

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

Université Abdelhamid Ibn-Badis  
Mostaganem

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie



جامعة عبد الحميد بن باديس  
مستغانم  
كلية علوم الطبيعة و الحياة

DEPARTEMENT D'AGRONOMIE

## Mémoire de fin d'études

Présente par

**HADJ SAID Islam**

**TAIEB Rania Malak**

Pour l'obtention du diplôme de

**MASTER EN SCIENCES AGRONOMIQUE**

Spécialité : Protection des végétaux

**THÈME**

**Étude *in vitro* de l'effet larvicide des champignons  
entomopathogènes indigènes (*Fusarium* sp.) sur la chenille  
processionnaire du pin d'Alep**

Devant le Jury

Présidente	M <sup>me</sup> BERGHEUL S.	M.C.A	Université de Mostaganem
Examinatrice	M <sup>me</sup> SAIAH F.	M.C.B	Université de Mostaganem
Promotrice	M <sup>me</sup> BADAoui M.I.	M.C.B	Université de Mostaganem

Année universitaire : 2024/2025

# Remerciement

Avant tout nous remercions le bon Dieu le tout puissant de nous avoir donné le courage et la santé pour achever ce travail.

Nous tenons particulièrement à remercier notre encadreur **M<sup>me</sup> BADAOUI M.I.**, maître de conférences à l'université de Mostaganem pour son encadrement, ses conseils précieux et sa disponibilité constante. Son accompagnement nous a été d'un grand soutien tout au long de ce travail.

Nous remercions **M<sup>me</sup> BERGHEUL S.**, maître de conférences à l'université de Mostaganem, qui nous a fait l'honneur d'accepter de présider ce jury.

Nous remercions également à **M<sup>me</sup> SAIAH F.**, maître de conférences à l'université de Mostaganem, d'avoir accepté de faire partie du jury et d'examiner ce mémoire.

Tous nos remerciements vont encore au personnel du laboratoire de phytopathologie **Adel, Salah et Soumia**. Nous devons parallèlement remercier toutes les personnes qui nous ont aidés de près ou de loin pour la réalisation de ce modeste travail.

Enfin, nous adressons nos sincères remerciements à tous nos enseignants (es) du département d'agronomie et spécialement ceux de notre spécialité qui ont contribué à notre formation.

# Dédicaces

Avant toute chose, je rends grâce à Dieu, le Tout-Puissant, pour m'avoir accordé la force, la patience et la persévérance nécessaires à l'accomplissement de ce travail.

Je dédie ce modeste travail :

**À mes très chers parents**, en leur souhaitant santé, bonheur et longue vie. Que Dieu les protège et les garde en bonne santé.

**À ma grand-mère**, pour son affection, ses bénédictions et ses encouragements constants.

**À mes chères frère** Oussama et Hammouda, **à mes chères sœurs**, pour leur soutien et leur affection constants.

**A tous mes oncles et mes tantes** et toute la famille de

HADJ SAID et BOUHOUN ALI

**À la mémoire de mon ami Rostom**, que Dieu lui accorde Sa miséricorde et l'accueille dans Son vaste paradis.

**À mes précieux amis** Yahia, Brahim, Lokman, Lahcen, Rostom et Bouhoun pour leur amitié sincère et leur présence bienveillante.

**À mon binôme**, avec qui j'ai partagé cette aventure universitaire dans la confiance et la collaboration.

**À tous mes collègues de spécialité protection des végétaux** en particulier Fayçal, Yousouf, Douaa et Sennia, pour les souvenirs partagés et l'esprit d'équipe.

**À tous mes enseignants**, pour leur encadrement et leurs précieux enseignements tout au long de mon parcours.

**À toutes les personnes** qui me connaissent et que je connais, que j'aime et qui m'aiment.

**Islam HADJ SAID**

# Dédicaces

Avant toute chose, je tiens à remercier **Allah**, source de toute sagesse et force,

Sans qui ce travail n'aurait pu voir le jour.

Je dédie ce travail à l'âme de ma grand-mère **BENTAYEB Nebia**, tu n'es plus là physiquement mais ton esprit m'accompagne dans chaque étape de ma vie. Repose en paix Mima, je ne t'oublierai jamais.

**À mon grand-père KARA Habib**, Aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour, l'estime, le dévouement et le respect que J'ai toujours pour toi. Que dieu te garde pour nous.

**À ma chère maman Ghalia**, Affable, honorable, aimable, tu représentes pour moi le symbole de la bonté par excellence, la source de tendresse et l'exemple du dévouement. Tu n'as jamais cessé de m'encourager et de prier pour moi. Ta prière et ta bénédiction m'ont été d'un grand secours pour mener à bien mes études. Tu as fait plus qu'une mère puisse faire pour ses enfants, en me guidant sur le bon chemin dans ma vie. Je te dédie ce travail en témoignage de mon profond amour, je t'aime.

**À mon cher papa Touati**, mon modèle, mon pilier, mon repère, ton soutien fut une lumière dans tout mon parcours. Ce modeste travail est le fruit de tous les sacrifices que tu as déployés pour mon éducation et ma formation, je t'aime.

**À mes sœurs Fatene, Nebia et Safaa** Vous êtes ma force, mon inspiration et mon plus grand soutien. Je vous dédie ce travail avec tout mon amour et ma gratitude.

**À Mme.BADAoui M.I.**, Je tiens à exprimer ma reconnaissance pour votre accompagnement bienveillant dans la réalisation de ce travail qui m'a permis de grandir autant sur le plan académique que personnel.

**À ma chère tante Naima**, Je dédie cette réussite à ma tante pour son soutien moral et sa présence constante.

**À mes cousines Nafissa, kaouter, feriel et zahra**, Ainsi qu'à mes cousines pour leurs mots rassurants, leurs gestes réconfortants et leurs indéfectibles soutiens dans les moments de doute.

**À mon binôme**, Sans oublier mon binôme pour sa patience et sa compréhension tout au long de ce travail.

**Rania Malak TAIEB**

## Résumé

La chenille processionnaire du pin est l'une des principaux défoliateurs des forêts de pin d'Alep dans le bassin méditerranéen. Bien que la lutte chimique soit utilisée pour son efficacité immédiate, elle pose des problèmes liés à la résistance du ravageur et à l'impact environnemental des pesticides. Ces limites ont conduit à rechercher des alternatives durables, fondées sur l'utilisation d'agents naturels dans le cadre de la lutte biologique. Dans ce contexte, la présente étude vise, d'une part, à rechercher des entomopathogènes autochtones et, d'autre part, à évaluer *in vitro* l'activité larvicide de deux souches de *Fusarium* sp. (FUSR et FUSB) sur ce déprédateur.

La première partie de ce travail a permis de sélectionner, parmi dix souches fongiques testées, celles capables d'infecter les larves saines. L'observation post-inoculation a révélé que 60 % des souches ont provoqué une sporulation visible à la surface des chenilles. L'isolement réalisé par la suite sur les cadavres de chenilles colonisées a abouti à l'identification de champignons appartenant aux genres *Fusarium* et *Beauveria*.

Parallèlement, l'isolement des champignons à partir des huit chenilles momifiées préalablement conservées au laboratoire, a mis en évidence une prédominance de *Fusarium* (50 %), suivi de *Beauveria* (37 %) et d'*Aspergillus* (13 %).

Les résultats de la seconde partie, portant sur l'activité larvicide des champignons entomopathogènes, ont montré que *Fusarium* sp.2 (FUSB) présentait une virulence nettement supérieure à celle de *Fusarium* sp.1 (FUSR). À dose élevée (\*\*\*spores/ml), FUSB a provoqué une mortalité larvaire atteignant \*\*\* %, contre \*\*\* % pour FUSR. De plus, la comparaison des doses létales confirme cet écart : FUSB affiche une DL50 de \*\*\*spores/ml, nettement plus faible que celle de FUSR (\*\*\*spores/ml),

L'analyse statistique a révélé une différence significative entre les deux souches fongiques ( $p = 0,020 < 0,05$ ). La souche FUSB s'est avérée significativement plus efficace que FUSR dans les conditions expérimentales.

Cette étude confirme le potentiel entomopathogène des souches locales pour contrôler la processionnaire du pin d'Alep et ouvre des perspectives pour leur intégration dans des stratégies de lutte biologique en foresterie.

**Mots clés :** Biocontrôle, Processionnaire du pin d'Alep, entomopathogènes, *Fusarium* sp., activité larvicide, DL50.

## **Abstract**

The pine processionary caterpillar is one of the main defoliators of Aleppo pine forests in the Mediterranean basin. Although chemical control is still used due to its immediate effectiveness, it raises concerns regarding pest resistance and the environmental impact of pesticides. These limitations have prompted the search for more sustainable alternatives based on the use of natural agents within the framework of biological control. In this context, the present study aimed, on the one hand, to search for native entomopathogens and, on the other, to evaluate *in vitro* the larvicidal activity of two *Fusarium* sp. strains (FUSR and FUSB) on this pest.

The first part of this study involved the selection, among ten fungal strains tested, of those capable of infecting healthy larvae. Post-inoculation observation revealed that 60% of the strains caused visible sporulation on the surface of the caterpillars. Fungal isolation from colonized larval cadavers led to the identification of fungi belonging to the *Fusarium* and *Beauveria* genera. In parallel, isolation from eight naturally mummified caterpillars previously stored in the laboratory showed a predominance of *Fusarium* (50%), followed by *Beauveria* (37%) and *Aspergillus* (13%).

The results of the second phase, concerning the larvicidal activity of entomopathogenic fungi, showed that *Fusarium* sp.2 (FUSB) exhibited significantly higher virulence than *Fusarium* sp.1 (FUSR). At a high dose (\*\*\*spores/ml), FUSB induced \*\*\*% larval mortality, compared to \*\*\*% for FUSR. Furthermore, the comparison of lethal doses (DL50) confirmed this difference: FUSB showed a DL50 of \*\*\*spores/ml, significantly lower than FUSR (\*\*\*spores/ml).

Statistical analysis revealed a significant difference between the two fungal strains ( $p = 0.020 < 0.05$ ), confirming that FUSB was significantly more effective than FUSR under experimental conditions.

This study confirms the entomopathogenic potential of local fungal strains to control the Aleppo pine processionary and opens perspectives for their integration into biological control strategies in forestry.

**Keywords:** Biocontrol, Aleppo pine processionary, entomopathogens, *Fusarium* sp., larvicidal activity, DL50.

## الملخص

تُعدّ يرقة فراشة الصنوبر من أهم الحشرات القارضة التي تُهدد غابات الصنوبر الحلبي في حوض البحر الأبيض المتوسط. ورغم فعالية مكافحة الكيمائية الفورية، إلا أن استخدامها يثير إشكالات متعلقة بمقاومة الحشرة وتأثير المبيدات على البيئة. وقد دفعت هذه القيود إلى البحث عن بدائل مستدامة تعتمد على العوامل الطبيعية في إطار مكافحة البيولوجية. وفي هذا السياق، تهدف هذه الدراسة إلى البحث عن فطريات ممرضة للحشرات محلية، وتقييم النشاط القاتل لليرقات لسلاسلتين من *Fusarium sp.* (FUSR , FUSB) على يرقات هذه الحشرة.

سمحت المرحلة الأولى من هذا العمل بانتقاء السلالات الفطرية القادرة على إصابة اليرقات السليمة من بين عشر سلالات اختُبرت. وقد أظهرت الملاحظات بعد التلقيح أن 60% من السلالات أدت إلى حدوث تبوغ ظاهر على سطح اليرقات. كما تم عزل فطريات من جثث اليرقات المصابة وتحديدها على أنها تنتمي إلى أجناس *Fusarium* و *Beauveria*.

بالتوازي، أظهر العزل الفطري من ثماني يرقات محنطة محفوظة سابقاً في المختبر هيمنة جنس *Fusarium* بنسبة 50%، يليه *Beauveria* (37%)، ثم *Aspergillus* (13%).

أظهرت نتائج المرحلة الثانية، الخاصة بتقييم النشاط القاتل لليرقات، أن *Fusarium sp.2* (FUSB) أبدت ضراوة أعلى بشكل ملحوظ مقارنة بـ *Fusarium sp.1* (FUSR) فعند التركيز العالي (\*\*\*) بوغ/مل، سببت FUSB نسبة وفاة بلغت \*\*\*)، مقابل \*\*\*) لـ FUSR. كما أكدت مقارنة الجرعة القاتلة الوسطى (DL50) هذا التفاوت، إذ بلغت DL50 لـ FUSB حوالي \*\*\*) بوغ/مل، مقارنة بـ \*\*\*) بوغ/مل لـ FUSR. وكشفت التحاليل الإحصائية وجود فرق معنوي بين السلالتين الفطريتين ( $p = 0.020 < 0.05$ )، مما يؤكد تفوق FUSB من حيث الفعالية في الظروف المختبرية.

تؤكد هذه الدراسة القدرة الممرضة للسلالات الفطرية المحلية ضد يرقة processionnaire، وتفتح آفاقاً لإدماجها في برامج مكافحة البيولوجية في الغابات الجزائرية.

**الكلمات المفتاحية:** مكافحة البيولوجية، processionnaire الصنوبر الحلبي، الفطريات الممرضة للحشرات، *Fusarium sp.*، النشاط القاتل لليرقات، DL50.

Résumé	
Abstract	
الملخص	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Liste des planches	
Liste des abréviations	
Introduction générale.....	1

## Partie bibliographique

### Chapitre I : Plante hôte (Pin d'Alep)

Introduction :.....	2
I. Systématique :.....	2
II. Répartition géographique du pin d'Alep :.....	2
II.1. Dans le bassin méditerranéen :.....	2
II.2. En Algérie :.....	3
IV. Exigences écologiques du pin d'Alep :.....	5
V. Problèmes phytosanitaires du pin d'Alep :.....	6
V.1. Agents pathogènes :.....	6
V.1.1. Maladie chancreuse du pin d'Alep.....	6
V.1.2. Fomes.....	7
V.1.3. Rouille vésiculeuse des rameaux :.....	8
V.2. Ravageurs :.....	8

### Chapitre II : Ravageur (Processionnaire du pin d'Alep)

Introduction :.....	11
I. Systématique :.....	11
II. Cycle biologique de la processionnaire du pin d'Alep :.....	12
II.1. Œufs:.....	13
II.2. Larves :.....	14
II.3. Nymphose :.....	15
III. Symptômes et dégâts :.....	17
VI. Stratégies de lutte contre la processionnaire du pin d'Alep :.....	19
VI.1. Lutte chimique :.....	19
VI.2. Lutte physique :.....	19
VI.3. Lutte mécanique :.....	20

VI.4. Lutte biologique : .....	20
VI.4.1. Lutte par confusion sexuelle : .....	21
VI.4.2. Lutte par utilisation des ennemis naturels : .....	21
VI.4.2.1. Prédateurs : .....	21
VI.4.2.2. Parasitoïdes : .....	22
VI.4.2.3. Lutte microbiologique : .....	23

### **Chapitre III : Champignons entomopathogènes autochtones**

Introduction : .....	24
I. Classification des champignons entomopathogènes : .....	24
III. Exemples des champignons entomopathogènes : .....	27
III.1. <i>Beauveria</i> sp. : .....	27
III.1.1. Taxonomie : .....	27
III.1.2. Morphologie : .....	28
III.1.3. Mode d'action : .....	28
III.2. <i>Fusarium</i> sp. : .....	29
III.2.1. Taxonomie : .....	29
III.2.3. Mode d'action : .....	31

### **Partie expérimentale**

#### **Chapitre I : Recherche des champignons entomopathogènes**

Introduction : .....	32
I. Sélectionner les champignons capables d'infecter des chenilles saines de la PPA : .....	32
I.1. Matériel et méthode : .....	32
I.1.1. Matériel biologique : .....	32
I.1.1.1. Matériel animal : .....	32
I.1.1.2. Matériel fongique : .....	33
I.1.2. Repiquage des champignons : .....	33
I.1.3. Conduite de test biologique : .....	34
I.1.3.1. Préparation des solutions fongiques : .....	34
I.1.3.2. Inoculation des chenilles : .....	34
I.1.3.3. Isolement des champignons à partir d'insectes infectés après inoculation : ..	35
I.1.4. Purification des souches : .....	35
I.1.5. Identification des champignons : .....	35
I.2. Résultats et discussion : .....	36

I.2.1. Repiquage des champignons :.....	36
II. Isolement des champignons entomopathogènes à partir des chenilles momifiées de la processionnaire du pin d'Alep:.....	40
II.1. Matériel et méthodes : .....	40
II.1.1. Origine des souches fongiques : .....	40
II.1.2. Isolement, purification et identification des champignons :.....	41
II.1.3. Calcul de l'abondance des espèces isolées :.....	41
III. Test de pathogénicité : .....	41
III.1. Méthode d'inoculation :.....	41
III.2. Ré isolement des champignons : .....	41
II.2. Résultats et discussion :.....	42
II.2.1. Identification des souches fongiques :.....	42
II.2.1.1. Calcul de l'abondance des espèces isolées :.....	45
II.2.2. Tests de pathogénicité :.....	45
II.2.2.1. Re-isolement des champignons entomopathogènes : .....	45
Conclusion :.....	48
<b>Chapitre II : Evaluation de l'activité larvicides de deux <i>Fusarium</i> sp. sur les larves de la processionnaire du pin d'Alep.</b>	
Introduction : .....	49
I. Matériel et méthode : .....	49
I.1. Matériel biologiques : .....	49
I.2. Évaluation de l'activité larvicide de deux champignons entomopathogènes sur la PPA :.....	50
I.2.2. Conduite des tests : .....	51
I.2.3. Analyses statistiques : .....	53
II. Résultats et discussion :.....	54
II.1. Effet larvicide de <i>Fusarium</i> sp.1 (FUSR) sur la PPA : .....	54
II.2. Effet larvicide de <i>Fusarium</i> sp.2 (FUSB) sur la PPA : .....	56
II.3. Comparaison entre l'effet de FUSR et FUSB :.....	59
II.4. Action des champignons sur les larves de la processionnaire du pin d'Alep : ..	60
II.5. Conclusion : .....	61
Conclusion générale .....	62
Références bibliographiques .....	63
Annexes	

## Liste des figures :

<b>Figure 1</b> : Répartition du pin d'Alep dans le bassin méditerranéen.....	3
<b>Figure 2</b> : Répartition du pin d'Alep en Algérie.....	4
<b>Figure 3</b> : Symptômes de la maladie chancreuse : dépérissement du feuillage (A) et desquamation de l'écorce (B) .....	7
<b>Figure 4</b> : Dépérissement du pin d'Alep (A) et présence de carpophores (B). .....	7
<b>Figure 5</b> : Renflements du pin causée par <i>Cronartium flaccidum</i> .....	8
<b>Figure 6</b> : Cicadelle des pins (A) et symptômes sur aiguilles (B).....	8
<b>Figure 7</b> : <i>Rhyacionia buoliana</i> (A) qui cause le jaunissement des pousses (B).....	9
<b>Figure 8</b> : Galeries sous l'écorce causées par l'Hylésine destructeur .....	9
<b>Figure 9</b> : Adulte de la processionnaire du pin d'Alep .....	10
<b>Figure 10</b> : Cycle biologique de la processionnaire du pin .....	13
<b>Figure 11</b> : Manchon de la processionnaire du pin.....	13
<b>Figure 12</b> : Différent stades larvaires de la processionnaire du pin .....	14
<b>Figure 13</b> : Pré-nids (A) et nid d'hiver (B) des chenilles processionnaires du pin.....	15
<b>Figure 14</b> : Enfouissement des chenilles de la processionnaire du pin (A) pour leur transformation en chrysalides (B). .....	16
<b>Figure 15</b> : Adulte de la processionnaire du pin (A) Mâle et (B) Femelle.....	17
<b>Figure 16</b> : Dégâts visibles sur l'arbre du pin (A), Défoliation partielle des aiguilles (B) .....	18
<b>Figure 17</b> : Réactions allergiques sur les mains .....	18
<b>Figure 18</b> : Destruction des nids de chenilles processionnaire .....	19
<b>Figure 19</b> : Collerette anti-chenilles. ....	20
<b>Figure 20</b> : Piège à phéromone.....	21
<b>Figure 21</b> : Mésange charbonnière .....	22
<b>Figure 22</b> : Parasitoïdes associés aux stades larvaires de la chenille processionnaire du pin d'Alep : (A) <i>Villa brunnea</i> (B) <i>Clausicella suturata</i> et (C) <i>Coelichneumon rudis</i> .....	22
<b>Figure 23</b> : Principaux hyménoptères parasitoïdes des œufs de la chenille processionnaire du pin d'Alep :(A) <i>Baryscapus servadeii</i> , (B) <i>Ooencyrtus pityocampa</i> , (C) <i>Trichogramma</i> sp. ..	23
<b>Figure 24</b> :Schéma du cycle biologique des champignons entomopathogènes.....	26
<b>Figure 25</b> : Muscardine blanche sur les larves de <i>P. citrella</i> . ....	27
<b>Figure 26</b> : Clé d'identification des Mucédinés à conidies disposées en grappes ( <i>Beauveria</i> sp.).....	28
<b>Figure 27</b> : Effet pathogène de <i>F. semitectum</i> sur les larves de <i>P.citrella</i> . ....	29
<b>Figure 28</b> : Clé d'identification des Mucédinés à conidies disposées en têtes ( <i>Fusarium</i> sp.)30	
<b>Figure 29</b> : Repiquage des souches fongique .....	33
<b>Figure 30</b> : Souches fongiques utilisées pour le test biologique .....	34
<b>Figure 31</b> : Immersion d'une larve de la PPA dans la suspension fongique. ....	34
<b>Figure 32</b> : Isolement des champignons à partir des larves de la PPA momifiées .....	35
<b>Figure 33</b> : larves la PPA momifiées après inoculation.....	37
<b>Figure 34</b> : Larves momifiées de la processionnaire du pin (PR1 à PR8) .....	40
<b>Figure 35</b> : Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) (x40) de <i>Beauveria</i> sp.1.....	42
<b>Figure 36</b> : Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) (x40) de <i>Beauveria</i> sp.2. ....	43
<b>Figure 37</b> : Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) (x40) d' <i>Aspergillus</i> sp. ....	43

<b>Figure 39:</b> Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) (x40) de <i>Fusarium</i> sp.1	44
<b>Figure 40:</b> Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) (x40) de <i>Fusarium</i> sp.2	44
<b>Figure 44:</b> Pourcentage d'abondance des espèces isolées à partir des larves de la PPA	45
<b>Figure 45:</b> Matériels biologiques utilisés pour les tests : (A) larves de la PPA, (B et C) souches fongiques (FUSR et FUSB)	49
<b>Figure 46 :</b> Préparation des différentes concentrations	51
<b>Figure 48 :</b> Effet de différentes concentrations de l'entomopathogène <i>Fusarium</i> sp.1 (FUSR) sur la mortalité des larves de la PPA.	54
<b>Figure 49:</b> Mortalité corrigée des larves de la PPA traitées par l'entomopathogènes <i>Fusarium</i> sp.1 (FUSR).	55
<b>Figure 50 :</b> Dose létale moyenne (DL50) des larves de la chenille processionnaire traités par <i>Fusarium</i> sp.1(FUSR) au 13 <sup>e</sup> jour.	56
<b>Figure 51:</b> Effet de différentes concentrations de l'entomopathogène <i>Fusarium</i> sp.2 (FUSB) sur la mortalité des larves de la PPA.	56
<b>Figure 52: :</b> Mortalité corrigée des larves de la PPA traitées par l'entomopathogènes <i>Fusarium</i> sp.2 (FUSB).	57
<b>Figure 53:</b> Dose létale moyenne (DL50) des larves de la chenille processionnaire traités par <i>Fusarium</i> sp.2 (FUSB) au 14 <sup>e</sup> jour.	58
<b>Figure 54:</b> Sporulation de champignon dans différentes parties externe de l'insecte après traitement par <i>Fusarium</i> sp.	60

**Liste des tableaux**

**Tableau 1:** Répartition géographique de différentes espèces des chenilles processionnaires appartenant au genre *Thaumetopoea* ..... 12

**Tableau 2 :** Caractéristiques biologiques et comportementales des stades larvaires en fonction de la température ..... 14

**Tableau 3 :** Champignons entomopathogènes appartenant à différents Phylums ..... 25

**Liste des planches :**

<b>Planche 1:</b> <i>Pinus halepensis</i> : Arbre (A), rameux (B), cône (C et D) et écorce (E).....	5
<b>Planche 2:</b> Localisation du site d'échantillonnage, (A) vue satellitaire, (B) forêt de El Arsa, (C) larves de la PPA. ....	33
<b>Planche 3:</b> Étapes d'isolement et d'identification de <i>Fusarium</i> sp. issus de larves momifiées après infection .....	38
<b>Planche 4:</b> Étapes d'isolement et d'identification de <i>Beauveria</i> sp. issus de larves momifiées après infection (PRch4 et PRch6).....	39
<b>Planche 5:</b> Test de pathogénicité de <i>Fusarium</i> sp1 (FUSR) sur les larves de la PPA .....	46
<b>Planche 6:</b> Test de pathogénicité de <i>Fusarium</i> sp.2 (FUSB) sur les larves de la PPA.....	47
<b>Planche 7:</b> Etapes de la préparation des solutions conidiennes .....	50
<b>Planche 8:</b> Dispositif expérimentale du test biologique .....	52

## Liste des abréviations

**CHpr<sub>n</sub>** : Champignon isolé à partir de processionnaire du pin d'Alep momifiée (n)

**DGF** : Direction Générale des Forêts.

**DL50** : Dose létale pour tuer 50 % de la population.

**DSF** : Département de la Santé des Forêts.

**EPPO**: European and Mediterranean Plant Protection Organization.

**FUSB**: *Fusarium* sp.2.

**FUSR**: *Fusarium* sp.1.

**IGR**: Insect Growth Regulator.

**INRAE** : Institut National de Recherche pour l'Agriculture, l'Alimentation et l'Environnement.

**MASAF** : Ministère de l'Agriculture et de la Souveraineté Alimentaire.

**ml**: Millilitre.

**PDA**: Potato Dextrose Agar.

**PPA** : Processionnaire du pin d'Alep.

**PRch<sub>n</sub>** : Processionnaire du pin d'Alep traitée par le champignon (n).

**RNC** : Ressources Naturelles Canada.

**sp.** : Espèce.

**et al.** : Et collaborateurs.

**°C** : Degré Celsius.

# **Introduction générale**

## Introduction générale

Les forêts de pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill.) représentent une composante essentielle des écosystèmes forestiers méditerranéens, couvrant environ 3,5 millions d'hectares à l'échelle du bassin méditerranéen, dont plus de 1,2 million d'hectares en Algérie (FAO, 2020 ; DGF, 2015).

Cette espèce est fortement menacée par la chenille processionnaire du pin, un ravageur endémique dont les populations ont considérablement augmenté au cours des dernières décennies (FAO, 2020). En Algérie, la Direction Générale des Forêts a signalé plus de 130000 hectares infestés. Les larves de ce lépidoptère provoquent une défoliation sévère des pins, réduisant leur photosynthèse, ralentissant leur croissance et les rendant vulnérables aux pathogènes secondaires (Martin et *al.*, 2009). De plus, leurs poils urticants sont responsables d'affections dermatologiques et respiratoires chez l'humain et les animaux domestiques (Rivière, 2011).

Face aux impacts écologiques, sanitaires et économiques causés par ce ravageur, le recours au biocontrôle représente une alternative aux traitements chimiques (Vega et *al.*, 2012). Parmi les agents de biocontrôle, les champignons entomopathogènes, notamment les genres *Beauveria*, *Metarhizium* et *Fusarium*, ont démontré une efficacité prometteuse contre divers insectes ravageurs (Meyling et *al.*, 2009 ; Humber, 2012).

C'est dans ce contexte que s'inscrit notre étude, qui vise à valoriser les entomopathogènes autochtones en tant qu'agents de biocontrôle efficaces. Pour ce faire, elle s'est articulée autour de deux objectifs principaux :

- d'une part, la recherche de champignons entomopathogènes indigènes capables de contrôler la chenille processionnaire du pin d'Alep,
- et d'autre part, l'évaluation comparative de l'activité larvicide de deux souches de *Fusarium* sp. (FUSR et FUSB), afin de déterminer leur potentiel pathogène et leur efficacité biologique.

# **Partie bibliographique**

# **Chapitre I : Plante hôte**

## **(Pin d'Alep)**

**Introduction :**

Le pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill.) (1768) représente l'essence forestière dominante en Algérie, couvrant plus de 35% de la superficie boisée du pays (Bentouati, 2009). En Algérie, *P. halepensis* joue un rôle écologique crucial dans les programmes de reboisement et de restauration des zones dégradées. Son système racinaire stabilise efficacement les sols, tandis que son couvert végétal dense les protège contre l'érosion hydrique (Bentouati, 2009). Ces caractéristiques en font une espèce clé pour la conservation des écosystèmes forestiers en milieu méditerranéen aride. Sa grande adaptabilité aux conditions difficiles explique son utilisation intensive dans les projets de reforestation. Cependant, cette importance écologique s'accompagne d'une vulnérabilité face aux stress biotiques et abiotiques croissants.

**I. Systématique :**

La classification du *Pinus halepensis* selon Farjon (1996) :

Règne :	Plantae
Embranchement :	Spermatophyta
Sous embranchement :	Gymnospermae
Classe :	Pinopsida
Ordre :	Abietales
Famille :	Pinaceae
Sous famille :	Pinoideae
Genre :	<i>Pinus</i>
Sous genre :	<i>Eupinus</i>
Espèce :	<i>Pinus halepensis</i> Mill

**II. Répartition géographique du pin d'Alep :****II.1. Dans le bassin méditerranéen :**

L'aire de répartition du pin d'Alep se limite au bassin méditerranéen (figure 1). Cette espèce est courante, particulièrement dans la région méditerranéenne occidentale, mais on la trouve également à divers endroits du bassin méditerranéen oriental (Djerrad et *al.*, 2015). Elle est bien représentée dans les massifs montagneux des pays du Maghreb, couvrant 65 000 hectares au Maroc, notamment dans le Rif, ainsi que dans le moyen et le haut Atlas, et occupant 370 000 Hectares en Tunisie (Ammari et *al.*, 2001).

En Europe, le pin d'Alep s'étend principalement en Espagne, le long de la côte méditerranéenne, ou il forme des peuplements purs sur une superficie de 1 046 978 Hectares et 497 709 Hectares en peuplements mixtes avec d'autres espèces (Montero et *al.*, 2001).

En France, il recouvre largement les collines calcaires de la zone littorale allant de Nice à la frontière italienne, avec une superficie de 202 000 hectares (Couhert et Duplat, 1993).

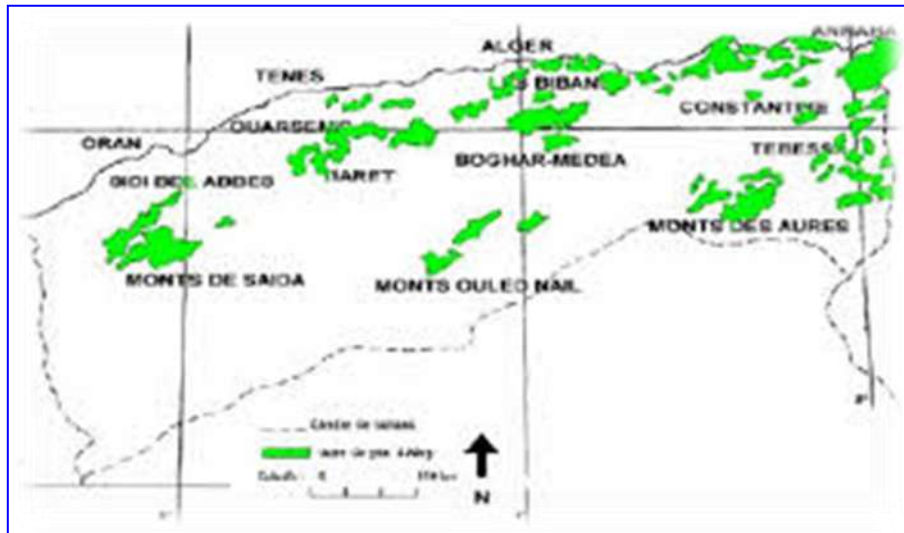
En Italie, le pin d'Alep est moins abondant, s'étendant sur environ 20 000 hectares, principalement sous forme de massifs dans la province de Toronto, et on le trouve également dans quelques localités en Sardaigne et en Sicile. L'habitat devient moins significatif en Yougoslavie, en Grèce et en Turquie ; il est presque absent en Syrie et au Liban, comparé aux pays mentionnés précédemment (Montero et *al.*, 2001).



**Figure 1** : Répartition du pin d'Alep dans le bassin méditerranéen (Caudullo et *al.*, 2017)

## II.2. En Algérie :

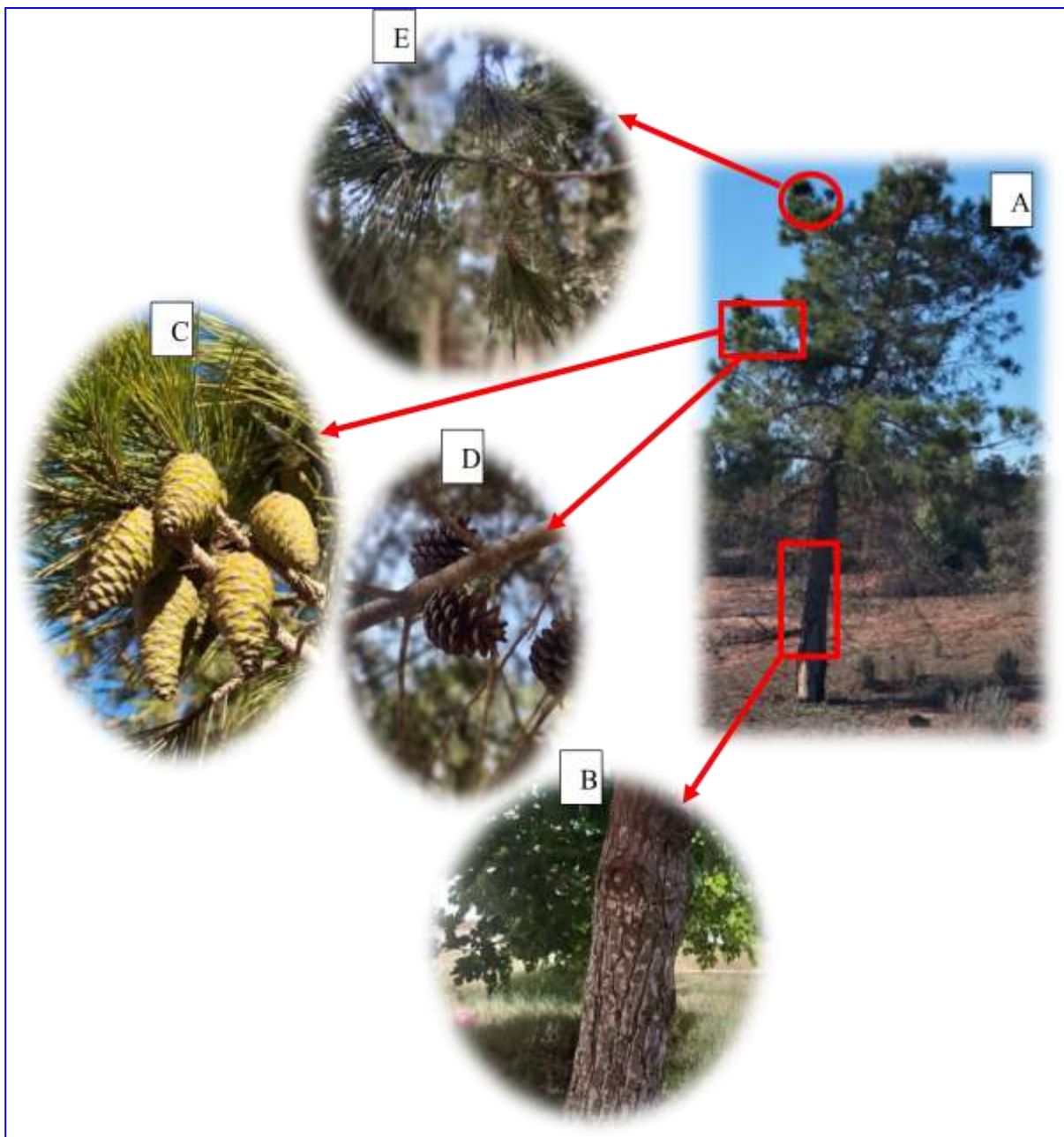
En Algérie, l'aire de répartition du *Pinus halepensis*, couvre 850 000 hectares, s'étend principalement dans la partie nord du pays, à l'exception de la région nord-ouest (Figure 2). Il forme ainsi de vastes peuplements en Oranie (Sidi-Bel-Abbès, Saida, Tlemcen, Tiaret, Ouarsenis), sur le Tell algérois (Médéa, Bibans) et sur l'Atlas saharien (Monts des Ouleds Nails). Dans le Constantinois, il est principalement localisé dans les Aurès et les Monts de Tébessa, où il se connecte à la Tunisie par la dorsale (Kadik, 1987).



**Figure 2:** Répartition du pin d'Alep en Algérie (Bentouati, 2006)

### III. Caractéristique botaniques du pin d'Alep :

Le pin d'Alep est un arbre (Planche 1.A) vivace, résineux, à feuillage persistant, généralement de taille intermédiaire, pouvant atteindre 30 mètres dans des conditions écologiques optimales, mais ne dépassant généralement pas 20 mètres en conditions ordinaires (Baker et *al.*, 1982). Ses feuilles sont des aiguilles fines, souples et disposées par paires, mesurant entre 5 et 10 cm (Nahal, 1962). L'écorce (Planche 1.B), initialement lisse et gris argenté, devient avec le temps épaisse, crevassée et rouge brunâtre ; elle contient des canaux résinifères produisant jusqu'à 3 kg de résine par arbre et par an (Vennetier et *al.*, 1999 ; Bernard, 2013). L'espèce est monoïque, avec des fleurs mâles et femelles présentes sur le même arbre ; la floraison a lieu en avril-mai. Les fruits sont des cônes (Planche 1.C et D) oblongs, longs de 11 cm, à écailles portant un écusson avec carène transversale et petit mamelon central, qui persistent plusieurs années sur les rameaux (Bernard, 2013). Enfin, les graines, de 5 à 7 mm, sont munies d'une grande aile favorisant une dispersion efficace (Bernard, 2013).



**Planche 1:** *Pinus halepensis* : Arbre (A), tronc (B), cône (C et D) et rameaux (E) (Originale, 2025)

#### IV. Exigences écologiques du pin d'Alep :

Le pin d'Alep se distingue par sa résistance et sa grande capacité d'adaptation aux diverses conditions écologiques (Kadik, 1987). C'est une espèce qui aime la lumière et la chaleur, se développant dans des températures moyennes annuelles allant de 13°C à 35°C (Brochiero et *al.*, 1999).

Le pin d'Alep, étant thermophile, est capable de supporter une amplitude thermique très élevée, dépassant 32°C (Meddour, 1982). La température moyenne optimale pour sa croissance est de 14°C. Selon Perrin (1985), cette espèce nécessite beaucoup de lumière et de chaleur, tout en étant sensible au gel, et elle tolère rarement des températures comprises entre 2,8 et 7,7°C pendant le mois le plus froid. La saison sèche dure de 4 à 5 mois, s'étendant de juin à octobre, mais si mai est sec, le pin d'Alep éprouve des difficultés à se développer (Makhloufi et *al.*, 2002). En ce qui concerne la pluviométrie, l'aire optimale de développement du pin d'Alep se trouve dans les zones où les précipitations annuelles varient entre 300 et 700 mm (Kadik, 1987). Son développement est favorisé par une pluviométrie mensuelle minimale de 4 à 10 mm

Le pin d'Alep est une espèce très tolérante sur le plan édaphique, capable de s'adapter aussi bien aux sols calcaires qu'aux sols acides (Boudy, 1950). Selon Orazio (1986), il peut également croître sur divers types de substrats, notamment :

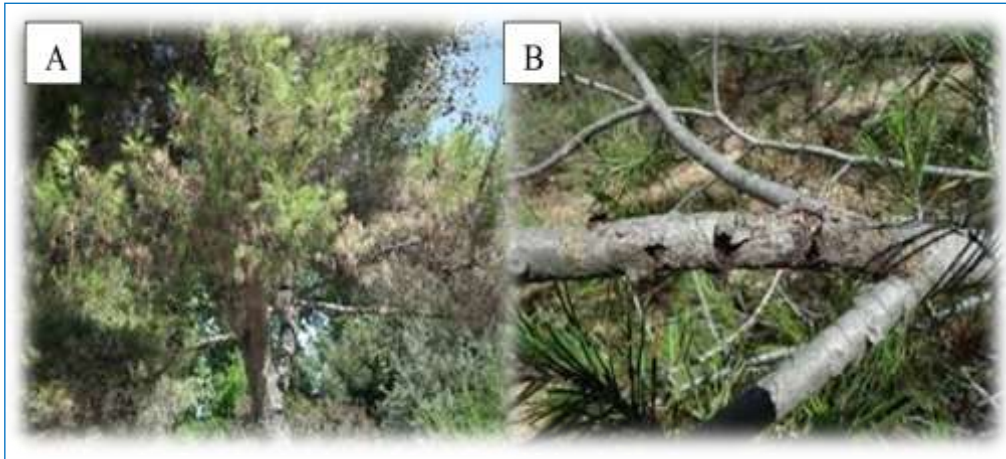
- Des substrats marneux calcano-marneux (calcaire en plaquettes), où il trouve des sols profonds facilement accessibles à son système racinaire.
- Des substrats calcaires compacts (littoral oranais).
- Des substrats non calcaires (schistes, mica-calcaire).
- Limono-sableux avec un taux d'argile ne dépassant pas 10 % (Kadik, 1987).

Le pH du sol est généralement basique. Sur le plan géologique, on le retrouve en Algérie sur des terrains calcaires, marno-calcaires et des formations de calcaire dolomitique (Makhloufi et *al.*, 2002).

## **V. Problèmes phytosanitaires du pin d'Alep :**

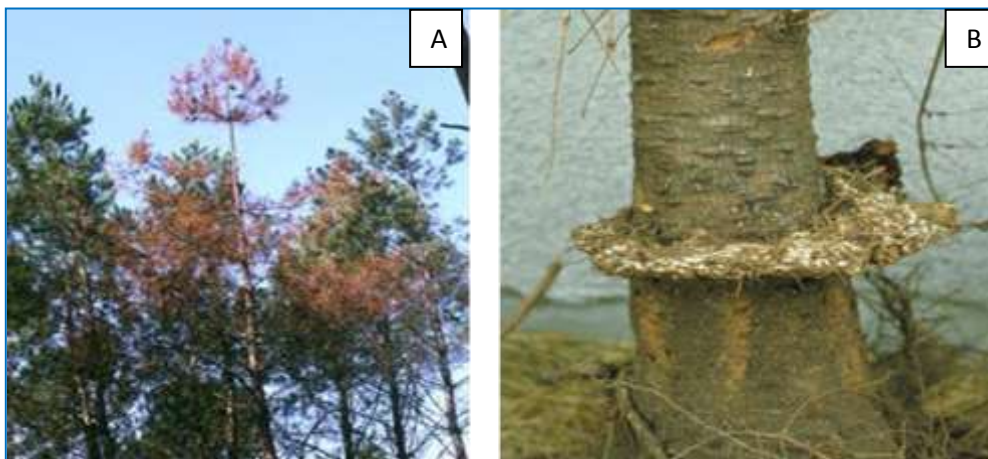
### **V.1. Agents pathogènes :**

**V.1.1. Maladie chancreuse du pin d'Alep :** causée par le champignon *Crumenulopsis sororia*, se manifeste principalement dans les zones humides par un dépérissement progressif du feuillage. Les symptômes évolutifs comprennent d'abord un rougissement des aiguilles et leur chute par bouquets, puis un dessèchement des rameaux progressant de la base vers la cime, aboutissant à un houppier clairsemé et rougeâtre caractéristique (Figure 3). Des chancres se forment au niveau des cicatrices foliaires, présentant initialement des exsudats résineux avant une desquamation de l'écorce et, dans les cas graves, une strangulation des rameaux (Boutte et *al.*, 2015 ; Durand-Gillmann et *al.*, 2016).



**Figure 3:** Symptômes de la maladie chancreuse : dépérissement du feuillage (A) et desquamation de l'écorce (B) (DSF, 2012)

**V.1.2. Fomes du pin :** est un complexe de champignons pathogènes du genre *Heterobasidion*, largement répandus dans l'hémisphère Nord et principalement associés aux conifères. Il comprend trois espèces : *H. annosum*, *H. abietinum* et *H. parviporum*. Ces champignons provoquent une carie blanche du bois, affaiblissant la structure des arbres. La contamination se fait par les plaies ou les racines. Les symptômes incluent le jaunissement des aiguilles, un dépérissement (Figure 4.A) en foyers circulaires et la présence de carpophores au pied des arbres (Figure 4.B). Ces fructifications brun foncé à noires, sont souvent visibles sur souches ou racines. Les dégâts sont graves en forêts résineuses exploitées, notamment sur pins (DSF, 2024).



**Figure 4:** Dépérissement du pin d'Alep (A) et présence de carpophores (B) (DSF, 2024).

**V.1.3. Rouille vésiculeuse des rameaux :** causée par *Cronartium flaccidum*, est une maladie fongique majeure du pin d'Alep. Les symptômes incluent un jaunissement des aiguilles, leur chute prématurée, et un dessèchement des parties situées au-dessus du chancre en cas d'annulation. Les renflements fusiformes (Figure 5) et les nécroses écorcées sont caractéristiques, affaiblissant progressivement l'arbre (INRAE, 2020 ; DSF, 2019).



**Figure 5:** Renflements du pin causée par *Cronartium flaccidum* (MASAF, 2022).

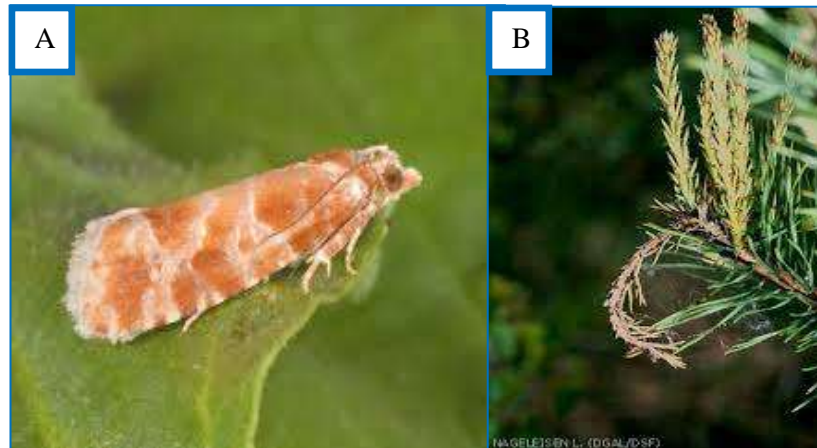
## V.2. Ravageurs :

**V.2.1. Cicadelle des pins (*Haematoloma dorsata*):** est un insecte piqueur-suceur des Hémiptères de la famille *Cicadellidae* (Figure 6.A). Elle s'attaque aux jeunes pins et autres résineux en perforant les tissus végétaux pour se nourrir de la sève, ce qui affaiblit les plants, provoque un jaunissement des aiguilles (Figure 6.B), des ralentissements de croissance, voire le dessèchement partiel des rameaux. Les jeunes plantations et les arbres stressés sont les plus sensibles. En cas de forte densité, cette cicadelle peut causer des dégâts notables, surtout dans les peuplements reboisés (ONF, 2021 ; INRAE, 2021).



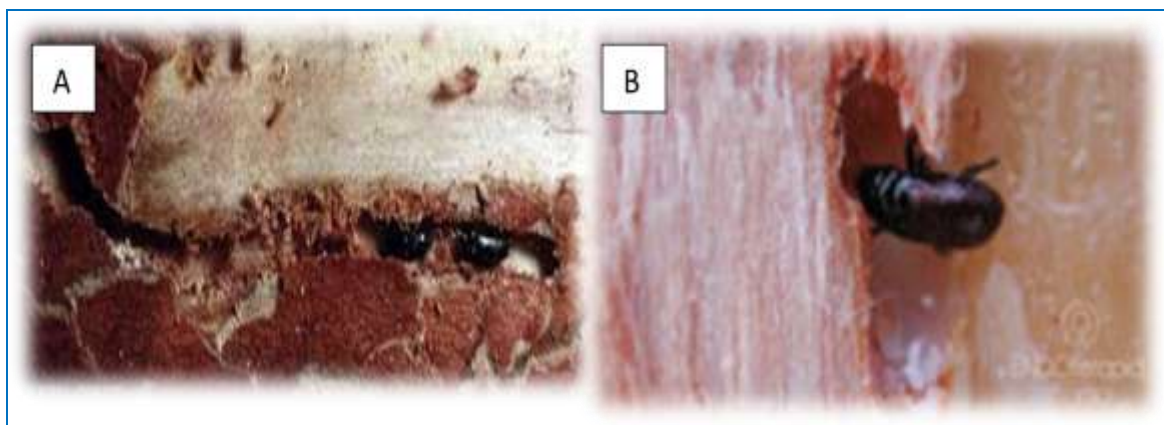
**Figure 6:** Cicadelle des pins (A) et symptômes sur aiguilles (B) (DSF,2023)

**V.2.3. Tordeuse des pousses** (*Rhyacionia buoliana*) : est un lépidoptère de la famille des Tortricidae (Figure 7.A), est un ravageur forestier largement répandu en Europe, en Afrique du Nord et en Asie occidentale. Il cible principalement les jeunes pousses (Figure 7.B) de plusieurs espèces de pins (Roques et *al.*, 2016 ; EPPO, 2021).



**Figure 7:** *Rhyacionia buoliana* (A) qui cause le jaunissement des pousses (B) (Taurand, 2018)

**V.2.2. Hylésine des pins** (*Tomicus piniperda* et *Tomicus destruens*) sont deux espèces d'hylésines du pin appartenant à la famille des Curculionidae de l'ordre Coléoptère. *T. piniperda*, largement répandue en Europe tempérée, est une espèce qui attaque principalement les troncs d'arbres affaiblis, en creusant des galeries rectilignes sous l'écorce (Figure 8), tandis que *T. destruens*, typique des régions méditerranéennes, est plus agressive et peut produire jusqu'à deux générations par an. Ce dernier s'attaque aux pins sains ou peu affaiblis, notamment le pin d'Alep, provoquant des dépérissements sévères. Les attaques répétées peuvent fortement affaiblir les peuplements, surtout en conditions de stress hydrique ou après des coupes.



**Figure 8:** Galeries sous l'écorce causées par l'Hylésine destructeur. (Nageleisen, 2024)

**V.2.4. Processionnaire du pin d'Alep (*Thaumetopoea pityocampa*)** : est un lépidoptère de la famille Notodontidae qui vivent en colonies connues pour leur mode de déplacement en file indienne, cet insecte (Figure 9) est considéré comme le principal ravageur des conifères du genre *Pinus* et *Cedrus* du bassin méditerranéen. Parmi les arbres hôtes les plus attaqués sont le pin d'Alep et le cèdre et il provoque des dégâts importants, occasionne une défoliation massive et un préjudice important, surtout aux arbres jeunes



**Figure 9:** Adulte de la processionnaire du pin d'Alep (Roujas, 2019).

# **Chapitre II : Ravageur** **(Processionnaire du pin** **d'Alep)**

**Introduction :**

La chenille processionnaire du pin, est un insecte nuisible commun des forêts de pins et de cèdres autour de la Méditerranée (Martin et Bonnet, 2008). En se nourrissant des aiguilles des feuilles, la chenille au stade larvaire ralentit la croissance des arbres et les rend vulnérables aux attaques d'autres ravageurs. Dans certains cas, cela peut conduire à la mort de l'arbre après plusieurs années (Elie, 2009).

La chenille processionnaire du pin a été décrite pour la première fois par Schiffer Muller en 1776 et est également connue sous le genre Bombyx (Rivière, 2011). En Algérie, elle se trouve dans différentes régions du nord du pays, comme la wilaya de Batna, Guelma, Biskra, Djelfa, Blida... (DGF, 2004). Sa présence a été confirmée après des recherches menées dans différentes forêts de pins et de cèdres du pays (Kerris, 2002).

**I. Systématique :**

Les chenilles processionnaires du pin sont des lépidoptères qui font partie du genre *Thaumetopoea*. Ce type comprend plusieurs espèces telles que : *Thaumetopoea bonjeani* (Powell), *Thaumetopoea solitaria* (Freyer), *Thaumetopoea herculeana* (Rambur), *Thaumetopoea processionea* (Linnaei), *Thaumetopoea pityocampa* (Schiffermuller) et *Thaumetopoea wilkinsoni* (Tams) (Tableau 1). Ces espèces peuvent vivre dans le même environnement et se nourrir de la même source alimentaire lorsqu'ils sont encore des larves. Elles peuvent être différenciées uniquement par quelques caractéristiques physiques, comme l'intensité de la couleur des ailes, et biologiques comme le cycle de vie et la date d'éclosion des œufs (Rivière, 2011).

La chenille processionnaire du pin est classée comme suit selon Dajoz (2002) :

Règne : Animalia.

Embranchement : Arthropoda.

Classe : Insecta.

Super ordre : Endopterygota.

Ordre : Lepidoptera.

Famille : Notodontidae.

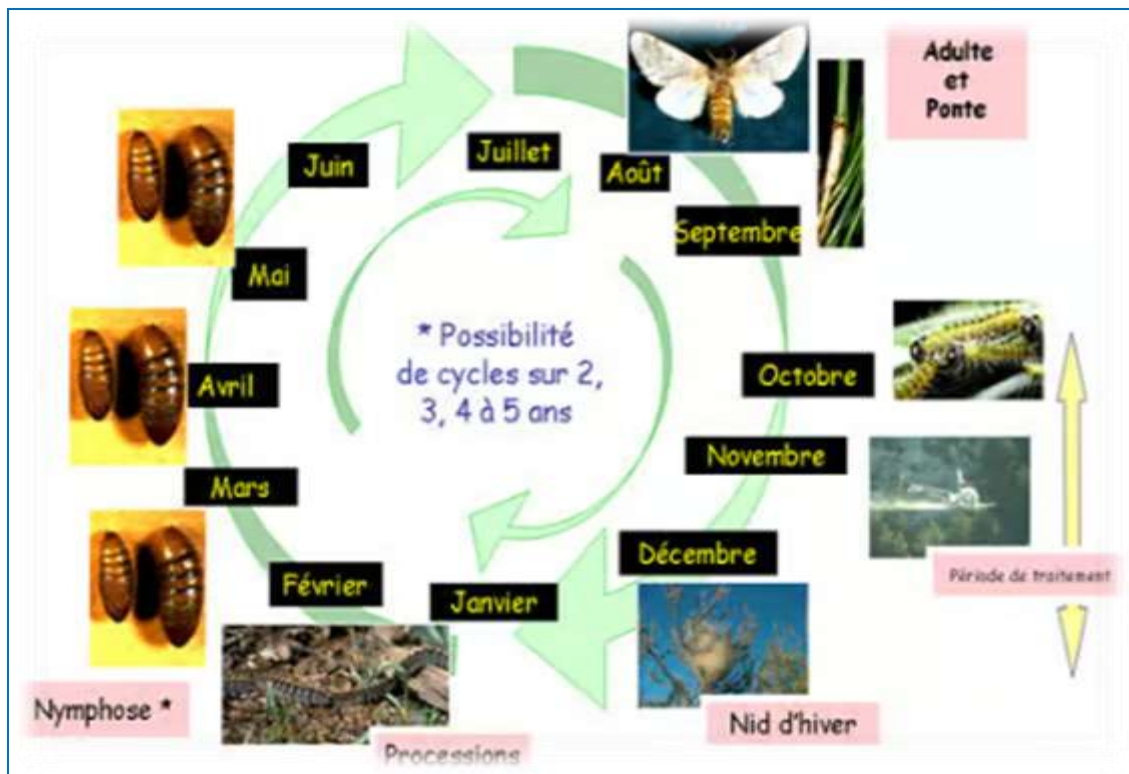
Genre : *Thaumetopoea*

**Tableau 1:** Répartition géographique de différentes espèces des chenilles processionnaires appartenant au genre *Thaumetopoea* (Originale, 2025).

Espèce	Plantes hôtes (Genre)	Espèces hôtes	Distribution géographique	Références
<i>T. pityocampa</i>	<i>Pinus</i>	<i>P. halepensis, P. nigra</i> <i>P. pinaster, P. sylvestris</i>	Bassin méditerranéen	Battisti et al. (2015) Démolin (1969)
	<i>Cedrus</i>	<i>C. atlantica, C. libani</i>		
<i>T. processionea</i>	<i>Quercus</i>	<i>Q. petraea Q. cerris,</i> <i>Q. ilex, Q. pubescens</i> <i>Q. robur</i>	Europe centrale et du Sud, Moyen-Orient	Groenen et Meurisse (2012) EPPO (2004)
<i>T. bonjeani</i>	<i>Cedrus</i>	<i>C. atlantica,</i> <i>C. libani</i>	Afrique du Nord, Moyen-Orient	Démolin (1969)
<i>T. herculeana</i>	<i>Cedrus</i>	<i>C. atlantica</i>	Maroc, Algérie	Dajoz (2000)
<i>T. solitaria</i>	<i>Pistacia</i>	<i>P. atlantica</i> , <i>P. lentiscus</i> , <i>P. terebinthus</i>	Moyen-Orient, Europe de l'Est	Halperin et Sauter (1991)
<i>T. wilkinsoni</i>	<i>Cupressus</i>	<i>C. sempervirens</i>	Méditerranée orientale	Ipekdağ, et al. (2020)
	<i>Pinus</i>	<i>P. halepensis, P. brutia, P. nigra</i>		

## II. Cycle biologique de la processionnaire du pin d'Alep :

Le cycle de vie (Figure 10) de la processionnaire est généralement annuel mais peut s'étendre sur plusieurs années selon les conditions du milieu, montrant une forte variabilité de la phénologie de l'espèce en fonction de la latitude et de l'altitude (Démolin, 1974). Ce déprédateur se développe sur une année avec une période de diapause obligatoire plus ou moins prolongée au stade pupes. Cette diapause peut s'étendre de quelques mois à plusieurs années en fonction de l'aspect favorable ou non des conditions climatiques (Démolin, 1990).



**Figure 10:** Cycle biologique de la processionnaire du pin (Martin, 2018)

### II.1. Œufs:

La femelle de la chenille processionnaire du pin choisit soigneusement l'endroit où elle pond ses œufs, en réunissant deux aiguilles à la pointe d'une branche pour les déposer. Les œufs, qui ressemblent à un petit manchon d'environ un centimètre de long (Figure 11), sont protégés par des écailles de couleur beige clair. Ces écailles servent de camouflage et de protection contre les prédateurs. En général, les œufs sont groupés en manchons contenant entre 100 et 300 œufs. L'éclosion intervient 30 à 45 jours après la ponte, avec une durée variable selon la température (Démolin, 1969).



**Figure 11:** Manchon de la processionnaire du pin (INRAE, 2023)

## II.2. Larves :

Le développement larvaire de la processionnaire du pin, espèce strictement thermophile, est fortement influencé par les conditions climatiques, notamment la température. Les larves passent par cinq stades (L1 à L5) (Figure 12), durant lesquels elles construisent successivement des pré-nids, puis un nid d'hiver permanent à partir du stade L3 (Démolin, 1969).



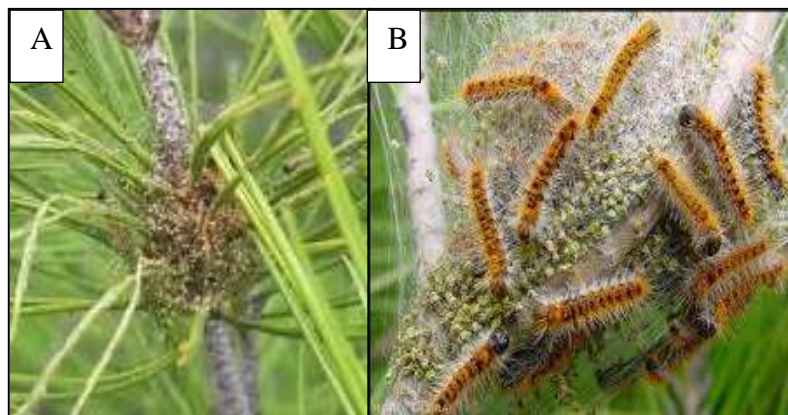
**Figure 12:** Différent stades larvaires de la processionnaire du pin (Martin, 2018)

La température joue un rôle crucial dans la vitesse de développement et la survie des larves. Le seuil thermique de développement est estimé entre 20 et 25 °C pour L1 et L2 et de 10 à 15 °C pour les deux derniers stades (Tableau 2) (Robinet et *al.*, 2007). L'augmentation des températures hivernales induite par le changement climatique a permis l'extension altitudinale et latitudinale de cette espèce en Europe, favorisant son installation dans des zones auparavant trop froides (Battisti et *al.*, 2005 ; Robinet et *al.*, 2007).

**Tableau 2 :** Caractéristiques biologiques et comportementales des stades larvaires en fonction de la température (Robinet et *al.*, 2007)

Stade	Durée (Jours)	Température Optimale (°C)	Comportement	Effet du froid (< 9°C)
L1	12	20–25	Pré-nids et alimentation légère	Activité ralentie, mortalité possible
L2	14	20–25	Début de grégarisme	
L3	30	15–20	Construction du nid d'hiver	Développement lent, faible croissance
L4–L5	30–60	10–15	Alimentation intense et croissance	Risque d'arrêt du développement

L'alimentation des larves varie selon les stades et joue un rôle clé dans leur croissance. Aux stades précoces L1 et L2, les larves consomment intensément les jeunes aiguilles de pin, provoquant les premiers symptômes de défoliation (Démolin, 1969). À partir du stade L3, les larves deviennent grégaires et adoptent un comportement social structuré : elles construisent des nids soyeux collectifs fixés aux branches, qu'elles utilisent comme abri et point de départ pour leurs déplacements alimentaires nocturnes (Masutti et Battisti, 1990). Les nids, d'abord temporaires sous forme de pré-nids (Figure 13.A), construits aux stades L1 et L2, deviennent à partir du L3 des structures permanentes et volumineuses, appelées nids d'hiver (Figure 13.B), assurant à la fois une protection contre les prédateurs et les conditions climatiques, et jouant un rôle essentiel dans la thermorégulation (Battisti et *al.*, 2005). Les larves se déplacent en longues processions synchronisées sur des pistes de soie pour se nourrir, un comportement collectif qui augmente leur efficacité alimentaire et réduit le risque de prédation (Fitzgerald, 2003).

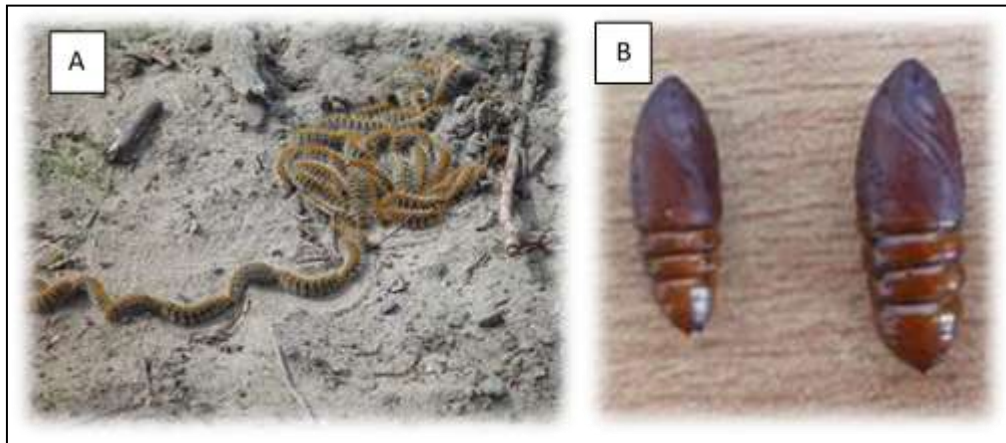


**Figure 13:** Pré-nids (A) et nid d'hiver (B) des chenilles processionnaires du pin (INRAE, 2023)

### II.3. Nymphose :

La vie souterraine de la chenille processionnaire du pin représente une étape clé de son cycle biologique, marquée par des adaptations remarquables. Après la phase larvaire, les chenilles quittent les arbres en procession pour s'enterrer dans le sol meuble ou la litière (Figure 14.A), où elles se transforment en chrysalides (Figure 14.B) protégées dans des cocons soyeux (Battisti et *al.*, 2015 ; Démolin, 1969).

Le stade de pupaison, situé entre 5 et 20 cm de profondeur, agit comme un refuge thermique et biologique, assurant la survie de l'espèce face aux prédateurs et aux conditions climatiques extrêmes. La structure des cocons, renforcée par des fibroïnes spécifiques, offre une résistance mécanique notable (Boulanger et *al.*, 2021).



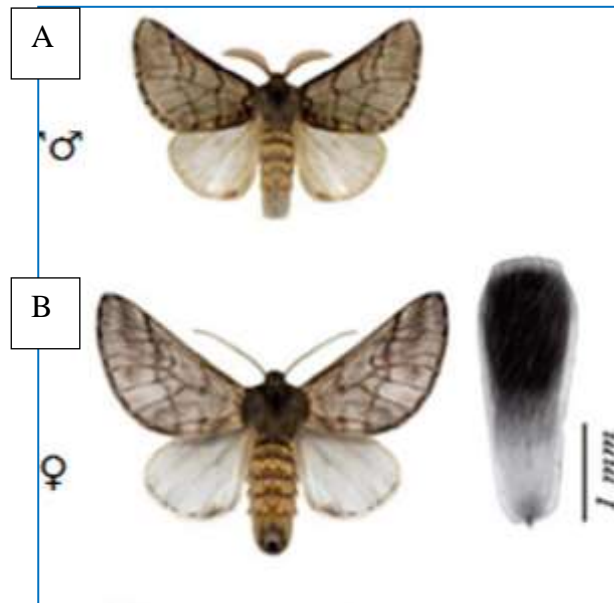
**Figure 14:** Enfouissement des chenilles de la processionnaire du pin (A) pour leur transformation en chrysalides (B) (Babaz et Bahaz, 2023).

La diapause pupale peut durer de quelques mois à plus de deux ans, selon les conditions environnementales (Robinet et *al.*, 2023). Des études microclimatiques montrent que le déclenchement de la métamorphose dépend fortement de l'accumulation d'environ 450 degrés-jours (base 10 °C) dans le sol (Samietz et *al.*, 2022). Ce stade souterrain influence donc directement la dynamique des populations et la propagation de l'espèce.

#### **II.4. Adultes :**

Les femelles de la processionnaire du pin émergent du sol peu avant le coucher du soleil en utilisant les crêtes dures situées sur leur tête (Dajoz, 1998). Une fois à l'air libre, elles se hissent sur un point élevé, restent immobiles, déploient leurs ailes, puis, après 2 à 4 heures d'inactivité, exposent leur armure génitale et libèrent des phéromones sexuelles afin d'attirer les mâles (Battisti et *al.*, 2015). L'accouplement dure généralement près d'une heure (Dajoz, 1998). À ce stade, des différences notables apparaissent entre les sexes (Figure 16) : les femelles sont plus grandes, avec un abdomen volumineux et chargé d'œufs, tandis que les mâles sont plus petits, possèdent des antennes pectinées très développées, utilisées pour détecter les phéromones émises par les femelles à longue distance, et sont beaucoup plus actifs et mobiles (Roques, 2015 ; Battisti et *al.*, 2005).

Après la fécondation, la femelle dépose ses œufs en spirale à la base des aiguilles de pin, chaque œuf étant recouvert d'un petit amas d'écaillés provenant de l'extrémité de son abdomen (Roques, 2015).

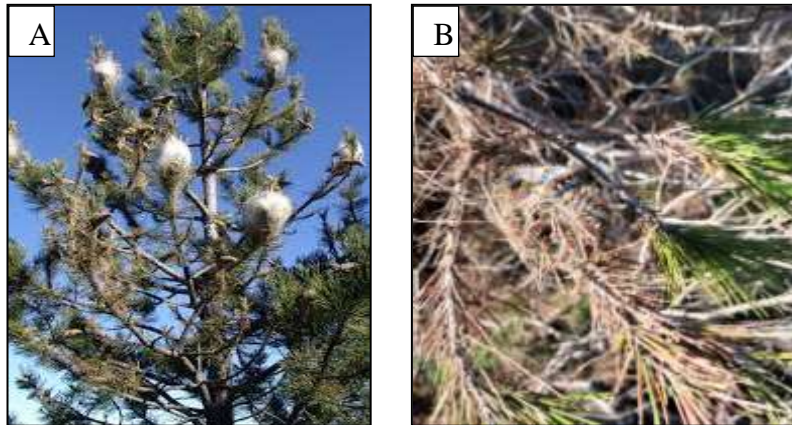


**Figure 15 :** Adulte de la processionnaire du pin (A) Mâle et (B) Femelle  
(El Mokhefi et al., 2020)

La ponte ne se produit que sur les pins dont les aiguilles ont un diamètre compris entre 1,5 et 2 mm, condition nécessaire pour permettre à la femelle de s'y agripper grâce à la texture rugueuse compatible avec les griffes de ses pattes (Battisti et al., 2005). Si aucun arbre hôte n'est trouvé, la femelle peut parcourir plus de deux kilomètres à la recherche d'un site de ponte approprié, ce qui contribue à la capacité de l'espèce à coloniser rapidement de nouvelles zones de pinèdes (Battisti et al., 2015). Les adultes ont une durée de vie très brève et ne vivent généralement pas plus de 24 heures, leur unique fonction étant la reproduction (Dajoz, 1998).

### III. Symptômes et dégâts :

La processionnaire du pin d'Alep constitue un bioagresseur majeur dont les impacts se manifestent à plusieurs niveaux. Sur le plan forestier, les dégâts les plus visibles consistent en une défoliation intense des pins (Figure 16.A), particulièrement marquée chez les jeunes sujets et les peuplements denses. Les travaux de l'équipe de Battisti (2021), ont montré que trois années consécutives de défoliation pouvaient entraîner jusqu'à 70% de mortalité dans les pinèdes méditerranéennes. Les arbres atteints présentent des aiguilles rongées (Figure 16.B) caractéristiques, avec une réduction notable de la croissance en diamètre évaluée à 30-40% (Gscholar et al., 2022).



**Figure 16:** Dégâts visibles sur l'arbre du pin (A) (INRAE, 2023), Défoliation partielle des aiguilles (B) (Originale, 2025)

À partir du stade L3, les larves développent des poils urticants contenant des protéines allergènes, principalement la thaumétopoéine et la TPS-1, responsables de réactions cutanées (figure 17) et respiratoires chez l'homme et les animaux (Lamy et *al.*, 1986 ; Leroy et *al.*, 2023). Ce risque sanitaire, visible à travers des symptômes parfois sévères.



**Figure 17:** Réactions allergiques sur les mains (Originale, 2025)

## VI. Stratégies de lutte contre la processionnaire du pin d'Alep :

### VI.1. Lutte chimique :

Les produits chimiques utilisés contre les lépidoptères, notamment les chenilles processionnaires, appartiennent à différentes familles, dont les pyréthrinoïdes (ex. : deltaméthrine, cyperméthrine), qui agissent rapidement sur le système nerveux mais présentent une faible sélectivité envers les insectes non cibles (EPPO, 2004). Les organophosphorés comme le chlorpyrifos, bien qu'efficaces, sont en déclin ou interdits dans de nombreux pays européens en raison de leur toxicité (Roques et *al.*, 2015). Les carbamates comme le carbaryl partagent un mode d'action neurotoxique similaire, mais leur usage est aujourd'hui limité pour des raisons environnementales. Les régulateurs de croissance des insectes (IGR) tels que le diflubenzuron ou le tebufenozide, qui interfèrent avec la mue larvaire, offrent une alternative plus respectueuse des auxiliaires et sont particulièrement efficaces sur les jeunes stades (Sánchez-Ramos et Castañera, 2001). Toutefois, l'usage de ces produits doit respecter des réglementations strictes pour limiter les impacts écologiques et favoriser une gestion durable des ravageurs.

### VI.2. Lutte physique :

La lutte physique consiste principalement en la coupe manuelle et la destruction des nids (Figure 18) pendant l'hiver, souvent par brûlage. Cette intervention vise à éliminer les colonies avant l'émergence des adultes, limitant ainsi leur dispersion (EPPO, 2004). Cette méthode est simple mais exige une surveillance régulière des arbres infestés.



**Figure 18:** Destruction des nids de chenilles processionnaire (HÉE, 2024).

### VI.3. Lutte mécanique :

Elle se repose sur l'utilisation de dispositifs comme les collerettes ou pièges ceinturant les troncs (Figure 19). Ces derniers interceptent les chenilles lorsqu'elles descendent pour se nymphoser dans le sol (Roques, 2015). Ces méthodes sont particulièrement adaptées aux zones sensibles comme les écoles ou les jardins publics (Villemant et *al.*, 2011). Bien qu'écologiques, leur efficacité dépend d'une mise en place correcte et au bon moment, et elles sont souvent utilisées en complément d'autres stratégies de lutte.



**Figure 19:** Collerette anti-chenilles (HÉE, 2024).

### VI.4. Lutte biologique :

La lutte biologique contre les chenilles processionnaires est une méthode écologique qui permet de limiter les impacts sur l'environnement. Elle repose sur l'utilisation d'agents naturels comme les champignons entomopathogènes, les prédateurs et les parasitoïdes (Joung, 2000 ; Roques et *al.*, 2015). Cette approche ciblée réduit l'usage des pesticides chimiques. Elle contribue ainsi à la préservation de la biodiversité (EPPO, 2004).

#### **VI.4.1. Lutte par confusion sexuelle :**

La phéromone sexuelle est une substance libérée par la femelle pendant la saison de reproduction, et le piégeage consiste ici à installer une surface réceptive (figure 20) contenant une phéromone de synthèse dans un milieu naturel, afin de capturer un maximum de papillons mâles (Martin et Bonnet, 2008). La méthode de piégeage a l'avantage d'être aussi spécifique à la chenille processionnaire du pin, et d'être utilisée au stade adulte (Rivière, 2011). Ensuite, une élimination des papillons capturés dans les pièges installés est nécessaire à la fin de chaque procédure (Martin et Brinquin, 2017).



**Figure 20** : Piège à phéromone (HÉE, 2024).

#### **VI.4.2. Lutte par utilisation des ennemis naturels :**

##### **VI.4.2.1. Prédateurs :**

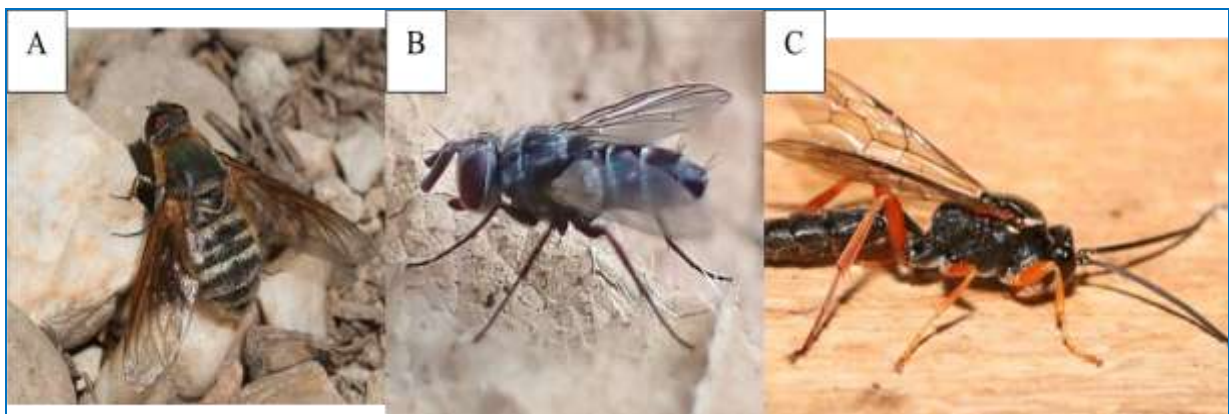
Malgré son efficacité, c'est la méthode la moins fréquemment utilisée dans la nature. À cause de son comportement défensif, peu d'espèces peuvent résister au caractère urticant de la chenille processionnaire, à quelques exceptions, comme celle de la mésange charbonnière qui est un oiseau prédateur des chenilles processionnaires (Figure 21) non affectés par ces poils urticants (Martin et Bonnet, 2008). Installer des nichoirs pour les mésanges dans les zones touchées par la chenille au début des stades larvaires peut diminuer sa présence de manière très efficace (Martin et Brinquin, 2017).



**Figure 21 :** Mésange charbonnière (Worza, 2025)

#### VI.4.2.2. Parasitoïdes :

Les parasitoïdes constituent un facteur clé de régulation naturelle des populations de la chenille processionnaire du pin (*Thaumetopoea pityocampa*). Plusieurs familles d'insectes parasitoïdes interviennent à différents stades du cycle de développement de cet hôte. Parmi les plus efficaces, on distingue notamment les diptères de la famille des Tachinidae (*Clausicella suturata*), la famille des Bombyliidae (*Villa brunnea*) et la famille des Ichneumonidae (*Coelichneumon rudis*) (figure 22), qui parasitent principalement les stades larvaires avancés et les chrysalides de processionnaire du pin (Chebil, 2013). Leur mode d'action consiste en un parasitisme interne ou externe conduisant à la mort de l'hôte.



**Figure 22:** Parasitoïdes associés aux stades larvaires de la chenille processionnaire du pin d'Alep : (A) *Villa brunnea* (Joachim, 2018) ; (B) *Clausicella suturata* (Dumas, 2022) et (C) *Coelichneumon rudis* (Ingremeau, 2023)

Parallèlement, les hyménoptères parasitoïdes comme *Ooencyrtus pityocampae* (Encyrtidae), *Baryscapus servadeii* et *Trichogramma embryophagum* exercent un contrôle important sur les stades embryonnaires et larvaires précoces (Figure 23) (Ayache et Chakali, 2017). *O. pityocampae*, spécialisé dans le parasitisme oophage, peut affecter jusqu'à 60% des œufs dans certaines populations (Pérez-López et al., 2020). Ces parasitoïdes présentent une remarquable synchronisation phénologique avec leur hôte, optimisant ainsi leur efficacité régulatrice

L'action complémentaire de ces espèces, ciblant différents stades de développement (œufs, larves, chrysalides), crée un effet de régulation biologique multistades particulièrement efficace. Cependant, leur impact varie significativement selon les conditions environnementales et les pratiques de gestion forestière (Jactel et al., 2022).



**Figure 23:** Principaux hyménoptères parasitoïdes des œufs de la chenille processionnaire du pin d'Alep : (A) *Baryscapus servadeii*, (B) *Ooencyrtus pityocampa*, (C) *Trichogramma* sp. (INRAE, 2013).

#### VI.4.2.3. Lutte microbiologique :

Elle se repose sur l'utilisation des entomopathogènes naturels ciblant les chenilles processionnaires. Parmi les plus efficaces figurent les champignons du sol comme *Beauveria bassiana* et *Cordyceps militaris*, les bactéries telles que *Bacillus thuringiensis kurstaki* (Btk), ainsi que certains virus spécifiques comme *Smithiavirus pityocampae* (Lacey et al., 2015 ; Hajek et Shapiro-Ilan, 2018). Ces agents sont appliqués principalement aux premiers stades larvaires (L1–L2), période durant laquelle les larves sont plus vulnérables et exposées en surface. *Bacillus thuringiensis kurstaki*, en particulier, est largement utilisé en milieu forestier pour son efficacité ciblée et son innocuité pour les autres espèces (EPPO, 2004).

**Chapitre III :**  
Champignons  
entomopathogènes

**Introduction :**

Les entomopathogènes occupent une place particulière dans la recherche d'organismes capables de réguler les pullulations des espèces nuisibles, en santé végétale, humaine ou animale. Néanmoins, ces champignons bien qu'efficaces ont souvent une activité très dépendante des conditions climatiques (Lacey *et al.*, 1996 in Khatou et Omran, 2024).

Parmi les micro-organismes utilisés en lutte biologique, plus de 700 espèces de champignons sont entomopathogènes (Starnes *et al.*, 1993). Les espèces des genres *Beauveria*, *Metarhizium*, *Verticillium*, *Erynia*, *Hirsutella*, *Entomophthora* et *Entomophaga*, sont les plus utilisées en lutte biologique, elles infectent les insectes par pénétration directe à travers la cuticule (Goettel, 1992 in Badoui, 2017). Ces champignons entomopathogènes sont des agents de lutte de grand intérêt puisqu'ils ont l'avantage d'affecter tous les stades de développement de l'insecte, y compris les œufs (Ferreira *et al.*, 2005).

**I. Classification des champignons entomopathogènes :**

D'après Ferron (1975) et selon la classification d'Ainsworth et Bisby (1971) in Hawksworth et son équipe (1983), les entomopathogènes se répartissent en quatre catégories : les champignons imparfaits, les *Entomophthorales*, les *Coelomomyces* et les *Ascomycètes*.

A présent, l'étude de la diversité biologique pour sa classification se concentre, selon les nouvelles découvertes, sur une classification phylogénétique remplaçant la classification classique (Saiah, 2014). La classification classique crée des groupes ou taxons en se basant sur un simple critère de similitude générale. Une classification phylogénétique suggère que l'on regroupe les organismes selon leurs liens de parenté (Vega *et al.*, 2012).

A la suite de l'avènement de la biologie moléculaire, plusieurs concepts taxonomiques ont changé. Cela va conduire à l'abandon des termes Deutéromycètes, Hyphomycètes et Fungi Imperfecti (Blackwell *et al.*, 2006), dans lequel plusieurs champignons entomopathogènes ont été habituellement classés, et leur reclassement dans le phylum Ascomycota (Humber, 2012). Actuellement, les champignons entomopathogènes se trouvent dans quatre divisions différentes : Chytridiomycota, Zygomycota, Basidiomycota et Ascomycota.

Le tableau 03 présente plusieurs espèces de champignons provenant de différents phylums et reconnus comme étant entomopathogènes.

**Tableau 3** : Champignons entomopathogènes appartenant à différents Phylums  
(Saiah, 2014 in Badaoui, 2017)

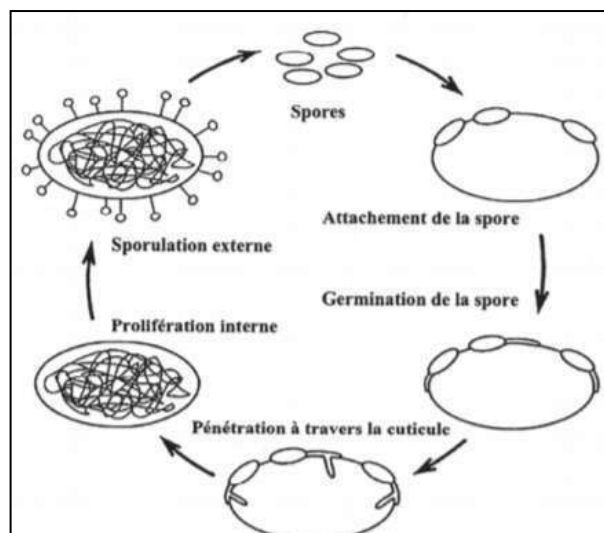
Phylum	Genre	Espèce	Auteur
Zygomycota	<i>Batkoa</i> Humber	<i>B. apiculata</i> et <i>B. major</i>	Balazy, 1993
	<i>Conidiobolus</i> Brefeld	<i>C. coronatus</i>	Soper et al., 1988
		<i>C. obscurus</i> et <i>C. thromboides</i>	Humber, 2012
	<i>Entomophaga</i> Batko	<i>E. aulicae</i> , <i>E. maimaiga</i> et <i>E. grylli</i>	Humber, 2012
		<i>E. calopteni</i>	Humber, 1989
	<i>Entomophthora</i> Fresenius	<i>E. culicis</i> et <i>E. muscae</i>	Keller, 2002
		<i>E. planchoniana</i>	Humber, 2012
	<i>Erynia</i> Nowakowski	<i>E. aquatica</i> et <i>E. rhizospora</i>	Keller, 1991
		<i>E. conica</i>	Balazy, 1993
		<i>E. ovispora</i>	Humber, 2012
	<i>Furia</i> Batko	<i>F. americana</i>	Keller, 1991
		<i>F. F. virescens</i>	Balazy, 1993
<i>Massospora</i> Peck	<i>M. cicadina</i>	Humber, 2012	
<i>Neozygites</i> Witlaczil	<i>N. fresenii</i> , <i>N. parvispora</i> et <i>N. floridana</i>		
<i>Pandora</i> Humber	<i>P. blunckii</i> et <i>P. neoaphidis</i>		
<i>Zoophthora</i> Batko	<i>Z. phalloides</i> et <i>Z. phytonomi</i>		
	<i>Z. radicans</i>	Balazy, 1993	
Basidiomycota	<i>Septobasidium</i>	<i>Septobasidium</i> sp	Henk et vilgalys, 2007
	<i>Auriculosocypha</i>	<i>Auriculosocypha</i> sp	
	<i>Uredinella</i>	<i>Uredinella</i> ,sp	
	<i>Coccidiodyctyon</i>	<i>Coccidiodyctyon</i> sp	Sung et al., 2007
	<i>Ordonia</i>	<i>Ordonia</i> sp	
Ascomycota	<i>Aschersonia</i>	<i>A. aleyrodus</i>	Chaverri et al., 2008.
		<i>A. Montagne</i>	Liu et al., 2006;
	<i>Ascospaera</i> Spiltoir	<i>A. aggregata</i>	Anderson et al. 1998.
	<i>Beauveria</i> Vuillemin	<i>B. bassiana</i> Balsamo)	Rehner et al., 2011
		<i>B. brongniartii</i> (Saccardo)	
	<i>Cordyceps</i>	<i>C. militaris</i> et <i>C. tuberculata</i>	Kepler et al., 2012
	<i>Fusarium</i> Link	<i>Fusarium</i> sp	O'donnell et al., 1998
	<i>Gibellula</i> Cavara	<i>G. pulchra</i> et <i>G. leiopus</i>	Tzean et al., 1997
	<i>Hirsutella</i> Patouillard	<i>H. saussurei</i>	Rombach et Roberts, 1989
		<i>H. thompsonii</i>	Hodge et al., 1996
		<i>H. citrifomis</i>	Humber, 2012
	<i>Hymenostilbe</i> Petch Emend.	<i>H. rhossiliensis</i> et <i>H. saussurei</i>	Hodge et al., 1996
		<i>H. thompsonii</i>	Rombach et Roberts, 1989
		<i>Isaria</i> Persoon	<i>I. farinosa</i> et <i>I. fumosorosea</i>
	<i>Paecilomyces</i> Bainier	<i>P. lilacinus</i>	
	<i>Lecanicillium</i> Gams et Zare	<i>L. lecanii</i>	Zare et al., 2001.
	<i>Metarhizium</i> Sorokin	<i>M. anisopliae</i>	Bischoff et al., 2009
		<i>M. flavoviride</i>	Driver et al., 2000
		<i>M. majus</i> et <i>M. acridum</i>	Kepler et al., 2012.
	<i>Nomuraea</i> Maublanc	<i>N. rileyi</i>	Kepler et al., 2012
<i>Tolypocladium</i>	<i>T. niveum</i>	Humber, 2012	
	<i>T. cylindrosporum</i>	Hodge et al., 1996	
<i>Torrubiella</i> Boudier	<i>T. ratticaudata</i>	Sato et al., 2010	
	<i>T. aranicida</i>	Sung et al., 2007	

## II. Mode d'action des champignons entomopathogènes :

Les champignons entomopathogènes tuent ou affaiblissent généralement les hôtes qu'ils infectent. Leur efficacité est accrue lorsque l'insecte ciblé est déjà affaibli par des facteurs comme le stress nutritionnel. En raison de leur mode de transmission et de leurs besoins abiotiques, ils sont particulièrement efficaces lorsque la densité des populations d'insectes ciblés est élevée. Cependant, le système immunitaire des insectes peut fortement influencer la pathogénicité de ces ennemis naturels (Benserradj, 2014).

La cuticule de l'insecte constitue une barrière structurale et chimique complexe pour la pénétration du champignon. Les champignons peuvent infecter les insectes par une pénétration directe à travers la cuticule (Figure 24) (Clarkson et *al.*, 1996). Au contact de la cuticule, la spore, l'unité infectieuse du champignon, germe et pénètre à travers le tégument en combinant des pressions mécaniques et enzymatiques (Leger, 1993).

Le champignon croît rapidement dans l'hémocoel. Les insectes sensibles au champignon meurent généralement dans un délai de 3 à 10 jours. Lorsqu'ils meurent, le champignon entre dans un stade hyphale, colonise les organes internes, puis sporule à la surface de l'insecte. Le cycle infectieux est généralement le même pour tous les champignons entomopathogènes, et la pénétration est l'étape la plus critique. Le mode d'infection. (Figure 25) des champignons entomopathogènes se divise en quatre étapes distinctes : l'adhésion, la germination, la pénétration et la dissémination.



**Figure 24:**Schéma du cycle biologique des champignons entomopathogènes (Ferron et *al.*, 1991 in Habibi et Bakelli., 2019).

### III. Exemples des champignons entomopathogènes :

#### III.1. *Beauveria* sp. :

Le champignon *Beauveria* sp. est l'un des espèces fréquemment trouvées dans les sols du monde entier et largement utilisée en lutte biologique. De nombreuses études ont mis en évidence le potentiel insecticide de ce mycète, qui peut être employé contre divers insectes ravageurs appartenant à différents ordres, tels que les coléoptères (Todorova et al., 1996), incluant la coccinelle maculée (*Coleomegilla maculata*, Coccinellidae), le scarabée argentin (*Cyclocephala signaticollis*, Scarabeidae) et le doryphore de la pomme de terre (*Leptinotarsa decemlineata*, Chrysomelidae) (Todorova et al., 1994). Dotée d'un large spectre d'action et d'une grande virulence, cette espèce peut infecter l'hôte par simple contact (Meyling et al., 2009) et provoquer la maladie de la muscardine blanche (Figure 25).



**Figure 25** : Muscardine blanche sur les larves de *P. citrella* (Saiah, 2014).

#### III.1.1. Taxonomie :

Le genre de *Beauveria* est classée selon Rehner et Buckley (2005) comme suit :

**Règne** : Fungi

**Phylum** : Ascomycota

**Sous-phylum** : Pezizomycotina

**Classe** : Sordariomycete

**Sous-classe** : Hypocreomycetidae

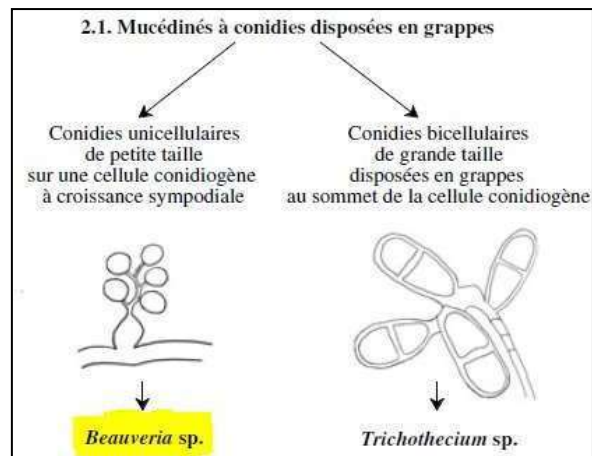
**Ordre** : Hypocreale

**Famille** : Cordycipitaceae

**Genre** : *Beauveria*

### III.1.2. Morphologie :

Le genre *Beauveria* regroupe des champignons dont le thalle est constitué d'hyphes hyalins, cloisonnés et à parois fines, mesurant entre 2,5 et 3,5 µm de diamètre. En culture, *Beauveria* forme des colonies denses, d'aspect cotonneux, de couleur blanche à jaunâtre. Les conidiophores, courts et ramifiés, présentent une base renflée et une extrémité en zigzag, sur laquelle les conidies se forment sympodiale (Annexe 1). Chaque conidie laisse une cicatrice saillante sur le conidiophore, conférant à celui-ci un aspect denticulé (Humber, 2012 ; Weiser, 1972). Les conidies, unicellulaires (Figure 26), hyalines et ovoïdes à ellipsoïdes, sont disposées en grappes compactes donnant une apparence de "fausse tête", caractéristique du genre. Par ailleurs, *Beauveria* peut produire deux types de spores selon les conditions d'oxygénation : les conidiospores en aérobie et les blastospores en anaérobiose, toutes deux pathogènes pour les insectes (Zimmermann, 2007).



**Figure 26:** Clé d'identification des Mucédinés à conidies disposées en grappes (*Beauveria* sp.) (Chabasse et *al.*, 2002).

### III.1.3. Mode d'action :

Le champignon *Beauveria bassiana*, infecte les insectes par simple contact, sans nécessiter d'ingestion. Les spores adhèrent à la cuticule, la traversent grâce à des enzymes et colonisent rapidement l'hémocoel, provoquant la déshydratation et une augmentation de la viscosité de l'hémolymphe, entraînant la mort de l'insecte (Biodokha et *al.*, 1993 ; Weiser, 1972). Certaines souches produisent également des toxines comme la beauvericine ou les bassianolides, qui accélèrent l'infection (Robert, 1981). L'infection peut toucher tous les stades de l'insecte (œuf, larve, adulte). Après la mort, l'insecte est recouvert d'un mycélium blanc, symptôme de la muscardine blanche. En phase saprophyte, le cadavre est momifié et transformé en sclérote, tandis que le champignon produit des antibiotiques pour limiter la concurrence bactérienne dans le tube digestif (Weiser, 1972).

### III.2. *Fusarium* sp. :

Certaines espèces du genre *Fusarium*, bien que connues principalement comme phytopathogènes, ont démontré un potentiel entomopathogène contre divers insectes nuisibles. Par exemple, *Fusarium oxysporum* et *Fusarium solani* ont été rapportés comme agents pathogènes de la pyrale du maïs (*Ostrinia nubilalis*) et de la teigne de la pomme de terre (*Phthorimaea operculella*) (Feng et al., 2010 ; Santiago-Álvarez et al., 2006). D'autres études ont montré l'efficacité de *Fusarium semitectum* sur les œufs et les larves de la mineuse des agrumes *Phyllocnistis citrella* (Figure 27) (Saiah, 2014).



**Figure 27** : Effet pathogène de *F. semitectum* sur les larves de *P.citrella* (Saiah,2014).

#### III.2.1. Taxonomie :

Selon Butler et leurs collaborateurs en 1971, la classification récente de genre *Fusarium* est comme suit :

Règne : Fungi

Phylum : Ascomycota

Sous-phylum : Pezizomycotina

Classe : Sordariomycete

Sous-classe : Hypocreomycetidae

Ordre : Hypocreale

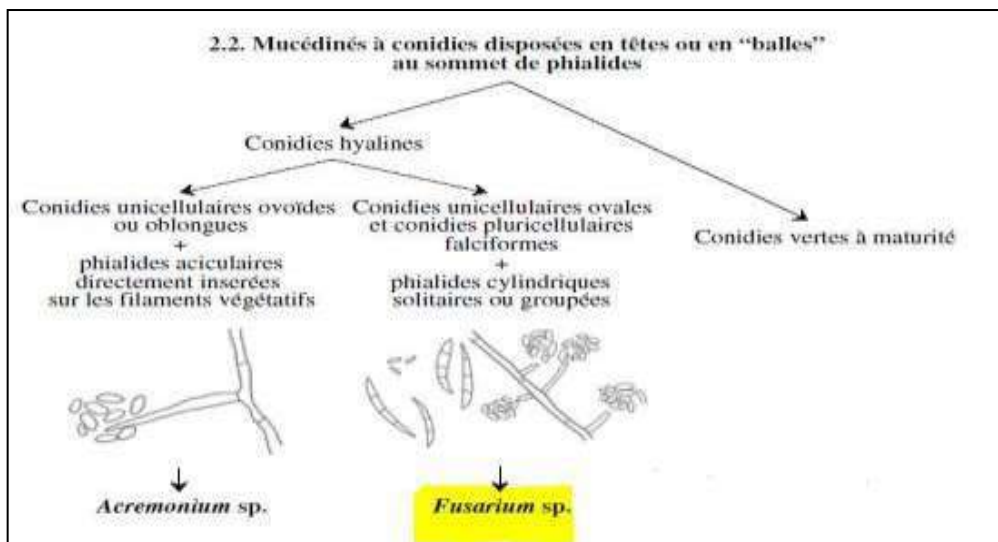
Famille : Nectriaceae

Genre : *Fusarium*

### III.2.2. Morphologie :

Les espèces de *Fusarium* forment des colonies duveteuses ou cotonneuses, initialement blanches, qui deviennent progressivement rose clair. La principale caractéristique morphologique des *Fusarium* est la présence de macroconidies fusiformes et cloisonnées. Le thalle végétatif est composé de conidiophores courts et souvent ramifiés, qui portent des phialides avec un ou plusieurs sites de bourgeonnement pour la production de conidies. Les phialides sont courtes et larges, formées sur le mycélium aérien. Les microconidies sont absentes, tandis que les macroconidies sont fusiformes, courbées et septées. Les chlamydospores peuvent être intercalaires ou terminales et sont formées par le mycélium ou par les conidies (figure 28) (Leslie et Summerell, 2006).

Le diagnostic des espèces de *Fusarium* repose sur l'aspect des colonies (notamment leur pigmentation), mais surtout sur leur morphologie microscopique. Cela inclut la présence d'un ou deux types de spores, la disposition en chaîne ou en amas des microconidies, la taille des phialides et le nombre de sites de bourgeonnement, l'aspect de la cellule podale et l'abondance des chlamydospores ;



**Figure 28** : Clé d'identification des Mucédinés à conidies disposées en têtes (*Fusarium sp.*)

(Chabasse et *al.*, 2002).

**III.2.3. Mode d'action :**

Les champignons entomopathogènes du genre *Fusarium* infectent les insectes principalement par contact direct avec les spores, sans nécessiter d'ingestion préalable. Le processus débute par l'adhésion des conidies à la cuticule de l'insecte, suivie de la germination et de la pénétration mécanique et enzymatique à travers l'épiderme, facilitée par la production d'enzymes hydrolytiques telles que les protéases, chitinases et lipases (Santiago-Álvarez et al., 2006 ; Ortiz-Urquiza et Keyhani, 2013). Une fois dans l'hémocoel, le champignon se développe en utilisant les nutriments de l'hôte, ce qui entraîne un épuisement énergétique, des déséquilibres physiologiques, et finalement la mort de l'insecte. Certaines espèces, comme *Fusarium oxysporum* et *F. solani*, produisent également des toxines secondaires (fusaric acid, beauvericine, etc.) qui renforcent l'effet létal (Ruiu, 2015 ; Sánchez-Rodríguez et al., 2015). Après la mort de l'hôte, le champignon entre en phase saprophyte et peut sporuler sur la surface du cadavre, favorisant la dissémination dans l'environnement.

# **Partie expérimentale**

**Chapitre I :**  
Recherche de champignons  
entomopathogènes autochtones

**Introduction :**

L'utilisation des souches fongiques autochtones, déjà adaptées aux conditions locales et à leur hôte, améliore l'efficacité du contrôle biologique en ciblant spécifiquement les lépidoptères ravageurs comme la chenille processionnaire du pin d'Alep (Quesada-Moraga et *al.*, 2006). Des études ont confirmé le potentiel des genres *Beauveria* et *Fusarium* dans lutte biologique (Zimmermann, 2007).

La sélection des souches locales reste cruciale pour assurer une meilleure persistance et une virulence optimale sur le terrain (Inglis et *al.*, 2001). Dans ce contexte, les objectifs du chapitre consistent à :

- 1) Sélectionner les champignons capables d'infecter des chenilles saines de la processionnaire du pin d'Alep (PPA).
- 2) Isoler des champignons entomopathogènes à partir des chenilles momifiées de la processionnaire du pin d'Alep (PPA).

**I. Sélectionner les champignons capables d'infecter des chenilles saines de la PPA :****I.1. Matériel et méthodes :**

Le présent travail a été réalisé au sein du laboratoire pédagogique de la Phytopathologie à l'Université de Mostaganem.

**I.1.1. Matériel biologiques :****I.1.1.1. Matériel animal :**

L'insecte cible dans cette expérimentation est la processionnaire du pin d'Alep. Les larves soumises aux tests ont été récoltées au niveau du forêt de El Arsa (Planche 2) située à la commune de Mostaganem. Les sorties sur terrain ont eu lieu pendant la période comprise entre les mois de Janvier et Mars 2025.



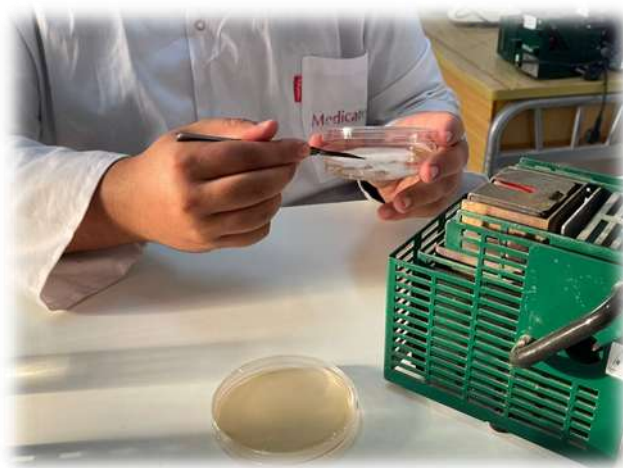
**Planche 2:** Localisation du site d'échantillonnage, (A) vue satellitaire (Google Earth, 2025), (B) forêt de El Arsa, (C) larves de la PPA (Originale, 2025).

#### I.1.1.2. Matériels fongiques :

Les dix souches fongiques utilisées lors de cette expérimentation ont été conservées au laboratoire à une température de 4°C par notre encadreur depuis 2019.

#### I.1.2. Repiquage des champignons :

La régénération des souches fongiques a été réalisée sur milieu PDA (Potato Dextrose Agar), à partir d'explants prélevés sur des colonies conservées dans des boîtes de Pétri contenant ce même milieu (Figure 29). Les boîtes ont ensuite été incubées à 25 °C.

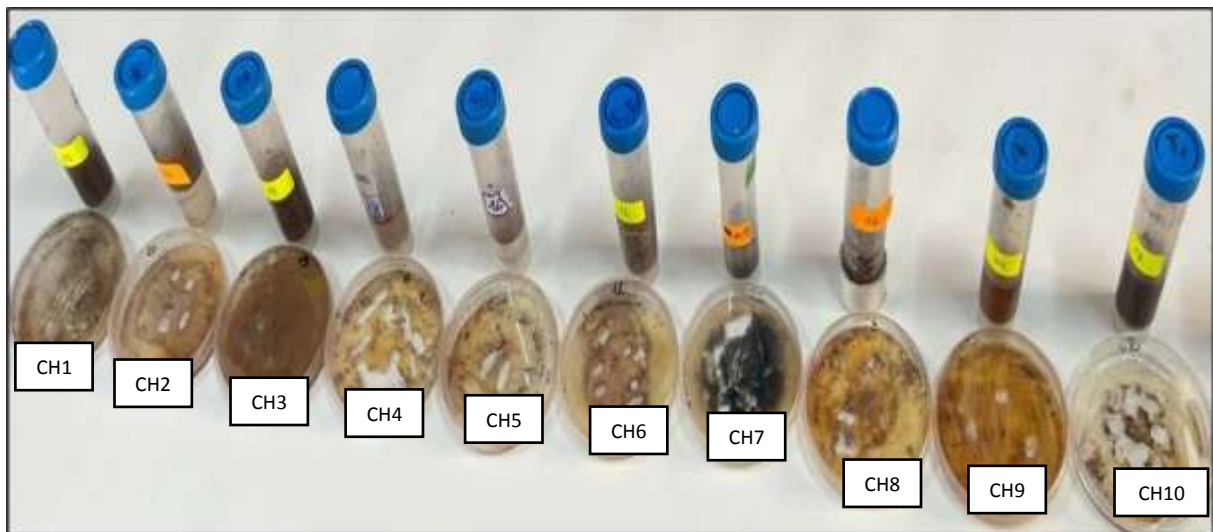


**Figure 29:** Repiquage des souches fongique (Original, 2025)

### I.1.3. Conduite de test biologique :

#### I.1.3.1. Préparation des solutions fongiques :

Étant donné que les repiquages n'ont pas permis la reprise de la croissance cryptogamique, les souches conservées ont été directement utilisées pour la préparation des suspensions fongiques. À l'aide d'un scalpel stérile, un grattage en surface a permis de prélever les spores et le mycélium. Les fragments fongiques récoltés ont ensuite été mis en suspension dans 10 ml d'eau distillée stérile (Figure 30). Les préparations à base de champignons ont été homogénéisées à l'aide d'un vortex.



**Figure 30:** Souches fongiques utilisées pour le test biologique (Originale, 2025)

#### I.1.3.2. Inoculation des chenilles :

Les larves de la PPA aux stades L4 et L5, ont été trempées pendant 5 secondes dans les suspensions fongiques préparées (Figure 31), afin d'assurer un contact direct entre l'agent pathogène et l'hôte.



**Figure 31:** Immersion d'une larve de la PPA dans la suspension fongique (Originale, 2025).

Après immersion, les larves ont été transférées dans des boîtes de Pétri contenant du papier absorbant stérile, à raison de cinq larves par boîte. L'incubation a été réalisée à 25 °C, et des observations ont été menées à partir du troisième jour post-inoculation.

#### **I.1.3.3. Isolement des champignons à partir d'insectes infectés après inoculation :**

L'isolement des champignons s'effectue dans des conditions stériles. À l'aide d'un scalpel stérilisé, des fragments de tissus provenant des chenilles de la PPA momifiées sont découpés puis déposés sur le milieu de culture PDA, à raison de deux fragments par boîte de Pétri. Les boîtes sont ensuite incubées à 25 °C (Figure 32).



**Figure 32** : Isolement des champignons à partir des larves de la PPA momifiées (Originale, 2025)

#### **I.1.4. Purification des souches :**

Les colonies fongiques développées à partir des fragments d'insectes ne sont pas toujours pures ; elles sont fréquemment contaminées par d'autres micro-organismes, notamment des champignons saprophytes ou des bactéries. Cette contamination rend indispensable une étape de purification avant toute analyse ou manipulation ultérieure. À cet effet, des repiquages successifs ont été effectués dans des conditions strictement aseptiques. Des explants issus de zones de croissance périphériques non contaminées ont été soigneusement sélectionnés, puis transférés sur des boîtes de Pétri contenant du milieu PDA afin d'obtenir des cultures fongiques pures (Saiah, 2017).

#### **I.1.5. Identification des champignons :**

L'observation macroscopique des colonies fongiques repose sur l'analyse de plusieurs critères morphologiques, notamment la forme, la taille, la couleur, ainsi que l'aspect de surface comme la texture et relief. Cette évaluation, réalisée à l'œil nu, consiste à examiner les colonies cultivées sur boîtes de Pétri contenant des isolats purifiés. Ces caractéristiques

macroscopiques constituent une première étape essentielle dans l'identification des champignons (Goettel et Inglis, 1997).

L'étude microscopique implique le prélèvement de fragments mycéliens à partir des cultures. Pour les colonies glabres, un échantillon est prélevé à l'aide d'une anse stérile. Les fragments sont ensuite montés entre lame et lamelle pour une observation au microscope optique, permettant d'analyser les structures reproductrices telles que les hyphes, conidiophores, phialides et conidies, caractéristiques du genre ou de l'espèce (Tanada et Kaya, 1993 ; Goettel et Inglis, 1997). Dans le cadre de ce travail, l'identification des souches fongiques a été réalisée sur la base de leurs caractéristiques macroscopiques et microscopiques par la clé d'identification des champignons (Chabasse et *al.*, 2002 ; Dufresne, 2018) (Annexe 1).

## **I.2. Résultats et discussion :**

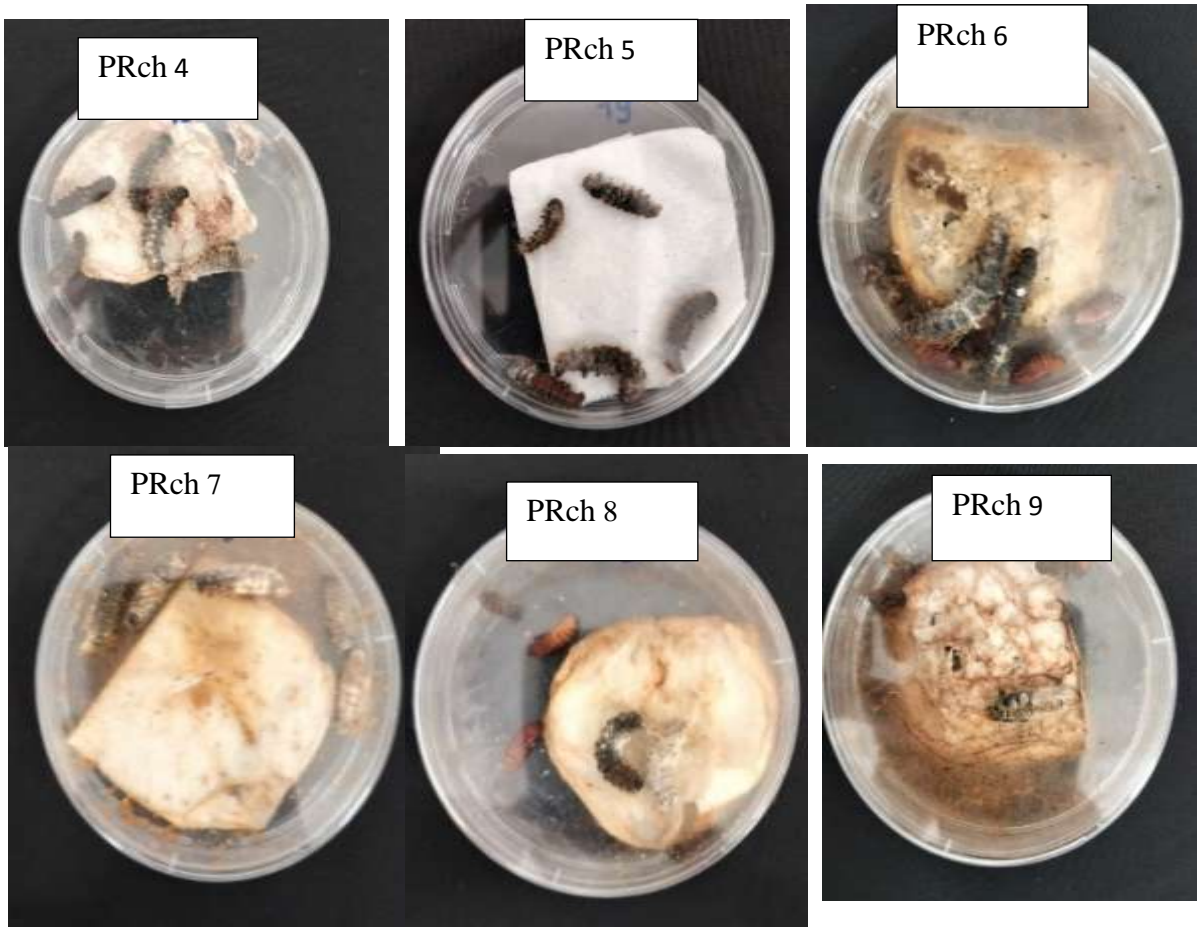
### **I.2.1. Repiquage des champignons :**

La régénération des souches fongiques à partir des cultures anciennes n'a pas donné de résultats satisfaisants. En effet, les repiquages réalisés sur milieu PDA n'ont pas permis d'obtenir une croissance fongique comparable à celle observée initialement dans les boîtes mères. L'apparition du mycélium était soit absente, soit très faible.

### **I.2.2. Test biologique :**

L'observation des spécimens momifiés de la PPA traités a montré que ceux inoculés avec les souches fongiques CH4, CH5, CH6, CH7, CH8 et CH9 présentaient une sporulation visible à la surface des cadavres (PRch4, PRch5, PRch6, PRch7, PRch8 et PRch9) (Figure 33). En revanche, aucune sporulation n'a été observée sur les larves traitées avec les souches CH1, CH2, CH3 et CH10 (PRch1, PRch2, PRch3 et PRch10).

Selon Hurpin et Vago (1958), la sporulation des champignons entomopathogènes s'effectue préférentiellement à la surface de l'insecte hôte lorsque les conditions environnementales sont humides. En revanche, en milieu sec, la sporulation tend à se produire de manière endogène, c'est-à-dire à l'intérieur du corps de l'hôte.

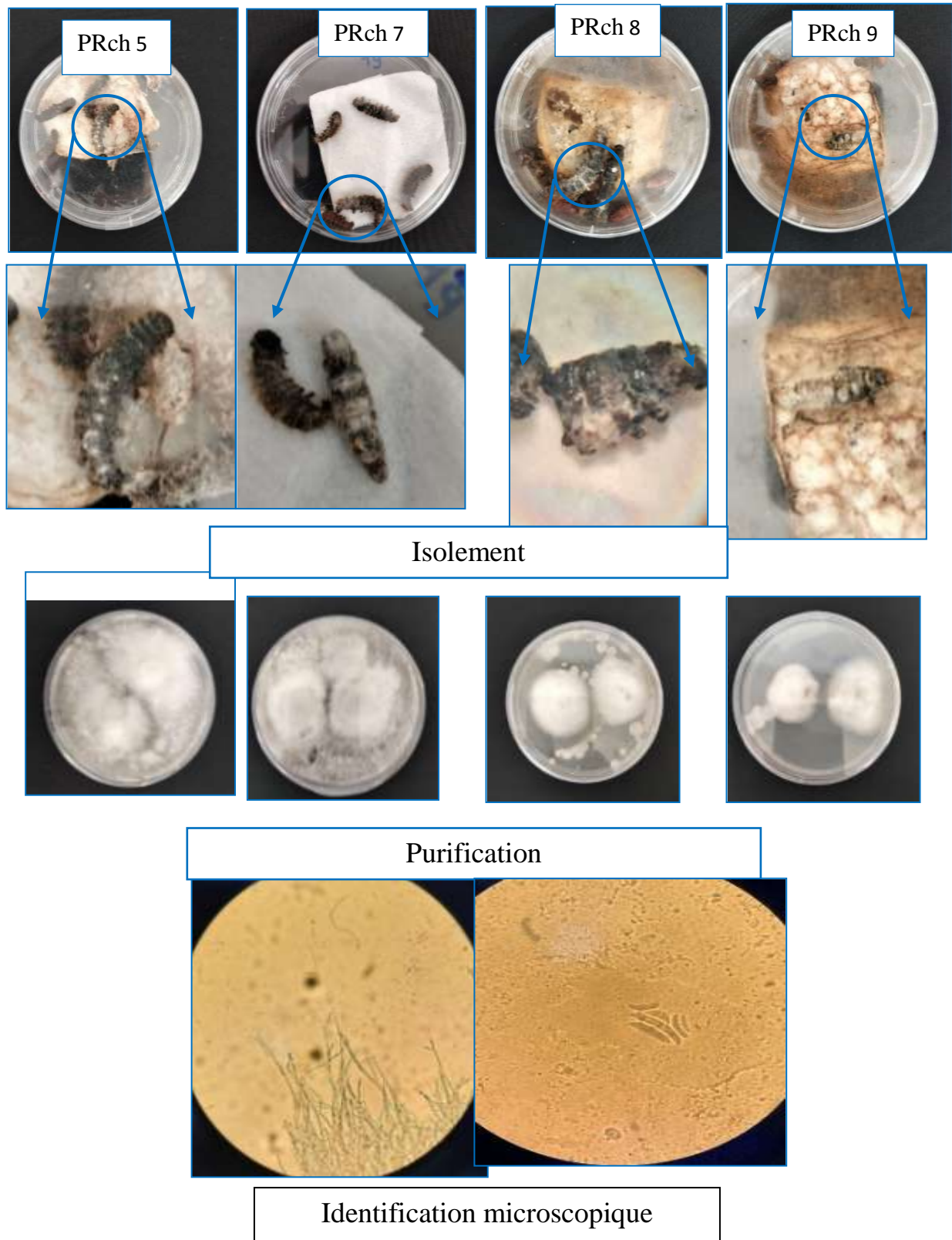


**Figure 33:** larves la PPA momifiées après inoculation.

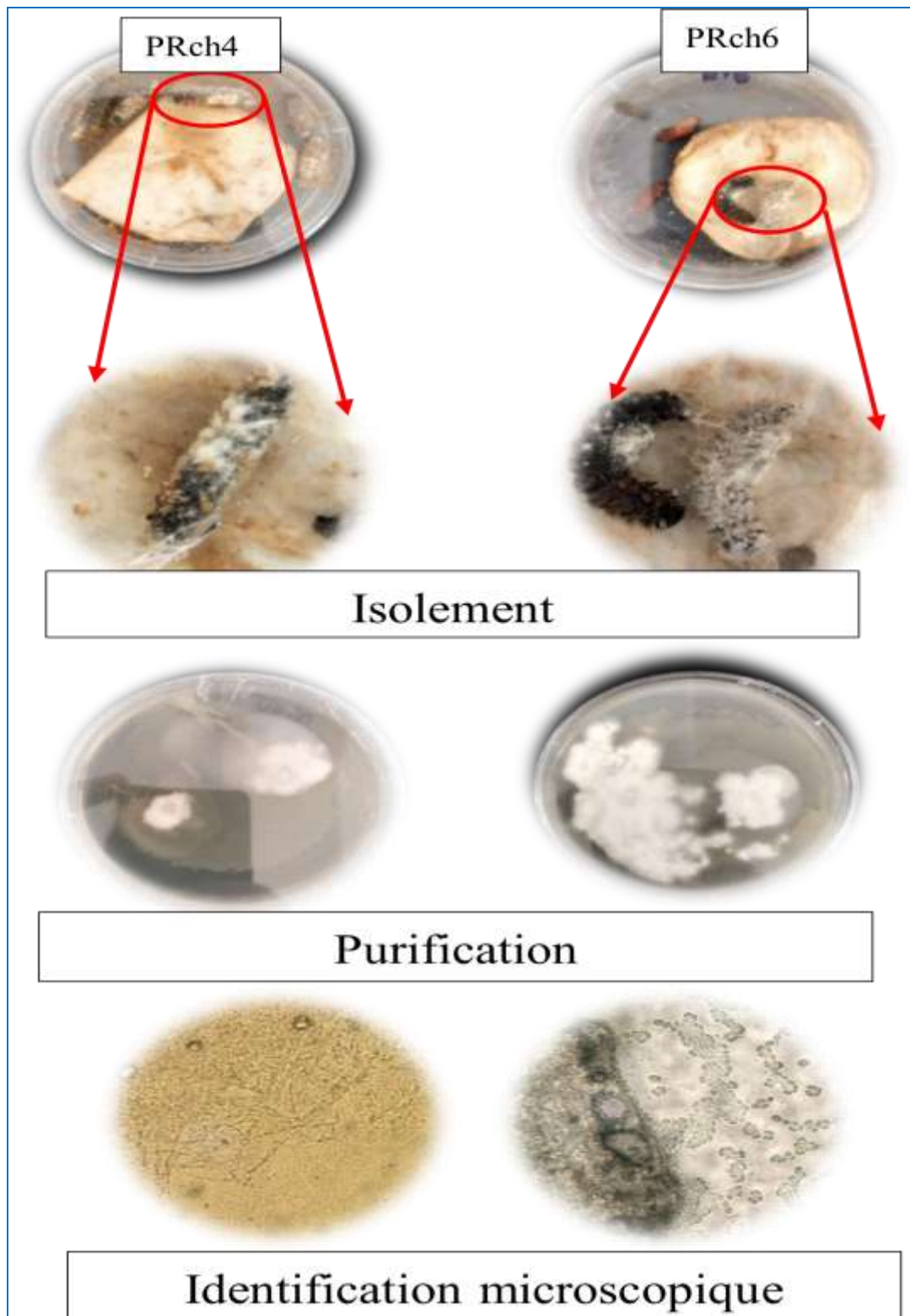
### **I.2.3. Identification des champignons provenant d'insectes infectés après inoculation:**

Un isolement a été réalisé à partir des spécimens momifiés après infection (PRch4, PRch5, PRch6, PRch7, PRch8 et PRch9) dans le but de vérifier la présence des champignons utilisés lors de l'inoculation. Les souches ainsi obtenues ont été purifiées par repiquages successifs sur le milieu PDA, en vue d'obtenir des cultures pures destinées aux analyses morphologiques macroscopiques et microscopiques.

Les résultats de l'identification ont montré que les champignons isolés de PRch5, PRch7, PRch8 et PRch9 appartiennent au genre *Fusarium* (Planche 3), tandis que ceux isolés de PRch4 et PRch6 ont été identifiés comme *Beauveria* sp. (Planche 4).



**Planche 3:** Étapes d'isolement et d'identification de *Fusarium* sp. issus de larves momifiées après infection (PRch5, PRch7, PRch8 et PRch9).



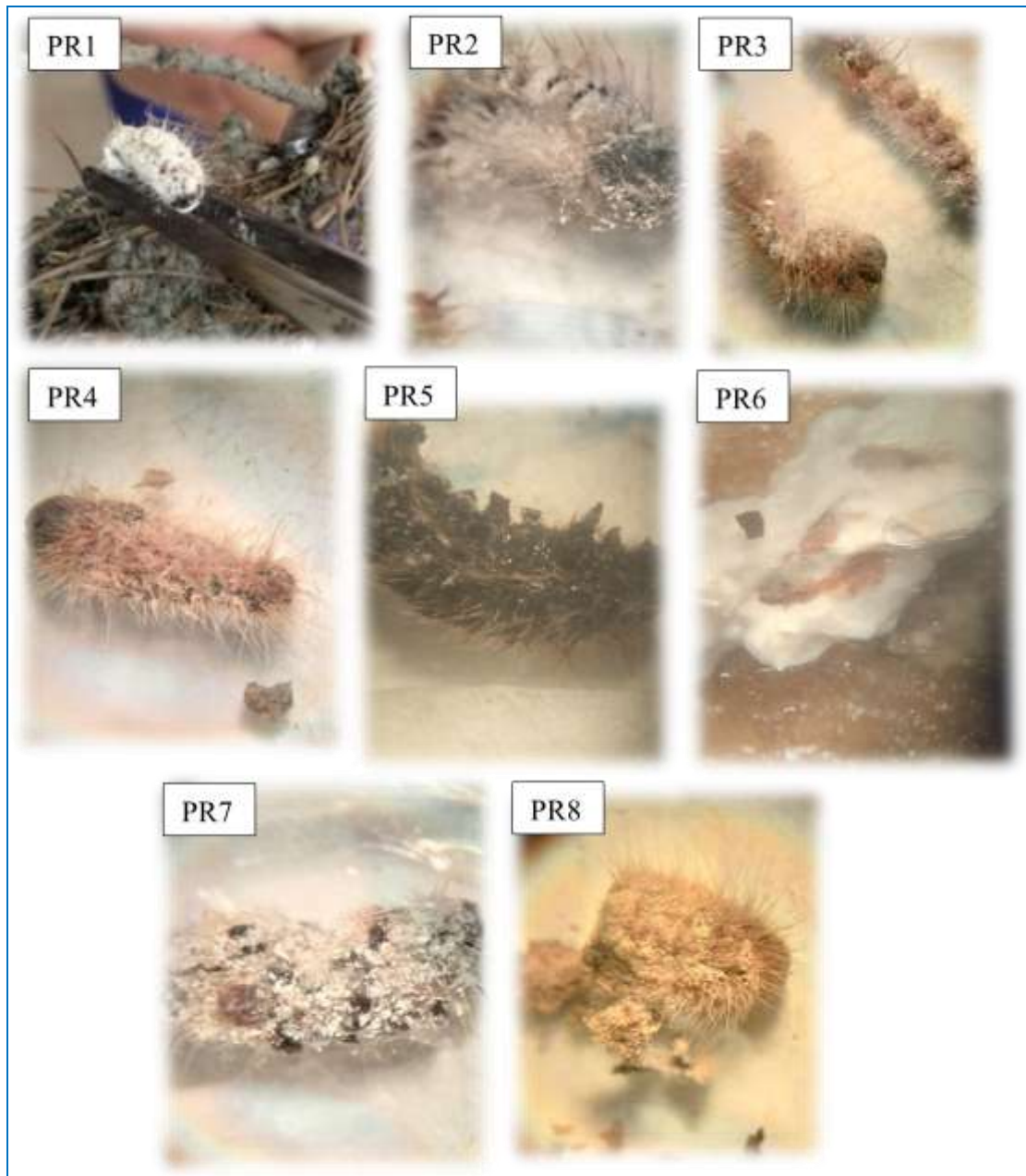
**Planche 4:** Étapes d'isolement et d'identification de *Beauveria* sp. issus de larves momifiées après infection (PRch4 et PRch6).

## II. Isolement des champignons entomopathogènes à partir des chenilles momifiées de la processionnaire du pin d'Alep:

### II.1. Matériel et méthodes :

#### II.1.1. Origine des souches fongiques :

L'isolement des souches fongiques a été réalisé à partir des larves momifiées de la processionnaire du pin d'Alep (PR1, PR2, PR3, PR4, PR5, PR6, PR7 et PR8) (figure 34), qui avaient été conservées au laboratoire par notre encadreur.



**Figure 34:** Larves momifiées de la processionnaire du pin (PR1 à PR8) (Originale, 2025)

### **II.1.2. Isolement, purification et identification des champignons :**

L'isolement des champignons a été réalisé dans des conditions aussi stériles que possible, à partir de larves de la PPA recouvertes d'hyphes mycéliens. Les souches fongiques ainsi isolées ont été purifiées par repiquages successifs sur milieu PDA, en vue d'obtenir des cultures pures et exemptes de toute contamination. L'identification des isolats purifiés a ensuite été effectuée sur la base de caractères morphologiques macroscopiques et microscopiques, en se référant aux ouvrages spécialisés sur l'identification des moisissures (Chabasse *et al.*, 2002 ; Dufresne et St-Germain, 2018).

### **II.1.3. Calcul de l'abondance des espèces isolées :**

Le pourcentage total d'abondance de chaque espèce fongique a été calculé selon la méthode décrite par Mc Mullen et son équipe (1983), en utilisant la formule suivante :

$$\text{Abondance \%} = \frac{\text{Nombre d'isolats de l'espèce donnée} \times 100}{\text{Nombre total d'isolats}}$$

## **III. Test de pathogénicité :**

Avant toute étude portant sur un agent pathogène isolé d'un insecte contaminé, il faudrait au préalable vérifier, la pathogénicité de ce dernier, afin de confirmer sa causalité dans l'induction des symptômes observés sur l'hôte (Saiah, 2014).

### **III.1. Méthode d'inoculation :**

L'inoculation a été réalisée dans des conditions aussi stériles que possible. Les larves des deux dernier stades de la PPA ont été trempées pendant cinq secondes dans la suspension cryptogamique, par la suite sont déposées délicatement dans une boîte de Pétri contenant un papier absorbant stérile trois individus par boîte.

Les boîtes ont été incubées à 25°C. Les observations sont notées une semaine après, pour vérifier l'effet larvicide des germes testés.

### **III.2. Ré isolement des champignons :**

Le ré-isolement des champignons entomopathogènes consiste à prélever des fragments des larves de la PPA momifiés, à les déposer sur un milieu de culture PDA, puis à les incubé à 25 °C afin de favoriser le développement mycélien des souches fongiques, en vue de les ré-isoler.

## II.2. Résultats et discussion :

Des champignons entomopathogènes ont été isolés à partir des larves momifiées de la processionnaire du pin d'Alep (PR1 à PR8). L'objectif de ces isolements était de confirmer l'origine fongique des infections observées, d'obtenir des cultures pures, et de permettre l'identification macroscopique et microscopique.

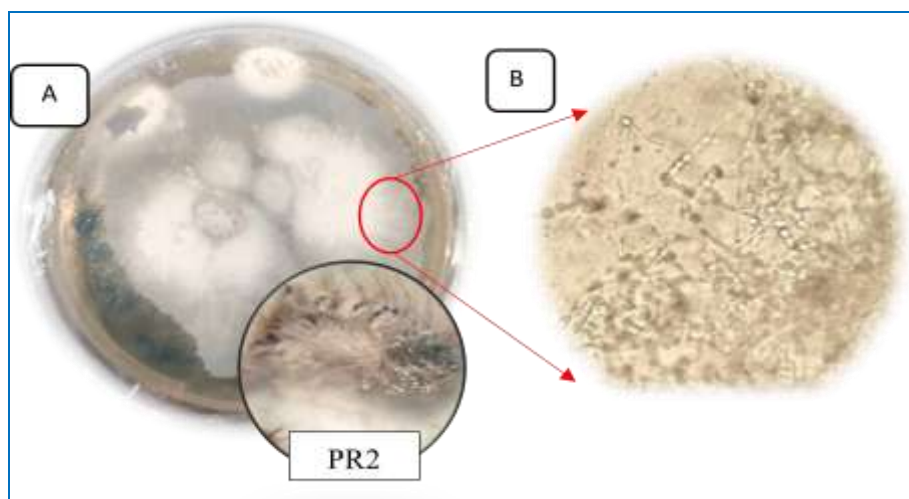
### II.2.1. Identification des souches fongiques :

L'étude des aspects macroscopiques et microscopiques des champignons isolés a montré la présence de plusieurs espèces fongiques

#### a) *Beauveria* sp. :

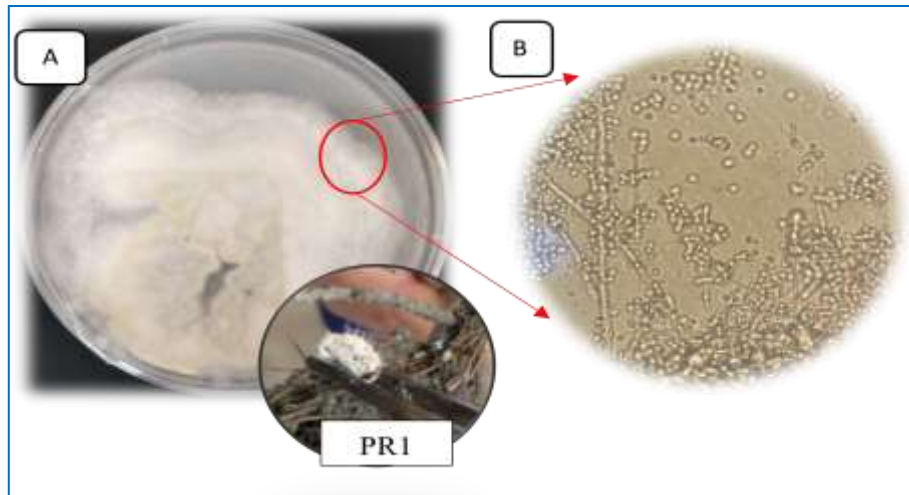
L'identification microscopique a permis d'observer des conidies ovoïdes regroupées en grappes à l'extrémité des conidiophores, souvent disposées en bouquets, portant des conidies unicellulaires de manière sympodiale. Ces caractéristiques morphologiques sont typiques des champignons du genre *Beauveria* (Rehner et *al.*, 2011 ; Humber, 2012).

Sur le plan macroscopique, deux morphotypes distincts ont été observés. L'isolat CHpr2, issu de PR2, forme des colonies poudreuses de couleur blanche, correspondant au morphotype *Beauveria* sp.1 (Figure 35).



**Figure 35:** Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) (x40) de *Beauveria* sp.1. ((CHpr2) =(BV1)) (Originale, 2025)

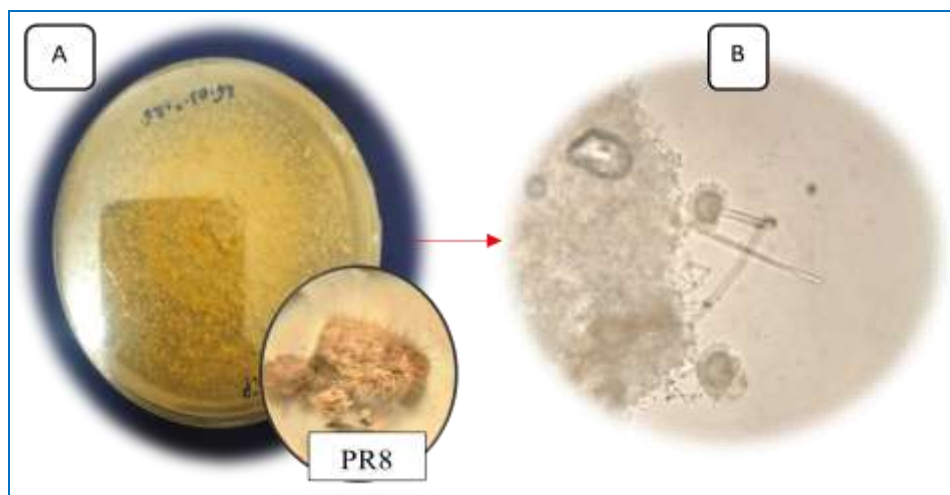
Parallèlement, les isolats CHpr1 et CHpr3, obtenus respectivement à partir de PR1 et PR3, développent des colonies de couleur variant du blanc au jaune, correspondant au morphotype *Beauveria* sp.2 (Figure 36).



**Figure 36:** Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) (x40) de *Beauveria* sp.2. ((CHpr1 et CHpr3) =(BV2)) (Originale, 2025).

**b) *Aspergillus* sp. :**

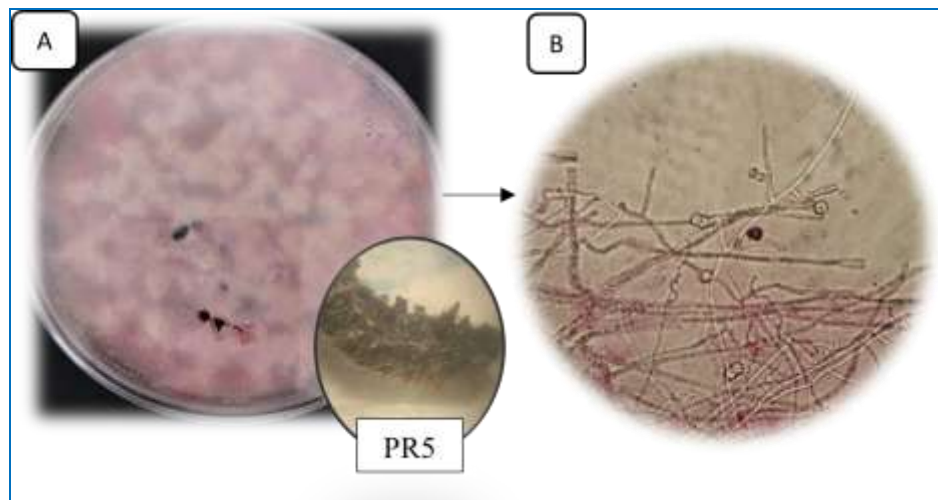
L'identification microscopique des champignons appartenant au genre *Aspergillus* a révélé un thalle végétatif constitué de filaments mycéliens hyalins, septés, de diamètre fin et régulier. Elle repose principalement sur l'observation des têtes aspergillaires (Raper et Fennell, 1965 ; Samson et *al.*, 2014). L'observation macroscopique de l'isolat CHpr8, issu de PR8, a montré des colonies à aspect poudreux, de couleur jaune ocre, maintenant leur teinte initiale tout au long du développement (Figure 37).



**Figure 37:** Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) (x40) d'*Aspergillus* sp. (Originale, 2025)

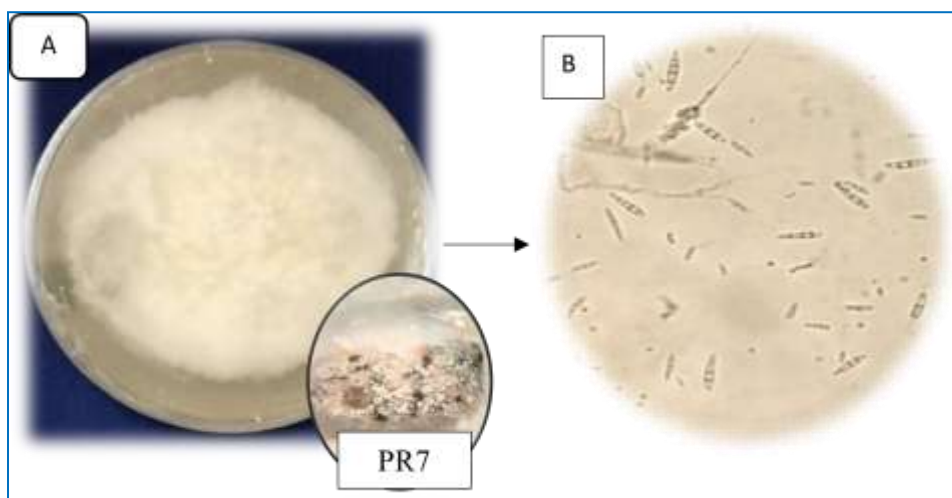
**c) *Fusarium* sp. :**

L'identification microscopique a confirmé la présence de macroconidies fusiformes et cloisonnées, caractéristiques du genre *Fusarium* (Leslie et Summerell, 2006). Les observations macroscopiques ont révélé l'existence de deux souches distinctes. L'isolat CHpr5, obtenu à partir de PR5 (Figure 39) forme des colonies duveteuses ou cotonneuses blanches qui deviennent rosées avec le temps, correspondant au morphotype *Fusarium* sp.1 symbolisé par FUSR.



**Figure 38:** Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) (x40) de *Fusarium* sp.1 ((CHpr5) = (FUSR))

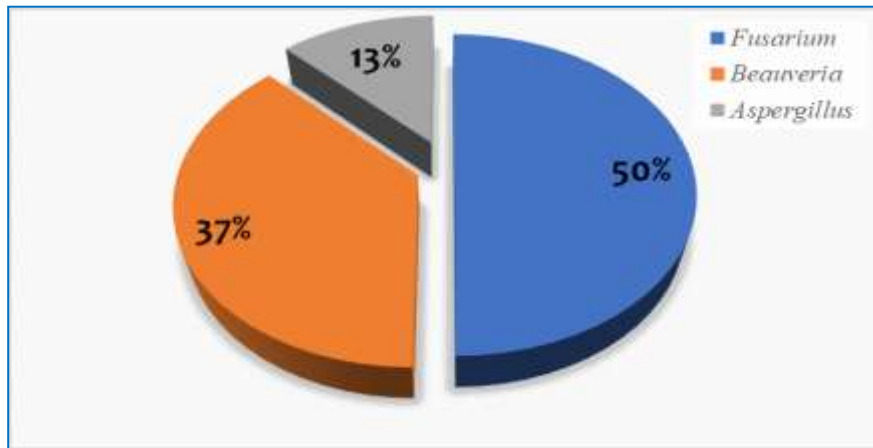
En revanche, les isolats CHpr4, CHpr6 et CHpr7, issus respectivement des chenilles momifiées PR4, PR6 et PR7, conservent une coloration blanche, correspondant au morphotype *Fusarium* sp.2, désigné par le symbole FUSB (Figure 40).



**Figure 39:** Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) (x40) de *Fusarium* sp.2 ((CHpr4, CHpr6 et CHpr7) = (FUSB))

### II.2.1.1. Calcul de l'abondance des espèces isolées :

La figure 44, représente les espèces fongiques isolées à partir des larves de la processionnaire du pin d'Alep. Elles appartiennent au phylum des Ascomycètes, mais à des ordres et des genres différents. Le calcul de l'abondance a montré que le genre *Fusarium* est le plus abondant avec un pourcentage de 50%, suivi des genres *Beauveria* et *Aspergillus* avec des pourcentages respectifs de 37% et 13% .



**Figure 40:** Pourcentage d'abondance des espèces isolées à partir des larves de la PPA

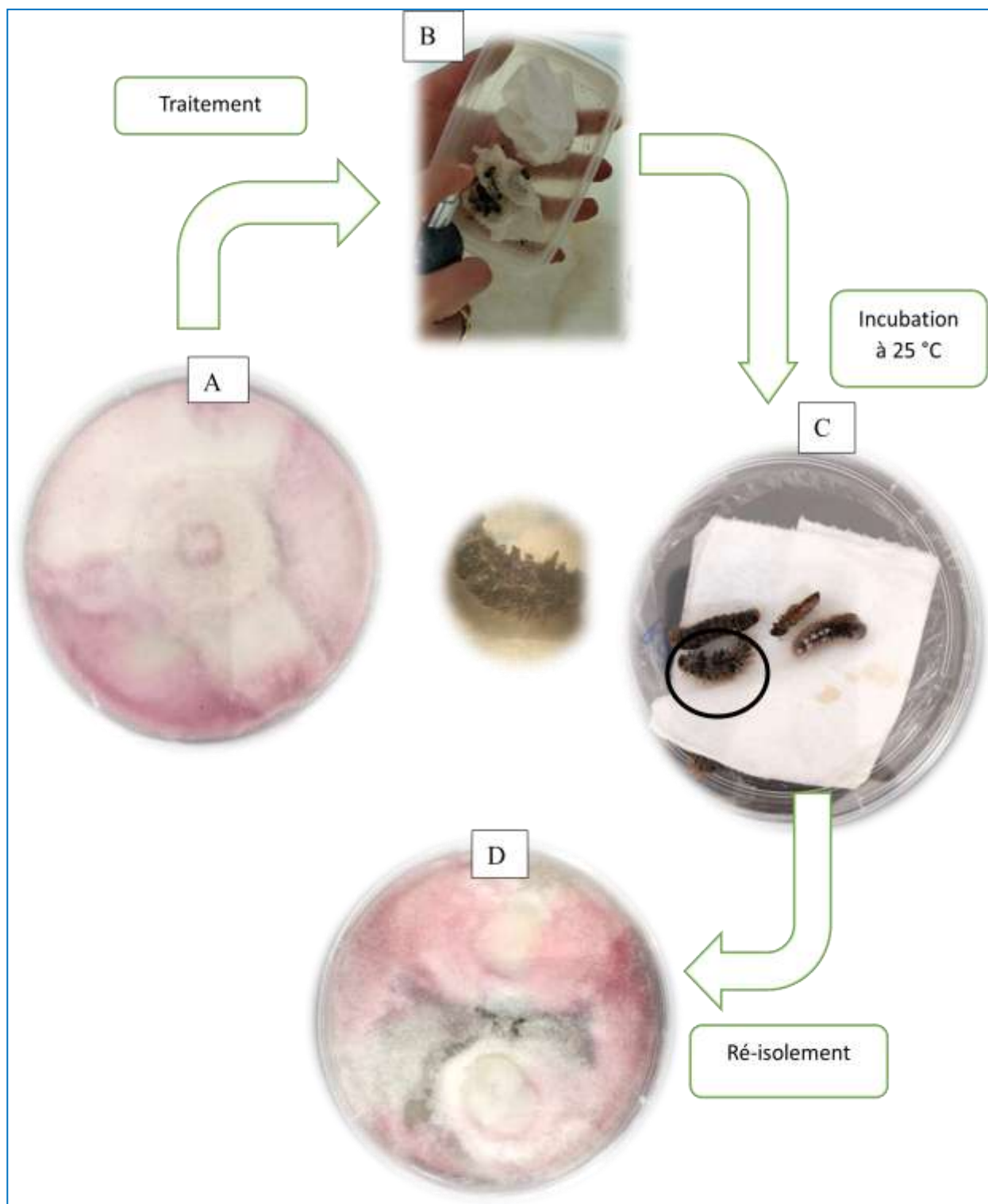
### II.2.2. Tests de pathogénicité :

La pathogénicité d'un agent induit des symptômes observables sur l'hôte saine inoculée. Afin de confirmer les postulats de Kock et s'assurer que ces symptômes sont provoqués par le même pathogène, les tissus des larves de la PPA infecté par les champignons ont été ré-isolés sur milieu PDA, puis comparés morphologiquement à l'aspect de la souche utilisée pour l'inoculation.

L'analyse de la pathogénicité a porté uniquement sur les deux isolats FUSR et FUSB. Ce choix a été imposé par les conditions expérimentales : une quantité suffisante de matériel fongique pour ces deux souches était disponible au laboratoire au moment où les larves étaient accessibles sur le terrain. Pour cette même raison, ces deux champignons entomopathogènes ont également été retenus pour l'étude de l'activité larvicide présentée dans le deuxième chapitre de la partie expérimentale.

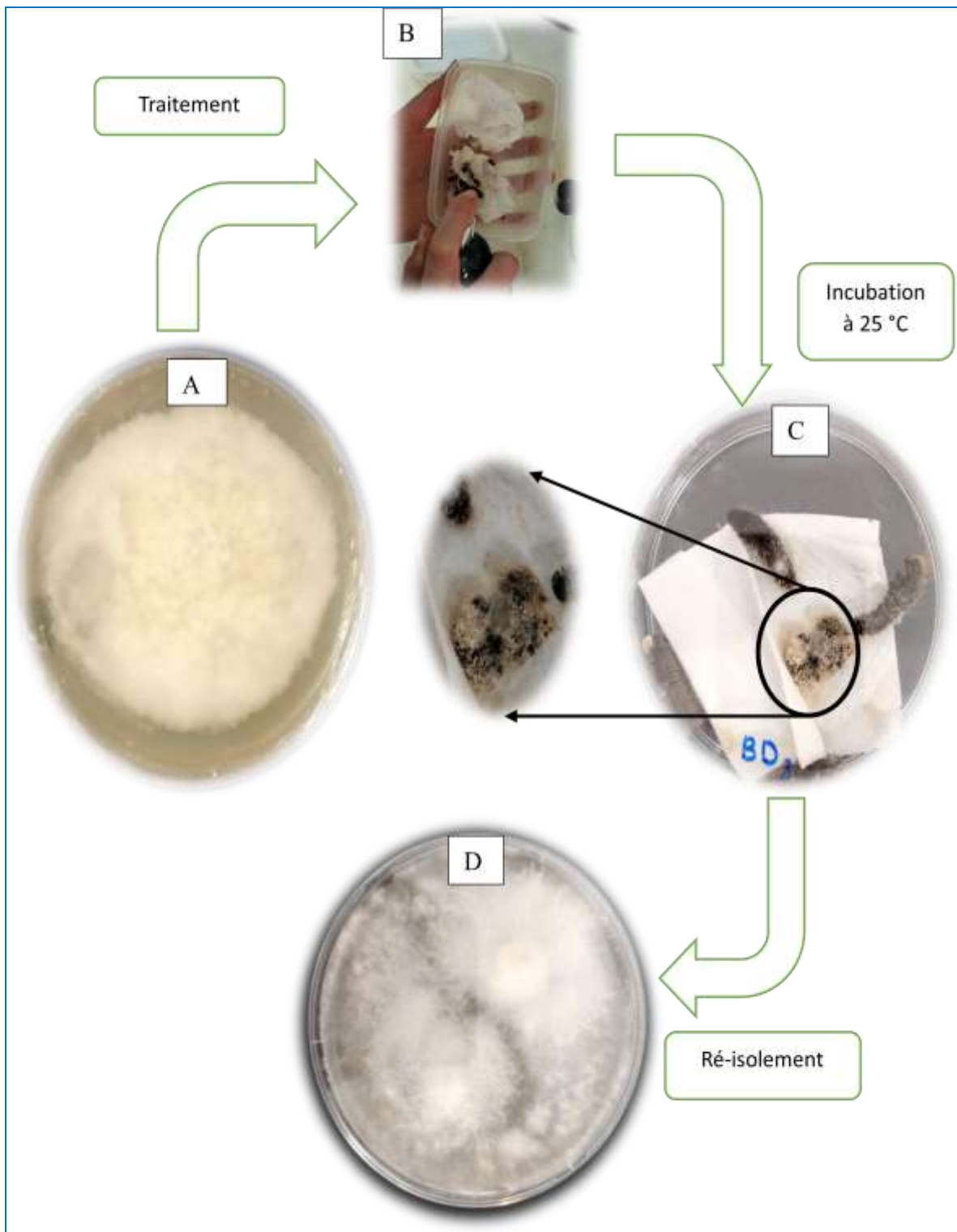
#### II.2.2.1. Re-isolément des champignons entomopathogènes :

L'incubation des fragments de larves présentant des signes de mycose entomopathogène, associés à *Fusarium* sp.1 FUSR (Planche 05) et de *Fusarium* sp.2 FUSB (Planche 06), a permis le ré-isolément des mêmes champignons. Ce résultat confirme que les symptômes observés sont bien causés par les isolats pathogènes inoculés.



**Planche 5:** Test de pathogénicité de *Fusarium* sp1 (FUSR) sur les larves de la PPA

(A et B: inoculation des larves saines, C et D ré-isolement de FUSR à partir des larves momifiées)



**Planche 6:** Test de pathogénicité de *Fusarium* sp.2 (FUSB) sur les larves de la PPA

(A et B: inoculation des larves saines, C et D ré-isolement de FUSB à partir des larves momifiées)

**Conclusion :**

Ce chapitre a permis, premièrement, de sélectionner parmi dix souches fongiques (CH1 à CH10) les champignons ayant la capacité d'infecter les larves saines de la processionnaire du pin d'Alep (PRch1 à PRch10). L'observation des chenilles momifiées suite au traitement a révélé que 60% des souches utilisées ont provoqué une sporulation visible à la surface des larves. Les champignons isolés de PRch5, PRch7, PRch8 et PRch9 appartiennent au genre *Fusarium*, et ceux isolés de PRch4 et PRch6 ont été identifiés comme *Beauveria* sp.

Deuxièmement, l'isolement des champignons entomopathogènes à partir de larves momifiées (PR1 à PR8) préalablement conservés au laboratoire, a révélé une diversité fongique présentées par les genres *Fusarium* (50%), *Beauveria* (37%) et *Aspergillus* (13%). Parmi les isolats testés, seuls *Fusarium* sp.1 (FUSR) et *Fusarium* sp.2 (FUSB) ont été retenus pour les essais de pathogénicité. L'isolement post-inoculation a permis de retrouver les mêmes champignons, confirmant ainsi leur rôle pathogène

## **Chapitre II :**

Évaluation de l'activité  
larvicide de deux *Fusarium* sp.  
sur la chenille processionnaire  
du pin d'Alep

## Introduction :

Le biocontrôle par des champignons entomopathogènes constitue une alternative écologique et durable aux pesticides chimiques pour la gestion des insectes nuisibles (Mantzoukas et *al.*, 2022). Des champignons entomopathogènes tels que *Beauveria* et *Fusarium* sont particulièrement étudiés pour leur capacité à infecter divers insectes de l'ordre des Lépidoptère, notamment la chenille processionnaire du pin d'Alep (Vega et *al.*, 2012 ; Lacey et *al.*, 2015).

L'objectif de la deuxième partie de l'expérimentation présentée dans ce mémoire est d'évaluer l'activité larvicide de deux souches de *Fusarium* sp. (FUSR et FUSB) sur la chenille processionnaire du pin d'Alep

## I. Matériel et méthodes

### I.1. Matériel biologique :

Des larves vivantes (L4 et L5) de la chenille processionnaire du pin d'Alep (Figure 45.A) ont été utilisées pour évaluer l'effet larvicide des champignons entomopathogènes étudiés.

Les isolats fongiques utilisés ont été préalablement isolés des larves momifiées de la même espèce. Les deux champignons entomopathogènes sélectionnés pour l'expérimentation suite au test de pathogénicité, appartiennent au genre *Fusarium* (Figure 45. B et C), il s'agit de *Fusarium* sp.1 (FUSR) et *Fusarium* sp.2 (FUSB).

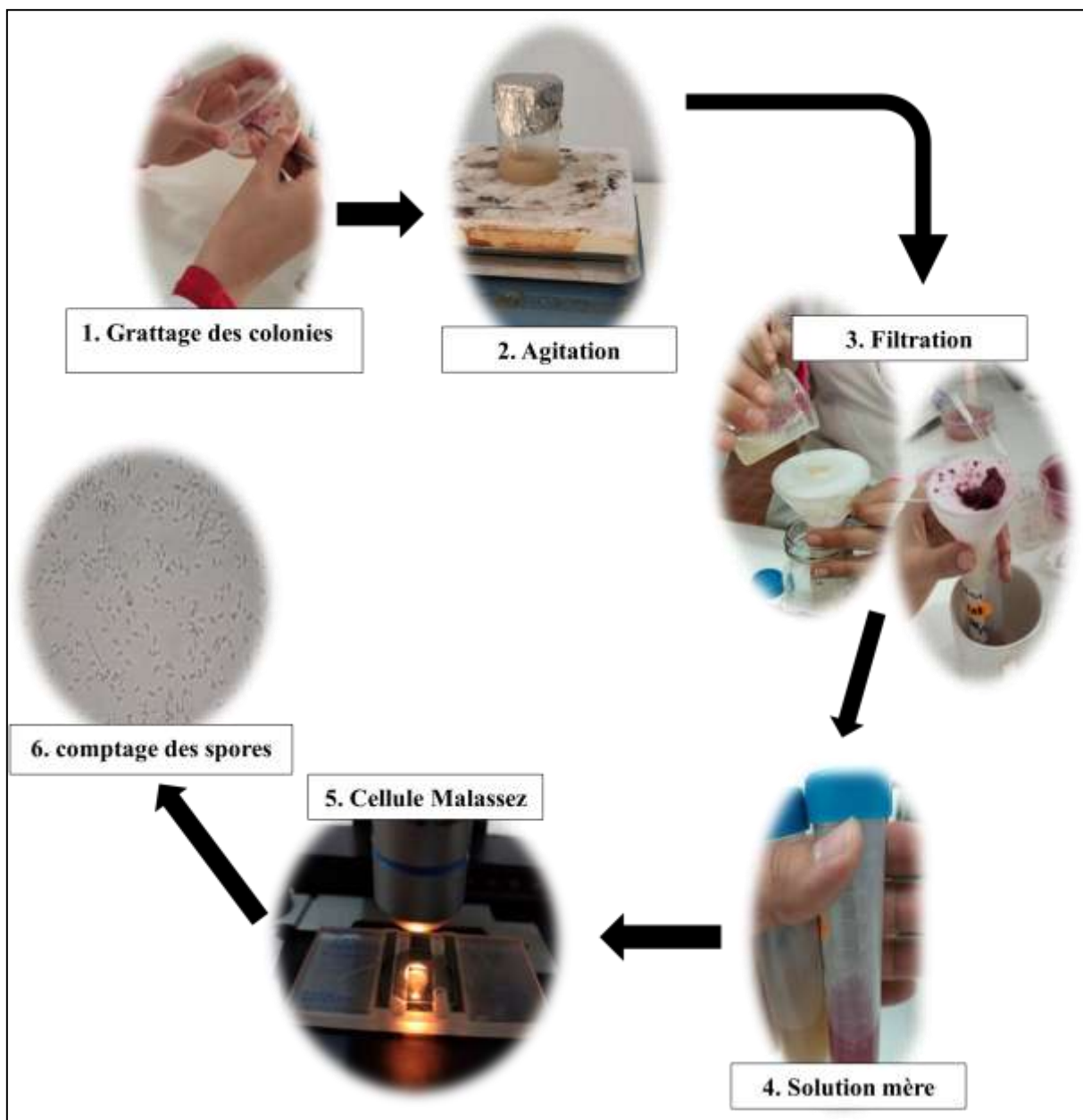


**Figure 41:** Matériel biologiques utilisés pour les tests : (A) larves de la PPA, (B et C) souches fongiques (FUSR et FUSB) (Originale, 2025)

## I.2. Évaluation de l'activité larvicide de deux champignons entomopathogènes sur la PPA :

### I.2.1. Préparation des suspensions conidiennes :

Les solutions-mères ont été préparées par grattage de la surface des cultures fongiques à l'aide d'un scalpel stérile. Les fragments récoltés ont été immergés dans 10 ml d'eau distillée stérile, puis homogénéisés pendant 10 minutes à l'aide d'un agitateur magnétique afin de libérer les conidiospores. Après filtration, la concentration fongique de chaque suspension a été déterminée par dénombrement à l'aide d'une cellule de Malassez (Planche 7).



**Planche 7:** Etapes de la préparation des solutions fongiques (Originale, 2025).

Les concentrations initiales obtenues étaient de \*\*\*spores/ml pour FUSR et de \*\*\*spores/ml pour FUSB. La première dose a été ajustée par dilution à l'aide de la relation :  $C1 \times V1 = C2 \times V2$ , ce qui a permis de normaliser les concentrations de départ à \*\*\*spores/ml pour les deux isolats.

Les trois autres concentrations utilisées dans les tests biologiques ont ensuite été obtenues par dilutions successives à partir de ces solutions mères.

Les trois autres concentrations utilisées ont été obtenus à partir de la dilution des solutions mères ( $D_1 =$  \*\*\*spores/ml pour FUSB et FUSR).



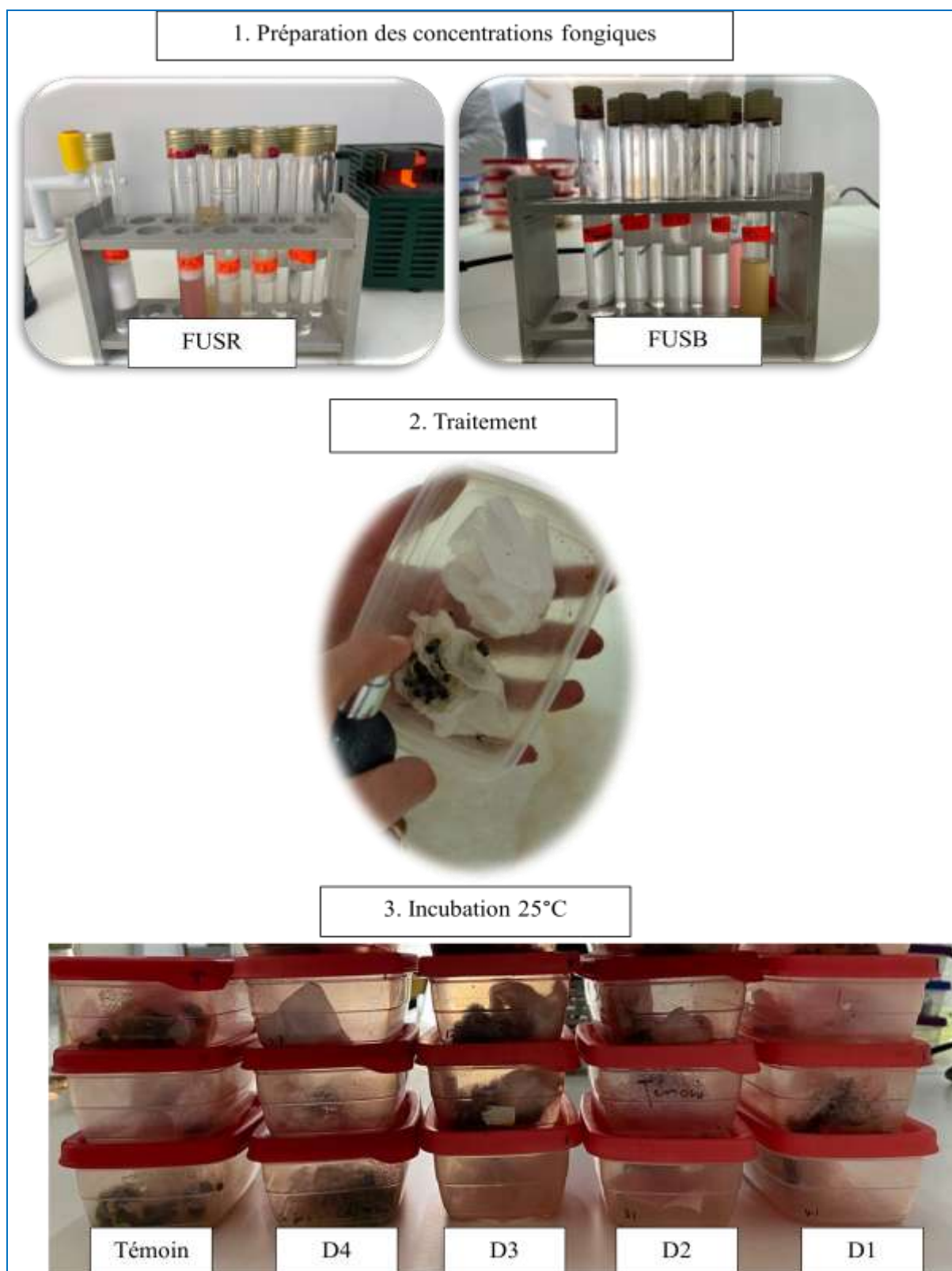
**Figure 42** : Préparation des différentes concentrations (Originale, 2025).

### I.2.2. Conduite des tests :

Les bio-tests ont consisté à évaluer l'efficacité de deux souches fongiques FUSR et FUSB sur la mortalité larvaire de la chenille processionnaire du pin d'Alep. Pour cela, dix individus des deux derniers stades larvaires ont été placés délicatement dans des boîtes en plastique stériles. Le traitement a été réalisé par pulvérisation de la suspension fongique additionnée d'une goutte de Tween 20 sur des lots de 30 individus, avec trois répétitions pour chaque concentration (Planche 8), y compris pour le témoin traité avec de l'eau distillée stérile contenant du Tween 20. Les larves ont ensuite été incubées à 25°.

Pour les deux bio-essais, le comptage des insectes morts a été effectués 24 heures après le traitement jusqu'à la mort totale des larves ou leur transformation en nymphes.

Un deuxième traitement a été appliqué après sept jours en suivant le même protocole.



**Planche 8:** Dispositif expérimentale du test biologique (Originale, 2025).

Pour éliminer tous les risques de mortalité naturelle, Les mortalités dans les boîtes traitées (M1) ont été exprimées selon la formule d'Abbott (1925) en mortalités corrigées (MC), tenant compte des mortalités observées dans les boîtes témoins (Mt) selon la formule suivante :

$$\text{Mortalité corrigée (MC \%)} = [(M1 - Mt) / (100 - Mt)] * 100$$

**M1** : est le pourcentage de la mortalité dans le lot traité

**Mt** : est le pourcentage de la mortalité dans le lot témoin

Un autre paramètre a été obtenu directement à partir des données de la mortalité corrigée. Il s'agit de la DL50 qui représente la dose létale au bout duquel on obtient 50 % de mortalité de la population traitée. Pour estimer la DL50, des droites de régression ont été construites en dressant le taux de mortalité corrigé en fonction des doses de traitement (pris en logarithme) (Finney, 1971)

### **I.2.3. Analyses statistiques :**

L'analyse des données a été effectuée à l'aide du logiciel Microsoft Office Excel Excel, utilisé pour le classement des résultats et la réalisation des graphes. Pour évaluer l'effet larvicide des deux champignons entomopathogènes, une analyse de la variance (ANOVA) a été réalisée. Le seuil de signification a été fixé à  $p < 0,05$ . Cette approche a permis de tester l'existence de différences significatives entre les effets des doses, des souches, ainsi que l'éventuelle interaction entre ces deux facteurs.

## II. Résultats et discussion :

### II.1. Effet larvicide de *Fusarium* sp.1 (FUSR) sur la PPA :

**Figure 43 :** Effet de différentes concentrations de l'entomopathogène *Fusarium* sp.1 (FUSR) sur la mortalité des larves de la PPA.

**Figure 44:** Mortalité corrigée des larves de la PPA traitées par l'entomopathogènes *Fusarium* sp.1 (FUSR).

**Figure 45 :** Dose létale moyenne (DL50) des larves de la chenille processionnaire traités par *Fusarium* sp.1(FUSR) au 13<sup>e</sup> jour.

### II.2. Effet larvicide de *Fusarium* sp.2 (FUSB) sur la PPA :

**Figure 46:** Effet de différentes concentrations de l'entomopathogène *Fusarium* sp.2 (FUSB) sur la mortalité des larves de la PPA.

**Figure 47: :** Mortalité corrigée des larves de la PPA traitées par l'entomopathogènes *Fusarium* sp.2 (FUSB).

**Figure 48:**Dose létale moyenne (DL50) des larves de la chenille processionnaire traités par *Fusarium* sp.2 (FUSB) au 14<sup>e</sup> jour.

### II.3. Comparaison entre l'effet de FUSR et FUSB :

Les résultats de cette étude ont montré que les deux souches fongiques testées, *Fusarium* sp. (FUSR et FUSB), possédaient une activité larvicide variable sur la PPA. La souche FUSB s'est révélée nettement plus virulente, induisant une mortalité de \*\*\* % à forte dose (\*\*\*spores/ml), contre \*\*\* % pour FUSR. Ces observations ont été confirmées par les valeurs de DL50, qui étaient significativement plus faibles pour FUSB (\*\*\* spores/ml) que pour FUSR (\*\*\*spores/ml), indiquant une efficacité biologique supérieure.

L'efficacité de FUSB pourrait être liée à des différences physiologiques ou génétiques entre les deux isolats, telles que la production de toxines fongiques, l'adhésion à la cuticule de l'hôte ou la capacité à pénétrer dans les tissus larvaires. Ces facteurs sont bien documentés dans la littérature comme influençant la virulence des champignons entomopathogènes (Vega et al., 2012). L'effet dose-réponse observé confirme que la mortalité augmente avec la concentration de spores, ce qui est caractéristique des bio-insecticides fongiques. L'analyse statistique (ANOVA à deux facteurs sans répétition) a mis en évidence des différences significatives liées aux souches ( $p = 0,020$ ).

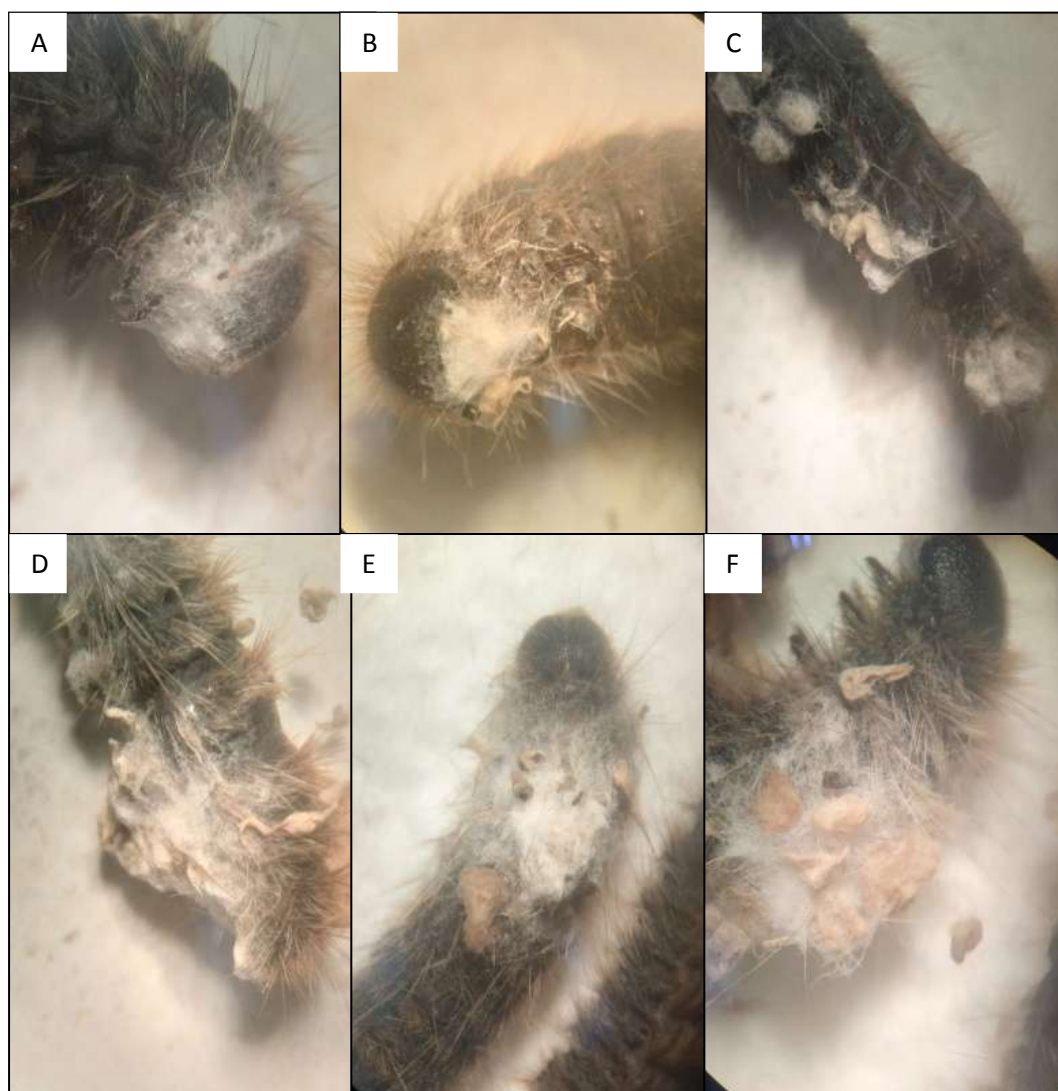
Les résultats obtenus dans cette étude, en particulier la mortalité induite par la souche FUSB (\*\*\* % à forte dose), s'inscrivent dans la continuité de plusieurs travaux antérieurs mettant en évidence l'efficacité des champignons entomopathogènes contre les lépidoptères. Ainsi, Akıncı et son équipe. (2017) ont rapporté des mortalités allant jusqu'à 70 % chez *Thaumetopoea pityocampa*. Bien que *Fusarium* soit moins couramment utilisé, des travaux récents comme ceux de Bayındır et al., (2017) ont montré que certaines souches de *Fusarium* sp. pouvaient provoquer jusqu'à 45 % de mortalité chez les larves de *Tuta absoluta*. De même, El Hadrami et ses collaborateurs. (2021) ont évalué l'effet de plusieurs isolats de *Fusarium* contre *Helicoverpa armigera* et ont observé une mortalité atteignant 77 % selon la souche testée. Ces données confirment le potentiel entomopathogène variable mais parfois élevé de certaines souches de *Fusarium*, et soutiennent la pertinence de leur exploration dans le cadre de stratégies de lutte biologique.

Toutefois, ces résultats obtenus *in vitro* devront être confirmés en conditions naturelles, où des facteurs comme l'humidité, l'exposition solaire et la persistance des spores peuvent affecter significativement l'efficacité de l'agent pathogène. Des essais sur le terrain s'avèrent indispensables pour renforcer leur potentiel applicatif en biocontrôle.

#### II.4. Action des champignons sur les larves de la processionnaire du pin d'Alep :

L'examen des larves infectées a montré que les champignons entomopathogènes colonisaient activement leur hôte, formant un réseau mycélien blanchâtre (Figure 54) enveloppant progressivement toute la surface du corps larvaire.

Une présence visible de mycélium blanc est observée au niveau de la tête (Figure 54. A et B), des fausses pattes (Figure 54. C et D) et des segments abdominaux (Figure 54. E et F), indiquant une colonisation externe active suite à l'infection.



**Figure 49:** Sporulation de champignon dans différentes parties externe de l'insecte après traitement par *Fusarium* sp. (Originale, 2025).

## II.5. Conclusion :

L'évaluation de l'activité larvicide de deux souches de *Fusarium* sp. (FUSR et FUSB) sur les larves de la chenille processionnaire du pin d'Alep a permis de mettre en évidence un effet dose-réponse dans les deux cas : plus la concentration de spores était élevée, plus la mortalité augmentait.

Pour *Fusarium* sp.1 (FUSR), la dose maximale (D1 \*\*\* spores/ml) a induit une mortalité de \*\*\* %, tandis que la dose la plus faible (D4) n'a provoqué que \*\*\* % de mortalité. La dose létale moyenne a été estimée à \*\*\*spores/ml. Malgré cette tendance positive, l'analyse statistique n'a pas révélé de différence significative entre les doses testées ( $p = 0,7967 > 0,05$ ).

Concernant *Fusarium* sp.2 (FUSB), l'effet larvicide s'est révélé plus marqué. La mortalité corrigée atteint \*\*\* % à la dose la plus élevée, tandis que la dose la plus faible (D4) n'a provoqué \*\*\* % de mortalité. La DL50 a été évaluée à \*\*\*spores/ml, ce qui indique une efficacité supérieure à celle de FUSR. Comme pour le premier champignon, l'analyse ANOVA n'a révélé aucune différence statistiquement significative entre les différentes concentrations ( $p = 0,806 > 0,05$ ).

L'analyse statistique par ANOVA à deux facteurs sans répétition, a révélé une différence significative entre les deux souches fongiques ( $p = 0,020 < 0,05$ ). Ce résultat confirme que la souche FUSB est significativement plus efficace que FUSR dans les conditions expérimentales.

# **Conclusion générale**

La chenille processionnaire du pin d'Alep constitue une menace croissante pour les forêts de pin d'Alep (*Pinus halepensis*) en Algérie. Face aux limites des traitements chimiques conventionnels souvent peu sélectifs, temporaires et à impact écologique non négligeable, cette étude s'est inscrite dans une démarche de bio-contrôle par des champignons entomopathogènes indigènes.

Ce travail se veut une étude préliminaire visant à identifier des champignons entomopathogènes autochtones capables de freiner le développement des populations de la chenille processionnaire du pin d'Alep (PPA). L'objectif est, dans un premier temps, de rechercher ces champignons, puis, dans un second temps, d'évaluer *in vitro* la capacité de deux souches de *Fusarium* sp. (FUSR et FUSB) à induire la mortalité des larves de cet insecte.

Les résultats obtenus lors de la première phase de l'expérimentation ont permis de sélectionner, parmi les dix souches fongiques testées, celles capables d'infecter des larves saines. L'observation post-inoculation a révélé que 60 % des souches ont induit une sporulation chez les chenilles. Par ailleurs, l'isolement de champignons à partir de huit larves naturellement momifiées et préalablement conservées au laboratoire, a révélé une prédominance de *Fusarium* (50 %), suivi de *Beauveria* (37 %) et *Aspergillus* (13 %).

Lors de la deuxième phase, les résultats ont montré que *Fusarium* sp. 2 (FUSB) présentait une virulence nettement supérieure à celle de *Fusarium* sp. 1 (FUSR). À dose élevée (\*\*\*spores/ml), FUSB a provoqué une mortalité larvaire de \*\*\* %, contre \*\*\* % pour FUSR. La DL50 obtenue pour FUSB (\*\*\*spores/ml) était nettement plus faible que celle de FUSR (\*\*\*spores/ml), confirmant une efficacité larvicide plus marquée de la première souche.

L'analyse statistique par ANOVA à deux facteurs sans répétition a révélé une différence significative entre les deux souches fongiques ( $p = 0,020 < 0,05$ ), validant ainsi l'effet de la dose et de la souche sur la mortalité larvaire.

Bien que préliminaires, ces données témoignent de l'efficacité de *Fusarium* sp. à l'égard de la chenille processionnaire du pin d'Alep et confirment le potentiel entomopathogène des souches locales.

En perspective, il serait recommandé de relancer ces tests avec des concentrations supérieures à celles testées dans cette expérimentation, afin de déterminer la dose optimale permettant un contrôle efficace de ce phytophage. Parallèlement, une identification précise de ce bioagresseur s'avère essentielle pour mettre en place une stratégie de lutte biologique en foresterie.

# **Références bibliographiques**

- Abbott, W. S.** (1925). A method of computing the effectiveness of an insecticide. *Journal of Economic Entomology*, 18(2), 265–267.
- Ainsworth, G. C., & Bisby, G. R.** (1971). *Dictionary of the Fungi*. Commonwealth Mycological Institute.
- Akıncı, E., Gülel, A., & Yılmaz, M.** (2017). The pathogenicity of entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* on pine processionary caterpillar (*Thaumetopoea pityocampa* Schiff.). *Turkish Journal of Entomology*, 41(1), 3–15.
- Ammari, Y., Sghaier, T., Khaldi, A., & Garchi, S.** (2001). Productivité du pin d'Alep : Table de Production. *Annales de L'INGREF* (Spécial), 239-246.
- Ansari, M. A., Shah, F. A., & Butt, T. M.** (2020). Combined use of entomopathogenic nematodes and *Metarhizium brunneum* CAB 02 to control soil-dwelling stages of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*). *Biological Control*, 142, 104156.
- Avery, P. B., Wekesa, V. W., Hunter, W. B., Hall, D. G., McKenzie, C. L., Osborne, L. S., ... & Powell, C. A.** (2013). Effects of the fungus *Isaria fumosorosea* (Hypocreales: Cordycipitaceae) on reduced feeding and mortality of the Asian citrus psyllid, *Diaphorina citri* (Hemiptera: Psyllidae). *Biocontrol Science and Technology*, 58(6), 715-723.
- Avtzis, D. N., Perdereau, E., Kerdelhué, C., & Battisti, A.** (2021). Pine processionary moths: Key players of Mediterranean forest dynamics. *Insects*, 12(4), 350. <https://doi.org/10.3390/insects12040350>
- Ayache, S., & Chakali, G.** (2017). *Les parasitoïdes embryonnaires de la processionnaire du pin sur le cèdre de l'Atlas et possibilité de leur utilisation en lutte biologique* [Thèse de doctorat, École nationale supérieure agronomique El Harrach].
- Babaz, M., et Bahaz, K.** (2023). *Étude préliminaire des effets in vitro des huiles essentielles de cinq plantes aromatiques (Lavandula sp., Origanum sp., Rosmarinus sp., Salvia sp. et Thymus sp.) sur les larves de la processionnaire du pin d'Alep* [Mémoire de master, Université de Mostaganem]. 53p.
- Badaoui, M. I.** (2017). Contribution à l'étude de la dynamique des populations de *Tuta absoluta* Meyrick (Lepidoptera ; Gelechiidae) et essais de contrôle biologique sur la culture de tomate [Thèse de doctorat, Université de Mostaganem, Algérie], 151 p.
- Baker, M., Picard, J. F., & Timbal, J.** (1982). *Larousse des arbres et arbustes de l'Europe occidentale*. Librairie Larousse.
- Balazy, S.** (2013). *Entomophthorales of Poland* (Vol. 24). Polish Academy of Sciences, W. Szafer Institute of Botany.
- Barron, G. L.** (2017). Nematophagous fungi: Endoparasites. *Mycologia*, 69(1), 1–23.
- Bassi, A.** (1835). *Del mal del segno, calcinaccio o moscardino, malattia che afflige i bachi da seta, e sul modo di liberarne le bigattaje anche le più infestate*. Tipografia Orcesi.

- Battisti, A.** (1988). Host-plant relationships and population dynamics of the Pine Processionary Caterpillar *Thaumetopoea pityocampa* (Denis & Schiffermüller). *Journal of Applied Entomology*, 105(1–5), 393–402.
- Battisti, A., Avci, M., Avtzis, D. N., Jamaa, M. L. B., Berardi, L., Berretima, W., ... & Larsson, S.** (2021). Effets des attaques répétées de la processionnaire du pin sur la mortalité des forêts méditerranéennes. *Revue Forestière Française*, 73(2), 145–160.
- Battisti, A., Larsson, S., & Roques, A.** (2017). Health risks of processionary moths: From urtication to allergy. *Current Opinion in Allergy and Clinical Immunology*, 17(5), 340–345.
- Battisti, A., Stastny, M., Netherer, S., Robinet, C., Schopf, A., Roques, A., & Larsson, S.** (2005). Expansion of geographic range in the pine processionary moth caused by increased winter temperatures. *Ecological Applications*, 15(6), 2084–2096.
- Bayındır, Z., Yılmaz, M., & Karaca, İ.** (2017). Entomopathogenic effects of *Fusarium* sp. on tomato leaf miner (*Tuta absoluta*). *Journal of Agricultural Faculty of Gaziosmanpaşa University*, 34(1), 21–28.
- Bakelli, M., & Habibi, A.** (2019). *Évaluation préliminaire de l'effet in vitro de deux entomopathogènes autochtones Beauveria sp. (Clavicipitaceae) et Fusarium sp. (Nectriaceae) sur les larves du ver blanc* [Mémoire de master, Université de Mostaganem].
- Benserradj, O.** (2014). *Evaluation de Metarhizium anisopliae à titre d'agent de lutte biologique contre les larves de moustiques* [Thèse de doctorat, Université Constantine 1].
- Bentouati, A.** (2006). *Croissance, productivité et aménagement des forêts de Pin d'Alep (Pinus halepensis Mill) du massif de Ouled Yagoub (Khenchela-Aurès)* [Thèse de doctorat, Université de Batna].
- Bentouati, A.** (2009). *Croissance, productivité et aménagement des forêts de pin d'Alep (Pinus halepensis Mill.) du massif de Ouled Yagoub (Khenchela-Aurès)* [Thèse de doctorat, Université El Hadj Lakhdar-Batna].
- Bernard, P.** (2013). *Le pin d'Alep en France*. Sylvie Blanchard.
- Blackwell, M., Hibbett, D. S., Taylor, J. W., & Spatafora, J. W.** (2006). Research coordination networks: A phylogeny for the kingdom Fungi (Deep Hypha). *Mycologia*, 98(6), 829–837.
- Botton, B., Breton, A., Fèvre, M., Gauthier, S., Guy, P., & Moulin, G.** (1990). *Champignons et mycologie : Croissance et morphologie fongique*. Éditions Masson.
- Boudjahem, I.** (2020). *Bioécologie de la processionnaire du pin (Thaumetopoea pityocampa Schiff. Lepidoptera ; Thaumetopoeidae) dans la région de Guelma. Effet de certaines molécules sur la formule hémocytaire des chenilles* [Thèse de doctorat, Université des Frères Mentouri Constantine 1].

- Boudy, P.** (1950). *Économie forestière nord-africaine : Monographie et traitement des essences forestières*. Larose.
- Bouguenna, S.** (2011). *Diagnostic écologique, mise en valeur et conservation des pineraies de Pinus halepensis de la région de Djerma* [Mémoire de master, Université de Batna].
- Bouhot-Delduc, L.** (2005). *Dynamique des populations de la processionnaire du pin et extension de son aire de colonisation de 1981 à 2004 en France*. Département de la Santé des Forêts.
- Boulanger, Y., Fabrikant, K., Sirois, L., & Johns, R. C.** (2022). Collective decision-making during colony movements in pine processionary caterpillars (*Thaumetopoea pityocampa*). *Animal Behaviour*, 183, 93–104.
- Boutte, B.** (2015). *Surveillance des dépérissements forestiers en région méditerranéenne : Cas du pin d'Alep et des chancres fongiques* [Technical Report No. DSF-2015-42]. Département de la Santé des Forêts, Ministère de l'Agriculture. <https://agriculture.gouv.fr/rapports-dsf>
- Carruthers, R. I.** (1990). Entomopathogenic fungi as biological control agents. *Environmental Microbiology*, 12(3), 223–240.
- Carus, S.** (2004). Impact of defoliation by the Pine Processionary Moth (*Thaumetopoea pityocampa*) on radial, height and volume growth of Calabrian Pine (*Pinus brutia*) trees in Turkey. *Phytoparasitica*, 32(5), 459–469.
- Caudullo, G., Welk, E., & San-Miguel-Ayanz, J.** (2017). *European Atlas of Forest Tree Species*. Publication Office of the European Union.
- Chebil, A.** (2013). *Diversité des parasitoïdes larvaires de la processionnaire du pin* [Mémoire d'ingénieur, Université Saad Dahlab de Blida].
- Chabasse, D., Bouchara, J.-P., Gentile, L., Brun, S., Cimon, B., & Penn, P.** (2002). \*Cahier de formation, Biologie médicale - Les moisissures d'intérêt médical, N° 25, Mars\*. Éditions Bioforma.
- Clarkson, J. M., & Charnley, A. K.** (1996). New insights into the mechanisms of fungal pathogenesis in insects. *Trends in Microbiology*, 4(5), 197–204.
- Dajoz, R.** (1998). *Les insectes et la forêt : Rôle et diversité des insectes dans le milieu forestier*. Tec & Doc.
- Dajoz, R.** (2000). *Insects and Forests. The Role and Diversity of Insects in the Forest Environment*. Lavoisier Publishing.
- Dajoz, R.** (2002). *Les coléoptères Carabidés et Ténébrionidés : écologie et biologie*. Lavoisier. [https://belinrae.inrae.fr/index.php?lvl=publisher\\_see&id=470](https://belinrae.inrae.fr/index.php?lvl=publisher_see&id=470)
- Démolin, G.** (1963). Les miroirs urticants de la processionnaire du pin (*Thaumetopoea pityocampa* Denis & Schiff.). *Revue de zoologie agricole et appliquée*, 4, 107–114.

- Démolin, G.** (1965). Estudio preliminar sobre las variaciones morfológicas de las orugas y adultos de las *Thaumetopoea* del grupo *pityocampa-wilkinsoni*. *Boletín del Servicio de Plagas Forestales*, 8(15), 28–41.
- Démolin, G.** (1969). Incidence de quelques facteurs agissant sur le comportement social des chenilles de *Thaumetopoea pityocampa* en procession de nymphose. Répercussion sur l'efficacité des parasites. *Colloque de Pont-à-Mousson* (publié dans *Annales de zoologie, écologie animale*).
- Démolin, G.** (1974). Réflexions générales sur la diapause et les diapauses renforcées chez la processionnaire du pin, *Thaumetopoea pityocampa* Denis et Schiff. (Lepidoptera, Thaumetopoeidae). *Compte-rendu de la Direction Générale de la Recherche Scientifique et Technique*.
- Démolin, G., & Rive, J. L.** (1968). La processionnaire du pin en Tunisie. *Les Annales de l'INRF Tunisie*, 1(1), 1–19.
- Démolin, G., Abgrall, J. F., & Bouhot-Delduc, L.** (1996). Évolution de l'aire de la processionnaire du pin en France. *Les Cahiers du DSF*, 1, 26–28.
- DGF (Direction Générale des Forêts, Algérie).** (2015). *Campagne de lutte contre la chenille processionnaire du pin : État des superficies infestées*. Conservation des Forêts de Djelfa.
- DGF (Direction Générale des Forêts, Algérie).** (2023). *Bilan national des infestations forestières 2022–2023*. Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural.
- Djerrad, Kadik L, Djouahri A.** (2015). Chemical variability and antioxidant activities among *Pinus halepensis* Mill. essential oils provenances, depending on geographic variation and environmental conditions. *Industrial Crops and Products*. 74, pp.440–449.
- DSF (Département de la Santé des Forêts, France).** (2008). *Information santé des forêts, N°58 : Hylésine*.
- DSF (Département de la Santé des Forêts, France).** (2011). *La processionnaire du pin. Information santé des forêts, 4 p.*
- DSF (Département de la Santé des Forêts, France).** (2021). *La processionnaire du pin*. <https://agriculture.gouv.fr/telecharger/132629>
- Dufresne, S. F., & St-Germain, G.** (2018). *Les moisissures en santé humaine* (2e éd.). Presses de l'Université Laval.
- Durand-Gillmann, M., Boutte, B., Fabreguettes, O., & Robin, C.** (2016). Étude des pathogènes fongiques du pin d'Alep : focus sur *Crumenulopsis sororia* et *Tomicus destruens*. *Bulletin de Pathologie Forestière*, 12(3), 45–62.
- Elie, F.** (2009). Chenilles processionnaires. Mai 2004, mars 2006, mars 2009, 2-8.
- El Hadrami, A., Rhlid, R., & Souilah, R.** (2021). Potential use of *Fusarium* isolates as biological control agents: *Helicoverpa armigera* case study. *Applied Sciences*, 11(17), 8182.

- El Mokhefi, M., Chakali, G., Noureddine, R., Bouchou, L., & Battisti, A.** (2020). Is body size a good indicator of fecundity in the genus *Thaumetopoea*? A story told by two intrageneric Mediterranean forest defoliators. *Agricultural and Forest Entomology*, 23(1), 1-9. <https://doi.org/10.1111/afe.12399>
- EPPO.** (2004). European and Mediterranean Plant Protection Organization Data sheets on quarantine pests: *Thaumetopoea pityocampa*. *EPPO Bulletin*, 34(3), 477-480. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2338.2004.00760.x>
- FAO.** (2020). Global Forest Resources Assessment 2020: Main report. Food and Agriculture Organization of the United Nations. <https://www.fao.org>
- Farjon, A.** (1996). Biodiversity of *Pinus* (Pinaceae) in Mexico: Speciation and palaeo-endemism. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 121(4), 365-384.
- Feng, M.G., Chen, B., & Ying, S.H.** (2010). Trials of *Fusarium oxysporum* strains for control of *Ostrinia nubilalis* larvae. *Biological Control*, 53(2), 286-293.
- Ferron, P., Fargues, J., & Riba, G.** (1991). Fungi as microbial insecticides against pests. In D.K. Arora & K.G. Mukerji (Eds.), *Handbook of applied mycology: Humans, animals and insects* (Vol. 2, pp. 665-706). Marcel Dekker.
- Ferreira, J.F., Marques, E.J., Marques, I.M.R., Oliveira, J.V., & Santos Junior, H.J.G.** (2005). Efeito de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin sobre ovos de *Alabama argillacea* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae). *Magistra*, 17(3), 119-123.
- Finney, D.J.** (1971). *Probit analysis* (3rd ed.). Cambridge University Press.
- Fitzgerald, T.D.** (2003). The role of trail pheromone in foraging and processionary behavior of pine processionary caterpillars *Thaumetopoea pityocampa*. *Journal of Chemical Ecology*, 29(3), 513-532.
- Gernandt, D.S., Lopez, G.G., Garcia, S.O., & Liston, A.** (2005). Phylogeny and classification of *Pinus*. *Taxon*, 54(1), 29-42.
- Goettel, M.S.** (1992). Fungi as biocontrol agents of arthropods. In *Biological Control of Arthropods* (pp. 401-433). CRC Press.
- Goettel, M.S., & Inglis, G.D.** (1997). Fungi: Hyphomycetes. In *Manual of Techniques in Insect Pathology* (pp. 213-249). Academic Press.
- Gscholar, P., Dendro, L., & Pinus, M.** (2022). Impact de la défoliation par *Thaumetopoea pityocampa* sur la croissance radiale de *Pinus halepensis*. *Annals of Forest Science*, 79(1), 25.
- HÉE (Hygiène Éco-Environnement).** (2024). Site officiel Antinuisibles Paris. Consulté le 22 juin 2025, à l'adresse: <https://antinuisibles-paris.fr>
- Hérvieu-Léger, D.** (1993). Religion as a source of social integration. In S.J. Sica & J.L. Turner (Eds.), *The Sociological Perspective* (pp. 119-134). McGraw-Hill.

- Hódar, J.A., Castro, J., & Zamora, R.** (2003). Pine processionary caterpillar *Thaumetopoea pityocampa* as a new threat for relict Mediterranean Scots pine forests under climatic warming. *Biological Conservation*, 110(1), 123-129.
- Humber, R.A.** (2012). Identification of entomopathogenic fungi. In L.A. Lacey (Ed.), *Manual of Techniques in Invertebrate Pathology* (2nd ed., pp. 151-187). Academic Press.
- INRAE.** (2013). Chenilles processionnaires: risques et biologie. Institut national de recherche pour l'agriculture, l'alimentation et l'environnement. <https://www.inrae.fr>
- INRAE.** (2024). Forêts - Hylésine du pin. ePhytia. <http://ephytia.inra.fr/fr/C/19087/Forets-Hylesine-du-pin>
- Inglis, G.D., Goettel, M.S., Butt, T.M., & Strasser, H.** (2001). Use of hyphomycetous fungi for managing insect pests. In T.M. Butt, C. Jackson, & N. Magan (Eds.), *Fungi as biocontrol agents: Progress, problems and potential* (pp. 23-69). CABI Publishing.
- Ipekdal, K., Burban, C., Sauné, L., Battisti, A., & Kerdelhué, C.** (2020). From refugia to contact: pine processionary moth hybrid zone in a complex biogeographic setting. *Ecology and Evolution*, 10, 1623-1638. <https://doi.org/10.1002/ece3.6018>
- Jactel, H., Bauhus, J., Boberg, J., Bonal, D., Castagneyrol, B., Gardiner, B., & Brockerhoff, E.G.** (2023). Effets des insectes défoliateurs sur la biodiversité des écosystèmes forestiers. *Biodiversity and Conservation*, 32(1), 45-67.
- Joachim, J., Ingremeau, D., & Dumas, H.** (2018-2023). La galerie virtuelle des insectes. *Galerie-insecte.org*. Consulté le 22 juin 2025, à l'adresse: <https://www.galerie-insecte.org/>
- Kadik, B.** (1987). Contribution à l'étude du pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill.) en Algérie. Office des Publications Universitaires.
- Kadik-Achoubi, L.** (2005). Étude phytosociologique et phytoécologique des formations à pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill.) de l'étage bioclimatique semi-aride algérien [Thèse de doctorat, USTHB].
- Kerris, T.** (2002). La chenille processionnaire du pin *Thaumetopoea pityocampa* Denis et Schiffer Müller. Hacharate.
- Khattou, M., et Omrane, A.** (2024). *Étude préliminaire des effets in vitro des huiles essentielles des plantes aromatiques (Eucalyptus sp., Myrtus sp., et Laurus sp.) et des entomopathogènes (Beauveria sp. et Fusarium sp.) sur les larves de la processionnaire du pin d'Alep* [Mémoire de master, Université de Mostaganem]. 58p.
- Khemici, M., Zamoum, M., & Demolin, G.** (1988). Écologie de *Thaumetopoea pityocampa* Denis & Schiff. (Lépidoptère, Thaumetopoeidae) en Algérie. Incidence du climat sur le comportement de l'insecte. *Annales de la Recherche Forestière en Algérie*, 3(3), 67-77.

- Kwon, H.W., Kim, S., Lee, S., & Kim, J.J.** (2021). Insecticidal activity of *Flammulina velutipes* mushroom against the red flour beetle, *Tribolium castaneum*. *Mycobiology*, 49(3), 231-239.
- Lacey, L.A., Fransen, J.J., & Carruthers, R.I.** (1996). Global distribution of naturally occurring fungi of *Bemisia*, their biologies and use as biological control agents. In D. Gerling & R. Mayer (Eds.), *Bemisia 1995: Taxonomy, Biology, Damage, and Management* (pp. 401-433). Intercept.
- Lacey, L.A., Grzywacz, D., Shapiro-Ilan, D.I., Frutos, R., Brownbridge, M., & Goettel, M.S.** (2015). Insect pathogens as biological control agents: Back to the future. *Journal of Invertebrate Pathology*, 132, 1-41.
- Lamy, M., Pastureaud, M.H., Novak, F., Ducombs, G., & Vincendeau, P.** (1986). Thaumetopoein: An urticating protein from the hairs and integument of the pine processionary caterpillar (*Thaumetopoea pityocampa* Schiff., Lepidoptera, Thaumetopoeidae). *Toxicon*, 24(4), 347-356.
- Lange, C.E., Wittenstein, E., & Cigliano, M.M.** (2016). *Nosema locustae* (Microsporidia) in grasshoppers (Orthoptera: Acridoidea) from Argentina: First report and potential as biological control agent. *Journal of Orthoptera Research*, 25(1), 19-25.
- Le Houérou, H.N.** (1990). Global change: Vegetation, ecosystems and land use in the southern Mediterranean basin by the mid-twenty-first century. *Israel Journal of Botany*, 39(4-6), 481-508.
- Leroy, M., Pastureaud, M.H., Vincendeau, P., & Ducombs, G.** (2023). Nouvelles protéines allergènes des chenilles processionnaires : caractérisation de TPS-1. *Toxicon*, 225, 107045.
- Leslie, J.F., & Summerell, B.A.** (2006). *The Fusarium Laboratory Manual*. Wiley-Blackwell.
- Lopez, G.G., Kamiya, K., & Harada, K.** (2002). Phylogenetic relationships of diploxylon pines (Subgenus *Pinus*) based on plastid sequence data. *International Journal of Plant Sciences*, 163(5), 737-747.
- Mantzoukas, S., Kitsiou, F., Natsiopoulos, D., & Eliopoulos, P.A.** (2022). Entomopathogenic Fungi: Interactions and Applications. *Encyclopedia*, 2(2), 646-656.
- Martin, J.C., & Bonnet, C.** (2008). Les moyens de lutte disponibles et à venir en milieu forestier et urbain. In *Colloque Insectes et changement climatique* (pp. 1-12). Micropolis.
- Martin, J.C., & Jambois, A.** (2016). Risques sanitaires liés aux chenilles processionnaires. *Revue Française d'Allergologie*, 56(3), 238-243.
- Martin, J.-C., & Brinquin, A.** (2017). La processionnaire du pin: Biologie, écologie et gestion raisonnée. *Forêt Méditerranéenne*, 38(3), 245-256.
- Martin, J.C., Bonnet, C., & Mazet, R.** (2009). *La processionnaire du pin : vers un contrôle écologique et raisonné*. AFPP.

- Martin, J.C.** (2005). *La processionnaire du pin : Thaumetopoea pityocampa* (Denis et Schiffermüller). *Biologie et protection des forêts*. INRA Avignon, 61 p.
- Martin, J.-C., Burel, F., & Rieux, R.** (2013). Efficiency of pheromone traps for monitoring the pine processionary moth: Implications for data interpretation. *Journal of Applied Entomology*, 137(10), 772-781. <https://doi.org/10.1111/jen.12068>
- Masutti, L., & Battisti, A.** (1990). *Thaumetopoea pityocampa* (Den. & Schiff.) in Italy: Bionomics and perspectives of integrated control. *Journal of Applied Entomology*, 110(1-5), 229-234.
- MASAF.** (2022). *Rouille vésiculeuse de l'écorce des pins : recrudescence dans le département des Landes*. <https://agriculture.gouv.fr/rouille-vesiculeuse-de-lecorce-des-pins-recrudescence-dans-le-departement-des-landes>
- McMullen, M.P., & Stack, R.W.** (1983). Effect of isolation techniques and media on the differential isolation of *Fusarium* species. *Phytopathology*, 73, 458-462.
- Meyling, N.V., & Eilenberg, J.** (2009). Ecology of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* in temperate agroecosystems: Potential for conservation biological control. *Biological Control*, 50(3), 305-316. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2009.05.003>
- MNHN & OFB.** (2003-2025). *Fiche de Thaumetopoea pityocampa* (Denis & Schiffermüller, 1775). Inventaire National du Patrimoine Naturel (INPN). [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/54674](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/54674)
- Montero, G., Cmelas, I., & Ruiz, D.** (2001). Growth and yield model for *Pinus halepensis* Mill. *Investigación Agraria: Sistemas y Recursos Forestales*, 10(1), 24-45.
- Nahal, I.** (1962). Le pin d'Alep : Étude taxonomique, phytogéographique, écologique et sylvicole. *Annales de l'École Nationale des Eaux et Forêts*, 19(4), 533-627.
- Orazio, C.** (1986). Sylviculture du pin d'Alep. *Options Méditerranéennes : Série Études*, 86(1), 47-54.
- Ortiz-Urquiza, A., & Keyhani, N.O.** (2013). Action and defense mechanisms of entomopathogenic fungi. *Current Genomics*, 14(5), 440-451. <https://doi.org/10.2174/13892029113149990001>
- Pérez-Contreras, T., Soler, J.J., & Völkl, W.** (2020). Insecticide resistance in *Thaumetopoea pityocampa*: Current status and future perspectives. *Pest Management Science*, 76(3), 898-908.
- Pimentel, D., Zuniga, R., & Morrison, D.** (2005). Update on the environmental and economic costs associated with alien-invasive species in the United States. *Ecological Economics*, 52(3), 273-288.

- Price, R.A., Liston, A., & Strauss, S.H.** (1998). Phylogeny and systematics of *Pinus*. In D.M. Richardson (Ed.), *Ecology and Biogeography of Pinus* (pp. 49-68). Cambridge University Press.
- Quesada Moraga, E., Maranhao, E.A.A., Valverde García, P., & Santiago Álvarez, C.** (2006). Selection of *Beauveria bassiana* isolates for control of the whiteflies *Bemisia tabaci* and *Trialeurodes vaporariorum* on the basis of their virulence, thermal requirements, and toxicogenic activity. *Biological Control*, 36(3), 274-287. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2005.09.022>
- Quézel, P.** (1986). *Les pins de groupes halepensis ; Ecologie, Végétation. Ecophysiologie.* Gauthier-Villars.
- Quézel, P., & Barbero, M.** (1992). Les pins méditerranéens : taxonomie et distribution géographique. *Bulletin de la Société Botanique de France*, 139(2), 125-134.
- Raymond, P.** (2009). *Impact des défoliateurs sur les écosystèmes forestiers.* Éditions Quae.
- Rehner, S.A., Minnis, A.M., Sung, G.-H., Luangsa-ard, J.J., Devotto, L., & Humber, R.A.** (2011). Phylogeny and systematics of *Beauveria* based on multilocus sequence data. *Fungal Biology*, 115(10), 973-987.
- RNC (Ressources naturelles Canada).** (2011). Cochenille du pin. *Atlas des insectes forestiers du Canada.* <https://aimfc.rncan.gc.ca/fr/insectes/fiche/5957>
- Rivière, J.** (2011). *Les chenilles processionnaires du pin : évaluation des enjeux de santé animale* [Thèse doctorat vétérinaire, Faculté de médecine de Créteil, France], 206 p.
- Robinet, C., Baier, P., Pennerstorfer, J., Schopf, A., & Roques, A.** (2007). Modelling the effects of climate change on the potential feeding activity of *Thaumetopoea pityocampa*. *Climatic Change*, 86(3-4), 321-335. <https://doi.org/10.1007/s10584-007-9287-1>
- Robinet, C., Laparie, M., & Rousselet, J.** (2023). Metabolic adaptations during diapause in pine processionary moth pupae: Insights from transcriptomic analysis. *Frontiers in Physiology*, 14, 1123456.
- Robinet, C., Kerdelhue, C., & Roques, A.** (2023). Variabilité de la diapause pupale et de la nymphose chez la processionnaire du pin en fonction des conditions climatiques. *Journal of Insect Physiology*, 155, 105483. <https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2023.105483>
- Rockefeller, A.** (2022, June 10). *Insect infected by entomopathogenic fungus* [Photograph]. iNaturalist. <https://www.inaturalist.org/photos/209703234>
- Raper, K.B., & Fennell, D.I.** (1965). *The Genus Aspergillus.* Williams & Wilkins.
- Roques, A.** (2015). Processionary moths and climate change: an update. In \*Proceedings of the 4th International Workshop on the Genetics of Host-Parasite Interactions in Forestry\* (pp. 28-30).

- Roques, A., Auger-Rozenberg, M.A., Avtzis, D., Borowiec, N., Courtin, O., Denux, O., ... & Yart, A.** (2015). Climate warming and the expansion of the pine processionary moth: Combining process-based modelling and historical data. *Ecological Modelling*, 306, 165-178. <https://doi.org/10.1016/j.ecolmodel.2014.08.013>
- Ruiu, L.** (2015). Insect pathogenic fungi as biological control agents of pests. *Biocontrol Science and Technology*, 25(5), 487-512. <https://doi.org/10.1080/09583157.2015.1029040>
- Saiah, F.** (2014). *Contribution à l'étude sur la lutte biologique à l'égard de Phyllocnistis citrella Stainton (Lepidoptera ; Gracillariidae), mineuse des Citrus* [Thèse de doctorat, Université de Mostaganem].
- Samietz, J., Bieri, M., & Graf, B.** (2022). Temperature-dependent developmental thresholds and phenotypic plasticity in the pine processionary moth. *Insect Science*, 29(3), 789-801.
- Samson, R.A., Visagie, C.M., & Houbraken, J.** (2014). Phylogeny, identification and nomenclature of the genus *Aspergillus*. *Studies in Mycology*, 78, 141-173.
- Sandhu, S.S., Sharma, A.K., & Beniwal, V.** (2012). Entomopathogenic fungi as effective biocontrol agents against *Aedes aegypti* larvae. *Journal of Pathology Research*, 1(3), 58-62.
- Sánchez-Ramos, I., & Castañera, P.** (2001). Chemical control of processionary caterpillars. *Crop Protection*, 20(6), 489-495.
- Sánchez-Rodríguez, A.R., Leyva-Madriral, K.Y., & Martínez-Rocha, A.L.** (2015). *Fusarium* species with entomopathogenic potential: Current status and future perspectives. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 33(1), 1-17.
- Santiago-Álvarez, C., Quesada-Moraga, E., & Maranhao, E.A.A.** (2006). Pathogenicity of *Fusarium solani* isolates to *Phthorimaea operculella*. *Journal of Invertebrate Pathology*, 93(2), 125-128.
- Santos, M., Ferreira, B., Reis, F., & Vasconcelos, M.W.** (2022). Impacts des poils urticants sur la qualité des sols forestiers. *Soil Biology and Biochemistry*, 168, 108634.
- Shrestha, B., Tanaka, E., Hyun, M.W., Han, J.G., Kim, C.S., Jo, J.W., ... & Sung, G.H.** (2019). The medicinal fungus *Cordyceps militaris*: Research and development. *Fungal Diversity*, 98(1), 1-19.
- Solter, L.F., Becnel, J.J., & Oi, D.H.** (2012). Microsporidian entomopathogens. In F.E. Vega & H.K. Kaya (Eds.), *Insect Pathology* (2nd ed., pp. 221-263). Academic Press.
- Tanada, Y., & Kaya, H.K.** (1993). *Insect pathology*. Academic Press.
- Teetor-Barsch, G.H., & Roberts, D.W.** (1983). Entomogenous *Fusarium* species. *Mycopathologia*, 84(1), 3-16.
- Todorova, S.I., & Keller, S.** (1996). Development of *Beauveria bassiana* in *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae): Influence on survival and reproduction. *Journal of Invertebrate Pathology*, 67(2), 163-169.

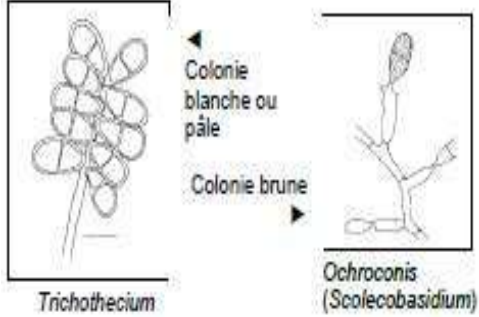
- Todorova, S.I., & Vázquez, L.** (1994). Biological activity of *Beauveria bassiana* against *Cyclocephala signaticollis* and *Leptinotarsa decemlineata*. *Revista de Protección Vegetal*, 9(2), 115-122.
- Vega, F.E., Goettel, M.S., Blackwell, M., Chandler, D., Jackson, M.A., Keller, S., ... & Roy, H.E.** (2012). Fungal entomopathogens: New insights on their ecology. *Annual Review of Entomology*, 57, 187-206.
- Venkatesh, G., Sakthi Priya, P., Anithaa, V., Dinesh, G.K., Velmurugan, S., Abinaya, S., ... & Thennarasi, A.** (2022). Role of entomopathogenic fungi in biocontrol of insect pests. In *Plant Protection* (pp. 1-22). De Gruyter.
- Villemant, C., Barroso, J., & Rousselet, J.** (2011). La processionnaire du pin et ses ennemis naturels. *Revue Forestière Française*, 63(2), 131-140.
- Worza, S.** (2025). Fiche de *Parus major* Linnaeus, 1758. Dans MNHN et OFB (2003-2025), Inventaire national du patrimoine naturel (INPN). [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/3764](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/3764) (Consulté le 23 juin 2025)
- Wang, X.L., Yao, Y.J., Liu, J.K., & Hyde, K.D.** (2020). Current understanding of *Ophiocordyceps sinensis* for medicinal use. *Phytomedicine*, 68, 153168.
- Weiser, J.** (1972). *Beauveria* Vuill. In: *Nemoci hmyzu*. Naklad. Ceskoslov. Akademie, Praha, pp. 361-377.
- Zar, J.H.** (2010). *Biostatistical Analysis* (5th ed.). Pearson Education.
- Zimmermann, G.** (2007). Review on safety of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Beauveria brongniartii*. *Biocontrol Science and Technology*, 17(6), 553-596.

# Annexes

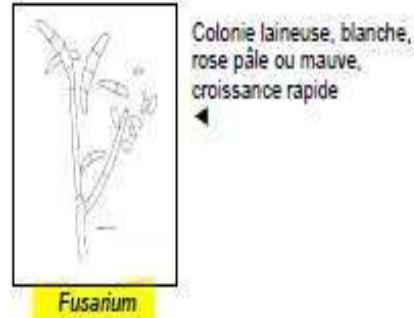
Annexe 01 : Identification des champignons entomopathogènes (Dufresne et St-Germain, 2018)

E.2 Conidies pluricellulaires présentes  
(conidies unicellulaires parfois aussi présentes)

Conidies bicellulaires

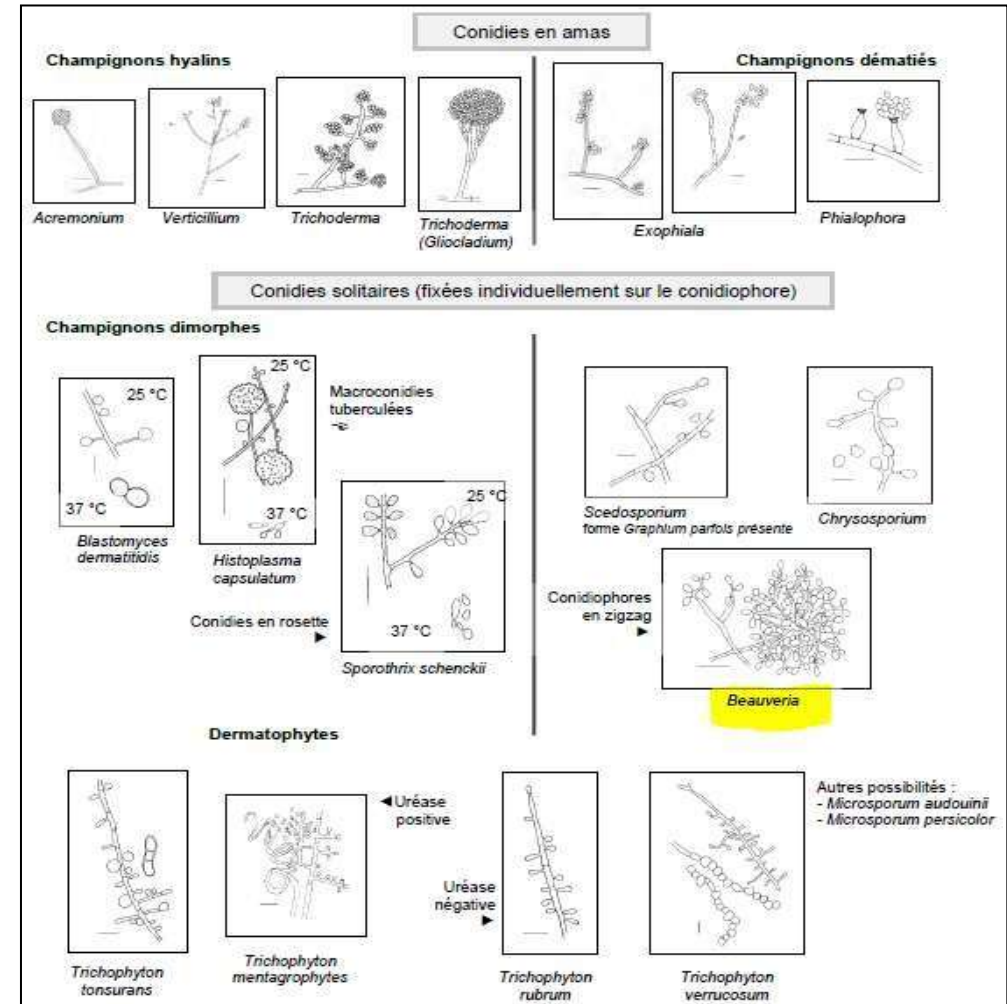
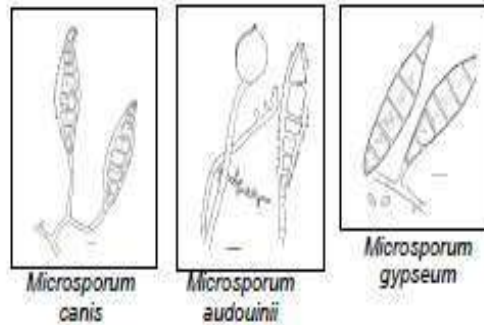
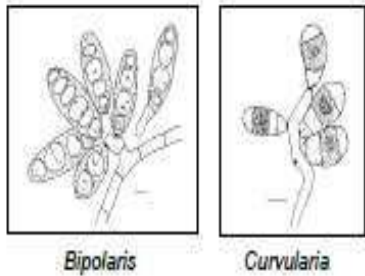


Macroconidies pluricellulaires avec microconidies unicellulaires



Dermatophytes

Conidies avec plus de 2 cellules



**Annexe 02 : Composition du milieu de culture PDA (Potato-Dextrose-Agar)**

- Pomme de terre..... 200g
- Glucose..... 20g
- Agar-agar..... 20g
- Eau distillé.....1000ml