lutte biologique est étudié [63]. Parmi les bactéries, des espèces du genre *Pseudomonas* et *Burkholderia* ont été décrites pour empêcher le développement de la maladie du flétrissement vasculaire des pois. Parmi les champignons, il existe les espèces des genres *Trichoderma* et *Gliocladium*. Des souches non pathogènes de *F. oxysporum* ont été isolées à partir de sols suppressifs qui ont un effet inhibiteur contre le développement du Fop [35]. De façon générale l'utilisation des souches protectives de *F. oxysporum* pour le contrôle du flétrissement vasculaire a été rapportée pour plusieurs plantes et souches fongiques, comme dans le cas du bananier, du concombre, du melon, du lin, d'épinard et de la pastèque [64].

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

1. Présentation des essais

Pour tester le comportement d'une collection d'accessions de pois vis-à-vis de *F. oxysporum* f.sp. *pisi* (Fop) et pour évaluer une formulation bactériologique, à base de *Pseudomonas fluorescens* comme agent de biocontrôle de Fop, nous avons adopté les trois essais suivants :

- Essai 1 : Etude du comportement de 28 géotypes de pois au champ en condition naturelle d'infection.
- Essai 2 : Etude du comportement de 28 géotypes de pois au champ sous infection artificielle. Ce test est réalisé par inoculation artificielle en plein champ des géotypes du pois par la souche Fop Arg 3 (la race 2), isolée à partir de la même parcelle où s'est déroulé notre essai.
- Essai 3 : Estimation de l'efficacité de la formulation bactériologique de la souche BB10 de *Pseudomonas fluorescens* comme agent de biocontrôle de Fop au champ.

2. Site expérimental

2.1 Localisation

Le site expérimental se localise dans la petite vallée de l'oued Bousselem (wilaya de Sétif) (Figure II.1). Les trois essais ont été installés au niveau de la parcelle N°7 de la Station Expérimentale de l'Institut Technique des Grandes Cultures (ITGC), située à 4 kilomètres au sud-ouest de la ville de Sétif au cours de la campagne 2014/2015. Le site se trouve à une altitude moyenne de 972 m (Latitude : 36° 9' Nord, Longitude : 5° 22' Est) Il est pratiquement soumis au régime climatique des hauts plateaux qui se caractérisent par des hivers froids, une pluviométrie irrégulière, des gelées printanières très fréquentes et des vents chauds et desséchants en fin de cycle [65].



Google Map (site expérimental 2016)

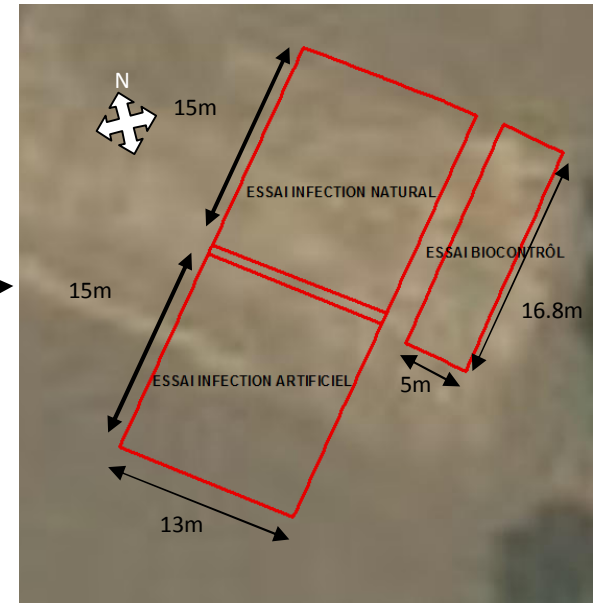


Figure II.1 : Localisation du site expérimental.

2.2 Données pédoclimatique

La densité apparente du sol du site expérimental est de $1,34 \text{ g/cm}^3$. Les trois horizons qui délimitent les 60 premiers cm des couches (0-20, 20-40 et 40-60 cm) ont une texture argileuse pour le premier et limono-argileuse pour le deuxième et le troisième. Ces horizons sont faiblement humifères avec un taux de matière organique qui varie de 1,32 à 2,4%. Le calcaire total est de 35% alors que le calcaire actif est de 27% [66].

La campagne agricole 2014/2015 a été difficile du point de vue climatique (sécheresse, gelées et neige) ce qui s'est répercuté directement sur les rendements qui restent parmi les plus faibles depuis plus d'une décennie. Pour cette raison, nous avons fait une comparaison entre les données climatiques de cette campagne avec celles des moyennes sur trente quatre ans écoulées.

Toutes les données climatiques pendant la période d'étude ont été enregistrées dans la station professionnelle de l'office national de la météorologie (ONM) de Sétif, située à 1 km du site expérimental.

La comparaison de la pluviométrie entre la saison 2014/2015 et la période 1981/2014 montre des différences sur le plan de la quantité et de la répartition. La campagne au cours de laquelle l'étude a été menée, le cumul pluviométrique de septembre à juin (360 mm) est inférieur au cumul enregistré durant les trente quatre campagnes écoulées (407.81 mm). Les précipitations se sont caractérisées par une extrême variabilité dans le temps. En particulier, les pluies étaient rares en automne, abondantes durant l'hiver, faibles et mal réparties durant le printemps, et le mois de juin de cette campagne a été pluvieux avec 54 mm de précipitation. Ce cumul est largement supérieur à la moyenne des mois de juin des trente quatre ans écoulés (Appendice B figure : 01).

Les températures moyennes mensuelles de la saison 2014/2015 du site expérimental sont similaires à celles de la période 1981/2014 (Figure III.2). La

répartition de la température est bimodale, élevée au cours de l'été et basse au cours de l'hiver atteignant les plus faibles valeurs au cours des mois de janvier et février avec des moyennes respectives de 5.22 et 4.19 °C. La campagne 2014/2015 a été légèrement plus froide, du mois décembre au mois de Mars que la période 1981-2015 (Appendice B figure : 02).

2.3 Préparation du terrain

Les trois essais ont été réalisés sur précédent jachère travaillée. Après un labour profond au mois de Mars (19/03/2014), un premier recroisement par le covercrop a été réalisé le 22/10/2014 et un deuxième passage a été réalisé par Roto-herse en fin octobre (29/10/2014).

Une fumure de fond a été apportée sous forme de N.P.K (15.15.15), au moment de préparation du lit de semences le 25/01/2015 à raison de 50 unités de chacun des éléments N, P, K, à l'hectare. (Appendice F figure : 02)

3. Essais du comportement vis-à-vis de Fop

Le comportement de 28 génotypes du pois vis-à-vis de Fop a été expérimenté en deux essais :

- **Essai 1** : comportement en condition naturelle d'infection.
- **Essai 2** : comportement sous infection artificielle.

3.1 Matériel végétal

27 génotypes (accessions) du pois amélioré et sélectionné au niveau de l'Institut de l'Agriculture Durable de Cordoue (IAS-CSIC, Cordoba, Spain) d'Espagne ont été étudiées pour leur comportement à l'égard de la fusariose du pois causée par *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* en condition naturelle d'infection et en infection artificielle (Tableau II.2). Le choix de ces accessions a été basé sur leur comportement dans des études antérieures réalisées au niveau de l'Institut de l'Agriculture Durable de Cordoue (IAS-CSIC, Cordoba, Spain)

Une variété témoin; la variété Séfrou obtenue auprès de l'Institut Technique des Grandes Cultures (ITGC) ; qui est la variété la plus cultivée en Algérie, caractérisée par sa résistance au froid et sa rusticité [27].

Tableau II.1 : Liste des géotypes du pois évalués aux essais de comportement variétal vis-à-vis le Fop.

Espèce correspondante	Géotypes	Pays d'origine
<i>P. sativum</i> ssp. <i>sativum</i>	JI 1412	Inconnu
	JI 1760	
	JI 1559	
	JI 2480	
	Radley	
	Polar	
	Messire	
	74SN5	
	New Season	
	JI120	
	1123	Inde
2946		
<i>P. sativum</i> ssp. <i>elatius</i>	P21	Soudan
	P614	Turquie
	P615	
<i>P. sativum</i> ssp. <i>arvense</i>	P627	Ethiopie
	P632	
	P633	
	P634	
	P638	
	Séfrou	Maroc
	P42	Afghanistan
<i>P. fulvum</i>	P651	Syrie
	P656	
	P669	Turquie
	P316	Inconnu
<i>P. sativum</i> ssp. <i>jormadi</i>	P650	Ethiopie
<i>P. sativum</i> ssp. <i>syriacum</i>	P665	Syrie

3.2. Matériel fongique utilisé dans l'essai d'infection artificielle

L'isolat (*Arg3*) de Fop utilisé dans l'essai mené en infection artificielle a été obtenue à partir d'un plant montrant des symptômes de la maladie au cours de la campagne agricole 2011/2013 [67]. Il a été isolé de la parcelle de la Station Expérimentale de l'Institut Technique des Grandes Cultures (ITGC) de Sétif.

3.3. Dispositif expérimental

Les deux essais du comportement de 28 géotypes du pois au champ en conditions naturelles d'infection et en conditions d'infection artificielle ont été

conduits selon un dispositif totalement randomisé avec trois répétitions. La parcelle élémentaire est constituée par une ligne de 1 mètre et l'écartement entre deux lignes est de 70 cm (Figure II.1).

Tableau II.2: Dimensions et espacements entre les lignes.

Nombre de génotypes testés	28
Nombre total de génotypes	28
Nombre de répétitions	3
Espacements entre répétitions	1m
Longueur des lignes	1m
Espacement entre les lignes	0.70m
Nombre de graines par ligne	25
Un témoin semis entre les génotypes testés et semis aussi tout autour de l'essai	
Nombre total des lignes	189

3.4. Préparation de l'inoculum fongique

200µl d'une solution concentrée de spores de la souche de Fop *Arg3* est inoculée dans un erlenmeyer de 1L contenant 200ml de PDB (Potato Dextrose Broth) stérile. Après 04 jours d'incubation à 25 °C sous agitation continue d'environ 170 rpm ; la suspension est filtrée par les mailles de 2 compresses stériles pour séparer les spores de Fop (micro- et macro-conidies) du mycélium, ensuite on centrifuge la suspension à 10,000 rpm pendant 10 minutes. Les surnageants sont éliminés avec 2ml d'eau distillée stérile. La suspension obtenue est constituée surtout de microconidies. La suspension de spores est ajustée à l'aide de l'hématimètre de Malassez à une concentration de conidies de 5×10^6 conidies/ml.

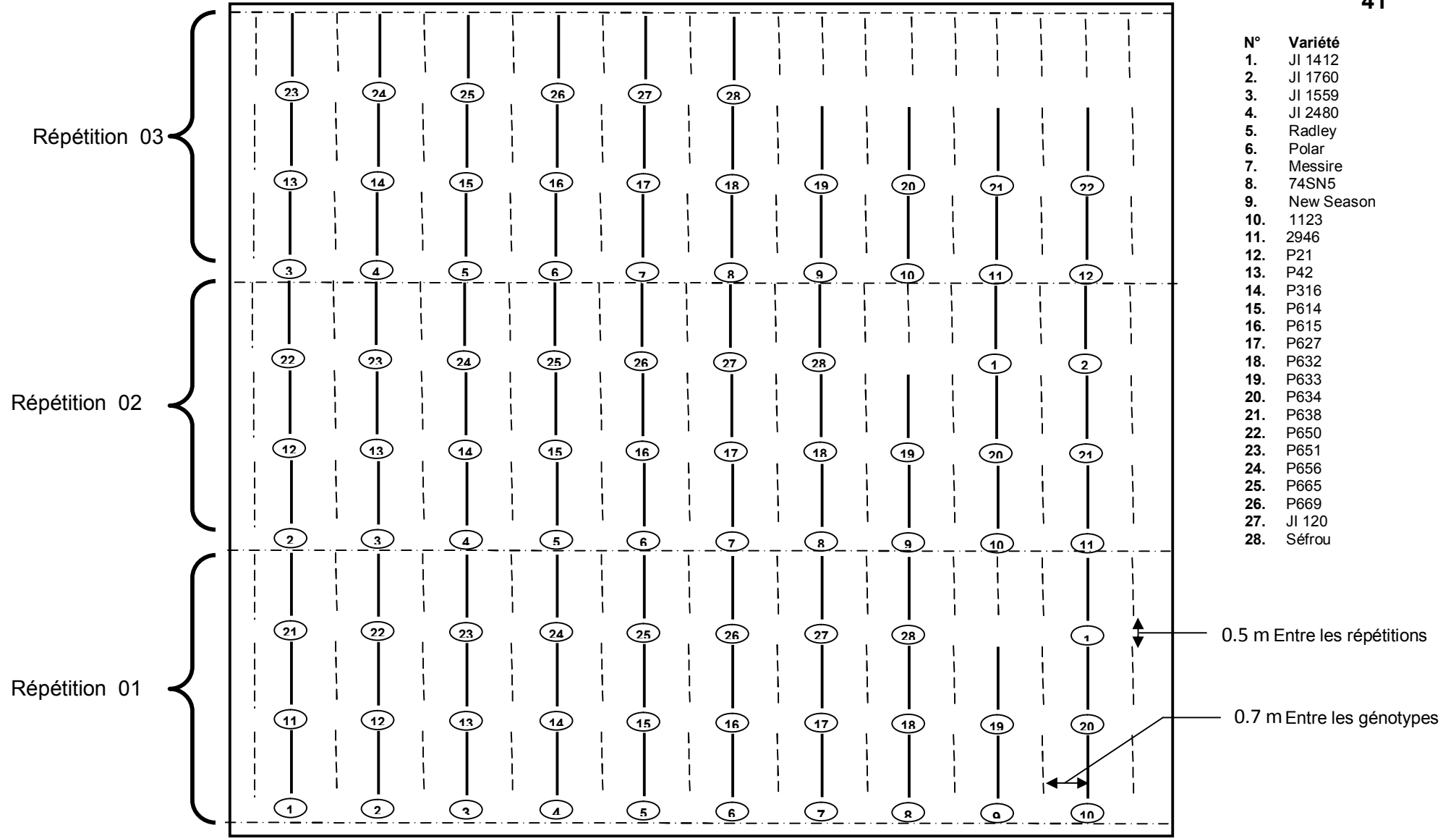


Figure II.2 : Plan de semis des deux essais d'infection naturelle et infection artificielle.

3.3. Inoculation fongique de l'essai infection artificielle

La souche Fop Arg3 a été inoculée au même jour de la mise en place de l'essai (11/02/2015). La tourbe préalablement inoculée a été distribuée d'une manière homogène à l'intérieur des sillons de 1m de long. Les graines ensuite ont été semées sur un lit de tourbe inoculé par la souche fongique (Fop Arg3). Les parcelles témoins ont été traitées par un support avec la tourbe imbibée par l'eau distillée stérile (Appendice F Figure 01).

3.4. Semis

Le semis a été réalisé manuellement. Les graines des différentes variétés ont été disposées à l'intérieur des sillons d'une manière homogène. L'opération de couverture des graines est terminée par un piétinement sur les lignes de semis pour assurer un meilleur contact sol-graine. Le semis a été réalisé le 10 et 11 février respectivement pour les essais d'infection naturelle et d'infection artificielle.

3.5. Notations des résultats

3.5.1 Les paramètres pathologiques

3.5.1.2 Le taux d'infection

Le taux d'infection exprime l'incidence de la maladie, qui est le pourcentage de plantes mortes ou porteuses de symptômes typiques évidents sur le nombre total des plantes observées. Ce taux d'infection a été évalué chaque 10 jour, dès la levée des plantules.

3.5.1.3. La sévérité d'attaque

Les notations de la sévérité des attaques ont été réalisées, en utilisant l'échelle de notation de 1 à 5, basée sur une estimation du pourcentage de flétrissement de la plante (Figure II.3). Les notations ont été réalisées au stade remplissages des graines. Cette échelle illustrée à partir de l'échelle d'étude adoptée dans le suivi de la fusariose vasculaire du pois en condition contrôlée, sur des plantules en pot (figure II.4). La notation des symptômes s'est basée sur le descriptif symptomatologique typique de cette fusariose vasculaire

adopté par plusieurs auteurs [30.34.31]. A partir de ces notations, la sévérité est calculée afin d'évaluer l'intensité de la maladie et de quantifier l'agressivité et/ou la virulence de la souche de *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* à l'égard des génotypes testées, selon la formule indiquée ci-après :

$$\text{La sévérité (SIV)} = \sum \frac{P_i \times E_i}{n}$$

P_i: nombre des plants infectés à une échelle donnée (échelle de 1 à 5, figure II.3).

E_i: Échelle de notation pour chaque plant infecté.

n : le nombre total des plants infectés.

3.5.2. Paramètres agronomiques :

Chaque parcelle élémentaire a fait l'objet des mesures et de comptages.

Les paramètres étudiés sont:

Le taux de levé (TL): Le nombre des plants lève sur le nombre total des grains semis

La date de floraison (DFI, en jours après semis : JAS) : Indique le nombre de jours de la date du semis à celle de l'épanouissement de 50% des fleurs par parcelle élémentaire;

La hauteur des plantes (H, en cm): À la fin du cycle cultural, la croissance en hauteur des plantes est mesurée à l'aide d'une règle graduée; L'estimation de la longueur totale des plantes à maturité est effectuée sur 03 plantes prises au hasard dans chaque parcelle élémentaire.

Le poids de 100 grains (PCG, en g) : des pesées de 100 grains, récoltés de chaque parcelle élémentaire, ont été effectuées à l'aide d'une balance de précision de laboratoire de ITGC (Mettler PC 400) qui pèse de 0.01 à 420g ;

Le rendement en grains (RdGr, en g): Les graines récoltées par parcelle élémentaire ont été pesées.

La biomasse (BMa): Le poids de la biomasse aérienne (gousse et paille) accumulée à maturité, déterminée à partir des pesés des parcelles élémentaire.



Figure II.3 : Echelle visuelle utilisée pour évaluer la gravité de la maladie au champ.



Figure II.4 : Echelle visuelle pour évaluer la gravité de la maladie dans les conditions contrôlées (sous serre) [67].

4. Essai de biocontrôle

L'essai de biocontrôle a été mis en place dans l'objectif d'évaluer l'efficacité de la formulation bactériologique de la souche BB10 de *Pseudomonas fluorescens* comme agent de biocontrôle de Fop au champ.

4.1. Matériel végétal

Le matériel végétal expérimenté dans l'essai de biocontrôle est composé de six parmi les 28 génotypes déjà expérimentés dans les essais précédents. Les six génotypes ont été sélectionnés sur la base de leurs différents comportements vis-à-vis de Fop (Tableau II.3).

Tableau II.3 : Liste des génotypes du pois testé pour l'essai de biocontrôle

Variété	Espèce	Pays d'origine	Niveaux de sensibilités
Messire	<i>P. sativum</i> ssp. <i>sativum</i>	Inconnu	Partiellement résistant
P21	<i>P. sativum</i> ssp. <i>elatius</i>	Soudan	Susceptible
P629	<i>P. sativum</i> ssp. <i>arvense</i>	Etiopia	Susceptible
Jl 1210	<i>P. sativum</i>	Inconnu	Susceptible
Jl 1412	<i>P. sativum</i> ssp. <i>sativum</i>	Inconnu	Résistant
Séfrou	<i>P. sativum</i> ssp. <i>arvense</i>	Maroc	Partiellement sensible

4.2 Matériel microbiologique

4.2.1 La souche fongique Fop

La souche fongique Fop Arg3 utilisé dans l'essai de biocontrôle est la même que celle inoculée dans l'essai de l'infection artificielle (Préparation de l'inoculum fongiques, voir page 34).

4.2.1 *Pseudomonas fluorescens*

Nous avons utilisé la souche *Pseudomonas fluorescens* BB10. Cette souche provient de la collection du laboratoire de phytopathologie de l'Université de Blida 1.

4.1 Dispositif expérimental

Le dispositif expérimental adopté est un factoriel en blocs complètement randomisés (split plot) à deux facteurs : (1) l'inoculum « bactérie ou champignon », en plus des interactions, soient 04 traitements ; (2) les

génotypes de pois (06 variétés). Le matériel végétal a été testé pour chaque traitement en parcelle élémentaire de 1 mètre linéaire, espacées de 0.7 m d'écartement entre les lignes et 1 m entre les blocs dans un essai à trois (03) blocs, soit 72 parcelles élémentaires (Figure II.2).

4.3 Préparation des inoculum bactérien et fongique

4.3.1 Inoculum fongique (Fop Arg3)

L'inoculum fongique a été préparé et ajustée à une concentration de 5×10^6 conidies/ml. La méthode de préparation de l'inoculum fongique est la même celle adoptée dans l'essai de l'infection artificielle (cf Préparation de l'inoculum fongiques, page 36).

4.3.2 Inoculum bactérien

La pureté des souches a été vérifiée sur le milieu B de King, en réalisant plusieurs repiquages. L'ensemencement a été réalisé selon la technique de suspensions dilutions. Après incubation à 25°C pendant 24h, les cultures sont repiquées plusieurs fois jusqu'à l'obtention des aspects culturels purs et spécifiques aux *Pseudomonas fluorescens*. Les cultures ainsi purifiées, sont stockées à 4°C.

La suspension bactérienne est réalisée dans une solution d'eau distillée stérile, dont la densité optique a été calculée par spectrophotométrie (D.O \approx 0,8), soit l'équivalent de 10^6 CFU/ml sur une courbe d'étalonnage.

4.4. Application des inoculas

La souche Fop Arg3 et la bactérie *Pseudomonas fluorescens* ont été inoculés sur un support de tourbe, au moment de la préparation du lit de semences. La tourbe préalablement inoculée a été distribuée d'une manière homogène à l'intérieur des sillons de 1m de long. Les graines ensuite ont été semées sur un lit de tourbe inoculé soit par la bactérie soit par la souche fongique (Fop Arg3). La technique utilisée dans l'inoculation de la bactérie dans l'essai de biocontrôle consiste tout d'abord à introduire *Pseudomonas fluorescens* dans un support de tourbe, 48 h avant Fop, de manière à permettre aux bactéries de coloniser les microhabitats et s'établir dans le sol. Le Fop est ensuite inoculé et les graines du pois sont alors semées.

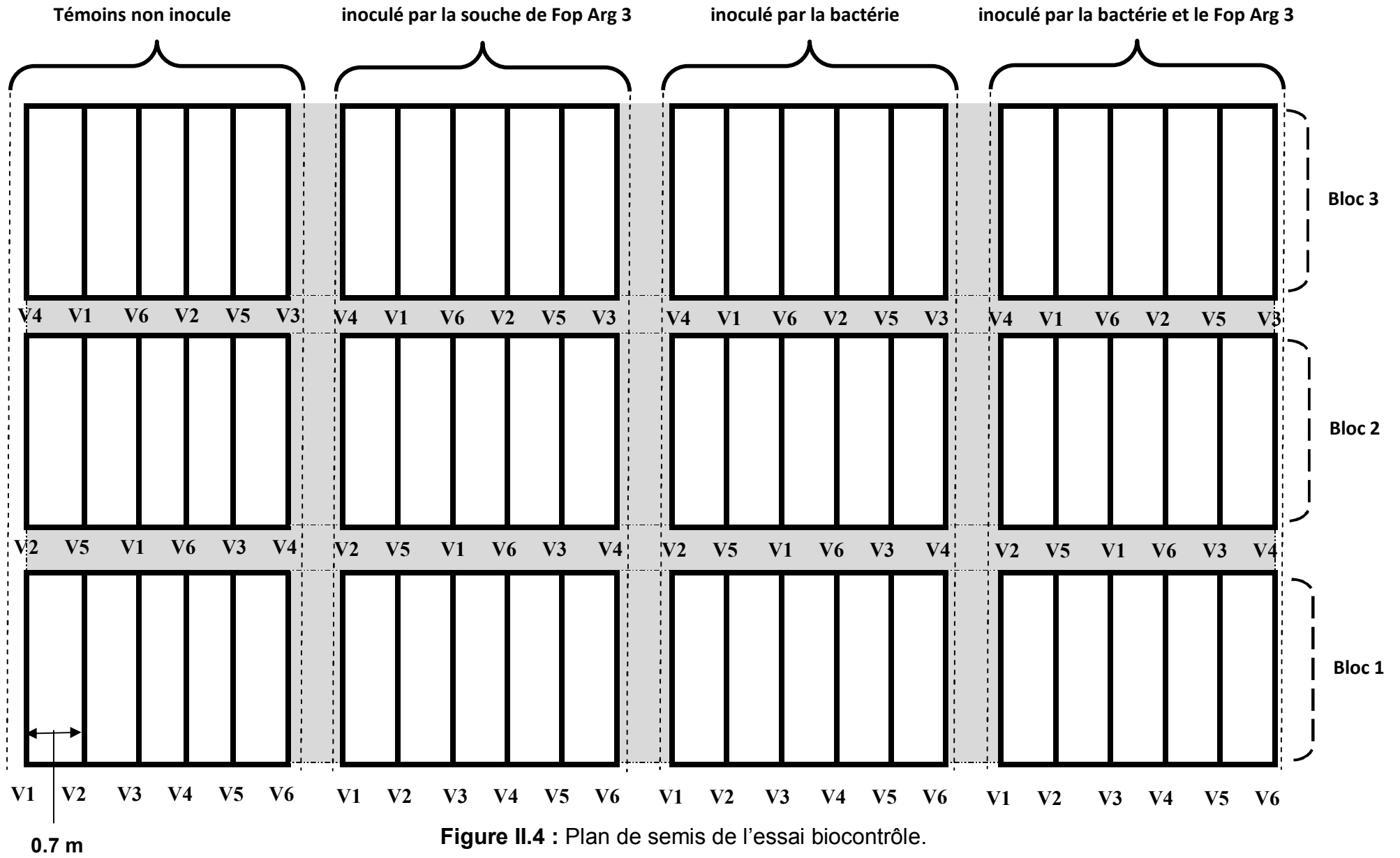


Figure II.4 : Plan de semis de l'essai biocontrôle.

V1 : Messire, V2 : P21, V3 : P629, V4 :JI 1210, V 5: JI 1412 V6 : Séfrou

4.5. Le semis :

Le semis a été réalisé à la main après 48h (14/02/2015) de l'inoculation de la bactérie et au même jour de l'inoculation de Fop. Les graines ont été disposées à l'intérieur des sillons; de manière homogène. L'opération de couverture des graines est terminée par un piétinement sur les lignes de semis pour assurer un meilleur contact sol-graine.

4.5. Notations des résultats

Les notations des paramètres pathologique et agronomique ont été prises de la même manière que pour les deux essais de comportement (cf Notations des résultats, page 38).

5. Travaux d'entretien

Dans un souci de réussir au mieux l'expérimentation, les essais de comportement variétal ont fait l'objet de trois opérations d'entretien :

Le désherbage à été réalisé en deux modes :

- Un désherbage chimique a été réalisé juste après le semis (15/02/2015) par un passage de GESAGARD FW (Prométryne) à une dose 2.5 l/ha ;
- Un désherbage manuel et parfois à l'aide d'une binette. Cette méthode adoptée est une méthode consiste à intervenir dès que possible.

L'objectif de ces travaux est de détruire les mauvaises herbes qui risquent de concurrencer nos pois et aussi pour éviter la création de microclimat favorable au développement des parasites et des maladies.

En raison de la période de sécheresse enregistrée durant les deux mois de mars et avril une irrigation d'appoint a été assurée par enrouleur (30 mm). Ce mode d'irrigation favorise le développement des maladies fongiques, notamment les maladies foliaires. (Annexe 04 Figure 03).

Les seuls ravageurs à signaler dans cette expérimentation sont les pucerons verts du pois. Leur présence nous a obligés d'appliquer un traitement d'insecticide KARATE Zéon (lambda-cyhalothrine, 0,075 l/ha).

6. Analyse statistique

Les données collectées à partir des différentes mesures de nos expérimentations ont été analysées statistiquement en utilisant le logiciel CoStat version 6.400 (Cohort software, 2008), en réalisant une analyse de la variance en plus de l'analyse hiérarchique des groupements, des individus et des paramètres étudiés.

Comme il ya a plusieurs sources de variation qui affectent les résultats de nos essais, plus particulièrement la variance due aux stress hydrique et la date de semis tardif, la transformation des donnés des paramètres pathologiques (taux d'infection et de sévérité) semble nécessaire, pour une meilleure précisons, afin de stabiliser les variances dans un souci de normalité.

La transformation arc sinus ($Y = \text{Arcsinus}\sqrt{P}$) adoptée a été appliquée pour les données enregistrées en pourcentages (%) ou en proportions (p) qui ne suivent pas la même variance (la distribution n'est pas normale). Cette transformation distribue les données selon une loi normale et stabilise les variances [68]. Pour de telles données, qui sont souvent trop étalées, on peut avoir recours à la transformation arc-sinus de la racine carrée (les données brutes étant exprimées en valeurs Y de 0 à 1) [69].

CHAPITRE III. RESULTATS ET DISCUSSION

1. Essais de comportement vis-à-vis de Fop

1.1. Développement symptomatologique

Que ce soit dans les essais conduits en contamination naturelle ou en inoculation artificielle, nous avons enregistré l'apparition de symptômes typiques de la fusariose vasculaire du pois. Il s'agit des flétrissements des feuilles basales, des chancres noirs qui se développent où la semence est attachée et des flétrissements partielle des plantes, qui se sont étalées selon la sensibilité des génotypes testées et se terminent par des flétrissements et des dessèchements de la plante entière (Figure III.1).

Les conditions climatiques et édaphiques jouent un rôle important dans l'expression des symptômes de la maladie. Leurs effets sur les différentes phases du cycle de développement du pathogène et sur la réceptivité des plantes hôtes, en particulier la température et l'humidité, sont deux paramètres limitants dans notre essai.

A la faveur de la période humide, enregistrée durant les mois de février et mars ; la fusariose du pois s'est installée et les premiers foyers sont apparus au stade floraison (77 jours après l'inoculation), pour les deux essais de comportement en infection naturelle et en infection artificielle.

La période de sécheresse, durant le mois d'Avril et la première moitié du mois de Mai (5,4 mm de précipitation), a freiné relativement la progression de la maladie. Ainsi, après les arrosages d'appoint, la propagation de la maladie s'est relancée.

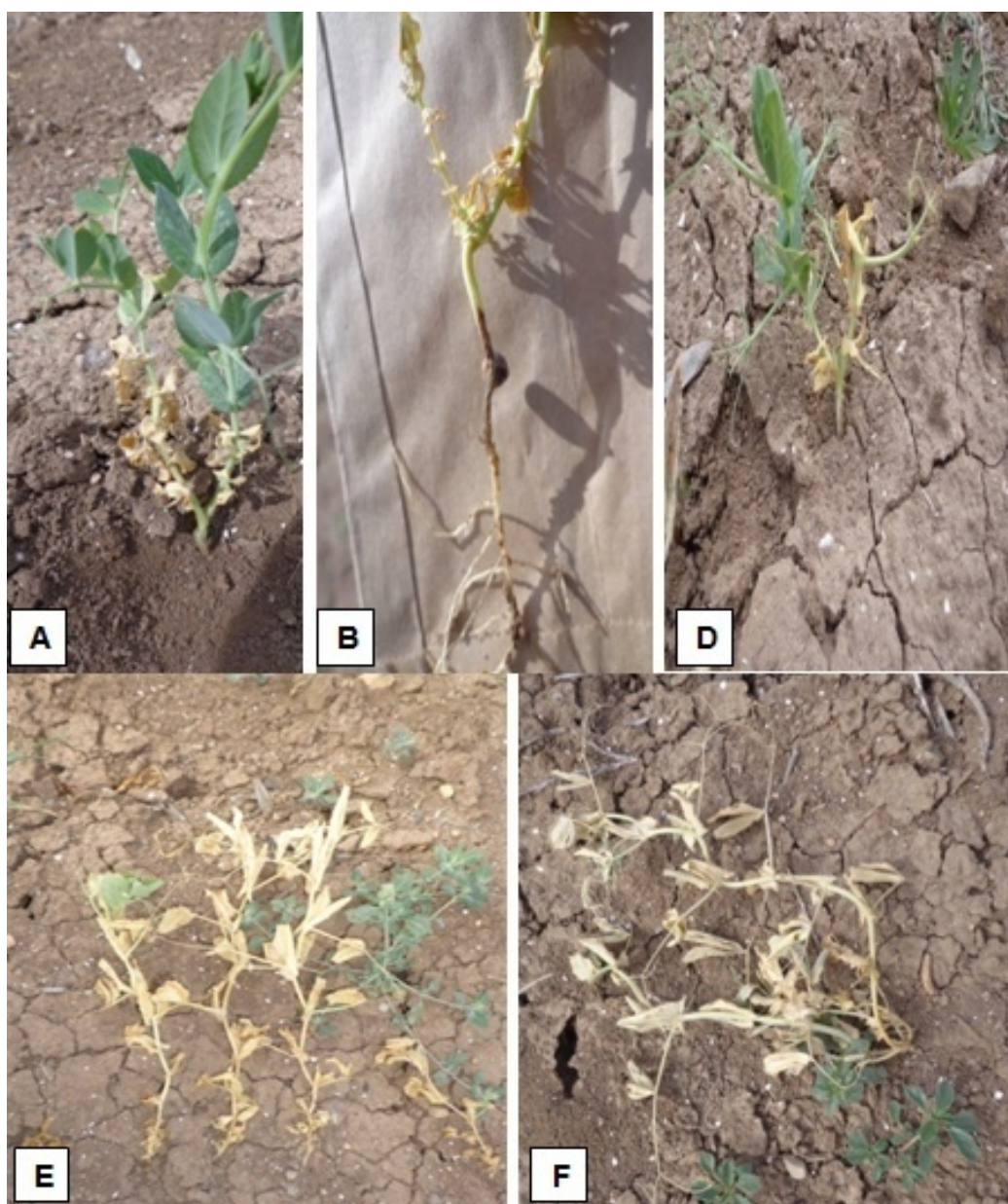


Figure III.1 : Les symptômes de la fusariose du pois, causée par Fop, observés pendant l'expérimentation

A : Flétrissements des feuilles basales **B** : chancre noir se développe où la semence est attachée
D : flétrissements partielle de la plante. **E** et **F** : flétrissements et dessèchements de la plante entière.

1.2. Taux l'infection

1.2.1 Essai d'infection naturelle

L'analyse de la variance du taux d'infection de l'essai contamination et infection naturelle, a révélé un effet génotypique hautement significatif (Appendice C et tableau 01). Le classement des moyennes par le test de Newman-Keuls distingue 7 groupes chevauchants pour l'essai infection naturelle (Appendice C, Tableaux 03). Les taux d'infection enregistrés en contamination naturelle sont regroupés en 04 classes, qui varient selon leur évolution et les taux d'infection finaux. (Figure III.2)

Classe 1 : cette classe renferme 4 génotypes (P656, 75SN5, P665 et New Season) dont le taux d'infection est inférieure à 30% et le génotype P651 qui reste indemne totalement de la maladie. L'évolution est relativement faible pendant les 40 jours d'observations, les taux d'infection finaux varient de 12,5% à 26,67%, respectivement pour les génotypes P665 et 75SN5. Il est noté que le génotype P651 n'a montré aucun symptôme durant toute la période d'observation.

Classe 2 : regroupe cinq génotypes (P669, JI1412, P42, P316 et P650) dont le taux d'infection est entre 30% et 55%. Après seulement 20 jours de l'apparition de la maladie, les taux d'infections ont évolué rapidement au dessus de niveaux 29% pour les deux génotypes JI1412 et P42, alors que l'évolution est lente chez les deux génotypes P316, P650. Avec le génotype P669, à ce moment la maladie était absente. L'évolution de l'infection devient plus rapide chez les cinq génotypes et atteint son maximum après 40 jours, où le taux d'infection final le plus élevé est enregistré chez le génotype P650 (54,17%).

Classe 3 : regroupe 4 génotypes (P627, 1123, Séfrou et P615) ayant atteint des taux d'infection variant de 75% à 92%. Le génotype 1123 dès le 10^{ième} jour a développe plus de 30% d'infection et 82% après seulement 20 jours. Les trois autres génotypes ont évolué lentement jusqu'aux 20^{ième} jours (où le taux d'infection reste inférieure à 10%). Brusquement l'évolution chez ces génotypes devient très rapide et atteint son maximum après 40 jours de l'appariation des premier symptômes.

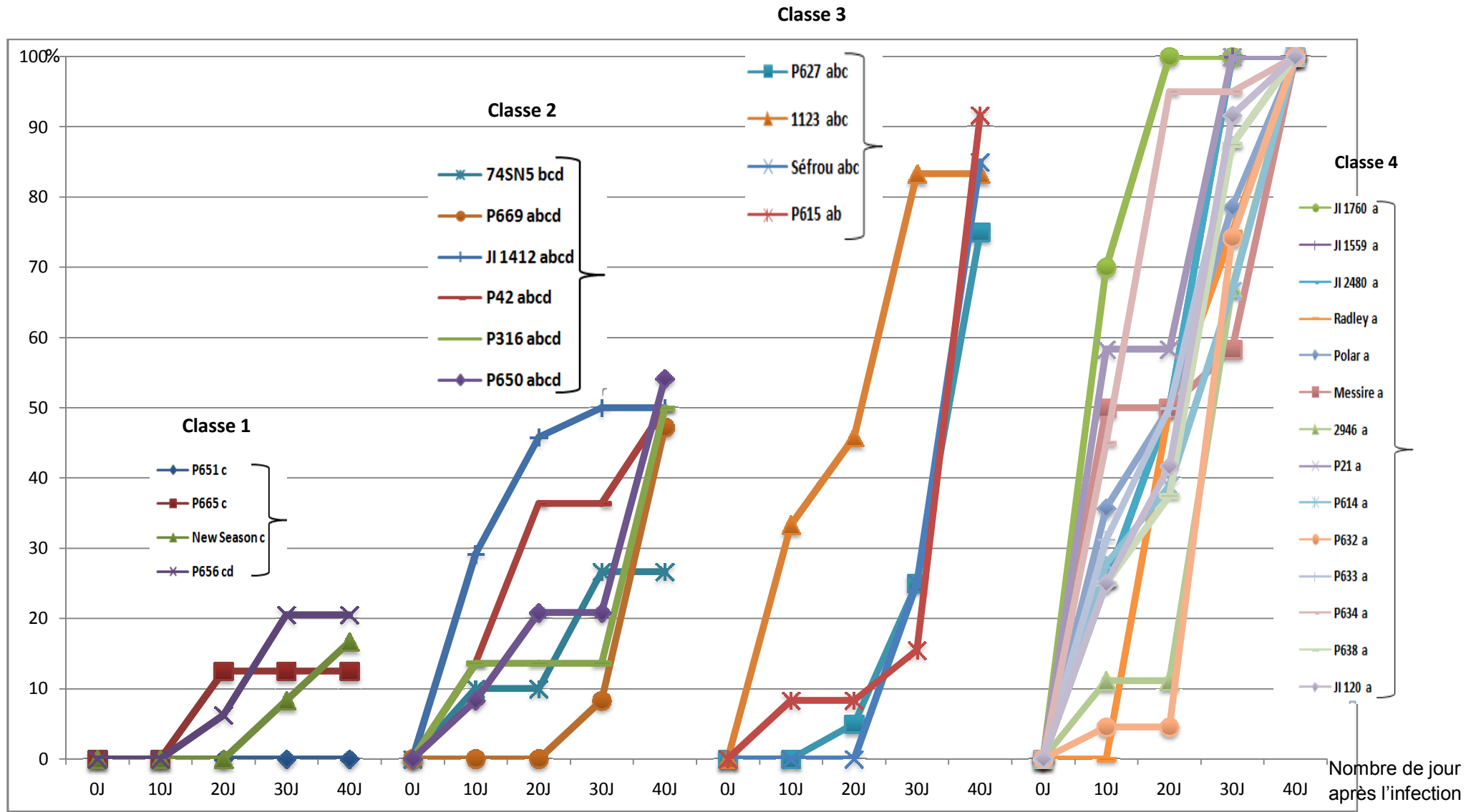


Figure III.2 : Evolution des taux d'infection dans le temps chez les génotypes évalués de l'essai infection naturelle.

Classe 4 : regroupe les 14 génotypes restants, dont 12 parmi eux ont montré des taux très élevés (100%) avec une évolution rapide dès le 10^{ème} jour de l'observation. Les deux génotypes P632 et 2946 ont évolué lentement jusqu'au 20^{ème} jour (où le taux d'infection est inférieure au seuil 13%); Juste après et brusquement; l'évolution de l'infection chez ces deux génotypes devient très rapide et atteint 100%.

1.2.1 Essai infection artificielle:

L'analyse de la variance du taux d'infection de l'essai infection artificielle a révélé un effet génotypique non significatif (Appendice C et tableau 02). Les taux d'infection enregistrés sont regroupés en 03 classes, qui varient selon leur évolution jusqu'au stade ultime de nos observations (Figure III.3).

Classe 1 : cette classe représente cinq génotypes (P651, Messire, P665, JI2480 et P627) dont le taux d'infection est inférieure à 35%. L'évolution est légèrement faible pendant les 40 jours d'observations. Les taux d'infection finaux varient de 7,14% à 34,29% respectivement pour les génotypes P651 et P627. Il est noté que les génotypes JI2480 et P627 ont montré une évolution de l'infection plus au moins rapide par rapport aux trois autres génotypes P651, messire et P665.

Classe 2 : regroupe cinq génotypes (P650, 74SN5 ; JI1412, P656 et New season) dont les taux d'infection sont compris entre 48.86% et 56.82%. Après seulement 10 jours de l'apparition de la maladie, les taux d'infection ont évolué lentement chez les deux génotypes P656 et New season, alors que chez les autres génotypes l'infection demeure absente. L'infection devient plus rapide chez les cinq génotypes et atteint son maximum après 40 jours d'observation. Le génotype P650 n'a montré aucun symptôme durant les premier 20 jours d'observation.

Classe 3 : regroupe les 18 génotypes restants dont les niveaux d'infection sont les plus élevés et qui sont compris entre 85,70%.et moins de 100%. Huit génotypes sont atteints totalement (100%) avec une évolution très rapide dès les 10^{ième} jours de l'observation. Pour les autres génotypes, l'évolution est aussi rapide pendant les 40 jours d'observation. Les taux d'infection finaux pour ces dix génotypes varient de 85.71% à 96.43% respectivement pour les génotypes Séfrou et Radley.

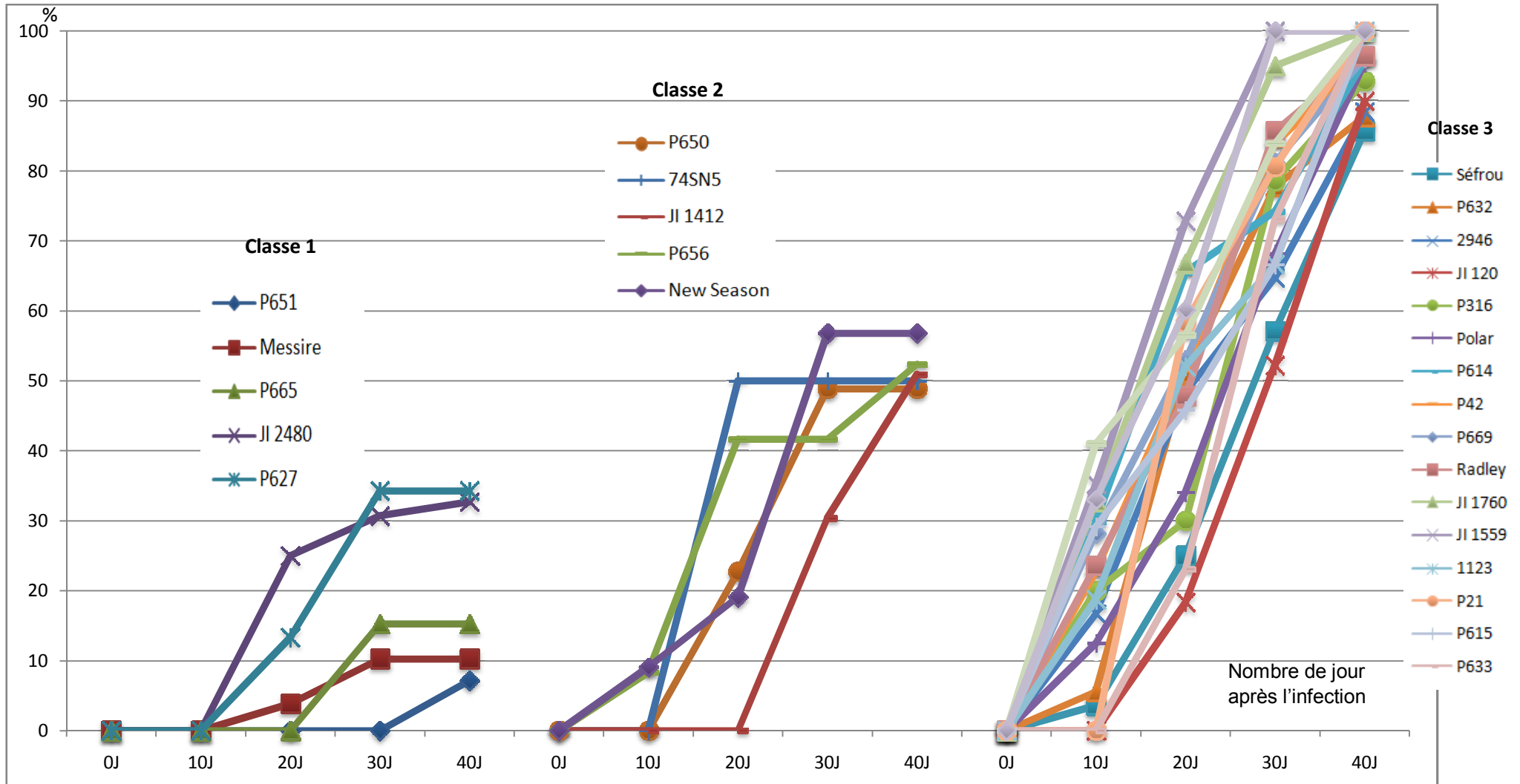


Figure III.3 : Evolution du taux d'infection dans le temps des génotypes évalués de l'essai infection artificielle.

1.3 Taux de Sévérité

1.3.1 Essai d'infection naturelle

L'analyse de la variance des taux de sévérité (Appendice C, tableau 01) a révélé un effet génotypique très hautement significatif. Le classement des moyennes par le test de Newman-Keuls distingue 11 groupes chevauchants. La sévérité au stade remplissage des graines varie de 0 à 5 avec une moyenne de 2,22. Les génotypes du groupe **a** : P21, 2946 et Polar ont enregistré l'intensité d'attaque la plus élevée (VIS = 5). Les génotypes appartenant au deux groupes **g** et **f** : P656, New Season, P665 et P651 ont présenté les sévérités les plus faibles, avec une valeur de VIS inférieure à 0,27. (Tableau III.1)

Tableau III.1 : le taux sévérité au stade remplissage des graines de l'essai infection naturelle

Variétés	Taux de sévérité	Les groupes homogènes au seuil 5%
Polar	5	a
P21	5	
2946	5	
JI 1760	4,5	ab
P634	4	abc
Radley	3,5	abcd
JI 2480	3,5	
P633	3,5	
P632	3,5	
Messire	3	
P638	3	
P615	2,75	
JI 1559	2,5	abcde
Séfrou	1,7	bcdef
1123	1,66	
P614	1,5	
P627	1,5	cdefg
JI 120	1,5	defg
P669	1,25	
P650	1	
P42	0,96	
P316	0,95	
JI 1412	0,5	
74SN5	0,34	efg
P656	0,27	fg
New Season	0,21	
P665	0,13	
P651	0	g

1.3.1 Essai infection artificielle

L'analyse de la variance des taux de sévérité (Appendice C tableau 02) a montré un effet génotypique très hautement significatif. Le classement des moyennes par le test de Newman-Keuls distingue 11 groupes. Les valeurs moyennes en taux de sévérité au stade remplissage des graines, varient de 1 à 5 avec une moyenne de 3,16. Les génotypes sensibles, appartenant au groupe **a**; JI1760, P638 et Radley ont enregistré la sévérité d'attaque la plus élevée (VIS = 5) pour les deux génotypes JI 1760, P638, alors qu'elle est de 4.83 pour le génotype Radley. Notons que les génotypes résistants P651 et Messire, appartenant au groupe **f**, ont présenté la sévérité d'attaque la plus faible avec une valeur moyenne VIS de 1 (Tableau III.2).

Tableau III.2 : taux sévérité au stade remplissages des graines de l'essai infection artificielle

Variétés	Taux de sévérité	Les groupes homogènes au seuil 5%
Jl 1760	5	a
P638	5	
Radley	4,83	
Polar	4,77	ab
P615	4,5	
P21	4,5	
P634	4,5	
P669	4,34	
P614	4,34	
Jl 1559	4	abc
P632	3,95	abcd
2946	3,92	
74SN5	3,5	abcde
Séfrou	3,43	
P633	3	
1123	3	
Jl 120	2,79	abcdef
Jl 2480	2,7	
P42	2,42	
P316	2,34	
New Season	2,21	
P656	2,05	
P627	1,86	
Jl 1412	1,31	cdef
P650	1,22	def
P665	1,15	ef
P651	1	f
Messire	1	

1.4. Etude des paramètres agronomiques

1.3.1 Taux de levée

Le taux de levée, en moyenne des génotypes testés lors de l'essai infection naturelle, varie de 12,5 à 62,5% avec une moyenne de 33,30%. Les génotypes de la sous espèce *sativum* ont enregistré des taux de levée faibles par rapport aux différents génotypes testés, qui varie de 30 à 50% avec une moyenne pour cette sous espèce de 29.16%. Le taux de levée des génotypes qui correspondent à la sous espèce *arvensis* ont montré les taux le plus élevés, variant de 30 à 62.5%, dont la moyenne est de 42.14%. Pour les génotypes des espèces *P. fulvum* et *P. sativum ssp. elatius* ont montré des taux de germination inférieurs à 50% (Appendice C, tableau 7).

1.3.2 Floraison

La floraison des génotypes étudiés est assez variable, elle varie de 76 à 91 JAS avec une moyenne de 82 JAS. Les génotypes à floraison précoce, 77 à 79 JAS, sont: P669, Polar, 2946, P638, JI 120, New Season, P21et P634. Les génotypes à floraison tardive, 86 à 91 JAS, sont 74SN5, 1123, P614, P665, JI 1559, P650 et P316. Pour la sous espèce *sativum*, la première floraison a été enregistrée chez JI 1760 après 76 JAS suivie par les trois génotypes Polar, 2946 et New Season qui ont fleuri après 78 de la date de semis. Alors que les deux derniers génotypes 74SN5 et 1123 ont fleuri 86 jours après le semis. La première floraison chez la sous espèce *arvensis* a été notée 77 jours après le semis chez le génotype P632, comme on a constaté que le génotype P633 considéré le plus tardif avec une floraison étendue sur une période de 86 jours après le semis. A l'exception du génotype P631 qui a fleuri 91 jours après le semis, tous les génotypes de l'espèce *P. fulvum* ont fleuri après 80 jours de la date de semis. Les deux génotypes P665 et P650 des sous espèces *syriacum* et *jormadi*, respectivement, ont fleuri tardivement, soit 86 jours après le semis pour le génotype P665 et 90 jours pour le génotype P650 (Appendice C, tableau 7).

1.3.3 Hauteur des plants

La hauteur des plantes varie de 17,5 à 60 cm avec une moyenne de 36,88 cm. Le génotype P634 a enregistré la hauteur moyenne la plus élevée avec 60 cm. Le génotype JI 2480 a présenté la plus courte hauteur de 17,5 cm. Les génotypes de la sous espèces *arvense* et *elatius* ont présenté les hauteurs les plus longues par rapport aux différents génotypes testés. Les génotypes de la sous espèces *sativum* et de l'espèce *P. fulvum* ont montré les hauteurs les plus courtes (Appendice C, tableau 7).

1.3.4 Biomasse aérienne

La biomasse aérienne à la maturité et par mètre linéaire varie de 6,10 à 73,65 g avec une moyenne de 29,73 g. Le génotype P42 a montré la biomasse la plus élevée (73,65g/1m. Alors que le génotype P665 a présenté la biomasse la plus faible qui est de 11,16g/ml). Les génotypes de la sous espèce *arvense* ont produit la biomasse la plus élevée par rapport aux autres génotypes testés, dont la moyenne est de 40,67 g/ml, suivie par les génotypes de la sous espèce *elatius* et ceux de l'espèce *P. fulvum* avec respectivement 32,2g et 30,28g. Les génotypes de la sous espèce *sativum* ont produit la biomasse la plus faible avec une moyenne de 25.33 g/ml (Appendice C, tableau 7).

1.3.5 Poids de 100 grains

Le poids de 100 grains (essai infection naturelle) varie de 4,72 g à 15,68g avec une moyenne de 9,29 g. Le plus petit calibre est enregistré chez le génotype P638 (4,72). Les génotypes P615 et P614 ont produit les calibres les plus élevés avec respectivement 15,68g et 14,27g. Entre les espèces étudiées, les génotypes de la sous espèce *elatius* ont produit le poids le plus élevé, suivis par la sous espèce *sativum* et la sous espèces *arvense*. Les génotypes de l'espèce *fulvum* ont montré les poids les plus faibles (Appendice C, tableau7).

1.3.6 Rendement en grains

Le rendement en grains par mètre linéaire varie de 0,1 à 31,62g avec une moyenne de 12,89 g. Le génotype P42 a produit le rendement en grains le plus élevé avec 31,62g; alors que les génotypes Polar, JI 1760 et JI 1412 ont produit les plus faibles rendements avec respectivement 0,1, 0,25 et 0,6 g par mètre linéaire. Les génotypes qui appartenant à la sous espèce *sativum* ont enregistré les rendements les plus faibles par rapport aux génotypes des différentes espèces étudiées. Les rendements de la sous espèce *sativum* varie de 0,01 à 20,20g avec une moyenne générale de 10,08g. Les génotypes de la sous espèce *arvense* ont produit les rendements en grains les plus élevés, variant de 7,62 à 31,62g avec une moyenne de 17,41g par mètre linéaire (Appendice C, tableau 7).

1.5. Impact de la maladie sur le rendement grains.

L'analyse des liaisons entre les différentes variables mesurés, par le coefficient de corrélation, indique que la sévérité de la maladie est négativement corrélée avec le rendement en grains ($r = - 0,432$). Le taux d'infection n'est pas corrélé au seuil 5% avec la sévérité de la maladie et le rendement en grains ($r = - 0,199$). Ces résultats suggèrent que lorsque la sévérité de la maladie est importante le rendement en grains est affecté par une nette diminution, alors que ce n'est pas forcément le cas lorsque uniquement le taux d'infection est important (sans sévérité élevée), le rendement en grains n'est pas gravement affecté. Cette situation explique le comportement des génotypes ayant un certain degré de résistance, où il a été constaté une régression dans l'agressivité de la maladie (Tableau III.3).

Tableau III.3. Corrélations entre les différentes variables mesurées chez les génotypes étudiées de l'essai infection artificielle.

Variables	Taux d'infection TIN (%)	sévérité de la maladie SIV	rendement en grains. RdGr (g/ml)
TIN	1		
SIV	0,302	1	
RdGr	- 0,199	-0,432	1

1.6 Discussion

1.6.1 Paramètres d'évaluation de la maladie

La majorité des travaux portant sur le comportement du pois vis-à-vis de la fusariose vasculaire considère le taux d'infection et la sévérité des symptômes en tant que paramètres typiques pour évaluer la résistance des génotypes testés [70,71]. Ainsi, nous avons utilisé ces deux paramètres pour distinguer les réponses des 28 accessions de *Pisum* spp testés dans les deux essais de comportement : contamination naturelle et infection artificielle.

Entre les essais ; avec une moyenne de 44,93 % en taux d'infection de l'essai contamination naturelle, qui reste moins infecté par rapport à l'essai infection artificielle dont la moyenne est de 50,45%, la différence reste relativement faible (environ 5%). Cette situation suggère que notre parcelle d'étude (parcelle N°7) est naturellement riche en inoculum de Fop. Entre les accessions ; les génotypes les plus infectés, les deux essais confondus, étaient JI1760, JI1559 (*Pisum sativum* ssp. *sativum*), P21 (*P. sativum* ssp. *elatius*), P633, P634 et P638 (*P. sativum* ssp. *arvense*) en enregistrant 100% de taux d'infection. Alors que les trois génotypes sauvages du pois P651, P656 (*P. fulvum*) et P665 (*P. sativum* ssp. *syriacum*) étaient les moins infectés, avec un taux d'infection inférieur à 20 %.

Le taux d'infection reste insuffisant pour distinguer la résistance des génotypes étudiés [7]. Afin de décrire correctement la réaction des 28 génotypes étudiés vis-à-vis de la souche Arg3 du Fop, nous avons complété les résultats des taux d'infection par une estimation de la sévérité des symptômes (VIS). Les intensités d'attaque de Fop montrent que l'agressivité de la maladie est très importante chez la plupart des génotypes testés, ce qui montre que les conditions expérimentales étaient favorables au développement de la maladie. La comparaison entre les deux essais montre que l'intensité d'attaque de Fop dans l'essai infection artificielle est plus importante que l'essai d'infection naturelle. La comparaison entre les génotypes testés révèle que les génotypes sensibles P638 et P21 ont enregistré des valeurs maximales de VIS qui est de 5, alors que les génotypes résistants P651, P656 (*P. fulvum*), P665 (*P. sativum* ssp. *syriacum*) et JI 1412 (*Pisum sativum* ssp. *sativum*) ont enregistré la sévérité d'attaque la plus faible (VIS inférieures 1,22). L'utilisation de l'échelle

de sévérité des symptômes apporte une meilleure quantification de la maladie, car elle considère les symptômes au niveau de la feuille et donne une meilleure idée de la proportion affectée chez la plante, reflétant ainsi le degré et la quantité de la maladie.

Selon l'échelle adoptée par les auteurs [71,72]; quand la sévérité de la maladie des génotypes testés atteint le niveau 3 (50% de flétrissement de la plante), on peut dire que ces génotypes sont sensibles et n'arrivent pas à résister aux attaques de Fop et les flétrissements observés sont des symptômes typiques de la fusariose vasculaire du pois. Les génotypes qui ont une échelle de notation inférieure ou égale au niveau 2, peuvent être qualifiés comme des génotypes résistants, ainsi les symptômes engendrés n'ont pas de graves influences sur le rendement.

Après la comparaison de la sévérité entre les deux essais, nous pouvons déduire que la sévérité d'attaque de la fusariose vasculaire du pois de l'essai infection artificielle est plus importante que la sévérité d'attaque de l'essai infection naturelle. Les génotypes P651, P665, JI1412 et P650 sont considérés comme résistants et se comportent bien vis-à-vis de Fop. La comparaison indique aussi que les deux génotypes P651 et P665 notés à l'échelle 1 et le génotype P650 a été noté à l'échelle 2, dans les deux essais. Le génotype JI1412 a été noté à l'échelle 1 pour l'essai d'infection naturelle et à l'échelle 2 pour l'essai infection artificielle.

L'étude réalisée par [73] qui a porté sur l'évaluation du comportement de ces mêmes 28 génotypes de *Pisum spp.* vis-à-vis des quatre isolats de Fop dans des conditions semis contrôlées (sous serre) a montré que les génotypes P651, 74SN5, P656, P665, P669, JI2480, JI1760, Messire et New season, inoculés par la souche virulente Arg3 ont montré les degrés en sévérité(VIS) les plus faibles par rapport aux autres génotypes expérimentés.

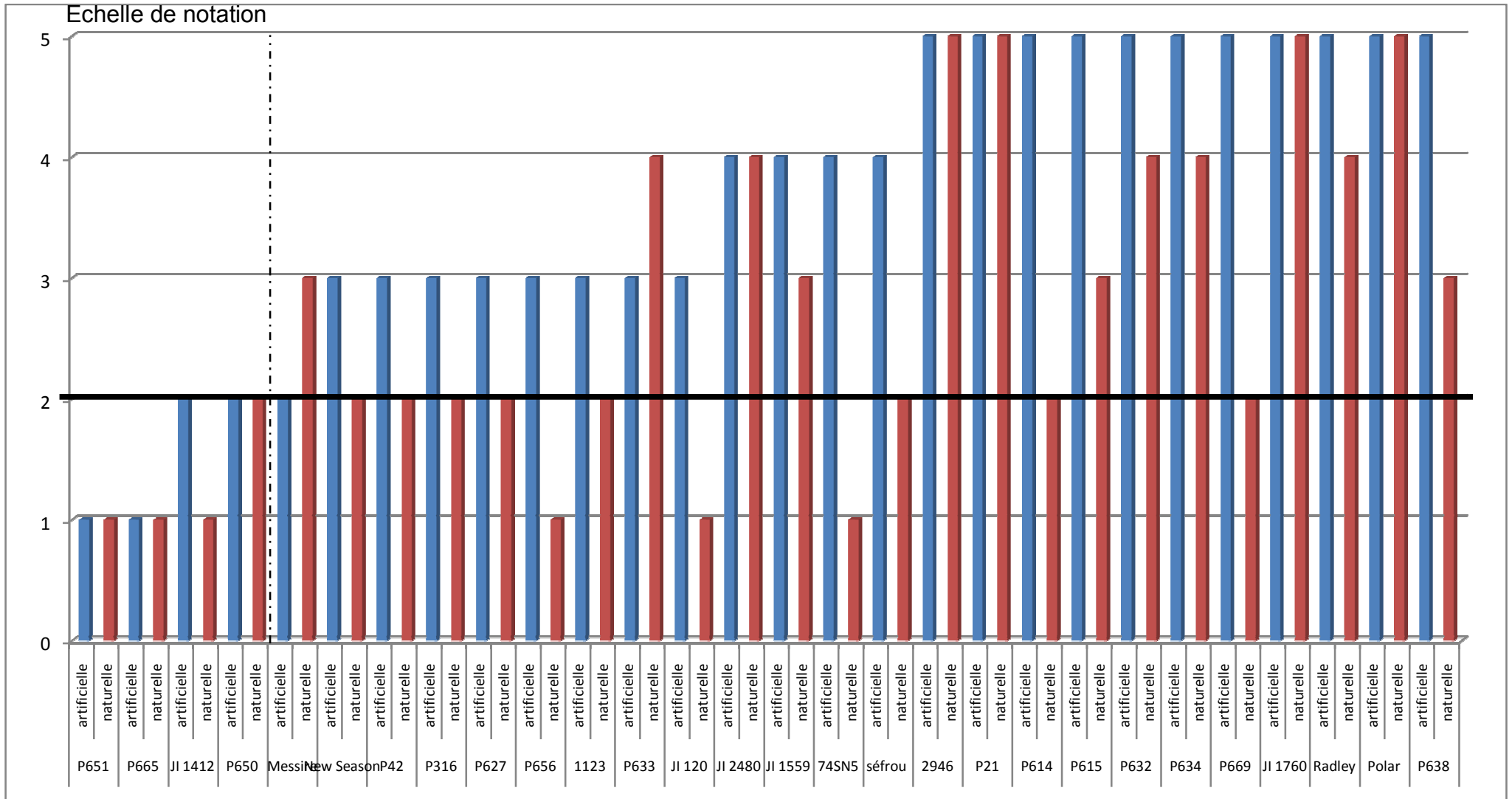


Figure III.4 : Les degrés de sévérité des génotypes testés pour les deux essais contamination naturelle et infection artificielle selon l'échelle de notation 1 à 5.

La sélection des génotypes résistants a été également effectuée par [70]; l'étude, a porté sur la variabilité des réponses de 73 génotypes de *Pisum* spp vis-à-vis la souche R2F42 de Fop, dans des conditions contrôlées, a révélé 11 nouvelles sources de résistance qui ont été identifiées et confirmées : JI1412, JI1559, JI1760, P23, P42, P614, P627, P633, P639, P650 et P656.

1.6.2 Comportement des génotypes du pois en plein champ

La sécheresse enregistrée durant tout le mois d'Avril et la première quinzaine du mois de Mai (5,4 mm de précipitation), accompagnée de hautes températures, a eu un effet direct sur la baisse des rendements des différents génotypes testés. Il a été noté l'avortement des fleurs des deux génotypes P665 (appartenant à la sous espèce *syriacum*) et P651 (appartenant à l'espèce *P. fulvum*) suite à l'effet des quatre jours de gelée enregistré exceptionnellement durant le mois d'avril de cette campagne.

Les rendements faibles en grains peuvent être incombés à l'effet de la date du semis tardif. Donc il est certain que ces contraintes climatiques d'ordre hydrique et thermique, ajoutées à l'influence des dégâts remarquables de la fusariose du pois causé par le *Fop* ont contribué fortement dans les abaisssements du rendement en grains.

Une étude réalisée par [3] a indiquée que la date de semis a une influence profonde sur le rendement, car elle permet de caler les différents stades phénologiques de la légumineuse durant les périodes climatiques favorables de l'année. Ceci est d'autant plus important que les légumineuses soient sensibles aux stress abiotiques et plus particulièrement aux gelées, à la sécheresse et aux hautes températures. Les dates de semis des différentes légumineuses cultivées sont échelonnées selon l'ordre suivant : fève, pois lentille, pois chiche et haricot. Une autre étude [74] a montré que les semis tardifs ont un effet dépressif sur les différentes composantes du rendement qui se traduisent par une baisse appréciable. Au contraire, c'est avec les semis précoces en Algérie que les meilleurs rendements sont obtenus.

Les travaux de [75] ont indiqué que le stress hydrique, est la cause principale de toute diminution proportionnelle du rendement. La même étude a montré que l'irrigation à la floraison et au stade remplissage des gousses, a entraîné chez plus de 84 génotypes du pois vert des augmentations des rendements en grains variant de 33% à 78% selon les variétés testées. Ces augmentations sont le résultat des augmentations du nombre de gousses par plante, le nombre de grains par gousse et le poids moyen des graines.

Kraft [30] a prouvé que lorsque le pathogène a développé des quantités suffisantes d'inoculum et qu'on plante un cultivar sensible, il en résulte des pertes sévères du rendement. Haglund et Kraft [33] ont indiqué que les deux races 1 et 2 peuvent être considérées de point de vue perte économique les plus importants dans la plupart des zones de culture de pois. Des études réalisées par [33] ont montré que lorsque l'infection se développe sur de jeunes plantes, elles flétrissent et meurent et souvent sans produire aucune gousse, alors que ces infections surviennent au stade avancé, on aura des formations de peu de gousses mais aplaties et mal remplies.

2. Essai de biocontrôle

Les symptômes typiques, témoignant du développement de la fusariose du pois, ont été observés 90 jours après l'inoculation. Les premiers symptômes observés sous forme des flétrissements des feuilles basales et des flétrissements partiels des plantes, se répartissent selon les traitements expérimentés par rapport à la sensibilité des génotypes étudiés.

2.1. Taux d'infection

L'analyse de la variance du taux d'infection a révélé un effet très hautement significatif entre les traitements, entre les génotypes, tandis que leur interaction est non significative (Appendice E, tableau 1). Le classement des moyennes par le test de Newman-Keuls distingue trois groupes homogènes pour les traitements et deux groupes homogènes pour les génotypes (Appendice E, tableau 3). Les taux d'infection enregistrés varient selon le type de traitement, leur évolution et les taux d'infection finaux (Figure III.2):

Traitement témoins : Après seulement 10 jours dès l'apparition de la maladie ; le taux d'infection du génotype P21 a évolué très rapidement jusqu'au seuil de 48.48%, et en diminuant dans sa cinétique jusqu' au 30^{ème} jour où l'infection atteint son maximum (98%). Les trois génotypes JI1210, Messire et Séfrou n'ont montré aucun symptôme durant toute la période d'observation. L'évolution de l'infection des deux génotypes restant est relativement faible pendant les 40 jours de suivi. Les taux d'infection finaux varient de 24,44% à 27,27% respectivement pour les génotypes P629 et JI1412.

Traitement Arg3 : l'évolution de l'infection a été notée dès les premiers jours d'observation chez les cinq génotypes : Séfrou, P21, P629, JI1210 et JI1412 où nous avons remarqué que le taux d'infection du génotype P21 a évolué très rapidement et atteint son maximum 100% seulement après 20 jours d'observation. De même pour le génotype P629 où l'évolution était rapide et atteint le seuil maximal de 84.24% durant les 40 jours d'observation. L'évolution de l'infection chez les quatre génotypes restant était plus au moins lent pendant toute la période de suivi. Les taux d'infection finaux enregistrés pour les génotypes JI1210, Séfrou, JI1412 et Messire sont respectivement 54.44%, 55.56%, 30.56% et 28.89%.

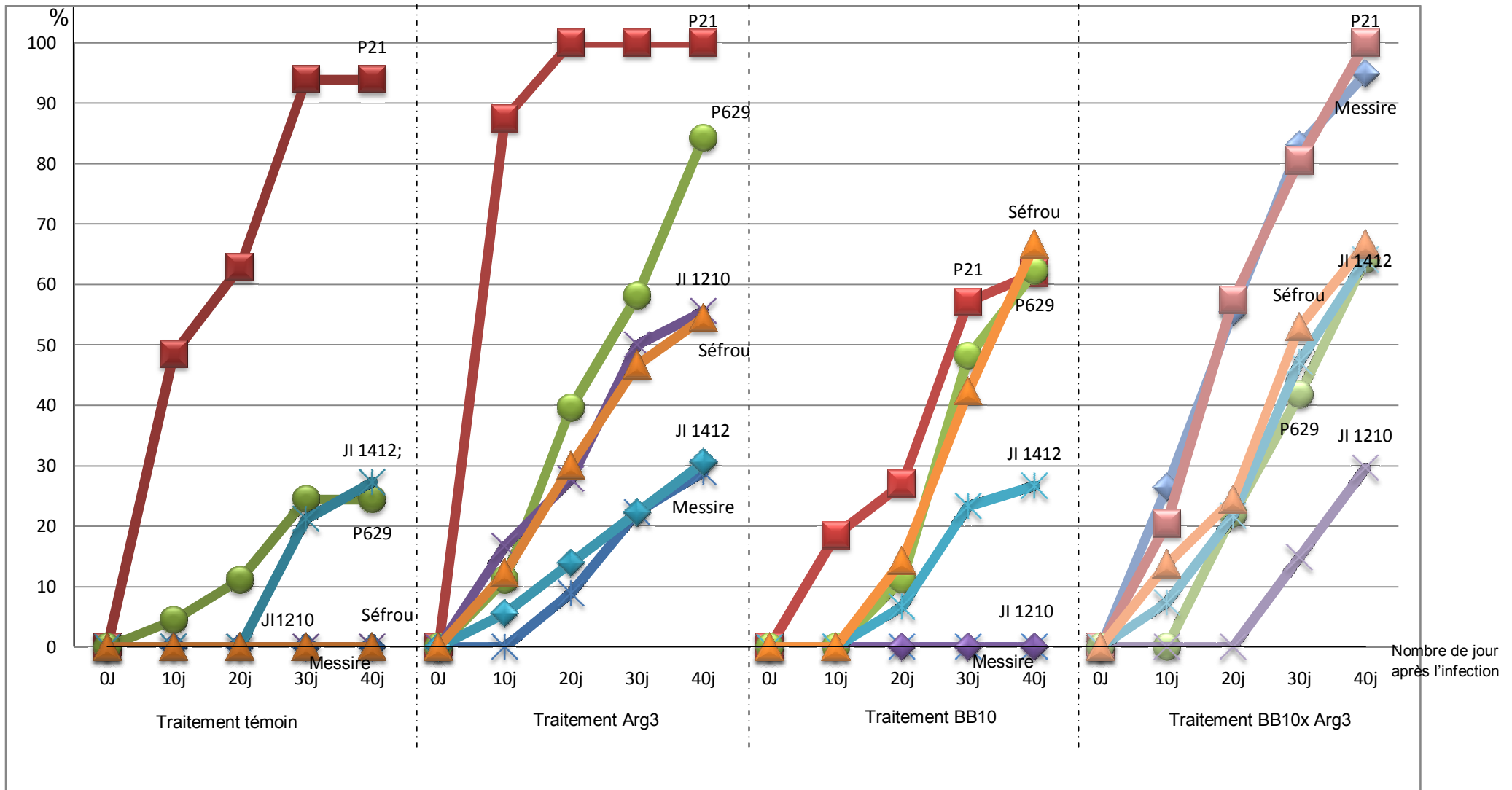


Figure III.5 : Evolution des taux d'infection dans le temps des génotypes évalués de l'essai biocontrôle.

Traitement BB10 : L'infection des géotypes testés par Fop chez le traitement BB10 (plants bactérisés) est de loin moins importante par rapport au traitement Arg3 ; notamment dans le cas du géotype P21. L'évolution de l'infection est moins rapide et atteint le niveau final de 61,90%. Les deux géotypes Séfrou et P629 ont montré une évolution de l'infection plus au moins lente, et au final les taux d'infection sont supérieurs par rapport au géotype P21 (66,67% et 62,90% respectivement pour Séfrou et P629). L'évolution de l'infection chez le géotype JI1412 a été remarquable après 10 jours de l'apparition de la maladie, en se caractérisant avec une évolution très lente pour atteindre un maximum de 26,67% après 40 jours. Les deux géotypes JI1210 et Messire n'ont montré aucun symptôme durant toute la période d'observation.

Traitement Arg3*BB10 : L'évolution de l'infection a été notée dès les premiers jours de suivi chez les cinq géotypes : Séfrou, P21, Messire et JI1412. Nous avons constaté que les niveaux d'infection des géotypes P21 et Messire ont évolué très rapidement et dépassant le seuil de 50% après 20 jours dès l'apparition des premiers symptômes malades. Le niveau maximal en infection a été noté après 40 jours. Chez les autres géotypes la maladie a évolué lentement durant les premiers 20 jours où le taux d'infection reste inférieure à 25%. Brusquement l'évolution de la maladie chez ces derniers géotypes devient légèrement rapide et atteint son maximum après 40 jours de l'apparition des premiers symptômes. Ainsi, les taux d'infection finaux varient de 29,63% à 66,67% respectivement pour les géotypes JI1210 et Séfrou.

2.2 Taux de sévérité :

L'analyse de la variance des taux de sévérité a révélé un effet très hautement significatif entre les traitements et entre les géotypes, tandis que leur interaction est non significative (Appendice E, tableau 1). Le classement des moyennes par le test de Newman-Keuls distingue deux groupes homogènes pour les traitements et deux groupes homogènes pour le facteur géotypes (Appendice E, tableau 3).

Entre les traitements, les sévérités moyennes les plus élevées sont enregistrées au niveau des parcelles inoculées par la souche de Fop Arg 03, en présence ou en absence de la bactérisation avec BB10. Il a été relevé l'échelle moyenne de 1.88 dans le cas de l'inoculation fongique et 2.06 pour le traitement Arg3*BB10. La valeur moyenne la plus faible a été enregistrée dans les parcelles non inoculées par le Fop, variant entre 0,76 et 0,89, respectivement pour le traitement témoin et le traitement BB10. Entre les génotypes ; les valeurs moyennes de la sévérité indiquent que le génotype P21 est le plus sensible avec une sévérité d'attaque moyenne de 3,45 suivi de P629, Séfrou et Messire, ayant respectivement 1,34, 1,18 et 1,01. La plus faible valeur moyenne d'attaque est observée chez les génotypes JI1210 (0.81) et JI1412 (0.51) (Figure III.15).

Tableau III.4: Valeurs moyennes de taux de sévérité d'attaque de l'essai biocontrôle

Facteurs		Valeurs moyennes	Groupes homogènes
Traitements	Témoin	0,76	b
	Bactérie BB10	0,89	b
	Fop (Arg3)	1,88	a
	BB10 x Arg3	2,06	a
	ppds5%	0,82	
Génotypes	Messire	1,18	b
	P21	3,45	a
	P629	1,34	b
	JI 1210	0,51	b
	JI 1412	0,81	b
	Séfrou	1,01	b
	ppds5%	1,02	

ppds : plus petite valeur significative au seuil du risque d'erreur (5 %).

2.3. Etude des paramètres agronomiques

Entre les traitements ; l'analyse de la variance a montré un effet génotypique non significatif pour l'ensemble des paramètres évalués, à l'exception du rendement en grains où la différence est significative. Entre les génotypes; l'analyse de la variance a montré un effet génotypique significatif pour la date de floraison, la hauteur moyenne des plantes, la biomasse à maturité, le poids de 100 grains et le rendement en grains et un effet non significatif pour le taux de levée (Appendice E, Tableau 2).

2.3. 1 Taux de germination

Entre les traitements, La moyenne du taux de germination la plus élevée est enregistrée chez le traitement Arg3*BB10 (47,22 %); alors la plus faible est enregistrée dans les parcelles inoculées par la souche Arg3, en exprimant un taux moyen total de levée juste de 40 %. Entre les génotypes, les valeurs moyennes les plus élevées en levée sont notées avec les génotypes Messire et JI1412, avec respectivement 52,5% et 50%. Les plus faibles valeurs ont été enregistrées chez les génotypes J1210 (29,58%) et P21 (32,5%). Les autres génotypes ont des valeurs intermédiaires, variant de 49,17% (P629) à 43,33% (témoin Séfrou) (Appendice E, Tableau 4).

2.3. 2 Date de floraison

Le nombre de jours séparant la date de semis de celle de l'épanouissement florale (50% des fleurs par parcelle élémentaire chez les différents traitements appliqués) montre que la date de floraison dépend uniquement des génotypes et non pas des traitements appliqués. La date de floraison varie de 73 à 79 JAS. Les génotypes à floraison précoces sont P21 et P629 avec une moyenne de 73 jours après le semis (JAS). Les génotypes qui ont une floraison intermédiaire sont Messire, JI 1210 et le témoin Séfrou. Le génotype JI 1412 présente la floraison la plus tardive avec 79 JAS (Appendice E, Tableau 4).

2.3. 3 Hauteur

La hauteur moyenne des génotypes évalués est presque similaire pour tous les traitements appliqués. Ce constat montre que la bactérisation avec *Pseudomonas fluorescens* BB10 et l'inoculation fongique Fop Arg3 n'ont pas d'influence sur les hauteurs des différents génotypes testés. Entre génotypes, les valeurs moyennes les plus élevées pour la hauteur sont notées chez P629 (56 cm). Les plus faibles valeurs sont enregistrées chez Messire (29,03 cm) et JI1210 (29,58 cm). Les autres variétés ont montré des valeurs intermédiaires, respectivement de 36,58 cm, de 40,56 cm et de 44,22 cm pour JI 1412, P21 et Séfrou (Appendice E, Tableau 4).

2.3. 4 Biomasse à maturité

Entre les traitements, La biomasse à maturité la plus élevée des différents génotypes évalués, est enregistré dans les parcelles bactérisées uniquement par la souche BB10, qui est 35,31g/ml. La plus faible valeur moyenne en biomasse, à maturité, a été obtenue dans les parcelles inoculées par le pathogène FopArg3, avec 27,52 g/ml; alors qu'elle chez les traitements témoin et BB10*Arg3 sont respectivement de 31,60 et de 32,28g/ml. Entre génotypes, les valeurs moyennes en biomasse aérienne accumulée au stade maturité, indiquent que P629 montre le plus important poids (215,67 g/m²), suivi de JI1412, Messire et Séfrou, avec respectivement, 178,07 g/m², 168,89g/m² et 156,42 g/m². Les plus faibles valeurs ont été observées chez JI1210 et P21, avec des moyennes respectives de 108,25 g/m² et de 123,01g/m² (Appendice E, Tableau 4).

2.3.5 Poids de 100 grains

La moyenne générale en poids de cent grains la plus élevée a été relevée dans les parcelles bactérisées par la souche BB10 où la moyenne obtenue est de 10,03g ; alors que les autres traitements ont enregistré des poids relativement similaires, tels les cas de 9.77g, 9.38g et 9.17g, respectivement, pour les témoins, Fop et Arg3*BB10. Entre génotypes, les poids de 100 grains avec les génotypes Messire et P629 sont en moyenne, les plus élevés, avec respectivement, 14,64 et 12,41 g. Le génotype P21 a donné la plus faible valeur

avec 3,04g. Pour les géotypes restants : JI1210, JI 1412 et Séfrou leur valeurs sont respectivement de 10,18,10,12 et 7,15 g(Appendice E, Tableau 4).

2.3.6 Rendement en grains

En comparant les traitements, les moyennes en rendement en grains les plus élevées ont été enregistrées au niveau des parcelles non inoculées par la souche Fop Arg3, avec 15,35 et 22,64 g/1m, respectivement pour les traitements témoins et le traitement BB10. La moyenne la plus faible est enregistrée chez les parcelles inoculées par la souche Arg3 avec 13,92g/1m et 9,54 g/1m, respectivement pour le traitement Fop et l'interaction Arg3*BB10. Entre géotypes, l'analyse des valeurs moyennes fait ressortir que JI 1412 et Messire se placent en tête pour le rendement en grains, avec des valeurs respectives de 16,12g/1m et 16,11g/1m P21 a enregistré le rendement le plus faible, avec 1,89 g/1m. Pour les géotypes restants JI 1210, P629 et Séfrou leurs valeurs sont respectivement 14,44, 14,41g et 8,03 g/1m (Appendice E, Tableau 4).

2.4 Discussion

2.4.1 Taux d'infection

Le taux d'infection moyen de l'essai biocontrôle varie de 0 % à 100 % avec une moyenne générale de l'essai, de 29,93 %. L'évolution du taux d'infection des génotypes testés au cours du temps en présence du pathogène Fop Arg3 diffère d'un génotype à un autre et selon la présence de la bactériation par l'agent de biocontrôle (Figure III.6).

Pour le génotype Messire ; le taux d'infection chez les témoins et les plants bactérisés par la souche BB10 est de quasiment nul (0%). Chez le traitement Arg3, le taux d'infection a marqué une stagnation au seuil de 28.89% ; par contre avec l'interaction Arg3*BB10, il a été constaté une augmentation du taux d'infection en évoluant jusqu'au seuil de 94,87%. Cela signifie que notre bactérie BB10 n'arrive pas à empêcher ou à freiner l'évolution du taux d'infection des plants du génotype Messire.

Chez les témoins, le cas du génotype P21, le niveau d'infection était de 93.9% ; qui atteint son maximum (100%) dans les parcelles inoculées par le pathogène fongique Arg3 (Arg3 et l'interaction Arg3*BB10). Il a été constaté une diminution en taux d'infection chez le traitement BB10 par rapport au traitement témoin (61.90%), engendrant une différence de 30% de réduction de l'infection. Ce résultat indique que la bactérie BB10 a réduit relativement le taux d'infection lorsque l'inoculum fongique est présent uniquement naturellement, sans addition de sa concentration par inoculation artificielle.

Le génotype P629 a montré un taux d'infection, considéré dans notre expérimentation comme le plus faible (24,4%), suivi par les deux traitements BB10 et Arg3*BB10, avec respectivement, 62.22% et 64.10% alors que le taux le plus élevé a été noté avec le génotype P629 inoculé par Arg3 (84.24%). Ces résultats montrent que la bactérie BB10 a réduit l'évolution du taux d'infection des plantes du génotype P629.

Pour le génotype JI1210, avec les deux traitements (témoin et la souche BB10) le taux d'infection est de 0%, alors qu'en présence du pathogène Arg3 le taux d'infection est considéré comme le plus élevé (55.56 %). Dans le cas de l'interaction Arg3*BB10, il ya stagnation de l'infection au seuil de 29.63%, ce qui témoigne d'une inhibition de l'infection avec le génotype JI1210.

Avec le génotype JI1412, le taux d'infection enregistré chez les traitements Témoins et BB10 sont de 27.3% et 26.67%, pendant qu'on a révélé une augmentation jusqu'à au seuil de 30.56% pour le traitement Arg3 et 64.10% pour le traitement Arg3*BB10. Ces résultats indiquent que la souche BB10, avec ce génotype l'infection n'a pas été inhibée ou réduite.

Pour la variété Séfrou; l'infection est absente chez le traitement témoin, alors que chez les plants inoculés par Arg3 le taux d'infection est de 54.44%. Il est a noté qu'avec la pratique de la bactérisation (BB10 et Arg3*BB10) nous constatons des niveaux d'infection aussi élevés, atteignant 66.67%. De même que le génotype précédent, la bactérisation n'a pas exercé des effets inhibiteurs en termes de nombre de plants infectés.

2.4.2 Taux de sévérité

Les intensités d'attaque de Fop montrent que l'agressivité de la maladie est très importante dans les parcelles inoculées par la souche Arg3, alors qu'elle est moindre dans les parcelles non inoculées. Cette situation dénote la réussite de l'infection et que les conditions expérimentales étaient favorables au développement de la maladie, la fusariose vasculaire du pois.

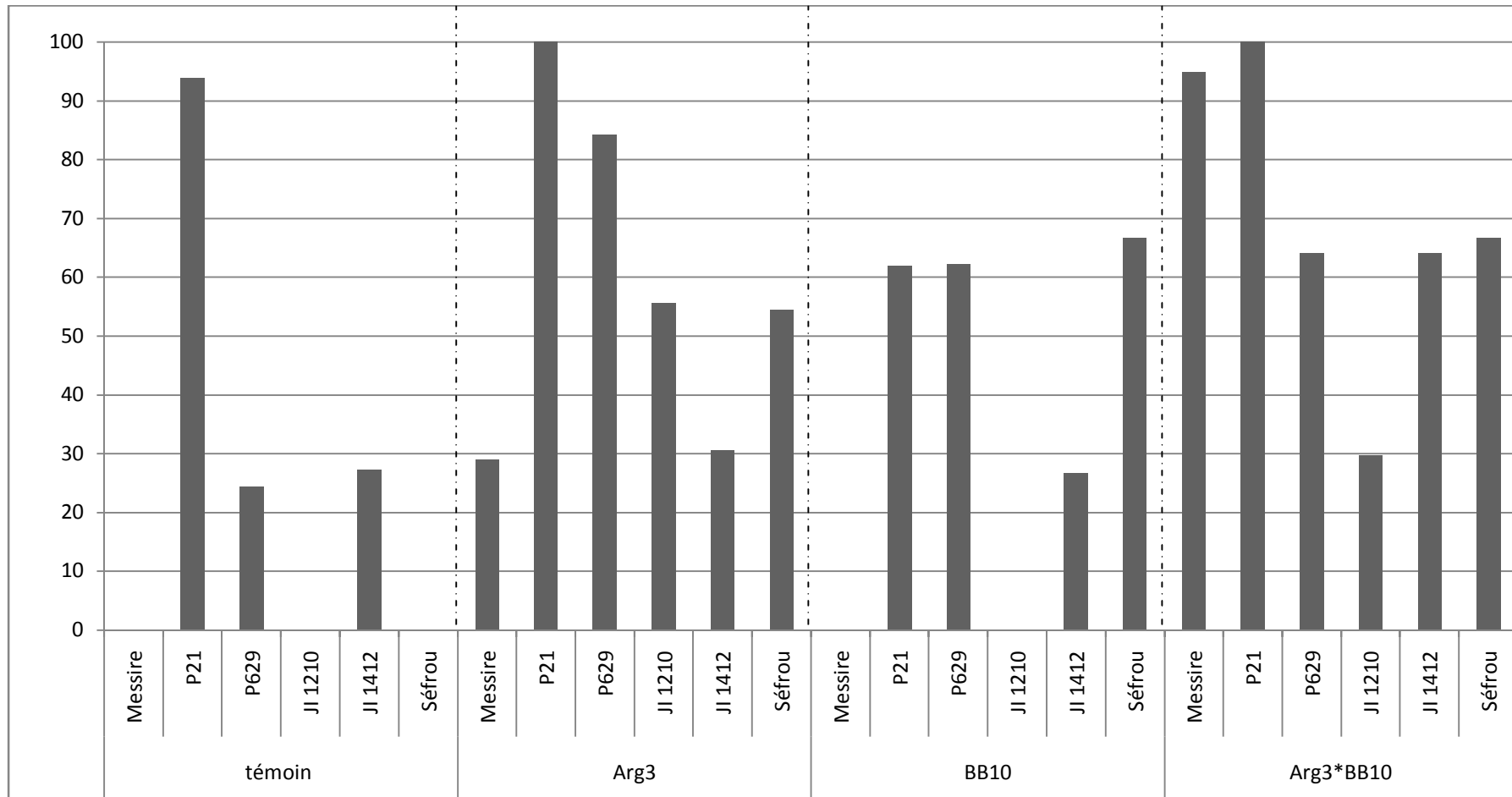


Figure III.6: Taux d'infection moyens des génotypes évalués par traitement.

D'après les résultats obtenus (Figure III.7) nous remarquons que la réduction de la sévérité de la maladie due à la bactérisation par la souche BB10 est constatée chez les trois génotypes P21, P629 et JI1210, avec respectivement, des réductions de l'ordre de 2,24 et 1,24 par rapport au traitement Arg3 où les sévérités des trois génotypes sont de 4,67 (P21), 2,02 (P629) et 1,44 (JI1210). De l'autre côté, il a des augmentations de la sévérité de la maladie chez les trois génotypes Messire, JI1412 et Séfrou, en interaction pathogène et agent de biocontrôle (Arg3*BB10), avec respectivement 0,85, 1,28 et 2,67 par rapport au traitement Arg3 où la sévérité est de 0,87(Messire), 0,92 (JI1412), et 1.36 (Séfrou).

L'étude réalisé par [75], portant sur l'évaluation de l'efficacité de cette même formulation bactériologique de biocontrôle (*Pseudomonas fluorescens* BB10) et une autre formulation (F21) contre quatre souche de Fop dans des condition semis contrôlées sous serre, a montré qu'il y a un effet antagoniste exercé par la souche bactérienne BB10 contre le pathogène Fop Arg3 , en réduisant significativement la sévérité des symptômes observés sur les sept génotypes du pois, avec 2,39 (JI1412), 3.30 (JI1210), 2.51(P629), 1.66 (kelvedon wonder Peas), 3,13 (Messire), 3.42 (P2)1 et 2.21(Séfrou).

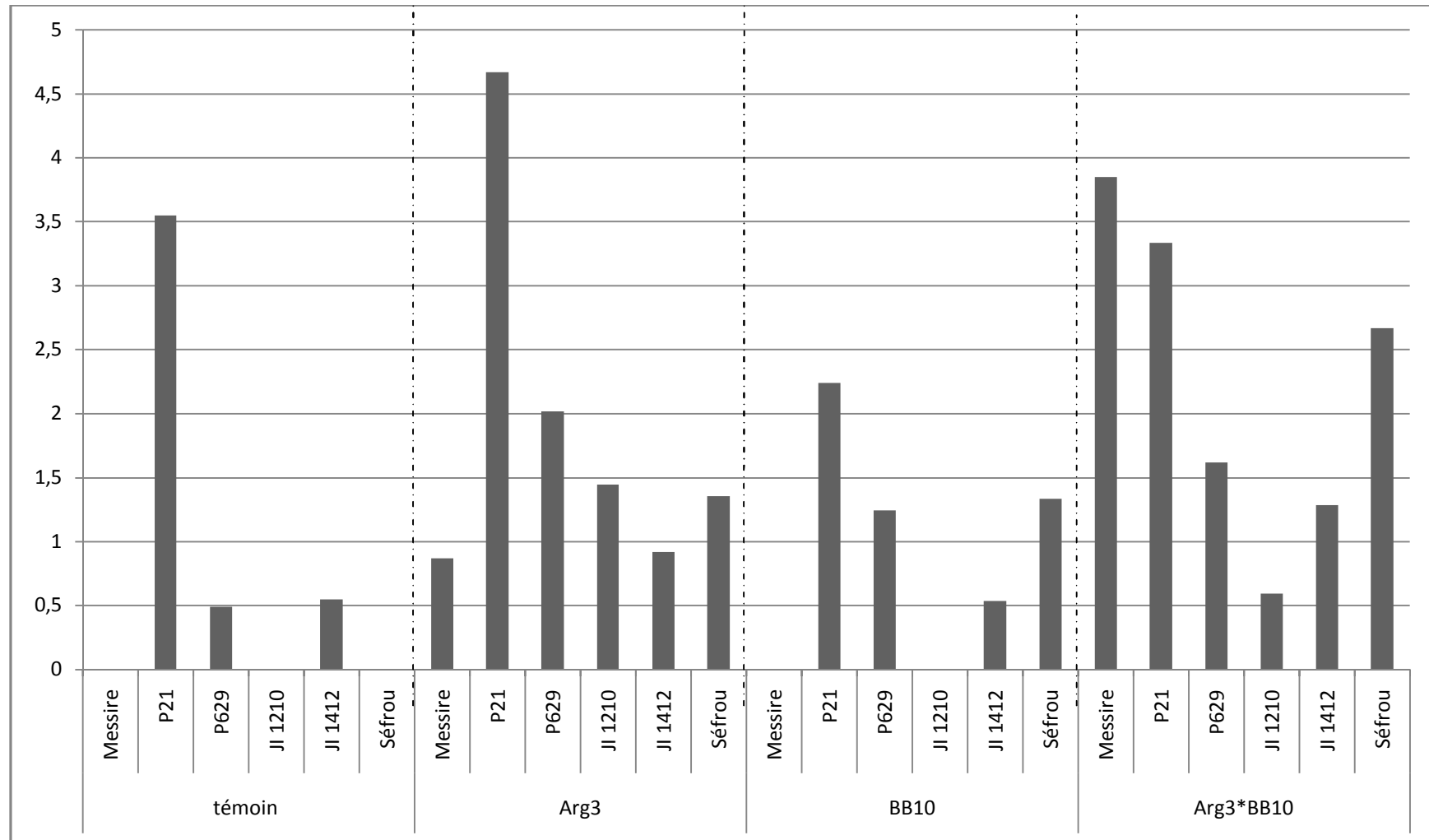


Figure III.7: Sévérité d'attaque moyenne des génotypes évalués par traitement

CONCLUSION

La fusariose du pois est une maladie tellurique vasculaire, causée par *Fusarium oxysporum* Schlechtf.sp. *pisi* (Fop). Ce champignon se caractérise par un polymorphisme symptomatologique et par un cycle biologique de la maladie complexe. Il présente quatre races qui ne sont pas uniformément distribuées dans le monde. Les races 1 et 2 peuvent être considérées, de point de vue perte économique, les plus dommageables dans la plupart des zones de culture de pois. La lutte contre cette trachymyose reste essentiellement basée sur trois stratégies, y compris les pratiques culturales, l'application des produits phytosanitaires et l'utilisation des variétés résistantes.

Notre étude s'est réalisée en trois principales expérimentations : la première consiste à étudier le comportement de 28 génotypes de pois, issus de la collection de l'Institut de l'Agriculture Durable de Cordoue. La deuxième pour tester l'interaction des ces accessions avec la souche Arg3 de Fop dans des conditions d'infection naturelle et d'infection artificielle. La troisième consiste à évaluer l'efficacité d'une formulation bactériologique à base de *Pseudomonas fluorescens* (BB10), en qualité d'agent de biocontrôle contre Fop au champ et aussi comme agent phytostimulateur de développement du pois.

Pour distinguer les réponses des 28 accessions de *Pisum* spp testés dans les deux essais de comportement contamination naturelle et infection artificielle, nous avons utilisé deux paramètres d'évaluation de la maladie le taux d'infection (quantité de la maladie) et le taux de sévérité (VIS, qualité de la maladie). Les mesures du taux d'infection ont permis de démontrer que la parcelle numéro 7 est naturellement contaminée avec l'inoculum de Fop. Ainsi ; les génotypes les plus infectés, dans les deux essais, étaient JI1760, JI1559, P21, P633, P634 et P638 en enregistrant 100% d'infection. Les trois génotypes sauvages du pois P651, P656 et P665 étaient les moins infectés, avec un taux d'infection inférieur à 20 %. Les mesures de sévérité ont permis de distinguer deux génotypes sensibles, P638 et P21, ayant les valeurs maximales de VIS. De même, nous avons localisé les génotypes les plus résistants à cette

fusariose vasculaire, qui sont essentiellement P651, P656, P665 et JI 1412, (VIS inférieures^{1,22}). A travers cette étude, nous avons observé que lorsque la sévérité de la maladie est importante le rendement en grains est affecté par une nette diminution, alors que ce n'est pas forcément le cas lorsque uniquement le taux d'infection est important (sans sévérité élevée), le rendement en grains reste relativement acceptable.

Le dernier essai de biocontrôle a permis de montrer que la bactérie BB10 a réduit relativement le taux d'infection lorsque l'inoculum fongique est présent uniquement naturellement, sans addition de sa concentration par inoculation artificielle. Les intensités d'attaque de Fop montrent que l'agressivité de la maladie est très importante dans les parcelles inoculées par la souche Arg3, alors qu'elle est moindre dans les parcelles non inoculées. Nous avons conclu aussi que la réduction de la sévérité de la maladie due à la bactérisation par la souche BB10 est constatée notamment chez les trois génotypes P21, P629 et JI1210.

Les génotypes de *Pisum* spp. ayant montré des niveaux importants de résistance, peuvent être utilisés dans des programmes de croisement et d'amélioration, pour mieux les exploiter comme sources de résistance. Les génotypes sensibles peuvent être utilisés comme des témoins sensibles dans les futures recherches vis-à-vis de la fusariose vasculaire du pois et plus particulièrement contre la race 2 de Fop. Les génotypes sensibles peuvent être exploités aussi comme des plantes indicatrices de l'existence de Fop dans les endroits où l'agent pathogène existe. Vu la résistance monogénique vis-à-vis de la fusariose vasculaire du pois ; Il est nécessaire de continuer à étudier le comportement de ces mêmes et avec d'autres génotypes, en vue de localiser des résistances multigéniques et plus durables dans des programmes de sélection et d'amélioration du pois. La combinaison des potentialités génotypiques du matériel végétal additionné à l'usage des techniques de biocontrôle biologique peuvent apporter des alternatives dans les pratiques agronomiques de protection des cultures, répondant aux orientations de lutte raisonnée et/ou de pratiques agronomiques biologiques.

APPENDICES

Appendice A

Liste des abréviations

%	pour cent
µl	microlitre
ACP	Analyse en composantes principales
BIO	Biomasse aérienne
BMa	La Biomasse.
Cm	Centimètre
Ddl	Degré de liberté
DFI	La date de floraison,
FAO	Food and Agricultural Organization
Fop	<i>Fusarium oxysporum f.sp. pisi</i>
gm-2	Gramme par mètre carré
g/1m	Gramme par mètre linéaire
Gous,/pl	Le nombre de gousses par plante.
Gr/Gous	Le nombre de graines par gousse.
ha	Hectare
HT	hauteur de la plante
ITGC	Institut Techniques des Grandes Cultures
JAL	En jours après levé
m	Mètre
mg	Milligramme
ml	millilitre
mm	millimètre
MS	Masse Sèche
ns, *, **	= effet non significatif et effet significatif au seuil de 5 et 1%, respectivement.
°C	Degré Celsius

ONM	Office National de la Météorologie
PCG	Le poids de 100 graines en g.
PDA	<i>Potato Dextrose Agar</i>
PDB	<i>Potato Dextrose Broth</i>
PMG	Poids de 1000 grains
PPDS 5%	La plus petite différence significative au seuil de 5%
q	quintaux
q/ha	quintaux par hectare.
r:	Corrélation phénotypique
RdGr	Le rendement en graines en g/m ² .
RDT	Rendement en grains par m ²
Rpm	Rotation par minute

Appendice B

Données climatiques

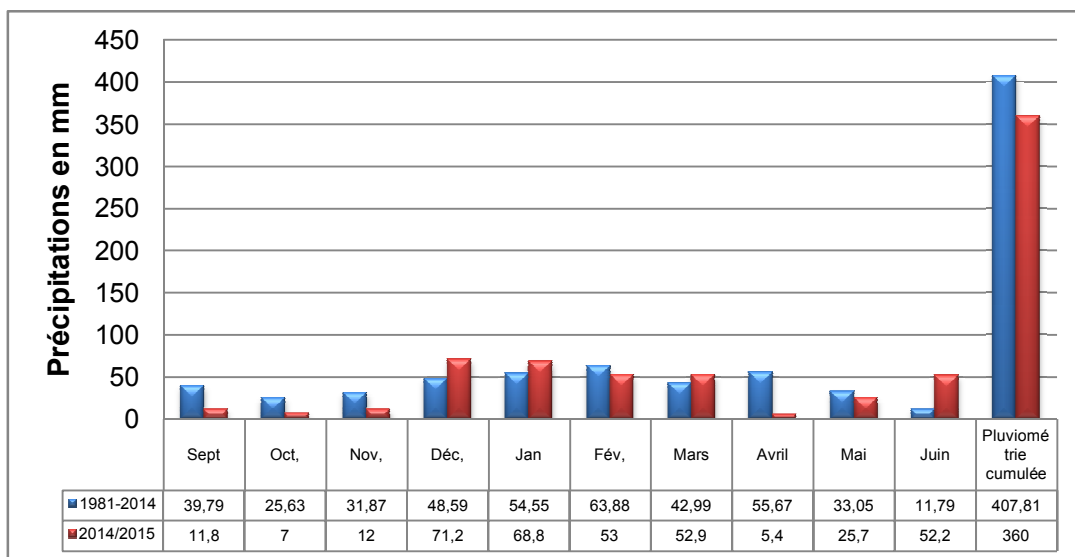


Figure 1 : Pluviométrie saisonnière de la campagne 2014/2015 et la période 1981-2015.

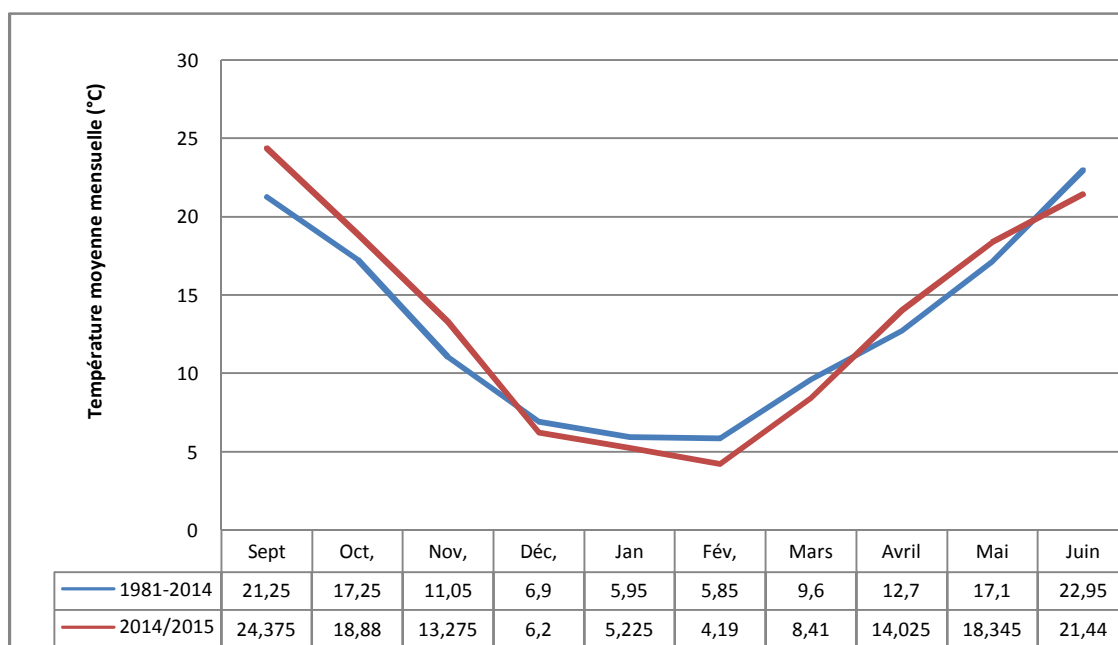


Figure 2 : Comparaison des températures mensuelles du cycle végétatif de la campagne agricole 2014/2015 et la période 1981-2015.

Appendice C

Analyse de la variance des deux essais de comportement

Tableau 01: analyse de la variance des paramètres pathologiques de l'essai d'comportement de 28 génotypes de pois au champ en condition naturelle d'infection.

Paramètre	Source de variation	DDL	SCE	CM	F	P
TIN : taux d'infection	Variétés	27	13,73	0,51	2,84	0,0038 **
	Résiduelle	28	5,01	0,18	/	/
	Total	55	18,74	/	/	/
SV : la sévérité	Variétés	27	2,93	0,11	3,55	0,0007 ***
	Résiduelle	28	0,86	0,03	/	/
	Total	55	3,79	/	/	/

Tableau 02 : analyse de la variance des paramètres pathologiques de l'essai d'comportement de 28 génotypes de pois au champ en condition d'infection artificiel.

Paramètre	Source de variation	DDL	SCE	CM	F	P
TIN : taux d'infection	Variétés	27	2,81	0,10	0,51	0,9569 ns
	Résiduelle	28	5,69	0,20	/	/
	Total	55	8,50	/	/	/
SV : la sévérité	Variétés	27	1,57	0,06	2,08	0,0293 *
	Résiduelle	28	0,78	0,03	/	/
	Total	55	2,35	/	/	/

Tableau 03: Taux d'infection de l'essai infection naturelle.

Ppds 0.05= 31,05

Variété	Taux d'infection moyenne	Les groupes homogènes
P633	92,5	a
P632	83,75	
P614	79,17	
P634	68,75	
P638	68,75	
P21	67,19	
JI 120	66,07	
2946	64,58	
JI 1760	64,58	
JI 1559	62,5	
JI 2480	61,46	
Messire	58,336	
Polar	56,25	
Radley	47,35	
P615	45,83	ab
Séfrou	43,75	abc
1123	34,10	
P627	30,95	
P650	27,5	abcd
P316	26,25	
JI 1412	26,04	
P42	22,72	
P669	18,33	
74SN5	13,88	bcd
P656	11,83	cd
New Season	9,35	d
P665	6,25	
P651	0	

Tableau 04: Taux d'infection de l'essai infection artificielle.

Ppds 0.05 = 0,92

Variété	Taux d'infection moyenne	Les groupes homogènes
P21	75,36	a
1123	73,64	
P633	71,83	
P634	70,39	
P615	66,38	
P638	64,64	
JI 1559	63,64	
JI 1760	63,39	
Radley	60,42	
P42	59,72	
P669	59,38	
P614	55,56	
Polar	55,36	
P316	54,57	
JI 120	52,56	
2946	51,39	
Séfrou	49,04	
New Season	45,83	
74SN5	42,86	
P632	42,50	
JI 1412	40,14	
P650	35,87	
P656	31,25	
P627	28,87	
P665	28,57	
JI 2480	27,64	
P651	22,12	
Messire	19,64	

Tableau 05: La sévérité au stade remplissages des graines de l'essai infection naturelle

Ppds 0.05 = 2.44

variétés	taux de sévérité	les groupes homogènes
Polar	5	a
P21	5	
2946	5	
JI 1760	4,5	ab
P634	4	abc
Radley	3,5	abcd
JI 2480	3,5	
P633	3,5	
P632	3,5	
Messire	3	
P638	3	
P615	2,75	
JI 1559	2,5	abcde
Séfrou	1,7	bcdef
1123	1,66	
P614	1,5	
P627	1,5	cdefg
JI 120	1,5	defg
P669	1,25	
P650	1	
P42	0,96	
P316	0,94	
JI 1412	0,5	efg
74SN5	0,33	
P656	0,26	fg
New Season	0,21	
P665	0,12	
P651	0	g

Tableau 06: La sévérité au stade remplissages des graines de l'essai infection artificielle

Ppds 0.05 = 2.47

variétés	taux de sévérité	les groupes homogènes
JI 1760	5	a
P638	5	
Radley	4,82	
Polar	4,77	ab
P615	4,5	
P21	4,5	
P634	4,5	
P669	4,35	
P614	4,33	
JI 1559	4	abc
P632	3,95	abcd
2946	3,92	
74SN5	3,5	abcde
Séfrou	3,43	
P633	3	
1123	3	
JI 120	2,79	abcdef
JI 2480	2,7	
P42	2,42	
P316	2,35	
New Season	2,20	
P656	2,05	
P627	1,86	bcdef
JI 1412	1,30	cdef
P650	1,22	def
P665	1,15	ef
P651	1	f
Messire	1	

Tableau III.7. Valeurs moyennes prises par les variables agronomiques mesurées des différentes géotypes évaluées de l'essai infection naturelle.

Espèces correspondante	Géotypes	Taux de levée	Hauteur des plantes	Date de floraison	Biomasse	Poids de 100 grains	Rendement en grains
P. fulvum	P316	47,5	30	91	33,19	ND	7,54
	P651	30	30	80	7,21	ND	NDF
	P656	37,5	37,5	80	39,89	5,33	10,44
	P669	37,5	36,67	80	40,83	6,23	18,08
P. sativum ssp. arvense	P42	62,5	53,33	85	73,65	6,4	31,62
	P627	37,5	43,33	83	37,58	12,28	23,90
	P632	35	44,17	77	27,12	6,43	14,62
	P633	30	51,33	86	33,69	7,32	14,01
	P634	50	60	80	42,10	10,605	13,68
	P638	30	32,5	84	25,14	4,72	7,24
	Sérou	50	51,67	84	45,45	5,84	16,84
P. sativum ssp. elatius	P21	17,5	41,07	77	17,12	ND	1,24
	P614	37,5	55,83	83	40,21	14,274	17,45
	P615	32,5	45	82	38,74	15,685	19,96
P. sativum ssp. sativum	Jl 1412	40	23,33	84	15,00	ND	0,6
	Jl 1760	47,5	21,33	76	17,00	ND	0,25
	Jl 1559	12,5	25,83	84	27,21	7,83	14,06
	Jl 2480	12,5	17,5	84	23,14	ND	4,38
	Radley	15	27,75	81	15,36	ND	4,97
	Polar	35	22,5	78	16,59	ND	0,1
	Messire	32,5	25,83	82	27,12	11,95	14,92
	74SN5	32,5	25,67	86	29,03	10,29	15,01
	New Season	30	31,67	78	40,15	13,79	16,54
	1123	17,5	39,29	86	30,24	10,57	13,63
	2946	50	50,83	78	33,31	10,25	16,39
	Jl 120	25	33,33	79	29,77	7,59	20,205
P. sativum ssp. syriacum	P665	22,5	25	86	6,10	ND	NDF
P. sativum ssp. jormadi	P650	25	31,66	90	20,45	ND	17,41

ND : Le poids de cent grain non déterminé puisque le nombre de grains récoltés inférieur a 100.

NDF : le rendement grain non déterminé à cause de l'avortement des fleurs au stade floraison

Tableau III.8. Valeurs moyennes prises par les variables agronomiques mesurées des différentes géotypes évaluées de l'essai infection artificielle.

Espèces correspondante	Géotypes	Taux de levée	Hauteur des plantes	Date de floraison	Biomasse	Poids de 100 grains	Rendement en grains
P. fulvum	P316	17,5	30,99	90	20,76	ND	7,3
	P651	30	30	80	12,67	ND	NDF
	P656	60	34,66	80	35,80	7,29	17,97
	P669	55	29,16	76	24,42	5,95	11,90
P. sativum ssp. arvense	P42	60	45,83	82	26,65	4,18	13,55
	P627	72,5	50	82	38,67	10,75	16,78
	P632	60	44,16	79	41,77	6,69	12,39
	P633	65	79,16	81	34,93	10	14,97
	P634	65	55,83	78	43,60	13,52	12,52
	P638	75	44,16	77	35,50	ND	nd
P. sativum ssp. elatius	Séfrou	70	48,83	82	29,35	7,1	15,35
	P21	60	40,83	78	21,45	ND	nd
	P614	57,5	39,66	85	49,57	22,06	28,7
P. sativum ssp. sativum	P615	45	40,83	81	34,14	ND	11,1
	Jl 1412	45	28,33	83	30,63	ND	nd
	Jl 1760	52,5	23,66	82	28,92	11,28	12,04
	Jl 1559	55	48,33	88	36,94	13,28	15,15
	Jl 2480	45	34,16	83	26,88	7,73	12,03
	Radley	47,5	21,66	80	28,71	7,06	11,82
	Polar	47,5	37,5	77	17,12	ND	nd
	Messire	47,5	25,83	81	35,35	16,25	18,34
	74SN5	25	19,16	85	18,27	5,01	11,38
	New Season	52,5	35,5	78	31,21	11,31	15,5
	1123	35	40,83	85	31,00	13,82	12,19
	2946	62,5	47,5	77	29,75	6,36	11,78
Jl 120	70	28,33	77	30,79	8,79	16,09	
P. sativum ssp. syriacum	P665	42,5	27	86	12,35	ND	NDF
P. sativum ssp. jormadi	P650	67,5	57,5	88	34,15	ND	9,5

ND : Le poids de cent grain non déterminé puisque le nombre de grains récoltés inférieur a 100.

NDF : le rendement grain non déterminé à cause de l'avortement des fleurs au stade floraison

Appendice D

Evolution de taux d'infection des deux essais de comportement

Tableau 01 : Evolution de taux d'infection durant le temps de l'essai infection naturelle

variété	date: 09/05/2015	date: 19/05/2015	date: 30/05/2015	date: 08/06/2015	Nombre de plant infecté chaque 10 jour
P651	0	0	0	0	01
P665	0	12,5	12,5	12,5	
New Season	0,00	0	8,33	16,67	
P656	0	6,25	20,54	20,54	
74SN5	10	10	26,67	26,67	
P669	0	0	8,33	47,22	03
JI 1412	29,17	45,83	50	50	
P42	13,64	36,36	36,36	50	
P316	13,64	13,64	13,64	50	
P650	8,33	20,83	20,83	54,17	
P627	0	5	25	75	03
1123	33,33	45,83	83,33	83,33	
Séfrou	0	0	25	85	
P615	8,33	8,33	15,48	91,67	
JI 1760	70	100	100	100	
JI 1559	25	50	100	100	04
JI 2480	25	50	100	100	
Radley	0	50	75	100	
Polar	35,71	50	78,57	100	
Messire	50	50	58,33	100	
2946	11,11	11,11	67,17	100	
P21	58,33	58,33	100	100	
P614	27,78	38,89	66,67	100	
P632	4,55	4,55	74,24	100	
P633	31,25	50	87,5	100	
P634	45	95	95	100	
P638	25	37,5	87,5	100	
JI 120	25	41,67	91,67	100	

Tableau 02 : Evolution de taux d'infection durant le temps de l'essai infection artificielle

variété	date: 09/05/2015	date: 19/05/2015	date: 30/05/2015	date: 08/06/2015	Nombre de plant infecté chaque 10 jour
P651	0	0	0	7,14	02
Messire	0	3,85	10,25	10,25	
P665	0	0	15,25	15,25	
JI 2480	0	25	30,71	32,71	
P627	0	13,33	34,29	34,29	
P650	0	22,73	48,86	48,86	04
74SN5	0	50	50	50	
JI 1412	0	0	30,36	50,93	
P656	8,33	41,67	41,67	52,36	
New Season	9,09	19,09	56,82	56,82	
Séfrou	3,57	25,00	57,14	85,71	06
P632	5,56	51,11	77,78	87,78	
2946	16,67	48,40	64,74	88,46	
JI 120	0	18,33	52,22	90	
P316	20	30	78,57	92,86	
Polar	12,5	34,09	68,18	95,45	
P614	29,92	65,53	74,24	95,83	
P42	22,73	51,75	83,92	96,15	
P669	28,21	52,99	81,20	96,15	
Radley	23,57	47,86	85,71	96,43	
JI 1760	32,73	66,82	95	100	07
JI 1559	35,24	72,86	100	100	
1123	18,75	52,08	66,67	100	
P21	0	58,33	80,56	100	
P615	29,17	45,83	66,67	100	
P633	0	23,08	73,08	100	
P634	41,071	56,55	83,93	100	
P638	33,03	60,18	100	100	

Appendice E

Analyse de la variance de l'essai biocontrôle

Tableau 01 : analyse de la variance des paramètres pathologique de l'essai biocontrôle

Paramètre	Source de variation	DDL	SCE	CM	F	P	ET	CV%
TIN : taux d'infection	Blocks	2	0,52	0,26	0,75	0,4803 ns		
	Traitement	3	5,44	1,81	5,15	0,0038 **		
	Variete	5	8,55	1,71	4,86	0,0012 **		
	Traitement x Variété	15	5,20	0,35	0,98	0,4862 ns		
	Résiduelle	46	16,20	0,35	/	/		
	Total	71	35,92	/	/	/		
SV : la sévérité	Blocks	2	0,15	0,07	1,40	0,2572 ns	0.22	40.14%
	Traitement	3	0,94	0,31	5,99	0,0016 **		
	Variété	5	1,71	0,34	6,55	0,0001 ***		
	Traitement x Variété	15	0,90	0,06	1,14	0,3486 ns		
	Résiduelle	46	2,41	0,05	/	/		
	Total	71	6,11	/	/	/		

Tableau 02: analyse de la variance des paramètres agronomiques de l'essai de biocontrôle.

Paramètre	Source de variation	DDL	SCE	CM	F	P	ET	CV%
TG : taux de germination	Blocks	2	2988.19	1494.09	5.96	0.0050 **	15.83	36.94
	traitement	3	628.81	209.60	0.84	0.4809 ns		
	variétés	5	5610.06	1122.01	4.47	0.0021 **		
	traitement x variétés	15	2485.76	165.71	0.66	0.8072 ns		
	Résiduelle	46	11528.47	250.61	/	/		
	Total	71	23241.32	/	/	/		
Ht	Traitement	3	76,4	25,5	0,247	0,863091	10.15	25.56
	Variété	5	5647,5	1129,5	10,95	0,000001		
	Traitement x variété	15	2010,4	134,0	1,300	0,241208		
	blocs	2	254,4	127,2	1,23	0,300789		
	Résiduelle	46	4743,7	103,1				
	Total	71	12732,4					
biomasse gram/m2	Traitement	3	13871	4624	0,70	0,553703	80.96	51.11
	Variété	5	90576	18115	2,76	0,028962		
	Traitement x variété	15	122437	8162	1,24	0,275017		
	blocs	2	78	39	0,006	0,994046		
	Résiduelle	46	301523	6555				
	Total	71	528486					
PCG	Traitement	3	8,014	2,671	0,27	0,843993	3.12	32.57
	Variété	5	995,068	199,014	20,39	0,000000		
	Traitement x variété	15	193,110	12,874	1,32	0,229806		
	blocs	2	11,168	5,584	0,57	0,568194		
	Résiduelle	46	448,832	9,757				
	Total	71	1656,19					
rendement grain gramme par m2	Traitement	3	1887,61	629,20	3,94	0,013839	12.36	61.86
	Variété	5	6999,39	1399,88	8,77	0,000007		
	Traitement x variété	15	4661,24	310,75	1,95	0,042458		
	blocs	2	305,67	152,84	0,96	0,391188		
	Résiduelle	46	7338,85	159,54				
	Total	71	21192,7					

Tableau 03: Valeurs moyennes prises par les variables pathologique mesurées des différents génotypes et traitements évalués

Facteur		Variables mesurés	
		TIN: taux d'infection	SV: la sévérité d'attaque.
Traitement	Témoins	1,15 ^b	0.45 ^b
	Bactérie	1,34 ^a	0.58 ^b
	FOB	2,98 ^b	1.12 ^a
	Bactérie x FOB	3,04 ^a	1.29 ^a
	Ppds5%	0,62	0.46
Génotypes	Messire	1.47 ^{bc}	0.64 ^b
	P21	4.27 ^a	1.81 ^a
	P629	2.44 ^b	0.94 ^b
	JI 1210	0.97 ^c	0.35 ^b
	JI 1412	1.59 ^{bc}	0.60 ^b
	Séfrou	2.03 ^b	0.82 ^b
	Ppds5%	0,76	0.57

Tableau 04 : Valeurs moyennes prises par les variables agronomiques mesurées (le rendement et ses composantes) des différentes génotypes et traitements évalués.

Facteurs		Variables mesurés					
		Taux de levée	Date de floraison	Hauteur des plantes	Biomasse	Poids de 100 grains	Rendement en grains
Traitements	Témoins	43,89	75	40,02	31,60	9,77	15,35 ^a
	BB10	40,28	75	40,24	35,31	10,03	14,53 ^a
	ARG03	40	75	40,65	27,52	9,38	13,92 ^{ab}
	BB10 x ARG03	47,22	75	37,98	32,28	9,17	9,54 ^b
	Ppds5%	8,85	0,46	5,68	9.06	1,74	2.41
Génotypes	Messire	52,50 ^a	75 ^b	29,03 ^d	33,77 ^{ab}	14,64 ^a	16.11 ^a
	P21	32,50 ^{bc}	73 ^e	40,56 ^{bc}	24,60 ^b	ND	1.37 ^c
	P629	49,17 ^a	73 ^d	56,00 ^a	43,13 ^a	12,41 ^b	14.41 ^{ab}
	JI 1210	29,58 ^c	74 ^c	31,94 ^{cd}	21,65 ^b	10,18 ^b	14.44 ^{ab}
	JI 1412	50,00 ^a	79 ^a	36,58 ^{bcd}	35,61 ^{ab}	10,12 ^b	16.12 ^a
	Séfrou	43,33 ^{ab}	75 ^b	44,22 ^b	31,2 ^{ab}	7,15 ^c	8.03 ^b
	Ppds5%	10,85	0,56	6,95	11.09	2,14	4,31

ND : Le poids de cent grain non identifié car le nombre de grains récoltés inférieur a 100

Tableau 05 : Evolution de taux d'infection durant le temps de l'essai biocontrôle.

traitement	variété	date: 09/05/2015	date: 19/05/2015	date: 30/05/2015	date: 08/06/2015	moyen général des traitements
témoins	Messire	0	0	0	0	17,17%
	P21	48,48	62,88	93,94	93,94	
	P629	4,44	11,11	24,44	24,44	
	JI 1210	0,00	0,00	0,00	0,00	
	JI 1412	0,00	0,00	21,21	27,27	
ARG3	Messire	0	8,89	22,22	28,89	42%
	P21	87,50	100,00	100,00	100,00	
	P629	11,11	39,60	58,11	84,24	
	JI 1210	16,67	27,78	50,00	55,56	
	JI 1412	5,56	13,89	22,22	30,56	
BB10	Messire	0	0,00	0,00	0,00	26%
	P21	18,52	26,98	57,14	61,90	
	P629	0,00	11,11	48,15	62,22	
	JI 1210	0,00	0,00	0,00	0,00	
	JI 1412	0,00	6,67	23,33	26,67	
Arg3*BB10	Messire	26	55,41	83,05	94,87	41%
	P21	20,37	57,41	80,56	100,00	
	P629	0,00	21,98	41,76	64,10	
	JI 1210	0,00	0,00	14,81	29,63	
	JI 1412	7,35	21,71	47,18	64,10	
	Séfrou	13,69	24,40	52,98	66,67	

Appendice F

Inoculation et itinéraires techniques



Figure 1 : Inoculation de Fop sous un support de la tourbe.



Figure 02: fertilisation du fond des essais de comportement par le N.P.K à raison de 50 unités de chacun des éléments (20/01/2015).



Figure 03 : Irrigation d'appoint des essais de comportement par enrôleur a une dose 30mm (09/05/2015).

Appendice G

Milieux de culture utilisés

PDB (Potato Dextrose Broth) – 1L

1. Autoclaver 200g de pomme de terre épluchées et coupées en morceau dans 500 ml d'eau distillée (45 min at 120°C).
2. Filtrer et décanter le jus de pomme de terre.
3. Compléter jusqu'à 1 L avec de l'eau distillée stérile
4. Ajouter et dissoudre 20 g glucose
5. Autoclaver 20 min à 120°C.

Pour préparer 01 liter de Potato Dextrose Broth on autoclave pendant 45 min à 120 °C ; 200g de pomme de terre épluchées et coupées en morceau dans 500 ml d'eau distillée et puis on filtre et décanter le jus de pomme de terre. Compléter jusqu'à 1 L avec de l'eau distillée stérile et on Ajoute 20 g glucose. On fin on stérilise le milieu pendant 20 min à une température de 120°C.

P.D.A :

1. 200g pomme de terre
2. 10 g d'agar
3. 01 g de glucose

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Blixt, S.,. "Mutation genetics in *Pisum*"; Agric. Hort. Genet., 30, (1972), 1–293.
2. Bouzerzour H., Abbas K., Benmahammed A., « Evaluation des besoins en matière de renforcement des capacités nécessaires à la conservation et l'utilisation durable de la biodiversité importante pour l'agriculture. Recueil des Communications Atelier N°3 Biodiversité Importante pour l'Agriculture» MATE-GEF/PNUD Projet ALG/97/G.31., (2003), 03-18.
3. Labdi M., Maatougui M.E.H., Laddada M., Bouznad Z., Sellami S., Oufroukh A., « Techniques culturales associées aux légumineuses alimentaires. Les légumineuses alimentaires en Algérie : situation actuelle et perspectives ». ITGC. (1999), 48-59.
4. Petr Smýkal ; Gregoire Aubert ; Judith Burstin ; Clarice J. Coyne ; Noel T. H. Ellis ; Andrew J. Flavell ; Rebecca Ford ; Miroslav Hýbl ; Jiří Macas ; Pavel Neumann ; Kevin E. McPhee ; Robert J. Redden ; Diego Rubiales ; Jim L. Weller ; Tom D. Warkentin, "Pea (*Pisum sativum* L.) in the Genomic Era". Agronomy, 2, (2012), 74-115.
5. FAOSTAT., <http://faostat.fao.org>. (2013).
6. Wade, B.L., "The Inheritance of Fusarium Wilt Resistance in Canning Peas". Wisc. Agric. Exp. Stn. Bull., WI, USA, 97, (1929), 32 p.
7. Infantino, A., Kharrat, M., Riccioni, L., Coyne, C.J., McPhee, K.E. and Grünwald, N.J. "Screening Techniques and Sources of Resistance to Root Diseases in Cool Season Food Legumes". Euphytica, 147, (2006), 201-221.
8. Merzoug A., Belabid L., Youcef-Benkada M., Benfreha F., Bayaa B. "Pea Fusarium wilt races in western Algeria". Plant Protect Sci., 50, (2014), 70–77.

9. Bani, M., "Multidisciplinary approaches including histological, biochemical and molecular tools to study the resistance mechanisms to fusarium wilt caused by *Fusarium oxysporum* in pea (*Pisumsativum*)", Thèse Doctorat, Université de Cordoba, Espagne, (2015), 187p.
10. Ghilleen Prance, "The cultural history of plants. Routledge". New York. (2005). 452P.
11. Maatougui M.E.H., bamoun A., cadi A., bekkahaouadi L., « Caractérisation de l'environnement agro-écologique des légumineuses alimentaires. Les légumineuses alimentaires en Algérie : situation actuelle et perspectives ». ITGC. (1999), 01-20.
12. Bastianelli, D.; Grosjean, F.; Peyronnet, C.; Duparque, M.; Regnier, J.M.. "Feeding value of pea (*Pisum sativum* L.)—1 Chemical composition of different categories of pea". Anim. Sci., 67, (1998) 609–619.
13. Chittaranjan K., "Genome Mapping and Molecular Breeding in Plants". Volume 3. Springer Berlin Heidelberg New York. (2007) 306p.
14. Lewis, G., Schrirer, B., Mackinder, B., & Lock, M. (Eds.),. "Legumes of the world", Kew: The Royal Botanical Gardens. (2005).
15. Doyle, J. J., Doyle, J. L., Ballenger, J. A., Dickson, E. E., Kajita, T., & Ohashi, H." A phylogeny of the chloroplast gene *rbcl* in the Leguminosae: taxonomic correlations and insights into the evolution of nodulation". American Journal of Botany, 84(4), (1997) 541–554.
16. Lavin, M., Herendeen, P. S., & Wojciechowski, M.. "Evolutionary rates analysis of Leguminosae implicates a rapid diversification of lineages during the Tertiary". Systematic Biology, 54(4), (2005), 575–594.

17. Schaefer, H., Hechenleitner, P., Santos-Guerra, A., Menezes de Sequeira, M., Pennington, R. T., Kenicer, G., et al., "Systematics, biogeography, and character evolution of the legume tribe Fabeae with special focus on the middle-Atlantic island lineages". *BMC Evolutionary Biology*, 12, (2012), 250.
18. Mohar S, Hari D. U, Ishwari S. B, "Genetic and Genomic Resources of Grain Legume Improvement. First edition". Elsevier Inc. USA UK. (2013), 305p.
19. Ladizinsky G., Abbo S., "The Search for Wild Relatives of Cool Season Legumes", *SpringerBriefs in Plant Science*. DOI 10.1007/978-3-319-14505-(2015)1_3.
20. Yarnell, S. H.. *Cytogenetics of the vegetable crops III. "Legumes. A. Garden peas, *Pisum sativum* L". Botanical Reviews, 28(4), (1962) 465–573.*
21. Ben-Ze'ev, N., Zohary, D., "Species relationship in the genus *Pisum* L". *Isr. J. Bot.* 22, (1973) 73–91.
22. Cousin R., "Peas (*Pisum sativum* L.)". *Field Crops Research* 53 (1997) 111-130.
23. Boyeldieu, J. , « Produire des grains oléagineux et protéagineux ». Paris, Lavoisier Tec&Doc. (1991), 256p.
24. Brink M, Belay G.. « Céréales et légumes secs, ressources végétales de l'Afrique tropicale ». Fondation Prota, Wageningen, Pays-Bas. (2006), 102p.
25. Benoît M., Deffontaines J.-P., Lardon S. . « Acteurs et territoires locaux. Vers une géoagronomie de l'aménagement ». Collection Savoir-Faire, Inra (2006).
26. ITCF-FNAMS., « Le pois protéagineux : culture-utilisation ». (1977), 15p
27. ITGC. , « Le pois fourrager : culture-utilisation ». ITGC. (1982), 21p.

28. Hamadache A et kheddem M., « Contraintes au développement durable des légumineuses alimentaire en Algérie: situation actuelle et perspectives ». ITGC. (1999) 75-83.
29. ARVALIS – UNIP. Pois protéagineux de printemps et d'hiver - Guide de culture 2014-2015. (2014) 01-39 p.
30. Kraft, J.M.,. "Fusarium wilt of peas (a review)". *Agronomie* 14,(1994) 561–567.
31. Kraft, JM. , Pflieger, F.L.. "Compendium of Pea Diseases", APS Press, St. Paul, Minnesota, USA. (2001), 67p.
32. Haglund, W.A., "Fusarium wilts", *In: Compendium of Pea Diseases* (DJ Hagedorn, ed). Am. Phytopath. Soc., Saint-Paul, MN, USA, (1984), 22 - 24.
33. Haglund, W.A. Kraft, JM.. "*Fusarium oxysporum f. sp. pisi*, race 6: Occurrence and distribution". *Phytopathology*, 69: (1979), 818-820.
34. Kraft, J.M., Larsen, R.C. and Inglis, D.A., "Diseases of pea. In: Allen, D.J. and Lenné J.M. (Eds). *The Pathology of Food and Pasture Legumes*. CAB International, Wallingford, UK. pp. (1998) 325-370.
35. Hagedorn D.J., "Handbook of Pea Diseases". madison wisconsin. (1991), 25p.
36. Brayford, D., "*Fusarium oxysporum f. sp. pisi*". IMI Descriptions of Fungi and Bacteria. 1269, (1996),1-2.
37. Linford, M.B., A Fusarium wilt of pea in Wisconsin. *Wisconsin agric. Exp. Stat. Res . Bull.* 85, (1928) 44pp.
38. Snyder. W.C., "A new vascular Fusarium disease of peas". *Science* .77 ; (1933),327.

39. Hare, W.W., Walker, J.C. and Delwiche, E.J.. "Inheritance of a gene for near wilt resistance in the garden pea", *J. Agric. Res.*, 78, (1949) 239-250.
40. Schreuder, J.C." Een onderzoek over de Amerikaanse vaatziekte van de erwten in Nederland", *Rijdschr Plantenziekten*, 57, (1951), 175-206.
41. Bolton, A.T., Nutallm, V.W. and Lyal, L.H." A new race of *Fusarium oxysporum* f. *pisi*". *Can. J. Plant. Sci.*, 46, (1966), 343-347.
42. Huebbling, N.. "Testing for resistance to wilt and near wilt of peas caused by race 1 and race 2 of *Fusarium oxysporum* f. *pisi*. Meded". *Fac. Landbouwwet Gent.*, 29, (1974), 991-1000.
43. Wilson, D.R., Hanson R., Jermyn W.A." Growth and water use of conventional and semi-leafless peas". *New Zealand Agricultural Science* 15, (1981), 176-177.
44. Haglund, W.A., Kraft, J.M.. *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* race 5. *Phytopathology*, 60, (1970), 1861-1862.
45. Agrios, G.N., "Plant Pathology. 5th ed". Elsevier Academic Press, USA UK. (2005), 922p.
46. Nannfeldt, J. A.. "Studien über die Morphologie und Systematik der nicht-lichenisierten inoperculaten Discomyceten. Nova acta Regiae societatis scientiarum Upsalensisser " IV, 8 : (1932) 1-368. Almqvist & Wiksells, Uppsala.
47. Wolleweber, H. W. and Reinking, O. A.. "Die Fusarien, ihre Beschreibung, Schädigung und Bekämpfung". Paul Parey, Berlin (1935).
48. Nelson, P. E., Dignani, C. M. and Anaissie, E. J. "Taxonomy, biology, and clinical aspects of *Fusarium* species". *Clin. Microbiol. Rev.* 7, (1994). 479-504.

49. Snyder, W.C., and Hansen, H.N.” The species concept in *Fusarium*”. Amer. J Bot 27, (1940) 64-67.
50. Snyder, W.C., and Hansen, H.N., “The species concept in *Fusarium* with reference to section Martiella”. Amer. J. Bot. 28,(1941), 738-742.
51. Snyder, W.C., and Hansen, H.N., “The species concept in *Fusarium* with reference to Discolor and other sections”. Amer. J. Bot. 32, (1945) 657-666.
52. Gams, W. and Nirenberg, H. I., “A contribution to the generic definition of *Fusarium*”. Mycotaxon. 35,(1989), 407-416.
53. Di Pietro, A., Madrid, M.P., Caracuel, Z., Delgado-Jarana, J. and Roncero, M.I.G. “*Fusarium oxysporum*: exploring the molecular arsenal of a vascular wilt fungus”. Mol. Plant Pathol., 4, (2003) 315–325.
54. Lepoivre P., « Phytopathologie: bases moléculaires de biologiques des pathsystemes et fondement des stratégies de lutte ». De Boeck & Presses Agronomiques de Gembloux (Eds.), Brussels, Belgium, (2003), 149-167.
55. Nelson, P.E., Toussoun T.A., Marasas, W.F.O., “*Fusarium* species. An illustrated manual for identification”. The Pennsylvania State University Press, (1983), 193.
56. Schippers, B., van Eck, W.H.. “Formation survival of chlamydospores in *Fusarium*”. In *Fusarium* diseases, Biology Taxonomy (Eds. Nelson, P.E., Toussoun, T.A., Cook, R.J.), The Pennsylvania State University Press, University Park London. (1981), 250-260.
57. Leslie J.F., Summerell B.A., “The *Fusarium* Laboratory Manual”, Vol. 2, Issue 10. Blackwell Publishing Ltd., Oxford, (2006), 101–117.

58. Beckman, C.H., Roberts, E.M., “On the nature genetic basis for resistance tolerance of fungal wilt diseases”, *Advances in Botanical Research*, 21, (1995) 35-77.
59. Guimarães, E.P., Ruane, J., Scherf, B.D., Sonnino, A. and Dargie, J.D.. “Marker Assisted Selection, Current status and future perspectives in crops, livestock, forestry and fish”. FAO, Rome, (2007), 494p.
60. Pal, K. K. and McSpadden-Gardener B.,. “Biological Control of Plant Pathogens”, *The Plant Health Instructor*, Biological Control: 1-25. DOI: 10.1094/PHI-A, (2006), 1117-02.
61. Keiko Yoshida, Nagisa Mashita, Keiji Ito, Noriyuki Miyake, Satoru Narita., Control of Fusarium wilt of pea by soil fumigant. *Annual Report of The Kansai Plant Protection Society*. Vol. 47, (2005), 113-114.
62. Duniway, J.M.. Status of chemical alternatives to methyl bromide for pre-plant fumigation of soil. *Phytopathology*, 92,(2002), 1337-1343.
63. Ramírez Suero. « Etude de l'interaction de *Medicago truncatula* avec *Fusarium oxysporum* et du rôle de l'acide salicylique dans les interactions de la plante avec différents agents pathogènes et symbiotiques ». Thèse Doctorat, Université de Toulouse. (2009), 281pp.
64. Fravel, D., Olivain, C., Alabouvette, C., “*Fusarium oxysporum* its biocontrol” *New Phytologist*, 157, (2003) 493–502.
65. Benmahammed A.. « Hétérosis, transgressions et efficacité de la sélection précoce et retardée de la biomasse, du nombre d'épis et utilisation des indices chez l'orge (*Hordeum vulgare* L.) » Thèse Doctorat, Université Mentouri – Constantine, (2005), 125 pp.

66. Chenafi, H., « Optimisation de l'apport d'appoint d'eau sur trois variétés de blé dur (*Triticum durum* Desf.) à différents stade. Cas des hautes plaines Sétifiennes », Mémoire magister, INA Alger, (1996), 64 pp.
67. Bani, M., "Identification and characterization of novel sources of resistance to *Fusarium oxysporum* f.sp. *pisi* within a *Pisum* spp. Collection", Thèse master, Université de Cordoba, Espagne, (2013), 102p.
68. Rao, P.V. (1998). "Statistical Research Methods in the Life Sciences" Brooks/Cole Publishing Company.
69. Hardy, I.C.W., "Concepts and research methods", Cambridge University Press (2002).
70. Bani M., Rubiales D. and Rispaill N., "A detailed evaluation method to identify sources of quantitative resistance to *Fusarium oxysporum* f.sp. *pisi* race 2 within a *Pisum* spp. germplasm collection", Plant Pathology, 61, (2012), 532 - 542.
71. Neumann, S. and Xue, A.G., "Reactions of field pea cultivars to four races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi*", Can. J. Plant Sci., 83, (2003), 377 - 379.
72. Charchar, M. and Kraft, J.M.. Response of near-isogenic "pea cultivars to infection by *Fusarium oxysporum* f.sp. *pisi* Races 1 and 5. Canadian Journal of Plant Science, 69, (1989), 1335-1346.
73. Mekhaldi D., "Etude du pathosystème *Pisum sativum*-*Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi*" Mémoire magister, U. Blida 1, (2016), 88 pp.
74. Hamadache A., Ait-abdellah F., Belloula B., « Effet de l'environnement, de la date de semis et du désherbage sur le rendement en grain et ses composantes chez la fève (*Vicia faba* L.) », céréaliculture n° 29. ITGC. (1996)15-18.
75. Yala A., « Essai de biocontrôle de la fusariose vasculaire du petit pois », Mémoire magister, U. Blida 1. (2016), 122 pp.